

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

**THEME**

## L'insémination artificielle équine En Algérie : Etat des lieux

**Présenté par :**

Melle KHANFAR Rania

Melle MAHI Nour El Djihane

Soutenu publiquement, le 30 Novembre 2020. Devant le jury :

Mr Souames. S. MCA (ENSV) Président

Mr Boudjellaba. S. MCB (ENSV) Examineur

Mr IDres .T. MCB (ENSV) Examineur

Mme Aouane. N. MAA (ENSV) Promotrice

2019-2020

« Je soussigné(e) MAHI Nour El Djihane déclare être pleinement conscient(e) 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 ».

A handwritten signature in blue ink, consisting of a horizontal line followed by a stylized, cursive flourish.

« Je soussigné(e) KHANFAR Rania déclare être pleinement conscient(e) 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 ».

A handwritten signature in blue ink, appearing to be 'Khanfar', located in the bottom right corner of the page.

*Il y a un principe qu'il ne faut jamais abandonner, être aimé par un cheval doit nous remplir  
d'humilité et de reconnaissance.  
Laurent du Vivier(1988)*

# *Remerciement*

*On remercie tout d'abord « Allah » de nous avoir donné le courage d'entamer et de finir ce mémoire dans de bonnes conditions.*

*La réalisation de ce mémoire a été possible grâce au concours de plusieurs personnes à qui nous voudrions témoigner toute notre gratitude.*

*Nos remerciements les plus sincères vont tout d'abord à M. SOUAMES. S, le Président du Jury, Merci d'avoir présidé notre mémoire. Nos Hommages les plus respectueux.*

*Nous souhaitons aussi exprimer notre profonde gratitude à M. BOUDJELLABA. S et à M. IDRES. T, pour avoir si aimablement accepté d'examiner ce travail.*

*A Mme. AOUANE. N, pour son encadrement, son orientation, ses conseils et la disponibilité qu'elle nous a témoignée pour nous permettre de mener à bien ce travail. Nous sommes infiniment reconnaissantes pour le temps qu'elle nous a accordé.*

*Nous tenons à exprimer nos vifs remerciements à M. NACERI. A et toute l'équipe de Haras Hocine El Mansour, pour leur aide dans la réalisation de ce mémoire.*

*Enfin, on remercie tous ceux qui nous ont aidés de près ou de loin dans l'élaboration de ce travail.*

*Dédicace :*

*Avec l'expression de ma reconnaissance, je dédie ce modeste travail à ceux qui, quels que soient les termes embrassés, je n'arriverais jamais à leur exprimer mon amour sincère.*

*A ma très chère mère Fatiha*

*Quoi que je fasse ou que je dise, je ne saurai point te remercier comme il se doit. Ton affection me couvre, ta bienveillance me guide et ta présence à mes côtés a toujours été ma source de force pour affronter les différents obstacles.*

*A mon très cher père Bendaoued*

*Tu as toujours été à mes côtés pour me soutenir et m'encourager. Que ce travail traduit ma gratitude et mon affection.*

*A mes chères sœurs Nadia, Soheir Mira, Leila qui n'ont pas cessée de me conseiller, encourager et soutenir tout au long de mes études. Que Dieu les protège et leurs offre la chance et le bonheur.*

*A mes chères frères mes anges Abdelkader, Mokhtar et Mohamed,  
Qu'Allah les garde, ils sont ma source de bonheur !*

*A mon beau frère Amine, qui ma chaleureusement supporté, aidé encouragé tout au long de mon parcours, Merci infiniment !*

*A mes adorables neveu et nièce Younes & Yasmine, qui sait toujours comment procurer la joie et le bonheur pour toute la famille.*

*A tous les amis(e) que j'ai connu jusqu'à maintenant. Merci pour leurs amours et leurs encouragements.*

*Une dédicace spéciale pour « The Reapers » ma deuxième famille, je vous aime !*

*Sans oublier mon binôme et ma meilleure amie Nour El Djihane pour son soutien moral, sa patience et sa compréhension tout au long de ce projet*

*Khanfar Rania*

*Dédicace :*

*Avec l'expression de ma reconnaissance, je dédie ce modeste travail à ceux qui, quels que soient les termes embrassés, je n'arriverais jamais à leur exprimer mon amour sincère.*

*A ma très chère mère Fatiha*

*Quoi que je fasse ou que je dise, je ne saurai point te remercier comme il se doit. Ton affection me couvre, ta bienveillance me guide et ta présence à mes côtés a toujours été ma source de force pour affronter les différents obstacles.*

*A mon très cher père Mohamed*

*Tu as toujours été à mes côtés pour me soutenir et m'encourager. Que ce travail traduit ma gratitude et mon affection.*

*A mes chères petites sœurs Chahinez, Amina, Afaf et Farah. Qu'Allah les protège et leurs offre la chance et le bonheur.*

*A mes chères frères mes anges Brahim et Reda,*

*Qu'Allah les garde, ils sont ma source de bonheur !*

*A toi ma grand-mère Laalia, ceci est ma profonde gratitude pour ton éternel amour, que ce rapport soit le meilleur cadeau que je puisse t'offrir.*

*Je dédie cet événement marquant de ma vie à la mémoire de ma grand-mère Yamina. Puisse Dieu, le tout puissant, l'avoir en sa sainte miséricorde*

*A mes tantes et mes oncles, pour leur soutien tout au long de mon parcours universitaire, Merci infiniment !*

*A tous les amis(e) que j'ai connu jusqu'à maintenant. Merci pour leurs amours et leurs encouragements.*

*Sans oublier mon binôme et ma meilleure amie Rania pour son soutien moral, sa patience et sa compréhension tout au long de ce projet*

*Mahi Nour El Djihane*

## Liste de figures :

<b>Figure (1) :</b> Vue dorsale de l'appareil génital de la jument.....	2
<b>Figure (2) :</b> Photo de l'appareil génital d'une jument.....	3
<b>Figure (3) :</b> Coupe transversale d'un ovaire d'une jument.....	6
<b>Figure (4) :</b> l'effet de la saison sur la reproduction, les hormones et leur influence sur le développement folliculaire et l'ovulation durant les périodes de transitions de printemps et l'hiver et l'œstrus d'hiver chez la jument.....	7
<b>Figure (5) :</b> l'effet de la photopériode sur l'axe hypothalamo-hypophysaire ovarien chez la jument..	8
<b>Figure (6) :</b> Le cycle œstral chez la jument.....	10
<b>Figure (7) :</b> Deux appareils d'échographie utilisés pour les examens par voie transrectale chez la jument.....	11
<b>Figure (8) :</b> Ovaire d'une jument en chaleurs avec des follicules de différentes formes.....	13
<b>Figure (9) :</b> Image échographique d'un ovaire d'une jument en œstrus qui ne présente ni follicule ni corps jaune.....	13
<b>Figure (10) :</b> Image échographique d'un ovaire de jument renfermant un corps jaune hyperéchogène.....	13
<b>Figure (11) :</b> Evolution du follicule dominant et du follicule second par la taille dans les jours précédant l'ovulation chez les juments.....	15
<b>Figure (12) :</b> Deux follicules œstraux chez une jument peu avant une ovulation double. Le diamètre des follicules était de 35 et 37 mm.....	15
<b>Figure (13) :</b> Follicule collabé avec large liséré échogène périphérique (flèches) au niveau de l'ancienne paroi folliculaire le jour de l'ovulation.....	16
<b>Figure (14) :</b> Follicule collabé immédiatement après l'ovulation. Le follicule contient encore de petits restes de liquide (entre les croix).....	16
<b>Figure (15) :</b> Image échographique d'un follicule ovulatoire.....	16
<b>Figure (16) :</b> Corps jaune massif (flèches) chez une jument 8 jours après l'ovulation. A sa droite, follicule (croix) d'un diamètre de 24 mm.....	17
<b>Figure (17) :</b> Corps jaune hémorragique (flèches) chez une jument de 3 jours après l'ovulation. L'étroit liséré lutéinisé périphérique entoure le volumineux caillot sanguin central peu échogène..	17
<b>Figure (18) :</b> corps jaune gestatif (flèches) d'une jument à 17 jours de gestation. Le corps jaune est entouré de plusieurs follicules.....	18
<b>Figure (19) :</b> Deux corps jaunes gestatifs (flèches) sur l'ovaire d'une jument à 25 jours de gestation.....	18
<b>Figure (20) :</b> Corps jaune gestatif hémorragique (flèches) d'une jument à 53 jours de gestation...	18
<b>Figure (21) :</b> Deux corps jaunes gestatifs (flèches) chez une jument à 116 jours de gestation.....	18

<b>Figure (22) :</b> Coupe transversale de la corne utérine chez une jument non gravide en diœstrus. On voit sa limite externe péritonéale peu échogène (grosses flèches) et la transition entre le myomètre et l'endomètre.....	19
<b>Figure (23) :</b> Coupe d'une corne utérine à l'œstrus.....	20
<b>Figure (24) :</b> Œdème très marqué des plis de l'endomètre aux chaleurs.....	20
<b>Figure (25) :</b> Gestation au 11ème jour, son diamètre est de 9 mm.....	21
<b>Figure (26) :</b> Evolution du diamètre de la vésicule embryonnaire au début de la gestation chez la jument.....	21
<b>Figure (27) :</b> Gestation au 14ème jour. La vésicule embryonnaire sphérique a un diamètre de 15 mm.....	21
<b>Figure (28) :</b> Une gestation de 14ème jour.....	21
<b>Figure (29) :</b> Une gestation de 20ème jour.....	22
<b>Figure (30) :</b> Gestation à 35 jours. L'embryon flotte très haut dans la vésicule embryonnaire. Le sac vitellin a presque disparu.....	23
<b>Figure (31) :</b> Gestation de 30 jours.....	23
<b>Figure (32) :</b> Gestation à 27 jours. L'ascension de l'embryon (flèches) a commencé.....	23
<b>Figure (33) :</b> Gestation à 29 jours. L'embryon flotte au milieu de la vésicule embryonnaire.....	23
<b>Figure (34) :</b> Gestation à 32 jours. L'embryon flotte dans le tiers supérieur de la vésicule embryonnaire. Le sac vitellin (D) est fortement atrophié. L'allantoïde (A) se développe de plus en plus.....	24
<b>Figure (35) :</b> Gestation à 40 jours. L'embryon (flèche) revient au fond de vésicule embryonnaire et pend du cordon ombilical. On voit encore des restes du sac vitellin.....	24
<b>Figure (36) :</b> Gestation à 37 jours. La vésicule embryonnaire est orientée anormalement. L'allantoïde (A) est dorsal et le sac vitellin (D) ventral.....	25
<b>Figure (37) :</b> Gestation à 46 jours. Le fœtus se trouve avec le dos sur le plancher de la vésicule embryonnaire. La longueur vertex-coccyx est de 33 mm.....	25
<b>Figure (38) :</b> Gestation à 54 jours, le diamètre de la vésicule embryonnaire dépasse la largeur de l'échographe. La tête est à gauche.....	25
<b>Figure (39) :</b> Gestation gémellaire à 13 jours. Les deux vésicules embryonnaires sont situées chacune dans une corne différente (flèches).....	26
<b>Figure (40) :</b> Gestation gémellaire à 16 jours. Les deux vésicules embryonnaire sont situées l'une près de l'autre dans la même corne.....	26
<b>Figure (41) :</b> Gestation simple à 22 jours. La mauvaise orientation de la sonde ne révèle que la membrane allanto-vitelline (flèches) sans embryon. On peut conclure de façon erronée à une gestation gémellaire (Kähn, 1994).....	26

<b>Figure(42) :</b> Mannequin ou monture fantôme utilisée pour la collecte de sperme des étalons. La monture a été fabriquée à la main et est réglable en fonction de la hauteur et de l'angle du corps. Le corps du mannequin est légèrement incliné. Un tapis en caoutchouc peut être placé sur le sol derrière et à côté du mannequin pour la propreté et l'amortissement des étalons aux pieds douloureux.....	30
<b>Figure(43) :</b> Mannequin de la collecte de sperme des étalons.....	30
<b>Figure (44) :</b> Modèle de vagin artificiel du Colorado. La figure montre le boîtier (1), le rouleau de revêtement d'élimination (2), la bouteille de collecte (3), le filtre (4) et le couvercle de protection de la bouteille (5). (Avec l'aimable autorisation de : Animal Reproduction Systems, Chino, CA).....	31
<b>Figure(45) :</b> Boîtier en aluminium ou vagin artificiel du modèle Nishikawa.....	31
<b>Figure(46) :</b> Le vagin artificiel modèle HarVet ressemble beaucoup au vagin artificiel Nishikawa.....	31
<b>Figure(47) :</b> Vagin artificiel modèle Missouri (avec l'aimable autorisation de Nasco, Fort Atkinson, WI.).....	32
<b>Figure(48) :</b> Vagin artificiel ouvert ou modèle polonais avec entonnoir de collecte et sac de collecte attaché. Ce vagin artificiel a été fabriqué en raccourcissant un vagin artificiel de taille normale du Colorado.....	32
<b>Figure(49) :</b> Récolte à vagin ouvert.....	32
<b>Figure(50) :</b> Représentation schématique de spermatozoïdes normaux et anormaux.....	33
<b>Figure(51) :</b> Sperme centrifugé dans des KenneyExtenders à 1000x g en utilisant un culot inférieur empêchant le sperme de se compacter au fond du tube. Notez la bande de sperme entre les flèches au-dessus de la zone claire du culot.....	37
<b>Figure(52) :</b> Différents dilueurs à utiliser en fonction du moment de l'AI.....	39
<b>Figure(53) :</b> Lavage de la région périnéale par la douchette.....	40
<b>Figure(54) :</b> Utérus de la jument montrant le lieu de dépôt du sperme :A. Corps de l'utérus, B. Extrémité de la corne près de la papille oviductale.....	42
<b>Figure(55) :</b> A : Zone périnéale d'une jument lavée et prête à être inséminée. B : Main gantée avec un lubrifiant non spermicide protégeant l'extrémité du cathéter pour une insémination en corps utérin.....	43
<b>Figure (56) :</b> Conseils pour la mise en place (Margat et Doligez, 2020).....	43
<b>Figure(57) :</b> Mise en place de la semence en I.A classique : Corps de l'utérus .....	44
<b>Figure(58) :</b> Mise en place de la semence en I.A profonde : Fond de corne utérine, Guidage par voie transrectale.....	44

## **LISTE DES TABLEAUX**

<b>Tableau 1:</b> Quelques caractéristiques du sperme de différentes races d'étalons de sport.....	<b>34</b>
<b>Tableau 2:</b> Choix de la technique d'IAF.....	<b>46</b>
<b>Tableau 3:</b> Enregistrement du suivi de la reproduction des juments au Haras el Mansour.....	<b>50</b>

## **LISTE DES ABREVIATIONS :**

**AB :** Antibiotiques

**A.Q.P.S.:** Autres que pur sang

**B :** mode brillance

**Concentr :** Concentration

**eCG :** equine Chorionique Gonadotropin

**FSH:**Follicule Stimulating Hormone

**GnRH :** Gonadotropin Releasing Hormone

**H:**Heure

**hCG :** human Chorionic Gonadotropin

**HEM:** Haras El Mansour.

**IA :** insémination artificielle

**IAC :** insémination artificielle congelé

**IAF :** insémination artificielle en frais

**IAP :** insémination artificielle profonde

**IFCE :** Institut Français du Cheval et de l'Equitation

**INRA :** Institut National de la Recherche Agronomique

**J:** Jour

**LH:**Luteinizing Hormone

**Nbre :** Nombre

**PGF2alpha :** Prostaglandine F2 alpha

**pH:** Potentiel d'Hydrogène

**P.S.A:** Pur sang Arabe

**SIRE :** Système d'Information Relatif aux Equidés

**Spz :** spermatozoïdes

**VD :** Volume de dose de semence

**Vol :** Volume

## Table des matières

LISTE DES FIGURES .....	
LISTE DES TABLEAUX .....	
LISTE DES ABREVIATIONS .....	
INTRODUCTION .....	1
<b>CHAPITRE I : Rappels anatomo-physiologique de l'appareil génital de la jument.....</b>	
I-Rappel anatomique de l'appareil génital :.....	2
I-1/les organes génitaux : .....	3
I-1-1/ les ligaments larges .....	3
I-1-2/tractus génital caudal (périnée, vulve, clitoris, vestibule) .....	3
I-1-2-1/périnée :.....	3
I-1-2-2/la vulve : .....	3
I-1-2-3/ Clitoris : .....	4
I-1-2-4/ Vestibule : .....	4
I-1-3 /Tractusgénitalcrânial (vagin, utérus, oviductes, ovaires) .....	4
I-1-3-1/ Vagin .....	4
I-1-3-2/ L'utérus : .....	4
I-1-3-3/ L'oviducte ou trompe utérine, ou salpinx .....	5
I-1-3-4/ Les ovaires .....	5
II-La physiologie de la reproduction .....	6
II-1 /Puberté .....	6
II-2/La saisonnalité .....	6
II-3/La photopériode.....	8
II-4/Cycle œstral .....	8
<b>CHAPITRE II : L'échographie en reproduction équine.....</b>	
II-1/Matériel.....	11
II-2/Technique de l'examen échographique.....	12
II-3/ Examen des ovaires.....	12
II-3-1/ Suivi de la croissance folliculaire.....	13
II-3-2/ Diagnostic de l'ovulation.....	15
II-3-3/ Evolution du corps jaune.....	16
II-3-3-1/ Au cours du cycle.....	16

II-3-3-2/ En début de gestation.....	17
II-3-4/ Utérus.....	19
II-3-4-1/ Utérus non gravide.....	19
II-3-4-2/ Utérus gravide.....	20
II-3-4-2-1/ Neuvième à treizième jour de gestation.....	20
II-3-4-2-2/ Quatorzième à vingtième jour de gestation.....	21
II-3-4-2-3/ Vingt et unième à quarantième jour de gestation.....	22
II-3-4-2-4/ Quarante et unième à soixantième jour de gestation.....	24
II-3-4-2-5/ Gestation gémellaire.....	26
<b>CHAPITRE III : L'insémination Artificielle équine.....</b>	<b>.....</b>
III-1/Définition.....	28
III-2/Historique.....	28
III-3/Intérêts.....	28
III-4/Problèmes posés.....	29
III-5/La collecte du sperme.....	29
III-5-1/Le mannequin.....	29
III-5-2/Le vagin artificiel.....	30
III-6/Le sperme.....	32
III-6-1/Caractéristiques.....	33
III-7/Conservation du sperme.....	34
III-7-1/Sperme frais.....	34
III-7-2/Sperme réfrigéré.....	35
III-7-3/Sperme congelé.....	35
III-8/Cryoconservation.....	36
III-8-1/Préparation du sperme.....	37
III-9/Mise en place.....	39
III-9-1/Préparation de la jument.....	40
III-9-2/Préparation de la dose.....	40
III-9-3/Mise en place de la semence.....	41
III-10/Techniques d'insémination artificielle.....	45
III-10-1/Choix de la technique.....	45
III-10-2/Insémination artificielle par semence congelée (IAC).....	47
III-10-3/Choix du protocole d'insémination.....	47
III-10-4/Comparaison des techniques d'insémination.....	47
III-11/Diagnostic de gestation.....	49

III-12/Les techniques modernes de reproduction équine .....	51
III-12-1/Le Sexage de semence.....	51
III-12-2/Actualité sur le Sexage.....	52
IV. CONCLUSION .....	53
V. Références Bibliographiques.....	

## **Introduction :**

L'insémination artificielle est développée chez la jument depuis le XIV<sup>e</sup> siècle par les Arabes, puis elle s'est répandue dans le monde, les premières tentatives étaient en France, Russie et en Japon. (Nicolich, 1989)

L'insémination artificielle est introduite en Algérie en décembre 2013 au sein de centre d'insémination artificielle et d'amélioration génétique de Tiaret qui ouvre les perspectives prometteuses pour un développement qualitatif des races animalières, notamment équine, le centre spécialisé a entamé son activité par une opération de congélation de semences de pur-sang arabe et de barbe, qui font la renommée de la région de Tiaret.

Cependant, le Haras Hocine El Mansour à Mostaganem a commencé à pratiquer l'insémination artificielle équine. Le centre équestre qui est équipé d'un matériel qui répond aux normes européennes avec un laboratoire d'insémination artificielle assure la reproduction et la promotion des grandes lignées de chevaux de sport (Bensadok,2013)

Depuis leur mise en place, ces techniques ont connu un essor important et ont fait l'objet de nombreuses études afin d'identifier des stratégies permettant d'optimiser la mise à la reproduction des juments

L'objectif de la majorité des éleveurs de chevaux est d'obtenir un poulain par jument par an, ce qui est déjà un objectif ambitieux de par la durée de gestation de 11 mois. Le second objectif est d'obtenir un poulain le plus tôt dans l'année, notamment pour les chevaux de courses qui concourent en fonction de leur âge et donc présentent un avantage certain à être plus précoces.

