

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR

ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET

INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES



**Mémoire de fin d'études
en vue de l'obtention du diplôme de docteur vétérinaire**

THEME :

**Étude comparative entre saillie naturelle et insémination
artificiel chez la jument.**

Présenté par :

SELLAKH AHMED

SENASLI MIMOUNA

Encadre par :

AYAD MOHAMED AMINE

Année universitaire : 2018 – 2019

Remerciement :

Je remercie Allah de m' avoir donné le courage, la patience et pardessus de tout la sante de mener à réaliser ce modeste travail. Bien sûr je tiens avant tout à remercier mon encadreur " Dr. Ayad Mohamed Amine", pour sa disponibilité, sa encouragement Et si conseil.

Mes remerciements vont également vers tous ceux qui m' ont permis de mener à bien mon travail: les collègues de l' institut vétérinaire et mes amis.

Enfin, j' exprime toute ma reconnaissance envers mes proches, qui ont eu la tâche ardue de me supporter pendant ces 5 années parfois entrecoupées de moments difficiles !

Mes parents, pour leur soutien logistique et moral continu, je leur suis infiniment redevable. Ma famille: pour leur aide inestimable : sans eux mon travail aurait été beaucoup plus difficile.

Dédicace :

Je dédie ce modeste travail de fin d'étude :

A ma Mère qui a veillé mes nuits, qui m'a tant soutenue avec ses prières, qui m'a toujours

Encouragé et qui a tout fait pour m'avoir un jour réussir.

A mon Frère.

A Mes très chères sœurs

Ma famille «SELLAKH» pour leur aide.

A mes amis : Mohamed et Kassem Djilali et Mansour et Moustapha.

Dans cette occasion je Dédie aussi mes amis qui je connue dans ma carrière universitaire :

Nasser, Nadir, Amine et Fouad, Islam

En fin je dédie ce modeste travail à ma promotion.

Et bien sûr qui m'aime.

dédicace

Je tiens à remercier dieux miséricordieux pour m'avoir guidé ou je suis aujourd'hui, et m'avoir montré la voie quand j'étais perdu.

Je tiens à remercier mon cher père (Allah yerhmeh) et ma chère mère pour leur soutien et encouragement incessant jusqu'à maintenant et même dans les années qui viendront, je ne pourrai jamais repayer votre bien envers moi, un très très grand merci.

Je dédie ce modeste travail de fin d'étude :

A mon père, qui a sacrifié sa jeunesse pour me soutenir et m'encourager.

A ma chère mère, qui a veillé mes nuits, qui m'a tant soutenue avec ses prières.

A mon frère : Mohamed el amine.

A mes sœurs.

A mes chers neveux que dieu le protège.

A mes copines : Bouthyna, Nora, Oum elkehr.

A mon encadreur Dr. Ayad Mohamed amine.

A mon binôme : Sellakh Ahmed.

Senasli Mimouna

Sommaire :

Remerciement :	1
Dédicace	2
Sommaire :	4
Liste des figures	6
Liste des tableaux	7
I. Introduction.....	9
II. Chapitre I: rappelle anatomique et physiologique de l'appareil génital femelle.....	11
1. Rappels anatomique de l'appareil génital chez la jument :.....	12
1.1 Les ovaires	12
1.2 Les trompes utérines.....	12
1.2.1 L'infundibulum	12
1.2.2L'ampoule	12
1.2.3L'isthme	12
1.3 L'utérus	13
1.3.1 Cornes utérines	13
1.3.2 Le corps utérines.....	13
1.3.3 Col utérine.....	13
1.4 Vagin.....	14
1.5 Vulve.....	14
2. Rappels physiologique du cycle œstral	17
2.1 Différents phases de cycle œstral.....	18
2.1.1 Le pro-œstrus (2 jours).....	19
2.1.2 L'œstrus (6 jours en moyenne).....	20
2.1.3 Le metœstrus ou post-œstrus (5 jours).....	20
2.1.4 Le diœstrus (9-10 jours).....	20
2.2 Prédiction d'ovulation.....	20
2.3 Saisonnalité.....	21
2.4 Changement physiologiques durant la phase de transition (anœstrus ou début de la saison de reproduction)	23
2.5 La saison de reproductions.....	25
III. Chapitre II : les techniques d'insémination.....	26
1. Historique.....	27
2. Introduction.....	27
3. Avantage.....	28
4. Inconvénients.....	28
5. Collection de sperme.....	28
6. Préparation et évaluation de sperme.....	29
6.1 Dilution.....	29
6.1.1. Introduction.....	29
6.1.2. Les Dilueurs	29
6.1.3. Méthode de dilution.....	31
6.2.Évaluation de la semence	33
7. Préparation de la jument.....	34
8. les techniques d'insémination artificielle	36
8.1..IA semence fraîche et réfrigéré.....	36

8.1.1. Introduction.....	36
8.1.2.Matériel.....	36
8.1.3. Technique.....	37
8.2. IA avec semence congelé.....	39
8.2.1. Introduction.....	39
8.2.2. Gestion des juments en IAC	39
8.2.2.1. Sélection des juments	39
8.2.2.2. Gestion du cycle.....	39
8.2.2.3. Méthode classique	40
8.2.2.4. Objectif.....	40
8.2.2.5. Dans la pratique.....	40
8.2.2.6. Administrations des agents indicateurs d'ovulation.....	40
8.2.3. Technique	40
8.3. IA profonde	43
8.3.1. Introduction.....	43
8.3.2. Technique	43
8.4..IA sous hystérocopie (petite dose)	49
8.4.1. Introduction.....	49
8.4.2. Matériel.....	49
8.4.3. Technique.....	49
IV. La partie expérimentale :	50
1. Matériels et méthodes.....	50
1.1. Lieu de l'étude.....	50
1.2. Effectifs	50
1.3. Récolte des étalons.....	50
1.3.1. Matériel de récolte	50
1.3.2. La technique de récolte.....	51
1.3.3. Sélection des éjaculats pour l'insémination.....	51
1.4. Evaluation des semences après la récolte	52
1.4.1Examen macroscopique	52
1.4.1.1Volume.....	52
1.4.1.2. Couleur et aspect	53
1.4.1.3. Détermination de la concentration.....	53
1.4.2. Examen microscopique	54
1.4.2.1. Mobilité massale	54
1.4.2.2. Mobilité individuelle.....	54
2. Etapes d'insémination et de saillie	54
2.1. Insémination artificiel	54
2.1.1Préparation de la jument.....	54
2.1.2. La préparation des doses	55
2.1.3. Insémination artificiel proprement dite	56
2.2. Saillie naturel	56
3. discussion.....	61
V. Conclusion.....	63
VI. <u>Bibliographies</u>	65

Liste de figures :

<u>Figure 1</u> : L'appareil génital de jument vue dorsale.....	15
<u>Figure 2</u> : L'appareil génital chez la jument vue latéral.....	16
<u>Figure 3</u> : les étapes de cycle ovarien.....	18
<u>Figure 4</u> : Les phases de croissance folliculaire.....	19
<u>Figure 5</u> : vagin artificielle type Missouri.....	29
<u>Figure 6</u> : Collection de sperme d'un étalon.....	29
<u>Figure 7</u> : Dilution de la semence.....	32
<u>Figure 8</u> : L'analyse de qualité de sperme sous Microscope.....	33
<u>Figure 9</u> : Photo sous microscope de spermatozoïdes ayant subi la coloration PSA.....	33
<u>Figure 10</u> : Lavage de la jument a la douchette par Savon anti septique.....	34
<u>Figure 11</u> :Séchage par papier absorbant.....	35
<u>Figure 12</u> :Jument bien nettoyée et séchée.....	35
<u>Figure 13</u> : Équipement couramment utilise à des fins insémination artificiel avec de la semence fraîches.....	37
<u>Figure 14</u> : technique classique d'IA par semence fraiche.....	38
<u>Figure 15</u> : Décongélation de la semence équine.....	39
<u>Figure 16</u> : méthode de décongélation et insémination par semence congelé.....	42
<u>Figure 17</u> : Extrémités distales des deux types de sondes d'IAP.....	43
<u>Figure 18</u> : sondes d'IAP.....	44
<u>Figure 19</u> : Insémination profonde dans la corne gauche par guidage transrectal.....	45
<u>Figure 20</u> : Insémination hystéoscopique d'une faible dose.....	47
<u>Figure 21</u> : Visualisation endoscopique de la jonction utéro-tubaire d'une jument en œstrus.....	48
<u>Figure 22</u> : dépôt de la semence.....	48
<u>Figure 23</u> : les étapes de la récolte de sperme.....	51
<u>Figure 24</u> : : le vagin artificiel acheminé au niveau du laboratoire.....	51
<u>Figure 25</u> : un photomètre Minitube.....	53
<u>Figure 26</u> : fiche de suivi de reproduction de jument.....	58

Liste de tableau :

<u>Tableau 1</u> : Composition du Kenney (pour 1L).....	30
<u>Tableau 2</u> : Composition de l'INRA96 (IMV, L'Aigle, France) pour 1L.....	30
<u>Tableau 3</u> : Composition du Tyrode modifié (pour 0,1l).....	31
<u>Tableau 4</u> : tableau récapitulatif des juments inséminée et suivies	59
<u>Tableau 5</u> : Tableau récapitulatif des juments saillies et suivie	60

I. INTRODUCTION

I. Introduction :

En un siècle, le cheval est progressivement passé d'animal de rente à animal de loisir.

Dans les deux cas, l'objectif de l'éleveur est presque toujours le même: obtenir un poulain par an et par jument. La durée de la gestation étant de 340 jours en moyenne, il ne dispose pour cela que de 25 jours après le poulinage pour que la jument soit à nouveau gestante (**BLANCHARDTL et al ; 1993**). Cette nouvelle gestation peut être débutée en même temps que la jument allaite son poulain, puisque cette femelle est l'une des seules à ne pas connaître l'anœstrus de lactation.

Le cheval est traditionnellement considéré comme une espèce peu féconde: chaque année seules 55 à 65 % des juments mises à la reproduction donnent naissance à un poulain .

Pourtant, les conditions naturelles de reproduction du cheval ou « monte en liberté », sous la forme de troupeaux de 10 à 15 juments vivant en plein air avec un étalon, donnent d'excellents résultats, soit environ 85 % des juments qui poulinent par an. Cette méthode d'élevage n'est cependant pas accessible aux animaux de valeur en raison du risque d'accidents et du nombre insuffisant de juments servies par un même étalon. Elle n'est pas réalisable non plus pour les petits éleveurs ne disposant ni d'un étalon ni d'un nombre suffisant de juments pour constituer un troupeau.

La fécondité annuelle du cheval n'est donc pas seulement due à des particularités intrinsèques à l'espèce, mais également à notre gestion de sa reproduction. (**PALMER E ;1984**)

En effet, les contraintes imposées sont nombreuses :

L'inadéquation de la saison officielle de monte, qui s'étend chaque année du 15 février au 15 juillet avec la saison naturelle des juments, dont la première ovulation de l'année se produit physiologiquement début mai. (**GINTHER OJ ; 1974**)

Cette saison de monte est cependant justifiée par des raisons économiques, l'objectif des éleveurs étant le plus souvent d'obtenir un poulain par an et par jument, et que ces poulains naissent le plus tôt possible. En effet, la date du premier janvier est celle qui sépare les poulains qui s'affronteront plus tard par classes d'âge en courses ou en compétitions sportives.

Les poulains nés tôt ont significativement des meilleures performances que les poulains tardifs, et les poulains de boucherie précoces sont eux aussi avantagés par leur poids et leur niveau de développement à la vente d'automne. (**GUILLAUME D ;1996**)

Ces performances sont imputables à la différence d'âge réelle entre les poulains, à laquelle s'ajoute un effet "milieu".

L'éloignement géographique des juments et des étalons.

Les premières passent l'hiver chez leur éleveur, qui ne possède le plus souvent pas d'étalon, et y restent souvent pour des raisons économiques le plus tard possible. Elles peuvent être en boxe mais parfois aussi au pré, ce qui ne facilite pas la détection des chaleurs.

Elles ne sont souvent conduites au haras que lorsque les premières chaleurs ont été constatées, et donc la première ovulation est passée: le premier cycle est donc inutilisable.

Les techniques actuelles de reproduction, qui favorisent l'insémination artificielle : si celle-ci permet en effet de servir un plus grand nombre de juments par un même étalon, et de diffuser sa semence à un niveau national voire international, ses résultats en terme de fertilité par cycle sont moins bons que ceux de la monte en main.

L'étude des causes de l'infécondité permet de définir des points clés sur lesquels il est possible d'agir soit au niveau de l'élevage, avec ou sans l'intervention du vétérinaire, soit au niveau du haras.

L'objectif de ce travail est donc d'étudier la qualité du sperme et les déficient technique de l'insémination.

L'étude bibliographique expose essentiellement :

- Rappelle anatomique et physiologique de l'appareil génital de la jument.
- les aspects techniques de l'insémination artificielle (IA).
- les modalités de préparation et d'évaluation de la semence.
- et l'étude expérimentale expose essentiellement :

L'étude comparatif entre les juments qui insémine naturellement et les autre qui insémine artificiellement en l'institut vétérinaires IBN-KHALDON Tiaret.

II. CHAPITRE I:

1. Rappels anatomique de l'appareil génital chez la jument :

L'appareil génital est composé de deux ovaires et des voies génitales qui comprennent les deux trompes et les deux cornes utérines , le corps utérine ,le col utérine , le vagin , le vestibule et la vulve

La moitié de l'appareil génitales se situé dans la cavité abdominale alors que l'autre partie contenue dans la filière pelvienne. **(T.L.BLANCHARD et al ; 2005)**

1.1 Les ovaires :

Sont des glandes paires, situé dans la région sous lombaire (4-5ème vertébrés lombaire) ils sont généralement positionnés plusieurs centimètres en arrière de chacun des deux reins.

L'organisation interne de l'ovaire est spécifique des équidés avec une position respective de la médulla et de cortex.

L'ovaire possède à la fois une fonction endocrine et une fonction exocrine :

- ✓ fonction endocrine : la production des hormones sexuelles
- ✓ fonction exocrine : correspond à l'élaboration des gamètes.

