

République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Université Saad Dahleb- Blida



560THV-2

*Faculté des sciences Agronomiques Vétérinaires et biologiques*

*Département des sciences vétérinaires*

## **Mémoire**

De fin d'études :

En vue de l'obtention du diplôme de  
***Docteur Vétérinaire***

*Thème :*

**ETUDE MACROSCOPIQUE ET  
MICROSCOPIQUE DES OVAIRES ET  
DES CORENES UTERINES CHEZ LA  
LAPINE LOCALE NON RECEPTIVE  
AU COURS DE L'OVULATION**

Présenté par :

Hamoudi Mehdi Houcine

Abdallah-El-Hadj Aboubakr

Membres du jury :

Président du jury:

Examineur :

Examineur :

Promoteur : BOUMAHDJ. MERAD Z.

MAA. USDB.

Promotion : 2010/2011

# REMERCIEMENTS

*Je remercie tout d'abord  
Le Bon Dieu qui m'offre tout ce que je possède*

*J'adresse nos sincères remerciements :  
A notre promotrice M. BOUNAADI ZOUBIDA  
Elle a pris tout le soin de nous orienter et nous  
faire part de ses précieuses remarques surtout ses  
encouragements et sa disponibilité qui a grandement  
contribué à l'élaboration de ce travail.*

*A tous les membres de jury et  
à tous nos enseignants sans exception qui ont contribué à  
notre formation.*

*A Mr BELABBAS Rafik, pour nous avoir  
aidé, soutenu et orienté tout le long de notre travail*

*A Madame BOURKERT Razika toujours présente  
en notre compagnie, pour nous avoir aidées et encouragés  
dans les moments difficiles durant notre travail  
experimental*



*Sidahmed et Mustapha, milles mercis pour nous avoir procurés les lapines.*

*Sans oublier de remercier vivement Mme Cherifa chaouia, ex Directrice de la station et Dr Adel, pour nous avoir facilité l'accès au clapier et surtout pour leur bonne humeur.*

*Nous souhaitons exprimer nos sincères remerciements pour Mr BERBAR Ali, notre enseignant et chef de département, pour son soutien constant. Milles merci.*

## Dédicace

Tous les mots du monde ne sauraient exprimer l'immense amour que je vous porte, ni la plus profonde gratitude que je vous témoigne.

Pour tout les efforts et les sacrifices que vous avez fait pour me voir un jour réussir ; vous êtes ma plus grande bénédiction de DIEU.

Grand merci a toi OMI ma plus précieuse perle ; grand merci a toi mon très cher ABI qui mon amener à arriver la.

A mon rayon de soleil, je n' imagine pas ma vie sans toi mon frère Mohamed bon chance pour le résidanat et a ta bien aimer Ratiba.

Aux plus belles fleurs du monde, mes sœurs Nadia et Meriem  
A mon Ti Ange Rokia.

Et à toute ma grande famille, et surtout Barkahoum.

A ma promotrice Boumahdi et sa famille.

A mon intime ami Belkacem Hmitchofski.

A mon binôme Aboubaker et toute sa famille.

A tous mes superbes et fidèles amis surtout ; Ancle Ali, Adel  
, Djalié , Rabah , Othmen , Hafidh , Nadir , Hatem , Tahiro  
, Khaled, Khalil , Salah , Youcef , Fouzi , Alaa , Hamza , Taki  
, Azadine, Walid , Lotti , Chatik, Zaki , Hatem Ilyes, Mohamed frita,  
Amine, et a toute PROMO VETERNAIRE 2006-2011

A toute personne que j' ai connu même si c' est pour une minute dans ma vie.

**HAMOUDI Mehdi Houcine**



# Dédicace

Tous les mots du monde ne sauraient exprimer l'immense amour que je vous porte, ni la plus profonde gratitude que je vous témoigne.

Pour tout les efforts et les sacrifices que vous avez fait pour me voir un jour réussir ; vous êtes ma plus grande bénédiction de DIEU.

Grand merci a toi OMI ma plus précieuse perle ; grand merci a toi mon très cher ABI

A mes rayons de soleil, je n' imagine pas ma vie sans vous mes frères Mohamed, Djaafer, Omar, Amine

Aux plus belles fleurs du monde, mes sœurs Ftimazohra, Hadjra, Soumia et Sarah, Ndjat

A mon petit chochou Youcef

Et à toute ma grande famille, et surtout El-hadj galurie

A ma promotrice M Boumahdi, Z et sa famille

A mon intime ami Yacivou et sa sœur Amel

A mon binôme Mehdi et toute sa famille

A tous mes superbes et fidèles amis surtout ; Ali, Abdeldjalil, Rabah, Othmen, Hafidh, Adel, Belkacem, Salah, Youcef, Fouzi, Alaa, Amine, Mihob, Farid, Mohamed, Taki, Azadine, Walid, Lotfi, Gasab, Samir, Fouad, Oussama, Chafik, Hatem, Ratiba et Abla, Manel et toute PROMO VETERNAIRE 2006-2011

A toute personne que j' ai connu même si c' est pour une minute dans ma vie.

ABDALLAH-EL-HADJ Aboubakar

# Sommaire

## Résumé

## Liste des tableaux

## Liste des figures

## Liste des photos

## Abréviation

## Introduction.....01

## Partie Bibliographique

### Chapitre I : Anatomie et histologie du tractus génital femelle.

#### I. Anatomie

##### I.1. Les ovaires.....03

##### I.2. les oviductes .....04

##### I.3. L'utérus (cornes utérines).....04

##### I.4. Les parties externes.....05

#### II. Histologie des ovaires

- Zone corticale (parenchymateuse).....06

- Zone médullaire (vasculaire).....06

##### II.1.1. Vascularisation .....07

##### II.1.2. Innervation.....07

### Chapitre II. Ovogénèse et folliculogénèse.

#### II.1. Ovogénèse et différenciation sexuelle.....08

#### II.2. Croissance folliculaire et folliculogénèse .....09

##### II.2.1. Croissance folliculaire basale.....10

##### II.2.2. Croissance folliculaire terminale..... 11

### III. Aspects morphologiques des follicules en croissance..... 12

#### III.1. Follicule primordiaux .....13

#### III.2. Follicule primaire.....13

#### III.3. Follicule secondaire.....14

#### III.4. Follicule tertiaire .....14

#### III-5- Follicule mûr ou follicule préovulatoire.....14

#### IV -Atrésie folliculaire.....15



V- Corps de Call et Exner.....15

**Chapitre III. Physiologie de la reproduction chez la lapine**

III.1. Œstrus et réceptivité.....17  
 III.2. Modifications anatomiques liée au comportement d'œstrus: coloration de la vulv.....18  
 III.3. Réceptivité des lapines .....19  
 III.3.1.Maturité sexuelle et âge à la première saillie .....21  
 III.3.1.2.Du développement corporel .....22

**Chapitre IV. Ovulation**

I. Définition .....23  
 II .Physiologie de l'ovulation.....23  
 II.1. Mécanismes de l'ovulation.....24  
 II.1.1.changement histologique conduisant à l'ovulation .....25  
 II.1.1.1.changement au niveau de la granulosa.....25  
 II.1.1.2. Changement au niveau des thèques .....25  
 II.1.1.3.changement au niveau de l'ovocyte .....26  
 II.1.1.3.1. Maturation cytoplasmique .....27  
 II.1.1.3.2.La maturation nucléaire.....27

**Partie expérimentale**

1. Objectif du travail .....29  
 2. Matériel et méthodes .....29  
 2.1. Matériel .....29  
 2.1.1. Lieu de l'expérimentation et animaux .....29  
 2.2.1. Principe de conduite des saillies .....30  
 2.2. Technique de la saillie assistée des lapines (R-) .....31  
 3. Sacrifice et prélèvement d'organes.....32  
 3.1. Instruments .....32  
 3.2. Préparation des coupes histologiques .....33  
 3.2.1. La microtomie .....34

3.2.2. la circulation .....	34
3.2.3. L'enrobage (l'inclusion) .....	35
3.2.4. La microtomie .....	36
3.2.5. Etalement et collage des coupes .....	36
3.2.6. La coloration .....	37
3.2.6.1. Les étape préparatoire à la coloration .....	37
3.2.6.2. La coloration proprement dite .....	38
3.2.6.3. Les étapes préparatoires au montage .....	38
4. RESULTATS ET DISCUSSION.....	39
4.1. Résultats des observations macroscopiques.....	39
4.1.1. Poids des ovaires et cornes utérines.....	39
4.1.1.1. Résultats des poids des ovaires droits et gauches (Lot 1 et lot 2).....	39
4.1. 1.2. Résultats des poids des cornes utérines droites et gauches des lapines du lot(1) (R-) SA et les les lapines du lot(2) (R-) SA+GnRH.....	41
4.2- Observation microscopique des coupes d'ovaires des lapines non réceptives (R-) SA et (R-) SA+GnRH de 0 à 14h <i>p.c.</i> .....	42
VI-Conclusion et Perspectives.....	48

## Références bibliographiques



Résumé

Au total 100 lapines nullipares locales algériennes ont été présentées pour la première fois au mâle à l'âge de 4.5 à 5 mois, (à poids vif minimum de 1.900 à 2,200 kg). 60 lapines ont été sélectionnées suite au test de présentation au mâle. Selon leur état de réceptivité, elles ont été réparties en 3 lots. Lot (1) R+: n=20; lot (2) R- : n=20 et lot (3) R-+GnRH . L'objectif de notre travail s'est porté sur l'étude macroscopique des ovaires et cornes utérines d'une part, et l'étude microscopiques des ovaires d'autre part chez seulement les lapines locales non réceptives (R-) en saillie assistée du (lot 2) et en saillie assistée plus GnRH du (lot3) au cours de l'ovulation. Les femelles ont été sacrifiées à différents intervalles de temps de 0h, 2h, 6h, 8h, 10h, 10h30, 11h, 12h, 13h, et 14h *post coitum*. Immédiatement après l'abattage, le poids, la longueur et le diamètre des ovaires et les cornes ont été relevé. Puis, les organes ont été fixés dans le formol à 10% destinés pour les coupes histologiques.

Dans le lot(2), Le poids des ovaires varie entre 0.135g et 0.145g. Dans le lot(3) le poids varie entre 0.125g et 0.195g. Le poids des cornes varie entre 0.79 et 1.77g pour le lot(2) et pour le lot(3) le poids varie entre 0.79 g et 1.84g

Les ovulations (follicules rompus) sur les coupes ou le nombre de follicules avec stigma turgescents (observation macroscopique) ont été noté sur les ovaires à partir de 10hp.c, 10h30 p.c, 11hp.c, 12h p.c, et 14h p.c Les corps jaunes sont déjà présents à 10hp.c en début de luteinisation. La présence d'ovocyte déformés, ou dégérés ont été notés dans les follicules atrésiques. Les observations microscopiques montrent la présence des follicules ovariens à divers stades évolutifs : les follicules *préovulatoire* sont les plus volumineux dès 10h *post-coitum*, et les follicules matures sont très proches de l'épithélium ovarien, la paroi épithélio-ovarienne et folliculaire et très amincie et la rupture folliculaire et l'expulsion de l'ovocyte

**Mots-clés:** Lapin, population locale, nullipare, ovulation

**Summary**

In total 100 rabbits Nulliparous local Algerian were presented for the first time to the male at the age of 4.5 to 5 months, (in live weight minimum of 1,900 to 2,200 kg). 60 rabbits were selected following the test of presentation on the male. Depending on their state of receptivity, they were divided into 3 lots. Batch (1) R+: n= 20; lot (2) R-: n=20 and lot (3) R- +Gnrh . The objective of our work is focused on the study of macroscopic ovaries and uterine horns on the one hand and the microscopic study of the ovaries on the other hand among only the rabbits local non-receptive (R-) in projection assisted by the (lot 2) and in projection assisted more Gnrh of (lot3) during ovulation. The females were sacrificed at different time intervals in 0h, 2h, 6h, 8h, 10h, 10h30, 11h, 12h, 13h and 14h post coitum. Immediately after the slaughter, the weight, length and diameter of the ovaries and the horns were noted. And then the bodies have been fixed in formalin to 10% destined for histological sections. In the batch(2), the weight of ovaries varies between 0.135g and 0.145g. In the batch(3) the weight varies between 0.125g and 0.195g. The weight of the horns varies between 0.79 and 1.77g for the batch(2) and for the batch(3) the weight varies between 0.79 g and 1.84g the Ovulations (follicles ruptured) on the cut or the number of follicles with stigma Turgescent observation (macroscopic) were noted on the ovaries from 10hp.c, 10h30 p. c ,11hp.c, 12h p. c, and 14h p. c The body yellow are already present at 10hp.c at the beginning of luteinisation. The presence of oocyte distorted, or degeres were notes in the follicles atresiques. The microscopic observations show the presence of ovarian follicles in various stages scalable: the follicles preovulatoire are the most voluminous of 10h post-coitum, and follicles mature are very close to the ovarian epithelium, the wall epithelio-ovarian follicular and and very thinned and the follicular rupture and the expulsion of the oocyte

keywords: Rabbit, local population, la nullipare, ovulation, projection attended, follicle .Gnrh, oocyte



## الملخص

يوجد مجموع 100 أرنب محلية قدمت لأول مرة للذكر في سن 4.5 إلى 5 أشهر، (الوزن على الحد الأدنى من 1.900، 2.200 كيلوغراما) 60 أرنباً وقد اختبرت بعد اختبار تقديم . ووفقاً لحالة التقبل، وتم توزيعها على 3 أفواج الفوج (1)(م: +ن=20 الكمية؛) الفوج 2 (م: -ن=20 الكمية؛) الفوج 3(م: -ن=20 الكمية +GnRH). والهدف من عملنا تناول الدراسة العامة بالعين المجردة للبيوضات والرحم من ناحية، والدراسة المجهرية الدقيقة للبيوضات من جهة أخرى لدى الأرناب المحلية غير المستقبلة فقط (م-) ومن خلال الإخصاب المدعوم (الفوج 2) والإخصاب المدعوم GnRH+ (الفوج 3) أثناء عملية قذف البيضة. ثم يتم ذبح الإناث في فترات مختلفة من وقت 0سا، 2سا، 6سا، 8سا، 10سا، 10سا، 30د، 11سا، 12سا، 13سا، 14سا بعد التلقيح. فوراً بعد الذبح، الوزن، وطول، قطر المبيض والرحم، ومن ثم يتم حفظ الأجهزة في سائل الفورمول 10 في المائة لأخذ مقاطع للأنسجة .

في الفوج (2)، وزن المبيض يتراوح بين 0.135 غ و 0.154 غ . أما في الفوج (3) فالوزن يتراوح بين 0.125 غ و 0.195 غ . كذلك وزن الرحم يتراوح بين 0.79 غ و 1.77 غ أما بالنسبة للفوج (2) والفوج (3) فالوزن يتراوح بين 0.79 غ و 1.84 غ.

نلاحظ التبييض و الحويصلات المملوءة بالدم في المقاطع بداية من 10سا بعد التلقيح ثم 10سا و 30د ثم 11سا و 30د ثم 12سا ثم أخيراً 14سا . الأجسام الصفراء تتواجد بالفعل في 10سا في بداية التشكيل . ووجود البيوضات المتحللة محرفة ، أو جرى التنويه في الموت البويضي . الملاحظات الدقيقة تدل على وجود بويضة المبيض في مختلف مراحل الأخذة في التطور : البويضة الفعل إباضية أكثر ضخامة بعد الإخصاب المدعوم للبيوض الناضجة التي تشبه حد كبير ، النسيج المبيضي، جدار النسيجي، بويضة المبيض جذا، ونتيجة لإنهيار البيوض ، طرد البيوضات .

**Liste des tableaux**

**Tableau I : Réceptivité sexuelle et modification anatomique chez la lapine : taux d'acceptation de la saillie [115] ..... 19**

**Tableau II : L'âge et le poids à la première saillie en fonction de l'origine de l'animal (Synthèse bibliographique [7])..... 21**

## Liste des figures

<b>Figure 1</b> : anatomie de l’ovaire [53].....	3
<b>Figure 2</b> : Appareil génital de la lapine [82]. .....	5
<b>Figure 3</b> : comparaison du déroulement de l’ovogénèse chez les mammifères (Mauléon, 1969).In : Monniaux <i>et al.</i> , 1997.....	8
<b>Figure 4</b> : Représentation schématique de l’importance relative des différents facteurs au cours du développement folliculaire [96].....	10
<b>Figure 5</b> : Schématisation du déroulement de la folliculogénèse chez la lapine [122].....	11
<b>Figure 6</b> : Croissance basale et terminale du follicule, adapté de [58].....	12
<b>Figure 7</b> : la position de lordose [81].....	18
<b>Figure 8</b> : Évolution de la concentration du sérum en LH et en FSH dans les 6 heures suivant l'accouplement d'une lapine qui ovule, d'après [35] [94].....	22
<b>Figure9</b> :Lebâtiment cunicolde la statio expérimentale.....	29
<b>Figure10</b> :Différents phénotypes des Lapines de population locale algérienne..).....	30
<b>Figure11</b> :de la vulve avant la saillie (rose pale turgescente).....	30
<b>Figure 12</b> : lapins (male et femelle) au moment de la saillie.....	31
<b>Figure 13</b> : présente l’aspect macroscopique des ovaires de lapines présentant de nombreux gros follicules, pré ovulatoires (1), follicules avec stigma turgescent (2) et hémorragiques (3) ( $\emptyset > 1\text{mm}$ ) immédiatement après son exérèse.....	32
<b>Figure. 14</b> : Histogramme du poids des ovaires droits et chez les lapines (R-)(SA) et (R-)( SA+c GnRH) en saillie <i>post coitum</i> (0 à 14h <i>p.c.</i> ) .....	39
<b>Figure 15</b> : Histogramme du poids des ovaires gauches chez les lapines (R-) SA et (R-) SA + GnRH) (0 à 14h <i>p.c.</i> ).....	40
<b>Figure. 16</b> : Histogramme du poids des cornes droites chez les lapines (R-) SA et (R-) SA+GnRH de (0 à 14h <i>p.c.</i> ).....	41



## Liste des figures

---

**Figure.17** : Histogramme du poids des cornes gauches chez les lapines (R-) SA et (R-° SA+GnRH en saillie *post coitum* (0 à 14h p.c.).....42

<b>Photo 1</b> : appareil à circulation automatique (Leica).....	34
<b>Photo 2</b> : Bac à paraffine à droite, (Leica) ; plaque réfrigérée à gauche.....	36
<b>Photo 3</b> : microtome (Leica RM 2135).....	36
<b>Photo 4</b> : A : le bain thermostat, B : l'étuve.....	37
<b>Photo.5</b> : appareil à coloration automatique (Leica ST 4040).....	37
<b>Photo 6</b> : coupe d'ovaire de lapine (R-) SA sacrifiée 11h. <i>p.c.</i> Follicule primordial (FP) ;follicules secondaires (FS); follicule tertiaire (FT) ;Ovocyte (OVO). GX100.....	43
<b>Photo7</b> : coupe d'ovaire de lapine (R-) SA sacrifiée 13h. <i>p.c.</i> Follicule pré ovulatoire (FPO) ; Ovocyte libre dans le liquide folliculaire (LF) (OVO). GX10 .....	43
<b>Photo8</b> : Coupe d'ovaire de lapine (R-) SA, sacrifiée 13h. <i>p.c.</i> Ovocyte (OVO). Prolongements des cellules de la corona radiata (CR). Zone pellucide (ZP) GX400.....	43
<b>Photo9</b> : coupe d'ovaire de lapine (R-)SA sacrifiée 12h. <i>p.c.</i> Follicule rompu (FR) (OVO) . GX100.....	43
<b>Photo10</b> : coupe d'ovaire de lapine (R-) SA sacrifiée 12h. <i>p.c.</i> Follicule en atresie (FA) ; de nombreux corps Call et Exner (CE) . GX100.....	43
<b>Photo11</b> : coupe d'ovaire de lapine (R-) SA sacrifiée 10 h30. <i>p.c.</i> deux corps de Call et Exner volumineux au sein de la granulosa murale d'un follicule atresique (CE). GX40.....	43
<b>Photo 12</b> : coupe d'ovaire de lapine (R-) SA sacrifiée 10h. <i>p.c.</i> Corps jaunes(CJ) l'un est jeune et l'autre est ancien avec hémorragie au centre . GX40.....	44
<b>Photo13</b> : coupe d'ovaire de lapine (R-) SA) sacrifiée 10 h 30. <i>p.c.</i> Follicule atresique (FA) avec absence d'ovocyte (OVO); deux corps Call et Exner (CEx)au sein de la granulosa murale (GM) GX100.....	44

## Les abréviations

*p.c* : *Post coïtum*.