Les principales préoccupations sont alors d'avoir une jument en œstrus le plus tôt possible dans la saison, de la préparer au mieux avant la mise à l'insémination artificielle afin d'arriver le jour J avec une jument présentant les meilleures chances d'être fécondée. Mais aussi de maintenir la jument dans un état de santé optimal afin de limiter les risques de perte embryonnaire précoce et d'avortement une fois gestante. Pour cela il est important d'avoir une bonne connaissance physiologique et anatomique de la jument avec un suivi échographique délicat et minutieux afin d'éviter la pratique de plusieurs inséminations qui est en revanche un facteur de risque avéré (Combet, 2017)

## **CHAPITRE I :**

### **Rappels anatomo-physiologique de l'appareil génital de la jument**

## CHAPITRE I : Rappels anatomo-physiologique de l'appareil génital de la jument

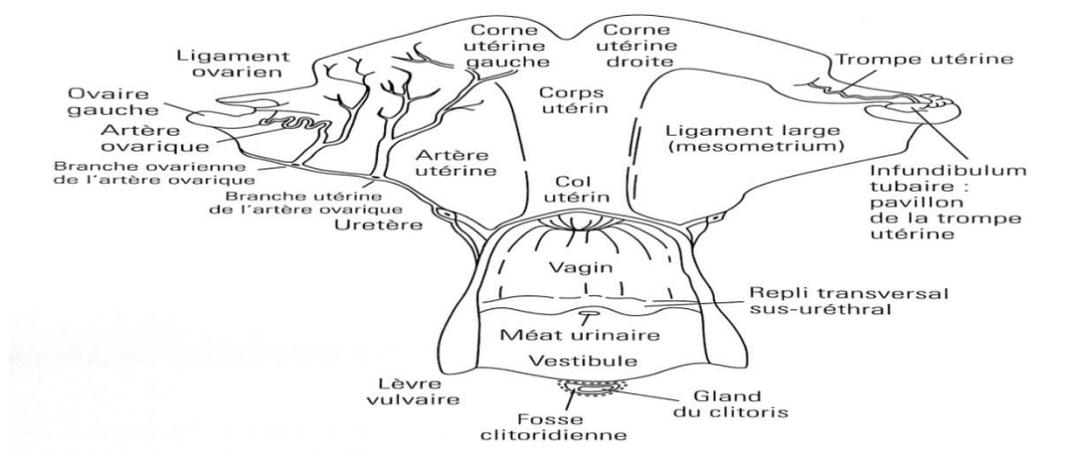
### I-Rappel anatomique de l'appareil génital :

L'appareil génital de la femelle a pour rôle, d'une part l'élaboration des gamètes et des hormones sexuelles, et d'autres d'être le siège de la fécondation, de la gestation et de la mise bas.

L'appareil génital peut être divisé en trois grandes parties selon leur fonction :

- **La section glandulaire**, constituée par les ovaires qui produisent les ovocytes et différentes hormones.
- **La section tubulaire**, constituée par les voies génitales proprement dites, et qui présente trois étages : les trompes utérines captent les ovocytes et sont le siège de la fécondation ; l'utérus reçoit l'œuf fécondé, permet la mise en place du placenta puis le développement fœtale ; enfin le col de l'utérus et le vagin éparent le corps de l'utérus du sinus urogénital,
- **Le sinus uro-génital**, est constitué du vestibule du vagin et de la vulve, qui permettent de recevoir le pénis de l'étalon lors de la saillie ainsi que le passage du nouveau-né lors de la mise bas.

Nous décrirons l'appareil génital de la partie la plus caudale à la plus crânial (Figure 1-2) (Poissonnier, 2009)



**Figure (1) : Vue dorsale de l'appareil génital de la jument (Blanchard et al, 2005)**



**Figure (2) :** Photo de l'appareil génital d'une jument. (Aouane, 2007)

### **I-1/les organes génitaux :**

#### **I-1-1/ les ligaments larges :**

La portion cranial du tractus génital qui se situe dans la cavité abdominale est maintenue par les ligaments larges, ces derniers s'étendent de la 3<sup>ème</sup> ou la 4<sup>ème</sup> vertèbre lombaire jusqu'à la 4<sup>ème</sup> vertèbre sacrée. Ils sont formés de couche résistante de tissus fibreux renfermant des vaisseaux sanguins et des nerfs qui sert à suspendre la majorité du tractus génital dans l'abdomen ;

Les ligaments larges comprennent :

- ✓ Le mésométrium représente la majorité du ligament large, il soutient les cornes et le corps utérin
- ✓ Le mésosalpinx maintient l'oviducte
- ✓ Le mésovarium maintient les ovaires (Samper, 2009)

#### **I-1-2/tractus génital caudal (périnée, vulve, clitoris, vestibule)**

##### **I-1-2-1/périnée :**

La région périnéale inclut la portion externe de la vulve et l'anus, elle peut s'étendre de la base de la queue jusqu'à la commissure ventrale de la vulve ;

Tout défaut de conformation de la région périnéale est l'origine d'un pneumo vagin ou wind-sucking et l'urovagin (Samper, 2009)

##### **I-1-2-2/la vulve :**

C'est une région commune à l'appareil génital et urinaire. Il est composé du vestibule de 10 cm de long et des lèvres vulvaires qui ferment les voies génitales. Le clitoris, vestige femelle du pénis, se trouve au niveau de la commissure ventrale des lèvres. On l'observe facilement lors des chaleurs : la jument « cligne » de la vulve. (Gyrardy, 2018)

### **I-1-2-3/ Clitoris :**

Le clitoris mesure 7 à 9 cm de long, et son gland est visible dans la fosse clitoridienne, profonde de 1 à 2 cm, à la commissure ventrale des lèvres de la vulve. (Poissonnier, 2009)

### **I-1-2-4/ Vestibule :**

Le vestibule s'étend sur 10 à 12 cm depuis le repli transversal qui recouvre l'orifice externe de l'urètre et la vulve. Un anneau vestibulo-vaginal existe à la jonction entre le vestibule et le vagin qui se trouvent à ce niveau, cet anneau constitue une barrière efficace pour limiter la pénétration de contaminants dans les voies génitales plus postérieures.

La paroi ventrale du vestibule renferme des glandes qui sécrètent du mucus assurant la lubrification des voies génitales postérieures. (Blanchard et al, 2005)

### **I-1-3 /Tractus génital crânial (vagin, utérus, oviductes, ovaies) :**

#### **I-1-3-1/ Vagin :**

Le vagin est un organe tubulaire qui s'étend horizontalement sur 15 à 20 cm de long dans la cavité pelvienne, depuis l'exocol jusqu'au repli transversal sur le plancher vaginal qui recouvre en partie l'orifice externe de l'urètre.

La muqueuse vaginale est composée d'un épithélium stratifié de type squameux. La partie crâniale est recouverte extérieurement par une séreuse péritonéale. La partie postérieure se situe en région rétro-péritonéale et de ce fait n'est pas recouverte de séreuse. (Blanchard et al, 2005)

#### **I-1-3-2/ L'utérus :**

Chez la jument, l'utérus est de type bicornual, sa forme générale représente une sorte de T ou de Y. Il est long d'une quarantaine de centimètres. L'organe isolé pèse en moyenne 800 grammes.

Il comprend 3 segments :

- **Deux cornes utérines :** Les cornes utérines sont cylindroïdes, un peu convexes ventralement et concaves par leur bord mésométrial. Leur sommet ou apex est voisin de l'ovaire et reçoit la trompe utérine. Elles ont une longueur de 12 à 20 cm.
- **Un corps :** Cylindrique, nettement aplati dans le sens dorso-ventral ce qui permet de lui reconnaître deux faces (dorsale et ventrale). Il est long de 14 à 24cm. L'extrémité caudale du corps de l'utérus se prolonge par le col de l'utérus. (Poissonnier, 2009)
- **Un col ou cervix :** il a l'aspect d'un cylindre de 5 à 7,5 cm de long et de 2 à 4 cm de diamètre. Pendant l'œstrus, le col est très flasque et de ce fait beaucoup plus difficile à se sentir par palpation transrectale.

Le col utérin de la jument diffère de celui de la vache en deux points majeurs :

- ✓ La lumière du canal cervicale peut largement se dilater et se refermer pendant le cycle œstral du fait de l'existence dans sa paroi d'une épaisse couche de fibres musculaires circulaires qui est également riche en fibres élastiques
- ✓ Le canal cervical ne comporte que des replis longitudinaux et non des anneaux transversaux qui l'oblitérent. Par conséquent, l'accès à l'utérus par voie cervicale est beaucoup plus aisé et simple chez la jument que chez la vache. (Blanchard et al, 2005)

### **I-1-3-3/ L'oviducte ou trompe utérine, ou salpinx :**

Ce sont des tubes ondulants de 20 à 30 cm de long situés en bordure du ligament large.

3 parties les composent:

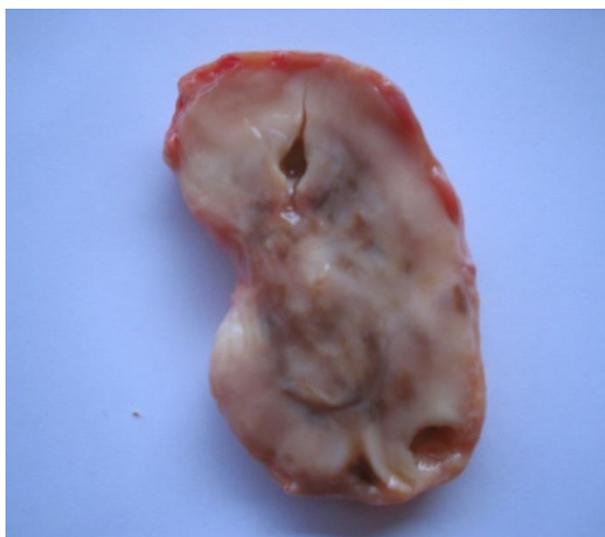
- **L'infundibulum** ou **pavillon** : il est situé au voisinage de la fosse d'ovulation et récolte l'ovocyte après l'ovulation. Celui-ci est transporté grâce aux contractions de l'oviducte au niveau de l'ampoule.
- **L'ampoule** : il s'agit de la 1<sup>ère</sup> moitié de l'oviducte à partir de l'ovaire, c'est le lieu de la fécondation.
- **L'isthme** : il s'agit de la 2<sup>ème</sup> partie de l'oviducte, c'est la voie de remontée des spermatozoïdes et de la descente de l'œuf après la fécondation. (Gyrary, 2018)

### **I-1-3-4/ Les ovaires :**

Les ovaires sont situés dans la région sous-lombaires (en dessous de la 4<sup>ème</sup> ou 5<sup>ème</sup> vertèbre lombaire), ils sont généralement positionnés plusieurs centimètres en arrière de chacun des deux reins. L'ovaire droit est systématiquement plus crâniale (de 2 à 3 cm) que le gauche. (Blanchard et al, 2005)

Les ovaires permettent d'une part la production des ovules et des ovocytes (=gamètes femelles). Ce sont les ovocytes II qui sont expulsés lors de l'ovulation, vers la fin des chaleurs. Ils permettent d'autre part la production d'hormones : les œstrogènes (expression des chaleurs) ou la progestérone lorsque la jument n'est pas en chaleurs.

Leur forme et leur structure sont définitives vers l'âge de 2 ou 3 ans. Ils ont une forme caractéristique en haricot. Les dimensions varient en fonction de la race et de la saison : 6-7 cm de long, 3-4 cm de large et 3 à 4 cm d'épaisseur (Figure 3). Le poids peut aller de 20 à 170 g. À la différence des autres espèces, la jument possède une fosse ovulatoire et la structure de l'ovaire est inversée : la zone vasculaire (médulla) est externe et la zone germinative (cortex contenant les follicules et les ovocytes) comprenant la fosse d'ovulation est en position interne. (Gyrary, 2018)



**Figure (3) :** Coupe transversale d'un ovaire d'une jument (Aouane, 2007)

## **II-La physiologie de la reproduction :**

### **II-1 /Puberté :**

La définition de la puberté est variable. Elle peut se rapporter à l'âge du premier œstrus, à l'âge de la première ovulation, et cela résulte de la maturation de l'axe hypothalamo-hypophysaire ovarien (Samper, 2009).

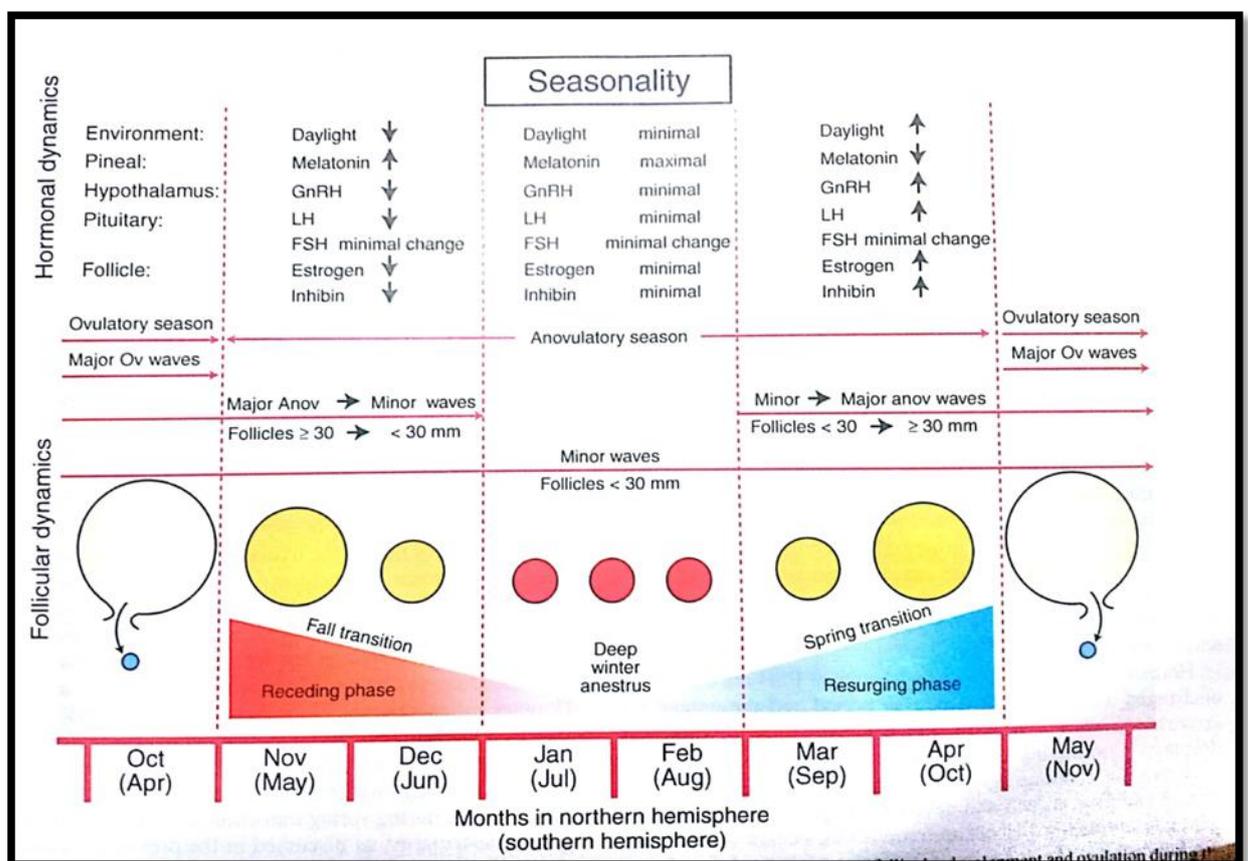
Les juments atteignent leur puberté entre 8 et 37 mois (15 mois en moyenne). Cette variation importante dépend de la race, du moment de la naissance par rapport à la saison de reproduction, de la localisation, mais aussi de la nutrition de la jument et de son état corporel, ainsi que des interactions sociales (avec des étalons par exemple) (Mckinnon and al, 2011)

### **II-2/La saisonnalité :**

La jument est un animal polyœstrien saisonnier : dans l'hémisphère nord, l'activité sexuelle physiologique de la jument s'étend en moyenne de fin avril à octobre et diffère en cela de la saison administrative qui débute en février et s'arrête en juillet. Il existe une forte corrélation entre l'augmentation de la durée du jour et l'apparition des ovulations. La jument n'ovule pas toute l'année. Il existe une saison ovulatoire qui débute le jour de la première ovulation et se termine le jour de la dernière ovulation. Cette période varie d'un individu à l'autre et pour un même individu d'une année à l'autre. Dans de bonnes conditions d'entretien, on estime que 15-20% des juments conservent une activité cyclique toute l'année (Blanchard et al, 2005). L'espace de temps pendant lequel il n'y a pas d'ovulation constitue la saison anovulatoire ou anoestrus saisonnier.

L'activité de la reproduction des juments au cours d'une année peut être divisée en des périodes qui correspondent aux changements de la durée du jour à savoir :

- La phase d'activité maximale de la fonction de reproduction, correspondant à la saison de monte et à la période ovulatoire, se situe au moment où les jours sont les plus longs autour du solstice d'été (21) juin.
- La phase de transition qui suit est une période d'anovulation, elle coïncide avec le moment de l'équinoxe d'automne (21 septembre) lorsque les jours et les nuits ont la même longueur. Au cours de cette phase, les juments peuvent présenter des comportements d'œstrus un peu erratique car non associés à des ovulations.
- La phase d'anoestrus ou de repos sexuel est centrée autour et après la période où les jours sont plus courts de l'année, autour de solstice d'hiver (21 décembre)
- La phase qui suit celle d'anoestrus est une autre phase de transition ou période d'anovulation qui se déroule au moment de l'équinoxe de printemps (21 mars). Cette période est caractérisée par une longue période de chaleurs assez erratique qui au final se terminera par la première ovulation de la saison de reproduction (Blanchard et al, 2005).



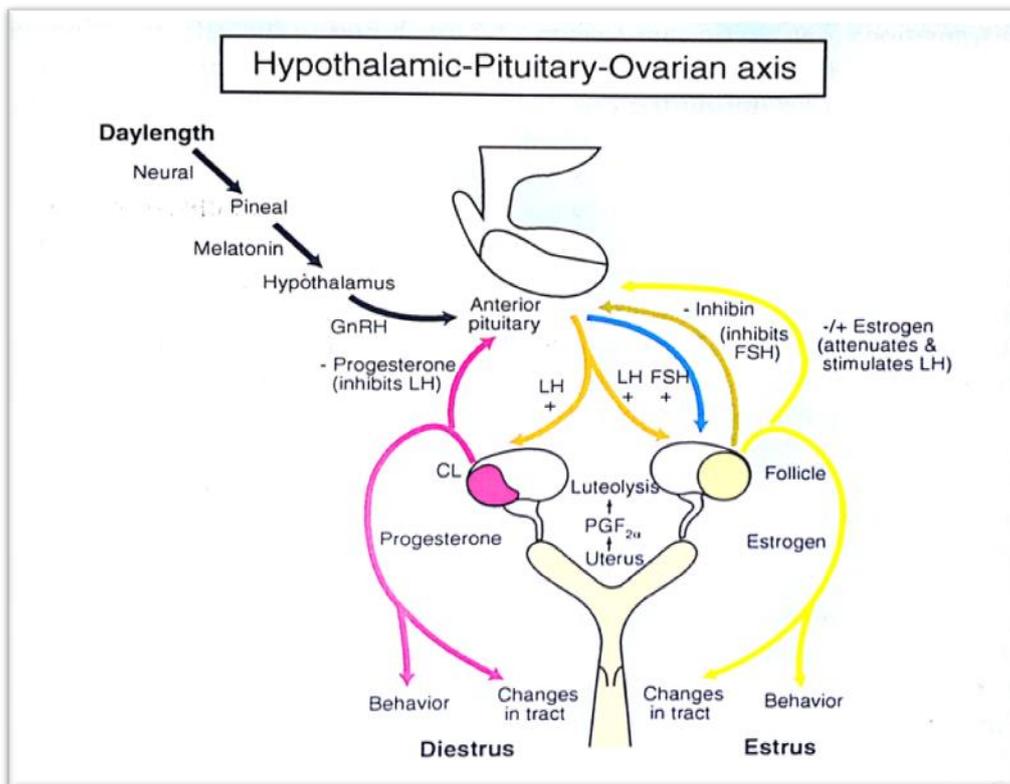
**Figure (4) :** l'effet de la saison sur la reproduction, les hormones et leur influence sur le développement folliculaire et l'ovulation durant les périodes de transitions de printemps et l'hiver et l'anoestrus d'hiver chez la jument (Samper, 2009)

### II-3/La photopériode :

La variation saisonnière de la durée de l'éclairement journalier a une forte influence sur l'activité de reproduction de la jument.

La jument est une espèce à reproduction saisonnière, du fait d'une régulation par la durée quotidienne de la lumière du jour ou photopériode. Le système de régulation de la fonction de la reproduction de la jument répond positivement à l'augmentation de la durée de l'éclairement quotidien et vice-versa. La longueur de la photopériode journalière module la fonction de la reproduction en jouant sur la sécrétion de GnRH par la glande pinéale qui est considéré comme étant à l'origine du signal de régulation de l'activité de l'hypothalamus via la sécrétion de la mélatonine.