(T.L.BLANCHARD et al ; 2005)

1.2 Les tromps uterine:

L'oviducte ou trompes de Fallope mesurant chez la jument 20_30 cm de long la trompes utérine est composée de 3 parties :

1.2.1 L'infundibulum :

Pavillon en forme d'entonnoir et la partie la plus proche de l'ovaire

1.2.2 L'ampoule :

Partie élargie un peu plus éloignée de l'ovaire

1.2.3 L'isthme :

La partie la plus étroite reliant l'ampoule à l'utérus **(T.L.BLANCHARD et al ; 2005)**

1.3 L'utérus :

Constitué de deux cornes et du corps.

La forme globale de l'utérus de la jument et souvent décrite comme étant celle de T majuscule ou Y majuscule.

1.3.1 Cornes utérines :

Présentent deux courbures :

une grande convexe correspondant au bord libre et une petite concave correspondant au bord mésométrial.

Leur apex est terminé en cul de sac et reçoit la trompe.

1.3.2 Le corps utérines :

Légèrement aplatie dorso-ventralement et se poursuit à son extrémité caudale par le col de l'utérus, long d'environ 5 cm.

La muqueuse utérine est jaune rosée recouverte de mucus dans les cornes, elle est plissée en tous sens alors que dans le corps elle est plissée longitudinalement.

La muqueuse du col est blanchâtre avec des nombreux plis longitudinaux.

1.3.3 col utérine :

Le col utérin est un organe soumis de nombreuses variations

Les contours du col peuvent assez aisément être identifiés par palpation transrectale particulièrement pendant l'interœstrus ou la gestation.

A ce stade il a l'aspect d'un cylindre de 5_7.5 cm de long et de 2_4 cm de diamètre.- pendant l'œstrus le col est très flasque et de ce fait beaucoup plus difficile à sentir par palpation transrectale.

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

-La lumière du canal cervical peut largement se dilater et se renfermer pendant le cycle œstral du fait de l'existence dans sa paroi d'une épaisse couche de fibre musculaire circulaire qui est également riche en fibres élastiques.

-Le canal cervical ne comporte que de replis longitudinaux (**D.D.VARNER et al ; 2005**)

1.4 Vagin :

Est un organe tubulaire qui s'étend horizontalement sur 15-20 cm de long dans la cavité pelvienne.

Depuis l'exo col jusqu'au repli transversal sur le plancher vaginal qui recouvre en partie l'orifice externe de l'urètre.

- ❖ La lumière du vagin est normalement virtuelle sauf lors des accouplements

Ou du passage des poulains au moment de la mis-bas.

- ❖ La muqueuse vaginal est composée d'un épithélium stratifié de type squameux.

A la différence de l'utérus du col et du vestibule, le vagin ne contient aucune structure sécrétrice. **(D.D.VARNER et al ; 2005)**

1.5 Vulve :

Correspond à l'orifice externe des voies génitales femelles formé par deux lèvres, Long de 12-15 cm qui doit être droite et verticale.

Dorsalement, les lèvres forment une commissure triangulaire, alors que ventralement elles forment une commissure arrondie recouvre le clitoris.

Ce dernier bien développée chez la jument est entouré de fosses clitoridiennes Latéralement et ventralement alors que sa face dorsale présente 3 petites dépressions nommées sinus clitoridien.

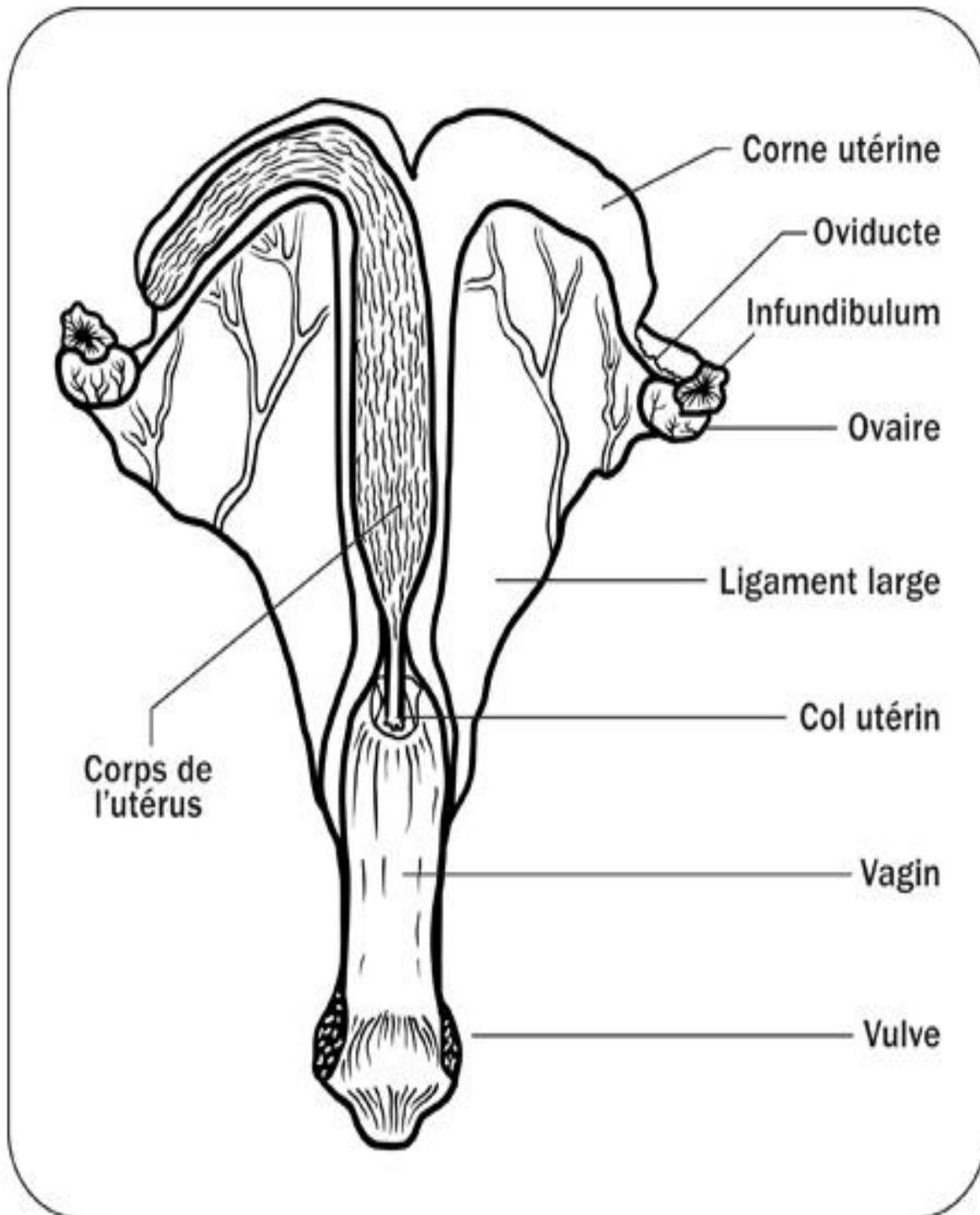


Figure 1 :L'appareil génital de jument vue dorsale.

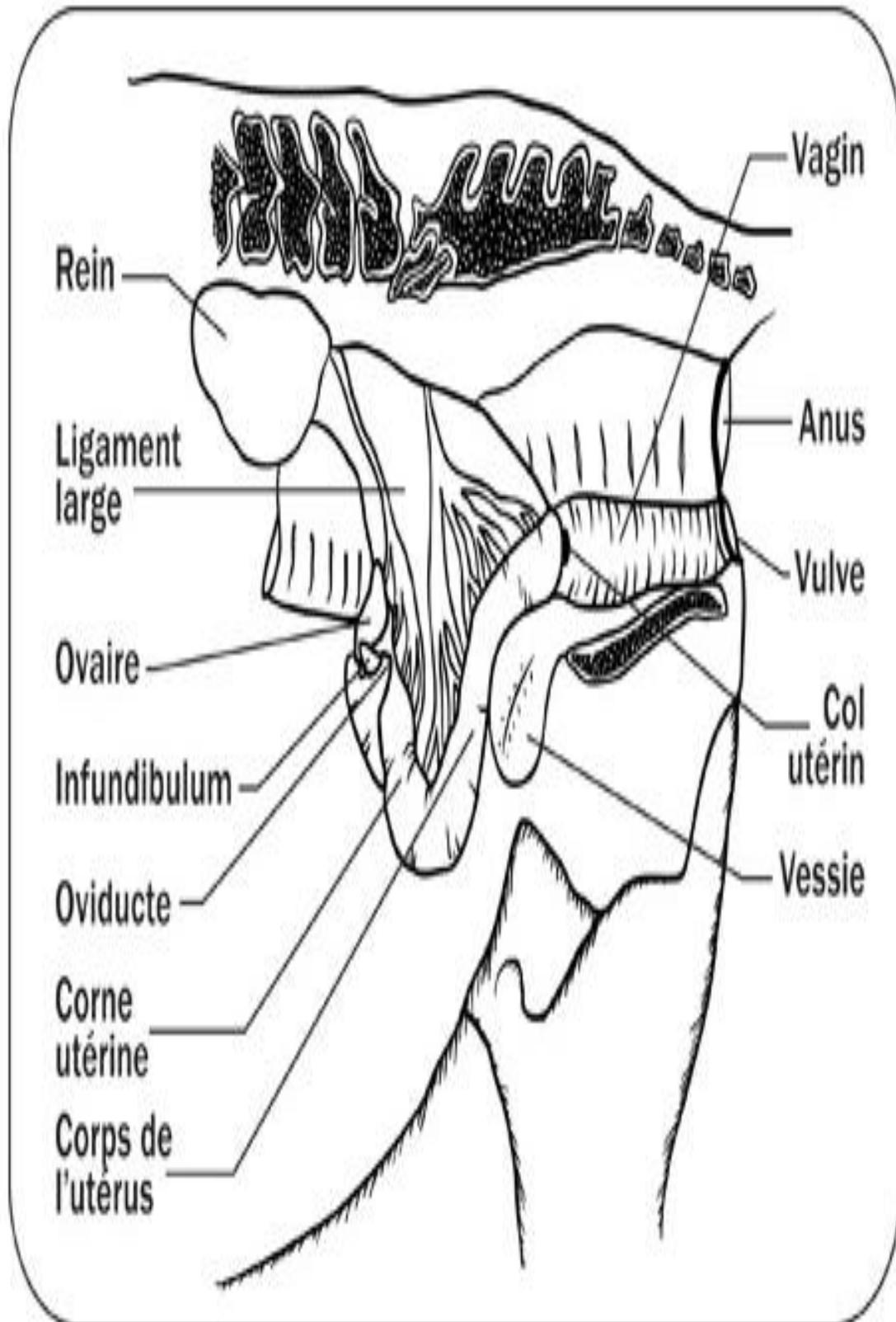


Figure2 :appareil génital chez la jument vue latéral.

2. Rappels physiologique du cycle œstrales :

La jument est un animal poly estrien saisonnier, pendant la saison de la reproduction la jument non gravide à des cycles œstraux qui s'enchainent.

Le déroulement régulier des cycles œstraux repose sur le délicat équilibre entre les hormones produites par la glande pinéale (épiphyse), l'hypothalamus, l'hypophyse, les ovaires et l'endomètre. (T.L.BLANCHARD. al ; 2005)

Les cellules neurosécrétrices de l'hypothalamus produisent la gonadolibérine (GNRH) .

Les axones de ces cellules se projettent à l'intérieur de l'espace péri-vasculaire de l'éminence médiale au niveau de tige pituitaire et libèrent de manière épisodique la GNRH dans le système porte hypothalamo-hypophysaire lequel transport l'hormone jusqu'à l'hypophyse antérieur.

La GNRH stimule la synthèse et la libération des hormones gonadotropes FSH (follicule-stimulating hormon)et LH (luteinising hormon) par l'hypophyse antérieur .

Ces hormones passent dans la circulation sanguine et au niveau des ovaires, la FSH est responsable de la maturation des follicules et la production d'œstrogènes.

Tandis que la LH est responsable de l'ovulation et de la formation de corps jaune.

Les œstrogènes secrétés par les follicules en cours de maturation assurent un retro-contrôle positif sur la libération de LH lorsque la progestérone est basse ce qui provoque la décharge ovulant de LH

L'inhibine et les œstrogènes produits par les follicules en croissance assurent un retro-contrôle négatif sur la libération de FSH La progestérones produite par le corps jaune assure un retro-contrôle sur la libération de LH. (T.L.BLANCHARD. al ; 2005)

