

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LARECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE MOULOU MAMMARI DE TIZI-OUZOU
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET AGRONOMIQUES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



Mémoire de Fin d'Etude
En vue de l'obtention du diplôme de Master en Biologie
Option : Biologie et Physiologie de la Reproduction

Thème

**Contribution à l'étude des composantes biologiques de la
prolificité des lapines de la souche synthétique**

Réalisé par :

M^{lle}. ABDOU NASSIRA

M^{lle}. ZIDANE THIZIRI

Membre de jury :

M ^{me} . AMROUN LAGA T.T	MCA	(UMMTO)	Présidente
M ^{me} . DAOUDI ZERROUKI N.	Professeur	(UMMTO)	Promotrice
M ^{me} . BOUGUENOUN I.	MCB	(UMMTO)	Examinatrice
M ^{elle} . AROUN RABIHA	enseignante doctorante	(UMMTO)	Examinatrice

Promotion : 2022 /2023

Remerciements

En premier lieu, nous tenons à remercier M^{me} DAOUDI ZERROUKI.N professeur à l'université Mouloud MAMMERI de Tizi -Ouzou pour sa disponibilité, ses conseils, ses enseignements mais aussi pour la confiance qu'elle nous a témoignée. Ce fut un honneur et plaisir de travailler avec vous.

Nous remercions également M^{me} AMROUN LAGA T.T maitre de conférences de classe A à l'université Mouloud MAMMERI de Tizi -Ouzou d'avoir accepté de présider notre travail.

Nous remercions M^{me} Bouguenoun I maitre de conférences de classe B à l'université Mouloud MAMMERI de Tizi –Ouzou d'avoir accepté examiné notre travaille.

Nous remercions M^{elle} AROUN RABIHA enseignante doctorante à l'université Mouloud MAMMERI de Tizi –Ouzou d'avoir accepté examiné notre travaille.

Nos vifs remerciements vont à tous les profs, amis, et collègues, ainsi que tous ceux qui ont aidé de près ou de loin, à la réalisation de ce modeste travail.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

*Mes très chers parents pour leur soutien au cours de ces
longues années d'études. Que dieu vous bénisse*

A mes très chères frères et sœurs

A ma belle famille et à mon mari

A mon cher binôme

*A mes profs, ami(e)s et collègues ainsi que tous ceux qui
ont aidé de près et de loin à la réalisation de ce travail*

Nassira

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

*Mes très chers parents pour leur soutien au cours de ces
longues années d'études. Que dieu vous bénisse*

A mes grands parents

A mes frères et sœurs

A ma famille

A mon cher binôme

*A mes profs, ami(e)s et collègues ainsi que tous ceux qui
ont aidé de près et de loin à la réalisation de ce travail*

Thiziri

Liste des abréviations

C

CJ (Corps jaunes)

E

EMB (Embryons)

F

FSH (Follicule Stimulating Hormone)

Fol .Pr (Follicules primordiaux)

Fol .P (Follicules primaires)

Fol .S (Follicules secondaires)

Fol .T (Follicules tertiaires)

Fol .DG (Follicules de De Graaf)

Fol. A (Follicule atrésique)

G

GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone)

g (gramme)

M

µm (micromètre)

Liste des abréviations

L

LH (Luteinizing Hormone)

P

PGF2 α (prostaglandine d'un facteur lutéolytique sécrété par l'utérus)

PL (population local)

PB (population blanche)

S

SS (souche synthétique)

SE (Survie embryonnaire)

T

To (taux d'ovulation)

Liste des figures

Figure 01 : Schéma de l'appareil génital de la femelle.....	4
Figure 02 : Ovogenèse.....	6
Figure 03 : Développement folliculaire.....	6
Figure 04 : Évolution des taux sanguins d'ocytocine et de prolactine chez la lapine, dans les 45 minutes suivant l'accouplement.....	7
Figure 05 : Évolution de la concentration du sérum en LH et en FSH dans les 6 heures suivant l'accouplement d'une lapine qui ovule.....	7
Figure 06 : Evolution du taux de progestérone dans le plasma sanguin, au cours de la gestation.....	9
Figure 07 : Evolution du taux de 17- β -œstradiol et d'œstrone dans le plasma sanguin, au cours de la gestation.....	9
Figure 08 : Évolution du poids du jeune lapereau au cours de la gestation après abattage des lapines gestantes.....	10
Figure 09 : œuf de lapine fécondé.....	10
Figure 10 : Fécondation et le début du développement embryonnaire.....	11
Figure 11: Du coït à l'implantation du blastocyste : représentation temporelle.....	12
Figure 12 : Blastocyste de lapin.....	12
Figure 13 : Les grandes étapes du développement des membres de fœtus de lapin après abattage de la mère.....	15
Figure 14 : Fœtus, membranes fœtales et placenta a 26 jours de gestation.....	16
Figure 15 : Placenta de la lapine.....	16
Figure 16 : Coupe transversale d'un sac embryonnaire de lapin au 8 ^{ème} jour de gestation.....	17
Figure 17 : Le système porte hypothalamo-hypophysaire.....	19

Liste des figures

Figure 18 : Régulation hormonale de la reproduction chez la lapine.....	20
Figure 19 : lapines de souche synthétique.....	29
Figure 20 : lapine pesé avant et après le sacrifice (carcasse).....	30
Figure 21 : Dissection des lapines.....	30
Figure 22 : Organes pesés à l'aide de la balance de précision.....	31
Figure 23 : Organes fixés dans du formol à 10% et conservés dans des piluliers pour l'étude histologique.....	32
Figure 24: Appareil de circulation « leica ».....	33
Figure 25: Etapes d'enrobage.....	33
Figure 26: Formation d'un ruban.....	34
Figure 27: Etalement et disposition des coupes fines sur les lames.....	34
Figure 28: Etuve.....	35
Figure 29 : appareille de coloration « leica ».....	36
Figure 30: Lames obtenues après coloration à l'HE.....	36
Figure 31 : couleur de robe des lapines en fonction de classe.....	40
Figure 32: Répartition des poids vif et des poids moyens des carcasses des lapines en fonction de classe.....	40
Figure 33: poids des appareils reproducteurs des lapines en fonction de classe.....	42
Figure 34: poids moyen des ovaires des lapines en fonction de classe.....	42
Figure 35 : poids moyen des cornes utérines des lapines en fonction de classe.....	42
Figure 36 : poids moyen des embryons en fonction de classes.....	45
Figure 37 : Coupes histologiques d'un ovaire de lapine colorée à l'Héματοxyline-Eosine observées sous microscope photonique à caméra (G× 40) (Ab : albuginé, Fo : follicules ovariennes, Tc : tissu	

Liste des figures

conjonctif, Vs : vaisseaux sanguins, Zc : zone cortical, Zm : zone médullaire, EG : épithélium germinatif).....47

Figure 38 : follicules primordiaux observé sous microscope photonique à caméra (G×40).....48

Figure 39 : follicules primaires observé sous microscope photonique à caméra (G×40).....48

Figure 40 : follicules secondaires observé sous microscope photonique à caméra (G×40).....49

Figure 41 : follicule cavitaire observé sous microscope photonique à caméra (G×10).....49

Figure 42 : follicule de De Graaf observé sous microscope photonique à caméra (G×4).....50

Figure 43 : Corps jaune observé sous microscope photonique à caméra (A : G×10, B : G×4).....50

Figure 44: follicule atrésique observé sous microscope optique (G×10)51

Liste des tableaux

Tableau01 : le développement des feuillets au cour de la gastrulation.....	13
Tableau 02 : Dates d'apparition des différents organes et principaux faits marquants en fonction du stade de gestation chez la lapine.....	14
Tableau 03 : modification vasculaires de lapine gravide durant la gestation.....	17&18
Tableau 04 : quelques travaux réalisés sur la fertilité de lapin	23
Tableau 05 : quelques travaux réalisés sur la prolificité de lapin.....	25&26
Tableau 06 : Consommables et réactifs utilisés.....	29
Tableau 07: classes des poids vifs, des carcasses, des appareils reproducteurs, des ovaires des cornes utérines et des embryons.....	37
Tableau 08 : poids des appareils reproducteurs des ovaires et des cornes utérines pesés séparément.....	41
Tableau 09 : Nombre de corps jaunes (CJ) et des embryons (EMB) moyen déterminé chez les lapines à 12 jours de gestation	43
Tableau 10 : caractéristiques des lapines à 12 jours de gestation.....	44
Tableau11: Quantification folliculaire.....	46
Tableau12: Diamètres et surface des follicules à différents stades en micromètre.....	47

Sommaire

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

Rappels bibliographiques

Chapitre I : Rappels sur la reproduction chez la lapine

1. Rappels anatomo-physiologiques de l'appareil reproducteur	3
2. cycle de reproduction chez la lapine	4
3. Ovogenèse	5
4. Ovulation	7
5. Caractéristiques de gestation	8
5.1. Gestation et Pseudo gestation	8
5.2. Développement embryonnaire et placentaire	10
5.2.1. Fécondation	10
5.2.2. Segmentation, gastrulation, Organogenèse	12
5.2.3. Placenta	16
5.2.4. Vascularisation	17
6. Mise bas	18
7. Régulation neuroendocrinienne de la fonction de reproduction	18

Chapitre II : paramètres de la reproduction chez la Lapine

1.Fertilité	22
2.Prolificité	24
3. Fécondité	26

Partie expérimentale

Chapitre I : matériels et méthodes

1. But de l'expérimentation.....	28
----------------------------------	----

2. Période et lieu de déroulement de l'expérimentation	28
3. Protocole expérimental	28
3.1. Matériel biologique (animaux)	28
3.2. Matériel non biologique	29
4. Méthode	30
4.1 Sacrifice des animaux et prélèvement d'organes.....	30
4.2. Etude histologique	31
4.2.1. Fixation	31
4.2.2. Déshydratation, Imprégnation, Inclusion.....	32
4.2.3. Enrobage	33
4.2.4. Réalisation des coupes histologiques.....	34
4.2.5. Déparaffinage	34
4.2.6. Coloration	35
4.2.7. Montage des lames.....	36
5. Observation microscopique	36
6. Etude morpho métrique	36
7. Etude statistique	37

Chapitre II : résultats et discussions

1. Caractéristiques des lapines à 12 jours de gestation	40
1.1. Couleur de robe	40
1.2. Poids moyenne des lapines	40
1.3. Poids de l'appareil reproducteur, des ovaires et des cornes utérines	41

2. Observation macroscopique des différentes structures de l'appareil reproducteur.....	43
2.1. Appareil reproducteur.....	43
2.2. Ovaires.....	43
2.3. Embryons.....	44
3. Composantes biologiques de la prolificité.....	44
3.1. Taux d'ovulation et le nombre d'embryons.....	44
3.2. Quantification folliculaire.....	45
4. Caractéristiques morpho métriques des follicules ovariens.....	46
5. Etude histologique.....	47
5.1. Etude histologique de l'ovaire.....	47
5.1.1. Structures ovariennes observées aux différents grossissements.....	47
5.1.2. Caractéristiques des follicules.....	48
5.1.2.1. Follicules primordiaux.....	48
5.1.2.2. Follicules primaires.....	48
5.1.2.3. Follicules secondaires.....	49
5.1.2.4. Follicule cavitaire (tertiaire).....	49
5.1.2.5. Follicule de De Graaf.....	50
5.1.2.6. Corps jaunes.....	50
5.1.2.7. Follicule atrésique.....	51
Conclusion.....	53
Références bibliographiques	
Résumé	



Introduction

Le lapin représente pour l'Algérie une source de protéines non négligeable compte tenu de sa prolificité et de sa capacité à valoriser les sous-produits agro industriels (**Gacem et Bolet, 2005**).

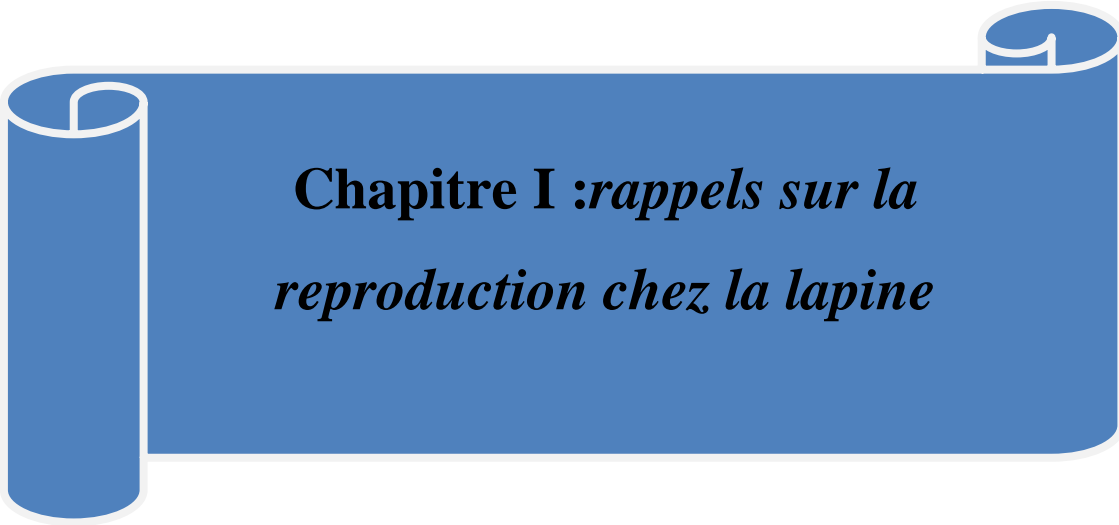
L'élevage de lapin est surtout de type traditionnel (**Gacem et Lebas, 2000**). Cependant la tentative d'introduction et d'intensification de cet élevage a échoué en raison de nombreux facteurs dont la méconnaissance de l'animal, l'absence d'un aliment industriel adapté, l'absence d'un programme prophylactique (**Gacem et Bolet, 2005**). Pour développer cet élevage, l'Institut Technique de l'Elevage (ITELV) a créé à partir de 2003 une souche synthétique plus lourde et plus reproductrice que les populations locales existantes (**Gacem et al. , 2008 ; Zerrouki et al. , 2014**).

Les caractéristiques de la souche ont permis sa diffusion auprès des éleveurs sont meilleures que celles des lapines des populations locales, à savoir de meilleures fertilité et prolificité (**Zerrouki et al., 2014**).

Les prolificités élevées enregistrées par ces lapines (10 nés totaux et 9, 1 nés vivants), peuvent être expliqués par des mécanismes d'ovulation et d'implantation, permettant des ovulations plus nombreuses et une meilleure implantation d'embryons. Ces paramètres sont liés aux facteurs liés au type génétique, au poids des lapines et à d'autres facteurs tel que l'alimentation, les conditions d'élevage et autre (**Zerrouki et al., 2007**).

En ce sens, Notre travail vise à étudier les composantes biologiques de la prolificité des lapines de cette souche à 12 jours de gestation, de déterminer les taux d'ovulation et de survie embryonnaire, en rapport avec une étude histo morpho métrique permettant de faire une quantification folliculaire.

Notre mémoire sera présenté sous forme de deux parties ; une partie rappels bibliographiques dans laquelle nous avons développé trois chapitres, le premier portant sur les rappels de reproduction chez la lapine, le deuxième fera référence aux paramètres de reproduction chez la lapine et les facteurs de variation et le troisième portera sur les caractéristiques de souche synthétique. Une partie expérimentale qui comporte un chapitre matériel et méthodes, suivi de résultats et discussion et une conclusion.



**Chapitre I :*rappels sur la
reproduction chez la lapine***

1. Rappels anatomo-physiologiques de l'appareil reproducteur

L'organisation générale de l'appareil génital femelle chez la lapine schématisé en (Figure 01), est voisine de celle des autres mammifères, elle est composée de :

L'ovaire : les ovaires sont au nombre de deux, oblong, ils sont le siège de l'ovogénèse.

L'oviducte : les oviductes sont constitués de trois parties :

- Le pavillon : reçoit l'ovocyte au moment de l'ovulation.
- L'ampoule : représente le lieu de la fécondation, la lumière de ce tube comporte de nombreuses cellules ciliées contribuant à l'acheminement des gamètes.
- L'isthme : débouche dans la corne utérine.

Les cornes utérines : les cornes sont cylindriques. Les œufs fécondés s'implantent dans la muqueuse utérine.

En effet, la lapine présente deux cols utérins. Ils s'ouvrent dans le vagin.

Le vagin : le vagin est plat, représente l'endroit du dépôt de la semence lors d'un accouplement ou d'une insémination artificielle. Le méat urinaire qui prolonge la vessie s'ouvre dans la partie antérieure au niveau du premier tiers.