Des études ont montré que la mélatonine sécrétée par la glande pinéale (ou épiphyse) joue un rôle dans la saisonnalité de la reproduction. La mélatonine est sécrétée lors des phases obscures et inhibe la sécrétion de GnRH par l'hypothalamus. Ainsi, plus les nuits se rallongent, et donc les jours se raccourcissent, plus la fonction de reproduction est inhibée (Blanchard et al, 2005).



**Figure (5) :** l'effet de la photopériode sur l'axe hypothalamo-hypophysaire ovarien chez la jument (Samper, 2009)

### II-4/Cycle œstral :

Pendant la saison de reproduction (d'avril/mai à septembre/octobre dans l'hémisphère Nord), un enchaînement de cycles est observé aboutissant à une ovulation par cycle. Ces cycles peuvent être

divisés en période d'œstrus (2 à 12 jours) et de diœstrus (14 à 15 jours) selon le comportement sexuel de la jument, ou en phase folliculaire et lutéale selon la physiologie ovarienne. (Blanchard et al, 2005)

L'activité ovarienne est contrôlée grâce aux hormones hypothalamo-hypophysaires. Un échange a lieu entre ces hormones et les hormones ovariennes pour réguler la fonction de reproduction. L'hypothalamus sécrète la GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone) qui stimule l'hypophyse. Celle-ci produit la FSH (Follicle-Stimulating Hormone) et la LH (Luteinizing Hormone) qui agissent directement sur la croissance folliculaire au niveau des ovaires. Les ovaires, quant à eux, sécrètent selon leur stade des œstrogènes (stade folliculaire) ou de la progestérone (stade lutéal). Ces hormones ovariennes exercent un rétrocontrôle sur l'axe hypothalamo-hypophysaire. (Druet, 2016).

En période de reproduction, les ovaires présentent une forte activité et certains follicules vont entrer en phase terminale de croissance, formant ce qu'on appelle couramment une vague folliculaire. Ainsi, quelques follicules sont recrutés et développent des récepteurs à la FSH. En 7 à 8 jours, une petite dizaine de follicules émergent et atteignent 6 mm de diamètre. Ces derniers entrent alors en phase de croissance commune. Durant cette phase de croissance commune (en moyenne 6 jours), les follicules croissent sous l'effet de la FSH et le follicule dit dominant pourra atteindre un diamètre de 22 mm de diamètre. A ce moment-là, l'inhibine et l'œstrogène sécrété par les follicules, mais surtout par le follicule dominant, exercent une rétroaction négative sur la sécrétion pituitaire de FSH. Celle-ci atteint alors un pic puis décline ce qui entraîne l'atrésie de tous les autres follicules en croissance. Seul le follicule dominant ayant mis en place un plus grand nombre de récepteurs à la FSH et à la LH continue de croître, notamment sous l'effet de la sécrétion de LH qui augmente. Cela s'appelle la déviation (qui intervient environ 3 jours après le pic de FSH). La sécrétion de LH continue d'augmenter, le follicule dominant sélectionné croît d'environ 3 mm par jour pour atteindre plus de 30 mm de diamètre jusqu'au pic de LH qui entraîne l'ovulation (environ 7 jours après la déviation, et deux jours après le pic d'œstrogène). Un corps jaune s'organise. L'ovaire entre alors en phase lutéale (Parachini-Winter, 2014). L'oocyte libéré est fertile pendant environ 18 heures. (Löfstedt, 2011).

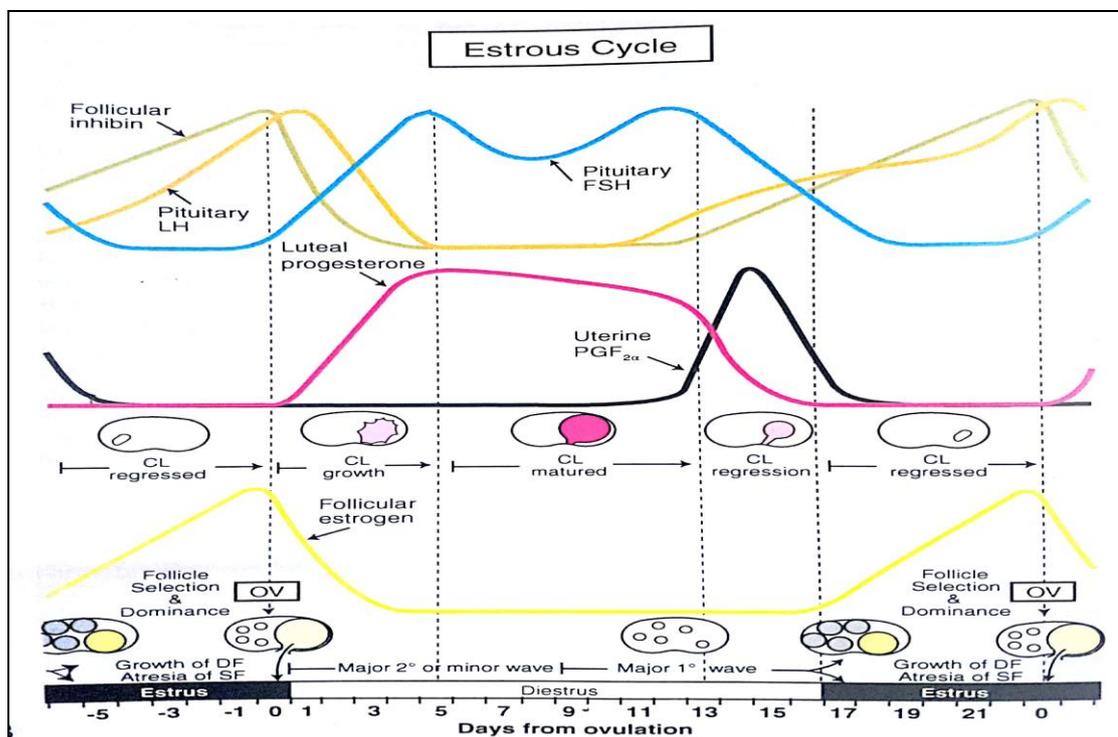
Les œstrogènes sécrétés lors de la phase folliculaire par le follicule dominant entraînent chez la jument un comportement d'œstrus correspondant à une acceptation du mâle. L'œstrus dure ainsi environ 6 jours avec 78% des ovulations qui ont lieu dans les 48 heures précédant la fin de l'œstrus. (McCue et al, 2011).

Une fois la mise en place du corps jaune, celui-ci sécrète la progestérone, ce qui inhibe le comportement d'œstrus. La jument entre alors en diœstrus, refusant le mâle pendant près de 15 jours. Un corps jaune fonctionnel sécrète plus de 2 ng/mL de progestérone dans le sang. (Löfstedt,

2011). Cette source de progestérone permet de préparer l'utérus à recevoir éventuellement l'œuf fécondé, mais aussi de soutenir l'embryon et le développement fœtal en début de gestation. Si la jument n'est pas gestante 16 jours après l'ovulation, le corps jaune va régresser en réponse à la prostaglandine F2 $\alpha$  (PGF2 $\alpha$ ) sécrétée par l'utérus. La jument retourne alors en œstrus. Ainsi, en cas de pyomètre par exemple, l'incapacité de l'utérus à sécréter de la PGF2 $\alpha$  amène à une persistance du corps jaune. A l'inverse une synthèse prématurée de PGF2 $\alpha$  peut aussi être rencontrée lors d'endométrite. Si la jument est gestante, le corps jaune dit « primaire » va se maintenir jusqu'à ce que le corps jaune « supplémentaire » ou « secondaire » se mette en place après 30 jours et jusqu'à 50 à 70 jours (quand le placenta deviendra la principale source de progestérone). (Bergfelt et al, 2011).

Il faut noter que ce processus de sélection folliculaire permet de limiter le nombre d'ovulations. Ainsi seules 20 à 25% des ovulations sont doubles. (Parachini-Winter, 2014).

La figure (6) résume ce cycle ovarien régit par le jeu hormonal :



**Figure (6) :** Le cycle œstral chez la jument (Samper, 2009)

**CHAPITRE II :**  
**L'échographie en reproduction équine**

## **II/L'échographie en reproduction équine :**

L'échographe est devenue un outil fondamental pour les praticiens vétérinaires et pour les chercheurs. Les images en deux dimensions avec différents niveaux de gris produites par les échographes en temps réel fonctionnant en mode B (B= mode brillance) fournissant une vue dynamique détaillée des structures étudiées.

La réalisation d'une échographie est relativement simple pour un spécialiste de la reproduction entraîné. Elle nécessite simplement une bonne connaissance de l'anatomie du tractus génital et la maîtrise de l'exploration transrectale.

Le diagnostic échographique est de ce fait utilisé chez les juments poulinières pour :

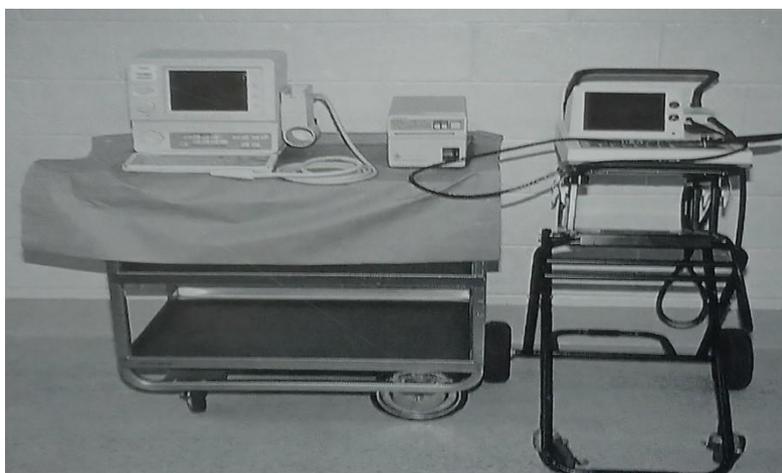
- Evaluer et suivre l'activité ovarienne.
- Diagnostiquer une gestation et suivre son déroulement.
- Diagnostiquer les affections de l'appareil génital. (Blanchard et al, 2005)

### **II-1/Matériel :**

Les principaux appareils utilisés sont en mode B. Ils sont en temps réel, l'image bougeant en même temps que les tissus sous-jacents. (Pallatin, 2017)

Ils sont composés d'une sonde qui est reliée par un long cordon à une unité centrale qui est munie d'un écran de visualisation et d'un clavier de commande, ce dernier permet à l'opérateur de régler la qualité de l'image et d'identifier voire légèrer l'image et d'effectuer des mesures des structures intéressantes.

Les sondes échographiques linéaires de 5 à 6 MHz sont les plus adaptées pour la majorité des examens en reproduction équine (figure 7) (Blanchard et al, 2005).



**Figure (7) :** Deux appareils d'échographie utilisés pour les examens par voie transrectale chez la jument (Blanchard et al, 2005)

## **II-2/Technique de l'examen échographique :**

L'examen échographique de l'appareil génital de la jument est en général réalisé par voie transrectale. Pendant l'examen, une contention minimale mais efficace de la jument, réduira les risques de détérioration du matériel et d'induction de lésions chez la jument ou de blessures pour le praticien.

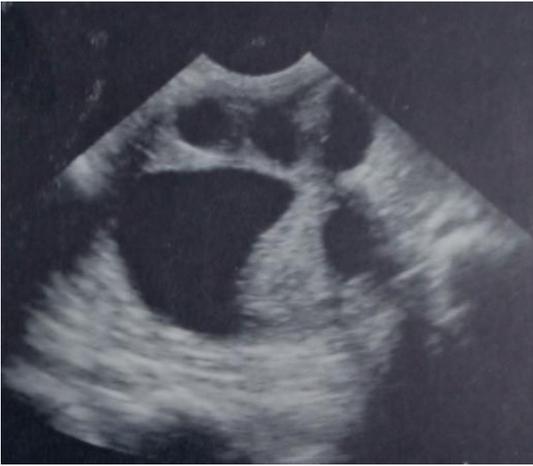
Pour effectuer un examen échographique de l'appareil génital de la jument par voie transrectale, il convient de suivre les étapes suivantes :

- Evacuer avec une main et un bras très bien lubrifiés tous les excréments du rectum. Veiller à ne pas faire pénétrer d'air dans le rectum pendant ce retrait de crottins, car les ultrasons ne traversent pas l'air ce qui empêcherait de voir les structures sous-jacentes.
- Palper de manière systématique l'ensemble des organes de l'appareil génital.
- Effectuer l'examen échographique en tenant la sonde lubrifiée et protégée dans le creux de la main afin d'éviter tout risque de lésions des parois du rectum.
- En cas de réaction excessive de la jument, arrêter l'examen et faire une tranquillisation de l'animal. Dans de rares cas, une anesthésie épidurale peut s'avérer nécessaire avant de poursuivre l'examen. (Blanchard et al, 2005)

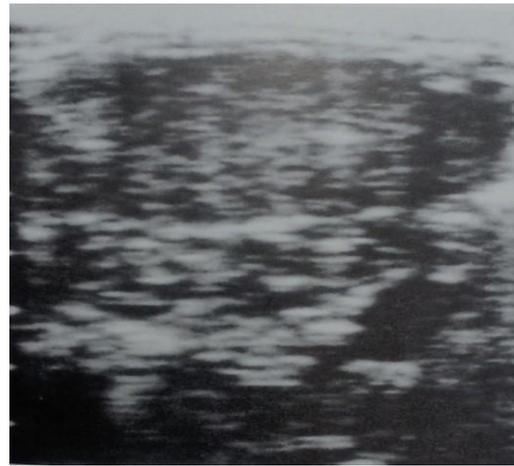
## **II-3/ Examen des ovaires :**

Les ovaires de la jument sont facilement examinés par échographie transrectale. Le tissu du stroma ovarien est uniformément échogène. Les follicules au contenu liquidien apparaissent donc sous la forme d'image anéchogène en forme de disque ou parfois un peu irrégulières.

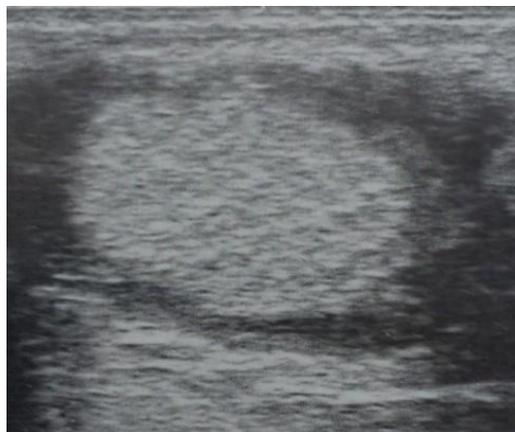
L'aspect échographique des corps jaunes est variable allant d'une image uniformément hyperéchogène à une image hétérogène ou un peu mouchetée ou seulement une partie de la structure est composée de tissu échogène (figure8, 9 et 10) (Blanchard et al, 2005).



**Figure (8) :** Ovaire d'une jument en chaleurs avec des follicules de différentes formes (Kähn, 1994)



**Figure (9) :** Image échographique d'un ovaire d'une jument en anœstrus qui ne présente ni follicule ni corps jaune (Kähn, 1994)



**Figure (10) :** image échographique d'un ovaire de jument renfermant un corps jaune hyperéchogène (Kähn, 1994)

### **II-3-1/ Suivi de la croissance folliculaire :**

La palpation transrectale et l'échographie de l'appareil génital interne sont les méthodes de référence pour effectuer un suivi précis de la croissance folliculaire chez la jument pour prévoir au mieux le moment de l'ovulation et d'optimiser ainsi le moment de la saillie ou de l'insémination (Lefranc, 2008).

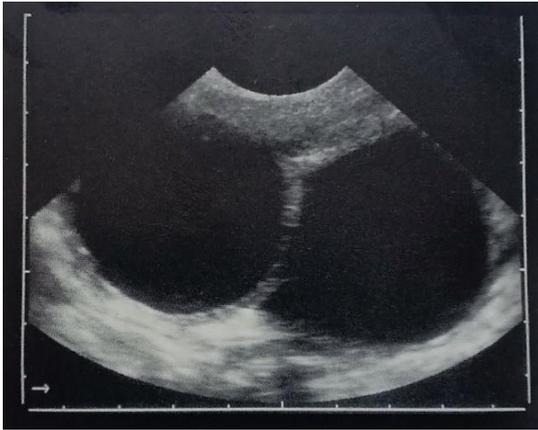
Il est difficile de prévoir le moment de l'ovulation chez la jument car l'œstrus est long et de durée variable. Le choix du moment de l'insémination donc n'est pas facile. Il doit essentiellement tenir

compte de la semence utilisée et de la quantité de doses de semence disponibles. L'insémination doit donc avoir lieu dans les 24 à 48 h qui précèdent l'ovulation ou dans les 6 à 8 h suivant l'ovulation. (Barrier-Battut, 2008)

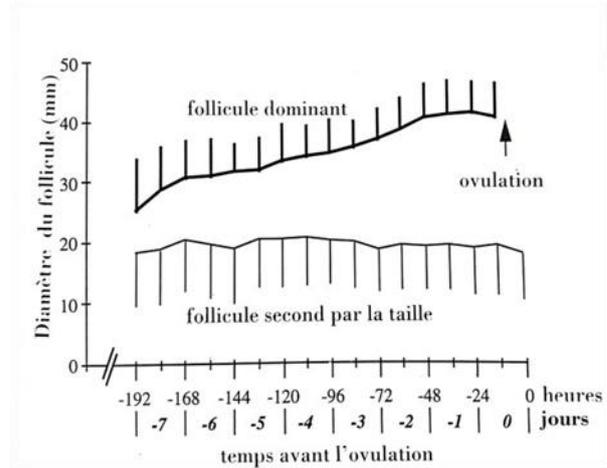
Les juments ont dans la majorité des cas une seule vague de croissance folliculaire, mais il peut survenir, moins fréquemment, des cycles avec deux vagues de croissance folliculaire (Blanchard et al, 2005).

192 h environ avant l'ovulation (J7, J0= jour de l'ovulation), les follicules en fin d'œstrus ont un diamètre moyen d'environ 25mm (Figure 11). Ils croissent ensuite d'environ 2 à 2,5 mm par jour et atteignent un maximum de 41 à 45mm en moyenne 24 à 48 h avant l'ovulation (Pierson et Ginther, 1985) (Will et al, 1988). Les deux jours avant l'ovulation on ne constate plus d'augmentation de taille (Palmer et Driancourt, 1980). Le diamètre du follicule préovulatoire reste stable et on observe même parfois une légère diminution de taille la veille de l'ovulation suite à la diminution de la pression intra-folliculaire.

- ✓ En cas d'ovulation unique, le follicule a généralement un diamètre de 40mm ou plus. Ce n'est qu'occasionnellement que des follicules plus petits ovulent. La limite supérieure du diamètre des follicules œstraux normaux est de 55 à 58 mm (Will et al, 1988). L'ovulation se produit alors que le follicule mesure entre 30 et 70 mm de diamètre, avec une variation d'une jument à l'autre, et pour la même jument, d'un cycle à l'autre. Un gros follicule ne signifie pas systématiquement une ovulation imminente. Des croissances folliculaires en phase lutéale et en début de gestation surviennent, tout comme des anovulations chez des juments en œstrus. Les quatre critères à suivre attentivement sont la taille, la forme, la consistance et l'échogénicité de la paroi du follicule. (Paul-Jeanjean, 2013)
- ✓ En cas d'ovulation double, le diamètre des follicules préovulatoires peut être légèrement inférieur à celui en cas d'ovulation unique (figure 12). En pareil cas, il n'est pas rare que le diamètre à l'ovulation soit compris entre 35 à 40mm (Will et al, 1988).



