

Democratic and Popular Republic of Algeria / République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministry of Higher Education and Scientific Research

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا للبيطرة ربيع بوشامة

Higher National Veterinary School Rabie Bouchama

École Nationale Supérieure Vétérinaire Rabie Bouchama



N° d'ordre : 024/Master/2025

## Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de **Master**

**Domaine** : Sciences de la Nature et de la Vie

**Filière** : Sciences Vétérinaires

### THÈME

---

## Suivi échographique de la reproduction chez les juments

---

Présenté par :

**BERDJANE Lyna**

Soutenu publiquement, le 29 Juin 2025 devant le jury composé de :

Dr. LAMARA A

Professeur

Président

Dr. AOUNE N

Maitre de conférences B

Promotrice

Pr. SOUAMES S

Professeur

Examineur

Année universitaire 2024/2025



Democratic and Popular Republic of Algeria / République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministry of Higher Education and Scientific Research

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا للبيطرة ربيع بوشامة

Higher National Veterinary School Rabie Bouchama

École Nationale Supérieure Vétérinaire Rabie Bouchama



## Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de **Master**

**Domaine :** Sciences de la Nature et de la Vie

**Filière :** Sciences Vétérinaires

### THÈME

# Suivi échographique de la reproduction chez les juments

Présenté par :

**BERDJANE Lyna**

Soutenu publiquement, le 29 Juin 2025 devant le jury composé de :

Dr. LAMARA A

Professeur

Président

Dr. AOUNE N

Maitre de conférences B

Promotrice

Pr. SOUAMES S

Professeur

Examineur

Année universitaire 2024/2025

## **Remerciements**

Je rends grâce à DIEU, le tout-puissant pour m'avoir accordé la santé, la force et la détermination nécessaires à l'accomplissement de ce modeste travail.

À l'issue de ce parcours, je tiens à exprimer ma profonde gratitude à :

Pr. LAMARA, pour m'avoir fait l'honneur de présider le jury qui examinera ce travail.

Pr. SOUAMES, pour avoir si aimablement accepté d'en assurer l'évaluation.

Dr. AOUANE N, mon encadrante, pour sa disponibilité, son accompagnement rigoureux, ses conseils pertinents et son soutien tout au long de la réalisation de ce travail.

Dr. BOUZIDI, pour son accueil, son appui et les conseils qu'il m'a généreusement offerts durant mon passage à la garde et toute l'équipe de la Garde, pour leur collaboration, leur disponibilité et leur bienveillance, qui ont grandement facilité l'accomplissement de ce travail.

Enfin, à tous ceux ou celles qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail

## Dédicaces

Je dédie ce modeste travail,

A

Ma mère, ses prières et sa patience. Et à mon père, pour sa force, ses conseils, son sacrifice silencieux et pour m'avoir toujours poussée à aller plus loin, malgré les obstacles. Merci aussi à son confrère, pour sa gentillesse, sa bienveillance, son conseil et son intervention pour réaliser ce modeste travail

Moi-même,

Pour avoir tenu bon malgré les doutes, pour avoir avancé même quand tout semblait flou. Pour chaque moment de solitude, chaque larme transformée en force. Ce travail est aussi la preuve que je suis allée jusqu'au bout, pour moi.

À mes sœurs Maroua et Wissal et mes frères,

Votre présence, vos encouragements et votre confiance m'ont donné le courage de continuer, même dans les moments les plus difficiles.

A mon beau Frère, pour sa disponibilité et sa contribution technique dans la préparation de ce travail et son aide précieux,

À mes tantes et mes oncles,

Merci pour votre tendresse et vos attentions discrètes, qui ont toujours compté pour moi.

À mes collègues et quelques chères camarades de promotion,

Merci pour cette aventure partagée, pour les efforts collectifs, les éclats de rire et le soutien mutuel.

À mes amis,

Merci d'avoir été là, chacun à votre manière. Une pensée particulière pour Meriem, pour sa présence sincère et constante, et pour Souhil, dont l'aide mentale et humaine m'a été précieuse

À ceux qui, de près ou de loin, ont facilité ce parcours.

## Liste des figures

Figure 1: : Mannequin pour la collecte de sperme des étalons utilisés en présence ou absence d'une jument (Aouane.,2021).....	4
Figure 2: Vagin artificielle type COLORADO (photo personnelle.,2025) .....	5
Figure 3: Vagin artificielle type MISSOURI (Blanchard et al.,2010) .....	5
Figure 4: Appareil à ultrasons (échographie modèle Sonoscape A5) (photo personnelle., 2025) .....	13
Figure 5: Image échographique d'un follicule de grande taille (44mm sur 49mm) (photo personnelle.,2025)....	16
Figure 6: image échographique d'un embryon de 35 jours avec ses membranes (photo personnelle., 2025) .....	16
Figure 7: Image échographique de la cage thoracique d'un fœtus de 140 jours (photo personnelle.,2025).....	16
Figure 8 : Vagin artificielle type COLORADO (photo personnelle.,2025) .....	17
Figure 9 : Biberon utilisé pour la récolte (photo personnelle.,2025) .....	17
Figure 10 : Filtre de l'éjaculat (photo personnelle.,2025) .....	18
Figure 11: Bain-marie pour conserver la semence (photo personnelle.,2025).....	18
Figure 12: Microscope optique pour évaluation des Spz (photo personnelle.,2025) .....	19
Figure 13: : Matériaux d'insémination (cathéter, vaseline et seringue) (photo personnelle.,2025) .....	20
Figure 14: Technique d'insémination avec semence fraîche (photo personnelle.,2025) .....	22
Figure 15 : graphique linéaire qui présente l'évolution mensuelle de la taille moyenne des follicules ovariens .....	24
Figure 16. : diagramme vertical présente les taux de gestation par cycle.....	27
Figure 17 : diagramme circulaire présente le taux global de gestation.....	28

## Liste des tableaux

Tableau 1 : Récapitulatif des caractéristiques du sperme équin selon différentes études .....	6
Tableau 2: Suivi échographique de la taille moyenne des follicules chez 14 juments (mai-juillet).....	22
Tableau 3 : Récapitulatif des juments inséminées par rapport à l'étalon choisi et le volume récolté .....	25
Tableau 4 : Taux de gestation selon les inseminations .....	28

# Abréviations

% : pourcent

° : degré

IA : Insémination artificielle

IAFr : Insémination artificielle avec semence fraîche

CJ : Corps jaune

PF : Petit follicule

F : Follicule

OG : ovaire gauche

OD : ovaire droit

Mm : millimètre

J : jour

Spz : spermatozoïdes

VA : vagin artificiel

ONS : office national des statistiques



# Sommaire

Introduction.....	1
-------------------	---

## Etude bibliographique : insémination artificielle équine

I/ Définition.....	2
II/ Historique .....	2
III/ Avantages .....	2
IV/ Récoltes du sperme .....	3
IV.4.1 / Le mannequin.....	3
IV.4.2 / Le vagin artificielle.....	4
IV.5/ sperme .....	5
IV.5.1/ Les caractéristiques du sperme.....	5
IV.5.2 / Conservation du sperme.....	6
V/ Insémination proprement dite.....	8
V.1/ Préparation de la jument.....	8
V.2/ Préparation de la dose .....	8
V.3/ Mise en place de la semence .....	9
V.5/ Le choix du protocole d'insémination .....	10
V.7/ Insémination artificielle par la semence fraîche (IAF).....	10

## Partie expérimentale

1. Objectif .....	12
2. Matériels et Méthodes .....	12
Cheptel.....	12
Matériel de suivi de reproduction utilisé .....	13
Méthode .....	13
A- Suivi des reproducteurs.....	13
B- Préparation des animaux .....	14

## Abréviations

C- Récolte du sperme des étalons.....	17
D- Insémination artificielle.....	20
3. Les résultat et discussion .....	22

# Introduction

Le cheptel équin en Algérie représente une fraction modeste du cheptel national, estimée à environ 0,4 % selon les statistiques récentes de l'Office National des Statistiques (ONS, 2021). Malgré cette proportion relativement faible, le cheval occupe une place importante dans l'histoire et la culture algériennes, notamment à travers les activités sportives, traditionnelles et militaires. Toutefois, la reproduction équine demeure peu développée et encore insuffisamment encadrée par des structures spécialisées.

La reproduction, élément clé de la rentabilité d'un élevage, permet à la fois de renouveler les générations et de préserver les lignées génétiquement intéressantes. Parmi les techniques de reproduction assistée, l'insémination artificielle (IA) représente une solution moderne, permettant de contourner les limites de la monte naturelle, de réduire les risques sanitaires, et de faciliter la diffusion de la génétique des étalons de valeur. Cependant, son efficacité dépend fortement de plusieurs facteurs : qualité de la semence, moment de l'insémination, état physiologique de la jument, et suivi échographique rigoureux (Hinrichs.,2020).

Dans ce contexte, notre travail s'articule autour de l'évaluation de l'IA avec semence fraîche chez la jument, en mettant l'accent sur le rôle essentiel de l'échographie dans le suivi du cycle œstral et le repérage du moment optimal pour l'insémination. L'étude a été menée au sein de la Garde Républicaine à Alger, une des rares structures équines institutionnelles du pays, en dehors du haras national de Tiaret.

Ce travail comprend deux volets :

- Une revue bibliographique ciblée sur les fondements de l'insémination artificielle chez la jument, incluant les bases physiologiques, les protocoles techniques, les facteurs influençant la fertilité, et les résultats rapportés dans la littérature.
- Une étude expérimentale sur le terrain, menée sur 14 juments durant la saison de monte 2024, avec l'objectif d'évaluer le taux de gestation réel obtenu par IA et d'identifier les limites et atouts de cette méthode dans un contexte algérien.