Les parties externes : le vestibule vaginal, fait suite au vagin, à ce niveau que se situent les glandes de Bartholin et les glandes prépucciales. Il se poursuit par la vulve et les lèvres vulvaires. Le clitoris est très développé.

(Garreau et *al.*, 2015).

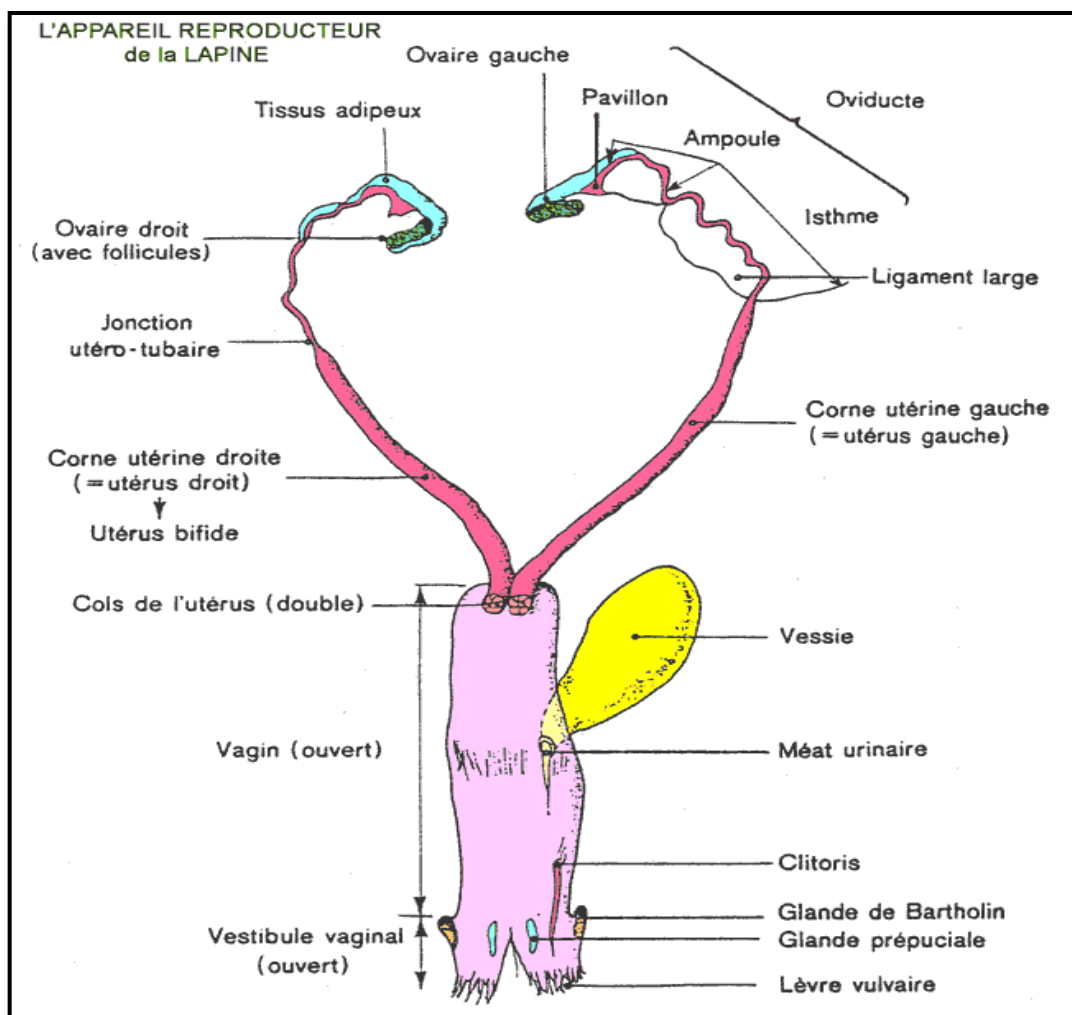


Figure 01 : Schéma de l'appareil génital de la femelle (d'après Lebas et al., 1996).

2. cycle de reproduction chez la lapine

Chez tous les mammifères, l'appareil génital femelle présente des modifications structurales connues sous le nom de cycle sexuel ou cycle œstral qui commencent au moment de la puberté (Derivaux, 1971 ; Vaissaire, 1977).

La lapine ne présente pas de cycle œstral régulier (Lamothe et al., 2015), par contre y a l'apparition régulière des chaleurs au cours de laquelle l'ovulation a lieu spontanément (Lebas, 2011).

Une lapine est dite « réceptive » lorsqu'elle manifeste un comportement d'acceptation de l'accouplement en présence d'un mâle (**Lamothe et al., 2015**).

La lapine est parmi les espèces à cycle continu. La durée du cycle sexuelle varie en fonction de l'espèce. Peut être divisé en 4 périodes correspondant à différentes phases de l'activité ovarienne. (**Heape, 1900 ; Berthelon, 1939 ; Derivaunon, 1971**) :

- **Pro-œstrus** : période de maturation folliculaire (phase folliculaire).
- **Œstrus** : c'est la période des chaleurs et période de maturité folliculaire suivit de l'ovulation.
- **Poste œstrus ou metoestrus** : formation fonctionnement du corps jaune avec installation d'un état pré gravidique de l'utérus (phase lutéal).
- **Di-œstrus** correspond à la diminution de sécrétion de progestérone et la régression du corps jaune en absence de gestation (**Vaissaire, 1977**).

3. Ovogenèse

Au sein de l'ovaire, deux processus de développement étroitement imbriqués, l'ovogenèse et la folliculogénèse (**Lamothe et al., 2015**).

L'ovogénèse se définit par la succession des phases qui permet de passer d'une cellule-souche (l'ovogonie chez la femelle) à un gamète femelle (l'ovocyte II) prêt à être fécondé (**Lamothe et al., 2015**).

L'ovogénèse comporte trois phases : phase de division (multiplication), phase d'accroissement (croissance), phase de maturation (Figure 02).

3.1. Phase de division : phase de division intense des cellules de la lignée germinale pour donner le stock d'ovogonies souches. Celles-ci se différencient pour donner les ovocytes I (**Lamothe et al., 2015**).

3.2. Phase d'accroissement : durant cette phase les ovocytes I augmentent de volume et s'entourent de cellules folliculaires, pour donner des follicules

primordiaux, Vers 10 semaines ils évoluent en follicules cavitaires. A la puberté le follicule cavitaire évolue en follicule de De Graaf (antrum). Suite d'une injection d'hormone à effet LH L'ovocyte I se divise afin de donner un ovocyte II, entouré de cellules folliculaires et contenant le premier globule polaire (**Lamothe et al., 2015**).

Le follicule sélectionné se caractérise essentiellement par l'apparition d'une activité aromatasase dans les cellules de la granulosa et par une augmentation importante de la biosynthèse de l'œstradiol (**Young et al., 1999**).

3.3. Phase de maturation : s'achève pour donner l'ovule qui génère l'individu en cas de fécondation (**Lamothe et al., 2015**).

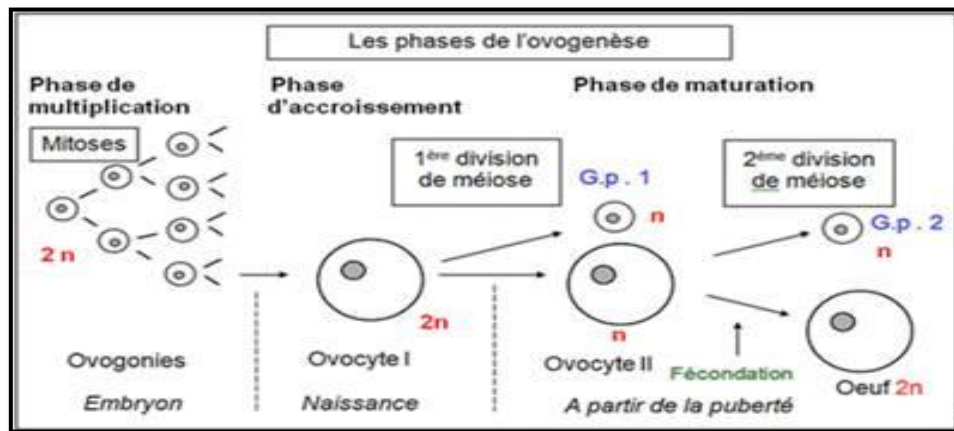


Figure 02 : Ovogenèse (d'après Dolisi, modifié)

L'ovule est entouré par une zone pellucide. Elle protège l'œuf des agressions mécaniques et intervient dans le mécanisme de la fécondation (Figure 03).

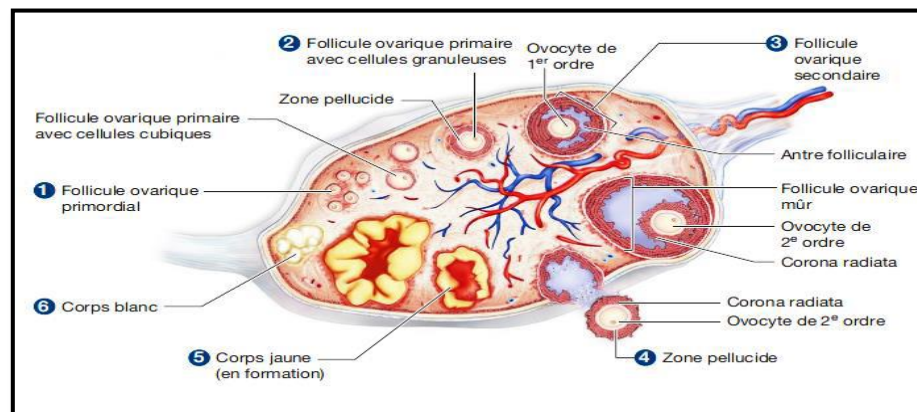


Figure 03 : Développement folliculaire (Mader et Windelspecht., 2014)

4. Ovulation

Chez la lapine l'ovulation n'est pas spontanée mais provoquée par l'accouplement (**Lamothe et al., 2015**), ou par une stimulation mécanique du vagin, mais les résultats sont très aléatoires (**Lebas, 1996**).

L'ovulation a lieu 10 à 12 heures après la saillie. Le taux d'ocytocine s'accroît tandis que celui de la prolactine décroît (Figure 04).

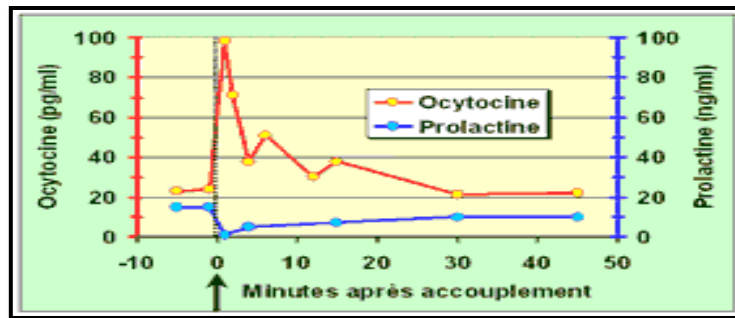


Figure 04 : Évolution des taux sanguins d'ocytocine et de prolactine chez la lapine, dans les 45 minutes suivant l'accouplement (**Fuchs et al., 1981**).

L'arrivée de GnRH, induit une "décharge" de LH. La concentration maximale est observée 90 minutes après le coït (Figure 05). Une élévation modeste de FSH est observée avec un maximum situé une demi-heure plus tard. Cette décharge de LH permet l'évolution finale des gros follicules à antrum qui, en environ 10 heures, se transforment alors en follicule de De Graaf et libèrent un ovule. (**Lebas, 1996**).

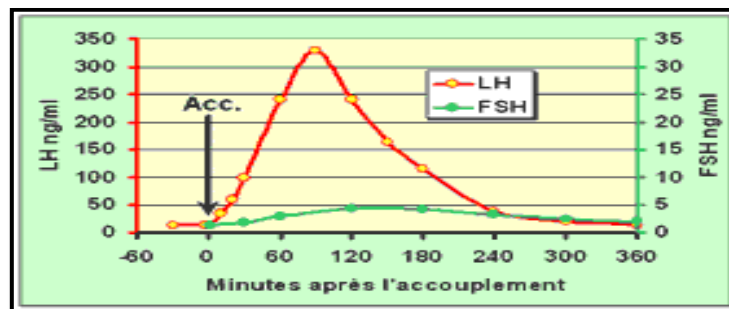


Figure 05 : Évolution de la concentration du sérum en LH et en FSH dans les 6 heures suivant l'accouplement d'une lapine qui ovule, (**Dufy Barbe et al., 1973 ; Meunier et al., 1983**).

5. Caractéristiques de gestation

5.1. Gestation et Pseudo gestation

➤ Pseudo gestation

Le pseudo gestation est le résultat d'une ovulation non suivie de fécondation. L'absence de fécondation peut être liée à des chevauchements entre femelles ou autre stimulation sans dépôt de semence, à un défaut de fécondation lié à un mâle stérile, trop jeune ou de qualité de semence insuffisante, ou à une mortalité embryonnaire totale et précoce. Les follicules de De Graaf se transforment en quelques heures en corps jaunes progestatifs qui se maintiennent de 15 à 18 jours. La sécrétion de progestérone augmente durant les 10-12 jours après l'accouplement et provoque des modifications de l'utérus identiques à celles d'une lapine gestante. Un comportement maternel avec construction d'un nid est observé en fin de pseudo gestation. Sous l'influence de $\text{PGF2}\alpha$, les corps jaunes régressent, entraînant une baisse de la sécrétion de Progestérone pour atteindre le niveau basal vers 17-18 jours (**Fortun-Lamothe et al., 2015**).

➤ Gestation

La gestation est un état physiologique caractéristique de la femelle, elle correspond à la période durant laquelle un ou plusieurs embryons se développent dans son utérus. (**Lebas et al., 1996**).

Chez la lapine, la durée de gestation est de 26 jour (**Zerrouki et al., 2002**) mais peut se prolonger jusqu'à 30-31 jours, exceptionnellement jusqu'à 33 jours (**Lamothe et al., 2015**).

A sept jours d'accouplement l'implantation s'effectue, au cours du 8^{ème} jour les embryons s'implantent définitivement. Du 8^{ème} au 12^{ème} jour, le placenta maternel se développe et le taux de progestérone augmente rapidement (Figure 06).

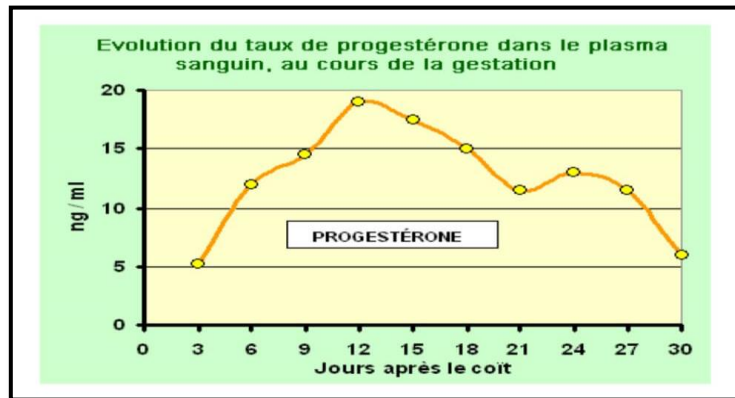


Figure 06 : Evolution du taux de progestérone dans le plasma sanguin, au cours de la gestation (Chalis et al., 1973 ; Lebas, 2000)

Parallèlement, les taux d'œstrogènes subissent des fluctuations de moindre ampleur (Figure 07).

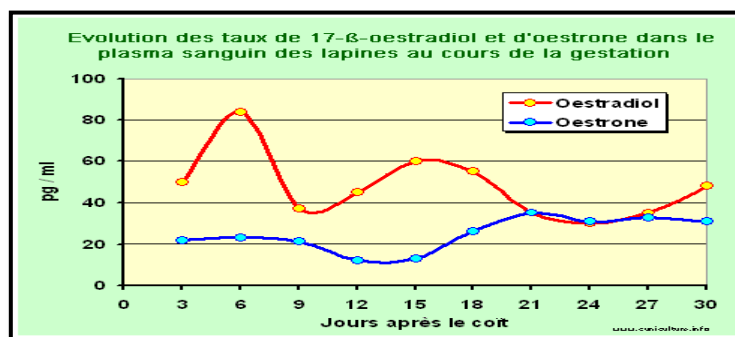


Figure 07 : Evolution du taux de 17-β-œstradiol et d'œstrone dans le plasma sanguin, au cours de la gestation (Chalis et al 1973 ; Lebas, 2000).

