

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

**MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE**

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE – ALGER

المدرسة الوطنية للبيطرة - الجزائر



**PROJET DE FIN D'ETUDES
EN VUE DE L'OBTENTION
DU DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE**

**MAITRISE DE LA REPRODUCTION CHEZ LA JUMENT
CONTROLE DE L'OVULATION ET DE LA FECONDATION.**

Présenté par :

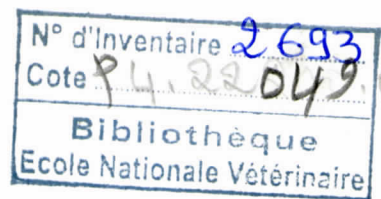
- DAHMANI NADJIBA
- FODIL MOHAMED NADJIB
- GACEM SABRINA

Soutenu le : 24 Juin 2007.

Le jury :

- . Présidente :	Mme TEMIM S.	(Maître de conférence)
- . Promoteur :	Mr BENCHIKOU T.	(Chargé de cours)
- . Examinatrice :	Mme ILES I.	(Chargée de cours)
- . Examineur :	Mr SOUAMES S.	(Chargé de cours)

Année universitaire : 2006/2007



Remerciements

Avant tout, on remercie notre bon dieu de nous avoir permis d'achever notre travail en de bonnes conditions.

A monsieur Mr BENTCHIKOU T. notre promoteur et chargé de cours de pathologies des équidés et des carnivores à l'école nationale vétérinaire d'EL HARRACH qui a participé à l'élaboration de ce travail, sincères remerciements.

A Madame TEMMIM S, professeur et maître de conférences à l'ENV d'EL HARRACH qui nous a fait l'honneur de présider le jury de notre soutenance, remerciements respectueux,

A Madame et monsieur : LEËSS. M & SOUAMES .S chargés de cours à l'ENV d'EL HARRACH pour leur participation à la constitution du jury, sincères remerciements.

Nous remercions aussi tous nos chers professeurs à l'ENV en particulier : Mr HARHOURA .K, Mlle AISSI .M, Mlle AIT OUDIA K. Pour leurs conseils et encouragements.

A tout le personnel de l'ENV, profonds remerciements.

Sans oublier le personnel de la jumenterie de Tiaret « CHAOUCHAOUA » Mme HADDOUCHE .Z et Krimou pour leur aide précieuse et leur patience, remerciements respectueux,

A Mr le directeur de L'ENV d'EL HARRACH Mr GUEZLANE EL OUARDI ainsi qu'au directeur de la jumenterie de Tiaret Mr BELMOUMENE SAID pour nous avoir fait confiance afin d'effectuer notre stage, remerciements respectueux,

Sabrina

Je tiens avant tout a remercier mes chers parents : mon papa de m'avoir beaucoup aidé et ma maman pour sa compréhension et son aide précieuse durant toute l'année anisi qu'à Ahmed sans oublier ma chère tante « Mama ».

Je dédie ce travail à toutes les personnes qui m'ont soutenues, a ma petite sœur Fatma et mes adorables frères Riad et Abdelhamid.

A mes cousines et cousins.

A ma copine Amina et son mari Jug, en particulier Mourad.

A tous les étudiants de l'ENV et tous mes amis : Soraya, Rym, Ryma, Rahim, Nacer, Mehdi, Addenene, Dalia

Melle AIT OUDIA pour tout ce qu'elle apporte au monde veterinaire (Leishmania)

A Scabedj, Karim, Hadia, Baya.

A mes binomes: Nadjib, Nadjiba(star).

Dédicaces de Nadjiba :

A la mémoire de l'être qui m'est très cher « maman », je dédie mon mémoire (que DIEU bénisse son âme).

Je tiens à remercier ma petite famille pour leurs soutiens et encouragements, surtout mon « papa » dont sa présence morale et physique m'a apporté courage et volonté.

A mes sœurs Sousou, Kenza ainsi qu'à leurs bambins pour leurs encouragements, un grand merci, surtout Mahdia alias « michou » pour son aide et ses conseils.

Merci à tous mes cousins et cousines : Takji, Minette, mimo, azzeddine alias pipoune, surtout feriel pour son aide précieuse "tank's for your help !".

Un grand merci à Mr NOUADE M. et à Mr HARHOURA pour m'avoir permis d'arriver à ce que je suis devenu aujourd'hui.

Spéciale dédicace à ma meilleur amie, sœur et confidente "Nadia" (grand merci à toi ma chérie). Sans oublier Imène (Chérage).

A tous mes ami (es) à l'ENV ; merci... pour tout les bons moments qu'ont a passé ensemble, je cite en premier lieu : Soraya et Rym (NZ), Isma, Hana, Nazihia, Ryma, Mimi, yasmine, Souhila (sérum), Wassila, Nassima, Rym (Gega), Khadidja (Koléa), Imène (Zéralda), Zakaria (ex-mari), Noufel, Nazim alias "Chirac", numberone (Rahim), Raouf, Nazim (oulid houmti), Zahir, Nacer, Addenane, Soufiane (tchpez), Ross, Mehdi.

Sans oublier Sabrina et Mirah (EPAU), Meriem (Casti), Khadidja (INA) pour ses encouragements ; Ainsi qu'à mes nouveaux collègues, exceptionnellement M'hamed (Kiné) pour son soutien moral et ses encouragements.

Et enfin, je tenais à remercier mes binômes : Nadjib (mégot), et Sabrina alias Olivia avec qui le travail été très agréable et pour les bons moments qu'on a partagé à « Tiaret », merci à vous deux, ainsi qu'à tata Mama et à sa petite famille pour son accueil chaleureux.

TABLE DES MATIERES

Introduction.....	1
 CHAPITRE I : RAPPELS ANATOMO-PHYSIOLOGIQUES	
I.1. L'appareil génital de la jument.....	Error! Bookmark not defined.
I.2. Physiologie du cycle sexuelle de la jument	Error! Bookmark not defined.
I.2.1 La puberté :.....	Error! Bookmark not defined.
I.2.2 Le cycle ovarien :.....	Error! Bookmark not defined.
I.2.3. Aspect endocrinien du cycle oestral :	Error! Bookmark not defined.
I.2.3.1. Hormones épiphyso-hypothalamiques :	Error! Bookmark not defined.
I.2.3.2. Hormones hypophysaires :	Error! Bookmark not defined.
I.2.3.3. Fonction endocrine des ovaires : les hormones stéroïdiennes ...	Error! Bookmark not defined.
 CHAPITRE II : MAITRISE DE L'OESTRUS.....	
II.1. Examen de la jument en chaleurs	Error! Bookmark not defined.
II.1.1. Renseignements fournis par l'examen clinique	Error! Bookmark not defined.
II.1.1.1. Observation des chaleurs :	Error! Bookmark not defined.
II.1.1.2. Examen vaginal	
.....	Error! Bookmark not defined.
II.1.1.3. L'exploration rectale :	Error! Bookmark not defined.
II.1.2. Renseignements fournis à l'examen échographique ..	Error! Bookmark not defined.
II.1.2.1. Rappels de l'utilisation des ultrasons	Error! Bookmark not defined.
II.1.2.2. L'examen échographique de l'appareil génital de la jument	Error! Bookmark not defined.

II.1.2.2.1. Préparation de la jument et du matériel :	Error! Bookmark not defined.
II.1.2.2.2. Technique de l'examen échographique	Error! Bookmark not defined.
II.1.2.2.3. Aspects échographiques du tractus génital de la jument .	Error! Bookmark not defined.
II.1.2.2.3.1. Utérus :	Error! Bookmark not defined.
II.1.2.2.3.2. Les ovaires : suivie de l'évolution du follicule ..	Error! Bookmark not defined.
II.2. Induction de l'oestrus...	Error! Bookmark not defined.
II.2.1. Traitement lumineux.....	Error! Bookmark not defined.
II.2.2. Utilisation de la progestérone.....	Error! Bookmark not defined.
II.2.3. Utilisation de la GnRH naturelle.....	Error! Bookmark not defined.
II.2.4. Utilisation des prostaglandines	Error! Bookmark not defined.
II.3. Induction de l'ovulation	Error! Bookmark not defined.
II.3.1. Utilisation de l'human Chorionic Gonadotropin (hCG)	Error! Bookmark not defined.
II.3.2. Autres molécules utilisées	Error! Bookmark not defined.
CHAPITRE III : MAITRISE DE LA FECONDATION	Error! Bookmark not defined.
III.1. Moment optimal d'insémination	Error! Bookmark not defined.
III.2. Insémination.....	Error! Bookmark not defined.
III.2.1. Montes naturelles....	Error! Bookmark not defined.
III.2.2. Insémination artificielle	Error! Bookmark not defined.
III.3. Diagnostic de la fécondation.....	Error! Bookmark not defined.
III.3.1. Renseignements fournis à l'examen clinique.....	Error! Bookmark not defined.
III.3.1.1. Observation du comportement de la jument	Error! Bookmark not defined.
III.3.1.2. La palpation transrectale	Error! Bookmark not defined.
III.3.2. Renseignements fournis par les examens complémentaires	Error! Bookmark not defined.

III.3.2.1. Les dosages hormonaux	Error! Bookmark not defined.
III.3.2.2. Echographie génital.....	Error! Bookmark not defined.

CHAPITRE IV : LA TRANSPLANTATION EMBRYONNAIRE**Error! Bookmark not defined.**

IV.1. Synchronisation de l'ovulation chez la donneuse et la receveuse**Error! Bookmark not defined.**

IV.2. technique de la transplantation embryonnaire

Error! Bookmark not defined.

IV.2.1. La récolte.....

Error! Bookmark not defined.

IV.2.2. Dépôt des embryons.....

Error! Bookmark not defined.

RAPPORT DE STAGE

I. Cheptel de la jumenterie....	54
II. Période de la reproduction.....	54
III. Suivi de la reproduction.....	55
III.1. Renseignements fournis à l'examen clinique.....	55
III.2. Renseignement fournis à l'examen échographique.....	55
IV. Induction de l'ovulation.....	56
V. Moment optimal d'insémination ou de saillie.....	56
VI. Insémination et Gestation.....	57

INDEX DES FIGURES

Figure 1: Anatomie de l'appareil génital et organes pelviens d'une jument, vue latérale gauche (Internet)

Figure 2 : Cycle de la jument (Internet)

Figure 3 : Schéma des trois types de cycles chez la jument [Ginther, 1992]

Figure 4 : Hormonologie du cycle chez la jument (Rossdale et Ricketts, le poulain, Maloine s.a édit, 2001)

Figure 5 : Synthèse des variations hormonales et ovariennes au cours du cycle oestral chez la jument (Ginther 1992)

Figure 6 : Changements cervicaux pendant le cycle oestral (Internet).

Figure 7 : A gauche : vue frontale de l'appareil génital de la jument appendu dans la cavité abdominale (adapté d'après Sisson S., Grossman J.-D. *The anatomy of domestic animals*, ed 4, Philadelphia, 1983, WB Saunders). Et a droite : photo de l'appareil génital de la jument.

Figure 8 : Phénomène de réflexion / réfraction des échos ultrasonores [Boon, 1998]

Figure 9 : technique de l'examen échographique de l'appareil génital de la jument (vue dorsale)(Paul-Jeanjean ; bulletin GTV.2006)

Figure 10 : Profil du nombre de follicules de différentes tailles entre deux ovulations chez la jument [Ginther, 1986]

Figure 11 : l'éclairage artificiel chez la jument (haras nationaux ; 2005)

Figure 12: position correcte de la sonde d'insémination pour le dépôt de la semence (Revells, Walls, 1999) L'image à droite montre la technique d'insémination.

Figure 13 : rappels embryonnaires j6/j7, le blastocyste et son arrivée dans l'utérus (GTV.2006)

Figure 14. Dimensions et position du sac embryonnaire par rapport à la main qui le palpe pour diagnostiquer la gestation au 33^e, au 42^e et a 60^e jour (Extrait de Rossilale et Rickelts, Le poulain, Maïoine s.a. édit.)

Figure 15 : représentation schématisque de l'ascension de l'embryon (E) et de la descente du fœtus (F) ,UC=cordon ombilical [Ginther. O.J 1989].

Figure 16 : Représentation schématique de la chronologie et de la synchronisation des opérations pour la récolte et le transfert d'embryons chez la donneuse et les receveuses. (Blanchard, Varner, Schumacher, Brinsko, Rigby ; 2005)

Figure 17 : Schéma montrant la sonde de récolte d'embryon en place dans l'utérus d'une jument juste avant le début de la récolte (Vanderwall DK ; 2000).

INDEX DES TABLEAUX

Tableau 01 : comportement de la jument à la barre (Etude faite par *Palmer, 1978*)

Tableau 02: récapitulatif de soufflage, échographie et de saillie.

Tableaux 03 : récapitulatifs des passages à l'échographie et les traitements effectués à différentes dates :

INDEX DES IMAGES

Image 1. : Jument en chaleur (camper et jet d'urine) [image personnelle]

Image 2 : méthode d'introduction du spéculum (Internet)

Image 3 : image du col (Internet)

Image 4 : Corne utérine de chaleur (Internet)

A gauche : image échographique d'une corne en quartier d'orange

A droite : image endoscopique de l'utérus en chaleur

Image 5 : Image échographique d'une coupe d'ovaire de jument en oestrus

Les structures rondes anéchogènes (noires) sont des follicules, entre eux se situe le stroma ovarien (gris clair)

Image 6 : Image échographique d'un follicule pré-ovulatoire de 36 mm de diamètre (Internet)

INTRODUCTION

Autrefois animal utilitaire, le cheval est aujourd'hui un athlète représentant parfois une fortune. Cette évolution a conduit à l'amélioration génétique de l'espèce sur le plan sportif. Ceci a engendré la sélection d'étalons vedettes, mais aussi de techniques améliorées de reproduction.

Par ailleurs les contraintes économiques et sociales régissant l'élevage équin nécessitent de maîtriser au mieux le cycle ovarien des juments et notamment le moment de l'ovulation

La saison de reproduction idéale correspond en fait à la période de demi février à début juillet, elle chevauche la période de transit printanier caractérisée par une ovulation différée : les juments n'étant pas à leur potentiel de reproduction optimal.

De plus le vétérinaire est souvent sollicité pour que les poulains naissent le plus tôt possible après le 1^{er} janvier.

Que ce soit dans le milieu des courses ou en Concours de Saut d'Obstacles (CSO) les poulains sont mis en compétition en fonction de leur année de naissance.

Un poulain né en février sera plus intéressant qu'un poulain né plus tard dans l'année.

Ainsi pour améliorer l'utilisation d'étalons génétiquement supérieurs, des protocoles ont été développés afin de limiter le nombre de saillies ou inséminations artificielles par oestrus au minimum nécessaire pour obtenir une gestation.

Qu'il s'agisse de sperme frais ou congelé ou que la monte naturelle soit obligatoire comme chez les purs sangs, la jument ne dispose que d'une saillie ou insémination et doit presque ovuler à heure près.

C'est de même pour les juments receveuses ou donneuses utilisées lors de la transplantation embryonnaire.

Maîtriser la reproduction, c'est d'agir pour obtenir une gestation par insémination et par jument durant le printemps.

A ces fins une bonne connaissance du cycle sexuel ainsi que les traitements hormonaux et les programmes d'éclairage artificiel sont utilisés pour provoquer le début de la saison de reproduction :

- Induire le 1^{er} oestrus, induire l'ovulation chez les juments cyclées mises à la reproduction, synchroniser l'oestrus et l'ovulation chez les juments devant participer à une transplantation embryonnaire.
- Augmentation des probabilités d'obtenir une gestation à partir des premières chaleurs post-partum.

En conséquence, notre plan d'étude consistera dans une première partie à présenter les rappels anatomiques et les particularités physiologiques du cycle sexuel de la jument, afin de mieux comprendre les contraintes qu'elles impliquent

On décrira dans une deuxième partie les méthodes de maîtrise de l'oestrus par des examens cliniques et échographiques ainsi que son induction par des traitements lumineux et hormonaux.

Nous parlerons ensuite de la maîtrise de la fécondation chez la jument : insémination et diagnostic de fécondation ainsi que la transplantation embryonnaires.

Enfin pour terminer nous présenterons les différentes observations relatives au suivi de la reproduction pratiquée dans le centre hippique de Tiaret

CHAPITRE I : RAPPELS ANATOMO-PHYSIOLOGIQUES

I.1. L'appareil génital de la jument

L'appareil génital de la jument a plusieurs rôles : il produit les gamètes, il constitue le lieu de fécondation, et assure la nutrition de l'embryon pendant la gestation, il comprend :

- La portion uro-génitale formée du vestibule du vagin, canal profond, et de la vulve orifice externe de l'appareil génital femelle.
- La portion tubulaire qui forme les voies génitales, et à qui on reconnaît trois étages :
 - Le vagin qui participe à la copulation.
 - L'utérus où se déroule la gestation avec le développement des annexes fœtales.
 - Les trompes utérines où a lieu la fécondation.
- La portion glandulaire représentée par les ovaires qui ont un fonctionnement cyclique.

Les ovaires sont situés en regard de la 4^{ème} vertèbre lombaire environ, 50 ou 60cm de l'anus. L'ovaire gauche est situé 2 à 3 cm plus en arrière que l'ovaire droit. Souvent pour repérer l'ovaire gauche on peut chercher en arrière du bord caudal du rein, et pour l'ovaire droit a 4cm en arrière de l'ovaire gauche.

L'ovaire est ovoïde et globuleux, sa taille est d'environ 6 cm de long, 3 cm de large. L'ovaire de la jument apparaît irrégulier et bosselé par des formations kystiques, et possède une conformation réniforme.

La médulla est très fine et refoulée dorsalement, et la corticale (tissu germinifolliculaire) occupe l'essentiel du stroma ovarien.

L'appareil génital chez la jument se situe pour moitié dans la cavité abdominale et pour moitié dans la cavité pelvienne (Fig.1).