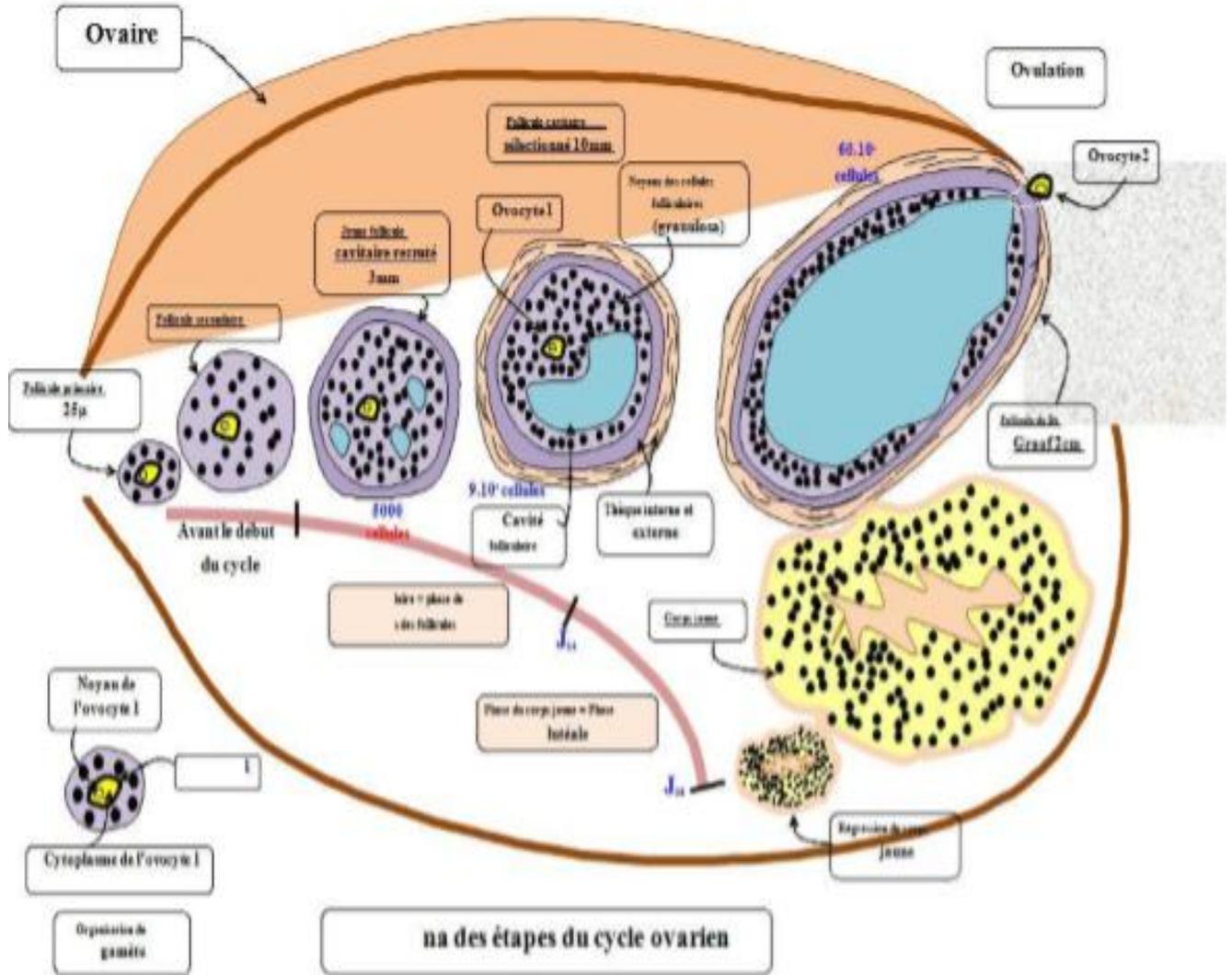


Figure3 : les étapes de cycle ovarien

2.1 Différents phases de cycle œstrale :

Un cycle est la période comprise entre deux ovulations successives. Durant chaque cycle, les follicules contenus dans les ovaires subissent une phase de croissance ; lorsque l'un d'entre eux est mûr, il y a ovulation. Chez la jument, cette période dure en moyenne 21 jours (+/- 2 jours), et peut être divisée théoriquement en quatre phases :

2.1.1 Le pro-œstrus (2 jours) :

C'est la période de croissance et de maturation folliculaire. La phase folliculaire est la période de croissance des follicules qui se termine par l'ovulation spontanée de l'un d'entre eux et l'atrésie de tous les cycles. Cette croissance folliculaire est généralement divisée en trois phases :

- Recrutement : c'est l'entrée en croissance terminale de 3 à 5 follicules de 5 à 15 mm de diamètre pendant le diœstrus, sous la dépendance des hormones gonadotropes.
- Sélection : c'est le phénomène par lequel un seul follicule, parmi ceux mesurant 20 à 30 mm de diamètre, est « sélectionné » pour poursuivre sa croissance. Il se produit au début de l'œstrus (environ 15 jours post-ovulation précédente soit J15).
- Dominance : le follicule précédemment sélectionné achève sa croissance et contrôle dans un même temps celle des autres follicules, puis provoque leur atrésie, sous le jeu d'influences hormonales. Sous l'action de FSH et LH, le follicule dominant deviendra le follicule ovulatoire.

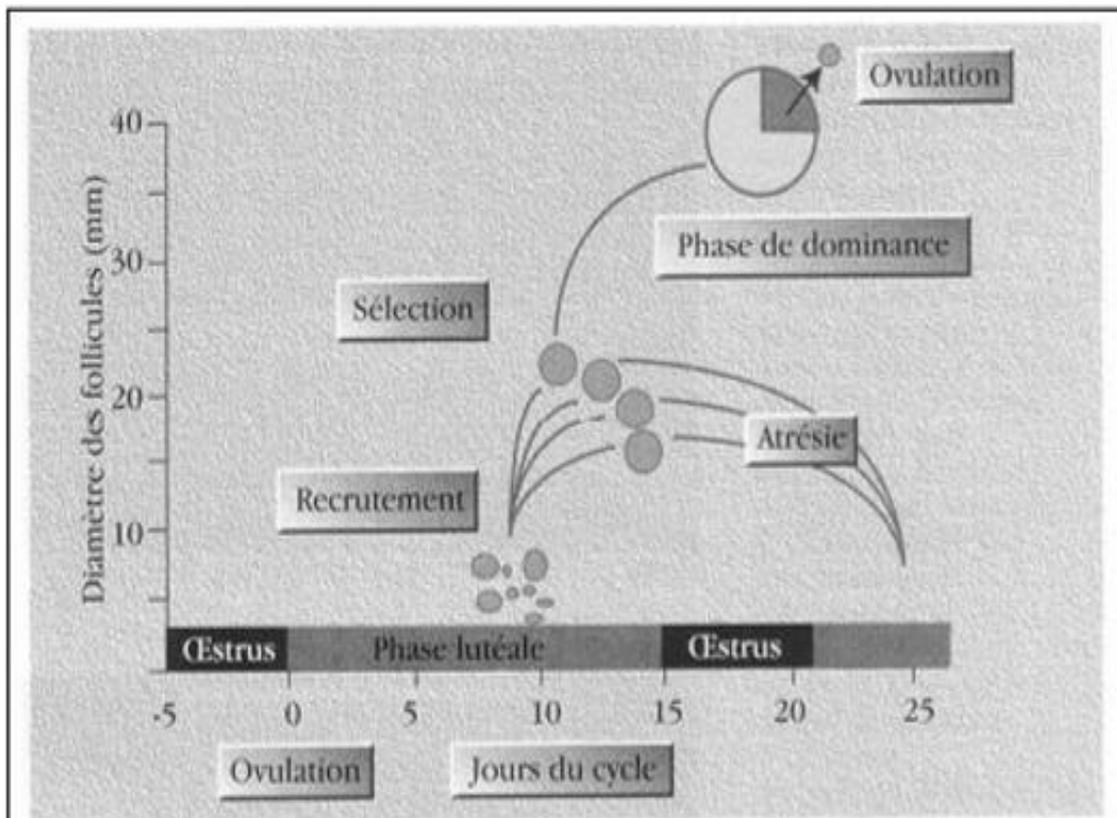


Figure 4 : Les phases de croissance folliculaire

2.1.2 L'œstrus (6 jours en moyenne):

C'est la période d'acceptation du mâle, pendant laquelle la jument montre des signes caractéristiques. La durée de l'œstrus varie de façon importante en fonction des conditions climatiques et d'entretien de la jument, surtout en début et fin de saison sexuelle. La période d'acceptation de l'étalon est ainsi plus longue au printemps, lors des premiers cycles. Elle raccourcit progressivement pour être minimale en août (4 à 5 jours) et ré-augmente jusqu'à atteindre 7 à 9 jours en octobre. **(J.SCHUMACHER et al ; 2005)**

L'ovulation, quant à elle, survient dans les dernières 48h des chaleurs, avec une grande variabilité selon les juments cependant. Cette ovulation se produit en moyenne 24h (0 à 48h en pratique) avant la fin des chaleurs, soit autour du cinquième jour de l'œstrus. Mais il peut exister une disjonction importante entre les chaleurs et l'ovulation, les deux phénomènes n'étant pas forcément liés : ainsi, on constate entre 96 et 100% de chaleurs ovulatoires en été, contre 20% seulement en hiver. Il existe aussi des ovulations non précédées d'œstrus, fréquentes en juillet-août, ou encore des ovulations multiples (25% des cas), surtout en mars.

2.1.3 Le metœstrus ou post-œstrus (5 jours) :

Est la phase d'élaboration du corps jaune.

2.1.4 Le diœstrus (9-10 jours):

C'est la durée de persistance d'activité du corps jaune, qui se traduit par un refus du mâle. Ces deux dernières phases constituent l'interœstrus, qui est donc l'intervalle qui sépare deux cycles successifs. Chez la jument non gestante, il dure 14 à 15 jours : le retour en chaleurs a presque toujours lieu 15 jours après l'ovulation. La variabilité de durée du cycle est donc essentiellement due à celle de l'œstrus. Un allongement ou raccourcissement de l'interœstrus, en dehors d'une intervention du vétérinaire, doit donc faire suspecter une anomalie.

2.2 Prediction d'ovulation :

- la libération de l'œuf par l'ovaire peut survenir en tout temps durant la phase œstrale.
- Toutefois, elle survient habituellement entre 24 et 48 heures avant la fin de la phase œstrale .
- Idéalement , pour maximiser les chances de conception ,la saillie doit survenir dans les 12 heures qui précèdent ou qui suivent l'ovulation .
- La monte ou l'insémination des juments , à compter des 2eme ou 3eme jours suivent l'œstrus , puis tous les 2 jours pendant l'œstrus est un bon moyen d'obtenir un taux de conception satisfaisant. **(D.D.VARNER et al ;2005)**

2.3 Saisonnalité :

La variation saisonnière de la durée de l'éclairement journalier a une forte influence sur l'activité de reproduction de la jument. Le cheval 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 reproduction du cheval répond positivement à l'augmentation de la durée de l'éclairement quotidien, et négativement à la diminution de la longueur des jours.

La longueur de la photopériode journalière module la fonction de reproduction en jouant sur la sécrétion de GNRH. Bien que le mécanisme intime de l'activité de régulation de la glande pinéale sur la saisonnalité de la jument demeure non totalement élucidé, cette glande pinéale (épiphyse) est considérée comme étant à l'origine du signal de régulation de l'activité de l'hypothalamus via la sécrétion de la mélatonine. Des travaux menés au Kentucky ont montré que chez la majorité des juments, mais pas toutes, la sécrétion de mélatonine est augmentée pendant la période nocturne. Lorsque les jours sont courts, la mélatonine produite par l'épiphyse est considérée comme étant responsable de l'inhibition de la synthèse et de la décharge de GNRH. En période de jours longs, la sécrétion de mélatonine est réduite et l'effet inhibiteur sur la synthèse et la sécrétion de GNRH est levé.

Ce concept sur ces mécanismes qui semblent physiologiquement en jeu repose en partie sur les constatations expérimentales faites par une équipe de Floride qui a effectué des épiphysectomies chez des chevaux. **(CH.C.LOVE et al ; 2005)**

De plus, l'équipe française de L'INRA de Nouzilly a démontré que des administrations de mélatonine d'origine exogène pendant les mois d'hiver peuvent inhiber l'effet stimulant apporté par un éclairement artificiel qui modifie la photopériode naturelle et ainsi peuvent retarder le début de la saison de reproduction.

Cependant, l'équipe du Kentucky a observé que le fait que les juments présentent ou non une augmentation des concentrations de mélatonine en période nocturne ne permet pas de prédire si les juments continueront à avoir une activité ovarienne cyclique pendant les mois d'hiver. Ce constat aurait tendance à faire penser que la sécrétion de mélatonine pendant cette période hivernale joue un rôle limité dans le déterminisme de l'anœstrus saisonnier.

Les opioïdes pourraient intervenir dans la régulation saisonnière de la fonction de reproduction en modifiant la sécrétion de LH au moment de l'anœstrus hivernal.

Les opioïdes endogènes sont reconnus comme pouvant inhiber la sécrétion de GNRH chez les mammifères des espèces de rente en inactivant le mécanisme d'initiation des pulses.

De sécrétion de la GNRH responsable de la synchronisation de l'activité des neurones à GNRH.

Des travaux menés Nouvelle-Zélande ont montré que le niveau de base de sécrétion d'opioïdes est plus élevé chez les juments en période d'œstrus hivernal profond que pendant la saison de reproduction. **(CH.C.LOVE et al ; 2005)**

Néanmoins, l'administration d'antagonistes des opioïdes n'a pas eu d'effet sur la saisonnalité des juments traitées .les recherches sur le rôle des opioïdes endogènes sur la saisonnalité de la reproduction chez la jument se poursuivent.

Alors que la transition entre les saisons est un processus graduel et progressif, l'activité de la fonction de reproduction des juments au cours d'une année peut être divisée, à fins descriptives, en quatre période qui correspondent aux changements de la durée du jour .l'équipe de Pennsylvanie a proposé de schématiser cela de la manière suivante :

1. 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).
2. 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 erratiques car non associés à des ovulations .
3. La phase d'œstrus ou de repos sexuel est centrée autour et après la période où les jours sont les plus courts de l'année, autour du solstice d'hiver (21 décembre).

La phase qui suit celle d'œstrus 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.

La saisonnalité de la reproduction existe, en fait physiologiquement pour que les poulains naissent au printemps, lorsque les conditions naturelles de vie à l'état sauvage sont les plus favorables à la survie des poulains. Cela peut être illustré par différents aspects de ces variations de la fonction de la reproduction au cours de l'année .au fur et à mesure que la durée des jours augmente, la longueur des phases œstrales diminue et le taux d'ovulation augmente, tout cela aboutissant à la fois à plus de gestations pour moins de travail. Les œstrus les plus courts et les taux d'ovulations les plus élevés surviennent en juin, pour des poulins qui auront lieu en mai de l'année suivante .de plus ,il y a d'autres facteurs, dont le

déterminisme n'est pas très bien élucidé, qui favorisent les mises-bas des juments pendant la saison de reproduction .les juments qui poulinent tôt dans l'année ont tendance à avoir des gestations beaucoup plus que celles qui poulinent lus tardivement dans la saison. De la même manière, lors de poulinage précoce dans l'année , la première ovulation post-partum a tendance à survenir plus longtemps après la mis-bas que chez les juments qui ont leurs chaleurs de poulinage plus tardivement dans l'année .tous ces phénomènes laissent penser qu'il existe des mécanismes intrinsèques qui poussent à ce que les accouplements et les poulinage se déroulent au moment de la saison physiologique naturelle de reproduction (de mai à juillet). (T.L.BLANCHARD et al ; 2005)

2.4 Changement physiologiques durant la phase de transition (anœstrus ou début de la saison de reproduction) :

Une majorité de jument vivant dans l'hémisphère nord présent une période d'inactivité sexuelle (anœstrus saisonnier ou anœstrus hivernal) pendant la fin de l'automne et l'hiver (période des jours courts).

