



533THV-1

République Algérienne Démocratique

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Saad DAHLEB de Blida

Faculté des sciences agro vétérinaires et biologiques

Département des sciences vétérinaires

# Mémoire

De fin d'études :

En vue de l'obtention du diplôme de docteur vétérinaire

**THEME**

**Etude macroscopique et microscopique des ovaires  
chez la lapine locale réceptive au cours de l'ovulation**

Présenté par :

*MOUSLI Hocine*

&

*NAIT SADI Abdellah*

Président du jury : Mr BERBAR Ali

Examineur : BELABBAS R.

Promotrice : BOUMAHDI. MERAD. Z

Maitre de conférences.

Maitre assistant. USDB.

MAA. USDB. Blida.

Année universitaire : 2010/2011

# Sommaire

Résumé	
Remerciement	
Dédicace	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Liste des abréviations	

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

## **Chapitre I :**

<b>RAPPELS sur l'appareil reproducteur de la lapine .....</b>	<b>3</b>
<b>I.1. Les ovaires .....</b>	<b>3</b>
<b>I.2. Les oviductes .....</b>	<b>3</b>
<b>I.3. L'utérus .....</b>	<b>3</b>
<b>I.4. Le vagin .....</b>	<b>3</b>
<b>I.5. Vulve et clitoris .....</b>	<b>3</b>
<b>II. Histologie des ovaires .....</b>	<b>5</b>

## **Chapitre II**

<b>Caractéristiques de la reproduction chez la lapine.....</b>	
<b>I . ovogénèse et différenciation sexuelle .....</b>	<b>8</b>
<b>II. La folliculogénèse .....</b>	<b>9</b>

<b>II.1.Croissance folliculaire basale .....</b>	<b>10</b>
<b>II.2. Croissance folliculaire terminale.....</b>	<b>11</b>
<b>II .3. Aspects morphologiques de la croissance folliculaire.....</b>	<b>12</b>
<b>II.3.1. Les follicules préantraux .....</b>	<b>13</b>
<b>II.3.2. Les follicules antraux .....</b>	<b>14</b>
<b>II.3.3. Le corps jaune.....</b>	<b>15</b>
<b>III. Les paramètres de la reproduction.....</b>	<b>16</b>
<b>III.1. L'œstrus et la réceptivité .....</b>	<b>16</b>
<b>III.1.1. L'œstrus.....</b>	<b>16</b>
<b>III.1.2. La réceptivité du femelle.....</b>	<b>16</b>
<b>III.2. La puberté et l'âge à la première saillie .....</b>	<b>17</b>
<b>III.2.1. La puberté.....</b>	<b>17</b>
<b>Facteurs de la puberté :</b>	
• <b>La race .....</b>	<b>17</b>
• <b>Le développement corporel .....</b>	<b>18</b>
• <b>L'alimentation .....</b>	<b>18</b>
• <b>La photopériode .....</b>	<b>18</b>
<b>III.2.2. L'âge à la première saillie .....</b>	<b>19</b>
<b>III.3. La réceptivité sexuelle .....</b>	<b>20</b>
<b>III.3.1. Facteurs influençant la réceptivité.....</b>	<b>20</b>
➤ <b>L'effet de la lactation.....</b>	<b>20</b>
➤ <b>L'effet de la photopériode.....</b>	<b>21</b>
➤ <b>L'effet de l'alimentation.....</b>	<b>21</b>
<b>IV. La gestation .....</b>	<b>21</b>
<b>V. La pseudogestation .....</b>	<b>22</b>

## Chapitre III

### L'ovulation

<b>I.Introduction</b> .....	23
<b>II.physiologie de l'ovulation</b> .....	24
<b>III.mécanismes de l'ovulation</b> .....	26
<b>IV.determination du moment de l'ovulation</b> .....	27
<b>V.Methodes de l'induction de l'ovulation</b> .....	28
➤ <b>Méthodes hormonales</b> .....	28
➤ <b>Méthodes non hormonale</b> .....	28

### Partie expérimentale

I. Objectif de travail.....	29
II. Matériel et méthodes.....	29
II.1. Les animaux.....	29
II.2. Instruments.....	3
II.3. Sacrifice et prélèvement.....	31
II.3.1. préparation des coupes histologiques.....	32
• Mécanismes de la fixation .....	32
• Les fixateurs.....	33
• La technique de fixation.....	33
II.3.2. La Macrotomie.....	33
• La circulation .....	33
• Déshydratation.....	34
• L'éclaircissement.....	34
• l'enrobage .....	34
II.3.3. La microtomie.....	35
II.3.3.1.Étalement et collage des coupes.....	36
II.3.3.2 La coloration .....	36
A-Les étapes préparatoires à la coloration .....	36
• Déparafinage.....	37

• Hydratation .....	37
• La coloration proprement dite .....	37
B-Les étapes préparatoires au montages .....	37
• La déshydratation .....	37
• L'éclaircissement.....	38
III. Résultats et interprétation .....	39
III.1. La réceptivité sexuelle .....	39
III.2. les coupes histologiques .....	44
III. 3.Observation des ovaires des lapines réceptives.....	47
Discussion.....	48
Conclusion .....	50
Recommandations et perspectives .....	51
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 1.800 kg).

A la suite des tests de présentation au mâle, 60 lapines ont été sélectionnées et réparties en 3 lots.

Le premier lot comporte 20 lapines réceptives, ainsi que pour le deuxième lot mais chez ces derniers les lapines ont subi une saillie assistée.

Les lapines non réceptives de troisième (n=20) ont également subi une saillie assistée mais avec injection de 0,2 ml de GnRH.

Dans notre travail nous avons étudiée seulement l'ovulation chez les lapines réceptives, les lapines ont été sacrifiées à des intervalles de temps allant de 0h à 14h *post-coïtum*. Immédiatement après l'abattage, les ovaires et les cornes prélevés ont été pesé et des mensurations de longueur et diamètre ont été relevés.

Le poids des ovaires droits varie entre 0.11 g et 0.16g, et le poids des ovaires gauches varie entre 0.11 g et 0.195g. la longueur des ovaires droits varie entre 9mm et 13.5mm, et la longueur des ovaires gauches varie entre 9mm et 13.5mm.

La longueur des cornes droits varie entre 5.75cm et 9.05cm, et la longueur des cornes gauches varie entre 5.95cm et 8.7cm.

Les observations microscopiques montrent la présence des follicules ovariens à divers stades évolutifs : les follicules *préantraux* sont les plus volumineux dès 8h *post-coïtum*, 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 (ovulation) est observée dès 10h *post-coïtum*. Le début de la formation de corps jaune à partir du follicule déhiscent apparaît à 10h 30mn et la totalité du corps jaune apparaît à 12h *post-coïtum*.

**Mots-clés:** Lapin, population locale, nullipare, ovulation, saillie naturelle, appareil génital, Follicule.

## Summary

In total 100 local Algerian nulliparous rabbits were presented for the first time the male at the age of 4.5 to 5 months (at minimum weight of 1,800 kg).

Following the tests have the male, 60 rabbits were selected and divided into 3 lots.

The first batch consists of 20 rabbits receptive, and for the second batch but in these rabbits have undergone an assisted project.

Rabbits of the third non-responsive ( $n = 20$ ) also undergoes a projection but with assisted injection of 0.2 ml of GnRH.

In our work we studied only ovulation in rabbits receptive, the rabbits were sacrificed at time intervals from 0h to 14h post coitum. immediately after slaughter, ovaries and the horns were removed weighed and measurements of length and diameter were recorded. The weight of right ovary varies between 0.11 g and 0.16g, and the left ovary weight varies between 0.11 g and 0.195g. the length of the right ovary ranges from 9mm et13.5mm, and length of the left ovary is between 9mm and 13.5mm.

The length of the horns varies between rights and 5.75cm 9.05cm and the length of the left horn is between 5.95cm and 8.7cm.

Microscopic observations show the presence of ovarian follicles at different developmental stages: preantral follicles are the largest of the 8 post-coitum, and mature follicles are similar to epithelial ovarian wall epithelial ovarian follicular and very thin and follicular rupture and expulsion of the egg (ovulation) was observed at 10h post coitum. The beginning of the formation of corpus luteum from the follicle appears to 10h 30min dehiscent and the entire corpus luteum appears to 12h post coitum.

**Keywords:** Rabbit, local people, nulliparous, ovulation, natural mating, reproductive tract, follicle.

## ملخص

في المجموع 100 من الأرناب المحلية nulliparous الجزائرية قدمت لأول مرة لذكور في سن 4.5 إلى 5 أشهر (على وزن يقل عن 1800 كلغ).

بعد عرض الأرناب على الذكور، تم اختيار 60 أرناب والذين قسموا إلى 3 فرق. أول دفعة تتألف من 20 الأرناب متجاوبة، والدفعة الثانية والتي خضعت لمشروع المساعدة. الدفعة الثالثة غير متجاوبة (ن=20) لكن تعرضت الى التلقيح بالمساعدة مع الحقن بـ 0.2 مل من GnRH.

و في عملنا درسنا التبويض فقط في الأرناب المتجاوبة ، والتضحية في فترات زمنية من 0 سا إلى 14h. مباشرة بعد الذبح ، تم استخراج المبيض والأبواق و تم وزنها وسجلت قياسات الطول والقطر. وزن المبيض يتراوح بين 0،11 غرام و 0.16 غرام ، ووزن المبيض الأيسر يتراوح بين 0،11 غرام و 0.195 غرام. طول نطاقات المبيض الأيمن من 9 مم الى 13.5 مم ، وطول المبيض الأيسر بين 9 مم و 13.5 مم. طول القرون تتفاوت بين 9.05 سم و 5.75 سم وطول القرن اليسرى يتراوح ما بين 5.95 سم و 8.7 سم

الملاحظات المجهرية تبين وجود جريبات المبيض في مراحل نمو مختلفة : بصيلات preantral هي أكبر من الوظائف 8 coitum ، والحوصلات الناضجة هي مماثلة لجدار المبيض الظهاري الجريبي المبيض الظهاري ورقيقة جدا، ولوحظ تمزق الجريبي وطررد البويضة (التبويض) في آخر coitum 10 سا. في بداية تشكل الجسم الأصفر يبدأ من 10 سا 30د والجسم الأصفر يظهر بأكمله في آخر 12 سا.

الكلمات الرئيسية : أرناب ، السكان المحليين ، nulliparous ، التبويض ، التزاوج الطبيعي ، والجهاز التناسلي ، المسام.