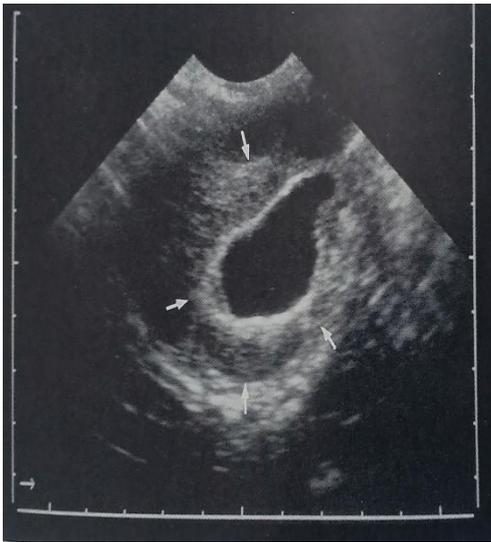
**Figure (11) :** Evolution du follicule dominant et du follicule second par la taille dans les jours précédant l'ovulation chez les juments (Kähn, 1994)



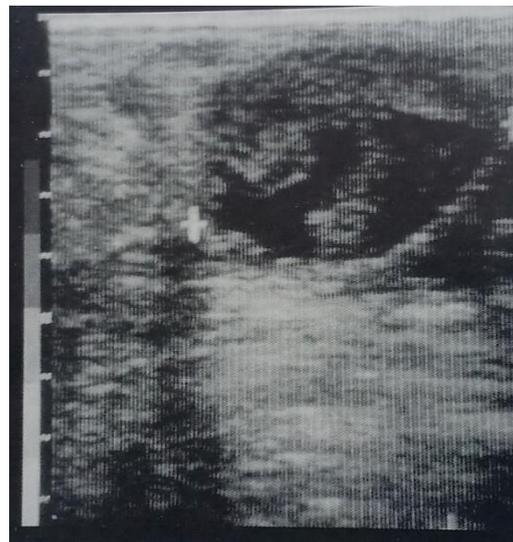
**Figure (12) :** Deux follicules œstraux chez une jument peu avant une ovulation double. Le diamètre des follicules était de 35 et 37 mm(Kähn,1994)

### II-3-2/ Diagnostic de l'ovulation :

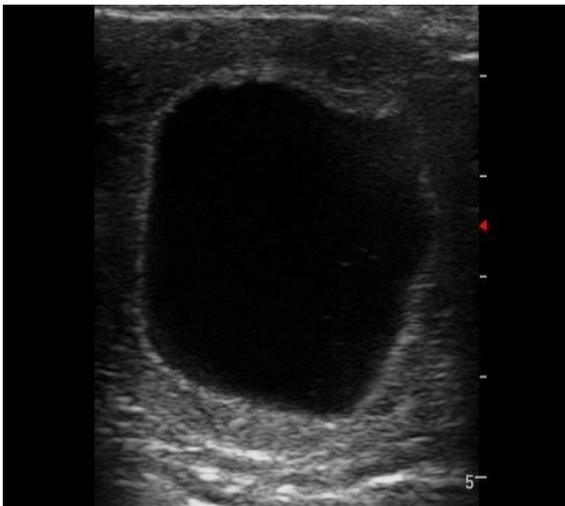
A l'échographie l'ovulation se reconnaît à la disparition du follicule volumineux visible auparavant. Chez la jument l'ovulation elle-même ne dure que des secondes ou des minutes (Carnevale et al, 1988). C'est seulement grâce à des examens très fréquents qu'on parvient à visualiser le follicule en train de s'effondrer (figures 13, 14 et 15). La paroi du follicule semble se replier vers le dedans, sa cavité prend une forme irrégulière et contient encore de petits restes de liquide. On ne sait pas si le liquide anéchogène au centre du follicule est un reste de liquide folliculaire, du sang s'écoulant dans la cavité du follicule après l'ovulation ou un mélange des deux (Kähn, 1994).



**Figure (13) :** Follicule collabé avec large liseré échogène périphérique (flèches) au niveau de l'ancienne paroi folliculaire le jour de l'ovulation (Kähn, 1994)



**Figure (14) :** Follicule collabé immédiatement après l'ovulation. Le follicule contient encore de petits restes de liquide (entre les croix) (Kähn, 1994)



**Figure (15) :**Image échographique d'un follicule ovulatoire (Nasri, 2019)

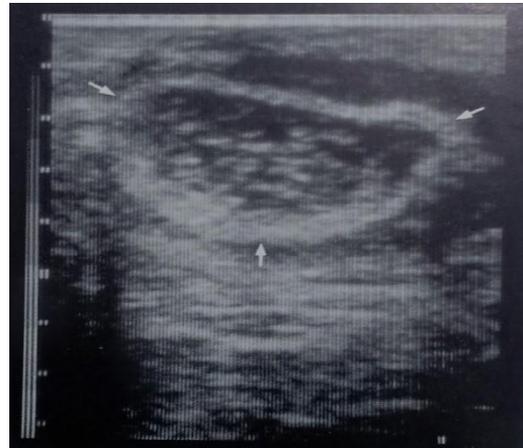
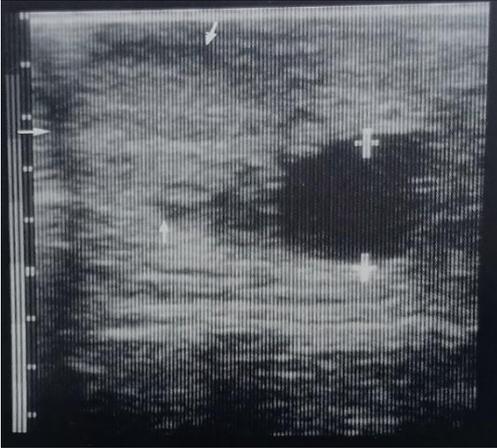
### **II-3-3/ Evolution du corps jaune :**

#### **II-3-3-1/ Au cours du cycle :**

Dans de nombreux cas le corps jaune a une forme irrégulière et parfois cubique. Il apparaît souvent rétréci en son milieu comme une guitare.

Avec une sonde à 5 MHz, on peut reconnaître assez fiablement les corps jaunes de leur période de formation jusqu'au milieu du diœstrus vers le 12ème jour (Pierson et Ginther1985).

Au diœstrus on peut observer chez la jument des corps jaunes, de deux types compact et hœmorragique (Pierson et Ginther, 1985). En moyenne une moitiœ des juments forment un corps jaune compact et une moitiœ un corps jaune hœmorragique aprœs l'ovulation. Il ne semble pas exister de diffœrences fonctionnelles entre les deux types de corps jaune (Townson et al, 1988). Les taux de progestœrone et le dœroulement du cycle sont semblables chez la jument œ corps jaune compact et celles œ corps jaune hœmorragique (figure 16 et 17) (Kœhn, 1994).



\*

**Figure (16) :** Corps jaune massif (flœches) chez une jument 8 jours aprœs l'ovulation. A sa droite, follicule (croix) d'un diamœtre de 24 mm (Kœhn, 1994)

**Figure (17) :** Corps jaune hœmorragique (flœches) chez une jument de 3 jours aprœs l'ovulation. L'œtroit lisœrœ lutœinisœ pœriphœrique entoure le volumineux caillot sanguin central peu œchogène (Kœhn, 1994)

- ✓ Le corps jaune compact œ une œchogœnicitœ uniforme et sa structure est homogœne sur toute son œtendue.
- ✓ Le corps jaune hœmorragique comprend deux zones inœgalement œchogœnes : un lisœrœ pœriphœrique œchogœne qui est une partie fortement lutœinisœe et le centre peu œchogœne est le caillot sanguin (Kœhn, 1994).

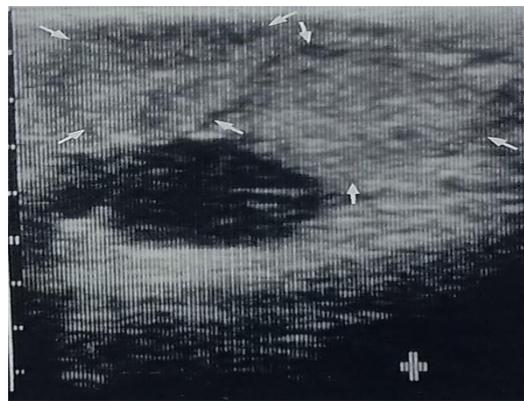
### II-3-3-2/ En dœbut de gestation :

En cas de fœcondation, on peut encore percevoir le corps jaune gestatif primaire au dœbut de la gestation (figure 18). Dans les deux premiœres semaines de gestation les corps jaunes ont une œchogœnicitœ semblable œ celle des corps jaunes compacts pœriodiques.

S'il s'est produit une ovulation double, on peut visualiser les deux corps jaunes correspondants. On peut voir également les deux corps jaunes gestatifs en cas de gestation gémellaire débutante (figure 19).



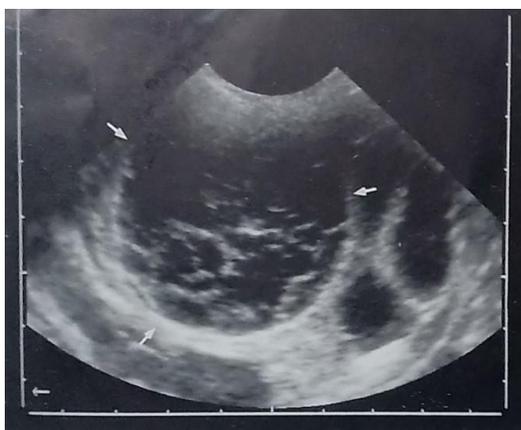
**Figure (18) :** corps jaune gestatif (flèches) d'une jument à 17 jours de gestation. Le corps jaune est entouré de plusieurs follicules (Kähn, 1994)



**Figure (19) :** Deux corps jaunes gestatifs (flèches) sur l'ovaire d'une jument à 25 jours de gestation (Kähn, 1994)

Les corps jaunes gestatifs accessoires se forment normalement du 40ème au 60ème jour se voient également à l'échographie. Ils donnent des images semblables à celles des corps jaunes hémorragiques cycliques.

Au début de leur développement, ils présentent souvent un étroit liseré périphérique échogène entourant une zone centrale réticulée peu échogène (figure 20). Dans la suite de la gestation ce centre peu échogène se réduit et la paroi lutéinisée échogène s'épaissit (figure 21) (Kähn, 1994).



**Figure (20) :** Corps jaune gestatif hémorragique (flèches) d'une jument à 53 jours de gestation (Kähn, 1994)



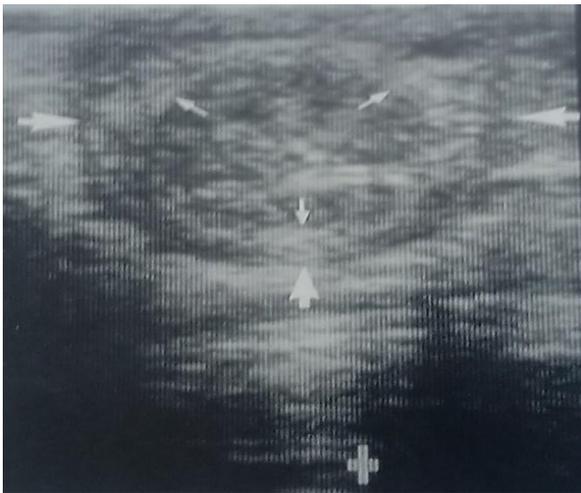
**Figure (21) :** Deux corps jaune gestatifs (flèches) chez une jument à 116 jours de gestation (Kähn, 1994)

## II-3-4/ Utérus :

### II-3-4-1/ Utérus non gravide :

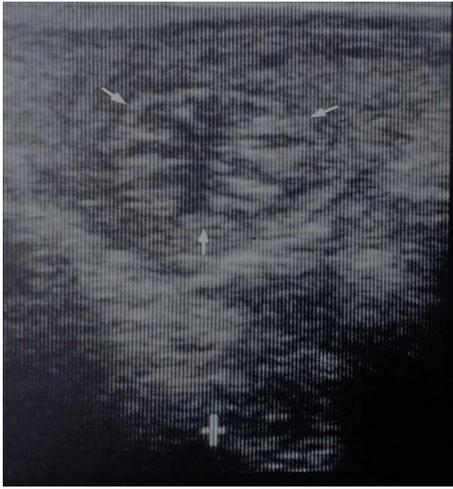
La section sagittale d'une corne utérine non gravide saine est ronde ou ovale. La paroi de l'utérus apparaît gris et moyennement échogène.

Le péritoine viscéral peut échogène se voit comme un mince trait. On observe parfois au milieu de la paroi utérine une autre ligne de séparation lui étant parallèle (Kähn et Leidl 1985). Cette zone peu échogène correspond à la transition entre endomètre et myomètre (figure 22). On observe parfois une petite zone très échogène au centre de l'utérus, elle correspond à la surface échogène de l'endomètre, accolée à elle-même lorsque la lumière de l'utérus est close, elle apparaît comme un écho punctiforme sur la coupe transversale et un écho linéaire sur la coupe longitudinale (Kähn, 1994).



**Figure (22) :** Coupe transversale de la corne utérine chez une jument non gravide en diœstrus. On voit sa limite externe péritonéale peu échogène (grosses flèches) et la transition entre le myomètre et l'endomètre (petites flèches) (Kähn, 1994)

La paroi de l'utérus apparaît comme une structure homogène au diœstrus et à l'œstrus. On ne reconnaît pas de stratification nette de la paroi utérine. A l'œstrus, chez un grand nombre de juments, on peut observer des plis nets sur la section de l'utérus (figure 23 et 24). La structure annulaire parallèle au péritoine viscéral, située à la limite de l'endomètre et du myomètre, est plus marquée. Il est en part des bandes peu échogènes se rencontrant dans la lumière de l'utérus pour former une étoile, où alternent les éléments échogènes et les éléments peu échogènes. Il s'agit de la base échogène, de la partie interne œdématiée et peu échogène et de l'épithélium central fortement échogène des plis de l'endomètre, qui font saillie en direction de la lumière utérine. Ce plissement rayonné de l'utérus est typique de la période œstrale et il est nettement visible chez la moitié des juments environ (Ginther et Pierson 1984). Il est en rapport avec l'œstrogénisation des chaleurs et se voit déjà 6-10 jours avant l'ovulation (Hayes et al, 1985). Ce plissement est maximum 1-4 jours avant les chaleurs, il s'atténue ensuite jusqu'à disparition environ 2-6 jours après l'ovulation (Kähn, 1994).



**Figure (23) :** Coupe d'une corne utérine à l'œstrus (Kähn, 1994)



**Figure (24) :** Œdème très marqué des plis de l'endomètre aux chaleurs (Kähn, 1994)

Normalement on n'observe pas de grande quantité de liquide dans la cavité de l'utérus non gravide. Il faut rapporter à une endométrite une sécrétion visible à l'échographie au diœstrus (Adam et al, 1987) (Squires et al, 1988), une petite accumulation de liquide est physiologique à l'œstrus (Kähn, 1994).

## **II-3-4-2/ Utérus gravide :**

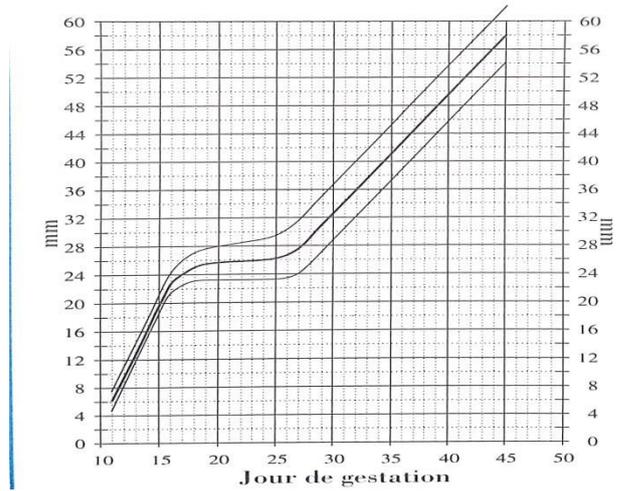
### **II-3-4-2-1/ Neuvième à treizième jour de gestation :**

Le produit de la fécondation commence à être visible quand il forme une vésicule remplie de liquide suffisamment grande pour être reconnue sur l'écran comme une sphère ronde anéchogène et cela est possible entre le 9ème au 13ème jour (Kähn, 1994).

Les échographes à 5 MHz à grande résolution permettent d'observer une vésicule embryonnaire de 3 à 5 mm dès le 9ème jour de gestation. Au 10ème jour le blastocyste a un diamètre d'environ 4 à 7 mm et se voit déjà chez 70% des juments (Ginther1986). Au 11ème jour il atteint 6 à 9 mm et se voit dans presque tous les cas (figure 25 et 26). Vers le 12ème jour le conceptus a un diamètre de 10 à 12 mm et il peut être observé avec des échographes à 3 à 3.5 MHz à faible résolution (Ginther1983).



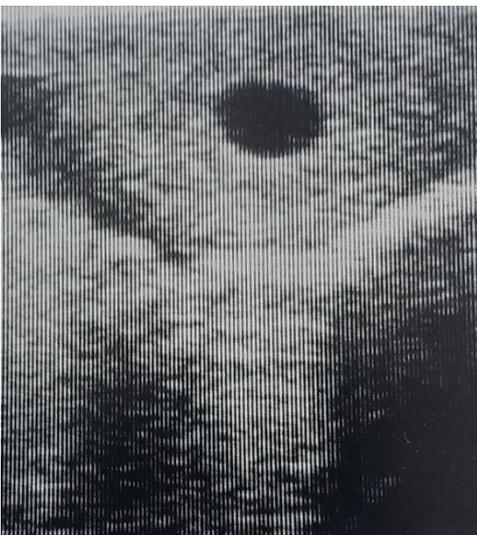
**Figure (25) :** Gestation au 11ème jour, son diamètre est de 9 mm (Kähn, 1994)



**Figure (26) :** Evolution du diamètre de la vésicule embryonnaire au début de la gestation chez la jument (Kähn, 1994)

**II-3-4-2-2/ Quatorzième à vingtième jour de gestation :**

Au 14ème jour de gestation, la vésicule embryonnaire a un diamètre 14 à 19 mm (figure 27 et 28). La vésicule embryonnaire est sphérique, l'embryon n'est pas encore visible (Kähn, 1994).



**Figure (27) :** Gestation au 14ème jour. La vésicule embryonnaire sphérique a un diamètre de 15 mm (Kähn, 1994)



**Figure (28) :** Une gestation de 14<sup>ème</sup> jour (Nasri, 2019)

De la 2ème semaine de gestation au début de la 3ème semaine, la vésicule embryonnaire croît de 3 à 4 mm par jour en moyenne et elle atteint 20 à 25 mm de diamètre vers le 16ème jour. La courbe de croissance s'aplatit nettement ensuite. Entre le 17ème et le 25ème jour de gestation, la taille de la

vésicule embryonnaire ne semble que peu augmenter (figure 29). (Palmer et Driancourt 1980, Valon et al 1982, Ginther 1983).



**Figure (29) :**Une gestation de 20ème jour (Nasri, 2019)

La mobilité du conceptus, constatable à l'échographie de la première observation de la vésicule embryonnaire au 17ème jour de gestation, est une particularité du cheval (Ginther et al, 1983). Le conceptus migre plusieurs fois par jour entre les cornes et le corps de l'utérus et des examens rapprochés le découvrent souvent en des points différents de l'utérus (Ginther 1984).

Les migrations de la vésicule embryonnaire semblent être dues à des contractions de la paroi utérine et commandées par le conceptus lui-même (Ginther 1984, Leith et Ginther 1985). Il faut attacher une importance particulière à l'examen du corps de l'utérus à cette phase initiale de la gestation. Du fait de sa forte mobilité, la vésicule embryonnaire se trouve assez souvent dans le corps de l'utérus. Si l'examen échographique ne porte que sur les cornes utérines, la vésicule embryonnaire se trouve plus en arrière dans le corps de l'utérus passe inaperçue. Ceci est une des causes les plus fréquentes de non observation du conceptus ou d'une gestation gémellaire (Kähn, 1994).

#### **II-3-4-2-3/ Vingt et unième à quarantième jour de gestation :**

L'embryon commence à être visible sur le plancher de la vésicule embryonnaire vers le 21ème jour (Ginther 1983, Kähn et Leidi, 1984). Il apparaît initialement sur le plancher de la vésicule embryonnaire comme une densification échogène ventrale pas encore séparée de l'endomètre. Jusqu'au 40ème jour l'embryon effectue ensuite son ascension caractéristique à l'intérieur de la vésicule embryonnaire (Vallon et al, 1982). La vésicule allantoïdienne située ventralement commence à se remplir et soulève l'embryon (figure 30 et 31).



**Figure (30) :** Gestation à 35 jours. L'embryon flotte très haut dans la vésicule embryonnaire. Le sac vitellin a presque disparu (Kähn, 1994)

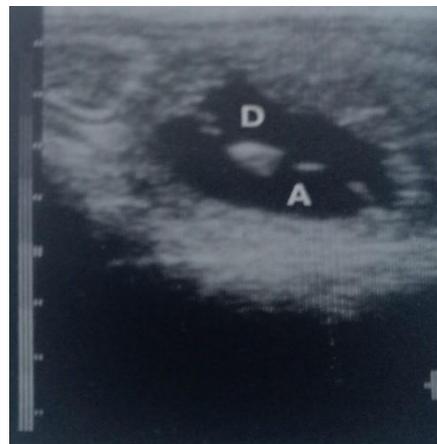


**Figure (31) :** Gestation de 30 jour (Nasri, 2019)

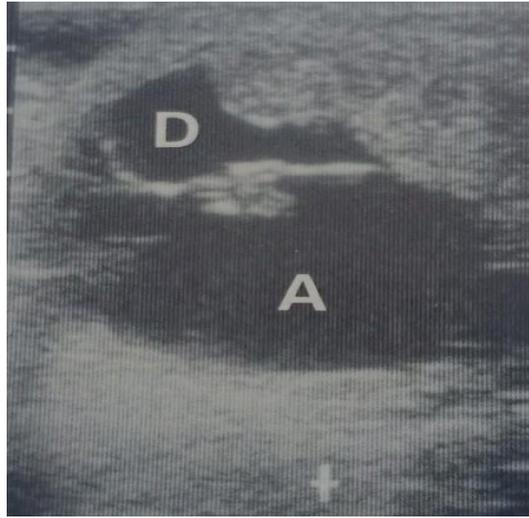
Alors que le sac allantoïdien remplit initialement la plus grande partie de l'ébauche embryonnaire au-dessus de l'embryon, il se réduit lentement les jours suivant. Le rapport entre les deux poches s'inverse en faveur de l'allantoïde jusqu'à ce que le sac vitellin soit presque disparu vers le 40ème jour. L'embryon semble être suspendu dans la membrane échogène formée en commun par l'allantoïde et le sac vitellin, et flotter dans les eaux fœtales anéchogènes. Entre le 22ème et le 25ème jour la plupart des embryons commencent leur ascension. Vers le 27ème jour ils sont encore dans le tiers inférieur de la vésicule embryonnaire (figure 32), ils sont au milieu vers le 30ème jour (figure 33) et dans le tiers supérieur vers le 33ème jour (figure 34) (Kähn, 1994).



