

**RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ SAAD DAHLEB DE BLIDA-1**

FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE



PROJET DE FIN D'ÉTUDES MASTER

OPTION : BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

Thème

**Evaluation de la productivité du lapin de la souche synthétique conduite
en insémination artificielle**

Présenté par :

M^{elle} MEGHAOUI Meryem et M^{elle} SAYAH Houria

JURY DE SOUTENANCE :

**ADEL. D
AMOKRANE. A
DJELLATA. N
TARZAALI. D**

**Maître de Conférences B (ISV-UB1)
Maître de Conférences B (SNV -UB1)
Maître de Conférences A (ISV-UB1)
Maître de Conférences B (ISV-UB1)**

**Président
Examinatrice
Promotrice
Co-promotrice**

Année universitaire 2022- 2023

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

A ma grand-mère

Que dieu la garde et lui donne une longue vie avec beaucoup de santé et de bonheur.

A mes chers parents

Pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur soutien tout au long de mes études.

A mes chers frères

Mabrouk, Sofiane, Ayoub, merci pour l'encouragement, et l'aide qui m'ont toujours accordé.

A mes chères sœurs

Aicha, Safia, Chourouk, merci pour l'amour qu'elles me réservent, je leurs souhaite une vie pleine de bonheur.

A mon amie

Razika, qui m'a aidé et supporté dans les moments difficiles.

A la joie de ma vie mes neveux

Anes, Assil, que je les aime beaucoup.

A ma binôme

Meryem, Qui a été à mes cotés avec son encouragement et ses conseils durant la réalisation de ce travail.

HOURIA

Dédicaces

D'abord et avant tout, je voudrais exprimer ma gratitude envers *Allah*, le Tout-Puissant, qui m'a assisté dans l'accomplissement de cette étude, Louange à Allah.

À ma chère famille

Je vous exprime ma plus profonde appréciation et gratitude envers mon père et ma mère bien-aimés, qui m'ont soutenu tout au long de ma vie scolaire et ont été un soutien constant tout au long de mon parcours éducatif.

À mes chères sœurs

Sihem, Aisha, Zineb et Shahrazed, je les aime beaucoup.

Ainsi que mon fiancé

Hamza, je le remercie infiniment pour son soutien.

Je tiens à exprimer ma sincère gratitude à Houria, ainsi qu'à tous mes amies qui ne m'ont jamais quitté et m'ont soutenu pour accomplir ces réalisations.

Meryem

Remerciements

Tout d'abord, nous remercions Allah, le Tout Puissant et le Miséricordieux, de
Nous avoir donné la santé, la volonté et la patience pour mener à terme notre
Formation de Master.

Nous tenons à exprimer nos remerciements à notre promotrice Mme DJELLATA Nadia, Maitre de conférences A, Institut des Sciences Vétérinaires, à l'université Saad Dahleb Blida 1, qui a accepté de nous diriger dans ce travail, nous sommes vraiment touchés par ses qualités humaines et scientifiques qui ont joué un rôle déterminant dans l'accomplissement de ce travail.

Nous tenons à remercier notre Co-promotrice Mme TARZAALI Dalila «Maitre de conférences B, Institut des Sciences Vétérinaires, à l'université Saad Dahleb Blida 1», pour ses précieux conseils et son appui scientifique tout au long de cette période expérimentale, la simplicité, et la patience dont vous avez fait preuve ont donné à ce travail toute sa valeur.

Nous remercions vivement Mr ADEL Djalal Maitre de conférences B, Institut des Sciences Vétérinaires à l'université Saad Dahleb Blida 1» pour avoir fait l'honneur de présider le jury.

Nos plus vifs remerciements s'adressent à Mme AMOKRANE Assia, Maitre de conférences B, Faculté des sciences de la Nature et de la Vie, à l'université Saad Dahleb Blida 1, pour avoir accepté d'examiner notre travail et faire partie du jury.

Nous remercions également toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail, qu'ils trouvent ici notre profonde reconnaissance.

SUMMAIRE

Introduction	1
Chapitre I : Données bibliographique	
1. Reproduction de lapin et insémination artificielle en cuniculture	2
1.1 Introduction	2
1.2. Reproduction chez les lapins	2
1.2.1. Anatomie des appareils de reproduction mâle et femelle	2
1.2.2. Physiologie de l'appareil reproducteur	3
1.2.2.1. Chez le mâle	3
1.2.2.2. Chez la femelle	4
1.2.2.3. Saillie naturelle	5
2. Insémination artificielle	
2.1. Définition de l'insémination artificielle	5
2.2. Etapes de l'insémination artificielle	6
2.2.1. Récolte de semence	6
2.2.2. Dilution du sperme et le conditionnement de la semence	6
2.2.2.1. Examen macroscopique	6
2.2.2.2. Examen microscopique	7
2.2.2.3. Dilution de sperme	8
2.2.3. Technique de l'insémination	8
2.2.3.1. Insémination Artificielle au sens strict	8
2.2.3.2. Induction de l'ovulation	9
2.2.3.3. Diagnostic de réussite de l'insémination artificielle	9
2.3. Facteurs de réussite de l'insémination artificielle	11
2.3.1. Facteurs liés à l'animal (Mâle)	11
2.3.2. Factures lié à la femelle	11
2.3.3. Facteurs extrinsèques	11
2.4. Intérêts et avantages de l'insémination artificielle chez le lapin	11
3.4.1. Intérêt économique	11
3.4.2. Intérêt génétique	12
3.4.3. Intérêt sanitaire	12
3.4.4. Inconvénients de l'insémination artificielle	12

Chapitre II : Matériel et méthodes

1. Objectifs	13
2. Lieu et durée de l'expérimentation	13
2.1. Bâtiment et conditions d'élevage	13
2.1.1. Bâtiment d'élevage	13
2.1.2. Logement des animaux	14
2.1.3. Alimentation et abreuvement	14
3. Matériel	15
3.1. Matériel biologique	15
3.1.1. Model animal	15
3.2. Matériel non biologique	15
4. Méthode	16
4.1. Protocol expérimental	16
4.2. Méthodes de récolte et d'analyse de la semence	16
4.2.1. Récolte de la semence	16
4.2.1.1 Préparation des mâles à la récolte spermatique	16
4.2.1.2 Préparation du matériel de collecte	16
4.2.1.3 Collecte de la semence	16
4.2.1.4. Calcul de la libido	17
4.3. Méthodes d'analyse de la semence	17
4.3.1. Examen macroscopique	17
4.3.2. Examen microscopique	18
5. Insémination artificielle	24
5.1. Matériel de l'IA	24
5.2 Méthode de l'IA chez la lapine	24
5.2.1 Préparation de la dilution par DP-SOW	24
5.2.2. Technique de l'IA chez la lapine	24
5.2.3 Induction de l'ovulation lors de l'IA	25
Chapitre III : Résultats et discussion.	
1. Taux de la récolte spermatique analysé	26
2. Ardeur sexuelle ou libido	27
3. Caractéristique de la semence des lapins étudiés	27
3.1. Evaluation macroscopique de la semence	27

3.1.1. Couleur	28
3.1.2. Volume sans gel	28
3.1.3. pH	28
3.2. Evaluation microscopique de la semence	29
3.2.1. Concentration	30
3.2.2. Vitalité	30
3.2.3. Motilité	30
3.2.3.1. Motilités massale et individuelle	30
3.2.3.2. Paramètres cinétiques spermatiques	31
3.2.4. Anomalies morphologiques	31
3.3. Analyse d'hétérosperme utilisé en insémination artificielle	32
4.1. Poids de la femelle à l'insémination et à la mise-bas.	32
4.2. Résultats de l'insémination artificielle des lapines de la souche synthétique	33
Conclusion	35

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ANNEXE 1

LISTE DES FIGURES

Figure 01 : Anatomie de l'appareil reproducteur du lapin mâle	2
Figure 02 : Anatomie de l'appareil reproducteur chez la lapine	3
Figure 03 : Techniques de récolte du sperme chez le lapin	6
Figure 04 : Insémination artificielle chez le lapin	9
Figure 05 : Diagnostic de gestation par palpation abdominale	10
Figure 06 : Évolution du taux de progestérone dans le plasma sanguin au cours de la gestation	10
Figure 07 : Bâtiment de l'élevage cunicole	13
Figure 08 : Emplacement des mâles dans les cages individuelles	14
Figure 09 : Emplacement des femelles dans la salle de maternité	14
Figure 10 : Aliment pour lapins (a) et Abreuvoir pour lapins (b) (Photo personnelle	14
Figure 11 : lapins qui ont présenté une réponse à la sollicitation	15
Figure 12: Lapines de la souche synthétique	15
Figure 13: Collecte de la semence	17
Figure 14: Tube gradué montrant le volume et la couleur du sperme (photo personnelle	18
Figure 15: Etapes d'étude de motilité massale	18
Figure 16: Système CASA (Computer Analyser System)	19
Figure 17: Etapes de l'étude de motilité individuelle	20
Figure 18: Observation sur le système CASA les quatre couleurs de vitesse	21
Figure 19: Étapes d'évaluation de la concentration	22
Figure 20: Etapes de préparation des frottis pour le; observation de la vitalité des spermatozoïdes	23
Figure 21: Observation des spermatozoïdes morts et vivants	23
Figure 22: préparation de la semence fraîche et diluer pour l'insémination artificielle	24
Figure 23: Réceptivité de la lapine	24
Figure 24: Différentes étapes de l'insémination artificielle	25
Figure 25: Induction de l'ovulation par GnRH	25
Figure 26 : Taux de réussite de l'insémination chez les lapines de la souche synthétique	34

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Notification de la semence selon la grille de ROCA	17
Tableau II : Echelle utilisé pour déterminer la Motilité massale ²⁰	19
Tableau III : Echelle d'Andrieu pour la notation de la motilité individuelle	20
Tableau IV : Taux de réponse aux sollicitations et d'éjaculation chez les lapins de souches synthétiques	26
Tableau V : Valeurs moyennes de l'ardeur sexuelle (libido)	27
Tableau VI : Valeurs moyens des paramètres macroscopique de la semence de lapins de souche synthétique	28
Tableau VII : Valeurs moyennes des paramètres microscopique de la semence	29
Tableau VIII : Caractéristiques des paramètres cinétiques de la semence étudiée	29
Tableau IX : Caractéristiques morphologiques des spermatozoïdes de la semence des lapins analysée	31
Tableau X : Résultats de l'analyse d'hétérosperme du Male 1	32
Tableau XI : Poids des lapines reproductrices à l'insémination et à la mise bas	33
Tableau XII : Résultats de l'insémination artificielle chez la souche synthétique	33

LISTE DES ABREVIATIONS

CASA : Computer-Aided Sperm Analysis

CMV : Complément Minéral et Vitaminique

GnRH: Gonadotrophin Releasing Hormone.

H: Hyla

IA : Insémination Artificielle

INRA : Institut National de Recherche Agricole

IM : Intra Musculaire

ITELV : Institut Technique des Elevages

L : Locale

MM : motilité massale.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

pH : Potentiel en Hydrogène

PMSG : Pregnant Mare Serum Gonadotrophin

SPZ : Spermatozoïde

Résumé

L'insémination artificielle est la biotechnologie de la reproduction la plus largement utilisée dans le monde, cette technique appliquée principalement pour assurer l'amélioration génétique rapide et sûre des animaux domestiques incluant les lapins. Le succès de l'insémination artificielle qui est en cours de développement chez le lapin s'appuie fortement sur la qualité de la semence du lapin mâle. L'objectif de l'étude a été d'évaluer les caractéristiques de la semence par le système CASA et l'évaluation des performances de reproductions des lapins de la souche synthétique Algérienne "ITELV 2006" conduit en insémination artificielle.

Au total 06 lapines unipart non allaitantes et réceptives, élevées dans les conditions de production, logées dans des cages individuelles et conduites en insémination artificielle avec une semence fraîche et diluée à 1/5. L'induction de l'ovulation a été faite par injection de 0,2 ml de la GnRH.

Nos résultats ont montré que les lapins de la souche synthétique avaient une semence de qualité conforme à la norme, à l'exception de la concentration ($171,8 \times 10^6$ spz/ml). Cependant, l'analyse de la semence collectée par le mâle 1, a présenté une qualité macroscopique et microscopique conforme à la norme, adéquate pour l'insémination artificielle par rapport à la semence des autres lapins. Le taux de réussite de l'insémination artificielle chez les lapines de souche synthétique était de 33,33%, tandis que le taux de mortalité des lapereaux était élevé, soit 60%, et cela sous l'influence des fluctuations météorologiques dans la région.

Mots clés : CASA, insémination artificielle, Lapins, semence, souche synthétique.

Abstract :

Artificial insemination is the most widely used reproductive biotechnology in the world, primarily applied to ensure fast and safe genetic improvement of domestic animals, including rabbits. The success of artificial insemination in rabbits relies heavily on the quality of the male rabbit's semen. The objective of the study was to evaluate the characteristics of semen using the CASA system and assess the reproductive performance of rabbits from the Algerian synthetic strain "ITELV 2006" through artificial insemination.

A total of 6 non-lactating and receptive uniparous female rabbits, raised under production conditions, housed in individual cages, were subjected to artificial insemination using fresh semen diluted at a ratio of 1 /5. Ovulation induction was performed by injecting 0.2 ml of GnRH.

Our results showed that rabbits from the synthetic strain had semen of quality that met the standards, except for the concentration (171.8×10^6 spz/ml). However, the analysis of semen collected from male 1 exhibited macroscopic and microscopic quality that complied with the standards, suitable for artificial insemination compared to the semen from other rabbits. The success rate of artificial insemination in rabbits from the synthetic strain was 33.33%, while the mortality rate of the offspring was high, at 60%, influenced by meteorological fluctuations in the region.

Keywords: CASA, artificial insemination, Rabbits, semen, synthetic strain.

ملخص:

التلقيح الاصطناعي هو أحد أكثر تقنيات الإنجاب الحيواني استخدامًا في العالم، وتُطبق هذه التقنية بشكل رئيسي لتحقيق تحسين جيني سريع وآمن للحيوانات الأليفة ، بما في ذلك الأرناب. وتعتمد نجاح التلقيح الصناعي في الأرناب بشكل كبير على جودة السائل المنوي للأرناب الذكر. وقد كان هدف الدراسة تقييم خصائص السائل المنوي باستخدام نظام CASA وتقييم أداء تكاثر الأرناب من سلالة "ITELV 2006" الجزائرية الاصطناعية التي تم إجراء التلقيح الصناعي عليها.

شملت الدراسة إجراء التلقيح الاصطناعي لمجموعة من الأرناب الأمهات غير المرضعة والمستقبلية، التي تمت تربيتها في ظروف الإنتاج وإبائها في أقفاص فردية. تم تنفيذ التلقيح باستخدام سائل منوي طازج ومخفف بنسبة 5/1. تم إحداث التبويض بحقن 0.2 مل من GnRH.

أظهرت نتائجنا أن لدى أرناب السلالة الاصطناعية سائل منوي ذو جودة مطابقة للمعايير، باستثناء التركيز (171.8 × 106 حيوان منوي في المليلتر). ومع ذلك، أظهر تحليل السائل المنوي المجموع من الأرناب رقم 1 جودة ماكروسكوبية وميكروسكوبية مطابقة للمعايير ومناسبة للتلقيح الاصطناعي بالمقارنة مع سائل منوي الأرناب الأخرى. بلغت نسبة نجاح التلقيح الاصطناعي لأرناب السلالة الاصطناعية 33.33٪، في حين كان معدل وفاة الأرناب الصغار مرتفعًا بنسبة 60 % بتأثير من التقلبات الجوية في المنطقة.