Pendant cette phase d'anœstrus saisonnier, l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien est relativement peu actif ,avec une réduction à la fois de la production hypothalamique de GNRH ,de la quantité hypophysaire de LH ,des niveaux sanguins des hormones gonadotropes (FSH et LH) et des hormones stéroïdiennes ovariennes (progestérone et œstrogènes).en réponse à l'augmentation de la durée des jours ,l'activité de cet axe hypothalamo-hypophyso-ovarien s'accroît progressivement et les réserves hypophysaires en gonadotrophines augmentent progressivement .les décharges hypothalamiques de GNRH deviennent plus fréquentes ,et cela ce traduit par une augmentation de la fréquence de la sécrétion hypophysaire pulsatile de LH demeurent comparativement faibles .cela a pour conséquence de stimuler la croissance de nombreux follicules dont le diamètre passe de 20 à 35 mm sans que ne survienne d'ovulation. Finalement, plus la première ovulation de la saison approche, plus les niveaux sanguins moyens de LH augmentent tandis que ceux de FSH se réduisent. Apparemment ,une fois qu'un follicule dominant se développe (avec un diamètre dépassant 35 mm et une capacité à sécréter des quantités significatives d'œstrogènes)en parallèle à une augmentation des réserves hypophysaires de LH ,une décharge de LH se produit induisant une ovulation .en règle générale ,une fois qu'une jument a ovulé et qu'une corps jaune s'est mis en place ,une cyclicité sexuelle régulière s'installe (à savoir des phases d'interœstrus de 14

à 16 jours suivies de phases d'œstrus d'une durée variable qui peut dépasser 10 jours en début de printemps mais qui est en moyenne de 4 à 7 jours en fin de printemps et pendant l'été). La saison physiologique de reproduction, lorsque la majorité des juments ont des cycles ovulatoires (périodes œstrales régulières associées à une ovulation à chaque œstrus), se situe pour l'hémisphère nord pendant les derniers mois du printemps et ceux d'été.

(S.P.B RINSKO et al ; 2005)

Au moment où se produisent les premières croissances folliculaires sans ovulation mais avec atresie (dégénérescence) des folliculaires, pendant la phase de transition printanière, les juments peuvent manifester un comportement caractéristique d'œstrus en présence d'un étalon. Ces œstrus de phase de transition sont de durée et d'intensité variable, mais se prolongent souvent anormalement longtemps parfois pendant un mois ou plus. Ces œstrus anormalement longs liés à une succession de vague de croissance folliculaires sans ovulation en phase de transition sont classiquement désignés en français par le terme d'hyper-œstrus. Étant donné que pendant cette période de nombreux follicules sont successivement en croissance et en phase de dégénérescence, il est très difficile de prévoir quand la jument va ovuler et par conséquent de décider du moment le plus opportun de l'accouplement pour obtenir une gestation. Bien que le moment de cette première ovulation ne soit pas prévisible, cette ovulation peut donner lieu à une gestation. L'équipe de recherche du Colorado a ainsi fait saillir des juments présentant ce type d'œstrus prolongé de fin d'ancœstrus, tous les 2 jours jusqu'à observer la survenue de la première ovulation de la saison. Ils ont enregistré un taux de gestation considéré comme normal, bien que certaines juments aient été saillies plus de 10 fois pendant cet œstrus. Étant donné qu'il n'est pas souhaitable et très rentable de faire des saillies à des étalons dans de telles conditions lors d'hyper-œstrus, il est préférable de chercher :

1. à accélérer la survenue d'une activité ovarienne cyclique en mettant en place une photopériode artificielle.
2. à raccourcir la durée de cette phase de transition en utilisant des progestagènes.
3. à accélérer ou induire l'ovulation d'un follicule dominant dans les 48 heures qui suivent un accouplement
4. à attendre pour mettre la jument à la reproduction qu'une cyclicité régulière s'installe spontanément. **(T.L.BLANCHARD et al ; 2005)**

2.5 La saison de reproduction:

L'espèce équine a été présentée comme une espèce très peu performante en termes de reproduction et d'élevage en comparaison aux autres espèces de mammifères domestiques. Cependant, cela est un faux raisonnement qui tient au fait que l'on a voulu faire correspondre la saison de monte à d'autres contraintes que celle de la physiologie afin de répondre aux besoins des sociétés humaines. La saison de monte effective pour les chevaux, avec une date universelle de changement d'année d'âge des chevaux (millésime) fixée le 1 janvier, est souvent officialisée comme se déroulant entre le 15 février et les premières semaines de juillet. Ce déplacement de la saison (administrative) de monte par rapport à la saison physiologique de reproduction fait qu'elle débute en période d'anovulation caractérisée par des chaleurs prolongées et des ovulations qui tardent à se produire, indiquant que les juments ne sont pas encore en période optimale de mise à la reproduction. Des échecs sont souvent enregistrés lorsque les chevaux sont mis à la reproduction en dehors de la période physiologique propice.

Lorsque la mise à la reproduction a lieu pendant la saison physiologique, la fertilité obtenue est parfaitement acceptable. (T.L.BLANCHARD et al; 2005)

III. CHAPITRE II

1. Historique :

Au X^{IV}e siècle les Arabes ont utilisé l'insémination artificielle chez le cheval. Les premières tentatives en France ont eu lieu en 1887 avec Benoit et Repiquent. 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**).

2. Introduction:

La reproduction équine est un domaine en pleine évolution avec l'augmentation du nombre d'inséminations artificielles, notamment l'insémination artificielle profonde et le développement du transfert d'embryon. Quelque soit la méthode utilisée, l'objectif principal est d'obtenir une bonne fertilité en fin de saison. Pour se faire il est important de se soucier aussi bien de la jument que de l'étalon lors de l'analyse des résultats de fertilité. De ce fait nous aborderons ici le thème de la fertilité de l'étalon, et plus précisément les méthodes permettant d'évaluer les caractéristiques de la semence.

Une analyse complète et détaillée de la semence permet d'estimer le statut reproducteur de l'étalon. Cette évaluation sera notamment nécessaire lors de l'introduction d'un nouvel étalon au sein d'un centre d'insémination ou de prélèvement. Lorsque le statut reproducteur de l'étalon sera bien connu, seuls les critères de base (volume de l'éjaculat, concentration en spermatozoïdes, morphologie et mobilité des spermatozoïdes) seront le plus souvent évalués. Par contre, en cas de subfertilité, des analyses complémentaires pourront être envisagées.

Cette étude bibliographique se compose de cinq parties. Les deux premières parties abordent des rappels anatomo-physiologiques permettant de comprendre l'origine des éventuels désordres de fertilité. La troisième partie décrit les tests utilisés en routine, c'est-à-dire en clientèle, alors que les deux dernières parties présentent les nouvelles techniques en voie de développement mais réservées pour le moment au domaine de la recherche.

(**Marie ALLIMANT ;2010**).

3. Avantage:

L'insémination artificielle permet un contrôle sanitaire plus strict. Elle élimine les Vulvo-plasties 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**).

4. Inconvénients:

-Le risque de consanguinité se pose si les étalons en IA font beaucoup plus de poulains qu'autre étalon. Il faut que les étalons fassent 10 fois plus de poulains qu'actuellement pour ressentir un faible effet sur la consanguinité.

- pour son application, L'IA nécessite une technicité supérieure à la monte en main. D'où un coût financier plus élevé en personnel qualifié et en matériel.

- un risque de mauvaise application de la technique 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. (**L Marnay, 2014**).

5. Collection de sperme:

Certains étalons sont habitués à monter sur un mannequin. En général il faut recourir à une jument en œstrus. L'aire péri-génitale de celle-ci est nettoyée, on lui met un tord-nez et on entrave ses membres postérieurs. Il vaut mieux que l'étalon soit manipulé par une personne qui le connaît, et dans un lieu qu'il connaît, sans stress. L'érection est plus ou moins rapide. L'éjaculation est relativement courte (**Valon et Chaffaux, 1983**).

Le temps de réaction (entre le début des stimulations et la monte) est de 3,5 min (211 secondes) pour le 1er éjaculat et de 3,85 min (231 secondes) pour le 2^e, une heure plus tard en moyenne (**Nicolich, 1989**).

Le prélèvement peut être effectué dans le vagin de la femelle (mais pas pour l'insémination artificielle), avec un condom en caoutchouc ou en plastique souple, ou mieux, avec un vagin artificiel. La température de l'eau du vagin artificiel au départ varie de 42°C à 50°C selon le temps estimé que l'étalon prendra pour éjaculer. (**Valon et Chaffaux, 1983**). La capote est lubrifiée avec de la vaseline et la pression doit être proche de celle exercée par le vagin de la jument (**Chevalier, 1980**).

Etude comparative entre saillie naturelle et insémination artificielle

L'opérateur qui prélève est de côté par rapport à l'étalon. Il dévie le pénis au moment du saut et présente le vagin artificiel (Corde, 1985).

Il faut en moyenne 30 minutes pour obtenir une éjaculation. La température de l'eau du vagin artificiel est comprise entre 42°C et 44°C au moment de la collecte (Fauquenot, 1987). La saillie elle-même dure 2 minutes environ. Le sperme doit être mis à l'abri de la lumière.



Figure 5 : Collection de sperme d'un étalon.



Figure 6 : vagin artificielle type Missouri.

6. Préparation et évaluation de sperme :

6.1. Dilution:

6.1.1. Introduction:

Les chercheurs s'intéressant à la conservation de la semence ont très vite remarqué la nécessité de diluer la semence dès sa récolte, sans quoi sa durée de vie ne dépasse pas une heure ou deux (Katila, 1997a) et son pouvoir fécondant est en grande diminution.

Ceci est dû à deux phénomènes d'importance égale :

- la compétition entre spermatozoïdes pour les éléments nutritifs ou une accumulation de métabolites nocifs lorsque la concentration en gamètes est trop élevée.
- les effets délétères du plasma séminal.

6.1.2. Les Dilueurs:

Un diluer est nécessaire pour assurer une protection aux spermatozoïdes, entre autres par un effet de volume. Il existe un grand nombre de dilueurs, à base de lait ou de solution saline, ayant tous pour objectif une meilleure survie des spermatozoïdes. Les principaux à l'heure actuelle sont (tableaux) :

Etude comparative entre saillie naturelle et insémination artificielle

- le lait UHT,
- le Kenney aussi appelé EZ-Mixin (CST Colorado) ou Non-Fat Dried Milk Solids- Glucose (NFDMSG) ou encore Skim Milk Glucose extender (SKMG),
- le KMT, surtout utilisé pour remettre en suspension le sperme centrifugé car une interaction néfaste avec le plasma séminal a été mise en évidence (Rigby et al., 2001).
- l'INRA96.

Tableau1 : Composition du Kenney (pour 1L) :

Glucose C ₆ H ₁₂ O ₆	49g
Lait en poudre	24g
Eau distillée sterile	q.s.p.1 l
Streptomycine	1,5g
Pénicilline	1,5millionsUI

Tableau 2: Composition de l'INRA96 (IMV, L'Aigle, France) pour 1L

CaCl ₂	0,14g
KCl	0,4g
KH ₂ PO ₄	0,06g
MgSO ₄ 7H ₂ O	0,2g
NaCl	1,25g
Na ₂ HPO ₄ 12H ₂ O	0,118g
NaHCO ₃	0,35g
HEPES	4,76g
Glucose C ₆ H ₁₂ O ₆	13,21g
Lactose C ₁₂ H ₂₂ O ₁₁ H ₂ O	45,39g
Eau distillée sterile	q.s.p. 1l
Pénicilline	50000UI
Gentamycine	50mg
Puis	
Phosphocasinat	27g/l

Tableau 3 : Composition du Tyrode modifié (pour 0,1l)

NaCl	0,42g
KCl	0,187g
NaHCO ₃	0,21g
Na ₂ HPO ₄	0,005g
Lactate de sodium 60%	0,310 l
CaCl ₂	0,029g
MgCl ₂	0,008g
HEPES	HEPES
Pyruvate de sodium	0,011g
BSA	0,6g
Eau distillée sterile	q.s.p. 0,1 l

Grâce à leurs composants, les dilueurs assurent aussi un contrôle de la multiplication bactérienne, une protection des membranes vis-à-vis des radicaux libres et un apport en substrats nutritifs (**Katila, 1997**). Leur osmolarité et leur pH doivent être proches de ceux du sperme, c'est-à-dire 300 mOsm/L avec un pH de 7,4 à 7,6. Pour la plupart des dilueurs, l'osmolarité se situe entre 280 et 450 mOsm/L avec un pH de 6,6 à 7,0 (**Katila, 1997**). Même si les mécanismes de protection des membranes restent encore obscurs, le fractionnement du lait par différentes méthodes (microfiltration, ultrafiltration, ...) a permis de les comprendre un peu plus. En effet, le principal inconvénient des substances telles que le lait, réside dans la complexité de leur composition. Ainsi, même si elles contiennent des éléments favorables à la conservation des spermatozoïdes, elles renferment aussi des composants toxiques, d'où l'intérêt d'en isoler les fractions les plus protectrices. Parmi celles-ci, le phosphocasinat natif (PPCN) et la β -lactoglobuline se sont révélés être les plus performants pour la conservation de la semence équine réfrigérée (**Batellier et al., 1998 ; Batellier et al., 2001**), d'où la création de l'INRA96. La formulation de ce diluer a été établie non seulement sur la base des résultats de mobilité, mais aussi sur ceux de fertilité de la semence conservée.

6.1.3.Méthode de dilution :

La première utilise un vagin ouvert pour ne récolter que la fraction riche de l'éjaculat. En effet, les 3 premiers jets de l'éjaculat contiennent 75% des spermatozoïdes.

Etude comparative entre saillie naturelle et insémination artificielle

(Brinsko et al., 2000), car la majorité des productions des glandes annexes ne vient qu'ensuite. Cette pratique, couramment réalisée en Finlande, permet d'éliminer la quasi-totalité du « gel » (fraction gélatineuse de l'éjaculat, riche en acide citrique et en potassium, produite par les vésicules séminales).

Les inconvénients de cette technique (l'habileté et le nombre de personnes nécessaires, ainsi qu'une petite réduction de la quantité de spermatozoïdes récoltés) l'ont cantonnée à une utilisation plus limitée.