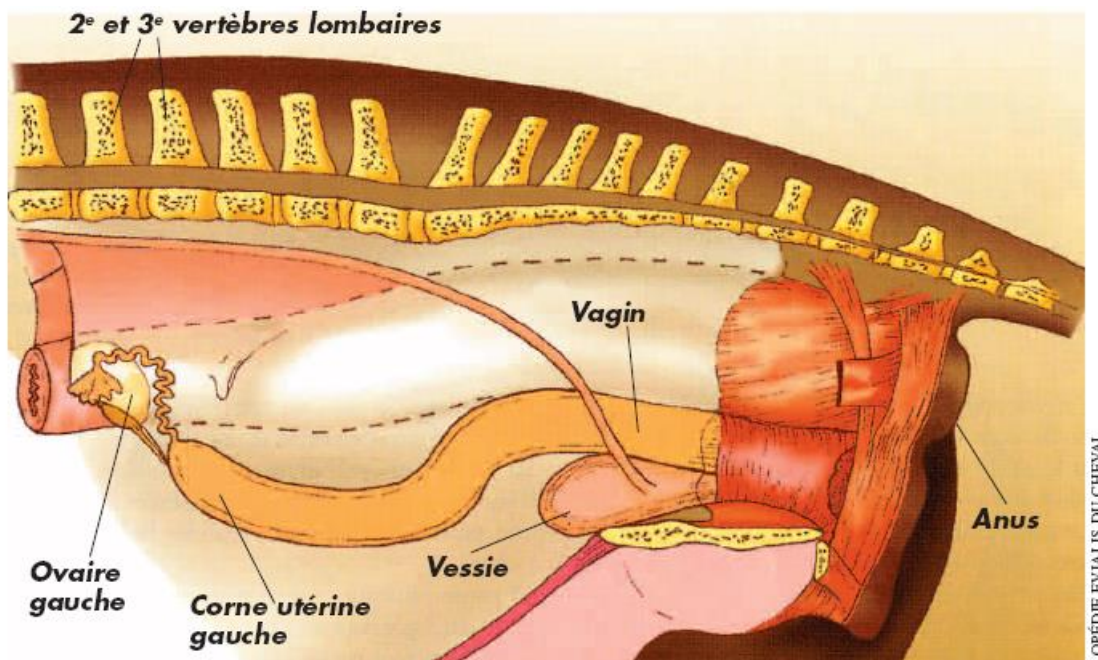


Figure 1: Anatomie de l'appareil génital et organes pelviens d'une jument, vue latérale gauche

I.2. Physiologie du cycle sexuelle de la jument

La jument est un animal saisonnier présentant un polyoestrus. L'activité reproductrice est régulée principalement par la photopériode, mais aussi par la nutrition et le climat.

I.2.1 La puberté :

Elle peut se définir comme le moment de la première ovulation. Elle s'observe vers l'âge de 18 mois (12 à 24 mois) mais son moment d'apparition peut être influencée par le mois de naissance, l'alimentation et l'état sanitaire.

Cependant, la reproduction n'est envisagée que vers l'âge de 3 ans, afin de permettre l'acquisition d'une pleine maturité du tractus génital [Hanzen ; 2000].

I.2.2 Le cycle ovarien :

Le cycle oestral est défini comme la période allant d'une ovulation à l'ovulation suivante, chaque ovulation étant accompagnée de signes de chaleurs et de concentrations plasmatiques de progestérone en dessous de 1 ng/mL. La durée du cycle oestral est de 21 jours en moyenne.

Il est conventionnellement divisé en deux phases (Fig.2):

Oestrus où la jument accepte d'être saillie, l'appareil génital est apte à assurer le transit des spermatozoïdes jusque dans les trompes utérines afin de permettre la fécondation. De durée

très variable (en moyenne 7 jours avec des extrêmes de 3 à 12 jours) et *Interoestrus* où la jument refuse les accouplements, l'appareil génital est apte à permettre le développement embryonnaire. De durée stable (15 jours) [Ginther., 1992].

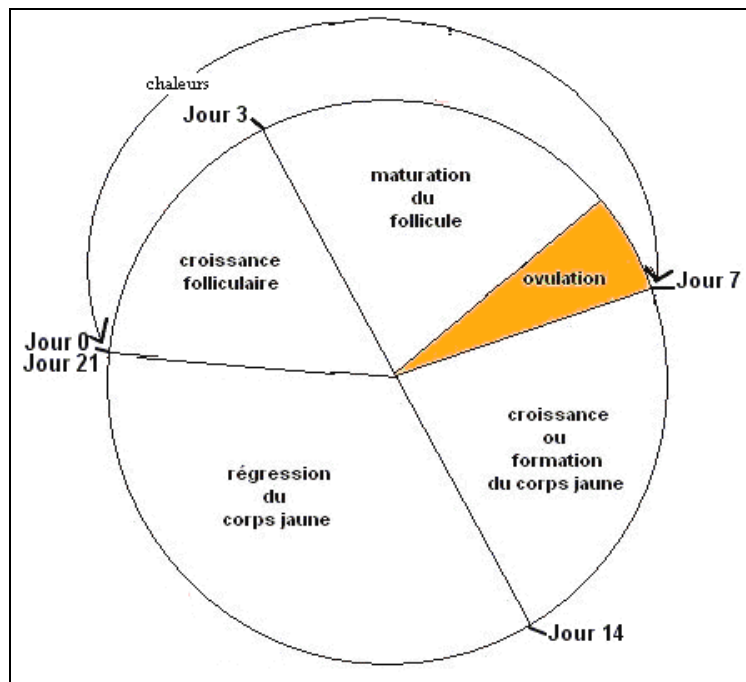


Figure 2 : Cycle de la jument (Internet)

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

- 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.

- **Phase folliculaire :**

La croissance folliculaire se décompose en deux phases, une phase dite *non régulée* qui se déroule en permanence et semble indépendante des régulations hormonales hypothalamo-hypophyso-ovariennes : chaque jour, quelques follicules primordiaux, débutent leur croissance jusqu'à atteindre le stade follicule cavitaire. Quand le diamètre des follicules cavitaires dépasse cinq à dix millimètres, ces derniers deviennent sensibles à l'action des gonadotropines hypophysaires (FSH et LH) ;

Alors la phase *régulée* de la croissance folliculaire décrite par des vagues de croissances folliculaires. Elle est dépendante des sécrétions, étant absente pendant une partie de l'anoestrus saisonnier. La jument présente en général une vague de croissance folliculaire par cycle. Certaines peuvent cependant en présenter deux.

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

Dans 20 % des cycles, il se produit deux vagues de croissance décalées dans le temps au cours d'un même cycle. La vague de croissance secondaire est caractérisée par l'émergence d'un follicule dominant en fin d'oestrus ou au tout début de dioestrus (*cf.* fig. 3B et 3C). Dans 15 % des cycles, cette seconde vague de croissance folliculaire est anovulatoire (*cf.* fig. 3B).

Dans 5 % des cycles, le développement de ce follicule préovulatoire en début de dioestrus aboutit à une ovulation pendant le dioestrus, sans que la jument ne soit en chaleur [Ginther, 1992 ; Tibary *et al.*, 1994b ; Daels et Hugues, 1993a,b ; Pierson, 1993].

Ces ovulations dioestrales peuvent être fécondantes si elles surviennent assez tôt pendant le dioestrus. En revanche, si l'ovulation se produit en fin de dioestrus, le corps jaune résultant d'une telle ovulation ne sera pas assez mûr pour répondre à la sécrétion de prostaglandines F2 α par l'endomètre en fin de phase lutéale. La durée de vie de ce corps jaune et celle du cycle seront alors augmentées, et la jument pourra présenter un anoestrus par corps jaune persistant [Daels et Hugues, 1993a].

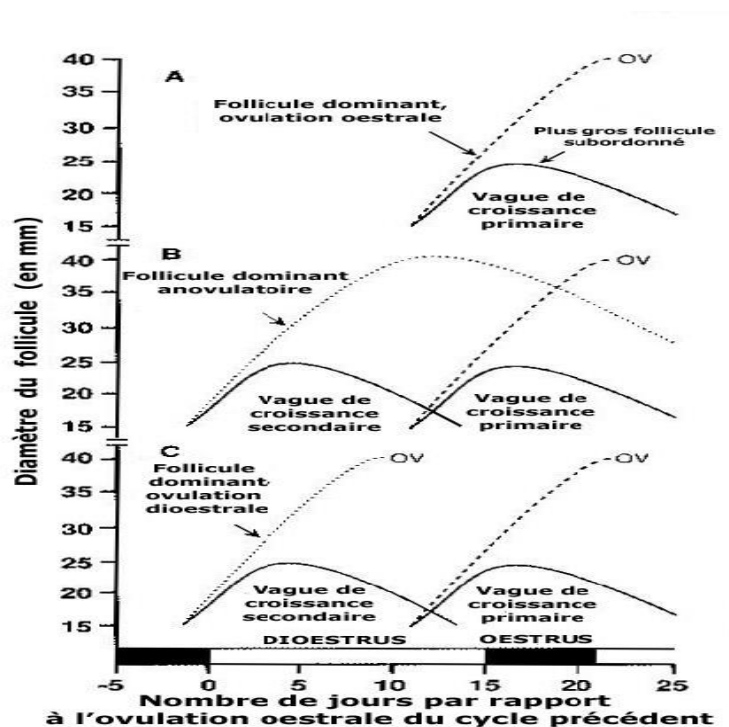


Figure 3 : Schéma des trois types de cycles chez la jument [Ginther, 1992]

A : Une vague de croissance folliculaire

B : Deux vagues de croissance folliculaire avec une ovulation oestrale

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

• Ovulation :

L'ovulation de la jument est un phénomène rapide qui dure environ 2 minutes. La taille habituelle du follicule au moment de l'ovulation est de l'ordre de 40 à 45 mm, bien que des follicules puissent ovuler alors qu'ils sont, soit plus petits, soit plus gros. La taille au moment de l'ovulation est souvent plus grande en début de saison de reproduction (de mars à mai) comparée à celle des follicules ovulant en pleine saison de reproduction (de juin à juillet). Le plus souvent des ovulations se produisent au cours des 48 dernières heures avant la fin de l'oestrus (habituellement le jour où l'intensité des signes comportementaux œstraux commence à diminuer).

Environ 78 % des juments ovulent deux jours avant la fin de l'oestrus, 12 % ovulent plus de deux jours avant la fin de l'oestrus et 10 % ovulent après la fin de leur comportement d'oestrus [Daels et Hugues, 1993a]. L'ovulation semble avoir lieu plus fréquemment la nuit.

16% des juments présentent une double ovulation, moins de 1% ont une ovulation triple [Tibary *et al.* 1994a].

- **phase lutéale :**

Juste après l'ovulation, un corps hémorragique se forme avec accumulation du sang à l'intérieur du follicule (corpus hemorrhagicum). Il est palpable dans les 12h comme une structure souple et pâteuse. Au 9ème 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) [Tibary *et al.*, 1994b ; Niswender et Nett, 1993 ; Squires, 1993a].

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 [Niswender et Nett, 1993 ; Tibary *et al.*, 1994b ; Daels et Hugues, 1993a ; Squires, 1993a].

I.2.3. Aspect endocrinien du cycle oestral :

La chronologie régulière du cycle oestral repose sur un équilibre délicat des différentes hormones produites par l'épiphyse, l'hypothalamus, l'hypophyse, les ovaires et l'endomètre utérin (fig. 4).

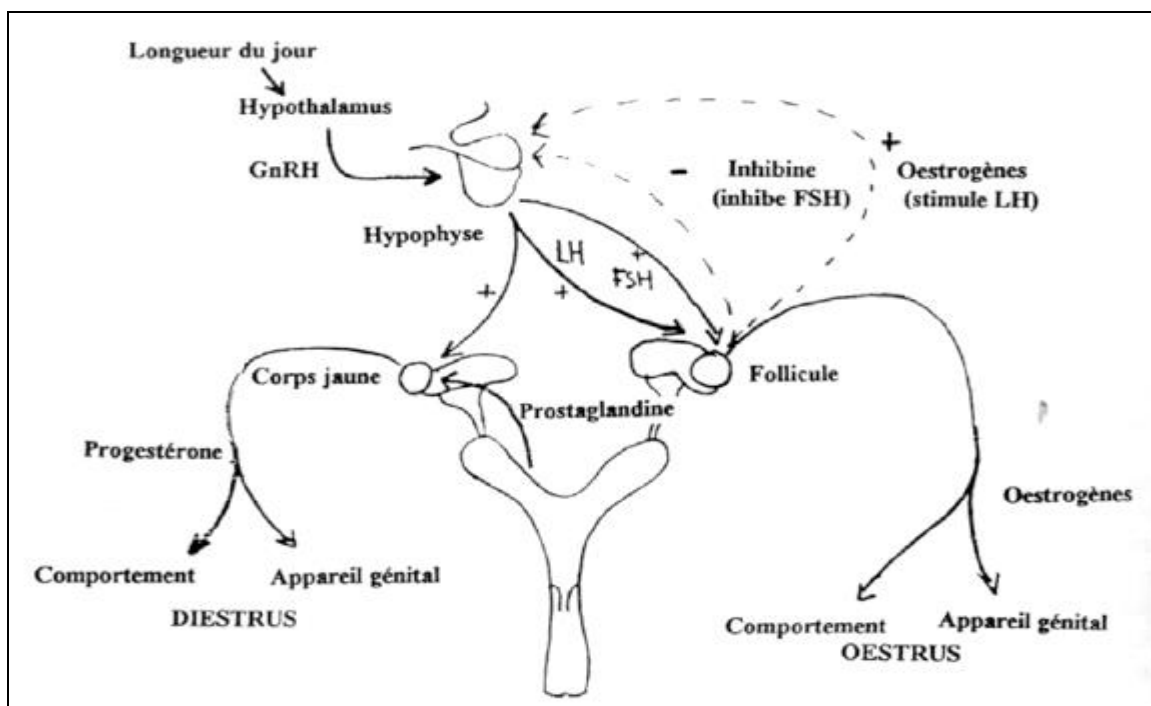


Figure 4 : Hormonologie du cycle chez la jument (Rossdale et Ricketts, le poulain, Maloine s.a édit, 2001)

I.2.3.1. Hormones épiphyso-hypothalamiques :

L'épiphyse agit sur l'hypothalamus par l'intermédiaire de la **mélatonine**. Quand la durée du jour est courte, la mélatonine libérée pendant la nuit inhibe la synthèse et la libération de **GnRH** et la jument est en anoestrus. Quand la durée du jour s'allonge, la sécrétion de mélatonine est réduite par un raccourcissement progressif de la nuit et son influence inhibitrice sur la synthèse et la sécrétion de GnRH est supprimée et la jument rentre progressivement en oestrus qui est une période de manifestation des chaleurs (breeding season)

La GnRH est le facteur clef stimulant la fonction ovarienne. Elle atteint l'hypophyse antérieure via le système porte hypothalamo-hypophysaire et stimule la synthèse et la sécrétion de Luteinising Hormone (LH) et de Follicle-Stimulating Hormone (FSH).

I.2.3.2. Hormones hypophysaires :

▪ Follicule-Stimulating Hormone (FSH)

La FSH entretient la croissance continue des petits follicules, stimule la sécrétion folliculaire d'oestrogènes et est responsable du recrutement folliculaire.

La sécrétion de FSH est plus basse durant le début de l'oestrus à cause de la sécrétion de protéines inhibin-like par le follicule préovulatoire, qui inhibe la sécrétion de FSH mais pas celle de LH. La progestérone a un rétrocontrôle négatif sur la LH, mais pas sur FSH. La sécrétion croissante de FSH durant la fin du dioestrus est le stimulus principal du développement folliculaire.

▪ Luteinising Hormone (LH)

Après la lutéolyse, le taux de LH augmente lentement et progressivement pour atteindre leurs valeurs maximales deux jours après l'ovulation et ensuite diminue graduellement les quatre ou cinq jours suivants. Cette hormone est responsable de la fin de la maturation folliculaire, de la production de progestérone, de l'ovulation et de la lutéinisation du corps jaune. (Irvine, 1998).

Durant le dioestrus, la sécrétion de progestérone lutéale est maintenue par la concentration basale de LH. Après la lutéolyse, le rétrocontrôle négatif de progestérone sur les sécrétions hypophysaires de LH est supprimé et l'oestradiol 17 β , sécrété par le plus gros follicule, stimule

préférentiellement la sécrétion de LH. La persistance de taux élevés de LH au cours de la période post-ovulatoire est reconnue comme influençant l'incidence relativement haute des ovulations doubles, la seconde ovulation arrivant dans les quatre jours après la première.

I.2.3.3. Fonction endocrine des ovaires : les hormones stéroïdiennes

Les ovaires contiennent deux glandes endocrines temporaires : les follicules et le corps jaune.

▪ Oestrogènes

La sécrétion folliculaire en oestrogènes atteint un pic un ou deux jours avant l'ovulation. Après l'ovulation, elle diminue pour atteindre son niveau de base du dioestrus dans les deux jours qui suivent.

La jument montre une libération massive d'oestrogènes d'origine folliculaire, qui semble initier une augmentation de la libération de LH entraînant l'ovulation. Les nombreux follicules de taille moyenne présents au cours de la phase lutéale peuvent contribuer à l'augmentation de la concentration d'oestrogènes durant le dioestrus. A la fin du dioestrus, ces follicules subissent une atrophie, ce qui explique la diminution du taux d'oestrogènes au moment de la lutéolyse.

Les concentrations en oestrogènes pendant l'oestrus sont corrélées à l'activité ovarienne, la réceptivité sexuelle et des changements macroscopiques du tractus génital. En l'absence de progestérone (concentration inférieure à 1 ng/mL). L'oestradiol 17 β sécrété par le follicule préovulatoire induit la réceptivité sexuelle, le relâchement du canal cervical et de la vulve, permet le passage et le transport des spermatozoïdes, et joue un rôle dans la maturation folliculaire et l'ovulation.

▪ Progestérones

Pendant l'oestrus, les concentrations de progestérone dans le plasma sont inférieures à 1 ng/mL. Après l'ovulation, ces concentrations augmentent rapidement jusqu'à des valeurs maximales dans les six jours, restent hautes pendant la phase lutéale (6 à 10 ng/mL), et diminuent rapidement après la régression du corps jaune au quinzième jour (Nagy, 2004).

La progestérone inhibe le comportement oestral, entraîne la fermeture du canal cervical, et prépare l'utérus à la gestation. Ses effets sur le comportement et les caractéristiques morphologiques du canal cervical et de l'utérus sont dominants sur les effets des oestrogènes.

La progestérone inhibe le pic de LH préovulatoire. Cependant, elle n'inhibe pas complètement la folliculogénèse et l'ovulation chez la jument. Donc, pendant la phase lutéale, les follicules peuvent continuer à grandir et ovuler en présence de concentrations de progestérone élevées.

I.2.3.4. Fonction endocrine de l'utérus :

▪ Les prostaglandines

PGF_{2α} est reconnue comme étant l'agent lutéolytique principal de la jument. Chez les juments non gestantes, la durée de vie du corps jaune dépend de la libération endogène de PGF_{2α} par l'endomètre entre le treizième et le seizième jour post-ovulation. La PGF_{2α} est absorbée par la veine utérine, passe dans la circulation systémique et atteint les ovaires. La première libération de PGF_{2α} précède la première diminution des concentrations de progestérone.

