

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCR



605THV-2

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA  
RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE Sâad Dahleb –BLIDA-  
DEPARTEMENT DE SCIENCES VETERINAIRE

**MEMOIRE DE FIN D'ETUDES**

EN VUE DE L'OBTENTION  
DU DIPLÔME DE DOCTEUR VETERINAIRE

**THEME :**

**SUIVI ECHOGRAPHIQUE DU CYCLE  
OESTRAL CHEZ 05 JUMENTS DE LA  
JUMENTERIE DE CHEBLI**

Présenté par : M. BELLALA Abdesselam  
M. BOUZEGZI Abdelhak

Le jury :

- Président-examineur : Dr. AMMI Mouhamed
- Examineur : SAHRAOUI Amel Hind
- Promoteur : Dr. IDRES Takfarinas
- Co-Promoteur: Dr. BOUZIANE Zhor.

Année universitaire : 2011/2012

**Résumé :**

L'échographie est un outil de diagnostic à l'innocuité avérée, fiable et précoce couramment utilisée par les vétérinaires chez les juments et très bien acceptée par les éleveurs qui ont vu la supériorité d'un tel moyen d'investigation, ainsi la nécessité de savoir maîtriser ce moyen par les vétérinaires semble prioritaire.

Notre travail a consisté à nous initier à l'usage et au suivi échographique du cycle œstral et donc faire la différence entre les différentes structures ovariennes ainsi le repérage du follicule pré-ovulatoire et la mesure de son diamètre afin de présumer la date de l'ovulation.

Les différentes situations classiquement rencontrées en gynécologie équine (soufflage, examen des ovaires, utérus en œstrus et en dioestrus, saillie) sont illustrées par des images échographiques, des photographies et des schémas.

Ce travail est un outil dynamique qui se veut pédagogique pour les praticiens et étudiants vétérinaires et doit permettre à son utilisateur d'améliorer son aptitude à réaliser et interpréter des images échographiques.

Le résultat de notre travail a montré que chez 60% des juments étudiées ont ovulé à la fin des chaleurs tandis que 40% ont ovulé 24h avant la fin des chaleurs.

**Mots clés:**

Echographie, suivi échographique, examen des ovaires, follicule pré-ovulatoire, œstrus, dioestrus, images échographique, la jument.

## Summary

Ultrasonography is a tool of diagnosis which is recognized as being harmless; it is reliable and feasible at an early stage, commonly used by veterinary surgeons for equine and very well accepted by breeders who have seen the overwhelming benefits of such a means of investigation, so that the necessity of good using this tool seems a priority.

Our work has consisted to initiate us on how to use and ultrasound monitoring of the estrous cycle so we can differentiate between the various structures and the identification of ovarian pre-ovulatory follicle and measuring its diameter to presume the date of ovulation.

The various classic situations met in equine genecology (blowing, examination of the ovaries, uterus in estrus and diestrus, projection) are illustrated with ultrasound images, photographs and diagrams.

This work is a dynamic tool which is intended to be educational for practitioners and veterinary students and to allow its user to improve his/her capacity to make and interpret ultrasonic images.

The result of our work showed that 60% of studied mares ovulated at the end of heat and 40% ovulated 24 hours before the end of heat.

### Keywords:

Ultrasound, ultrasound monitoring, examination of the ovaries, preovulatory follicles, estrus, diestrus, ultrasound images, mare.

## ملخص:

الموجات فوق الصوتية هي أداة تشخيصية ذات سلامة مؤكدة، موثوق بها وتستخدم عادة في وقت مبكر من دورة الشبق من قبل الأطباء البيطريين لدى الخيول (الأفراس) كما انها مقبولة بصورة جيدة جدا من قبل المزارعين الذين شاهدوا تفوق مثل هذه الوسيلة ، ولهذا السبب الحاجة إلى اتقان هذه الطريقة من قبل الاطباء البيطريين يعد أولوية حتمية وهذه الدراسة تعرض لنا تعليم مبادئ استخدام الموجات فوق الصوتية ورصد لدورة الشبق، وبالتالي للتمييز بين مختلف العضويات وتحديد جراب المبيض قبل الاباضة وقياس قطرها لمعرفة التاريخ المفترض للاباضة .

تستخدم هذه الوسيلة في مختلف الحالات التي تواجه الاطباء البيطريين عادة في الجهاز التناسلي للفرس (جس الافراس في حالة الشبق، فحص المبيض والرحم في حالة شبق و غيره ) موثقة في صور موجات فوق الصوتية، والصور الفوتوغرافية و الرسوم البيانية.

هذا العمل هو أداة حيوية موجهة للعاملين في التعليم وطلاب البيطرة ، تعزز قدراتهم على اداء وتفسير الموجات فوق الصوتية .

وأظهرت نتيجة عملنا 60% من الافراس أباضت في نهاية الشبق و40% اباضت قبل 24 ساعة من نهاية الشبق .

## كلمات البحث :

الموجات فوق الصوتية، المتابعة بالموجات فوق الصوتية، فحص المبايض، جراب سابق للاباضة، شبق، هجوع الودق، الصور باموجات فوق الصوتية،الفرس .



## REMERCIEMENTS

A Monsieur Takfarinas IDRES,

Magistère en "Nutrition et reproduction des bovins", pour la confiance dont il a fait preuve à mon égard en ayant cru à la faisabilité de ce travail.

A Madame Zhor Bouziane,

Docteur vétérinaire et directrice de la jumenterie Chebli. J'espère que vous trouverez dans l'accomplissement de ce travail, le produit bénéfique de votre encadrement. Mes

Plus sincères remerciements.

A docteur AMMI Mouhamed

D'avoir accepté de présider notre jury de thèse et d'évaluer la valeur scientifique de notre

Travail, Je le remercie surtout pour sa disponibilité et son extrême gentillesse mais aussi d'avoir fait l'honneur d'examiner notre travail. Merci.

A Docteur Sahraoui Amel Hind

Qui m'a fait l'honneur de juger notre modeste travail.

A docteur Anouar qui nous a aidé à réaliser notre partie expérimentale.

# Dédicaces

Avant tout je remercie dieu le tout puissant de l'aide et la patience qu'il m'a octroyé durant ces Cinq années d'étude.

A ma Maman,

Sans qui mon rêve de devenir vétérinaire n'aurait jamais été réalisable,

Car chacun de tes petits gestes du quotidien a fait la personne que je suis aujourd'hui,

Merci d'avoir fait passer nos vies avant la tienne,

Avec tout mon amour, infinis remerciements.

A mon père,

Qui, malgré tout, a toujours voulu ma réussite et a su être là pour moi,

Mille mercis.

Je dédie ce travail à mes sœurs ; la princesse Meriem et la petite princesse Zineb

A mon cher frère Saleheddine le king et le petit prince Tarek

J'espère que vous serez fières de votre Frère et que cela vous serve d'exemple pour avancer dans la vie et réussir dans vos carrières.

A la mémoire de ma chère grand-mère et mon cher grand-père.

A mes tantes Fatima, Naima, Faiza, Louiza, Naziha

A mes oncles Mustapha, Djamel, Rachid.

A tous mes amis en particulier Hako, Islam, Soufiane, Wlid et younes de l'association ibn el baytar.

A tous les amis du cheval en Algérie qui espèrent son bien-être et sa promotion.

# DÉDICACES

A mes parents

Pour m'avoir encouragé à travailler et pour leur soutien moral et matériel dans les moments les plus difficiles et la confiance qu'ils m'ont toujours accordés.

A mes frères Younes et abdeljebbar, ma sœur soumeya, mes tantes surtout Zineb, Zehira, et Faiza qui m'ont énormément aidé durant mes cinq années d'études supérieures.

A ma grande mère, mes oncles, mes cousins, mes tantes et toute ma famille.

A mes amis, que j'ai toujours respectés et, à qui je souhaite la pleine réussite dans les études et une vie pleine de bonheur et de santé.

A mon binôme salim qui a utilisé tous les moyens pour qu'on puisse soutenir dans les bons délais.

Et enfin à tous les amis du cheval en Algérie qui espèrent son bien-être et son développement.

## Tables des matieres

### Tables des illustrations

### Abréviations

Introduction.....	01
-------------------	----

## PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

### CHAPITRE I : GENERALITES

1. Rappels historiques sur la technique.....	03
2. Les réalisations possibles par un examen échographique en physiologie de la reproduction.....	04
3. Palpation transrectale et échographie.....	05
4. L'échographie est une technique exigeante sur le plan intellectuel.....	05
5. Sécurité et utilisation de l'échographe.....	05

### CHAPITRE II : ECHOGRAPHIE : PRINCIPES

1. les ultrasons.....	06
1.1 Formation.....	06
1.2 Propagation.....	06
1.3 Interaction avec les tissus.....	07
1.4 Formation de l'image.....	08
2. l'image échographique.....	08
2.1 Interprétation des images obtenues.....	08
2.1.1 Images de contours.....	08
2.1.2 Images des tissus.....	09



2.2 Qualité de l'image.....	10
2.2.1 Réglage.....	10
2.2.2 Caractéristique de l'appareil.....	10
2.3 Les artéfacts.....	11
2.3.1 Artéfacts nuisibles.....	11
2.4.2 Artéfacts utiles.....	12
3. Les différents types de sondes.....	13
3.1 Les sondes mécaniques (sectorielles).....	13
3.2 Les sondes électroniques (linéaires).....	13

### **CHAPITRE III : ECHOGRAPHIE CHEZ LA JUMENT**

A/ Rappels de physiologie sexuelle équine.....	14
B/ Aspect échographiques du tractus génital de la jument dans différents états physiologiques.....	22
1. Utérus sain.....	22
1.1 Corps utérin.....	23
1.1.1. En œstrus.....	23
1.1.2. En dioestrus.....	23
1.2 Cornes utérines.....	23
1.2.1. En œstrus.....	23
1.2.2. En dioestrus.....	23
2. Ovaires.....	25
2.1 Follicules.....	25
2.2 Corps jaune.....	28

## PARTIE EXPERIMENTALE

<b>Objectif .....</b>	<b>29</b>
1. Matériel.....	29
1.1 Période.....	29
1.2 Lieu.....	29
1.3 Animaux.....	30
1.4 Choix des animaux pour l'expérimentation.....	30
1.5 Alimentation.....	31
1.6 Conditions d'élevage et d'hébergement des animaux.....	31
1.7 Soins et prophylaxie.....	32
1.8 Local et moyens de contention.....	32
1.9 Instrument et consommable.....	32
1.10 Matériel d'imagerie.....	33
2. Méthodes.....	33
2.1 Détection de l'œstrus.....	33
2.1.1 Soufflage.....	33
2.1.2 Par échographie.....	35
2.1.2.1 Observation de l'activité ovarienne et la détection du follicule pré ovulatoire .....	35
2.1.2.2 Constatation de l'ovulation .....	36
3. Saillie.....	37
4. Suivie échographique .....	38

4.1 Déroulement de l'examen échographique.....	38
4.1.1 Précautions à prendre .....	38
4.1.1.1 Pour la jument.....	39
4.1.1.2 Pour l'examineur.....	39
4.2 Repérage des ovaires .....	41
4.3 Images échographiques des différentes parties du tractus génital de la jument.....	42
5. Résultats.....	46
6. Discussion des résultats.....	47
Conclusion.....	49
Recommandations.....	50

## **Annexe**

### **Références bibliographiques**

## LISTE DES FIGURES :

<b>Figure 1 : Phénomènes d'émission/réception des ultrasons .....</b>	<b>6</b>
<b>Figure 2 : Trajet des ultrasons a l'interface entre deux milieux.....</b>	<b>8</b>
<b>Figure 3 : sondes mécanique (sectorielle).....</b>	<b>13</b>
<b>Figure 4 : sonde électronique (linéaire) .....</b>	<b>13</b>
<b>Figure 5 : Mécanisme de stimulation photopériodique.....</b>	<b>14</b>
<b>Figure 6 : croissance et différenciation du follicule.....</b>	<b>16</b>
<b>Figure 7 : schéma représentant la croissance et les changements de forme du follicule préovulatoire équin .....</b>	<b>19</b>
<b>Figure 8 : Hormones intervenant chez la jument cyclique.....</b>	<b>21</b>
<b>Figure 9 : les hormones chez la jument.....</b>	<b>21</b>
<b>Figure 10 : représentation schématique de la coupe transversale (A) corne utérine et de la coupe longitudinale (B) du corps de l'utérus.....</b>	<b>22</b>
<b>Figure 11 : Plan de coupe des différentes parties du tractus génital de la jument à l'aide d'une sonde échographique linéaire .....</b>	<b>22</b>



**LISTE DES TABLEAUX :**

**Tableau I: Tableau représentant l'impédance selon le milieu traversé. ....7**

**Tableau II : Echogénicité des tissus en fonction de leur nature .....9**

**Tableau III : différence de pouvoir de résolution en fonction de la fréquence des sondes  
échographique .....11**

**Tableau IV : élément de comportements caractéristiques.....35**

**Tableau V : résultats du suivi échographique des juments étudiées.....46**

## LISTE DES PHOTOS :

Photo 01 : La jumenterie SIFACO .....	30
Photo 02 : Box individuel.....	31
Photo 03: La cours des poulinière à la jumenterie.....	31
Photo 04: Emplacement réservé à la pratique de l'échographie.....	32
Photo 05 : échographe Agro-scan A14.....	33
Photo 06 : le soufflage de la jument « FARAH ».....	33
Photo 07 : jument présentant des signes explicites de chaleurs : (A) flairagenaso-nasal ;(B) relevé de la queue ; (C) posture de camper ; (D) jet d'urine ; (E) clignotis vulvaire.....	34
Photo 08 : Follicule pré-ovulatoire(42,5mm).....	36
Photo 09 : La saillie ;(A,B) Préparation de la jument, (C, D) Le saut de l'étalon ; (E) Ejaculation.....	38
Photo 10 : contention d'une jument en vue d'un examen échographique.....	40
Photo 11 : contention d'une jument en vue d'un examen échographique.....	40
Photo 12 : vidange des crottins.....	41
Photo 13 : coupe sagittale de la vessie d'une jument (flèches) ; (1) paroi vésicale ; (2) urine échogène.....	42
Photos 14 : Utérus en dioestrus.....	42
Photos 15 : Utérus en œstrus.....	43
Photos 16 : Utérus en œstrus.....	43
Photos : 17 Utérus en œstrus.....	43

<b>Photos18 : Ovaire de jument en dioestrus.....</b>	<b>44</b>
<b>Photos19 : Ovaire portant un follicule dominant.....</b>	<b>44</b>
<b>Photos 20 : Follicule pré-ovulatoire .....</b>	<b>45</b>
<b>Photo 21 : Corps jaune en formation.....</b>	<b>45</b>
<b>Photo 22 : Corps jaune.....</b>	<b>45</b>
<b>Photos 23 : Corps jaune en régression.....</b>	<b>45</b>

## LISTE DES ABREVIATIONS :

**MHz : méga hertz.**

**%: pour cent.**

**OPU: ovium Pick up.**

**FIV: fécondation in vivo.**

**°C : degré Celsius.**

**milliwatt/cm<sup>2</sup> : milliwatt par centimètre carré.**

**HZ : hertz.**

**m/s : mètre par seconde.**

**g /cm<sup>2</sup>/s : gramme par centimètre carré par seconde.**

**TGC : Total gain control.**

**mm : millimètre.**

**ng/ml : nano gramme par millilitre.**

**ADN : Acide Désoxyribonucléique.**

**FSH : follicule stimulating hormone.**

**LH : Luteinizing Hormone.**

**PGE2 : prostaglandine E2.**

**PGF2 $\alpha$  : prostaglandine F2 $\alpha$ .**

**J : jour.**

**h : heure.**



### Introduction :

Il est connu, depuis fort longtemps, que certains animaux tels que les baleines, les dauphins et les chauves-souris utilisent les ultrasons afin de pouvoir localiser les objets et les proies à leurs portées.

