الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire

Domaine : Sciences de la nature et de la vie
Filière : Sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du diplôme de Docteur
En
Médecine vétérinaire

L'insémination artificielle chez la jument

Présenté par :

TAHERTI Nassim

Soutenue le **:** **08/07/2023**

Devant le jury :

Mr Khellaf D.	Prof (ENSV)	président
Mme Bazizi R.	MCB (ENSV)	Examinatrice
Mme Mimoune N.	MCA (ENSV)	Promotrice
Mr Kaidi R.	Prof (ISVB)	Co-promoteur

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire

Domaine : Sciences de la nature et de la vie
Filière : Sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du diplôme de Docteur
En
Médecine vétérinaire

L'insémination artificielle chez la jument

Présenté par :

TAHERTI Nassim

Soutenue le **:** **08/07/2023**

Devant le jury :

Mr Khellaf D.	Prof (ENSV)	président
Mme Bazizi R.	MCB (ENSV)	Examinatrice
Mme Mimoune N.	MCA (ENSV)	Promotrice
Mr Kaidi R.	Prof (ISVB)	Co-promoteur

« Je soussigné TAHERTI Nassim déclare être pleinement conscient que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés sous toute forme de support, y compris l'internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée. En conséquence, je m'engage à citer toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce mémoire. Signature ».

Remerciements

En préambule, je souhaite adresser mes remerciements à toutes les personnes qui ont contribué de prés ou de loin à la réalisation de ce projet.

Je tiens à remercier tout particulièrement monsieur le Professeur

KAIDI Rachid,

Co-promoteur de ce mémoire pour son précieux soutien et sa contribution essentielle à mon projet.

Je remercie Madame le docteur MIMOUNE Nora,

Promotrice de ce mémoire, pour sa patience, sa disponibilité et surtout ses judicieux conseils, Reconnaissance et remerciements les plus sincères.

Je tiens à remercier sincèrement mon père le professeur TAHERTI Mourad,

Pour son soutien inestimable tout au long de ce projet.

Je remercie Monsieur le Professeur KHELAF Djamel, Le Président du Jury,

Qui me fait l'honneur d'accepter la présidence de jury de ce mémoire,
Hommage et remerciements respectueux.

Je remercie Madame le docteur BAZIZI Ratiba, l'examinatrice

Qui nous a fait l'honneur d'examiner notre travail.
Sincères remerciements

Dédicace

Je dédie ce travail

A ma famille, elle qui m'a doté d'une éducation digne, son amour a fait de moi ce que je suis aujourd'hui.

Particulièrement à mon père, pour le gout a l'effort qu'il a suscité en moi, de par sa rigueur.

A ma maman qui m'a soutenu et encouragé durant ces années d'études.
Qu'elle trouve ici le témoignage de ma profonde reconnaissance.

A mes chers frères Fethi, Oussama et ma sœur Khadidja et son époux Mohamed,

Puisse dieu vous donne santé, bonheur, courage et surtout réussite.

A mes chers Amis, rafik, badreddine, abderaouf, Bilal et Amine

En souvenir de nos éclats de rire et des bons Moments,

En souvenir de tout ce qu'on a vécu ensemble, j'espère de tout mon cœur que notre amitié durera éternellement.

Résumé:

Cette étude approfondie explore les avancées, les techniques et les implications de l'insémination artificielle (IA) dans l'industrie de l'élevage équin. Elle met en évidence l'importance de maîtriser les différentes techniques de reproduction pour optimiser la gestion des juments en période de reproduction. De plus, le résumé aborde le rôle crucial de la gestion de la reproduction chez la jument dans le cadre des programmes d'IA réussis, notamment la manipulation hormonale pour la synchronisation des chaleurs et l'induction de l'ovulation. Il traite des défis associés au cycle œstral et au moment de l'insémination, en mettant en évidence les stratégies visant à optimiser les taux de conception et à accroître l'efficacité de l'élevage.

L'IA est devenue une méthode largement adoptée, offrant des avantages tels que l'utilisation de sperme congelé qui facilite la gestion des étalons et réduit les risques de transmission de maladies. L'efficacité de l'IA est examinée en comparant les taux de conception et de gestation associés à l'utilisation de sperme frais et congelé. Cette étude met en évidence l'importance de suivre les développements technologiques et de promouvoir les pratiques émergentes pour améliorer continuellement la reproduction équine et garantir le succès à long terme de l'industrie de l'élevage équin.

Mots-clés : Reproduction, jument, insémination artificielle, échographie

Abstract:

This in-depth study explores the advancements, techniques, and implications of artificial insemination (AI) in the equine breeding industry. It highlights the importance of mastering various reproductive techniques to optimize the management of mares during the breeding season. Additionally, the summary discusses the crucial role of reproductive management in successful AI programs, including hormonal manipulation for heat synchronization and ovulation induction. It addresses challenges associated with the estrous cycle and timing of insemination, emphasizing strategies to enhance conception rates and improves breeding efficiency. AI has become a widely adopted method, offering benefits such as the use of frozen semen, which facilitates stallion management and reduces the risk of disease transmission. The effectiveness of AI is examined by comparing conception and gestation rates associated with the use of fresh and frozen semen. This study underscores the significance of keeping up with technological developments and promoting emerging practices to continually enhance equine reproduction and ensure long-term success in the breeding industry.

Keywords: Reproduction, horse, artificial insemination, echography

ملخص:

في صناعة تربية الخيل. وتسلط الضوء على (AI) تستكشف هذه الدراسة الشاملة التطورات والتقنيات والآثار للحقن الاصطناعي أهمية اتقان تقنيات التكاثر المختلفة لتحسين إدارة الفرسان خلال موسم التزاوج. بالإضافة إلى ذلك تناقش الملخص الدور الحاسم لإدارة التكاثر في ألناجحة بما في ذلك التلاعب الهرموني لمزامنة السخونة وتحفيز البيضة المبيضية. يتناول النص التحديات المرتبطة بالدورة الجنسية AI برامج أصبحت تقنية الحقن الاصطناعي منتشرة على نطاق .وتوقيت الحقن، مع التركيز على استراتيجيات تعزيز معدلات الحمل وتحسين كفاءة التربية وأسع مما يوفر فوائد مثل استخدام السائل المنوي ألمجمد الذي يسهل إدارة الفحول ويقلل من خطر انتقال الأمراض. يتم دراسة فعالية الحقن الاصطناعي من خلال مقارنة معدلات الحمل والحمل المرتبطة باستخدام السائل المنوي الطازج والمجمد. تؤكد هذه الدراسة أهمية متابعة التطورات التكنولوجية وتعزيز الممارسات الناشئة لتحسين استمرارية تربية الخيل وضمان النجاح على المدى الطويل في صناعة التربية

الكلمات المفتاحية: التكاثر،الحصان،التلقيح الاصطناعي

Liste de figures:

Figure 1: dorsoventral view of the equine female reproductive tract..... 4
Figure 2: comparaison de la position de la medulla et du cortex chez la jument et les Autres mammifères……...14
Figure 3: a simplified version of hormonal regulation of the estous cycle of the mare . 9
Figure 4: hormone levels and corresponding ovarian activity in the estrus period..... 11
Figure 5: shematic depiction of hormonal control of ovarian activity in the mare 14
Figure 6: méthode de détection des chaleurs par test a la barre 16
Figure 7: méthode de détection des chaleurs par test de détection émanent en liberté 17
Figure 8: méthode de détection des chaleurs par échographie 18
Figure 9: breeding phantoms with two support posts..... 23
Figure 10: CSU model artificial vagina..... 24
Figure 11: japaneses model artificial vagina (nishikawa) 24
Figure 12: Missouri model artificial vagina 25
Figure 13: Vagin artificiel ouvert ou modèle polonais avec entonnoir de collecte..... 25
Figure 14: Collection of semen from a stallion mounted on a breeding phantom 26
Figure 15: Différents dilueurs à utiliser en fonction du moment de l'IA 29
Figure 16: In readiness for insemination, the filled s yringe is attached to the end of Insemination pipette……..43
Figure 17: Once the hand is lubricated, it should be introduced slowly into the vagina along with the insemination pipette……..47
Figure 18: presentation schematic d'une coupe transversale 40
Figure 19: Transverse section through a uterine horn of a mare 40
Figure 20: Cross section through uterine horn during estrus 41
Figure 21: Prominent spoke-wheel pattern of the uterus during estrus..... 42
Figure 22: Extensive edema of the endometrial folds during estrus 42
Figure 23: Sagittal cross section through the uterine horn of a mare in diestrus 43
Figure 24: ovary of an estrous mare with follicles of varying shapes..... 44
Figure 25: Collapsed follicle on the day of ovulation showing a broad echoic seam (arrows) in the area of the original follicular wall……56
Figure 26: Collapsed follicle immediately after ovulation..... 45
Figure 27: Intense echogenicity (arrows) at the site of the estrous follicle one day after ovulation……...58

Figure 28: A solid corpus luteum (arrows) in a mare 8 days post ovulation..... 47
Figure 29: Hemorrhagic corpus luteum (arrows) of a mare 3 days post ovulation..... 47
Figure 30: corpus luteum of pregnancy in a mare of day 17 of gestation. 48
Figure 31: Two corpora lutea (arrows) on the ovary of a mare on Day 25 of gestatio 49
Figure 32: Corpus hemorrhagicum (arrows) in a mare on Day 53 of gestation..... 49
Figure 33: Conceptus on Day 14 of pregnancy. 51

Liste des tableaux:

Tableau 1: Caractéristiques principales du sperme d'étalon 27
Tableau 2: caractéristiques du sperme de différentes races d'étalons de sport 27
Tableau 3: caractéristiques moyennes du sperme d'étalon en fonction de l'âge 28
Tableau 4: caractéristiques moyennes du sperme d'étalon en fonction de la saison.... 28

Table des matières

Liste de figures: 10

Liste des tableaux : 12

Introduction: 1

CHAPITRE I: Revue anatomique de l'appareil génitale de lajument…….. 10

I/ Revue anatomique de l'appareil génital de la jument :..... 3

I.1/ Section tubulaire : 3

I.1-1/ Utérus : 3

I.1-2/ Trompes utérines : 4

I.1-3/ Col ou cervix : 5

I.1-4/vagin et ses annexes : 5

I.1-5/la vulve : 5

I.2/ les ovaires : 6

CHAPITRE II : rappels physiologiques et la gestion de la reproduction…….....16

II/ Rappels physiologiques et la gestion de la reproduction de la jument : 8

II-1/ Saisonnalité : 8

II-2/ Maitrise du cycle oestral : 9

II-3/ Endocrinologie : 11

II-3-1/ fonction endocrine des ovaires : 11

II-3-2/ Régulation hypothalamo-hypophysaire : 12

II-3-3/ Fonction endocrine de l'utérus : 13

II-4 /Les traitements de maîtrise du cycle chez la jument : 14

II-5/ comportement et detection des chaleurs :..... 16

II-5-1/ détection a l'épreuve de la barre : 16

II-5-3/ Test d'approche au pré : 17

II-5-4/ Test de détection permanente en liberté : 17

II-5-5/ La palpation transrectale : 17

II-5-6/ Le test de détection par échographie : 18
II-5-7/ Le test hormonal (dosage du taux de progestérone) : 18
II-6/ les modes de reproduction : 19
II-6-1/ la monte en liberté : 19
II-6-2/ la monte en main : 19
II-6-3/ L'Insémination Artificielle : 19
II-6-4/ Le transfert embryonnaire : 19
CHAPITRE III :L'insémination Artificielle équine……...30
III-1/ Développement de la monte artificielle : 21
III-2/ Les avantage de l'insémination artificielle : 22
III-3/ Comparaison des techniques d'insémination: 22
III-4/ Collecte de la semence : 22
III-4-1/ entretien de l'étalon : 22
III-4-2/ la collecte de la semence : 22
III-5/ préparation de la semence : 26
III-5-1/Caractéristiques du sperme : 26
III-5-2/Dilution du sperme : 28
III-5-3/ choix du dilueur 29
III-5-4/ conservation de la semence : 30
III-6/ préparation des doses : 31
III-7/ Pratiques de l'insémination : 31
III-7-1/ Préparation de la jument : 31
III-7-2/ Préparation du cathéter : 32
III-7-3/ mise en place de la semence : 32
III-7-4/ Quand inséminer: 34
III-7-5/Contrôle de l'ovulation avec l'HCG : 35

CHAPITRE IV : L'échographie en reproduction équine……...47

IV-1/ objectif de l'échographie transrectale : 37

IV-2/ technique de l'échographie transrectale de la jument: 37

IV-3/ Evolution des images utérines au cours du cycle œstral : 40

IV-3-1/ èchoanatomie de l'utérus : 40

IV-4/ Evolution des images ovariennes au cours du cycle œstral : 43

IV-4-1/ suivi de la croissance folliculaire : 43

IV-4-2/ évolution du follicule prèovulatoire : 44

IV-4-3/l'ovulation : 45

IV-4-4/ évolution du corp jaune : 45

IV-5/les critères échographiques pour inséminer une jument : 49

IV-6/ Diagnostic de gestation : 50

Conclusion : 52

Références bibliographiques: 1

Introduction:

L'élevage équin repose sur des fondements solides de reproduction et de sélection génétique. Parmi les techniques clés qui ont révolutionné ce domaine, l'insémination artificielle occupe une place prépondérante.

L'insémination artificielle a connu une évolution remarquable au fil des décennies, passant d'une technique marginale à une méthode largement adoptée dans l'élevage équin moderne. elle est désormais reconnue pour ses nombreux avantages et son impact positif sur la sélection génétique des chevaux.

Au cours du développement de l'insémination artificielle, des progrès significatifs ont été réalisés dans les domaines de la collecte, de la préparation et de la conservation du sperme, ainsi que dans les techniques d'insémination elles-mêmes. Les avancées technologiques, telles que l'utilisation de la cryoconservation pour le stockage à long terme du sperme, ont permis de préserver la qualité génétique des étalons de renom et d'accroître leur accessibilité à une échelle mondiale. De plus, les méthodes d'insémination ont été affinées pour maximiser les chances de conception et optimiser la fertilité des juments.