**Figure (32) :** Gestation à 27 jours. L'ascension de l'embryon (flèches) a commencé (Kähn, 1994)



**Figure (33) :** Gestation à 29 jours. L'embryon flotte au milieu de la vésicule embryonnaire (Kähn, 1994)



**Figure (34) :** Gestation à 32 jours. L'embryon flotte dans le tiers supérieur de la vésicule embryonnaire. Le sac vitellin (D) est fortement atrophié. L'allantoïde (A) se développe de plus en plus (Kähn, 1994)

Vers le 21ème jour l'embryon a une longueur d'environ 5 mm (Ginther 1983), il croît d'un millimètre par jour pour atteindre 12 mm vers le 30ème jour, 17 mm vers le 35ème jour et 22 mm vers le 40ème jour.

On peut observer les contractions cardiaques quelques jours après que l'embryon soit reconnu avec netteté. C'est un signe important pour apprécier la vitalité de l'embryon et exclure une gestation pathologique (Kähn, 1994).

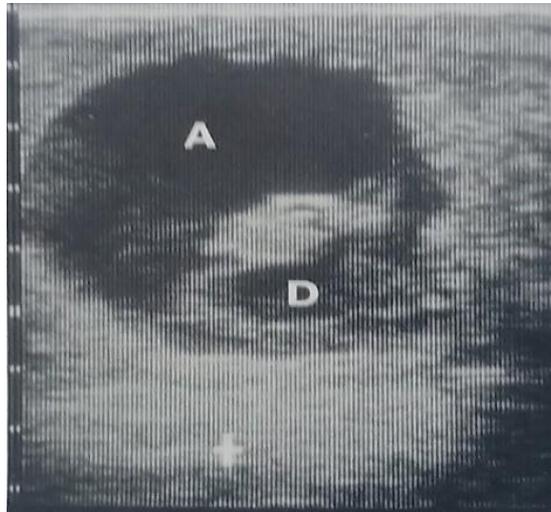
#### **II-3-4-2-4/ Quarante et unième à soixantième jour de gestation :**

Le fœtus atteint sa position la plus élevée dans la vésicule embryonnaire vers le 40ème jour (figure 35). Après il revient au fond de la vésicule embryonnaire, où il est suspendu au cordon ombilical (Kähn et Leidl 1984). On observe souvent des mouvements du fœtus à partir de cette période (Allen et Goddard 1984).



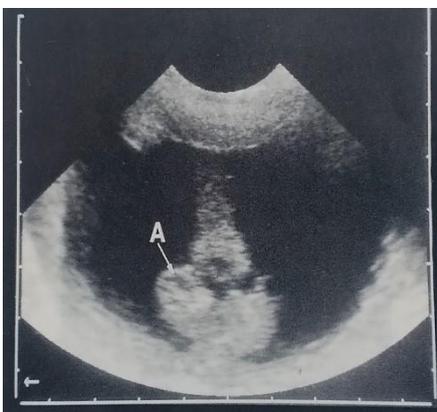
**Figure (35) :** Gestation à 40 jours. L'embryon (flèche) revient au fond de vésicule embryonnaire et pend du cordon ombilical. On voit encore des restes du sac vitellin (Kähn, 1994)

Le cordon ombilical se fixe normalement sur le pôle dorsal de l'allanto-chorion. Très rarement, il s'insère latéralement ou ventralement. Il existe des cas où le sac vitellin est en bas et l'allantoïde en haut, si bien que la migration de l'embryon à l'intérieure de la vésicule embryonnaire se fait du haut vers le bas (figure 36) (Kähn, 1994).



**Figure (36) :** Gestation à 37 jours. La vésicule embryonnaire est orientée anormalement. L'allantoïde (A) est dorsal et le sac vitellin (D) ventral (Kähn, 1994)

Vers le 45ème jour, le fœtus a une longueur vertex coccyx de 25 mm (figure 37) et il atteint 40 mm vers le 60ème jour. Entre le 45ème et le 50ème jour, la vésicule embryonnaire atteint un diamètre de 6 cm. Elle dépasse ainsi la largeur d'image d'une sonde linéaire à 5 MHz et elle ne peut plus être visualisée que par fractions (figure 38). A partir des 50ème à 60ème jours une profondeur de pénétration de 10 cm ne suffit plus pour visualiser en totalité les enveloppes fœtales (Kähn, 1994).



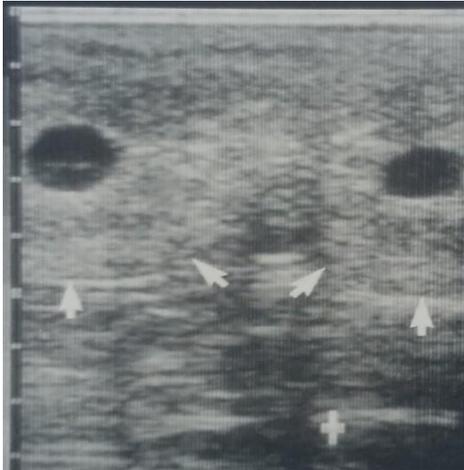
**Figure (37) :** Gestation à 46 jours. Le fœtus se trouve avec le dos sur le plancher de la vésicule embryonnaire. La longueur vertex-coccyx est de 33 mm (Kähn, 1994)



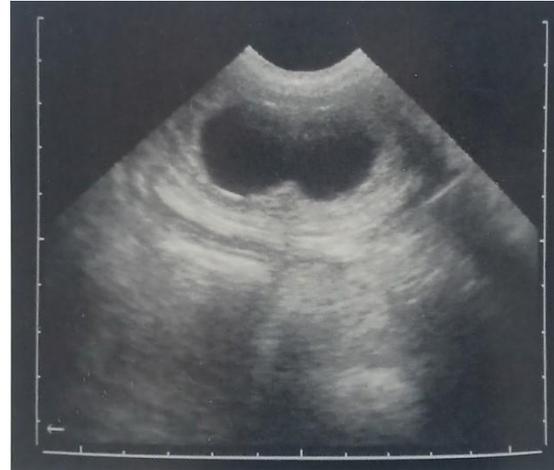
**Figure (38) :** gestation à 54 jours, le diamètre de la vésicule embryonnaire dépasse la largeur de l'échographe. La tête est à gauche (Kähn,1994)

### II-3-4-2-5/ Gestation gémellaire :

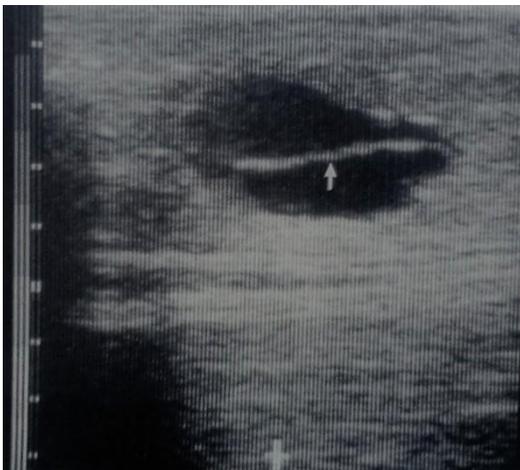
Un examen soigneux est nécessaire pour déceler précocement une gestation gémellaire. Le diagnostic est relativement simple entre le 12ème et le 16ème jour (figure 39). En début de gestation, un examen soigneux révèle facilement les vésicules embryonnaires disposées chacune dans une corne (Merkt et al, 1983). Les embryons situés dans une même corne sont surtout à l'origine des difficultés (figure 40 et 41).



**Figure (39) :** Gestation gémellaire à 13 jours. Les deux vésicules embryonnaires sont situées chacune dans une corne différente (flèches) (Kähn, 1994)



**Figure (40) :** Gestation gémellaire à 16 jours. Les deux vésicules embryonnaires sont situées l'une près de l'autre dans la même corne (Kähn, 1994)



**Figure (41) :** Gestation simple à 22 jours. La mauvaise orientation de la sonde ne révèle que la membrane allanto-vitelline (flèches) sans embryon. On peut conclure de façon erronée à une gestation gémellaire (Kähn, 1994)

De nombreuses causes peuvent être responsables de la non-découverte d'une gestation gémellaire. Si les deux vésicules embryonnaires sont étroitement rapprochées et que la sonde est mal orientée, les enveloppes les séparant peuvent ne pas apparaître comme une mince membrane fortement échogène. Une vésicule embryonnaire d'un diamètre excessif pour la date de saillie « large for

date» est un signe de gestation gémellaire. Si l'ascension a déjà commencé, avec la formation d'un septum caractéristique au milieu de la vésicule embryonnaire. Cette membrane formée en commun par l'allantoïde et le sac vitellin peut faire qu'une vésicule embryonnaire unique est prise pour une gestation gémellaire. Inversement, dans une gestation gémellaire, des enveloppes fœtales très rapprochées peuvent être confondues avec une membrane allanto-vitelline (Kahn, 1994).

## **CHAPITRE III :**

### **L'insémination Artificielle équine**

### **III/ L'insémination Artificielle équine :**

#### **III-1/Définition :**

L'insémination artificielle est une technique qui consiste à déposer la semence récoltée du mâle dans le tractus génitale de la femelle sans aucun contact entre les deux reproducteurs.

L'enjeu de l'insémination artificielle est la rencontre de spermatozoïdes avec un ovocyte viable afin d'optimiser le taux de fertilité par cycle. Depuis leur mise en place, ces techniques ont connu un essor important et ont fait l'objet de nombreuses études afin d'identifier des stratégies permettant d'optimiser la mise à la reproduction des juments et d'obtenir un poulain le plus tôt possible au cours de l'année suivante (BarrierBattut et al, 2014).

#### **III-2/Historique**

Au XIV<sup>e</sup> siècle les Arabes ont utilisé l'insémination artificielle chez le cheval. Les premières tentatives en France ont eu lieu en 1887 avec Benoit et Repiquet. Ivanov et l'école russe en 1912 sont à l'origine des premières applications pratiques (Nicolich, 1989). La reproduction du cheval a été étudiée dans les années 1950 par Nishikawa au Japon qui a mis au point les premiers dilueurs pour la semence d'étalon (Nishikawa, 1975). En France, l'INRA a mené des recherches sur l'insémination artificielle des équidés à partir de 1978, dans le laboratoire d'Eric Palmer à la station de physiologie de la reproduction de Nouzilly (près de Tours). A partir de 1980, des juments ont été inséminées en Bretagne (Fauquenot, 1987 ; Magistini, 1990). La congélation du sperme a été étudiée dès 1951-1953 par Skatin de l'Institut du cheval à Moscou (Nicolich, 1989).

#### **III-3/Intérêts**

- L'insémination artificielle permet un contrôle sanitaire plus strict. Elle élimine les vulvoplasties répétées et les risques liés à des animaux vicieux.
- Elle permet de diminuer le nombre de sauts à effectuer par les étalons et d'améliorer leur fécondité (Corde, 1985).
- Elle peut augmenter le nombre de juments saillies par étalon.
- Elle permet d'évaluer le sperme des étalons à chaque récolte et de constater des changements de qualité du sperme.
- Elle permet de mieux utiliser les étalons âgés,
- Le travail des éleveurs est plus attractif, etc (Nicolich, 1989).
- La semence disponible se rapproche des juments et diminue les transports d'animaux.

- Cette Technique doit permettre de connaître plus rapidement la qualité des nouveaux étalons en augmentant le nombre de poulains produits en début de carrière (BarrierBattut et al,2014).

#### **III-4/Problèmes posés**

- La qualité du sperme produit est très variable entre étalons et pour un même étalon.
- L'œstrus est très long, l'ovulation irrégulière et le moment de l'ovulation n'est pas connu par rapport au début de l'œstrus.
- Un contrôle de filiation systématique (groupes sanguins) est appliqué et limite le nombre des produits.
- Un risque de mauvaise application des techniques est possible avec des répercussions soit sur le pouvoir fécondant de la semence, soit sur l'hygiène des doses et de leur mise en place (Chevalier, 1980).

**C'est pourquoi, il est important de comprendre les notions décrites ci-dessous et d'appliquer strictement les règles concernant les manipulations techniques.**

#### **III-5/La collecte du sperme :**

Le prélèvement du sperme est une phase essentielle de l'insémination artificielle. Il convient donc de s'attarder sur la présentation des installations et du matériel nécessaire pour effectuer ce prélèvement dans les meilleures conditions de sécurité et d'efficacité et pour manipuler le sperme (Blanchard et al, 2005).

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.

La présence de sperme dans le réceptacle est vérifiée à l'intérieur du laboratoire afin d'éviter les chocs thermiques (BarrierBattut et al, 2014).

#### **III-5-1/Le mannequin :**

Le recours au mannequin pour la collecte des étalons présente plusieurs avantages :

- Il facilite la récolte des étalons en la rendant plus sûre, 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.

Si certains étalons restent délicats à récolter sur un mannequin, notamment les étalons de trait, la quasi-totalité accepte avec un minimum d'entraînement. L'idéal est d'habituer, avant le début de la pleine saison de monte, les étalons à être récoltés sans que la présence d'une jument soit nécessaire dans le hangar de récolte (Margat et al, 2014).



**Figure(42) :** Mannequin ou monture fantôme utilisée pour la collecte de sperme des étalons. La monture a été fabriquée à la main et est réglable en fonction de la hauteur et de l'angle du corps. Le corps du mannequin est légèrement incliné. Un tapis en caoutchouc peut être placé sur le sol derrière et à côté du mannequin pour la propreté et l'amortissement des étalons aux pieds douloureux (Samper et al, 2009).



**Figure(43) :** Mannequin de la collecte de sperme des étalons (Aouane, 2007)

### III-5-2/Le vagin artificiel :

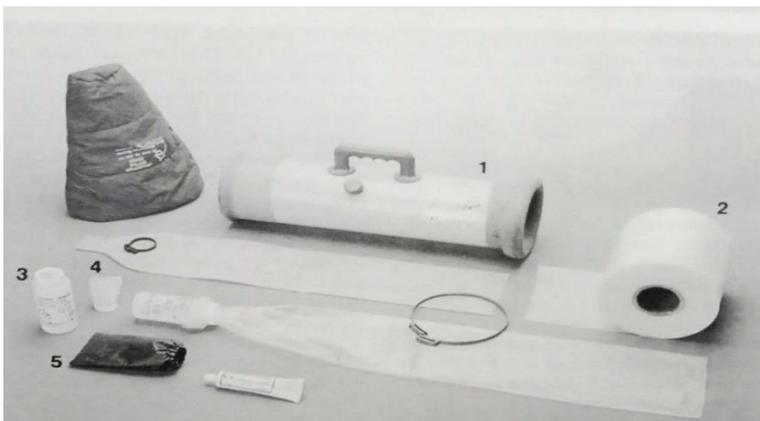
Le sperme doit être collecté dans un environnement qui imite étroitement celui du vagin de la jument, mais qui élimine l'effet potentiellement nuisible des sécrétions naturelles. L'objectif est

d'encourager l'éjaculation et de faire en sorte que l'échantillon soit prélevé dans des conditions aussi proches que possible de celles que l'on trouve avec le vagin naturel. (Morel, 1999)

Le choix du vagin artificiel et sa préparation conditionnent l'efficacité du prélèvement et la qualité de la semence récoltée (Blanchard et al, 2005)

Il existe une grande variété des vagins artificiels en provenance des nombreux pays qui pratiquent l'insémination artificielle. Ceci à l'avantage de permettre de répondre à toutes les situations qui peuvent se présenter.

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



**Figure (44) :** Modèle de vagin artificiel du Colorado. La figure montre le boîtier (1), le rouleau de revêtement d'élimination (2), la bouteille de collecte (3), le filtre (4) et le couvercle de protection de la bouteille (5). (Avec l'aimable autorisation de : Animal Reproduction Systems, Chino, CA) (Samper et al, 2009).



**Figure(45) :** Boîtier en aluminium ou vagin artificiel du modèle Nishikawa (Samper et al, 2009).

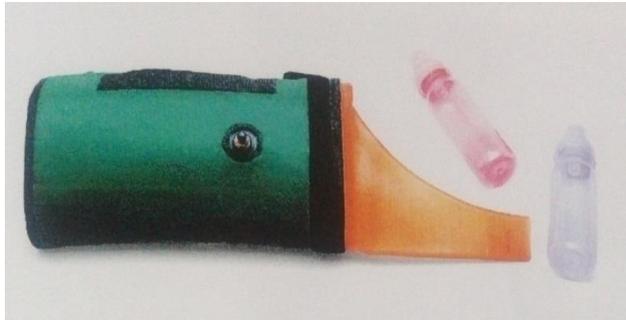


**Figure(46) :** Le vagin artificiel modèle HarVet ressemble beaucoup au vagin artificiel Nishikawa (Samper et al, 2009).

- 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

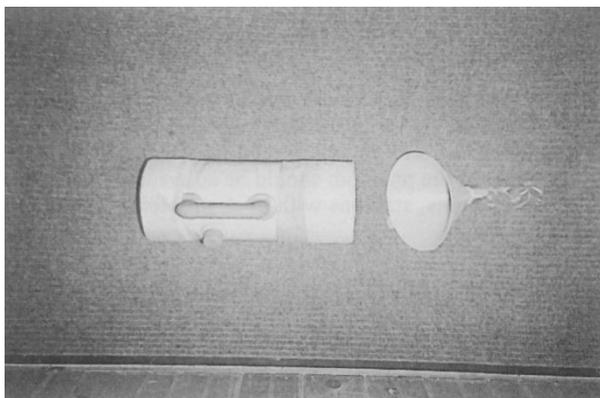
germaniques, ou encore le modèle japonais « NISHIKAWA », bien que ce dernier soit peu utilisé.

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

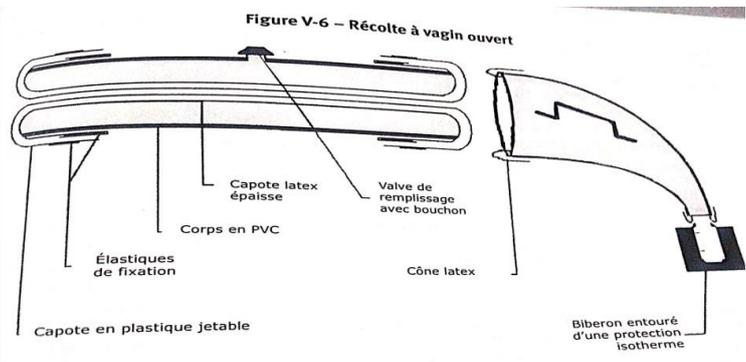


**Figure(47) :** Vagin artificiel modèle Missouri (avec l'aimable autorisation de Nasco, Fort Atkinson, WI.) (Samper et al, 2009).

- 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 » (Margat et al, 2014).



**Figure(48) :** Vagin artificiel ouvert ou modèle polonais avec entonnoir de collecte et sac de collecte attaché. Ce vagin artificiel a été fabriqué en raccourcissant un vagin artificiel de taille normale du Colorado (Samper et al, 2009).



**Figure(49) :** Récolte à vagin ouvert (Margat et al, 2014).

### III-6/Le sperme :

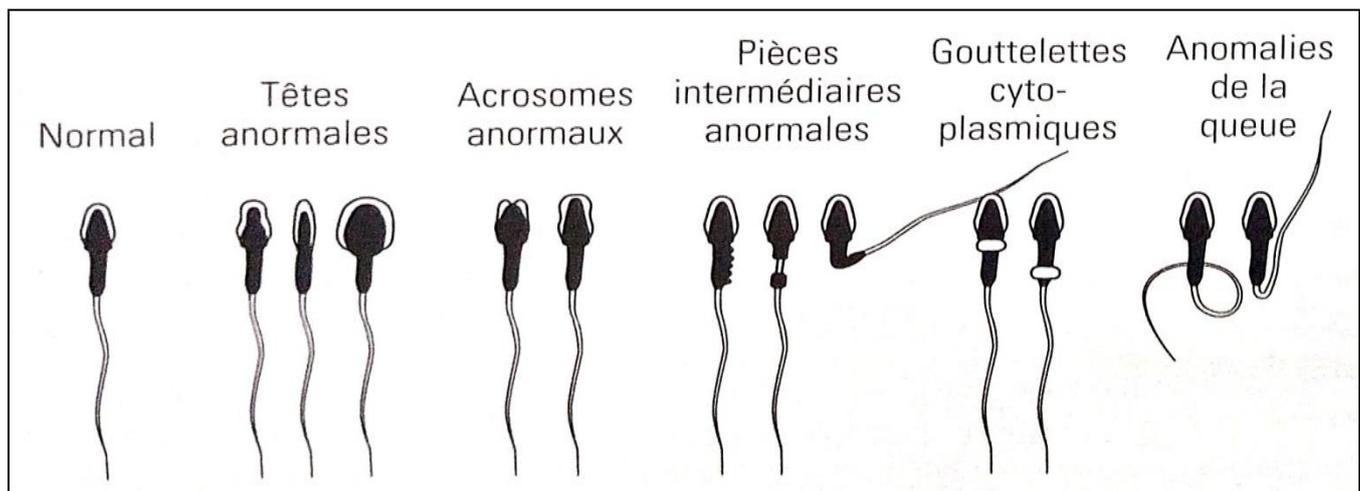
Afin que l'évaluation de la qualité du sperme ait une réelle valeur interprétable, il faut qu'il soit réalisé de manière méthodique dans un laboratoire correctement équipé. Il existe à la fois des testes de routine qui consistent en une évaluation macroscopique de l'éjaculat, la mesure de son volume et

de la concentration en spermatozoïdes, l'évaluation de la mobilité des spermatozoïdes et leur morphologie, et d'autres testes très élaborés et plus approfondis (Blanchard et al, 2005).