En 1883, le physiologiste anglais Francis Galton invente un “sifflet à ultrasons”. En soufflant dans ce sifflet, l’homme ne perçoit rien alors que les chiens réagissent. Mais c’est surtout la découverte en 1880, de la piézo-électricité, par les frères Pierre et Jacques Curie, qui a permis la production des ultrasons et leur utilisation.

Les premières études des ultrasons étaient dédiées aux technologies de guerre, c’est ainsi que durant la première guerre mondiale, l’homme utilisait les ultrasons pour détecter les sous-marins. En 1918, Langevin utilise la voie ultrasonore pour mesurer la profondeur des mers et océans et détecter la présence d’icebergs au moyen de sonars, depuis, cette technologie n’a cessé de se répandre partout dans le monde.

Il faudra attendre les années 1970 pour voir naître les premières applications de l’ultrasonographie en médecine, les travaux de Wild et Reid qui réalisèrent les premières images de coupes échographiques ouvrirent la voie de la recherche en médecine.

En reproduction équine, l’examen échographique répond à trois souhaits fréquemment exprimés par les éleveurs : il confirme les diagnostics douteux posés par palpation rectale, il révèle précocement les juments non-gestantes et il détecte les cas de gestation gémellaire. Il constitue donc un moyen idéal pour augmenter la fécondité des juments d’élevage puisqu’il conduit à optimiser le nombre d’œstrus manifestés par la jument au cours de sa période d’activité sexuelle typiquement saisonnière.

Le recours à l’échographie offre notamment l’avantage d’une plus grande précocité et d’une plus grande fiabilité que la palpation transrectale de l’utérus. La précocité du diagnostic de gestation dépendant de la fréquence d’émission de la sonde échographique. En effet, le pouvoir de résolution de la sonde émettrice (la capacité à différencier deux structures voisines) est directement proportionnel à sa fréquence d’émission. Une sonde échographique de 5 MHz permet de détecter la vésicule embryonnaire dès le 11<sup>ème</sup> voire 9<sup>ème</sup> jour de gestation. La vésicule embryonnaire a, à ce moment un diamètre compris entre 3 et 5 mm. C’est à partir du 14<sup>ème</sup> jour de gestation que la présence de la vésicule embryonnaire est habituellement décelée dans l’utérus au moyen de sondes

de 2 à 3.5 MHz. L'exactitude du diagnostic échographique de gestation réalisé 14 à 50 jours après la fécondation est comprise entre 92 et 100 %. A partir du 20<sup>ème</sup> jour de gestation, l'exactitude de son diagnostic par échographie ou par palpation rectale est pratiquement équivalente.

En pratique, il a été recommandé de poser au 18<sup>ème</sup> jour de gestation le moment du premier diagnostic. Cette façon de faire permet d'éliminer les juments susceptibles de venir en chaleurs. Si la jument présente une prédisposition à la double ovulation, un examen plus précoce sera réalisé (entre le 12<sup>ème</sup> et le 15<sup>ème</sup> jour de gestation) de manière à pouvoir les cas échéant procéder à un écrasement manuel d'une des deux vésicules embryonnaires (Mc Kinnon in Equine Reproduction p 505)

Le présent travail se propose de suivre le cycle œstral des juments, présentes au niveau de la jumentrie de Chebli moyennant l'échographie.

Nous avons procédé, dans le but de :

- ✓ Suivre le développement folliculaire (follicule pré-ovulatoire, corps jaune).
- ✓ A la maîtrise du cycle œstral (pour ne pas gaspiller les saillies).

## I.GENERALITES :

L'échographie est une technique d'imagerie médicale basée sur l'utilisation d'ondes ultrasonores. Elle permet, en effet, de visualiser de façon non-invasive les organes internes en général et ceux de l'appareil génital en particulier, cette visualisation se faisant dans la masse même des structures (anatomie interne).

L'échographie est la technique qui, avec la radio-immunologie, a le plus contribué à la progression des connaissances en physiologie et physiopathologie de la reproduction. [1]

### 1. Rappels historiques sur la technique :

**1952:** Premières tentatives d'examens des tissus biologiques par une méthode échographique ultrasonore (Howery et Wild)

---

**1970:** Premières échographies à balayage mécanique sur lesquels les mouvements rapides de la sonde commandée par un moteur permettent d'obtenir plusieurs images par secondes et d'observer en temps réel des tissus en mouvement.

---

**Années 70:** L'écho structure devient visible grâce à l'emploi de convertisseurs d'images donnant des images en échelle de gris.

---

**1980 :** En France, première image échographique transrectale des organes génitaux de la jument (Palmer et Driancourt).

---

**Années 80 :** Amélioration de la qualité des images par l'introduction des sondes ultrasoniques à barrettes qui permettent la focalisation d'un faisceau ultrasonore à plusieurs profondeurs.

---

**Années 90 :** Miniaturisation des sondes et fonctionnement à haute fréquence (meilleure résolution) développement de l'endosonographie.

---

[1]



## 2. Les réalisations possibles par un examen échographique en reproduction animale

Divers utilisations de l'échographie sont possibles et envisageables dans le domaine de la reproduction, elles peuvent être énumérées comme suite [1] :

1. **Déterminer le statut saisonnier des ovaires** : En vue d'opter pour une conduite à tenir adéquate ;
2. **Déterminer si une femelle a atteint le stade de puberté** : En suivant l'activité folliculaire et ovulatoire ;
3. **Monitorer les follicules ovariens pour réaliser un diagnostic ou évaluer un traitement (ex: super ovulation)** : Cela permet de décider de la suite à donner au schéma de traitement suivi ;
4. **Repérer l'ovulation (ou son échec)** : Afin de poser un diagnostic définitif des femelles souffrant de défaut d'ovulation ;
5. **Monitorer le corps jaune** : Afin de suivre son évolution physiologique ou mettre fin à sa présence pathologique ;
6. **Etablir le stade du cycle œstral** : Pour une plus grande précision des traitements de maîtrise des cycles et des biotechnologies en général ;
7. **Différencier un corps jaune persistant d'un état anovulatoire** : Afin d'opter pour une thérapeutique efficace ;
8. **Evaluer le moment propice de l'insémination artificielle** : Dans le souci d'augmenter les taux de réussite ;
9. **Collecter des ovocytes par OPU** : Considérée comme la première étape des biotechnologies de la FIV
10. **Evaluer la capacité d'une femelle à servir de réceptrice pour le transfert embryonnaire** : En appréciant son intégrité anatomique ;
11. **Détecter précocement la présence d'un embryon** : En vue de remettre, le cas échéant, la femelle à la reproduction ;
12. **Détecter des embryons jumeaux chez la jument et éliminer l'un des embryons manuellement** : Afin d'optimiser les chances d'évolution de celui restant ;
13. **Sexer les fœtus** : Surtout employé dans les élevages sélectifs (Elevage de taurillons de boucherie, élevage de vaches laitières hautes productrices, élevage d'étalons reproducteurs ou de juments de course)
14. **Déterminer la vitalité fœtale et la position pré-partum** : Afin d'anticiper d'éventuelles dystocies ;



15. **Evaluer l'involution utérine post-partum** : En vue de décider du moment de la remise à la reproduction ;
16. **Diagnostic précoce du temps de la mort embryonnaire (absence de battements cardiaques)** : S'en suivra l'interruption de la gestation avant que d'éventuelles complications ne surviennent ;
17. **Diagnostiquer des ovaires pathologiques (kystes lutéaux, folliculaires, pyomètres, hydrosalpinx...) tumeurs ovariennes** : ce qui dictera la conduite à tenir thérapeutique [1].

### **3. Palpation rectale et échographie :**

Pendant longtemps la palpation transrectale a été la seule technique pour "explorer" les organes génitaux des grandes femelles domestiques.

La palpation transrectale reste une technique à maîtriser mais la valeur informative de l'échographie est très supérieure à celle de la palpation transrectale à l'exception des informations relatives à la consistance et la sensibilité des organes. [1]

### **4. L'échographie est une technique exigeante sur le plan intellectuel :**

La réalisation de l'interprétation rationnelle des informations issues d'un examen échographique nécessite de maîtriser un ensemble de connaissances biologiques (anatomie, physiologie, pathologie) et biophysiques (physique des ultrasons, formation de l'image, genèse des artefacts...). [1]

### **5. Sécurité et utilisation de l'échographie :**

La technique d'échographie est normalement sans danger. La réponse des tissus aux ultrasons (vibration des molécules tissulaires et absorption de la chaleur) sont sans conséquence, (l'élévation de température ne peut pas dépasser 1°C).

L'énergie minimum pour produire des lésions est de 100 milliwatt/cm<sup>2</sup>, les ultrasons de l'échographe n'émettant que de 1 à 10 milliwatt/cm<sup>2</sup> [1].

## II. ECHOGRAPHIE : PRINCIPES :

### 1. Les ultrasons :

#### 1.1 Formation :

L'émission d'ultrasons se fait selon l'effet dit (piézo-électrique) : une différence de potentiel alternative est appliquée entre les faces d'un cristal, qui se met à vibrer en émettant des ondes sonores (figure 1) [2], de l'ordre du million de Hertz, l'oreille humaine ne perçoit que des fréquences de 30 à 15000 Hz elles sont donc inaudibles pour l'homme.

Ce sont les ultrasons le, ou les cristaux à l'origine de ce phénomène sont contenus dans la sonde de l'échographe [3].

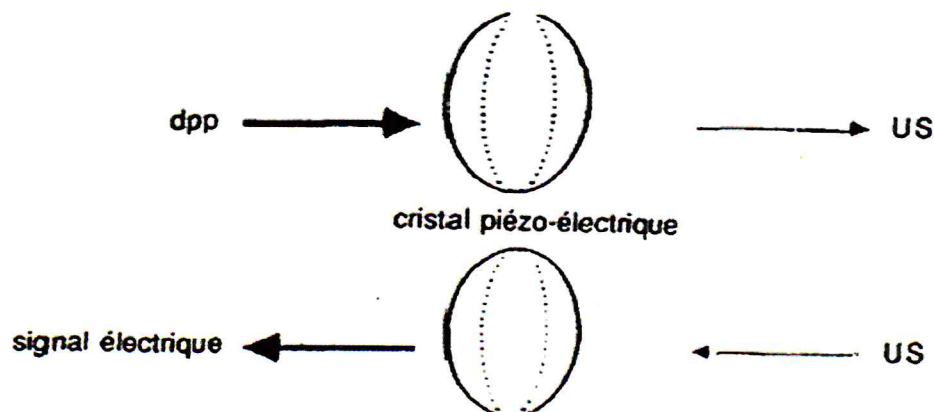


fig. 1 : phénomènes d'émission / réception des ultrasons (1)  
US = ultrasons  
dpp = différence de potentiel

Figure 1 : Phénomènes d'émission/réception des ultrasons [2].

#### 1.2. Propagation :

La propagation des ultrasons dans le milieu biologique qu'il travers se fait en ligne droite, leur vitesse de déplacement dépend de la densité du milieu : plus ce milieu est dense, plus les ultrasons voyagent vite (3380m /s dans l'os et 354m/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 réflexions),

**Du milieu lui-même** : l'absorption est maximale pour les milieux à très forte cohésion (l'os) ou très faible cohésion (l'air). De plus, un milieu est défini acoustiquement par son impédance, produit de la densité du milieu par la vitesse de propagation du son dans ce milieu. Les valeurs des impédances des différents milieux biologiques sont présentées dans le tableau I, c'est la différence d'impédances entre deux milieux qui détermine les modalités de renvoi des échos ultrasonores [2].

**Tableau I: Tableau représentant l'impédance selon le milieu traversé [2].**

Milieu	Impédance ( $\text{g/cm}^2/\text{s}$ )
Air	0,00042
Graisse	1,41
Sang	1,56
Muscle	1,68
Peau	2,15
Os	7,3

### 1.3 Interaction avec les tissus :

Lorsque les ondes ultrasonores rencontrent la limite entre deux milieux d'impédances acoustiques très différentes, cette limite est appelée interface acoustique, elles 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) (figure 2), selon la nature du tissu en jeu, on pourra avoir une réflexion de l'onde incidente (si les impédances des tissus sont très différentes, comme dans le cas de l'interface tissu mous/os, par exemple), entraînant une perte de l'information sur les tissus les plus profonds ; ou alors une partie de l'énergie est réfléchie, l'autre est transmise, les tissus plus profonds seront alors traversés eux aussi par l'onde sonore et ils apparaîtront donc sur l'image.

Notons que si le rayon incident n'arrive pas perpendiculairement à l'interface, on aura en plus une partie réfractée, et il y aura une perte d'information, due cette fois à la non réception du faisceau réfléchi par la sonde [3].