L'objectif de cette étude approfondie est de fournir une compréhension complète du développement de l'insémination artificielle dans le domaine de la reproduction équine. Nous explorerons les avancées techniques, les défis rencontrés et les solutions innovantes qui ont contribué à son succès. De plus, nous mettrons en lumière l'importance cruciale de l'échographie dans le suivi et l'évaluation des processus de reproduction équine, permettant ainsi une gestion précise et éclairée de la reproduction.

En comprenant ces aspects essentiels de l'insémination artificielle et de son développement, nous pourrons mieux appréhender son impact sur l'amélioration génétique des chevaux et son rôle central dans l'élevage équin moderne. Cette étude vise à fournir des informations approfondies aux éleveurs et aux professionnels de la reproduction équine, contribuant ainsi à l'avancement continu de cette discipline passionnante.

CHAPITRE I :

Revue anatomique de l'appareil génital de la jument

I/ Revue anatomique de l'appareil génital de la jument :

Le système reproducteur est composé de deux groupes d'organes : (1) les structures intrinsèques au tractus reproducteur (ovaires et appareil génital tubulaire) et (2) les structures physiquement isolées du tractus reproducteur mais qui jouent un rôle dans la régulation des événements de reproduction (par exemple, la glande pinéale, la rétine, l'hypothalamus, l'hypophyse).Le tractus reproducteur est composé de deux ovaires et d'un appareil tubulaire, comprenant les oviductes et les cornes utérines appariées, ainsi qu'un corps utérin unique, un col de l'utérus, un vagin, un vestibule et une vulve. (BRINSKO et al, 2010).

I.1/ Section tubulaire :

I.1-1/ Utérus :

L'utérus de jument est de type bicornis avec une forme de Y (Figure 01). Les deux cornes utérines sont de section circulaire avec un diamètre d'environ 5 cm et une longueur allant de 12 à 20 cm. Elles possèdent deux faces convexes ainsi que deux bords, l'un dit mésométrial et donnant attache au ligament large, l'autre dit libre. Le sommet de chaque corne est relié à la trompe utérine correspondante et la base est rattachée au corps utérin. Le corps utérin est de forme cylindroïde avec un diamètre d'environ 10-12 cm et une longueur d'environ 20 centimètres. Son extrémité caudale se rétrécit pour se poursuivre par le col utérin. L'utérus est relié, d'une part, au vagin par le col de l'utérus, ou cervix, qui se situe au niveau du bassin et mesure 5 à 8 cm de long et d'autre part, aux ovaires par les trompes utérines ou salpinx (Collin, 2005). L'utérus est rattaché à la paroi dorsale de l'abdomen et du bassin par l'intermédiaire des ligaments larges. La partie craniale de ces derniers est fusionnée avec le mésovarium qui soutient l'ovaire et la trompe utérine. La partie s'insérant sur l'utérus s'appelle le mésométrium et est renforcée de structures conjonctivo-élastiques permettant une meilleure fixité de l'appareil génital. (Barone, 2001)

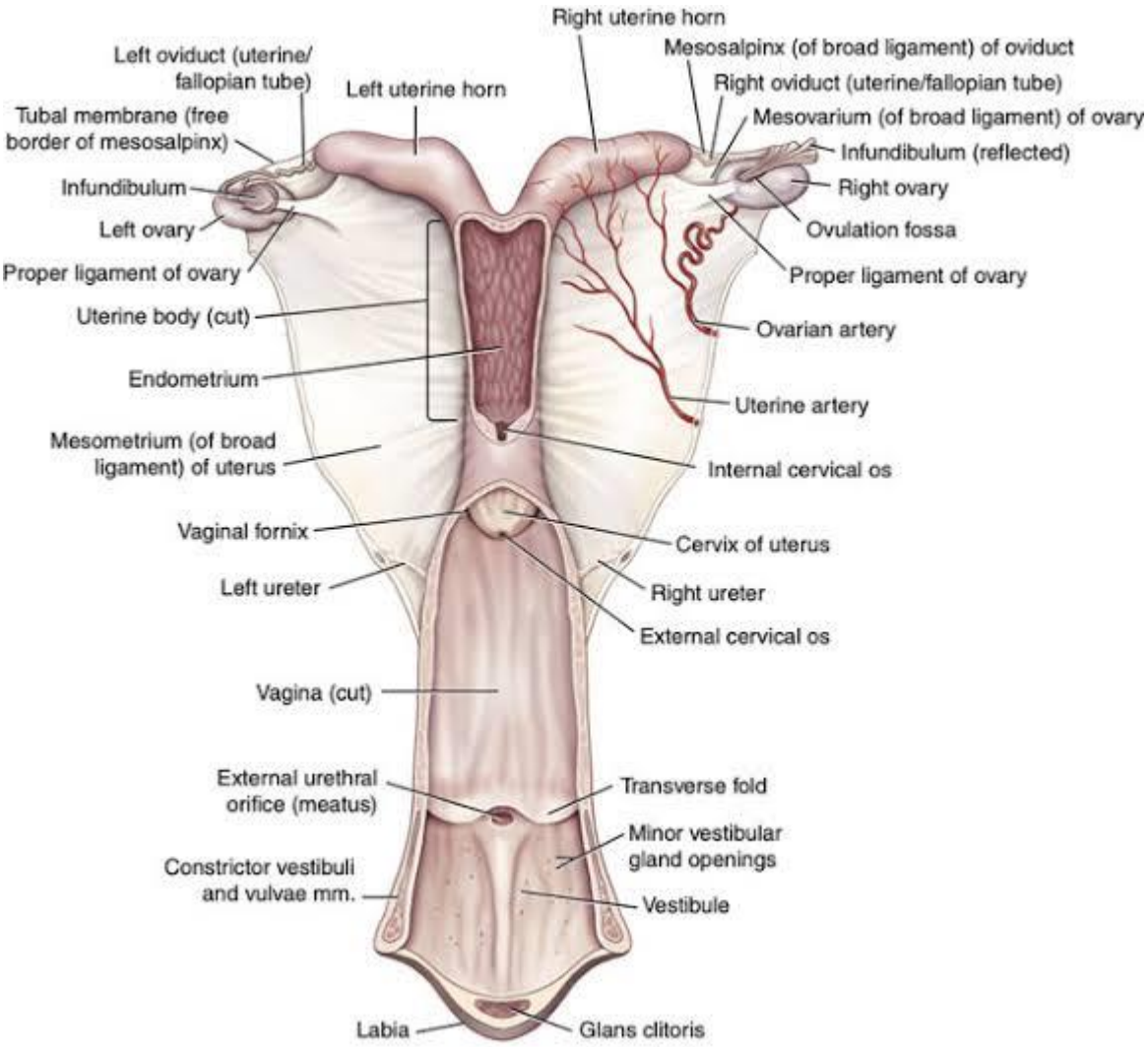

Figure 1: dorsoventral view of the equine female reproductive tract (linton, 2022)

Figure 1: dorsoventral view of the equine female reproductive tract (Linton, 2022)

I.1-2/ Trompes utérines :

Les trompes utérines ou trompes de Fallope ou oviductes ou saplinx cheminent en bordure du ligament large .Chaque trompe est tortueuse et mesure de 20 à 30 cm). Leur diamètre varie entre 2 et 8 mm et se réduit à l'approche des ovaires. Elles se composent de trois parties : le pavillon aussi appelé infundibulum, l'ampoule et l'isthme .Le pavillon est uni à l'ovaire par la fimbria ovarica, il récolte l'ovocyte après l'ovulation. L'ovocyte est ensuite acheminé grâce aux contractions de l'isthme jusqu'à l'ampoule. L'ampoule est le lieu de la fécondation. L'isthme permet aussi la remontée des spermatozoïdes. La papille utéro-

tubulaire est un petit tubercule rigide formant une sorte de sphincter isolant les oviductes de l'utérus. (Ginther, 1992)

I.1-3/ Col ou cervix :

Le col de l'utérus est un organe dynamique chez la jument. Mesure environ 5 à 7 cm de long et fait saillie à partir de la paroi crânienne du vagin, Le col de l'utérus n'a que des replis longitudinaux sans anneaux cervicaux transversaux obstruant. Il est tapissé en interne par un épithélium contenant des cellules sécrétoires qui produisent un mucus fin pour servir de lubrifiant pendant l'oestrus et un mucus épais pour obstruer la lumière cervicale pendant le diestrus et la grossesse afin qu'il soit moins perméable aux bactéries et aux corps étrangers. (BRINSKO et al, 2010)

I.1-4/vagin et ses annexes :

*****Le vagin mesure environ 25 cm de long et est intrapelvien. Il est comprimé dorso-ventralement, ce qui contribue à empêcher la contamination de remonter vers les parties crâniennes du tractus, notamment pendant le diestrus lorsque les sécrétions cervicales collantes font adhérer les parois ensemble. Ses replis longitudinaux et sa couche musculaire permettent une dilatation suffisante pour le passage d'un poulain à la mise bas. (Dickie, 1995)

***** L'anneau vestibulo-vaginal, repli de la paroi, est un bulbe érectile qui assure l'étanchéité des voies génitales postérieures. Il forme chez les pouliches une membrane complète : l'hymen. L'urètre s'ouvre juste en arrière cette région, au centre du plancher postérieur du vagin. (Saint-Dizier et Maillard, 2014)

*****Le vestibule du vagin s'étend de l'anneau vestibulo-vaginal à la vulve. Il est tubulaire, mesure environ 10 à 15 cm de long et présente une orientation descendante de 60° par rapport à l'horizontale. (Barone, 2001)

I.1-5/la vulve :

La vulve est l'orifice externe de l'appareil génital femelle. Elle est formée par deux lèvres qui s'ouvrent sur environ 7 cm et qui sont normalement adjacentes et verticales. Ces lèvres sont recouvertes d'une peau fine, pigmentée et souple, une couche musculaire, associée au clitoris, est capable de contracter la vulve et de provoquer son ouverture : la jument "clignote". Ce muscle est, en partie, responsable de la rétraction de la vulve en dioestrus et de son allongement en œstrus. (Kojima et al, 2002)

I.2/ les ovaires :

Les ovaires sont des glandes paires appendues dans la cavité abdominale. Ils sont arrondis et mesurent environ 6,5 cm de long, 3,5 cm de large et 3,5 cm d'épaisseur). Leur poids varie de 20 à 170 g en fonction de l'âge, de la saison et de la race. Ils présentent une fosse d'ovulation de 5 mm de profondeur, sur le bord libre. Ils sont recouverts d'une épaisse albuginée et sont enveloppés de péritoine, excepté la fosse d'ovulation. Les follicules et corps jaunes sont intra-ovariens. Un follicule pré-ovulatoire pèse jusqu'à 80g. Il en est de même pour un corps jaune. D'un point de vu topographique, ils se situent contre la voute lombaire, appendus par le mésovarium, à environ 50-60 cm de la vulve. L'ovaire droit est en contact avec le caecum alors que le gauche se perd entre les anses jéjunales et du petit colon. (Paul-Jeanjean, 2006)

Comparativement aux autres espèces, la structure de l'ovaire chez la jument est inversée (Figure 02). En effet, la zone médullaire ou vascularisée est superficielle alors que la zone corticale, qui contient les follicules est à l'intérieur de la glande (Sertich, 1998;Ginther, 1986)

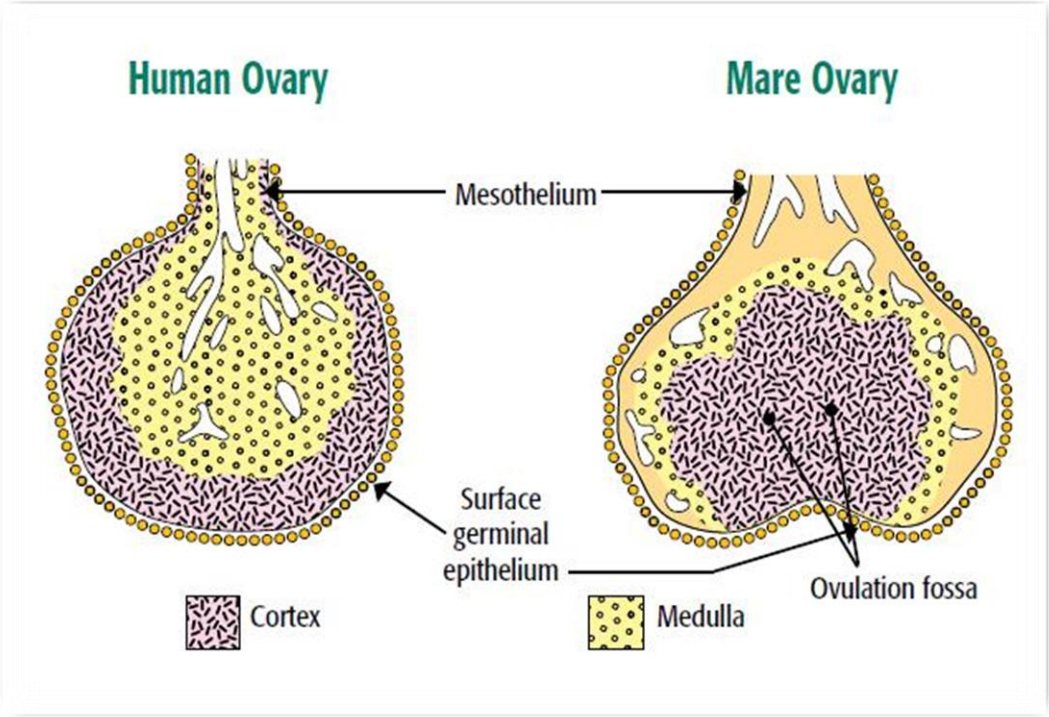

Figure 2: comparaison de la position de la medulla et du cortex chez la jument et les autres mammifères (ginther, 1992)

CHAPITRE II :

Rappels physiologiques et la gestion de la reproduction de la jument

II/ Rappels physiologiques et la gestion de la reproduction de la jument:

II-1/ Saisonnalité :

La jument est une espèce à polyoestrus saisonnier. Elle a une activité sexuelle plutôt saisonnière :

- hémisphère Nord : de février à juin et pour 50 % aussi octobre à novembre,

- hémisphère Sud : août à décembre (Fontaine, 1987) ou décembre, janvier et février (Nicolich, 1989).