Une autre approche consiste donc à centrifuger la semence, mais il a été montré qu'un retrait total du plasma séminal causait une baisse de la mobilité (Jasko et al., 1991) et qu'au moins 15% des spermatozoïdes étaient perdus au cours des manipulations. [Brinsko et al. (2000a)] ont observé de plus que la centrifugation n'a été bénéfique que pour les étalons dits « poor coolers ». Les étalons dont la semence était peu affectée par la conservation (les « good coolers ») n'ont donc pas obtenu de meilleurs résultats après centrifugation de leur semence. En outre, des effets néfastes de la centrifugation sur la mobilité peuvent être mis en évidence, dépendant bien sûr de la vitesse de rotation et du temps de centrifugation, mais aussi de la présence ou non de diluer avant centrifugation et du type de diluer utilisé .

(Brinsko et al., 2000).



Figure 7 : Dilution de la semence.

6.2.Évaluation de la semence :

Une bonne fertilité est la concrétisation évidente d'une bonne conservation, mais il est intéressant d'essayer de prédire le pouvoir fécondant. Pour cela, il est possible de se baser sur les caractéristiques physiques de la semence en effectuant un spermogramme. Cependant, certains étalons ont une fertilité diminuée après conservation malgré un spermogramme satisfaisant voire excellent. (Jasko et al ; 1992a et b) et (Kenney et al ; 1971) ont montré qu'il était relativement facile d'évaluer qualitativement le sperme d'un étalon (sur différents critères tels que la mobilité, la concentration, les anormaux, etc.), mais qu'il était très difficile de prédire quantitativement sa fertilité. En effet, chacun des paramètres qualitatifs est plus ou moins corrélé à la fertilité d'un étalon.

-D'après (Clément ;1995) les caractéristiques séminales qui sont plus souvent Corréliées avec la fertilité sont :

- ❖ la concentration,
- ❖ le nombre total de spermatozoïdes,
- ❖ le pourcentage de spermatozoïdes mobiles à 0h,
- ❖ le pourcentage de spermatozoïdes normaux.



Figure 8 : L'analyse de qualité de sperme sous Microscope.

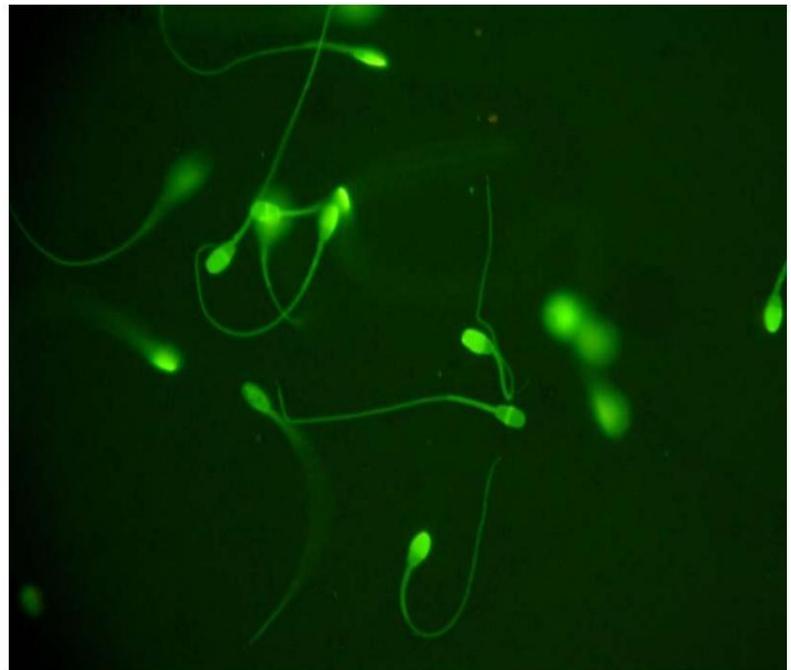


Figure 9 : Photo sous microscope de spermatozoïdes ayant subi la coloration PSA

7. Préparation de la jument :

- Mettre la jument dans la barre d'insémination ou l'entraver.
- Mettre un protège-queue ou une bande de queue à usage unique. Attacher la queue.

Lavage de la jument :

***A la douchette :**

- Mettre 1 gant à usage unique.

-1er lavage : arroser la vulve de la jument à l'eau (tiède si possible) ; mettre un savon antiseptique (par exemple: Vétédine SavonND) sur le gant. Laver la vulve de haut en bas, puis les côtés de la vulve, le dessous du clitoris et terminer par l'anus et la base de la queue.

Attention à ne pas introduire de l'eau savonneuse à l'intérieur du vagin en appuyant trop fort sur la vulve. Ne jamais revenir sur la vulve après avoir nettoyé la région alentour.

Arroser abondamment à l'eau le gant qui a servi à laver la vulve jusqu'à ce que l'eau qui s'écoule soit claire puis rincer la région vulvaire

Effectuer au total trois lavages.



Figure10 : Lavage de la jument a la douchette par Savon anti septique.

***Au seau :**

- mettre 2 gants à usage unique.
- mettre suffisamment de papier à usage unique (6 feuilles) dans un seau d'eau et réserver la main gauche pour prendre ce papier dans le seau afin que cette main soit toujours propre et

Etude comparative entre saillie naturelle et insémination artificielle

ne souille pas l'eau. Effectuer le 1er lavage de la jument (avec la main droite). Avec la main gauche, faire écouler l'eau du papier absorbant sur le gant de la main droite pour le rincer (se positionner à côté du seau). Mouiller à nouveau le papier, le prendre dans la main droite afin de rincer la vulve.

-recommencer un 2ième lavage, puis un 2ième rinçage, puis un 3ième lavage et enfin un 3ième rinçage. Ne pas laver l'anus, ni la base de la queue lors du 3ième lavage afin de ne pas souiller la vulve avec les eaux d'écoulement.

***Séchage :**

Prendre une feuille de papier absorbant sec et essuyer la vulve, puis les côtés de la vulve, puis le dessous et enfin l'anus et la base de la queue. La feuille de papier absorbant doit être propre à la fin de l'essuyage. Ne pas oublier d'essuyer les gouttes présentes sur la poche de queue.

Afin de préserver l'appareil génital de la jument, il est important de veiller à ne pas y introduire de germes externes. Dans ce but ce protocole de lavage-rinçage-séchage doit être respecté .



Figure11 : Séchage par papier absorbant.



Figure12 : Jument bien nettoyée et séchée.

8.les technique d'insémination artificielle :

8.1..IA semence fraîche et réfrigéré :

8.1.1.Introduction :

Le nombre de spermatozoïdes par dose ne doit pas descendre en dessous de 200.10^6 spermatozoïdes totaux. En cas de quantité de semence insuffisante, les juments prioritaires (proches de l'ovulation) seront servies dans un premier temps. Il est possible de récolter l'étalon une 2ème fois dans la journée pour les juments non servies.

La technique d'IA immédiate doit être préférée pour tous les étalons utilisés sur place. La technique « sperme pur partagé » est utilisée lors de collectes avec 1 ou 2 juments à servir. Les juments doivent être inséminées dans les 5 minutes qui suivent la récolte.

La technique 2/3 (lait)-1/3 (semence) ne permet pas la conservation de la semence ; si une jument retardataire se présente, il faut récolter l'étalon à nouveau.

La technique de dilution à 20.10^6 spz/ml par dose permet à la fois la mise en place immédiate et la conservation de la semence diluée quelques heures (jusqu'à 24h).

(P.Doligez; 2017)

8.1.2Matériel :

-Équipement couramment utilise à des fins insémination artificiel avec de la semences fraîches :

1. Lubrifiant sterile, non-spermicide.
2. Seringue sterile non toxique.
3. Pipette d'insémination.
4. Speculum vaginal.
5. Lampe stylo pour éclairer le col utérin.
6. Manchon en plastique.



Figure 13 : Équipement couramment utilisé à des fins insémination artificiel avec de la semences fraîches

8.1.3. Technique :

-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 avec la main non stérile.
- prélevée 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 (**Barrier :2017**).

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.

La technique idéale pour travailler en conditions stériles est d'utiliser un double gant sur la

Etude comparative entre saillie naturelle et insémination artificielle

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 (**BARRIER-BATTUT, I., 2010**).

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 coupé 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.

(**BARRIER-BATTUT, I., 2010**).



Figure 14 :technique classique de IA par semence fraîche.

8.2.IA avec semence congelé :

8.2.1.Introduction :

Lorsque la semence est récoltée pour une conservation de durée indéterminée, elle est congelée dans l'azote liquide. Dans ce 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, E., 2010).

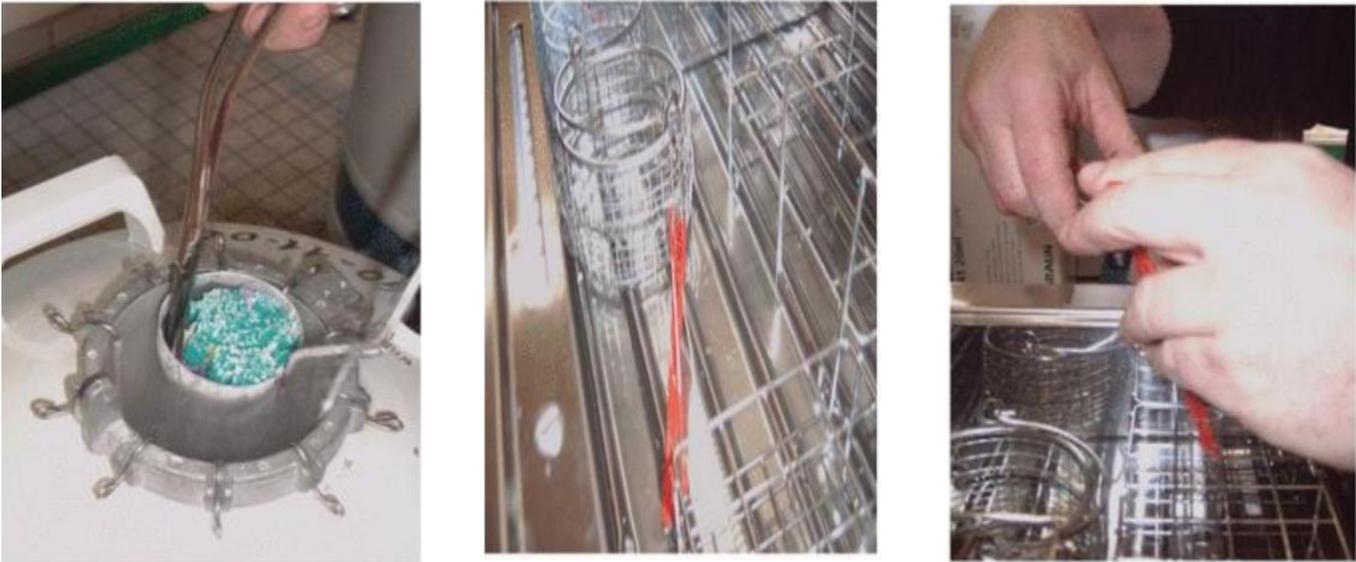


Figure 15 : Décongélation de la semence équine.

8.2.2.Gestion des juments en IAC :

L'Insémination Artificielle de sperme congelé (IAC) nécessite une gestion rigoureuse des juments : sélection, date de l'IA, diagnostic de gestation.

8.2.2.1.Sélection des juments :

L'IAC reste une technique à fertilité délicate. Il est ainsi nécessaire de procéder à une sélection des juments afin d'écartier celles dont la fertilité est potentiellement faible:

- les juments vides depuis plusieurs années.
- les juments âgées (la fertilité diminue à partir de l'âge de 15 ans).
- les juments à endométrite. (M. Vidament2017)

8.2.2.2.Gestion du cycle :

Le suivi ovarien est indispensable est obligatoire en IAC. Il doit être effectué par un vétérinaire.

8.2.2.3.Sélection des juments classique :

Le nombre de paillettes fournies doit être au moins de 32 par jument pour pouvoir réaliser le protocole de façon optimal.

8.2.2.4.Objectif : 2 inséminations par cycle.

A chaque insémination, 8 paillettes (de 50 millions de spz/paillette) sont utilisées (50 chez la jument de selle français). La jument est inséminée avant l'ovulation avec 400 millions de spermatozoïdes à chaque insémination (800 millions chez les juments de trait).

8.2.2.5.Dans la pratique :

Fréquence conseillée des examens échographiques en fonction de la taille du plus gros follicule (F).

- $F < 19 \text{ mm} \Rightarrow 2$ fois par semaine.
- $20 < F < 24 \text{ mm} \Rightarrow 3$ fois par semaine.
- $25 < F < 29 \text{ mm} \Rightarrow$ toutes les 48 heures.
- $30 < F \Rightarrow$ toutes les 24 heures jusqu'à constatations de l'ovulation.

8.2.2.6.Administrations des agents indicateurs d'ovulation :

Le produit couramment utilisé est l'hCG (human Chorionic Gonadotrophine, (Chorulon).

L'induction de l'ovulation se fait sur un follicule en croissance de dimension supérieure à 35 mm. La jument ovule 36 heures après l'induction. (voir schéma plus loin). En cas d'absence d'ovulation dans les 72 heures après l'injection, arrêter les IA. (**Doligez, Ifce2017**).

8.2.3.Technique :

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.

Etude comparative entre saillie naturelle et insémination artificielle

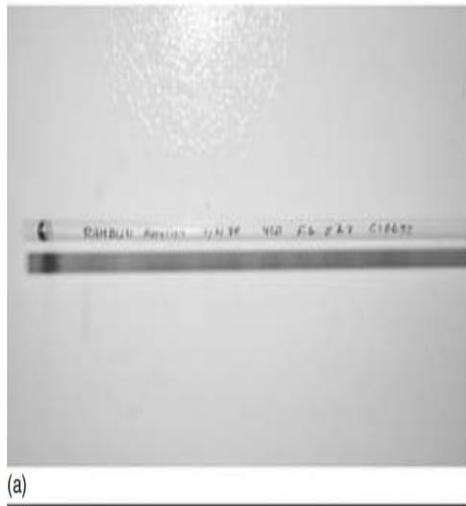
Cette technique peut être utilisée pour la mise en place de la semence congelée, et requiert un suivi plus rapproché des juments et l'identification du follicule ovulatoire afin de déposer la semence dans la corne utérine ipsilatérale.