**Etude bibliographique :**  
Insémination artificielle équine

## **I/ Définition :**

L'insémination artificielle (IA) chez les équidés est une méthode de reproduction assistée qui consiste à collecter le sperme d'un étalon, à le traiter, puis à l'introduire dans le tractus génital de la jument sans accouplement naturel. Cette technique permet de contrôler le moment de la saillie, d'optimiser la fertilité par cycle et de limiter la transmission de maladies contagieuses. L'objectif est de synchroniser la présence de spermatozoïdes viables avec l'ovulation de la jument afin de maximiser les chances de conception. De plus, l'IA permet une gestion plus rationnelle des étalons et favorise la diffusion de la génétique de reproducteurs de qualité (Gamboa *et al.*, 2020).

## **II/ Historique :**

L'insémination artificielle a commencé chez les Arabes sur le cheval, au XIV<sup>e</sup> siècle (Ibn Badr *et* Hakimi., 2006). Les premiers essais 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. La reproduction des équidés a été étudiée dans les années 1950 par Nishikawa au Japon. Il 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 ; Magistrini., 1990). La congélation du sperme a été étudiée dès 1951-1953 par Skatin de l'Institut du cheval à Moscou.

## **III/ Avantages :**

L'utilisation de l'insémination artificielle (IA) en élevage équin présente de nombreux atouts lorsqu'elle est appliquée dans des conditions sanitaires, techniques et organisationnelles rigoureuses :

- Elle permet tout d'abord de réduire les risques de transmission de maladies reproductives, en exigeant un suivi sanitaire systématique des reproducteurs et en limitant les contacts physiques directs (Hinrichs., 2020 ; Gamboa *et al.*, 2020). En diminuant le nombre de saillies naturelles,
- elle contribue également à préserver la santé et la longévité des étalons, tout en améliorant leur rendement reproductif, notamment en augmentant le nombre de juments inséminées avec un seul prélèvement (Squires *et al.*, 2020). -

-De plus, l'analyse du sperme à chaque collecte permet d'en évaluer la qualité et de détecter précocement d'éventuelles anomalies. L'utilisation de dilueurs enrichis en substances énergétiques et protectrices contribue également à maintenir la viabilité et la mobilité des spermatozoïdes lors de la conservation à court terme (Aurich., 2021 ; Zhang *et al.*, 2023).

Cependant, l'IA n'est pas exempte de contraintes, Sa mise en œuvre exige une maîtrise technique rigoureuse, aussi bien au moment de la collecte que lors de l'insémination, sous peine d'altérer le pouvoir fécondant du sperme ou de compromettre l'hygiène des manipulations (Blanchard *et al.*, 2005 ; Squires *et al.*, 2020). Par ailleurs, l'investissement initial en équipement (vagin artificiel, microscope, incubateur, échographe) peut représenter un frein économique pour certains centres d'élevage. Enfin, la variabilité de la durée de l'œstrus et du moment de l'ovulation chez la jument demeure un facteur biologique limitant : sans suivi échographique et/ou hormonal, il reste difficile de déterminer le moment optimal de l'IA (Aurich., 2008 ; LabOniris., 2023).

#### **IV/ Récoltes du sperme :**

Le prélèvement du sperme est une étape déterminante dans le processus de reproduction assistée, car il conditionne directement la qualité de la semence utilisée. Pour garantir une collecte efficace et hygiénique, il est essentiel de disposer d'un environnement adapté, incluant un espace sécurisé pour l'étalon, un mannequin d'éjaculation bien positionné, et un matériel propre et fonctionnel. Le personnel doit également être formé à la manipulation des animaux et des équipements pour éviter tout stress ou accident. Une bonne hygiène et une température adéquate sont indispensables pour préserver l'intégrité des spermatozoïdes dès leur émission (Aurich & Budik., 2015).

##### **IV.4.1 / Le mannequin :**

Le mannequin, utilisé pour la collecte de sperme chez l'étalon, est aujourd'hui considéré comme un outil essentiel dans les centres de reproduction équine. Il permet d'effectuer les prélèvements dans des conditions plus sûres, en limitant les risques de blessures pour l'étalon comme pour les intervenants (Squires *et al.*, 2020 ; Blanchard *et al.*, 2005). Grâce à sa structure stable et à sa surface facilement désinfectable, il offre une meilleure hygiène de collecte, d'autant plus lorsqu'il est utilisé avec une housse de protection jetable (Anonyme 1., 2023). Cela réduit également les risques de transmission de maladies reproductives entre les animaux.

L'efficacité du mannequin (Figure1) dépend toutefois de l'habitude de l'étalon. Certains reproducteurs, notamment ceux qui n'ont pas été entraînés ou qui appartiennent à des races lourdes, peuvent initialement refuser le contact avec le dispositif. C'est pourquoi il est recommandé de familiariser les étalons au mannequin avant le début de la saison de monte, dans un environnement calme et sans la présence d'une jument en chaleur. Une fois ce conditionnement acquis, la collecte devient plus simple, plus rapide, et reproductible, ce qui permet un meilleur suivi de la qualité de la semence au fil des séances (MadBarn.ca, 2022 ; Squires *et al.*, 2020).



**Figure 1 :** Mannequin pour la collecte de sperme des étalons utilisés en présence absence d'une jument (Aouane.,2021)

#### **IV.4.2 / Le vagin artificielle :**

Le sperme doit être collecté dans un environnement qui imite au mieux celui du vagin de la jument, en reproduisant les conditions de température, de pression et de lubrification (Morel, 1999). Le vagin artificiel (VA) est l'outil principal utilisé pour cela, et sa préparation joue un rôle déterminant dans l'efficacité du prélèvement et la qualité de la semence récoltée (Blanchard et al., 2005). Il existe plusieurs modèles de VA, comme ceux du Missouri, du Colorado ou encore le modèle BotuPharma, chacun ayant ses propres caractéristiques (Anonyme., 2023). Ces dispositifs utilisent un réservoir d'eau chaude pour simuler les conditions physiologiques, et sont souvent utilisés avec une jument en chaleur ou un mannequin pour stimuler le comportement naturel de l'étalon (Anonyme., 2022). Parmi les modèles les plus utilisés, on trouve :

- La technique classique avec un vagin artificiel fermé et rigide, comme le modèle « INRA » ou « COLORADO », qui est couramment employé en France ainsi que dans les pays scandinaves et germaniques. (Figure 2)

- La technique américaine avec un vagin artificiel fermé et souple, le modèle “ MISSOURI” (figure 3)



**Figure 3:** Vagin artificielle type MISSOURI (Blanchard et al.,2010)



**Figure 2:** Vagin artificielle type COLORADO (photo personnelle.,2025)

#### IV.5/ sperme :

Pour que l'évaluation de la qualité du sperme équin soit fiable et interprétable, elle doit être réalisée dans un environnement contrôlé avec un équipement de laboratoire adapté. L'analyse comprend des examens de routine tels que l'inspection macroscopique de l'éjaculat, la mesure du volume, la concentration en spermatozoïdes, leur motilité, et leur morphologie (spermogramme). En complément, des tests plus avancés peuvent être réalisés pour évaluer l'intégrité de la membrane plasmique, la viabilité mitochondriale, la structure de l'ADN ou encore l'intégrité de l'acrosome, car ces paramètres influencent fortement la fertilité in vivo et in vitro (Ortiz-Rodriguez *et al.*, 2021).

##### IV.5.1 / Les caractéristiques du sperme :

L'éjaculat d'un étalon est composé de spermatozoïdes (spz) et de plasma séminal, ce dernier étant une sécrétion riche en nutriments produite par les glandes sexuelles accessoires et l'épididyme. Le plasma séminal joue un rôle essentiel dans le maintien d'un environnement favorable aux spermatozoïdes, améliorant leur viabilité et leur capacité de fertilisation (Amann & Pickett, 2019). Les caractéristiques du sperme frais varient en fonction de plusieurs facteurs, notamment la race, l'âge, la saison, l'alimentation et la fréquence d'utilisation sexuelle (Aurich, 2016). L'examen du



sperme vise à estimer la capacité reproductrice de l'étalon afin de déterminer le nombre approximatif de juments qu'il peut servir durant une saison de monte (Squires *et al.*, 2020).

**Tableau 1** : Récapitulatif des caractéristiques du sperme équin selon différentes études

Caractéristique	Valeurs moyennes	Facteurs influents	Source
Volume de l'éjaculat	50 à 100 ml	Race, Age, fréquence de collecte	Aurich.,2016
Concentration Spz	150 à 300 millions/ml	Saison, alimentation	Samper <i>et al.</i> ,2019
Mobilité totale (%)	60 à 75 %	Température, délai post-collecte	Aurich & Spersger.,2021
Viabilité (%)	70 à 85 %	Dilution, méthode de conservation	Squire et al.,2020
pH	7,2 à 7,8	Alimentation, état sanitaire	Smith et al.,2018
Vitalité (intégrité membrane)	75 à 90 %	Méthode de stockage	Aurich.,2016

#### IV.5.2/ Conservation du sperme :

L'insémination artificielle (IA) consiste à déposer un nombre suffisant de spermatozoïdes vivants et normaux dans l'utérus au moment optimal. Bien que cette procédure puisse sembler simple, une bonne coordination des différents événements est essentielle pour maximiser les chances de conception. La conservation du sperme doit être adaptée en fonction du délai entre la collecte et l'insémination. Plusieurs facteurs influencent la durée de conservation et le potentiel de fertilité du sperme, tels que la qualité de l'éjaculat frais, le taux de dilution, le taux de réfrigération, la température de stockage, la durée de conservation, le type de récipient utilisé et le dilueur (Aurich *et al.*, 2016 ; Squires *et al.*, 2020). Les techniques de conservation actuellement utilisées dans les Haras Nationaux Français et dans les haras privés en France et à l'étranger sont globalement similaires (Morell *et al.*, 2014). Chez les chevaux, il existe trois méthodes principales pour conserver la semence :