Au cours de la gestation, le poids des lapereaux n'évolue jusqu'au 16^{ème} jour. Puis, le poids augmente très rapidement entre le 24^{ème} jour et le 31^{ème} jour. Le poids individuel des lapereaux à la naissance est assez variable. Par conséquent la position des lapereaux le long des cornes utérines. Ainsi, le premier lapereau côté ovarien est pratiquement toujours le plus lourd en raison d'une meilleure irrigation sanguine de cette partie du tractus génital. L'amplitude de la variation s'accroît avec le nombre de lapereaux par corne (Lebas, 2002) (Figure 08).

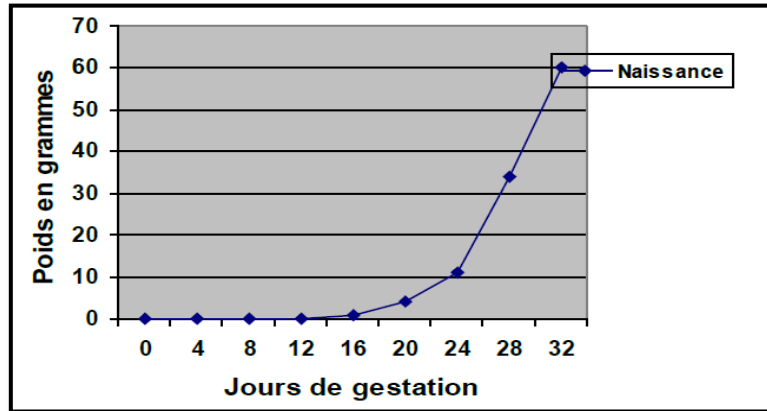


Figure 08 : Évolution du poids du jeune lapereau au cours de la gestation après abattage des lapines gestantes (Lebas, 2002).

5.2. Développement embryonnaire et placentaire

Comme chez les autres mammifères, on distingue trois étapes de développement embryonnaire :

La segmentation, la gastrulation et l'organogénèse (Lamothe et al., 2015).

5.2.1. Fécondation

La fécondation correspond à la fusion entre un spermatozoïde (à n chromosomes) et un ovule (à n chromosomes) pour donner une cellule unique, l'œuf (à $2n$ chromosomes) qui sera à l'origine de l'embryon, du fœtus, puis du lapereau. (Lamothe et al., 2015) (Figure 09).

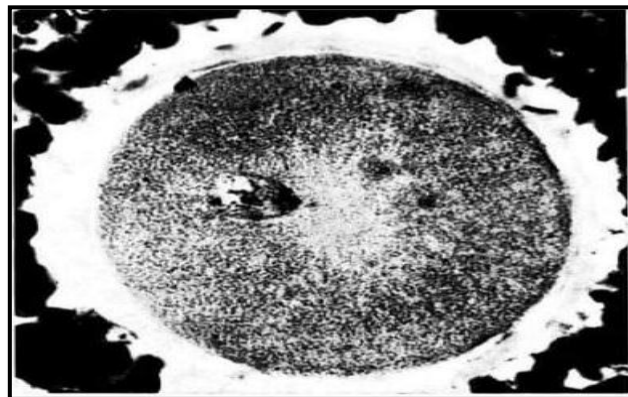


Figure 09 : œuf de lapine fécondé (Anne et al., 1967).

La durée de remontée des spermatozoïdes jusqu'à la partie distale de l'ampoule est de 30 minutes à 8 heures après le coït (**Lebas et al., 1996**). Les ovocytes libérés par les ovaires sont aspirés par le pavillon, leur fécondation a lieu 12 à 15 heures après le coït (Salvetti, 2008). Sur les 150 à 200 millions de spermatozoïdes éjaculés, 2 millions (1%) seront présents dans l'utérus (**Lebas et al., 1996**).

Au moment de la fécondation, plusieurs spermatozoïdes se fixent à la zone pellucide des ovules grâce à des enzymes secrétés par l'acrosome permettant l'hydrolyse des constituants de cette zone, c'est la réaction acrosomiale. (**Lamothe et al., 2015**) mais seulement un seul traverse la membrane ovocytaire pour assurer la fécondation proprement dite. (**Lebas, 2011**) (Figure 10).

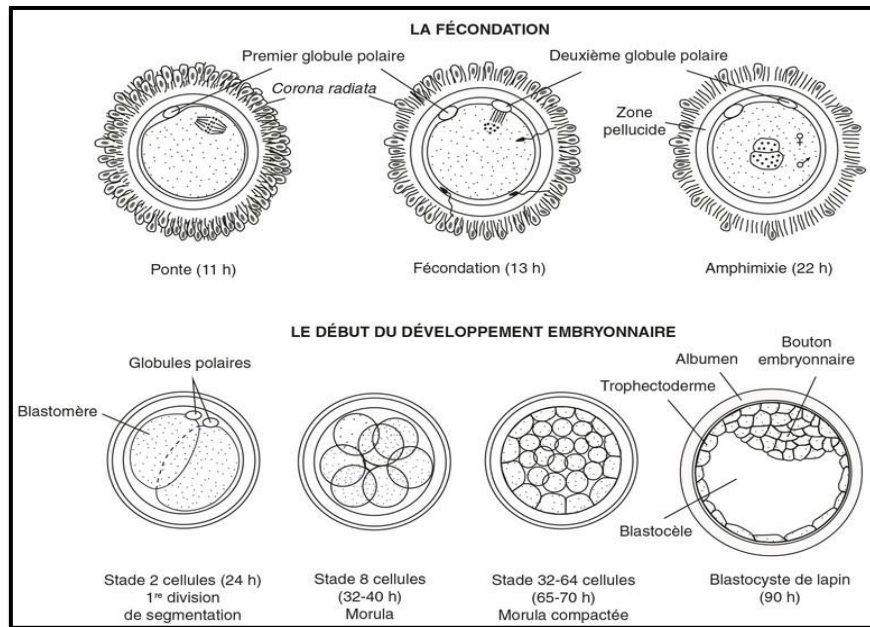


Figure 10 : Fécondation et le début du développement embryonnaire (**Houillon, 1967**).

5.2.2. Segmentation, gastrulation, Organogenèse

❖ **Segmentation**

Après la fécondation, l'ovocyte qui commence à se diviser pendant la traversée de l'oviducte, arrive dans l'utérus 48 à 50 heures après : il est alors un amas cellulaire indifférencié appelé morula (**Lebas, 2002**) (Figure 11).

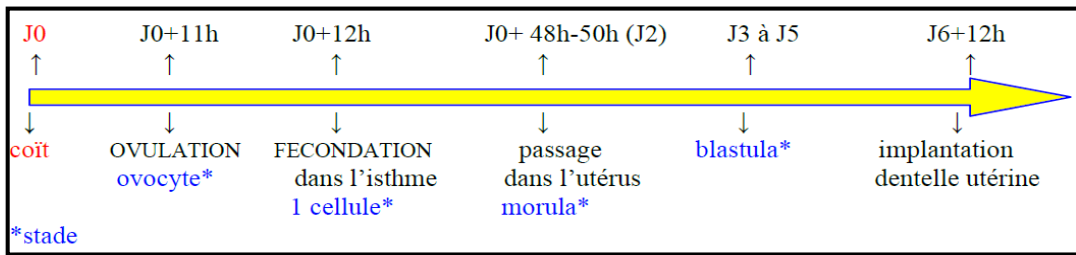


Figure 11 : Du coït à l'implantation du blastocyste : représentation temporelle

(**Thibault, 1967**).

Ces cellules commencent à sécréter un liquide qui s'accumule au centre et constitue une cavité, le blastocœle. Ces blastocystes sont formées d'une cavité, sac vitellin, et d'un disque embryonnaire situé à un pôle. L'ensemble est entouré d'une couche de cellules formant le trophoblaste ou trophoctoderme et le tout est enveloppé par une zone pellucide acellulaire. (**Lebas, 2002**) (Figure 12).

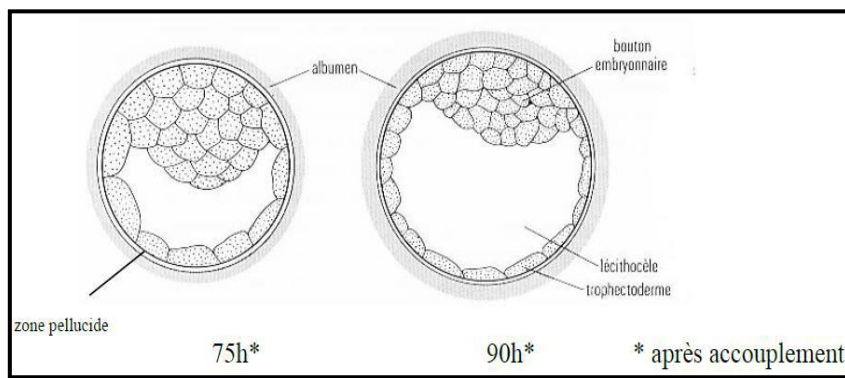


Figure 12 : Blastocyste de lapin (**Houillon, 1967**).

❖ **Gastrulation**

Selon **Lamothe et al., 2015** La gastrulation est l'ensemble de mouvements cellulaires qui aboutissent à la mise en place des trois feuillets fondamentaux : le feuillet externe

(ectoblaste), le feuillet intermédiaire (mésoblaste), et le feuillet interne (endoblaste). Le développement des feuillets est résumé dans le tableau 01.

Tableau 01 : le développement des feuillets au cours de la gastrulation

<i>Feuillet</i>	<i>Développement</i>
L'ectoblaste	L'ectoblaste sera à l'origine du système nerveux, des organes sensoriels, de l'épiderme et des phanères. (Lamothe et al., 2015).
Le mésoblaste	Le mésoblaste formera les muscles squelettiques, les vertébrés, les cavités, les membres et les cellules sanguines. (Lamothe et al., 2015).
L'endoblaste	L'endoblaste sera à l'origine du tube digestif, des glandes associées (foie, pancréas, intestin, etc.), de l'appareil pulmonaire, de la thyroïde. (Lamothe et al., 2015).

Le système nerveux commence à se mettre en place à 8 jours, les premiers battements cardiaques sont observés vers 9 jours. À 11 jours, on distingue la tête ainsi que les bourgeons des membres, et l'allantoïde, une poche destinée à accumuler les déchets de l'embryon, se met en place. **(Lamothe et al., 2015)** (Tableau 02).

Tableau 02 : Dates d'apparition des différents organes et principaux faits marquants en fonction du stade de gestation chez la lapine (**Beaudoin et al., 2003**).

Stade de gestation (jours)	Observations			
	Croissance du fœtus	Forme du corps	Développement des membres	Développement céphalique
J8,5	-Epaississement du fœtus -Fermeture du sillon neural rostral			
J9,5	-Apparition masse cardiaque sous pôle céphalique	-Incurvation dorsale	-Bourgeons des membres rostraux	-Vésicules optiques visibles
J10,5		-Augmentation de l'incurvation dorsale : forme cubique	-Bourgeons membres caudaux	
J12,5			- Apparition mains	- Face commence à se modeler - Apparition oreilles
J13,5	-Foie et intestin visibles	-Redressement de l'embryon	- Apparition pieds	
J14,5			-Membres rostraux et caudaux semblent parallèles	
J15,5			- Apparition coude -Allongement des doigts	
J16,5	-Bourgeon caecal visible en dehors de l'abdomen			
J17,5	- Apparition cou		-Apparition genou	
J18,5	-Intestin enfermé dans cavité abdominale			-Paupières couvrent les yeux
J19,5	-Organogenèse achevée	-Apparence fœtale complète	-Les trois segments des membres bien distinguables	

❖ Organogénèse

L'embryon commence à s'allonger dès le 8^{ème} jour de gestation ; puis au 11^{ème} jour, la tête devient dominante en taille et les membres s'allongent. (**Beaudoin et al., 2003**).

A partir du 19^{ème} jour (fin de l'organogénèse), les membres sont bien formés et le museau s'allonge : on passe alors de l'embryon au fœtus.

Le fœtus commence à ressembler à un lapereau entre le 19 et 22^{ème} jour (**Beaudoin et al., 2003**) (figure 13).

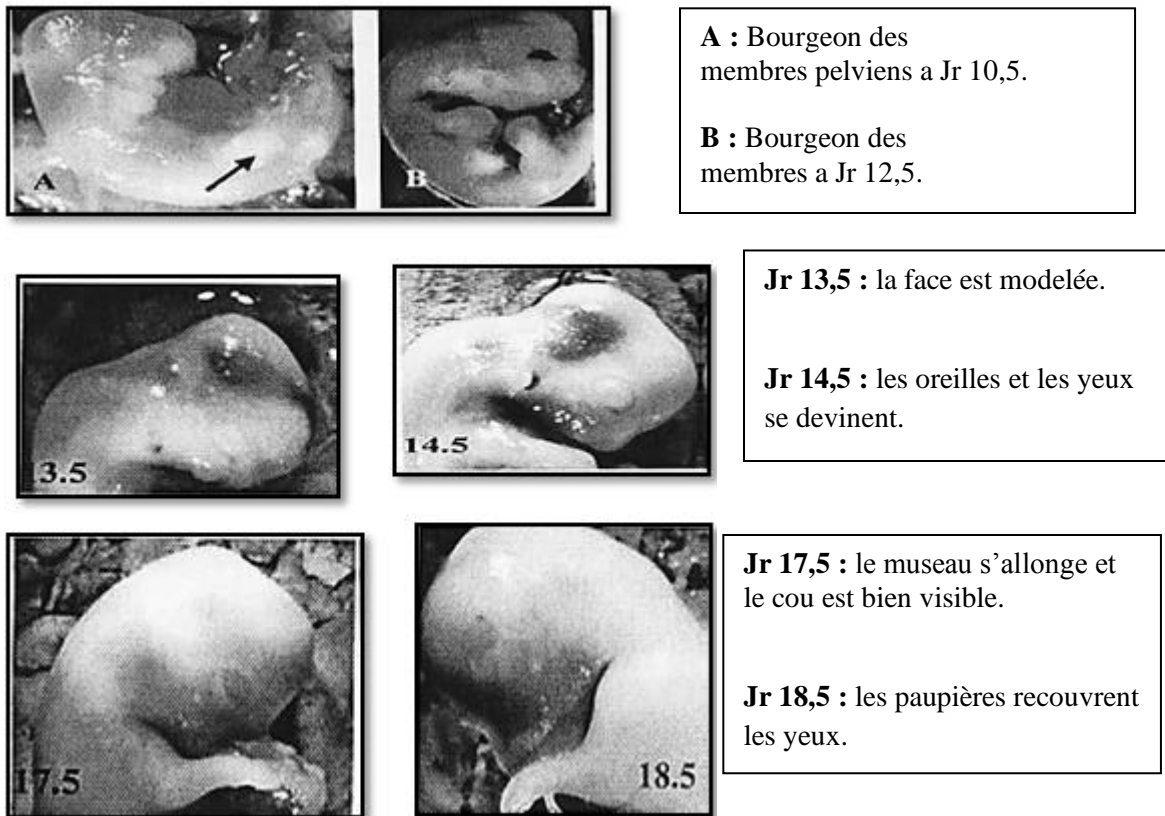


Figure 13 : Les grandes étapes du développement des membres de fœtus de lapin après abattage de la mère (**Beaudouin et al., 2003**).

A partir du 19^{ème} jours les membres sont bien formes et le museau s'allonge : on passe alors de l'embryon au fœtus. Le fœtus commence ressembler à un lapereau entre le 19 et 22^{ème} jours (**Barone, 1973**) (Figure 14).

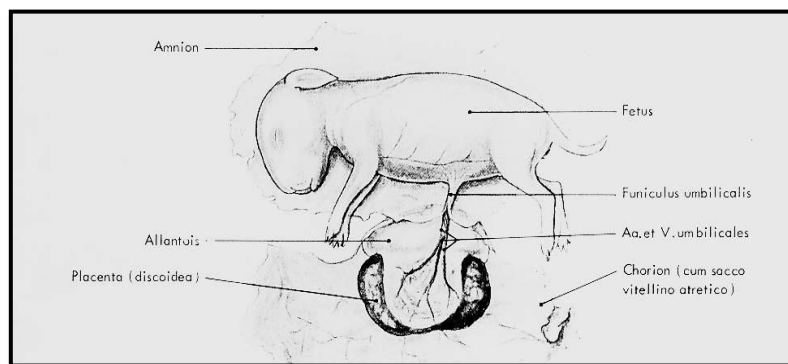


Figure 14 : Fœtus, membranes fœtales et placenta a 26 jours de gestation (Barone, 1973).