الكلمات المفتاحية : CASA، تلقيح اصطناعي أرناب، مني، سلالة اصطناعية.

INTRODUCTION

Le lapin est une espèce mammifère à intérêt économique indéniable avec la production de viande, de fourrure et de laine. Sa viande constitue une source de protéines animales non négligeable pour les pays non industrialisés. De plus, cet animal possède par sa taille réduite et sa forte prolificité associée à une courte durée de gestation, les qualités requises pour être un excellent modèle expérimental dans plusieurs domaines (**Belbedj, 2008**).

La cuniculture a toujours existé mais selon un mode traditionnel, de faible effectif de type familial destiné à l'autoconsommation et pratiqué le plus souvent de façon précaire. Ce n'est qu'à partir des années quatre-vingts que cette espèce a commencé à attirer l'attention des pouvoirs publics et des éleveurs professionnels. En Algérie, un programme de recherche a été mis en place pour améliorer les capacités génétiques des lapins, ce qui a conduit à la création et à la diffusion d'une nouvelle lignée génétique appelée "ITELV 2006". La souche a été sélectionnée depuis décembre 2003 (**Gacem et al., 2009**) dans le but d'obtenir une croissance optimale et une meilleure adaptation aux conditions climatiques en Algérie, et des caractéristiques de reproduction améliorées.

La reproduction constitue la première étape de la production, pour l'éleveur c'est une étape capitale. L'insémination artificielle est l'une des méthodes mises en place afin d'améliorer la production. C'est dans ce contexte que s'insère notre étude qui consiste à inséminer des lapines appartenant à la souche synthétique, dont l'objectif est d'étudier la qualité de la semence par le système CASA, puis l'évaluation des performances de reproduction de ces lapines induite en insémination artificielle (IA).

Dans ce manuscrite, nous présenterons deux parties :

- Une partie bibliographique dans laquelle nous avons traité les rappels anatomophysologiques de l'appareil reproducteur (mâle et femelle), complété par l'insémination artificielle en cuniculture.
- Une partie expérimentale dans laquelle se compose de matériel et méthodes utilisés dans notre expérimentation, suivie par les résultats obtenus, enfin une discussion de nos résultats. Le document se termine par une conclusion et par des recommandations.

Partie I :
Données bibliographiques

1. Reproduction de lapin et insémination artificielle en cuniculture

1.1. Introduction

La reproduction est une phase importante en élevage, la bonne réussite d'un élevage cunicole dépend en premier lieu des performances de la carrière reproductive de la femelle. Pour avoir une meilleure rentabilité dans un élevage de lapin, il faut une bonne maîtrise de la reproduction dans le but de synchroniser les périodes de mise-bas et optimiser la production (Fromont et Tanguy, 2004).

1.2. Reproduction chez les lapins

1.2.1. Anatomie des appareils de reproduction mâle et femelle

Le lapin est dit exorchide au moment de l'accouplement et anorchide en période de repos (Hennaf et Surdeau, 1981). Chez le lapin, l'appareil génital mâle comporte 3 grandes portions qui sont (Figure 01) : la portion glandulaire constituée par les testicules et les glandes annexes, la portion tubulaire constituée par l'épididyme, le canal déférent, l'urètre, la portion copulatrice constituée par le pénis (Barone, 1976). Et l'appareil reproducteur de la lapine (Figure 02) est constitué de deux ovaires, deux oviductes, deux utérus, deux conduits cervicaux un vagin et une vulve (Machet, 2006).

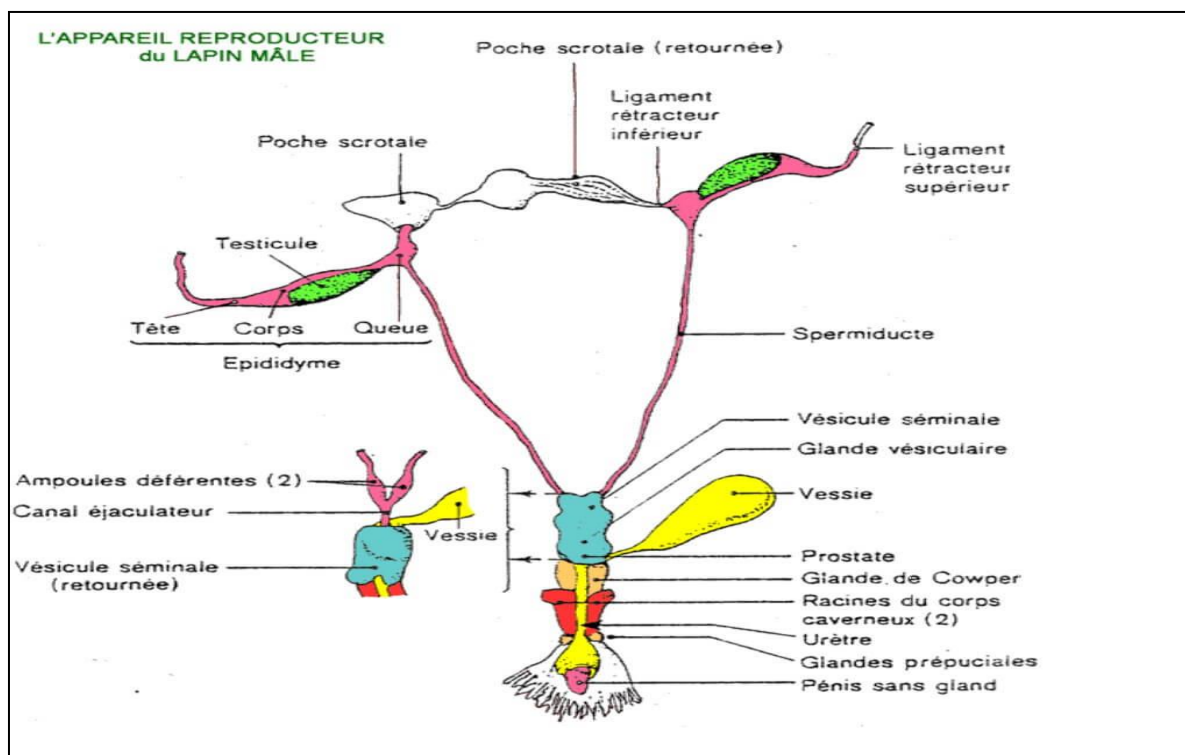


Figure 01 : Anatomie de l'appareil reproducteur du lapin mâle (Lebas, 2000)

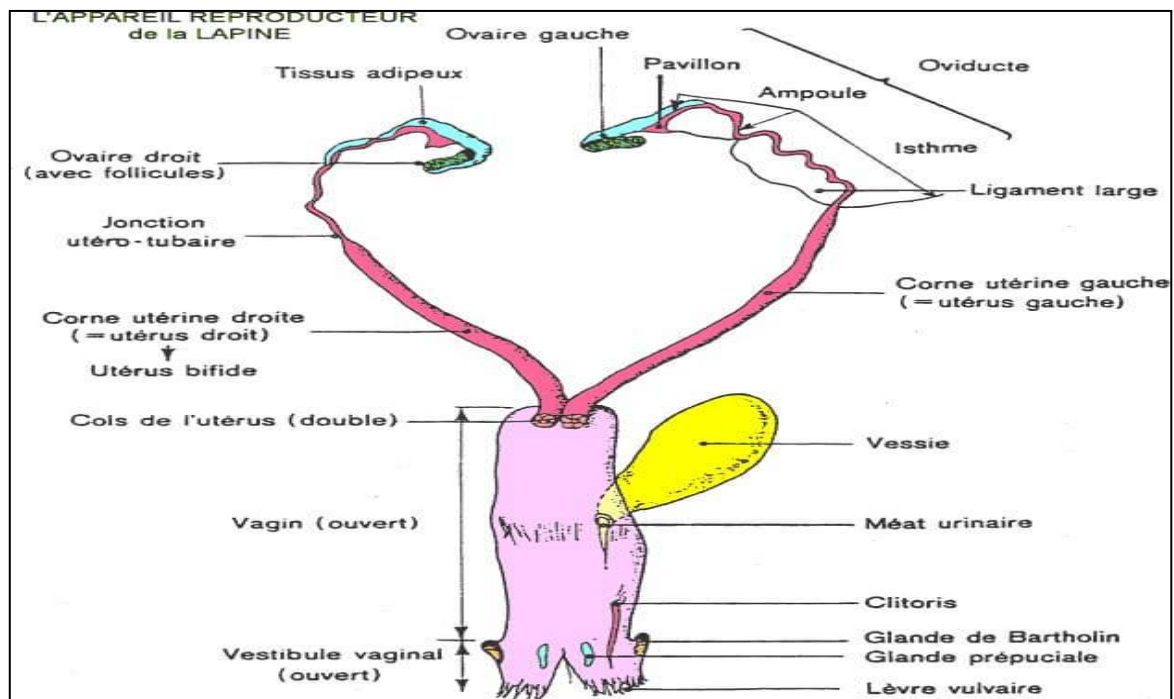


Figure 02 : Anatomie de l'appareil reproducteur chez la lapine (Lebas, 2000)

1.2.2. Physiologie de l'appareils reproducteur

1.2.2.1. Chez le mâle

1.2.2.1.1. Développement des gonades

La différenciation des gonades commence le 16^{ème} jour suivant la fécondation (Lebas, 2010). Et la production d'hormones androgènes dès le 19^{ème} jour de la gestation. A la naissance, la spermatogenèse est inactive, les testicules contiennent deux types cellulaires : les cellules de Sertoli et les spermatogonies. La spermatogenèse débute à l'âge d'environ 60 jours, les premiers spermatozoïdes apparaissent dans l'éjaculat vers 110 jours (Berger et al., 1982).

1.2.2.1.2 Maturité sexuelle

La maturité sexuelle, définie comme le moment où la production journalière de sperme n'augmente plus, serait atteinte vers 7,5-8 mois pour la race néo-zélandaise en climat tempéré. Ensuite, la production de sperme récolté reste stable ou décroît légèrement. La production quotidienne, dépendante de nombreux facteurs, est de l'ordre de 2,107 spermatozoïdes (Lamothe et al., 2015).

1.2.2.1.3 Spermatogenèse

La spermatogenèse est le processus de division et de différenciation cellulaire par laquelle les spermatozoïdes sont produits à partir des spermatogonies situées dans les tubes séminifères des testicules (Soltner, 1989). La production journalière de spermatozoïde est

estimée de 25 à 60 millions par gramme de testicule, soit une production de 100 à 250 millions de spermatozoïdes par animal et par jour. Le volume des éjaculations est de l'ordre de 0,3 à 0,6 ml. La concentration est évaluée de 150 à 500 x 10⁶ spermatozoïdes par millilitre (Lebas et al., 1996).

1.2.2.2. Chez la femelle

1.2.2.2.1. Développement des gonades

La différenciation sexuelle commence au 16^{ème} jour après la fécondation. Les divisions ovo-goniales commencent le 20^{ème} jour de la vie fœtale et se poursuivent jusqu'à la naissance. Après la naissance, les ovaires se développent nettement moins vite que l'ensemble du corps. Une accélération est observée à partir de 50 à 60 jours. Les follicules primordiaux apparaissent dès le 13^{ème} jour après la naissance et les premiers follicules à antrum vers 65 à 70 jours (Lebas, 2011).

1.2.2.2.2. Maturité sexuelle

Le comportement sexuel (acceptation de l'accouplement) apparaît bien avant l'aptitude à ovuler et à conduire une gestation. Ainsi, une lapine peut accepter l'accouplement précocement vers 10-12 semaines, mais il n'est généralement pas suivi de l'ovulation (Lamothe et al., 2015). Il est généralement conseillé de mettre les lapines à la reproduction lorsque les femelles du groupe atteignent 80 % de leur poids adulte (Lamothe et al., 2015).

1.2.2.2.3 Œstrus et cycle œstrien

Contrairement aux autres mammifères, la lapine ne présente pas un cycle œstrien avec apparition régulière de chaleurs au cours desquelles l'ovulation a lieu spontanément. Elle est considérée comme une femelle en œstrus plus au moins permanent, et n'ovule que s'il y a coït. On parle alors d'espèce à ovulation provoquée, on considère donc qu'une femelle est en œstrus quand elle accepte de s'accoupler et en diœstrus quand elle refuse, on utilise aussi les termes de lapine réceptive ou non réceptive quand elle refuse (Villena et Ruiz Matas, 2003 ; Bonnes et al., 2005).

1.2.2.2.4. Ovulation

Chez la plupart des espèces de mammifères, l'ovulation intervient de façon spontanée au cours du cycle de reproduction. À l'inverse, chez la lapine, elle n'est pas spontanée mais provoquée par l'accouplement (Lamothe et al., 2015).

1.2.2.2.5. Fécondation

Après l'ovulation, l'ovocyte II est capté et englobé dans les franges du pavillon, dans la partie supérieure de la trompe de Fallope. En parallèle, les spermatozoïdes sont déposés dans la partie supérieure du vagin, près de l'entrée des cols utérins (Salveti, 2008).

1.2.2.2.6. Gestation

La gestation est la période comprise entre la fécondation et la mise bas qui dure en moyenne 30 à 32 jours dans la majorité des cas avec des extrêmes de 29 à 35 jours, et cette durée varie selon l'effectif de la portée (**Lebas, 2000**).

1.2.2.2.7. Pseudo-gestation

Si une lapine ovule et qu'elle n'est pas fécondée (situation rencontrée en insémination artificielle où l'ovulation est provoquée par hormone exogène), elle entre alors dans une phase de pseudo-gestation durant 15 à 18 jours. Durant cette période, la lapine n'est pas fécondable car des corps jaunes se sont développés sur les ovaires et leur sécrétion de progestérone bloque toute nouvelle ovulation. En pseudo-gestation, comme au cours de gestation, une lapine peut être réceptive et accepter l'accouplement, mais celui-ci ne sera pas suivi d'ovulation (**Anonyme, 2013**).

1.2.2.2.8. Mise-bas

La lapine met bas généralement la nuit, elle dure en moyenne 15 à 20 minutes pour l'ensemble de la portée (**Lebas, 2007**). Lorsque le moment de la mise-bas approche (en fin de gestation), la lapine présente un comportement caractéristique : elle construit un nid en utilisant ses poils et la litière (paille et copeaux) mise à sa disposition. Les poils utilisés sont surtout ceux de l'abdomen, en les retirant (pour maintenir les lapereaux à une température optimale) (**Lebas, 2000 ; Bouvier et Jacquinet, 2008**).

1.2.2.2.9 Lactation

La lactation est la phase finale du cycle de reproduction des lapins. Synthétisé et sécrété par la mamelle, le lait est adapté aux besoins et aux capacités digestives des lapereaux. Le lait est essentiel à leur survie par ses apports nutritifs mais également parce qu'il leur apporte des anticorps maternels protecteurs contre certaines infections (**Fortum et al., 2015**).