- Conservation à l'état frais

Cette méthode est utilisée lorsque l'étalon est collecté à l'élevage et que le sperme est soit utilisé immédiatement à l'état pur (pour une insémination dans les 5 minutes suivant la collecte), soit

dilué dans du lait demi-écrémé UHT à 37°C (pour une insémination dans les 30 minutes suivant la collecte). Il est essentiel de traiter le sperme rapidement pour éviter toute détérioration pouvant nuire à l'intégrité des spermatozoïdes et à la précision des résultats de l'évaluation. La concentration en spermatozoïdes du sperme frais se situe généralement entre 150 et 300 millions de spermatozoïdes par millilitre. Un éjaculat équin contient en moyenne 10 milliards de spermatozoïdes, bien que ce nombre varie en fonction de la fréquence et de la répétition des récoltes. Une dose de 20 ml contient environ 400 millions de spermatozoïdes. Avec un rythme de récolte de trois fois par semaine, il est possible de produire au moins 20 doses de semence par éjaculat, chaque dose contenant 400 millions de spermatozoïdes (Aurich et al., 2016 ; Squires et al., 2020 ; Morrell *et al.*, 2014)

- Conservation à l'état réfrigéré

Le sperme d'étalon dilué peut être conservé au réfrigérateur pendant 12 à 48 heures à une température de 4 à 5 °C sans compromettre significativement la fertilité des juments inséminées. Ce refroidissement ralentit le métabolisme des spermatozoïdes, réduisant ainsi la production de sous-produits métaboliques et prolongeant leur viabilité (Aurich, 2012). L'utilisation de dispositifs de réfrigération passive, tels que l'Equitainer®, permet un refroidissement contrôlé à environ 0,3 °C par minute, maintenant la motilité des spermatozoïdes plus efficacement que d'autres contenants (Varner *et al.*, 1988). Les dilueurs à base de lait en poudre écrémé, de glucose et d'antibiotiques sont couramment utilisés pour préserver la qualité du sperme pendant le stockage.

- Conservation à l'état congelé

La cryoconservation du sperme équin est une méthode couramment utilisée pour préserver la fertilité sur le long terme. Après la collecte, la semence est diluée dans un milieu contenant des cryoprotecteurs tels que le glycérol, puis conditionnée dans des paillettes et stockée dans de l'azote liquide à -196°C, ce qui permet une conservation durant plusieurs années sans perte majeure de fertilité (Aurich, 2021). Toutefois, le processus de congélation-décongélation peut entraîner des altérations des membranes spermatiques, réduisant la motilité et la viabilité des spermatozoïdes. Pour limiter ces effets, des recherches ont démontré l'intérêt d'ajouter des antioxydants ou du tréhalose, un sucre protecteur, au dilueur de congélation afin de renforcer la cryotolérance des spermatozoïdes (Zhang *et al.*, 2023). Il est également reconnu que la variabilité individuelle entre les étalons influence significativement le succès de la cryoconservation, rendant essentielle l'évaluation préalable de la qualité de la semence fraîche (Swegen *et al.*, 2020).

## **V/ Insémination proprement dite :**

### **V.1/ Préparation de la jument :**

La préparation de la jument avant l'insémination artificielle est une étape primordiale, quel que soit le type de semence ou la technique utilisée, afin d'assurer des conditions d'hygiène optimales et maximiser les chances de succès. La jument est d'abord placée dans une barre de contention ou tenue solidement, puis sa queue est attachée et recouverte d'un protège-queue à usage unique. Le rectum doit être vidé pour éviter toute pression ou contamination durant la procédure. La région périnéale est ensuite nettoyée soigneusement, en réalisant trois lavages successifs avec un savon antiseptique comme le Vétédine Savon®, suivis de rinçages à l'eau tiède, en évitant tout contact du savon avec la muqueuse vulvaire. Le nettoyage se fait en mouvement centrifuge : vulve, parties latérales, puis anus, sans revenir en arrière, et en évitant de laver l'anus lors du troisième passage (IFCE., 2022 ; IMV Technologies., 2023). Ce protocole permet de limiter les risques d'introduction de germes dans l'appareil génital, préservant ainsi la fertilité et la santé utérine de la jument (Barrot *et al.*, 2021).

### **V.2/ Préparation de la dose :**

Lors de la manipulation de la dose d'insémination chez la jument, il est essentiel de n'utiliser que du matériel stérile afin de préserver la viabilité des spermatozoïdes et optimiser les chances de réussite. Pour la semence fraîche ou réfrigérée (4°C), celle-ci doit être préparée à température ambiante. Lorsque la semence est conditionnée dans un tube, il faut découper l'enveloppe du cathéter au niveau de l'embout seringue, fixer une seringue de 10 à 20 ml pré-remplie avec 5 ml d'air, enfiler un gant stérile, retirer le cathéter de son sachet, relever la gaine sanitaire, insérer le cathéter dans le tube et aspirer la semence suivie d'un peu d'air pour éviter toute perte. Enfin, replacer la gaine sanitaire sur le cathéter (Hinrichs., 2020).

Si la semence est déjà dans une seringue, il suffit d'y aspirer 5 ml d'air avant de la connecter au cathéter, puis d'injecter la dose en respectant les règles de stérilité (Samper., 2021). Les 5 ml d'air garantissent que la totalité de la semence est administrée dans l'utérus.

Pour la semence congelée, la sonde et les seringues doivent être préchauffées à 35-40°C, et les paillettes plongées pendant 30 à 45 secondes dans un bain-marie à 37°C. Après séchage,

l'extrémité scellée est coupée avec des ciseaux stériles. Si la sonde est équipée d'un stylet poussoir, les paillettes sont directement utilisées, sinon leur contenu est transféré dans un tube à essai puis aspiré dans une seringue stérile préchauffée avant insémination (Pausch *et al.*, 2022). Tout le matériel en contact avec la semence doit être maintenu à température pour éviter les chocs thermiques et préserver la mobilité des spermatozoïdes (Ball *et al.*, 2019).

### **V.3/ Mise en place de la semence :**

L'insémination artificielle (IA) chez la jument consiste à introduire la semence du mâle dans le tractus génital de la femelle. Deux principales méthodes sont actuellement utilisées :

- Insémination intra-utérine classique : la semence est déposée dans le corps de l'utérus, juste après le col utérin.
- Insémination profonde dans la corne utérine : la semence est déposée directement dans la corne utérine, au plus près de l'oviducte, généralement du côté de l'ovulation. Cette technique est particulièrement recommandée lors de l'utilisation de semence congelée ou de doses réduites, car elle améliore les taux de conception, notamment dans les cas de faible concentration spermatique (MadBarn., 2023).

Le protocole d'insémination classique suit généralement les étapes suivantes :

1. Préparer le matériel d'insémination en assurant une hygiène rigoureuse.
2. Lubrifier légèrement la vulve avec un gel stérile, en évitant tout contact direct avec la semence.
3. Introduire délicatement le cathéter à travers le vagin jusqu'au col de l'utérus.
4. Passer le cathéter à travers le col utérin pour atteindre le corps de l'utérus.
5. Injecter lentement la semence.
6. Retirer le cathéter avec précaution et éliminer le matériel utilisé de manière appropriée.

Pour l'insémination profonde, une fois le col utérin franchi, le cathéter est guidé manuellement par palpation transrectale vers la corne utérine correspondant au côté de l'ovulation. Une fois en place, la semence est déposée près de la jonction utéro-tubaire. Cette méthode nécessite une synchronisation précise avec l'ovulation, souvent dans les 6 heures suivant celle-ci, pour maximiser les chances de conception (Thal *et al.*, 2020).

Il est essentiel d'utiliser des gants stériles et de maintenir des conditions d'hygiène strictes tout au long de la procédure pour prévenir les infections et garantir le succès de l'insémination.

## **V.5/ Le choix du protocole d'insémination :**

Le choix du protocole d'insémination chez la jument dépend avant tout du type de semence utilisée, de l'âge et de l'historique reproducteur de la jument. La semence fraîche reste la plus efficace, avec des taux de fertilité par cycle avoisinant les 60 %, contre environ 45 % pour la semence congelée, qui subit une baisse de viabilité après décongélation (IFCE.,2023). Cette diminution de la fertilité est particulièrement marquée chez les juments âgées, notamment celles de plus de 15 ans, qui présentent également un risque accru de mortalité embryonnaire (IFCE.,2023). Par ailleurs, les juments nullipares de plus de 10 ans répondent moins favorablement à l'insémination avec semence congelée que les juments plus jeunes ou ayant déjà pouliné (LeBlanc., 2009). Certaines juments, en particulier les plus âgées ou présentant un utérus inflammatoire, peuvent développer une endométrite post-insémination, un phénomène plus fréquent avec la semence congelée (Bruyas *et al.*, 2021). Dans ces cas, il est recommandé de limiter le volume de semence et d'optimiser le dépôt au plus proche du site de fécondation, bien que cette approche soit encore débattue (IFCE., 2023). Enfin, la multiplication des inséminations sur un même cycle peut accroître les risques de complications utérines, ce qui impose une gestion rigoureuse du suivi folliculaire et de l'ovulation (LeBlanc & Causey.,2009 ; Christoffersen & Troedsson., 2017).