5.2.3. Placenta

Les lapines ont un placenta de type hémochorial bidiscoïde, classés parmi les meilleurs modèles expérimentaux pour l'étude de la physiologie (martensson, 1984), car une seule couche de cellules sépare le sang fœtal du sang maternel, (Nessman-Emanuelli, 1983). Il s'agit d'un organe transitoire mettant en relation de contigüité le sang maternel et le sang fœtal afin de faciliter les échanges nutritionnels et gazeux entre la mère et le fœtus.

Le placenta fœtal provienne du blastocyste, le placenta maternel provenant de la muqueuse utérine (Houillon, 1967) (Figure 15).

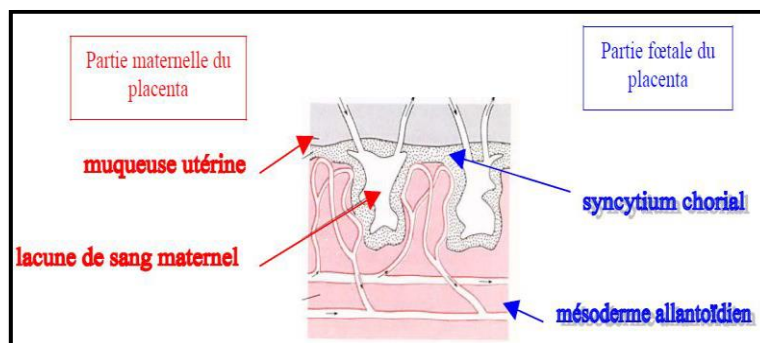


Figure 15 : Placenta de la lapine (Houillon, 1967).

Un placenta discoïde se développe à chaque point de contact entre un fœtus et la paroi utérine (Saber, 1993).

Il est formé de deux cotylédons séparés par un sillon inter cotylédonaire (Parkes, 1950) (Figure 16).

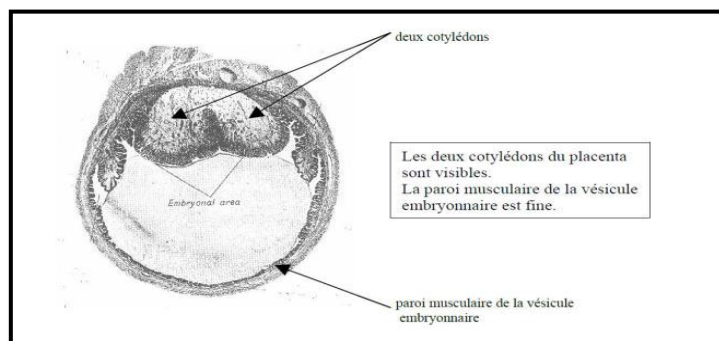


Figure 16 : Coupe transversale d'un sac embryonnaire de lapin au 8^{ème} jour de gestation (Parkes, 1950).

5.2.4. Vascularisation

Selon Markee et French (1934), L'utérus de la lapine gravide subit des modifications vasculaires tout au long de la gestation (Tableau 03).

Tableau 03 : Modifications vasculaires de lapine gravide durant la gestation

<i>Jour</i>	<i>Modification</i>
Du 1^{er} au 4^{ème} jour après le coït	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Les vaisseaux sanguins de l'endomètre deviennent grands, plus nombreux dans les régions profondes de la muqueuse. ➤ La formation du plexus de capillaires.
Du 6^{ème} au 8^{ème} jour de la gestation	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Croissance et l'invagination des glandes utérines. ➤ Apparition de nouveaux vaisseaux dans la région basale de l'endomètre (veines, veinules, des capillaires et des vaisseaux lymphatiques).
Du 10^{ème} au 22^{ème} jour de gestation	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Une augmentation progressive du système vasculaire (grands vaisseaux, veinules dilatées, capillaires apparaissent tout au long du stroma, vaisseaux lymphatiques).
Durant le 23^{ème} et le 27^{ème} jour de gestation	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Diminution de la surface occupant les vaisseaux sanguins. ➤ Les grands vaisseaux de la région basale de l'endomètre deviennent progressivement, plus petits et moins nombreux

<p>A partir du 28^{ème} jour</p>	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Les veinules et les capillaires s'élargissent. ➤ Les vaisseaux lymphatiques augmentent de taille. ➤ Le stroma endométrial se présente sous forme de cavités.
---	--

6. Mise bas

Bien que la sécrétion de progestérone soit maintenue pendant toute la gestation, la régression fonctionnelle des corps jaunes commence à partir du 17^{ème} jour de gestation. La lapine construit un nid dans la dernière semaine.

Ce comportement est lié à une augmentation du rapport œstrogènes/progestérone et à la sécrétion de prolactine en fin de gestation.

La mise-bas, ou parturition, survient au 31 ou 32^{ème} jour de gestation, le plus souvent le matin. Quatre jours avant la mise-bas, on note une diminution de la consommation alimentaire d'environ 30 %, qui peut même s'annuler le jour précédent (**Lamothe et al., 2015**).

La mise bas dure de 10 à 20 minutes, Le nombre de lapereaux par mise bas peut varier dans les cas extrêmes de 1 jusqu'à 20 (**Lebas et al., 2011**).

Après la mise-bas, l'utérus régresse très rapidement et perd plus de la moitié de son poids en moins de 48 heures. Rapidement après la naissance, la lapine nettoie ses petits des résidus d'enveloppes fœtales qui peuvent rester sur leur corps, par léchage. Elle consomme aussi les placentas (**Lamothe et al., 2015**).

7. Régulation neuroendocrinienne de la fonction de reproduction

La fonction de reproduction est contrôlée par le complexe hypothalamo- hypophysaire.

L'hypothalamus est une petite glande, localisée à la base du cerveau il sécrète GnRH, l'hypophyse (glande pituitaire) est située sous l'hypothalamus se compose d'un lobe antérieur et d'un lobe postérieur il permet la synthèse et la sécrétion de FSH et LH.

L'hypophyse est reliée à l'hypothalamus par la tige pituitaire, leur relation est assurée par un système vasculaire particulier : le système porte hypothalamo-hypophysaire.

(**Thibaut et Levasseur 2001**) (Figure 17).

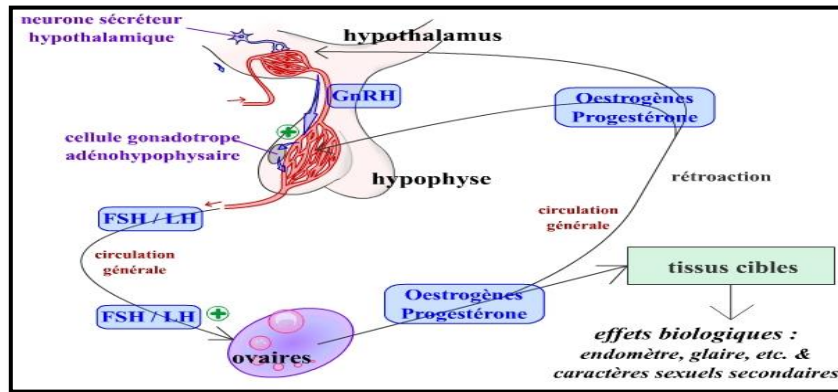


Figure 17 : Le système porte hypothalamo-hypophysaire (Furelaud et Calvino, 2003)

On distingue les hormones sécrétées par le complexe hypothalamo-hypophysaire et les hormones sécrétées par les ovaires :

- **La GnRH** : Hormone hypothalamique protéique, sécrétée de manière pulsatile pour stimuler la sécrétion de LH et de FSH (Lamothe et al., 2015).
- **La FSH** : Hormone glycoprotéique hypophysaire, elle est sécrétée de manière pulsatile par les cellules gonadotropes de l'antéhypophyse sous la régulation de la GnRH. La FSH induit la croissance et le développement folliculaire (Empereire., 2013).
- **LH** : Hormone glycopeptidique hypophysaire, elle agit sur l'ovaire en contrôlant la maturation folliculaire finale (Lamothe et al., 2015), en fin de phase folliculaire, elle provoque l'ovulation et induit la formation du corps jaune (Scanlon et Sanders., 2006).
LH et FSH stimule la sécrétion des hormones sexuelles ; œstrogène et progestérones.
- **Les œstrogènes** : 17β -œstradiol est la principale hormone sexuelle œstrogénique. Il est sécrété par les ovaires, Sa synthèse se fait à partir de la testostérone, elle joue un rôle dans le développement des caractéristiques sexuelle secondaires, favorise la croissance de l'endomètre en le préparant à l'implantation de l'embryon (Lamothe et al., 2015).

- **Progestérogène** : Hormone stéroïde libéré par le corps jaune et le placenta, il favorise la nidation de l'ovule fécondé et la gestation, il apporte des modifications sur la muqueuse utérine.

Chez la plupart des espèces, y compris le lapin, les hormones ovariennes stéroïdes (œstrogènes et progestérogène) exerce un rétrocontrôle positif et négatif, sur la sécrétion de GnRH, de FSH et de LH par l'axe hypothalamo-hypophysaire. Tout ce système régule l'activité sexuelle des lapines).

(Lebas, 2002 ; Lamothe et al., 2015 ; Marieb et Hoehn., 2013) (Figure 18).

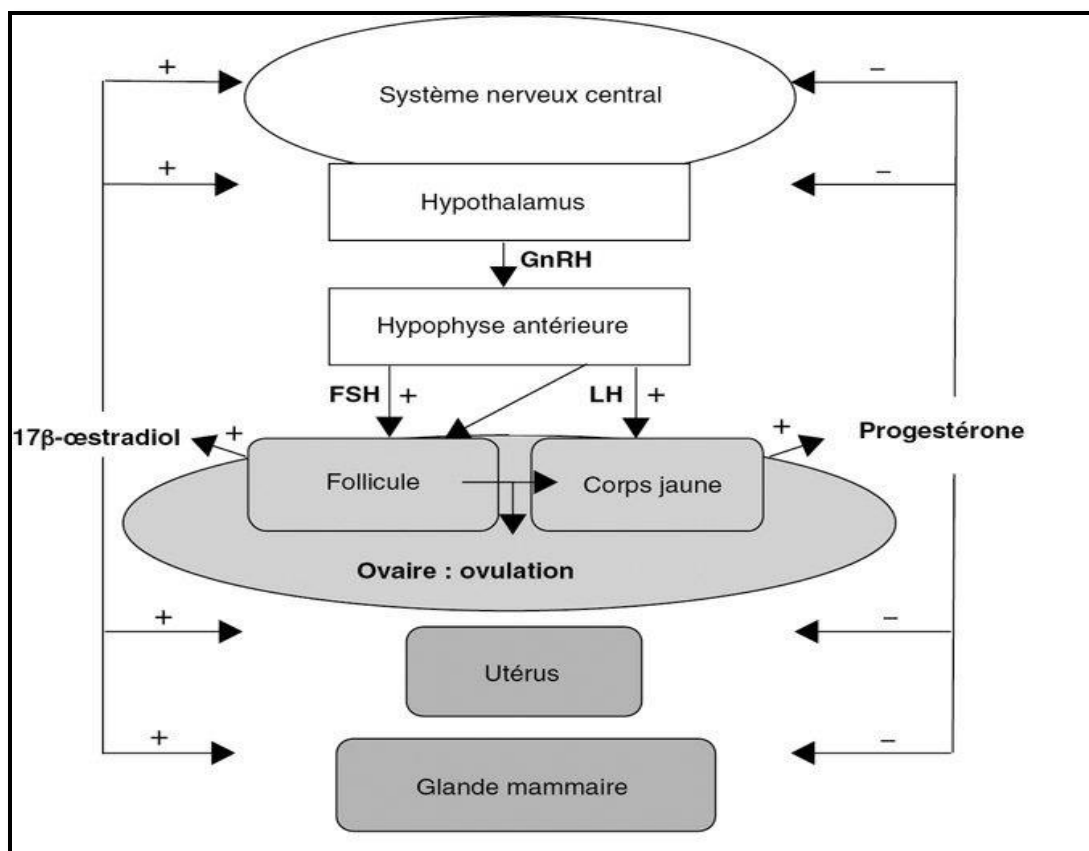
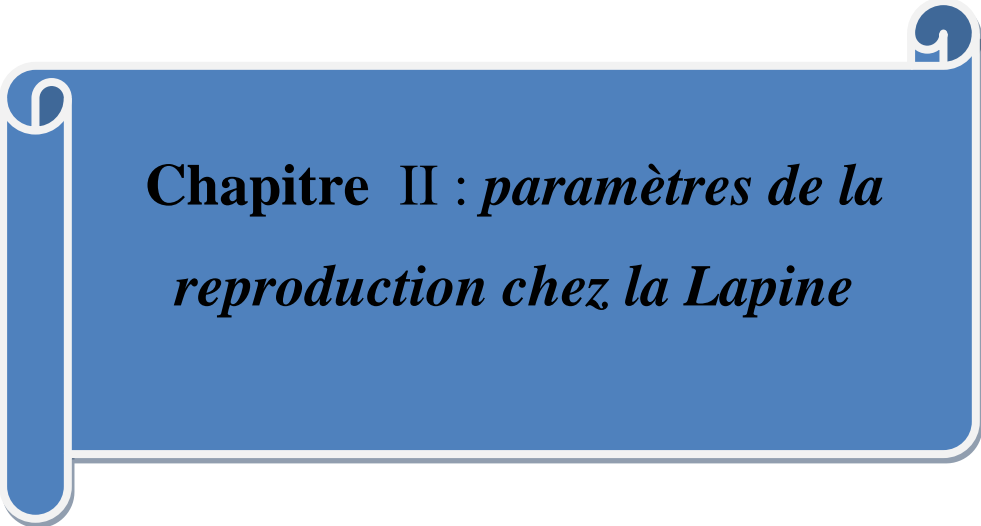


Figure 18 : Régulation hormonale de la reproduction chez la lapine

(Gidenne , 2015)



**Chapitre II : *paramètres de la
reproduction chez la Lapine***

1. Fertilité

Plusieurs auteurs définissent la fertilité comme étant la capacité de la femelle à ovulée et à être fécondée

(**Bolet et Bodin, 1992**), La fertilité est le nombre de palpation positive rapporté au nombre de saillies

(**Theau-clément et rouston, 1992**).

Le taux de fertilité est le rapport de nombre de femelle mettant bas sur le nombre de femelle mises à la reproduction. La fertilité de la lapine dépend de son aptitude à ovuler et à être féconder (**Garcia et Perez, 1989**).

$$\text{Taux de fertilité} = (\text{femelles mettant bas} / \text{femelles saillies}) \times 100$$

Selon **Hammond, 1961**, la fertilité dépend de trois principales variantes qui sont :

- Le nombre des ovules pondus à chaque période de chaleur : Il dépend du taux d'hormones circulant dans le sang.
- Le nombre des ovules qui se trouve fécondé : Il dépend de très nombreux spermatozoïdes dans l'éjaculât et du moment de l'accouplement par rapport au moment de l'ovulation.
- Le nombre des œufs fécondés qui se développe jusqu'au terme et la naissance : Il dépend du fonctionnement correct du corps jaune.

Plusieurs travaux ont été réalisés sur la fertilité, résumée dans le tableau 04

Tableau 04 : quelques travaux réalisés sur la fertilité de lapin

<i>Type génétique de lapin</i>	<i>Travaux</i>
Population blanche	<ul style="list-style-type: none"> • Selon SID et al., 2018, le taux moyenne de la fertilité est 64.4%, le nombre d'observation (n = 663).
Souche Synthétique (SS)	<ul style="list-style-type: none"> • Selon SID et al., 2018, le taux moyenne de la fertilité est 66.6%, le nombre d'observation (n = 683).
Population local	<ul style="list-style-type: none"> • Selon bolet et al., 1992 Le taux de fertilité de souche sélectionnée est de 64% chez la lapine californienne et de 68.5% chez la lapine Néo-Zélandaise. • Zerrouki et al., 2005 ont enregistré chez la population locale un taux de fertilité de 89.21% • Moula et Yakhlef, 2007 ont enregistré chez des lapines issues de la même population locale un taux de fertilité supérieur (87 %). • Daoud-Zerrouki, 2006 a obtenu un taux inférieur (73,5 %) Chez les lapines locales tunisiennes conduites en saillie naturelle. • Blocher et Franchet ,1990 ont enregistré un taux plus faible de 69,9 % chez les lapines hybrides conduites en saillie naturelle et au rythme de 42 jours. • Theau-Clément et Poujardieu ,1994 ont conclu que le mode de reproduction influence la fertilité. En effet, la saillie naturelle améliore la fertilité en augmentant la survie embryonnaire de 13,2% par rapport à l'insémination artificielle.