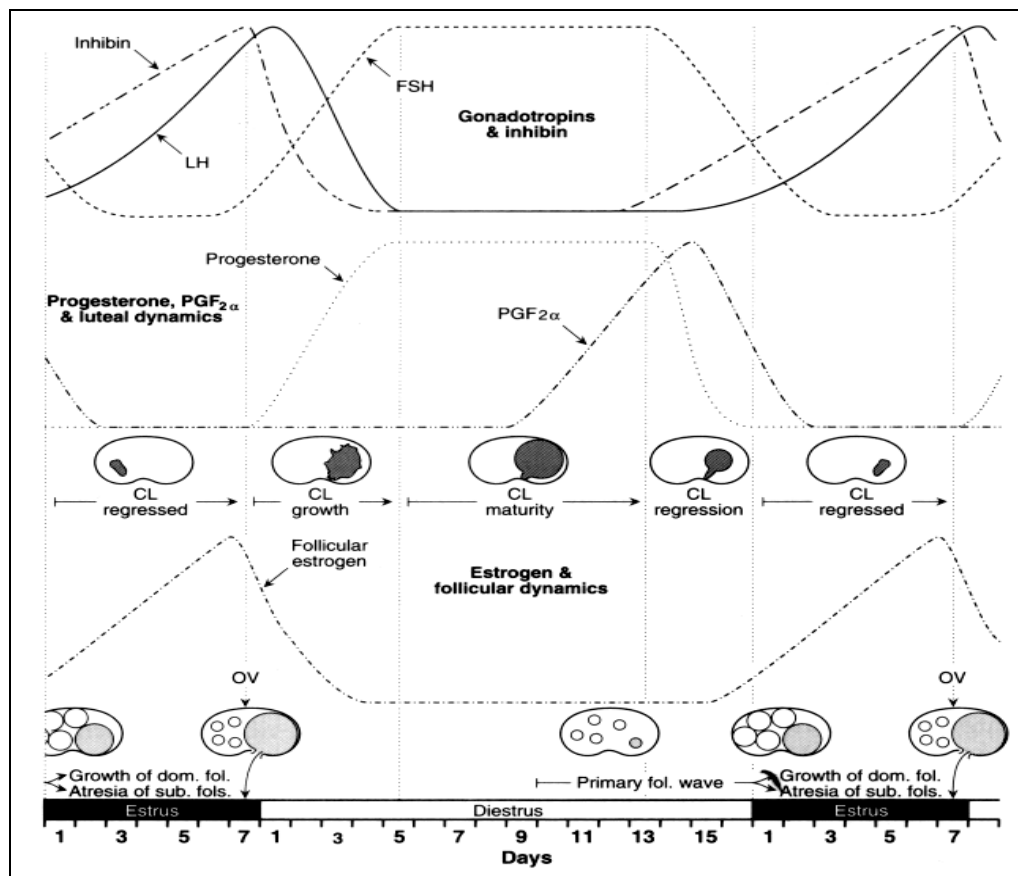


Figure 5 : Synthèse des variations hormonales et ovariennes au cours du cycle oestral chez la jument (Ginther 1992)

Le schéma (A) montre les variations de concentration de FSH, LH et l'inhibine en relation avec le cycle

Le schéma (B) décrit le développement et la régression du corps jaune en parallèle des concentrations de progestérone et PGF2 α pendant un cycle oestral normal de 21 jours

Le schéma (C) montre la dynamique folliculaire et l'ovulation en relation avec les concentrations d'oestradiol durant un cycle oestral normal de 21 jours.

Ces données physiologiques montrent que la maîtrise de la reproduction chez la jument se heurte à trois problèmes physiologiques :

- Durées variables de l'oestrus
- Difficulté de prévision du moment de l'ovulation
- Contrainte de la saisonnalité.

A ces problèmes physiologiques, s'ajoutent des contraintes zootechniques : les courses, l'existence d'une saison administrative de reproduction, la faible disponibilité des meilleurs étalons...conduisant à la nécessité d'une bonne maîtrise et gestion de la reproduction de la jument par des examens cliniques, expérimentaux et des protocoles d'induction de l'oestrus et de l'ovulation.

CHAPITRE II : MAITRISE DE L'OESTRUS

Chez les juments cyclées, le but de cette maîtrise est d'améliorer la gestion de la reproduction en synchronisant l'ovulation avec la saillie ou l'insémination. En effet, le moment de l'ovulation n'est pas fixe par rapport au début des chaleurs chez la jument. Quand une jument doit être transportée pour une saillie (cas des Pur Sang), qu'elle doit être inséminée en semence fraîche ou congelée, qu'elle doit subir un transfert d'embryon ou une fécondation In Vitro, le moment de l'ovulation doit être connu très précisément.

Quand du sperme frais est utilisé (saillie ou insémination artificielle), un intervalle de huit à quarante-huit heures entre l'insémination et l'ovulation est acceptable. En revanche, quand du sperme congelé est utilisé, un intervalle inférieur à vingt-quatre heures est nécessaire, rendant obligatoire une plus grande précision. Pour cela une bonne connaissance et maîtrise des techniques d'examen clinique (exploration rectale et examen au spéculum) et expérimental (échographie) ainsi qu'un protocole d'induction de l'oestrus et/ou de l'ovulation nous aidera à atteindre notre objectif.

On parlera de l'examen clinique et échographique de la jument en chaleur en première partie, puis en seconde partie, on évoquera les méthodes d'induction de l'oestrus chez les juments qui ne représentent pas de chaleurs.

NB : Nous parlerons dans ce chapitre de tout ce qui est physiologique (on ne traitera pas les aspects pathologiques).

II.1. Examen de la jument en chaleurs

II.1.1. Renseignements fournis par l'examen clinique

II.1.1.1. Observation des chaleurs :

Le comportement de la jument en chaleur est bien connu : la jument urine fréquemment par petits jets, garde la queue levée en « clignant » de la vulve, a tendance à s'immobiliser lorsqu'on la pousse de la main contre le flanc ou lorsque son cavalier serre les jambes. Mais ce comportement ne se manifeste que rarement et d'une façon très fugace en l'absence de l'étalon. Il est donc nécessaire de mettre la jument en contact avec un souffleur (Palmer, 1978).

Les différents tests de détection des chaleurs sont :

a- Le test à la barre :

C'est le plus courant. La jument, tenue en main, est séparée d'un étalon, dit « souffleur », par un bas-flanc (la barre). L'étalon, également tenu en main, est amené d'abord au niveau de la tête et flaire la jument. Ce test, pour être efficace, doit être mené avec patience et complété par un essai de chevauchement en cas de comportement douteux. Il nécessite de la part de l'éta lonnier une grande expérience et une bonne connaissance de la jument.

Tableau 01 : comportement de la jument à la barre (Etude faite par *Palmer, 1978*)

Elément de comportement les plus caractéristiques	Fréquence d'apparition chez la jument (%)		
	En chaleur A	Non en chaleur B	A-B
Eléments positifs :			
- Clignement de vulve	59.9	11.2	48.7
- Lève la queue	52.5	05.1	47.4
- Jets d'urine	46.7	08.5	38.2
- Se campe	34.4	00.0	34.4
- Lève à demi la queue	33.7	07.5	26.2
Eléments négatifs :			
- Coups de pieds	27.1	64.0	-36.9
- Couinements	37.7	74.5	-36.8
- Fouettements de queue	20.5	45.6	-25.1
- Oreilles couchées	34.0	54.0	-20.0

Le tableau suivant (tableau 01) illustre largement combien un élément du comportement est peu fiable à lui seul. Le caractère qui apparaît assez fréquemment (34.4% des cas) chez la jument en chaleur et jamais chez la jument non en chaleur, est le « camper » (image. 1). Tous les autres éléments ne diffèrent que par leur fréquence d'apparition. Aucun élément à lui seul ne permet d'affirmer qu'une jument n'est pas en chaleur (Palmer, 1978).

Le comportement doit donc être comparé au comportement habituel de la jument lors du test de la barre, car certaines juments sont naturellement plus passives ou au contraire plus agressives que d'autres. Le résultat de cette analyse permettra de décider si le diagnostic est positif (+) ou négatif (-), douteux ($\pm$) ou impossible à définir pour cause de passivité. En cas de résultat douteux ou non défini, il est indispensable de réaliser un essai de chevauchement. (Palmer, 1978).



Image 1. : Jument en chaleur (camper et jet d'urine) [image personnelle]

b- Le test d'approche au pré :

Consiste à amener le souffleur en bordure du pré où sont stationnées les juments. Plus économique en main-d'œuvre que le test à la barre, ce test peut cependant être faussé par les incidences de la hiérarchie du troupeau et une éventuelle accoutumance au test (Palmer, 1978).

c- Le test de détection permanente en liberté :

Consiste à placer au sein d'un troupeau de juments un étalon vasectomisé ou un hongre ou jument androgénisée muni d'un harnais marqueur. A chaque chevauchement, il laisse une trace sur la croupe de la jument qui peut être ainsi repérée facilement, retirée du troupeau et saillie en main par un étalon.

Ce test permet une bonne et permanente détection des chaleurs mais suppose que l'on passe au moins deux fois par jour pour relever les marques et, que la couleur du crayon soit changée

tous les jours. Il faut veiller aussi aux risques de dominance de certaines juments et au possible désintérêt de l'animal marqueur pour certaines juments (Palmer, 1978).

II.1.1.2. Examen vaginal

L'examen se fait au moyen d'un spéculum, qui permettra de préciser la couleur de la muqueuse vaginale et la position du col et de son degré de relâchement.

Après que le secteur périnéal ait été complètement lavé, désinfecté, rincé et la queue enveloppée, un spéculum vaginal peut être introduit dans le vagin. Une fois entièrement inséré, l'opérateur peut examiner visuellement le vagin et le col.



Image 2 : méthode d'introduction du spéculum (Internet)

La muqueuse vaginale est rose saumon et luisante (par la présence de sécrétions) en œstrus.

Lorsque les oestrogènes produits par les follicules dominant (5 à 7 jours avant ovulation), le col commence à s'abaisser de la partie supérieure de la cavité vaginale et commence à avoir une couleur rosâtre (Image.3.1). Le col peut alors permettre l'insertion d'un doigt (Fig.6.1). Et plus les oestrogènes augmentent durant l'œstrus, plus le col continue à s'abaisser et devient très mou et rose, alors deux à trois doigts traverseront facilement. Près de l'ovulation et au pic sécrétoire d'œstrogène (24 à 48 heures avant ovulation), le col sera à son plus bas point dans la cavité vaginale (sur le plancher vaginal) devenant difficilement distinguable et aura de nombreux plis rougeâtres (Driancourt, 1981) (Fig.6.2).

Après ovulation, le col reviendra à sa position originale au dessus de la cavité vaginale et sera pâle, sec et étroitement fermé (Image.3.2, Fig.6.3).

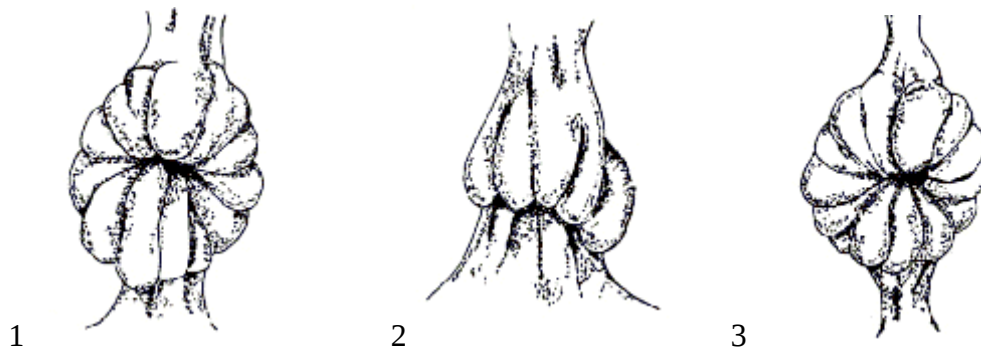
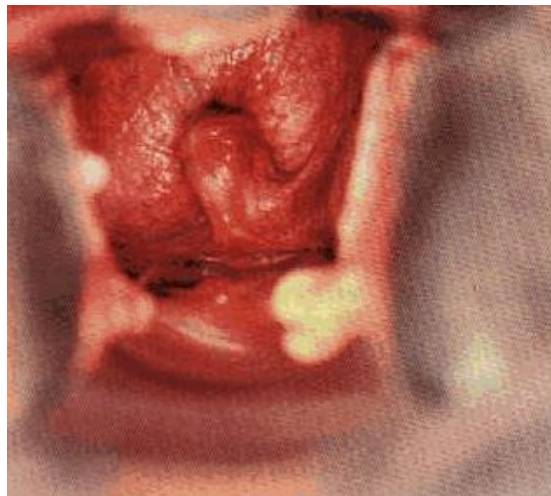


Figure 6 : Changements cervicaux pendant le cycle oestral (Internet).

(1) au début de l'oestrus. Le col est gonflé et commence à s'ouvrir. Les plis sont moins définis. (2) en fin d'oestrus, le col est gonflé et détendu. Les plis tombent vers le bas, et rouge. (3) col après ovulation.



Col d'une jument en chaleur



col après ovulation

Image 3 : image du col (Internet)

II.1.1.3. L'exploration rectale :

Cet examen trans-rectal permet d'apprécier la topographie des différentes parties de l'appareil génital dans la filière pelvienne (fig.7), leurs rapports, et d'éventuelles modifications anatomiques (variation de taille, consistance, tonicité) liées à un processus physiologique, et dans notre cas de reconnaître un utérus de chaleur, mais surtout de palper les ovaires et reconnaître un follicule.

L'opérateur s'équipe d'un gant protecteur d'exploration trans-rectale à usage unique, qui doit être lubrifié au moyen d'un gel. Tout d'abord, le rectum est vidé partiellement des fèces qu'il contient.

L'examen commence par le col et le corps de l'utérus, puis les cornes utérines ensuite, l'examen des ovaires.

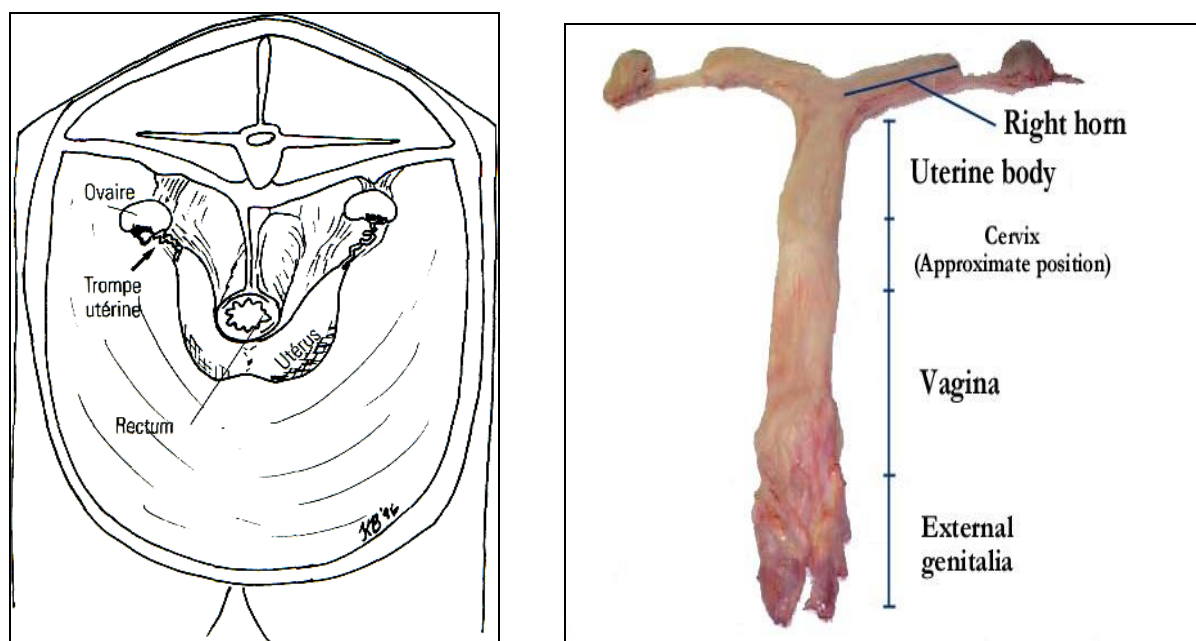


Figure 7 : A gauche : vue frontale de l'appareil génital de la jument appendu dans la cavité abdominale (adapté d'après Sisson S., Grossman J.-D. *The anatomy of domestic animals*, ed 4, Philadelphia, 1983, WB Saunders). Et à droite : photo de l'appareil génital de la jument.

- **L'utérus**

Sa palpation a pour but de préciser les dimensions anatomiques de l'utérus mais aussi d'en préciser surtout la consistance (de très tonique à flasque), afin de déterminer le stade du cycle. Le plus souvent, la consistance des cornes diminue progressivement au cours de l'œstrus.

De même, il est possible de palper le relâchement du col en phase oestrogénique et l'augmentation de sa consistance en phase progestéronique. L'examen vaginal du degré d'ouverture du col permet également de compléter le degré de son relâchement.

La prédiction du moment de l'ovulation peut chez une jument donnée et moyennant des examens répétés pendant l'œstrus ,être déterminée en combinant, en présence d'un follicule dominant, le degré de diminution de la consistance des cornes et d'augmentation de la relaxation cervicale.

- **Les ovaires**

Habituellement, seuls les follicules et les corps jaunes en formation, peuvent être palpés.

Par suite des grandes variations individuelles, le diagnostic en une seule palpation est toujours hasardeux. Par contre des palpations régulières permettent d'avoir une estimation correcte du nombre et de la taille des gros follicules (>25cm).

Au cours de l'œstrus, le follicule ovulatoire croît au rythme de 5 à 6 mm par jour, pour arriver enfin au stade ovulatoire où il se trouve près de la fosse d'ovulation. Un suivi de l'évolution de la consistance du follicule est un bon moyen de constater une ovulation proche.

Au fur et à mesure que l'ovulation se rapproche, on observe un ramollissement du follicule ; Il est ferme en moyenne à j-5, il est assez souple à j-3, et souple à mou à j-1. 90% des follicules se ramollissent dans les 12 à 72 heures précédant l'ovulation [Ginther, 1992 ; Pierson, 1993 ; Tibary *et al.*, 1994a].

II.1.2. Renseignements fournis à l'examen échographique

II.1.2.1. Rappels de l'utilisation des ultrasons

L'échographie est une méthode d'imagerie médicale couramment utilisée en médecine vétérinaire. Cette technique d'investigation complémentaire utilise la réflexion (ou écho) des ultrasons dans les organes et s'apparente ainsi au « SONAR » (Sound Navigation and Ranging), méthode de détection employée en navigation [Legrand et Carlier 1981 ; Carniel 1987].

a) les ultrasons

Le son résulte de la vibration des molécules d'un milieu [Valon et Legrand 1981]. Il se propage sous forme d'onde mécanique susceptible de subir des réflexions (échos), des réfractions et des interférences. La propagation du son ne peut se faire que dans la matière.