1.2.2.3. Saillie naturelle

La saillie naturelle consiste à mettre la femelle dans la cage du mâle afin de déclencher l'ovulation chez la lapine. La saillie se déroule dans la cage du mâle après vérification de l'état sanitaire de la femelle et de sa réceptivité indiquée par la couleur rouge de sa vulve (**Fromont, 2011**).

2. Insémination artificielle

2.1. Définition de l'insémination artificielle

L'insémination artificielle (IA) est une technique de reproduction, qui consiste à déposer la semence du mâle dans la partie la plus convenable des voies génitales d'une femelle et au moment le plus opportun à l'aide d'un outil approprié, sans qu'il n'y ait un acte

sexuel. La semence est obtenue à l'aide d'artifices variables chez le mâle ayant reçu préalablement un agrément zootechnique et sanitaire.

2.2. Etapes de l'insémination artificielle

2.2.1. Récolte de la semence

On utilise un vagin artificiel de taille adaptée. Cet appareil comprend de l'eau chaude de 40 à 45°C entre 2 membranes (pour être proche de 39°C au moment de la récolte, la température normale du vagin). Un tube collecteur gradué à fond conique est fixé à une extrémité. La lapine boute-en-train est introduite dans la cage du mâle, le vagin artificiel placé sous son ventre en arrière. Lorsque le mâle s'appuie sur la lapine, on dirige son pénis vers le vagin artificiel de l'index (**Figure 03**) (**Morin, 1976 ; Lebas, 1996**). La femelle utilisée comme boute-en-train constitue un des stimuli de l'éjaculation (**Boussit, 1989**). Le lapin peut être collecté 1 à 7 fois par semaine (**Montaillé, 1992**). Pour d'autres auteurs, le meilleur rythme serait de 3 fois par semaine avec 2 sauts à 15 minutes d'intervalle chaque fois (**Montaillé, 1992**).

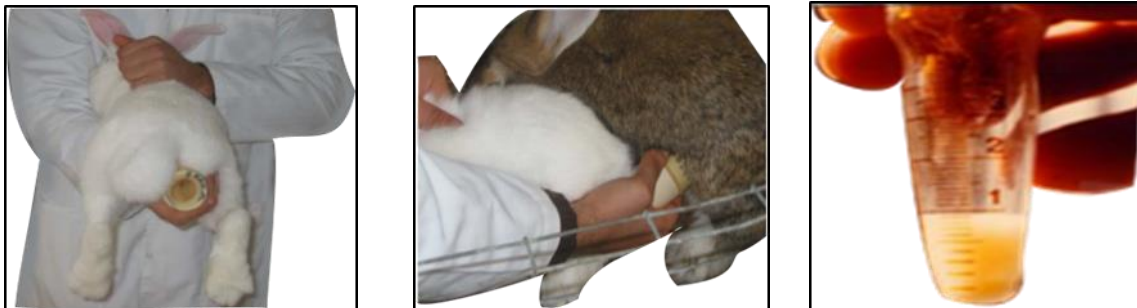


Figure 03 : Techniques de récolte du sperme chez le lapin (**Lebas, 2010**).

2.2.2. Dilution du sperme et le conditionnement de la semence

La semence peut être contrôlée avant d'être mise en place et conditionnée en paillettes de 0,5 ml ou dans des flacons de 20 à 100 doses de 0,5 ml (**Lebas, 1996**). L'évaluation macroscopique de l'aspect et de la couleur de l'éjaculat permet de détecter la présence éventuelle de sang, d'urine ou de pus dans l'éjaculat (**Amman, 1966**). Immédiatement après la récolte, sont mesurés l'ardeur sexuelle du mâle, la présence de gel, le pH, le volume de l'éjaculat et la motilité massale (**Brun et al., 2006**).

2.2.2.1. Examen macroscopique

Après la récolte, un examen visuel du sperme est réalisé dans le tube de récolte ce qui permet d'apprécier :

- **Volume** : Le volume de l'éjaculat recueilli est mesuré après élimination du gel au moyen d'une pipette en verre (**Bencheikh, 1995**). Le volume du sperme du lapin varie

entre les valeurs extrêmes de 0,25 à 1 ml avec une moyenne de 0,6 ml par éjaculat (**Francisco et Luis, 2003**).

- **Couleur** : Le sperme a une couleur blanchâtre. les éjaculats son opacité surtout de la concentration spermatique. Tandis que celui de concentration plus faible est clair, aqueux ou même légèrement jaune (**Boussit, 1989**).
- **Viscosité** : La viscosité du sperme dépend de la concentration en spermatozoïdes, elle est mesurée par rapport à la valeur 1 fournie par l'eau distillée. L'appréciation de la viscosité se fait en observant l'écoulement du sperme à l'extrémité d'une pipette pasteur. (**Derivaux, 1986 ; Hanzen, 2009**).
- **pH** : La mesure du pH, dès la récolte, est un bon estimateur de la qualité de la semence certains auteurs trouvent un pH nettement alcalin et le situe autour de 8. En revanche d'autres données indiquent un pH très légèrement acide, de l'ordre de 6,8 - 6,9 (**Alvarino, 1993 ; Lebas, 2009 ; Quiles et Heevia, 2000**). Cependant, un sperme de qualité a un pH qui oscille entre 7,1 et 7,3 (extrêmes 6,4 à 7,5).

2.2.2.2. Examen microscopique

- **Motilité massale**

L'examen de la motilité massale est effectué le plus rapidement possible après le prélèvement du sperme en le maintenant rigoureusement à une température voisine de 38°C (**konfe, 2014**), Selon **Boussit (1989)**, une échelle de 0 (pas de spermatozoïdes) à 9 (aspect de tourbillons) permet de classer la motilité massale. La motilité massale dépend essentiellement de trois facteurs : la concentration, le pourcentage de spermatozoïdes motiles et leurs vitesses de déplacement (**konfe, 2014**).

- **Motilité individuelle**

Les spermatozoïdes dotés d'une motilité dite « fléchante » sont ceux présentant une trajectoire quasi rectiligne et capable de traverser le champ en 2 à 3 secondes. Les spermatozoïdes présentant des mouvements rotatoires circulaires ou des mouvements d'amplitude très réduite ne sont donc pas comptabilisés dans les spermatozoïdes mobiles (**Boussit, 1989 ; Baril et al., 1993 ; Cabanne, 2008**).

- **Concentration**

La concentration exprime le nombre de spermatozoïdes par mm^3 (**Francisco et Luis, 2003**). **Boussit (1989)** a montré que la précision est optimale pour une dilution de 1/200. La concentration varie entre 300 et 700 x 10¹⁰ Spz / ml. Le comptage se fait par une cellule hémato - métrique, telle que la cellule de thoma (**Raphael et al., 2004**).

- **Morphologie**

La tête, le col la pièce intermédiaire et le flagelle (ou queue) sont les quatre parties d'un Spz (**Feldman et Nelson, 1987 ; Johnston et al., 2001**). Les anomalies de morphologie sont recherchées sur un frottis réalisé à partir d'une goutte de semence coloré à l'éosine-nigrosine et observé au grossissement 100. Cette coloration permet de distinguer différents anomalies morphologiques (**Cabannes, 2008**).

- **Vitalité**

Les termes vitalité et viabilité sont quasi synonymes et renvoient au pourcentage de spermatozoïdes vivants dans le sperme (**Mortimer et practical, 1994**). C'est un test simple, facile à réaliser puisqu'il suffit de mélanger une goutte de semence pure ou diluée avec deux gouttes d'éosine-négrosine, le tout à 37°C, puis de réaliser un frottis à partir du mélange obtenu. Une fois la lame est séchée, le pourcentage des spermatozoïdes vivants est apprécié au microscope optique 10 x 100 à immersion (**Cabannes, 2008**).

2.2.2.3. Dilution de sperme

Les éjaculats ayant une bonne note de motilité seront dilués avec un soluté particulier (dilueur) de 5 à 10 fois en fonction de leur concentration en spermatozoïdes. La dilution doit assurer au plus grand nombre de spermatozoïdes, une survie aussi longue que possible (**Lebas, 2003**). Cette dilution permet non seulement de prolonger la durée de vie des spermatozoïdes mais aussi de réaliser plusieurs doses à partir d'un éjaculat. Les dilueurs standards contiennent du sucre, du sel pour réajuster la pression osmotique, des antibiotiques et des tampons acide-base (**Feller et al., 2004**).

2.2.3. Technique de l'insémination

2.2.3.1. Insémination Artificielle au sens strict

L'insémination artificielle proprement dite consiste à déposer le sperme dans les voies génitales femelles, à l'entrée de l'utérus, à l'aide d'une canule coudée (**Figure 04**). La canule d'insémination est à usage unique. Il faut impérativement utiliser une nouvelle canule pour chaque lapine afin d'éviter la transmission d'éventuelle maladie d'une lapine à l'autre. Le taux de gestation après insémination artificielle est de 70 à 85% et varie suivant l'opérateur. Il peut être amélioré par une injection d'une autre hormone, la PMSG (est une hormone que stimule la croissance terminale et la maturation des follicules en induisant le pic préovulatoire

de LH), 48h avant l'insémination (**Fromont et Tanguy, 2011**). Il existe deux techniques d'insémination artificielle de la lapine dont la première consiste à maintenir la lapine en position verticale par un seul opérateur et l'inséminer à l'aide d'un pistolet recouvert d'une gaine à usage unique et équipé d'une paillette. La deuxième technique est réalisée par deux opérateurs, un qui tient la lapine sur le dos et présente la vulve à l'inséminateur qui dépose à la fin du vagin la semence à l'aide d'une canule coudée (**Fromant et Tanguy, 2001**).



Figure 04 : Insémination artificielle chez le lapin (**Lebas, 2011**).

2.2.3.2. Induction de l'ovulation

L'insémination artificielle doit être complétée par une injection de GnRH dans la cuisse de la lapine pour déclencher l'ovulation ou ponte ovulaire, qui n'aurait sinon pas lieu puisqu'il n'y a pas d'accouplement en insémination artificielle (**Fromont, 2011**).

Parmi les méthodes hormonales d'induction d'ovulation les plus fréquemment utilisées chez la lapine est l'injection IM de la GnRH ou de ses analogues synthétiques (**Goudjo, 2010**). La GnRH est un décapeptide connu successivement sous les noms de LRF (Luteinizing Releasing Factor), LHRH (Luteinizing Hormone Releasing Hormone), et GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone) (**Knouf, 2002**). Une IA avec une dose de 0,5 ml de la semence nécessite l'injection de 0,2 ml de la GnRH par voie IM (**Dimitrova et al., 2009**).

2.2.3.3. Diagnostic de réussite de l'insémination artificielle

▪ Palpation abdominale

La palpation abdominale permet le diagnostic de gestation qui s'effectue entre le dixième et quinzième jour après la saillie. (**Figure 05**). A ce stade, le développement des embryons est suffisant pour permettre leur détection au travers la paroi abdominale (**Bonnes et al., 2005**). Une palpation avant le dixième jour est inefficace, et au-delà du 15ème j il y a risque d'avortement (**Yaou et al., 2011**). Une lapine gestante peu accepter l'accouplement tout au long de la gestation, dans la deuxième moitié de la gestation, si même un comportement fréquent (**Lebas, 2011**).



Figure 05 : Diagnostic de gestation par palpation abdominale (Yaou et al., 2011).

- **Radiographie**

Elle n'est pas une technique satisfaisante en reproduction car elle n'est utilisable que tardivement durant la gestation, vers le 17^{ème} jour. Le squelette du fœtus doit être obligatoirement minéralisé pour être visible radiographiquement (Rinck et al., 1993).

- **Echographie**

L'échographie permet d'établir un diagnostic de gestation le 9^{ème} ou le 10^{ème} jour (Ypsilantis et al. 1999). Ainsi, d'estimer la taille de la portée, et suivre le bon déroulement de la gestation, et permettrait aux éleveurs de remettre rapidement à la reproduction les lapines non gestantes et de détecter la présence d'éventuels troubles de la fertilité dans leur élevage (Chavatte-Palmer et al., 2008).

- **Dosage de progestérone**

Le taux de progestérone ne cesse d'augmenter (multiplication par 4) entre le 3^{ème} et 15^{ème} jour de gestation, passant de 5 ng/ml à 19 ng/ml, puis reste relativement stationnaire pour enfin diminuer rapidement dans les jours précédant la mise bas (Figure 06) (Theau clément, 2009).

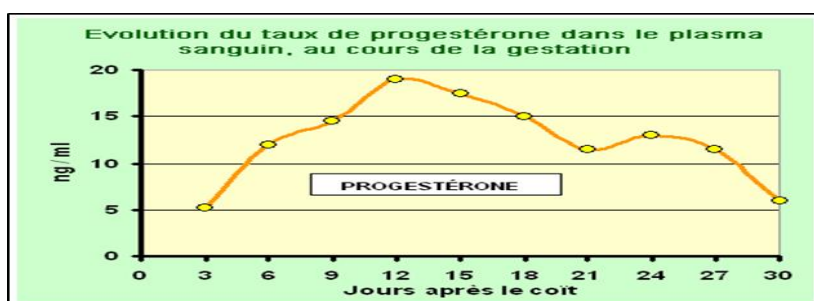


Figure 06 : Évolution du taux de progestérone dans le plasma sanguin au cours de la gestation (Challis et al., 1973).

2.3. Facteurs de réussite de l'insémination artificielle

2.3.1. Facteurs liés à l'animal (Mâle)

Les facteurs liés au mâle ont un impact sur le succès de l'insémination artificielle, par exemple le logement des mâles, les conditions d'élevage, La stérilité du mâle, facteurs liés à la semence (chocs thermiques, mécaniques, chimiques et la dilution, conservation).

- **Facteur génétique :** La qualité et la quantité de sperme produit par les mâles varient selon la fonction et l'origine génétique (**Alvarino, 2000 ; Theau-Clément et al., 2003 ; Lebas, 2009**).
- **Age :** En IA, il est vivement recommandé d'entraîner l'animal au vagin artificiel, au moins un mois avant l'utilisation de la semence (**Boussit, 1989**). Le sperme des mâles adultes par rapport à celui des jeunes (37-43 semaines) présente un volume, une concentration et un nombre de spz totaux et motilité plus élevés (**Alvarino, 1993 ; Theau-Clément et al., 2009**).

2.3.2. Facteurs liés à la femelle:

- **Parité :** En insémination artificielle, les nullipares, généralement très réceptives, se caractérisent par une fertilité supérieure à 70 % mais par une prolificité plus modeste (8,8 nés vivants) que pour les lapines de parités suivantes (au moins 10,5 lapereaux vivants pour le même génotype (**Perrier et al., 1998**)).
- **Réceptivité sexuelle au moment de l'insémination :** En insémination artificielle, la fertilité est fortement liée à la réceptivité sexuelle des lapines (**Theau et Roustan, 1980 ; Battaglini et al., 1986**).
- **Allaitement au moment de l'insémination :** Chez les lapines en lactation, la fécondité varie selon le stade de lactation (**Theau-Clément et al., 2000**) qui dépend directement du taux de reproduction choisi par l'éleveur. L'effet de l'état physiologique varie fortement en fonction du stade de lactation, en particulier au stade 4 j de lactation, les lapines allaitantes/non-réceptives sont peu fertiles (30%) (**Theau-Clément et al., 1990**).

2.3.3. Facteurs extrinsèques : Des facteurs externes ont également un impact sur le succès de l'insémination artificielle, tels que : la saison, la Température, l'alimentation, La lumière et la photopériode, le rythme d'utilisation).