**cf** : confirmer.

**hCG** : human Chorionic Gonadotropin.

**FSH** : Follicle Stimulating Hormone.

**LH** : Luteinising Hormone.

**GnRH** : Gonadotropin Releasing Hormone.

**AMPc** : Adenosine Monophosphate cyclique.

**ARN** : Acide ribonucléique.

**N** : Nombre.

**G** : Grossissement.

**CE** : Corps Call et Exner

**OVO** : Ovocyte

## Les symboles

♂ : mal.



<b>Photo 14</b> coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH sacrifiée 11h. <i>p.c</i> ovocyte normale sphérique d'un follicule mûr sain. GX400.....	44
<b>Photo 15</b> coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH 11h. <i>p.c.</i> Follicule preovulatoire (FPO) avec ovocyte au centre (OVO) et apex (flèche rouge) ; un corps jaune jeune (CJj). GX400.....	44
<b>Photo 16 :</b> coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH sacrifiée 11h. <i>p.c.</i> Follicule ovulatoire (FO) ; une partie de rupture ; Ovocyte (OVO) au cours de l'expulsion (encadré) GX40.....	45
<b>Photo 17:</b> coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH sacrifiée 14h. <i>p.c.</i> Corps jaune jeune (CJ) ; avec hémorragie au centre . GX100.....	45
<b>Photo 18:</b> coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH sacrifiée 10h. <i>p.c.</i> Ovocyte (OVO) ; une partie de l'ovocyte commence à dégénéré. (flèche). GX400.....	45
<b>Photo 19 :</b> coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH. sacrifiée 10h. <i>p.c.</i> Follicule atresique .(FA) avec de volumineux corps de Call et Exner (CEX) GX100.....	45
<b>Photo 20:</b> coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH sacrifiée 12h. <i>p.c.</i> Corps Call et Exner(CE). GX10.....	45
<b>Photo 21:</b> coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH 12h <i>p.c.</i> Follicule mûr sain.GX100.....	45

### Introduction générale

En Algérie, la cuniculture a toujours existé, mais selon un mode traditionnel, de faible effectif, de type familial destinée à l'autoconsommation, et pratiquée le plus souvent de façon précaire [13]. 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 par ses nombreux atouts.

Les travaux effectués sur le lapin de population locale ont mis en évidence ses qualités très intéressantes, à savoir une bonne adaptation aux conditions rigoureuses d'élevage notamment climatiques (chaleur ambiante estivale) et sanitaires [102] et alimentaires locales [12] mais aussi les défauts de cette population, à savoir sa prolificité et son poids (à la naissance, au sevrage et à l'âge adulte) trop faibles pour être utilisable telle quelle dans les élevages producteurs de viande [139].

La majorité des travaux de caractérisation ont été dirigés vers l'aspect zootechnique des performances [54] ; [11] ; [10] ; [9] ; [102] ; [106] ; [8] alors que certains aspects liés à la reproduction de la femelle ont été négligés empêchant la construction d'un capital de connaissance suffisant susceptible de servir de base au développement de plusieurs méthodes de biotechnologies (insémination artificielle, synchronisation de l'œstrus, transfert embryonnaire) et d'entreprendre une sélection génétique sur les performances physiologiques de la reproduction (le taux d'ovulation, mortalité embryonnaire).

Des travaux se sont orientés particulièrement vers les aspects physiologiques et hormonaux de la femelle [121], la caractérisation de certains paramètres biochimiques plasmatiques et histologiques chez les lapines non gestantes et au cours de la gestation [110], l'effet du rythme de reproduction sur les performances de reproduction et de production [104] et les composantes biologiques de la prolificité et les facteurs de variation du poids fœtale en fin de la gestation [6].

Par ailleurs, le développement de la cuniculture en Algérie, nécessite l'introduction de l'insémination artificielle dans nos élevages. Cette méthode de biotechnologie, introduite dans les élevages européens depuis les années 80, [132], a permis de mieux organiser le travail, dans la diffusion du progrès génétique et de sélection.

Dans nos élevages, l'inexistence de l'insémination artificielle, conduit les éleveurs à réformer les femelles non réceptives qui ayant refusé plusieurs fois le mâle car elles deviennent une charge pour l'éleveur surtout du point de vue alimentation. Ce problème de réceptivité se pose avec insistance. En effet, dans un élevage à un instant donné, la

productivité d'un troupeau de bon état sanitaire sera d'autant plus importante et homogène qu'il comprendra une proportion élevée de lapines réceptives et un minimum de lapines allaitantes et non réceptives [133].

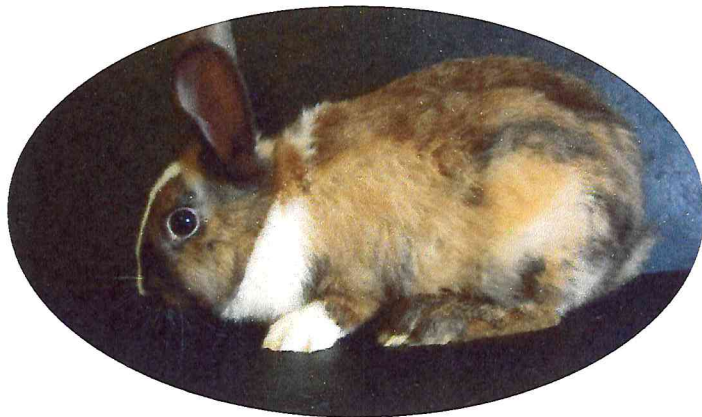
C'est dans ce contexte que s'inscrit notre étude dont l'objectif est de déterminer la fréquence d'ovulation et les caractéristiques macroscopiques et microscopiques des ovaires de lapines locales non réceptives dont l'ovulation est induite après une saillie assistée, avec ou sans GnRH.

Dans ce document nous présenterons :

- une partie bibliographique sur les aspects anatomiques et physiologiques de la reproduction chez la lapine.
- Une partie expérimentale, comprendra les méthodes mises en œuvre pour la réalisation de ce travail, suivie par la présentation des résultats obtenus. Enfin, une discussion permettra de faire une synthèse des résultats obtenus, avant de conclure et de proposer des perspectives pour la continuité du travail.



# Partie bibliographique



# Chapitre I :

# Généralités sur l'appareil reproducteur de la lapine



## I. Anatomie de l'appareil génital de la lapine :

Les organes sexuels femelles du lapin sont constitués de deux ovaires, deux oviductes, deux utérus, deux conduits cervicaux, un vagin et une vulve [2].

### I.1. les ovaires :

Sont localisés dans la partie dorsale et postérieure de l'abdomen, au niveau de la 4<sup>ème</sup> vertèbre lombaire, environ 1 cm en arrière des reins. Ils sont maintenus en place à l'aide d'un ligament, le mésoovarium, mais aussi grâce à la pression qu'exercent les autres organes abdominaux sur eux. Les ovaires sont ovoïdes et atteignent de 1 à 1,5 cm dans leur plus grande dimension. Ils sont composés d'une portion centrale ou médulla et d'une portion externe ou cortex. C'est au niveau de ce dernier que l'on retrouve les follicules ovariens, les corps lutéaux, les follicules atrophiques. L'ensemble est recouvert d'un épithélium superficiel sauf au niveau du hile où les vaisseaux sanguins et les nerfs entrent dans la glande (figure 1).

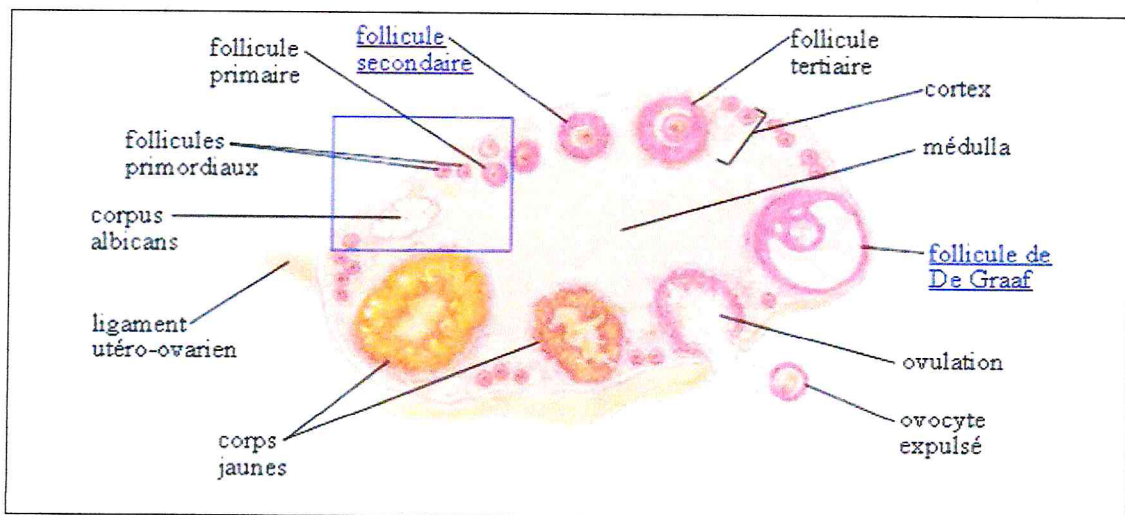


Figure 1 : anatomie de l'ovaire [53]

Les ovaires produisent les cellules germinales femelles, les ovocytes, ainsi que les hormones sexuelles femelles, les œstrogènes.



## **I.2. les oviductes :**

Sont des petits canaux longs de 10 à 16 cm, constitués du pavillon, de l'ampoule et de l'isthme, qui permet la connexion entre les ovaires et les utérus. Chaque oviducte, encore appelé trompe de Fallope, forme des circonvolutions dans les plis du mésovarium.

-**le pavillon**, très développé, s'ouvre dans la cavité péritonéale sous l'ovaire. Reçoit l'ovule au moment de la ponte ovulaire.

-**l'ampoule**, constitue la partie antérieure de l'oviducte. C'est le lieu de fécondation. La lumière de ce tube comporte de nombreuses cellules ciliées permettant d'acheminer les gamètes.

- **l'isthme** est un tube beaucoup plus étroit, tapissé de mucus et de cellules sécrétrices mais doté de beaucoup moins de cellules ciliées. L'isthme débouche dans la corne utérine au niveau de la jonction utéro-tubaire.

## **I.3. l'utérus :**

Contrairement à beaucoup d'autres espèces de mammifères, la lapine possède un double utérus (utérus duplex).

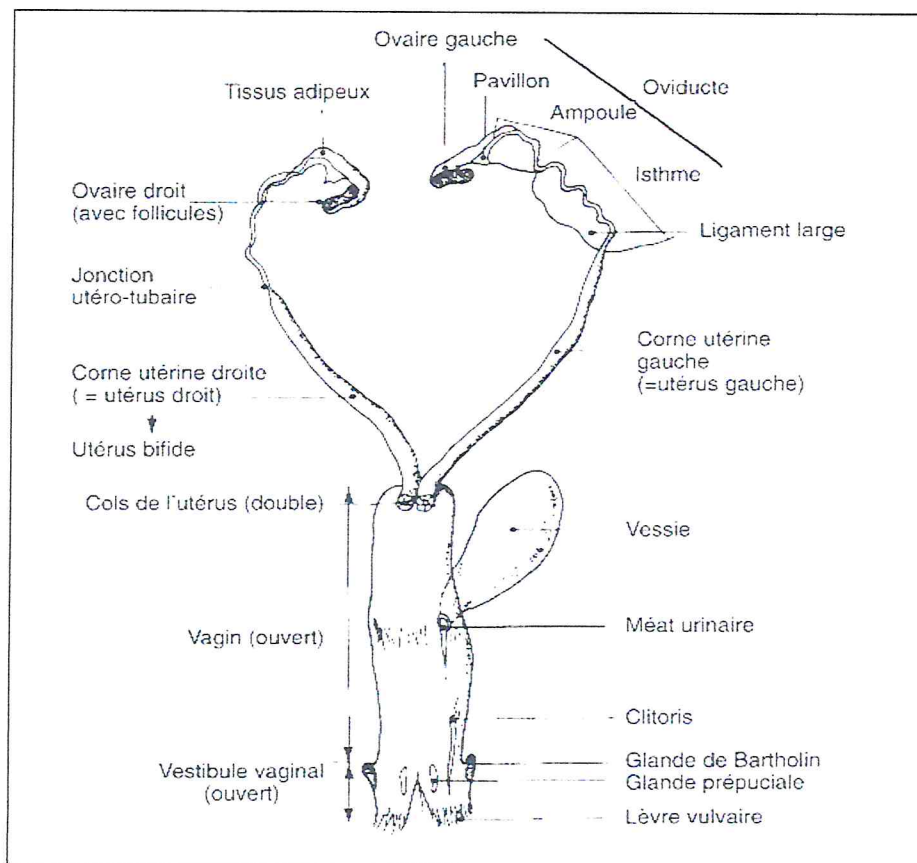
Bien que l'anatomie extérieure de l'appareil reproducteur laisse penser que les cornes utérines se réunissent dans leur partie postérieure en un seul corps, il y a en réalité deux utérus cylindriques et indépendants de 6 à 12 cm de long et de 2 à 7 mm de large, s'ouvrant séparément par deux conduits cervicaux dans le vagin (Figure 2).

## **I.4. le vagin:**

Le vagin est l'organe qui reçoit les spermatozoïdes lors du dépôt de la semence [18]; [43] Il est aplati de dessus en dessous et se dilate d'avant en arrière. Il a une longueur de 6 à 10 cm [78], selon [62] elle est de 4 à 6 cm.

A la partie antérieure de la cavité vaginale, il existe deux orifices externes (col de l'utérus), situés côte à côte [43].

Le méat urinaire qui prolonge la vessie s'ouvre dans sa partie antérieure au niveau du premier tiers environ. En avant et à gauche de méat urinaire, on voit, habituellement, l'orifice d'un canal de Gartner qui, après avoir disparu, dans la paroi du vagin, se montre plus en avant, le long de l'utérus gauche dans le ligament large [18].



**Figure 2 :** Appareil génital de la lapine [82].

### I.5. les parties externes:

- **Vestibule :**

Le vestibule a une longueur de deux à trois cm environ. Il fait suite au vagin, sa paroi contient des glandes de Bartholin. Le vestibule se poursuit par la vulve et les lèvres vulvaires dont la couleur varie selon l'état physiologique de l'animal [18]. Le rôle de la vulve est la réception du pénis lors de l'accouplement et le passage du fœtus lors de la mise bas [1].

- **Clitoris :**

Le clitoris est développé (2 à 3 cm). Il comprend un corps clitoridien érectile dont l'extrémité libre, effilée et aplatie, apparaît comme un pénis lorsqu'elle est sortie de la commissure vulvaire inférieure. Dans la fosse clitoridienne, existent des glandes préputiales. [18]; [79].

## **II. Histologie des ovaires des lapines :**

L'ovaire est un corps de tissu conjonctif, revêtu dans toute sa surface par un épithélium germinatif. Au dessous de cet épithélium, une couche de tissu conjonctif dense forme l'albuginée responsable de la couleur blanchâtre de l'ovaire [85] et dont les cellules de type fibroblastique, s'agencent en faisceaux tourbillonnants dans tout le stroma cortical inter folliculaire [89].

En dessous de cette albuginée, on distingue une zone corticale périphérique, le stroma ovarien, dans lequel se trouvent les follicules ovariens, à divers stades de développement et de dégénération, ainsi une zone centrale médullaire, richement vascularisée [57].

### **.Zone corticale (parenchymateuse) :**

Elle compose le stroma ovarien, dans lequel se trouve la majeure partie des follicules ovariens, à différentes stades de développement : follicules primaires, follicules secondaires (ou préantraux), follicules tertiaires (ou antraux), follicules préovulatoires (matures) ou de De Graaf, et le corps jaune.

### **. Zone médullaire (vasculaire) :**

La zone vasculaire de l'ovaire consiste en un tissu conjonctif lâche, dans lequel se trouvent les plus grands vaisseaux et nerfs de l'organe.



### III. 1.1. Vascularisation des ovaires :

Chez la majorité des mammifères, l'artère ovarienne de l'aorte abdominale qui est inférieure à l'artère rénale, pénètre dans l'ovaire via le méso ovarien. Au niveau du hile, elle donne naissance à plusieurs artères spiralées primaires et secondaires, ces dernières donnent naissance à un plexus capillaire qui entoure le follicule [118] ; [72]. Chez la lapine, les veinules qui drainent le plexus capillaire sont plus nombreuses et ont un diamètre et une épaisseur plus que celles des artérioles [118].

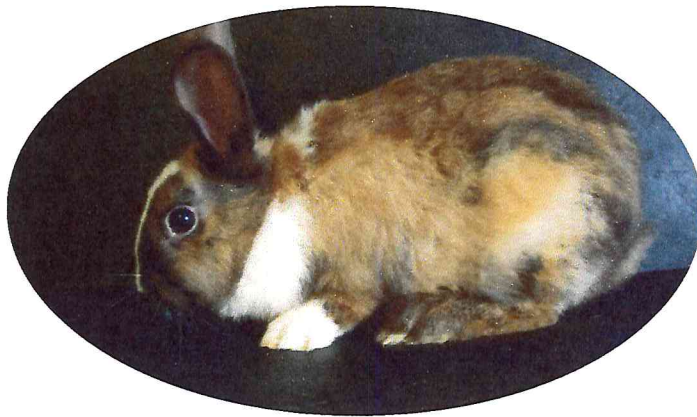
La vascularisation du follicule primaire est représentée par un simple réseau capillaire qui s'accroît au fur et à mesure de la croissance de celui-ci assurant l'apparition de plusieurs plexus capillaires. Les veinules sont distinguées des artérioles par leur large diamètre et le grand nombre des capillaires drainant vers elles [109]. Le nombre de capillaire dans le plexus reste constant comme celui du follicule tertiaire, après stimulation par l'hCG, les capillaires augmentent de taille au même rythme de croissance folliculaire [75].

### II.1.2. Innervation des ovaires :

Le nerf sympathique provient du segment spinal T10 et T11, qui donne naissance à un plexus aortorénal et qui suit l'artère ovarienne comme un plexus nerveux jusqu'à l'ovaire au niveau du hile [104]. Les fibres sensorielles proviennent du segment spinal et accompagnent les fibres sympathiques. L'innervation parasymphatique est dérivée du nerf vague. Le segment spinal S2 et S4 doit aussi contribuer à l'innervation parasymphatique [65], [84].

Chez le lapin 10% des fibres vagues abdominales sont des neurones moteurs [44].

# Chapitre II: Ovogenèse et folliculogenèse



II. Ovogenèse et folliculogénèse:

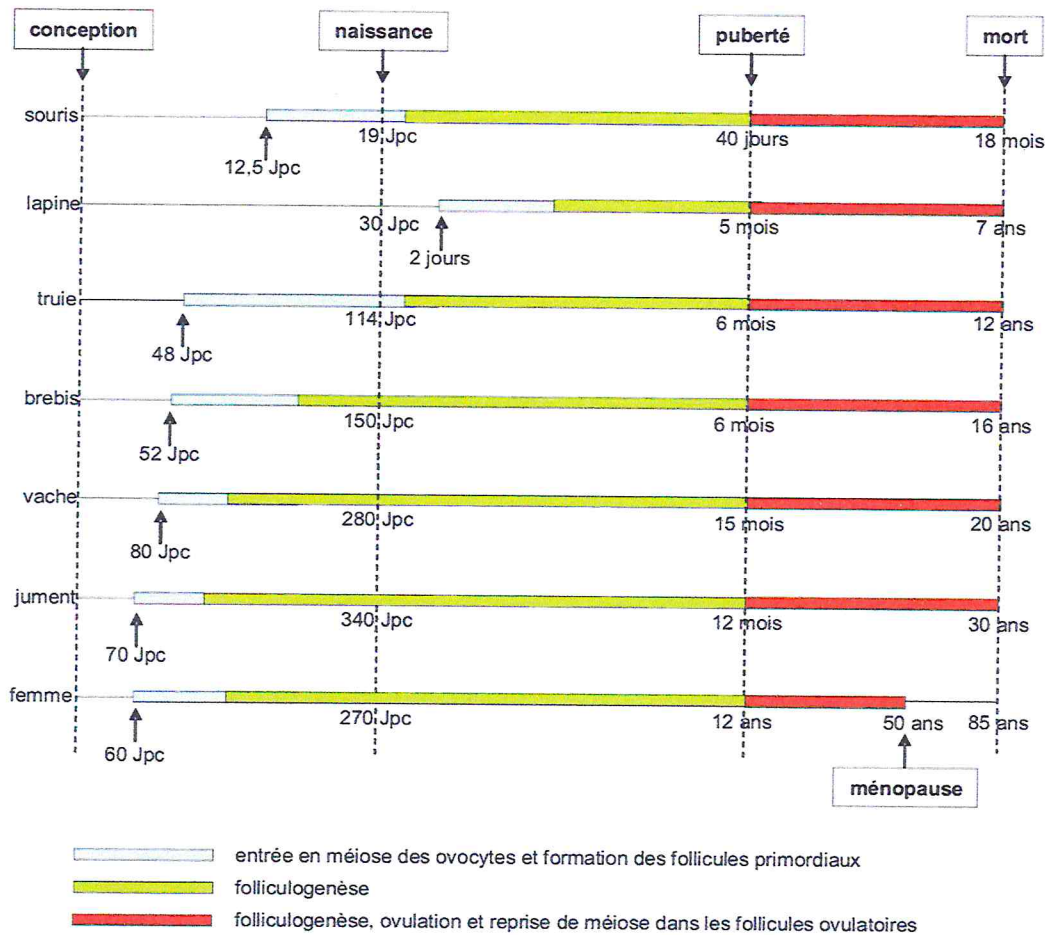


Figure3 : Comparaison du déroulement de l’ovogenèse chez les mammifères [97].