Les 4 phases suivantes composent le cycle sexuel annuel :

- saison sexuelle avec une activité sexuelle régulière et une fertilité maximale,

- transition vers l' anoestrus saisonnier,

- anoestrus saisonnier,

- transition vers la saison sexuelle. (Tibary et al, 1994b)

L'anœstrus saisonnier de la jument représente un facteur limitant de la gestion de la reproduction et limite le nombre de cycles disponibles pour la mise à la reproduction. En effet, après une période d'anœstrus hivernal, la reprise de l'activité sexuelle de la jument est induite par l'allongement de la photopériode. (BRINSKO et al, 2010)

L'entrée et la sortie de la période d'anœstrus saisonnier dépend principalement de la photopériode. La glande pinéale perçoit la luminosité de l'environnement. Dans l'obscurité, elle synthétise la mélatonine qui inhibe la sécrétion de GnRH produite par l'hypothalamus. La diminution de concentration de GnRH entraîne une diminution des concentrations de FSH et LH produites par l'hypophyse. Ces concentrations restent basses tout au long de la période d'anœstrus). Quand la durée des jours augmente, au printemps, la production de mélatonine est moindre. Les concentrations en FSH et LH augmentent progressivement et l'activité ovarienne reprend. (Gordon, 1997)

Cependant, le début de reprise d'activité est variable en fonction des juments. La période de transition printanière est caractérisée par des phases œstrales longues associées à la persistance de follicules pré-ovulatoires, la durée d'œstrus peut dépasser 10 jours. La lutéinisation du follicule n'est pas toujours précédée d'une ovulation. **(BRINSKO et al, 2010)**

En fin d'été, début d'automne, la jument présente une période de transition automnale avec des cycles anormaux caractérisés par des chaleurs courtes et des phases lutéales longues. Elle précède l'anœstrus hivernal caractérisé par des ovaires petits et durs et des follicules de diamètre inférieur à 20mm. Cette inactivité ovarienne est cependant variable en fonction de l'âge, de l'alimentation et de l'allaitement. **(BRINSKO et al, 2010)**

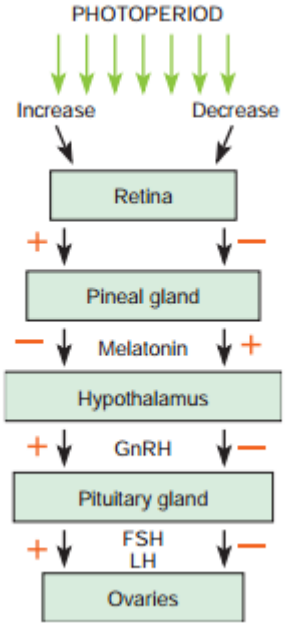

Figure 3: a simplified version of hormonal regulation of the estous cycle of the mare (BRINSK, 2010)

II-2/ Maitrise du cycle oestral :

Le cycle œstral comprend une phase folliculaire qui a lieu la fin de la croissance folliculaire préovulatoire jusqu'à l'ovulation incluant la période d'œstrus pendant laquelle la jument est sexuellement réceptive à l'étalon, et une phase lutéale qui commence par la mise en place du corps jaune jusqu'à sa régression. La jument n'accepte pas l'étalon pendant cette phase.

La durée de la période d'œstrus est plutôt variable, elle dure en moyenne 4 à 7 jours mais peut être réduite à seulement 2 jours ou inversement s'étaler sur plus de 12 jours. Au contraire, la phase lutéale a une durée plus constante, 14 à 15 jours en moyenne**.** (Brinsko et al, 2011)

- La phase folliculaire :

Le déroulement du cycle œstral met en jeu diverses hormones produites par l'épiphyse (glande pinéale), l'hypothalamus, l'hypophyse, les ovaires et l'endomètre utérin. Durant la phase folliculaire, l'hypothalamus produit la GnRH (Gonadotropin-Releasing Hormone) libérée dans le système porte hypothalamo-hypophysaire. La GnRH stimule la production et la libération de FSH (Follicle-Stimulating Hormone) et de LH (Luteinizing Hormone. Ces hormones libérées dans la circulation systémique agissent au niveau des ovaires. La FSH induit le recrutement d'un groupe de follicules dont la croissance d'un ou de deux d'entre eux (rarement plus) surpasse celle des autres. Les œstrogènes et l'inhibine produits par les follicules sélectionnés exercent un rétrocontrôle négatif sur la libération de FSH. Le follicule sélectionné continue de croître et devient dominant tandis que les follicules non sélectionnés dégénèrent. La LH est ensuite responsable de la maturation folliculaire terminale. A partir d'un certain seuil, les œstrogènes sécrétés par le follicule dominant exercent un rétrocontrôle positif sur la sécrétion de LH qui est responsable de l'ovulation et de la lutéinisation du follicule. Les œstrogènes produits par les follicules en croissance et plus particulièrement par le follicule dominant sont responsables du comportement œstral de la jument, et l'ovulation se produit généralement dans les 48 heures précédant la fin de l'œstrus. En complément des signes comportementaux de la jument, l'œstrus peut être mis en évidence à l'échographie et à la palpation transrectale par la présence de follicules en croissance, un utérus et un col relâchés et un endomètre utérin œdématié**.** (BRINSKO et al, 2010)

- La phase luteale :

La phase lutéale est initiée par la formation du corps jaune sécrétant de la progestérone. La concentration en progestérone atteint son maximum 6 jours après l'ovulation. Chez la jument non gravide, une décharge de prostaglandine F2α est sécrétée

par l'endomètre utérin entre le 13ème et le 16ème jour après l'ovulation et provoque la lutéolyse ce qui entraîne la chute de la concentration en progestérone circulante **(Brinsko et al, 2011).**

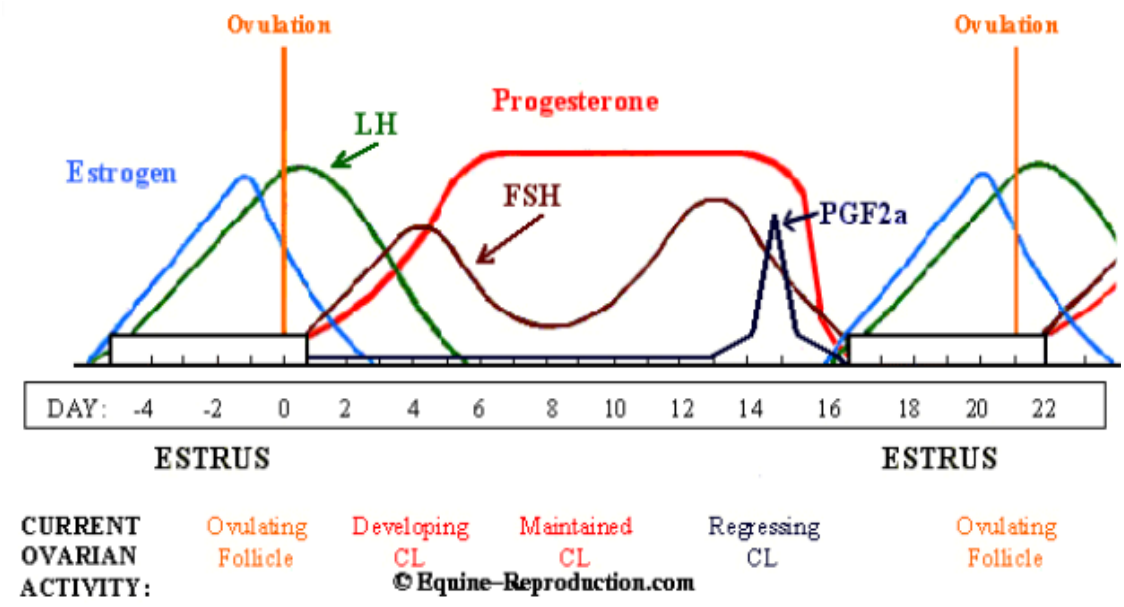

Figure 4: hormone levels and corresponding ovarian activity in the estrus period (slusher et al, 2004)

II-3/ Endocrinologie :

En étudiant les hormones impliquées dans l'endocrinologie de la reproduction équine.

La relation entre les modifications comportementales et ovariennes est étroitement liée à la régulation hormonale. Nous allons d'abord explorer la fonction endocrine des ovaires, suivie de la régulation par l'axe hypothalamo-hypophysaire, et enfin la fonction endocrine de l'utérus.

II-3-1/ fonction endocrine des ovaires :

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

II-3-1-1/ Les œstrogènes :

Le terme d'œstrogène provient du fait que ces substances induisent l'œstrus, les œstrogènes sont produits par les cellules de la thèque interne et de la granulosa des follicules à antrum en maturation (Nett, 1993b).

les quantités d'œstrogènes sont bien corrélées avec l'activité ovarienne, la réceptivité sexuelle et les modifications du tractus génital (Ginther, 1992). Les taux d'œstrogènes circulants commencent à s'élever 6 à 8 jours avant ovulation, et marquent le début le l'œstrus**.** (Noden et al, 1975)

II-3-1-2/ La progestérone :

La progestérone, sécrétée pendant la phase lutéale, est le principal produit du corps jaune.les concentrations plasmatiques en progestérone (P4) ne dépassent pas 1 ng/ml. La première augmentation significative de la P4 plasmatique (aux alentours de 14 ng/ml) est visible en moyenne 12 à 24 heures après ovulation (Plotka et al, 1975; Nagy et al, 2004). La P4 plasmatique atteint ses concentrations maximales (aux alentours de 35 ng/ml, variable selon les juments), 5 à 8 jours après l'ovulation. Les taux diminuent ensuite très progressivement jusque 13 à 14 jours après l'ovulation. Au moment de la lutéolyse, 15 à 17 jours après l'ovulation, les concentrations de P4 diminuent brutalement sous l'effet de la sécrétion de la prostaglandine F2α (PGF2α), pour atteindre un niveau plasmatique inférieur à 1 ng/ml.

La progestérone inhibe le comportement d'œstrus et la décharge préovulante de LH chez la jument. Néanmoins, contrairement à ce qui se produit dans la plupart des autres espèces, la progestérone chez la jument n'inhibe pas complètement la fin de la folliculogenèse et l'ovulation (Irvine et Alexander, 1993).

II-3-2/ Régulation hypothalamo-hypophysaire :

II-3-2-1/ Hormone hypothalamique :

La GnRH est sécrétée de façon pulsatile et agit sur l'hypophyse antérieure par l'intermédiaire du système porte hypothalamo-hypophysaire. La synthèse des gonadotrophines, FSH (Follicule Stimulating hormone) et LH (Luteinizing Hormone), est ainsi stimulée. Ces dernières atteignent la circulation systémique pour agir au niveau de l'ovaire (Evans et Irvine, 1975 ; Daels et Hughes, 1993)**.** L'état nutritionnel de la jument peut modifier la fonction gonadotrope, avec un arrêt complet possible des cycles œstraux si la

jument est trop maigre. Le tissu adipeux sécrète de la leptine qui induit la synthèse du neuropeptide Y qui à son tour stimule la sécrétion de GnRH par l'hypothalamus (Daels et Hughes, 1993).

II-3-2-2/ Hormones hypophysaires :

*La FSH (Follicule-Stimulating Hormone):

Pendant l'œstrus, la FSH est libérée pour faciliter la croissance folliculaire et la sélection d'un ou plusieurs follicules dominants. La FSH est également responsable de stimuler la sécrétion d'œstrogènes par le follicule et de la formation des récepteurs à LH. Tout au long du cycle menstruel, des vagues successives de croissance folliculaire se produisent, avec un deuxième pic de FSH observé lors du dicestrus.

*La LH (Luteinizing Hormone) :

La LH provoque la synthèse d'œstrogènes par les follicules et joue un rôle majeur dans le phénomène ovulatoire. Sa sécrétion, longue et progressive, atteint un seuil élevé pendant plusieurs jours avec un seuil maximal 24 à 36 heures après l'ovulation. En phase lutéale, la LH exerce une action lutéinisante sur les cellules du corps jaune (celles de la thèque rompue car elles sont les seules à posséder des récepteurs pour cette hormone), et favorise son maintien et son fonctionnement **(**Noden et *al,* 1975).

II-3-3/ Fonction endocrine de l'utérus :

* La prostaglandine (PGF2α) :

L'utérus est l'organe responsable de la régression du corps jaune en l'absence de gestation dans de nombreuses espèces dont la jument. La PGF2α est sécrétée chez la jument par l'endomètre utérin par pulses de courte durée comme chez la brebis et les autres animaux de rente. Cette sécrétion se produit en moyenne 14 à 16 jours après ovulation dans un cycle normal chez la jument. Comme chez la vache, le corps jaune en développement (les 4-5 premiers jours) est réfractaire à l'action des PGF2α (Ginther, 1992).

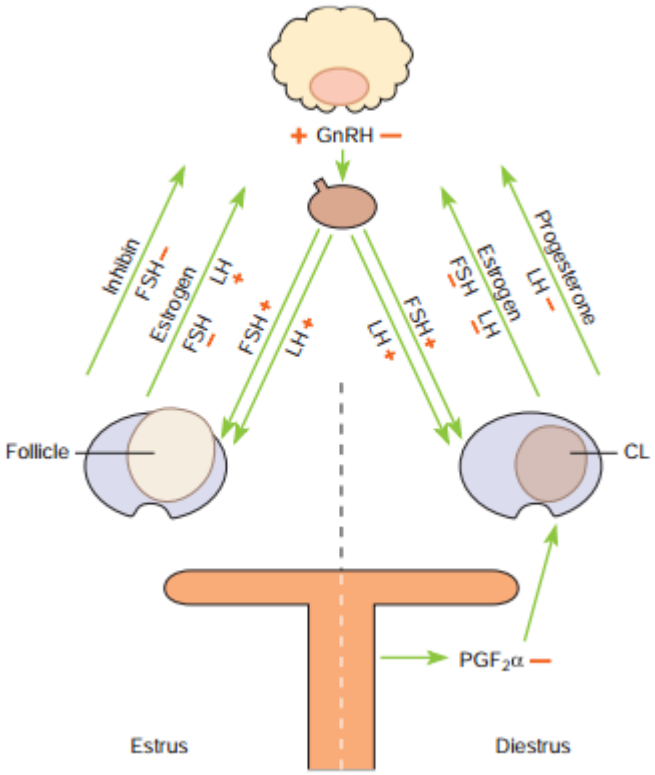

Figure 5: shematic depiction of hormonal control of ovarian activity in the mare (brinsko et al, 2010)

II-4 /Les traitements de maîtrise du cycle chez la jument :

Les techniques actuelles d'élevage font appel principalement à l'insémination artificielle et nécessitent donc une parfaite synchronisation entre l'ovulation et l'insémination.