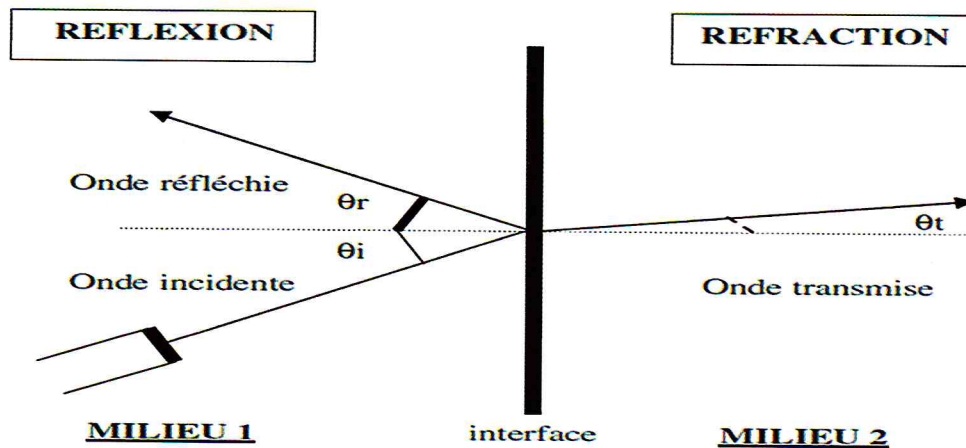


Figure 2 : Trajet des ultrasons à l'interface entre deux milieux [3].

#### 1.4. Formation de l'image :

Les ultrasons réfléchis seront d'autant, mieux captés par le cristal contenu dans la sonde que celle-ci sera tenue perpendiculairement à la structure échographiée. La vibration transmise au cristal sera, par un phénomène inverse de celui d'émission, traduite en différence de potentiel, et donc en signal électrique (figure 1). La façon dont sont traités ces signaux par l'oscilloscope constitue le mode échographique, la sonde se comporte comme récepteur à 99% du temps et comme émetteur à 1% [2].

### 2. l'image échographique :

#### 2.1 Interprétation des images obtenues :

##### 2.1.1. Images de contours :

L'interface est une limite virtuelle entre deux milieux d'impédances acoustiques différentes, elle n'a pas de réalité physique : elle ne pourra être visualisée, sous la forme d'une ligne échogène que lorsque les ondes l'atteindront perpendiculairement sinon, on ne la percevra que par la différence d'échogénicité des milieux qu'elle sépare.

Une paroi est une limite réelle entre deux milieux : elle pourra donc être visualisée sous la forme d'une structure échogène, et ce quel que soit l'angle d'incidence des ondes ultrasonores [4].



**2.1.2 Images de tissus :**

L'os a une impédance très élevée (3.8 à 8.3) ; l'interface os /tissu mou est donc très réfléchissante : les ultrasons qui la rencontrent sont donc presque tous réfléchis est captés par le transducteur .L'os apparait par conséquent très blanc, c'est une structure dite très échogène .D'autre part, les ondes sonores ne pouvant pratiquement pas le traverser, on n'aura pas d'information sur les structures se trouvant au-delà de l'os par rapport à la sonde. Les images produites alors seront décrites dans le paragraphe sur les artefacts.

L'air a une impédance très faible (0.00004) ; l'interface tissu mou /air séparant des milieux d'impédances très différentes sera donc, comme pour l'os, très réfléchissante .On aura Donc, en présence d'une bulle ou de gaz, une image très échogène et une perte d'information en aval.

Les tissus mous, lorsqu'ils sont d'impédances différentes, donnent des teintes de gris variées, puisque les ondes sonores sont partiellement réfléchies, partiellement transmises aux tissus adjacents.

Les liquides purs ne présentent pas de structures pouvant servir d'interfaces, les ultrasons les traversent donc sans être réfléchis ; la sonde ne reçoit aucun écho, les liquides sont donc anéchogènes et apparaissent noirs à l'écran. Par contre, si le liquide contient des particules en suspension (pus), ou des cellules (sang), celle-ci se traduiront à l'écran par une multitude de petites interfaces, donnant une image noire tachetée de points blancs [2]. « Tableau II ».

**Tableau II : Echogénicité des tissus en fonction de leur nature [2].**

<b>Nature du tissu</b>	<b>Aspect</b>	<b>Exemples</b>
Collections liquidiennes homogènes	Anéchogènes (noirs) Renforcement de la brillance des interfaces plus profondes	Liquide sans particules solides en suspension : sang, liquide amniotique
Tissus mous	Echogénicité très voisine	Tissus gras, muscles
Liquide non homogènes	Anéchogènes avec un renforcement postérieur quand le gain est élevé	Liquide contenant des particules : pus, ...
Tissus solides	Hyper-échogènes avec une atténuation postérieure	os
Tissus gazeux	Hyper-échogènes avec une atténuation postérieure	

## CHAPITRE II : ECHOGRAPHIE : PRINCIPES

---

Cette description rapide des images échographiques de différents éléments permettra de comprendre l'étude qui sera faite ultérieurement des images données par le tractus génital des femelles.

### 2.2 Qualité de l'image :

#### 2.2.1. Réglages :

**1. Puissance** : elle détermine l'intensité des ultrasons émise et donc la luminosité de l'image. Elle est de l'ordre de 1 à 10 milliwatt/cm<sup>2</sup>, mais sa valeur n'est pas réglable sur tous les appareils [5].

**2. Contraste** : le réglage du contraste permet d'augmenter la lisibilité de l'image en renforçant la différence entre les structures échogènes ; cependant, un trop grand contraste empêche la visualisation des échos les plus faibles

**3. le gain** : le réglage de gain total (Total gain control, touche «TGC » sur les appareils) renforce tous les échos à la réception (différence avec la puissance qui les renforce à l'émission) ; le gain par niveau (matérialisé par des tirettes sur certains échographes) ; fonde et en atténuant ceux renvoyés par les structures superficielles.

#### 2.2.2 Caractéristiques de l'appareil :

Certaines propriétés de l'échographe, non réglables, vont aussi 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.

**1. L'échelle des gris** : Le nombre de nuances de gris pouvant être distinguées par l'appareil est un indice de la précision de celui-ci. Ce nombre est en général indiqué dans la fiche technique de l'échographe. Sur la plupart des appareils, il y a 256 teintes de gris [6].

**2. La fréquence de la sonde** : les résolutions axiale et latérale (capacité à discerner deux points situés respectivement sur un même axe à coté) dépendant de la fréquence de la sonde ; plus celle-ci est élevée, meilleurs est la résolution. Cependant, cette capacité de précision dépend aussi de la qualité et de son état d'usure. D'autre part, plus la fréquence est élevées, moins la pénétration des ultrasons en profondeur est bonne : il faut donc trouver un compromis entre ces deux phénomènes pour obtenir une image de qualité



Une étude d'O.J. Ginther [6] montre qu'une sonde de 3.5 MHz distingue à peine les structures de 5 mm et ne détecte pas celles de 2 mm ; qu'une sonde de 5 MHz distingue clairement les structures de 5 mm et à peine celles de 2 mm ; qu'une sonde de 7.5 MHz distingue bien les structures de 2 mm ; qu'en revanche , la sonde de 3.5 MHz donne une image précise à 8 cm de profondeur, alors que la sonde de 5 MHz ne sera précise que pour des structures situées à 4 cm d'elle (Tableau III) [6]. Ce tableau montre les capacités respectives des deux types de sondes dans différents usages courants [6].

Le vétérinaire désirant s'équiper d'un échographe devra s'informer des caractéristiques de l'appareil afin de choisir le mieux adapté à l'usage professionnel.

**Tableau III : différence de pouvoir de résolution en fonction de la fréquence des sondes échographiques [6].**

	<b>3,5 MHz</b>	<b>5,0 MHz</b>
Profondeur maximum de pénétration	20-25 cm	15 cm
Diamètre minimum des follicules détectables	6-8 mm	2-3 mm
Durée de détection du corps jaune	Pendant 5 – 6 jours	De J0 à la régression
Premier jour de détection de la vésicule embryonnaire	11 <sup>o</sup> jour (6-7 mm)	9-10 <sup>o</sup> jours (3-4 mm)

### 2.3 Les artéfacts :

Les artéfacts peuvent être définis comme des images construites ne correspondant pas à la réalité physique. On peut les classer en artéfacts utiles et en artéfacts nuisibles [7].

#### 2.3.1 Artefacts nuisibles :

**1. Réverbération:** 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-peau ou sonde-muqueuse rectale est insuffisant et que de l'air s'insinue dans cet espace. Les ultrasons effectuent des allers-retours entre la sonde et l'interface réfléchissante : on aura une image de lignes échogènes parallèles dont seule la première correspond réellement à la surface échogène, les autres étant des échos issus de la réverbération.

On rencontre souvent ce phénomène lors d'échographie transrectale: après le passage d'une onde péristaltique, le contact entre la sonde et la muqueuse rectale est altéré et de l'air s'insinue sous la sonde [4].

2. **Interférences** : il s'agit de lignes blanches verticales discontinues, provoquées par un mauvais réglage, ou encore par le fonctionnement simultané de plusieurs appareils sur une même ligne électrique [4].

### 2.3.2 Artefacts utiles :

1. **Renforcement postérieur** : comme nous l'avons vu précédemment, lorsque les ultrasons traversent des liquides, ils ne rencontrent pas d'interfaces et ne sont pas réfléchis. Par conséquent, les ultrasons arrivant dans les tissus au-delà de structures liquidiennes n'ont pas subi d'atténuation, et font apparaître ces tissus comme hyperéchogènes par rapport aux tissus adjacents non « précédés » de liquides [4].

Ces artefacts ne sont pas gênants ; au contraire, ils permettent de faire la distinction entre une structure liquidienne (suivie d'un renforcement postérieur), et une structure simplement hypoéchogène (non suivie d'un renforcement postérieur). On pourra rencontrer de telles images lors d'échographie de kystes ovariens, ou de vésicules embryonnaires, par exemples [4].

2. **Cône d'ombre acoustique**: l'os, comme l'air, sont 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, et apparaissant donc 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 (expliqué ci-dessus) entre la sonde et l'interface, donnant un cône d'ombre hétérogène, dit « sale» [7].

Dans le cas de l'os, l'interface est moins réfléchissante, il existe une certaine absorption des ultrasons (estimée à 1/3), il n'y a presque pas de réverbération: on a alors un cône d'ombre d'un noir homogène, dit « propre »; Ces images sont visibles lors d'échographie d'un fœtus, par exemple, et permettent de confirmer la nature des points échogènes visualisés (côtes ou vertèbres fœtales) en cas de doute [7].

3. Les différents types de sondes :

3.1 Sondes mécaniques (sectorielles) :

Dans le cas de ce type de sonde, un seul cristal subit un mouvement oscillatoire mécanique : la structure échographiée est balayée par un seul faisceau d'ultrasons en mouvement ; l'image est en « part de tarte », donnée par une sonde sectorielle (figure3) [2 ; 3].

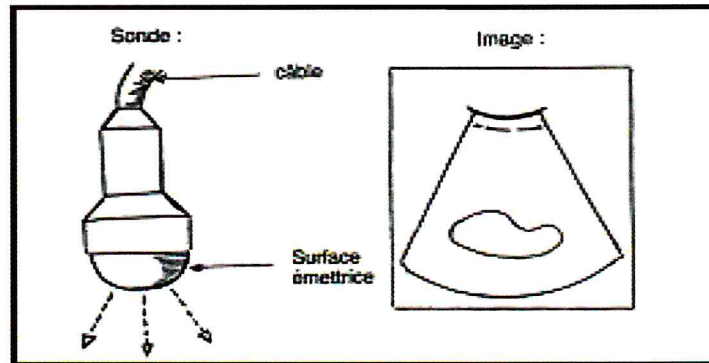


Figure 3 : sondes mécanique (sectorielle) [2 ; 3].

3.2 Sondes électroniques (linéaires):

Dans ce type de sonde, des cristaux alignés sur une droite subissent successivement une impulsion électrique : la structure échographiée est balayée par nombreuse sondes ultrasonore ; l'image est rectangulaire, donnée par une sonde linéaire (figure 4) [2 ; 3].

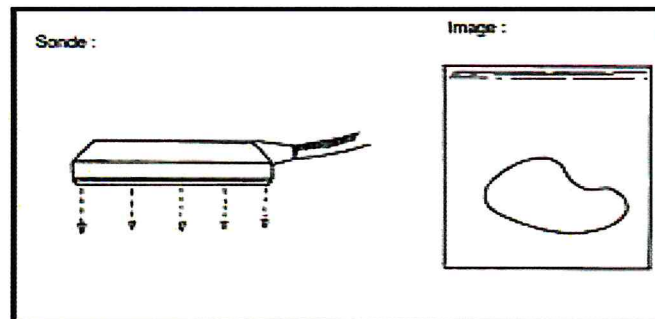


Figure 4 : sonde électronique (linéaire) [2 ; 3].



III. ECHOGRAPHIE CHEZ LA JUMENT :

A/ Rappels de physiologie sexuelle équine :

La jument est pubère entre 12 et 24 mois. Cette variation est surtout fonction de l'alimentation et de la saison de naissance [15]. 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.

-Transition vers la saison sexuelle centrée sur Mars.

-Fertilité maximale centrée autour de solstice d'été.

-transition vers l'anoestrus saisonnier (septembre – octobre). Cependant, 15 à 20% des femelles sont cyclées toute l'année [16].

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 [17]. Il dure en moyenne 22 jours chez la jument et 24 jours chez la ponette [18]. Il est conventionnellement divisé en deux phases : l'œstrus ou phase d'acceptation du mâle, 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 mâle de durée plus stable (14 à 15 jours) [17 ;18].