2.4. Intérêts et avantages de l'insémination artificielle chez le lapin

2.4.1. Intérêt économique

L'insémination artificielle de la lapine permet d'obtenir un nombre de lapereaux important. Par exemple, dans de bonnes conditions d'élevage, une bonne lapine peut donner

environ 40 lapereaux par an, soit 50 à 60 kg de viande par an à commercialiser (**Djago et Kpodekon, 2007**). Cette technique permet également d'inséminer plusieurs femelles à partir d'un même éjaculat (**Ingrid, 2008**).

2.4.2. Intérêt génétique

Une semence de mâles de haute qualité génétique permet d'améliorer le résultat, sans avoir pour risque l'introduction de maladies (**Thewis, 2002**). En outre, elle permet la Sélection des reproducteurs et la diffusion plus rapide du progrès génétique. (**Meyer, 2009**).

2.4.3. Intérêt sanitaire

Les avantages sanitaires du prélèvement de semence à la ferme sont liés à la diminution du nombre de lapins dans les élevages, ce qui réduit d'autant le risque d'introduction des maladies vénériennes (**Haskouri, 2001**).

2.4.4. Inconvénients de l'insémination artificielle

- ✓ Coût élevé de l'application de l'insémination artificielle.
- ✓ Les résultats obtenus ne sont pas toujours aussi bons que dans le cas d'un accouplement naturel.

Chapitre II :

Matériel & méthodes

II. Matériel et méthodes

1. objectifs

Notre étude a pour but :

- L'analyse de la semence des lapins de la souche synthétique par des examens macroscopique et microscopique à l'aide d'un système d'analyse (système CASA), afin d'évaluer ces paramètres.
- Inséminer des lapines de la souche synthétique après avoir induit leurs ovulations par une méthode hormonale qui consiste à l'utilisation de la GnRH et déterminer son taux de réussite.

2. Lieu et durée de l'expérimentation

Notre étude expérimentale est déroulée au niveau du clapier de la station expérimentale de l'Université de Blida 1 et au niveau du laboratoire de recherche de biotechnologie liée à la reproduction animale de l'institut des sciences vétérinaires. Notre expérimentation a été réalisée entre le mois d'avril et le mois de juin 2023.

2.1. Bâtiment et conditions d'élevage

2.1.1. Bâtiment d'élevage

L'expérimentation est conduit dans un bâtiment en dur .d'une superficie de 184 m², possédant une charpente de type métallique, d'une toiture tertiaire assurant une ventilation naturelle des lieux (**Figure 07**). Le bâtiment est composé d'un couloir et deux salles de maternité et au fond une grande salle d'engraissement. L'aération de type statique, est assurée par des fenêtres de type vasistas au nombre de dix. Tout le bâtiment dispose de néons effectués L'éclairage artificiel durant les manipulations.



Figure 07 : Bâtiment de l'élevage cunicole (Photo personnelle 2023).

2.1.2. Logement des animaux

Les lapins reproducteurs mâles sont placés dans des cages de dimensions spécifiques (longueur : 70cm. largeur : 40cm .hauteur : 30cm) (**Figure 08**), Quant aux cages femelles reproductrices qui sont placées dans des enclos de maternité de type plat Flat-Deck constitué chacun de 5 cages grillagées individuelles (**Figure 09**). Dont les mêmes dimensions que celles des mâles et munies avec des boites à nid. Les cages est livrée avec sa propre mangeoire individuelle, des terrains pour la collecte du fumier sont également présents mais nettoyés quotidiennement.



Figure 08 : Cages individuelles

(Photo personnelle).



Figure 09 : Salle de maternité

(Photo personnelle).

2.1.3. Alimentation et abreuvement

Tous les lapins ont été nourris ad libitum sur la base d'un régime granulaire spécial pour lapins provenant de l'unité de production d'aliments pour bétail d'A. Khemis El Khechna – Boumerdès, qui sont des aliments à base de luzerne (pour la lactation) 16,7% cellulose (**Figure 10a**). Et distribué chaque matin dans des trémies métalliques équipées dans chaque cage. Les granulés sont fabriqués à partir de maïs, tourteau de soja, luzerne, son, orge et spécial lapin CMV(complément minéral et vitaminique) . Abreuvement quotidien des lapins grâce au système de conduits en PVC munis de tétines automatiques. Un récipient en plastique de 6 litres est relié au système de plomberie et rempli d'eau potable fraîche deux fois par jour (**Figure 10b**).



Figure 10 : Aliment pour lapins (a) et Abreuvoir pour lapins (b)

(Photo personnelle).

3. Matériel

3.1. Matériel biologique

3.1.1. Model animal

Notre travail est réalisé sur des lapins et lapines adultes, appartenant à la station expérimentale de l'Université de Blida 1, de la souche synthétique. Les lapins mâles de souche synthétique (n=8), âgés en moyenne de 3 ans et de poids variant entre 3207 g et 3775 g. Parmi les mâles étudiés, nous avons choisi 4 lapins qui ont présenté une réponse à la sollicitatio(**Figure 11**).

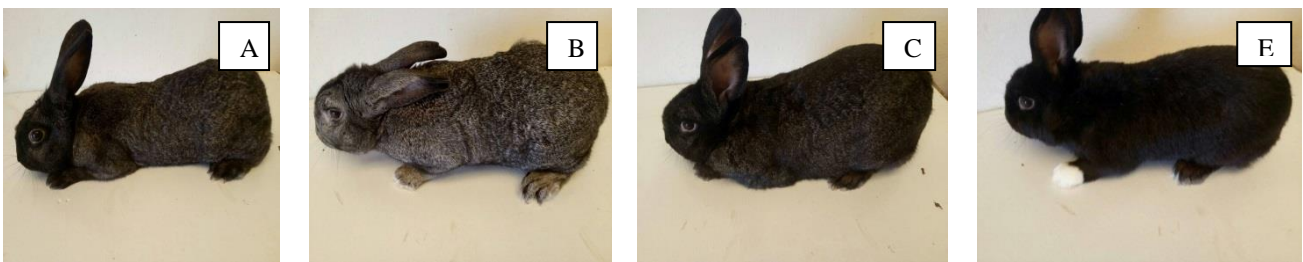


Figure 11 : Lapins qui ont présenté une réponse à la sollicitation(A,B,C,D).

Les femelles de souche synthétique (n=6), âgés en moyenne d'un an et d'un poids variant entre 2812 g et 3951 g (**Figure 12**).

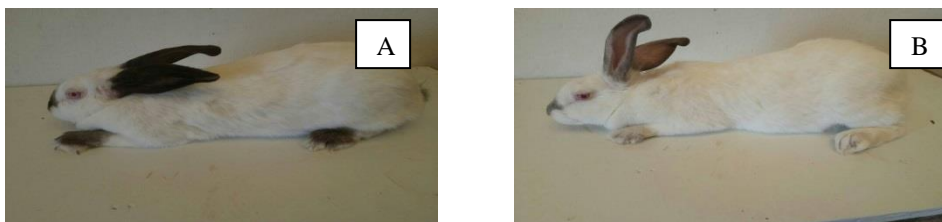


Figure 12 : Lapines de la souche synthétique (A,B)

Au cours de l'expérimentation, une lapine « boute-en-train » est utilisée pour les prélèvements de la semence.

Dans notre travail nous avons partagé les lapines en deux lots :

- Le premier lot (n= 3) est destiné à l'insémination avec la semence fraîche.
- Le deuxième lot (n=3) est destiné à l'insémination avec la semence diluée à 1/5

3.2. Matériel non biologique

Le matériel de laboratoire, les instruments et les réactifs utilisés dans cette étude sont présentés dans l'Annexe 1.

4. Méthodes

4.1. Protocole expérimental

Les différentes étapes de l'expérimentation

-Dans notre étude nous avons utilisé 14 lapins de la souche synthétique (8 mâles et 6 femelles).

- _ Introduit la femelle « boute-en-train » dans la cage du mâle.
- _ Récolté la semence
- _ Calcul de la libido
- _ L'étude macroscopique et l'étude microscopique de la semence (système CASA).
- _ L'insémination artificielle des lapines.

4.2. Méthodes de récolte et d'analyse de la semence

4.2.1. Récolte de la semence

4.2.1.1. Préparation des mâles à la récolte spermatique

Tous les mâles ont été entraînés pour les habituer à la collecte du sperme, pendant une période de 15 jours.

4.2.1.2. Préparation du matériel de collecte

La récolte de la semence nécessite un vagin artificiel (Annexe 1) que doit être préchauffé dans un bain marie maintenu à température entre 55 et 60°C, pour avoir à l'intérieur du vagin une température égale à 37°C. on doit être bien séché et nettoyé le vagin artificiel Avant son utilisation. Un tube de collecte gradué est placé à l'extrémité du vagin artificiel afin de recueillir la semence.

4.2.3.3. Collecte de la semence

La collecte de la semence est effectuée sur les mâles logés dans des cages individuelles, une fois le vagin artificiel est préparé, une femelle prise est introduit dans la cage de mâle elle est «boute-en-train» Dès que le mâle tentait de la chevaucher, la femelle est immobilisée par le préleveur. La main libre tenant le vagin artificiel passe sous l'abdomen entre les deux membres postérieurs de la femelle, et oriente le vagin artificiel vers le pénis afin de faciliter l'intromission de ce dernier. Après l'éjaculation, le mâle émet un cri caractéristique et tombe sur le côté et la semence est récolté dans le tube gradué (**Figure 13**)



Figure 13 : Collecte de la semence (Photos personnelle)

4.2.1.4. Calcul de la libido

Libido ou l'ardeur sexuelle, c'est le temps écoulé entre l'introduction de la femelle dans la cage du mâle et l'éjaculation, mesuré à l'aide d'un chronomètre.

4.3. Méthodes d'analyse de la semence

4.3.1. Examen macroscopique

Un examen macroscopique est réalisé sur chaque lapin au niveau de clapier. Pour cette raison, l'examen macroscopique doit être effectué le plus tôt possible et ne doit pas dépasser 15 minutes, enregistrez le volume d'éjaculat pour chaque lapin. Nous avons également défini d'autres paramètres propres à chacune de ces semences de lapin, comme la couleur, la présence ou l'absence de gouttelettes jaunes (présence d'urine) ou rouges (présence de sang).

▪ Couleur

La détermination de la couleur du sperme se fait en l'observant directement au niveau du tube. La couleur du sperme varie entre quatre nuances de blanc (Blanc clair, laiteux, crème, ivoire). Les échantillons sont notés de 0 à 3 selon la grille citée par Roca (1993) (**Tableau I**).

Tableau I : Notification de la semence selon la grille de Roca

NOTE	Couleur
0	Jaune : urine Rosâtre ou rougeâtre : le sang.
1	Sperme blanc aqueux
2	Sperme blanc laiteux
3	Sperme Blanc nacré ou blanc ivoire

- **Volume**

Le volume de sperme est mesuré à l'aide d'un tube gradué utilisé pour la récolte. Si le sperme collecté contient du gel, retirez ce dernier et mesurez le volume sans gel (**Figure 14**).



Figure 14 : Tube gradué montrant le volume et la couleur du sperme (photo personnelle).

- **pH**

La mesure de pH est réalisée à l'aide de bandelettes de papier pH (Annexe 1), une goutte de la semence est prélevée à l'aide d'une pipette pasteur et déposée sur une bandelette de pH. La couleur obtenue sur la bandelette est donc comparée avec la couleur trouvée sur la boîte pour avoir le pH correspondant.

4.3.2. Examen microscopique

Immédiatement après l'analyse macroscopique, les tubes contenant la semence ont été placés dans des thermos (Annexe 1) remplis d'eau sinon placer dans un bain-marie à maintenu à 37°C et à l'abri de la lumière avant d'être transférés au laboratoire pour analyse microscopique.

- **Motilité massale**

La motilité massale (MM) est le mouvement global des spermatozoïdes qui apparaissent sous forme des vagues. Cette dernière est estimée immédiatement après le prélèvement, prenez juste une goutte de sperme et déposée sur une lame observez-la au microscope optique au grossissement x 10 (**Figure 15**).



Figure 15 : Étapes de l'étude de motilité massale (photos personnelles).

La nature et l'intensité du mouvement est estimé selon la grille de notation « Grille de Petit jean» (1965) (cité par Boussit, 1989). Chaque échantillon est noté par échelle de (Petit jean, 1965) dans des scores du 0 (pas de spermatozoïdes) à 9 (aspect tourbillonnant).

Tableau II : Echelle utilisé pour déterminer la MM d'après Petitjean, 1965.

Note	Nature et intensité du mouvement
0	Pas de spermatozoïdes.
1	Spermatozoïdes immobiles.
2	Quelques spermatozoïdes agités, oscillants sur place.
3	Beaucoup de spermatozoïdes agités sans déplacement notable.
4	Quelques spermatozoïdes immobiles, quelques spermatozoïdes agités sur place, quelques spermatozoïdes mobiles.
5	Même chose que 4 mais plus de spermatozoïdes mobiles. Motilité assez bonne mais pas homogène.
6	La quasi-totalité des spermatozoïdes se déplace. Motilité bonne et homogène.
7	Même chose que 6 avec amorce de mouvements de vagues lents.
8	Même chose que 7 avec mouvements de vague distinct lents.
9	Vagues énergiques. Aspects de tourbillons.

- **Motilité individuel**

C'est l'étude du mouvement de chaque spermatozoïde séparément en utilisant le système CASA et la base de cette étude est de travailler avec du sperme dilué. L'observation est effectuée par le système CASA (Computer Analyser System Assisted) (**Figure 16**).



Figure 16 : Système CASA (Computer Analyser System Assisted) (photo personnelle).

L'étude de la motilité individuelle du sperme consiste à prélever 10 microlitres de sperme pur (**Figure 17 a**), pour la dilué dans 290 microlitres de NaCl (l'eau physiologique) (**Figure 17 b**) dans un tube endendorff (**Figure 17c**) afin d'obtenir une dilution au 1/30 et d'homogénéiser la

solution contenant les spermatozoïdes. On dépose une goutte de la solution diluée entre lame et lamelle et observé avec un microscope optique grossissement 10x (**Figure 17d et 17e**).