Le principe des traitements de maîtrise du cycle chez la jument est de pouvoir s'affranchir de la variabilité de la phase folliculaire en maîtrisant le début des chaleurs ou encore le moment de l'ovulation, afin d'optimiser la prédiction de l'ovulation, et augmenter ainsi les chances de conception d'un embryon. La plupart de ces traitements nécessite néanmoins un suivi échographique des juments. (Decourt, 2012)

1. en période de cyclicité:

a) Synchronisation de l'œstrus :

Le principe est d'induire l'œstrus d'une jument ou d'un groupe de juments à un moment donné, afin de prédire ou de synchroniser le démarrage de l'œstrus. Cependant, ce processus ne permet par la synchronisation des ovulations. Différents traitements sont

applicables pendant la saison de reproduction, et peuvent être utilisés seuls ou combinés avec d'autres traitements. Sont représentés ci-dessous quelques exemples de traitements :

♣ **Les progestagènes :** pendant 8 à 10 jours

Le principe est de maintenir les juments en phase lutéale, en induisant l'atrésie de tous les follicules dépendants de la LH. A l'arrêt du traitement, la levée de l'inhibition entraîne le recrutement d'une nouvelle vague folliculaire. Cependant, la reprise de la croissance folliculaire est très variable selon les juments, et certaines montrent une croissance folliculaire sous traitement. Il n'est donc pas possible de synchroniser efficacement les ovulations avec ce traitement (Lofstedt et Patel, 1989).

♣ **Les analogues de la prostaglandine F2α :** en une seule injection

Ce traitement entraîne la régression du corps jaune fonctionnel dans les 24 heures, si le corps jaune est âgé d'au minimum 5 jours. L'œstrus apparaît alors dans les 2 à 4 jours après le traitement, et l'ovulation dans les 7 à 12 jours qui suivent (Loy et al, 1979)**.** Là encore la synchronisation efficace de l'ovulation n'est pas possible, du fait de la variabilité de la durée de la phase folliculaire chez la jument, et du diamètre du plus gros follicule lors de la lutéolyse.

Ces 2 traitements peuvent être combinés selon un protocole, consistant à administrer le progestagene pendant 8 jours, suivi par une injection unique de PGF2α suivi ou pas d'une injection d'HCG afin de déclencher l'ovulation dans les 48 heures. Bien que la fertilité ne semble pas altérée suite à ce type de traitement, l'ovulation ne peut pas être prédite au jour près notamment à cause de la variabilité de réponse au progestagène. **(Decourt, 2012)**

b) Induction de l'ovulation pendant l'œstrus :

Les traitements d'induction de l'ovulation sont très utilisés pour diminuer le nombre d'inséminations, il s'agit d'hCG (human Chorionic Gonadotropin) ou d'analogues de la GnRH. Ces molécules permettant d'induire ou de reproduire un pic de LH suffisant, l'ovulation survient généralement dans les 36 à 48h (Bruyas et Paul, 2008).

2. En période d'anœstrus :

***** Mise sous lumière :

L’œstrus peut être induit en avance par rapport à la saison sexuelle avec un traitement lumineux comprenant un éclairage à l’aube de 6 à 8h et un flash lumineux entre 22 et 24h.

II-5/ comportement et detection des chaleurs :

Les chaleurs chez la jument font référence à la période pendant laquelle la jument est sexuellement réceptive et peut être fécondée. Pendant les chaleurs, la jument peut présenter des changements de comportement tels que l'agitation, la vocalisation et la recherche d'étalons. Elle peut également présenter des changements physiques tels que l'enflure des lèvres vulvaires, adopter une position campée, avoir la queue relevée. Par ailleurs, on peut aussi observer un “clignotement” du clitoris et des jets d’urine qui sont les signes les plus courants et représentatifs d’une jument en chaleur. En fonction de chaque jument elle peut montrer quelques signes, tous les signes et certaines n’en montrent aucun.

***Moyens de détection des juments en chaleurs :**

Souvent sont les chaleurs sont discrètes, pour cela il convient d’utiliser des méthodes qui consiste la présence d’un étalon pour repérer les chaleurs.

II-5-1/ détection a l’épreuve de la barre :

Ce test est le plus courant. La jument, tenue à la main, est séparée de l'étalon, dit « souffleur », par un bat-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 fait avec patience. Nécessite, de la part de l'étalonnier, Une grande expérience et une bonne connaissance de la jument. (Ginther et al, 1993)

Figure 6: méthode de détection des chaleurs par test a la barre (ginther, 1993)

Figure 6 : Méthode de détection des chaleurs par test à la barre (Ginther, 1993)

II-5-3/ Test d'approche au pré :

Il consiste à amener le souffleur en bordure du pré où se trouvent les juments. Ce test peut-être faussé par les incidences de la hiérarchie du troupeau et une éventuelle accoutumance au test. Cependant si à l'approche du souffleur, les juments émettent des signaux de chaleurs, ce doit être pris en compte. (Ginther et al, 1993)

II-5-4/ Test de détection permanente en liberté :

Il consiste à placer au sein d'un troupeau de juments un étalon vasectomisé ou un hongre (ou jument) androgénisé muni d'un harnais marqueur.

A chaque chevauchement, il laisse une trace sur la croupe de la jument qui peut-être ainsi repérée facilement. (Ginther et al, 1993)

Figure 7: méthode de détection des chaleurs par test de détection émanent en liberté (ginther, 1993)

II-5-5/ La palpation transrectale :

La palpation transrectale permet d'apprécier la tonicité, la taille et la position des différents éléments de l'appareil reproducteur. Les signes d'une ovulation imminente sont un utérus flasque et une sensibilité des follicules. Douze heures avant l'ovulation, le follicule ovulatoire devient mou et dépressible à la palpation.

Cette méthode ne nécessite aucun matériel et est fiable, mais est à réserver à un manipulateur expérimenté. Les risques de lacérations du rectum ne sont pas négligeables et augmentent d'autant plus que cet examen est répété. (Ginther et al, 1993)

*La consistance du col de l'uterus :

Pendant la période de l'œstrus chez la jument, le col de l'utérus devient plus mou et plus ouvert, ce qui permet aux spermatozoïdes de pénétrer plus facilement dans l'utérus pour féconder l'ovule. Cela est dû à une augmentation des niveaux d'œstrogènes dans le corps de la jument, qui détendent les muscles du col de l'utérus et augmentent la production de mucus cervical pour faciliter le passage des spermatozoïdes.

En général, la consistance du col de l'utérus pendant la période de l'oestrus chez la jument est donc plus molle et plus ouverte que pendant d'autres périodes de son cycle reproducteur. Contrairement chez la vache.

II-5-6/ Le test de détection par échographie :

L'échographie complète la palpation transrectale. Le principal signe de l'imminence de l'ovulation est l'observation d'un follicule d'un diamètre supérieur à 35 mm, de forme ovale ou piriforme, avec un liquide folliculaire légèrement hétérogène.

Ceci permet une appréciation de la topographie des différents organes dans la filière pelvienne, leurs rapports et modifications anatomiques liées à un processus physiologique ou pathologique. (Ginther et al, 1983)

Figure 8: méthode de détection des chaleurs par échographie (ginther, 1993)

II-5-7/ Le test hormonal (dosage du taux de progestérone) :

Le dosage hormonal est un examen complémentaire intéressant lors de résultats douteux avec la palpation transrectale ou l'échographie. Chez les juments miniatures pour lesquelles la palpation transrectale ou l'introduction d'une sonde dans le rectum est impossible, il remplace ces deux examens. Le taux plasmatique de progestérone est bas (inférieur à 2 nmol/l) pendant la phase d'œstrus et il augmente après l'ovulation pour atteindre 5-6 jours après l'ovulation un taux supérieur à 30 nmol/l. Le dosage de progestérone permet

donc de déterminer si l'ovulation a eu lieu (détermination rétrospective). Le dosage de la progestérone est une méthode très fiable et très précise, mais elle ne permet pas de prédire la date de l'ovulation. De plus, elle nécessite de posséder les kits de dosage ou d'envoyer les résultats au laboratoire, ce qui allonge le délai pour obtenir les résultats. (Ginther et al, 1993)

II-6/ les modes de reproduction :

Les modes de reproduction utilisés en élevage sont la monte naturelle et l'insémination artificielle (IA). En monte naturelle, l'éjaculat n'est pas fractionné. En outre, la durée de survie des spermatozoïdes dans le tractus génital femelle est importante, jusqu'à 7 jours, ce qui permet d'obtenir des résultats de fertilité satisfaisants si l'étalon est fertile. Elle comporte cependant des risques pour l'étalon (les juments sont parfois très agressives lors de la saillie) et nécessite une proximité géographique entre la jument et l'étalon. (WOODS et al, 1990)

II-6-1/ la monte en liberté :

Lors de monte en liberté, un étalon s'accouple avec des juments sans intervention de l'homme. Cette pratique s'organise généralement en groupe composé d'un étalon et d'un nombre variable de juments. (Doligez et Margat, 2017)

II-6-2/ la monte en main :

Pour la monte en main, l'étalon est amené par l'étalonnier à la jument en chaleur qui est tenue en longe. Contrairement à la monte en liberté, la jument peut être préparée avec une bande de queue, un lavage de la région génitale, une protection de garrot mais aussi différents types d'entraves afin de ne pas blesser l'étalon. L'étalonnier planifie les sauts en fonction du nombre de juments à saillir. Un suivi échographique des juments peut s'avérer nécessaire pour choisir le moment le plus opportun pour la saillie. (Doligez et Margat, 2017)

II-6-3/ L'Insémination Artificielle :

Elle est utilisée en semence Fraîche (IAF) (immédiate), en semence Réfrigérée (IAR) ou en semence Congelée (IAC). , pas d'accouplement. La semence de l'étalon récolté a l'aide d'un vagin artificiel (avec mannequin ou jument de récolte). Filtré, diluée puis conditionnée en doses (paillettes) (Barrier et al, 2014)

II-6-4/ Le transfert embryonnaire :

Transfert d'un l'embryon collecté dans l'utérus d'une jument donneuse (mère génétique du poulain) dans l'utérus d'une jument receveuse. (Barrier et al, 2014)

Chapitre III :

L’insémination artificielle équine

III/ L’insémination artificielle équine :

III-1/ Développement de la monte artificielle :

La monte artificielle regroupe les techniques d’insémination avec de la semence fraîche, réfrigérée ou congelée, ainsi que le transfert d’embryon. Dans cette étude, seules les techniques d’insémination ont été détaillées, le transfert d’embryon étant soumis à des contraintes réglementaires strictes et n’étant pas réalisable par tous les vétérinaires.

L’insémination artificielle est une technique de monte qui consiste à récolter l’éjaculat du mâle, sans qu’il soit en contact avec une femelle. Elle présente des avantages essentiellement sanitaires et techniques. D’un point de vue sanitaire, l’absence de contact entre individus permet de réduire la circulation des maladies vénériennes (AIE : Anémie Infectieuse des Equidés, MCE : Métrite Contagieuse Equine, AVE : Artérite Virale Equine) et des maladies contagieuses (grippe et rhino pneumonie essentiellement). D’un point de vue technique, l’insémination artificielle permet d’optimiser la gestion des étalons et des juments.

Grâce à la division du sperme récolté en plusieurs doses, un étalon pourra réaliser moins de sauts et saillir un nombre plus important de juments, tout en étant moins soumis au risque de blessures pouvant survenir lors de la monte ou du transport. De plus, le développement des techniques de conservation de la semence par congélation permet aujourd’hui d’étaler les récoltes, ou d’obtenir de la semence lorsque l’étalon est indisponible (localisation géographique, carrière sportive, maladie, décès). Pour les juments, la mise à la monte artificielle permet dans le cadre d’un suivi rapproché de la fonction ovarienne, de limiter le nombre de saillies et la quantité de sperme utilisée, réduisant ainsi le risque d’endométrite.

Elle permet également de remettre à la reproduction des juments dont l’appareil génital a été traumatisé lors de la mise-bas précédente. Enfin d’un point de vue génétique, l’insémination artificielle offre un choix d’étalon plus large et une conservation du patrimoine génétique. En revanche, lors d’une utilisation déraisonnée, l’insémination artificielle peut également mener à une diminution de l’exploitation de ce patrimoine génétique lors de l’utilisation trop importante d’un étalon, et mener dans le futur à des risques de consanguinité. L’inconvénient principal du développement de la monte artificielle est aujourd’hui son coût pour les propriétaires (suivi rapproché des juments, matériel, semence), et le niveau technique qu’elle

implique, rendant ainsi les manipulations réservées uniquement à des techniciens formés ou des vétérinaires. (Barrier-Battut et al, 2014)

III-2/ Les avantage de l'insémination artificielle :

L'insémination artificielle présente de nombreux avantages. En effet, l'absence de contact entre la jument et l'étalon permet de réduire les risques physiques (coups de pieds, morsures…), mais également les contaminations vénériennes entre la jument et l'étalon.

L'insémination artificielle permet par ailleurs d'augmenter la rentabilité d'un étalon puisqu'un éjaculat permet d'inséminer environ 12 à 25 juments. Aussi, l'étalon peut mener de front une carrière sportive et une carrière de reproducteur. Enfin, l'insémination artificielle permet de conserver et d'exporter le patrimoine génétique de certains étalons.

III-3/ Comparaison des techniques d'insémination:

L'insémination artificielle peut être réalisée avec différents types de semence. Lors de l'insémination en semence fraîche, le sperme récolté est utilisé pour inséminer une jument dans les 30 minutes qui suivent la récolte. Ceci nécessite que les deux reproducteurs soient à proximité l'un de l'autre et de pouvoir procéder à la récolte de l'étalon dès que la jument est prête à ovuler. Lorsqu'un transport est nécessaire ou lorsque la jument ne peut être inséminée immédiatement, la semence récoltée peut être utilisée jusqu'à 24 heures après la récolte en étant refroidie à 4°C. Il s'agit alors de semence réfrigérée utilisée sur place ou transportée. Enfin, lorsque la semence est récoltée pour une conservation de durée indéterminée, elle est congelée dans l'azote liquide. Dans ce dernier cas, le suivi de la jument devra être strict pour obtenir une fécondation, car une fois décongelé le sperme ne sera viable que quelques heures. (Barrier-Battut et al, 2014)

III-4/ Collecte de la semence :

III-4-1/ entretien de l'étalon :

L'objectif des contrôles est de garantir la qualité sanitaire de la semence, de vérifier que l'étalon ou sa semence est dépourvus d'agents de maladies contagieuses et transmissibles par le sperme.