II.1.Ovogénèse et différenciation sexuelle :

Contrairement à la plupart des Mammifères (brebis, vache,...), le stock de follicules primordiaux chez la lapine, comme chez la chatte, la truie, n’est pas déterminé pendant la vie fœtale mais s’établit pendant la période néonatale, lors des premières semaines qui suivent la naissance [97] Figure (3).

Chez la lapine la plupart des cellules germinales sont présentes dans les crêtes génitales dès le 10ème jour *p.c.* et l’établissement de la différenciation sexuelle se fait au 16iem jour *p.c.* Au 26ème jour *p.c.*, le stock d’ovogonies est maximal et atteint 12 500 pour ensuite diminuer par dégénérescence et arriver à 8 000 quelques jours avant la mise bas [22] ; [93]. Au 14ème jour après la naissance le stock des follicules primordiaux est définitif. A ce jour, la taille de la réserve



folliculaire est donc déterminée et diminuera progressivement au cours de la vie de l'animal principalement par atrophie (>99,9 % des follicules) ou par évolution en ovocytes au stade MII qui seront ovulés [120].

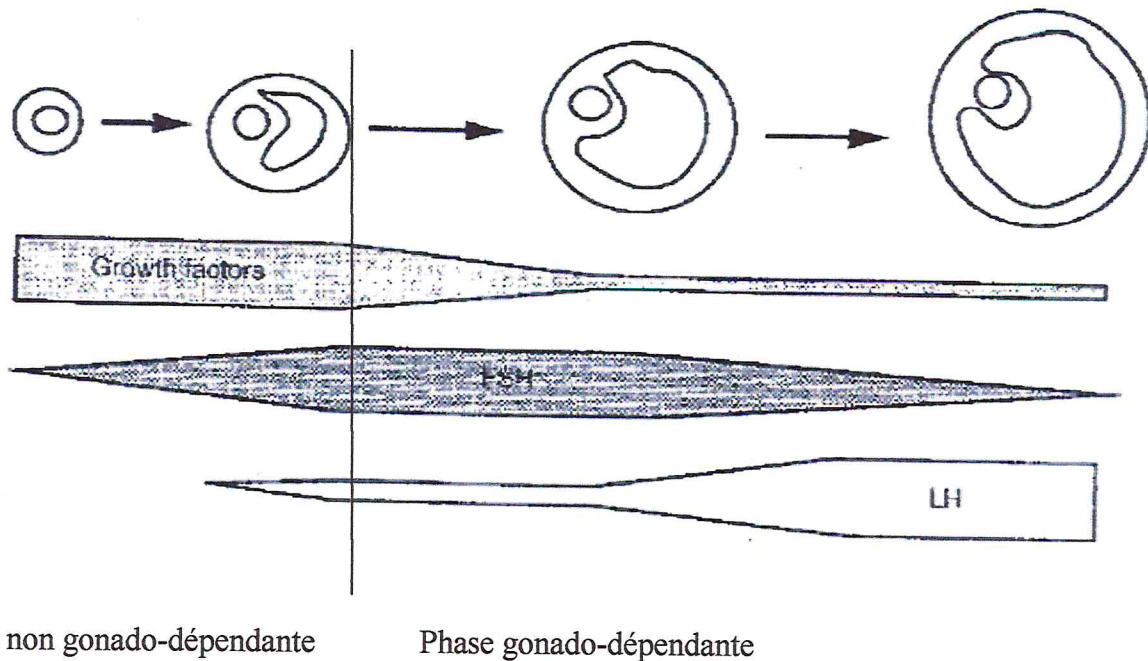
## II.2. Croissance folliculaire et folliculogénèse :

La folliculogénèse est l'ensemble des phénomènes qui caractérisent l'apparition, la croissance, et la maturation des follicules. C'est encore la succession des différentes étapes du développement du follicule depuis le moment où il sort de la réserve jusqu'à l'ovulation, où au cas le plus fréquent jusqu'à l'atrophie [31].

L'ovulation, stade ultime de la folliculogénèse, ne se produit que si les caractéristiques endogènes (hormonales, métaboliques) de l'individu et son environnement (saison, nutrition) le permettent [97]. Néanmoins, pour tous les mammifères, la maturation folliculaire et l'ovulation sont sous le contrôle direct du système hypothalamo-hypophysaire qui intègre les informations des facteurs endogènes et exogènes, et les traduit par des modifications de sécrétion des gonadotropines FSH et LH.

Chez les mammifères, il existe deux phases dans la croissance des follicules dont les mécanismes de régulation sont différents [31].

La phase de croissance folliculaire basale ou gonadoindépendante (du stade primordial au stade pré-antral) essentiellement dépendante de facteurs de croissance (GDF-9, Steel, IGF-1) ou endocriniens (insuline) [20] et où le développement des follicules est lent (les follicules passeraient de 100 à 200  $\mu\text{m}$  en 76 jours) et une deuxième phase terminale, phase gonado dépendante au cours de laquelle la croissance s'accélère lorsque les follicules se creusent d'une cavité antrale pour arriver au stade préovulatoires (durée de 21 jours), [96] ; [49].



**Figure 4** : Représentation schématique de l'importance relative des différents facteurs au cours du développement folliculaire [96].

### II.2.1.1a croissance folliculaire basale:

Une fois les follicules primordiaux formés, certains vont démarrer leur croissance immédiatement et d'autres vont attendre, pendant plusieurs mois ou plusieurs années, un signal de démarrage de nature encore inconnue.

Dès l'apparition du stade diplotène, les ovocytes jusqu'à là groupés par paquets et liés par des ponts cytoplasmiques, l'ovocyte est entouré par trois ou quatre cellules folliculeuses aplaties ces ensembles constituent les follicules primordiaux, qui s'entourent d'une membrane basale acellulaire [134], l'ovocyte est une volumineuse cellule sphérique de 20 à 50  $\mu\text{m}$  avec un noyau vésiculeux [113]. Ces follicules ont un diamètre  $\sim 100 \mu\text{m}$  [90].

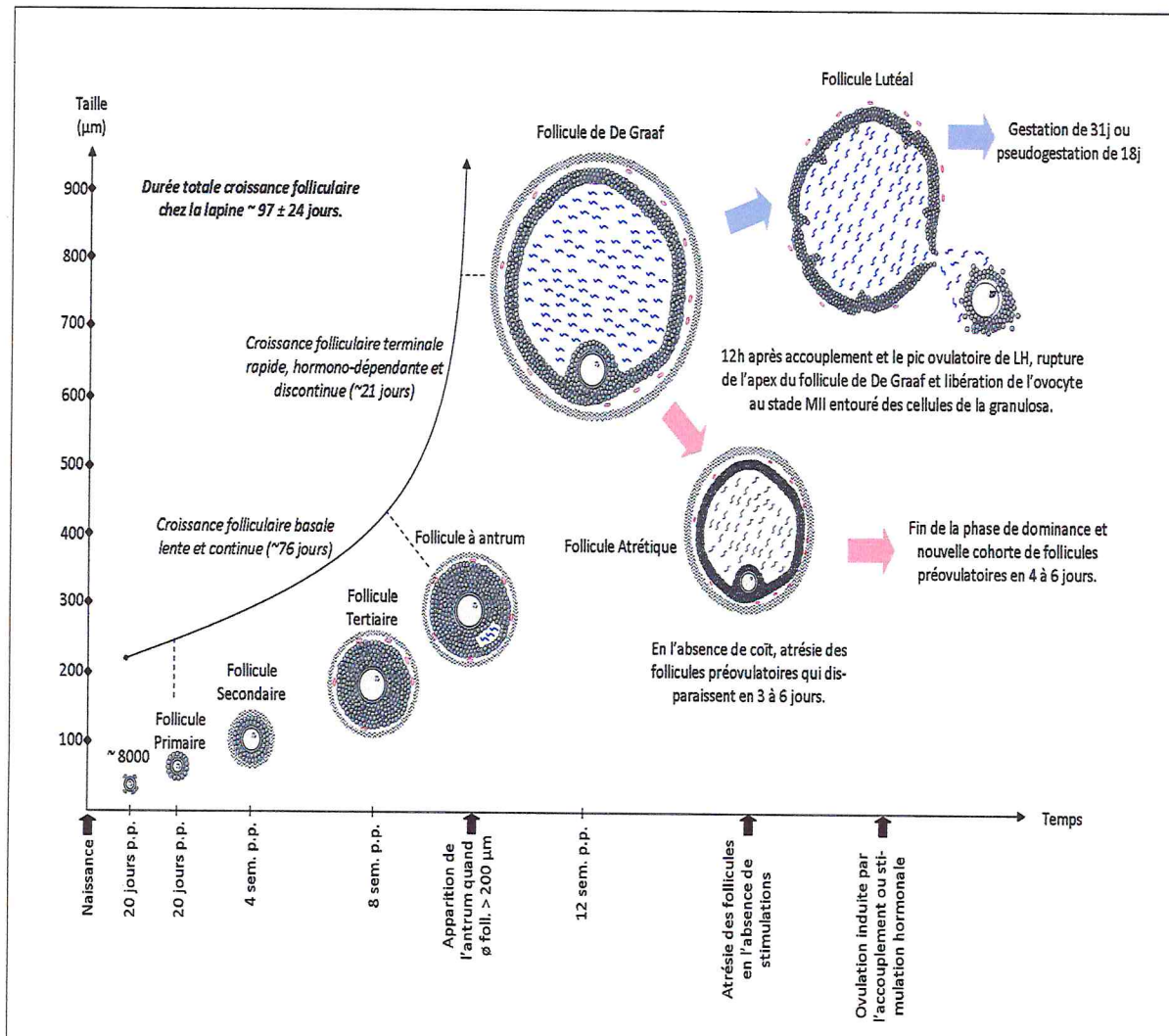


Figure 5: Schématisation du déroulement de la folliculogénèse chez la lapine [122].

### II.2.2. La croissance folliculaire terminale:

La croissance folliculaire terminale débute par le recrutement des follicules qui ont acquis la capacité de répondre à une stimulation directe de la FSH, ce qui aboutit au développement d'une cohorte [96]. Seule une partie de ces follicules est ensuite sélectionnée pour poursuivre leur croissance. Leur nombre est caractéristique de l'espèce concernée et ils représentent l'ensemble des follicules destinés à ovuler au cours du cycle. En effet, lorsque la concentration plasmatique en FSH diminue, seuls les follicules ayant des besoins réduits en FSH sont capables de se développer. Ils ont acquis cette capacité par l'augmentation de leur vascularisation, l'acquisition de récepteurs à la LH (ou *Luteinizing Hormone*), et surtout par l'amplification de la réponse folliculaire à la LH et à la



FSH. Dès lors qu'il est sélectionné, le follicule exerce une dominance sur les autres : il inhibe le recrutement et la sélection des follicules qui n'ont pas été sélectionnés au cours de cette vague [56].

**III. Aspects morphologiques des follicules en croissance :**

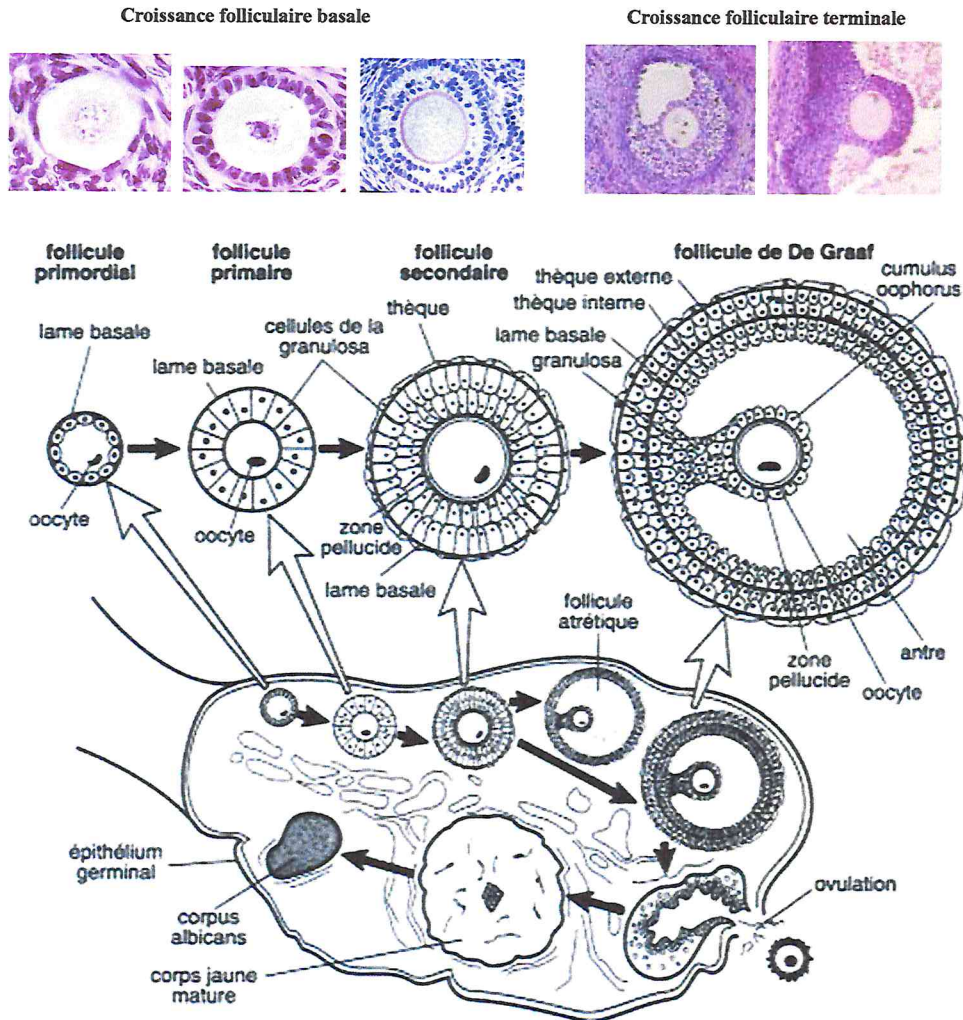


Figure 6 : Croissance basale et terminale du follicule, adapté d'après [58]

### II.1.1. Les follicules primordiaux :

Cette masse représente la réserve non renouvelable de follicules pour la vie reproductive des mammifères.

Le follicule primordial, centré par l'ovocyte I, est entouré de quelques cellules folliculaires endothéliformes. Son diamètre moyen est de 40  $\mu\text{m}$ . Habituellement localisé en périphérie de l'ovaire, il représente le stade folliculaire quiescent. L'ovocyte, de diamètre compris entre 20 et 35  $\mu\text{m}$ , se trouve bloqué au stade diplotène de la prophase de sa première division méiotique (ovocytes primaires). L'apparition des follicules primordiaux dans l'ovaire a lieu durant l'embryogénèse.

Ce type de follicule se caractérise par un ovocyte bloqué en prophase de la première division méiotique au stade dictyé et entouré par une seule couche de cellules épithéliales aplaties : les cellules de pré-granulosa. La présence de ces cellules de la *granulosa* serait nécessaire pour que l'ovocyte puisse survivre et croître [31].

Le follicule primordial est clairement délimité par du stroma ovarien et une lame basale. Ces cellules stromales mésenchymateuses seraient possiblement l'origine des cellules de la *thèque* [56]. Le cortex périphérique de l'ovaire contient les follicules primordiaux, lorsque les follicules et les ovocytes commencent à prendre de volume et à s'expansionner, ils se déplacent plus profondément à l'intérieur de cortex.

### III.2.Follicule primaire :

Il provient du follicule primordial, les cellules aplaties se transforment en cellules cuboidales, qui forment une couche conjonctive régulière tout autour de l'ovocyte qui augmente légèrement sa taille. Le follicule est donc formé par un ovocyte central et une couche de cellule de *granulosa* séparés par la zone *pellucide* qui est une enveloppe acellulaire entourant l'ovocyte [36], elle est impliquée dans la reconnaissance homo spécifique, la fixation et le déclenchement de la réaction acrosomique du spermatozoïde

[3] ; [136]. Les follicules primaires sont séparés entre eux par un stroma formé de fibroblastes, de fibres de collagène et de fibres réticulées [59]. Sur le plan physiologique un follicule primaire est le témoin de la reprise de l'activité de l'ovaire et la puberté [134]. Ces follicules ont un diamètre compris entre 100 et 200 $\mu\text{m}$ .



### III.3. Follicule secondaire ou preantral :

Le follicule secondaire représente l'étape du développement du follicule primaire. L'ovocyte augmente de taille, atteint son maximum de croissance et reste au centre du follicule [114]. Il est entouré de deux à trois couches de cellules cubiques, la *granulosa*. Celle-ci, est entourée d'une assise double de cellules interstitielles qui correspondent à une différenciation du stroma ovarien périfolliculaire, la *thèque interne* [88]. Les cellules de la *granulosa* forment une population morphologiquement et physiologiquement homogène car elles communiquent entre elles par des jonctions perméables (gap jonction), [134]. Ces follicules ont un diamètre de 150 à 200µm.

### III.4. Follicule tertiaire ou antral :

Dans ce stade, la croissance de l'ovocyte résulte essentiellement de la multiplication des cellules somatiques et du développement d'une petite cavité entre les cellules de la *granulosa* qui confluent pour former une cavité intra folliculaire, l'antrum, [114] ; [134]. La taille de l'ovocyte reste inchangée et se situe en position excentrique, les cellules folliculaires qui l'entourent se disposent d'une manière radiée formant la *corona radiata* [114]. Les cellules de la *thèque* sont mieux différenciées en une couche interne stéroïdogène à prédominance cellulaire contenant des capillaires et de cellules *thécales* et une couche externe contractile à prédominance fibreuse comportant des fibres conjonctives, des fibres mésenchymateuses et des vaisseaux [124]. Ces follicules ont un diamètre >250 µm [75].

### III.5. Follicule mûre ou follicule pré ovulatoire:

Le follicule mûre ou follicule pré ovulatoire est caractérisé par une cavité remplie de liquide folliculaire [114]. Le liquide folliculaire est un mélange de produits sécrétés et excrétés par les cellules folliculaires et les cellules *thécales*. Il est riche en stéroïdes (œstrogène, testostérone, progestérone), en protéine, en lipide et en polysaccharide, ce qui explique sa forte viscosité [105]. La *thèque interne* est richement vascularisée, dont les cellules, sous l'influence de la FSH, synthétisent des androgènes transformés en œstrogène par les cellules de la *granulosa* très développées et porteuses de récepteurs à LH [17].

A ce stade les follicules ont un diamètre > 900 µm et seront soit ovulés, soit résorbés par atresie. Un follicule tertiaire est considéré comme atreptiques, lorsque 5% des cellules de la *granulosa* présentent un noyau pycnotique [75].



#### IV -Atrésie folliculaire :

Les follicules n'atteignant pas l'ovulation subissent à l'issue de la sélection un phénomène qui les conduit à la mort : l'atrésie. Celle-ci débute par l'apoptose des cellules de la *granulosa* et de la thèque qui ne peuvent alors plus assurer la survie de l'ovocyte [137].