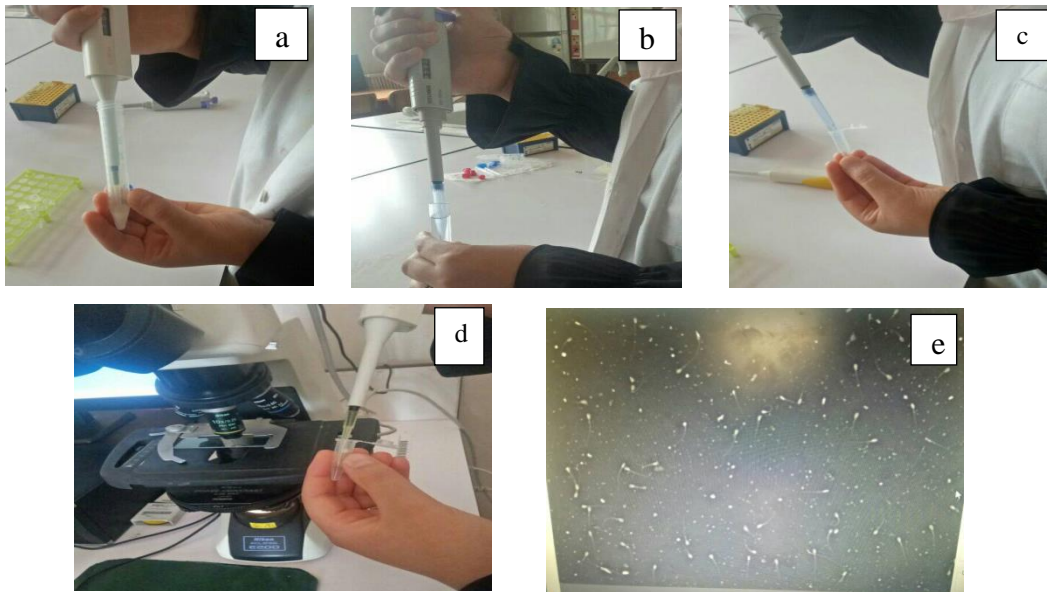


Figure 17 : Étapes de l'étude de motilité individuelle (a, b, c, d, e) (photos personnelles).

La motilité des spermatozoïdes est notée sur une échelle de 0 à 4 selon l'échelle Andrieu, 1974 (**Tableau III**).

Tableau III : Echelle d'Andrieu (1974) pour la notation de la motilité individuelle (Boussit, 1989).

Note	Motilité individuelle
0	Spermatozoïdes immobiles.
1	Les spermatozoïdes ont des mouvements de flagelle sans déplacement.
2	Les spermatozoïdes se déplacent lentement. Les mouvements circulaires dominants.
3	Les spermatozoïdes ont des mouvements heurtés. Leur déplacement s'effectue le long d'une hélice de diamètre sensiblement égal à leur longueur ou de cercle de larges diamètres.
4	Les spermatozoïdes se déplacent rapidement le long d'une hélice de faible diamètre.

L'utilisation du système CASA et du filtre vert nous permet de suivre le mouvement de chaque spermatozoïde (immobiles, circulaire.. .) et d'évaluer sa vitesse apparentes selon quatre couleurs : Jaune : spermatozoïde statique, Bleu : spermatozoïde a vitesse lente, Vert : spermatozoïde a vitesse moyenne, Rouge : spermatozoïde a vitesse rapide (**Figure 18**).

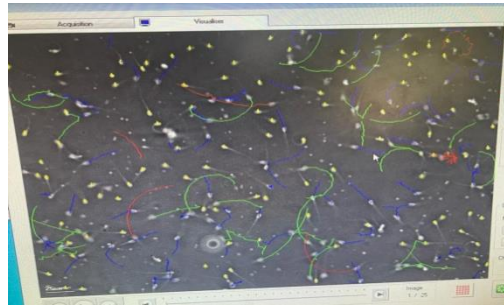


Figure 18 : Observation sur le système CASA les quatre couleurs de vitesse
(photo personnelle).

- **Concentration spermatique**

Ce teste est pour détermine le nombre de spermatozoïde par millilitre de sperme pur un hématimètre de type cellule de Thoma (**Figure 19**) (Annexe 1) (cellule de Thoma) est une lame de verre avec deux grilles, chaque grille est divisée en 16 grands carrés, eux-mêmes divisés en 16 petits carrés. Pour mesurer le nombre de spermatozoïdes, il faut faire une dilution et fixation de sperme, Où il faut commencer par prendre 10 microlitres de sperme à l'aide d'une micropipette (**étape a**) puis ajouter 1990 microlitres de formol à 10% (10 ml de formol 35% dilué dans 1 l de solution NaCl 0,9%) (**Étape b**), après homogénéiser la semence diluée à l'aide d'un agitateur (Vortex) (**étape c**).

- Préparer d'abord une cellule de Thoma en appuyant fermement sur une lamelle de chaque côté de la grille (collant la lamelle à l'hémocytomètre).
- Appliquez une goutte de la solution sans bulles d'air à l'aide d'une micropipette sur le bord d'une lamelle de grille 1 (**étape d**).
- Répéter le même processus pour la deuxième grille .Ensuite, laisser le sperme au fond de la lame jusqu'à ce qu'il se dépose pendant 10 minutes. Placer la lame puis observer au microscope à contraste de phase (G x 40).
- Ensuite, faire le comptage des spermatozoïdes, qui se trouve dans les deux colonnes centrales (4 carrés pour chaque colonne) d'une seule grille prise au hasard parmi les deux (**Fallières et Theau-Clement, 2007**).
- Les deux colonnes centrales de la grille sont de 8 x 16 soit 128 petits carrés, sachant que le volume du petit carré est de $1/4000 \text{ mm}^3$, et le volume des 8 grands carrés est de $0,032 \text{ mm}^3$ (**étape e**). Dans les deux grilles (haut et bas) la concentration spermatique par militer de diluant pour calculer en utilisant la formule suivante :

$$Cn = \frac{X \times D \times 1000}{\text{volume compt é} \times 2}$$

$$n = \frac{X \times 200 \times \text{million}}{64}$$

X = nombre de spermatozoïdes dans 8grands carrés de la grille du haut et du bas.

D= dilution du sperme

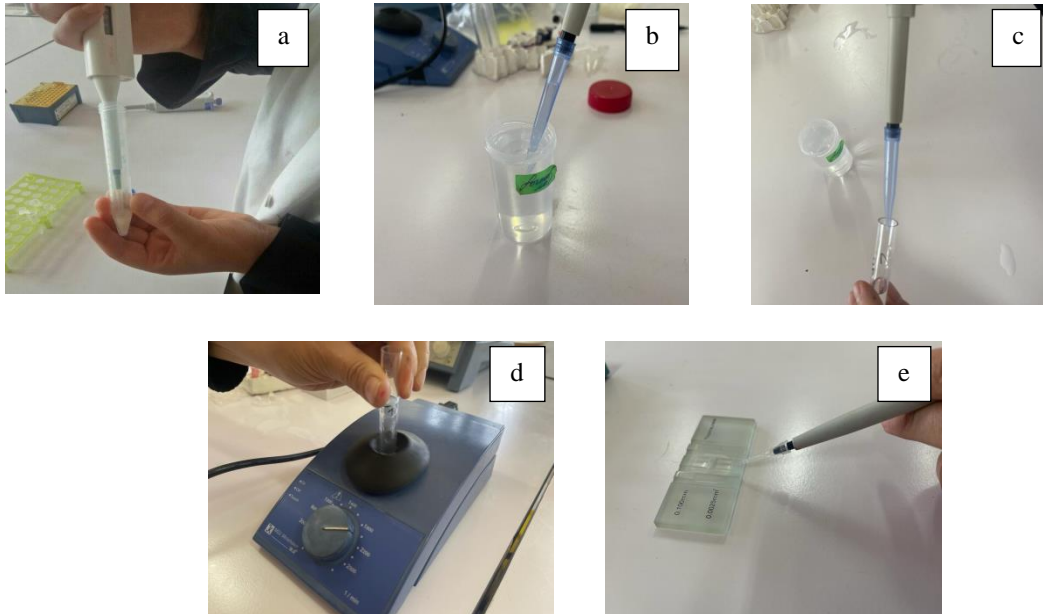


Figure 19 : Étapes d'évaluation de la concentration (photos personnelles).

D. Vitalité

Cette étude est menée pour déterminer le pourcentage des spermatozoïdes vivants et morts pour l'observation nous utilisons le système CASA au grossissement x 20. Un frottis doit être établis avant l'observation, nous utilisons une micropipette pour prélever 10 µL de sperme fraiche ensuite étaler le tout avec une lame à un angle de 45° degrés sur toute la largeur et on laisse sécher (**Figure 20**).

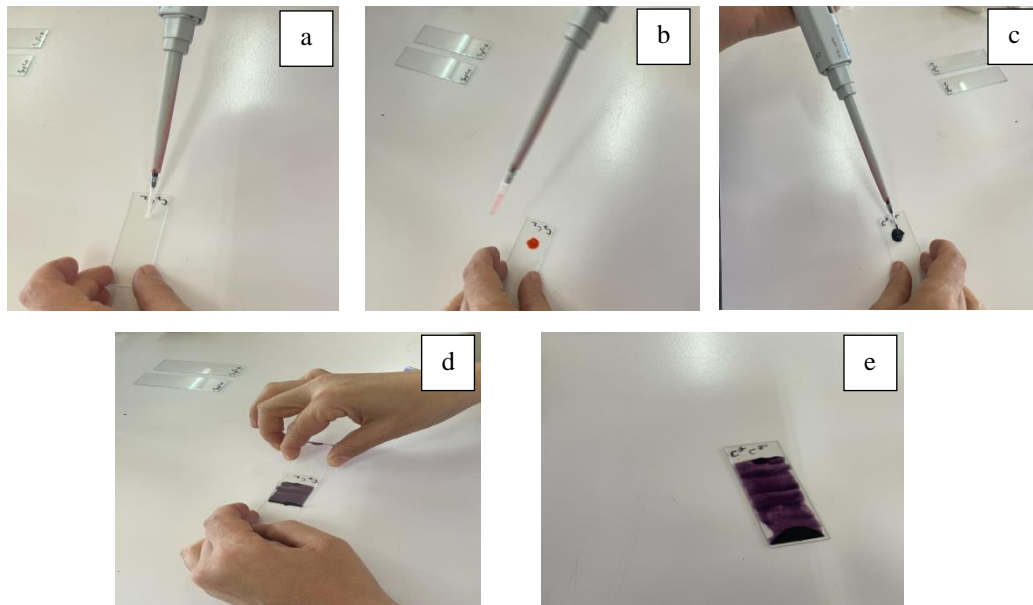


Figure 20 : Étapes de préparation des frottis pour l'observation de la vitalité des spermatozoïdes (a, b, c, d, e) (Photo personnelle).

Après qu'il soit complètement sec, nous passons à l'observation à l'aide du système CASA. Pour ce paramètre, 200 spermatozoïdes sont généralement comptés. Les spermatozoïdes à tête blanche sont vivants et ceux à tête colorée sont morts (**Figure 21**).

Morphologie :

La morphologie des spermatozoïdes est étudiée après la préparation du frottis que nous avons utilisé dans l'étude de la vitalité de sperme par Coloration éosine-négrosine (identique au protocole Vital) au microscope optique grossissement x 20. En observant la morphologie des spermatozoïdes parmi 200 spermatozoïdes, nous distinguons des anomalies des spermatozoïdes qui s'attachent soit à la tête, soit au pièce intermédiaire, soit à la goutte cytoplasmique, soit à la queue, ou à un flagelle.

5. Insémination artificielle

5.1. Matériel de l'IA

a. Matériel biologiques

Ce sont les meilleures semences du meilleur reproducteur que nous avons choisi (hétérosperme) :

* Le mâle 1 (collecte 1 et 2).

* Les six femelles ont été répartie en deux groupes de trois chacun.

b. Matériel non biologiques:

Le matériel non biologique est présenté en Annexe B.

5.2. Méthode de l'IA chez la lapine

5.2. 1 Préparation de la dilution par DP-SOW

La dilution est de 1/5 en prélevant 0,5 ml de sperme (mélange de deux Collecte) avec 2 ml de dilueur DP-SOW (voir annexe) (**Figure 22**).

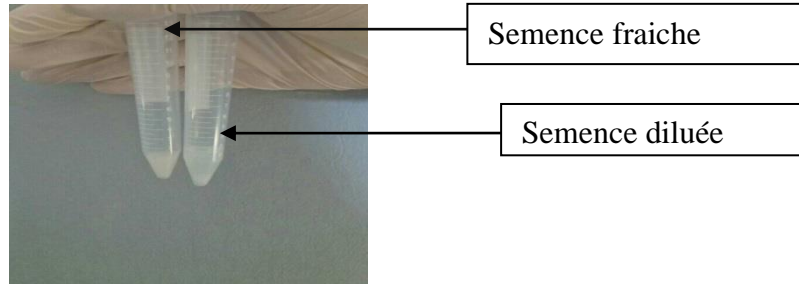


Figure 22 : Préparation de la semence fraîche et diluer pour l'IA (photo personnelle)

5.2. 2. Technique de l'IA chez la lapine

Avant d'effectuer une IA, les lapines doivent être réceptive (**Figure 23**), nous avons trouvé les six femelles sont réceptives. Nous avons utilisés techniques d'insémination artificielle au sens strict que consiste à maintenir la lapine en position verticale par un seul opérateur et l'inséminer à l'aide d'un pistolet recouvert d'une gaine et équipé d'une paillette (**Figure 24**) contenant 0,5 ml de semence (03 lapines inséminée par la semence diluée à 1/5 et 3 par semence fraîche)



Figure 23 : Réceptivité de la lapine (photo personnelle)

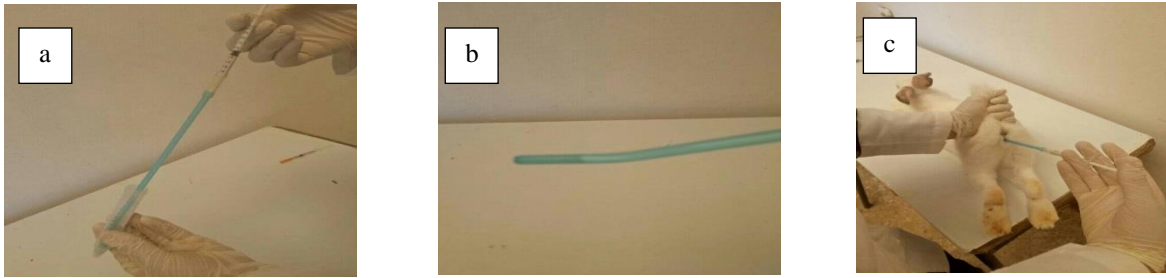


Figure 24 : Différentes étapes de l'insémination artificielle (a,b,c) (photos personnelles)

5.3. 2. Induction de l'ovulation lors de l'IA

Après avoir inséminé les lapines, il est donc nécessaire de déclencher artificiellement l'ovulation (**Figure 25**). Réalisé par une injection intramusculaire de 0,2 ml de GnRH.



Figure 25 : Induction de l'ovulation par GnRH (photo personnelle)

Chapitre III :

Résultats et discussion

III .Résultats et discussion

Dans cette partie expérimentale, nous analysons et discutons les résultats de l'évaluation de la qualité macroscopiques et microscopiques de la semence du lapin de la souche synthétique et nous déterminons le taux de réussite de l'insémination artificielle chez les lapines de la même souche.

1.Taux de la récolte spermatique analysé

Les valeurs moyennes du taux de réponse positive aux sollicitations des lapins de souche synthétique et le taux d'éjaculation sans gel sont indiquées dans le tableau ci-dessous :

Tableau IV : Taux de réponse aux sollicitations et d'éjaculation chez les lapins de souches synthétiques.

Réponses aux sollicitations	
Nombre d'animaux étudiés	8
Nombre de sollicitations	16
Nombre d'éjaculats collectés	8
Taux de réponse aux sollicitations (%)	50
Nombre d'éjaculats observés	8
Taux d'éjaculations utilisés (%)	100
Nombre d'éjaculats éliminés	0

Après la collecte, nous avons constaté que le nombre d'éjaculats obtenus est de 8 sur 16 sollicitations et le taux obtenu de cette collecte est de 50 %. Les analyses sont effectuées sur tous les éjaculats collectés, soit 100 %.