# Remerciements

*En terminant ce travail, il nous est un agréable devoir, celui de saluer et de remercier sincèrement tous ceux qui, de près ou de loin ont permis sa réalisation en apportant une contribution sous une forme ou une autre.*

*Nous tenons à remercier tout particulièrement notre promotrice Mme Boumahdi qui nous a fait l'honneur de nous proposer et d'encadrer ce travail.*

*Madame Boumahdi, votre enthousiasme, votre rigueur scientifique, votre temps et votre totale disponibilité sont pour nous des exemples. Sans vous ce travail n'aurait jamais pu aboutir. Un énorme merci.*

*Nos profonds remerciements s'adressent aussi à :*

*Nous tenons à remercier vivement Madame Cherifa CHAOUHA ex directrice de la station expérimentale ainsi que Dr ADEL DJallel, directeur de la production animale de la station qui ont su parfaitement gérer leur emploi du temps pour veiller sur le bien être des animaux et pour nous avoir facilité l'accès au clapier y compris les week end parfois, et nous avoir donné les moyens nécessaires à la réalisation de notre partie expérimentale, qu'ils trouvent ici l'expression de notre profonde gratitude.*

*Madame BOUKERT Razika toujours présente en notre compagnie, pour nous avoir aidées notamment au sein du clapier avec sa bonne humeur et ses encouragements.*

*Toute l'équipe de la station, entre autres Lila, Abdelkader et Mustapha Leur vigilance et leur disponibilité, sans oublier Mr ZOUADUI Sid Ahmed pour la fourniture des réactifs de nos manipulations.*

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

# Dédicace

*Je Dédie ce modeste travail à :*

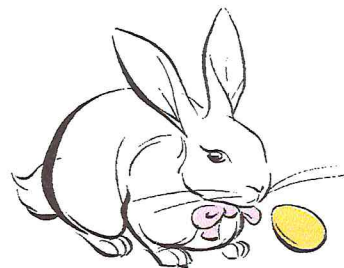
*Mes très chers parents, pour leurs encouragements, amour et leur soutien moral que financier, que dieu me les garde.*

*A mes frères .et mes sœurs*

*Sans oublier Mes amis qui nous a aidé nadjib, El-aid et abderrahman.*

*A mon binôme mousli koucine.*

*abdellah*



# Dédicace

*Avant tout, je remercie Dieu le tout puissant, qui m'a donné la force et la patience pour réaliser ce modeste travail que je dédie :*

*A ceux qui m'ont donné la vie, symbole de beauté et de fierté, de sagesse et de patience, mon père et ma très chère mère, source de tendresse et de compréhension sans lesquels, je ne serais pas devenue ce que je suis aujourd'hui.*

*A mes sœurs .*

*A mes chers frères .*

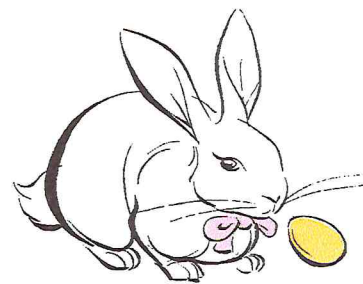
*A toute la famille*

*A mon binôme Abdallah et tout sa famille.*

*A mes meilleures amies : Nadjib, Elaid, Abderrahmen*

*A tous mes autres amis (ies) et ceux qui me connaissent et m'aiment.*

# Hocine



## Liste des figures

<b>Figure 1 :</b> appareil reproducteur de la lapine [34].....	4
<b>Figure 2 :</b> appareil génital de la lapine [68].....	5
<b>Figure 3 :</b> Ovogenèse et folliculogenèse au cours de la vie chez différents mammifères [82].....	9
<b>Figure 4:</b> Les principales étapes du développement d'un follicule ovarien [83].....	10
<b>Figure5:</b> Facteurs impliqués dans le passage du follicule primordial au follicule primaire puis secondaire chez les rongeurs [39].....	12
<b>Figure 6 :</b> Follicule primordiale: classe B [74] .....	13
<b>Figure 7:</b> Follicule primaire : classe [74].....	13
<b>Figure 8 :</b> Follicule secondaire: classe D1 [74].....	14
<b>Figure 9 :</b> Les follicules antraux : Classe E ; caractériser par la formation de Crescent-shaped antrum [74] .....	14
<b>Figure 10 :</b> Les follicules antraux : Classe F ; les follicules se situent en profondeur dans la région médullaire de l'ovaire et représentent le stade final de développement [74] .....	15
<b>Figure 11 :</b> Etat d'un follicule peu avant l'ovulation [26].....	24
<b>Figure 12:</b> régulation hormonale du réflexe ovulatoire chez la lapine [17].....	25
<b>Figure 13 :</b> Différents phénotypes des Lapines de population locale algérienne. ....	29
<b>Figure 14 :</b> état de la vulve avant la saillie (rose turgescence).....	30
<b>Figure 15 :</b> lapins (male et femelle) au moment de la saillie.....	30
<b>Figure 16 :</b> instruments utiliser dans l'expérimentation .....	31
<b>Figure 17 :</b> Extériorisation de l'appareil génital femelle.....	32
<b>Figure 18 :</b> Des ovaires à déférentes heurs post <i>coïtum</i> (A : ovaire de lapine sacrifiée à 10h ;B : Ovaire à 11h; C : Ovaire à 10h, D : Ovaire de lapines sacrifiée a 6h.....	32
<b>Figure 19 :</b> appareil à circulation automatique (Leica).....	33

<b>Figure 20 :</b> Bac à paraffine à droite, (Leica) ; plaque réfrigérée à gauche.....	34
<b>Figure 21 :</b> microtome (Leica RM 2135).....	36
<b>Figure 22 :</b> appareil à coloration automatique (Leica ST 4040).....	36
<b>Figure 23 :</b> représente les résultats de longueur des deux cornes.....	40
<b>Figure 24 :</b> comparaison entre le poids des cornes droite et gauche .....	40
<b>Figure 25 :</b> : Comparaison entre les résultats de la longueur des ovaires des lapines des réceptives .....	41
<b>Figure 26 :</b> comparaison entre poids des ovaires droites et gauches.....	42
<b>Figure 27 :</b> : Coupe transversale de l'ovaire à 10h,on observe une follicule pré-ovulatoire.à .lapine 4 , Gx4.....	44
<b>Figure 28 :</b> Coupe de l'ovaire de lapine R+ sacrifié à; l'ovocyte libre dans le liquide folliculaire.Lapine4 ,10h. Gx10.....	44
<b>Figure 29 :</b> Coupe de l'ovaire de lapine R+ sacrifié à 10h Ovocyte entourer de la zone pellucide(z p) et prolongement cytoplasmique des cellules de la corona radiata, . GX40.....	44
<b>Figure 30 :</b> : Coupe de l'ovaire de lapine R+ sacrifié à10h Follicule rompus, lapine 22. Gx10.....	44
<b>Figure 31 :</b> Coupe de l'ovaire de lapine R+ sacrifié à 10h Follicule qui a ovulé . GX40.....	45
<b>Figure 32 :</b> Coupe de l'ovaire de lapine R+ sacrifié à10h deux follicules tertiaires, GX10.....	45
<b>Figure 33 :</b> coupe transversal de l'ovaire à 11h . Follicule rompus lapine 7; GX10.....	45
<b>Figure 34 :</b> : Coupe transversale de l'ovaire à 11h, on note présence de follicule hémorragique.Lapine 7.GX10.....	45
<b>Figure 35 :</b> Coupe de l'ovaire à 11h, on note présence d'un sommet dans la follicule hémorragique.Lapine 7.GX10.....	45

- Figure 36** : : Coupe transversale de l’ovaire à 11h, on note présence de corps jaune jeune avec une lumière.lapine7, GX10.....45
- Figure 37** : coupe d’ovaire de lapine sacrifié à 12hFollicule rompus, lapine66, GX10.....46
- Figure 38** : Coupe d’ovaire de lapine sacrifié à 12h, on note LA présence d’un follicule mature qui va ovuler. Lapine66, GX4.....46
- Figure 39** : : Coupe d’ovaire de lapine sacrifié à 12h, on note la présence de 2 corps jaunes. lapine66,GX4.....46
- Figure 40** : coupe d’ovaire de la lapine sacrifié à 14h présence de corps jaune GX4.....46
- Figure 41** : coupe de l’ovaire à 13 h, on note la présence d’un gros follicules pré ovulatoire.....46
- Figure 42** : coupe de l’ovaire de lapine sacrifiée à 14 h, présence d’un corps jaune...46

## Liste des tableaux

- Tableau I :** Poids moyen des lapines ovulant et n'ovulant pas après accouplement, en fonction de l'âge et du niveau de rationnement .....20
- Tableau II :** longueur et poids des cornes des lapines réceptives.....39
- Tableau III :** représente les caractéristiques des ovaires des lapines réceptives.....41
- Tableau IV :** taux d'acceptation des lapines suivant la coloration de la vulve.....43

## Les abréviations

**cm** : Centimètre.

**mm** : Millimètre.

**mn** : Minute.

**h** : Heure.

**g** : Gramme.

**Kg** : kilogramme.

**vs** : Versus.

**µm** : Micromètre.

**p.c** : *Post coitum*.

**cf** : confirmer.

**hCG** : human Chorionic Gonadotropin.

**FSH** : Follicle Stimulating Hormone.

**LH** : Luteinising Hormone.

**GnRH** : Gonadotropin Releasing Hormone.

**PGF2α** : Prostaglandine F2α.

**PGE2** : Prostaglandines E2.

**AMPc** : Adenosine Monophosphate cyclique.

**ARN** : Acide ribonucléique.

**C°** : Degré Celsius

**N** : Nombre.

**G** : Grossissement.

## Les symboles

♂ : mal.

% : pourcentage.

> : supérieure.



## INTRODUCTION

Constatant le déficit existant en matière de protéines alimentaires d'origine animale et les différentes pathologies causées par la consommation des viandes rouges à cause de leurs richesses en cholestérol et triglycérides (thrombo-embolie, embolie, ...). l'homme en étant le premier concerné par les conséquences de ce manque, à beau chercher un remède a tous ces problèmes. En Algérie il y a une grande nécessité d'augmenter la production animale pour couvrir la demande sans cesse croissante de la population en protéines animale. Le lapin offre une excellente source de protéine pour la consommation humaine et peut jouer un rôle signifiant dans la résolution d'une grande partie de la pénurie de viande en Algérie.

Le lapin se caractérise par une haute aptitude à la reproduction, un intervalle de génération très court et une capacité à produire une grande quantité de viande dans de courtes périodes [119].

Mais en faisant recours aux races étrangères et aux souches hybridées théoriquement plus performantes que la population locale et qui exige des infrastructures lourdes et coûteuses [60].L'éleveur algérien à constater des problèmes d'adaptation et d'acclimatation ; ajouter à cela un taux de performances médiocres [11].

A cet effet, on recommande l'utilisation d'animaux de population locale pourvus de caractères d'adaptation aux conditions climatiques locales. Les études réalisées au niveau de l'unité de recherche de l'université de TIZI OUZOU de puis 1998, par Gacem et Lebas, 2000 [40], ont permis de caractériser la population locale, ces mêmes travaux ont aboutaient à la constitution d'une souche locale bien définie [120]

Jusqu'à présent, la majorité des travaux des essais réalisés été dans le but d'étudie soit la croissance [10], soit l'étude des performances de reproduction la caractérisation de certains paramètres biochimiques plasmatiques et histologiques chez les lapines non gestantes et au cours de la gestation [88], l'effet du rythme de reproduction sur les performances de reproduction et de production [85] et les composantes biologiques de la prolificité et les facteurs de variation du poids foetale en fin de la gestation [9].

En plus de cela, notre étude s'est intéressée à mieux comprendre les différentes variations structurales de l'ovaire au moment de l'ovulation chez les lapines réceptives,

Notre travail comporte :

- Une partie bibliographique qui traite les notions de bases sur la reproduction, définition des paramètres de reproduction, et une étude histologique comportant la structure générale de l'ovaire, la vascularisation, le moment de l'ovulation, l'induction de l'ovulation.
  
- Une partie expérimentale, se résume à l'étude l'ovulation chez les lapines locales à différents intervalles de temps allant de 0 à 14h après l'accouplement où nous présentons les résultats obtenus et leur interprétation, et en fin une conclusion et quelques perspectives intéressantes à mettre en œuvre

***PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE***

## Chapitre I :

### I. Rappels sur l'appareil reproducteur 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 [6].

#### I.1 Les ovaires

Les ovaires de la lapine sont ovoïdes et mesurent 1 à 1,5 cm. Ils se trouvent dans la cavité abdominale, juste en arrière des reins [72]. Ils sont nettement plus longs que larges. A peine aplatis d'un côté à l'autre. Chez l'adulte, ils mesurent 10 à 15mm et pèsent 0,1 à 0,35 g.

Les ovaires sont situés au niveau de la cinquième vertèbre lombaire, environ à égale distance de la dernière côte et la crête iliaque. Ils sont plaqués contre la paroi abdominale par les intestins [7].

#### I.2. Les oviductes

Ce sont des petits canaux longs de 10 à 16cm. Composés par le pavillon, l'ampoule et l'isthme.

- Le pavillon : Il est très développé en forme d'entonnoir et dépasse en avant le pôle antérieur de l'ovaire.
- 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 : C'est un conduit plus étroit, tapissé de mucus et de cellules sécrétrices mais doté de moins de cellules ciliées. Il débouche dans la corne utérine au niveau de la jonction utero-tubaire [17].

#### I.3. L'utérus

L'utérus de la lapine est un utérus duplex, c'est-à-dire constitué par deux cornes distinctes, accolés au niveau de leurs extrémités caudale et revêtues d'un périmétriun commun mais possédant chacune, un col qui lui est propre. Chacun de ces héli-utérus est long de 10 à 12 cm et large de 4 à 6 mm. Les cols utérins mesurent 15 à 20 mm de long [7].

#### I.4. Le vagin

Il est long de 3 à 6 cm [73] et large de 10 à 12 mm. Il est aplati et se dilate progressivement d'avant en arrière.