L'onde sonore est caractérisée par les paramètres suivants :

- la **fréquence** : correspond au nombre de compressions et d'expansions que subissent les molécules du milieu en une seconde [Jaudon et al. 1991]. En échographie, les ultrasons utilisés ont une fréquence qui oscille entre 1 et 10 MHz [Valon et Legrand 1981].
- la **longueur d'onde** : représente la distance entre deux ondes successives
- la **célérité de l'onde** : correspond à la vitesse de propagation de l'onde dans le milieu
- l'**intensité** : correspond à la puissance du faisceau par unité de surface

b) la sonde émettrice et réceptrice des ultrasons

La production des ultrasons est basée sur l'effet piézo-électrique découvert par Pierre et Jacques CURIE. Son principe repose sur la faculté de transformer une énergie électrique en énergie mécanique et vice-versa. Ce phénomène permettant de transformer un type d'énergie en un autre type d'énergie s'appelle la transduction [Barthez, 2001].

Les ultrasons sont produits par un élément piézo-électrique (cristaux de quartz, céramiques de Plomb Zirconate de Titane ou polymères fluorés) présent dans la sonde de l'échographe.

Dans une sonde d'échographie, l'excitation du cristal piézoélectrique est réalisée par une impulsion électrique. Le cristal entre alors en résonance et émet des ultrasons dont la fréquence dépend de l'épaisseur du cristal. La fréquence est d'autant plus élevée que le cristal est mince.

Ainsi, en appliquant un courant alternatif à un cristal piézo-électrique, ce dernier se comprime et se décomprime alternativement, et émet un son (effet piézoélectrique inverse) dont la fréquence dépend des caractéristiques du cristal. Cet élément piézo-électrique permet également de transformer en courant électrique les ultrasons qui reviennent à la sonde après avoir été réfléchis (effet piézo-électrique direct).

Ce phénomène de transduction représente le principe de base du fonctionnement de l'échographe.

c) Interactions des ultrasons avec la matière

✓ La propagation des ultrasons

Dans un milieu homogène, la propagation des ultrasons se fait en ligne droite dans une zone de champ proche (zone de Fresnel) [Legrand et Carlier, 1981 ; Moretti 1982 ; Jaudon et al. 1991 ; Sigognault, 1992]. Puis, dans un champ lointain (zone de Fraunhofer), les bords du faisceau ultrasonore ne sont plus parallèles mais sont divergents [Legrand et Carlier, 1981].

Lorsque les tissus à explorer sont situés dans la zone de Fresnel, l'utilisation des ultrasons est optimale car :

- Le faisceau ultrasonore est bien parallèle donc les interfaces sont perpendiculaires aux ultrasons,
- L'intensité des ultrasons est plus élevée dans la zone de champ proche.

La zone de Fresnel est d'autant plus courte que la fréquence de la sonde est basse [Moretti, 1982].

Ainsi, on peut penser qu'il est intéressant d'augmenter la fréquence. Toutefois, la situation n'est pas si simple puisque une fréquence élevée s'accompagne d'un faible pouvoir de pénétration de l'onde ultrasonore.

✓ Formation des échos

Lorsque le faisceau d'ultrasons rencontre un obstacle (interface), il subit simultanément une réflexion et une réfraction (Fig. 8). L'écho représente la partie réfléchie de l'onde incidente. La réfraction correspond à l'onde qui traverse cette interface et qui peut atteindre l'interface suivante.

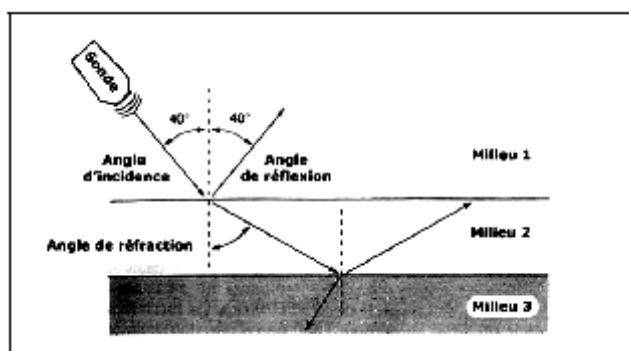


Figure 8 : Phénomène de réflexion / réfraction des échos ultrasonores [Boon, 1998]

Seul le faisceau réfléchi (écho) qui revient à la sonde peut contribuer à la formation de l'image échographique. C'est pourquoi le faisceau incident doit être de dimension plus étroite que l'obstacle et être le plus perpendiculaire possible à l'interface, afin que la totalité de l'onde réfléchie revienne au transducteur [Valon et Legrand, 1981].

En revanche, lorsque le faisceau ultrasonore n'aborde pas l'interface de manière perpendiculaire, l'onde réfléchie ne retourne pas nécessairement à la sonde, ce qui entraîne une perte d'information se matérialisant à l'écran par une perte de contour de l'objet [Mai, 1999].

- L'impédance acoustique

Les tissus de l'animal examiné constituent des milieux différents que les ultrasons doivent traverser. L'impédance acoustique se définit comme la résistance que le milieu oppose au cheminement de l'onde ultrasonore [Ginther, 1995].

Une interface acoustique est constituée de la juxtaposition de deux milieux d'impédance acoustique différente [Barthez, 2001]. Les tissus mous ont des impédances voisines. En revanche, l'air et l'os ont des impédances extrêmes par rapport aux tissus mous.

Pour les interfaces : tissu mou – os et tissu mou – gaz, la réflexion est très importante. Ceci a des conséquences pratiques pour l'examen échographique d'un animal. D'une part, il est nécessaire d'appliquer un gel de contact entre la sonde et la peau de l'animal, ou de plaquer la sonde contre la paroi du rectum lors d'échographie trans-rectale, afin de ne pas avoir d'air entre le transducteur (la sonde) et les tissus, sinon les structures plus profondes ne peuvent pas être visualisées puisque l'air représente un obstacle à la propagation des ultrasons. D'autre part, lors de l'examen échographique, la sonde doit être placée sur une « fenêtre acoustique », c'est-à-dire une zone de l'organisme où le faisceau d'ultrasons ne rencontrera pas de tissu osseux, l'os étant un obstacle à la transmission des ultrasons.

- Atténuation des ultrasons

Cette atténuation est liée aux phénomènes de réflexions qui réduisent l'énergie de l'onde incidente.

Cette atténuation dépend de la fréquence, du milieu et de la distance parcourue (profondeur).

Plus la longueur d'onde est grande, plus les petits détails sont visualisés, mais plus la pénétration est faible (et inversement).

- Fréquence de la sonde

Comme nous l'avons vu précédemment, les résolutions axiales et latérales ainsi que la profondeur d'exploration dépendent de la fréquence de la sonde. Une étude d'O.J. Ginther [Ginther, 1986] montre que :

- une sonde de 3,5 MHz distingue à peine les structures de 5 mm et ne détecte pas celle de 2 mm. En revanche, elle donne une image précise à 8 cm de profondeur.
- une sonde de 5 MHz distingue clairement les structures de 5 mm et à peine celle de 2 mm, elle donne une image précise à 4 cm de profondeur.
- une sonde de 7,5 MHz distingue bien les structures de 2 mm.

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

✓ construction de l'image échographique

L'image échographique est construite seulement à partir des informations (échos) recueillies par la sonde. Ces informations sont traitées par un logiciel de l'appareil qui permet de :

- déterminer la position et l'intensité de l'écho,
- représenter après amplification, le signal à l'écran sous forme d'image échographique interprétable par l'opérateur.

- Qualité de l'image échographique

La résolution :

Où finesse de l'image est la possibilité de différencier deux points très proches.

Résolution axiale : La résolution axiale est l'aptitude de l'échographe à distinguer deux points situés sur un même axe [Goddard, 1995 ; Reef, 1998]. La résolution axiale dépend essentiellement de la longueur d'onde : plus celle-ci est courte, plus la résolution axiale est grande, donc plus l'image est fine et de bonne qualité. Cependant, la fréquence de la sonde a une influence sur l'atténuation des ultrasons et la profondeur d'exploration. Ainsi, plus la sonde est de basse fréquence (3,5 – 5 MHz), plus la profondeur d'exploration est importante, mais moins bonne est la qualité de l'image [Penninck et Cuvelliez, 1985].

Résolution latérale : La résolution latérale est l'aptitude à distinguer deux points situés dans un plan perpendiculaire au faisceau ultrasonore [Goddard, 1995 ; Reef, 1998]. La résolution latérale dépend essentiellement de la largeur du faisceau ultrasonore : plus celui-ci est large, plus il y a de chance que les deux objets soient traversés par le même faisceau et qu'ils ne soient donc pas séparés à l'écran. Plus la fréquence est élevée, plus la zone de champ proche est grande et donc meilleure est la résolution latérale.

Echelle des gris

L'échelle des gris représente la résolution (ou finesse) en densité. Le nombre de niveaux de gris est lié aux caractéristiques techniques de l'échographe. Il doit être élevé pour permettre de matérialiser à l'écran de façon différentielle deux échos d'amplitudes voisines, mais non excessives pour conserver un contraste correct [Jaudon et al. 1991].

Réglages des grains

Les ultrasons captés par la sonde et analysés par l'appareil sont amplifiés. Cette amplification ou gain permet d'ajuster la brillance de l'image ultrasonore [Powis, 1998].

II.1.2.2. L'examen échographique de l'appareil génital de la jument

II.1.2.2.1. Préparation de la jument et du matériel :

- **Jument**

La jument, placée dans un travail est tenue à la tête par son propriétaire ou un aide. Si la jument supporte mal l'examen, on peut mettre un tord-nez. Un travail, comporte idéalement une protection arrière sous la forme d'une porte pleine arrivant à hauteur des fesses de la jument, et d'une barre de contention latérale.

La queue de la jument est 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.

La vulve doit être nettoyée soigneusement à l'aide d'un savon antiseptique, afin d'éviter de contaminer le tractus génital (exemple : Biocide 30).

- **Matériel : échographe**

Sonde : Généralement les sondes utilisées sont des sondes linéaires à balayage électronique de 5 à 7,5 MHz. une sonde de 5 MHz distingue clairement les structures de 5 mm et à peine celle de 2mm. Elle donne une image précise à 4 cm de profondeur. Une sonde de 7,5 MHz distingue bien les structures de 2 mm.

Echographe : En pratique vétérinaire équine itinérante, il est intéressant d'avoir un échographe facilement transportable avec poignée et pouvant fonctionner sur batterie [Ginther, 1986].

II.1.2.2.2. Technique de l'examen échographique

Au préalable, la sonde enduite de gel de contact est recouverte d'une gaine plastique à usage unique. La sonde protégée est introduite dans le rectum de la jument. Le manipulateur la tient dans le creux de la main et veillera à ne jamais la pousser sur une onde de contraction rectale, ni les anneaux de contraction, qui peuvent apparaître lorsque la jument hennit, au risque de provoquer une déchirure de la muqueuse.

L'opérateur oriente la sonde de sorte que le côté émetteur soit dirigé vers le bas pour les sondes linéaires. Bien entendu, l'opérateur ne doit pas placer ses doigts sur la partie émettrice de la sonde.

Blanchard et al recommandent d'utiliser une méthode rigoureuse qui consiste à repérer dans un premier temps les éléments osseux entourant le tractus génital : le plancher du bassin, la

protubérance pubienne, le sacrum, les branches iliaques. Le col se trouve généralement dans la filière pelvienne, le reste de l'utérus et les ovaires dans la cavité abdominale. De plus, les ovaires se trouvent contre les branches montantes de l'ilium et il faut retenir que l'ovaire gauche est plus crânial que le droit.

L'opérateur visualise une coupe longitudinale du col, qu'il suit [Sertich, 1998 ; Blanchard *et al*, 1998 ; Ginther, 1986]. 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 [Blanchard *et al*, 1998 ; Sertich, 1998 ; Ginther, 1986](fig. 9).

Lorsque la sonde est parvenue à l'ovaire, l'opérateur effectue un balayage minutieux de toute la structure afin de voir ses différents composants (follicules, corps jaune éventuel, stroma ovarien...) et son intégralité. 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 [Blanchard *et a.*, 1998].

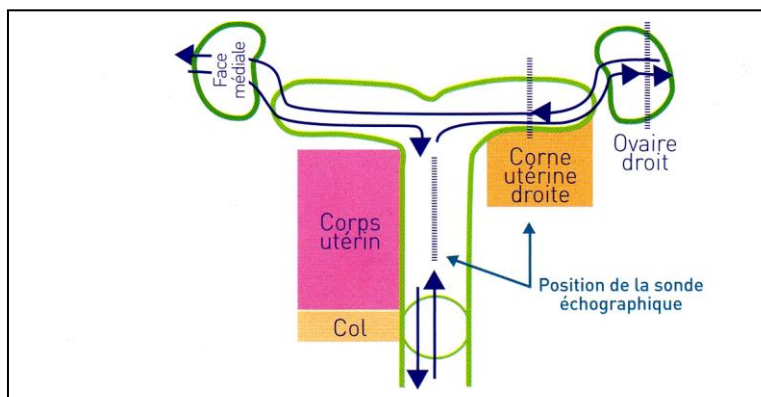


Figure 9 : Technique de l'examen échographique de l'appareil génital de la jument (vue dorsale)(bulletin GTV.2006)

II.1.2.2.3. Aspects échographiques du tractus génital de la jument

Nous allons commencer par l'étude de l'utérus en période de chaleur puis nous étudierons les images données par l'ovaire.

II.1.2.2.3.1. Utérus :

- **Corps utérin**

La paroi de l'utérus en oestrus présente 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.

L'aspect de l'œdème peut précéder le commencement du comportement oestral, en moyenne de deux jours avant .et pouvant même disparaître un jours avant la fin des chaleurs.

- **Cornes utérines**

Les cornes apparaissent en coupe transversale, on obtient donc de cette partie de l'utérus une section ronde. L'œdème de l'endomètre fait apparaître des replis 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 en quartier d'orange ou en tranche de tomate (image.4), avec au centre une accumulation liquidienne homogène (Blanchard, Varner, Schumacher, Brinsko, Rigby ; 2005)

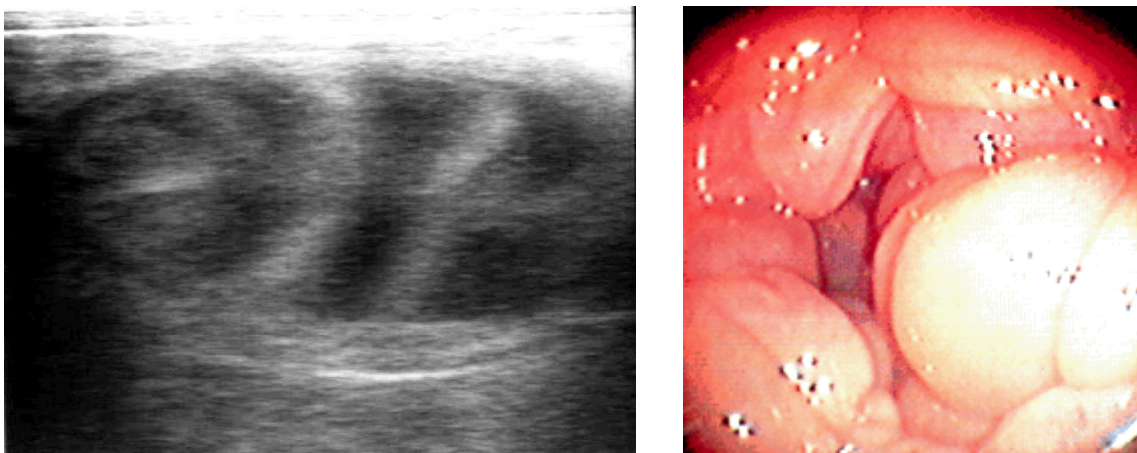


Image 4 : Corne utérine de chaleur (Internet)

A gauche : image échographique d'une corne en quartier d'orange

A droite : image endoscopique de l'utérus en chaleur

II.1.2.2.3.2. Les ovaires : suivie de l'évolution du follicule

Les follicules ovariens de la jument sont de grande taille, remplis de liquide et facilement accessibles par voie transrectale (Image.5). L'échographie permet de mesurer les follicules de plus de 2 mm de diamètre avec une sonde de 5Mhz.

Cependant, les erreurs sont inévitables, et les principaux facteurs entraînant ces erreurs sont :

La taille réduite des organites, le développement de plusieurs organites (corps jaune et follicule) simultanément côte à côte sur le même ovaire, la faible expérience de l'opérateur.

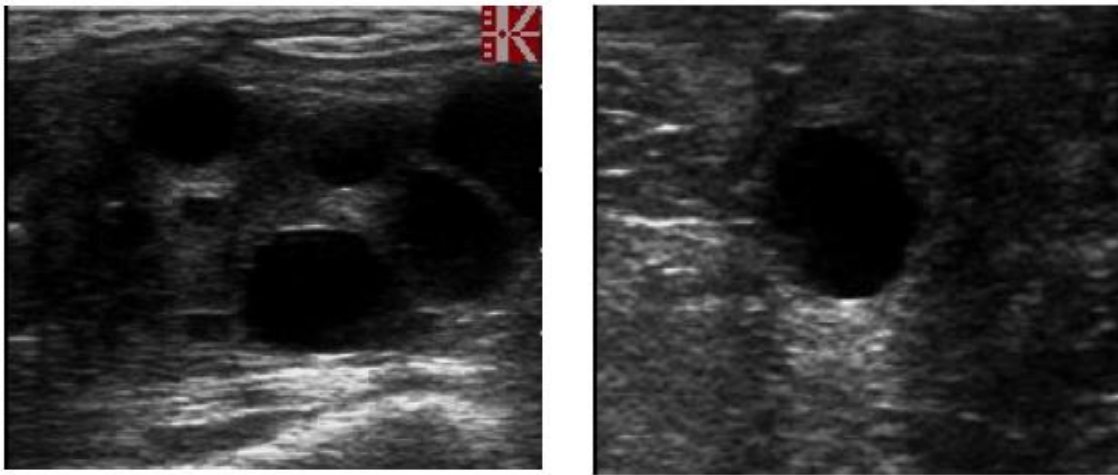


Image 5 : Image échographique d'une coupe d'ovaire de jument en oestrus

Les structures rondes anéchogènes (noires) sont des follicules, entre eux se situe le stroma ovarien (gris clair)

L'examen échographique des follicules a de nombreuses applications chez la jument [Ginther, 1986] :

- détermination de l'entrée en saison de reproduction,
- estimation du moment du cycle oestral,
- prédiction de l'imminence de l'ovulation,
- détection de la présence de deux follicules préovulatoires sur un même ovaire, difficiles à discerner à la palpation,
- détection d'une non ovulation.
- évaluation de la possibilité de réponse à un traitement de stimulation folliculaire,

- observation du résultat des traitements stimulateurs qui ont été faits.