Le premier signe d'atrésie est la pycnose des noyaux des cellules de la *granulosa*. Chez la femme par exemple, l'atrésie d'un follicule de moins de 1 mm de diamètre conduit à une disparition rapide de l'ovocyte, suivie d'une rétraction des cellules de la *granulosa* et enfin un épaissement des cellules de la thèque. En revanche, pour un follicule de diamètre supérieur à 1 mm, l'atrésie débute par l'apparition de pycnose dans les cellules de la *granulosa*, une migration de l'ovocyte vers la périphérie puis une transformation de la thèque interne en glande interstitielle [34].

Le premier signe d'atrésie est la pycnose des noyaux des cellules de la *granulosa*. Chez la femme par exemple, l'atrésie d'un follicule de moins de 1 mm de diamètre conduit à une disparition rapide de l'ovocyte, suivie d'une rétraction des cellules de la *granulosa* et enfin un épaissement des cellules de la thèque. En revanche, pour un follicule de diamètre supérieur à 1 mm, l'atrésie débute par l'apparition de pycnose dans les cellules de la *granulosa*, une migration de l'ovocyte vers la périphérie puis une transformation de la thèque interne en glande interstitielle [34].

#### V- Corps de Call et Exner :

Quel que soit l'état physiologique des lapines, les corps de Call et Exner sont présents dans la *granulosa* des petits follicules *antraux* et en grand nombre entre les cellules murales de la *granulosa* des gros follicules matures au nombre de 5 à 8. Un corps de Call et Exner apparaît comme une rosette composée d'une cavité sphérique (2-4µm) entourée de cellules hautes de *granulosa* [55] ; [69]. Sur des coupes d'ovaires de bovins, [135], ont montré que 30% des follicules pré *antraux* ayant plus d'une couche de cellules de la *granulosa* et 45% de petits follicules *antraux* possèdent au moins un corps de Call et Exner, composés d'une région éosinophile sphérique entourée d'une rosette de cellules de *granulosa*. De leur côté, [15] ont décrit seulement leur localisation dans la *membrana granulosa* sans préciser le stade folliculaire. En effet ils ont été décrits par [100] et [107] chez la lapine, constitués, sous leur aspect le plus typique, par une couronne de cellules de la *granulosa* disposées autour d'une cavité pleine d'un liquide semblable au

décrits par [100] et [107] chez la lapine, constitués, sous leur aspect le plus typique, par une couronne de cellules de la *granulosa* disposées autour d'une cavité pleine d'un liquide semblable au liquide folliculaire. Dans la cavité on voit un fin réseau à mailles tandis que sa surface montre une mince zone de condensation. L'aspect des cellules est caractérisé par des cellules en élaboration, ce qui laisse penser qu'une partie de cette élaboration peut être versée à l'intérieur du corps, en contribuant ainsi à l'augmentation de son volume. Leur fonction est inconnue.

# Chapitre III :

# Physiologie de la reproduction





### III. Physiologie de la reproduction chez la lapine

#### III.1. Œstrus et réceptivité:

[61], fut le premier à avoir utilisé le terme « œstrus » (adaptation latine du mot grec oistros) pour désigner la période d'acceptation du mâle. La lapine ne présente pas de cycle œstral avec apparition régulière de chaleurs. On parle plutôt de période de réceptivité ou de non réceptivité. Selon les auteurs la durée de la période de la réceptivité est variable, d'autres auteurs affirment que la réceptivité des lapines correspondrait à la présence à la surface de l'ovaire de follicules prêts à ovuler. Contrairement à la plupart des mammifères domestiques où l'ovulation est spontanée (chez la brebis, la vache), chez la lapine, comme chez la chatte, la chamelle, le lama, l'ovulation est provoquée par le coït. On parle alors d'ovulation à reflexe ovulatoire [33]. La lapine n'a pas un cycle œstral régulier, c'est une femelle non cyclée.

Du fait que l'ovulation soit induite par l'accouplement, la lapine a longtemps été considérée comme étant en œstrus de manière plus ou moins permanent [60]. Cependant, les observations de [98], ont mis en évidence une alternance de périodes d'acceptation du mâle caractérisées par l'adoption d'une position de lordose la lapine est en œstrus elle est dite « réceptive », et des périodes où elle refuse d'être chevauchée par le mâle elle est en dioestrus, donc dite « non réceptive » [130].

[98], ont montré que les durées de réceptivité sont très variables d'un individu à l'autre et qu'il n'existe aucun rythme défini dans le comportement d'œstrus des lapines. Certaines lapines peuvent être en œstrus effectif pendant 28 jours consécutifs tandis que d'autres ne le sont que 2 jours en 4 semaines, avaient observé une succession de « pics de réceptivité » tous les 5 à 6 jours marquant l'existence d'un rythme de réceptivité. Les propos de [111], ont montré que les follicules matures persistent dans l'ovaire jusqu'à un éventuel accouplement sans toutefois préciser la durée de la présence de ces follicules, alors que les observations de [64], ont démenti ces propos et ont confirmé que les follicules matures chez la lapine en œstrus, persistent dans l'ovaire pendant une période de 7-10 jours, mais ces derniers régressent à leur tour et sont remplacés par une nouvelle vague folliculaire, en absence d'accouplement.

De même, [125], ont montré que la durée de vie des follicules matures n'excédait pas 10 jours.

### III.2. Modifications anatomiques liée au comportement d'œstrus: coloration de la vulve:

[112], mettent en évidence une relation significative entre la couleur de la vulve et le taux de femelles ovulant après saillie : blanche : 24%, rose : 56%, rouge : 83% ; violette : 85%. [54], a également montré que l'observation de la couleur et de la turgescence de la vulve peut constituer un bon indicateur de la réceptivité sexuelle, plus elle est foncée plus on a la chance d'être en présence d'une femelle en œstrus. La couleur de la vulve est une présomption d'œstrus et non une preuve [80] : Les femelles sont en œstrus lorsqu'elles présentent une vulve rouge 76% et la saillie est fécondante dans 99% des cas, alors que les femelles à vulve blanche ovulent et sont fécondées dans 20% des cas. [27].

Parmi les femelles réceptives le pourcentage de vulves colorées et turgescents est plus élevé que chez les femelles n'ayant pas accepté l'accouplement et quelque soit le jour de présentation le pourcentage de vulves non colorées reste très faible chez les femelles réceptives [28].

Par ailleurs, en accord avec les résultats bibliographiques recueillis sur des femelles multipares ([119]; [128]; [28]) montrent que la coloration et l'état de la vulve sont des indicateurs relativement fiables de la réceptivité des lapines nullipares. Ces auteures indiquent qu'en général aucune femelle à vulve blanche n'accepte l'accouplement. Par contre, le taux d'acceptation, la fréquence d'ovulation et la fertilité dépendent de la couleur de la vulve. Toutefois, en saillie naturelle, l'observation de la couleur de la vulve se justifie peu dans la mesure où les femelles qui acceptent l'accouplement sont de fait réceptives.

Le seul prédicateur mis en évidence est la couleur de la vulve [19]. Plus elle est foncée, plus on a de la chance d'être en présence d'une femelle en œstrus [1978]. La réceptivité est maximale lorsque la vulve est rouge et turgescence, néanmoins, une femelle gestante peut accepter l'accouplement, surtout dans la deuxième moitié de gestation [115] Tableau (I).

Tableau I : Réceptivité sexuelle et modification anatomique chez la lapine : taux d'acceptation de la saillie [115].

Couleur de la vulve	Blanche	Rose	Rouge	Violet
Œdème +	30%	79.4%	100%	50%
Œdème -	17.3%	58.3%	93.9%	27.7%

### III.3. Réceptivité des lapines :

La réceptivité définit le comportement des femelles qui acceptent le mâle [129]; [50]. La lapine est dite réceptive lorsqu'en présence de mâle, elle adopte la position de lordose (la femelle lève le train postérieur et dégage le périnée en levant la queue) et elle est non réceptive quand elle tend à se blottir dans un coin de la cage ou à devenir agressive vis à vis du mâle [81], Figure (7).

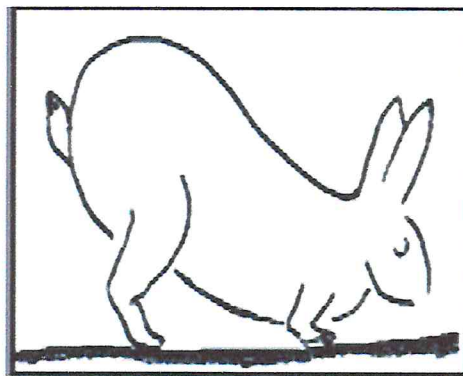


Figure 7 : la position de lordose [81].

Actuellement, on ne sait pas prévoir les durées respectives des périodes de réceptivité ou de non réceptivité, ni quels sont les facteurs ambiants ou hormonaux qui les déterminent. [138], ont observé qu'une ovariectomie entraînait la suppression du comportement sexuel chez la lapine et que celui ci pouvait être restauré par l'administration d'œstrogènes [87]. De son côté, [38], a observé que la suppression du comportement sexuel pouvait être obtenue par immunisation des femelles contre le 17œstradiols. Ces travaux montrent que l'état de réceptivité des lapines est lié au niveau de sécrétion en œstrogènes des cellules de la *thèque interne* entourant chaque follicule



préovulatoires. De plus, [83], ont mis en évidence une relation étroite entre l'apparition du comportement d'œstrus, la croissance folliculaire et l'évolution des concentrations en stéroïdes sexuels dans le liquide folliculaire. Les femelles réceptives avaient un nombre de gros follicules (2,4 vs 0,3 follicules de diamètre > 1,5 mm), des concentrations en œstradiols (79,5 vs 14,5 pg/mg) et œstrone (147,8 vs 18,9 pg/mg) beaucoup plus élevés que les lapines non réceptives. De la même manière, [108] ont isolé et classifié les follicules de lapines selon leur taille et ont montré que la concentration en œstradiols et en progestérone augmente dans les follicules en fonction de leur diamètre. Ainsi un follicule primaire dont la taille n'excède pas 200 µm renferme  $26,6 \pm 6,6$  pg d'œstradiols et  $24,2 \pm 5,9$  pg de progestérone alors que les follicules tertiaires d'un diamètre supérieur à 700 µm contiennent  $77 \pm 33,8$  pg d'œstradiols et  $105,2 \pm 28,5$  pg de progestérone. Même si les concentrations plasmatiques en œstrogènes semblent être trop faibles et trop variables pour être reliées au comportement sexuel [127], [116], ont observé une corrélation positive entre le niveau de réceptivité des lapines et le taux plasmatique de 17-B œstradiols. Enfin, [74] ; [138], ont confirmé que le niveau de réceptivité des lapines était positivement corrélé à la présence de follicules préovulatoires dont le diamètre est supérieur à 1 mm. Par conséquent, la présence de gros follicules préovulatoires, la sécrétion d'œstrogènes et le comportement d'œstrus des lapines semblent étroitement liés même si [27] affirment ne pas pouvoir établir de relation directe entre la croissance folliculaire et le comportement sexuel de la lapine.

Il a été montré que la fertilité (nombre de lapines mettant bas par rapport au nombre de lapines mises à la reproduction) des lapines réceptives est significativement plus élevée (>75 %) que celle des non réceptives (35 à 55 %) [129]; notamment grâce à un taux d'ovulation plus élevé et une mortalité embryonnaire plus faible [130]. De la même façon, la prolificité est fortement augmentée si la lapine est réceptive au moment de l'insémination artificielle avec un nombre de lapereaux sevrés par insémination artificielle (IA) multiplié par 3,9 et 2,7 respectivement pour les lapines primipares et multipares [130].

Ainsi, il semble particulièrement important d'induire la réceptivité sexuelle des lapines avant saillie ou insémination pour maximiser ses performances de reproduction. Avant chaque insémination, l'état de réceptivité de la femelle peut être déterminé par observation de son comportement en présence d'un mâle [130].

### III.3.1. Maturité sexuelle et âge à la première saillie :

Compte tenu de l'absence de cycle estrien et donc pas d'œstrus spontané, l'âge à la puberté est difficile à définir puisqu'il n'est pas possible de déterminer un âge au premier œstrus comme chez les autres espèces. L'âge à la puberté est donc déterminé par des critères indirects qui dépendent plus du type de population de lapines considérées que des individus eux-mêmes. Il dépend en particulier :

#### III.3.1.1. De la race :

**Tableau II : L'âge et le poids à la première saillie en fonction de l'origine de l'animal  
( synthèse bibliographique [7])**

Animal	Age à la première saillie (mois)		Poids à la première saillie (g)	
	Femelle	Mâle	Femelle	Mâle
Population locale (Algérie) Berchiche et Kadi (2002)	5	5	2490	2500
Giza White (Egypte) Khalil (2002b)	7,8	7,5	2910	2810
Lapin Baladi (Liban) Hajj et <i>al.</i> (2002)	5,5	6,5	2933	2836
Lapin Tadla (Maroc) Bouzekraoui (2002)	6	6	2145	2600
Gris de Carmagnola (Italie) Lazzaroni(2002)	4	5	3500-4500	3500-4500
Géant d'Espagne Lopez et Sierra (2002)	5,5	5,5	4500	4500

La précocité sexuelle est meilleure chez les races de petit ou moyen format (4 à 6 mois) que chez les races de grand format (5 à 8 mois), (Californienne, New Zélande). Dans ces élevages, les femelles sont couramment accouplées à 120-130 jours et montrent une bonne fertilité [122]. Le tableau (II) résume l'âge et le poids à la première saillie chez des lapines de différentes races

### III.3.1.2. Du développement corporel :

La précocité est d'autant plus grande que la croissance a été rapide. Ainsi, des femelles alimentées à volonté sont pubères 3 semaines plus tôt que des femelles de même souche ne recevant chaque jour que 75 % du même aliment. Il est intéressant de constater que leur développement corporel est également retardé de 3 semaines [68]. La puberté des lapines est atteinte en général quand elles parviennent à 70-75 % du poids adulte. Cependant, il est souvent préférable d'attendre qu'elles aient atteint 80 % de ce poids pour les mettre en reproduction. Ces poids relatifs ne doivent cependant pas être considérés comme des seuils impératifs pour chaque individu, mais comme des limites valables pour la moyenne de la population. En effet, si le pourcentage de lapines capables d'ovuler s'accroît avec le poids vif moyen entre 14 et 20 semaines, à un âge donné il n'existe pas de différence de poids vif entre les lapines qui ovulent et celles qui n'ovulent pas.

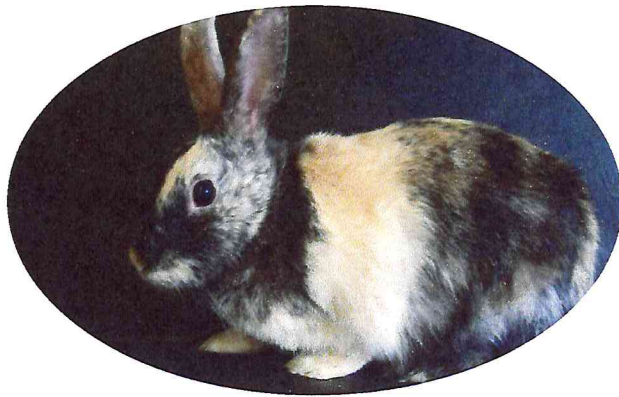
Les femelles peuvent accepter pour la première fois l'accouplement vs 10 -12 semaines, mais à cet âge il n'entraîne pas encore l'ovulation. Par exemple, sur une série expérimentale sur 80 lapines de 11 semaines présentées à un mâle adulte, 76% ont accepté de s'accoupler mais une seule a ovulé [68].

En outre, le comportement sexuel (acceptation de l'accouplement) apparaît bien avant l'aptitude à ovuler et à conduire une gestation. Ce comportement ne peut donc être utilisé par l'éleveur comme un signe de puberté, ce n'est qu'un signe précurseur. Seuls l'âge et le poids moyen de la population considérée doivent être pris en compte pour déterminer le moment de la puberté [81].



# Chapitre IV

# L'ovulation



## IV. Ovulation

### IV.1. Définition :

Sous l'impulsion du coït, il se produit un réflexe ovulatoire démontré par les travaux de [61]; [67] et [77], résumant ainsi le mécanisme ovulatoire de la lapine :

Le coït provoque une stimulation qui se répercute à travers le système nerveux central (SNC) sur l'hypothalamus dont la décharge en GnRH (gonadotrophin releasing hormon) provoque la sécrétion de gonadotrophines par la portion antérieure de l'hypophyse FSH et LH. figure(5)

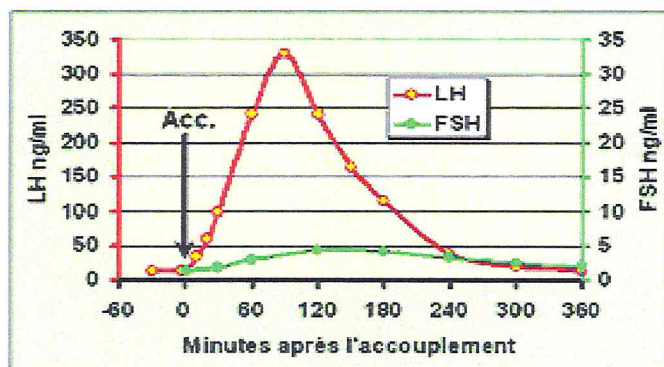


Figure 8 : Évolution de la concentration du sérum en LH et en FSH dans les 6 heures suivant l'accouplement d'une lapine qui ovule, d'après [35] [94].

### IV.2 .Physiologie de l'ovulation

En réalité, le coït ne peut pas toujours induire l'ovulation chez des femelles réceptives [51] ; [60]. Toutefois, la rupture du follicule pré ovulatoire peut s'accompagner d'une rétention de l'ovule [73].

D'autres exceptions peuvent être corrélées à ce mécanisme d'ovulation. Ce sont notamment les états de pseudo gestation où l'ovulation est provoquée par une autre femelle [126] ou par certaines autres circonstances encore mal définies.

Dans tous les cas, l'ovulation est essentiellement due à la sécrétion de LH par l'adénohypophyse [46] ; [63] ; [66].

Dans le cas d'une saillie naturelle, la stimulation de l'hypophyse survient 60 secondes après le coït [91] mais le taux de LH ovulatoire n'est en fait réellement atteint qu'entre 28 et 90 minutes après le coït pour [46] et entre 35 et 50 minutes pour [47].

Ainsi, le principe du mécanisme adrénérgerique via la pituitaire proposé par [92] pour expliquer la décharge ovulatoire de LH est écarté depuis que [30] aient entrepris d'analyser la probabilité d'un tel principe chez la lapine par une série d'investigations dont il convient de mentionner quand même que l'injection de bi tartrate d'adrénaline dans la pituitaire a provoqué l'ovulation chez 3 lapines sur 26, proportion très faible mais existante quand même, tandis que celle de noradrénaline a donné 9 résultats positifs sur 12.

Sans que cela puisse mettre en doute le schéma du réflexe ovulatoire admis actuellement chez la lapine, l'adrénaline peut posséder une incidence sur le mécanisme ovulatoire et contribuer à renforcer les incidences des facteurs du milieu et de l'environnement sur la reproduction de la lapine. Il reste à en éclaircir le mécanisme.

#### IV.2.1. Mécanismes de l'ovulation :

L'ovulation est la conséquence de trois groupes d'évènement qui permettent la libération d'un ovocyte fécondable et la formation d'un corps jaune :

- la dissociation des cellules du *cumulus oophorus* libérant l'ovocyte dans l'*antrum*.
- la maturation complète de cet ovocyte, le rendant apte à être fécondé et à pouvoir se développer.
- la rupture de la paroi folliculaire.

Naturellement, l'ovulation résulte de l'élévation importante et rapide des gonadotropines en fin de phase folliculaire. Mais les mécanismes induits par cette décharge et assurant le déroulement de trois évènements sont complexes et leur degré d'intégration temporelle n'est pas bien connu.



#### IV.2.1.1.Changement histologique conduisant à l'ovulation :

##### IV.2.1.1.1.Changement au niveau de la *granulosa* :

Dès deux heures après l'accouplement, une légère dissociation est apparente dans les cellules de la *granulosa* [21]. L'augmentation des espaces intercellulaires est bien visible à partir de quatre heures et le nombre de jonctions perforées diminue régulièrement jusqu'au moment de l'ovulation [23].

Dès la sixième heures du côté de l'apex, la dissociation des cellules de la *granulosa* est plus important [21] et peu avant l'ovulation les cellules de la *granulosa* ont pratiquement disparu de la zone où se produira la rupture [21].