#### I.5. Vulve et clitoris

Il existe deux paires de lèvres vulvaires [7].

La couleur de la vulve et des lèvres vulvaires varie, selon l'état physiologique de l'animal. Le clitoris 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 [73].

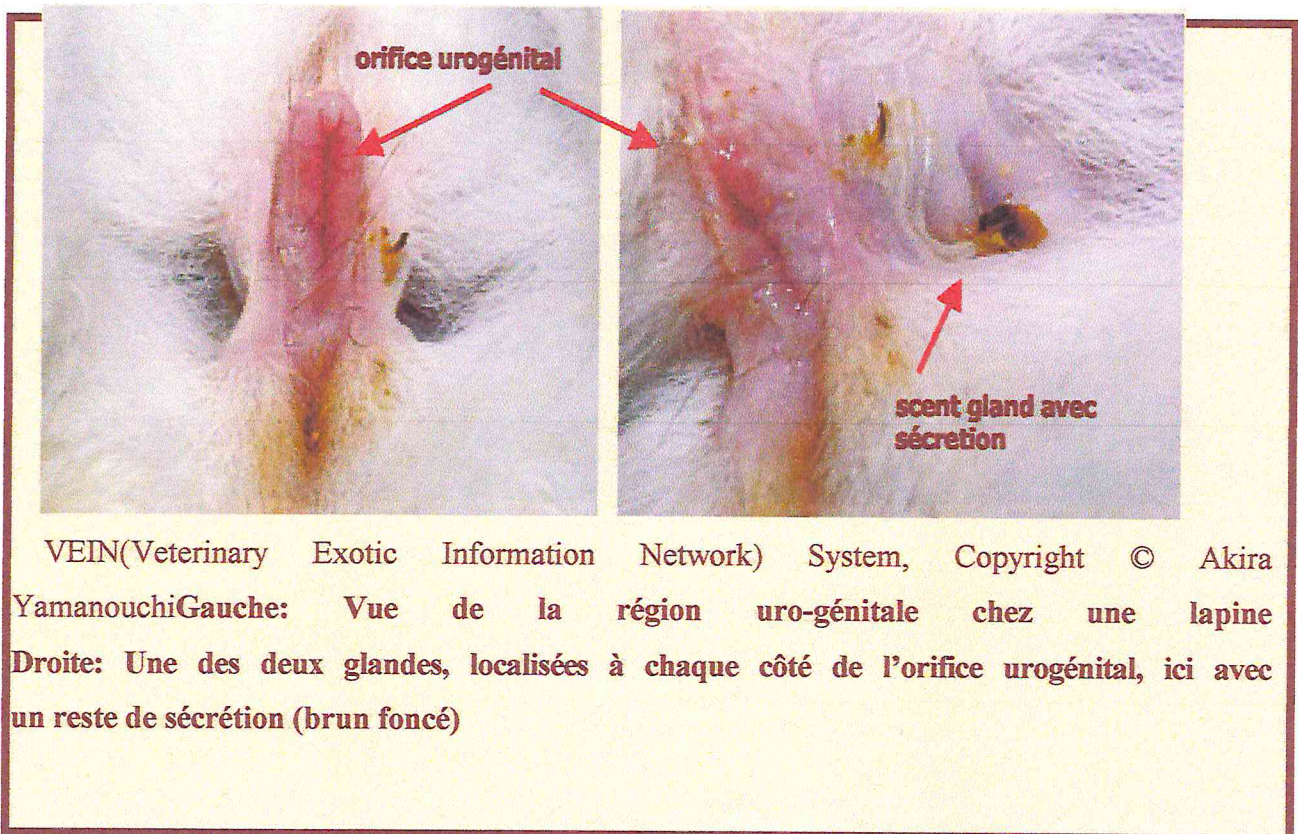


Figure 1 : Appareil reproducteur de la lapine [34]

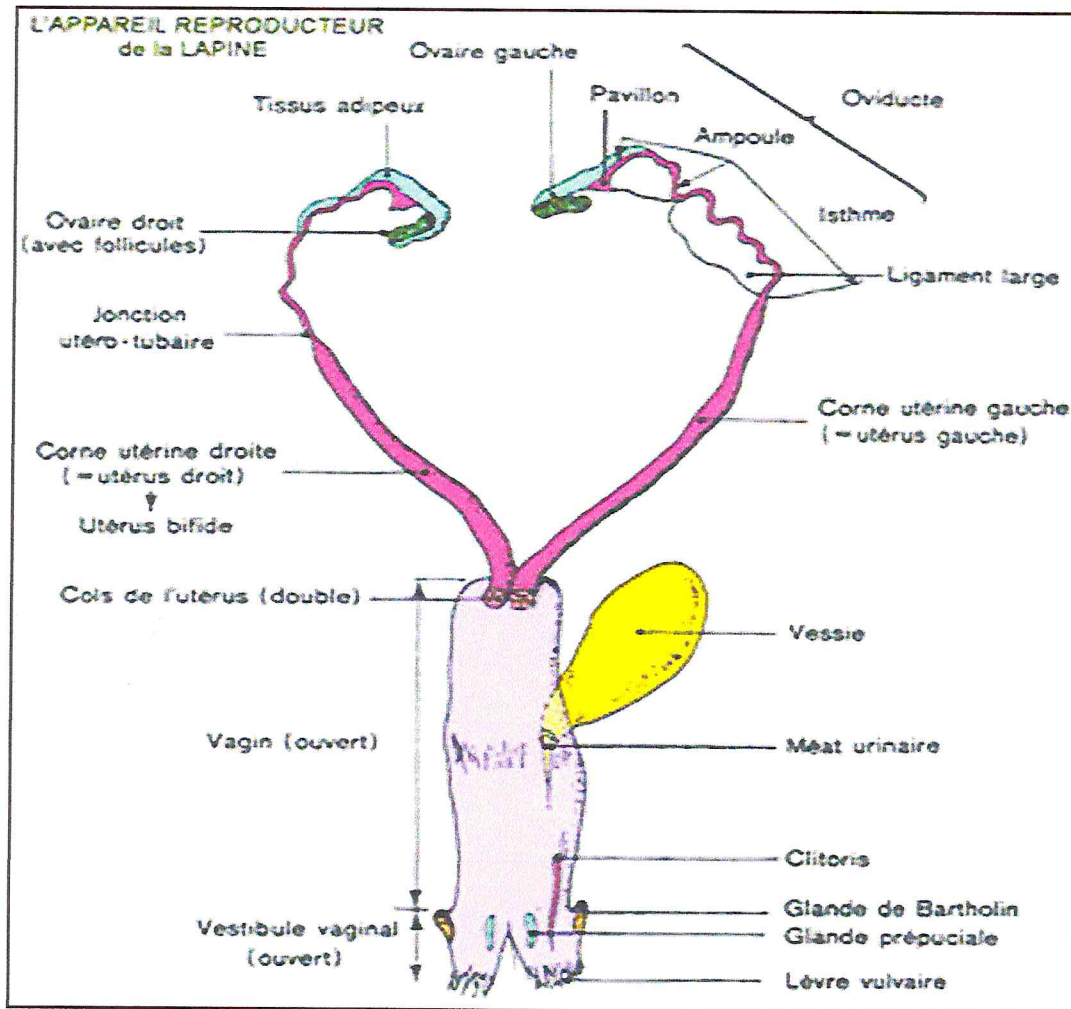


Figure 2 : Appareil reproducteur de la lapine [68].

## II. Histologie de l'ovaire

L'ovaire est revêtu de toute part d'un épithélium germinatif. En dessous, le tissu conjonctif forme une couche, le stroma, appelé l'albuginée responsable de la couleur blanchâtre de l'ovaire, dont les cellules de type fibroblastique, s'agencent en faisceaux tourbillonnants dans tout le stroma corticale inter folliculaire [76].

On distingue une zone corticale de tissu très dense, dans laquelle se trouve les follicules ovariens, à divers stades de développement et de dégénération, ainsi qu'une zone médullaire de constitution plus lâche mais richement pourvue de vaisseaux sanguins [46].

### II.1. Zone corticale (parenchymateuse)

La zone parenchymateuse est périphérique chez la plupart des mammifères (sauf chez le cheval où elle est centrale) elle se compose de :

- une couche unique de cellules iso prismatiques ou prismatique hautes formant l'épithélium de l'ovaire.
- une tunique albuginée.
- le stroma ovarien formé d'un tissu conjonctif primitif capable de transmutation. C'est dans le stroma ovarien que se trouve la majeure partie des follicules ovariens, à différents stades de développement (follicules primaires, secondaires, tertiaire, de De Graaf, et le corps jaune). Les fibrocytes du stroma assurent l'énorme pouvoir de transformation de l'ovaire lors du cycle, ils peuvent devenir histiocytes phagocytaires, mais aussi des cellules intercalaires épithélioïdes formatrices d'hormones [46].

## II.2. 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. Au niveau du hile, peut se trouver un réseau ovarien, reliquat du rein sous forme de canalicules ramifiés épithéliaux [46].

## II.3 Vascularisation

Chez la majorité des mammifères, l'artère ovarienne provient de l'aorte abdominale qui est inférieure à l'artère rénale. Elle pénètre dans l'ovaire via le mésovarium. 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 [58]. Chez la lapine, les veinules drainant le plexus capillaire sont plus nombreuses et ont un diamètre et une épaisseur plus gros que les artérioles [94]. Les veinules post capillaires rejoignent les veines primaires et secondaires et prennent la même voie pour émerger de l'ovaire au niveau de hile [20].

Au niveau des follicules ovariens, la vascularisation du follicule primaire est représentée par un simple réseau capillaire qui s'accroît en 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 de capillaires drainant vers elles [87]; le nombre de capillaires dans le plexus reste constant comme celui du follicule tertiaire. Après stimulation par l'hCG, Kranzfelder et *al*, 1984 [63] ont trouvé que les capillaires augmentent de taille au même rythme de la croissance folliculaire.

**II.4. Innervation**

Lesbouyries ,1949[73] a montré chez toutes les espèces, qu'il y'a une innervation dans les thèques interne et externe qui varie en intensité selon l'espèce. L'ovaire de la lapine a une innervation claire mais aléatoire (plus important que l'innervation adrénérergique, les nerfs non myélinisés au niveau du stroma envoient des branches vers le muscle lisse et vers le muscle lise des vaisseaux sanguins). Il a été noté chez la lapine, comme chez différents mammifères, que les deux innervations traversent la barrière du follicule ovarien [15].



## Chapitre II

### Caractéristiques de la reproduction chez la lapine

#### I. Ovogénèse et différenciation sexuelle

C'est l'ensemble des processus de multiplication et de différenciation cellulaire des cellules de la lignée germinale femelle. Des cellules diploïdes ( $2n$  chromosomes), donnent naissance après division (prophase méiotique) à des cellules haploïdes ( $n$  chromosome), juste après la naissance. L'ovogénèse se caractérise ensuite par une phase d'accroissement des ovocytes primaires, ceux-ci augmentent de volume et s'entourent de cellules folliculaires pour donner des follicules primordiaux à partir du 14<sup>ème</sup> jour après la naissance.

##### ➤ Régulation hormonale de l'ovogénèse

Elle concerne à la fois les follicules ovariens et l'ovocyte [57]. Au départ, il ya croissance d'un certain nombre de follicules sous la dépendance des gonadotropines. Un phénomène de régulation intra ovarien mal connu inhibe le développement des follicules de réserves (cité par Galas 1988[41]). La phase de la croissance folliculaire fait intervenir deux types d'hormones : la FSH et la LH ; la première de murir le follicule alors que la seconde induit la formation de cellules sécrétrices des stéroïdes ovariens ; des œstrogènes sécrétés en quantité importante comme 17-B œstradiol, œstrone mais également les androgènes (testostérone, androsteredione) et aussi des progestérones, la sécrétion d'œstradiol suit la croissance folliculaire alors que la sécrétion d'androgène atteint un niveau élevé en fin de croissance [41]. Les œstrogènes et certains androgènes induisent le comportement d'œstrus. On constate lors de l'ablation de l'ovaire une disparition rapide du comportement d'œstrus, celui-ci réapparaissant après injection d'œstrogènes [78].