## **V.7/ Insémination artificielle par la semence fraîche (IAFr) :**

L'insémination artificielle par semence fraîche (IAF) demeure une méthode privilégiée dans la reproduction équine, offrant des taux de fertilité élevés. En Algérie, des études menées dans des établissements tels que le CNIAAG de Tiaret et le haras d'El Mansour de Mostaganem ont rapporté des taux de fécondation de 70 à 80 % avec l'utilisation de semence fraîche ou réfrigérée, supérieurs à ceux obtenus avec de la semence congelée (45 à 60 %) (Mahieddine et Rahal., 2021). La qualité du sperme est cruciale pour le succès de l'IAF. Des paramètres tels qu'une concentration spermatique supérieure à 200 millions de spermatozoïdes/ml, une mobilité progressive supérieure à 70%, une morphologie normale avec moins de 20 % d'anomalies et une vitalité spermatique supérieure à 80 % sont essentiels pour une fécondation optimale (Anonyme 1., 2023). En pratique, la semence est souvent diluée dans du lait demi-écrémé, sans ajout d'antibiotiques, et conditionnée en seringues pour une utilisation immédiate ou après une courte réfrigération à 4°C.

## **VI/ Diagnostic de gestation :**

Le diagnostic de gestation chez la jument repose sur plusieurs méthodes complémentaires, choisies en fonction du stade de gestation, des ressources disponibles et de l'expérience du

praticien. L'échographie transrectale est la méthode de référence, permettant de détecter une gestation dès 14 jours après l'ovulation. Une seconde échographie entre 26 et 30 jours est recommandée pour confirmer la viabilité embryonnaire en observant le battement cardiaque et pour détecter d'éventuelles gestations gémellaires, qui peuvent entraîner des complications si elles ne sont pas identifiées précocement (Ginther.,1992 ; McCue.,2021). La palpation transrectale de l'utérus est une autre méthode utilisée, généralement à partir de 21 jours post-saillie, permettant de détecter des modifications utérines associées à la gestation. Cependant, cette technique nécessite une expertise spécifique pour éviter tout risque pour la jument et l'embryon (Ginther.,1992 ; McCue.,2021). Les dosages hormonaux constituent également des outils précieux. La progestérone peut être dosée dans le sang ou le lait dès 18 jours après l'ovulation pour confirmer la présence d'un corps jaune actif, bien que des niveaux élevés ne garantissent pas toujours une gestation en cours (Squires *et al.*,2020). La gonadotrophine chorionique équine (eCG), produite par les cupules endométriales entre le 35e et le 120e jour de gestation, peut être détectée dans le sang et sert de marqueur fiable de gestation durant cette période (Kennedy.,2021). Cependant, l'ECG peut rester détectable même après une perte embryonnaire, ce qui peut entraîner des faux positifs (Kennedy.,2021).

Partie expérimentale





Les résultats des études récentes indiquent que, même dans les élevages domestiques bien encadrés, le taux de réussite de la gestation chez les juments reste modéré, avec un taux moyen de gestation variant entre 70 et 80 % en fin de saison (McCue *et al.*, 2021). En Algérie, bien que l'élevage équin présente un fort potentiel, il souffre encore d'un manque de structuration et de suivi vétérinaire spécialisé. Une étude menée sur les juments de races locales (Barbe, Pur-sang arabe) a révélé un taux de conception par cycle d'environ 66 %, et un taux saisonnier de gestation pouvant atteindre 77 % chez les juments Barbe, démontrant une bonne adaptation à l'environnement local (Sadaoui *et al.*, 2020). Cependant, ces résultats restent en deçà des objectifs de rentabilité fixés, à savoir

### **Un poulain/jument / an.**

Pour y parvenir, un suivi gynécologique rigoureux, intégrant l'échographie, l'examen du tractus génital, la détection des anomalies reproductives et la gestion des cycles, s'avère indispensable afin d'améliorer la productivité, de limiter les pertes embryonnaires et de répondre aux enjeux sanitaires et économiques de l'élevage équin en Algérie.

## **1. Objectif :**

Dans le présent travail, nous avons focalisé nos efforts sur l'évaluation de la conduite de la reproduction, en particulier l'insémination artificielle avec semence fraîche, dans le but d'analyser les résultats obtenus en termes taux de gestation et d'identifier les causes potentielles d'échec de fécondation. Cette étude s'inscrit dans un contexte où la reproduction équine en Algérie reste encore limitée, et vise à mettre en évidence les facteurs biologiques, techniques et organisationnels pouvant influencer le succès reproductif, afin de proposer des pistes d'amélioration adaptées aux conditions locales.

## **2. Matériels et Méthodes :**

### **Cheptel**

Notre travail s'est déroulé au niveau de la garde républicaine à Alger durant la saison administrative de monte de l'année 2024-2025 (de mi-février 2024 jusqu'au mi-juin 2024). Pour notre cas (Du 20/05/2024 au début 2025)

Notre étude a été réalisée sur 14 juments de races pur-sang arabe et arabe- barbe (6 et 8 respectivement), âgées entre 5 et 12 ans et de poids corporel compris entre 400 et 500 kg. Ces derniers ont fait l'objet d'un suivi de reproduction rigoureux durant la saison de monte et ont été inséminées avec de la semence fraîche diluée.

Pour les inséminations, nous avons utilisé trois (3) étalons âgés de 8 ans avec fertilité connue (suites aux saillies et inséminations précédentes et aux résultats du spermogramme)

### Matériel de suivi de reproduction utilisé :

- Box de contention
- Tord-nez si c'est nécessaire
- Gants obstétricaux
- Produits antiseptique et lubrifiants
- Echographie modèle sonoscape A5



**Figure 4:** Appareil a ultrasons (échographie modèle Sonoscape A5) (photo personnelle., 2025)

### Méthode :

#### A- Suivi des reproducteurs

Dans le cadre de l'enquête, nous avons utilisé des fiches de renseignements individuelles pour chaque jument et chaque étalon, conçues de manière à recueillir des données complètes, précises et utiles au suivi reproductif. Ces fiches comprennent des informations nominatives (nom de l'animal, numéro d'identification, race, âge, origine) ainsi que des données descriptives essentielles pour l'évaluation de la fertilité. Par exemple, pour les juments, les fiches

mentionnaient le poids corporel, l'état général, l'historique reproductif (nombre de poulains précédemment obtenus, antécédents de gestation ou d'échecs), la date des dernières chaleurs observées, les résultats des examens cliniques, rectaux et échographiques (taille des follicules, présence de corps jaune, éventuelles anomalies détectées). Pour les étalons, elles incluent des éléments tels que les résultats antérieurs de fertilité, les caractéristiques du sperme (volume, concentration, mobilité), les résultats des spermogrammes, ainsi que les conditions de récolte de la semence. Ces fiches ont constitué un support essentiel pour organiser les séances d'insémination, assurer un suivi individualisé, et analyser de manière rigoureuse les facteurs ayant influencé les résultats de gestation (Annexe 1)

### **B- Préparation des animaux**

#### **1. Examen général :**

Avant la mise à la reproduction de toute jument ou étalon, un certificat vétérinaire attestant leur bonne santé est requis. Un examen clinique complet général est donc réalisé incluant la prise de température, l'auscultation cardiaque et respiratoire, l'évaluation de l'état corporel et un examen approfondi de l'appareil reproducteur (pour la femelle ; conformation vulvaire, présence de sécrétions vaginale ou utérine, .... Et pour le mâle ; examen des testicules, des anneaux inguinaux.....)

#### **2. Examen gynécologique :**

Dans le but de détecter toute anomalie ou tout problème pouvant compromettre l'atteinte de notre objectif de reproduction, un examen gynécologique minutieux a été réalisé pour chaque jument. Cet examen comporte la recherche d'éventuels écoulements vaginaux anormaux, susceptibles de souiller la commissure vulvaire inférieure, la face interne des cuisses et les jarrets. On évalue la vulve elle-même en examinant sa position, sa conformation et son degré de fermeture. La capacité des lèvres vulvaires à se refermer hermétiquement après une ouverture manuelle avec les doigts est particulièrement observée. Enfin, la présence de traumatismes, de cicatrices ou de toute anomalie morphologique est recherchée, car ces éléments peuvent influencer négativement la fertilité.

#### **3. Contention et préparation des juments :**

Les juments sont examinées debout immobilisées dans un local conçu à cet effet dans des barres de contention et maintenues à l'avant par leur cavalier à l'aide d'un licol. La queue attachée et

relevée pour dégager la région vulvo-périnéale pour être nettoyée avec de l'eau de robinet tiède et du savon (savonnage) et désinfecter avec compresses imbibées de bétadine avant toute intervention gynécologique (examen vaginal, échographie, IA)

#### **4. Exploration rectale :**

Dans l'objectif d'évaluer l'état des organes reproducteurs internes et de détecter toute anomalie pouvant compromettre la réussite de l'insémination, une exploration rectale a été systématiquement réalisée chez chaque jument. Cette exploration consiste en la palpation manuelle, à travers la paroi rectale, de l'utérus et des ovaires. Elle est réalisée avec précaution afin d'éviter toute blessure ou irritation du rectum. Il s'agit d'une procédure obstétricale consistant à effectuer une vidange rectale à l'aide d'un gant d'obstétrique lubrifié, en repérant l'utérus et en l'examinant en déplaçant la main de la bifurcation de l'utérus d'une corne à l'autre. Pour localiser les ovaires, on utilise l'ilium comme repère, car ils sont fixés à la voûte sous-lombaire par le ligament large.

- Elle permet d'apprécier la taille, la consistance de l'utérus et la symétrie des cornes, ainsi que de détecter la présence éventuelle liquide intra-utérin, d'épaississement des parois ou d'autres cas pathologiques.
- Au niveau ovarien, permet de repérer la présence de follicules en développement (Leurs nombres, leurs tailles et leurs consistances), informations essentielles pour évaluer la phase du cycle sexuel de la jument et choisir le moment optimal pour l'insémination.