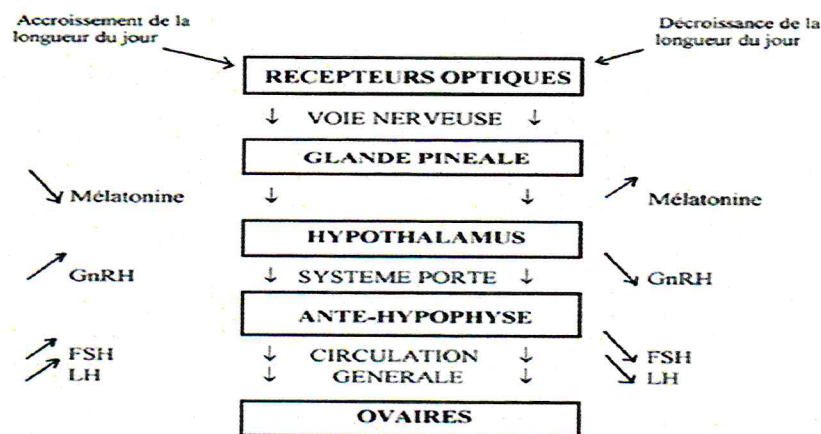


Figure 5 : Mécanisme de stimulation photopériodique [14].

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 en 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 [17].

### **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 [13].

### **1. Dynamique folliculaire:**

#### **a. Etapes de la folliculogénèse:**

La folliculogénèse 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 mûr (tertiaire préovulatoire). 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 cuboïdales. 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 mûr (ou préovulatoire) est marqué par un accroissement considérable de l'antrum, la différenciation et l'épaississement de la paroi [19].



**b. Croissance et différenciation du follicule**

**1. 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 6<sup>ème</sup> et le 10<sup>ème</sup> jour du dioestrus soit 11 à 14 jours avant l'ovulation.

**2. Croissance**

Le follicule recruté 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 [18 ; 19].

**3. 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 l'ovulation ou s'il n'y a pas d'ovulation, 7 jours avant que le follicule dominant n'atteigne son diamètre maximum [19].

**4. 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 atrophie [17].

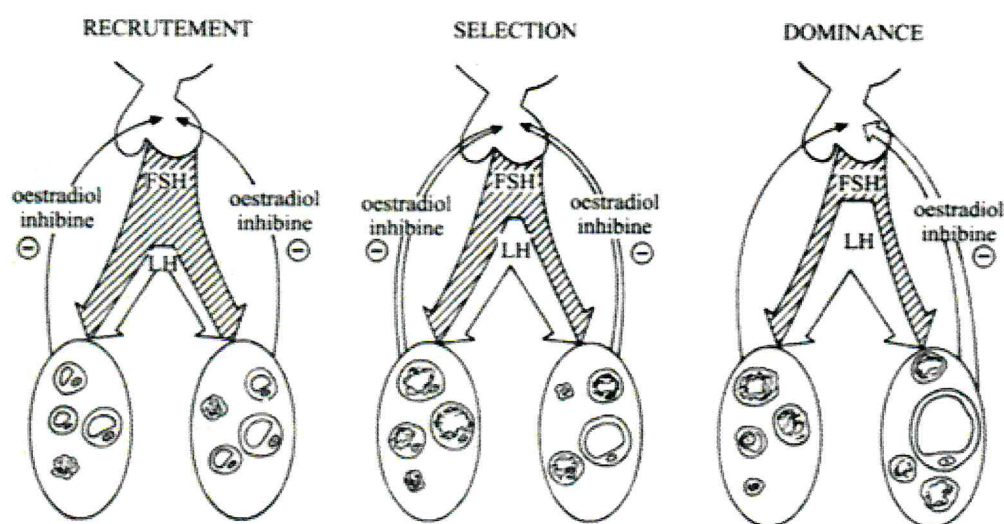


Figure 6 : croissance et différenciation du follicule [26].

### c. Devenir des follicules :

L'entrée d'un follicule primordial en croissance et en différenciation est une étape irréversible de la folliculogénèse. 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.

#### 1. L'atrésie :

Ce phénomène irréversible concerne 99% des follicules de la jument [19]. 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 Désoxyribo-Nucléique). Elle se différencie ainsi de la mort cellulaire par nécrose. Les événements biochimiques qui gouvernent l'atrésie ne sont pas connus [18].

Sur le plan morphologique, le follicule atrétique est caractérisé par une diminution de taille, l'apparition d'un noyau pycnotique 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 [18; 20].

Au niveau fonctionnel, les marqueurs biochimiques de l'atrésie sont une augmentation de l'activité lysosomiale et une diminution de la synthèse des protéines et acides nucléiques. L'atrésie est caractérisée par une diminution qualitative et quantitative, puis un arrêt de la stéroïdogenèse [18].

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

### **2. 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 mûr ainsi que du liquide folliculaire dans lequel baignait cet ovocyte [21]. 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 E2 (PGE2) et F2 $\alpha$  (PGF2 $\alpha$ ), prostacyclines et histamine voient leur synthèse augmenter quand l'expulsion ovocytaire approche [19]. Le taux de progestérone intra-folliculaire limite cette inflammation.

### **Caractéristiques du follicule pré-ovulatoire :**

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 [21;19;16;18]. 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. Enfin, le follicule pré-ovulatoire 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 [19].

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 [17].

Une majorité des juments (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 [18].

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 [16].

Le follicule prêt à ovuler mesure en moyenne 45 mm. 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 [19]. 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 [18 ; 19] 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 [18 ; 19 ; 17]. Il faut cependant souligner qu'aucun critère n'est suffisamment fiable pour pouvoir prédire la survenue de l'ovulation à 48 heures près [18].

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 [18 ; 19].

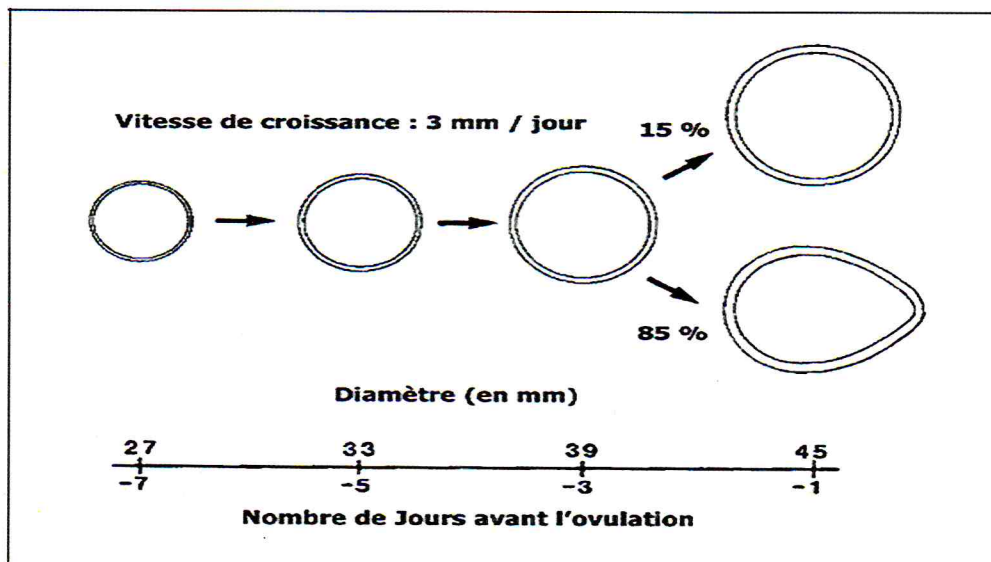


Figure 7 : schéma représentant la croissance et les changements de forme du follicule préovulatoire équin [18].

### 3. 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 l'ovulation. Les cellules de la granulosa grossissent après ovulation ; elles sont totalement lutéinisées et commencent à produire de la progestérone 3 à 4 jours après ovulation. Elles continuent de croître jusqu'au 9<sup>ème</sup> jour du cycle (la progestéronémie 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 hemorrhagicum). Les cellules lutéales se forment et s'organisent à l'intérieur de ce corps hémorragique. Au 9<sup>ème</sup> jour du cycle, au moment où la progestéronémie est maximale, le caillot sanguin est complètement résorbé et remplacé par une structure totalement lutéinisée et dense : le corps jaune proprement dit (corpus luteum) [17 ; 22 ; 15].

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 [18 ; 22 ; 17 ; 15].

La fréquence de corps jaune cavitaire augmente lors de double ovulation [18].

Si la jument n'est pas gestante, le processus de lutéolyse commence 12 jours après ovulation. La lutéolyse se manifeste par une diminution du diamètre des cellules lutéales et une diminution synchrone de la progestéronémie [22 ; 17 ; 16 ; 15]. Au 20<sup>ème</sup> jour du cycle, la plupart des grandes cellules sont à un stade de régression avancé, seules quelques petites cellules persistent. A ce moment, les vaisseaux sanguins sont sclérosés et s'oblitérent, ils forment des travées entre les cellules [18].



Ces rappels nous aideront à comprendre les images lors de l'étude du tractus génital de la jument par échographie (figure 8 et 9).

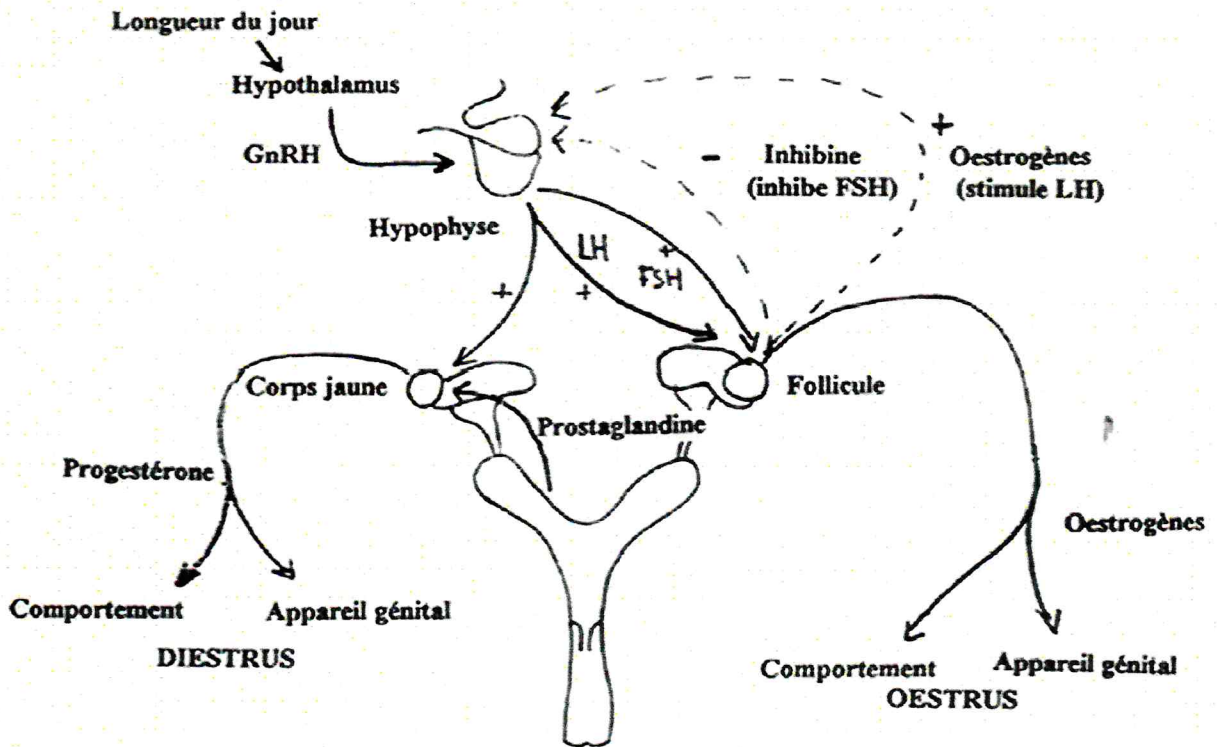


Figure 8 : Hormones intervenant chez la jument cyclique [14].

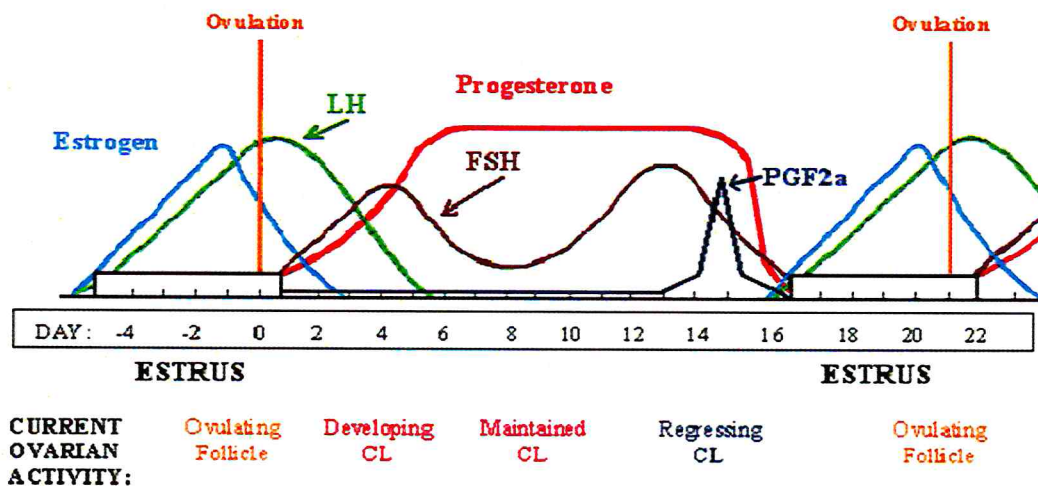


Figure 9 : les hormones chez la jument [14].

B/ASPECTS ECHOGRAPHIQUES DU TRACTUS GENITAL DE LA JUMENT DANS DIFFERENTS ETATS PHYSIOLOGIQUES :

1. Utérus sain :

Le corps, ainsi que le col utérin, apparaissent en coupe longitudinale (figure 10 et11). [4 ; 9]

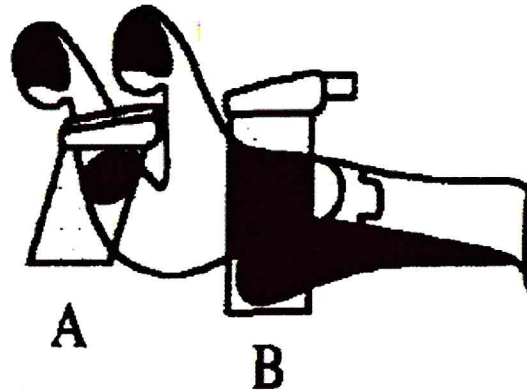


Figure 10 : représentation schématique de la coupe transversale (A) corne utérine ; et de la coupe longitudinale (B) du corps de l'utérus [4].