III-4-2/ la collecte de la semence :

La collecte a pour but de recueillir le sperme qui est émis par l'étalon lors de l'éjaculation. Le principe est donc de reproduire les conditions de température, de pression et

de lubrification, rencontrées naturellement par l'étalon à l'intérieur du vagin de la jument. Lors du chevauchement, la verge sera déviée et introduite dans un vagin artificiel. Le sperme sera recueilli dans un flacon situé à l'extrémité de celui-ci. (Barrier-Battut et al, 2014)

III-4-2-1/ Le mannequin :

Le recours au mannequin, plutôt qu'à une jument boute-en-train, pour la collecte des étalons présente plusieurs avantages :

- Il facilite la récolte des étalons en la rendant plus sure, sa masse inerte ne présentant aucune défense.
- Il diminue les risques de transmission de certaines maladies par son nettoyage aisé et la Possibilité de la protéger avec un sac d'usage unique. (Barrier-Battut et al, 2014)

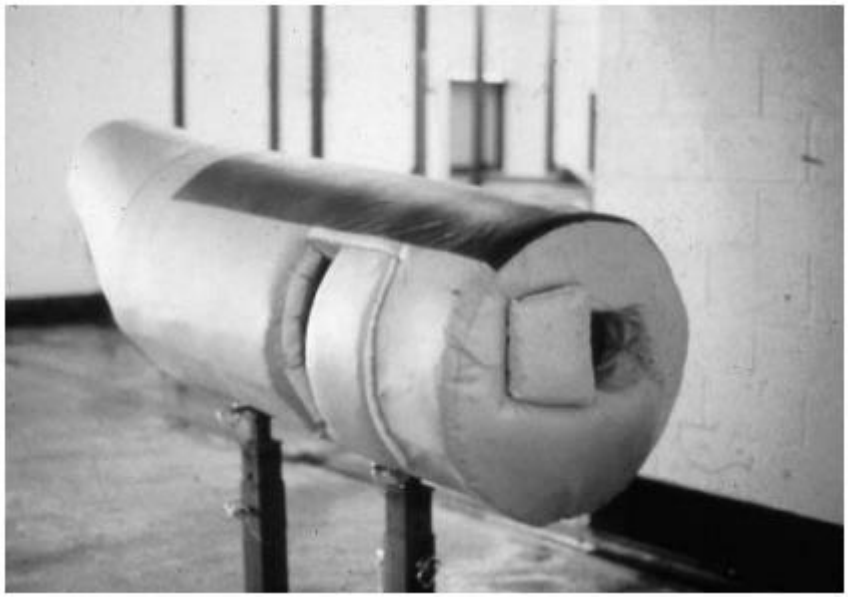

Figure 9: breeding phantoms with two support posts (davies, 2015)

III-4-2-2/ Le vagin artificiel :

Il existe une grande variété de vagins artificiels en provenance des nombreux pays qui pratique l'insémination artificielle.

Le principe est d'utiliser un réservoir d'eau chaude pour reproduire la pession et la température existant a l'intérieur du vagin de la jument. Globalement il existe 3 techniques sensiblement différentes et donc 3 types de vagins artificiels :

- La technique classique utilisant un vagin artificiel fermé et rigide : modèle « INRA » ou « **COLORADO** », qui est le plus utilisé en France et également dans

les pays scandinaves et germaniques, ou encore le modèle japonais « NISHIKAWA », bien que ce dernier soit peu utilisé.

Figure 10: CSU model artificial vagina (varner et al, 1991)

Figure 11: japaneses model artificial vagina (nishikawa) (varner et al, 1991)

- La technique américaine utilisant un vagin artificiel fermé et souple : le « MISSOURI ».

Figure 12: Missouri model artificial vagina **(Varner et al, 1991)**

- La technique polonaise utilisant un vagin artificiel rigide (type « INRA »), mais sans ajouter de cône latex ; seuls les 3 premiers jets de sperme étant récoltés qui sont plus riches en spermatozoïdes à l'aide d'un entonnoir à large ouverture, et de laisser le gel s'écouler à terre : « VAGIN OUVERT » (Barrier-Battut et al, 2014)

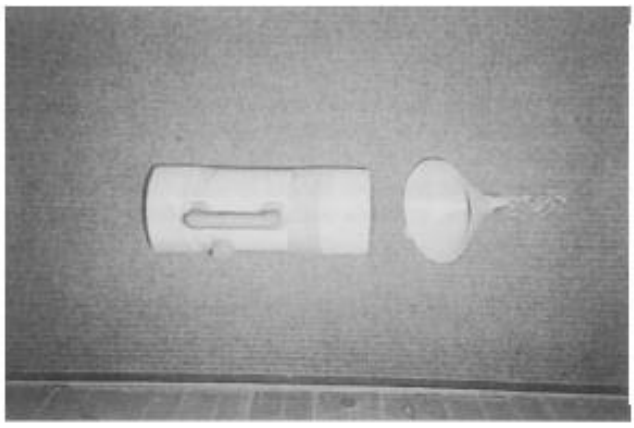

Figure 13: Vagin artificiel ouvert ou modèle polonais avec entonnoir de collecte et sac de collecte attaché (Samper et al, 2009)

Juste avant la récolte :

*Vérifier que la température est toujours correcte (42 a 45 C) et qu'aucune fuite n'est apparue.

*Lubrifier le vagin avec du gel ou de la vaseline solide

III-4-2-3/ la récolte :

Le sperme est récolté par un technicien qui s'avance vers la hanche droite de la jument ou du mannequin après que l'étalon se soit mis en place pour éviter tous chocs avec les antérieurs de l'étalon et tous risque de lui faire peur. Le technicien doit alors dévier la verge vers le vagin artificiel, avant qu'elle ne pénètre celui de la jument dans le cas d'une monte naturelle. Les mannequins les plus perfectionnés sont équipés d'un vagin artificiel placé de façon à ce que l'étalon puisse saillir dans une position naturelle, sans qu'il soit nécessaire de dévier sa verge. (BERSINGER et al, 2003)

Lorsque le cheval est éjaculé, le vagin est alors incliné délicatement et légèrement vers le bas pour que le sperme s'écoule dans le flacon.

Figure 14: Collection of semen from a stallion mounted on a breeding phantom (BRINSKO et al, 2010)

III-5/ préparation de la semence :

Après la récolte, le sperme équin est filtré pour extraire la fraction gel du sperme, une sécrétion filamenteuse des glandes annexes. Le sperme est ensuite analysé pour déterminer ses caractéristiques (concentration en spermatozoïdes, mobilité) (Ponthier et al, 2014)

III-5-1/Caractéristiques du sperme :

Des substances gélatineuses sont élaborées par les vésicules séminales. En premier lieu, ce gel est retenu par un filtre.

Couleur : Normalement, le sperme est blanc laiteux.

Volume : Le volume est important. Il est plus faible pour les étalons de sang (30-50

ml) que pour les races lourdes (120-150 ml) (Fauquenot, 1987)**.**

Concentration : 100 à 200 millions de spz par ml en moyenne.

Nombre total : vers 10 milliards de spz en moyenne.

Motilité : 75 % en moyenne.

Tableau 1: Caractéristiques principales du sperme d'étalon (MEYER, 2009)

Volume total (ml)	Concentration (10^6/ml)	Nombre total (10^9)	Motilité (%)	Référence
70 (30-300)	120 (30-8000)			Kolb, 1975
60-120	50-350		60	Corde, 1985
60-100	150-300	5-15	40-75	Hafez, 1987
30-50 ou 120-150	100-200		60-80	Fauquenot, 1987
	200 (50-400)	10 (3-20)	75	Besse, 1993
52,5 ± 34,1	176 ± 125	7,8 ± 5,7	59 ± 14	Langlois 1977 cité par Nicholich, 1989

Ces caractéristiques varient avec la race (Tableau 2), l'âge de l'étalon (Tableau3), la saison (Tableau 4), de la fréquence d'éjaculation, etc.

Tableau 2: caractéristiques du sperme de différentes races d'étalons de sport (Dowsett, Pattie 1987)

Races	Nombre	Vol. sans gel (ml)	Vol. de gel (ml)	Vol. total (ml)	Concentr. (10^6/ml)	Nbre de spz (10^6)	Spz morts (%)
P.S.A.	73	36,2	1,0	37,2	86,8	12 661	10,1
Quarterhorse	30	23,8	4,0	27,8	71,7	5 372	23,8
Pur Sang	141	28,3	2,7	31,0	14,3	5 027	21,6
Arabe 1/2 sang	73	33,2	5,5	38,7	16,1	4 854	17,1
A.Q.P.S.	111	30,2	3,1	33,3	7,2	4 738	15,4
Palomino	44	23,8	1,1	24,9	38,5	4 016	21,3
Appaloosa	18	23,3	2,0	25,3	0,4	3 331	15,8
Shetland	8	44,4	13,1	57,5	01,3	1 720	38,5
Poney	38	20,8	2,5	23,3	14,0	1 122	24,7
Moyenne		29,3	3,9	33,2	36,7	4 760	20,9

Tableau 3: caractéristiques moyennes du sperme d'étalon en fonction de l'âge (Dowsett et Pattie, 1987)

Age	Nombre	Vol. sans gel (ml)	Vol. de gel (ml)	Vol. total (ml)	Concentr. (10^6/ml)	Nbre de spz (10^6)	Spz morts (%)
1-2 ans	28	15,6	0,4	6	3,4	81	30,8
3-13 ans	427	30,2	4	4,2	47,8	053	18,8
>13 ans	81	33,7	1,4	5,1	3,2	252	22,8

Tableau 4: caractéristiques moyennes du sperme d'étalon en fonction de la saison (Dowsett et Pattie ,1987)

	Nombre	Vol. sans gel (ml)	Vol. de gel (ml)	Vol. total (ml)	Concentr. (10^6/ml)	Nbre de spz (10^6)	Spz morts (%)
Printemps	32	26,2	4,4	0,6	110,2	3727	18,5
Eté	22	26,4	6,4	2,8	139,5	4369	18,7
Automne	0	21,5	1,3	2,8	192,3	5506	20,2
Hiver	02	23,1	1,9	5	125,2	3776	21,4
Moyenne		24,3	3,5	7,8	141,8	4345	19,7

III-5-2/Dilution du sperme :

Le sperme de l'étalon est collecté dans une petite quantité de liquide séminal, qui contient des substances qui peuvent être nocives pour les spermatozoïdes s'il est laissé en contact avec eux trop longtemps. Pour cette raison, le sperme est dilué avec un diluant spécialement formulé pour maintenir la motilité et la viabilité des spermatozoïdes. La dilution permet également de diviser le sperme d'un étalon en plusieurs doses, ce qui

augmente le nombre de juments qu'un étalon peut saillir et en préservant la qualité du sperme.

III-5-3/ choix du dilueur

Temps entre récolte et IA	Technique utilisée	Dilueur utilisé **(Dilueur le plus adapté)**	Remarques limites
0 h 0,5 h ⇩	Sperme frais immédiat	**Lait1/2 écrémé** (± AB*)	- Si le dilueur est sans AB*, l'IA doit être impérativement réalisée dans la 1/2 h suivant la récolte (pas de juments retardataires).
⇩ 12 h	Sperme frais réfrigéré	**Lait 1/2 écrémé** ou Kenney ou INRA 82 (+ AB) ou INRA96	- La fertilité par chaleur diminue par rapport à celle obtenue avec le sperme frais immédiat
⇩ 24 h ⇩ 48 à 72 h	Sperme frais réfrigéré	**INRA96♦** ou Lait 1/2 écrémé ou Kenney ou INRA 82 (+ AB) **INRA96♦**	- La semence de certains étalons ne supporte pas du tout des temps de conservation aussi longs - Nécessité de sélectionner rigoureusement les étalons - A partir de 24 h, l'INRA96 est plus efficace que les autres dilueurs en terme de fertilité
⇩	Sperme congelé	dilueur de congélation à base **d'INRA 82-Hepes** + AB ou à base **d'INRA96♦**	- Nécessité de sélectionner rigoureusement les mâles et les éjaculats

Figure 15: Différents dilueurs à utiliser en fonction du moment de l'IA. (Allier et al, 2014)

*****L'emploi des antibiotiques dans les dilueurs d'insémination diminue ou stoppe la multiplication des bactéries dans les doses conservées. Les antibiotiques sont inutiles dans les doses utilisées dans l'heure qui suit la collecte (IA immédiate).

Le choix des antibiotiques est établi en fonction de 2 critères :

- son absence de toxicité sur les spermatozoïdes

- son absence a diminuer la contamination microbiennes des doses conservées et, éventuellement a tuer certain germes pathogènes (BARRIER et al, 2014).

III-5-4/ conservation de la semence :

a) Conservation de la semence fraiche :

La semence fraiche non refroidie peut être conservée jusqu'à 30 minutes après la collecte. (Magistrine M, 1999)**,** Il est possible de conserver de la semence à température ambiante. Ceci évite les effets néfastes des changements de températures sur la membrane des spermatozoïdes. (Gibb Z et Aitken , 2016)

Pour le ***sperme frais,*** les doses de 20 ml comprennent 400 millions de spz. Avec des doses de 400 millions de spz, et un rythme de 3 récoltes par semaine, au moins 20 doses de semence peuvent être produites par éjaculat. (Fauquenot, 1987)

b) Conservation de la semence refroidie :

La semence peut être conservée jusqu'à 72 heures entre 4 et 10 °C.