Le taux moyen de réponse positive aux sollicitations obtenu dans cette étude est inférieur à celui présenté par **Lankri et al. (2019)**, qui ont réalisé une étude sur des lapins de souche synthétique (89,3%). Ainsi que ceux rapporté par **Bencheikh (1995)**, chez des lapins de souche Hyplus (99,6%).

Nous avons remarqué que la semence que nous avons collecté n'était pas contaminée par de l'urine ou du sang, ce qui indique la bonne santé des lapins .

2. Ardeur sexuelle ou libido

Les résultats de l'ardeur sexuelle (libido) chez les lapins de souche synthétique sont présentés dans le tableau V.

Tableau V : Valeurs moyennes de l'ardeur sexuelle (libido).

Numéro du lapin	Collecte 1	Collecte 2	Moyennes \pm SD
M1	20,73	21,27	21,00 \pm 0,38
M2	16,83	19,13	17,98 \pm 1,63
M3	9,51	17,34	13,43 \pm 5,54
M4	11,30	15,73	13,52 \pm 3,13
Total	14,59	18,37	16,48\pm3,69

Dans nos conditions d'élevage, les lapins mâles de la souche synthétique ont une libido de $16,48 \pm 3,69$ secondes. Nos résultats sont proches de ceux rapportés par **Lankri et al. (2019)**, qui ont enregistré une libido de 14,9 secondes. Cependant, **Brun et al. (2006)**, qui ont noté une libido de 28,3 et 27,5 secondes pour les lapins de lignées L et H, respectivement.

Alvarino (1993), a déclaré que les mâles de la souche synthétique se sont caractérisés par un temps de réaction (libido) plus court par rapport aux différents types de lapins étudiés dans la littérature entrant ainsi dans l'intervalle de variation (entre 5 et 300 secondes).

3. Caractéristique de la semence des lapins étudiés

3.1. Evaluation macroscopique de la semence

Durant notre expérimentation, nous avons obtenu des résultats des paramètres macroscopiques et microscopiques de la semence chez les lapins mâles de la souche synthétique, présentés dans le tableau VI.

Tableau VI: Valeurs moyens des paramètres macroscopique de la semence de lapins de souche synthétique.

Numéro du lapin	Couleur			Volume sans gel (ml)			pH		
	C 1	C 2	Moy	C 1	C 2	Moy	C 1	C 2	Moy
M1	2	3	2,5	1,4	1,3	1,35	7	7	7
M2	2	3	2,5	1,3	1	1,15	7,5	8	7,75
M3	2	1	1,5	1,2	0,9	1,05	8	8	8
M4	2	2	2	1,7	1,5	1,6	7	7	7
Moy±SD	2±0	2,25±0,96	2,13±0,48	1,4±0,22	1,18±0,28	1,29±0,24	7,38±0,48	7,5±0,58	7,44±0,52

C1 : Collecte 1 C2 : Collecte 2 Moy : Moyenne

3.1.1. Couleur

Dans notre étude, nous avons constaté que la majorité des éjaculations étudiés sont d'une couleur blanche laiteuse (note: 2). Pour le reste, leur couleur est comprise entre blanc nacré (note: 3) et aqueux (note: 1). Dans nos résultats, nous avons obtenu une note moyenne de $2,13 \pm 0,48$. Nos résultats sont similaires de ceux obtenus par **Lankri et al. (2019)**, qui ont enregistré une note moyenne de 2,76. **Roca et al. (1993)**, ont noté un score de 3 chez les lapines de souche synthétique.

Selon **Boussit (1989)** et **Alvarino (1993)**, la couleur est un indicateur de la qualité du sperme. Les travaux de **Roca et al. (1993)** ont montré une corrélation positive entre la couleur et la concentration spermatique.

3.1.2. Volume sans gel

Le volume moyen de toutes les collectes de notre expérimentation est de $1,29 \pm 0,24$ ml. Il est supérieur à celui rapporté chez les lapins de souche synthétique par **lankri et al. (2019)**, qui ont obtenu un volume moyen de $0,44 \pm 0,12$ mL et à celui noté par **Roca et al. (2005)**, chez les lapins hybrides, âgés entre 3 et 18 mois dont le volume moyen de sperme était de 0,92ml. Cependant, nos résultats sont similaires à ceux rapporté chez les lapins locaux algériens par **Boulbina (2011)**, qui a enregistré un volume moyen de 1,2 ml. La variation du volume d'éjaculat peut être due à des variations de d'activité des glandes sexuelles accessoires en réponse à l'hormone testostérone (**El-Kamash et al., 2000**).

3.1.3. PH

Le pH du sperme récolté à partir de lapin de souche synthétique au cours de notre expérimentation a été en moyenne de $7,44 \pm 0,52$. Cette valeur obtenue est conforme à la norme (7,2). Nos résultats sont similaires de ceux obtenus par **lankri et al. (2019)** et **Brun et al. (2006)**. La mesure du pH est immédiate car le sperme est rapidement acidifié après la formation d'acide lactique, résultant de l'utilisation des sucres par les spermatozoïdes (**Alvarino 1993 ; Arencibia et Rosario, 2009**). En outre, le pH est considéré comme un

indicateur de la sécrétion normale des glandes accessoires et de l'habitabilité des spermatozoïdes (Abd El-Ghaffar, 1992).

3.2. Evaluation microscopique de la semence

Les tableaux VII et VIII regroupent les caractéristiques microscopiques du sperme des lapins mâles étudiés.

Tableau VII : Valeurs moyennes des paramètres microscopiques de la semence

Numéro du Lapin	Concentration ×10 ⁶ Spz /ml			Viabilité (spz vivants%)			Mobilité massale (MM %)			Mobilité individuelle (MI %)		
	C 1	C 2	Moy	C 1	C 2	Moy	C 1	C 2	Moy	C 1	C 2	Moy
M1	285,5	390,75	338,13	75	88	81,5	72,22	72,22	72,22	62,5	62,5	62,5
M2	187,5	180,2	183,85	75	67,5	71,25	77,77	77,77	77,77	75	75	75
M3	40,62	181,25	110,94	92	71	81,5	77,77	72,22	75	87,5	75	81,25
M4	68,75	40,62	54,69	43,5	67,5	55,5	72,22	72,22	72,22	25	37,5	31,25
Moy±SD	68,75 ±112,9	198,21 ±144,4	171,8 ±122,8	71,38 ±20,2	73,5± 9,8	72,44 ±12,3	75±3,2	73,61 ±2,8	74,3 ±2,7	62,5± 27	62,5 ±17,7	62,5 ±22,2

C 1 : Collecte 1 C 2 : Collecte 2 Moy : Moyenne

Tableau VIII : Caractéristiques des paramètres cinétiques de la semence étudié

Numéro du lapin	VCL (µm/s)	VAP (µm/s)	VSL (µm/s)	STR (%)	LIN (%)	WOB (%)
M 1	52,96	41,26	34,77	65,4	78,55	77,2
M 2	48,04	40,58	30,54	63,4	80,1	76,5
M 3	46,25	38,94	34,77	67,8	85,7	82,35
M 4	43,13	35,15	34,21	70,5	80,8	78,75
Moy± SD	47,44±3,7	38,98±2,7	33,57±2,1	68,13±4,5	81,29±3,1	78,66±2,6

3.2.1. Concentration

Le nombre moyen de spermatozoïdes dans la semence de lapin de la souche synthétique de notre lot expérimental est de $171,9 \pm 122,8 \times 10^6$ spz /ml. Ce dernier est inférieur à la norme ($250-600 \times 10^6$ spz /ml). Nos résultats sont inférieurs à ceux rapportés par **Boudour et al. (2020)** ($513,12 \times 10^6$ spz/ml) chez la souche synthétique et à par **Brun et al. (2006)**, chez la lignée L : 634×10^6 spz/ml et la lignée H : 738×10^6 / ml. Par ailleurs, nos résultats sont similaires à ceux rapportés par **Lankri et al. (2019)**, chez la souche synthétique ($415 \pm 81 \times 10^6$ spz/ml). Nous avons constaté que la concentration spermatique moyenne du lapin (M 1) ($338,13 \pm 74,42$) est conforme à la norme par rapport au reste des lapins (M2, 3 et 4) dont la concentration est inférieure à la norme. Ces résultats, nous ont permis de choisir le M1 pour l'insémination artificielle des lapines.

3.2.2. Vitalité

Dans notre expérimentation, il a été constaté que les taux moyens de spermatozoïdes vivants par éjaculat étaient de $72,44 \pm 12,28$ %.

Nos résultats sont élevés par rapport à ceux rapportés par **Safaa et al. (2004)**, chez la race Néozélandais ($65,50 \pm 2,60$). Par contre, ils sont inférieurs à ceux rapportés par **Carluccio et al. (2004)** chez la race Néo-zélandais Blanche ($92,20 \pm 1,80$).

3.2.3. Motilité

2.3.3.1. Motilités massale et individuelle

La motilité massale enregistrées dans la semence des lapins sont $74,3 \pm 2,66$ % avec score de ($6,89 \pm 0,24$), Nos résultats sont similaires à ceux rapportés par **Bolbina (2011)**, a trouvé un taux de 74,8% à un âge plus avancé chez la population local et supérieure à ceux rapportés par **Lankri et al. (2019)**, chez la souche synthétique ($4,32 \pm 0,99$). Nos résultats sont inférieurs à celui rapporté par **Carluccio et al. (2004)**, chez la race Néo-zélandais Blancs ($83,52 \pm 2,72$).

La motilité individuelle de la semence des lapins de notre expérimentation est de $62,5 \pm 22,24$ % avec score de $3,33 \pm 0,85$. Nos résultats sont similaires à ceux rapportés par **Bolbina (2011)**, qui a trouvé un taux de 3,57 et supérieure à ceux rapportés par **Lankri et al. (2019)**, chez la souche synthétique ($2,8 \pm 0,76$). Par ailleurs, nos résultats sont inférieurs à ceux rapportés par **Carluccio et al. (2004)**, chez la race Néo-zélandais Blancs ($78,8 \pm 1,7$).

La motilité des spermatozoïdes peut être liée à la sécrétion de la testostérone, cette dernière est affectée par les variations de l'activité de la glande pituitaire (sécrétion de l'hormone lutéinisante (LH) (**Seleem, 2005**).

3.2.3.2. Paramètres cinétiques spermatiques

Les paramètres de motilité, déterminés par cette méthode, peuvent fournir des informations plus précises sur le potentiel fertilisant des spermatozoïdes de lapin (**Lavara et al., 2005**).

Concernant les paramètres cinétiques de motilité évalués par le système CASA, dans notre travail, nous avons constaté que nos résultats sont proches de la norme (**Di Lorio, 2014**). Certains paramètres cinétiques (la vitesse curvilinéaire (VCL), la vitesse linéaire (VSL), la vitesse moyenne du trajet (VAP)) chez les lapins transgéniques sont proches à ceux rapportés par **Lukac et al. (2009)**.

3.2.4. Anomalies morphologiques

Le tableau IX représente le pourcentage des différents types d'anomalies morphologiques des spermatozoïdes de la semence des lapins analysés (les anomalies de la tête, de la pièce intermédiaire et de la queue).

Tableau IX : Caractéristiques morphologiques des spermatozoïdes de la semence des lapins analysés.

Numéro du lapin	Spz normaux (%)			Spz anormaux (%)		
	C 1	C 2	Moy	C 1	C 2	Moy
M 1	78	92,5	85,25	22	7,5	14,75
M 2	88	86	87	12	14	13
M 3	95	87	91	5	13	9
M 4	92,5	83	87,75	11,63	12,88	12,25
Moy±SD	88,38±7,5	87,13±3,9	87,75±2,4	7,5±7,5	17±3,9	12,25±2,4

Dans notre expérimental, la semence des lapins de la souche synthétique avaient un pourcentage de spermatozoïdes anormaux avec une moyenne totale de (12,25±2,41%).

Nous avons relevé des taux d'anomalies spermatiques supérieures à ceux enregistrés par **Carluccio et al. (2004)**, chez la race Néo-zélandais Blancs (2,4±0,6) et inférieure à ceux rapportés par **Safaa et al. (2004)**, chez la race Néo-zélandais (20,7±1,54). **Marai et al. (1991)**, ont attribué l'augmentation du taux de spermatozoïdes anormaux à des défauts de la spermatogenèse.

3.3. Analyse d'hétérosperme utilisé en insémination artificielle

Le tableau X, nous montre les caractéristiques biologiques d'hétérosperme (mélange de, 1^{er} et 2^{ème} éjaculations de lapin (M1) que nous avons utilisé en insémination artificielle. Le choix de ces prélèvements est lié à la qualité macroscopique de la semence. Ainsi qu'à la qualité microscopique ayant un taux élevé de la concentration, de vitalité et morphologie des spermatozoïdes.

Tableau X : Résultats de l'analyse d'hétérosperme du Male 1

Variable du M1 (1 ^{er} et 2 ^{ème} éjaculat)		Caractéristiques de l'hétérosperme
Volume sans gel (ml)		2,5
Concentration (spz x10 ⁶ /ml)		310,36
Vitalité (%)		79,5
Spz normaux (%)		88,39
Motilité	Motilité Massale (%)	72,22
	Motilité Individuelle (%)	62,5
	Vitesse progressive (%)	20,59

A partir de nos résultats, nous remarquons que le volume d'hétérosperme (2,5ml) est suffisant pour réaliser l'insémination artificielle de toutes lapines. Les caractéristiques macroscopiques et microscopiques de cette semence sont égales à la norme.

Selon **Brun et al. (2002)** et **Lopez (2005)**, une mobilité massale et individuelle supérieure à 60% et à 50% respectivement est suffisante pour effectuer une insémination artificielle.

4.1. Poids de la femelle à l'insémination et à la mise-bas.

Les résultats de la mesure du poids des reproducteurs à l'insémination et à la naissance sont présentés dans le tableau XI.

Tableau XI : Poids des reproductrices à l'insémination et à la mise bas.

Poids (g)	Moyenne± SD
Poids à l'insémination	3434,67±425,78

Poids à la mise bas	3549,5±420,73
---------------------	----------------------

Nous avons constaté que les poids obtenus à l'insémination 3434,67±425,78 g et à la mise-bas 3549±420,73 dans cette étude sont inférieure à ceux de **Boudour et al. (2020)**, qui ont trouvé 3584 ± 391g à l'IA et 3630 ± 346 g à la mise bas respectivement chez la souche synthétique. Aussi à ceux de **Zerrouki et al. (2014)**, un poids de (3599g) pour des lapins de la population locale. Cependant, le poids à la mise-bas obtenu dans cette étude est similaire à celui de **Bolet et al. (2012)**, qui ont trouvé 3436g chez la même souche.