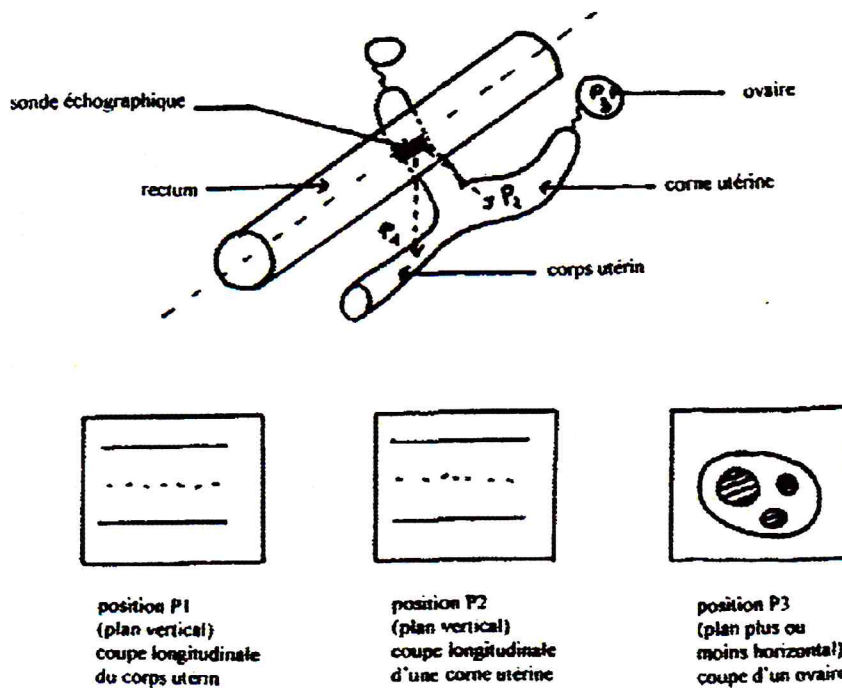


Figure 11 : Plan de coupe des différentes parties du tractus génital de la jument à l'aide d'une sonde échographique linéaire [9].

### 1.1. Corps utérin.

#### 1.1.1. En œstrus :

La paroi de l'utérus en œstrus a une échogénicité hétérogène du fait de l'œdème de l'endomètre, qui se détache du myomètre.

La lumière de l'utérus est visible du fait de la présence de liquide, constitué des sécrétions utérines et d'un exsudat [6] la lumière utérine, dans des conditions physiologiques, ne doit pas dépasser 3cm de diamètre, et le liquide qui la remplit doit présenter une échogénicité parfaitement homogène.

#### 1.1.2. En dioestrus :

Entre le 2<sup>ème</sup> et le 15<sup>ème</sup> jour après l'ovulation, l'utérus en dioestrus présente une paroi d'échogénicité homogène, moyenne (grise à l'écran).

La cavité ne contient pas de sécrétions, et n'est pas visible ; elle est seulement marquée par la « ligne de vacuité » hyper-échogène. Le col utérin est quant à lui très échogène à ce moment du cycle [10].

### 1.2. Cornes utérines.

Les cornes apparaissent en coupe transversale ; on obtient donc de cette partie de l'uterus une image de section ronde.

#### 1.2.1. En œstrus

L'œdème de l'endomètre fait apparaître des plis concentriques de la muqueuse, avec une partie très échogène correspondant à l'épithélium, et une partie moins échogène, presque anéchogène, correspondant au liquide d'œdème. On a donc une image dite « en quartier d'orange ou en rayons de roue » [4] avec au centre, une accumulation liquidienne homogène.

#### 1.2.2. En dioestrus

-Au dioestrus et en anoestrus, la paroi des cornes utérines est d'un rond gris homogène.

O.J.Ginther et al [6] Ont mené une étude, en 1985, permettant d'apprécier les changements d'images données par des utérus de juments à différentes époques de l'année. Les résultats ont été comparés aux changements comportementaux, et la comparaison a montré que les conclusions



données par l'échographie étaient confirmées par le comportement des juments en présence d'un étalon, ce qui valide l'interprétation des images. Nous allons donc rapidement décrire cette étude, qui présente un intérêt diagnostique pour situer une jument dans son cycle en complément de l'échographie des ovaires et de l'observation de son comportement.

L'étude a été menée en classant les images échographiques en trois classes notées de 1 à 3, avec la signification suivante :

1=image homogène, sans hypertrophie de l'endomètre, ni de plis (typique de dioestrus).

2=image légèrement hétérogène, mais sans plis visibles.

3=image hétérogène, portant des plis concentriques (typique de l'œstrus).

Afin d'objectiver l'étude, l'opérateur n'était pas informé du comportement sexuel de la jument au moment de l'examen.

Les observations suivantes ont été faites :

-Lors de la première ovulation de la saison, on observe des images de type 1 entre J-15 et J-9, J0 désignant le jour de l'ovulation ; puis la note augmente entre J-8 et J-3, puis redescend entre J-1 et J0, pour redevenir de type 1 à J2,

-Le maximum (note 3) est atteint par 22% des juments au cours du premier cycle de la saison comportant une ovulation, alors que 61% des juments montrent de telles images lors du deuxième cycle ovulatoire.

D'autre part, en pleine saison de reproduction, en mai-juin, il existe une augmentation de la note (donc des images tendant vers des images d'œstrus), pendant le dioestrus, à J4-5, correspondant à la vague lutéale de croissance folliculaire ; cette évolution des images n'est pas observée lors des cycles de fin de saison (août-septembre). Ces changements sont attribués à l'imprégnation oestrogénique de l'utérus, moins forte en fin de saison de reproduction. Or les images de milieu de dioestrus, où l'utérus est sous imprégnation progestéronique, et d'anoestrus, où il n'y a pas d'imprégnation hormonale, sont semblables, les auteurs en ont donc conclu que l'aspect échographique de l'endomètre en dioestrus était dû au faible taux d'œstrogènes, plus qu'au fort taux de progestérone. Ces changements sont intéressants à connaître si l'on a la possibilité d'effectuer une série d'échographies sur la même jument, car on peut anticiper le moment de l'ovulation, en complément de l'observation des ovaires et du comportement de l'animal, on considère que

l'ovulation est imminente (J-1), lorsque la note chute. Cependant, cette méthode seule est peu fiable, car cette variation des images avant l'ovulation est observée seulement chez 65% des juments. Le moment de l'ovulation peut aussi être apprécié manuellement : en effet, juste avant l'expulsion de l'ovocyte, la pression intra-folliculaire diminue (attention, une pression sur le follicule à ce stade est douloureuse, et entraîne souvent des réactions de défense) [6].

### 2. Les ovaires:

L'étude de la dynamique des structures physiologiques nous conduira à évoquer les aspects de l'ovaire aux différents stades du cycle œstral.

La technique d'exploration des ovaires de la jument est légèrement différente de celle pratiquée chez la vache. En effet, les ovaires de la jument sont d'une part beaucoup plus mobiles, d'autre part plus volumineux que les ovaires de la vache. Du fait de leur mobilité, l'orientation de l'image obtenue n'est pas évidente ; on peut chercher à repositionner l'ovaire manuellement, mais en fait, l'orientation n'a pas grande influence sur le diagnostic, Ginther [06] affirme que la position de l'ovaire par rapport à la sonde n'empêche l'opérateur de voir une structure importante (follicule pré-ovulatoire ou corps jaune, kyste) que dans 3% des cas. D'autre part, le volume relativement important (6x3cm) oblige l'opérateur à déplacer la sonde minutieusement le long de l'ovaire : en effet, l'organe est vu en coupes transversales successives, et l'on doit s'assurer d'avoir vu l'intégralité de l'ovaire afin de ne pas risquer d'oublier certaines structures peu volumineuses mais néanmoins importantes (corps jaune, follicule en croissance).

#### 2.1-les follicules :

Les follicules sont observables avec une sonde de fréquence 5Mhz si leur diamètre est supérieur à 3mm [6].

Ce sont des vésicules remplies de liquide anéchogène [4] On a parfois évoqué l'apparition d'une légère échogénicité périphérique au cours du cycle, à l'approche de l'ovulation, mais ce critère est loin d'être confirmé par tous les auteurs.

La forme des follicules est généralement ronde, mais souvent, plusieurs d'entre eux sont accolés, et leur paroi non visible ; on observe alors une forme irrégulière, polyglobuleuse, résultant de la juxtaposition de plusieurs vésicules de tailles différentes, ce qui rendra difficile la mesure du plus gros follicule (on devra se contenter d'en deviner les limites afin d'évaluer sa taille), Tainturier



et coll [11] soulignent l'existence de deux pièges à éviter lors de l'examen des ovaires en vue du suivi de la croissance folliculaire :

-D'une part, la cloison séparant deux follicules de tailles proches n'est pas toujours visible.

-D'autre part, si la sonde de l'échographe est placée parallèlement et non perpendiculairement à la paroi inter-folliculaire, on ne voit pas cette cloison ; on a donc intérêt à réaliser plusieurs incidences afin de ne pas passer à côté de structures importantes.

La dynamique du follicule « sélectionné » qui donnera lieu à l'ovulation est la suivante, si l'on note J-0 le jour de l'ovulation, à J-7, le follicule mesure environ 25mm ; puis sa croissance est de l'ordre de 2,5-3 mm par jour jusqu'à J-2 environ, 24 à 48 heures avant l'ovulation, le diamètre du follicule se stabilise à environ 40mm, et reste en tout cas inférieur à 55-58mm. Pour les ovulations doubles synchrones, le diamètre sera généralement plus petit, de l'ordre de 35mm.

Après une étude sur 40 juments, O.J. Ginther [6] observe que :

-dans 82% des cas, le follicule ovulatoire était le plus gros.

-à J-1, 96% des follicules ont un diamètre compris entre 36 et 50 mm

-100 % de ces mêmes follicules ont un diamètre compris entre 35 et 58mm.

La forme du follicule pré-ovulatoire change souvent entre J-3 et J0 : il passe d'une forme arrondie à une forme de poire. D'après Will et coll (1988), cités par Ginther, [5] seulement un tiers des follicules restent ronds avant l'ovulation. Pour Ginther, après l'étude sur les 40 juments, ces proportions sont légèrement plus faibles, puisqu'il a observé que 85% des follicules changeaient de forme de manière prononcée avant l'ovulation [6].

En ce qui concerne le reste de la population folliculaire, lors de cette même étude, l'auteur décrit la dynamique de trois catégories de follicules :

-Les follicules de 2 à 5 mm de diamètre ; leur nombre augmente avant l'ovulation et diminue à mi-chemin entre deux ovulations, car ils donnent naissance aux catégories suivantes,

-Les follicules de diamètre entre 16 et 20 mm ; leur population augmente à mi-chemin entre deux ovulations (recrutement), puis diminue avant l'ovulation (sélection),

-Les follicules de diamètre supérieur à 20mm ; leur évolution est semblable à celle de la catégorie suivante, sauf pour un follicule qui ira jusqu'à l'ovulation.

La connaissance de cette dynamique de la population folliculaire au cours du cycle œstral permet au praticien de commencer à évaluer le stade du cycle par l'observation de l'ensemble des follicules ovariens.

On peut noter une exception à la description de l'évolution du follicule dominant faite précédemment: en effet, lors des cycles « transitoires » de début et de fin de période ovulatoire, la dynamique folliculaire est modifiée.

Avant la première ovulation de l'année, le diamètre du follicule dominant est plus important que dans les cycles suivants. Il est souvent de 55mm ; d'autre part, pendant la période de transition précédant la première ovulation, le grand follicule est présent plus longtemps (le taux de FSH étant élevé et celui de LH insuffisant), ce qui rend le moment de la mise à la reproduction difficile à déterminer. D'après Ginther [6], les gros follicules sont parfois présents un mois avant l'ovulation.

On observe un phénomène analogique lors de la fin de période ovulatoire, le dernier follicule a une croissance importante, il atteint 55mm, et n'ovulera pas : la jument entre en période anovulatoire ; mais ce phénomène a moins de conséquences pratiques, puisque la jument est souvent saillie en début de saison.

Le moment de l'ovulation en dehors d'une surveillance rapprochée qui n'est possible que dans un cadre expérimental, n'est détecté que par chance : en effet, l'ovulation se déroule en quelques secondes. Dans la fosse d'ovulation, le follicule s'allonge et expulse l'ovocyte ; l'écoulement du liquide folliculaire provoque une baisse de pression interne, qui déforme les parois du follicule (elles semblent s'affaisser vers l'intérieur du follicule).

En 5 minutes environ, l'emplacement du follicule ovulé devient très échogène, à cause de la petite hémorragie provoquée par la rupture du follicule, et du coagulum qui se forme.

Ce phénomène peut être utilisé pour confirmer que l'ovulation vient d'avoir lieu, mais est rarement observé [6].

### 2.2-les corps jaunes :

L'échographie est d'un intérêt indéniable dans la recherche d'un corps jaune, car cette structure n'est pas palpable manuellement, sauf dans les premiers jours qui suivent sa formation. En effet, chez la jument, il se trouve dans la fosse d'ovulation, donc en position intra-ovarienne. En fin, l'échographie est le seul moyen de visualiser la structure exacte du corps jaune, et donc d'évaluer son stade d'évolution. Nous allons à présent décrire les corps jaunes couramment observés.

Tout d'abord, le corps jaune n'est pas visible pendant toute sa période fonctionnelle : sur 40 juments, suivies pendant 55 périodes inter-œstrales, Ginther [6] observe que le corps jaune est souvent visible à partir du jour de l'ovulation (J0) jusqu'au milieu de la période séparant deux ovulations (J12).

La forme d'un corps jaune est assez irrégulière. Chez la jument, on observe deux types de corps jaunes :

- les corps jaunes hémorragiques par la présence d'un caillot sanguin central.
- les corps jaunes compacts ou totalement lutéinisés.

Dans l'étude citée précédemment, Ginther a observé 50% de chaque type de corps jaune.

Fonctionnellement, les deux sortes de corps jaunes sont équivalentes :

- le taux de progestérone est le même dans les deux cas.
- le volume de tissu lutéinisé est le même,
- la longueur de l'intervalle séparant deux ovulations est la même.
- le jour de l'ovulation, on observe à l'emplacement du follicule une zone piriforme hyper-échogène, dans les deux types de corps jaunes. Puis l'évolution est différente selon que le corps jaune devient compact ou hémorragique [6].