2. Prolificité

Selon **hulot et matheron, 1979** la prolificité est définie par le nombre de lapereaux nés totaux et nés vivant par parturition. Elle résulte d'un équilibre entre deux composantes : le nombre d'ovules et leur viabilité qui évoluent indépendamment (**Henaff et Surdeau, 1981 ; Perrier et al., 1982 ; Prud'hon et al., 1969 et Quinton et al., 2001**).

$$\text{Taux de prolificité} = \text{Petits nés} / \text{Femelles mettant bas}$$

La taille de portée se situe généralement entre 3 et 14 lapereaux, elle varie en fonction de format des lapines ainsi que le mode de reproduction adapté et la souche ou la population (**bolet et al., 1991 ; rouston 1992**).

La taille de portée dépend aussi de la saison et du rythme de reproduction imposé à la lapine. La taille de la portée résulte d'événements biologiques liés aux parents (fertilité des reproducteurs) ou aux produits (viabilité des jeunes) et la première limite à la prolificité est d'abord le taux d'ovulation (nombre d'ovules pondus) et ensuite la viabilité des blastocystes et des embryons jusqu'à la naissance (**Hulot et Matheron, 1981 ; De Rochambeau, 1989**).

Les mâles et les femelles contribuent à la fertilité et à la prolificité, en insémination artificielle ou en saillie naturelle (**Theau-Clément et al., 1996 ; Brun et al., 2013**).

L'étude de la prolificité ainsi les composantes biologiques de la lapine c'est l'objectif de notre travail.

Plusieurs travaux ont été fait sur la prolificité des lapines (tableau 05) une bonne prolificité de $9,5 \pm 2,4$ nés totaux dont $8,4 \pm 2,9$ nés vivants par mise bas et $7,4 \pm 2,6$ sevrés par sevrage.

Tableau 05 : quelques travaux réalisés sur la prolificité de lapin

<i>Type génétique</i>	<i>Travaux sur la prolificité</i>
Population local	<ul style="list-style-type: none"> Les femelles sont caractérisées par une prolificité à la naissance et au sevrage modestes ($7,3 \pm 2,5$ nés totaux dont $5,6 \pm 3,0$ nés vivants par mise bas et $5,5 \pm 2,3$ sevrés par sevrage) (Zerrouki et al., 2001).
Population blanche	<ul style="list-style-type: none"> Selon SID et al., 2018 La prolificité totale est 7,1 NT pour la blanche
Souche synthétique	<ul style="list-style-type: none"> Selon SID et al., 2018 La prolificité totale est de 8,8 NT pour la synthétique Une comparaison été fait par Gacem et son équipe afin d'évaluer les performances de production de trois types génétiques la SS, PB, PL placées dans les mêmes conditions expérimentales pendant 18 mois. Les résultats affirment que la SS permet d'avoir des animaux plus lourds et plus prolifiques ainsi qu'une production en saison chaude par apport à l'autre population. Même travaux réalisé par Zerrouki N et al., 2014 pendant 16 mois. Les résultats affirment que la ligne synthétique est bien adaptée aux conditions climatiques locale et confirme l'intérêt de cette dernière ; plus prolifique et plus régulière pour développer la cuniculture en Algérie. <p>Boudour K. et al., 2020 on mit en évidence les performances reproductives (fertilité, prolificité, mortalités) et pondérales des lapines de la souche synthétique algérienne « ITELV 2006 », conduites en IA avec un rythme semi-intensif Durant deux années</p>

	<p>consécutives les résultats ont montré une bonne prolificité des femelles avec un effet très significatif de la saison enregistré sur la fertilité.</p> <ul style="list-style-type: none">• Les travaux de Zerrouki et al. 2003 sur la mortalité des lapereaux sous la mère dans une population locale algérienne a confirmé l'effet de la saison. Après l'étude des différentes variables à savoir le nombre de nés totaux (NT), le taux de mortalité à la naissance (TMN), le taux de mortalité naissance-sevrage (TMNS) et le taux de portées mortes entières à la naissance (TPM).
--	---

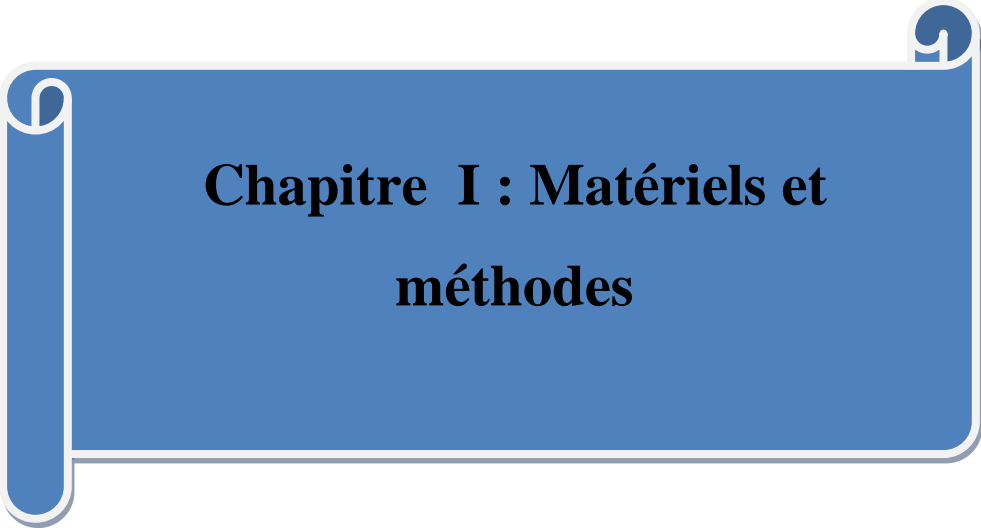
3. Fécondité

C'est le produit de fertilité par la prolificité. Elle se définit aussi comme étant le nombre de lapereaux nés par femelle saillie (**Rochambeau, 1990**).

Ainsi, les paramètres biologiques de la fécondité d'une lapine dépendent d'une part de la fertilité qui représente l'aptitude des femelles à faire le plus grand nombre possible de portées ou taux de mise bas (nombre de mise bas/nombre de saillies).

D'autre part, de la prolificité qui est conditionnée par le nombre d'ovules pondus de sites d'implantation et du nombre d'embryons.

(**Hulot et Matheron, 1979**).



Chapitre I : Matériels et méthodes

Notre travail entre dans le cadre des travaux de l'équipe de recherches « Ressources Génétiques et Physiologie Animale » dirigée par **Pr Daoudi Zerrouki Nacira** au sein du laboratoire « Ressources Naturelles » de l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. L'étude a démarré au mois d'avril et a pris fin juin 2023.

1. But de l'expérimentation

Ce présent travail a pour objectif d'étudier chez la lapine de souche synthétique à 12 jours de gestation les paramètres suivants :

- Quantification folliculaire (primordiaux, primaire, secondaire, tertiaire, De Graaf, corps jaune).
- Les composantes biologiques définies par : le taux d'ovulation, taux de survie embryonnaire.
- L'étude morphométrique des structures ovariennes.

2. Période et lieu de déroulement de l'expérimentation

L'étude macroscopique et microscopique a été réalisée au sein du laboratoire de physiologie animale du département des sciences biologiques et agronomiques de l'université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou (Bastos). L'étude histologique des lames a été réalisée au niveau du laboratoire anatomo-pathologie du CHU Nedir Mohammed Tizi-Ouzou. Cette étude a été réalisée dans une période fixée de 03 mois.

3. Protocol expérimental

3.1. Matériel biologique (animaux)

Les animaux utilisés lors de cette étude sont des lapines issues de la souche synthétique (SS), appartenant à la souche ITELV 2006 acquise auprès de l'Institut technique des élevages (ITELV) et installée à la station d'élevage cunicole de Tigzirt (Tizi-Ouzou), Algérie en 2011 (**Zerrouki et al., 2014**). Cette souche présente de nombreuses caractéristiques reproductives intéressantes. C'est un génotype qui a été créé par insémination artificielle (IA) entre des femelles de la population locale algérienne et des

mâles de la souche française « INRA 2666 », sélectionnée pour sa prolificité (**Gacem et al., 2008**). Au totale 21 lapines âgées de trois mois et demi et avec un poids moyen de 3413g ont été sacrifiées pour étudier les paramètres de prolificité de cette souche (Figure 19).



Figure 19 : lapines de souche synthétique

3.2. Matériel non biologique

Le matériel utilisé est résumé dans le tableau 08

Tableau 06 : Consommables et réactifs utilisés

Consommables	Réactifs	Appareils
- Becher	- Formol (10%)	- Balance de précision
- Lames et lamelles	-Alcool	- appareil d'enrobage
- Tubes coniques	(70%,96%,100%)	- Microtome
- Gants	- Eau de robinet	- Appareil de circulation
-Trousse de dissection	- Xylène	- Etuve
- Bac de dissection	- Résine synthétique	- Automate de coloration
- Piluliers	« Eukitt »	- Microscope photonique avec
- Cassettes	- Colorant HE	caméra (G : 40- 100- 400)
	- Paraffine	

4. Méthode

4.1 Sacrifice des animaux et prélèvement d'organes

Les lapines ont été pesées avant et après sacrifice, avec une balance de **précision**(40kg) (figure 20).



Figure 20 : lapines pesées avant et après sacrifice

La dissection a été réalisée en maintenant les deux pattes postérieures et en effectuant une incision au niveau de la naissance de la cuisse, puis l'appareil reproducteur a été prélevé (Figure 21).



Figure 21 : Dissection des lapines

Les organes prélevés ont été pesés à l'aide d'une balance de précision (220 g) (Figure 22)



Figure 22 : Organes pesés à l'aide de la balance de précision.

4.2. Etude histologique

L'étude histologique a porté sur les structures ovariennes utérines des lapines à 12 jours de gestation, la méthode utilisée est HE.

La technique histologique comporte plusieurs étapes :

- Fixation
- Déshydratation
- Inclusion
- Réalisation des coupes histologiques
- Déparaffinage
- Coloration
- Montage des lames

4.2.1. Fixation

Les organes prélevés ont été fixés dans le formol à 10%. La fixation doit se faire immédiatement après le prélèvement des échantillons, afin d'immobiliser et conserver leurs structures cellulaires et tissulaires dans l'état aussi proche que possible de l'état vivant et assurer le durcissement des pièces. La durée de la fixation varie selon le volume de prélèvement. (Figure 23).



Figure 23 : Organes fixés dans du formol à 10% et conservés dans des piluliers pour l'étude histologique.

Les organes sont mis dans des cassettes identifiées, ces dernières sont ensuite fixées dans du formol

4.2.2. Déshydratation, Imprégnation, Inclusion

Après avoir bien rincé nos cassettes (pièces) avec l'eau pour éliminer l'excès de formol, ces dernières sont placées dans un automate « Appareil de circulation leica » pour subir une déshydratation, imprégnation et une inclusion cette opération dure 24 heures. (Figure 24)

➤ **Déshydratation**

Cette étape consiste à faire passer des cassettes dans six bacs d'alcool à concentration croissante (les deux premiers à 70%, le troisième à 96% et les trois derniers à 100%). Le but de cette étape est d'éliminer complètement l'eau des tissus.

➤ **Imprégnation**

Les cassettes sont ensuite mises dans trois bacs de xylène pour l'éclaircissement et l'élimination des traces d'alcool afin de permettre une bonne pénétration de la paraffine dans les tissus.

➤ **Inclusion**

Cette étape consiste à mettre les cassettes dans 3 bacs de paraffine fondue dans le but d'infiltrer toutes les cellules, afin de réaliser des coupes fines.



Figure 24 : Appareil de circulation « leica ».

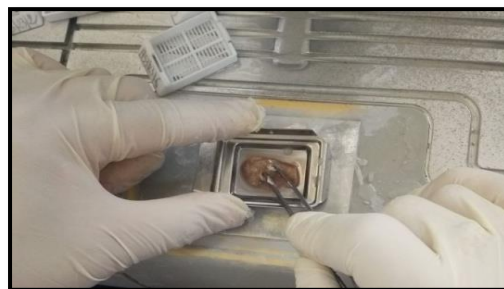
4.2.3. Enrobage

L'enrobage des échantillons est assuré par un appareil d'enrobage « leica », cette étape consiste à :

- Remplir la moitié du moule métallique par la paraffine liquide, puis à l'aide d'une pince on positionne l'échantillon sur le moule et on le fixe sur la petite plaque refroidissante.
- Après avoir centré l'échantillon, on dépose sur le moule une cassette identifiant l'échantillon, puis on le remplit par la paraffine jusqu'à immersion totale de ce dernier.
- Enfin on dépose les moules dans l'appareil refroidissant pour l'obtention d'un bloc de paraffine solide contenant l'échantillon (figure 25).



Remplissage à la paraffine



Fixation de l'échantillon sur la plaque



Fermeture du moule avec la cassette identifiée



Obtention d'un bloc

Figure 25 : Etapes d'enrobage

4.2.4. Réalisation des coupes histologiques

On place les blocs de paraffine dans le microtome, ces derniers sont coupés d'une façon transversale en réduisant l'excès de paraffine jusqu'à avoir la totalité de la coupe pour former des rubans fins (2 à 5 μm d'épaisseur) (figure 26), ces derniers sont disposés dans un bain marie puis délicatement récupérés sur des lames en verre, qui seront mises à sécher sur le bloc puis identifiées à l'aide d'un crayon diamant. (Figure27)

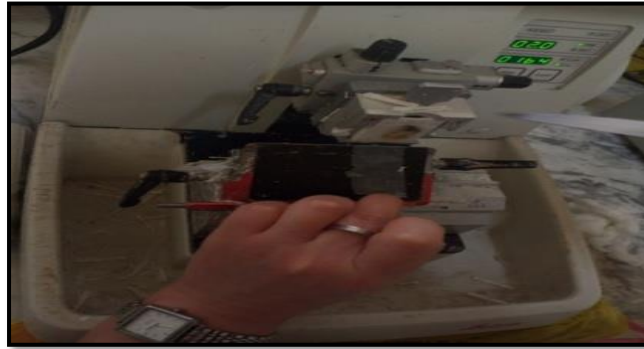


Figure 26 : Formation d'un ruban



Figure 27 : Disposition des coupes fines sur les lames en verre

4.2.5. Déparaffinage

Après avoir placé les lames dans des chariots métallique ou noir, on les incube dans l'étuve à 60°C pendant 20 min, dans le but d'éliminer la paraffine périphérique en sorte que l'organe seulement soit fixé sur la lame. (Figure 28)



Figure 28 : Etuve de déparaffinage

4.2.6. Coloration

La coloration utilisée est l'hématoxyline-éosine (HE) (l'hématoxyline permet de colorer le noyau en bleu violacé et la couleur d'éosine permet de colorer le cytoplasme en rose).

Pour réaliser cette coloration, on a utilisé l'appareil de coloration « leica » (Figure29), cette étape dure 06 min, elle se fait par le passage du chariot dans :

- 06 bacs de xylène, pour le déparaffinage total.
- 03 bains d'alcool de degrés décroissants (100°, 96°, 70°) pour la réhydratation des tissus et la préparation à la coloration.
- 02 bacs d'eau pour le rinçage.
- 02 bacs d'hématoxyline pour la coloration des noyaux.
- 02 bacs d'eau pour rinçage.
- 01 bac de carbonate de lithium pour accentuer le bleu du noyau.
- 02 bacs d'eau pour rinçage.
- 01 bac d'éosine, pour la coloration du cytoplasme.
- 02 bacs d'eau pour rinçage.
- 03 bacs d'alcool pour la déshydratation et pour l'élimination d l'excès de coloration.
- 03 bacs de xylène pour l'éclaircissement des lames.



Figure 29 : appareil de coloration « leica »

4.2.7. Montage des lames

Les coupes colorées sont montées entre lames et lamelles avec une résine synthétique « Eukitt » en déposant une goutte afin de coller la lamelle sur la lame et permettre l'observation microscopique (Figure 30).



Figure 30: Lames obtenues après coloration à l'HE

5. Observation microscopique

L'observation microscopique a été faite à l'aide d'un microscope photonique relié à un ordinateur portable, qui permet de prendre des photos aux différents grossissements (40,100 et 400)

6. Etude morpho métrique

Pour réaliser les mesures morpho métriques, on a utilisé le logiciel « Axio Vision, version 4.8.2 » (Micromètre) de la compagnie Carl Zeiss Micro Imaging GmbH. Les paramètres mesurés sur les structures ovariennes sont :

- Diamètre des follicules
- Contour des follicules

7. Etude statistique

Pour chaque lapine, plusieurs paramètres ont été analysés à savoir : nombre de follicules et leurs diamètres, nombre d'embryons et leurs poids, taux d'ovulation, survie embryonnaire, poids des lapines et organes de reproduction. Une étude descriptive a été réalisée à l'aide du logiciel Excel version (2007) pour l'ensemble des paramètres mesurés et calculés :

Tableau 07 : classes des poids vifs, des carcasses, des appareils reproducteurs, des ovaires des cornes utérines et des embryons.