- **dynamique folliculaire au cours du cycle**

La connaissance de cette dynamique folliculaire permet de déterminer le moment du cycle de la jument par le suivi échographique de la taille des follicules d'une jument pendant plusieurs jours. (Pierson et Ginther, cités par Ginther, 1986) (fig.10). Ainsi on peut trouver :

- Des follicules de 2 à 5 mm qui commencent à croître juste après ovulation et diminuent à mi-chemin entre deux ovulations, car ils donnent naissance à la catégorie suivante,
- Des follicules de diamètre entre 6 et 10 mm; leur population augmente à mi-chemin entre deux ovulations (recrutement) puis diminue avant l'ovulation (sélection),
- Des follicules de diamètre supérieur à 20mm ; leur évolution est semblable à celle de la catégorie précédente, sauf pour un follicule qui ira jusqu'à l'ovulation

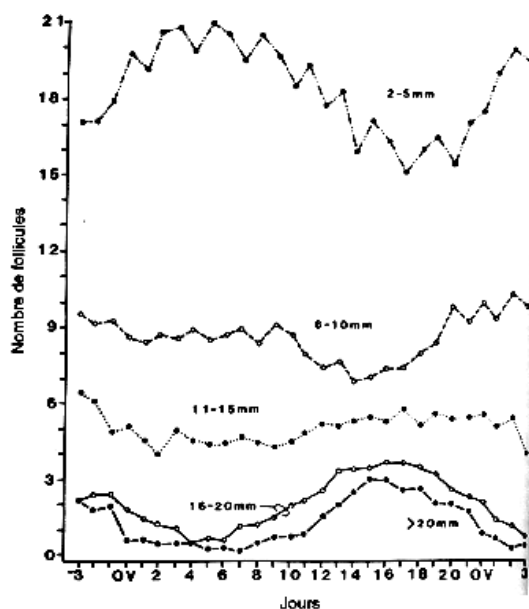


Figure 10 : Profil du nombre de follicules de différentes tailles entre deux ovulations chez la jument [Ginther, 1986]

- **Observation échographique des follicules préovulatoires**

La conjonction des différents éléments observables à l'échographie de l'ovaire permet de mieux prédire la survenue de l'ovulation [Ginther, 1986 ; Boivin et Leport, 1977 ; Gastal *et al.*, 1998](Image. 6).

1. La taille du follicule préovulatoire est en moyenne de 45 mm. Cependant, cette taille est plus faible pour les doubles follicules préovulatoires unilatéraux (35 mm en moyenne) ou bilatéraux (40 mm en moyenne) [Ginther, 1986 ; Pierson, 1993 ; Blanchard *et al.*, 1998]
2. Le changement de forme du follicule préovulatoire affecte 85% des follicules dans les 12 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, Cependant, certaines études ont montré un changement de forme jusqu'à trois jours avant ovulation [Gastal *et al.*, 1998].
3. l'épaisseur de la paroi folliculaire augmente de J-6 à J-2 alors que le follicule continue de croître en diamètre jusqu'à J-1 [Ginther, 1986]. On dit que le follicule est « bordé » lorsque sa paroi apparaît épaisse et bien délimitée. Ce signe n'est cependant pas constant, ni précis pour prédire le moment de l'ovulation [Gastal *et al.*, 1998 ; Ginther, 1986].

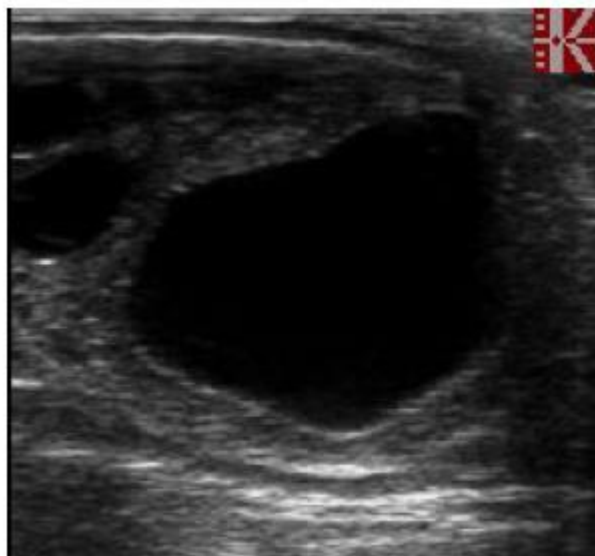


Image 6 : Image échographique d'un follicule pré-ovulatoire de 36 mm de diamètre (Internet)

- **Détection des ovulations multiples**

Dans 10 à 25 % des cycles, deux follicules croissent en même temps sur un même ovaire ou sur deux ovaires différents, et ovulent soit de manière synchrone (à moins de 24 heures d'intervalle), soit à quelques jours d'intervalle (en moyenne 2 jours) [Bruyas *et al.*, 1998b ; Ginther, 1992]. Il semble qu'il y ait une prédisposition de certaines juments à avoir des ovulations multiples. Ainsi, la probabilité de survenue d'une ovulation multiple au cours d'un cycle donné sur une jument était deux fois plus grande si une ovulation multiple avait eu lieu au cycle précédent [Ginther *et al.*, 1982].

Le diagnostic et le suivi échographique de ces ovulations multiples sont importants car, dans ce cas, les follicules peuvent ovuler avec une taille inférieure à 35 mm et ovulent en moyenne à une taille inférieure à celle des follicules menant à une simple ovulation. Ainsi, il convient de tenir compte du développement éventuel de plusieurs follicules préovulatoires pour déterminer le moment de l'insémination ou de la saillie, qui sera alors avancé au cycle suivant [Bruyas *et al.*, 1997 ; Ginther, 1986].

Par ailleurs, il est important de savoir si une jument a présenté deux ovulations synchrones ou non lors du même oestrus, car si elle a été mise à la reproduction, il faudra rechercher avec beaucoup de minutie la présence éventuelle de jumeaux. Selon une étude de Newcombe (1995), 47 % des juments ayant présenté une ovulation multiple étaient gravides de jumeaux.

Les jumeaux peuvent être de tailles identiques si la double ovulation était synchrone ou de tailles différentes si la double ovulation était asynchrone (la 2eme ovulation issue de la phase luthéale parfois 96heures plus tard, peut donner une fécondation car le sperme présent lors de la saillie sur première ovulation, reste fonctionnel environ 6jours.) [Bruyas *et al.*, 1997].

Ainsi, lors d'ovulation asynchrone suivie de gémellité, onze jours après la première ovulation, une seule vésicule embryonnaire est visible à l'échographie, la seconde vésicule apparaît avec autant de décalage que celui entre les deux (ou trois) ovulations [Ginther, 1992].

Ce pendant il ne semble pas conseillé, d'éviter une saillie lorsqu'une double ovulation est prévue à l'échographie, car ce phénomène semble augmenter le taux de gestation de 22 % [Ginther, 1986].

Enfin, on estime que 20 à 30 % des avortements non infectieux de la jument sont dus à une gestation gémellaire. Il est donc nécessaire de faire un suivi méticuleux des multiples follicules préovulatoires et gestation gémellaire afin de pouvoir intervenir précocement sur ces juments à risque [Meyers, 1993].

=> Proscrire formellement les gestations gémellaires.

II.2. Induction de l'oestrus

Notre but est de pouvoir déclencher un oestrus à un moment déterminé soit sur une jument isolée, soit sur un groupe de juments pour lesquelles on n'a pas observé de chaleur.

Le principe est qu'à la fin du traitement hormonale, la jument présente un oestrus puis une ovulation, si possible aux jours souhaités.

cette induction pouvant intervenir lorsque la jument est en anoestrus mais également lorsqu'elle est déjà cyclée présentant un corps jaune.

II.2.1. Traitement lumineux

L'effet de la lumière pour avancer la date de la première ovulation est connu depuis longtemps (Burkardt 1947, Nishikawa 1959). Le rôle de la phase journalière d'éclairement sur la reprise d'activité ovarienne a été étudié par divers auteurs (Sharp *et al* 1975, Palmer *et al* 1982, Malinowski *et al* 1985, Scraba et Ginther 1985).

La jument est placée dans un box de 30 m², muni d'une lampe dont la puissance conseillée est de 200W (Bernardeau et al., 1997). On commence par un éclairage quotidien d'un total (lumière du jour naturel + éclairage artificiel) 14 à 16 heures (Doligez / d. Guillaume ; 2005), pour cela on utilise soit :

- 1) Une source de lumière qui éclaire en continu ou de manière alternative de telle sorte qu'il y ait 14 à 16 heures de lumière par 24 heures pendant toute la période de stimulation,
- 2) On augmente progressivement (pour mieux mimer le phénomène naturel) toutes les semaines, par tranche de 30 minutes, la durée de stimulation lumineuse jusqu'à ce que les 14 à 16 heures quotidiennes soient atteintes.

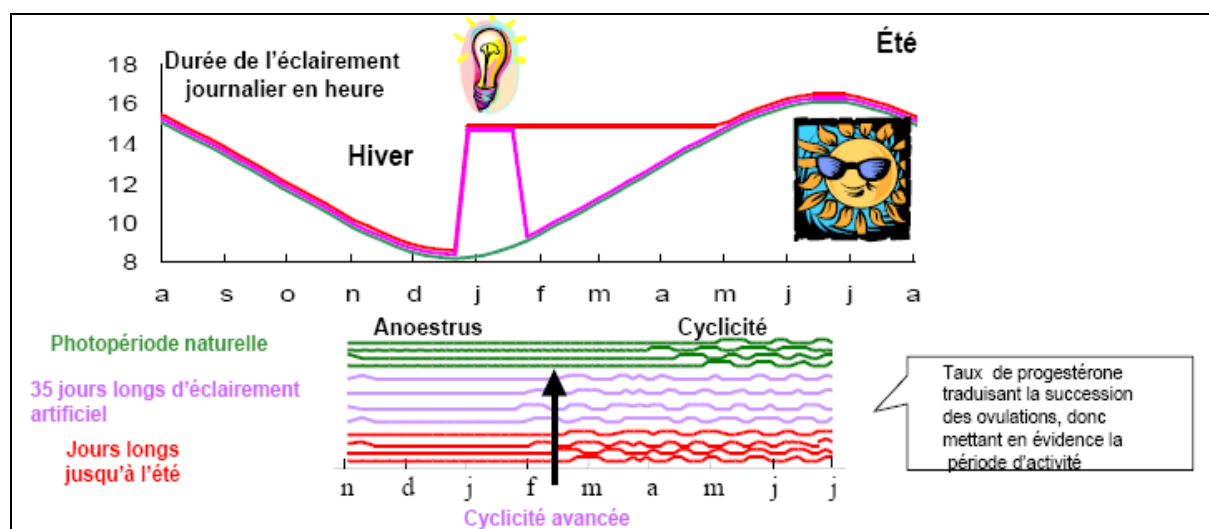


Figure 11 : L'éclairage artificiel chez la jument (haras nationaux ; 2005)

Pour être le plus efficace possible, le traitement doit commencer en décembre, rien ne sert de commencer avant. En effet la jument doit subir une certaine période de jours courts (automne) pour être réceptive à une photostimulation. Si le traitement est débuté après, il perd de son efficacité. Alors on commence en général vers le 20 décembre (le jour le plus court de l'année). Ce traitement peut être interrompu 35 jours après avec une ovulation survenant généralement 70 jours après le début du traitement (début février). Mais surtout ne pas commencer la saillie à cette période, afin d'éviter la naissance d'un poulain en décembre.

II.2.2. Utilisation de la progestérone

La progestérone a plusieurs actions : inhibition de la libération de LH, suppression de l'oestrus.

Elle peut être utilisée en période de transition (diamètre folliculaire supérieur à vingt millimètres), Le traitement progestatif, supprime la libération de LH pendant son administration, permet le stockage hypophysaire et une libération suffisante de LH pour induire la maturation folliculaire et l'ovulation une fois que la supplémentation en progestagènes cesse (levée du rétrocontrôle). Ce traitement peut être associé avec l'oestradiol (qui provoque une plus forte inhibition de la croissance folliculaire que celle observée avec les progestatifs seuls), mais avec une ovulation survenant plus tardivement (18 à 23 jours après).

Chez une jument cyclée, la progestérone peut être aussi utilisée pour synchroniser l'oestrus, mais dans ce cas on injecte à la fin du traitement de la prostaglandine F2 α qui causera la destruction d'un corps jaune, si existant de l'ovulation du cycle précédant, et reprise d'un nouveau cycle avec une ovulation survenant généralement 3 à 5 jours après arrêt du traitement.

Dans le cas du protocole de traitement de dix jours (couplé à de la prostaglandine F2 α le 10ème jour) la jument peut ne pas présenter une ovulation dans les 5 derniers jours du traitement. Cela signifie que quoiqu'une dose luteolytic de prostaglandine soit donnée, il n'y a aucun corps jaune fonctionnel pour qu'il agisse à ce moment. En conséquence, la jument ne sera pas en chaleur au jour prévu. Si on souhaite plus exactement un oestrus et une ovulation précise, on associe à notre traitement de l'oestrogène. (Webel SK, EL De Châtelains. 1982). Cette association avec l'oestradiol 17 β (10 mg/jour en intramusculaire pendant dix à quinze jours) exerce en effet, un rétrocontrôle négatif sur la sécrétion de FSH, donc une bonne maîtrise des vagues folliculaires.

Les produits utilisés sont :

- Progestérone naturelle :

- Progest 500® (Schering-Plough), une forme huileuse contenant 10 g de progestérone et 5 g de vitamine E pour 100 ml d'excipient. La posologie est de 150 mg/jour de progestérone, soit 2 ml de Progest 500® par voie intramusculaire pendant 15 jours. L'ovulation survient 4-7 jours plus tard.

- Quelques essais ont montré que les spirales mises au point pour les bovins CIDR-B® par Virbac, et PRID, PRIDoestrol® par CEVA peuvent être employées (Rutten et al., 1986) elles ne nécessitent que deux manipulations (pose et retrait). Les chaleurs surviennent entre le troisième et le sixième jour après le retrait de la spirale.

- Il existe également un implant sous-cutané auriculaire (Crestar®) délivrant du norgestomet, mais du fait de sa galénique, il n'est pas utilisé chez la jument.
- Vit-Esterone®(Vetoquinol S.A.)

- Progestérone synthétique : Altrenogest

Regumate® (Janssen) à la dose de 0,044 mg/kg/jour per os pendant dix à quinze jours. Les chaleurs surviennent dans les cinq jours après la fin du traitement.

II.2.3. Utilisation de la GnRH :

La GnRH peut provoquer un développement folliculaire et la première ovulation de la saison de reproduction. Ce taux d'ovulation obtenu peut également être mis en relation avec la période de l'année au cours de laquelle la GnRH a été administrée (février à avril), quand les taux de GnRH et de LH commencent à augmenter. La taille du follicule au début du traitement reste un facteur déterminant pour la longueur de l'intervalle entre le début de la thérapie et l'ovulation. Ainsi pour des administrations pulsatiles (2 à 100 µg par heure) ou constantes (50 à 200 µg/kg par heure douze à vingt-huit jours) ces juments ovulent dans le seizième jour après le début du traitement à la GnRH. [Johnson et Becker ; 1988].

Le produit mis au marché est Ovuplant® (Peptide Technology Ltd., Dee Why, Australie)

II.2.4. Utilisation des prostaglandines

On vise à provoquer la lyse du corps jaune mature (supérieur à cinq jours) par l'administration de PGF2α, à un stade du cycle où il est réceptif.

Sinon il faut une double injection de PGF2α à quatorze jours d'intervalle pour obtenir une lutéolyse dans la totalité des cas, et synchroniser ainsi les retours en chaleur et les ovulations.

Quand le traitement de PGF2α entraîne oestrus et ovulation, le temps séparant l'oestrus de l'ovulation dépend du diamètre du plus gros follicule au moment où les PGF2α sont administrées. Ainsi Dans le cas de gros follicules (supérieurs à trois centimètres de diamètre), le moment de l'ovulation est compris entre trois et neuf jours. L'intervalle de temps entre le traitement de PGF2α et l'ovulation est entre deux et quatre jours si les ovaires contiennent de

gros follicules (certaines juments recevant de l'hCG) ou entre neuf et dix jours si les juments sont traitées le sixième ou le septième jour de leur cycle.

Les molécules utilisées sont :

- *Prostaglandine naturelle :*

Le *dinoprost*, prostaglandine naturelle injectable. Dinolytic® par voie intramusculaire provoque un oestrus deux à quatre jours après injection.

- *Prostaglandines synthétiques :*

Le *Cloprostenol*, analogue de synthèse très puissant de la PGF2 α . disponible sous forme Estrumate® (Schering-Plough) injecté par voie intramusculaire : un millilitre (soit 250 μ g/500kg).

Le *Luprostiol* : le Prosolvin® (Intervet) est administré par voie intramusculaire à raison d'un millilitre par jument (7.5 mg /ml de luprostiol).

L'*Alfaprostol* : (2 mg/ml) est également disponible sous forme d'Alfabédyl® (CEVA), il s'administre par voie intramusculaire stricte à la posologie de 1.5ml.

L'*etiproston* : Prostavet®, (Virbac), n'a pas d'AMM pour les équins.

II.3. Induction de l'ovulation

II.3.1. Utilisation de l'human Chorionic Gonadotropin (hCG)

L'hCG, une glycoprotéine ayant une demi-vie de huit à douze heures est chimiquement différente de la LH mais son activité biologique est semblable à celle-ci avec des effets identiques à ceux causés par la FSH. L'hCG, en plus de sa capacité à induire une ovulation des follicules préovulatoires, peut directement être impliquée dans l'amorce d'un recrutement folliculaire.

En effet, en injectant par voie intraveineuse ou intramusculaire 2000 à 2500 UI d'hCG chez des juments en oestrus, présentant un follicule préovulatoire dont le diamètre est supérieur à

trente à trente-cinq millimètres, l'ovulation survient dans les quarante-huit heures qui suivent dans plus de 75% des cas. Mais il faut prendre en considération qu'une:

- forte dose (>2500 UI) n'induit pas une réponse meilleure ou plus rapide mais augmente le risque de formation d'anticorps.
- L'injection par la voie intramusculaire augmente la formation d'anticorps.
- Une injection trop précoce (< 35 mm) pourrait inhiber l'ovulation (lutéinisation du follicule).
- Plus de 3 injections d'hCG par saison pourraient entraîner une immunisation et donc une non réponse ultérieure à l'hCG (variable selon les juments).

La molécule commercialisée est Chorulon®, (Intervet). Une injection par cycle de 1500 UI d'hCG par la voie intra-veineuse suffit pour induire l'ovulation après 48h (rôle LH).

II.3.2. Autres molécules utilisées

La gonadolibérine (GnRH) et des analogues de synthèse non antigéniques ont été proposés comme alternative à l'hCG.