La différenciation sexuelle commence au 16ème jour après la fécondation.les divisions ovogoniales commencent le 21ème jour de la vie fœtale et se poursuivent jusqu'à la naissance. Après la naissance, les ovaires se développent nettement moins vite que l'ensemble du corps. Une accélération est observée à partir de 50-60 jours [70].Les follicules primordiaux apparaissent dès le 13ème jour après la naissance alors que les follicules à antrum apparaissent vers 65-70 jours [38].

Des accouplements pourraient avoir lieu à onze semaines, mais à cet âge, il n'entraîne pas encore l'ovulation [68]. L'âge de la puberté varie entre 3 et 6 mois chez les lapins de petit format et de 5,5 à 8 mois pour les lapins de grand format [79, 68]. Chez les races communes, elle serait

atteinte entre cent et cent dix jours [22]. Le développement du poids corporel joue également un rôle prépondérant. En effet, le poids est en étroite corrélation avec la puberté, elle est d'autant plus précoce que les animaux ont une croissance rapide et régulière, la plupart des animaux sont pubères lorsqu'ils atteignent 70 à 75 % de leur poids adulte, cependant et de façon pratique, la mise à la reproduction se fait généralement quand les lapines atteignent 80% de ce poids [68], ou avant 16 à 17 semaines en saillie naturelle [17] et vers 19 semaines pour l'insémination artificielle [93]. La vie sexuelle de la lapine peut durer jusqu'à 5 à 6 ans, mais il faut bien éliminer les femelles avant l'apparition des troubles liés à la sénescence [105].

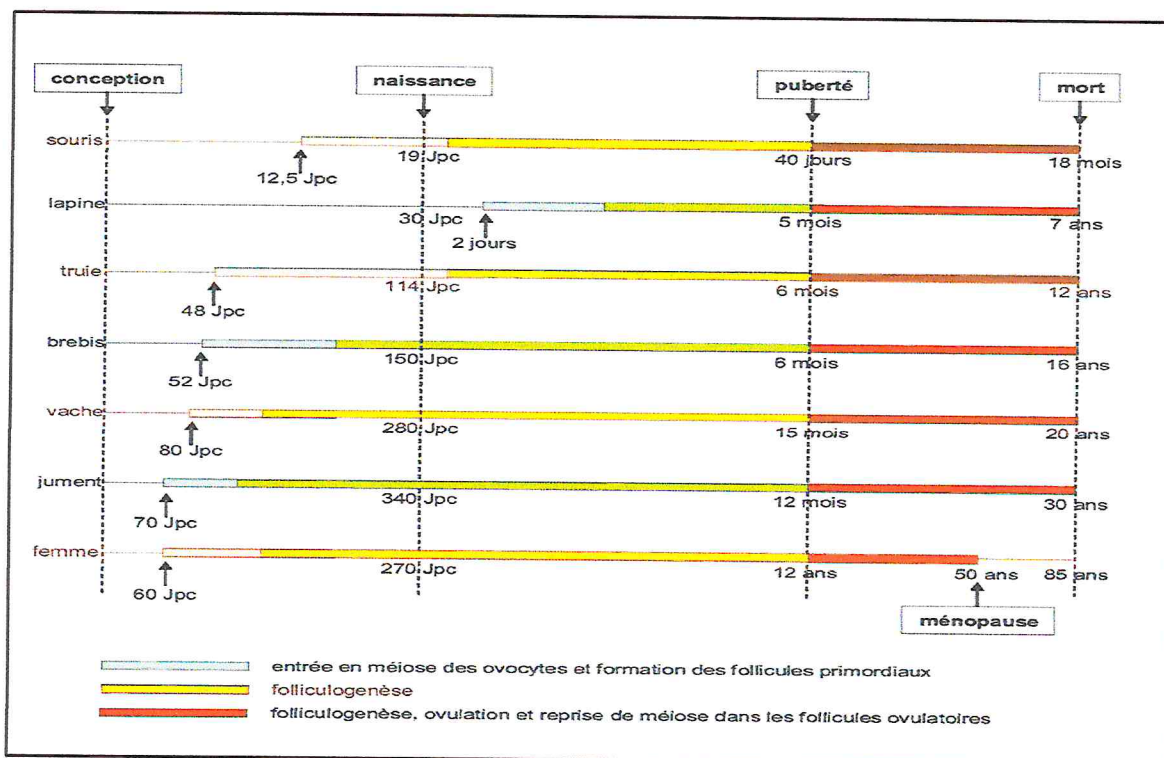


Figure 3 : Ovogenèse et folliculogénèse au cours de la vie chez différents mammifères [82].

## II. La folliculogénèse

La folliculogénèse est la succession des différentes étapes du développement folliculaire ovarien, depuis le moment où il sort de la réserve jusqu'au moment de sa rupture à l'instant de l'ovulation [106].

Du stock de follicules primordiaux formés durant la vie fœtale ou après la naissance, quelques follicules commencent à croître durant la vie de l'animal jusqu'à ce que ce stock soit terminé. Le rôle de l'ovocyte dans l'initiation de la croissance folliculaire est déterminé par les mesures des diamètres de l'ovocyte et de follicule. La croissance de l'ovocyte entraîne des changements de forme des cellules folliculaires initialement cuboïdes. La croissance et la maturation folliculaire dans l'ovaire représentent une séquence de transformations subcellulaires et moléculaires de différents composants du follicule tel que : l'ovocyte, la granulosa et les thèques [84]. Le développement des follicules antraux est régulé par les hormones gonadotropes, la FSH et la LH ainsi que des facteurs locaux tels les facteurs de croissances, les cytokines, les stéroïdes et autres molécules régulatrices connues et inconnues. Ces régulations peuvent être autocrines, paracrines et endocrine. Récemment, deux protéines, le récepteur Kit et son ligand Kit, ont été identifiés comme système paracrine étant impliqués dans la croissance ovocytaire et la différenciation des cellules de la thèque en début de la folliculogénèse [25].

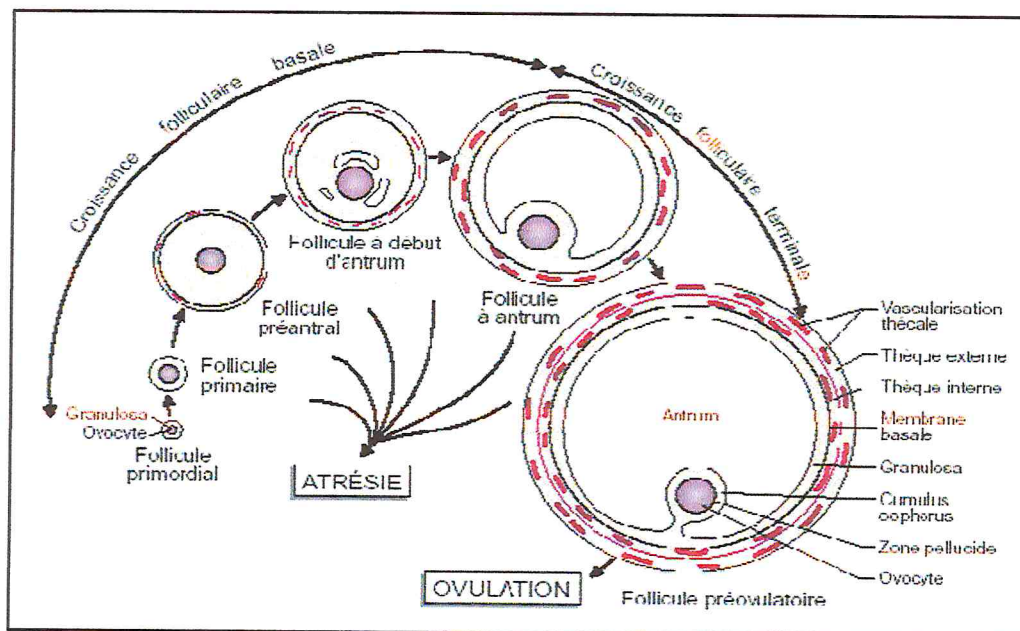


Figure 4: Les principales étapes du développement d'un follicule ovarien [83]

## II.1. Croissance folliculaire basale

La croissance folliculaire basale, qui suit le recrutement initial, est une étape de croissance lente et continue, essentiellement contrôlée par des facteurs locaux.

### **Primordial**

Tout commence lorsque des cellules somatiques entourent les éléments protagonistes de la reproduction, qui sont les ovocytes, arrêtés au stade diplotene de la prophase méiotique [53]. Cette association s'appelle donc follicule, et devient l'unité fondamentale et fonctionnelle de l'ovaire. La caractéristique de ces follicules, c'est leur unique couche de cellules somatiques qui sont épithéliales, et qui sont elles même isolées des cellules avoisinantes par une lame basale [98].

### **Primaire**

L'activation des follicules primordiaux pour entrer en croissance, Elle est caractérisée par une modification des cellules de la granulosa qui passe de la forme aplatie. à la forme cuboïdale. Leur nombre augmente suite à des mitoses. Ainsi que la taille de l'ovocyte [114]. Les follicules primordiaux et primaires forment la réserve de l'ovaire et représente la grande majorité de la population folliculaire (>95%) [98].

### **Intermédiaire**

C'est une phase transitoire entre la phase primaire et secondaire, début de formation de cellules cubiques à partir des cellules ovoïdes [74].

## **II.2. Croissance folliculaire terminale**

La croissance folliculaire terminale, qui se termine à l'ovulation, est étroitement contrôlée par l'évolution des taux de gonadotrophines hypophysaires (LH et FSH) au cours du cycle oestrien.

### **Tertiaire**

Ils sont aussi appelés follicule antrum, à cause de la présence d'un antrum. Cette cavité apparaît lorsque les vacuoles, contenant du interstitiel sécrété par les cellules de granulosa, et présentent de manière dispersée dans les espaces extra-cellulaires, hionnent [97]. L'analyse du fluide antral révèle qu'il est constitué de substances dérivées du sang, de métabolites folliculaires et de sécrétions locales [45]. Sa variation biochimique se fait en fonction de l'état du follicule (en santé ou atérique) et de sa taille [29]. Les cellules de la granulosa sous l'influence de certains facteurs, tels que les cellules thécales [62], l'ovocyte [108], la FSH et des facteurs de croissance tels que FGF et EGF [113] prolifèrent rapidement, et forment plusieurs couches. À son tour l'ovocyte stimule la différenciation des cellules de granulosa qui l'entourent en cellules de la corona radiata qui sont les

plus internes, et en cellules du cumulus qui attachent l'ovocyte à la paroi folliculaire [28]. L'ovocyte devient ainsi entouré d'une masse compacte. Les cellules de la corona radiata qui communiquent avec l'ovocyte par le biais de desmosomes et de gap junctions", servent aussi de cellules nourricières pour la croissance de l'ovule. A leur tour, les cellules du cumulus conerent ainsi un support physique, et contribuent également à la nutrition et a la régulation de l'ovocyte, ainsi qu'à sa maturation finale [44]. Le reste des cellules de granulosa formera le compartiment mural adjacent a la membrane basale. C'est aussi au cours du stade antral que la thèque se différencie en thèque interne et externe. La croissance finale du follicule est due à l'augmentation du volume de la cavité antrale.

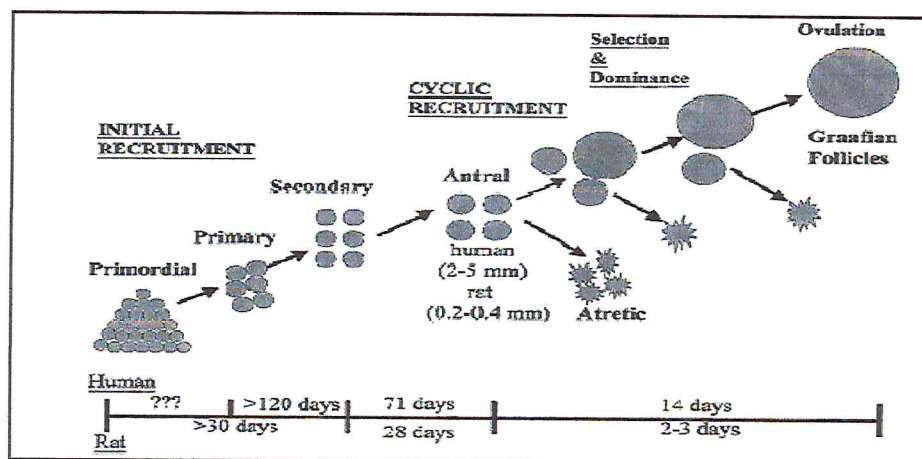


Figure 5: Facteurs impliqués dans le passage du follicule primordial au follicule primaire puis secondaire chez les rongeurs [39].