Une fois la dilution terminée, la semence est conditionnée dans des seringues de 10 mL en anaérobie à une dilution de 20 millions de spermatozoïdes par millilitre. (Gibb Z et Aitken , 2016)

c) Conservation de la semence congelée :

La cryoconservation de la semence commence par une étape de centrifugation de l'échantillon. Cette dernière permet d'éliminer le plasma séminal. Elle entraine une perte de 25 à 50 % des spermatozoïdes. Le culot issu de cette centrifugation est ensuite remis en suspension dans un dilueur avec un cryoprotecteur, c'est-à-dire une substance qui protège les spermatozoïdes lors de leur conservation sous forme congelée. En effet, les cryoprotecteurs vont agir en baissant le point de congélation de l'échantillon et en augmentant sa viscosité. Ceci permet d'éviter la formation de cristaux de glace. Les dilueurs contenant un cryoprotecteur sont le jaune d'œuf, les sucres, le glycérol. Le produit obtenu est ensuite conditionné en paillettes de 0,25 à 0,5 mL, avec une concentration élevée à 200 millions de spermatozoïdes mobiles/mL. (Alvarenga MA, 2016)

Les paillettes sont ensuite refroidies à 5 °C puis placées dans l'azote liquide dont la température est de -196°C.

Les paillettes congelées peuvent être conservées pendant une durée indéterminée. La cryoconservation et la décongélation vont produire une diminution de la viabilité et de la motilité des spermatozoïdes. C'est pourquoi il est important d'évaluer la qualité de la semence (nombre, morphologie, motilité) lors de la décongélation. (Gonzalez et al, 2019)

III-6/ préparation des doses :

La dose et la paillette sont classiquement des unités e conditionnement de la semence d'étalon. La paillette est l'unité se stockage de sperme congelé alors que la dose est celle de la semence fraiche ou réfrigéré**.** (Dusssauge, 1963)

- **Pour la semence fraiche**, La quantité de semence à placer est importante : 20 ml par exemple (Dusssauge, 1963).
- La dose est une seringue ou un tube de contenance de 10ml dans lequel la semence est concentrée a 20 millions par ml, soit 400 millions pour 20ml. Dans les deux cas la semence n'est pas mise brute, elle est diluée et préparé différemment selon quelle sera congelée ou utilisé fraiche.
- **Pour la semence congelée,** une dose de sperme congelé comprenait 8 paillettes de 0,5ml à 50 millions de spermatozoïdes par paillettes. (Dusssauge, 1963)

III-7/ Pratiques de l'insémination :

Quelle que soit la technique d'insémination utilisée, la préparation de la jument et du matériel sont des étapes primordiales pour le bon déroulement de l'insémination et son succès. La préparation de la jument restera la même quelle que soit le type d'insémination réalisé ; en revanche, les techniques de préparation et de mise en place de la semence diffèrent. (BARRIER et al, 2014)

III-7-1/ Préparation de la jument :

Pour réaliser l'insémination dans les meilleures conditions, il est préférable de placer la jument dans un travail et de lui attacher la queue de façon à ce qu'elle soit relevée. Si cela est impossible, le vétérinaire peut avoir recours à un isolement artisanal (porte de box, ballot de paille) ou à la mise en place d'entraves. Dans tous les cas, pour des raisons de sécurité et

de réussite, il est important de réaliser l'insémination dans un lieu calme et de limiter le stress de la jument. Afin de faciliter la mise en place de la semence, le rectum peut être vidé des crottins. La queue doit ensuite être placée dans un protège-queue en plastique avant le nettoyage de la région périnéale afin de limiter les contaminations du tractus génital lors de l'insémination, et ainsi de préserver le tractus génital de la jument et d'optimiser la réussite de l'insémination.

Le lavage de la région périnéale peut se faire à la douchette ou au seau. Une série de trois lavages à la povidone iodée est recommandée, en respectant un protocole classique :

Savonnage de la vulve, puis ses côtés et sous la vulve, en terminant par l'anus. Lors du troisième savonnage, le passage sur l'anus est supprimé. Lors du passage sur la vulve, il faut prendre garde à ne pas faire rentrer de produit à l'intérieur de celle-ci afin de ne pas irriter la muqueuse génitale. Une fois les trois savonnages réalisés, la vulve est soigneusement séchée à l'aide de papier essuie-tout. La jument est alors prête pour la mise en place de la semence. (BARRIER et al, 2014)

III-7-2/ Préparation du cathéter :

Le cathéter et son extrémité souple pour fixer la seringue ont un volume intérieur de 4,8 ml. Pour pousser toute la dose de sperme à l'extérieur du cathéter, il faut prévoir dans la seringue un volume d'air de 6 ml correspondant à l'air qui restera dans le cathéter + un résidu de sécurité pour comprimer l'air et pousser tout le liquide hors du cathéter. Au cours de ces manipulations, la dose d'I.A. ne doit rentrer en contact qu'avec du matériel stérile. (BLANCHARD et al, 1992)

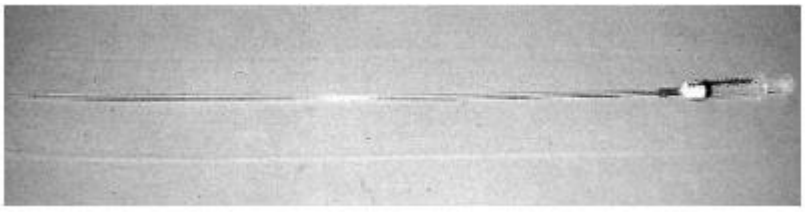

Figure 16: In readiness for insemination, the filled syringe is attached to the end of the insemination pipette (Davies, 2015)

III-7-3/ mise en place de la semence :

L'insémination artificielle consiste en la mise en place par une intervention humaine de la semence du mâle dans le tractus génital de la femelle. Il existe actuellement deux techniques de mise en place de la semence : la technique classique, qui consiste à déposer la

semence dans le corps utérin à la sortie du col, et la technique d'insémination profonde, qui consiste à déposer la semence dans une corne utérine, le plus proche possible de l'oviducte.

Cette deuxième technique peut être utilisée pour la mise en place de la semence congelée, et requiert un suivi plus rapproché des juments et l'identification du follicule ovulatoire afin de déposer la semence dans la corne utérine ipsilatérale. (BARRIER et al, 2014)

Le protocole d'insémination est le suivant :

- Protéger l'ensemble [extrémité du cathéter et gaine sanitaire] en le plaçant dans le creux de la main
- Lubrifier le dos de la main à l'aide de gel stérile non spermicide
- Introduire la main jusqu'au fond du vagin
- Repérer l'entrée du col de l'utérus et introduire l'index dans le canal cervical
- Faire progresser le cathéter en dessous de l'index, en l'orientant vers le bas, et en retenant la gaine sanitaire qui reste ainsi dans le vagin
- Pousser le cathéter dans l'utérus sur environ 10 cm
- Mettre la seringue en position verticale, et pousser doucement la dose
- Retirer le matériel de la jument et rincer le périnée et la vulve. (BARRIER et al, 2014)

Lors de l'insémination artificielle profonde, la même technique est utilisée, mais une fois le col passé, la sonde est orientée dans la corne utérine concernée en s'aidant par palpation transrectale à l'aide de l'autre main. Afin de faciliter l'introduction de la sonde dans la corne, une traction latérale sur la corne opposée peut être réalisée, permettant ainsi l'alignement du corps et de la corne concernée. Une fois la jonction utéro-tubaire atteinte, la semence peut être déposée. Le matériel est ensuite retiré et la corne serrée entre les doigts de l'opérateur quelques secondes afin de maintenir en place le contenu déposé.

Dans les deux cas, la technique idéale pour travailler en conditions stériles est d'utiliser un double gant sur la main introduite dans le tractus génital. Avec cette technique, les souillures de l'entrée de l'appareil génital restent sur le gant externe et la main introduite jusqu'au col est alors plus propre.

Figure 17: Once the hand is lubricated, it should be introduced slowly into the vagina along with the insemination pipette. (Davies, 2015)

III-7-4/ Quand inséminer:

Les techniques actuelles de reproduction nécessitent de connaître le plus précisément possible le moment de l'ovulation. Avec de la semence fraîche ou réfrigéré, il est recommandé d'inséminer dans les 24h avant ovulation. Mais avec de la semence congelée, le délai se resserre. La longévité de la semence congelée dans le tractus génital femelle est réduite. Il est ainsi conseillé d'inséminer dans les 12h avant ovulation.

La survie des spermatozoïdes dans les voies génitales femelles lors de sperme frais est de 24 voire 48 heures. La durée de vie de l'ovocyte est de 10 heures maximum après l'ovulation. C'est pourquoi, il faut inséminer avant l'ovulation.

La durée de l'œstrus étant variable, il n'est pas possible de se baser sur le comportement de chaleur pour prédire l'ovulation. La palpation transrectale et l'examen échographique permettent d'apporter des précisions. (Morel et Mina, 1999)

La fertilité est maximale dans les 24h avant ovulation et acceptable dans les 72h avant ovulation. 30h après ovulation, la fertilité est nulle. Il faut inséminer ou faire saillir la jument au moment le plus proche de la libération de l'ovocyte par le follicule ovulatoire.

Les meilleurs taux de réussite à l'insémination sont obtenus par la réalisation de deux inséminations successives, une dans les 24h avant l'ovulation et une juste après l'ovulation**.** (Bruyas, 2008)

III-7-5/Contrôle de l'ovulation avec l'HCG :

L'hCG stimule la synthèse de LH ainsi que la croissance folliculaire et provoque ainsi l'ovulation. Une injection de 1500 à 2500 UI, en intraveineux ou intramusculaire, sur un follicule de taille supérieure à 35 mm, induit une ovulation dans les 36 à 48h dans 80% des cas**.** (Ginther, 1992)

L'insémination ou la saillie est à prévoir 24h après l'injection pour être dans l'intervalle des 24h avant ovulation.

Hormis la nécessité d'avoir un follicule supérieur à 35 mm il faut également s'assurer de l'absence de corps jaune et de la capacité de l'utérus à accueillir un embryon. Il faut donc observer un endomètre oedématié et une lumière utérine propre. (Brinsko, 2011; Paul, 2006)

Chapitre IV :

L’échographie en reproduction équine :

IV/ L’échographie en reproduction équine :

IV-1/ objectif de l’échographie transrectale :

L’échographie est de plus en plus couramment utilisée en reproduction équine, Il s'agit d'une technique d'imagerie des structures permettant d'identifier, et d'évaluer l'état physiologique et pathologique du tractus reproducteur de la jument.

Elle fournit des informations sur les caractéristiques anatomiques des différents organes et leur échotexture, appliquée à l’examen des ovaires afin de préciser les différents stades folliculaires, le diagnostic de l’ovulation et le développement du Corp jaune au cours du cycle sexuel, appliquée à l’examen de l’utérus, ainsi que le diagnostic de gestation. Cela est important pour le diagnostic et le suivi des événements reproductifs biologiques et pathologiques chez la jument. (Hanzen et al, 1989)

IV-2/ technique de l’échographie transrectale de la jument:

1) Lieu d’examen :

Il est recommandé de réaliser l’examen échographique dans un endroit sombre car un excès
de lumière entraîne des reflets sur l’écran et gêne à la visualisation de l’image. L’obscurité permet de visualiser toutes les nuances de gris donnant une qualité optimale de l’image. (bryase, 1998 ; allen, 1996)

2) Contention de la jument :

L’examen échographique transrectal de la jument comporte des risques. La lacération rectale est la plus fréquente.
L’examen transrectal doit se réaliser dans un travail afin de limiter les mouvements notamment pour diminuer le risque de lacération rectale, protéger l’échographe et l’opérateur**.** (Durussel, 2015 ; Bernardeau et al, 2015)

3) Examen transrectal préalable :

Une palpation rectale préalable est indispensable afin de réaliser une vidange complète du
rectum, identifier la position des différents organes de l’appareil génital ainsi que de détecter d’éventuelles modifications anatomiques, physiologiques ou pathologiques.

Le gant de fouille doit être lubrifié avec du gel échographique. La jument peut être prévenue en posant une main sur la croupe. L'autre main doit être introduite délicatement dans le rectum en prenant une forme de cône pour passer l'anus. Les crottins doivent être retirés en plusieurs fois délicatement en mettant sa main à plat verticalement. (Kahn, 1994 ; brinsko et al, 2011)

4) Méthodologie de l'examen échographique de l'appareil génital de la jument :

***Choix du type de sonde :**

Les sondes linéaires sont les plus appropriées par leur conformation pour l'examen gynécologique transrectal chez la jument (reef, 1998)

***choix de la fréquence :**

En échographie transrectale équine, les structures à examiner (ovaires et utérus) sont en général comprises entre 7 et 15 cm ce qui est compatible avec l'utilisation d'une sonde de 5 MHz. (Lebastard, 2006)

Technique :

L'introduction de la sonde dans le rectum doit aussi se faire délicatement. Elle doit être
placée dans le creux de la main afin de diminuer le risque de traumatisme engendré par la sonde. (brinsko et al, 2011)

Le déplacement de la sonde doit être lent afin d'explorer en détail l'ensemble de l'appareil
génital. (Kahn, 1994)

Il faut commencer par examiner le col puis le corps utérin. Le repérage de la vessie peut aider à trouver l'utérus. Elle se trouve en dessous et en arrière de celui-ci

La sonde linéaire est parallèle au col et au corps de l'utérus, ce qui donne une image en
coupe longitudinale (en forme de bande). Il faut alors déplacer la sonde de gauche à droite pour explorer l'organe dans toute sa largeur. Il faut aussi varier doucement de quelques millimètres l'angle de la sonde afin d'identifier leur diamètre maximal. La sonde

est avancée progressivement le long du col puis du corps utérin jusqu'à la bifurcation utérine où une partie de l'image est perdue. (Bernardeau et al, 1997)

Il faut alors déplacer la sonde latéralement et l'incliner légèrement, à gauche pour explorer la corne gauche puis l'ovaire gauche puis revenir à la bifurcation des cornes en suivant la corne gauche pour examiner la corne droite puis l'ovaire droit. Les cornes sont suivies en coupes transversales (images rondes) en déplaçant la sonde lentement latéralement et légèrement vers l'avant jusqu'à leur extrémité où l'image disparaît. Le diamètre des cornes diminue au cours de la progression vers l'extrémité qui est arrondie**.** (Tibary, 2012)

Pour examiner les ovaires, il faut, à partir de l'extrémité de la corne, incliner à nouveau la sonde, et l'avancer légèrement. L'ovaire se trouve entre 0 et 5 cm de l'extrémité de la corne. Il est facilement reconnaissable par les follicules. Il faut alors balayer l'ensemble de l'ovaire de bas en haut afin d'avoir de multiples coupes des organites ovariens et de déterminer leur nombre et leur taille. Généralement, l'ovaire gauche est au dessus de la corne gauche et l'ovaire droit est en avant de la corne droite. L'ovaire droit est toujours plus crânial que l'ovaire gauche.