Il a été cependant montré qu'une injection unique n'avait pas d'efficacité (Ginther et Wentworth, 1974 ; Garcia et Ginther, 1975 ; Irvine et al., 1975 ; Noden et Oxender, 1976 ; Oxender et al., 1977 ; Squires et al., 1981 ; Michel et al., 1986 ; Duchamp et al., 1987 ; Vidament et al., 1998). Cela pourrait être lié au fait qu'une seule injection entraînerait une décharge massive de LH non biologiquement active.

En revanche Unger et al. ; 2002 ; Pycock et Newcombe ;1996 et Newcombe et al. 2001 ont décrit une induction de l'ovulation par une injection unique par voie intramusculaire de GnRH.

Une administration pulsatile de GnRH ou d'un analogue semble induire l'ovulation (Johnson, 1986, Harrison et al. 1991).

Les molécules utilisées sont :

buséréline (Réceptal®) ont un même effet que l' hCG, Quatre injections biquotidiennes par la voie intraveineuse de 20 µg toutes les 12heures ou bien 3 injections de 13.3 µg toutes les 6 heures. (Trocherie, 1995 ;Bruyas et al., 1996, 1998 ; Hecht, 1996)

leuprolide (Lupron®, Tapp Pharmaceuticals Inc., Chicago). Commercialisé pour un usage humain, administré deux fois à vingt-quatre heures d'intervalle à raison de 15 mg par voie

sous-cutanée chez des juments en chaleur ayant un follicule préovulatoire. On observe l'ovulation dans les quarante-huit heures après le début du traitement. (Bott et al. 1996)

desloréline(Ovuplant®), sous forme d'implants, induit l'ovulation chez la jument en oestrus dans les quarante-huit heures qui suivent la mise en place de l'implant (Meyers et al., 1992 ; Mc Kinnon et al., 1992, 1993 ; Meinert et al., 1993 ; Jöchle et Trigg, 1994 ; Lübbecke et al., 1994 ; Squires et al., 1994 ; Wilhelm et al., 1994 ; Mumford et al., 1995 ; Meyers et al., 1997 ; Jöchle et al., 1997).

CHAPITRE III : MAITRISE DE LA FECONDATION

III.1. Moment optimal d'insémination

Pour des raisons économiques évidentes, le propriétaire a tout intérêt à ce que la première insémination “soit la bonne” il est donc important de suivre l'évolution des images échographiques du follicule dominant, afin d'inséminer au bon moment. Ce moment est conditionné par la durée de vie du sperme, le temps nécessaire à sa capacitation, et la durée de vie de l'ovule.

Les examens étudiés précédemment pour reconnaître une ovulation proche (clinique : follicule mou près de la fosse d'ovulation, ainsi que l'examen échographique : changement de la forme du follicule, augmentation de l'épaisseur de la paroi) ne sont pas constants et donc moins fiables.

On peut cependant préciser ici les critères constants retenus par Ginther :

- la taille du follicule dominant, supérieure à 35mm de diamètre,
- Le taux de croissance de ce même follicule, se stabilisant environ 36heures avant l'ovulation.

En général on effectue une seule insémination par jument au cours des 48 heures qui précèdent l'ovulation, mais on doit inséminer de nouveau, si la jument n'a pas ovulé 48 heures après.

Bien qu'une bonne fertilité ait été rapportée lorsque les juments sont saillies ou inséminées après l'ovulation. Wisconsin rapporte que les juments inséminées ou saillies au cours des 6 premières heures post-ovulation ont des taux de gestations similaires à ceux obtenus lors de mises à la reproduction plus classiques soit 1 à 3 jours avant l'ovulation, et ne présentent pas plus de mortalités embryonnaires précoces. Les juments inséminées entre 6 et 12 heures après l'ovulation ont des taux de gestations corrects mais présentent une augmentation de l'incidence de la mortalité embryonnaire. Les juments inséminées entre 12 et 24 heures après l'ovulation ont à la fois un taux de gestations précoces plus faible et un taux de mortalités embryonnaires plus élevé que les juments inséminées avant l'ovulation ou au cours des 6 premières heures qui suivent l'ovulation. Mais ce genre de protocole portant sur ce principe n'a pas encore été assez étudié pour être mis en œuvre.

III.2. Insémination

III.2.1. Montes naturelles

III.2.1.1. Monte en main :

C'est la méthode la plus habituelle et la plus sûre .elle règle les sauts de l'étalon en évitant son surmenage, écarte les risques majeurs d'accidents entre partenaires, et rassemble toutes les chances possibles de fécondation.

La jument est amenée au manège, au sol régulier. On enveloppe sa queue avec une bande ; on lave son anus et son périnée ainsi que sa vulve avec une solution antiseptique.

L'étalon est amené ensuite au manège après qu'on ait soigneusement lavé son pénis. On l'approche de la jument qu'il se met à flairer, on l'éloigne et le ramène tour à tour jusqu'à ce que son érection « en pomme d'arrosoir » soit parfaite, finalement on le laisse chevaucher et pénétrer la jument. A ce moment, l'étalonnier veille à diriger le pénis dans le vagin. Un des aides écarte vers la droite la queue de la jument et l'autre au même temps maintient de sa main droite l'antérieur gauche de l'étalon.

III.2.1.2. Monte en liberté :

Elle consiste à abandonner à eux mêmes le male et les femelles (25 à 30juments).

III.2.2. Insémination artificielle :

L'insémination artificielle (IA) est une technique qui consiste à déposer du sperme en évitant le contact entre étalon et jument lors de la saillie et de servir plusieurs juments avec un même éjaculat. En l'absence de contact direct entre les reproducteurs, l'IA permet d'éradiquer progressivement les maladies vénériennes, diminué de la contamination microbienne de l'utérus (utilisation d'antibiotique dans les dilueurs, nettoyage de la jument...) et en ce qui concerne la gestion des reproducteurs ; elle permet l'exploration de leurs performances en conservant le patrimoine génétique pour les races à effectif limité. En revanche, on constate seulement qu'il y a une baisse du taux de réussite à l'IA liée aux mauvaises manipulations probables.

Pour cela la semence de l'étalon est récoltée, puis fractionnée en plusieurs doses, celles ci sont ensuite traitées selon l'utilisation voulue :

- insémination de sperme frais (IAF) : après la récolte, les juments sont inséminées soit dans les 30 minutes qui suivent (IAF immédiate), soit entre 30 minutes et 12 heures (IAF conservée ou réfrigérée), la semence étant refroidie à 4°C pour être conservée sur place ou transportée.
- insémination de sperme congelé (IAC) : conservation indéterminée de la semence dans l'azote liquide (-196°C).

- **Technique de l'insémination artificielle:**

Mettre la jument dans la barre d'insémination. Après avoir enveloppé et attaché la queue, on commence à faire plusieurs lavages de la vulve et de l'anus de haut en bas, et enfin on termine par un séchage (Margat; Vidament; Ferry, 2006).

Il existe deux principales méthodes d'insémination :

1) différents auteurs (Fromann et Amann, 1983 ; Lampinen et Kattila, 1994, Maloine édit, 2005) utilisent cette méthode : Le bras de l'inséminateur doit être couvert par un gant stérile d'insémination. La main portant la sonde, est introduite dans le vagin puis arrive au col. L'index est alors introduit dans le canal cervical, puis la sonde est poussée le long de l'index pour franchir le col et est encore poussée un peu plus loin dans le corps utérin, jusqu'à environ la moitié de la longueur du corps de l'utérus. La seringue contenant la dose d'insémination fixée à l'autre extrémité de la sonde permet d'injecter doucement la semence diluée dans l'utérus.

2) Revell, Wales préconisent une méthode alternative, qui consiste à guider la sonde à travers le rectum. L'inséminateur place le bras (munit d'un gant) à l'intérieur du rectum de la jument comme pour une exploration rectale, une fois le col localisé, la sonde d'insémination est placée à l'intérieur du vagin et guidée à travers le col au moyen de la main située à l'intérieur du rectum. Une fois la sonde dans le corps utérin, la seringue pré remplie de sperme attachée à la fin de la sonde, la semence est déposée au niveau de l'utérus (Revell, Wales, 1999).

Une jument peut être examinée 24 h après insémination afin de s'assurer qu'elle a bien ovulé. Dans le cas où elle n'a pas encore ovulé, elle est souvent re-inséminée (Kotilainen et al, 1994 ; katila, 1995).

Avec la semence congelée, on dispose en permanence d'un important stock de paillettes dans des bombonnes cryogéniques, dans lesquelles les bacs de paillettes sont immergés dans l'azote liquides à -196°. Une paillette est décongelée par immersion pendant 30 secondes dans de l'eau à 34°. On coupe l'extrémité bouchée à l'alcool polyvinylique solidifié, on l'introduit dans le « pistolet inséminateur » que l'on recouvre d'une gaine plastique jetée après chaque usage (Soltener, 2001).

III.3. Diagnostic de la fécondation

Après la fécondation, l'ovule fécondé commence à migrer le long de l'oviducte pour arriver au 6^{ème} jour au niveau de l'utérus.

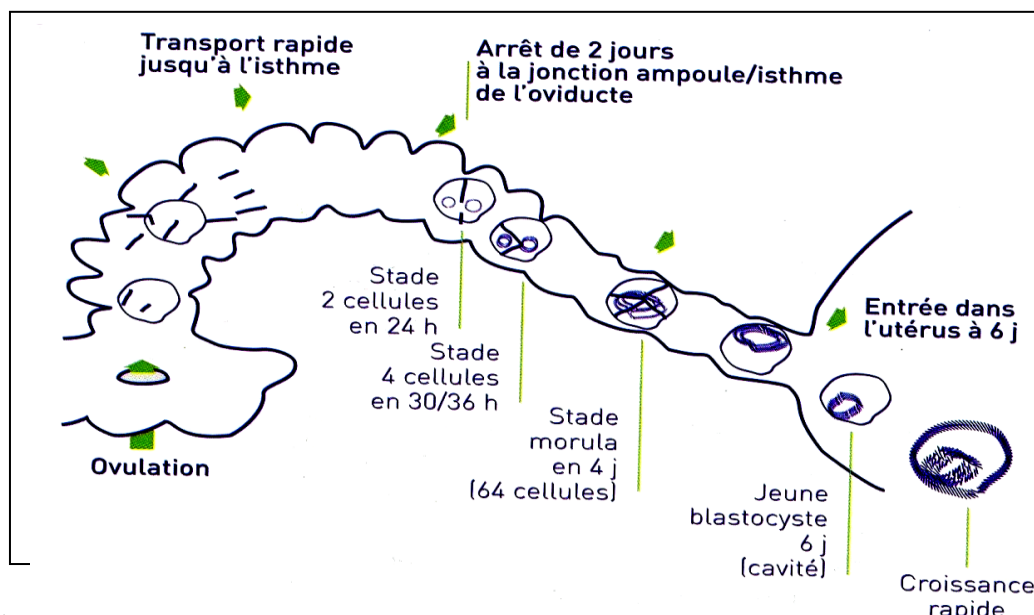


Figure 12 : Stades embryonnaires (du 1^{er} au 6^{ème} jour). Le développement est rapide dans l'utérus (GTV.2006)

III.3.1. Renseignements fournis à l'examen clinique

III.3.1.1. Observation du comportement de la jument

L'absence d'oestrus dans les 15 à 20 jours suivant les chaleurs observées peut être considérée comme un signe d'appel de gestation, mais en aucun cas comme une méthode fiable de diagnostic (fiabilité de 45%), il existe en effet de nombreux faux négatifs (jument ayant un comportement de chaleur en début de gestation), ainsi que des faux positifs, lors de persistance du corps jaune, chaleurs silencieuses, juments avec leurs poulains, ou encore lors de mort embryonnaire après j15.

III.3.1.2. La palpation transrectale

La palpation transrectale peut constituer un examen relativement fiable (70%) en vue du diagnostic de gestation à partir de j33 (Rossier)(Fig.13).

Il est réalisable à partir de j15 après fécondation présumée. A ce stade, en cas de gestation, on trouve un utérus très tonique, mais la vésicule embryonnaire a une taille insuffisante (15-20mm) pour être palpable. A partir de j20, une palpation délicate et minutieuse des cornes utérines permet de sentir la vésicule embryonnaire (30-40mm). A j 40 (Fig.13) elle est facilement faisable mais elle a des limites : en effet, une vessie très pleine, un pyomètre, un kyste utérin volumineux peuvent tromper l'examineur sur la nature de la masse palpée.

Les deux ovaires doivent être palpés de j18 à j40 (développement folliculaire) mais le corps jaune n'est pas palpable. De j40 à j120, il y a une forte activité ovarienne avec une ovulation et développement d'un second corps jaune. Après l'activité folliculaire s'arrête à j120 et on va palper de petits ovaires pour diagnostiquer une gestation.

Il existe donc plusieurs écueils menant à des diagnostics de gestation faussement positifs par cette méthode. Enfin la palpation transrectale constitue un examen traumatisant pour la jument.

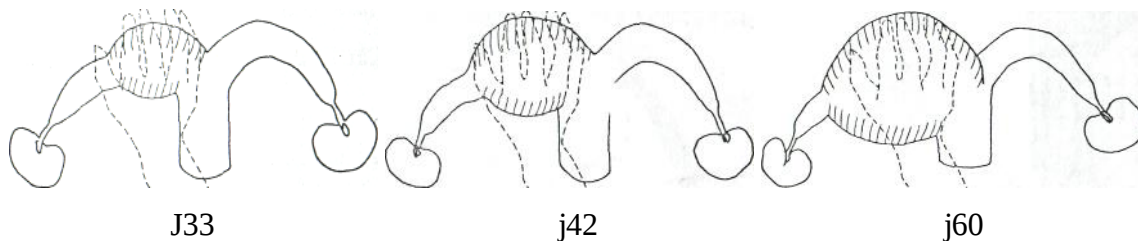


Figure 14. Dimensions et position du sac embryonnaire par rapport à la main qui le palpe pour diagnostiquer la gestation au 33^e, au 42^e et à 60^e jour (Extrait de Rossilale et Rickelts, Le poulain, Maïoine s.a. édit.)

III.3.2. Renseignements fournis par les examens complémentaires

III.3.2.1. Les dosages hormonaux

- **progestérone**

Le dosage de la progestérone dans le sang ou le lait est permis par différentes techniques : RIA (radio-immuno assay), test ELISA (enzyme-linked immunosorbent assay). Ce dosage doit avoir lieu à j18 –j 20 : les juments pleines ont une progestéronémie supérieure à 1ng/ml.

Mais ici aussi, les erreurs sont fréquentes : un corps jaune persistant, un follicule lutéinisé, un avortement précoce entraînent de faux positifs ; inversement, un prélèvement réalisé trop tôt (mauvaise évaluation du moment d'ovulation, jument avec une courte phase lutéale), ou une jument pleine mais ayant un faible taux de progestérone donnent un résultat faussement négatif.

- **PMSG**

Une autre hormone présente lors de gestation peut être dosée dans le but de réaliser un diagnostic de gestation. C'est la PMSG ou gonadotripine chorionique équine (eCG), sécrétée par les glandes endométriales, est détectable dans le sérum de la jument de j40 à j120. Ce dosage doit être fait sur place en 30minutes dans un laboratoire à l'aide d'un kit. Le taux d'eCG varie beaucoup d'une jument pleine à l'autre. De nombreuses erreurs peuvent être possibles :

- on trouve un résultat faussement négatif dans le cas d'avortement précoce,
- on a facilement des résultats faussement négatifs lorsque le prélèvement est effectué à un mauvais moment (mauvaise évaluation de la date de la saillie fécondante), lorsque la jument produit beaucoup d'eCG après j60.

- **Oestrogènes**

Le dosage des oestrogènes placentaires et fœtaux peut être effectué avec une grande précision, sur le sang ou l'urine, à partir de j100 après l'insémination artificielle ou la saillie, et

jusqu'à la fin de la gestation. C'est un bon indice de viabilité du fœtus, mais en pratique c'est un diagnostic qui se fait tard dans le temps.

III.3.2.2. Echographie génital

- **Entre la fécondation et le 16eme jour de gestation**

Le premier signe visible de la gestation est la présence de la vésicule embryonnaire. Celle-ci est visible, chez la jument, au plus tôt entre j9 et j 13.

En moyenne on peut commencer à pratiquer un diagnostic de gestation vers j10. La vésicule d'un diamètre compris entre 4 et 7 mm, est alors visible chez 70% des juments.

La vitesse de croissance de la vésicule embryonnaire entre la deuxième et la troisième semaine de gestation, est d'environ 3-4mm par jour.

A j11, elle mesure de 6à9 mm. Elle est visible chez 98% des juments [Ginther, 1986]

A j12-14, la détection de la vésicule devient plus facile : à j14, son diamètre d'environ 14 à 19 mm la rend beaucoup plus facile à visualiser. De plus elle se trouve dans le corps utérin à ce stade.

En effet, jusqu'à j16-17, la vésicule est très mobile : elle effectue plusieurs migrations par jour, entre les deux cornes et le corps utérin. Cette migration est particulièrement intense entre j11 et j14 puis ralentit autour de j15. [Kahn W; 1994]

On peut alors déduire que le diagnostic de gestation très précoce j10 est possible, mais difficile, car la petite taille et la mobilité de la vésicule demande un examen minutieux de l'utérus dans son intégralité. Il n'est donc pas recommandé, et l'est d'autant moins que le risque de passer à côté d'une deuxième vésicule en cas de gestation gémellaire. Le moment optimum pour Kahn se situe donc entre j15 et j18 ; c'est de plus une période assez précoce pour faire saillir sur les chaleurs suivantes en cas d'échec d'insémination ou saillie.

- **Après le 16eme jour de gestation**

A partir de ce stade de gestation, on sait où chercher la vésicule embryonnaire, qui se trouve à la base de l'une des deux cornes, juste après la jonction avec le corps utérin.

Entre j18 et j23, la vésicule n'est plus sphérique mais devient déformable, et prend une forme ovale piriforme, voir même irrégulière.

A j21, le conceptus devient visible, sous forme d'un point très échogène posé sur la paroi ventrale de la vésicule embryonnaire, accolé à l'endomètre.

A j24-26, les battements cardiaques deviennent visibles, et ont normalement une fréquence de 150 battements par minute.

La taille de la vésicule est stable jusqu'à j25, puis augmente ensuite de 2mm par jour jusqu'à j50

Entre j25 et j 40, la vésicule embryonnaire est divisée en deux par une membrane échogène correspondant à la limite entre les cavités vitelline et allantoïdienne. La limite se déplace au cours de la croissance fœtale, et ce phénomène est l'un des critères utilisés pour déterminer l'âge du fœtus. A cette même période l'embryon effectue une ascension caractéristique au sein de la vésicule embryonnaire : position ventrale à j 25(5mm) puis, dans le tiers ventrale à j 27, au milieu à j30, dans le tiers dorsale à j 33, enfin en position dorsale, soulevé par l'allantoïde, au 40ème jour (22mm)(fig. 14).