### II .3. Aspects morphologiques de la croissance folliculaire

La phase de croissance folliculaire est définie comme l'intervalle entre le moment où le follicule primordial quitte la réserve et le moment où il atteint l'ovulation. Elle est contemporaine de la croissance de l'ovocyte que le follicule contient [26]. Le développement folliculaire est continu et comprend les stades de follicule primordial, primaire et secondaire, constituant les follicules pré antraux, puis les stades tertiaire et pré ovulatoire représentant les follicules antraux [81].

### II.3.1. Les follicules préantraux

- **Classe B** (follicule primordiale)

L'ovocyte entre en prophase II, entouré par une seule couche de cellules aplaties de la granulosa avec basophiles [74].

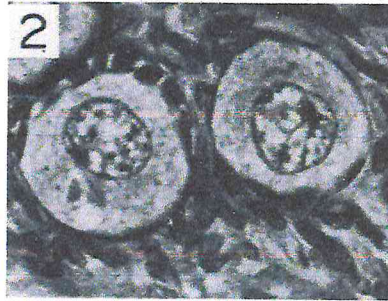


Figure 6 : Follicule classe B [74]

- **Classe B/C** (follicule intermédiaire)

A une couche de cellules aplaties avec formation de cellules cubiques. En général, une partie de cellules aplaties et une partie de cellules cubiques [74].

- **Classe C** (follicule primaire)

L'ovocyte entouré par une seule couche de cellules cubiques de granulosa avec une membrane basale qui sépare la granulosa du tissu adjacent. Absence définitive du thèque [74].

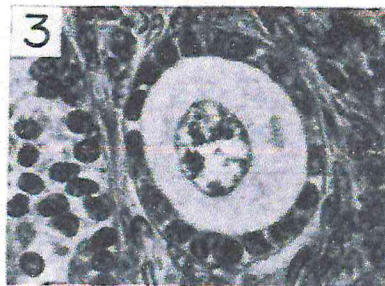


Figure 7 : Follicule classe : C, [74].

- **Classe D1** (follicule secondaire)

Le follicule contenu son développement, dans cette phase elle est entourée de deux à sept couches de cellules de granulosa, la zone pellucide ce moment est présente

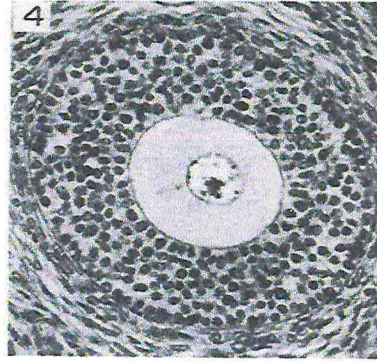


Figure 8 : follicule classe : D1 [74].

- **Classe D2**

La même que la D1 de taille et de couche sauf qu'il y'a présence de corps de Exner (CE) vacuoles [74].

### II.3.2. Les follicules antraux

- **Classe E**

Elle est moins fréquente que les précédentes classes ; caractériser par la formation de Crescent-shaped antrum. L'ovocyte arrête son développement dans la majorité des cas. Cette accumulation de fluide est absente dans les autres classes dans la granulosa. La thèque début son vascularisation [74].

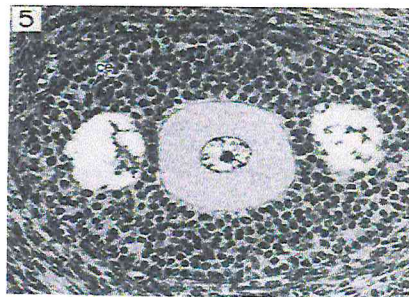


Figure 9 : Classe E ; [74].

- **Classe F**

Ces follicules se situent en profondeur dans la région médullaire de l'ovaire et représentent le stade final de développement. Caractérisés par la formation de l'antrum. L'ovocyte qui a arrêté son

développement est entouré de la corona radiata et des cellules du cumulus. La formation et l'hypertrophie des thèques [74]. Le follicule pré ovulatoire est caractérisé par une cavité remplie de liquide folliculaire. Le liquide folliculaire est un mélange de produits sécrétés et excrétés par les cellules folliculeuses et les cellules thécales, il est riche en stéroïdes (œstrogènes, testostérone, progestérone), en protéines, en lipides et en polysaccharides, ce qui explique sa forte viscosité. La thèque interne est richement vascularisée dont les cellules, sous l'influence de la LH, synthétisent des androgènes transformés en œstrogènes par les cellules de la granulosa, très développées et porteuses de récepteurs à FSH [16].

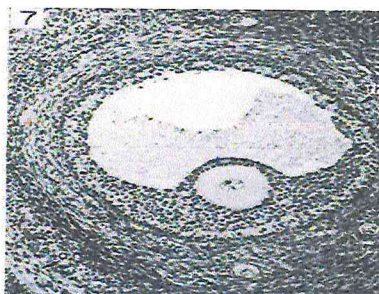


Figure 10: Classe F [74].

### II.3.3. Le corps jaune

Glande endocrine temporaire et cyclique, formée à partir des cellules de la granulosa et de la thèque interne du follicule de De Graaf après ovulation. Les cellules de la granulosa qui sécrétaient principalement de l'œstradiol se transforment en grandes cellules lutéiniques qui sécrètent de la progestérone, et celle de la thèque interne en cellules thécales plus petites. La thèque externe garde son contour ovoïde régulier et ses cellules ne subissent de transformation. Le corps ainsi formé est indispensable à l'établissement de la gestation en cas où l'ovocyte expulsé est fécondé implanté dans la muqueuse utérine, le corps jaune dans ce cas continue à croître et s'appelle corps jaune gestatif, dans le cas contraire le corps jaune est dit progestatif et son activité endocrine ne persiste pas aussi longtemps qu'en cas de gestation parce que il va dégénérer et ne laisse qu'une tache blanche cicatricielle ou corpus albicans constitué essentiellement du tissu conjonctif. La progestérone et l'œstrogène hormone sécrétées respectivement par les cellules lutéiniques et thécales ont pour but de préparer l'utérus pour la nidation éventuelle d'un œuf fécondé, si la nidation n'a pas lieu, les sécrétions du corps jaune cessent et la muqueuse utérine involue [30].



### III. Les paramètres de la reproduction

#### III.1. L'œstrus et la réceptivité

##### III.1.1 . L'œstrus

En pratique, le seul critère fiable signalant l'œstrus chez la lapine est l'acceptation de l'accouplement. Les lapines pouvant se montrer agressives envers les mâles introduits dans leur cage, les rencontres doivent avoir lieu dans la cage du mâle. Elles sont immédiatement retirées si aucune saillie n'a lieu [19]. Les œstrogènes induisent le comportement d'œstrus : en présence du mâle, la lapine s'immobilise après une courte phase de poursuite, puis se positionne en lordose. En cas de non réceptivité, la lapine est ramassée sur elle-même et évite le mâle, voire présente d'agressivité. La progestérone sécrétée par le corps jaune après l'ovulation n'inhibe pas complètement le comportement sexuel des lapines qui, dans certains cas, acceptent encore le mâle en cours de gestation [2].

##### III .1.2. La réceptivité des femelles

Une lapine est dite réceptive lorsqu'en présence d'un mâle elle adopte la position de lordose et accepte l'accouplement. Certaines lapines refusent l'accouplement à des périodes dont le moment et la durée sont variables. L'origine et le déterminisme de ce phénomène restent très mal connus. Il a cependant été démontré qu'une faible réceptivité est associée à un nombre restreint de follicules pré ovulatoires. En effet, chez la lapine, comme pour de nombreuses espèces de mammifères, le comportement sexuel, et plus particulièrement l'acceptation du mâle, est sous la dépendance des stéroïdes ovariens. Les œstrogènes et les androgènes favorisent l'acceptation du mâle tandis que la progestérone, dont le rôle sur la réceptivité n'est pas totalement établi, aurait plutôt un effet dépressif [99]. Toutes les expériences montrent une réceptivité maximale (nombre de lapines acceptant l'accouplement/nombre de lapines présentées au mâle proche de 100 %) dans les heures qui suivent la mise bas. Ceci peut être expliqué par l'inversion rapide du rapport œstrogènes/progestérone à l'approche de la parturition. Par la suite, les résultats observés sont variables sans doute en raison des différences de saison, de numéro de portée.

Globalement, la réceptivité décroît pour atteindre un minimum au 3-4 e jour de lactation (40-65 %), puis augmente progressivement jusqu'au 12-14 jours de lactation. Néanmoins, elle ne retrouve son niveau initial (85-90 %) qu'après le sevrage [74,37]. Garcia et Perez 1989 [42] ont montré que la réceptivité diminue lorsque le nombre de lapereaux augmente. La réceptivité des lapines

conditionne largement leurs performances de reproduction. En effet, que ce soit en insémination artificielle ou après une saillie forcée, les femelles non réceptives ont un taux de fertilité et une prolificité plus faibles que les femelles réceptives [96]. C'est pourquoi de nombreux travaux sont actuellement consacrés à l'étude de l'induction de la réceptivité chez les lapines allaitantes. Plusieurs voies ont été envisagées parmi lesquelles la modification du photopériodisme et l'utilisation de la PMSG (Pregnant Mare Serum Gonadotrophin). Le passage d'un rythme 8 h de lumière/24 h à 16 h de lumière/24 h ou une injection de 30 UI de PMSG 48 h avant insémination artificielle permettent une augmentation significative du taux de réceptivité [103].

### III.2. La puberté et l'âge à la première saillie

#### III.2.1. La puberté

C'est le moment où l'individu acquiert la fonction sexuelle c'est-à-dire devient apte à produire un gamète fécondant (chez le mâle) ou fécondable (chez la femelle) ; c'est un préalable nécessaire à la mise à la reproduction. Chez la lapine, (Q Des accouplements pourraient avoir lieu à onze semaines, mais à cet âge, ils n'entraînent pas encore l'ovulation [68]. Compte tenu de l'absence de cycle estrien et, donc d'œstrus spontané, l'âge à la puberté est difficile à définir parce que non déterminé par un âge au premier œstrus comme chez les autres espèces. La puberté est donc déterminée par des critères indirects qui dépendent plus du type de population des lapines considérées que des individus eux-mêmes [69]. Les effets saisonniers influençaient la puberté, il est apparu que les lapines nées en été atteignaient la maturité sexuelle plus tard que celles nées dans d'autres saisons indépendamment de la durée d'éclairage pendant l'élevage [57].

Quinton et Egron, 2001[93], signalent que la puberté est atteinte vers l'âge de 3-7 mois. L'âge de la puberté varie en fonction d'un ensemble de facteurs :

#### ➤ La race

La puberté est atteinte vers l'âge de 3 à 8 mois selon les races [93].

La précocité paraît meilleure chez les races de petit ou moyen format que chez les races de grand format. L'âge de la puberté varie entre 3 et 6 mois chez les lapins de petits formats et de 5.5 à 8 mois pour les lapins de grand format [68]. Chez les races communes, elle serait atteinte entre cent et cent dix jours [22].

### ➤ Le 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.

La puberté des lapines est atteinte en général quand elles parviennent à 70 - 75 % du poids adulte. Cependant, il est préférable d'attendre qu'elles aient atteint 80% de ce poids pour les mettre en reproduction. Ces poids relatifs ne doivent 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 [66].

### ➤ L'alimentation

Brecchia *et al* 2004 [18], ont mis en évidence l'effet défavorable de la restriction alimentaire sur les performances de reproduction. Une restriction de 24 h avant l'insémination, entraîne une réduction de la réceptivité (55,8 vs 70,9%) et de la fertilité (42,8 vs 59,2%) et par conséquent, une réduction de nés vivants (6,6 vs 7,7). Par rapport à un groupe de lapines nourries *ad libitum*, le jeûne appliqué durant 1 à 2 jours avant l'insémination déprime la réceptivité, la fertilité et le nombre de nés vivants. Les conséquences du jeûne sur l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien sont: la diminution de l'expression des récepteurs des œstrogènes au niveau hypothalamo-hypophysaire, de la fréquence et de l'amplitude des pulses des œstrogènes, de l'amplitude du pic LH 30 à 60 minutes après l'injection de GnRH.