#### **5. Examen échographique :**

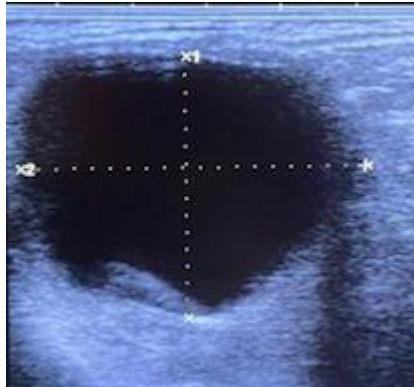
Grâce aux observations échographiques réalisées avec un échographe Sonoscape A5, nous avons pu préciser et confirmer les constatations cliniques précédentes.

Afin de déterminer la phase du cycle de la jument, l'examen échographique est devenu une nécessité permet d'évaluer :

- L'état des cornes utérines (taille, présence ou absence de sécrétions physiologiques (gestation ou liquide œstral) ou pathologiques (endométrite), aspect en quartiers d'orange (aspect caractéristique d'un état œstral) ;
- L'état des ovaires (présence ou absence de follicules, mesure de la taille du follicule dominant, et identification éventuelle d'un corps jaune (uniforme ou hémorragique)) (Figure 5)

L'échographie permet également d'établir un diagnostic précoce de gestation dès le 12<sup>e</sup> au 15<sup>e</sup> jour, ainsi que d'identifier les gestations gémellaires (Figure 6;7)

Elle est aussi un outil précieux pour diagnostiquer une mortalité embryonnaire précoce, la présence de kystes de l'endomètre, un pyomètre ou certaines formes de endométrites



**Figure 5:** Image échographique d'un follicule de grande taille (44mm sur 49mm) (photo personnelle.,2025)



**Figure 6:** image échographique d'un embryon de 35 jours avec ses membranes (photo personnelle., 2025)

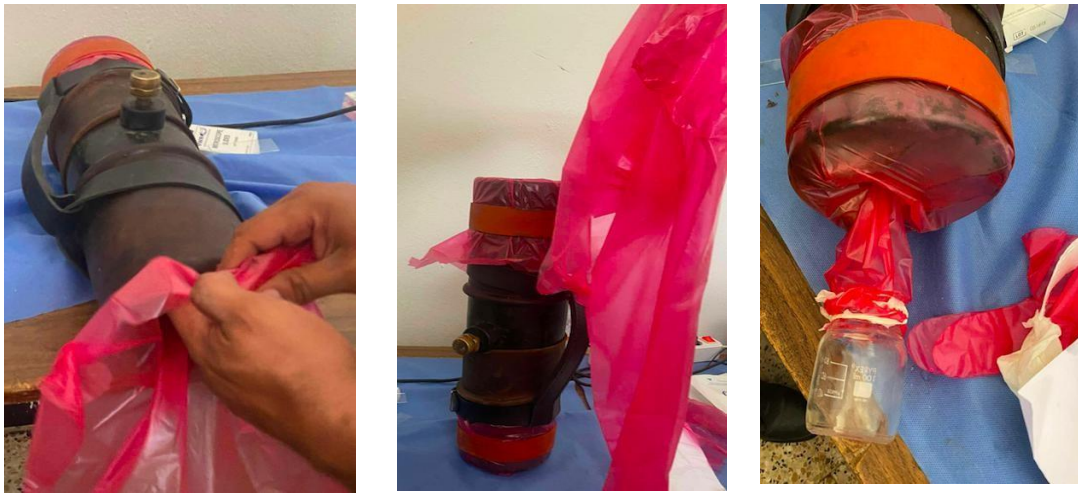


**Figure 7:** Image échographique de la cage thoracique d'un fœtus de 140 jours (photo personnelle.,2025)

### C- Récolte du sperme des étalons :

Matériels utilisés pour la récolte

- Mannequin de monte au manège (avec jument en chaleur détectée par soufflage) pour Augmenter la libido de l'étalon et assurer une éjaculation
- Vagin artificiel de type COLORADO permettant de recueillir le sperme, il est rempli d'eau chaude pour assurer les conditions de température et de pression en plus de la lubrification d'un vagin naturel d'une jument
- Réservoir de récolte (pyrex 100ml) récipient stérile placé à l'extrémité du vagin artificiel pour récupérer la semence



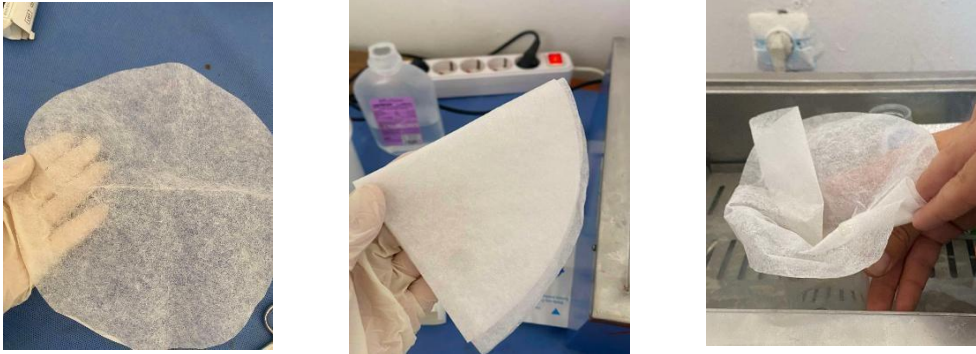
**Figure 8 :** Vagin artificielle type COLORADO (photo personnelle.,2025)



**Figure 9 :** Biberon utilisé pour la récolte (photo personnelle.,2025)



- Lubrifiant stérile (paraffine) pour faciliter l'introduction du pénis dans VA
- Gants stériles pour éviter toute contamination
- Filtre utiliser pour éliminer le gel contenu dans l'éjaculat ou le sperme



**Figure 10 : Filtre de l'éjaculat (photo personnelle.,2025)**

- Bain marie à 37°C (température corporelle) ou le biberon de récupération est placé pour conserver la semence en attendant son utilisation



**Figure 11: Bain-marie pour conserver la semence (photo personnelle.,2025)**

- Lait écrémé UHT pour diluer la semence
- Microscope optique à plaque chauffante et lames pour l'examen de mobilité massale et concentration totale



**Figure 12:** Microscope optique pour évaluation des Spz (photo personnelle.,2025)

### Techniques

La récolte des étalons se fait au niveau du manège et son analyse se fait au niveau de la clinique pas loin. Nous travaillons toujours en équipe, de trois ou quatre soigneurs, jamais seuls, comporte quatre étapes :

**1/ Préparation du matériel :** La préparation du vagin artificiel se fait comme suit : dans un premier temps le VA est rempli d'eau chaude à 45°C afin d'avoir les conditions de pression et de température d'un vagin naturel, ensuite deux gants obstétricaux sont placés à l'intérieur, la vaseline est utilisée comme lubrifiant à l'entrée du VA et le récipient de collecte (biberon gradué) est fixé à l'autre extrémité.

**2/ La récolte de sperme :** Chez l'espèce équine, la récolte de sperme par vagin artificiel constitue la méthode de choix. Mais avant toute récolte, le fourreau et la verge en plus de la fosse urétrale doivent être les plus propres possible. Pour cela un nettoyage minutieux à l'eau tiède et au savon doit être effectué durant la période de récolte

**3/ Immédiatement après la récolte,** la semence est rapidement transportée à la clinique pour réduire les risques d'altération liée à l'action de la lumière ou à un choc thermique. Tout le matériel entrant en contact avec la semence, ainsi que les milieux de dilutions, doivent être préalablement chauffés à température corporelle (37°C) (bain marie à 37°C)

Une filtration de l'échantillon au travers d'un filtre spécifique est immédiatement réalisée, afin d'éliminer le gel et les débris et ainsi mesurer le volume de la fraction sans gel.



La réalisation du spermogramme comprend deux examens : un macroscopique (le volume, la couleur et l'odeur) et microscopique (la mobilité totale des spz, la concentration et le taux des spz fléchant).

4/ Conditionnement : Après la réalisation du spermogramme sur microscope à plaque chauffante, la semence est soit utilisée pour l'insémination et donc diluée avec du lait UHT à raison de 2/3 sperme avec 1/3 lait UHT ou écartée pour mauvaise qualité spermatique.

### D- Insémination artificielle :

#### Le Matériel utilisé

- Box de contention de la jument
- Eau tiède, savon antiseptique et désinfectant doux (type bétadine) pour le lavage de la vulve
- Seringue stérile sans l'embout noir spéciale IA (20ml)
- Cathéter d'insémination souple et adapter aux juments
- Gants stériles
- Lubrifiant stérile (vaseline)



**Figure 13: :** Materials d'insémination (cathéter, vaseline et seringue) (photo personnelle.,2025)

#### Technique :

L'insémination artificielle se fait en quatre étapes :

1/ Préparation de la jument et du matériel : La contention de la jument se fait dans un travail (box de contention) au calme et en évitant toute source de stress (bruits, lumière ...), ensuite on procède

au nettoyage et une désinfection de la vulve et la région périnéale avec une solution antiseptique douce bétadine de manière centrifuge (savonnage) puis rinçage à l'eau propre tiède et séchage avec des compresses stériles.

**2/ Cathétérissations du col :** Porter des gants Obstétricaux stériles lubrifier ensuite introduire doucement le cathéter d'insémination dans le vagin, puis le guider vers le col utérin

**3/ Dépôt de la semence :** Une fois l'extrémité du cathéter bien positionné dans le corps utérin une seringue stérile contenant la semence fraîche diluée (habituellement une dose de 20 ml). Injecter lentement la semence directement dans le corps de l'utérus puis faire suivre avec 5 ml d'air pour faire évacuer la totalité de la semence injectée et retirer doucement le cathéter, puis relâcher la jument.

**4/Suivi post-insémination :** Juste après l'insémination il est conseillé de faire marcher la jument. La vérification de l'ovulation par échographie se fait dans les 24 à 48 heures post IA

- Pour le diagnostic précoce de gestation se fait par échographie transrectale à partir du 14e-16e jour post-ovulation.