Classes \ Pds	Pds vif	Pds des carcasses	Pds des appareil reproducteur	Pds des ovaires	Pds des cornes utérines	Pds des embryons
Classe 1	2852-3150	2214-2588	20,53-37,5	0,04-0,44	19,93-34,94	0,24-2,7
Classe 2	3266-3600	2640-2944	36,2- 42,5	0,53-0,68	35,44-47,8	2,72-3,95
Classe 3	3630-3880	3008-3424	44,1- 55,8	0,76-1,14	48,6-54,7	4,04-6,67

- Poids des lapines, organes de reproduction et des embryons répartis en trois classes. (Tableau 07)
 - Nombre des follicules primordiaux (Fol .Pr) comptés sur les deux ovaires à 12 jours de gestation.
 - Nombre de follicules primaires (Fol .P) : comptés sur les deux ovaires à 12 jours de gestation.
 - Nombre de follicules secondaires (Fol .S) : comptés sur les deux ovaires à 12 jours de gestation

- Nombre de follicules tertiaires (Fol .T) : comptés sur les deux ovaires à 12 jours de gestation
- Nombre de follicules de De Graaf (Fol .DG) : comptés sur les deux ovaires à 12 jours de gestation.
- Nombre de corps jaunes (CJ) : comptés sur les deux ovaires à 12 jours de gestation. Il est défini par le Taux d'ovulation.
- Nombre de follicules atrésique (Fol. A) : comptés sur les deux ovaires à 12 jours de gestation.
- Nombre d'embryons (EMB) dénombrés dans les deux cornes utérines à 12 jours de gestation.
- Survie embryonnaire (SE) : c'est le rapport embryons totaux sur les corps jaunes totaux exprimé en pourcentage.

Les résultats des poids et de morphométrie obtenus sont présentés sous forme de moyen \pm écart type, et présentés sous forme de tableaux et de graphes, en utilisant le logiciel Excel version 2007.



Chapitre II : Résultats et discussions

1. Caractéristiques des lapines à 12 jours de gestation

1.1. Couleur de robe des lapines

Les lapines de la souche synthétique sont caractérisées par une diversité des couleurs de robe : le blanc, le noir, le gris et blanc – gris. Ce critère a été déjà cité dans les travaux de caractérisation de la souche par plusieurs auteurs (Gacem et Bolet, 2005 ; Gacem et al., 2008 ; Bolet et al., 2012).

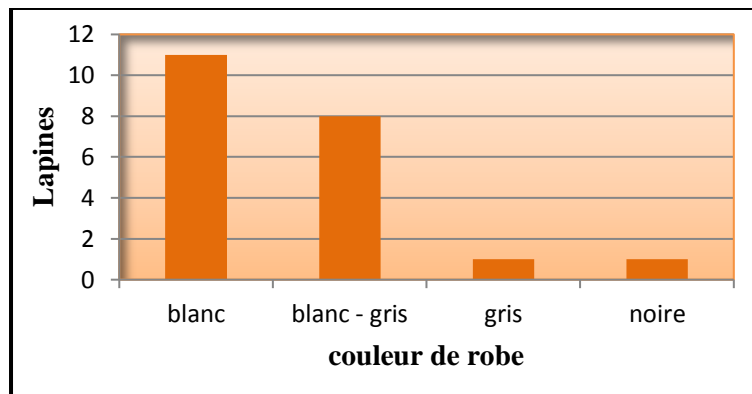


Figure 31 : couleur de robe des lapines en fonction de classe

La couleur de robe des lapines de la souche synthétique répartie en classe a permis de montrer que le phénotype blanc représente le plus grand effectif (Figure31).

1.2. Poids moyens des lapines

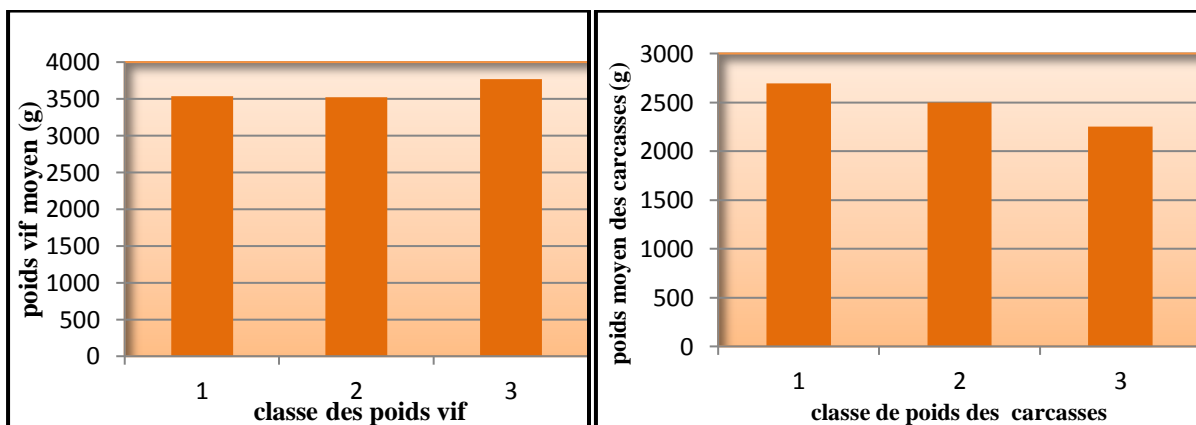


Figure 32 : Répartition des poids vifs et des poids moyens des carcasses des lapines en fonction de classe

Les valeurs des poids vifs et des poids des carcasses réparties en classe (figure32) ont permis de voir que pour les poids vifs la classe 3 située entre (3630 - 3830) représente le plus grand effectif, pour les poids de la carcasse la classe 1 située entre (2214 - 2588) représente le plus grand effectif.

Le poids vif moyen avant sacrifice est $3412,95 \pm 350,67$ g, avec un maximum de 3880 g et un minimum de 2850 g, le coefficient de variation est 0,10. Le poids moyen de la carcasse est $2660,76 \pm 372,50$ g, avec un maximum de 3424 g et un minimum de 2214 g, le coefficient de variation est 0,14 (tableau 08).

1.3. Poids de l'appareil reproducteur, des ovaires et des cornes utérines

Les moyennes des différents paramètres mesurés sont présentées dans le tableau 08.

Tableau 08 : poids des appareils reproducteurs des ovaires et des cornes utérines pesés séparément.

Caractéristiques	Effectif	Moyenne \pm Ecart type	Maximum	minimum	CV (%)
pds moyen de la lapine vivant (g)	21	$3412,95 \pm 350,67$	3880	2850	0,10
pds des carcasses (g)	21	$2660,76 \pm 372,50$	3424	2214	0,14
pds de l'appareil reproducteur (g)	21	$41,01 \pm 10,61$	55,8	20,53	0,56
pds des ovaires (g)	21	$0,66 \pm 0,30$	1,14	0,04	0,45
Pds des cornes utérines (g)	21	$40,31 \pm 10,57$	19,93	54,7	0,26

Après sacrifice, l'appareil reproducteur ainsi que les deux ovaires et les deux cornes ont été pesés séparément. Le poids moyen de l'appareil reproducteur est de $41,01 \pm 10,61$ g, avec un maximum de 55,8 g et un minimum de 20,53 g, le coefficient de variation est 0,26. Le poids

moyen des ovaires est de $0,66 \pm 0,30$ g, avec un maximum de 1,14g et un minimum de 0,04 g, le coefficient de variation est 0,45.

Le poids moyen des cornes utérines est de $40,31 \pm 10,57$ g, avec un maximum de 54,7 g et un minimum de 19,93 g, le coefficient de variation est 0.26. Tableau 11

Les valeurs des poids de l'appareil reproducteur, ovaires, cornes utérines réparties en classe ont permis de voir que la classe 1 représente le plus grand effectif. Pour l'appareil reproducteur la classe 1 est située entre (20,53- 31,5), pour les ovaires la classe 1 est située entre (0,38-0,4), pour les cornes utérines la classe 1 est située entre (19,93-34,32). Figure 33& 34& 35.

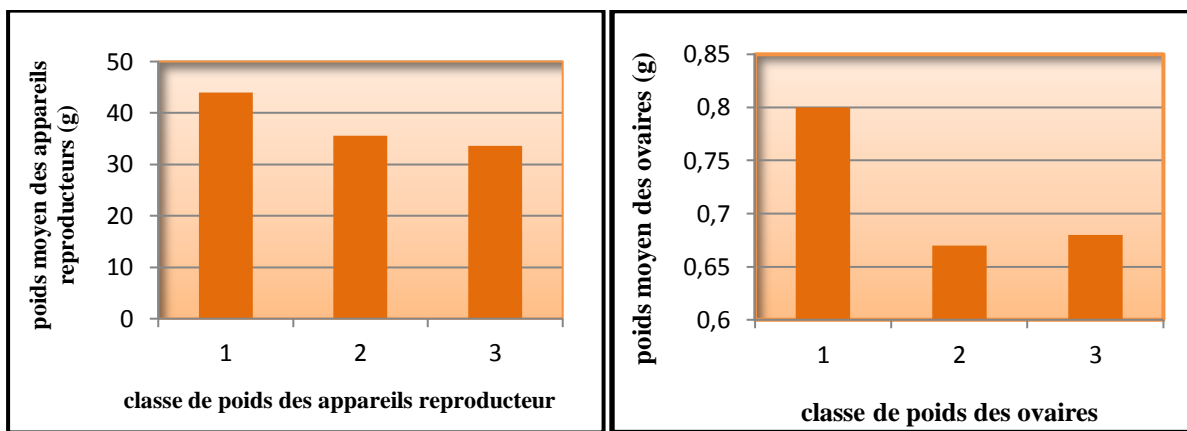


Figure 33 : poids des appareils reproducteurs des lapines en fonction de classe

Figure 34 : poids moyens des ovaires des lapines en fonction de classe

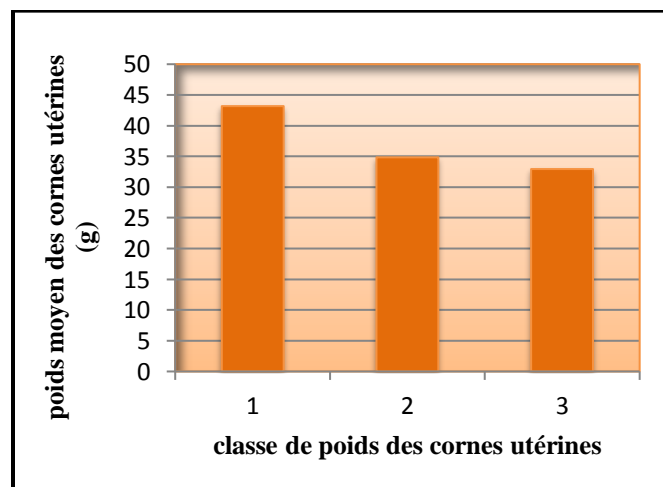


Figure 35 : poids moyens des cornes utérines des lapines en fonction de classe

2. Observation macroscopique des différentes structures de l'appareil reproducteur

L'étude macroscopique de l'appareil reproducteur a permis d'observer les différentes parties, leur composant et de les décrire, ainsi le comptage de nombre du corps jaunes, d'embryons (Tableau 09) et l'observation de la vascularisation.

Tableau 09 : Nombre de corps jaunes (CJ) et des embryons (EMB) moyen déterminé chez les lapines à 12 jours de gestation.

<i>Caractéristiques</i>	Effectif	Moyenne ± Ecart type	Minimum	Maximum	Coefficient de variation
CJ	231	22,35±2,81	5	16	0,12
EMB	109	9,4±3,31	3	15	0,35

2.1. Appareil reproducteur

Macroscopiquement, l'appareil reproducteur des lapines gestantes est constitué de deux ovaires, deux oviductes fins suivis de deux cornes utérines pleines. L'ensemble apparaît comme un collier de perles. Le nombre d'embryons présents dans les deux cornes utérines varie d'une lapine à une autre.

La vascularisation des cornes utérines observée chez les lapines à 12jour de gestation indique **une** augmentation progressive du système vasculaire (grands vaisseaux, veinules dilatées, capillaires, vaisseaux lymphatiques)

2.2. Ovaires

Les ovaires sont de forme ovoïde, allongé, Leur surface est légèrement bosselée, montrant à leur surface des corps jaunes et des follicules à différents formats.

2.3. Embryons

L'observation macroscopique des embryons, indique qu'ils sont tous vivants, en raison de leur taille et de leur couleur (rose foncé à violacé)

3. Composantes biologiques de la prolificité

Tableau 10 : caractéristiques des lapines à 12 jours de gestation

<i>Paramètre</i>	T O (%)	Nombre d'embryons vivants	pds des EMB (g)	SE (%)
Effectif	231	109	188	21
Moyenne ± Ecart type	12,35±3,14	10.51±2,88	3,01±0,920	75,81±21,26
Maximum	16	15	17	100
Minimum	5	3	3	36,36
Coefficient de variation	0,25	0.27	0,31	0,28

3.1. Taux d'ovulation et le nombre d'embryons

Les femelles à 12 jr de gestation sont caractérisées par un taux d'ovulation acceptable, (une moyenne de $12,35 \pm 3,14$ avec un maximum de 16 et un minimum de 5 (tableau 10).

Ce taux d'ovulation est proche de celui obtenu par **Zerrouki (1998)** ($12,4 \pm 2,42$) sur des lapines appartenant à la souche INRA 1029-1077, et supérieur à celui obtenue par **Zerrouki et al. (2007)** sur des lapines de la population locale.

Le nombre des embryons total calculé à 12 jr de gestation chez les lapines de la souche synthétique est en moyenne de $10,51 \pm 0,92$, il est supérieur à celui enregistré par **Zerrouki (1998)** sur la souche INRA 1029 et la souche INRA 1077. Il est inférieur à celui Signalé par **Santacreu et al. (1989)** sur la souche synthétique sélectionnée sur la taille de portée au sevrage (12,62).

Le poids moyen des embryons est $3,01 \pm 0,920$ g, avec un maximum de 15 g et un minimum de 3g. Les valeurs de poids des embryons réparties en classe ont permis de voir que la classe 1 qui regroupe les embryons ayant un poids situé entre 0,24 et 2,7g représente le plus grand effectif (Figure 36).

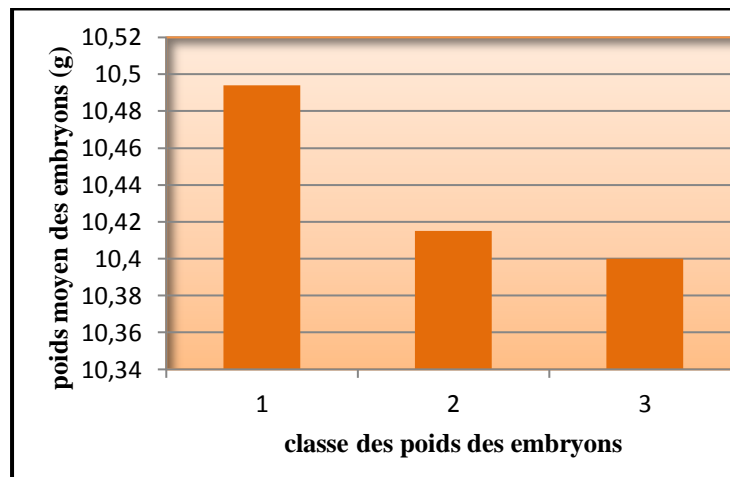


Figure 36 : poids moyen des embryons en fonction de classes

3.2. Quantification folliculaire

Pour chaque stade folliculaire, le nombre moyen des follicules et le coefficient de variation, ont été déterminés pour la totalité des lapines gestantes sacrifiées. Nos résultats montrent que le nombre des follicules diminue en passant d'un stade de développement à un autre (Tableau 11).