**Objectif :**

Les techniques actuelles de suivi folliculaires chez la jument ne permettent pas une prédiction précise du moment de l'ovulation et encore moins celle du devenir du follicule. Cette étude porte sur l'intérêt de l'échographie dans ce domaine, permettant de suivre l'évolution des follicules et notamment le follicule pré-ovulatoire afin de repérer le moment idéal de la saillie.

Cinq cycles de juments à ovulation spontanée ont été suivis durant la période de Mai-juin pour réussir leurs saillies et donc d'avoir une gestation dans les jours qui succèdent l'ovulation.

**1. Matériel :**

**1.1 Période:**

-La présente étude a été menée durant la saison de monte allant du 15 février au 15 juin 2012, les dates d'ouverture et de clôture de la saison de reproduction de l'espèce équine sont officiellement fixées à cette période de l'année par arrêté du ministère de l'agriculture et du développement rural.

**1.2 Lieu :**

La jumentrie SIFACO Algérie, communément appelée « jumenterie de Chebli ». Elle est implantée dans les orangeries du domaine agricole Boudjebar (du nom d'un chahid) située à mi-distance sur l'axe routier reliant la localité de Tabaïnet à la commune de Chebli à 22 kilomètres à l'Est géographique de Blida, chef-lieu de la wilaya.

Cette structure privée, agréée par le ministère de l'agriculture, est spécialisée dans la reproduction et l'élevage des chevaux de sang arabe et anglais.[13]





**Photo 01 : La jumenterie SIFACO**

### **1.3 Animaux :**

L'identification officielle des chevaux comporte le nom de l'animal, son numéro de S.I.R.E (Système d'Identification et de la Recherche des Equidés), enregistrés auprès de l'O.N.D.E.E.C (Office National de Développement de l'Elevage Equin et Camelin) et portés sur des carnets signalétiques individuels.

### **1.4 Le choix des animaux pour l'expérimentation :**

La sélection a été faite sur la base de :

L'intégrité de l'appareil génital externe (bonne conformation vulvaire, absence de pneumo vagin) et interne (absence de métrite ou autres pathologies) donc nous avons procédé à un examen général ainsi qu'un examen minutieux de l'appareil génital des juments.

Cinq juments ont été sélectionnées pour être suivies par échographie :

- 02 pur-sang arabe.
- 01 anglo-barbe.
- 01 barbe.
- Pur-sang anglais.

L'Age des poulinières mentionné sur leurs documents administratifs, variait de 07 à 12 ans.

**1.5 Alimentation :**

L'alimentation journalière des animaux, servie en box, une ration à base d'orge, donnée la matinée et une autre, le soir, complétée de fourrages. Les pierres à lécher sont mises à la disposition des animaux comme complément minéralo-vitaminés.

**1.6 Conditions d'élevage et d'hébergement des animaux :**

Les écuries de la jumenterie SIFACO sont réparties autour de la cours des étalons et de la cours des poulinières avec des locaux de poulinage et d'autres, réservés au sevrage des jeunes. L'ensemble est constitué de boxes individuels, et mitoyens les uns des autres 4 x 4 x 4 mètres de dimension, bien aérés, propres ou les chevaux sont logés sans entraves, sur un sol paillé et ayant libre accès à l'eau dans des abreuvoirs individuels [13].



**Photo 02 : Box individuel.**

Les juments, excepté les jours de pluie, étaient lâchées en liberté avec leurs poulains dans des près semés de différentes graminées ou elles pouvaient paître et s'exercer au soleil. [13]



**Photo 03: La cours des poulinière à la jumenterie.**



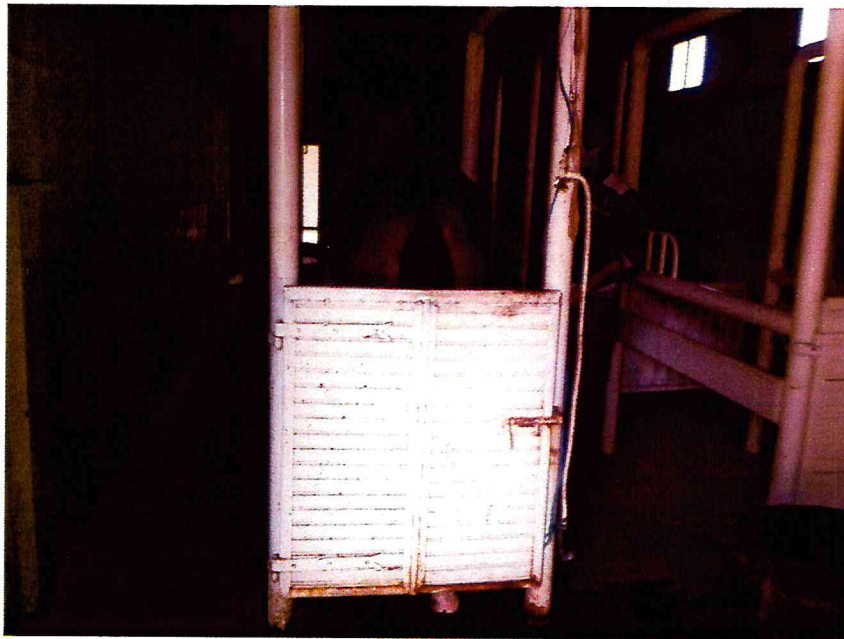
### **1.7 SOINS ET PROPHYLAXIE :**

Le plan annuel de prophylaxie inclut les vaccinations antigrippales, antitétaniques, et les déparasitages réguliers tantôt à l'ivermectine pâte (eqvalant) tantôt au citrate de pipérazine.

L'hygiène des animaux est assurée par un pansage quotidien sommaire mais régulier [13].

### **1.8 Local et moyen de contention :**

-L'infirmerie de la jumenterie comprend une pharmacie, un box de convalescence, une aire de couchage pour divers soins et traitements des chevaux ainsi qu'un emplacement spécialement conçu pour l'échographie [13].



**Photo 04: Emplacement réservé à la pratique de l'échographie.**

### **1.9 Instruments et consommable :**

- Gants de fouille rectale (jetables).
- Un produit lubrifiant.
- Eau

**1.10 Matériel d'imagerie :**

- L'appareil utilisé est un échographe portable de type Agroskan A14 équipé d'une sonde sectorielle de 3,5/5 MHz et se porte en bandoulière ce qui permet de garder les mains libres.



**Photo 05 : échographe Agro-scan A14.**

**2. Méthodes :**

**2.1 La détection de l'œstrus :**

La détection de l'œstrus a été réalisée par :

**2.1.1 Soufflage :** c'est à dire la détection de l'œstrus de l'ensemble des juments par un étalon et la mise en évidence des signes apparents de chaleurs chez la femelle.



**Photo 06 : le soufflage de la jument « FARAH »**



-Quand la jument est réceptive, elle adopte un comportement particulier. Elle commence par aller vers l'étalon. (Flairage naso-nasal). Quand celui-ci s'approche, elle relève la queue et urine. Puis, elle présente un clignotis de la vulve. Ce clignotis est en fait un mouvement de la vulve de la jument qui fait ressortir le clitoris pour le présenter à l'étalon en signe de l'excitation de la jument. Ce signe particulier permet aussi de faire descendre le col de l'utérus et de le relâcher afin de permettre une bonne entrée des spermatozoïdes. Enfin, la position ultime est le campé : la jument écarte les postérieurs, cambre le dos en relevant la tête. Cette position est le signe le plus explicite d'une jument en chaleur et ayant une bonne réceptivité [14]. Photo (07)



A

B

C



D

E

**Photo 07 : jument présentant des signes explicites de chaleurs : (A) flairage naso-nasal ; (B) relevé de la queue ; (C) posture de camper ; (D) jet d'urine ; (E) clignotis vulvaire.**

Le tableau de Palmer rapporte le comportement de la jument à la barre de soufflage pour établir les critères de détection de l'œstrus et relever les signes comportementaux des juments pendant le soufflage.

Sur un tableau simple à deux colonnes, nous avons reporté ces éléments notés de 0 à 3 selon leur différence [13].

**Tableau IV : élément de comportements caractéristiques [13].**

<b>Eléments de comportement caractéristiques</b>	<b>Notes</b>
Jument agressive envers l'étalon + oreilles couchées + couinement + pas de contraction vulvaire + fouaillement de queue + coup de bott	<b>0</b>
Jument indifférente + pas de contraction vulvaire + pas de camper + pas de miction	<b>1</b>
Jument immobile + contraction vulvaire possible + pas de relevé franc de la queue + pas de camper + peu ou pas de miction.	<b>2</b>
Jument immobile + contraction vulvaire répétées + relevé franc de la queue + camper + miction fréquente et filet de mucus + rangement des hanches en direction du souffleur	<b>3</b>

### **2.1.2 Par échographie:**

Elle a été réalisée sur l'ensemble des juments pour:

- l'observation de l'activité ovarienne afin de détecter le follicule pré-ovulatoire.
- La constatation de l'ovulation.

#### **2.1.2.1 Observation de l'activité ovarienne et la détection du follicule pré-ovulatoire :**

La première échographie était réalisée le jour des chaleurs, la séance suivante étant programmée :

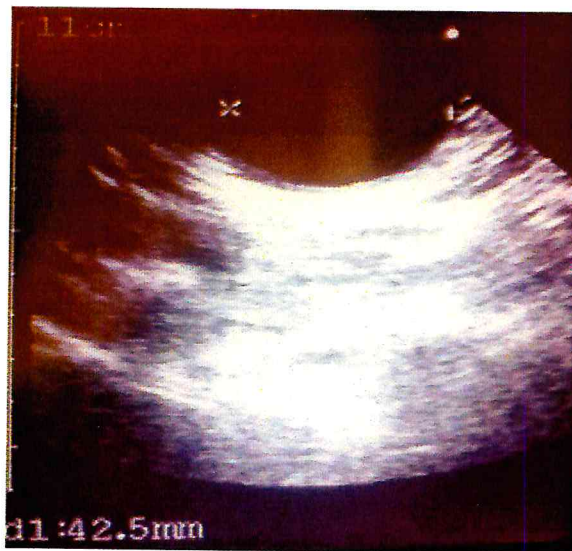
- Trois jours plus tard si le diamètre du plus gros follicule est inférieur à 20mm.
- Deux jours plus tard si ce diamètre mesurait entre 20 et 30mm.

- Un jour plus tard si le diamètre est supérieur à 30mm, ensuite toutes les 24h jusqu'à l'ovulation

Lors du suivi de l'activité ovarienne, le plus gros des follicules « photo 08 » est considéré comme le dominant et selon qu'il se présente sous une forme sphérique ou d'aspect irrégulier, les mesures de diamètres étaient effectuées selon la méthode proposée par HANZEN et al [25].

- Follicule d'aspect sphérique : un seul diamètre (généralement horizontal) est mesuré et enregistré.
- Follicule d'aspect irrégulier : deux mesures sont effectuées et la moyenne des deux plus grands diamètres du follicule est retenue.

Nous avons considéré le follicule pré-ovulatoire celui qui avait le plus gros diamètre à la dernière échographie avant l'ovulation.



**PHOTO 08 : Follicule pré-ovulatoire (42,5mm).**

#### **2.1.2.2 Constatation de l'ovulation :**

L'ovulation était constatée lorsqu'à l'échographie, le follicule pré-ovulatoire observé lors de la séance passée avait disparu et une zone de stroma ovarien était observée à sa place.



### 3. La saillie :

Le suivi échographique permettait de décider quand il fallait saillir selon qu'il y ait eu ou pas, ovulation.

La saillie se déroule en deux étapes comprenant, la préparation de la jument puis le saut de l'étalon.

- **La préparation de la jument** : contention de la jument et hygiène de la monte.

Une fois que la jument reconnue en chaleur est désignée pour la saillie, elle est amenée sur l'aire de saillie et préparée pour la monte.

Après entraves des postérieurs, la queue de la jument est déviée par le palefrenier (attache ou simplement tenue) sur le côté pour éviter tout contact des crins avec la vulve de la poulinière et le pénis de l'étalon tel que préconisé par CLEMENT, pour l'hygiène de la monte des équidés [13].



A

B



C

D





E

**Photo 09 : La saillie ;(A,B) Préparation de la jument, (C, D) Le saut de l'étalon ; (E) Ejaculation.**

- **Le saut de l'étalon :**

Dès que la jument est apprêtée, le vétérinaire procède à une dernière vérification des documents administratifs pour s'assurer de l'identification de la jument et de l'étalon qui lui est désigné sur le planning afin d'éviter tout accouplement non-conforme au choix préalable des races des deux animaux concernés. Le mâle tenu de part et d'autre en double longe par les étalonniers, est approché de la poulinière avec vigilance et en contrôlant sa progression vers la jument, pour effectuer son saut.

Une fois les signes de l'éjaculation constatés, la saillie est alors mentionnée sur le planning des saillies [13].

#### **4. SUIVI ECHOGRAPHIQUE :**

##### **4.1 Déroulement de l'examen échographique :**

##### **4.1.1 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 (placé dans un « piège à poulain », sorte de stalle située à la tête de la jument ou laissé libre dans la salle d'examen) [23 ; 6].

située à la tête de la jument ou laissé libre dans la salle d'examen) [23 ; 6].

#### **4.1.1.1 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 [23; 17].

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 et donc d'assurer un bon contact entre la sonde de l'échographe et la muqueuse rectale. 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 [23 ; 6].