**Figure 14:** Technique d'insémination avec semence fraîche (photo personnelle.,2025)

**3. Les résultat et discussion :**

**A. Suivi échographique :**

Les résultats de l’examen échographiques des ovaires et de l’utérus sont représentés dans le tableau 2

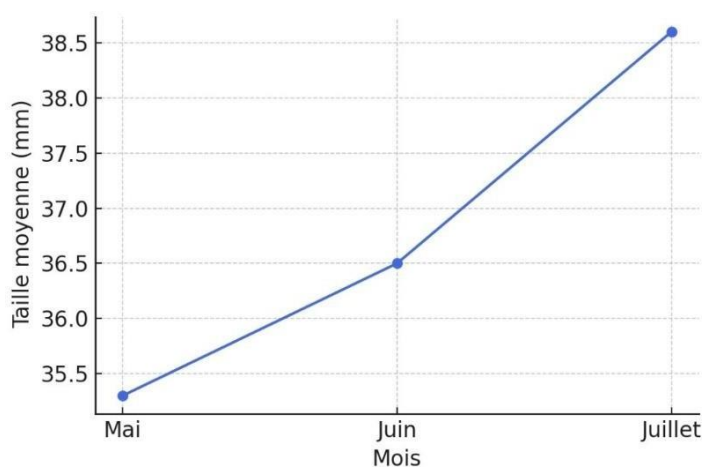
**Tableau 2:** Suivi échographique de la taille moyenne des follicules chez 14 juments (mai-juillet)

Mois/ Jument	Follicul e	Mai	Juin	Juillet
		Structures ovariennes présentes / utérus		
Qasbah	G	38,6mm	30mm	50,5mm
	D	44mm	PF	30mm
Cicilia	G	CJ	32,2mm	45,3mm
	D	PF	39,1 mm	38,3mm

<b>Mebrouka</b>	G	33,6mm	Œdème au niveau utérin	30mm
	D	38mm	CJ	24mm
<b>Sebha</b>	G	PF	41mm	—
	D	CJ	39mm	—
<b>Bougotbia</b>	G	CJ	CJ	49mm
	D	—	30mm	43mm
<b>Dhaouia</b>	G	33mm	PF	Soufflage +
	D	34,4mm	-	
<b>Baghdadia</b>	G	31,4mm	CJ	38mm
	D	35,4 mm	-	20mm
<b>Mandarine</b>	G	32,6mm	CJ	PF
	D	29,3mm	-	-
<b>Nefla</b>	G	PF	40mm	-
	D	24mm	42mm	-
<b>Ranab</b>	G	33,5 mm	-	-
	D	CJ	-	-
<b>Soumania</b>	G	36mm	-	-
	D	CJ	-	-

<b>Riham</b>	G	PF	CJ	-
	D	30mm	-	CJ
<b>Oujoud</b>	G	48,2mm	CJ	-
	D	54,2mm	-	-
<b>Kaskaja</b>	G	34mm	CJ	-
	D	35,4 mm	30mm	-

Ce tableau montre la variation de la taille folliculaire moyenne chez les juments suivies. On observe que la taille des follicules dominants au moment de l'IA se situe généralement entre 35 et 48 mm. Les valeurs les plus élevées ont été relevées en juin et juillet, ce qui correspond à une activité ovarienne plus soutenue, probablement sous l'effet de la photopériode



**Figure 15 : graphique linéaire qui présente l'évolution mensuelle de la taille moyenne des follicules ovariens**

Les données montrent une augmentation progressive de la taille moyenne des follicules, indiquant une évolution saisonnière. Le diamètre moyen global observé est de 36,1 mm, avec des valeurs extrêmes comprises entre 20 mm et 54,2 mm. La moyenne des follicules ayant un diamètre

supérieur ou égal à 35 mm est d'environ 41,5 mm Cette tendance met en évidence une croissance folliculaire de plus en plus marquée au fil de la saison.

L'évolution de la taille folliculaire au fil de la saison traduit une dynamique ovarienne influencée par des facteurs environnementaux, notamment la photopériode, la température ambiante et la nutrition. Aurich (2008) rapporte que l'activité cyclique des juments est optimisée au printemps et au début de l'été, périodes durant lesquelles les follicules pré ovulatoires atteignent plus fréquemment des tailles compatibles avec une ovulation féconde. Dans notre contexte algérien, ces données prennent tout leur sens, car la saisonnalité a un impact direct sur la régularité des cycles. Cela souligne l'importance d'un suivi échographique rigoureux pour repérer le moment optimal de l'IA, en particulier en l'absence de synchronisation hormonale. L'utilisation de la taille folliculaire comme critère d'ovulation probable reste un outil précieux, bien que parfois insuffisant seul sans contrôle du corps jaune ou de l'œdème utérin associé (Aurich, 2008).

### Insémination artificielle :

Les résultats du volume de sperme récolté ainsi que les juments servies sont représentés dans le tableau 3

**Tableau 3** : Récapitulatif des juments inséminées par rapport à l'étalon choisi et le volume récolté

Etalon	Date	Volume récolté	Jument	Observation	Résultat
Nair	21-05-2024	20ml	Qasbha	1er cycle	-
			Mebrouka	1er cycle	-
	03-06-2024	22ml	Cicilia	2eme cycle	-
			Sebha	2eme cycle	+
Fares	09-07-2024	30ml	Qasbha	2eme cycle (1 <sup>ER</sup> ESSAI)	-
			Cicilia	3eme cycle	-
			Dhaouia	Soufflage +	+
Dalif	11-07-2024	25ml	Qasbha	2eme cycle (2eme ESSAI)	+
			Baghdadia	3eme cycle	-
			Bougotbia	3eme cycle	-

Ce tableau récapitule les tentatives d'insémination artificielle réalisées sur 14 juments, en précisant les étalons utilisés, les volumes de semence déposés, les cycles ciblés et les résultats obtenus. Trois étalons ont été mobilisés : Nair, Fares et Dalif, avec des volumes variant de 20 à 30 ml. La jument Qasbah a été inséminée à trois reprises (1er et 3e cycle, avec deux étalons différents), ne montrant de résultat positif qu'à la dernière tentative avec l'étalon Dalif. Cela pourrait indiquer une meilleure qualité de semence, une meilleure compatibilité génétique, ou encore une maturation folliculaire plus favorable au moment de cette insémination.

La jument Cécilia, bien que suivie au 2e et 3e cycles avec deux étalons différents, n'a pas présenté de gestation. Cette absence de succès, malgré la répétition des IA, incite à envisager des causes profondes telles que des anomalies utérines invisibles à l'échographie, une endométrite subclinique, ou encore des déséquilibres hormonaux altérant l'environnement de fécondation.

À l'inverse, Sebha et Dhaouia ont obtenu des résultats positifs dès leur premier essai respectif, suggérant une bonne réceptivité utérine, un timing précis de l'IA et une qualité folliculaire optimale. Leur réponse rapide pourrait également être liée à un statut utérin sain et une ovulation bien synchronisée, ce qui rappelle l'importance du suivi échographique quotidien en période de monte.

Et Bougotbia, bien qu'inséminées au 3e cycle, n'ont pas abouti à une gestation. Cette absence de succès malgré un suivi régulier souligne l'existence possible de facteurs reproductifs limitants non identifiés : mauvaise qualité folliculaire, insuffisance lutéale, défaut de réceptivité endométriale ou troubles inflammatoires latents, de nombreuses pathologies utérines ou anomalies hormonales peuvent passer inaperçues sans examens plus poussés comme la cytologie, la biopsie ou les dosages hormonaux sériés.



**Figure 16. : digramme vertical présente les taux de gestation par cycle**

Les taux de gestation obtenus chez les 14 juments étudiées varient selon le cycle d'insémination. Le taux le plus élevé a été enregistré au 2e cycle, atteignant environ 50 %, tandis qu'au 3e cycle, il diminue à environ 33 %. Aucune gestation n'a été constatée au 1er cycle. Cette répartition suggère une meilleure réussite au 2e cycle, et la variabilité observée entre les cycles souligne l'influence probable du moment d'insémination sur le succès de la gestation.

Dans l'ensemble, ces résultats montrent une variabilité marquée de la réponse à l'IA entre juments, ce qui rejoint les conclusions d'Aurich (2008). Dans son étude, l'auteur insiste sur le fait que la réussite de la reproduction chez la jument dépend de l'interaction fine entre la saison, l'état du follicule dominant, le statut utérin et le moment de l'insémination. Il note également que même dans des contextes encadrés, des échecs peuvent survenir en raison de l'irrégularité de l'ovulation ou de la sensibilité individuelle des juments à des facteurs de stress ou d'environnement. Par ailleurs, Aurich rappelle que le bon moment pour l'IA chez la jument est souvent difficile à cerner précisément, et qu'un décalage même de quelques heures peut réduire significativement les chances de succès.

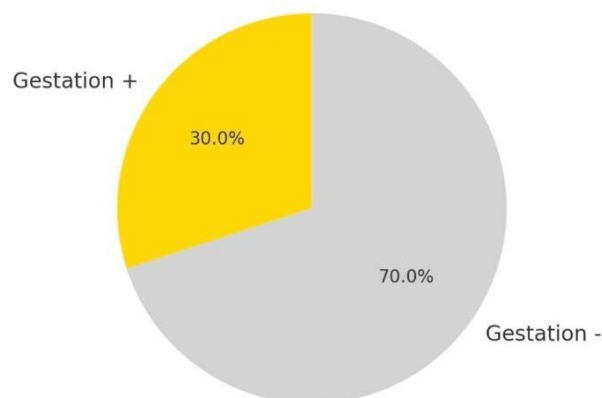
Nos résultats, bien qu'obtenus dans un contexte logistique contraint, confirment cette complexité de la reproduction équine et la nécessité d'un suivi personnalisé et rigoureux. Le tableau 3 illustre clairement que le bon choix de l'étalon, la qualité de la semence, et le moment exact de l'IA sont des éléments cruciaux à maîtriser pour optimiser les chances de gestation.