Le protocole d'insémination classique proposé par les Haras Nationaux (www.haras-nationaux.fr, onglets : « connaissances », « equi-paedia », « reproduction », « techniques d'insémination artificielle », « IA mise en place dans la jument », 2014) est le suivant :

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

(BARRIER-BATTUT, I., 2010).

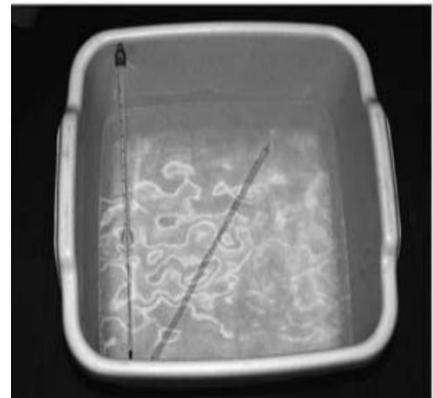
Etude comparative entre saillie naturelle et insémination artificielle



(a)



(b)



(c)

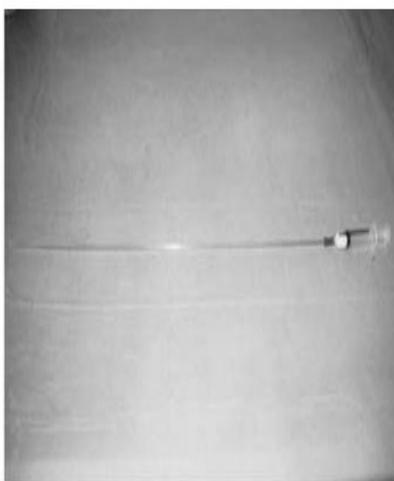
(a)-(j) (cont'd)



(d)



(e)



(f)



(g)



(h)

Figure 16 : méthode de décongélation et insémination par semence congelé.

8.3.IA profonde :

8.3.1.Introduction :

Les techniques d'IA profonde se pratiquent de la même manière au niveau de la contention (dans un travail) mais la jument peut éventuellement être tranquilisée (0,3 ou 0,4 ml de Domosédan® pour 500 kg) si elle n'est pas calme, et pour faciliter les manipulations.

Les trois types de semences (fraîche, réfrigérée ou congelée) peuvent être utilisés en théorie. Cependant, peu d'études sont consacrées à l'IAF, et l'incidence de la présence du plasma séminal est méconnue. En effet, ce plasma est normalement éliminé lors de la remontée des cornes par les spermatozoïdes, suite à une saillie ou une insémination classique .
(BALL B.A. ; 2004) .

8.3.2. Technique :

Avec cette méthode, on peut utiliser au minimum une paillette, soit 50 millions de spermatozoïdes congelés. La ou les paillettes sont sorties de la cuve d'azote et décongelées par trempage direct dans un bain-marie à 37°C, comme pour une IA classique. On coupe ensuite aux ciseaux l'extrémité opposée au bouchon de coton. Contrairement à la méthode précédente, le volume utilisé étant faible, il est plus pratique d'inséminer directement avec la paillette. Pour ce faire, il existe des sondes spécifiques, de deux types.

- **les sondes françaises**, avec une boule métallique d'1 cm de diamètre, percée de deux orifices latéraux, fixée à l'extrémité.
- **les sondes allemandes**, dont l'embout est en plastique et percé d'un seul orifice, distal.



Figure 17 : Extrémités distales des deux types de sondes d'IAF.

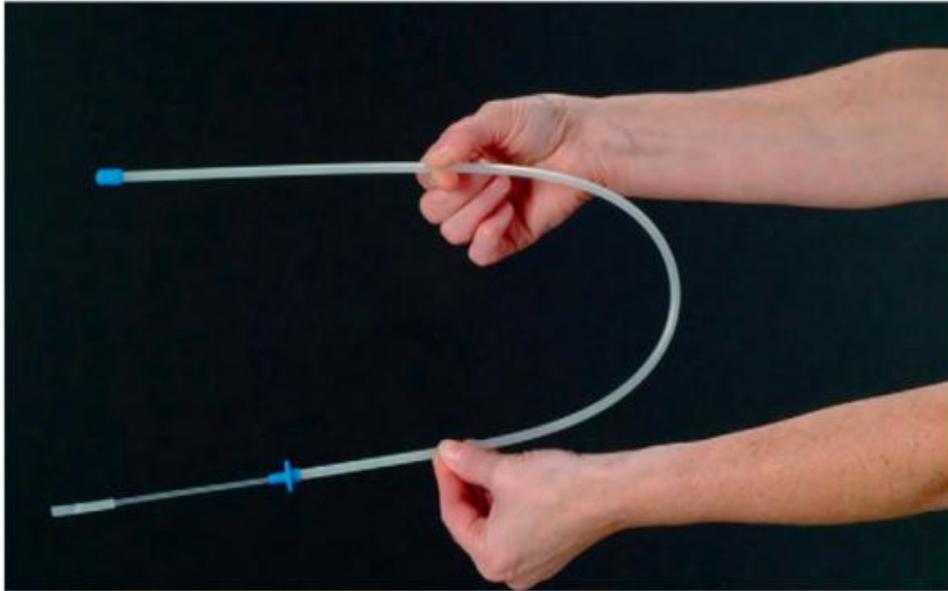


Figure 18 : sondes d'IAP

Dans les deux cas, ces sondes sont livrées avec un piston métallique muni de deux renflements espacés de 11 cm environ, à son extrémité. Le plus distal sert à fixer la paille.

Une fois la semence décongelée, la sonde d'IA contenant la paille, et recouverte de sa gaine sanitaire, est introduite dans le vagin puis à travers le col. C'est la main droite qui effectue cette opération si l'on insémine à gauche. La sonde est ensuite poussée le plus loin possible dans l'utérus, sans la gaine, en essayant de remonter la corne. L'autre main, par voie transrectale, permet de vérifier que notre sonde est dans la bonne corne, c'est-à-dire celle du côté de l'ovulation. Cette corne est ensuite placée dans l'axe de la sonde en la soutenant avec la main qui guide (la gauche dans notre exemple). Une fois que le haut de corne est atteint, un aide pousse la tige métallique dans la lumière du cathéter d'insémination, afin de repousser le coton à l'intérieur de la paille et de déposer le sperme sur la muqueuse. A environ 1 cm de l'extrémité proximale de la sonde, on « bute » sur le poussoir : le deuxième renflement est entré dans la paille et permet son retrait en tirant doucement sur la tige. Cette opération est répétée autant de fois qu'il y a de paillettes. Il n'y a pas besoin d'envoyer d'air pour finir, le coton permettant d'expulser l'intégralité de la semence.

Il est conseillé dans ce protocole de tirer sur la corne opposée à celle que l'on veut remonter avec la sonde. Effectuer une traction caudale sur une corne permettrait de « redresser » l'autre et de la placer dans l'axe sagittal, facilitant ainsi la progression de la sonde. (BRUYAS J.-F ; 2003). Cela reste très théorique, et cette technique ne nous a pas semblé intéressante à utiliser sur le terrain.

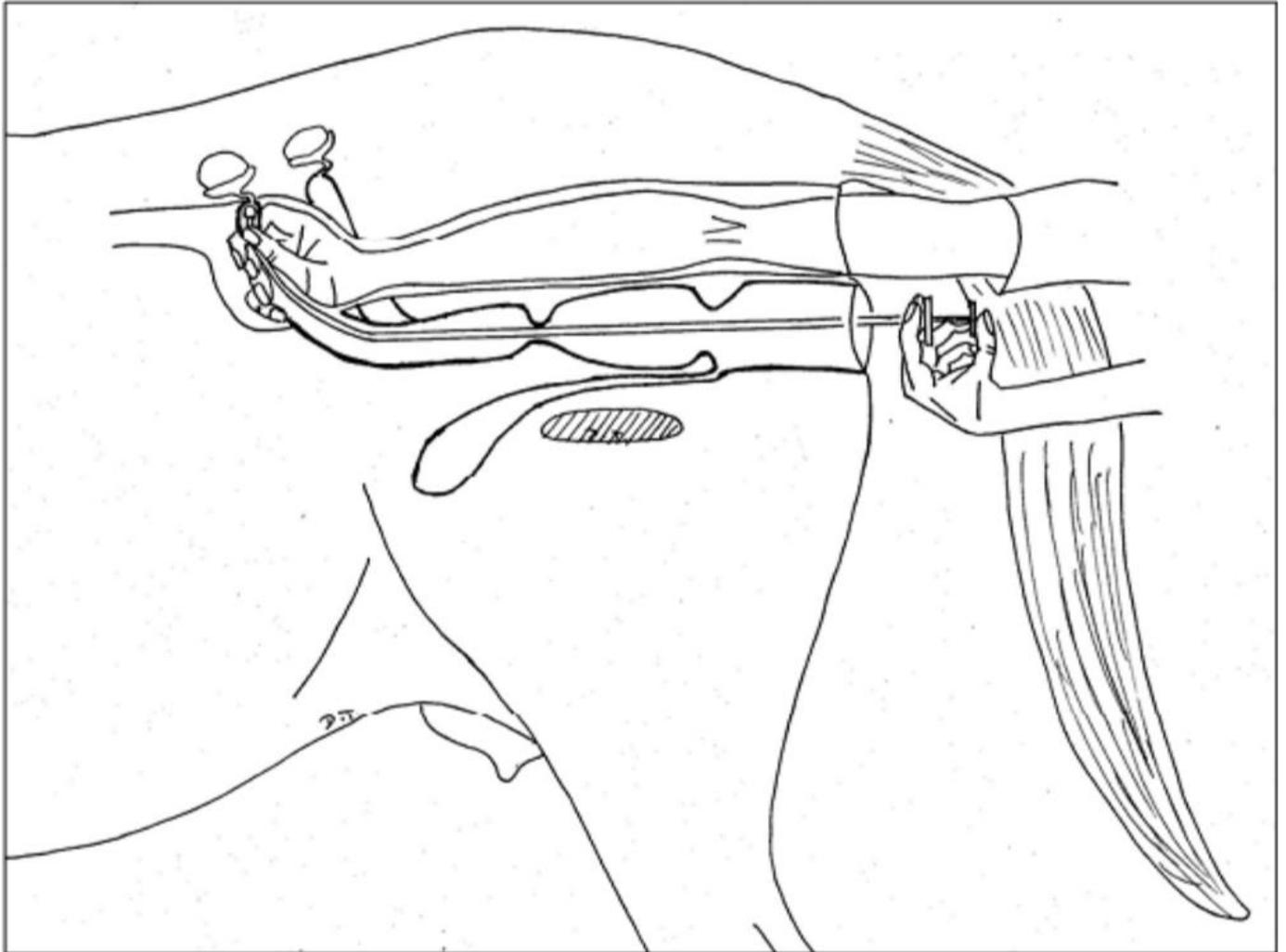


Figure 19 : Insémination profonde dans la corne gauche par guidage transrectal.

8.4..IA sous hystéroscopie (petite dose) :

8.4.1.Introduction :

Cette technique est la plus récente : les premières inséminations effectuées de cette manière datent de 1998 (**Manning et al, Vasquez et al**). Elle est pour le moment plutôt réservée à des juments jeunes, sans antécédents d'endométrites ou d'affections de l'appareil reproducteur ; les chances de réussite sont ainsi augmentées, tout en diminuant les risques d'accumulation de liquide post- hystéroscopie.

8.4.2.Matériel :

Un endoscope à fibres optiques flexible, mesurant au moins 1 m de long pour un diamètre externe de 9 à 12 mm, est utilisé. Selon les auteurs, la longueur idéale varie entre 1,30 et 1,60 m. Le cathéter d'insémination utilisable est le modèle équine GIFT®, utilisé lors de transfert d'embryons. Il mesure 2 m de long et est entouré par une canule rigide de polypropylène dont le diamètre n'excède pas 2 mm, ce qui permet de l'introduire dans le canal de l'endoscope.

8.4.3.Technique :

L'insémination par endoscopie nécessite la présence de deux opérateurs. Le premier est muni de gants de fouille stériles, lubrifiés au gel non spermicide. Il introduit l'endoscope dans l'utérus de la jument via le vagin et le col avec une main (la droite s'il est droitier). Le second opérateur insuffle alors de l'air dans l'utérus, ce qui facilite le passage de l'endoscope et améliore la qualité de l'image obtenue. Sous contrôle visuel, l'appareil est alors dirigé dans la corne utérine ipsilatérale à l'ovaire présentant un follicule pré-ovulatoire ou le corps jaune. La progression est facilitée par la dilatation préalable de la corne avec du gaz .

La décongélation du sperme n'a lieu qu'une fois la papille visualisée, avec le procédé habituel au bain-marie. La semence est ensuite aspirée directement dans le cathéter d'insémination, à l'aide d'une seringue montée à l'autre extrémité, par le second opérateur. Celui-ci introduit ensuite la sonde dans le canal de l'endoscope .

Lorsque l'extrémité de l'hystéroscope arrive à 4 cm environ de la jonction utéro-tubaire, la canule externe puis le cathéter d'insémination sont poussés hors du canal de l'endoscope jusqu'à ce que l'extrémité du cathéter arrive en contact avec la papille. Celle-ci apparaît légèrement dilatée en œstrus.

Le sperme est alors déposé sur et autour de la papille grâce à l'air contenu dans la seringue montée sur la sonde. Sur l'écran, on observe une mousse blanche qui s'accroche à l'épithélium. Le cathéter est ensuite réintroduit dans le canal opérateur, puis l'endoscope est

Etude comparative entre saillie naturelle et insémination artificielle

délicatement retiré de l'utérus tandis que l'air insufflé s'évacue.

Cette technique n'est pas validée pour le moment, elle est issue de résultats d'études expérimentales anglaises ou américaines. Cependant, cela semble être la mieux adaptée pour répondre aux contraintes économiques et pratiques sur le terrain. (**KORMANN N. ;2003**).

Il existe quelques variantes : ainsi, certains auteurs préconisent l'introduction d'un peu d'air simultanément à la semence, pour augmenter la surface de contact par formation de bulles. (**KORMANN N. ;2003**) (**BALL B.A ;2004**).