L'examen se termine en ressortant la sonde en repassant sur la corne, le corps et le col de l'utérus. Ainsi, l'ensemble de l'utérus est examiné deux fois. Cela permet de localiser précisément la gestation et les pathologies utérines et d'éviter de passer à côté d'une gestation multiple ou d'une pathologie.

En pratique, il est recommandé pour les premières fois de palper des juments en phase lutéale, l'utérus étant plus ferme et donc plus facile à reconnaître. (Paul-Jeanjean, 2006)

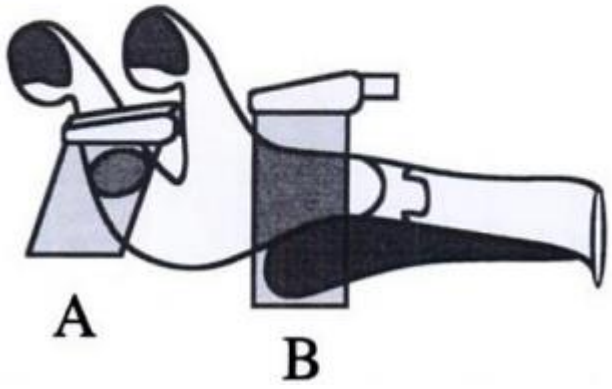

Figure 18: présentation schématique d'une coupe transversale (Kähn, 2004)

IV-3/ Evolution des images utérines au cours du cycle œstral :

IV-3-1/ èchoanatomie de l'utérus :

L'utérus a une section transverse ronde ou ovale. Son échogénité est variable au cours du cycle. La transition entre l'endomètre et le myomètre se matérialise par une ligne hypoéchogène. Le péritoine viscéral est défini par un mince trait hypoéchogène. (Kahn, 1994)

Figure 19: Transverse section through a uterine horn of a mare **(Kähn, 2004)**

IV-3-1-1/ lors de l'anoestrus saisonnier :

A l'échographie, l'utérus est petit, rétracté, d'échogénicité tissulaire et homogène. Il est difficile de le discerner des autres organes pelviens. En effet, les replis endométriaux sont

peu visibles et présentent une échogénicité avec une fine apparence granuleuse. Il est aussi possible de distinguer différentes couches au sein de la paroi utérine, celles-ci correspondent aux différences d'échogénicité entre l'endomètre et le myomètre. (Ginther, 1992 ; van Niekerk CH, 1973)

IV-3-1-2/ lors de l'œstrus :

L'hormone de l'œstrus est l'œstrogène. Elle est sécrétée par les cellules de la granulosa et la thèque interne. Elle est associée au relâchement de la vulve, à la production de sécrétion par le col de l'utérus, à l'ouverture du col de l'utérus, à l'œdème et à l'augmentation de la taille de l'utérus. (Blanchard, 1998)

L'échographie transrectale est intéressante pour grader l'intensité de l'œdème utérin. En œstrus, en coupe transversale, l'utérus apparait en une alternance de zones hyperéchogènes entrelacées avec des zones hypoéchogènes rappelant une tranche d'orange ou une roue de charrue caractéristique. Les parties hyperéchogènes correspondent à l'importante densité tissulaire due aux replis endométriaux alors que les zones infiltrées apparaissent hypoéchogènes. (Rossdale, 1996 ; Nyland, 1995)

Figure 20: Cross section through uterine horn during estrus. (Kähn, 2004)

L'œdème augmente avec la taille du follicule puis diminue douze à vingt quatre heures avant l'ovulation. Il est noté de 0 à 4 selon son intensité : 0 si l'œdème est absent, 1 s'il est faible et à peine visible, 2 s'il occupe le corps de l'utérus, 3 s'il est étendu à toute la surface

de l’utérus et 4 qui correspond à l'œdème maximal sur l’ensemble de l’utérus avec parfois une accumulation d’une petite quantité de liquide au niveau de la lumière. (Tibary, 2012)

Figure 21: Prominent spoke-wheel pattern of the uterus during estrus. (Kähn, 2004)

Figure 22: Extensive edema of the endometrial folds during estrus. (Kähn, 2004)

IV-3-1-2/ lors de dioestrus :

L’hormone du diœstrus est la progestérone, sécrétée par le corps jaune. Elle est associée à l’absence de sécrétion par le col de l’utérus, la fermeture du col de l’utérus, l’augmentation du tonus et la réduction de la taille de l’utérus. (Allen WE, 1996)

A l'examen échographique transrectal, les replis endométriaux ne sont pas observables. L'endomètre n'est pas oedématié, par conséquent, l'échogénicité est homogène. Le diamètre des cornes est réduit. La lumière est parfois identifiable grâce à l'hyperéchogénicité de l'épithélium qui dessine une ligne bien nette, quand l'utérus est observé en coupe longitudinale. Cette ligne est d'autant plus visible au niveau du corps. Le col est hyperéchogène et bien délimité. (Blanchard, 1998)

Figure 23: Sagittal cross section through the uterine horn of a mare in diestrus. (Kähn, 2004)

IV-4/ Evolution des images ovariennes au cours du cycle œstral :

IV-4-1/ suivi de la croissance folliculaire :

L'œstrus ou les chaleurs débutent en présence d'un follicule dominant de 20 mm de diamètre et en absence de corps jaune.

La croissance des follicules se fait par vague avec le recrutement de plusieurs follicules, la sélection du follicule dominant lorsqu'il atteint 20 mm de diamètre et son passage au follicule préovulatoire qui peut potentiellement ovuler à partir de 35 mm de diamètre.

A l'échographie, les follicules apparaissent comme des zones noires plus ou moins sphériques et anèchogene. (hanzen, 1989)

Figure 24: ovary of an estrous mare with follicles of varying shapes (Kähn, 2004)

IV-4-2/ évolution du follicule prèovulatoire :

La palpation des ovaires par voie transrectale ne permet pas de prédire précisément le moment de l'ovulation. En effet, la consistance des follicules préovulatoires est très variable, de ferme à très mou. 80% des follicules préovulatoires deviennent mous et dépressibles 12 heures avant l'ovulation. (Bernardeau, 1997)

Le follicule préovulatoire change de forme et devient piriforme généralement 12 à 24h avant l'ovulation. Dans de rares cas (15%), le follicule préovulatoire reste sphérique. (reef, 1998)

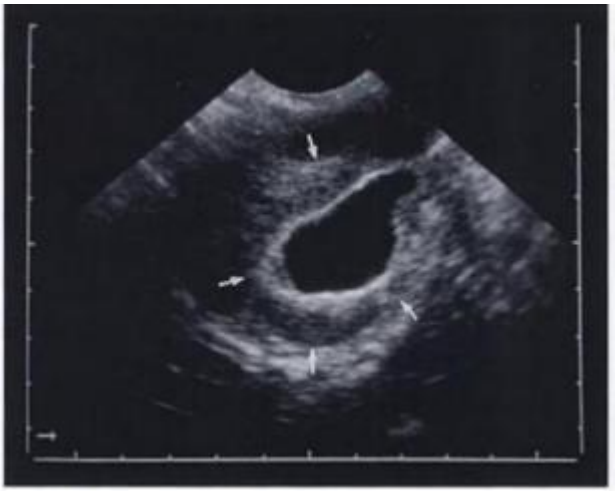

Figure 25: Collapsed follicle on the day of ovulation showing a broad echoic seam (arrows) in the area of the original follicular wall (Kähn, 2004)

Avant l'ovulation, la paroi folliculaire, qui correspond aux cellules de la granulosa, s'épaissit et devient plus échogène. Le follicule « se borde ». Sauf au niveau de l'apex du follicule, où la paroi s'amincit, il s'agit du site de rupture. Cet épaississement de la paroi est aussi visible par le fait que la paroi qui était nette devient floue, les bords du follicule deviennent irréguliers et dentelés. (Bruyas et paul, 2008)

IV-4-3/l'ovulation :

Lors de l'ovulation, le follicule se rompt au niveau de son apex et libère le liquide folliculaire contenant l'ovocyte, et sera confirmée sur base de la disparition de la zone anèchogène et son remplacement par une zone hyperèchogène. (hanzen, 1989)

Par apport à la palpation transrectale, l'échographie a ce moment particulier du cycle l'avantage de pouvoir confirmer les doubles ovulations apparaissant en fréquence égale sur le même ovaire ou sur des ovaires différents. (ghinter, 1992). Ce diagnostic revêt une importance certaine dans la prévention des gestations gémellaires. (mc kinnon et al 1987)

Figure 26: Collapsed follicle immediately after ovulation. (Kähn, 2004)

IV-4-4/ évolution du corp jaune :

Chez la jument, la formation du corps jaune est davantage intraovarienne que chez la vache. Son diagnostic par palpation rectale est habituellement considéré comme difficile par le clinicien. Les études échographiques du développement lutéal ont permis de distinguer deux types d'images correspondant à deux évolutions possibles du corps jaune après

l'ovulation (PIERSON et GINTHER 1985B, MC KINNON et al, 1987)**.** Dans le premier cas, le corps jaune apparaît uniformément échogène tout au long de la phase dioestrale. Dans le second cas, la structure lutéale présente une zone anéchogène centrale (sang) au sein de laquelle on peut observer un réseau de fibrine (corpus jaune hémorragique). Cette évolution survient davantage lors de double ovulation. La proportion de tissu lutéal présentant une échogénécité minimale 3 jours après l'ovulation mais augmente ensuite progressivement au cours du dioestrus. (SQUIRES et al, 1988)

Figure 27: Intense echogenicity (arrows) at the site of the est- rous follicle one day after ovulation. (Kähn, 2004)

Figure 28: A solid corpus luteum (arrows) in a mare 8 days post ovulation. (Kähn, 2004)

Figure 29: Hemorrhagic corpus luteum (arrows) of a mare 3 days post ovulation. (Kähn, 2004)

Une fois que la conception a eu lieu, le corpus jaune gestatif primaire est détectable au cours des premières semaines de gestation (fig28)). Les deux mêmes formes de corps jaune qui sont observées pendant la phase lutéale peuvent être observées au cours des deux premières semaines de gestation. Lorsque le corpus jaune de la gestation atteint quelques semaines d'âge, il a généralement la même échogénicité homogène que celle typique du

corp jaune solide de la phase lutéale. S'il s'est produit une ovulation double, les deux corps jaunes peuvent être représentés. Dans le cas d'une gestation gémellaire précoce chez l jument, il est possible de représenter les deux corps jaunes. (Kahn et Volkmann, 2004)

Les corps jaunes gestatif accessoires, qui se développent entre les jours 40 et 60 de la gestation, peuvent également être démontrés par échographie. Parmi ces corps jaunes gestatifs accessoires se trouvent certains qui ont la même apparence que les corps jaune hémorragiques qui (Fig27). Au début, ceux-ci montrent un bord périphérique étroit qui entoure la zone centrale hypoéchogène (Fig30). Au cours de la suite de la grossesse, la zone centrale moins échogène devient plus petite tandis que la paroi luthéinisée hyperéchogène s'épaissit. (Kahn et Volkmann, 2004)

Figure 30: corpus luteum of pregnancy in a mare of day 17 of gestation. (Kähn, 2004)

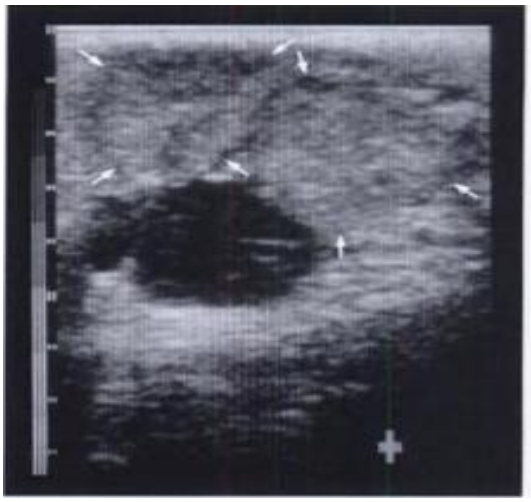

Figure 31: Two corpora lutea (arrows) on the ovary of a mare on Day 25 of gestation. (Kähn, 2004)

Figure 32: Corpus hemorrhagicum (arrows) in a mare on Day 53 of gestation. (Kähn, 2004)

IV-5/les critères échographiques pour inséminer une jument :

Lors de l'examen échographique des ovaires, plusieurs critères permettent d'évaluer la probabilité de l'ovulation mais la prédiction du moment exact n'est pas possible car ils apparaissent à des moments variables et ne sont pas systématiques :

- Taille du follicule : La taille du follicule est le critère le plus important. Un follicule devient préovulatoire et peut potentiellement ovuler à partir de 35 mm de diamètre. Mais, tous

les follicules d'au moins 35 mm de diamètre n'ovulent pas et certains ovulent à des tailles très supérieures, jusqu'à 60 mm de diamètre**.** (maurin, 2017)

La race peut aussi influencer. En effet, chez les poneys et les races miniatures, les follicules ont tendance à ovuler à un diamètre inférieur ou égal à 30 mm. Au contraire, chez les chevaux lourds, ils ovulent plutôt à partir de 45 mm de diamètre. (brinsko et al, 2011)

- Forme du follicule : Le follicule change de forme et devient piriforme généralement 12 à 24h avant l'ovulation.

- Epaisseur de la paroi du follicule : Le follicule se borde, c'est-à-dire que la paroi s'épaissit. A l'échographie, les bords du follicule paraissent flous et irréguliers.

- Parfois, le follicule présente des points hyperéchogènes.

Les critères échographiques de l'utérus sont aussi indispensables. L'endomètre doit être oedématiée et plissé. L'utérus ne doit pas contenir du liquide en grande quantité et/ou hétérogène. (ghinter, 1992)

IV-6/ Diagnostic de gestation :

Après une saille ou une IA préovulatoire la fécondation a lieu dans les 6 heures qui suivent l'ovulation. Le J0 de la gestation est le moment de l'ovulation.