**Tableau 4** : Taux de gestation selon les inséminations

Cycle	Nombre de IA	Gestation +	Gestation -	Taux de gestation
1 <sup>er</sup> cycle	2	0	2	0
2 <sup>e</sup> cycle	2	1	1	50
3 <sup>e</sup> cycle	6	2	4	33,3 %

Sur les 10 inséminations réalisées, 3 gestations ont été obtenues, soit un taux global de 30 %. Aucun succès n'a été enregistré au 1er cycle (2 IA), tandis que 50 % de succès ont été obtenus au 2e cycle (2 IA), et 33,3 % au 3e cycle (6 IA).



**Figure 17** : diagramme circulaire présente le taux global de gestation

Le graphique illustre un taux global de gestation de 30 %, obtenu sur un total de 10 inséminations. Trois gestations positives ont été enregistrées, toutes réparties entre le 2e et le 3e cycle, tandis qu'aucune gestation n'a été obtenue au 1er cycle. Ce taux global reflète la réussite modérée de l'insémination artificielle dans cet échantillon et confirme une efficacité relative de la reproduction assistée.

Ce taux de 30 % s'inscrit dans une fourchette modeste mais réaliste, compte tenu des conditions techniques et organisationnelles dans lesquelles l'expérimentation a été menée. En effet, aucune synchronisation hormonale n'a été utilisée, les suivis échographiques étaient limités à la disponibilité locale, et le protocole a été ajusté au fil des cycles. Cela reflète assez fidèlement les contraintes rencontrées dans les centres équins en Algérie.

À l'échelle nationale, Benali et al. (2019) ont rapporté un taux de gestation de 28,5 % dans une étude similaire d'insémination artificielle avec semence fraîche menée dans l'est algérien. Cette proximité avec nos résultats montre que la mise en œuvre de l'IA reste difficile dans le contexte algérien, où les moyens logistiques, les compétences techniques et le climat ne permettent pas encore d'atteindre des performances comparables aux pays où l'IA est maîtrisée.

À l'inverse, Gáspárdy et al. (2020) ont obtenu un taux de 75,7 % de gestation avec de la semence réfrigérée en Hongrie. Leur étude s'est appuyée sur des juments sélectionnées, des cycles synchronisés par hormones, un suivi folliculaire intensif et un encadrement technique strict. L'écart important avec nos résultats souligne à quel point la réussite de l'IA dépend du niveau d'infrastructure, de formation du personnel, et de l'utilisation d'outils de reproduction assistée (l'induction d'ovulation, diagnostics utérins approfondis, suivi hormonal...).

Néanmoins, la progression des taux entre les cycles (50 % au 2e, 33,3 % au 3e) dans notre étude montre que la répétition de l'IA améliore les chances de gestation. Cela pourrait s'expliquer par une meilleure adaptation hormonale des juments, une amélioration progressive de la qualité des semences utilisées, ou une montée en compétence de l'équipe. Toutefois, comme le rapportent LeBlanc & Causey (2009), la répétition excessive sans suivi approprié peut entraîner une inflammation utérine, d'où l'importance d'un encadrement reproductif rigoureux.

## Conclusion

L'insémination artificielle représente aujourd'hui un levier essentiel pour l'amélioration génétique et la modernisation de la reproduction équine. À travers ce travail, nous avons tenté d'évaluer de manière concrète son efficacité dans un contexte algérien, en nous appuyant sur une approche expérimentale rigoureuse menée au sein de la Garde Républicaine à Alger

Malgré un effectif restreint et des conditions parfois contraignantes, l'étude a permis d'obtenir un taux de gestation global de 30 %, résultat modeste mais révélateur des défis réels auxquels sont confrontées les structures équestres nationales. Ce chiffre témoigne à la fois de la faisabilité de la technique dans notre environnement, et des marges de progression importantes, tant sur le plan technique qu'organisationnel.

L'utilisation de l'échographie comme outil de suivi folliculaire a constitué un apport fondamental, permettant une meilleure compréhension de la dynamique ovarienne et un ajustement plus précis du moment de l'IA. Toutefois, des limites subsistent, notamment en l'absence de synchronisation hormonale ou d'analyses complémentaires (cytologie, endocrinologie et histologie), qui pourraient renforcer la précision du diagnostic et la réussite des protocoles.

Cette étude ouvre ainsi plusieurs perspectives pour l'avenir : adoption de protocoles de synchronisation adaptés, amélioration du suivi post-insémination, standardisation des techniques de récolte et de préparation du sperme, et surtout, formation continue du personnel encadrant. Le développement de l'IA en Algérie ne pourra se faire qu'à travers une approche progressive, intégrant à la fois les avancées scientifiques et les réalités du terrain.



## Références bibliographiques

- Aouane N, (2021) Application des biotechnologies en reproduction équine. Thèse de doctorat Es-sciences a l'école nationale supérieure vétérinaire
- Aurich, C. (2008). Reproductive cycles of horses. *Animal Reproduction Science*, 107(3–4), 268–277. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2008.04.015>
- Aurich, C. (2012). Recent advances in cooled and frozen stallion semen. *Animal Reproduction Science*, 136(3), 1–9. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2012.10.003>
- Aurich, C. (2021). Recent advances in cooled and frozen stallion semen. *Animal Reproduction Science*, 231, 106769. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2021.106769>
- Aurich, C., & Spergser, J. (2021). Effects of temperature and storage time on stallion sperm motility. *Theriogenology*, 172, 104–111. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2021.05.015>
- Aurich, C., Budik, S., & Braun, J. (2016). Reproductive physiology and artificial breeding methods in stallions. *Reproduction in Domestic Animals*, 51(S1), 22–27. <https://doi.org/10.1111/rda.12773>
- Ball, B. A., Vo, A. M., & Baumber, J. (2019). Temperature effects on equine spermatozoa viability. *Theriogenology*, 135, 174–180.
- Benali, H., Bensaid, A., & Ouarzeddine, A. (2019). Étude préliminaire sur la reproduction équine par insémination artificielle dans l'Est algérien. *Revue de Médecine Vétérinaire*, 170(4–6), 105–110.
- Betteridge, K. J. (2015). Ovarian follicular dynamics during the estrous cycle in the mare. *Theriogenology*, 83(3), 344–353.
- Blanchard, T. L., Varner, D. D., Schumacher, J., Love, C. C., Brinsko, S. P., & Rigby, S. L. (2005). *Manual of Equine Reproduction* (2nd ed.). Mosby Elsevier.
- Canisso, I. F., Rahe, C. H., & Carnevale, E. M. (2020). Endometritis in the mare: Diagnosis and treatment. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, 36(2), 293–309. <https://doi.org/10.1016/j.cveq.2020.04.004>
- Christoffersen, M., & Troedsson, M. H. T. (2017). Inflammation and fertility in the mare. *Reproduction in Domestic Animals*, 52(Suppl 3), 14–20.
- Dziekońska, A., Szczepańska, A., & Wysokińska, A. (2025). Effect of season on the characteristics of warmblood stallion spermatozoa stored in a liquid state at 5 °C. *Animals*, 15(7), 1035.

- El-Sherry, T. M., El-Sheikh, A. I., & El-Sheikh, M. M. (2023). Impact of intrauterine infusion of platelet-rich plasma on endometritis and reproductive performance of Arabian mares. *Veterinary Medicine and Science*, 9(1), 1–10. <https://doi.org/10.1002/vms3.1234>
- Ferris, R. A. (2020). Immunological aspects of endometritis in mares. *Theriogenology*, 150, 180–186.
- Ginther, O. J. (1992). *Reproductive Biology of the Mare: Basic and Applied Aspects* (2nd ed.). Madison, WI: Equiservices Publishing.
- Groomy. (2021). Le diagnostic de gestation chez la jument. <https://www.groomy-app.com/fr/blog/conseils-techniques/diagnostic-gestation-chez-jument>
- Gáspárdy, A., Holló, I., & Tözsér, J. (2020). Fertility results of mares inseminated with refrigerated semen in Hungary. *Hungarian Journal of Animal Science*, 67(1), 15–23.
- Hinrichs, K. (2020). Equine artificial insemination techniques. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, 36(2), 279–298.
- LabOniris. (2023). Protocoles d'explorations gonadiques jument. <https://laboniris.oniris-nantes.fr/prestations/biochimieendocrino/exploration-gonadique/explorations-gonadiques-jument/protocoles-dexplorations-gonadiques-jument>
- LeBlanc, M. M., & Causey, R. C. (2009). Clinical and subclinical endometritis in the mare: Both threats to fertility. *Reproduction in Domestic Animals*, 44(Suppl 3), 10–22. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0531.2009.01485.x>
- Allen, W. R., & Stewart, F. (2001). Equine placentation. *Reproduction, Fertility and Development*, 13(7–8), 623–634.
- Canisso, I. F., et al. (2020). Persistent breeding-induced endometritis in mares: A multifaceted challenge. *Animals*, 10(3), 312.
- Gamboa, S., Dominguez, J. C., & Rios, J. (2020). Advances in equine artificial insemination: Practical applications and challenges. *Animal Reproduction Science*, 216, 106345. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2020.106345>
- Jeffcott, L. B., & Whitwell, K. E. (1973). Twins in the Thoroughbred mare: A survey of 300 cases. *Equine Veterinary Journal*, 5(4), 205–209. <https://doi.org/10.1111/j.2042-3306.1973.tb03396.x>
- LeBlanc, M. M. (2020). Advances in the diagnosis and treatment of chronic endometritis in mares. *Reproduction in Domestic Animals*, 55(Suppl 2), 36–43.
- LeBlanc, M. M. (2020). Diagnostic imaging of equine reproductive diseases. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, 36(2), 271–292. <https://doi.org/10.1016/j.cveq.2020.04.003>