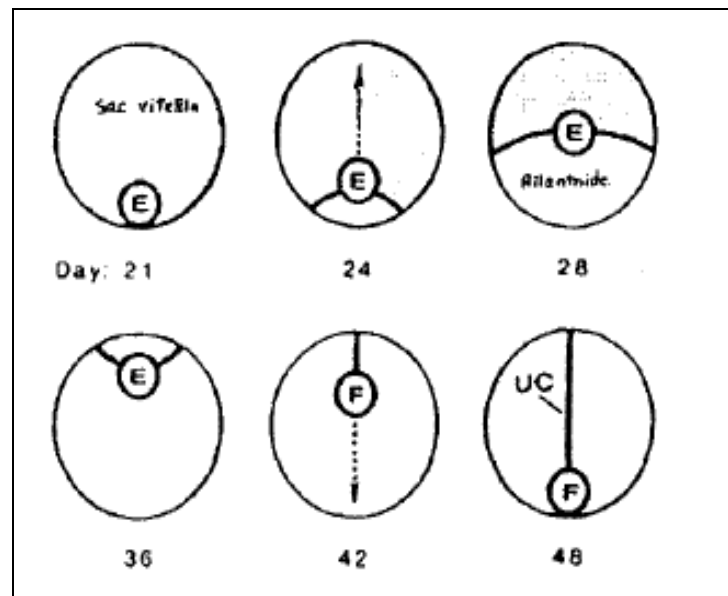


Figure 15 : représentation schématique de l'ascension de l'embryon (E) et de la descente du fœtus (F) ,UC=cordon ombilical [Ginther. O.J 1989].

A j45, la longueur du fœtus est de 25 mm environ

A j60, il mesure 40 mm.

Enfin, la période optimale pour déterminer le sexe du fœtus se situe entre j60 et j70 pour KAHN W, et de j59 à j 68 pour O.J.Ginther.

La connaissance de ces données quant à la taille, l'aspect et la position du conceptus et de la vésicule embryonnaire permet donc d'établir un diagnostic de gestation et de vérifier le bon déroulement de cette gestation. En pratique courante, l'échographie n'est que rarement pratiquée à un stade plus tardif (supérieur à 2mois), et sont réservées à des juments estimées à risque.

D'après la description des différentes méthodes, on peut donc tirer quelques conclusions sur les avantages de la méthode échographique par rapport aux autres techniques de diagnostic de gestation :

- permet un diagnostic précoce (j12) et fiable (99%d'exactitude à j15).
- elle permet de détecter une anomalie très précocement (mort embryonnaire imminente) ou une gemmélité,
- permet une détermination précise de l'âge du fœtus ainsi que son sexe,
- donne un résultat immédiat, contrairement aux méthodes de laboratoire,
- non invasive et ne risque pas de provoquer un avortement par pincement de la vésicule embryonnaire.

CHAPITRE IV : LA TRANSPLANTATION EMBRYONNAIRE

La transplantation embryonnaire est une méthode de reproduction artificielle qui consiste à récupérer un embryon chez une jument dite donneuse et à le transplanter dans l'appareil génital d'une jument dite receveuse dont l'ovulation est synchronisée avec celle de la donneuse.

La transplantation embryonnaire est passée du domaine expérimental au domaine commercial à la fin des années 80. Par cette méthode on peut augmenter le nombre de poulains obtenus par les juments, essentiellement pour les juments : de compétition (afin de continuer leur carrière sportive), peu fertiles, trop âgées, en mauvaise santé ou bien pour une jeune jument permettant de baisser l'intervalle de génération et d'augmenter le progrès génétique, et la possibilité d'obtenir plusieurs poulains dans la même année provenant de la même jument.

La procédure habituelle pour effectuer une transplantation embryonnaire commence avec la synchronisation des ovulations entre la jument donneuse et les juments receveuses, saillie puis récolte de l'embryon de la donneuse, et enfin le dépôt de l'embryon dans l'utérus de la jument receveuse (fig.15).

IV.1. Synchronisation de l'ovulation chez la donneuse et la receveuse

La synchronisation des ovulations entre juments donneuses et receveuses représente un des facteurs les plus importants du succès d'une transplantation embryonnaire. La grande variabilité individuelle de la longueur de l'œstrus chez les juments, aussi bien que l'influence de la saison sur le moment de survenue de l'ovulation, rendent cette synchronisation particulièrement difficile à obtenir.

Il faut, se trouver dans les conditions idéales, pour que la jument receveuse ovule entre 1 et 2 jours après la jument donneuse.

Afin d'essayer d'augmenter la probabilité d'obtenir une synchronisation de l'ovulation dans un intervalle de temps acceptable, il est préconisé :

- de débiter le traitement des receveuses un jour après celui de la donneuse.
- d'induire les ovulations avec de l'hCG ou des implants.
- de prévoir le traitement au moins de deux receveuses potentielles pour une donneuse.

Ce protocole peut aussi permettre d'avoir à disposition plusieurs receveuses utilisables si plusieurs embryons sont récoltés en même temps d'une jument donneuse ayant eu des ovulations multiples naturelles.

Il est nécessaire de mettre en place des traitements hormonaux pour tenter de synchroniser les ovulations des juments donneuses et receveuses. Les prostaglandines et les progestagènes ont été employées séparément pour tenter de synchroniser les ovulations des juments.

Toutefois, aucun des 2 types de molécules n'induisent de manière fiable des synchronisations d'ovulations aussi précises que celles exigées dans les protocoles de transplantations embryonnaires.

- **Utilisation de la prostaglandine :**

Elles sont administrées deux fois à 14 jours d'intervalle, sachant que les juments receveuses sont traitées le lendemain de la jument donneuse.

- **Utilisation de progestérone et oestrogènes :**

La synchronisation de l'ovulation est obtenue de manière plus efficace en faisant appel à un traitement associant la progestérone et l'oestradiol 17. Le protocole comprend une injection quotidienne par la voie intramusculaire de progestérone à la dose de 150 mg et d'oestradiol 17 à la dose de 10 mg, pendant 10 jours consécutifs, une injection de prostaglandine est effectuée le dernier jour du traitement. Dès qu'un follicule de 35 mm est mis en évidence, une injection d'hCG permet d'obtenir une ovulation pour 70 à 75 % des juments entre le 10^e et le 12^e jour après la fin du traitement.

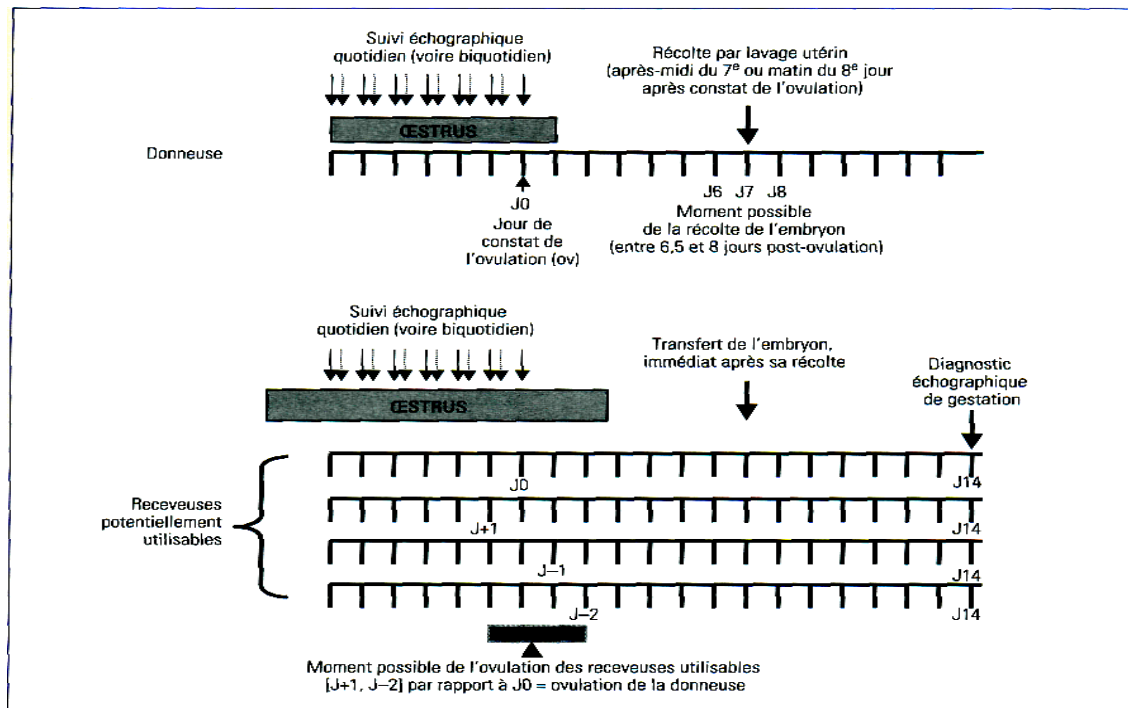


Figure 16 : Représentation schématique de la chronologie et de la synchronisation des opérations pour la récolte et le transfert d'embryons chez la donneuse et les receveuses. (Blanchard, Varner, Schumacher, Brinsko, Rigby ; 2005)

IV.2. technique de la transplantation embryonnaire

IV.2.1. La récolte

L'embryon est récolté du corps de l'utérus à J7 au stade blastocyste (J0= jour de l'ovulation de la donneuse). Lors de récoltes réalisées plus précocement, le taux de succès est plus faible et lors de tentatives plus tardives, les embryons plus gros ont tendance à être plus facilement abîmés lors des manipulations.

Représenté dans le schéma suivant (fig.16):

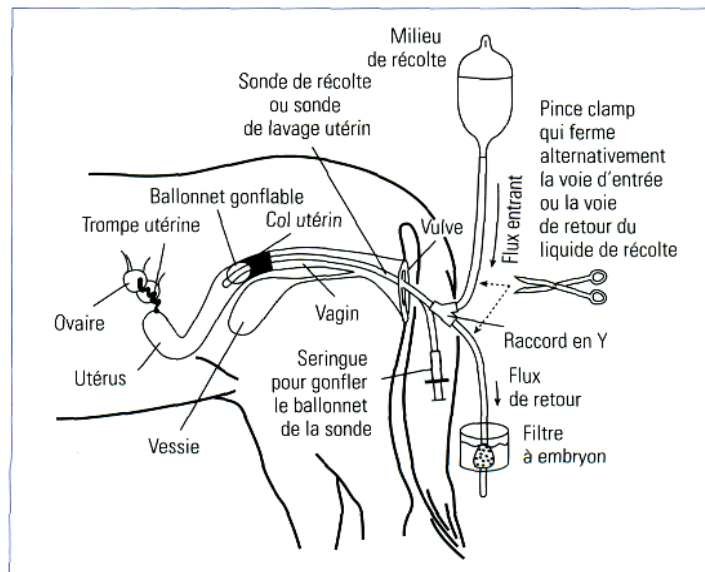


Figure 17 : Schéma montrant la sonde de récolte d'embryon en place dans l'utérus d'une jument juste avant le début de la récolte (Vanderwall DK ; 2000)

Après le prélèvement, on observe l'embryon avec un microscope avant de l'implanter dans l'utérus de la jument receveuse, afin de vérifier qu'il a une morphologie normale. Si l'implantation est faite plus de 2 heures après sa récolte, il doit être réfrigéré ou congelé avec les risques de dépréciation que cela comporte.

IV.2.2. Dépôt des embryons

Le transfert dans la receveuse est l'étape la plus délicate. Les deux techniques de transfert sont :

Le transfert **cervical** : l'embryon est déposé dans l'utérus de la receveuse avec une paillette, en passant par le col de l'utérus.

Le transfert **chirurgical** : l'embryon est injecté directement dans la corne utérine après incision du flanc de la receveuse et extériorisation d'une corne utérine. Des traitements postopératoires de la receveuse sont nécessaires.

Certaines équipes annoncent des taux de gestations après transfert supérieurs en utilisant la méthode chirurgicale alors que d'autres équipes obtiennent, semble-t-il, des résultats comparables voire meilleurs avec la technique cervicale, à savoir plus de 70 % de succès. Il existe certainement une variation de résultats de la technique non chirurgicale entre les équipes liée à un fort effet manipulateur. Les avantages de la technique cervicale par rapport à la technique chirurgicale sont la

simplicité de la technique, son coût réduit, ses complications post-transfert limitées et une utilisation plus efficace des receveuses (édit ; Maloine,2005)

Il n'est pas aisé d'augmenter ces taux car, il est très difficile d'obtenir une superovulation chez la jument, ce qui réduit donc le nombre d'embryons prélevés.

RAPPORT DE STAGE



Rapport de stage

En complément à cette étude théorique et afin de nous enquérir de notre sujet sur le terrain, nous avons effectué un séjour (du 19 au 29 mars 2007) à la jumenterie de Tiaret.

Cet organisme fut créé en 1877 par le ministère de la guerre afin de sélectionner et produire des étalons destinés à peupler les stations de monte tant les besoins en chevaux étaient importants pour l'armée coloniale.

A l'heure actuelle, la jumenterie de Tiaret constitue le principal fournisseur de chevaux pour les courses hippiques, tout en maintenant le modèle et le type original à travers un capital génétique de grande valeur.

I. Cheptel de la jumenterie

L'effectif équin existant à la jumenterie de Tiaret est de 271 chevaux dont :

- 167 PUR- SANG ARABE.
- 66 BARBE.
- 20 ARABE-BARBE.
- 24 (ANGLO-ARABE et ANGLO-BARBE).

Le nombre de juments mises à la reproduction est de 63 dont :

- 42 juments PUR-SANG ARABE.
- 18 juments BARBE.
- 03 autres (ANGLO-ARABE et ANGLO-BARBE).

Le nombre des étalons reproducteurs est de 10 soit :

- 08 PUR-SANG ARABE.
- 02 BARBE.

Le nombre de chevaux de sport est de 29.

II. Période de la reproduction

Notre arrivée à la jumenterie, début mars, correspond à la saison de reproduction administrative où les juments étaient cyclées après traitement lumineux subit durant 35 jours (à partir de mi novembre).

La période de reproduction effective débute à la deuxième semaine du mois de février et se termine au mois de juillet. Ce qui permettra de mettre un maximum de juments gestantes et mettant bas le plus tôt possible dans l'année.

III. Suivi de la reproduction

L'ensemble de nos observations relatives à ce suivi sont reprises dans le tableau (03)

III.1. Renseignements fournis à l'examen clinique

Le suivi de la reproduction se fait selon un processus précis caractérisé par

La détection des chaleurs réalisée par le test à la barre (soufflage) (image 18) :

- 2 fois par semaine à partir mi février si elle est vide
- dès le 3ème jour après un poulinage
- dès le 12ème jour après la fin des chaleurs précédentes

Comme indiqué dans le tableau (02) concernant les juments que nous avons observées.

Pendant le soufflage, la jument est présentée à la barre tenue par un opérateur tandis qu'une autre personne ramène l'étalon souffleur de son box et le tient de l'autre côté de la barre qui le sépare de la jument :

- Si la jument accepte le male et extériorise les signes de chaleurs (clignotement de la vulve, émissions de jets d'urine, le camper des membres postérieurs et soulèvement la queue) ; alors le test de la barre (+) , et la jument doit être saillie ce jour même car elle est en chaleur et l'ovulation est proche.

- Si le test de la barre est (-) on repasse la jument au soufflage 24h après.

III.2. Renseignement fournis à l'examen échographique

Nous avons noté le passage de 48 juments à l'examen échographique dont :

- 13 juments de race BARBE.
- 27 juments PUR-SANG ARABE.
- 1 jument ARABE-BARBE.

- 2 juments PUR-SANG ANGLAIS.
- 5 juments BARBE.

On a constaté que 14 juments étaient présentées au soufflage en raison de l'examen échographique de leur appareil génital qui révélait la présence de gros follicules dominants au niveau de leurs ovaires et un utérus de chaleur qui apparaît à l'image échographique en quartiers d'orange.

La préparation de la jument est faite correctement et l'utilisation d'un matériel adéquat (image 19) est disponible pour assurer cet examen échographique de façon systématique (voir tableau 02).

IV. Induction de l'ovulation

- 9 juments étaient traitées avec la GnRH (FERTAGYL ND, flacon de 5cc, solution injectable en IM) pour provoquer l'ovulation, le délai de réponse à la GnRH était de (17h à 48h) après l'injection

V. Moment optimal d'insémination ou de saillie

Parmi les 14 juments qui ont été présentées au soufflage, 12 juments ont été saillies :

- 6 juments ont pris à la première saillie.
- 3 juments ont été saillies deux fois avec un intervalle de 48h.
- 3 juments ont été saillies trois fois avec un intervalle de 48h.

Les 12 juments saillies passeront à l'examen échographique le 14eme jour après leur dernière saillie pour le diagnostic précoce de gestation à j14.

On a inséminé les juments qui présentaient un gros follicule supérieur à 35 mm toute les 48h jusqu'à observation par échographie de l'ovulation.

VI. Insémination et Gestation

Nous avons également enregistré :

- 20 saillies naturelles avec des étalons reproducteurs et 02 inséminations artificielles par semence fraîche prélevée sur un étalon reproducteur.

- 24 juments étaient gestantes dont :

- 07 juments présentaient une échographie (+) à J14.

- 07 juments présentaient une échographie (+) à J20.

- 06 juments présentaient une échographie (+) à J30.

- 04 juments présentaient une échographie (+) à J45.

Il y a lieu de noter qu'un cas pathologique a été observé, pendant notre séjour et qui consiste en :

Une jument présentait des liquides dans la cavité utérine suite à un avortement, elle est traitée à l'ocytocine injectable pendant 04 jours avec des doses respectives de (4cc, 3cc, 2cc ,1cc), afin d'évacuer le contenu utérin.

De façon générale, toutes les étapes qui concourent à la maîtrise de la reproduction des juments étudiées dans notre étude théorique sont pratiquées de façon adéquate au niveau de la jumenterie, en faisant appel le plus souvent à l'examen échographique de l'ovulation et de diagnostic précoce de gestation.

Conclusion.

La maîtrise de la reproduction que nous avons étudiée dans notre mémoire est intéressante a plus d'un titre :

- Sur le plan sanitaire, elle permet d'éviter la transmission et le développement des maladies vénériennes.
- Sur le plan économique, elle permet d'obtenir une gestation au moment où l'on désire, en utilisant différentes méthodes et techniques.

Il est clair qu'à l'avenir, la maîtrise de la reproduction ne pourra que se développer, et l'utilisation de l'échographie permettra certainement l'accroissement d'une production de qualité.

La transplantation embryonnaire est une technique qui devra être développée parcequ'elle permet de continuer à exploiter les juments performantes tout en leur faisant produire un (et même plusieurs) poulain dans l'année.