De même, l'insufflation d'air peut se pratiquer à différents moments : soit dès l'entrée de l'endoscope dans l'utérus (méthode classique), soit une fois que l'on a atteint le haut de la corne. Dans le premier cas, il faut veiller à remonter la bonne corne car la vision inversée dans l'endoscope peut induire le manipulateur en erreur. (**BALL B.A ;2004**).

Dans 75% des cas, l'insémination se pratique en 10 minutes ou moins. (**DELAJARRAUD-TAUVENT H ;2005**). L'endoscope est immédiatement nettoyé avec une compresse imbibée d'alcool. Le canal de l'opérateur est également rincé à l'alcool.

Il faut contrôler l'absence de liquide dans l'utérus par une échographie dans les 12 heures suivant l'insémination.



Figure 20 : Insémination hystéroscopique d'une faible dose

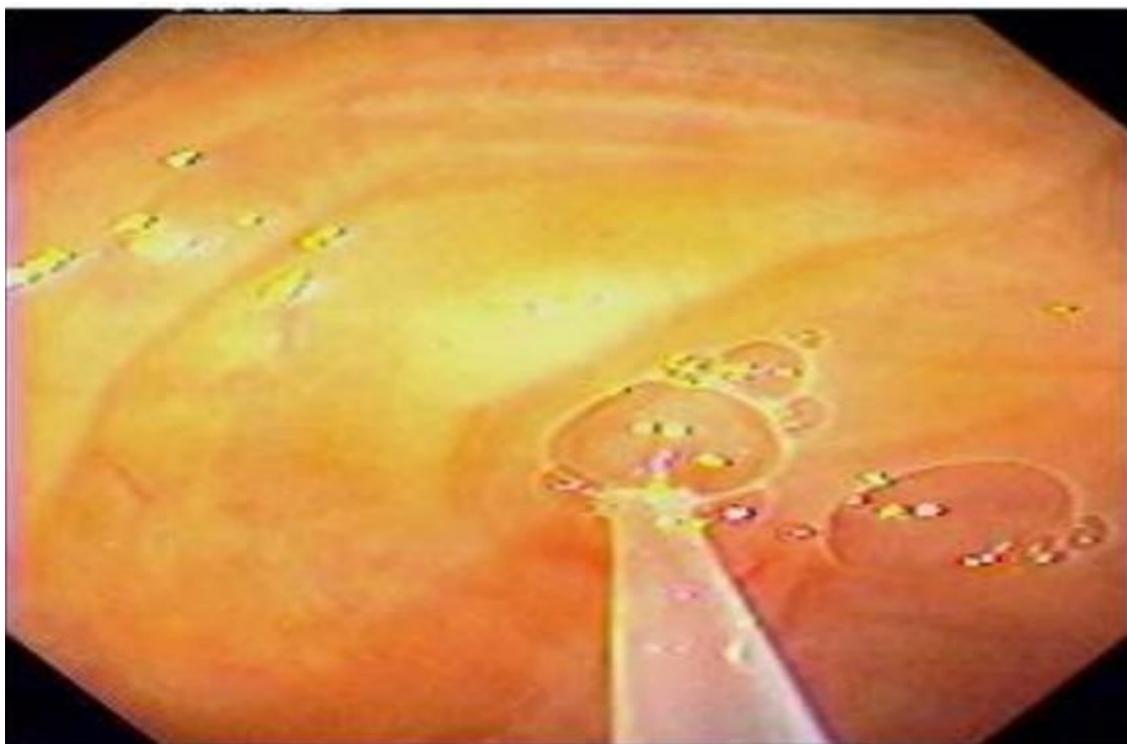


Figure 21 : dépôt de la semence



Figure22 : Visualisation endoscopique de la jonction utéro-tubaire d'une jument en œstrus

IV. LA PARTIE EXPÉRIMENTALE

IV: La partie expérimentale

dans le présent travail, on focalisera nos efforts sur la comparaison entre les deux techniques de la conduite de reproduction à savoir l'insémination artificielle et la saillie naturelle, et la comparaison entre les résultats obtenus pour les deux méthodes de point de vue gestation et échec de fécondation.

1. Matériels et méthodes :

1.1. Lieu de l'étude :

Notre travail s'est déroulée au niveau du parc au service des équidés de l'institut des sciences vétérinaires, Université Ibn Khaldoun Tiaret durant la saison administrative de monte de l'année 2019 (01/02/2019 jusqu'au 03/06/2019).

1.2. Effectifs :

Sur l'ensemble des juments suivis durant la période de reproduction, 16 juments ont été choisies pour la partie expérimentale au hasard, 08 juments âgées de 3 ans à 12 ans avec une moyenne d'âge de 5 ans saillies naturellement. Et 08 juments inséminées artificiellement avec un âge compris entre 6 ans à 14 ans et une moyenne d'âge de 10 ans.

Pour les étalons :

En à utiliser 3 étalons âgés de :

Ambar : 11 ans ; **Rezek** : 6 ans et **Kalifa** : 4 ans dont la fertilité est connue d'après les résultats des saillies et d'inséminations des années passées et des spermogrammes réalisés.

1.3. Récolte des étalons :

1.3.1. Matériel de récolte :

La récolte du sperme a été faite à l'aide d'un vagin artificiel de type Missouri, immédiatement avant la récolte la chambre à eau du vagin artificiel est remplie avec de l'eau à **45-50°C**, et la pression à l'intérieur du vagin artificiel est ajustée d'une manière à ne pas gêner la pénétration ou la dilatation de la verge à l'intérieur du vagin artificiel, où elle doit être favorable à l'éjaculation, et ceci est en fonction des besoins de chaque étalon.

Avant le prélèvement, la surface interne du vagin artificiel est lubrifiée avec un lubrifiant stérile et non spermicide (vaseline naturelle) et le biberon de récupération du sperme avec un filtre à sperme est placé à la température corporelle qui a été maintenue constante pendant la durée du prélèvement et de l'acheminement de l'échantillon jusqu'au laboratoire, et ceci afin d'éviter d'éventuels chocs thermiques.

Le filtre à sperme placé à l'entrée du biberon de récupération du sperme a été utilisé afin d'augmenter le nombre de spermatozoïdes récupérés dans chaque éjaculat en permettant de séparer la partie liquide de l'éjaculat, qui renferme les spermatozoïdes, de la partie épaisse et

Etude comparative entre saillie naturelle et insémination artificielle

gélatineuse, le gel, qui correspond à la dernière fraction de l'éjaculat.

1.3.2. La technique de récolte :

La récolte est faite dans une zone de monte spéciale. Nous travaillons toujours en équipe, de trois ou quatre soigneurs, jamais seul, avec celui qui tien l'étalon et le collecteur du même côté du cheval (côté gauche de la jument). Une fois qu'il est monté, la verge du cheval est alors détournée par l'opérateur qui l'insère dans le vagin artificiel et le sperme est recueilli dans le biberon de récupération du sperme. Cela dure quelques secondes, le vagin est ensuite retiré soigneusement du pénis, il est mis en position verticale et vidé de l'eau chaude pour essayer de récupérer la totalité de l'éjaculat et évité un contact prolongé de l'éjaculat avec la paroi interne du vagin chaude, puis il est directement acheminé vers le laboratoire qui se



Figure 23 : les étapes de la récolte de sperme.

1.3.3. Sélection des éjaculats pour l'insémination :

Dans notre expérimentation, seulement les éjaculats avec une concentration en spermatozoïdes qui est supérieur à 100×10^6 spermatozoïdes /ml et une mobilité individuelle égale ou supérieure à 75% ont étaient utilisées pour la cryoconservation.

1.4. Evaluation des semences après la récolte :

Une fois arrivé au laboratoire, le biberon de collecte été retiré du vagin artificiel et le filtre contenant le gel été immédiatement retiré du biberon afin d'éviter toute infiltration de gel dans la portion sans gel de l'échantillon de sperme récolté.

Avant d'accéder à l'évaluation, tout le matériel entrant en contact avec la semence, ainsi que les milieux de dilution étaient préchauffés à la température corporelle, et la fraction sans gel récupérée a subi les tests suivants :

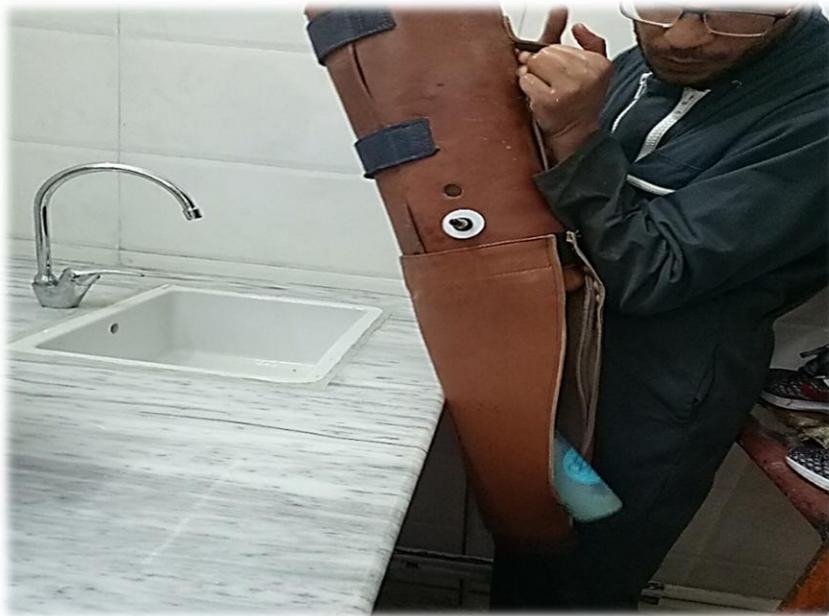


Figure24 : *le vagin artificiel acheminé au niveau du laboratoire.*

1.4.1. Examen macroscopique :

Une fois la semence au niveau du laboratoire le volume sans gel, la couleur et l'aspect sont estimés :

1.4.1.1 Volume :

Le volume en ml a été évalué par lecture directe sur les graduations du tube de collecte. La mesure du volume été nécessaire pour calculer le nombre total de spermatozoïdes contenus dans l'éjacula.

1.4.1.2. Couleur et aspect :

La couleur et l'aspect des éjaculats étaient évalués à l'œil nu afin de détecter la présence éventuelle de sang, d'urine ou de pus dans l'éjaculat.

1.4.1.3. Détermination de la concentration :

La concentration en spermatozoïdes par **ml** de sperme était déterminée en utilisant un photomètre Minitube (SDM1) calibré sur la semence équine. Où un échantillon de sperme bien mélangé est chargé au niveau de l'extrémité de la microcuvette en utilisant une pipete jetable, la surface externe de la cuvette est bien nettoyée pour éliminer tout excès du sperme et la microcuvette est insérée par la suite au niveau de l'appareil, une fois le tiroir est fermé la lecture et le calcul de la concentration sont activés.



Figure25 : un photomètre Minitube.

1.4.2. Examen microscopique :

1.4.2.1. Mobilité massale :

Immédiatement après évaluation macroscopique, le volume de la semence exempte de gel était analysé par le dépôt d'une goutte de sperme entre lame et lamelle propres, secs et CX21).

Dans un premier temps, le sperme est évalué au faible grossissement (**x10**) afin d'apprécier de façon subjective la mobilité massale, c'est-à-dire les mouvements de réunion et de dispersion de spermatozoïdes. Une note variant de zéro à cinq est attribuée par l'observateur.

1.4.2.2. Mobilité individuelle :

Une dilution au 25×10^6 SPZ/ml est nécessaire pour l'estimation de la mobilité individuelle, cela a été fait par l'ajout d'une goutte de sperme dans un épendorphe rempli de 1.5 ml de diluer.

Le sperme est examiné au fort grossissement (**x40**). Le taux des spermatozoïdes mobiles est calculé en examinant **100 spermatozoïdes** dans quatre champs microscopiques, celle-ci s'exprime en pourcentage (**note de 0 à 100%**).

2. Etapes d'insémination et de saillie :

2.1. Insémination artificiel :

2.1.1. Préparation de la jument :

- Mettre la jument dans la barre d'insémination ou l'entraver.
- Mettre un protège-queue ou une bande de queue à usage unique. Attacher la queue.

Lavage de la jument :

***A la douchette :**

- Mettre 1 gant à usage unique.
- 1er lavage : arroser la vulve de la jument à l'eau (tiède si possible) ; mettre un savon antiseptique (par exemple: Vétédine SavonND) sur le gant. Laver la vulve de haut en bas, puis les côtés de la vulve, le dessous du clitoris et terminer par l'anus et la base de la queue.

Attention à ne pas introduire de l'eau savonneuse à l'intérieur du vagin en appuyant trop

fort sur la vulve. Ne jamais revenir sur la vulve après avoir nettoyé la région alentour.

Arroser abondamment à l'eau le gant qui a servi à laver la vulve jusqu'à ce que l'eau qui s'écoule soit claire puis rincer la région vulvaire.

Effectuer au total trois lavages.

***Au seau :**

-mettre 2 gants à usage unique.

-mettre suffisamment de papier à usage unique (6 feuilles) dans un seau d'eau et réserver la main gauche pour prendre ce papier dans le seau afin que cette main soit toujours propre et ne souille pas l'eau. Effectuer le 1er lavage de la jument (avec la main droite). Avec la main gauche, faire écouler l'eau du papier absorbant sur le gant de la main droite pour le rincer (se positionner à côté du seau). Mouiller à nouveau le papier, le prendre dans la main droite afin de rincer la vulve.

-recommencer un 2ième lavage, puis un 2ième rinçage, puis un 3ième lavage et enfin un 3ième rinçage. Ne pas laver l'anus, ni la base de la queue lors du 3ième lavage afin de ne pas souiller la vulve avec les eaux d'écoulement.

***Séchage :**

Prendre une feuille de papier absorbant sec et essuyer la vulve, puis les côtés de la vulve, puis le dessous et enfin l'anus et la base de la queue. La feuille de papier absorbant doit être propre à la fin de l'essuyage. Ne pas oublier d'essuyer les gouttes présentes sur la poche de queue.

Afin de préserver l'appareil génital de la jument, il est important de veiller à ne pas y introduire de germes externes. Dans ce but ce protocole de lavage-rinçage-séchage doit être respecté.