4.2. Résultats de l'insémination artificielle des lapines de la souche synthétique

Les résultats de l'insémination artificielle des lapines de la souche synthétique sont présentés dans le tableau et la figure suivants :

Tableau XII : Résultats de l'insémination artificielle chez la souche synthétique

Groupes de lapines	Femelles	Résultats	Taux de réussite	Nombre des lapereaux nés	Nombre des lapereaux morts	Mortalité naissance-sevrage (%)
Lapines inséminées avec la semence fraîche (n=3)	3	Négative	0%	0	0	0
Lapines inséminées avec une semence diluée 1 /5 (n=3)	2	Positive	66,67%	15	9	60
	1	Négative		-	-	-
Total	2	Positive	33 ,33%	15	9	60
	4	Négative		-	-	-

En général, nous avons obtenu un taux de réussite à l'insémination de 33,33% chez les lapines de souche synthétiques. Dans nos conditions expérimentales, nous avons constaté que le lot des lapins inséminés avec la semence fraîche avait présenté un échec à l'insémination, soit 0%. Par contre le lot des femelles inséminées avec la semence diluée à 1/5^{ème} présente un taux de réussite de 66,67 % (**Figure 26**) dans ce cas, nous pouvons dire que le diluant utilisé a

préservé la capacité du sperme à féconder. Le taux de réussite de 66,67 % relevé dans notre étude à été supérieur à 61,9% obtenu par **Zerrouki et al. (2014)**. Par contre, il est inférieur à celui rapporté par **Boudour et al. (2020)**.

Le taux de mortalité des lapereaux entre la naissance et le sevrage est de 60%. Ce taux élevé est lié à une baisse de la température et un temps pluvieux pendant la période de mise bas des lapines.

Figure
réussite
chez les
souche



26 : Taux de
de l'insémination
lapines de la
synthétique

Conclusion

CONCLUSION

Notre étude a porté sur l'évaluation des caractéristiques de la semence car elle est très importante, notamment pour les éleveurs, en termes d'application de la technique d'insémination artificielle et de diagnostic des problèmes de fertilité chez les lapins. Les résultats obtenus dans notre étude montrent que la souche artificielle a une réponse à la demande moyenne taux de 50%, le taux d'éjaculation utilisé était de 100%, et l'ardeur sexuelle (Libido) moyen est estimée à 16,48 secondes.

A l'issue des résultats de cet essai, nous pouvons conclure que :

Les caractéristiques macroscopiques de la semence (couleur, Volume et pH) sont conforme à la norme. D'autre part, nous avons conclu que les paramètres microscopiques où la concentration de sperme du premier lapin (S1c1 et S1c2) était conforme à la norme. Les caractéristiques macroscopique et microscopique de l'hétérosperme nous ont permis d'utilisé cette semence dans l'IA des lapines, en particulier, la vitesse progressive et d'autres paramètres sont pris en compte. Alors que pour la semence de reste des lapins ont présenté des valeurs éloignées des valeurs normales, cette dernière devrait être éliminé car il ne convient pas à l'insémination artificielle des lapins de la souche synthétique. En effet plusieurs études ont montré que l'âge, le poids et le croisement génétiques sont parmi les facteurs important qui influencent la qualité de la semence.

L'application de la l'insémination artificielle chez les lapines de la souche synthétique, nous a permit d'obtenir un taux de réussite faible 33,33%. Dans notre expérience, nous avons constaté que le taux de réussite avec du sperme dilué avait un meilleur résultat par rapport à celui avec la semence fraîche.

Le changement des conditions climatiques (du temps doux au temps froid et pluvieux) a provoqué la mort des lapereaux, le taux de mortalité atteignant 60%.

Après la grande diffusion de l'insémination artificielle dans l'élevage cunicole de différentes races en Algérie. Nos résultats et les résultats d'études précédentes ont montré que la prise en compte des facteurs influençant cette technique, nous mène à prendre en considération les propositions suivantes :

- La qualité du sperme doit être évaluée avant d'appliquer la technique d'insémination artificielle afin d'améliorer la production cunicole.
- Il est préférable de faire plusieurs études pour connaître l'effet des changements saisonniers, la qualité des aliments, âge, rythme de récolte serait intéressante sur la qualité du sperme et la productivité des lapins.

Références bibliographiques

1. Abd El-Ghaffar, A.E., (1992). "Some studies on the artificial insemination in rabbits". Ph.D. Thesis, Faculty of Veterinary Medicine, Zagazig University, Benha Branch, Egypt .
2. Alvarino, M.R. Control de la reproducción en el conejo. 1ère éd., IRYDA, MundiPrensa, 1993 .p137 .
3. Amann R. P. Effect of frequency of ejaculation and breed on semen characteristics and sperm output of rabbits. J. Reprod.Fert ,1996,v:11. pp291
4. Anonyme.Reproduction des animaux d'élevage.edition 2013.educagri editions.pp 307.
5. Arencibia Arrebola D F., Rosario Fernandez L .A .Consideraciones prácticas acerca de la calidad del semen de Conejos aplicado en estudios de toxicología de la fertilidad. Redvet Revista Electronica Veterinaria, 2009, 8 (10). pp 1-18.
6. Arriola J. et Foote R. H. Accessory sperm as an Indication of Fertilizing Ability of Rabbit Spermatozoa Frozen in Egg Yolk- Acetamidewith Detergent, 2001.
7. Ayyat, M.S., El-Aasar, T.A. "Effect of season of the year and dietary zinc supplementation on doe and buck performance of New Zealand white rabbits under Egyptian conditions". Egyptian Journal of Rabbit Science , 2008, 18 (1).pp 1-14.
8. Azaiz A . La production française : caractérisation des systèmes de production et perspectives d'évolution. ITAVI, 2006. pp78.
9. Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guérin Y., Leboeuf B., Orgeur P., Vallet J-C. Manuel de formation pour l'insémination artificielle . Atlas d'anatom Paris, 1993 . pp 220 .
10. Barone R., Pavaux C., Blin P.C., Cuq P. Anatomie Comparée des Mammifères Domestiques. I. Ostéologie, 2ème édition, Paris, Vigot, 1976 .
11. Battaglini M., Boiti C., Canali C., Costantini F. Parametri riproduttivi di coniglie New Zealand White fecondate artificialmente in relazione allo stato endocrino-sessuale al momento della somministrazione di GnRH. Atti del 6° Congresso Nazionale Associazione Scientifica di Produzione Animale, Italie, 1986. pp455-459.
12. Belbedj H . Dynamique de croissance des organes chez le lapin local. Mémoire de Magistère. Université El Hadj Lakhdar de Batna, 2008. pp 86.
13. Bencheikh N., de Rochambeau H. (dir.), (1993). Production de sperme et fertilité du lapin mâle, *Oryctolagus cuniculus*. Effets de la fréquence de collecte et du type génétique. Institut national polytechnique, Toulouse, France. Thèse.
14. Bencheikh N ., (1995). Production de sperme et fertilité du lapin mâle. *Oryctolagus cuniculus*. Effets de la fréquence de collecte et du type génétique. Thèse d'état. Ecole nationale Agronomique de Toulouse.

15. Bencheikh N. Effets de la fréquence de collecte de la semence sur les caractéristiques du sperme et des spermatozoïdes récoltés chez le lapin. *Ann. Zootech*,1995, v:44 .pp 263-279
16. Bencheikh N. Effet de la fréquence de collecte de la semence sur les caractéristiques du sperme et des spermatozoïdes récoltés chez le lapin, INRA, station d'amélioration génétique des animaux, Auzeville, France,1995
17. Berchiche M., Lounaouci G., Lebas F., LAMBOLY B . Utilization of 3 diets based on different protein sources by Algerian local growing rabbits,1999.
18. Berger M., Jean-FaucherC., DeTurckheimM., VeyssiereG.,JeanC.I., 1982.La maturité sexuelle du lapin mâle. 3ème Journées de la Recherche Cunicole, Paris, France, 8-9 Décembre 1982, Com. n° 11, 1-11.
19. Bonnes G., Beyer C., Rivaud N. Sexual behavior in pregnant and lactating domestic rabbits. *Physiol.Behav*,1969, v:4 . pp 753-757.
20. Bonnes G., Desclaude J., Drogoul C., Gadoud R., Jussiau R., Le Loc'h A., Montmeas L.,Gisele R., 2005. Reproduction des animaux d'élevage. 2ème édition, Edition: Educagri,407p.
21. Boulbina .,(2011). Caractéristiques de la semence du lapin de population locale (*Oryctolagus cuniculus*). Thèse de magistère. Ecole nationale supérieure d'Alger.
22. Boussit D . Reproduction et insémination artificielle en cuniculture chez le lapin. Edité par l'association français de cuniculture : diffusion toulouse ,1989 .pp 330.
23. Boussit D . Reproduction et insémination artificielle en cuniculture chez le lapin. Edité par l'association française de cuniculture ; Diffusion Lavoisier TEC et DOC, 1989 . pp240.
24. Boussit D.reproduction et insémination artificielle en cuniculture, association française de cuniculture Ed. Lempdes France , 1989.pp 234
25. Bouvier A.C., Jacquinet C. 2008. Pheromone in rabbit: Preliminary technical results on farmuse in France. 9th World Rabbit Congress. Verona, Italy, June 10-13, 303-308.
26. Bouzebda M.Z. Gestion zootechnique de la reproduction dans des élevages bovins laitiers dans l'Est algérien, Université Mentouri Constantine, 2007 .pp90
27. Brun JM, Theau-Clément M, Esparbié J, Falières J, Salial G, Larzul C .Semen production in two rabbit lines divergently selected for 63-d body weight. *Theriogenology* :66 ,2006.p p 2165-2172 .
28. Cabannes C.R.A.,(2008) Comparaison des méthodes d'évaluation de la qualité de la semence dans les espèces bovines, canines et humaines. Thèse : 03- TOU 36 41080 L'université Paul Sabatier de Toulouse . pp37-44.

29. Cabannes C.R.,(2008). Comparaison des méthodes d'évaluation de la qualité de la semence dans l'espèce bovine, canine et humaine. Thèse de doctorat Vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse . pp 107.
30. Carluccio, A., Robbe, D., De Amicis, I., Contri, A., Tosi, U., Russo, F., Paoletti M. Artificial insemination in rabbits: Laboratory and field trail with three different semen extenders. *World Rabbit Sci (WRS)*, 2008, 16, pp. 141-148.
31. Chantry-Darmon C.,(2008). Construction d'une carte intégrée génétique et cytogénétique chez le lapin européen (*Oryctolagus cuniculus*) : application à la primolocalisation du caractère rex. Thèse, de Docteur en Sciences, université de Versailles-Saint-Quentin :pp 219 .
32. Chavatte-Palmer P., Jacques M., Renard J.P. In utero characterization of fetal growth by ultrasound scanning in the rabbit. *Theriogenology* ,2008, v:69, pp859-869
33. Christian Meyer.(2009). Document interne, L'insémination artificielle de la lapine. Note bibliographique, UR18 Systèmes d'élevage et produits animaux, Dep. Environnement et Société, Cirad, TA C18/A, BP 5035, 34 398 Montpellier Cedex 5, France.
34. De Blas J. C. Nutritional impact on health and performance in intensively reared rabbits. *Animal*,2013 ,7 (1) .pp 102-111.
35. Derivaux J., et EctorsF. Reproduction chez les animaux domestiques. Troisième édition revue, Cabay Louvain la neuves,1986.pp1141.
36. De Rochambeau H. Objectifs et méthodes de gestion génétique des populations cunicoles d'effectif limité. *Options Méditerranéennes - Série Séminaires –n° 8* ,1990. pp 19-2
37. Desclaude J., Drogoul C., Gadoud R., Jussiau R., Le Loc'h A., MontmeasL.,Gisele R. Reproduction des animaux d'élevage. 2ème édition, Edition:Educagri,2005.pp407.
38. Diop P.E.H . Biotechnologie et élevage africain (147-162) In « Maîtrise de la reproduction et amélioration génétique des ruminants » Apport des biotechnologies nouvelles. Dakar : NEAS,1993.pp290.
39. Di Lorio, M., (2014) . “Cryopreservation of rabbit semen: effectiveness of different permeable and non-permeable cryoprotectants on post-thaw sperm quality and reproductive performances”. Doctorate Thesis. International Ph.D. in “Welfare, Biotechnologie and Quality of Animal Production”. pp132.
40. Dimitrova I., Angelov G., Tenev A.A. Et Uzev P. Artificial insemination of rabbit. *Biotechnology in Animal Husbandry* 25 (5-6), Institute for Animal Husbandry, Belgrade-Zemun, ISSN 1450-9156,2009. pp1249-1253.

41. Djago A.Y et Kpodekon M. Méthodes et Techniques d'Élevage du Lapin : Élevage en Milieu tropical. Editeur : Association "Cuniculture" 31450 Corronsac – France ,2007.
42. El-Kamash, H.A., Gabr, H.A., Bahgat, L.B., Zeidan,A.E.B. and Seleem,T.S.T.“Effects of intramuscular injection of gonadotropin-releasing hormone on semen characteristics of buck rabbits, under different seasons of the year”. Inter. Conf. on Anim. Prod. and Health, 2-4 Sept., Giza, Egypt. 2000.pp587-592.
43. Feldman E. C ., Nelson , R.W.Disorders of the canine male reproductive tract. Canine and feline endocrinology and reproduction.W.B Saunders Company, Philadelphia, 1987 . p481-524
44. Feller D., Thilmant P., Wavreille.,Jet C. Boudry.,C Le verrat, la truie: Aspects techniques de la reproduction,2004.
45. Fortun-Lamothe L., Lacanal L., Boisot P., Jehl N., Arveux A., Hurtaud J., Perrin G.
Utilisation autour du sevrage d'un aliment riche en énergie et en fibres : effet bénéfique sur la santé des lapereaux sans altération des performances de reproduction des femelles.
Cuniculture Magazine ,v:33,2006.pp 35-41.
46. Fortun-Lamothe L., Theau-Clément M., Combes S., Allain D., Lebas F., Le Normand B., Gidenne T. 2015. Le lapin de la biologie à l'élevage. Physiologie générale .p47-142
47. Francisco D.A.A. et Luis A.R.F. Analysis of seminal quality, a tool in fertility experimental toxicology study, 2003. pp44-46.
48. Fromont A. Et Tanguy M. L'élevage de lapin tome 1, Educagri édition, 2001, Dijon. ISBN978-2-84444-128-7, 2001.pp49-50.
49. Fromont A.L'élevage de lapins. Tome 1.Edition 2011.pp48-50.
50. Fromont A., Tanguy M. Elevage du lapin, 2004 .pp 27-29.
51. Fromont A., Tanguy M. Elevage du lapin Tome 1, Edition actualisée, Educagri,2011.pp177.
52. Gacem M., Zerrouki N., Lebas F., Bolet G .Comparaison des performances de production d'une souche synthétique de lapins avec deux populations locales disponibles en Algérie. 13èmes Journées de la Recherche Cunicole, 17-18 novembre 2009, Le Mans, France In 9th World Rabbit Congress. June 10-13. Verona. Italy, 2009.p 85-89.
53. Garcia-Tomas M, Sanchez J, Rafel O, Ramon J and Piles M .Heterosis, direct and maternal genetic effects on semen quality traits of rabbits. Livestock Science, 2006a,100.pp 111-120.