La fécondation in vitro qui est encore au stade expérimental (le 1^{er} poulain né de cette technique a été présenté par l'INRA en 1990) sera semble-t-il, le stade ultime de la maîtrise de la reproduction chez la jument.

ANNEXES

Annexes

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques **Références bibliographiques**

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

ALLEN WR, SANDERSON MW, GREENWOOD RES. Induction of ovulation in anoestrous mares with a slow release implant of a GnRH analogue. *J. Reprod. Fert.*, 1987, 35: 469-478

BERNARDEAU P, CHAVATTE P, CLEMENT F *et al.* *Gestion de la jument. Guide pratique*. 2nd ed : Institut du cheval, Service des haras, des Courses et de l'Equitation, 1997, 289p.

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

BLANCHARD TL, VORNER DD, BURNS PJ. Regulation of estrus and ovulation in mares with progesterone or progesterone and estradiol biodegradable microspheres with or without PGF_{2α}. *Theriogenology*, 1992, 38: 1091-1106.

BRIANT C, OTTOGALI M, MOREL M, GUILLAUME D. Contrôle de l'ovulation avec les antagonistes de GnRH chez la jument. *In* : 29^{ème} Journée de la Recherche Equine. Paris, 26 février 2003. Paris : Les Haras Nationaux Direction du Développement, 2003, 11-18.

BRISTOL F. Synchronisation of ovulation. *In*: *Equine reproduction*. 4th ed. Philadelphia: Mc

BRUYAS JF, BARRIER-BATTUT I, FIENI F and TAINTURIER D. 1998a Principaux traitements hormonaux de maîtrise de l'ovulation et de fonction lutéale chez la jument. *In* : *Compte rendu des Journées Nationales des GTV*. Tours, 27-29 mai 1998, 335-357

BRUYAS JF, BARRIER-BATTUT I, FIENI F and TAINTURIER D. 1998b l'échographie transrectale en gynécologie équine : suivi ovarien et diagnostic de gestation chez la jument. *In* *Compte rendu des Journées Nationales des GTV*. Tours, 27-29 mai 1998, 425-437

BRUYAS JF, BATTUT I, FIENI F and TAINTURIER D. 1997. Gestation gémellaire chez la jument : une cause majeure d'avortement. *Point Vét.* 28, 1261-1271

BRUYAS JF, FIENI F, ALLAIRE F *et al.* Maîtrise du cycle oestral de la jument : mise au point bibliographique. *Rec. Med. Vet.*, 1992, 168: 937-946.

BRUYAS JF. *Contribution à l'étude de la congélation des embryons équins : une approche métabolique et cellulaire*. Thèse de Doctorat de l'E.N.S.A.R., 1997, n°215

Davies morel, equine artificial insémination : CAB international 1999 ; M.C.G, methods of insémination, page : 329-332.

Bulletin des GTV. suivie echographique de l'ovulation chez la jument, échographie ovarienne : 44-51, 2006, n° 36.

DOLIGUEZ.P et BERSINGER.I : transfert embryonnaire chez la jument, juin 2006.

DOMINIQUE SOLTENER, zootechnie générale, la reproduction des animaux d'élevage, 3^{ème} édition 2001).

EVANS MJ, IRVINE CHG. Serum concentrations of FSH, LH and progesterone during the oestrous cycle and early pregnancy in the mare. *J. Reprod. Fert.*, 1975, suppl 27: 193-200.

FLEURY JJ, COSTA-NETO JB, BURNS PJ. Regulation of estrus and ovulation in cyclic mares with progesterone and estradiol biodegradable microspheres: effect of different doses of estradiol. *J. Equine Vet. Sci.*, 1993, 13: 525-527.

GINTHER OJ and MATTHEW D. 2004. Doppler ultrasound in equine reproduction : principles, techniques and potential. *J Eq Vet Sci.* 24, 516-526

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

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

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

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

GINTHER OJ. *Reproductive biology of the mare*. 5th ed. Ann Arbor: Mc Naughton and Gunn,

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

HINRICKS K : Embryo transfer. In Robinson NE, éditer, *Current therapy in equine médecine*, ed 3, Philadelphia, 1980, WB Saunders.

HOLTAN DW, DOUGLAS RH, GINTHER OJ. Estrus, ovulation and conception following

KINNON AND VOSS, Lea et Febiger, 1993, 348-352.

LOUIS -NOËL MARCENAC, HENRI, AUBEL et Pierre D'AUTHEVILLE : Encyclopédie du cheval, 4^{ème} édition, revue et complétée 15 Mai 1980, Maloine S.A éditeur, chapitre 22, page 590-592.

MCKINNON AO, SQUIRES EL, VOSS JL *et al.* : Equine embryo transfer. *Comp Cont Educ Pmct Vêt*, 1988,10, 343.

MCKINNON AO, VOSS JL, SQUIRES EL and CARNEVALE EM. 1993. Diagnostic ultrasonography. *In* : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia : Williams & Wilkins, 266-302

PALMER E, DRIANCOURT MA, ORTAVANT R. Photoperiodic stimulation of the mare

REEF VB. 1998a. Physics and instrumentation. *In* : *Equine diagnostic ultrasound*. Philadelphia :WB Saunders, 1-23

SOLTNER.D (ingenieur E.S.A) 2001 ; La reproduction des animaux d'élevage. Zootechnie générale .3^{ème} édition, page : 90.

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

T.L.BLANCHARD, D.D.VARNER, J.SCHUMACHER, CH.C.LOVE, S.P.BRINSKO,

S.L.RIGBY : manuel de reproduction équine. Edition 2005.

Annexes

TABLEAU 03: récapitulatif de soufflage, échographie et de saillie.

Date	Juments au soufflage	Diamètre du follicule	La barre	saillie	OBS	Traitement	Délai de réponse
19/03	AKILA	41/41	+	19/03	48h		
19/03	HAKIMA	39/45	+	19/03	48h		
21/03	AKILA	42/50		21/03	48h		
21/03	NICOSSIA	36/36	+	21/03	48h		
22/03	FAIZA	26/37	+	22/03	48h		
23/03	MERANDA	39/44	+	23/03	48h	GnRh 2.5cc	48h
23/03	NICOSSIA	37/40		23/03	48h	GnRh 5cc	24h
24/03	KHIALA	34/35	-		24h		
24/03	RYMIA	32/42	-		24h		
24/03	FAIZA	37/43	+	24/03	48h	GnRh 2.5cc	
24/03	HOUDA	44/43	+	24/03	24h	GnRh 5cc	48h
25/03	KHIALA	30/37	+	25/03	24h	GnRh 2.5cc	
25/03	RYMIA	35/44	+	25/03	24h	GnRh 2.5cc	
25/03	OUAFA	40/41	+	25/03	48h		
25/03	LOUHA	FL 56/55	-		24h		
26/03	FAIZA	42/49		IA 26/03	48h	GnRh 5cc	
26/03	GAYA	43/43	+	IA 26/03	48h	GnRh 2.5cc	
26/03	AKIBA	42/47	-		24h		
26/03	OUEGFA	45/43	-		24h		
27/03	AKIBA	45/42	+	27/03	24h	GnRh 5cc	42h
27/03	OUEGFA	42/48	+	27/03	24h	GnRh 5cc	17h
27/03	GHOZALA	33/44	+	27/03	48h		
27/03	RYMIA	34/40		27/03	48h		
27/03	KHIALA	38/39		27/03	48h		
29/03	KHIALA	37/42		29/03	48h		
29/03	RYMIA	42/58		29/03	48h		
29/03	GHOZALA	39/45		29/03	48h		



Image 18 : la barre de soufflage.(Image personnelle)



Image19 : le travail (Image personnelle).

TABLEAUX 04 : récapitulatifs des passages à l'échographie et les traitements effectués à différentes dates :

Le
19/03/2007.

JUMENTS	OVG	OVD	UTERUS	Traitement	Observation
OUASSARA J30			E+		J45
DJEBLIA J30			E+		J45
MAGHNIA J30			E+		J45
OUAFA	32/30=31	29/32=30	C		48H
AKILA J9PP	41/41=54	PF	C		S+ SAILLIE 48H
HAKIMA J10PP	PF	39/42=52	C		S+ SAILLIE 48H
JEZMA	INC	PF	C		48H
KHAILLA	29/31=29	PF	INV+		24H
MABROUKA	FL	CJ24/37	C	GnRH	48H
NICOSSIA	27/26=22	CJ25/23	C		24H
GHADIA	PF	PF	QP		48H
MIRANDA	PF	28/32=29	C		72H
LOUHA	37/33=39	CJ26/33	E- C		48H
CLAIR ET NET			E+ J14 V15		J20
FAIZA	21/24=16	24/26=20	C		72H
SAADI	PF	CJH	C		72H

Le
20/03/2007.

JUMENTS	OVG	OVD	UTERUS	Traitement	Observation
IFADA J14			E- C		RETIREE DE LA REPRODUCTIO N
MABROUKA	FL 49/57=88	CJ23/33	QP		24H
NICOSSIA	36/30=34	CJ19/16 PF	QPC		24H
HOUDA	CJ20/33	26/32=32	QP		24H
AKILA	47/47=70	PF	C		24H
HAKIMA	PF	45/51=73	C		24H
LOUHA	29/46=43	CJ31/33	QP		24H
KHIALA	19/26=16	PF	QPC		24H
KAADA	CJ26/35	PF	C		24H

Le
21/03/2007

JUMENTS	OVG	OVD	UTERUS	Traitement	Observation
AKIBA J7PP	PF	PF	INV+ QP		24H
GHADIA	PF	PF	QP	PRID	J12
FARDIA	MF+CJ	CJ14/20	QP		72H

AKILA	42/50=67	PF	C		S+ SAILLIE 48H
KHIALA J9PP	PF	PF	C		24H
OUAFA	21/25=17	25/31=12	C		48H
HOUDA	CJ17/20	31/30=30/30/34=3 3	C		24H
LOUHA	25/35=28	CJ15/25	C		24H
HAKIMA	PF	49/47=73	C		24H
KAADA	CJ27/24	PF	QP		24H
JEZMA	INC	PF	QP	PRID	J12
MABROUKA	FL 35/44=49	CJ9/15	C		24H
NICOSSIA	36/36=41	CJ10/14	C		S+ SAILLIE 48H

Le
22/03/2007

JUMENTS	OVG	OVD	UTERUS	Traitement	Observation
FAIZA	PF	26/37=30	C		S+ SAILLIE 48H
RYMIA J7PP	24/42=32	PF	INV+ C E+ J14 V20		24H
IRAQUIA					J20
AKILA	40/44=56	PF	C		24H
KHIALA	PF	27/32=30	C		48H
HOUDA	PF	36/30=34	C		48H
HAKIMA	PF	47/49=73	C		24H
KAADA	CJ22/31	PF	QP		24H
AKIBA J8PP	PF	25/29=23	QP		24H
ILHAM	PF	26/28=23	QP		72H
LOUHA	26/33=27	PF	C		72H
MABROUKA	CJ24/37	MF	QP		24H
OUARCHA			E+ J15 V23		J20
NICOSSIA	40/38=48	MF	C		24H

Le
23/03/2007

JUMENTS	OVG	OVD	UTERUS	Traitement	Observation
BOUIRA J14			E+ J14 V20		J20
MERANDA	PF	39/44=55	C	GnRH 1/2	S+ SAILLIE 48H
RYMIA J8PP	30/42=40	PF	C		24H
AKILA	OVU	PF	C		J14
HAKIMA	30	OVU	C		J14
KAADA	CJ23/20	PF	D		24H
AKIBA J8PP	32/38=39	PF	C		24H
MABROUKA	CJ21/27	MF	D		24H
NICOSSIA	37/40=47	MF	C	GnRH	24H
BOUSSAADA			E+ J30		J45
GHALIA			E+J30		J45

OUAFA	33/42=44	36/38=44	C		24H
QUABILA			E+ J30		J45

Le 24/03/2007

JUMENTS	OVG	OVD	UTERUS	Traitement	Observation
OUEGFA J14	CJ/PF	38/41=50	E- C		48H
FARDIA	PF	36/39=45	C		48H
QUISSA J20			E+ J20		
RYMIA J9PP	32/42=43	PF	C		24H
AKIBA J9PP	32/32=33	PF	C		48H
NICOSSIA	OVU	PF	C		J14
KHIALA	PF	34/35=38	C		24H
OUAFA	32/41=42	38/38=46	C		48H
L'BIA			E+ J20		J30
FAIZA	PF	37/43=51			
MEROUANA	PF	PF	LU+++	OCYTOCINE 4cc	24H
OUASSIMA J8PP	PF	PF	INV+ QP		24H
MABROUKA	CJ12/17	PF	D		24H
JASMINE			E+ J14 V:20		J20
HOUDA	PF	44/43=60	C	GnRH 05cc	S+ SAILLIE 48H
DAOUAHA J7PP	27/27=23	PF	INV+ C		24H
KAADA	CJ17/20	PF	D		24H

Le 25/03/2007

JUMENTS	OVG	OVD	UTERUS	Traitement	Observation
KHIALA	PF	30/37=35	C	GnRH 2,5cc	S+ SAILLIE 48H
OUAFA	40/41=52	OVU	C		S+ SAILLIE 48H
MEROUANA	MF	MF	QP	OCYTOCINE 3cc	24H
OUASSIMA	26/28=23	MF	QP		24H
LOUHA	56/55=98 FL	PF	C		S- 24H
MABROUKA	PF	MF	QP		48H
RYMIA	35/44=49	PF	C	GnRH 2,5cc	S+ SAILLIE 48H
BOUSRA			E+ J14		J20
DAOUAHA	33/35	PF	C		24H
HOUDA	MF	46/45	C		24H
KAADA	CJ10/24	PF	QP		24H
ILHAM	PF	PF	QPC		72H
MERANDA	PF	OVU	C		J14
CLAIR ET NET			E+ J20		J30

Le 26/03/2007

JUMENTS	OVG	OVD	UTERUS	Traitement	Observation
FARDIA	PF	42/42=56	C		S+ SAILLIE 48H
KAADA	PF	PF	QP		48H
CYARA			E+ J45		J60
OUEGFA	PF	45/43=62	C		S- 24H
LOUHA	CJ	MF	QP		24H
GAYA	43/43=59	PF	C	GnRH 5cc	S+ IA 48H
KHIALA	PF	31/38=38	C		24H
RYMIA	31/47=46	PF	C		24H
AKIBA	42/47=63	PF	C		S- 24H
HYDAYA			E+ J14 V:11		J20
KASBAH	MF	28/30=27	INV+QP		24H
DAOUHA	34/31=34	PF	C		24H
MEROUANA	MF	PF	QP	OCYTOCINE02cc	24H
OUASSIMA	24/29=22	MF	QP		48H
HOUDA	PF	CJ	C		J14
FAIZA	PF	42/49=66	C	GnRH 05cc	S+ IA 48H

Le 27/03/2007

JUMENTS	OVG	OVD	UTERUS	Traitement	Observation
OURCHA			E+ J20		J30
LOUHA	FL 64/60=122	PF	QP		24H
OUAFA	OVU	CJ	C		J14
MABROUKA	31/29=29	PF	C		48H
MASCARA			E+ J45		J60
RYMIA	34/40=43	PF	C		S+ SAILLIE 48H
KHIALA	PF	38/39=47	C		S+ SAILLIE 48H
MEROUANA	MF	MF	QP	OCYTOCINE 01cc	72H
DAOUHA	32/24=25	PF	C		48H
AKIBA	45/42=60	PF	C	GnRH 5cc	S+ SAILLIE 48H
KASBAH	PF	34/32=35	C		24H
NEJMA			E+ J45		J60
OUEGFA	PF	42/48=58	C	GnRH 5cc	S+ SAILLIE 48H
CHAFIA	MF	MF	QP		96H
GHOZALA	33/44	PF	C		
NOUARA	CJ/PF	PF	D		

Le 28 /03/2007

JUMENTS	OVG	OVD	UTERUS	Traitement	Observation
FAIZA	PF	OV	C		J14
GAYA	44/42=59	PF	C		
IRAQUIA			E+ J20		J30
FARDIA	PF	41/41=54	C		S+ SAILLIE 48H
AKIBA	40/47=60	PF	C		24H
KHIALA	PF	38/42=51	C		24H
KAADA	PF	PF	QP		72H
RYMIA	38/48=58	PF	C		24H
LOUHA	27/39=30	PF	QP		24H
ILHEM	27/39=31	29/38=35	C		48H
KASBAH	27/39=32	32/39=40	C		24H
OUEGFA	27/39=33	OVU	C		J14
OUASSIMA	27/39=34	PF	QPC		48H

Le 29/03/2007

JUMENTS	OVG	OVD	UTERUS	Traitement	Observation
AKIBA	OVU	PF	C		40H J14
JASMINE			E+ J19		J30
LOUHA	CJ56/65	PF	QP	GnRH 5cc	24H
MABROUKA	29/36	PF	QPC		48H
KHIALA	PF	37/42	C		S+ SAILLIE 48H
ALMAZA			E+ J45		J60
CHIFFA	PF	PF	E- QPC		48H
RYMIA	42/58	PF	C		S+ SAILLIE 48H
DAOUHA	PF	PF	C		72H
GHOZALA	39/45	PF	C		S+ SAILLIE 48H
BOUIRA			E+ J20		J30
KASBAH	PF	35/38	C		48H

Résumé

Dans notre travail, on a étudié et décrit les différentes techniques et méthodes de maîtrise de la reproduction chez la jument.

On a envisagé les possibilités qui s'offrent en matière de diagnostic des chaleurs chez la jument, d'induction de l'ovulation, des méthodes d'inséminations et de diagnostic de gestation.

Nous terminons en donnant un bref aperçu des techniques et intérêts de l'insémination artificielle et de la transplantation embryonnaire.

Mots clés : jument, ovulation, insémination, transfert embryonnaire, gestation.

Summary

In our study we describe the different skills and methods of control of the reproduction in the mare.

They consider the possibilities offered in the discipline of diagnostic of breeding in the mare, of induction of ovulation and methods of insemination, diagnostic of gestation.

They finish by giving a brief outline of the skills, arms of the artificial insemination and embryonic transplantation.

Key words: mare, ovulation, insemination, embryonic transplantation, pregnancy.

ملخص

محتوى د راستنا يصف مختلف التقنيات و الطرق من أجل التحكم في التكاثر عند الفرس. نناول الإمكانيات التي تتوفر في مادة اختبار مدة تقبل الإخصاب عند الفرس, تحريض الإباضة, طرق التلقيح و التشخيص المبكر للحمل.

ننهي بإعطاء ملخص عن تقنيات و فوائد التلقيح الاصطناعي و نقل الأجنة. الكلمات الرئيسية: فرس, إباضة, التلقيح الاصطناعي, نقل الأجنة, الحمل.