Les cellules du *cumulus oophorus* se dissocient comme celles de la *granulosa* mais leur dissociation est complète, ce qui libère l'ovocyte dans l'*antrum*. Celui-ci reste entouré par les quelques cellules du *cumulus* qui étaient en contact directe avec lui et dont les prolongements restent ancrés dans la membrane *pellucide*. Elles forment la *corona radiata*.les cellules du *cumulus* secrètent pendant cette période une glycoprotéine qui englobe l'ovocyte et sa *corona radiata* formant une masse visqueuse qui s'étend à la surface de l'ovaire au moment de la rupture et facilite la capture de l'ovocyte par le pavillon.

##### IV.2.1.1.2. Changement au niveau des *thèques* :

Bien que le volume du follicule augmente rapidement dans les heures précédant l'ovulation, il n'y a pas d'augmentation de la pression intrafolliculaire [121]. Elle est égale à la pression sanguine intra capillaire [163].Toute variation induite de la pression sanguine entraine un changement de même sens de la pression intrafolliculaire [40]. Les modifications visibles au niveau des *thèques* permettent d'expliquer comment est possible la distension sans surpression, ni rupture précipitée.

La dissociation et la destruction partielle des fibres de collagène [39], ainsi que les dissociations cellulaires, dues à l'infiltration sérique particulièrement intense au niveau de l'apex, que l'on observe dès la quatrième heure dans la *thèque externe* [14], contribuent à accroître l'élasticité de la paroi du follicule et à fragiliser l'apex. L'œdème est facilité par l'apparition de fenestration dans les capillaires de la *thèque interne* [14].

Puisque l'obstacle principal à l'extension et à la rupture du follicule est l'ensemble des fibres de collagène de la *thèque externe* et de l'albuginée, l'intérêt s'est porté sur les fibres de collagène. La teneur intra folliculaire augmente tandis que la teneur intra tissulaire (albuginée et *thèque*) diminue quand approche l'ovulation montrant que l'enzyme est libéré [41].

Les cellules productrices de collagène semblent être les fibroblastes de l'albuginée qui poussent des projections de corps multivésiculaires dont le nombre augmente de trois fois entre la cinquième et la huitième heure après stimulation par HCG [42].

La disparition de la matrice qui unit les fibres de collagène en faisceaux implique l'activité d'autres systèmes enzymatiques de nature protéolytique (Espey, 1967). Effectivement, le liquide du follicule préovulatoire possède une activité fibrinolytique intense dépendante de la plasmine [5]. Cette plasmine résulte de la production par les cellules de la *granulosa* de l'activateur du plasminogène qui se transforme en plasmine. Le plasminogène naturellement est présent dans le sang et le liquide folliculaire. Cette production de l'activateur est sous la dépendance des hormones gonadotropes.

L'action protéolytique de la plasmine sur les assises folliculaires n'a pas encore été démontrée, de plus elle activerait la pro collagénase [4], donc favoriserait la présence de collagénase.

#### **IV.2.1.1.3.Changement au niveau de l'ovocyte :**

##### **IV.2.1.1.3.1. Maturation cytoplasmique :**

La maturation cytoplasmique se mesure indirectement et rétroactivement. C'est en fait l'habileté que possède un ovocyte mature à subir une fécondation, un clivage ainsi qu'un développement embryonnaire normal. La maturation cytoplasmique fait donc intervenir deux concepts. Le premier concept fait appel à la compétence au développement. Le second concept traite plutôt des aspects morphologiques et ultra structuraux. Le terme «capacitation ovocytaire» désigne les modifications ultra structurelles qui se produisent, dans l'ovocyte inclus dans le follicule terminal, au dernier instant précédent le pic de LH. Dans le follicule dominant, l'ovocyte subit les dernières modifications dont une diminution de la dimension de l'appareil de Golgi, une augmentation partielle du nombre de vésicule lipidique ainsi qu'un regroupement des granules corticaux [24]). Ces altérations morphologiques, précèdent de peu le pic de LH, seraient nécessaires à sa maturation finale et afin qu'il acquiert sa pleine compétence à produire des embryons [70].



Juste avant d'être éjecté pour l'ovulation du follicule *in vivo*, il y a apparition entre l'ovocyte et la zone *pellucide* d'un espace périvitelin qui augmentera de volume avec le temps. De plus, dans les gros follicules antraux, l'interaction kit- kit-ligand modulerait l'habileté de l'ovocyte à reprendre sa maturation cytoplasmique en plus d'aider les thèques à produire de façon maximale les androgènes [32]. En plus, il y a d'autres paramètres morphologiques servant à évaluer la maturation cytoplasmique tels l'expansion du cumulus, l'expulsion du globule polaire en phase MII ainsi que l'accroissement de l'espace périvitellin [76].

La synthèse des ARN par les ovocytes correspond bien avec leur stade de croissance ainsi qu'avec les changements morphologiques nucléaires observés [25]. La synthèse des ARN décroît à mesure que l'ovocyte approche sa taille maximale finale d'environ 120  $\mu\text{m}$ . Les ovocytes en début de croissance synthétisent beaucoup d'ARN, en milieu de croissance ils en synthétisent modérément, alors qu'une transcription d'activité de base est notée en fin de croissance ([25]; [45]).

Cette transcription continue jouerait un rôle important dans l'acquisition de la compétence au développement. Les ovocytes en fin de croissance au stade GV détiennent une forme très condensée et compacte de leur nucléole ([48]; [99]) et ne montrent plus de transcription [45].

#### IV.2.1.1.3.2.La maturation nucléaire :

La maturation nucléaire fait référence à la progression du noyau de l'ovocyte du stade de vésicule germinale (GV) jusqu'à la métaphase II. La reprise méiotique *in vivo*, survient lors du pic de LH dans les larges follicules antraux ([37]; [71]), La maturation nucléaire continuera ensuite son chemin vers métaphase I (MI) pour s'arrêter de nouveau au stade de la métaphase II (MII) de la méiose jusqu'à ce que fécondation s'en suive. Les histones sont des protéines impliquées dans la maturation nucléaire et qui sont bien conservées entre les espèces. Elles possèdent un double rôle. Ce sont des protéines structurales et elles servent aussi de régulateur de transcription lorsqu'elles sont phosphorylées [86]. Elles s'associent à l'ADN pour former la chromatine En interphase, la chromatine est décondensée permettant la transcription d'ARN, alors qu'en MI, la chromatine est condensée très serrée pour permettre le déplacement des chromatides à la plaque métaphasique. La chronologie d'apparition de l'état de condensation de la chromatine est la suivante: la GV (vésicule



germinale) nucléolaire avec une chromatine très décondensée, la GV à chromatine condensée et la GV à la chromatine condensée compacte souvent en forme de fer à cheval ([26]; [99]). Les ovocytes, pour être capable d'accomplir la reprise méiotique, doivent avoir synthétisé et emmagasiné assez d'ARN et de protéines pendant leur croissance ovocytaire en stade de GV.

De plus, il a été démontré que les follicules préantraux ont un ovocyte contenant une GV à chromatine dispersée et non-compacte (signe de transcription), alors que les follicules antraux préovulatoires présentent une GV à chromatine compacte (aucune transcription) souvent en forme de fer à cheval [26]. Cet exemple corrèle bien avec la baisse de synthèse des ARN cytoplasmiques dans l'ovocyte en fin de croissance [25].

# Partie expérimentale



### 1. Objectif du travail :

L'objectif de ce travail est une étude comparative des résultats d'ovulation, des caractéristiques macroscopiques des ovaires et cornes utérines et l'observation microscopique des ovaires de lapines locales non réceptives en saillie assistée, et de lapines non réceptives en saillie assistée suivie d'une injection de GnRH(Gonadoreluine) par voie intramusculaire

### 2. Matériel et méthodes :

#### 2.1. Matériel :

##### 2.1.1. Lieu de l'expérimentation et animaux :



**Figure.9:** Le bâtiment cunicole de la station expérimentale.

Notre expérimentation s'est déroulée au sein du clapier de la station expérimentale de l'Université de Blida. Les femelles utilisées pour l'expérimentation appartiennent à la population locale. Elles proviennent des régions d'Ain defla et El Affroun

Au total 100 femelles nullipares âgées de 4.5 à 5 mois ont été utilisées pour l'expérimentation.





**Figure.10** : Différents phénotypes des lapines de population locale algérienne

Les mâles de population locale au nombre de 5 âgés de 7 mois.

Avant la présentation des femelles aux mâles (qui se déroule la matinée entre 8 et 9H du matin), on note :

- Le poids des femelles.(2.300±100g)
- L'observation de la couleur et l'état de turgescence de la vulve.



**Figure. 11** : état de la vulve avant la saillie (rose pale turgescence).

### 2.2.1. Principe de conduite des saillies :

La femelle est introduite pour la première fois dans la cage d'un premier mâle pendant une durée de 5 minutes. Si elle accepte l'accouplement, elle adopte une position de lordose, (train arrière relevée et périnée dégagé), elle est donc considérée réceptive. ( $R^+$ ). Si elle refuse le premier mâle, elle est présentée le même jour à un deuxième mâle et si elle accepte l'accouplement elle est considérée comme ( $R^+$ ). Il faut absolument surveiller in visu le déroulement de la saillie pour s'assurer que la saillie est positive car elle se fait de manière très rapide 30 à 40s, il est aussi

indispensable de surveiller le mouvement de chute du mâle qui tombe d'un côté une fois qu'il éjacule et en poussant même un cri caractéristique.

Cependant, si la femelle refuse l'accouplement avec les deux mâles le jour même, elle est présentée le lendemain si elle persiste dans son refus avec les deux mâles elle est considérée comme non réceptive (R-), on procède alors à la saillie assistée. Dans notre expérimentation les lapines non réceptives ayant refusé les deux mâles pendant deux jours successifs sont au nombre de 40.

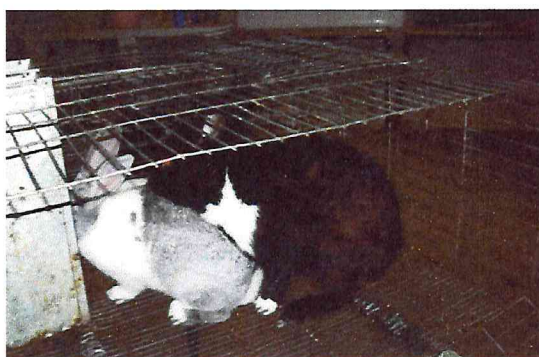


Figure. 12 : lapins (mâle et femelle) au moment de la saillie.

### 2.2. Technique de la saillie assistée des lapines (R-) :

Avant son introduction dans la cage du mâle pour la saillie assistée, la femelle est préparée de la manière suivante : soit la queue est attachée à l'aide d'une ficelle puis tirée vers l'avant afin de découvrir le périnée ou bien la queue de la lapine est relevée et fixée sur les poils du dos à l'aide d'une bande adhésive. Une fois dans la cage du mâle, la femelle est immobilisée à l'aide des deux mains dans la région lombaire. La main de l'opérateur est introduite sous la lapine entre les 2 membres postérieurs, le train postérieur est soulevé pour dégager le périnée et ainsi reproduire la position de lordose. Le mâle appuie son cou sur l'arrière train de la lapine puis se porte en avant pour enserrer les lombes de la lapine avec ses membres antérieurs, il effectue ensuite des mouvements pelviens rapides et un mouvement copulatoire, jetant ses membres postérieurs en avant et éjaculant. Déséquilibré, il tombe en arrière ou à côté en émettant quelque fois un cri caractéristique. L'observation systématique de la présence de sperme dans la partie distale du vagin atteste la saillie.

Sur un effectif de 100 lapines, et durant l'opération de sélection, 40 lapines ont été (R-), et 20 (R+) elles ont été réparties en 03 lots. Lot (1) : n= 20 (R-), lot(2) : n=20(R-), lot(3) : n=20 (R+). Le lot(3) n'entre pas dans le cadre de notre étude.

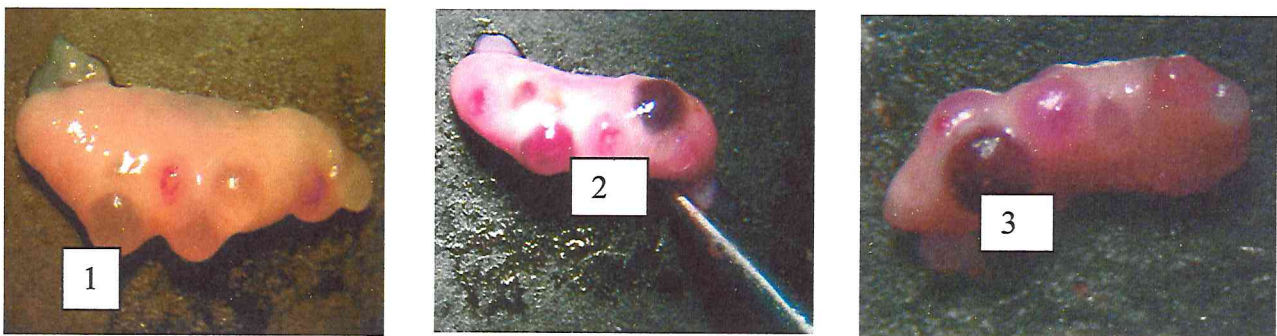


Une saillie assistée a été effectuée sur les 2 lots (1) et (2), constituant nos lots expérimentaux. Les femelles du lot (2) en plus de la saillie assistée, ont été injectées avec 0,2 ml de GnRH (Gonadoréline), par voie intramusculaire (i.m) au niveau du râble.

Immédiatement après la saillie, les lapines ont été sacrifiées selon les intervalles de temps *post coitum* fixés (0h, 4h, 6h, 8h, 10h, 10h30, 11h, 12h, 13h, 14h) et pour chaque intervalle de temps deux lapines ont été utilisées.

### 2.3. Abattage des femelles :

Après dépouillement, l'animal est mis en décubitus dorsal, puis une incision est effectuée au niveau de la ligne blanche. La masse intestinale est poussée hors de la cavité abdominale afin de faciliter l'extériorisation de l'appareil génital. Dès leur exérèse, les organes ont été pesés et des mensurations (longueur et largeur) ont été notées. Aussi, les follicules visibles (pré ovulatoires et hémorragiques ( $\varnothing > 1\text{mm}$ ), et les corps jaunes avec stigma turgescents) ont été dénombrés à l'aide d'une loupe binoculaire (Figure.13). Ainsi, les ovaires et les cornes utérines ont été fixés dans une solution de formaldéhyde à 10% destinées pour les coupes histologiques.



**La Figure.13** l'aspect macroscopique des ovaires de lapines présentant de nombreux gros follicules, pré ovulatoires (1), follicules avec stigma turgescents (2) et hémorragiques (3) ( $\varnothing > 1\text{mm}$ ) immédiatement après son exérèse

### 3. Sacrifice et prélèvement d'organes:

#### 3.1. Instruments :

- Gants
- Couteau



- Bistouri
- Ciseaux mousses
- Sonde cannelée
- Pinces à préhension
- Formol à 10 %
- Pieds a coulisse
- Balance a précision
- Appareillage : (microtome, appareil à circulation automatique, appareil à coloration automatique, bain marée, bac à paraffine et microscope à appareil photo intégrée, Motic BA 200).

### 3.2. Préparation des coupes histologiques :

- **Mécanisme de la fixation :**

L'histologie permet d'étudier la morphologie des tissus vivants mais pour que cette étude soit réalisable, il faut immobiliser les tissus dans un état aussi proche que possible de l'état vivant c'est pourquoi on procède à leur fixation. Celle-ci doit aller plus loin que la simple préservation du tissu, elle doit lui permettre de résister à toutes les manipulations qu'il aura à subir subséquentement. La fixation agit sur les molécules qui composent les cellules. Cette action a deux facettes, la première est l'inactivation des cellules qui pourraient changer la morphologie tissulaire (les enzymes), la seconde consiste en la préservation de l'intégrité chimique des tissus, ce qui permet de faire la relation entre leur morphologie et leur chimie.

- **Les fixateurs :**

Il existe plusieurs types de fixateurs : physique (congélation, chaleur... etc.) et chimique (Bouin, Carnoy... etc.). La fixation par les agents chimiques permet la plupart du temps d'obtenir des résultats satisfaisants de plus elle est commode, fiable et d'utilisation simple.

Dans notre étude on a utilisé du formol à 10%, qui est un bon fixateur de routine pour les études morphologiques, il donne une bonne fixation après 6 à 12h à la température de la pièce.

- **La technique de fixation :**

Après leurs prélèvement, les ovaires sont mis séparément dans des boites identifiées contenant du formol à 10%, le volume doit être de 20 à 50 fois celui du prélèvement afin de permettre une bonne pénétration du fixateur à l'intérieur du tissu, et donc d'empêcher une putréfaction du tissu par autolyse et par altération microbienne.

### 3.2.1. La macrotomie :

C'est une opération qui consiste à la réalisation des coupes macroscopiques à partir de l'organe à étudier étant donné que le spécimen est plus ou moins volumineux.

On réalise des coupes longitudinales au niveau des ovaires, ensuite chaque prélèvement est mis dans des cassettes spéciales (cassettes d'inclusion) identifiées et qui sont mises dans le fixateur en attendant les étapes suivantes.

### 3.2.2. la circulation :

Toutes les opérations suivantes seront réalisées par un appareil à circulation automatique (photo 6).



Photo 1 : appareil à circulation automatique (Leica).

#### ➤ La déshydratation :

C'est la première étape de la circulation proprement dite, elle consiste à débarrasser le tissu de l'eau qu'il contient dans le but de préparer la pénétration de la paraffine non miscible à l'eau aux différents tissus de la pièce. Elle est réalisée grâce à un appareil à circulation de 12 baignoires ; 6 baignoires contenant de l'éthanol à des degrés alcoolométriques progressivement croissants pour éviter la plasmolyse des cellules. On commence la déshydratation dans de l'éthanol à 60% pour augmenter la concentration de 10% à la fois jusqu'à l'éthanol absolu. L'éthanol provoque une forte réaction et un durcissement des tissus, il n'est pas miscible à la paraffine : on doit compléter son action à l'aide d'un autre liquide intermédiaire qui est le toluène.

#### ➤ L'éclaircissement :

Consiste à remplacer l'éthanol dans le tissu par un solvant de la paraffine tels que le toluène et le xylène qui sont des hydrocarbures benzéniques, leurs indices de réfraction entraînent un net éclaircissement du tissu.



### ➤ L'imprégnation :

C'est étape terminale de circulation, l'agent le plus fréquemment utilisé est la paraffine liquide dans le point de fusion est de 60°C, la durée d'imprégnation est d'une heure ceci pour éliminer totalement le toluène, cette opération est renouvelée une deuxième fois, donc il s'agit de deux bain d'une heure de paraffine fondue.

### 3.2.3. L'enrobage (l'inclusion) :

Cette étape se fait à l'aide d'un bac à paraffine (photo 7).

L'enrobage suit la circulation ainsi le milieu dans lequel se fait doit être le même que celui qui imprègne le tissu à la fin de la circulation. On note que la paraffine est la plus utilisée des milieux d'inclusion fondus.

Le but de cette partie du processus d'inclusion est l'obtention d'une imprégnation aussi complète que possible des pièces, le refroidissement au moment du collage des blocs transformant le tissu hétérogène de point de vue de la consistance et de l'élasticité en une masse homogène dont les différentes parties se composent de façon sensible égale lors de la confection des coupes.

A la fin de la circulation, les cassettes contenant les tissus sont dans le dernier bain de la paraffine, elles portent une identification (organe et heure après le coût).

✓ On retire les cassettes du dernier bain de paraffine et on les place sur la plaque chauffante du bac à paraffine. De cette manière, la paraffine reste liquide et on peut manipuler les tissus facilement.

✓ Enlèvement de couvercle de la cassette, puis on verse la paraffine liquide dans le moule et on y dépose la pièce à inclure à l'aide d'une pièce propre et chauffée.

✓ On oriente le morceau de tissu de manière que la surface de coupe permette de voir simultanément toutes les structures que l'on veut observer.

✓ On place sur le moule une cassette et on laisse la surface de la paraffine figer afin de sceller la cassette au moule.

✓ On remplit l'arrière de l'attache de plastique avec la paraffine liquide.

✓ Le moule est déposé sur la plaque réfrigérée de l'appareil à enrobage (-5°C).

✓ Au bout de 10 à 15 mn le bloc est complètement durci et séparer du moule.