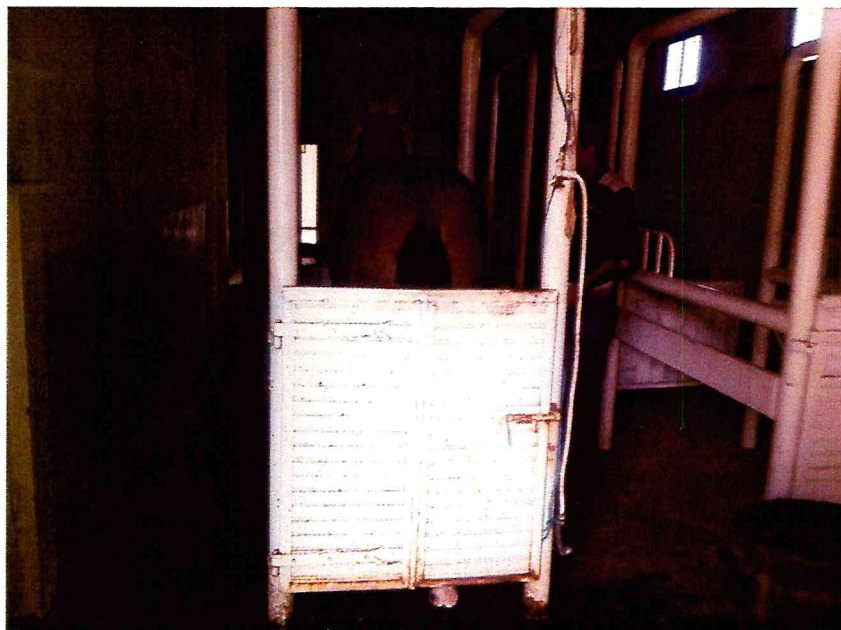
#### **4.1.1.2 Pour l'examineur :**

##### **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'éventuel coups de pied peuvent être utilisés [23 ; 6] mais la précaution la plus importante consiste dans un premier temps à assurer la sécurité de l'opérateur : en effet, contrairement à la plupart des vaches, certaines juments supportent mal cet examen et ont des réactions très vives. La sédation est rarement nécessaire, mais on devra une bonne contention physique de l'animal, un tord-nez peut parfois s'avérer nécessaire en complément d'un travail ou d'entraves. Dans tous les cas la présence d'une personne à la tête de l'animal est indispensable [6].



**Photo 10 : contention d'une jument en vue d'un examen échographique.**



**Photo 11 : contention d'une jument en vue d'un examen échographique.**





**Photo 12 : vidange des crottins.**

### **4.2 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 [8].

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 [24 ; 8].

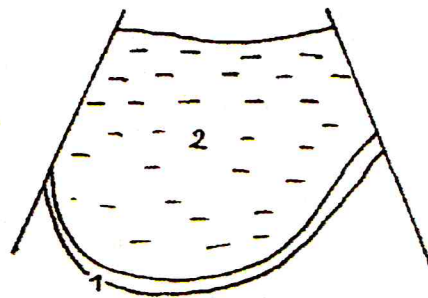
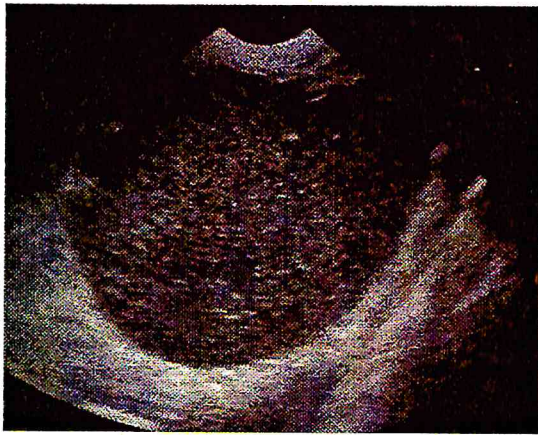
Après avoir préalablement soigneusement palpé l'appareil génital, l'opérateur introduit la sonde échographique dans le rectum, les échos étant dirigés vers le plancher du bassin. Il repère tout d'abord la vessie : du fait de sa cellularité physiologique chez la jument, l'urine renvoie parfois de nombreux échos, et apparaît donc noir. Au-dessus de cette image d'échogénicité moyenne, l'opérateur visualise une coupe longitudinale du col, qu'il suit [23 ; 8 ; 6]. L'examineur voit alors le corps utérin en coupe longitudinale, Il le suit à l'écran jusqu'à la bifurcation des cornes.

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. L'examineur fait ensuite subir à la sonde une translation en gardant cette image en coupe transversale jusqu'à parvenir à l'ovaire [8 ; 23 ; 6].



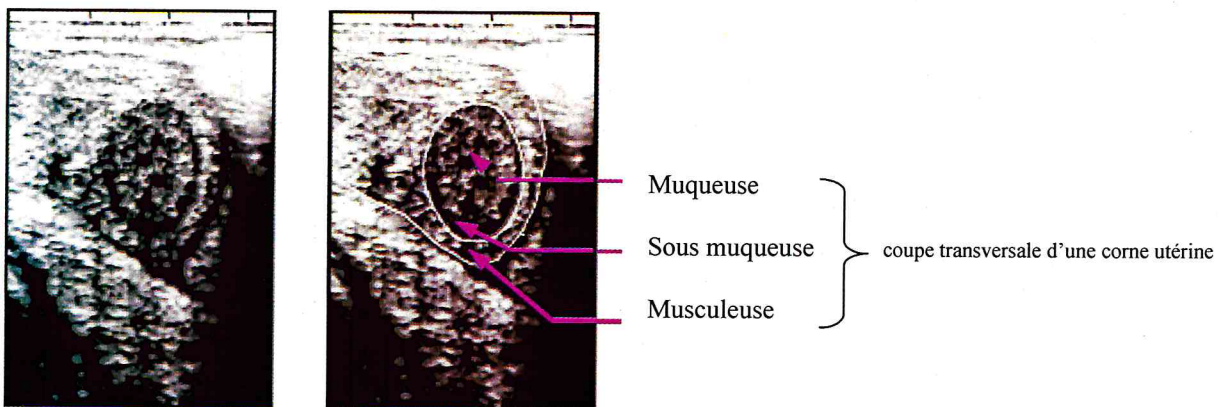
transversale. L'examineur fait ensuite subir à la sonde une translation en gardant cette image en coupe transversale jusqu'à parvenir à l'ovaire [8 ; 23 ; 6].

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). Les corps jaunes ont un aspect échographique variable : ils sont d'un gris plus ou moins hétérogène [8].