La vésicule embryonnaire est visible par échographie utérine dès les 9 - 10 ème jours de gestation. En routine, un diagnostic précoce de gestation est réalisé aux 12 -14 ème jours post-ovulation, avant le début d'un nouvel œstrus si la jument n'est pas gravide.

Le diagnostic de gestation positif est fiable à 95-99% à partir du 14ème jour post-ovulation.

S'il est positif, un second examen doit être réalisé entre le 25ème et le 30ème jour après l'ovulation pour surveiller les résorptions embryonnaires. S'il est négatif au 14ème jour, il est conseillé de réaliser un nouveau diagnostic de gestation 2 jours pour éliminer les faux négatifs. Le retour en chaleur doit aussi être surveillé. (Chevalier et palmer, 1982)

Figure 33: Conceptus on Day 14 of pregnancy. (Kähn, 2004)

Conclusion :

En conclusion, cette étude approfondie sur la reproduction équine a mis en évidence l'importance de la maîtrise des différents aspects de la médecine équine pour optimiser la gestion des juments en période de reproduction. Nous avons examiné en détail l'anatomie et la physiologie de la jument reproductive, ainsi que les techniques d'insémination artificielle utilisant les trois types de semence disponibles : fraîche, réfrigérée et congelée. L'introduction de l'insémination artificielle dans l'industrie de la reproduction équine a considérablement amélioré les pratiques et les résultats de reproduction.

Cette étude pourrait être élargie pour inclure la participation de plusieurs vétérinaires spécialisés dans la reproduction équine, offrant ainsi une perspective plus globale sur le sujet. Alors que l'industrie de la reproduction équine continue de se développer, il est crucial de promouvoir les pratiques émergentes et de suivre de près les avancées technologiques afin de produire des chevaux de sport performants qui se démarquent dans les événements et les compétitions internationales.

En conclusion, une analyse approfondie des performances de reproduction des juments et l'identification des facteurs de variation en fin de saison de reproduction permettront d'orienter les efforts futurs vers l'amélioration continue de la reproduction équine. Il est essentiel de suivre de près les développements dans ce domaine et d'encourager la mise en œuvre de pratiques novatrices afin d'assurer le progrès et le succès à long terme de l'industrie de la reproduction équine.

Références bibliographiques:

A/B

Alvarenga MA, Papa FO, Ramires Neto C (2016). Advances in Stallion Semen Cryopreservation. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, volume 32, Pages 521-30.

Barone, R., & Simoens, P. (2001). Anatomie comparée des mammifères domestiques-tome 4: Splanchnologie II/appareil uro-génital, foetus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale. *Paris: Edition VIGOT.-896 p*.

Barrier-Battut, I., Cuir, F., Ferry, B., Magistrini, M., Margat, A., & Provost, E. (2014). Insémination artificielle équine.

Bernardeau, Chavatte, Clément, Ecot, Noue, Plongere, et al. Gestion de la jument : guide pratique. Paris: Institut du cheval; 1997. 289 p.

BERSINGER I., DOLIGEZ P., DUCHAMP G. : Nouvelles techniques d'insémination chez la jument. Equ'Idée, été 2003, 47, 14-20

BLANCHARD T.L., SCHUMACHER J., VARNER D.D. : Manual of equine reproduction (second edition). Ed. Equiservices, Mosby year book, Saint Louis, 1992, 209 p.

Blanchard TL, Varner DD, Schumacher J. Manual of equine reproduction. St. Louis, Mo.: Mosby;1998. 209 p.

Brinsko, S. P., Blanchard, T. L., Varner, D. D., Schumacher, J., & Love, C. C. (2010). *Manual of equine reproduction*. Elsevier Health Sciences.

BRINSKO, Steven P. et BLANCHARD, Terry L. (éd.), 2011. Manual of equine reproduction. 3rd ed. St. Louis, Mo : Mosby/Elsevier.

Bruyas J-F, Paul S. Suivi ovarien et induction de l'ovulation. Journ Natl GTV. 2008; p 681-97.

Bruyas, J. F., Barrier-Battut, I., Fiéni, F., & Tainturier, D. (1998). L'échographie transrectale en gynécologie équine: suivi ovarien et diagnostic de gestation chez la jument. *Journées nationales des GTV, Tours*, 27-29. BRUYAS, Jean-François et PAUL, S., 2008. Suivi ovarien et induction de l'ovulation.2008. pp. 681- 697.

C/D

Collin, B. (2005). Appareil génital femelle. *Anatomie du cheval. Liège: Editions DerouauxOrdina*, *3*, 358-372.

Corde R., 1985. Saillie - Insémination artificielle - Infertilité du mâle. *In* : MaisonsAlfort, France, Assoc. pour l'Etude de la Repro. Animale. La reproduction chez le cheval. Physiologie - pathologie : 67-73.

Daels. P.F., Hughes. J.P., 1993. The normal estrous cycle. In : Mckinnon ,A ., Voss ,J.L, editors. Equine reproduction. Philadelphia : Williams & Wilkins, 121-132.

Davies, M. (2015). Equine reproductive physiology, breeding and stud management. *Equine reproductive physiology, breeding and stud management.*, (Ed. 4).

Decourt, C. (2012). *Le kisspeptide: nouvelle molécule pour la maîtrise du cycle chez la jument?* (Doctoral dissertation, Université François Rabelais (Tours)).

Dickie, A. M. (1995). *A Study of the Oestrous Cycle, Artificial Insemination and Embryo Retrieval in Mares* (Doctoral dissertation, University of Glasgow (United Kingdom)).

DOLIGEZ, Pauline et MARGAT, Anne, 2017. La monte en main. In : *Les Haras nationaux* [en ligne]. 2017. [Consulté le 27 novembre 2019]. Disponible à l'adresse : https://equipedia.ifce.fr/elevage-et-entretien/elevage/reproduction/monte-en-main.html.

Dowsett K. F., Pattie W. A., 1987. Variation in characteristics of stallion semen caused by breed, age, season of year and service frequency. *J. Reprod. Fert.*, **35**: 645-657.

Durussel C. La responsabilité civile du vétérinaire praticien dans l'exercice de la médecine et dla chirurgie des équidés : analyse et commentaires de la jurisprudence récente (2009-2013). ENVT; 2015.

E/F/G

England GCW, Allen WE. Allen’s fertility and obstetrics in the horse. Second Edition. Oxford: Blackwell Science; 1996. 241 p. (Library of veterinary practice).

Evans. M.J., Irvine. C.H.G., 1975. Serum concentrations of FSH, LH and progesterone during the oestrous cycle and early pregnancy in the mare. J. Reprod. Fert., Suppl 23. pp. 193-200.

Fauquenot A., 1987. L'insémination artificielle chez les équidés. *BTIA*, **44** (mai): 23- 26.

Fontaine M., 1987. Vade-mecum du Vétérinaire. Formulaire vétérinaire de pharmacologie, de thérapeutique et d'hygiène. Porcher C., Mollereau H., Nicolas E. et Brion A., Paris, Vigot. 15e ed., 1 vol., 1 642 p

G.P.Adams, K.KotC.A.Smith, O.J.Ginther (1993), Animal Reproduction Science.

Gibb Z, Aitken RJ (2016). Recent Developments in Stallion Semen Preservation. Journal of Equine Veterinary Science, volume 43, Pages 29-36.

Ginther. O.J., 1992. Reproductive biology of the mare : basic and applied aspects. 2nd ed. Cross Plains, Wisconsin : Equiservices, p 642.

Gonzalez-Castro RA, Trentin JM, Carnevale EM, Graham JK (2019). Effects of extender, cryoprotectants and thawing protocol on motility of frozen-thawed stallion sperm that were refrozen for intracytoplasmic sperm injection doses. *Theriogenology*, volume 136, Pages 36-42.

Gordon I. Controlled reproduction in horses, deer, and camelids. Wallingford: CAB; 1997. 215 p. (Controlled reproduction in farm animals series)

H/I/J/K

Hafez E. S. E., 1987. Reproduction in farm animals. [Reproduction chez les animaux d' élevage]. 5e édition Lea and Febiger, Philadelphia, ed., 1 vol., 649 p.

Hanzen, C., Laurent, Y., & Jakovljevic, S. (1989). Méthodologie et applications de l'échographie bidimensionnelle à la physiopathologie de la reproduction équine. 2. La gestation. In *Annales de Médecine Vétérinaire* (Vol. 133). ULg-Université de Liège, Liège, Belgium.

Irvine. C.H.G., Alexander. S.L., 1993. Gn In : Mckinnon, A., Voss, J.L, editors. Equine reproduction. Philadelphia : Williams & Wilkins, 37-44.

Kahn W. Atlas de diagnostics echographiques: examen gynecologique et reproduction : equin, bovin, ovin, caprin, porcin, chien, chat. Paris: Maloine; 1994. 255 p.

Kähn, W., & Volkmann, D. (2004). *Veterinary reproductive ultrasonography*. Schlütersche.

Kojima AY, Kobayashi S, Acosta TJ, Kudo M, Miyamoto A, Takagi M, et al. Effects of LH and PGF2alpha in equine dominant follicles observed by MDS. J Vet Med Sci. févr 2002; p119-22.

Kolb E., 1975. Physiologie des animaux domestiques. Paris, Vigot Frères. ed., 1 vol., 974 p.

L/M/N/O
Lebastard D. Le choix d'un matériel d'échographie en clientèle rurale ou mixte. Bull GTV. 2006; p:24-8.

Linton, J. (2022). Urovagina. In *Comparative Veterinary Anatomy* (pp. 772-778). Academic Press.

Lofstedt, R.M., Patel, J.H., 1989. Evaluation of the ability of altrenogest to control the equine estrous cycle. J Am Vet Med Assoc 194, 361-364.

Loy, R.G., Buell, J.R., Stevenson, W., Hamm, D., 1979. Sources of variation in response intervals after prostaglandin treatment in mares with functional corpora lutea. J Reprod Fertil Suppl, 229-235.

Magistrine M (1999). L'insémination artificielle chez les équins. *INRAE Productions Animales.* Pages 347-9.

Maurin E. Appareil génital femelle. In: Guide pratique de médecine vétérinaire. third edition. MED'COM; 2017. p. 287. (Guide pratique).

McKinnon, A. O., Squires, E. L., & Voss, J. L. (1987). Ultrasonic evaluation of the mare's reproductive tract-Part I. *Compend Contin Educ Pract Vet*, *9*(3), 336-346.

MEYER, Christian. La reproduction des ânes domestiques et la production de mulets. Note bibliographique. 2009.

Morel D, Mina C. G. Equine artificial insemination. Wallingford: CABI Publishing; 1999. 406 p

Nagy, P., Huszenicza, G., Reiczigel, J., Juhasz, J., Kulcsar, M., Abavary, K., Guillaume, D., 2004. Factors affecting plasma progesterone concentration and the retrospective determination of time of ovulation in cyclic mares. Theriogenology 61, 203-214.

Nett, T.M., 1993b. Estrogens. In : Mckinnon, A., Voss, J.L, editors. Equine reproduction. Philadelphia : Williams & Wilkins, 65-68.

Nicolich C., 1989. L'insémination artificielle équine. Thèse méd vét Nantes n° 22, ENV Nantes, Nantes, 205 p.

Noden, P. A., Oxender, W. D., & Hafs, H. D. (1975). The cycle of oestrus, ovulation and plasma levels of hormones in the mare. *Journal of Reproduction and fertility. Supplement*, (23), 189-192.

Nyland TG, Mattoon JS, éditeurs. Veterinary diagnostic ultrasound. First Edition. Philadelphia: Saunders; 1995. 357 p

P/Q/R/S/T

Paul-Jeanjean S. Suivi échographique de l'ovulation chez la jument, échographie ovarienne. Bull GTV. 2006; p44-55.

Plotka, E.D., Foley, C.W., Witherspoon, D.M., Schmoller, G.C., Goetsch, D.D., 1975. Periovulatory changes in peripheral plasma progesterone and estrogen concentrations in the mare. Am J Vet Res 36, 1359-1362.

Ponthier, J., van den Berghe, F., Parrilla Hernandez, S., Hanzen, C., & Deleuze, S. (2014). Congélation de sperme dans l'espèce équine: état des lieux et perspectives. In *Annales de Médecine Vétérinaire* (Vol. 159, No. 1). ULg-Université de Liège, Liège, Belgium.

Reef VB. Equine diagnostic ultrasound. Philadelphia: Saunders; 1998. 560 p

Rossdale PD, Séguy E, Lemaistre J-C, Petit C. Le cheval: reproduction et élevage. Paris: Maloine; 1996. 236 p.

Saint-Dizier M, Chastant-Maillard S. Le reproduction des chevaux. In: La reproduction animale et humaine. QUAE GIE; 2014. 1050p.

SANCHEZ, R., GOMEZ, I., SAMPER, J.-C. Artificial insemination with frozen semen. In: SAMPER, J.-C (dir.) (2009). Equine Breeding Management and Artificial Insemination. Second edition. Elsevier Inc. Philadelphia, USA: Gower, pp.175-182.

Slusher S. H., MacAllister C., Freeman D. W. (2004): Reproductive Management of the Mare. Division of Agricultural Sciences and Natural Resources, Oklahoma State University

Tibary A, Sghiri A, Pearson LK, Rodriguez JS. Jument et poulain suivi de la gestation, du poulinage et du nouveau-né. Rabat: Actes éditions; 2012. 590 p

Tibary A., Sghiri A., Anouassi A., 1994b. Physiologie de la reproduction chez la jument. *In* : Tibary A. et Bakkoury M. ed. Reproduction équine : tome 1. La jument. Manuels Scientifiques et Techniques. Rabat, Actes Editions. 1 vol : p. 21-86.

V/W/X/Y

van Niekerk CH, Gerneke WH, van Heerden JS. Anatomical and histological observations on the reproductive tract of mares with abnormal oestrous cycles. J S Afr Vet Assoc. juin 1973; p141-52.

Varner, D. D., Schumacher, J., Blanchard, T. L., & Johnson, L. (1991). *Diseases and management of breeding stallions*. American Veterinary Publications.

WOODS, JEANINE, BERGFELT, D. R. et GINTHER, O. J., 1990. Effects of time of insemination relative to ovulation on pregnancy rate and embryonic-loss rate in mares. Equine veterinary journal. 1990. Vol. 22, n° 6, pp. 410–415.