Afin d'avoir une bonne inclusion, il faut prendre certaines précautions qui sont :

✓ Eviter la formation des bulles d'air.

✓ Le refroidissement des blocs enrobant la pièce doit être ni trop lent ni trop rapide.





**Photo 2 :** Bac à paraffine à droite, (Leica) ; plaque réfrigérée à gauche.

### 3.2.4. La microtomie :

L'opération s'effectue à l'aide d'un microtome rotatif (Leica RM 2135), (photo 8) une fois le rasoir est fixé on procède à l'installation du bloc pour effectuer un rabotage ou la dégradation jusqu'à l'apparition de toutes les structures permettant ainsi d'obtenir des coupes utiles. Puis on procède à la confection des coupes qui se collent les unes aux autres pour former un ruban.



**Photo 3:** microtome (Leica RM 2135).

### 3.2.5. Etalement et collage des coupes :

Les tissus inclus dans la paraffine sont très comprimés dans la coupe, afin d'atténuer cette compression on dépose la coupe dans un bain thermostaté (photo 9). servant à l'étalement des coupes dont la température de l'eau est de 39°C, la paraffine se ramollit brusquement et la coupe sous l'effet de la tension de la vapeur présente à la surface de l'eau se décompresse, ensuite la coupe est repêchée à l'aide d'une lame histologique qui porte la même identification inscrite sur le cassette et sera posée sur la plaque chauffante du bain, séché ensuite dans une étuve à la température de 40°C à 60°C pendant 10 mn.

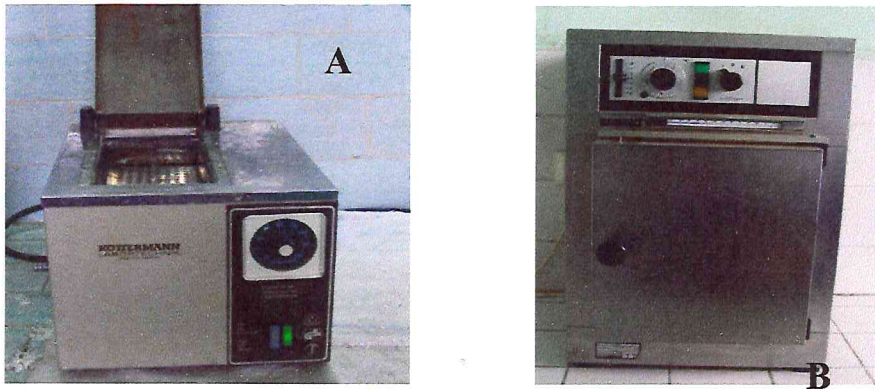


Photo 4 : A : le bain thermostat, B : l'étuve.

### 3.2.6. La coloration :

On distingue trois temps, il y a d'abord les étapes préparatoires à la coloration puis celles de la coloration proprement dite et enfin les étapes préparatoire au montage. Toutes les étapes de la coloration se font automatiquement par un appareil à coloration (photo 10).



Photo.5 : appareil à coloration automatique (Leica ST 4040).

#### 3.2.6.1. Les étape préparatoire à la coloration :

Ce sont de simples manipulations qui servent à préparer la coupe à recevoir les colorants qu'on veut lui faire capter :

##### ➤ Le déparaffinage :

Il sert à enlever la paraffine du tissu pour que les colorants puissent le pénétrer, le réactif le plus utilisé est le xylène, car c'est l'agent éclaircissant qui dissout le mieux la paraffine. Les pièces passent dans deux bains pendant 3 à 5 mn, le xylène du premier bain peut être usagé tandis que celui du second doit être pur.



### ➤ **L'hydratation :**

Etant donné que les colorants utilisés sont en solution aqueuse, leur pénétration ne peut être assurée que si les coupes sont imprégnées d'eau. L'hydratation a donc pour objectif de retirer le xylène du tissu et de le remplacer d'eau. L'agent utilisé est l'éthanol à concentration décroissante. Le mode opératoire consiste à commencer par deux bains d'éthanol absolu, suivi de trois bains d'éthanol à 95%, 80% et 70%, on termine par un traitement de 3 à 5 mn à l'eau courante.

### **3.2.6.2. La coloration proprement dite :**

- ✓ Plonger les lames hydratées dans l'hématéine de Harris 15 mn.
- ✓ Laver les lames à l'eau de robinet.
- ✓ Différencier les coupes dans l'alcool acide 1 à 2 plongées : déposer ensuite les lames dans un bain d'eau et vérifier la différenciation au microscope, les noyaux doivent être rouge et le fond clair.
- ✓ Laver à l'eau.
- ✓ Bleuir dans l'eau ammoniacale.
- ✓ Colorer dans la solution d'éosine pendant 2mn.

### **3.2.6.3. Les étapes préparatoires au montage :**

Le montage s'effectue dans des milieux qui sont habituellement dissous dans l'agent éclaircissant ; mais comme le milieu de montage doit imprégner complètement les tissu pour être efficaces et que celui-ci ait été au préalable par l'agent éclaircissant. On doit procéder successivement à :

#### ➤ **La déshydratation :**

On passe les coupes dans un bain d'éthanol à 95% pendant 30 secondes, puis dans un bain d'éthanol absolu pour une durée équivalente.

#### ➤ **L'éclaircissement :**

On peut utiliser du xylène ou de toluène. On a recoure à deux bains de 30 à 60 secondes. On laisse les coupes dans le second bain pour les monter.

#### ➤ **Le montage :**

Après le dernier bain de xylène, les lames ont enfin été montées avec des lamelles à l'aide du milieu Eukitt (CML).



## 4. RESULTATS ET DISCUSSION :

### 4.1. Résultats des observations macroscopiques

#### 4.1.1. Poids des ovaires et cornes utérines

##### 4.1.1.1. Résultats des poids des ovaires droits et gauches (Lot 1 et lot 2).

- Poids des ovaires droits lapines lot(1) : (R-) avec saillie assistée (SA) et lapines lot(2) : (R-) SA + GnRH.

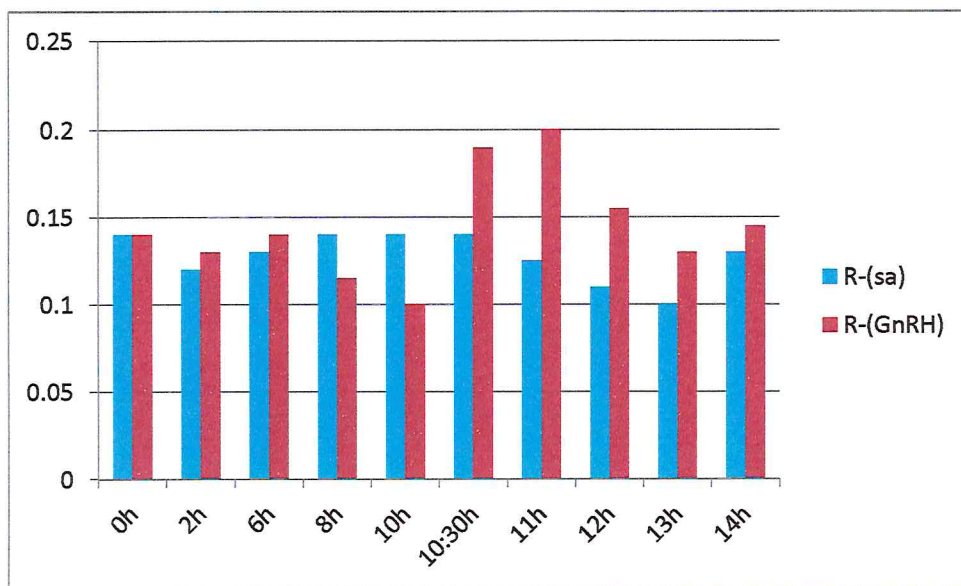


**Figure. 14:** Histogramme du poids des ovaires droits et chez les lapines (R-)(SA) et (R-)(SA+c GnRH) en saillie *post coitum* (0 à 14h *p.c.*)

Les poids moyens des ovaires droits et chez les lapines nullipares (R-) SA), et (R-) SA+ GnRH) exprimées en g aux intervalles de temps (0, 2, 6, 8, 10, 10,5, 11, 12,13 et14 h. *p.c.*) sont présentées dans la **figure (9)**. La valeur moyenne à 0h est entre 0,135g pour (R-) SA et de 0,125g pour (R-) SA+ GnRH), puis à 2h, 6h le poids subit une légère diminution pour les deux lots surtout pour (R-) SA par rapport à (R-) SA+ GnRH selon les valeurs 0,125 pour (R-) SA), mais à 6h pour (R-) SA+ GnRH il ya une légère augmentation jusqu'à 0,18g respectivement. À 8h et 10h *p.c.* il reste presque la même valeur mais un peu de dominance pour (R-) SA+ GnRH. A 10 h 30 *p.c.*, elle subit une augmentation importante 0,12g pour (R-) SA et 0,195 g pour (R-) SA+GnRH puisque

c'est le moment de l'ovulation ; De 11h à 14h *p.c.* le poids commence à diminuer jusqu'à 0,135g pour (R-) SA et 0,155g pour (R-) SA+ GnRH .

- Poids des ovaires gauches pour les lapines lot(1) : (R-) SA et lapines lot(2) : (R-) SA+GnRH

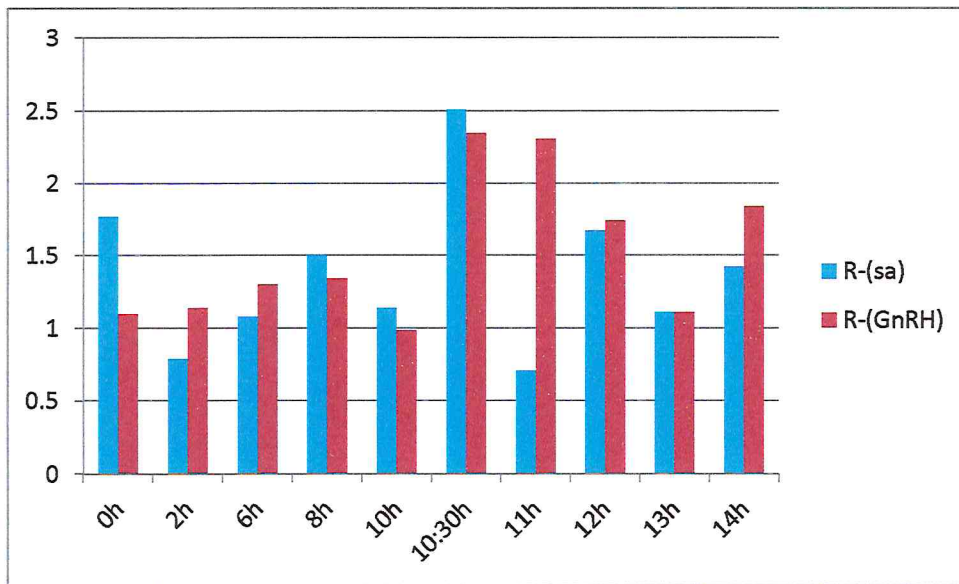


**Figure 15 :** Histogramme du poids des ovaires gauches chez les lapines (R-) SA et (R-) SA + GnRH) (0 à 14h *p.c.*).

Les poids moyens des ovaires gauches chez les lapines nullipares non réceptives (R-) (SA), et (R-) SA+GnRH exprimées en (g) aux intervalles de temps (0, 2, 6, 8, 10, 10,5, 11, 12,13 et14 h. *p.c.*) sont présentées dans la figure (10). La valeur moyenne à 0h est entre 0,14g pour les deux lots, puis à 2h, 6h le poids subit une légère diminution pour les deux lots surtout les (R-) SA par rapport à (R-) SA+GnRH . À 8h et 10h *p.c.* il reste presque la même valeur mais un peu de dominance pour (R-) SA+GnRH. A 10h 30 les poids subissent une augmentation importante 0,14g pour (R-) SA et 0,19 g pour (R-) SA+ GnRH puisque c'est le moment de l'ovulation. De 11h *p.c.* à 14h *p.c.*, le poids commence à diminuer jusqu'à 0,130g pour R-(SA) et 0,145g pour (R-) SA+GnRH .

**4.1. 1.2. Résultats des poids des cornes utérines droites et gauches des lapines du lot(1) (R-) SA et les les lapines du lot(2) (R-) SA+GnRH**

➤ Poids des cornes utérines droites des lots (1) et lot (2).

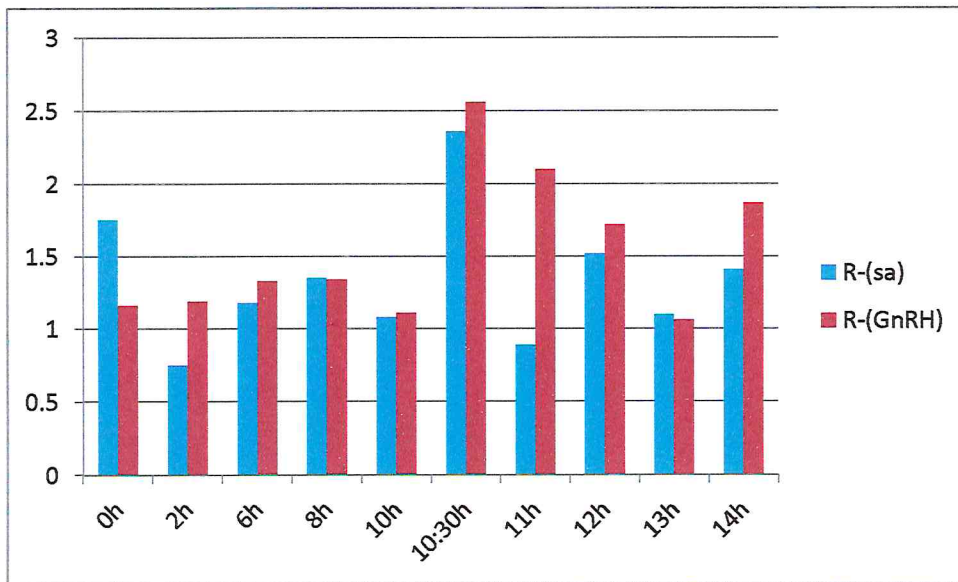


**Figure. 16 :** Histogramme du poids des cornes droites chez les lapines (R-) SA et (R-) SA+GnRH de (0 à 14h p.c.).

Les poids moyens des cornes droites et chez les lapines nullipares (R-) SA, et (R-) SA+ GnRH exprimées en g aux intervalles de temps (0, 2, 6, 8, 10, 10,5, 11, 12,13 et14 h. p.c.) sont présentées dans la (figure16) . La valeur moyenne à 0h est entre 1,77g pour (R-) SA et de 1,10g pour (R-) SA+ GnRH, puis à 2h, 6h le poids subit une légère diminution pour le lot N°1 (R-) SA et une légère augmentation (R-) SA+ GnRH selon les valeurs 1,08g pour (R-) SA, et 1,3 pour (R-) SA+ GnRH respectivement. À 8h et 10h p.c. la valeur reste presque que les précédentes pour les deux lots. A 10 h 30 p.c, elle subit une augmentation importante 2,52g pour (R-) SA et 2,35 g pour (R-) SA+GnRH puisque c'est le moment de l'ovulation ; De 11h à 14h p.c. le poids commence à diminuer jusqu'à 1 !,42g pour (R-) SA et 1,84g pour (R-) SA+ GnRH .



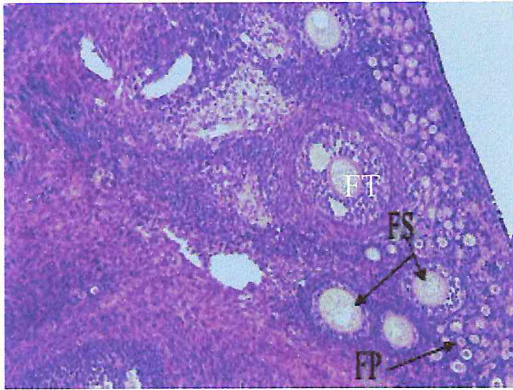
➤ Poids des cornes utérines gauches des lots (1) et lot (2).



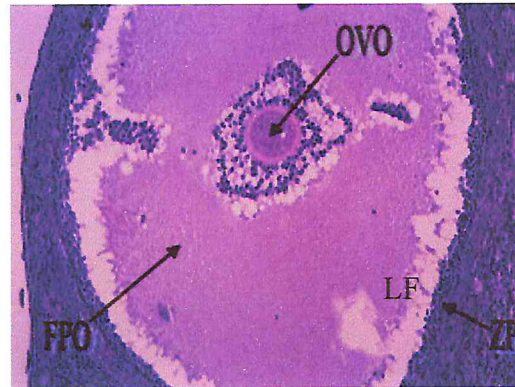
**Figure.17** : Histogramme du poids des cornes gauches chez les lapines (R-) SA et (R-° SA+GnRH en saillie *post coitum* (0 à 14h p.c.).

Les poids moyens des cornes gauches et chez les lapines nullipares (R-) SA, et (R-) SA+ GnRH exprimées en g aux intervalles de temps (0, 2, 6, 8, 10, 10,5, 11, 12,13 et14 h. p.c.) sont présentées dans la (figure.12) . La valeur moyenne à 0h est entre 1,75g pour (R-) SA et de 1,16g pour (R-) SA+ GnRH, puis à 2h, 6h le poids subit une légère diminution pour les deux lots surtout pour (R-) SA par rapport à (R-) SA+ GnRH selon les valeurs 1,08g pour (R-) SA+ GnRH respectivement. À 8h et 10h p.c. il reste presque la même valeur mais un peu de diminution . A 10 h 30 p.c, elle subit une augmentation importante 2,36g pour (R-) SA et 2,46 g pour (R-) SA+GnRH puisque c'est le moment de l'ovulation ; De 11h à 14h p.c. le poids commence à diminuer jusqu'à 1,41g pour (R-) SA et 1,87g pour (R-) SA+ GnRH .

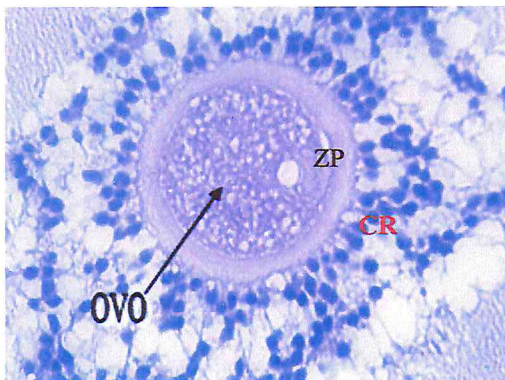
**4.2- Observation microscopique des coupes d'ovaires des lapines non réceptives (R-) SA et (R-) SA+GnRH de 0 à 14h p.c**



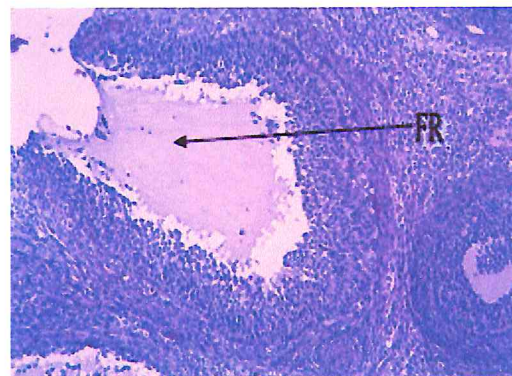
**Photo 6 :** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA sacrifiée 11h. p.c. Follicule primordial (FP) ; follicules secondaires (FS); follicule tertiaire (FT) ; Ovocyte (OVO). GX100.



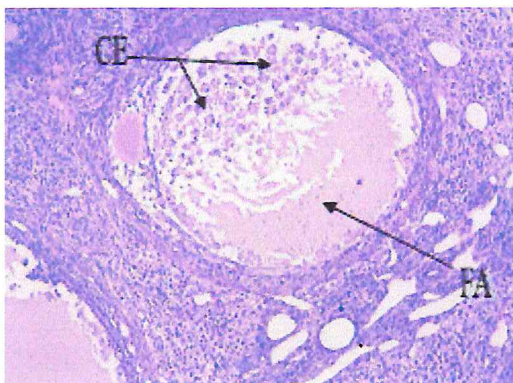
**Photo7 :** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA sacrifiée 13h. p.c. Follicule pré ovulatoire (FPO) ; Ovocyte libre dans le liquide folliculaire (LF) (OVO). GX10.