- Love, C. C., Kenney, R. M., & Varner, D. D. (2012). Effects of cooling rate and storage temperature on equine spermatozoal motility parameters. *Theriogenology*, 78(1), 1–7. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2012.01.015>
- MadBarn. (2023). Artificial Insemination in Horses: Pros and Cons for Breeding. <https://madbarn.com/artificial-insemination-in-horses/>
- MadBarn.ca. (2022). Semen collection in stallions: Use of artificial vagina. <https://madbarn.ca/semen-collection-in-stallions-use-of-artificial-vagina/> (anonyme 1)
- Miller, R., et al. (2023). Uterine lavage and fertility outcomes in mares after embryonic loss. *Theriogenology*, 190, 123–129.
- Morrel, J. M., Johannisson, A., Dalin, A. M., & Rodriguez-Martinez, H. (2014). Sperm morphology and fertility in the horse. *Theriogenology*, 82(1), 1–7. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2014.03.012>
- Samper, J. (2021). Handling and preparation of equine semen. *Journal of Equine Veterinary Science*, 98, 103382.
- Senger, P. L. (2015). *Pathways to Pregnancy and Parturition* (3rd ed.). Pullman, WA: Current Conceptions Inc.
- Silva, L. A., et al. (2021). Assessment of ovarian hemodynamics using Doppler ultrasound in mares. *Theriogenology*, 176, 37–45.
- Squires, E. L., Bruemmer, J. E., & McCue, P. M. (2020). *Equine reproduction* (3rd ed.). Wiley-Blackwell.
- Swegen, A., Aitken, R. J., Gibb, Z., & Nixon, B. (2017). Reactive oxygen species and sperm function in horses: Implications for stallion fertility. *Reproduction*, 153(6), 745–757.
- Varner, D. D., Blanchard, T. L., Love, C. C., Garcia, M. C., & Kenney, R. M. (1988). Effects of cooling rate and storage temperature on equine spermatozoal motility parameters. *Theriogenology*, 29(5), 1043–1054. [https://doi.org/10.1016/0093-691X\(88\)80028-1](https://doi.org/10.1016/0093-691X(88)80028-1)
- Wolfsdorf, K. (2024). Management of twin pregnancy in the mare. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, 40(1), 143–158. <https://doi.org/10.1016/j.cveq.2023.11.004>
- Zhang, M., Jiang, Y., Lin, S., Liu, J., & Luo, M. (2023). Trehalose improves post-thaw sperm quality by reducing oxidative stress during cryopreservation in stallions. *Theriogenology*, 207, 46–54. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2023.03.006>

## Annexes

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية وزارة

الجزائر في : الفوج 11

الدفاع الوطني  
قيادة الحرس الجمهوري  
للخيالة والمواكبة  
عيادة الطب البيطري

Fiche d'examen de l'étalon reproducteur  
Saison de monte 2024

- Nom : ..... - Etat vaccinal : ..... - Age : ..... - Nombre de saillies : .....

1. Examen général :

Paramètres	N	S	A	Remarque
Attitude/Caractère				
Muqueuses				
Auscultation cardiaque				
Auscultation pulmonaire				
Auscultation des bruits digestifs				
PTR				
Examen ophtalmique				
Examen neurologique				
Examen de l'appareil locomoteur				

(N : normal, S : suspect, A : anormal)

2. Examen spécifique de l'appareil génital externe :

Examen	Conformité/Anomalie
Inspection et palpation du fourreau + pénis	-



Inspection et palpation des testicules	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Consistance :</li> <li>- Régularité de la surface :</li> <li>- Volume :</li> <li>- Sensibilité :</li> <li>- Symétrie :</li> <li>- Prédisposition aux hernies :</li> </ul>
----------------------------------------	--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------

3. Examen complémentaire :

a. Echographie :

.....  
.....  
.....

b. Spermogramme :

- Evaluation de la qualité de la semence sous microscope :

Paramètres Macroscopique	N	S	A	Pourcentage %	Remarque
Volume					
Couleur					
Viscosité					
Temps de liquéfaction					

(N : normal, S : suspect, A : anormal)

Paramètres Microscopique	N	S	A	Pourcentage %	Remarque
Concentration					
Motilité					
Morphologie					
Vitalité					

(N : normal, S : suspect, A : anormal)

Conclusion :

.....  
.....  
.....

Nom du cheval : ..... Race : ..... Sexe : M – H – F -, Age : ..... Ecurie :  
.....

Etiologie : .....

	<b>Traiteme nt</b>							
Examen cliniaue	<b>Péristalti sme</b>							
	<b>Pouls</b>							
	<b>MO</b>							
	<b>TRC</b>							
	<b>Tx DH</b>							
	<b>T°</b>							
	<b>Fr</b>							
	<b>Fc</b>							
	<b>Heure</b>							
	<b>Date</b>							

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

وزارة الدفاع الوطني

قيادة الحرس الجمهوري

الفوج 11 للخيالة و الموانبة







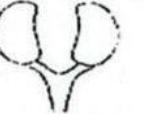
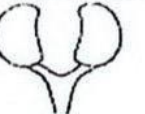

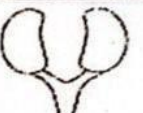
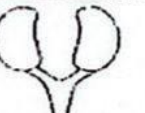

عيادة الطب البيطري

Suivi gynécologique des juments

Saison de monte 2024

Nom de la jument : ..

Type d'examen : ..

Date : Barre :	Date : Barre :	Date : Barre :	Date : Barre :
			
Ovaires :	Ovaires :	Ovaires :	Ovaires :
Utérus :	Utérus :	Utérus :	Utérus :
Col :	Col :	Col :	Col :
Traitement :	Traitement :	Traitement :	Traitement :
Date : Barre :	Date : Barre :	Date : Barre :	Date : Barre :
			
Ovaires :	Ovaires :	Ovaires :	Ovaires :
Utérus :	Utérus :	Utérus :	Utérus :
Col :	Col :	Col :	Col :
Traitement :	Traitement :	Traitement :	Traitement :
Date : Barre :	Date : Barre :	Date : Barre :	Date : Barre :
			
Ovaires :	Ovaires :	Ovaires :	Ovaires :
Utérus :	Utérus :	Utérus :	Utérus :
Col :	Col :	Col :	Col :
Traitement :	Traitement :	Traitement :	Traitement :

مشرف الطاقم الطبي البيطري

## **Résumé :**

La reproduction équine constitue un enjeu majeur pour la pérennité des élevages, en particulier dans un contexte algérien où les structures de suivi restent limitées. Ce travail s'inscrit dans une démarche d'évaluation de l'efficacité de l'insémination artificielle avec semence fraîche (IAFr) chez la jument, en s'appuyant sur le suivi échographique du cycle œstral. Suite à la modeste performance reproductive observée localement, liée au manque de protocoles standardisés et de moyens techniques avancés. L'objectif est d'analyser l'impact du choix de l'étalon, du moment de l'IA, du suivi folliculaire, et d'évaluer le taux de gestation obtenu. L'étude, menée sur 14 juments au sein de la Garde Républicaine à Alger, a révélé un taux de gestation global de 30 %, mettant en lumière à la fois la faisabilité de la technique et ses limites actuelles. Ces résultats fournissent une base de référence pour l'amélioration future des pratiques reproductives équines en Algérie.

**Mots clés :** Reproduction équine, Insémination artificielle, Semence fraîche, Suivi échographique, Taux de gestation, Algérie,

## **Summary:**

Equine reproduction is a key issue for herd sustainability, especially in Algeria where reproductive monitoring structures are still underdeveloped. This study aims to assess the effectiveness of artificial insemination using fresh semen (AI) in mares, based on estrous cycle monitoring through ultrasound. The central problem lies in the low reproductive performance observed locally, mainly due to the lack of standardized protocols and technical means. The objective was to evaluate how stallion choice, timing of insemination, and follicular tracking influence pregnancy success. Conducted on 14 mares at the Republican Guard in Algiers, the study yielded a global pregnancy rate of 30%. These results highlight both the feasibility and the current limitations of AI in Algeria, and offer a starting point for improving reproductive management in local equine breeding.

**Key words:** Equine reproduction, Artificial insemination, Fresh semen, Mare, Ultrasound monitoring, Pregnancy rate, Algeria,

## **الملخص:**

تُعَدُّ تربية الخيول وإعادة إنتاجها من المحاور الأساسية لاستدامة المزارع، خاصة في الجزائر، حيث تظل الهياكل المخصصة لمتابعة التكاثر محدودة. يهدف هذا العمل إلى تقييم فعالية التلقيح الاصطناعي باستخدام السائل المنوي الطازج عند الأفراس، وذلك اعتمادًا على تتبع الدورة الجنسية بالموجات فوق الصوتية. وتكمن الإشكالية الأساسية في الأداء الضعيف للتكاثر محليًا، بسبب غياب بروتوكولات معيارية ونقص الوسائل التقنية. تمثل الأهداف في دراسة تأثير اختيار الفحل، وتوقيت التلقيح، ومتابعة نمو الجريبات، مع تحليل نسبة الحمل المحققة. أجريت الدراسة على 14 فرسًا داخل الحرس الجمهوري بالجزائر العاصمة، وأظهرت نسبة حمل عامة قدرها 30٪، مما يدل على إمكانية تنفيذ التقنية رغم بعض القيود. تشكل هذه النتائج مرجعًا أساسيًا لتحسين طرق التكاثر في تربية الخيول في الجزائر.

التكاثر عند الخيول، التلقيح الاصطناعي، السائل المنوي الطازج، الفرس، المتابعة بالأشعة فوق الصوتية، الدورة : المفتاح الجنسية، نسبة الحمل، الجزائر،