2.1.2. La préparation des doses :

Les grands principes à respecter dans la préparation des doses visent :

1) à préserver le pouvoir fécondant de la semence :

-raccourcir la durée pendant laquelle la semence reste à 35°C

-supprimer l'effet du plasma séminal par dilution (1 volume de sperme pour au moins 2 volumes de diluer) ou par récolte à vagin ouvert

-éviter les chocs thermiques et mécaniques

2) apporter une dose nécessaire et suffisante à la jument :

-un nombre suffisant de spermatozoïdes totaux (≥ 200 millions en sperme frais ou ≥ 400 millions en sperme congelé)

-un volume de la dose compris entre 10 et 20 ml (frais ou réfrigéré). (P.Allier ;al 2014).

2.1.3. Insémination artificiel proprement dite :

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 coupé 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. (**BARRIER-BATTUT, I., 2010**).

2.2. Saillie naturel :

La Monte en main :

La gestion de la reproduction par l'homme fait que globalement on contrôle le cycle de la jument par échographie et en soufflant. Lorsqu'elle est prête, on la fait saillir par un étalon reproducteur. Par échographie, on contrôle et observe la taille de follicule ovarien. Ensuite, on la souffle (grâce au test de la barre, le plus souvent). Ceci signifie que l'on teste la jument pour voir comment elle répond à l'approche de l'étalon.

Dans cette situation, soit on entrave la jument, soit on l'attache derrière un bas flanc, puis on approche un male entier appelé souffleur ou boute-en train. On regarde alors les réactions de la jument. En général, le souffleur, en état d'excitation, renifle la jument, d'abord de façon noso-nasale puis noso-génitale.

Si, à l'approche de l'entier, la jument tape, rue et s'énerve, c'est qu'elle n'est pas prêt. Mais si elle se met à uriner, adopte la position campée et même accepte que l'étalon soit là parfois sur son dos, c'est le bon moment pour la conception du petit poulain. On va pouvoir préparer la jument à la saillie. Dans beaucoup de cas quand on a des poulinière qui produisent des poulains de façon intense, les vulves des juments sont distendues et

Etude comparative entre saillie naturelle et insémination artificielle

elles peuvent absorber de l'air et des bactéries qui provoquent l'apparition de fluide, c'est-à-dire d'infections vaginales. Pour remédier à cela et faire que la jument prenne à la saillie, on coud partiellement les vulves des juments. Pour la saillie, quand la jument est prête, on va alors découdre la vulve de la jument, la laver et lui mettre du gel lubrifiant. On entrave la jument afin qu'elle ne blesse pas l'étalon en cas de ruade intempestive et on l'amène au lieu de monte ou de saillie.

Dans le cas de la monte en main, on amène, à ce moment là, l'étalon reproducteur. En générale, il renifle un peu la jument, ce prépare et très vite il la saillie. Il n'y a aucun comportement d'acceptation comme au sein d'un troupeau.

Etude comparative entre saillie naturelle et insémination artificielle

Tableau 4 : tableau récapitulatif des juments inséminées et suivies :

Juments	Age	Utérus	Diamètre a l'ovulation	Technique de Saillie	Résultat
Roula	11 ans	Avortement Ludique Kyste.	44/43	IA	Echo + (1 mois)
Bayda	10ans	Liquide utérine	41/30	IA semence fraiche IA	Echo + (j 14)
Bai	10 ans	Sain	39/31	IA semence fraiche	Echo +
Alezan	6 ans	Liquide Champignon Pas de liquide (-) de liquide liquide	30/43	IA	Echo+ (j15)
Mezguida	12 ans	Sain	44/34	IA semence Fraiche(Ambar)	Echo + (j14)
Raouadja	7 ans	Double ovulation	44/35	IA semence fraiche (Ambar)	Echo +(12)
Thoura	7 ans	Sain	46/37	IA semence fraiche	Echo +
Leticia	14 ans	Sain	44/33	IA	(j14) vésicule embryonnaire

Tableau 5 : Tableau récapitulatif des juments saillies et suivie :

Jument	Age	Utérus	Diamètre a l'ovulation	Technique de Saillie	Résultat
AB Noir	8 ans	sain	44/52	Saillie	Echo +(j17)
Ylis pommlé	6 ans	sain	48/44	Saillie	Echo +
Batoul	5 ans	sain	53/53	Saillie	Echo +(j14)
Naama	6 ans	sain	41/31	Saillie	Echo +(j12)
Talira	6 ans	sain	53/28	Saillie(Ambar)	Echo +(j42)
Gris	12 ans	sain	42/42	Saillie(Ambar)	Echo +(j15)
Katia	9 ans	sain	43/38	Saillie	Echo +(j14)
Nouara	3 ans	sain	45/48	Saillie	Vésicule embryonnaire (j40)

Les tableaux suivants représentent les résultats de notre expérimentation et les diagnostics de gestation entre les deux lots expérimentaux a savoir les juments inséminés artificiellement et ceux inséminés naturellement.

En remarque que le taux de gestation chez les femelles inséminés naturellement est de 100% c'est-à-dire les 8 juments saillies ont conçu, la même chose est observée chez les juments inséminées naturellement.

3. Discussion :

Parmi les techniques de reproductions assistées nous pouvant classés la technique d'inséminations artificielle comme étant la plus ancienne la plus utilisé en reproduction chez les différentes espèces et plus précisément l'espèce équine.

Le bute de l'insémination artificielle est de réduire l'utilisation des étalons par rapport aux juments inséminées, faire circulé les gènes des meilleurs étalons dans le monde entier, réduire la transmission des germes véneriennement transmissibles (MCE, Dourine, AIE,...etc.) par le traitement rigoureux des semences, favoriser les chevaux de courses ou des chevaux athlètes par la récoltes durant les périodes non compétitifs, évité les accidents durant les saillies naturelles.

De ces avantages on peut citer un autre avantage est que le recours à l'insémination artificielle chez la jument n'interfère pas avec une bonne fertilité ou bien une bonne fécondité, suite à ces avantages nous trouvé que les taux de fécondation chez les groupes saillies par rapports aux groupes inséminés no pas changé et ont été similaires

Nos résultats sont similaires a ceux citées par (**HUGHES et AL, 1970**) qui ont trouvé un bon taux de gestation 78.9% et 67.4% suite à l'insémination artificielle de 218 par trois étalons pur-sang anglais, ils ont attribué les baisses des taux de gestation au fait que certaines juments non pas poulinés depuis une longue période.

Selon (**Pickett,1994**), les facteurs primaires qui affectent la fertilité en utilisant l'insémination artificielle est le nombre et la qualité des spermatozoïdes dans le temps et la fréquence de l'insémination, le volume, les manipulation de la semence, les dilieurs de la semence et l'hygiènes des produits et des équipements utilisés ; le nombre des SPZ varie selon le type d'insémination et dépend de l'âge des étalons, le saison de l'année, la taille des testicules, la fréquence des collectes et le comportement sexuelle des étalons.

Autres facteurs qui affectent en général est la fertilité ultérieur de l'animal, la nutrition, les maladies, la concentration hormonale dans le sang et le management.

V. CONCLUSION

V. Conclusion

De ce travail nous concluons que l'utilisation de l'insémination artificielle a montré son utilité dans la pratique courante et ceux en apportant un nombre de femelle plus important par rapport à la saillie naturelle, une efficacité similaire en matière de taux de gestation à celle de la saillie naturelle, une gestion et un suivi des chaleurs plus rigoureux pour éviter l'utilisation à tort et à travers des étalons et en fin un choix plus prestigieux de la race et de la qualité de l'étalon reproducteurs de point de vue transport et disponibilité.

VI. BIBLIOGRAPHIE :

VI. Bibliographies :

1. BALL B.A. : Hysteroscopic and low-dose insemination techniques in the horse. In: Recent Advances in Equine Reproduction, 2004. Disponible sur Internet, URL: <http://www.ivis.org>.
2. BALL B.A. : Hysteroscopic and low-dose insemination techniques in the horse. In: Recent Advances in Equine Reproduction, 2004. Disponible sur Internet, URL: <http://www.ivis.org>.
3. BARRIER-BATTUT, I., 2010. Insémination en frais, comment préparer les doses de semence. Le nouveau praticien vétérinaire : Equine. 2010. Vol. 6, n° 22, pp. 78-82.
4. BATELLIER F, DUCHAMP G, VIDAMENT M, ARNAUD G, PALMER E,
5. BATELLIER F. ET AL. (2001) Advances in cooled semen technology. Anim Reprod Sci.68 (3-4) 181-90.
6. BLANCHARD TL, VARNER DD (1993) Utérine involution and post-partum breeding .In :Mc KINNON AO, VOSS-JL :Équine reproduction .Lea and Febiger ,Malvern ;622-625.
7. BRINSKO SP, CROCKETT EC, SQUIRES EL. (2000a) Effect of centrifugation and partial removal of seminal plasma on equine spermatozoal motility after cooling and storage. Theriogenology. 54 (1) 129-36.
8. BRUYAS J.-F. : Cathétérisme cervical chez la jument : technique et intérêts diagnostiques et thérapeutiques. Journées nationales des GTV, Nantes, 2003, éd. SNGTV-5 rue Moufle-75011 Paris, 373-379.
9. CHEVALIER F. C., 1980. Contribution à l'étude de l'insémination artificielle du cheval. Thèse Méd. vét. n°12, ENV Alfort, Créteil, 91 p.
10. CLEMENT F. (1995) Etude d'une population d'étalons infertiles : apport au diagnostic et à l'étiologie de l'infertilité. Thèse Ing. Agro., ENSAR. Montpellier, France.
11. CORDE R., 1985. Saillie - Insémination artificielle - Infertilité du mâle. In : Maisons-Alfort, France, Assoc. pour l'Etude de la Repro. Animale. La reproduction chez le cheval. Physiologie - pathologie : 67-73.
12. DELAJARRAUD-TAUVENT H. : Insémination sous endoscopie chez la jument ; bilan de quatre saisons de monte. Pratique Vétérinaire Equine, 2005, vol.37, n°147, 19-25.
13. FAUQUENOT A., 1987. L'insémination artificielle chez les équidés. BTIA, 44 (mai): 23-26.
14. GINTHER OJ (1974) Occurrence of anestrus estrus ;and ovulation over a 12 month period in mares.Am.J.Vet.Res., 35(9) ;1173-1179.
15. GUILLAUME D (1996) Action de la phalopériode sur la reproduction des équidés.INRA Prod. Anim. 9(1), 61-69.
16. I. BARRIER, P.DOLIGEZ 2017 <https://journals.openedition.org/insitu>
17. JASKO DJ, LITTLE TV, LEIN DH, FOOTE RH. (1992a) Comparaison of spermatozoal movement and semen characteristics with fertility in stallions: 64 cases (1987-1988). J.Am. Vet. Med. Assoc. 200 (7) 979-85.

18. JASKO DJ, MORAN DM, FARLIN ME, SQUIRES EL. (1991) Effect of seminal plasma dilution or removal on spermatozoal motion characteristics of cooled stallion semen. *Theriogenology*. 35 (5) 1059-1067.
19. JOHN P HUGHES , ROBERTG LOY .cornell veterinarian 60,463-475,1970.
20. KATILA T. (1997a) Procedures for handling fresh stallion semen. *Theriogenology*. 48(7) 1217-27.
21. KENNEY RM, KINGSTON RS, RAJAMANNON AH, RAMBERG CF JR. (1971) Stallionsemen characteristics for predicting fertility. *Proceedings of the 17 th Ann. Con. Am.Assoc. Equine Practitioners – Chicago*, 53-67.
22. KORMANN N. : L'insémination intra-tubaire ou juxta-tubaire chez la jument. Proposition d'une procédure d'insémination sous hystérocopie. Thèse de doctorat vétérinaire, Lyon, 2003, 155 p.
23. L MARNAY.p Allier ,avril 2014.inséminations artificielle équine « 5ème édition » /IFCE : 10.
24. M. VIDAMENT, A. MOURET LAFAGE, B. FERRY, A. MARGAT2017www.harasnationaux.fr/information/accueil.../gestion-des-juments-en-iac.html.
25. MAGISTRINI M. (1998) Delayed insemination is successful with a new extender for storing fresh equine semen at 15 degrees C under aerobic conditions. *Theriogenology*. 50(2) 229-36.
26. MAGISTRINI M.,1990. Techniques de conservation de la semence d'étalon. *Elevage et Insémin.*, 238 (juillet): 3-10.
27. MARIE ALLIMANT : actualités sur les méthodes d'évaluation de la qualité de la semence de l'étalon thèse Présentée à l'université CLAUDE-BERNARD - LYON I et soutenue le 19 mars 2010 pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire.
28. MOURIER, E., 2010. Le moment de l'insémination, l'insémination artificielle post-ovulation chez la jument. *Le nouveau praticien vétérinaire : Equine*. 2010. Vol. 6, n° 22, pp. 70-76
29. NICOLICH C.,1989. L'insémination artificielle équine. Thèse méd vét Nantes n° 22, ENV Nantes, Nantes, 205 p.
30. NISHIKAWA Y., 1975. Studies on preservation of raw and frozen horse semen. *JReprod. Fert.*, 23 (suppl.): 99-104.
31. PALMER E (1984) Amélioration de la fécondité dans l'espèce équine. In: JARRIGER, MARTIN-ROSSET W. *Le cheval. Reproduction, sélection, alimentation, exploitation*. INRA, Paris, 37-46.
32. PICKETT ;Recent developments in artificial insemination in horses Volume 40 issue 1 septembre 1994.page 31 36
33. RIGBY SL, BRINSKO SP, COCHRAN M, BLANCHARD TL, LOVE CC, VARNERDD. (2001) Advances in cooled semen technologies: seminal plasma and semen extender. *Anim. Reprod. Sci*. 68 (3-4) 171-80.
34. T.L BLANCHARD, D.D.VARNER, J.SCHUMACHER, CH.C.LOVE, S.P.B BRINSKO, S.L.RIGBY *Manuel de reproduction équine*, Édition MALONIE 27,rue de l'école-de-médecine- 750006 Paris 2005.
35. VALON F., Chaffaux S., 1983. Le prélèvement du sperme chez le cheval. *Rec. Med. Vet.*, 159 (11): 699-973.