54. Gidenne T . Le lapin de la biologie à l'élevage. Physiologie générale ,2015 .p47-142
55. Gidenne T. Le lapin: De la biologie à l'élevage. Quae,2015.pp 291.
56. Goudjo E.A. à %o valuation des performances de reproduction des lapines en sélection et des femelles croisées avec des males de souche INRA 1777 au CECURI (centre Cunicole de recherche et d'information) Benin, Université d'Abomey-Calavi Master professionnel , 2010.
57. Hanzen CH . La propédeutique de l'appareil reproducteur et l'examen du sperme des ruminants. Université de Liège Faculté de Médecine Vétérinaire Service de Thériogenologie des animaux de production, 2011-2012. pp12-25.
58. Haskouri H . Insémination artificielle et détection des chaleurs chez la vache, institut agronomique et vétérinaire HASSENE II, département de la reproduction animale et de l'insémination artificielle, 2001.pp1.
59. Hennaf R., Surdeau P., La reproduction chez le lapin. I B. T. I ; 1981.356-359.
60. Ingrid D .,(2008).Analyse génétique et modélisation de la production de semence et de la réussite de l'insémination artificielle en ovin, Thèse Pour obtenir le grade de Docteur d'Agroparistech Discipline : Génétique animale .pp16-28.
61. Johnston S.D ., Root Kustriz M.V et Olson P.N.S. semen collection , Evaluation, and préservation . In: JOHSTON S.D. (eds.). canine and feline thériogenologie. W.B. Saunders Company, Philadelphia, 2001.pp287-306.
62. Kermabon A.Y., Belair L., Theau-Clément M.,Salesse R., Djiane J. Effect of anoestrus and bromocryptine treatment on the expression of prolactin and LH receptors in the rabbit ovary during lactation. J. Reprod. Fertil ,1994. pp102,131-138.
63. Khalil M. H., Baselga M. Rabbit genetic resources in Mediterranean countries.CIHEAM-IAMZ ,2002.
64. KNOUF C., (2002). Mise en évidence d'une libération spontanée, pulsatile et cyclique de monoxyde d'azote (NO) par l'éminence médiane au cours du cycle œstral. Implication des capillaires du plexus port hypothalamo-hypophysaire dans la libération de la GnRH. Thèse Présentée à l'université de Lille pour l'obtention du grade de Docteur de l'université en Science de la Vie et de la Santé , pp7.
65. Knouf H. 2014. Etude spermologique des bovins de races locales de l'Afrique de l'Ouest :cas du borgou , du taurin lagunaire , du taurin N'Dama et du Zébu Peulh ., Universitépolytechnique de Bobo-Dioulasso :87

66. Lankri E., Boudour K., Aichouni A., Rechachou F. Effet de la fréquence de récolte de sperme sur sa qualité chez des lapins de souche ITELV 2006. *Livestock research for rural development*, 2019. 31 (5).
67. Lavara, R., Mocé, E., Lavara, F., Viudes de Castro M.P. and Vicente J.S. "Do parameters of seminal quality correlate with the results of on-farm inseminations in rabbits?" *Theriogenology*, 2005, v: 64. pp 1130-1141.
68. Lebas F., *Biologie du lapin*. <http://www.cuniculture.info/Docs/indexbiol.htm> (2009).
69. Lebas F., Capítulo I Biología. In *Enfermedades del Conejo. Tomo I Generalidades* (Edit Rosell, J.M.) Mundi Prensa Ed. Madrid, 2000. pp 55-126.
70. Lebas F., Coudert P., Rochambeau H. et Thebault R.G. *Le lapin: Elevage et Pathologie*. Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture Rome, ISBN 92-5-203441-2, Code FAO: 21 AGRIS: LOI, 1996. p54-55.
71. Lebas F., Coudert P., Rochambeau H. et Thebault R.G. *Le lapin : Elevage et pathologie*. Rome, 1996. p 227.
72. Lebas F., *Cuniculture, biologie du lapin*. www.cuniculture.info (accès le 27/12/2011)
73. Lebas F., *Cuniculture, biologie du lapin*. www.cuniculture.info, 2011. Consulté le 21 Mai 2017
74. Lebas F., Intérêt de l'insémination artificielle pour les élevages cynicoles en Algérie. Atelier de travail sur la création d'une souche synthétique, Baba Ali (Algérie) 14-15 juin 2010.
75. Lebas F., *La biologie de lapin. Production du lapin en France en 2002 et les tendances in cunicultures magazine*, 2003. p14.
76. Lebas F., *L'élevage du lapin en zone tropicale*, 2000, V: 31. p 3-10.
77. Lebas F., 2007. Productivité d'élevage cynicoles professionnel en 2006. Résultats de
78. Lebas. F., *Vitamins in rabbit nutrition*. *World Rabbit Science* 8(4), 2000. pp 185-194. RENAUA et RENACEB. *Cuniculture Magazine* Vol 34. P45-53. Année 2007 P 31-39
79. Lebas F., Yaoum A., Djago, Kpodekon M. *Méthodes et Techniques d'élevage du lapin Elevage en milieu Tropical*, 1996a.
80. Lukáč, N., Massányi, P., Kročková, J., Nad', P., Slamečka, J., Ondruška, L., Formicki, G., Trandžik, J. "Relationship between trace element concentrations and spermatozoa quality in rabbit semen". *Slovak Journal of Animal Science*, 2009, v:42. pp46-50.
81. Machet, 2006

82. Marai, I.F.M., Abdel-Samee, A.M., Gaafary, M.N. "Criteria of response and adaptation to high temperature for reproductive and growth trials in rabbits". *Options Mediterreneennes*, 1991 v:17, pp 127-134.
83. Morin M . Le point sur l'insémination artificielle en aviculture. *Bul. Techn. Ins. Artif.*, (1), 1976 . p 5-7 .
84. Mortimer, D. et Practical, (1994) *Laboratory Andrology*, New York, Oxford University Press Inc., 393 p.
85. Montailié G. L'insémination artificielle en élevage cunicole. Thèse méd vét n° 81, Ecole Nat. Vét. de Lyon, Lyon , 1992. p 153 .
86. Perrier G., Theau-Clément M., Pougardieu B., Delhomme G . Essai de conservation de la semence de lapin pendant 72 heures. 7èmes Journ. Rech. Cunicole, 13-14 Mai, Lyon, France, 1998. p 237-240.
87. Quiles A., Hevia M.L. Bases fisiozootécnicas de la reproducción en cunicultura. *Agricultura : Revista agropecuaria*. N° 814 , 2000 . p 270-273.
88. Raphael. B., Maud. B , Pierre. B, Pierrickh , Catherine J Géréd J M , René R , LUC J.J.R . Projet cryooster : optimisation, standardisation et validation de la congélation de laitance d'huitre creuse *crassostrea gigas* a des fins de conservation et de diffusion génétique , 2004.
89. Rinck I., Sehic M., Butkovic V., Stanin D., Kadunc I . Ultrasonographic diagnosis of pregnancy in the rabbit. *Veterinarski archiv*, 1993, 63(2) . p 61-65.
90. Roca T, Casas J and De Gracia J . Efecto de los factores ambientales sobre las características del semen de conejo. *Boletín de cunicultura*, 1993, N° 70. p4.
91. Rodriguez de Lara R., Fallas L.M., Rangel S.R . Influence of body live weight and relocation on kindling rate and prolificacy in artificially inseminated nulliparous doe rabbits. 7th World Rabbit Congr., July 4-7, Valencia, Espagne, A, 2000 . p 251-257.
92. Safaa, H.M., Vicente, J.S., Lavara, R., Viudes de Castro, M.P. Semenevaluation of two selected lines of rabbit bucks. *World Rabbit Sci (WRS)*, 2008, 16, pp148-141
93. Salcedo-Baca R, Pichardo-Reyes M and Echagaray-Torres J L . Buck semen characteristics from a Mexican population of the Californian, White New Zealand, and Chinchilla breeds. 8th World Rabbit Congress, 7-10 septembre 2004, Puebla (Mexico). pp 334-348.
94. Salvetti P., (2008). Production des embryons et cryoconservation des ovocytes chez la lapine : Application à la gestion des ressources génétiques. Thèse Universitaire Interdisciplinaire Sciences Sante, Claude Bernard Lyon 1, p 179.

95. Soltner D .la reproduction des animaux d'élevage ,1989 . p281.
96. Theau-Clément M., Boiti C., Mercier P.,Falières J. Description of the ovarian status and fertilising ability of primiparous rabbit does at different lactation stage, Proc. 7th World Rabbit Cong., Valencia, Spain, A,2000. p 259-266.
97. Theau-Clément M., Bolet G., Roustan A.,Mercier P. Comparaison de différents modes d'induction de l'ovulation chez les lapines multipares en relation avec leur stade Physiologique et la réceptivité au moment de la mise à la reproduction. 5èmes Journ. Rech. Cunicole, 12-13 Décembre, Paris, France, I, Comm , 1990a.P6
98. Theau-Clément M.,(2001). Etude de quelques facteurs de contrôle de l'interaction entre la lactation et la reproduction chez la lapine conduite en insémination artificielle. Thèse, Doctorat Institut National Polytechnique, Toulouse , pp 103.
99. Theau-Clément M., Falières J. Evaluation de la concentration de semence de lapins selon 2 méthodes : Hématimètre et NucleoCounter SP100. 11èmes Journées de la Recherche Cunicole, 29-30 novembre, Paris (France), 2005. p 95-98.
100. Theau-Clément M., Lebas F. Effect of a systematic PMSG treatment 48 hours before artificial insemination on the productive performance of rabbit does. World Rabbit Sci., 4 , 1996. p 47-56.
101. Theau-Clément M., Mercier P.Comparaison de l'effet d'une séparation mèrejeunes de 24 heures et d'un traitement PMSG, sur la réceptivité sexuelle et la productivité des lapines allaitantes. 10èmes Journ. Rech. Cunicole,19-20 novembre, Paris, France , 2003.p 65-68.
102. Theau-Clément M. Reproduction et physiologie de la reproduction. Cuniculture magazine vol32, 2005. p 38-34
103. Theau M., Roustan A. L'insémination chez la lapine. Techniques utilisées, quelques résultats. 2nd World Rabbit Congr., April,Barcelone, Spain, I , 1980. p 333-342.
104. Thewis A. Filière avicole et cunicole-N°4, Belgique-België. P.P9/3341, 4400 Flemalle , 2002 . p10-11.
105. Théa-clément. M ; cosine. F . Reproduction et physiologie de la reproduction de la lapine. In journée d'étude ASFC « vérone-ombres and lumière » en ligne, 5 février 2009,Nantes disponible sur : http://www.asfclapin.com/docs/activite/ombresand_lumi-01.htm#verone
106. Villena F.E., Ruiz Matas J., 2003. Technicien en élevage, Tome2, édition Cultural S.A. Poligon industriel Arroyomolinos. 256-266.
107. WHO Press .WHO laboratory manual for the examination and processing of human semen- 5th ed. WHO Press, 2010. p 28-131.

108. Yaou A ;kpodekon M., Lebas F., 2011. Méthodes et techniques d'élevage du lapin : élevage en milieu tropical. www.cuniculture.info,2011. Consulté le 10 Mai 2017.
109. Ypsilantis P., Saratsis P. Early pregnancy diagnosis in the rabbit by real time ultrasonography. *World Rabbit Science*,1999.7, 2. pp 95-99.
110. Zerrouki N., Bolet G., Berchiche M., Lebas F. Breeding performance of local Kabylia rabbits does in Algeria. 8th World Rabbit Congress , 2004 . pp 371-377.
111. Zerrouki N . Characterisation of a kabylia population of rabbits in algeria: birth to weaning growth performance. *World Rabbit Sci.* 2007,15 , pp111 - 114
112. Zerrouki, N., Lebas, F., Gacem, M., Meftah, I., and Bolet, G. Reproduction performances of a synthetic rabbit line and rabbits of local populations in Algeria, in 2 breeding locations. *World Rabbit Science*, 2014, V.22 .pp 269 - 278 .

Annexe

ANNEXE 1

1. Matériel et réactifs utilisés dans la partie expérimentale

1.1. Récolte de la semence

1.1.1. Matériel de collecte de la semence

- Plaque chauffante et le Cristallisoir (**Figure 01**) pour chauffer le vagin artificiel.
- Vagin artificiel et les tubes gradués stériles (**Figure 02**), pour le prélèvement de la semence.
- Thermos (**Figure 03**), pour transporter l'échantillon.

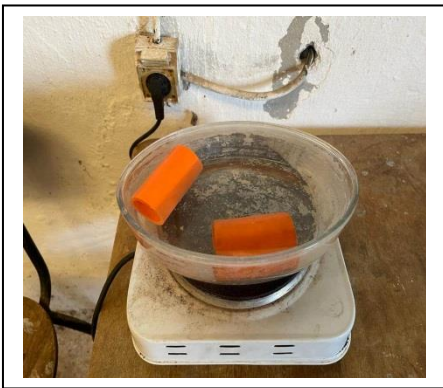


Figure 01 : Plaque chauffante et le Cristallisoir (Photo personnelle)



Figure 02: Tubes gradués avec le vagin artificiel (Photo personnelle)



Figure 03: Thermos (Photo personnelle)

1.2. Matériel de laboratoire et instruments pour l'analyse de la semence

- Le système CASA (**Figure 04**) (Computer Analyser System Assisted), le logiciel utilisé est capable de quantifier plusieurs paramètres de motilité, vitalité et morphologie.
- Microscope photonique (**Figure 05**), qui permet de grossir l'image.
- Cellule de Thomas (**Figure 06**), qui compte le nombre de cellules en suspension dans une solution.
- Bain marie (**Figure 07**), pour la conservation de la semence à 37 °C.
- Pipettes pasteurs et micropipettes avec embouts à usage unique.
- Tubes stériles (5 ml) et tubes eppendorf (1,5ml).

- Lames et lamelles, pour les observations microscopiques
- Vortex pour l'homogénéisation des solutions
- Filtre vert (**Figure 08**), pour l'observation de la motilité individuelle

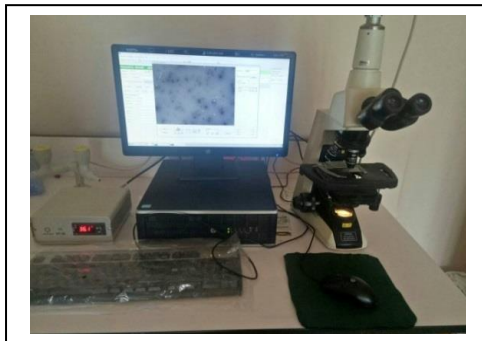


Figure 04 : Système CASA (photo personnelle)



Figure 05 : Microscope photonique



Figure 06 : Cellule de Thoma
(photo personnelle)



Figure 07 : Bain marie
(photo personnelle)

Figure 5 : Microscope phot



Figure 08: Filtre vert

(photo personnelle)

1.3. Réactifs et solutions de l'analyse de la semence

- Papier pH (**Figure 09**).
- Solution de DP-SOW.
- Eosine et nigrosine pour la vitalité et la morphologie.
- Formole à 35% et l'eau physiologique (NaCl) pour la concentration



Figure 09: Papier pH

(photo personnelle)

1.2 Matériel de l'insémination artificielle (**Figure 10**)

- Pistolet d'insémination.
- Gaine à usage unique.
- Seringue de 1 ml.
- Tube gradué.
- GnRH.
- Diluer DP-SOW (**Figure 12**)
- Eau désilée (**Figure 11**)



Figure 10: Matériel de l'insémination artificielle (photo personnelle)



Figure 11: Eau physiologique et diluer (photo personnelle)



Figure 12: Diluer DP-SOW (photo personnelle)

Figure 11 : Matériel de l'insémination artificielle (photo personnelle)

Figure 12 : diluer DP-SOW (Photo personnelle)