### ➤ La photopériode

La durée d'éclairage joue un rôle important sur la reproduction chez la lapine. Un procédé d'éclairage de 16h/24h permet d'obtenir une activité bonne et régulière des reproductrices durant toute l'année [67]. Ainsi, selon Walter *et al* 1968 [110] les femelles élevées sous photopériode claire de 16 heures par 24 heures montrent un comportement d'œstrus nettement au-dessus de celui des femelles sous 12 heures ou 8 heures de lumière par 24 heures avec un poids corporel moindre.

Une proportion élevée des femelles élevées sous photopériode claire de 8 heures par 24 heures est en œstrus permanent (22 %). L'inversion des photopériodes entraîne selon les mêmes auteurs une inversion du pourcentage d'œstrus; l'effet étant surtout sensible au bout du 2<sup>ème</sup> mois.

### **III.2.2. L'âge à la première saillie**

Le premier accouplement devrait avoir lieu lorsque l'animal présente une conformation physique et une maturité sexuelle correspondant à la race à laquelle il appartient. Toutefois, cet accouplement est souvent anticipé, en vue d'exploiter plus avantageusement l'animal et aussi pour éviter qu'il n'engraisse excessivement. De nombreux éleveurs et spécialistes préfèrent se baser, pour juger de l'aptitude à la reproduction, sur le poids de l'animal plutôt que sur son âge. Le poids doit représenter plus de 80% du poids optimal d'un adulte.

Cependant l'âge à la maturité sexuelle est variable suivant les races. Les premières acceptations du mâle peuvent avoir lieu dès l'âge de 13 à 14 semaines chez les races moyennes, mais il est recommandé d'éviter de mettre à la reproduction des animaux trop jeunes ou insuffisamment développés (pas avant 16-17 semaines) [90].

**Tableau I :** Poids moyen des lapines ovulant et n'ovulant pas après accouplement, en fonction de l'âge et du niveau de rationnement [55].

Age (semaines)	Nombre d'accouplement	Alimentation	Lapine ovulant %	Ovulation	
				Oui	Non
				Poids vif (g)	Poids vif (g)
14	26	A volonté	34,6%	3164	3055
17	30	A volonté	76,7%	3450	3657
	34	rationnement 75%	25.6%	3035	3043
20	26	A volonté	64.4%	3729	3674
	27	rationnement 75%	59.3%	3302	3329

\*

### III.3. La réceptivité sexuelle

#### III.3.1. Facteurs influençant la réceptivité

##### ➤ L'effet de la lactation

Toutes les expériences montrent une réceptivité maximale (nombre de lapines acceptant l'accouplement/nombre de lapines présentées au mâle proche de 100 %) dans les heures qui suivent la mise bas. Ceci peut être expliqué par l'inversion rapide du rapport œstrogènes/progestérone à l'approche de la parturition. Par la suite, les résultats observés sont variables sans doute en raison des différences de saison, de numéro de portée... Globalement, la réceptivité décroît pour atteindre un minimum au 3-4<sup>ème</sup> jour de lactation (40- 65 %), puis augmente progressivement jusqu'au 12-14<sup>ème</sup> jour de lactation. Néanmoins, elle ne retrouve son niveau initial (85-90 %) qu'après le sevrage [37]. Garcia et Perez 1989[42] ont montré que la réceptivité diminue lorsque le nombre de lapereaux augmente. De manière plus marquée en insémination artificielle qu'en saillie naturelle, il a été montré un fort effet dépressif de la lactation et de son intensité (nombre de lapereaux allaités) sur la réceptivité des lapines ainsi que sur leur aptitude à ovuler et à mener une gestation à terme [104].

### ➤ L'effet de la photopériode

La durée d'éclairage joue un rôle important sur la reproduction chez la lapine. Un procédé d'éclairage de 16h/24h permet d'obtenir une activité bonne et régulière des reproductrices durant toute l'année [67]. Ainsi, selon Walter *et al*, 1968 [110] les femelles élevées sous photopériode claire de 16 heures par 24 heures montrent un comportement d'œstrus nettement au-dessus de celui des femelles sous 12 heures ou 8 heures de lumière par 24 heures avec un poids corporel moindre. Une proportion élevée des femelles élevées sous photopériode claire de 8 heures par 24 heures est en œstrus permanent (22 %). L'inversion des photopériodes entraîne selon les mêmes auteurs une inversion du pourcentage d'œstrus; l'effet étant surtout sensible au bout du 2<sup>ème</sup> mois.

### ➤ L'effet de l'alimentation

Brecchia *et al* 2004[18], ont mis en évidence l'effet défavorable de la restriction alimentaire sur les performances de reproduction. Une restriction de 24 h avant l'insémination, entraîne une réduction de la réceptivité (55,8 vs 70,9%) et de la fertilité (42,8 vs 59,2%) et par conséquent, une réduction de nés vivants (6,6 vs 7,7). Par rapport à un groupe de lapines nourries *ad libitum*, le jeûne appliqué durant 1 à 2 jours avant l'insémination déprime la réceptivité, la fertilité et le nombre de nés vivants. Les conséquences du jeûne sur l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien sont: la diminution de l'expression des récepteurs des œstrogènes au niveau hypothalamo-hypophysaire, de la fréquence et de l'amplitude des pulses des œstrogènes, de l'amplitude du pic LH 30 à 60 minutes après l'injection de GnRH.

## IV. La gestation

Par définition, la gestation est la période comprise entre la fécondation et la mise bas, sa durée est en moyenne 30 jours. Toutefois, Wilson et Dudley 1952 [116] ont montré sur un grand nombre de races et de souches que 72 % des gestations durent 31 à 33 jours et que 93 % des femelles mettent bas entre 30 et 33 jours, certaines gestations ne durent que 29 jours ou au contraire 35 jours [107].

La parité de la lapine joue également un rôle dans la détermination de la durée de la gestation, elle est relativement plus courte chez les femelles nullipares comparativement aux multipares [96]. Dans le cas de la population locale on a enregistré des gestations 25 à 26 jours [118].

Le diagnostic de la gestation se fait par palpation transabdominale 10 à 14<sup>ème</sup> jours après la saillie fécondante. En effet, avant le 9<sup>ème</sup> la palpation est inefficace, et après le 14<sup>ème</sup> jour elle s'avère plus délicate car elle risque de provoquer un avortement.

La taille de la portée varie de 8 à 10 lapereaux [89], le corps jaune est nécessaire tout le temps de la gestation.

Le comportement sexuel d'une lapine en gestation est en général identique à celui d'une femelle en œstrus. Toutefois, nous avons déjà rencontré en animalerie quelques cas de comportement d'œstrus chez des lapines au 14<sup>ème</sup> et 15<sup>ème</sup> jour de gestation, avec acceptation du mâle, sans que cela n'ait de conséquences néfastes sur les embryons. Ces saillies n'induisent jamais d'ovulation, et on n'observe pas de phénomène de superfœtation comme chez la hase [2].

## V. La pseudogestation

Si les ovules libérés ne sont pas fécondés, il se produit une pseudogestation qui dure 15 à 18 jours. Durant cette période, la lapine n'est pas fécondable. Au début, l'évolution des corps jaunes et de l'utérus est la même que pour une lapine gestante. Puis, progressivement, leur développement ne se fait plus aussi rapidement et le taux de progestérone secrété diminue. Vers le 12<sup>ème</sup> jour après l'ovulation, les corps jaunes régressent puis disparaissent sous l'action de la prostaglandine  $\text{PGF}_{2\alpha}$ .

La fin de la pseudogestation accompagnée d'une chute du taux de progestérone marque le début d'un comportement maternel et de la construction du nid.

Les ovulations sans fécondation sont rares à la suite d'une saillie naturelle, mais, elles touchent 20 à 30% des lapines inséminées artificiellement chez lesquelles aucun des ovocytes n'est fécondé [68].

## Chapitre III

### L'ovulation

#### I. Introduction

L'ovulation est un processus complexe au cours duquel sont induits à la fois la reprise de méiose de l'ovocyte, l'expansion du cumulus, la rupture du pôle apical du follicule, et la restructuration tissulaire associée à la différenciation cellulaire nécessaire à la formation du corps jaune. Au cours d'un cycle normal, tous ces événements doivent être coordonnés pour aboutir à la production d'un ovocyte mature et fécondable, et d'un corps jaune capable d'assurer le début de gestation. Une cascade d'événements mène à l'ovulation, mais l'initiateur est une augmentation très significative des taux circulants de la LH sécrétée par l'hypophyse.

Naturellement, l'ovulation peut être spontanée ou réflexe, c'est-à-dire induite par l'accouplement. Dans le cas d'ovulations naturelles observées chez la plupart des mammifères, l'augmentation de la fréquence des pulses endogènes de LH est directement liée à celle du GnRH, elle-même due à l'augmentation progressive des teneurs sériques en oestradiol. Les félins (chat), les lagomorphes (lapin), les camélidés (dromadaire, lama) et les mustélidés (furet, putois) sont des espèces à ovulation réflexe [26].

Dans ce cas, la stimulation des zones génitales par le mâle déclenche un réflexe neurohormonal, à l'origine de la libération de LH. Ce mécanisme n'est généralement mis en jeu qu'après plusieurs accouplements d'une durée suffisante. Si la femelle n'est pas mise en contact avec un mâle, les follicules préovulatoires dégèrent le plus souvent sans ovuler.

Dans le cas d'ovulations provoquées, l'augmentation de LH fait suite à une stimulation pharmacologique d'un agoniste de GnRH ou de LH ; ce type de stimulation est utilisé chez la femme dans le cadre des programmes d'assistance à la procréation, et chez certains animaux d'élevage afin d'optimiser la gestion des reproducteurs. L'augmentation de la LH endogène apparaît le plus souvent sous la forme d'un « pic » de très forte amplitude et de durée variable selon les espèces, qui induit, dans les heures qui le suivent, la rupture du follicule ovulatoire et la libération de l'ovocyte dans l'oviducte [95].



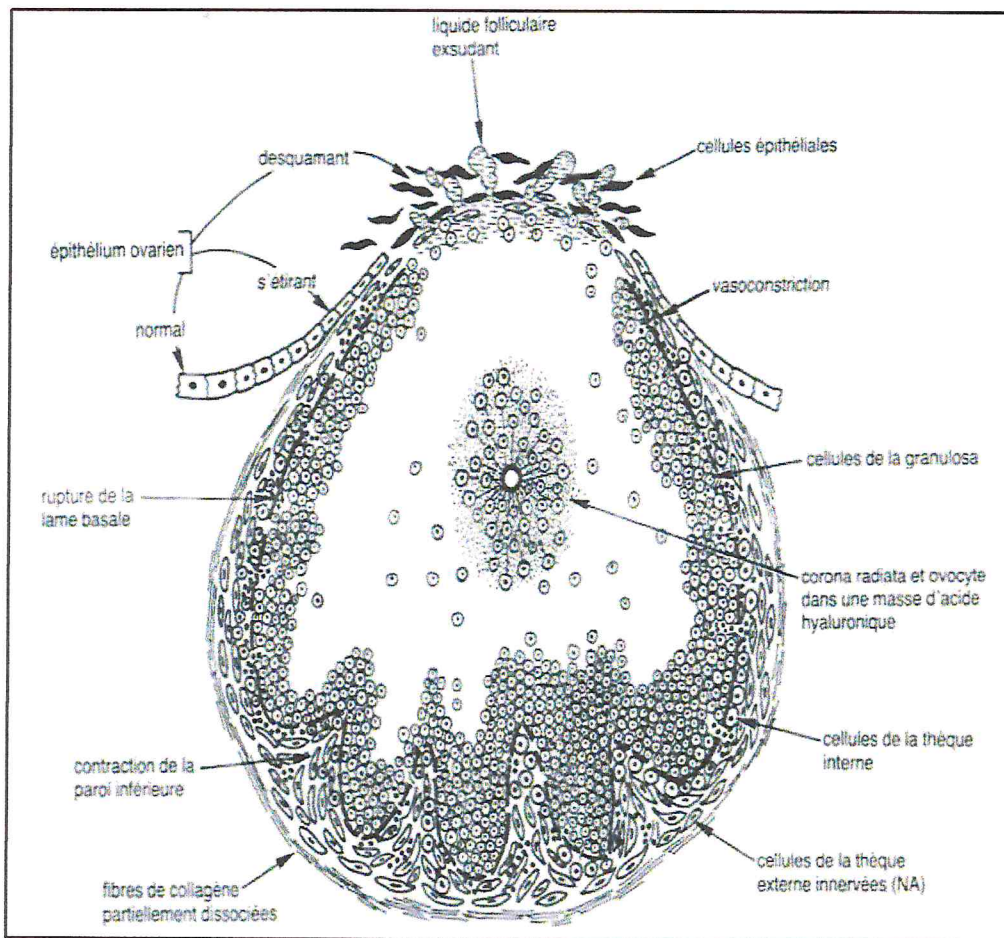


Figure 11: Etat d'un follicule peu avant l'ovulation [26].