**Photo13 : coupe sagittale de la vessie d'une jument (flèches) ; (1) paroi vésicale ; (2) urine échogène [4].**

#### 4.3 Images échographiques des différentes parties du tractus génital de la jument:



**Photo 14 : Utérus en dioestrus**

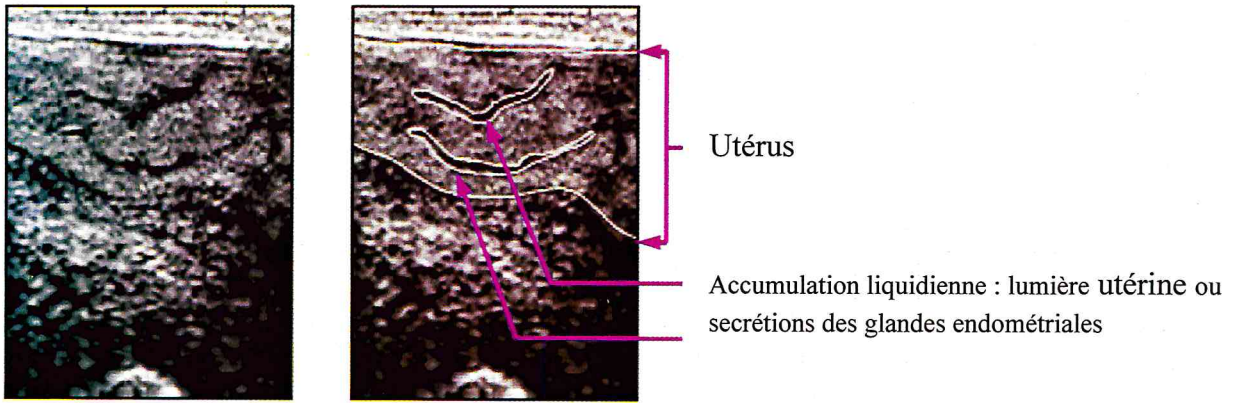


Photo 15 : Utérus en œstrus

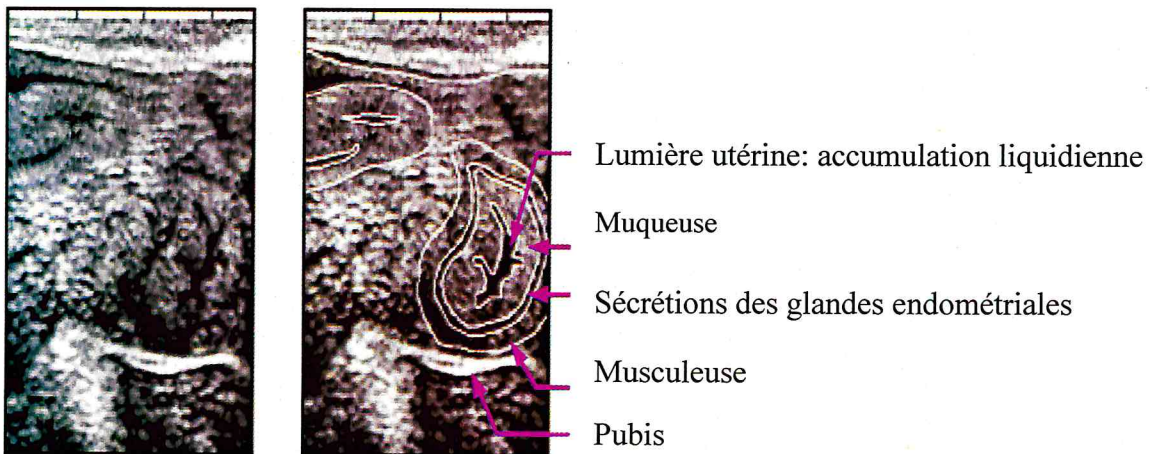


Photo 16 : Utérus en œstrus

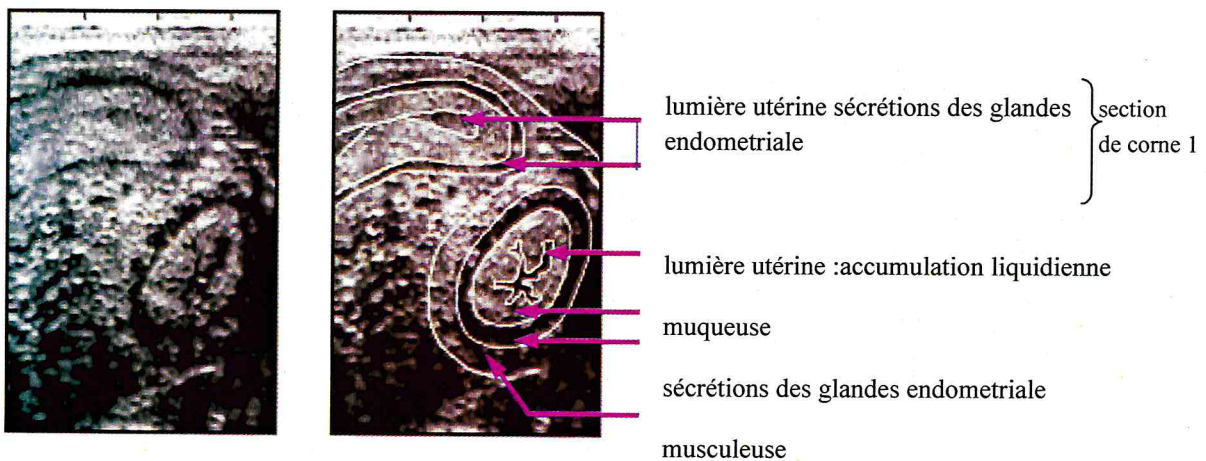


Photo : 17 : Utérus en œstrus



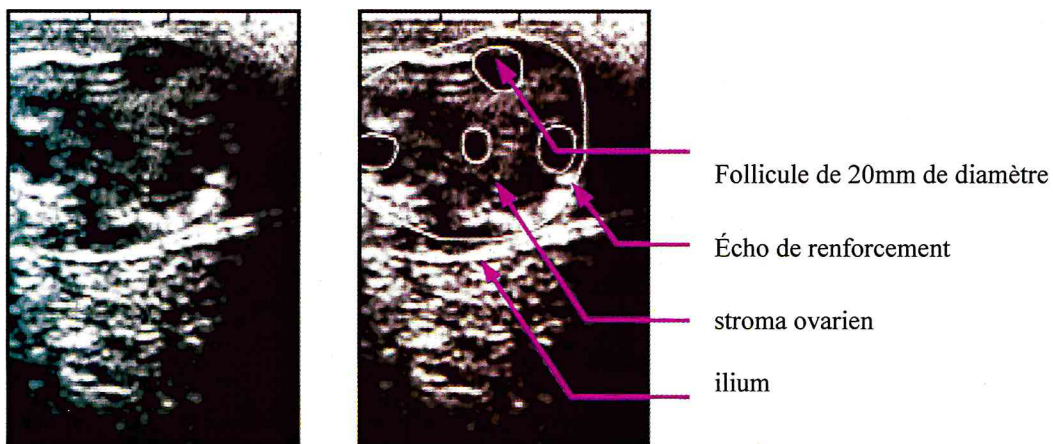


Photo 18 : Ovaire de jument en dioestrus

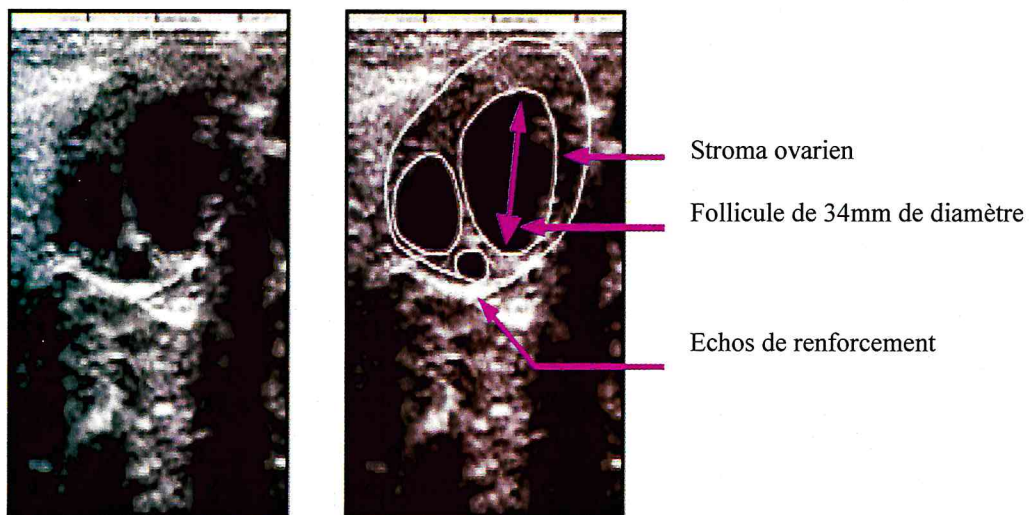
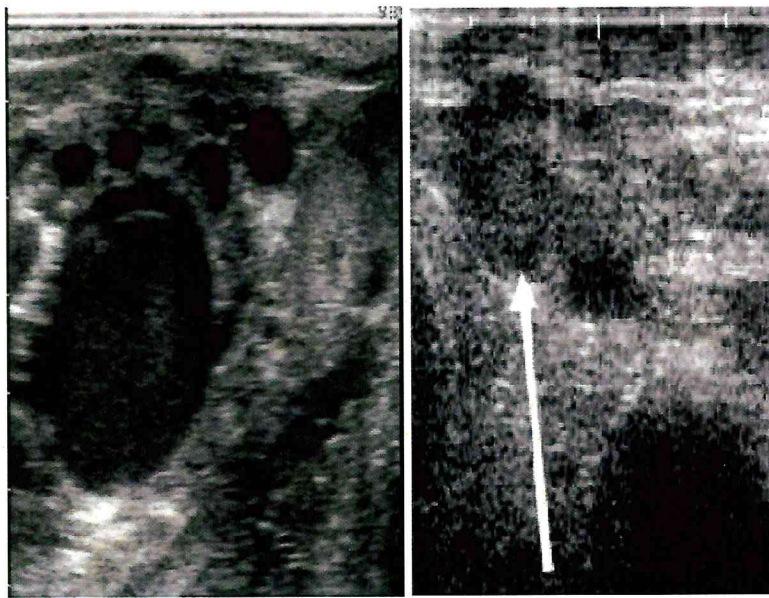
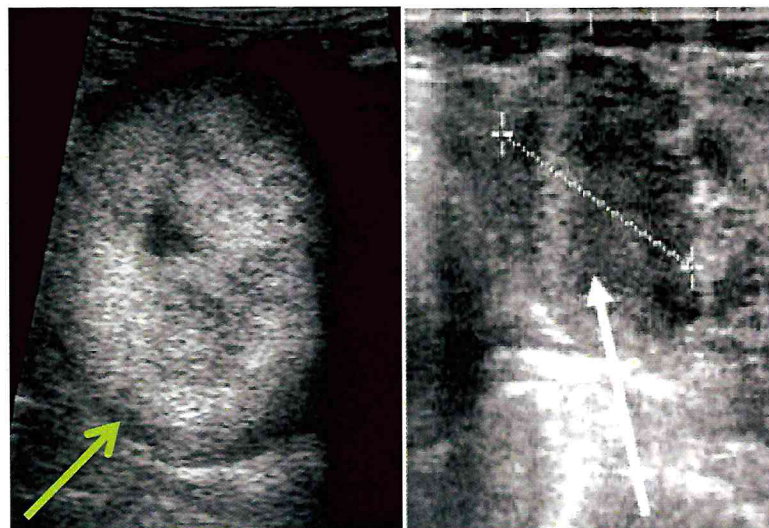


Photo 19 : Ovaire portant un follicule dominant





**Photo 20 : Follicule pré-ovulatoire      Photo 21 Corps jaune en formation**



**Photo 22 : Corps jaune      Photo 23 : Corps jaune en régression**

## 5. Résultats :

Tableau I : Résultats des suivis échographiques des juments étudiées.

jument	Durée chaleurs (jours)	Evolution diamètre follicule dominant/24h (mm)				Nombre de sauts	Ovulation (échographe)							
		J0	48h	72h	96h		J0	J2	J4	J5	J6	J7		
Barbe	06	27	33	36	39	02	-	-	-	+				
Farah	05	30	36	39	42	03	-	-	-	+				
Bousna	07	25	31	34	37	02	-	-	-	-	-	-		+
Mascot	05	30	36.5	39.5	42.5	03	-	-	-	-	+			
Brezina	07	26	32	35	38	02	-	-	-	-	-	+		
Moyenne	06	27.6	33.7	36.7	39.7	2.4								
Extrêmes	5-7	25-30	31-36.5	34-39.5	37-42.5	2-3								
Taux(%)										60	20	20		

- (+) acceptation de la saillie, (-) refus de la saillie.

## 6. DISCUSSION DES RESULTATS :

Les résultats montrent que :

Chez les juments étudiées:

- La moyenne des durées de chaleurs était de 6 jours avec des extrêmes de 5 et 7 jours.
- La moyenne des diamètres des follicules pré-ovulatoires été de 39.7 mm avec des extrêmes de 37 et 42,5 mm.
- La moyenne des sauts été de 2,4 avec des extrêmes de 2et 3 sauts.

Les résultats que nous avons obtenus ne montrent pas une grande différence dans la durée des chaleurs, ces valeurs restent dans la fourchette normale rapportée par les références bibliographiques, elle a une moyenne de 7 jours « avec des extrêmes de 3 à 12 jours ».

La moyenne des follicules en croissance est de 27.6 mm, avec des extrêmes de 25 et 30 mm ce qui correspond aux références bibliographiques.

La taille moyenne des follicules pré-ovulatoire est de 39.7 mm avec des extrêmes de 37 et 42.5 mm, les mêmes valeurs ont été discutées par les références bibliographiques [19].

Pour les deux juments Farah et Mascot l'ovulation a eu lieu le 5<sup>eme</sup> jour de chaleurs ce qui correspond au dernier jour de l'œstrus.

En ce qui concerne la jument Barbe l'ovulation a eu lieu le 5eme jour c'est-à-dire 24h avant la fin de l'œstrus.

Pour Brezina le 6<sup>eme</sup> correspond à son ovulation qui veut dire 24h avant la fin de l'œstrus.

Bousna ovulait le 7<sup>eme</sup> à la fin des chaleurs.

Ces normes restent dans l'intervalle discuté par [18].



Le nombre de saut effectuée pour Fareh et Mascot se justifie comme ceci :

Le premier saut : le follicule avait un diamètre de 36 mm donc on est dans l'intervalle de diamètre d'un follicule qui peut ovuler (de 35 à 45mm) pour ne pas rater le moment de l'ovulation si celle-ci survient [6].

Le deuxième saut : le follicule à 39 mm il y a un fort pourcentage que celui-ci ovule dans les heures qui suivent (moment idéal pour faire le saut).

Pour la jument « Barbe » les trois sauts se justifient par rapport au diamètre du follicule dominant 33, 36 et 39 mm discuté auparavant [6].

60% des juments étudiées ont ovulées à la fin des chaleurs ce qui correspond à la référence bibliographique [16].

Et les 40% restantes ont ovulé à 24h avant la fin des chaleurs.

Ces résultats obtenues répondent aux normes abordées dans la bibliographie par [16] cependant le nombre des juments qui n'est pas représentatif pour confirmer que l'ovulation aura lieu à la fin des chaleurs à cause de l'indisponibilité d'un nombre suffisant de jument dans la Jumentrie de Chebli qui est en phase de transition (vente des chevaux) « crise financière ».

### **Conclusion:**

Le développement de l'échographie a permis de nouvelles approches diagnostiques dans les différents états physiologiques et pathologiques de l'appareil génital. « L'échographie constitue l'avance technologique la plus déterminante dans les domaines de la recherche et de la reproduction clinique chez les grands animaux, depuis l'introduction de la palpation transrectale et des dosages radio-immunologiques des hormones circulantes », Ginther, 1986. En effet, pendant longtemps, la palpation transrectale a été la seule technique pour explorer les organes génitaux des grandes femelles domestiques. En particulier, le développement de l'échographie a permis l'exploration de la dynamique folliculaire depuis les années 80.

L'échographie est exigeante sur le plan des connaissances théoriques et nécessite d'avoir de notions de base en physiologie et en anatomie des espèces traitées.

La valeur informative de l'échographie est supérieure à celle de la palpation transrectale à l'exception des informations relatives à la consistance et à la sensibilité des organes. L'appréciation des formations ovariennes par palpation transrectale est délicate car la confirmation des diagnostics à l'abattoir révèle environ 20% d'erreurs. L'apport de l'échographie permet d'améliorer l'interprétation des organites ovariens après leur palpation et de donner des informations complémentaires sur la taille et l'échogénicité des structures ovariennes.

L'enregistrement des images permet de garder la mémoire à un jour J des structures ovariennes et de leur emplacement sur l'ovaire pour mieux analyser leurs évolutions. Ce suivi ovarien est intéressant dans le cadre de la transplantation embryonnaire, entre autre, afin d'évaluer la réponse d'une donneuse au traitement de superovulation avant la collecte.

L'échographie du tractus génital en vue d'un suivi ovarien ou pour la recherche d'anomalies chez une jument infertile exige un examen méthodique pour explorer la totalité du tractus génital, col, corps et cornes utérines, oviductes et ovaires.

Le présent travail nous a permis de mettre en exergues nos connaissances pratiques traitant de la reproduction chez les équidés, en général, et de peaufiner notre dextérité en termes de manipulation de l'échographie chez la jument en particulier.

### Recommandations :

A l'issue de notre travail pour une meilleure gestion de la reproduction de la jument nous recommandons :

- D'encourager l'usage systématique de l'échographie dans les centres d'élevage équin.
- Accompagner l'usage de l'échographie par une formation appliquée à cette technique d'imagerie pour améliorer les performances menant à la maîtrise du moment de l'ovulation.
- Proposer ou créer un micromodule sur l'interprétation de l'image échographique pour les étudiants afin de les familiariser et vulgariser l'usage de l'échographe et donc de créer un potentiel de savoir en matière de suivi échographique.



ANNEXE

FICHE DE SUIVI INDIVIDUELLE

Saison de monte : .....

Propriétaire :					
Jument		Age		Robe	N° Sire
Date poulinage		Durée œstrus		Follicule dominant	
Dates	OG	OD	Soufflage	Saillie	Refus

TRAITEMENS

Date	Produit utilisé	Date de réinjection

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- [1] N. HAGEN V.; GAYRARD P.; L. TOUTAIN. Juin 2000 *l'échographie de l'appareil génital de la vache*, école nationale vétérinaire de Toulouse.
- [2] MAI W. 1994. *L'échographie en médecine vétérinaire canine et féline : bases physiques et applications*. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité Pédagogique de Radiologie. 97p.
- [3] LEGRAND J Ph, (1992) *physique et bases des ultrasons, encyclopédie vétérinaire, imagerie médicale*, 3, Elsevier.
- [4] KAHN W, (1994), *Atlas de diagnostics échographiques*, Maloine, Paris, 225 p.
- [5] GINTHER OJ, (1995), *Ultrasonic imaging and animal reproduction: fundamentals (book1)* Equiservices, Madison, WI, 225 p.
- [6] GINTHER OJ, (1986), *Ultrasonic imaging and reproductive events in the mare*, Equiservices, Cross Plains, WI, 378 p.
- [7] MAI W, (1999) *les artefacts de l'image échographique point vétérinaire*, p 30, (202), 49-53.
- [8] BLANCHARD TL, VARNER DD, SCHUMACHER J. (1998), *Manual of equine reproduction*, Mosby Year Book, St-Louis, 209 p.
- [9] CHEVALIER F, (1988) *Echographie de l'appareil génital des femelles domestiques*, Rec. Med. Vet, 1988, 164, 81-100.
- [10] LE ROUX\_KOUMAN Louise septembre 2002, *pratique et intérêts de l'échographie chez les animaux de rente*.
- [11] TAINTURIER D, BRUYAS JF, BARRIER-BATTUT I, FIENI F, (1998), *L'échographie transrectale en génécologie équine : suivi ovarien et diagnostic de gestation chez la jument*, in : Journées Nationales des GTV 1998, 425-436.
- [12] CHATELAIN E, (1995), *Appareil uro-génital des mammifères domestiques*, laboratoire d'anatomie ENVL, 144 p

- [13] Ammi M. Juin 2008 *induction de l'ovulation par hormone et suivi des premiers stades de la gestation par échographie chez la jument*, université de Blida département de sciences vétérinaire.
- [14] Pauline Agoutin, Mars (2004) établissement national d'enseignement supérieur agronomique de Dijon, centre de formation de sciences vétérinaire de Toulouse lycée des Graves. Gradignan (*Source Gestion de la jument, guide pratique, les Haras Nationaux, 2001*)
- [15] SQUIRES EL. 1993a. *Progesterone*. In : MCKINNON A and VOSS JL, editors. Equine reproduction. Philadelphia : Williams & Wilkins, 57-64.
- [16] DAELS PF and HUGHES JP. 1993b. *the abnormal estrous cycle*. In : MCKINNON A and VOSS JL, editors. Equine reproduction. Philadelphia : Williams & Wilkins, 144-160.
- [17] TIBARY A, ANOUASSI A, BAKKOURY M. 1994a. *Examen de la fonction sexuelle chez la jument*. In : TIBARY A and BAKROURY M, editors. Reproduction équine, Tome 1: la jument. Rabat : Actes, 21-86.
- [18] GINTHER OJ. 1992. *Reproductive biology of the mare : basic and applied aspects*. 2nd edition Cross Plains, Wisconsin: Equiservices, 642p.
- [19] PIERSON RA. 1993. *Folliculogenesis and ovulation*. In : MCKINNON A and VOSS JL, editors. Equine reproduction. Philadelphia : Williams & Wilkins, 161-171.
- [20] 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.
- [21] GINTHER OJ, BEG MA, BERGFELT DR, DONADEU FX and KOT K. 2001. *Follicle selection in monovular species*. *Biol Reprod.* **65**, 638-647.
- [22] NISWENDER D and NETT TM. 1993. *Luteal phase*. In : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia : Williams & Wilkins, 172-175.
- [23] SERTICH PL. 1998. *Ultrasonography of the genital tract of the mare*. In : REEF VB. *Equine diagnostic ultrasound*. Philadelphia : WB Saunders, 405-424



## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

---

[24] 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

[25] Hanzen, Ch., Laurent, Y., Jakovjlevic, S., “ *Méthodologie et application de l'échographie bidimensionnelle a la physiopathologie de la reproduction équine. 1. L'ovaire et utérus non gestant*”, Ann. Méd.Vet., 133, (1989), 329-334.

Sites internet :

[26] <http://archimede.bibl.ulaval.ca/archimede/fichiers/22412/ch01.html> (consulté le 20/05/2012).