### III-6-1/Caractéristiques :

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

- **PH** : le PH physiologique est légèrement basique, avec des valeurs de l'ordre de 7,2 à 7,7 (Blanchard et al, 2005).
- **Couleur** : Normalement, le sperme est blanc laiteux, uniformément trouble, sans caillots et sans odeur inhabituelle (Sieme, 2009).
- **Volume** : Le volume est important. Il est plus faible pour les étalons de sang (30-50ml) que pour les races lourdes (120-150 ml), le volume total de l'éjaculat est de 60-120ml et le volume sans gel est de 30-100ml (Fauquenot, 1987).
- **Concentration** : 100 à 350 millions de spz par ml en moyenne (Sieme, 2009).
- **Nombre total** : vers 10 milliards de spz en moyenne.
- **Motilité** : >60 % en moyenne (Sieme, 2009).
- **Morphologie** : Figure(50)(Blanchard et al, 2005)



**Figure(50)** : Représentation schématique de spermatozoïdes normaux et anormaux (Blanchard et al, 2005).

**Tableau (01) :** Quelques caractéristiques du sperme de différentes races d'étalons de sport (Dowsett, Pattie ,1987 cité par Nicholich, 1989)

Race	Nombre	Vol sans gel (ml)	Vol de gel (ml)	Vol totale (ml)	Concentr (10 <sup>x6</sup> /ml)	Nbre des spz (10 <sup>x6</sup> )	Spzmorts (%)
P.S.A	73	36,2	1,0	37,2	286,8	12 661	10,1
Quarter Horse	30	23,8	4,0	27,8	171,7	5 372	23,8
Pur sang	141	28,3	2,7	31,0	114,3	5 027	21,6
Arabe 1/2sang	73	33,2	5,5	38,7	116,1	4 854	17,1
A.Q.P.S.	111	30,2	3,1	33,3	97,2	4 738	15,4
Palomino	44	23,8	1,1	24,9	138,5	4 016	21,3
Appaloosa	18	23,3	2,0	25,3	90,4	3 331	15,8
Shetland	8	44,4	13,1	57,5	101,3	1 720	38,5
Poney	38	20,8	2,5	23,3	114,0	1 122	24,7
Moyenne	/	29,3	3,9	33,2	136,7	4 760	20,9

Le but de l'examen d'un étalon est d'estimer sa capacité à être utilisé comme reproducteur. D'une manière idéale, il faudrait que l'évaluation conduise disposer de suffisamment d'informations sur l'étalon, pour permettre d'évaluer le nombre approximatif de juments qu'il serait capable de servir au cours d'une saison de monte (Blanchard et al, 2005).

### **III-7/Conservation du sperme :**

L'IA est la technique par laquelle un nombre adéquat de spermatozoïdes vivants normaux sont déposés dans l'utérus au moment optimal.

Bien que cette procédure puisse sembler assez simple, la coordination adéquate des événements permettra d'obtenir un taux de conception optimal.

Les méthodes de conservation du sperme doivent être effectuées en fonction du délai prévu entre la collecte et l'insémination. Plusieurs facteurs détermineront la longévité et la conservation du potentiel de fertilité du sperme préservé, notamment la qualité de l'éjaculat frais, le taux de dilution, le taux de réfrigération et la température de stockage, la durée de stockage et le récipient, ainsi que le type de dilueur (Samper, 2009).

Chez les chevaux, il existe trois méthodes d'insémination artificielle :

### **III-7-1/Sperme frais :**

Le sperme frais est utilisé lorsque l'étalon est collecté à l'élevage et que le sperme est utilisé soit immédiatement à l'état brut, soit dilué (Samper, 2009).

Il doit être traité très rapidement pour éviter des endommagements qui pourraient affecter l'intégrité des spermatozoïdes et les résultats de l'évaluation (Samper, 2009).

Dans le sperme frais, la concentration en spermatozoïdes est habituellement comprise entre 150 et 300  $10^6$  spermatozoïdes/ml (Pickett, 1975). Un éjaculat équin compte en moyenne 10 milliards de spermatozoïdes, ce nombre variant selon la fréquence et la répétition des récoltes (Magistrini et al, 1987 ; Sieme et al, 2004). Les doses de 20 ml comprennent 400 millions de spermatozoïdes.

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).

### **III-7-2/Sperme réfrigéré :**

Le sperme dilué d'étalons fertiles peut le plus souvent être conservé réfrigéré pendant plusieurs heures à quelques jours avant d'être utilisé pour inséminer les juments sans que ne se produise une réduction du taux de gestations (Brinsko et al, 2005)

Après le prélèvement, le sperme est dilué avec un dilueur et lentement refroidi à 5°- 8° C et transporté pour être utilisé dans les 12-36 heures qui suivent.

L'importance du refroidissement réside dans le fait que le métabolisme des spermatozoïdes est considérablement réduit, et qu'ils vont économiser de l'énergie et diminuer la quantité de produits métaboliques libérés dans le liquide dans lequel ils sont en suspension.

Lorsque l'éjaculat est censé durer plusieurs heures, le sperme doit être placé dans un dispositif de réfrigération passif tel qu'un « Equitainer ». La vitesse de refroidissement obtenue avec ce système est d'environ 0,3 °C/min.

Le système « Equitainer » maintient la motilité progressive ainsi que la température du sperme plus longtemps que tous les autres récipients évalués.

Un refroidissement de la semence diluée à 4 ou 6°C assure une meilleure conservation pour une utilisation 1 à 2 jours plus tard qu'une conservation à la température ambiante soit 20 à 25°C ou bien par rapport à des températures plus faibles de 0 à 2°C. Il existe plusieurs diluants qui ont été utilisés pour la conservation du sperme. Les dilueurs pour le sperme transporté réfrigéré sont principalement basés sur un mélange de lait en poudre non gras et de glucose avec un antibiotique (Samper et al, 2009)

### **III-7-3/Sperme congelé :**

Il est collecté et traité de manière appropriée, puis stocké dans de l'azote liquide pour être utilisé plusieurs jours, mois ou années après la collecte. En fonction de l'utilisation finale prévue du sperme, plusieurs facteurs doivent être pris en compte pour conserver de manière adéquate le potentiel fertilisant des spermatozoïdes (Samper et al, 2009).

Au cours des dernières années, d'importants progrès ont été réalisés dans le traitement, la congélation et l'insémination de la semence équine congelée. Bien que les techniques soient loin d'être optimales, elles sont de plus en plus acceptées par les propriétaires de chevaux et les vétérinaires, de plus en plus de juments étant inséminées avec de la semence congelée dans le monde entier.

Les avantages de l'utilisation de sperme congelé sont notamment les suivants :

- la disponibilité du sperme
- l'augmentation du patrimoine génétique
- un meilleur timing pour l'insémination

Cependant, il y a quelques inconvénients, notamment :

- l'augmentation de la main-d'œuvre
- des taux de grossesse plus faibles chez certains étalons
- l'augmentation des coûts pour le propriétaire de la jument (Samper et al, 2009)

Les taux de gestation des juments élevées avec du sperme congelé sont, en moyenne, d'environ 50%. Toutefois, il est de plus en plus évident que la qualité du sperme congelé s'améliore et que les taux de gestation augmentent régulièrement avec la majorité des étalons proposés sur le marché libre (Samper et al, 2009)

### **III-8/Cryoconservation**

Elle correspond à un stockage à des températures inférieures à zéro. Le milieu cryogénique habituellement employé est l'azote liquide dont la température est de -196°C (Blanchard et al, 2005).

La découverte des propriétés de cryo-protection du glycérol a été une bénédiction dans le développement de la technique de cryo-préservation (Legha et al, 2012)

La capacité des spermatozoïdes cryopréservés à conserver leur fécondité varie considérablement d'une espèce à l'autre. De nouveaux cryo-conservateurs et de nouveaux protocoles sont développés en permanence dans Le but de répondre à cette question cette question.

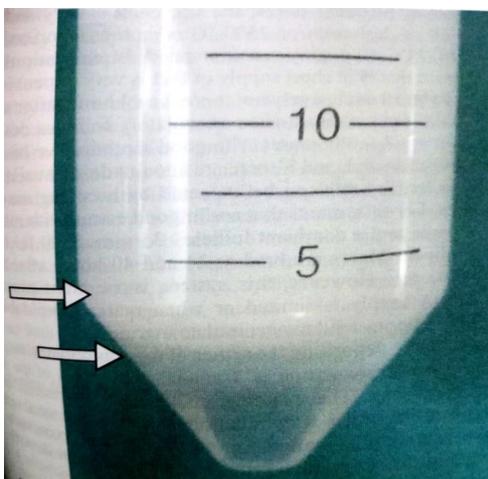
L'une des avancées récentes a été l'introduction du diméthylsulfoxyde et des amides formamide et diméthylformamide en tant que cryo-protecteurs, à la place du glycérol.

Ces molécules semblent fonctionner mieux que le glycérol pour certains individus dont les spermatozoïdes ne se congèlent pas bien, L'exemple de certains étalons quand appelle the bad cooling. Une explication de cette observation est que ces molécules sont plus petites que le glycérol et peuvent donc causer moins de dommages lorsqu'ils pénètrent dans la membrane du sperme et aussi par rapport à l'effet osmotique (Holt, 2000).

### III-8-1/Préparation du sperme :

Le protocole de traitement du sperme pour la cryoconservation comprend les éléments suivants :

1. La collecte et l'évaluation du sperme sans gel
2. La dilution de l'éjaculat avec un dilueur de centrifugation
3. L'enlèvement du culot et du surnageant, laissant une boulette de sperme molle.
4. L'ajout d'un diluant de congélation qui contient les protéines et les cryo-protecteurs nécessaires pour protéger le sperme pendant la congélation
5. Mise en paillette : équilibre du refroidissement et congélation contrôlée
6. Décongélation et évaluation du sperme (Samper, 2009)
7. L'utilisation d'un coussinet dont le rôle est d'empêcher le sperme de se compacter au fond du tube.



**Figure(51) :** Sperme centrifugé dans des KenneyExtenders à 1000x g en utilisant un culot inférieur empêchant le sperme de se compacter au fond du tube. Notez la bande de sperme entre les flèches au-dessus de la zone claire du culot (Samper, 2009)

Par exemple, dans la méthode de Palmer (1984), la semence est diluée au tiers dans le dilueur 1 à 35°C et refroidie 1 heure jusqu'à 4°C. Après centrifugation à 2000 tours/min pendant 10 min, le surnageant est éliminé. Le dilueur 2 est ajouté au culot pour obtenir 100 millions de spz par ml. La semence obtenue est équilibrée 30 à 45min puis conditionnée en paillettes de 0,5 ml. La congélation peut être faite dans les vapeurs à 4 cm de la surface de l'azote liquide ou dans un congélateur programmable en perdant 60°C par min entre +4°C et -140°C. Les paillettes sont alors plongées dans l'azote liquide (-196°C) pour y être conservées (Magistini,1990).

Chaque éjaculat est trié après décongélation et observation de 3 paillettes prises au hasard : la motilité moyenne des 3 doit être supérieure à 35 %. Chaque insémination nécessite le contenu de 8 paillettes de 0,5 ml à 50 millions de spz pour obtenir 400 millions de spz (Fauquenot, 1987). La variabilité de la congelabilité de la semence entre étalons est grande (Magistini, 1990).

**Figure(52) :** Différents dilueurs à utiliser en fonction du moment de l'AI. (Allier et al, 2014)

Temps entre récolte et IA	Technique utilisée	Dilueur utilisé <u>(Dilueur le plus adapté)</u>	Remarques limites
0 h 0,5 h ↓	Sperme frais immédiat	<u>Lait 1/2 écrémé</u> (± 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	<u>Lait 1/2 écrémé</u> 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	<u>INRA96♦</u> ou Lait 1/2 écrémé ou Kenney ou INRA 82 (+ AB)  <u>INRA96♦</u>	- 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 <u>d'INRA 82-Hepes</u> + AB  ou à base <u>d'INRA96♦</u>	- Nécessité de sélectionner rigoureusement les mâles et les éjaculats

### III-9/Mise en place :

La mise en place de la semence de l'étalon à l'intérieur de l'utérus de la jument est un facteur essentiel de réussite de l'insémination artificielle. La préparation de la jument, puis du matériel, sont des étapes primordiales pour que l'insémination à proprement parler se déroule le mieux possible (Margat et al, 2017).

#### III-9-1/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 (IFCE, Haras Nationaux 2017).

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.



**Figure(53) :** Lavage de la région périnéale par la douchette (Nacéri, 2019)

### III-9-2/Préparation de la dose

Au cours de sa manipulation, la dose d'insémination ne doit entrer en contact qu'avec du matériel stérile.

Lorsqu'il s'agit de semence fraîche ou réfrigérée (4°C), le matériel est préparé à température ambiante. La préparation du cathéter diffère en fonction du conditionnement de la dose lors de sa réception. Si la dose est en tube, le protocole est le suivant :

- découper l'enveloppe du cathéter du côté « embout seringue »
- brancher sur cet embout une seringue de 10 ou 20 ml, préalablement remplie avec 5 ml d'air
- enfiler le gant de palpation stérile
- sortir le cathéter de son sachet stérile
- relever la gaine sanitaire du cathéter avec la main stérile
- introduire le cathéter dans le tube contenant la dose et l'aspirer, terminer en aspirant un peu d'air pour ne pas perdre de semence lors de la suite des manipulations
- remettre la gaine sanitaire en place sur le cathéter.

Si la dose est déjà conditionnée dans la seringue, il suffit d'y aspirer 5 ml d'air avant de la brancher sur le cathéter d'insémination puis d'en pousser le contenu dans celui-ci en respectant les précautions de stérilité citées ci-dessus.

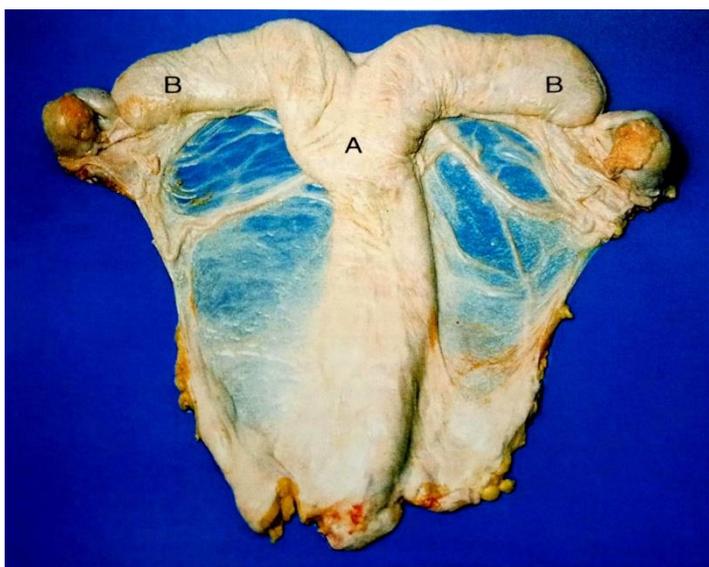
Dans les deux cas, les 5 ml d'air permettent lors de la mise en place de la dose dans la jument de vider totalement le contenu du cathéter afin d'inséminer la totalité de la dose.

Lorsque la semence est congelée, la sonde et les seringues doivent préalablement être placées dans une étuve à 35-40°C et les paillettes plongées 30 secondes dans un bain-marie à 35°C. En fonction du type de sonde utilisée, l'insémination peut se faire directement avec les paillettes (sonde munie d'un stylet poussoir), ou par l'intermédiaire d'une seringue (sonde doublée d'un cathéter). Une fois les paillettes sorties du bain-marie, leur extrémité scellée est coupée à l'aide de ciseaux propres et désinfectés. Si la sonde utilisée est munie d'un stylet, les paillettes sont prêtes à être utilisées ; sinon, leur contenu est vidé dans un tube à essai (préalablement placé à l'étuve) puis aspiré dans une seringue qui sera branchée au bout de la sonde d'insémination. Pour les vider, l'extrémité scellée préalablement coupée est placée dans le fond du tube à essai, puis la seconde extrémité est coupée à son tour afin de libérer le contenu des paillettes (Margat et al, 2017).

### III-9-3/Mise en place de la semence

L'insémination artificielle consiste en la mise en place 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.



**Figure(54) :** Utérus de la jument montrant le lieu de dépôt du sperme :  
**A.** Corps de l'utérus, **B.** Extrémité de la corne près de la papille oviductale (Samper et al, 2009)

Le protocole d'insémination classique proposé par les Haras Nationaux (Margat et al, 2020) est le suivant :

1. Protéger l'ensemble extrémité du cathéter - gaine sanitaire en la plaçant dans le creux formé par la paume de la main et les 3 doigts opposés au pouce et à l'index qui se rabattent sur le cathéter.
2. Mettre 2 ou 3 giclées d'huile de vaseline sur le dos de la main et lubrifier les lèvres de la vulve. L'index destiné à être introduit dans le col ne doit pas être lubrifié et doit toucher la vulve le moins possible.
3. Introduire l'ensemble main - gaine - cathéter jusqu'au fond du vagin. Retenir la gaine à l'entrée du col.

4. Dégager l'index et, si besoin, l'introduire dans le col. Faire progresser le cathéter en dessous de l'index, puis devant en l'orientant vers le bas. Le cathéter pénètre dans l'utérus sur une longueur d'environ 10 cm.
5. Mettre la seringue en position verticale. Pousser doucement la dose.
6. Retirer l'ensemble gant + cathéter. Placer le cathéter dans le gant retourné. Détacher la queue, enlever le protège-queue et jeter l'ensemble.

N'inséminer que des juments en chaleurs. Ne pas se contenter de l'état du col pour estimer l'œstrus, mais effectuer un passage à la barre systématique avant chaque insémination.

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.

Le double gant est utilisé de la façon suivante :

- Enfiler un gant stérile
- Prendre le cathéter d'insémination et le protéger dans le creux de sa main comme précédemment
- Enfiler le deuxième gant à moitié
- Couper le bout du deuxième gant et en tenir l'extrémité coupée dans sa main
- Lubrifier le dos de la main à l'aide de gel stérile non spermicide
- Introduire sa main dans l'appareil génital et lâcher le deuxième gant après avoir passé la vulve
- Retenir l'avancée du deuxième gant avec la main libre pendant la progression de la main stérile jusqu'au col.

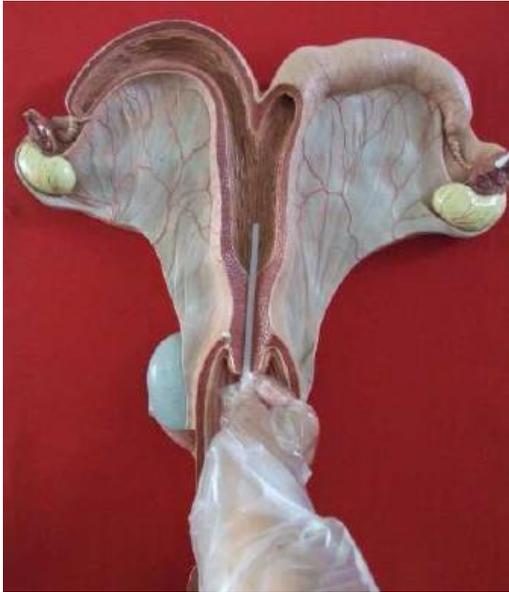
Toutes ces étapes permettent ainsi de réaliser l'insémination dans les meilleures conditions et d'optimiser le résultat. Cependant, malgré l'ensemble de ses recommandations, il existe encore de nombreuses variations des pratiques sur le terrain. (Doligez et al, 2017)



**Figure(55) :A :** Zone périnéale d'une jument lavée et prête à être inséminée. **B :** Main gantée avec un lubrifiant non spermicide protégeant l'extrémité du cathéter pour une insémination en corps utérin (Samper, 2009)

Dans le cas où l'étalon que vous utilisez...	... a une fertilité "normale" et fonctionne en "IA immédiate" ou en "IA 12 heures"	... a une fertilité "inférieure" ou a une fertilité "normale" mais fonctionne en "IA congelée" ou en "IA 24 heures"
<b>Suivi gynécologique</b>	Conseillé	Obligatoire
<b>Fréquence des IA</b>	Tous les 2 jours jusqu'au refus ou ovulation	Tous les jours jusqu'à l'ovulation
<b>Nombre d'IA par chaleur</b>	Une ou plus si nécessaire	Au moins 2
<b>Dernière IA</b>	Dans les 48 heures qui précèdent l'ovulation	Dans les 24 heures qui précèdent l'ovulation
<b>Remarques</b>	Techniques conseillées si vous désirez garder votre jument à domicile et l'emmenner au haras pour l'insémination	Pour ces techniques, il est préférable de laisser votre jument au haras sauf si vous envisagez de faire la route tous les jours.