Tableau 11 : Quantification folliculaire

<i>Paramètres</i> <i>Fol</i>	Moyenne \pm Ecart type	minimum	maximum	Coefficient de variation
Fol. Pr	278,667 \pm 116,873	74	470	0,419
Fol. P	26,389 \pm 13,535	3	55	0,513
Fol. S	16,778 \pm 7,901	3	33	0,471
Fol. T	9,278 \pm 4,142	2	15	0,446
Fol. DG	2,667 \pm 1,455	0	5	0,546
CJ	12,833 \pm 3,666	4	18	0,286
Fol. A	8,778 \pm 4,373	2	20	0,498

Fol .Pr (Follicules primordiaux)

Fol .P (Follicules primaires)

Fol .S (Follicules secondaires)

Fol .T (Follicules tertiaires)

Fol .DG (Follicules de De Graaf)

Fol. A (Follicule atrésique)

4. Caractéristiques morpho métriques des follicules ovariens

Nos résultats montrent que le diamètre et la surface des follicules augmentent en passant d'un stade de développement à un autre. La moyenne des diamètres ainsi que les surfaces, en allant du stade de follicule primordial au stade du corps jaune sont résumés dans le tableau ci- dessous :

Tableau 12 : Diamètres et surfaces des follicules à différents stades en micromètre

Fol	Fol. Pr	Fol. P	Fol. S	Fol. T	Fol. DG	CJ
Paramètres						
Diamètre (µm)	2,45	7,71	12,94	22,53	36,83	315,64
Surface (µm²)	5,48	51,41	142,45	515,35	1049,81	257758,08

5. Etude histologique

5.1. Etude histologique de l'ovaire

5.1.1. Structures ovariennes observées aux différents grossissements

L'observation des ovaires indique une forme ovoïde, allongée, Leurs surfaces sont légèrement bosselées. A l'intérieur, deux zones apparaissent : une zone corticale ; renfermant des follicules de taille très variable, une zone médullaire très vasculaire. (Figure 37)

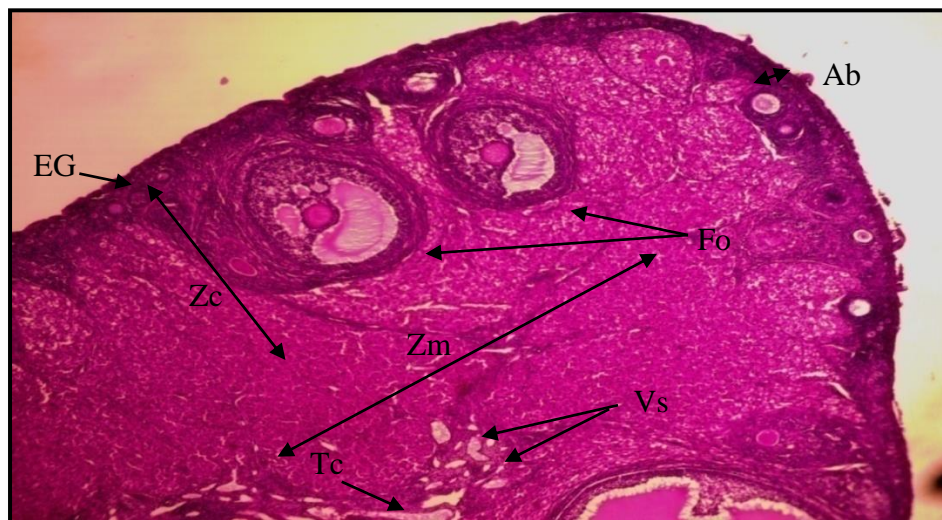


Figure 37 : Coupes histologiques d'un ovaire de lapine colorée à l'Hémaloxaline-Eosine observées sous microscope photonique à caméra (G× 40)

Ab : albuginé, Fo : follicules ovariennes, Tc : tissu conjonctif, Vs : vaisseaux sanguins, Zc : zone corticale, Zm : zone médullaire, EG : épithélium germinatif.

5.1.2. Caractéristiques des follicules

5.1.2.1. Follicules primordiaux

Les follicules primordiaux périphériques sont de petites tailles, on distingue les ovocytes entourés par une assise de cellules folliculeuses aplaties (Figure 38).

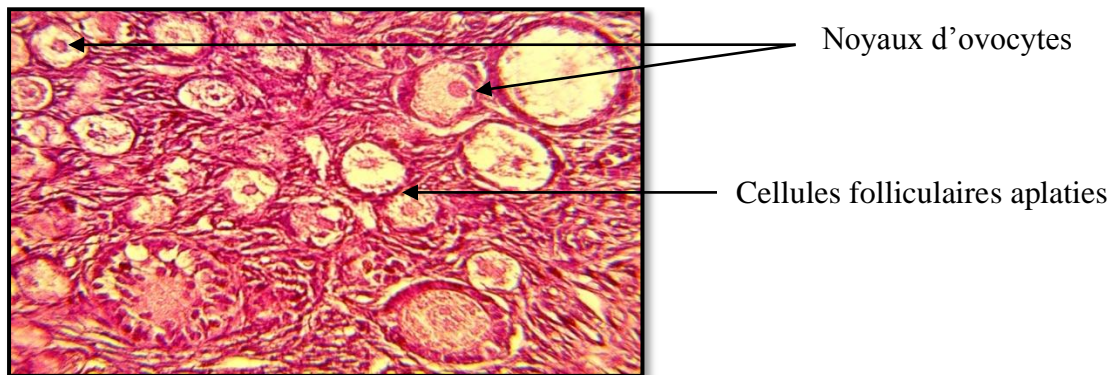


Figure 38 : follicules primordiaux observé sous microscope photonique à caméra (G×40)

5.1.2.2. Follicules primaires

L'observation des follicules primaires indique que l'ovocyte a augmenté de taille et entouré par une seule couche de cellules folliculaires cubiques ou cylindriques avec sa zone pellucide. (Figure 39)

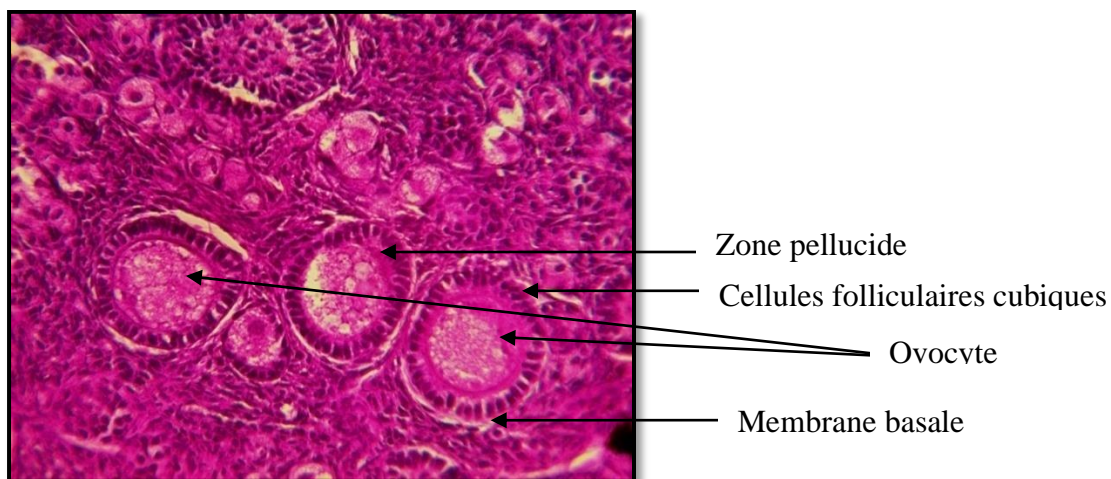


Figure 39 : follicules primaires observé sous microscope photonique à caméra (G×40)

5.1.2.3. Follicules secondaires

L'ovocyte des follicules secondaires est entouré de deux couches de cellules folliculaires et les deux thèques interne et externe sont présentes (Figure 40)

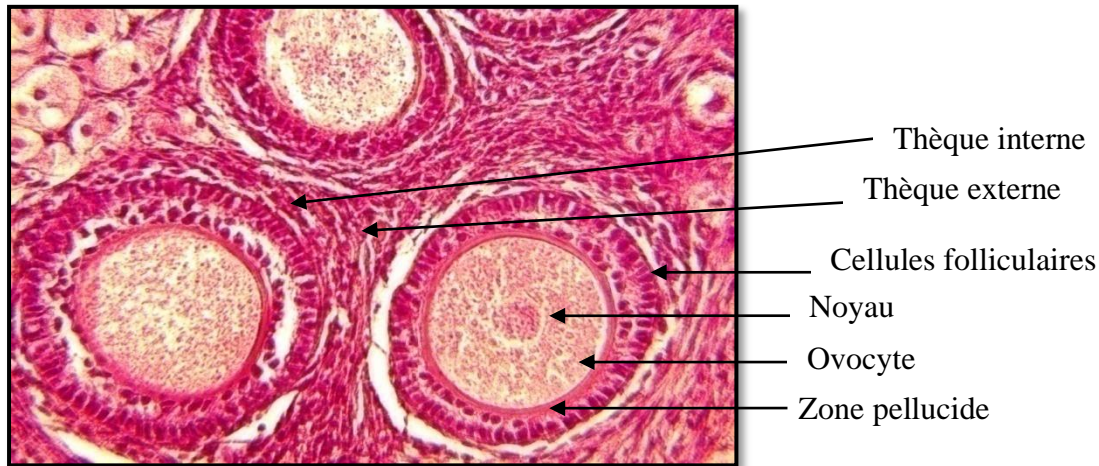


Figure 40 : follicules secondaires observé sous microscope photonique à caméra (G×40)

5.1.2.4. Follicule cavitaire (tertiaire)

Le follicule tertiaire est bien structuré, de tailles très inégales, la cavité folliculaire est bien formée. A maturité, le follicule comprend : un cumulus oophorus (ovocyte entouré de cellules folliculaires), une granulosa (constituée de cellules folliculeuses). Les thèques, internes et externes, sont également présentes (Figure 41).

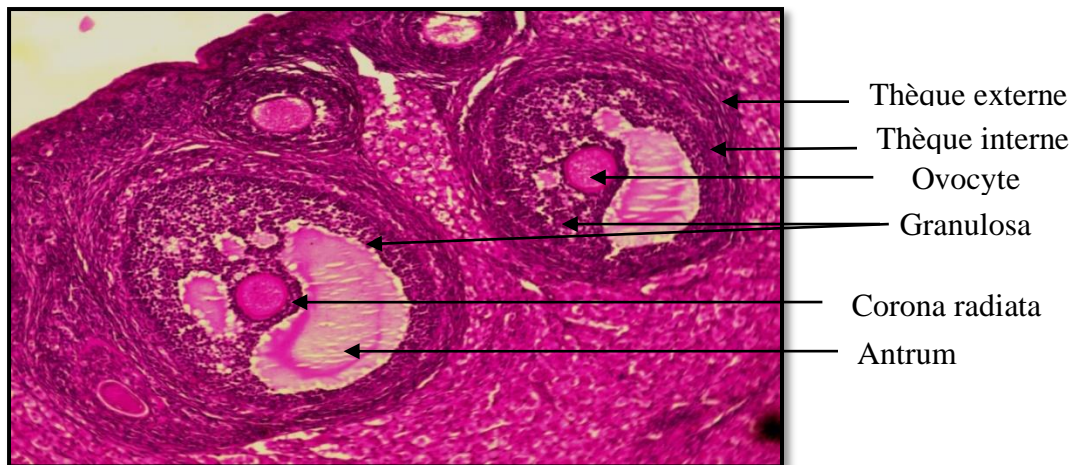


Figure 41 : follicules cavitaires observé sous microscope photonique à caméra (G×10)

5.1.2.5. Follicule de De Graaf

Les follicules de De Graaf sont constitués d'un ovocyte entouré par une couche de cellule de la granulosa : corona radiata et une grande cavité antrale contenant le liquide folliculaire (Figure 42)



Figure 42 : Follicule de De Graaf observé sous microscope photonique à caméra (G×4)

5.1.2.6. Corps jaunes

L'observation microscopique des corps jaunes indique une masse arrondie parfois cylindrique, isolée du reste par une enveloppe conjonctive externe. Il n'y a plus de vitrée, les vaisseaux peuvent donc pénétrer à l'intérieur du corps progestatif en lui donnant ainsi l'aspect général d'une glande endocrine réticulée. (Figure 43)

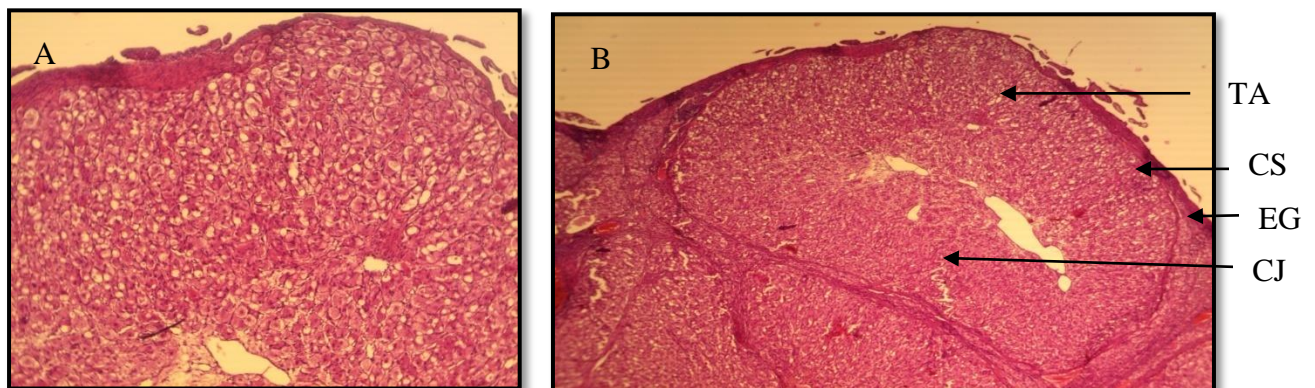


Figure 43 : Corps jaune observé sous microscope photonique à caméra

A : G×10 , B : G× 4 , TA: tunique albuginée , CS: capillaire sanguin , EG: épithélium germinatif CJ: corps jaune .

5.1.2.7. Follicule atrésique

La cavité folliculaire a disparu. Le tissu conjonctif, ceinturé par la vitrée d'atrésie folliculaire. A ce stade, la vitrée est très épaisse, ondulante et peut persister longtemps dans le stroma conjonctif. Les thèques ont disparu, ou sont en voie de disparition (Figure 44).

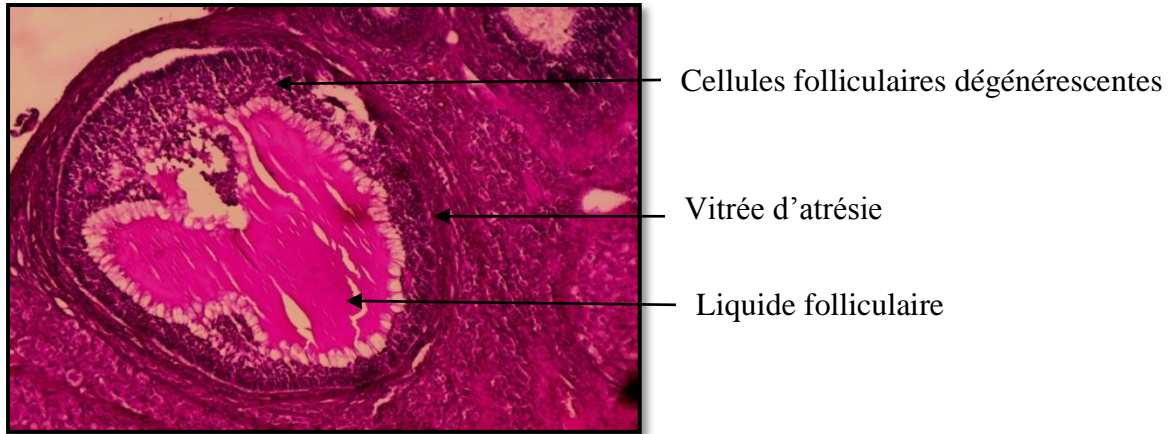


Figure 44 : follicule atrésique observé sous microscope optique (G×10)



Conclusion

L'objectif de cette étude est de définir les composantes biologiques de la prolificité chez les lapines de la souche synthétique à 12 jours de gestation.

Au terme de notre étude, il en ressort que :

Les femelles de la souche synthétique sont lourdes avec un poids vif moyen de $3413 \pm 350,6$.