## II. physiologie de l'ovulation

### La voie efférente (voie hormonale) :

Suite à l'accouplement, l'hypothalamus envoie une décharge de GnRH qui atteint quasi immédiatement l'hypophyse par le système porte hypothalamo-hypophysaire [71] figure (13). Cette molécule agit sur la partie antérieure de l'hypophyse qui libère à son tour 2 gonadotrophines :

- **LH** : molécule glycopeptidique, constituée d'environ 200 acides aminés. Son pic s'observe environ 2 heures après le coït. Elle permet la maturation des gros follicules à antrum et de déclencher la ponte ovulatoire environ 10 à 12 heures après le coït.

- **FSH** : molécule glycopeptidique, constituée d'environ 200 acides aminés dont le rôle chez la lapine est essentiellement la maturation folliculaire [71]. Le rôle de la FSH sur le réflexe ovulatoire proprement dit reste mal défini, mais elle pourrait renforcer l'action de la LH.

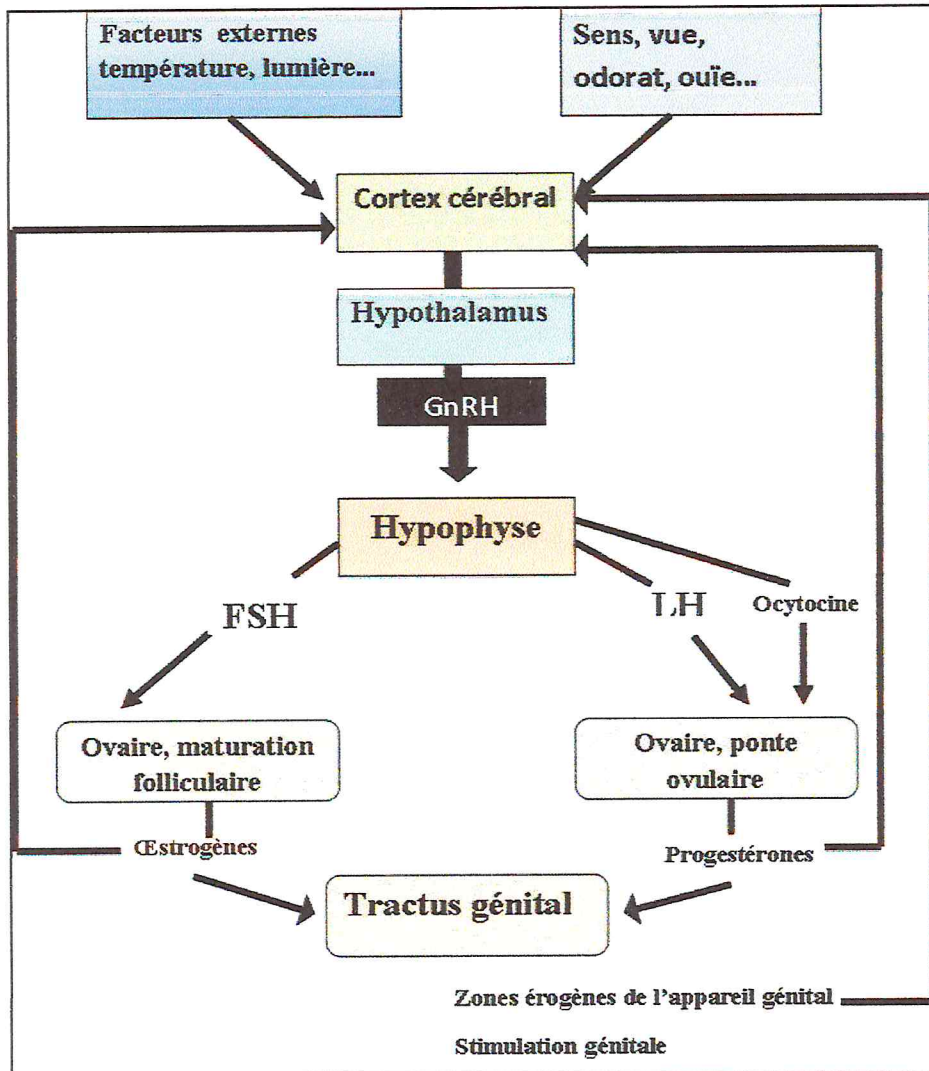


Figure 12: régulation hormonale du réflexe ovulatoire chez la lapine [17].

### La voie afférente (la voie nerveuse)

L'activité de l'ovaire se trouve directement sous l'influence du système nerveux sympathique et parasympathique comme le prouvent les nombreuses études sur des espèces très diverses, notamment la lapine [109]; grâce à l'existence de récepteurs adrénergiques et cholinergiques, l'activité contractile est sous l'influence d'agents adrénergiques et cholinergiques, les adrénergiques et les cholinergiques augmentant les contractions et les adrénergiques produisant un effet dépresseur [24]. Mais, l'influence des médiateurs autonomes ne serait pas essentielle dans la stimulation de l'activité contractile de l'ovaire [24], tout comme la stimulation électrique de l'ovaire quelle qu'en soit la manière, est incapable de provoquer la rupture des follicules arrivés à maturité [64] et que la dénervation unilatérale des ovaires chez la lapine ne produit aucune incidence sur le nombre d'ovulations [115], n'empêche pas la gestation, ni ne réduit le nombre d'embryons [115].

On considère actuellement que le système nerveux autonome de l'ovaire ne possède pas de rôle majeur dans le processus ovulatoire [32]. Toutefois, l'incidence du système nerveux autonome sur l'ovaire ne doit pas être envisagée isolément. L'ovaire étant, comme mentionné précédemment sous l'influence du système neurovégétatif sympathique et parasympathique, il est important à notre avis de ne pas dissocier le problème d'un contexte plus global et d'envisager des investigations qui tiennent compte d'interactions et de corrélations entre les effets induits par une même cause sur les systèmes sympathiques et parasympathiques, par exemple entre les modifications hémodynamiques induites sur l'activité vasomotrice et le processus ovulatoire comme le soulignent BAHN et al., 1974 [4] à propos de l'incidence probable sur l'ovulation des catécholamines et des facteurs de l'environnement produisant un effet de stress.

### III. mécanismes de l'ovulation

le coït provoque une stimulation qui se répercute à travers le SNC sur l'hypothalamus dont la décharge en RF (Releasing Factors) provoque la sécrétion de gonadotrophines par la portion antérieure de l'hypophyse. Dans tous les cas, l'ovulation est essentiellement due à la sécrétion de LH par l'adénohypophyse [50].

Dans le cas d'une saillie, la stimulation de l'hypophyse survient 60 secondes après le coït [77]. mais le taux de LH ovulatoire n'est en fait réellement atteint qu'entre 28 et 90 minutes après le coït pour FEE et PARKES, 1929 [35]. 20 à 30 minutes avant l'ovulation, il apparaît un engorgement sanguin au sommet du follicule et il se forme un cône secondaire sur le follicule lui-même [51].

La cause primaire de la rupture folliculaire est la rapide distension du follicule sous l'effet d'une augmentation de son activité sécrétoire [112] ou de l'augmentation de la pression du liquide folliculaire sous l'influence de la dégradation enzymatique de ses mucopolysaccharides par la hyaluronidase [56] ou encore de l'hydrolyse enzymatique des cellules épithéliales par leurs lysosomes [21].

Toutefois l'expulsion de l'ovule après la rupture folliculaire serait sous l'influence de la contraction des fibres musculaires lisses de la thèque externe au moment de l'ovulation [75]. Pour WRIGHT et al., 1976 [117], l'activité contractile de l'ovaire est irrégulière mais augmente sensiblement au moment de l'ovulation.

Cette activité de l'ovaire se trouve directement sous l'influence du système nerveux sympathique et parasympathique comme le prouvent les nombreuses études sur des espèces très diverses, notamment la lapine [109]; grâce à l'existence de récepteurs adrénergiques et cholinergiques, l'activité contractile est sous l'influence d'agents adrénergiques et cholinergiques, les

adrénergiques et les cholinergiques augmentant les contractions et les adrénergiques produisant un effet dépresseur [24].

Hors accouplement, le niveau de sécrétion des hormones folliculo-stimulantes est relativement stable au cours du temps [14] malgré la présence de follicules pré ovulatoires sécrétant de l'œstradiol. Cette particularité physiologique de la lapine est totalement différente des processus existants chez les autres Mammifères domestiques où la sécrétion d'œstrogènes par les follicules dominants entraîne, à partir d'un certain seuil, un feed back positif sur la sécrétion de LH entraînant le pic pré ovulatoire et l'ovulation. L'absence d'ovulation spontanée chez la lapine serait ainsi principalement due à la déficience du rétrocontrôle positif des œstrogènes et donc à une difficulté à provoquer le pic de LH [5].

Le processus d'ovulation est associé à une réaction de type inflammatoire [33]. La synthèse ovarienne de cytokines inflammatoires (interleukines, TNF), de prostaglandines et de cortisol (glucocorticoïde à action anti-inflammatoire) s'accroît dans le follicule préovulatoire au moment de l'ovulation. Elles stimulent l'activité d'enzymes protéolytiques et la production de prostaglandines. De plus, elles sont capables de moduler la stéroïdogénèse et interviendraient aussi dans la maturation du complexe ovocyte-cumulus [43].

La rupture de la paroi folliculaire et l'expulsion de l'ovocyte dans l'oviducte nécessitent l'action d'enzymes protéolytiques dégradant la matrice extracellulaire. Sous l'effet de la LH, la production locale d'activateur du plasminogène, de plasmine et de collagénases augmente considérablement. L'activateur du plasminogène transforme le plasminogène en plasmine, qui elle-même activerait certaines collagénases [8].

#### IV. Détermination du moment de l'ovulation

De nombreux travaux ont été publiés sur le moment de l'ovulation chez la lapine [48]. On peut toutefois retenir les dernières investigations de HARPER 1963 [48], qui démontre de façon claire que l'ovulation survient en moyenne entre 10 heures 30 minutes et 10 heures 45 minutes après injection de LH mais confirme de même la majorité des variations enregistrées par les autres chercheurs, entre 9 heures 30 minutes et 14 heures après le coït puisque, d'après le même auteur, l'ovulation survient chez la lapine à des moments identiques, qu'elle soit induite par le coït ou par une injection de LH. Les marges de variations sont généralement comprises dans le même ordre de grandeurs. Chez la lapine, l'ovulation n'est pas spontanée, elle est induite par l'acte du coït [49] à un intervalle assez défini d'environ 10 heures entre l'accouplement et la rupture réelle du follicule [111], 10 à 18 heures selon Kayser ,1963[59] et 10 à 12 h après l'accouplement [47], et elle se fait sur toute la surface de la zone corticale ovarienne.