**Figure (56) :** Conseils pour la mise en place (Margat et Doligez, 2020)



**Figure(57) :** Mise en place de la semence en I.A classique : Corps de l'utérus (Doligez et al, 2017)



**Figure(58) :** Mise en place de la semence en I.A profonde : Fond de corne utérine, Guidage par voie transrectale (Doligez et al, 2017)

### **III-10/Techniques d'insémination artificielle :**

#### **III-10-1/Choix de la technique :**

Différentes techniques d'insémination artificielle en semence fraîche sont utilisées. Toutes ne sont pas égales en efficacité et la gestion des juments varie. C'est pourquoi il est indispensable de prendre en compte le plus de paramètres possibles afin de faire le bon choix de la technique employée en fonction de la poulinière. (Barrier et Doligez, 2017)

**Tableau (02) : Choix de la technique d'IAF (Barrier et Doligez, 2017)**

	<b>IA immediate</b>	<b>IA réfrigérée sur place ou transportée</b>	
<b>Délai Récolte par rapport à la mise en place</b>	< 1 heure	< 12 heures	12 et 24 heures
<b>Sélection des étalons</b>	Test de la qualité de semence avant la mise à la reproduction	Test de mobilité de la semence après conservation 24 et 48 heures	
<b>Technique</b> <b>Nombre minimum de spz/dose</b> <b>Préparation des doses (dilution)</b>	$\geq 200.10^6$ /dose 1- Sperme pur partagé 2- 2/3 de dilueur et 1/3 de sperme 3- Dilution à $20.10^6$ /ml	$200.10^6$ par dose Dilution à $20.10^6$ /ml	200 à $400.10^6$ /dose (2 doses par envoi) Dilution à $20.10^6$ /ml
<b>Dilueurs</b>	Lait ½ écrémé	Lait ½ écrémé + AB Ou INRA96 pour certains étalons	INRA 96 de préférence Ou Lait ½ écrémé + AB (éventuellement)
<b>Température de conservation</b>	Température ambiante	4°C	4°C
<b>Conditionnement</b>	Seringues manchon (pas d'air dans seringue)	Seringues manchon (pas d'air dans seringue ou tube)	Seringues en boîtes Minitub Ou tubes en equitainer à 4°C

<b>Suivi des juments</b> <b>Rythme d'IA</b> <b>Contrôle des doses</b>	Passage à la barre Toutes les 48 h 2 fois/ semaine	Suivi type IAC (toutes les 24h) Viser 2 IA/cycle à 24 ou 48h d'intervalle et dernier intervalle IA ovulation <24h A chaque IA
<b>Responsable des doses</b> <b>Identification des doses</b> <b>Document à tenir</b>	Inséminateur Feuille de récolte, planning	Chef de centre Identification des doses obligatoire avec pays d'origine, date de collecte, espèce, race et identité de l'étalon (numéro SIRE) et numéro d'agrément du centre de collecte

### **III-10-2/Insémination artificielle par semence congelée (IAC) :**

Immédiatement après décongélation, l'insémination est effectuée selon les recommandations du centre ou de la personne qui a effectué la congélation du sperme. Pour la plupart des étalons, les meilleurs taux de gestations sont obtenus lorsque les juments sont inséminées au cours de 24 dernières heures qui précèdent l'ovulation voire dans les 6 heures qui la suivent. Il est possible qu'une insémination profonde en haut de la corne utérine située du côté de l'ovaire où l'ovulation va se produire puisse augmenter le taux de fertilité avec du sperme congelé.

Un large éventail de protocoles est disponible quant à l'utilisation du sperme congelé de l'étalon. Des études comparative afin d'essayer de déterminer lequel de ces protocoles est le plus efficace n'ont pas encore été réalisées.

Il existe une variabilité très importante entre les étalons concernant la « congélabilité » de leur sperme, aussi pour tenir en compte de cette idiosyncrasie, le sperme de chaque étalon pris individuellement peut en quelque sort bénéficié d'un protocole de congélation différent.

Les taux de gestations obtenus après l'insémination avec du sperme congelé varient de 0 à 70% par cycle, pour la plus grande majorité des étalons qui se situe entre 20 et 40%. Par conséquent, il est évident que des larges progrès techniques sont encore nécessaires pour que la congélation du sperme soit un succès pour une plus forte proportion d'étalons.

Un suivi très étroit des juments est également indispensable, avec des examens par voie transrectale répétés, afin de réaliser l'insémination à un moment le plus proche de l'ovulation, dans l'objectif d'augmenter au maximum les taux de gestations obtenus par insémination artificielle avec du sperme congelé. La viabilité des spermatozoïdes et la conservation de leur mobilité et de leur capacité à féconder après décongélation semblent en effet très réduites par rapport à celle des spermatozoïdes des doses d'insémination fraîches (diluée mais non conservées). (Blanchard et al, 2005)

### **III-10-3/Choix du protocole d'insémination :**

Lors du choix d'un protocole d'insémination, le type de monte choisi dépend généralement de l'étalon et du type de semence qu'il produit, et le nombre d'inséminations effectuées dépend de la disponibilité et du coût de la semence. Cependant, il est important d'adapter le protocole à la jument afin d'avoir une fertilité optimale, et cela parfois à l'encontre des préférences des propriétaires. De manière générale, la fertilité obtenue par cycle est moindre lors de l'utilisation de semence congelée (de l'ordre de 40%) que lors de l'utilisation de semence réfrigérée ou fraîche (60 à 70%) (Jasko, 1992). De plus, l'âge de la jument et son historique de reproduction sont des paramètres importants à prendre en compte, puisqu'il a été montré dans diverses études que les juments âgées de plus de 14 ans présentent une fertilité moindre par cycle (Morris et Allen, 2002) et un taux de mortalité embryonnaire plus élevé (Ball et al, 1986). Cette baisse de fertilité chez les juments âgées est d'autant plus importante lors de l'utilisation de sperme congelé (Vidament et al, 1997). Une étude rétrospective réalisée en 2002, sur une base de 1161 juments (2289 inséminations), a permis de mettre en évidence une baisse de fertilité lors d'utilisation de sperme congelé chez les juments primipares âgées de plus de 8 ans par rapport aux juments primipares plus jeunes ou aux juments ayant déjà pouliné (Samper et al, 2009).

De plus, le sperme peut chez certaines juments être à l'origine d'endométrite post saillie (Katila, 2001), en particulier s'il s'agit de semence congelée (Bruyas et al, 2013).

L'utilisation chez les juments sujettes aux endométrites, de doses d'insémination plus faible déposées directement à la jonction utéro tubaire a donc été suggérée par certains chercheurs mais fait encore l'objet de débat. La pratique de plusieurs inséminations est en revanche un facteur de risque avéré, en particulier s'il s'agit de semence congelée (Bruyas et al, 2013).

### **III-10-4/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 (Mourier, 2010)

Selon l'étude de Barrier et al (2017), sur le développement de l'AI ces dernières années, différentes techniques ont connu des évolutions différentes. Au début de l'année 2012, les inséminations artificielles se font essentiellement avec de la semence fraîche, les inséminations en semence congelée ne concernent alors que quelques individus en 2013. Cependant l'insémination en semence congelée connaît un développement exponentiel en 2015, passant d'après les statistiques du haras de 50 juments en 2016 pour atteindre son apogée en 2017, avec 70 saillies et à 78 inséminations jusqu'à fin mai de l'année.

### **III-11/Diagnostic de gestation:**

De nombreuses méthodes pour mettre en évidence une gestation sont à la disposition du praticien. Les méthodes utilisables dépendent du matériel à sa disposition, de son expérience de clinicien et du stade de la gestation. Les méthodes utilisées en routine sont présentées ci-dessous :

- Evaluation du comportement.
- Dosage de la progestérone dans le lait ou le sang
- Inspection vaginale.
- Palpation transrectale de l'utérus.
- Diagnostic de gestation par échographie.
- Mise en évidence de l'hormone Chorionique Equine (eCG).
- Dosage des œstrogènes sanguins ou urinaire. (Blanchard et al, 2005).

Un diagnostic de gestation peut être effectué dès 14 jours après l'ovulation constatée :

- **Constat de gestation positif** : confirmer la gestation entre J 30 et J 35.
- **Constat de gestation négatif** : suivre la jument à la barre et, si elle ne revient pas en chaleur, refaire un deuxième examen échographique 3 à 4 jours plus tard avant d'envisager selon la saison, l'induction ou l'exploitation d'un nouveau cycle à l'échographie.

- Un suivi du planning des juments et un diagnostic de gestation à J14 post-ovulation et confirmation à J35 sont des éléments essentiels pour optimiser la réussite de l'IAC chez la jument.

Pour les inséminations artificielles de semence congelée avec un nombre limité de paillettes, le matériel utilisé et la technique de préparation du cathéter sont différents

(Vidament, Mouret Lafage, Ferry, Margat2017)

Suite au stage ou a l'enquête préliminaire effectuée en Décembre 2019 au sein du Haras d'El Mansour, nous avons pu avoir les données sur la gestion de la reproduction du haras et aussi les premiers chiffres concernant l'IA avec les 2 modes possibles a savoir : IAF, IAC, les informations nécessaires sont indiquées dans le tableau suivant :

**Tableau (03) :** Enregistrement du suivi de la reproduction des juments au Haras El Mansour :

Année	Races	Nombre de jument	IAF	IAC	Résultats
2013	Pur sang arabe	10	/	10	9
	Barbe	/	/	/	/
	Selle Français	16	/	16	14
2014	Pure sang arabe	/	/	/	/
	Barbe	10	/	10	6
	Selle Français	23	/	23	18
2015	Pure sang arabe	19	/	19	19
	Barbe	12	12	/	9
	Selle Français	29	22	4	23
2016	Pure sang arabe	19	12	6	18
	Barbe	7	7	/	7
	Selle Français	/	/	/	/
2017	Pure sang arabe	18	4	14	15
	Barbe	/	/	/	/
	Selle Français	57	/	/	43
2018	Pure sang arabe	43	30	14	28
	Barbe	/	/	/	/
	Selle Français	49	/	49	49
Totales		312	87	165	258

Lors du choix d'un protocole d'insémination, le type de monte choisi dépend généralement de l'étalon et du type de semence qu'il produit, et le nombre d'inséminations effectuées dépend de la disponibilité et du coût de la semence par rapport aux propriétaires qui inséminent leurs juments dans le centre HEM. Cependant, il est important d'adapter le protocole à la jument afin d'avoir une

fertilité optimale, et cela parfois à l'encontre des préférences des propriétaires ou le praticien pour les juments du haras.

### **III-12/Les techniques modernes de reproduction équine :**

Les techniques modernes de reproduction se sont beaucoup développées au cours des 50 dernières années. En dehors du stud-book pur-sang anglais qui n'autorise que le recours à la monte naturelle pour saillir ses juments, les autorités des autres grandes races de chevaux de course (pur-sang arabe, trotteur) ou de sport pour toutes les disciplines olympiques ont ouvert tout ou partie de leur stud-book à l'insémination animale, au transport de la semence, au transfert d'embryons et, pour certaines d'entre elles, à la ponction d'ovocyte, la fécondation in vitro ou le clonage.

Pour les étalons, le principal avantage de ces différentes techniques est de dissocier le moment et/ou le lieu de la récolte de la semence du moment et/ou du lieu de l'insémination de la jument. Un étalon peut ainsi produire de la semence congelée l'hiver pour une utilisation dans le monde entier le printemps suivant.

En ce qui concerne les juments, le transfert d'embryons permet à une jument de compétition de mener simultanément une carrière de sport et une carrière de reproductrice, ou à une poulinière de produire (Spalart, 2019)

#### **III-12-1/Le Sexage de semence :**

Pour permettre à un éleveur de choisir le sexe de son futur poulain, il faut remonter au moment de la conception, donc de l'insémination de sa jument. Comme pour tous les mammifères, le sexe du fœtus est déterminé par le chromosome sexuel qui est apporté par le spermatozoïde au moment de la fécondation. Si le spermatozoïde est porteur du chromosome « Y », l'ovocyte ainsi fécondé donnera naissance à un étalon, si le spermatozoïde est porteur du chromosome « X », la jument poulinière donnera naissance à une pouliche. Compte tenu du nombre de spermatozoïdes produits par un étalon à chaque récolte (3 à 7 milliards en moyenne) ou du nombre de spermatozoïdes contenus dans une dose d'insémination (50 à 500 millions), il naîtra statistiquement autant de mâles que de femelles.

Ces statistiques ne s'appliquent par définition pas aux cas individuels et malgré cette incertitude, une poulinière peut être amenée à pouliner de 4 ou 5 mâles consécutifs (respectivement 4 ou 5 femelles). Pour éviter cela, la seule solution consiste donc à effectuer un tri des spermatozoïdes avant d'inséminer la jument. La technique va s'appuyer sur le poids moléculaire des chromosomes « Y », inférieur de 3% à 4,5% au poids moléculaire des chromosomes « X » chez les mammifères.

Les spermatozoïdes vont donc être présentés un par un dans un cytomètre en flux qui va dévier les spermatozoïdes afin de séparer les spermatozoïdes « mâles » des spermatozoïdes « femelles ». Il n'y

a ni manipulation génétique, ni fécondation in vitro, ni organisme génétiquement modifié, car il ne s'agit ici que de trier les spermatozoïdes avant insémination.

Par contre, compte tenu de la vitesse à laquelle les cellules sont analysées (70.000 par seconde) et du nombre total de spermatozoïdes nécessaires à l'insémination d'une jument (plusieurs millions), le sexe ratio ne sera jamais de 100%.

La technique actuelle permet de produire des doses avec une pureté de 95%, ce qui veut dire qu'il pourra toujours naître un mâle issu de paillettes dites « femelles » (Spalart, 2019)

### **III-12-2/Actualité sur le Sexage :**

Première entreprise à se lancer dans ce projet en Europe, la société EQUITECHNIC, basée à Corbon dans le Calvados, a créé un partenariat avec le spécialiste américain du sexage de la semence bovine, SEXING TECHNOLOGIES. A l'automne 2018, la première machine est arrivée en Normandie et Equitechnic a testé avec Sexing Technologies la semence de 16 étalons français et étrangers issus de 8 stud-books différents. Comme pour la congélation de la semence, tous les étalons ne se soumettent pas avec autant de succès au sexage de leur semence, mais ce premier travail a permis d'atteindre une mobilité suffisante de la semence pour commencer les premières inséminations animales. Et les résultats ne se sont pas fait attendre.

Sur les 7 premières juments inséminées à partir de la semence sexée dans la journée, 5 ont été constatées gestantes à 14 jours puis à 25 jours de gestation, dont une présentait des jumeaux, soit un total de 6 ovocytes fécondés sur 8 ovulations constatées (75% de fertilité).

Compte tenu de ces premiers résultats, les 4 juments suivantes ont été inséminées avec de la semence sexée produite 24h00 à 48h00 avant l'insémination. Sur ces 4 juments, 2 étaient pleines à 14 et 25 jours de gestation, dont 1 avec des jumeaux ce qui en terme de fertilité représente une réussite de 3 gestations sur 5 ovulations (60% de fertilité).

Ces résultats très encourageants ont permis le lancement des essais avec la semence congelée, car l'objectif principal est de produire des paillettes congelées de semence sexée. Grâce à ces recherches, EQUITECHNIC est aujourd'hui le premier organisme de reproduction équine à produire des paillettes sexées d'étalon en Europe. Ces doses, disponibles depuis la saison de monte 2019, sont proposées pour Gus Star d'Esclain. D'autres étalons, stationnés au sein du site Equitechnic de Corbon et produisant de la semence fraîche et réfrigérée (Spalart, 2019)

### **Conclusion :**

La reproduction équine est une discipline à part entière qui nécessite de maîtriser aussi de nombreux aspects de la médecine équine afin d'optimiser la gestion de la jument mise à la reproduction. En effet, dans ce travail on a pu étudier les points à maîtriser dans l'anatomie et la physiologie de la jument reproductrice ainsi que un bon suivi échographique et une correcte intervention d'insémination artificielle avec les trois différents types de semence : frais, réfrigéré et congelé qui a été largement utilisé après son introduction dans l'industrie de la reproduction des chevaux.

Des études antérieures ont montré que l'insémination avec du sperme frais donne des taux de conception plus élevés que l'insémination avec du sperme congelé.

Cependant, tout au long de notre visite au centre Haras El Mansour à Mostaganem et après la collecte et l'analyse des informations fournies par le technicien vétérinaire, nous sommes arrivés à la conclusion que, quelle que soit la technique d'insémination utilisée, les résultats ne seront toujours optimaux que si la technique a été parfaitement réalisée.

Les données et les informations apportées par cette étude préliminaires, représentent une base de référence, afin d'améliorer la reproduction de nos races équines et d'améliorer les méthodes d'insémination équine en Algérie.

En conclusion, cette étude mériterait d'être élargie à l'échelle de plusieurs praticiens vétérinaires spécialisés en reproduction équine en Algérie. Par ailleurs, dans le cadre d'une évolution de production équine qui nous permet de développer notre pays sur le plan zootechnique par la production de chevaux de sport performants qui représente l'Algérie dans les événements et les concours sportifs Mondiaux, une analyse simplifiée des performances de reproduction des juments pourrait permettre de faire le bilan et d'analyser les facteurs de variation, en fin de saison de reproduction. L'évolution des pratiques émergentes reste donc à promouvoir et à suivre dans les prochaines années.

## Références bibliographiques:

### A/B

ADAMSGP, KASTELIC JP, BERGFELT DR and GINTHER OJ (1987). Effect of uterine inflammation and ultrasonically detected uterine pathology on fertility in the mare. J. Reprod. Fert. Suppl. 35, pp. 445-454.

ALLEN WE et GODDARD PJ (1984). Serial investigations of early pregnancy in poney mares using real time ultrasound scanning. Equine vet. J 16, pp. 506-514.

ANONYME. Tiaret : le centre d'insémination artificielle, un outil pour le développement des races animalières [en ligne]. URL: <https://www.algerie360.com/tiaret-le-centre-dinsemination-artificielle-un-outil-pour-le-developpement-des-races-animalieres/> [Consulté le 12 novembre 2020].

AOUANE. N (2007). Suivi de reproduction de 61 jument au niveau de la jumenterie de Chebli. Thèse en vue de l'obtention de diplôme de docteur vétérinaire. Alger : Ecole Nationale Vétérinaire d'Alger. p69.

BALL BA, LITTLE TV, HILLMAN RB et WOODS GL (1986). Pregnancy rates at days 2 and 14 and estimated embryonic loss rates prior to day 14 in normal and subfertile mares. Theriogenology. 26 (5), pp. 611-619.

BARRIER-BATTUT I (2008). Comment choisir le moment de l'insémination chez la jument [en ligne]. Le nouveau praticien vétérinaire équin, 5 (18), pp.1. Disponible sur : <https://neva.fr/course/view.php?id=51> [consulté le 3/12/2020].

BARRIER BATTUT, I., CUIR, F., FERRY, B., MAGISTRINI, M., MARGAT, A., PROVOST, E. Présentation générale. In : (dir.) (2014). Insémination artificielle équine. France : IFCE, pp.7-9.

BARRIER BATTUT, I., CUIR, F., FERRY, B., MAGISTRINI, M., MARGAT, A., PROVOST, E. Les opérations. In : (dir.) (2014). Insémination artificielle équine. France : IFCE, pp.166-195.

BENSADOK, A. HARAS HOCINE EL-MANSOUR DE MOSTAGANEM [en ligne]. URL : <https://www.djazairress.com/fr/lesoirdalgerie/150106> [consulté le 13 novembre 2020].

BERGFELT, R.-D. Anatomy and physiology of the mare. In: SAMPER, J.-C (dir.) (2009). Equine Breeding Management and Artificial Insemination. Second edition. Elsevier Inc. Philadelphia, USA: Gower, pp.124-126.

BERGFELT, R.-D. Anatomy and physiology of the mare. In: SAMPER, J.-C (dir.) (2009). Equine Breeding Management and Artificial Insemination. Second edition. Elsevier Inc. Philadelphia, USA: Gower, pp.129.

BERGFELT DR, ADAMS, G.-P. Luteal development. In: MCKINNON, A.O., SQUIRES, E.L., VAALA, W.E., VARNER, D.D. (dir.) (2011). Equine reproduction. Second edition. Wiley-Blackwell. Philadelphia, London: pp2055-2064.