Le poids de L'appareil reproducteur augment selon le nombre d'embryons (poids maximum de 55,8g pour les lapines portant 15 embryons, alors qu'il est que de 3g chez les lapines ayant que 3 embryons dans leurs cornes)

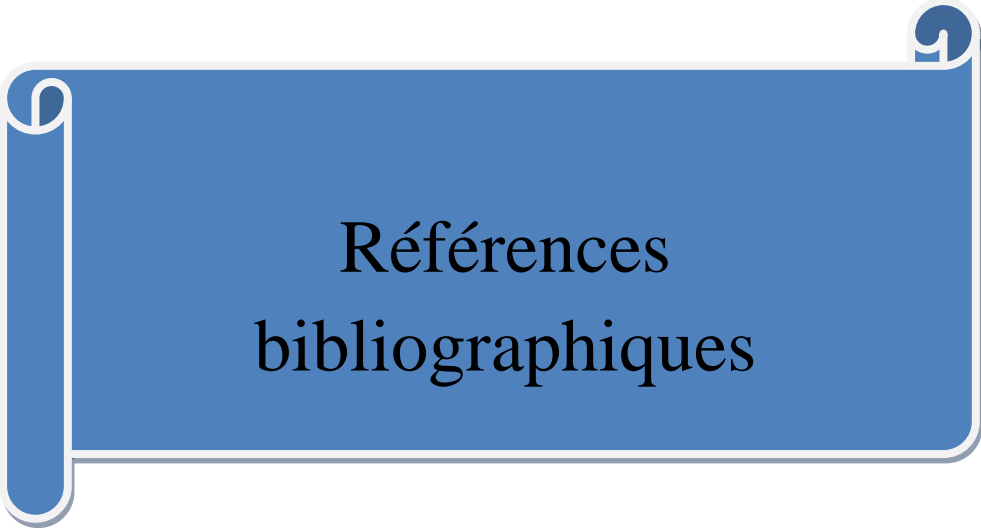
Les femelles de la souche synthétique ont un taux d'ovulation élevé comparable à celui des souches INRA. Le taux moyen d'ovulation est de $12,35 \pm 3,14$, Le nombre moyen d'embryons est de l'ordre de 10,51, permettant ainsi d'obtenir un taux de survie embryonnaire intéressant et qui est de $75,81 \pm 21,26$.

L'étude morpho métriques des ovaires a permis de faire une quantification folliculaire ; En effet, ont révélé une diminution du nombre des follicules, par contre le diamètre moyen de ces derniers et leurs surfaces augmentent en passant d'un stade à un autre.

Ces résultats de cette étude ont permis de confirmer les performances de la souche synthétique, en étant une souche plus lourde et plus prolifique

Quelques perspectives peuvent être proposées afin de mieux déterminer toutes les composantes biologiques à savoir la survie prénatale qui sont des paramètres dépendant de la taille de portée à la naissance

L'utilisation de l'endoscopie nous permettra de faire une étude complète sans sacrifier les lapines.



Références
bibliographiques

A

- **AMROUN-LAGA T.T ,2018.** Impact de la composition du lait sur la mortalité des lapereaux sous la mère dans deux types génétiques de lapines en Algérie : La population blanche et la souche synthétique. <http://www.cuniculture.info/Docs/Documentation/Publi-Lebas/1990-1999/1996-Lebas-&-al-FAO-Le%20lapin%20elevation%20et%20pathologie.pdf>

B

- **Berchiche M., Zerrouki N., Lebas F. 2000.** Reproduction performances of local Algerian does raised in rational conditions. In: Proc. 7th World Rabbit Congress, Valencia, Spain, July 2000, World Rabbit Sci., 8 (supp. 1) B43-49P.
- **Berchiche M., Kadi S.A., 2002.** The Kabyle rabbits (Algeria). Rabbit Genetic Resources in Mediterranean Countries. Options méditerranéennes, Serie B: Etudes et recherches, 38: 11- 20P.
- **Belhadi S., Boukir M., Amriou L., 2002.** Non genetic factors affecting rabbit reproduction in Algeria .World Rabbit Science, 10(3) 103-109 P.
- **Belhadi S., 2004.** Caractérisation des performances locales des lapins en Algérie : Variation environnementale de la taille et du poids des portées. Actes du 8^{ème} Congrès mondial du lapin. Puebla (Mexique). 218- 223P.
- **Bolet G, Rochambeau H, Coudert P., 1991.** Caractéristique génétique de souches de lapin INRA. 9^{èmes} journées d'étude IFFA CRDO 3-4 octobre 1991, 35-52P
- **Boudour K., Lankri El H. , Zerrouki D N. , Aichouni A. ,2020.** Performances de lapines de souche synthétique algérienne conduites en insémination artificielle : effet de la saison. Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux, 2020, 73 (2) : 91-98p.
- **Bolet G et Bodin 1992.** Sélection de la fécondité dans les espèces domestique. prod. anim ., 1992 .hors série, élément de génétique quantitative et application à la population animale, 129-134P
- **Barone. R, 1973.** Atlas d'anatomie du lapin. 2nd ed. Masson, 91-95P.
- **Beaudoin et al, 2003.** Développement stages in the rabbit embryo : guidelines to choose an appropriate experimental model, fetal diagnosis, 18, 422-427P

D

- **Daoud-Zerrouki N. 2006.** Caractérisation d'une population locale de lapins en Algérie: évaluation des performances de reproduction des lapines en élevage rationnel. Thèse Doctorat, Université de Tizi-Ouzou, Algérie, 131 P.

E

- **Empereire, J-C. (2013).** Pratique de la stimulation ovulatoire par les gonadotrophines. Paris, Springer, 175 P.

G

- **Garreau H., Theau-Clément M., Gidenne T., (2015).** Chapitre 1 : Anatomie, taxonomie, origine, évolution et domestication. In : Gidenne. Le lapin, de la biologie à l'élevage. Versailles, Quae, pp 13-32 (Collections Savoir Faire). https://www.researchgate.net/profile/Thierry_Gidenne/publication/341214749_Anatomie_taxonomie_origine_evolution_et_domestication/links/5eb4143c45851523bd4a44b7/Anatomie-taxonomie-origine-evolution-et-domestication.pdf
- **Gacem M., Bolet G., 2005.** Création d'une lignée issue du croisement entre une population locale et une souche européenne pour améliorer la production cunicole en Algérie. 11^{ème} Journées de la Recherche Cunicole, 29-30 novembre 2005, Paris, 15-18. <http://www.journees-de-la-recherche-avicole.org/PDF/04-Gacem.pdf>
- **Gacem M., Lebas F., 2000.** Rabbit husbandry in Algeria. Technical structure and evaluation of performances. 7th World Rabbit Congress, Valencia (Spain) 4-7 July 2000, vol. B, 75- 80.
- **Gacem M., Zerrouki N., Lebas F., Bolet G., 2008.** Strategy of developing rabbit meat in Algeria: creation and selection of a synthetic strain. 9th World Rabbit Congress (10- 13 June) Verona, Italy. 85-90P. <http://www.cuniculture.info/Docs/Documentation/Publi-Lebas/2000-2009/2008-Gacem-et-al-WRC-Strategy-creation-synthetic-line.pdf>
- **Gacem M., Zerrouki N., Lebas F., Bolet G., 2009.** Comparaison des performances de production d'une souche synthétique de lapins avec deux populations locales disponibles en Algérie. 13^{èmes} Journées de la Recherche Cunicole, 17-18 novembre 2009, Le Mans, France.

- **Garreau H., Theau-Clément M., Gidenne T., (2015).**Chapitre 1 : Anatomie, taxonomie, origine, évolution et domestication. In : Gidenne.T. Le lapin, de la biologie à l'élevage. Versailles, Quae, pp 13-32 (Collections Savoir Faire).https://www.researchgate.net/profile/Thierry_Gidenne/publication/341214749_Anatomie_taxonomie_origine_evolution_et_domestication/links/5eb4143c45851523bd4a44b7/Anatomie-taxonomie-origine-evolution-et-domestication.pdf
- **Garcia F.,perez A., 1989.**efectos de la lactacion y numero de lactantes sobre la monta, ovulacion y supervivencia fatal hasta el parto, evaluados perlaparoscopia, en conejos multiparas. Information tecnica economica agraria, 80, 3-10.

H

- **Heffner, L.J. (2003).** Reproduction humaine. Traduction de la ère éd par Fernand, L. Paris , De Boeck, 123 P.
- **Honillion. C, 1967.** Embryologie. Collection méthode par s Hermann, 183 p.
- **HAMMOND J., 1961.** La reproduction, la croissance et l'hérédité des animaux de la ferme. Paris, Vigot frères, 268p.

L

- **Lebas F., (2015)** .Chapitre01 : taxonomie et origine du lapin, la Biologie du lapin. Disponible sur : <http://www.cuniculture.info/Docs/Biologie/biologie-01.htm>
- **Lamothe L., Theau-Clement M., Combes S., Allain D., Lebas F., Le Normand B.,Gidenne T. , (2015).**Chapitre 2 : Physiologie générale , Le lapin : De la biologie à l'élevage, 1ère Ed, Editions Quae, 270 p. Disponible sur : <https://hal.science/hal-01618403/document>
- **Lebas F., (2016)** .Chapitre07 : reproduction la femelle, Biologie de lapin. Disponible sur : <http://www.cuniculture.info/Docs/Biologie/biologie-07-3.htm>
- **Lebas F.,(2002)** .le jeune :de la conception au sevrage .cuniculture ,n°165 ,29(3),102-110.
- **Lebas F., Coudert P., De Rachambeau H.et Thébault R.G. (1996).** Le lapin, élevage et pathologie (nouvelle édition révisée). FAO éditeur, Rome : 227p.
- **Lebas. F, 2002.** Le jeune : de la conception au servage. Cuniculture, n°165, 29(3), 102-110.
- **Lebas. F, 2011.** La biologie du lapin site : www.cuniculture.info

M

- **Monniaux D., Caraty A., Clément F., Dalbiès-tran R., Dupont J., Fabre S., Gérard N.,**
- **Mermillod P., Monget P., Uzbekova S.(2009).** Développement folliculaire ovarien et ovulation chez les mammifères. *Inra Prod. Anim*, 22 (2), 59-76 P.
- **Mefti-Korteby H., Kaidi R., Sid S., Daoudi O., 2010.** Growth and reproduction Performance of the Algerian Endemic Rabbit. *European Journal of Scientific Research*. 40 (1), 132 -143.
- **Markee J.E. and French H.M. (1934).** The vascular changes in intraocular endometrial and myometrial transplants in pregnant rabbits. *Anat. Rec. Suppl.* vol 58 :79p.
- **Marieb, E.N et Hoehn, K. (2013).** Human anatomy and physiology, 9ème ed. USA, Pearson, 1107 P.

N

- **Nessman-emanuelli. C, 1983.** Development and structure of the placenta. *Archive d'anatomie et de cytologie pathologique* 31(2), 70-72, Europe PMC is an archive of life science journal literature.

P

- **Parkes, A.S, 1950.** Marshall's physiology of reproduction. Vol 2. London: longmans, green and co, 880 p.

R

- **Roustan , A., 1992.** L'amélioration génétique en France: le contexte et les acteurs. *Le lapin INRA productions animales hors série élément de génétique quantitative et application aux populations animales.* 45-47P
- **Rochambeau H. 1990.** Génétique de lapin domestique pour la production de poils et la production de viande. *Revue bibliographique*, 1984-1987. *Cuni-science*, 6(2), 16-48

S

- **Saber A.S.M, 1993.** Anatomical and histological on the placenta of rabbit. *Assuitvet.med.J*, 56(28), 314.
- **Scalon, V.C et Sanders, T. 2006.** Essential of anatomy and physiology. 5ème ed. New York, Davis Company, 603 P.

- SID S. , BENYOUCEF M. , MEFTI-KORTEBY H., et BOUDJENAH H.,2018. variation de la prolificité des lapines locales en fonction du génotype (souche synthétique et la population blanche) .Revue Agrobiologia (2018) 8(2): 1001-1008 P.

T

- **Thibault C., Levasseur M.C., (2001).** La reproduction chez les mammifères et l’homme. Editions Quae 940p.

V

- **Vaissaire J.P ., 1977.** Sexualité et reproduction des mammifères domestique et de laboratoire. Parie 1977.
- **Valentino P. ,Tarrade A. , Chavatte-palmer P., 2016 .**Communication présentée le 20 Octobre 2016
Manuscrit accepté le 18 Octobre 2016.

Y

- Young, J., Gougeon, A., Schaison, G. (1999). Le cycle ovarien. in m/s, vol 15, n°2, pp 183-190.
https://www.researchgate.net/publication/297867196_Le_cycle_ovarien

Z

- Zerrouki N., Hannachi R., Lebas F., Berchiche M., 2008. Productivity of rabbit does of a white population in Algeria. In 9th World Rabbit Congress.June 10-13, Verona. Italy, 1643- 1647 World Rabbit Sci., 13: 39-47.doi:10.4995/wrs.2005.530.
- Zerrouki, N., Kadi S.A., Berchiche M., Bolet, G. 2003. Etude de la mortalité naissance sevrage des lapereaux de la lignée kabyle. 10èmes Journées de la Recherche Cunicole. Paris, 19-20 novembre 2003, 115-118.
- **ZERROUKI N., BOLET G., GACEM M.3, LEBAS F.,2014.** Ressources génétiques cunicole en Algérie :Analyse des performances de production de la souche synthétique en station et sur le terrain, en comparaison avec les deux types génétiques locaux : population Blanche et Population locale. 7èmes Journées de Recherche sur les Production Animales :10-11 Novembre 2014 – Tizi-Ouzou Algérie.

- **Zarrouki N., Lebas F., Berchiche M., Bolet G. 2005.** Evaluation of milk production of an Algerian local rabbit population raised in the Tizi-Ouzou area (kabylia). World rabbit sci. 13 (1), 39-47.
- **Zerrouki N., Kadi S. A., Berchiche M., Bolet G., 2005a.** Evaluation de la productivité des lapines d'une population locale algérienne, en station expérimentale et dans des élevages. Proc. 11^{ème} Journées de la Recherche Cunicole, 2005 Novembre, Paris, France, 11, 14.
- **Zerrouki N., Bolet G., Berchiche M., Lebas F. 2005.** Evaluation of breeding performance of a local Algerian rabbit population raised in the Tizi-Ouzou area (kabylia). World Rabbit Sci., 13: 29-37.
- **Zerrouki N., Kadi S.A., Berchiche M., Bolet G.2005b.** Evaluation de la productivité des lapines d'une Population locale algérienne, en station expérimentale et dans des élevages. In : Proc. 11èmes J. Recherche Cunicole, 2005 Novembre, Paris, France, ITAVI, 11-14P.
- **Zerrouki N., Lebas F., Gacem M., Meftah I., Bolet G., 2014.** Reproduction performances of a synthetic rabbit line and rabbits of local populations in Algeria, in: breeding locations. World Rabbit Science 2014, 22:269-278P. <http://www.cuniculture.info/Docs/Documentation/Publi-Lebas/2010-2020/2014-3-genotypes-Baba-Ali-LamtarWRS.pdf>

Notre travail a pour objectif d'étudier quelques paramètres des composantes biologiques de la prolificité des lapines de souche synthétique. Au total 21 lapines nullipares gestantes, âgées de 3 mois et inséminées avec de la semence de males de même type génétique ont été utilisées. Ces lapines ont été sacrifiées à 12 jours de gestation, Les appareils reproducteurs (ovaire, cornes utérines) et les embryons ont été prélevés puis soumis à un ensemble de mesures et une étude histomorphométrique. Les résultats des poids des cornes varient selon le nombre et le poids des embryons. L'observation macroscopique a montré une riche vascularisation très visible de l'appareil reproducteur durant ce stade physiologique. Au niveau de l'ovaire, les corps jaunes occupent la totalité de la surface des deux ovaires. Au niveau des cornes utérines, tous les embryons sont vivants, et aucun embryon n'a été résorbé. Les taux d'ovulation et de survie embryonnaire obtenus confirment que la souche est très prolifique, comparé aux données signalées sur les populations locales existantes. L'étude histomorphométrique a permis d'apprécier les différents stades folliculaires et de mieux comprendre le taux d'ovulation obtenu. Nos résultats permettent de confirmer que les lapines de la souche synthétique peuvent permettre d'augmenter la production de lapins à travers leur meilleure prolificité.

Mots clés : Lapine, souche synthétique, prolificité, ovaire, utérus, composantes biologiques

Our work aims to study some parameters of the biological components of the prolificacy of synthetic strain rabbits. A total of 21 pregnant nulliparous does, aged 3 months and inseminated with semen from males of the same genetic type, were used. These rabbits were sacrificed at 12 days of gestation. The reproductive systems (ovary, uterine horns) and the embryos were taken and then subjected to a set of measurements and a histomorphometric study. Horn weight results vary depending on the number and weight of embryos. Macroscopic observation showed a very visible rich vascularization of the reproductive system during this physiological stage. At the level of the ovary, the corpora lutea occupy the entire surface of both ovaries. At the level of the uterine horns, all the embryos are alive, and no embryo has been resorbed. The ovulation and embryonic survival rates obtained confirm that the strain is very prolific, compared to data reported on existing local populations. The histomorphometric study made it possible to appreciate the different follicular stages and to better understand the ovulation rate obtained. Our results confirm that rabbits from the synthetic strain can increase the production of rabbits through their improved prolificacy.

Key words: Rabbit, synthetic strain, prolificacy, ovary, uterus, biological components.