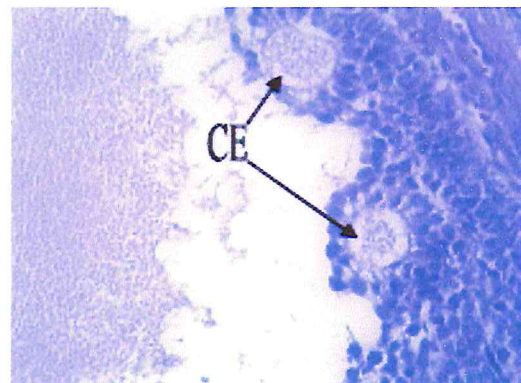
**Photo8:** Coupe d'ovaire de lapine (R-) SA, sacrifiée 13h. p.c. Ovocyte (OVO). Prolongements des cellules de la corona radiata (CR). Zone pellucide (ZP) GX400.



**Photo9 :** coupe d'ovaire de lapine (R-)SA sacrifiée 12h. p.c. Follicule rompu (FR) (OVO) . GX100.

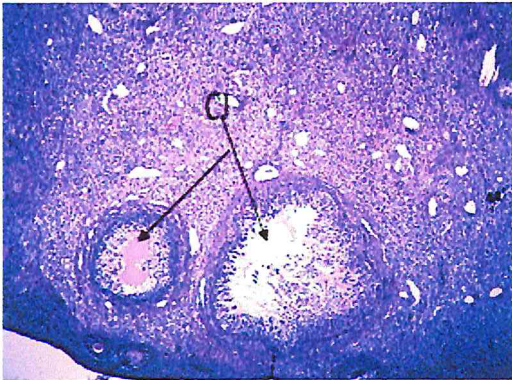


**Photo10:** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA sacrifiée 12h. p.c. Follicule en atresie (FA) ; de nombreux corps Call et Exner (CE) . GX100.

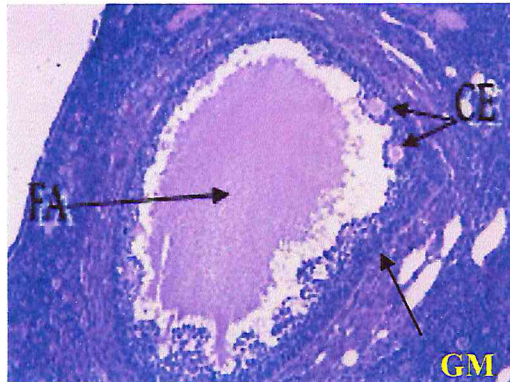


**Photo11 :** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA sacrifiée 10 h30. p.c. deux corps de Call et Exner volumineux au sein de la granulosa murale d'un follicule atresique (CE). GX400.

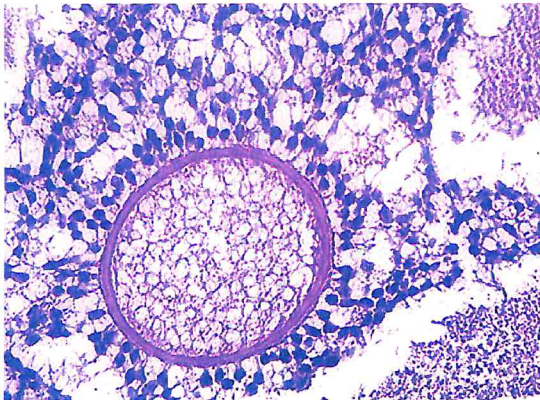




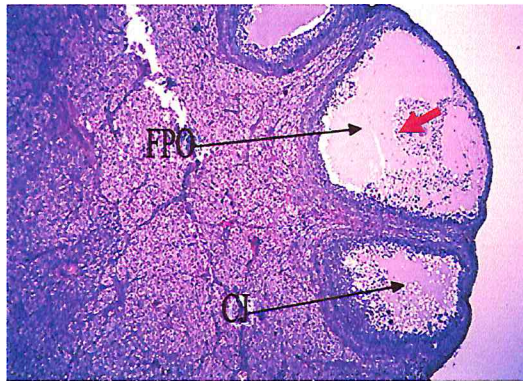
**Photo 12 :** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA sacrifiée 10h. *p.c.* Corps jaunes(CJ) l'un est jeune et l'autre est ancien avec hémorragie au centre . GX40.



**Photo13:** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA sacrifiée 10 h 30. *p.c.* Follicule atresique (FA) avec absence d'ovocyte (OVO); deux corps Call et Exner (CE) au sein de la granulosa murale (GM) ( GX100.



**Photo 14** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH sacrifiée 11h. *p.c.* ovocyte normale sphérique d'un follicule mûr sain. GX400.

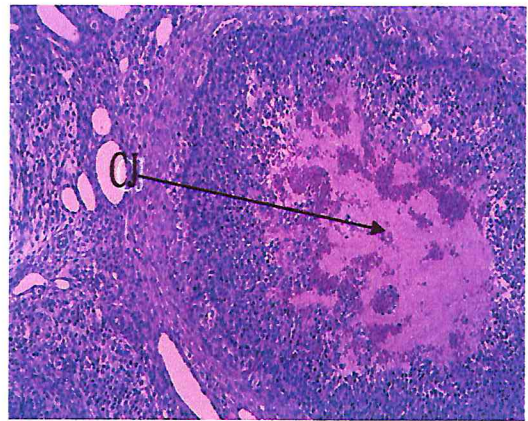


**Photo 15** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH 11h. *p.c.* Follicule preovulatoire (FPO) avec ovocyte au centre (OVO) et apex (flèche rouge) ; un corps jaune jeune (CJj). GX400.

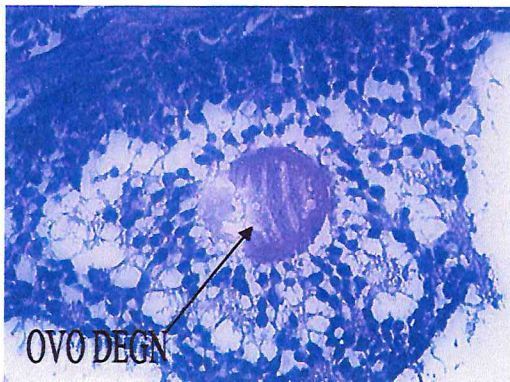




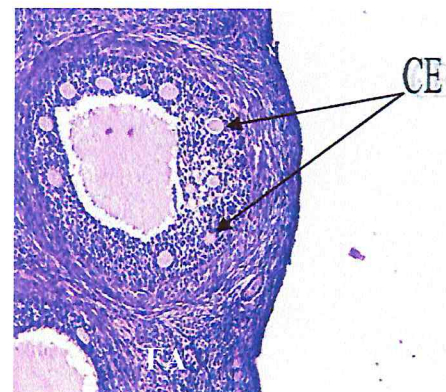
**Photo 16:** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH sacrifiée 11h. *p.c.* Follicule ovulatoire (FO) ; une partie de rupture ; Ovocyte (OVO) au cours de l'expulsion (encadré) GX40.



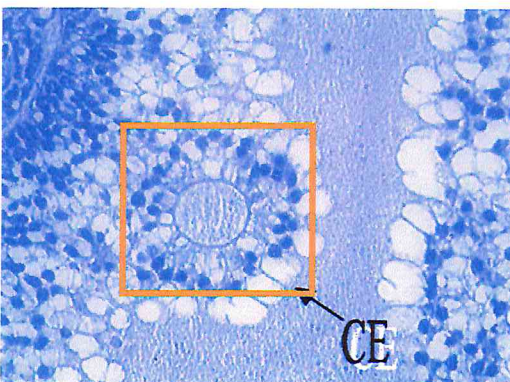
**Photo 17:** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH sacrifiée 14h. *p.c.* Corps jaune jeune (CJ) ; avec hémorragie au centre . GX100.



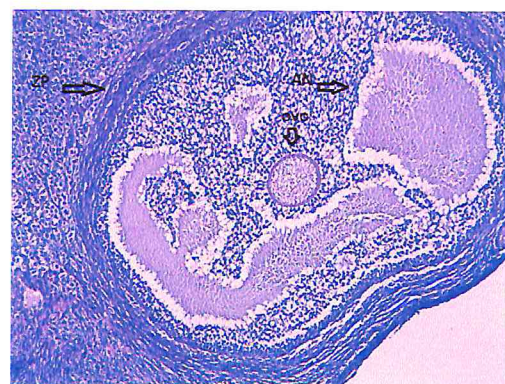
**Photo 18:** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH sacrifiée 10h. *p.c.* Ovocyte (OVO) ; une partie de l'ovocyte commence à dégénéré. (flèche). GX400.



**Photo 19:** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH. sacrifiée 10h. *p.c.*Follicule atresique (FA) avec de volumineux corps de Call et Exner (CE) GX100.



**Photo 20:** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH sacrifiée 12h. *p.c.* Corps Call et Exner(CE). GX10.



**Photo 21:** coupe d'ovaire de lapine (R-) SA+GnRH 12h *p.c.* Follicule mûr sain.GX100



### ➤ Interprétation des résultats de l'observation des coupes d'ovaire

La photo.6, montre la présence de follicules tertiaires, et secondaires qui apparaissent plus nombreux. Dans la photo.7, le follicule mûr est proche de l'épithélium ovarien, contenant un ovocyte libre à cette heure dans le liquide folliculaire. La photo 8 montre une forme normale d'ovocyte entouré de longs prolongements cytoplasmiques de la corona radiata. La photo. 9, montre un follicule rompu, où l'ovulation s'est produite. Un follicule atresique photo 10, contenant peu de cellules de granulosa mais plutôt des corps de Call et Exner qui sont volumineux qui ont l'aspect de rosettes (photo 12), composé d'une cavité et entourée de cellules de granulosa, ils sont surtout présent au sein de la granulosa murale. La photo 14, montre un corps jaune en début de luteinisation, tout prêt un follicule atresique ; Sur la figure H, un follicule atresique de grande taille, avec de nombreux corps de Call et Exner. Dans la photo 15, l'ovocyte d'un follicule sain, ici on note que la zone pellucide paraît plus mince. La figure J montre un follicule mûr qui se prépare pour l'ovulation et présente un apex point de rupture et de libération de l'ovocyte. La photo 18, montre un follicule rompu et la sortie de l'ovocyte qui est entraîné par le liquide folliculaire. Un corps jaune en début de luteinisation dans la figure L. Un ovocyte apparait en dégénérescence sur la photo 20, la zone pellucide parait compacte, et les prolongements cytoplasmiques sont courts ou absents. La photo 21 montre un follicule atresique, ici le corps de Call et Exner on le confond avec un ovocyte (photo 22). La photo 23, montre un follicule sain proche de l'épithélium ovarien, les cellules de la granulosa sont présentes et abondantes par rapport à un follicule atresique où leur absence explique leur apoptose.

### - Discussion

Aux premières heures après la saillie assistée, les lapines non-réceptives se caractérisent par un nombre très faible de follicules cavitaires et beaucoup de follicules atresiques. Quelques ovocytes présentent une forme irrégulière et à ce stade, contrairement aux lapines réceptives, on n'observe pas de prolongements cytoplasmiques des cellules de la *granulosa*. De 10 jusqu'à 14h après l'accouplement, les quelques follicules cavitaires observés, ont un ovocyte en position centrale. Les lapines non- réceptives présentent seulement quelques follicules cavitaires éloignées de la paroi ovarienne, les ovocytes ont une forme irrégulière et semblent dégénérés, la zone pellucide est très compacte, les prolongements cytoplasmiques des cellules de la *corona radiata* sont absentes, 10, 11, 14 h après la saillie. Quel que soit le stade *post coitum*, un grand nombre de follicules atresiques est systématiquement observé. Dans la littérature on ne trouve que peu d'études

concernant la croissance folliculaire des lapines non-réceptives, cependant l'importance des défauts d'ovulation est généralement observée [120 ;131].

Quel que soit l'état physiologique des lapines, les corps de Call et Exner sont présents dans la *granulosa* des petits et des gros follicules *antraux*. Ceux-ci se montrent constitués, sous leur aspect le plus typique, par une couronne de cellules de la *granulosa* disposées autour d'une cavité pleine d'un liquide semblable au liquide folliculaire. [55] ont montré que chez la lapine les corps de Call et Exner sont présents dans les follicules larges et les les follicules larges préantraux. Dans notre cas, ils ne sont présents que dans les follicles jeunes antraux mais plus importants dans les follicules gros cavitaires et atrésiques. Leur fonction est inconnue

Nos résultats sur la possibilité que l'ovocyte subit une dégénérescence en perdant sa forme sphérique normale comme observé dans les follicules atrésiques est en conformité avec ceux de [74] qui ont noté que les ovocytes étaient considérés comme dégénérés si une perte de la forme normale de l'ovocyte était observée et il est aussi évident que les ovocytes ayant été retenus dans le follicule ont commencé à dégénérer. En plus, [90], ont reporté que parmi les changements se produisant pendant l'atrésie, l'activité pycnotique au sein de la *granulosa* et / ou la distorsion ou la fragmentation de l'ovocyte sont considérés comme critères spécifiques.

[141 ;22], ont rapporté les mêmes observations que ceci pouvait représenter une étape dans le processus d'expulsion mais l'ovocyte apparut anormal mais il paraît plus probable que les follicules étaient en processus de devenir atrésiques et il est possible que le processus de degenerescence de l'ovocyte peut contribuer à un défaut d'ovulation [74], D'ailleurs, [140 ;467],ont rapporté que lorsque les follicules ont ovulé, les masses cellulaires de la *granulosa* étaient vues être bien préservées et lorsque certains follicules n'ayant pas ovulé , à peu près 50% de ces follicules souvent de taille plus large leur membrane *granulosa* est en atrésie .Chez la rate , [68], ont montré que les follicules atrésiques étaient identifiés par les cellules pycnotiques de la *granulosa* et par l'altération de la forme de l'ovocyte à partir d'une forme uniformément d'apparence arrondie. Les premiers signes d'atrésie de larges follicules incluent les caractéristiques bien établis de l'apoptose des cellules de la *granulosa* et la perte de contact entre

l'ovocyte et les cellules de la *granulosa* qui l'entoure. Comme l'atrésie progresse il existe une perte substantielle de cellules de la *granulosa* avant que l'ovocyte soit grossièrement affecté. Des études sur l'atrésie de larges follicules ovariens chez la rate, [142] ont rapporté que le processus d'atrésie était clairement visible sur les follicules où les ovocytes sont déformés, et le processus de fragmentation devient visible et les cellules du cumulus exhibent des changements dégénératifs.



### VI-Conclusion et Perspectives

L'objectif de ce travail était de décrire la croissance folliculaire dans les 14 heures suivant la saillie de lapines nullipares d'une race locale algérienne. À notre connaissance, c'est la première étude qui analyse de manière comparative, la croissance folliculaire de lapines non réceptives qui refusent (non-réceptives) l'accouplement. Toutes les lapines non réceptives en saillie assistée et injectées avec la GnRH ont ovulé. A part à 13h p.c où l'on n'a pas observé d'ovulation. De nombreux follicules atrésiques ainsi que des ovocytes dégénérés sont observés. Il est vraisemblable que chez ces lapines, qui possèdent au moment de la saillie une même distribution des différents types folliculaires, une maturation finale déficiente des follicules soit liée à un pic préovulatoire de LH faible, conséquence d'un taux oestrogénique faible en raison des atrésies folliculaires observées. En effet, la stéroïdogénèse folliculaire, majoritairement oestrogénique, est probablement responsable de l'augmentation de la perméabilité des capillaires et de l'apparition de l'œdème.

Afin de mieux comprendre les mécanismes physiologiques sous-jacents, cette étude comparative doit être poursuivie en étudiant en parallèle de la croissance folliculaire, l'évolution des profils hormonaux tels que les oestrogènes, la progestérone, FSH et LH, entre le moment de la saillie et celui de l'éventuelle ovulation.

# Références bibliographiques



## Référence Bibliographique

---

1. **Barone R., 1990.** Splanchnologie II, anatomie compare des mammifères domestiques (tom 04), éditions vigot. Paris.
2. **Barone R., Pavaux C., Blin P., Cuq P., 1973.** Atlas d'anatomie du lapin. Paris : Masson.
3. **Barros C, Jedlicki A, Vigil P 1988** :the gamete membrane fusion test te assay the fertilizing ability of human spermatozoa . Human Repred 3,637-644
4. **Beers R., 1975.** Follicular plasminogène and plasminogen activator and the effect of plasmin on ovarian follicle wall. Cell, 6, 379-385
5. **Beers W.H., Strickland S., Reich E., 1975.** Ovarian plasminogen activator: relationship to ovulation and hormonal regulation. Cell, 6, 387-394
6. **R Belabbas, H AinBaziz, I Ilès, S Zenia, Z Boumahdi\*, I Boulbina et S Temim 2011**  
Etude de la prolificité et de ses principales composantes biologiques chez la lapine de population locale algérienne (*Oryctolagus cuniculus* [Livestock Research for Rural Development 23 \(3\) 2011](#))
7. **Belabbas R, 2009** : étude des principales composantes biologiques de la prolificité et facteur de variation du poids fœtal chez la lapine de population locale, en vue de l'obtention du diplôme de magistère en science vétérinaire ENV d'El-Harrach, p 93
8. **Belbedj H, 2007)** dynamique de croissance des organes chez le lapin local. Memoire Pour l'obtention du diplôme de Magister. Universite EL-hadj lakhdar- Batna.79p
9. **Belhadi S., 2004.** Characterisation of local rabbit performances in Algeria: Environmental variation of litter size and weights. In: *Proc. 8th World Rabbit Congress, 2004. September, Puebla, Mexico, 218-223.*



10. **Berchiche M., Kadi S.A. 2002.** The kabyle rabbits (Algeria). *In: Rabbit Genetic Resources in Mediterranean Countries. (Edit. Khalil M.H., Baselga M.) Options méditerranéennes, Serie B, Etudes et recherches, N° 38, pp 15-20.*
11. **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)B43-49.*
12. **Berchiche, 1992.** Berchiche, M. "Système de production de viande de lapin au Maghreb. Presented in the Advanced Course on "Systèmes de Production de Viande de Lapin", CIHEAM, Zaragoza (Spain), (September 1992),
13. **Bjersing L., Cajandre S., 1974.** Transmission electron microscopy of rabbit germinal epithelium prior to induced ovulation. *Cell Tiss. Res, 149, 313-327*
14. **Bjersing, L, et Cajander, S.,** "Ovulation and the mechanism of follicle rupture. I. Light microscopic changes in rabbit ovarian follicles prior to induced ovulation". *Cell. Tissue. Res. V. 149, (1974a), 287-300.*
15. **Blandau R.J., Rumery R.E., 1963.** Measurement of intrafolliculaire pressure in ovulatory and preovulatory follicles of the rat. *Fertil, 14, 330-341*
16. **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, 274, 407p*
17. **Boussit D., 1989.** *Reproduction et insémination artificielle en cuniculture. Association Française de Cuniculture, 234 pages, Lempdes.*

## Référence Bibliographique

---

18. **Caillol M. et Dauphin-Villemant C., 1982.** Relation entre le comportement sexuel et les taux des stéroïdes périphérique chez le lapin. 3<sup>ème</sup> J. de la recherche cunicole, communication 17, décembre, paris, France
19. **Cherney C., Didiol J.A., Motta P., 1975.** The developpement of rabbit ovarian follicules following copulation. *Fertil. Steril*, 26, 257-270.
20. **Chretien, F. C., 1966.** A study of the origin, migration and multiplication of the germ-cells of the rabbit embryo. *J Embryol Exp Morphol* 16, 591-607.
21. **Cran, D. G. 1985.** Qualitative and quantitative structural changes during pig oocyte
22. **Crozet, N. 1989.** Nucleolar structure and RNA synthesis in mammalian oocytes. *J Reprod Fertil Suppl* 38, 9-16.
23. **Daguet, M. C. 1980.** In vivo change in the germinal vesicle of the sow oocyte during the follicular phase before the ovulatory LH surge. *Reprod Nutr Dev* 20, 673-80.
24. **Delaveau L., 1978.** Chez la lapine, difficultés d'obtenir des saillies fécondantes. *Cuniculture* 5, 159-160.
25. **Dépres et al., 1994 Deprés E., Theau Clément M., Lorvelec O. , 1994.** Productivité des lapines élevées en Guadeloupe : Influence du type génétique, de l'allongement de la durée d'éclaircissement, de la saison et du stade physiologique. *6èmes Journées de la Recherche Cunicole, La Rochelle (France), 6-7 Décembre 1994, vol. 1, 153-162*
26. **Diaz, P., Gonsalvez, L.F., et Rodriguez, J. M., “ Relationship of colour of the vulva with reproductive traits in rabbits”.** *Informacion Tecnica Economica Agraria*, V.1, (1987), 52-56.