BLANCHARD, TL., VARNER, DD., SCHUMACHER, J., LOVE, CH.-C., BRINSKO, SP., RIGBY, SL. Anatomie de l'appareil génital de la jument. In : (dir.) (2005). Manuel de reproduction équine. 2ème édition. Maloine. Paris, pp.4-8.

BLANCHARD, T.L., VARNER, D.D., SCHUMACHER, J., LOVE, C.C., BRINSKO, S.P., RIGBY, S.L. Physiology de la reproduction de la jument non gravide. In : (dir.) (2005). Manuel de Reproduction Equine. 2e edition. Maloine. Paris, pp13-21.

BLANCHARD, TL., VARNER, DD., SCHUMACHER, J., LOVE, CH.-C., BRINSKO,SP., RIGBY, SL. Examen échographique par voie transrectale d'une poulinière. In : (dir.) (2005).Manuel de reproduction équine. 2ème édition. Maloine. Paris, pp.64- 67.

BLANCHARD, T.L., VARNER, D.D., SCHUMACHER, J., LOVE, C.C., BRINSKO, S.P., RIGBY, S.L. La gestation : Physiologie et diagnostic. In : (dir.) (2005). Manuel de Reproduction Equine. 2e edition. Maloine. Paris, pp.101-111.

BLANCHARD, T.L., VARNER, D.D., SCHUMACHER, J., LOVE, C.C., BRINSKO, S.P., RIGBY, S.L. Prélèvement de sperme et insémination artificielle. In : (dir.) (2005). Manuel de Reproduction Equine. 2e edition. Maloine. Paris, pp.193-194.

BLANCHARD, T.L., VARNER, D.D., SCHUMACHER, J., LOVE, C.C., BRINSKO, S.P., RIGBY, S.L. Examen de l'étalon et évaluation de ses capacités de reproducteur. In : (dir.) (2005). Manuel de Reproduction Equine. 2e edition. Maloine. Paris, pp.209-237.

BLANCHARD, T.L., VARNER, D.D., SCHUMACHER, J., LOVE, C.C., BRINSKO, S.P., RIGBY, S.L. Conservation du sperme. In : (dir.) (2005). Manuel de Reproduction Equine. 2e édition. Maloine. Paris, pp.239-255.

BRUYAS JF, PUYT JD, HERMANGE T, BETSCH JM, MAILLARD K etDESTRUMELLE S (2013). Thérapeutique anti-infectieuse raisonnée des métrites et endométrites de la jument. Pratique Vétérinaire Equine.45 (177), pp. 7-16.

## **C/D**

CARNEVALE EM, MCKINNON AO et SQUIRES EL (1988). Ultrasonic characteristics of the preovulatory follicle directly proceeding and during ovulation in the mare. Theriogenology 29, pp. 232.

CHEVALIER, F. C. (1980). Contribution à l'étude de l'insémination artificielle du cheval.Thèse de Médecine vétérinaire. ENV Alfort, Créteil, 91 p.

COMBET, M. (2017). Optimisation de la gestion de la jument lors de la mise à la reproduction et pendant la gestation. Thèse de Docteur Vétérinaire. Lyon : Université Claude Bernard, 128 p.

CORDE, R. Saillie - Insémination artificielle - Infertilité du mâle. In : (dir.) (1985). La reproduction chez le cheval. Physiologie – pathologie. Maisons-Alfort, France : Assoc. pour l'Etude de la Repro. Animale, pp. 67-73.

DOWSETT KF, PATTIE WA (1987). Variation in characteristics of stallion semen caused by breed, age, season of year and service frequency. *J. Reprod. Fert.*, 35(1), pp. 645-657.

DRUET, V. (2005 : cité 29 juin 2016). Influence des facteurs environnementaux sur la reproduction de la jument. Thèse de doctorat vétérinaire. Maison d'Alfort: Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, 107p.

## **E/F/G**

FAUQUENOT A (1987). L'insémination artificielle chez les équidés. *BTIA.*, 44 (5), pp. 23-26.

GINTHER OJ et PIERSON RA (1984). Ultrasonic anatomy and pathology of the equine uterus. *Theriogenology* 21, pp. 505-516.

GINTHER OJ (1983). Fixation and orientation of the early equine conceptus. *Theriogenology* 19, pp. 613-623.

GINTHER OJ (1983). Mobility of the early equine conceptus. *Theriogenology* 19, pp. 603-611.

GINTHER OJ (1984). Intrauterine movement of the early conceptus in barren and postpartum mares. *Theriogenology* 21, pp. 633-644

GINTHER OJ (1984). Mobility of twin embryonic vesicles in mares. *Theriogenology* 22, pp.83-95

GINTHER OJ (1986). Ultrasonic imaging and reproductive events in the mare. VerlagEquiservice, Cross Plains, Wisconsin, USA.

GIRARDY, E. (2018). Toxicité des plantes rencontrées en France sur la reproduction de la jument, de la vache, de la chèvre et de la brebis. Thèse pour obtenir le grade vétérinaire. Lyon : Université Claude Bernard, 168p.

## **H/I/J/K**

HAYES KEN, PIERSON RA, SCRABA ST and GINTHER OJ (1985). Effects of estrous cycle and season on ultrasonic uterine in mares. *Theriogenology* 54, pp. 465-477.

HOLT WV (2000). Basic aspects of frozen storage of semen. *Animal Reproduction. Sci.*, 62(3), pp.3-22.

HURTGEN, P.-J. Semen collection in stallions. In: SAMPER, J.-C (dir.) (2009). *Equine Breeding Management and Artificial Insemination*. Second edition. Elsevier Inc. Philadelphia, USA: Gower, pp.33-38.

JASKO DJ (1992). Pregnancy rates utilising fresh, cooled, and frozen thawed semen. *Animal reproduction science.*, 66 (2), pp. 238-247.

KÄHN, W. Diagnostic échographique chez la jument. In : (dir.) (1994). *Atlas de diagnostic échographique*. 1<sup>ère</sup> édition. Maloine. Paris, pp 21.

KÄHN W et LEIDL W (1985). Sonographische Befunde am Uterus von Stuten mit Ultraschall bei einer Frequenz von 5 Megahertz (MHz). *Pferdeheilkunde* 1, pp. 239-246.

KATILA T (2001). Sperm-uterine interactions. *Animal reproduction science.*, 68, (3), pp. 267-272.

## **L/M/N/O**

LE FRANC AC (2008). Le suivi de la croissance folliculaire et du cycle chez la jument [en ligne]. *Le nouveau praticien vétérinaire équin*, 5 (18), pp.1. Disponible sur : <https://neva.fr/course/view.php?id=51> [consulté le 3/12/2020]

LEGHA RA et PAL Y (2012). Stallion semen freezing and thawing protocols. *Equine Production Campus.*, 89 (2), pp.54-55.

LEIDL W et KÄHN W (1984). Differentialdiagnostische Befunde bei der Frühträchtigkeitsuntersuchung von Stuten mit dem Ultraschallverfahren (Echographie). *Vlaamsdiergeneesk. Tijdschr* 53, pp. 170-179.

LEITH GS et GINTHER OJ (1985). Mobility of the conceptus and uterine contractions in the mare. *Theriogenology* 54, pp. 701-711.

LÖFSTEDT, R.M. Diestrus. In: MCKINNON, A.O., SQUIRES, E.L., VAALA, W.E., VARNER, D.D. (dir.) (2011). *Equine reproduction. Second edition.* Wiley-Blackwell. Philadelphia, London: pp.1728-1731.

MAGISTRINI M (1990). Techniques de conservation de la semence d'étalon. *Elevage et Insémination.*, 238 (7), pp. 3-10.

MAGISTRINI M, CHANTELOUBE P, PALMER E (1987). Influence of season and frequency of ejaculation on production of stallion semen for freezing. *J. Reprod. Fertil.*, 35(2), pp.127-133.

MARGAT, A., VIDAMENT, M., FERRY, B., DOLIGEZ, P. L'insémination artificielle : mise en place dans la jument [en ligne]. URL : <https://equipedia.ifce.fr/elevage-et-entretien/elevage/reproduction/ia-mise-en-place-dans-la-jument> [consulté le 24 août 2020].

MARGAT, A., VIDAMENT, M., FERRY, B., DOLIGEZ, P. L'insémination artificielle : mise en place dans la jument [en ligne]. URL : <http://www.harasnationaux.fr/information/accueil.../gestion-des-juments-en-iac/> [consulté le 29 août 2020].

MARGAT, A., VIDAMENT, M., FERRY, B., DOLIGEZ, P. Insémination artificielle de semence fraîche (IAF) : le choix de la technique [en ligne]. URL : <https://equipedia.ifce.fr/elevage-et-entretien/elevage/reproduction/iaf-le-choix-de-la-technique> [consulté le 19 août 2020].

MARGAT, A., VIDAMENT, M., FERRY, B., DOLIGEZ, P. L'insémination artificielle équine [en ligne]. URL : [https://equipedia.ifce.fr/elevage-et-entretien/elevage/reproduction/liaequine#:~:text=L'Ins%C3%A9mination%20Artificielle%20\(IA\),de%20la%20jument%20en%20chaleur.](https://equipedia.ifce.fr/elevage-et-entretien/elevage/reproduction/liaequine#:~:text=L'Ins%C3%A9mination%20Artificielle%20(IA),de%20la%20jument%20en%20chaleur.) [Consulté le 15 juillet 2020].

MCCUE, P.M., SCOGGIN, C.F., LINDHOLM, A. Estrus. In: MCKINNON, A.O., SQUIRES, E.L., VAALA, W.E., VARNER, D.D. (dir.) (2011). Equine reproduction. Second edition. Wiley-Blackwell. Philadelphia, London: pp1716-1727.

MCKINNON, A.-O., SQUIRES, E.-L., VAALA, W.-E., VARNER, D.-D. Induction of ovulation. In: (dir.) (2011). Equine reproduction. Second edition. Wiley-Blackwell. Philadelphia, London: pp 1858-1869.

MERKET H, GÜNZEL AR, ABEL W et MATTOS R (1983). Echographie \_ eine Ergänzung der gynäkologischen Untersuchungsmethoden zur Zyklus- und Trächtigkeitsdiagnostik beim Pferd. Dtsch. Tierärztl. Wschr. 90, pp. 225-230.

MOURIER E (2010). Le moment de l'insémination, l'insémination artificielle post-ovulation chez la jument. Le nouveau praticien vétérinaire : Equine., 6(22), pp. 70-76.

MORREL, D. Semen collection. In: (dir.) (1999). Equine Artificial Insemination. 1st edition. CABI Publishing. New York, pp.151-152.

MORRIS LHA et ALLEN WR (2002). Reproductive efficiency of intensively managed Thoroughbred mares in Newmarket. Equine veterinary journal., 34, (1), pp. 51-60.

NACERI. A (2019). Données personnelles concernant le Haras Hocine el Mansour

NICOLICH, C. (1989). L'insémination artificielle équine. Thèse de médecine vétérinaire. Nantes: ENV Nantes, Nantes, 205 p.

NISHIKAWA Y (1975). Studies on preservation of raw and frozen horse semen. JReprod. Fert., 23 (suppl.), pp. 99-104.

## **P/Q/R/S/T**

PALLATIN, A. (2017). Comparaison de l'intérêt de l'échographie dans le diagnostic et le suivi de gestation dans les espèces bovine, équine, canine et féline. Thèse pour obtenir le grade vétérinaire. Lyon : Université Claude Bernard, 138p.

PALMER E et DRIANCOURT MA (1980). Use of the ultrasonic echography in equine gynecology. Theriogenology 13, pp. 203-216.

PARACHINI-WINTER, CLB. (2014). Mise en évidence et suivi par échographie ovarienne transrectale de nouveaux critères pour identifier le follicule dominant et déterminer l'imminence de l'ovulation chez la jument en oestrus - comparaison de différents échographes. Thèse de doctorat vétérinaire. Nantes : Faculté de Médecine, p.

PAUL-JEANJEAN S (2013). Suivi de la reproduction chez la jument [en ligne]. La Semaine Vétérinaire, (1536), pp.1. Disponible sur : <https://www.lepointveterinaire.fr/publications/la-semaine-veterinaire/archives/n-1536/sui-vi-de-la-reproduction-chez-la-jument.html> [consulté le 31/10/2020].

PICKETT BW, VOSS JL (1975). The effect of semen extenders and sperm number on

mare fertility. J. reprod. Fert., 23 (suppl.), pp.95-98.

PIERSON RA et GINTHER OJ (1985). Ultrasonic evaluation of the preovulatory follicle in the mare. Theriogenology 24, pp.359-368.

PIERSON RA et GINTHER OJ (1985). Ultrasonic evaluation of the corpus luteum of the mare. Theriogenology 23, pp. 795-806.

POISSONNIER, AD. (2009). Aide à l'apprentissage de l'examen transrectal de la jument réalisation d'une banque d'ovaires et d'utérus artificiels. Thèse pour obtenir le grade vétérinaire. Maison d'Alfort : Ecole nationale vétérinaire d'Alfort, pp. 15.

SAMPER, J.-C. Anatomy and physiology of the mare. In: (dir.) (2009). Equine breeding management and artificial insemination. 2ème édition. Elsevier Inc. Philadelphia, USA: Gower, pp. 115-116.

SAMPER, J.-C. Artificial insemination with fresh and cooled semen. In: (dir.) (2009). Equine Breeding Management and Artificial Insemination. Second edition. Elsevier Inc. Philadelphia, USA: Gower, pp.168-173.

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.

SIEME, H. Semen evaluation. In: SAMPER, J.-C (dir.) (2009). Equine Breeding Management and Artificial Insemination. Second edition. Elsevier Inc. Philadelphia, USA: Gower, pp.57-61.

SIEME H, KATILA T, KLUG E (2004). Effect of semen collection practices on sperm characteristics before and after storage and on fertility of stallions. Theriogenology. , 61(1), pp.769-784.

SPALART M . EQUITECHNIC INNOVE ET LANCE LA SEMENCE SEXÉE ÉQUINE.[En ligne]. URL:<https://www.evolution-xy.fr/fr/zoom/equitechnic-innove-lance-semence-sexee-equine>[consulté le 2/11/2020].

TOWNSON DH, PIERSON RA et GINTHER OJ (1988). Characterization of plasma progesterone concentration for two distinct luteal morphologies in mares. Theriogenology 32, pp. 197-204

## **V/W/X/Y**

VALON F, SEGARD F et CHAFFAUX ST (1982). Echotomographie en temps réel de l'utérus chez la jument. Bull. Acad. Vét. Fr. 55, pp. 187-211.

VIDAMENT M, DUPERE AM et JULIENNE P (1997). Equine frozen semen :freezability and fertility field results. Theriogenology. 48(1), pp. 907-917.

WILL K, KÄHN W et LEIDL W (1988). Sonographische Untersuchungen über die praovulatorische Follikelentwicklung bei der Stute. Dtsch. Tierärztl. Wschr. 95, pp. 362-365.

**Résumé :** La filière équine occupe une place importante dans l'histoire et l'économie de l'Algérie. Afin d'apporter des outils efficaces à la gestion des races équines les plus performants, nous avons réalisé une étude préliminaire sur l'insémination artificielle chez les juments au centre d'insémination du haras Hocine El Mansour (Mostaganem). En utilisant différentes techniques. Cette étude préliminaire est la première du genre dans l'école.

Les principales particularités de l'anatomie des organes génitaux femelle sont rappelées puis la physiologie de la reproduction des Jument ainsi que les techniques de maîtrise de la reproduction sont envisagées. Les femelles sont mise à la reproduction généralement vers 2 ou 3 ans et les mâles vers 3 ou 4 ans. Des cycles œstraux de 3 semaines environ (sans fécondation) ont lieu pendant la saison sexuelle. L'œstrus est très long et de durée variable (6 à 8 jours le plus souvent), et l'ovulation spontanée se produit entre 48 et 24 heures avant la fin des chaleurs. Le traitement photopériodique peut permettre d'avancer la date de sortie d'anoestrus de juments gardées en box en hiver. La synchronisation des chaleurs est possible en utilisant diverses hormones. Un suivi échographique minutieux qui nécessite simplement une bonne habitude de la palpation transrectale et une connaissance de base des principes physiques de l'échographie et des images échographiques des différentes structures anatomiques de l'appareil génital afin d'évaluer et suivre l'activité ovarienne ainsi que diagnostiquer une gestation et suivre son déroulement.

Pour pratiquer l'insémination artificielle, la semence est collectée le plus souvent dans un vagin artificiel. Le volume est important, de l'ordre de 30 à 150 ml en moyenne, une partie étant constituée de gel. Le sperme filtré et dilué pour être utilisé soit frais, soit réfrigéré (dans les 10 heures), soit congelé après centrifugation pour éliminer le plasma séminal. En moyenne 200 millions de spermatozoïdes dans 15 à 30 ml sont mis en place à travers le col utérin dans le corps de l'utérus. Les résultats sont au moins équivalents à ceux de la monte naturelle avec du sperme frais et légèrement inférieurs avec du sperme congelé.

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

**Abstract:** The equine sector occupies an important place in the history and economy of Algeria. In order to bring efficient tools to the management of the most performing equine breeds, we carried out a preliminary study on artificial insemination in mares at the insemination center of the Hocine El Mansour stud farm (Mostaganem) using different techniques. This preliminary study is the first of its kind in the school.

The main particularities of the anatomy of the female genital organs are recalled then the physiology of the reproduction of the mares as well as the techniques of reproduction control is considered. The females are generally put to reproduction at 2 or 3 years old and the males at 3 or 4 years old. Estrus cycles of about 3 weeks (without fertilization) take place during the sexual season(s). Estrus is very long and of variable duration (6 to 8 days most often), and spontaneous ovulation occurs between 48 and 24 hours before the end of the heat. Photoperiodic treatment can help to bring forward the release date of anoestrus from mares kept in boxes in winter. The synchronization of the heat is possible by using various hormones. Careful ultrasound monitoring simply requires a good habit of transrectal palpation and a basic knowledge of the physical principles of ultrasound and ultrasound images of the different anatomical structures of the genital tract in order to evaluate and monitor ovarian activity as well as to diagnose a gestation and follow its progress.

In order to practice artificial insemination, semen is usually collected in an artificial vagina. The volume is large, from 30 to 150 ml on average, part of which is gel. The semen is filtered and diluted to be used either fresh, refrigerated evening (within 10 hours), or frozen after centrifugation to eliminate the seminal plasma. An average of 200 million

sperm in 15 to 30 ml is placed through the cervix into the body of the uterus. The results are at least equivalent to natural mating with fresh sperm and slightly lower with frozen sperm.

**Keywords:** Reproduction, horse, artificial insemination, echography

#### ملخص:

تحتل صناعة الخيول مكانة مهمة في تاريخ و اقتصاد الجزائر. من أجل توفير أدوات فعالة لإدارة أكثر سلالات الخيول كفاءة، قمنا بإجراء دراسة أولية حول التلقيح الاصطناعي في الأفراس في مركز التلقيح بمزرعة الحسين المنصور (مستغانم). باستخدام تقنيات مختلفة. هذه الدراسة الأولية هي الأولى من نوعها في المدرسة

تم استبعاد الخصائص الأساسية لتشريح الأعضاء التناسلية الأنثوية، ثم يتم النظر في فسيولوجيا التكاثر فيا لأفراس و كذلك تقنيات التحكم في التكاثر. عادة ما يتم تكاثر الإناث فيعمر 2 أو 3 سنوات والذكور حوالي 3 أو 4 سنوات. تحدث دورات الأستروجين لمدة 3 أسابيع تقريباً (بدون إخصاب) خلال الموسم (المواسم) الجنسية. الشبق طويل جداً و مدة متغيرة (غالباً من 6 إلى 8 أيام)، وتحدث الإباضة التلقائية قبل 48 إلى 24 ساعة من نهاية الحرارة. يمكن معالجة الضونية أن تقدمتار بإطلاق الأفراس المحفوظة في الصناديق الشتاء. يمكن مزامنة الحرارة باستخدام هرمونات مختلفة.

المتابعة الدقيقة بالموجات فوق الصوتية التي تتطلب ببساطة عادة جيدة للجسبر المستقيم معرفة أساسية بالمبادئ الفيزيائية للصور بالموجات فوق الصوتية للموجات فوق الصوتية للتركيبات المختلفة للجهاز التناسلي من أجل تقييم موانع نشاط المبيض أيضاً لتشخيص الحمل ومتابعة تقدمه

لممارسة التلقيح الاصطناعي، غالباً ما يتم جمع السائل المنوي في مهبل صناعي. الحجم كبير، في حدود 30 إلى 150 مل في المتوسط، جزء منه هلام.

يتمتري شح السائل المنوي وتخفيفه ليتم استخدامه إما طازجاً أو مبرداً في المساء (خلال 10 ساعات) أو مجمداً بعد الطرد المركزي لإزالة البلازما المنوية. في المتوسط، يتم وضع 200 مليون حيوان منوي في 15 إلى 30 مل من خلال عنق الرحم في جسم الرحم. النتائج تعادل على الأقر لنتائج التزاوج الطبيعي مع السائل المنوي الطازج وأقل قليلاً مع السائل المنوي المجمد.

**الكلمات المفتاحية:** التكاثر، الحصان، التلقيح الاصطناعي