27. **Driancourt et al., 2001** Driancourt, M.A., Gougeon., A., Monniaux, D., Royere, D., et Thibault, C., "Folliculogenèse et ovulation". In: La reproduction chez les mammifères et l'homme. Thibault C., Levasseur, M.C., (Eds), Ellipses, Paris, France, (2001), 316-347.
28. **Driancourt M. A., Reynaud K., Coetvrintd R., Smitz J., 2000.** Roles of KIT and KIT LIGAND in ovarian function. *Rev Reprod* 5, 143-52.
29. **Driancourt M.A., Levasseur M.C., 2001.** Cycles estriens et cycles menstruels. In: La reproduction chez les mammifères et l'homme. Thibault C., Levasseur M.C., (Ed), Ellipses, Paris, France, 680-698.
30. **Driancourt, M.A., Quesnel, H., Meduri, G., Prunier, A., et Hermier, D.,** "Luteinization and proteolysis in ovarian follicles of Meishan and Large White gilts during the preovulatory period " *J. Reprod. Fertilit* V. 114, (1998), 287–297.
31. **Dufy-Barbe, L., Franchimont, P., et Faure, J.M.,** "Time-courses of LH and FSH release after mating in the female rabbit". *Endocrinology*. V. 92, (1973), 1318-1321.
32. **Dunbar, B.S., 1983.** *Morphological, biological, and immunochemical characterization of the mammalian zona pellucida*, In: Press, A. (Ed.), *Mechanism and control of animal fertilization*, New York, pp. 140-177. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon / 1, Avenue Bourgelat / 69280 Marcy L'Etoile
33. **Edwards, R. G. 1965.** Maturation in vitro of mouse, sheep, cow, pig, rhesus monkey and human ovarian oocytes. *Nature* 208, 349-351. *Embryonnaire, 10-11 Septembre, 1993, Lyon, France*, 282-283
34. **Elsaesser, F.,** "Effects of active immunization against oestradiol-17 $\beta$ , testosterone or progesterone on receptivity in the female rabbit and evaluation of specificity ". *Reprod. Fert.* V.58, (1980), 213-218.



## Référence Bibliographique

---

35. **Espey J. J., Coons P. J., 1976.** Factor which influence Ovulatory dégradation, of rabbit ovarian follicules. *Biol. Reprod*, 14, 233-2454.
36. **Espey L. L., Lipnér H., 1963.** Measurment of intafollicular pressures in the rat ovary. *Am. J. Physiol*, 205, 1067-1072.
37. **Espey L.L., Rondell P., 1968.** Collagenolytic activity in the rabbit and swo graafian follicle durig ovulation. *Am. J. physiol*, 214, 326-329
38. **Espey, L. L. 1971:** Decomposition of connective tissue in rabbit ovarian follicles by multivesicular structures of thecal fibroblasts. *Endocrinology* 88, 437-444
39. **Esthre Van Praag. Ph. D., 2005.** Appareil reproducteur femelle et ovariohystérectomie (stérilisation chirurgicale).
40. **Evans DHL ;Murray JG, 1954 :**Histological and fonctional studies on the fibre composition of the vagus nerves of the rabbit.*J.Anat.* 88:320-337.
41. **Fair, T., Hyttel, P., and Greve, T. 1995.** Bovine oocyte diameter in relation to
42. **Fee, A. R., et Parkes, A. S.,** “Studies on ovulation. III. Effect of vaginal anaesthesia on ovulation in the rabbit”. *J. Physiol., Lond.* V. 70, (1930), 385-388
43. **Firor, W. M.** “Hypophysectomy in pregnant rabbits”. *Am. J. Physiol.* V.104, (1933), 204-215.
44. **Flechon, J. E., Motlik, J., Hunter, R. H., Flechon, B., Pivko, J., and Fulka, J. (1986).** Cumulus oophorus mucification during resumption of meiosis in the pig. A

## Référence Bibliographique

---

45. Fortune, J.E., "The early stages of follicular development: activation of primordial follicles and growth of preantral follicles". *Animal Reproduction Science*. V.78, (2003), 135–163.
46. Fortun-Lamothe F., Bolet G., 1995. Les effets de la lactation sur les performances de la reproduction chez la lapine. INRA, production animale. 1995 ; 8(1).49-56
47. Fox, R.F., "Coitus as an ovulation stimulant in the laboratory rabbit". 1968. *Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine*, V. 128, (1968), 639-642/1968.
48. Gacem M., Lebas F., 2000. Rabbit husbandry in Algeria. Technical structure and evaluation of performances". In 7<sup>th</sup> World Rabbit Congress, Valencia, World Rabbit Sci., V. 8, (juillet 2000), 75-80
49. Gayrard V., 2007. *Physiologie de la reproduction des mammifères*. Ecole Nationale. Vétérinaire Toulouse, septembre, 2007. 198p.
50. Gosalvez, L.F., Rodriguez, J.M., Diaz, P., 1985. *Comportamiento sexual de la coneja en post parto*, X Symposium Cunicultura, Barcelona (Spain), pp. 29-43.
51. Gosden et al., 1989 1989 Gosden, R.G., Brown, N., et Grant, K., " Ultrastructural and histochemical investigations of Call Exner bodies in Rabbit Graafian follicles". *J. Reprod.Fertili*. V.85, (1989),519- 526.
52. Gougeon A., 1996. Regulation of follicular development in primates : facts and hypothèses. *Endocr Rev* 17 ; 121-55
53. Grau H. et Walter P., 1975. *Précis d'anatomie et histologie microscopique des animaux*.
54. Hafez, E.S.E., "Reproduction in Farm Animals". 5<sup>th</sup> Ed. Philadelphia, USA: Lea & Febiger. (1987), 160p

## Référence Bibliographique

---

55. **Hammond, J., Marshall, F.H.A., 1925.** Reproduction in the rabbit, In: Oliver and Boyd, (Ed.), Edinburgh, p. 210 pages.
56. **Heape W., 1905.** Ovulation and degeneration of ova in the rabbit. Proceedings of the Royal Society, B76, 260-26B.
57. **Henaff R et Surdeau P., 1981.** La reproduction chez le lapin. BTI, 358-359, 223-235.
58. **Hill M., Parkes A.S., 1931.** The relation between the anterior pituitary body the gonads. IV. Induction of ovulation during pregnancy and its effects on jtiuses. Proc. R. Soc. B. 11.0, 180-186.
59. **Hill M., White W., 1933.** The growth and regression of follicles in the oestrus rabbit. J. Physiol. 80, 174-178
60. **Hill RT., 1949.** Adrenal cortical physiology of spleen grafted and denervated ovaries in the mouse. Exp: Med. Surg. 7: 86-98.
61. **Hill, 1934** Hill, M., White, W.E.1933. *The growth and regression of follicles in the oestrous rabbit.* J Physiol 80, 174-178
62. **Hilliard et al., 1964** Hilliard, J. & Eaton, L.W. (1971). Estradiol-17 $\beta$ , progesterone and 20 $\alpha$ -hydroxypregn-4-en-3-one in rabbit ovarian venous plasma. II. From mating through implantation. Endocrinology 89, 522-527.
63. **Hulot, F., Mariana, J.C., et Lebas, F.,** "L'établissement de la puberté chez la lapine (folliculogénèse et ovulation). Effet du rationnement alimentaire". *Reprod. Nutr. Dev.* V. 22, (1982), 439-453.



## Référence Bibliographique

---

64. Hutt, K.J., McLaughlin, E.A. et Holland, M.K., “Primordial follicle activation and follicular development in the juvenile rabbit ovary. ” *Cell. Tissue. Research.* V.326, (2006), 809–822.
65. Hyttel P., Fair T., Callense H., Greve T., 1997. Oocytes growth, capacitation and final maturation in cattle. *Theriogenology* 47, 23-32
66. Hyttel, P., Callensen, H., and Greve, T. 1986. Ultrastructure features of preovulatoryoocyte maturation in superovulated cattle. *J. Reprod. Fertil.* 76, 645-656.
67. Kanzani; Hay R.M et Seamark R. F., 1982. The sheep ovary: regulation of steroidogenic, haemodynamic and structural changes in the largest follicle and adjacent tissue before ovulation. *J. Reprod .Fert ;* 45: 495-604.
68. Kennelly, J.J., Foote, R.H., 1965. *Superovulatory Response of Pre- and Post-Pubertal Rabbits to Available Gonadotrophins.* *J Reprod Fertil* 9, 177-188.
69. Kermabon, A.Y., Belair, L., Theau-Clement, M., Salesse, R., et Djiane, J., “Effects of anoestrus and bromocryptine treatment on the expression of prolactin and LH receptors in the rabbit ovary during lactation”. *J. Reprod. Fertil.* V. 102, (1994), 131-138.
70. Kranzfelder D et al., 1984. Follicle growth in the ovary of the rabbit after ovulation inducing application of human chorionic Gonadotropin. *Cell tissue Res,* 238, 281-289.
71. Kruij, T. A. M., Cran, D. G., Van beneden, T., and Dieleman, S. J. 1983. Structural changes in bovine oocytes during final maturation in vivo. *Gamete Research* 8, 29- 47.
72. Laird C.W., Fox R.R., Mitchell B.P., Blau E.M., Schultz H.S. 1970. *Effect of strain and age on some hematological parameters in the rabbit.* *American Journal of Physiology.* Vol. 218, n06, 1613-1617.

73. Lebas F., 1994. Rappel sur la physiologie de la reproduction du mal et de la femelle. Journée AERA-ASFC, 20 janv.
74. Lebas F., 2000. La biologie du lapin. <http://www.cuniculture.info/docs/indexbiol.htm>.
75. Lebas F., 2004. Elevage du lapin en zone tropicale. Cuniculture magazine, vol 31. 2004, 3-10p
76. Lebas F., 2009. Cuniculture, biologie du lapin. [www.cuniculture.info](http://www.cuniculture.info) (accès le 16/08/2009).
77. Lebas F., Coudert P., De Rochambeau H., Thébault R.G., 1996. Le Lapin, Élevage et Pathologie (nouvelle édition révisée). FAO éditeur, Rome, 227 pp.
78. Lefèvre B and Moret B., 1978. Influence d'une modification brutale de l'environnement sur l'apparition de l'oestrus chez les lapines nullipares. Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys., 18 (3), 695-698.
79. Lepere R.H., Benoit PE., Hardy R.C et Gldzieher J.W., 1966. The origin and function of the ovarian nerves supply in the baboon. *Fert. Steril.* 17: 68-75.
80. Lesbouyries G., 1949. Reproduction des mammifères domestiques, sexualité, Vigot Frere, Edition Paris.
81. Liu, H., Kim, J. M., and Aoki, F. 2004. Regulation of histone H3 lysine 9 methylation in oocytes and early pre-implantation embryos. *Development* 131, 2269-80.
82. Mac Donald, P., Vidal, N., et Beyer, C., "Sexual behaviour in the ovariectomized rabbit after treatment with different amounts of gonadal hormones". *Horm Behav* 1970).

## Référence Bibliographique

---

83. Maillet M, 1974. Histologie de l'appareil génital féminin 1 vol. Gauthier-Villars, 1974, 253P
84. Maillet. M., 1980. Histologie des organes. Dans la collection academic press.
85. Mariana, J.C., et De Pol, J., "Analyse morphométrique de la population des follicules primordiaux de l'ovaire de lapine à 30 jours". Arch.Biol. V.97, (1986), 139-156
86. Markee J.E., Sawyer C.H., Hollinshead W.H. 1948. *Adrenergic control of the release of luteinising hormone ,From the hypophysis of the rabbit.* Recent
87. Mauleon, P., 1967. [*Kinetics of ovogenesis in mammals*]. Arch Anat Microsc Morphol Exp 56, 125- 150.
88. Meunier, M., Hulot, F., Poirier, J.C., et Torres, S., " A comparison of ovulatory gonadotropic surge in two rabbit strains: no evidence for a relationship between LH or FSH surge and factors of prolificacy". Reprod. Nutr. Dev. V.23, (1983), 709-715.
89. Meyers K ; Poole WE, 1962 :Oestrus behaviour cycles in the rabbit. Nature(Lond.), 195 : 358-359.
90. Monniaux D., Huet C., Besnard N., Clement F., Bosc M., Pisselet C., Monget P., Mariana JC., 1997. Follicular growth and ovarian dynamics in mammals. *Journal of Reproduction and Fertility Supplement*, 51, 3-23.
91. Monniaux, 2009. Oogenesis and folliculogenesis. In: Reprod. Domest. Anim., Cole H.H., Cupps P.T., (Ed), Academic Press, New York, 187-215



## Référence Bibliographique

---

92. Moret B., Baratte M., 1980. Comportement d'œstrus chez la lapine. *Cuniculture* 7, 159-161.
93. Motta, P., "Sur l'ultrastructure des corps de Call et d'Exner dans l'ovaire du lapin". *Cell and tissue research*, V.68, n°(3), (1965), 308-319. (1965)
94. Moulla F., 2007 "Evaluations des performances zootechniques de l'élevage cunicole de la ferme expérimentale de l'institut technique des élevages (Baba ali)". Mémoire de Magister en Sciences Agronomiques, Option: Sciences Animales (INSA)(2007),66p
95. Moulla, F., et Yakhlef, H., "Evaluation des performances de reproduction d'une population locale de lapins en Algérie". 12<sup>èmes</sup> Journées de la Recherche Cunicole, Le Mans, France, (novembre 2007), 45-48.
96. Moumen et Ain Baziz, 2006) Effet du rythme de reproduction sur les performances zootechniques et les paramètres sanguins de la lapine de population locale (*Oryctolagus cuniculus*). Mémoire de Magistère en Sciences Veterinaires. Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire (El-Harrach-Alger), (2006), 121p.
97. Neilson D ;Jonos JS ;Woodruff JD ;Golbreger B ; 1970 : the innervation of the ovary. *Obstet. Gynecol. Sur.* 25 :889-904
98. Nodeblad E, 1954 : *Acta. Endocriol.* 15 :313-316 .
99. Nezar, N., "Caractéristiques morphologiques du lapin local". Thèse de Magister, Université de Batna, (2007), 93 p
100. Nicosia, S.V., Evangelista, I., et Batta, S.K., "Rabbit ovarian follicles. I. Isolation technique and characterization at different stages of development". *Biol. Reprod.* V.13, (1975), 423-447) of performances. *7th World Rabbit Congress*, 4-7 July 2000, 69-80

## Référence Bibliographique

---

101. **Okumura R., Rosengren E., Sjoberg N. O., 1980.** Adrenegic innervations of the human female reproductive organs. A histological and chemical investigation. *Obstet. Genycol.* 300: 763-773.
102. **Othmani-Mecif et Benazzoug, 2005)** Othmani-Mecif K., et Benazzoug Y., “ Caractérisation de certains paramètres biochimiques plasmatiques histologiques (tractus génital femelle) chez la population locale de lapin (*Oryctolagus cuniculus*) non gestante et au cours de la gestation ” *Science et technologie C-* n°(23), (2005), pp 91-96.
103. **Fee et Parkes, 1929),** Studies on ovulation: I. The relation of the anterior pituitary body to ovulation in the rabbit. *J Physiol.* 25;67(4):383–388.
104. **Plá, M., Baselga., M., García, F., et Deltero, J.,** “Mating behaviour and induction of ovulation in meat rabbit”. *Proc. 3<sup>rd</sup> World Rabbit Congress.* (1984), 437-445
105. **Poirrier J et Coll ; 1972 :** Feuillelet d’histologie humaine. Fasc. 6 et 8. Maloiane. *Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine*, V. 128, (1968), 639-642.
106. **Quinton H., Egron L., 2001.** Maitrise de la reproduction chez le lapin, *Le Point Vétérinaire*, n°218, 2001, 28-33.
107. **Rebollar, P.G., Ubilla, E., Alvarino, J.M.R., Illera, J.C., et Silvan, G.,** “ Effect of degree of sexual receptivity on post-partum plasma oestradiol and ovulatory response in rabbits”. *Revista Espanola de Fisiologia.* V. 48, (1992), 13-18.
108. **Remas, K.,** “Caracteristiques zootechniques et hormones sexuelles chez les populations locales du lapin domestique, *Oryctolagus cuniculus*”. Thèse de Magistère Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire (2001), 89p

## Référence Bibliographique

---

109. **Reynolds SRM., 1973.** Seasonal variation in reproductive traits of New-Zealand White rabbits. *J. Roprod. Fertile.* 8: 29-27.
110. **Roca et Alae, 19891986** ROCA, T., FANLO, R. and ALAEE, M. (1986). Inseminacion artificial en cunicultura. *Llème Symposium de Cunicultura. Teruel ESP.,* pp 23-42
111. **Rodriguez, J.M., Gosalvez, L.F., Diaz, P., Gomez, S., 1987.** *Evolucion de la poblacion de foliculos antrales de la coneja en torno al parto.* *Inv Agrar: Prod Sanid Anim* 2, 65-76.
112. **Rondell P., 1970.** Follicular processes in ovulation. *Fed. Proc,* 29, 1875-1879.
113. **Salveti, P2008.,** “ Production des embryons et cryoconservation des ovocytes chez la lapine : Application à la gestion des ressources génétiques”. These de l’universite de lyon diplome de doctorat ; Université de Lyon, Unité Cryobiologie ENVL/ISARA-Lyon, « Cryoconservation des ressources génétiques par la voie femelle »
114. **Secchi J, 1975:** *CR Sos. Biol;* 167:1331-1334.
115. **Smelser G.K., Walton A., Whetham E.O., 1934.** The effect of light on ovarian activity in the rabbit. *J Exp Biol* 11, 352-363.
116. **Staples, R. E., 1965 :** Influence of body weight upon corpus luteum formation and maintenance of pregnancy in the rabbit. *J. Reprod. Fert.* 12, 221.
117. **Stoufflet L., Caillol M., 1988.** Relations between sex steroids concentrations and sexual behavior during pregnancy and postpartum in the domestic rabbit. *J. Reprod. Fert.,* 82, 209-218.



## Référence Bibliographique

---

118. **Theau-Clément M. et Roustan, 1992.** Etude des relations entre la réceptivité et la lactation. Influence sur les performances de reproduction *ITAVI*. sélection reproduction et techniques de l'élevage du lapin de chair
119. **Theau-Clément M., 1994.** Rôle de l'état physiologique du lapin au moment de la mise à la reproduction sur la fertilité. In la reproduction chez le lapin
120. **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 de doctorat, Ecole Nationale Supérieure Agronomique de Toulouse, Toulouse, p. 103
121. **Theau-Clément M., Poujardieu B., 1994.** Influence du mode de reproduction, de la réceptivité et du stade physiologique sur les composantes de la taille de portée des lapines, 6<sup>èmes</sup> Journées de la Recherche Cunicole, La Rochelle, pp. 187-194.
122. **Theau-Clément, M.,** "*Preparation of the rabbit doe to insemination: a review.* World Rabbit Science. V. 15, (2007), 61-80.
123. **Theau-Clément, M.,** "*Advances in the control of rabbit reproduction: the doe,* 9<sup>th</sup> annual conference of the European Society for Domestic Animal Reproduction. Murcia. Spain, (september 2005
124. **Thibault C. Levasseur M –C et Beaumont A, 1998** :la reproduction des vertèbres Masson. Paris 307p.
125. **Van Wezel et al., (1999), Van Wezel IL., Irving Rodgers H.F., Sado Y., Ninomiya Y., and R.J. Rodgers, 1999.** Ultrastructure and composition of Call-Exner bodies in bovine follicles. Cell Tissue Research 1999; 296: 385-94

## Référence Bibliographique

---

126. **Wassarman PM, Mortillo S1991** : Structure of the mouse egg extacellular coat, the zona pellucida. *Int Rev Cytel* 130,85-110.
127. **WOOD TC, MONTALI RJ, WILDT DE. (1997)** Follicle-oocyte atresia and temporal
128. **Yaschine T., Mena F., Beyer C., 1967.** Gonadal hormones and mounting behavior in the female rabbit. *Am. J. Physiol.*, 213, 867-872 Follicle-oocyte atresia and temporal taphonomy in cold-stored domestic cat ovaries. *Mol. Reprod. Dev.*, 46, 190-200.
129. **Zerrouki N., Bolet G., Berchiche M., Lebas F., 2004.** Breeding performance of local kabylien rabbits does in Algeria. *8th World Rabbit Congress*, 371-377