## V. Méthodes de l'induction de l'ovulation

### Méthodes hormonales

Actuellement, le déclenchement de l'ovulation est généralement effectué juste après insémination artificielle (IA) par injection de GnRH, de LH, d'hCG, ou par une combinaison de ces deux méthodes. Mehaisen *et al*, 2005[80] a pu mettre en évidence que l'utilisation d'hCG tend à augmenter le taux d'ovulation. De plus, il a été montré que des injections répétées d'hCG ou de LH entraînent une immunisation et une perte d'efficacité au-delà de la 4<sup>ème</sup> ou de la 5<sup>ème</sup> injection contrairement à la GnRH qui ne connaît aucune baisse d'activité [1]. Plus récemment, Quintela *et al*, 2004[91] ont montré que l'ovulation chez la lapine pouvait être induite par administration de 16 µg de busérelina (analogue de GnRH) par femelle directement dans la dose de semence utilisée pour l'insémination artificielle. Cette technique a l'avantage de s'affranchir de l'injection intramusculaire de GnRH sans aucune répercussion sur les taux de mises bas (respectivement 91,7 % vs 87,5 %) et avec une meilleure prolificité (11,7 vs 9,4). Cependant, l'ovulation provoquée avec cette technique se déroule de manière plus précoce (60 vs 90 min post IA). Par la suite, la même équipe obtenait des résultats similaires en utilisant 25 µg par femelle de [des-Gly10, D-Ala6]-LHRH ethylamide, autre analogue de GnRH [92].

### Méthodes non hormonale :

L'ovulation peut être provoquée en intervenant à différents niveaux de l'axe hypothalamo-hypophysaire par différentes méthodes qui permettent d'aboutir au pic de LH préovulatoire. L'ovulation étant déclenchée par l'accouplement, il est possible d'induire l'ovulation des lapines directement par saillie non fécondante avec un mâle vasectomisé [61]. La simulation du coït par stimulation mécanique du vagin peut induire l'ovulation, mais les résultats sont très aléatoires et généralement faibles [54].

***PARTIE EXPERIMENTALE***

## *Matériel & Méthodes*

## I. Objectif du travail

L'objectif de notre travail est l'étude des modifications anatomo-histologique de l'ovaire de lapines nullipares ayant accepté l'accouplement à des intervalles de temps *post coitum* de 0h à 14h en phase pré et post ovulatoire.

## II. Matériel et méthodes

L'expérimentation s'est déroulée au niveau du clapier de la station expérimentale de notre université, durant la période allant du mois de mars au mois de juillet 2011.

### II.1. Animaux

Sur un effectif de 100 lapines nullipares de population locale âgées de 4 à 5 mois, de poids 1,8 Kg à 2,5 Kg. Elles sont alimentées *ad libitum* par un aliment industriel sous forme de granulés.

Les mâles utilisés pour les saillies sont au nombre de 4, âgés de plus de 8 mois, d'un poids moyen de 3 Kg de population locale et d'une très bonne ardeur sexuelle.



**Figure 13** : Différents phénotypes des Lapines de population locale algérienne.

### Conduite de la saillie naturelle :

Pour la réalisation des saillies, On a utilisé 3 males de population locale et 1 males de race Californienne de forte ardeur sexuelle (fertilité prouvée), âgés entre 7 à 10 mois, et avec un poids moyen de 3 kg.

La saillie doit obligatoirement effectuer dans la cage du male et jamais l'inverse, car la femelle devient agressive dans sa cage, elle risque de mordre le male et même le blesser et empêcher l'accouplement.

Avant de présenter la femelle au male, on doit la peser, puis noter la couleur de sa vulve qui est un indicateur de l'état de réceptivité de la femelle (réceptive ou non réceptive). Le taux de



réceptivité des lapines diminue avec la pâleur de la vulve, et augmente lorsqu'elle est rose turgescence (fig.14).



**Figure 14 :** état de la vulve avant la saillie (rose turgescence).

Les saillies sont effectuées le matin, entre 8h et 10h. La femelle est introduite pour la première fois dans la cage du premier male, au bout de 3 à 4 mn si elle accepte l'accouplement, elle s'immobilise rapidement, s'étend et relève légèrement l'arrière train ce qui permet au male de la chevaucher et de réaliser la saillie (fig.15). Dans le cas où certaines femelles dans notre expérimentation ont refusé la saillie avec le premier male, elles ont été présentées le jour même à un deuxième male pendant une période allant jusqu'à 15mn et dans ces cas ces lapines ont accepté l'accouplement avec le deuxième male. Si la saillie est positive le male tombe soit sur le côté soit vers l'arrière et parfois certains males poussent même un cri.



**Figure 15:** lapins (male et femelle) au moment de la saillie.

Dans le cas où la femelle refuse le premier et le deuxième male (en respectant la durée) elle présente une agressivité particulière envers le male, se blottissant dans un coin de la cage, elle est considérée comme non réceptive et donc éliminée de notre protocole expérimental.

Pour s'assurer que la saillie est positive, il est nécessaire de contrôler visuellement, que le male a éjaculé à l'intérieur du vagin.

## II.2. Les instruments

-Boite de contention ou serviette pour immobiliser la lapine.

-Bistouris, Gants, Couteau ciseaux simples, pince à préhension, couteau de sacrifice, paille à manipulation, formol à 10%. Égouilles à L rends, des tubes héparinés,

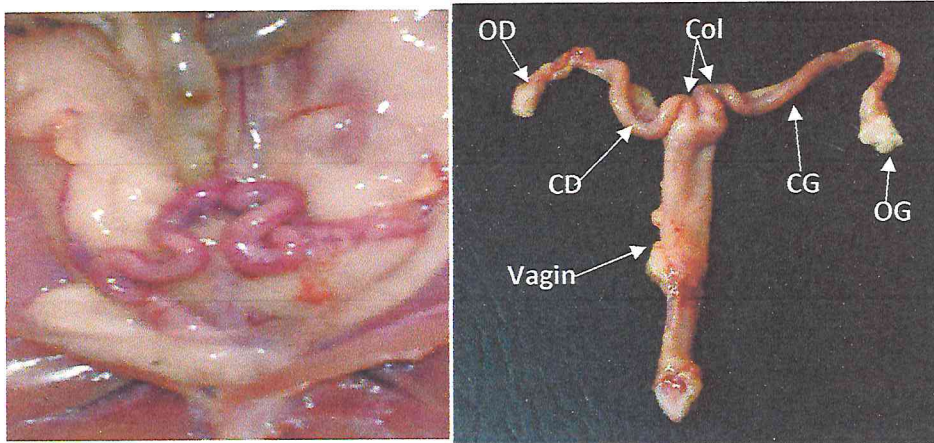
-Appareillage (centrifugeuse, balance, pied à colis, microtome, microscope à appareil photo intégré, appareil à circulation automatique, bain marie et bac à paraffine, micro onde).



Figure 16 : instruments utiliser dans l'expérimentation

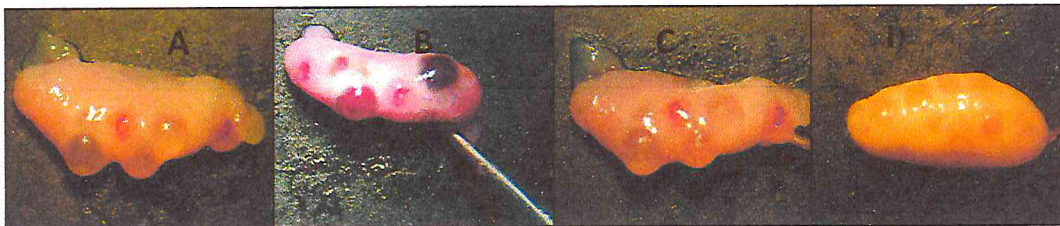
## II.3. Sacrifice et prélèvement d'organes

Après dépouillement, l'animal est mis en position dorsal, puis une incision est effectuée au niveau de la ligne blanche pour l'extériorisation de la matrice en dehors de la cavité abdominale. Après prélèvement des deux cornes, et les deux ovaires, et les avoir pesé et mesuré la longueur et le diamètre, elles vont être fixées immédiatement dans du formol à 10%.



**Figure 17:** Extériorisation de l'appareil génital femelle

CD: Corne droite, CG: Corne gauche, OD: Ovaire gauche, OG: Ovaire droit.



**Figure 18:** Des ovaires à différentes heures post *coïtum* (A : ovaire de lapine sacrifiée à 10h ;B : Ovaire à 11h; C : Ovaire à 10h, D : Ovaire de lapines sacrifiée à 6h

L'étape suivante consiste à réaliser des coupes histologiques au niveau du laboratoire d'histo-cytopathologie de l'école nationale supérieure vétérinaire d'El Harrache (ENSV).

### II.3.1. 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 subséquemment. 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.

### II.3.2. 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.

#### II.3.2.1. La circulation

Toutes les opérations suivantes seront réalisées par un appareil à circulation automatique (Fig.19).



Figure 19: 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 bains ; 6 bains 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 l'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 baignoires d'une heure de paraffine fondue.

- **L'enrobage (l'inclusion)**

Cette étape se fait à l'aide d'un bac à paraffine (Fig.20).

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.



Figure 20 : Bac à paraffine à droite, (Leica) ; plaque réfrigérée à gauche.

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 coït).

✓ 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.

### II.3.3. La microtomie

L'opération s'effectue à l'aide d'un microtome rotatif (Leica RM 2135), (Fig.21) 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.

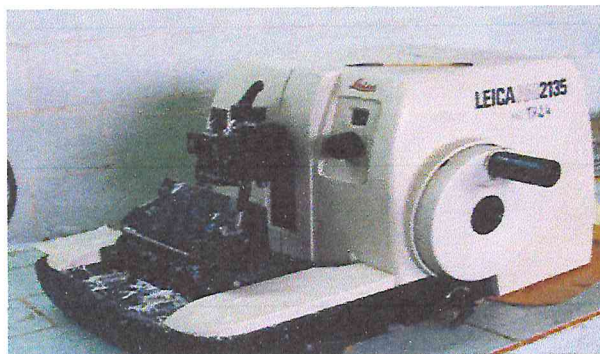


Figure 21 : microtome (Leica RM 2135).

### II.3.3.1. 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. 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 la 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.

### II.3.3.2. 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 (Fig.22).



Figure 22: appareil à coloration automatique (Leica ST 4040).

#### A- Les étapes 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.

- **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.

## **B- 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 éclaircissent. 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, mettre une goutte d'une résine à base de xylène à 60% (Montex) sur une lame couvre objet propre pour couvrir la préparation.

- ✚ Appuyer prudemment sur la lame afin de chasser les bulles d'air.
- ✚ Tromper les lames dans le xylène et essuyer-les.
- ✚ Sécher les lames dans l'étuve 40 à 60°C pendant 10 mn. Après séchage les lames sont prêtes pour l'observation microscopique.
- ✚ Prise des photos avec un appareil à photo intégré au microscope.

## *Résultats*

### III. Résultats et interprétation

#### III.1 Réceptivité sexuelle

Tableau II: longueur et poids des cornes des lapines réceptives

Nombre Lapines	Heure après coït	Poids des lapines (kg)	Longueur des cornes (cm)			Poids des cornes (g)			Diamètre des cornes		
			C D	C G	Moyenne	C D	C G	TOTAL	CD	CG	
2	0 h	2,225	8,25	7,05	7,65	1,41	2,39	4,80	1,55	1,6	1,57
2	2 h	1,950	5,9	5,85	5,87	1,18	2,42	5,9	1,3	1,35	1,32
2	6 h	2,250	9,35	8,6	8,97	2,37	2,24	4,66	1,1	1,75	1,42
2	8 h	2,225	8,55	7,95	8,25	2,11	1,91	4,05	1,1	1	1,05
2	10h	1,97	7	7	7	1,83	1,59	2,26	1,15	1,1	1,12
2	10h30	2,21	8,9	8,7	8,8	1,94	1,88	3,85	1,1	1,1	1,1
2	11 h	1,85	5,75	5,95	5,85	2	2,05	4,07	1,6	1,95	1,77
2	12 h	1,96	9,05	8,45	8,75	1,79	1,88	3,73	1,3	1,2	1,25
2	13 h	2,17	7,55	7,15	7,35	1,77	1,84	3,67	1,7	1,8	1,75
2	14 h	1,800	6,5	7,15	6,82	1,97	2,16	4,2	1,6	1,5	1,55
<b>Moyenne</b>			<b>7,68</b>	<b>8,17</b>	<b>7,53</b>	<b>1,84</b>	<b>2,04</b>		<b>1,35</b>	<b>1,44</b>	<b>1,39</b>

## ❖ Observation des cornes utérines des lapines réceptives

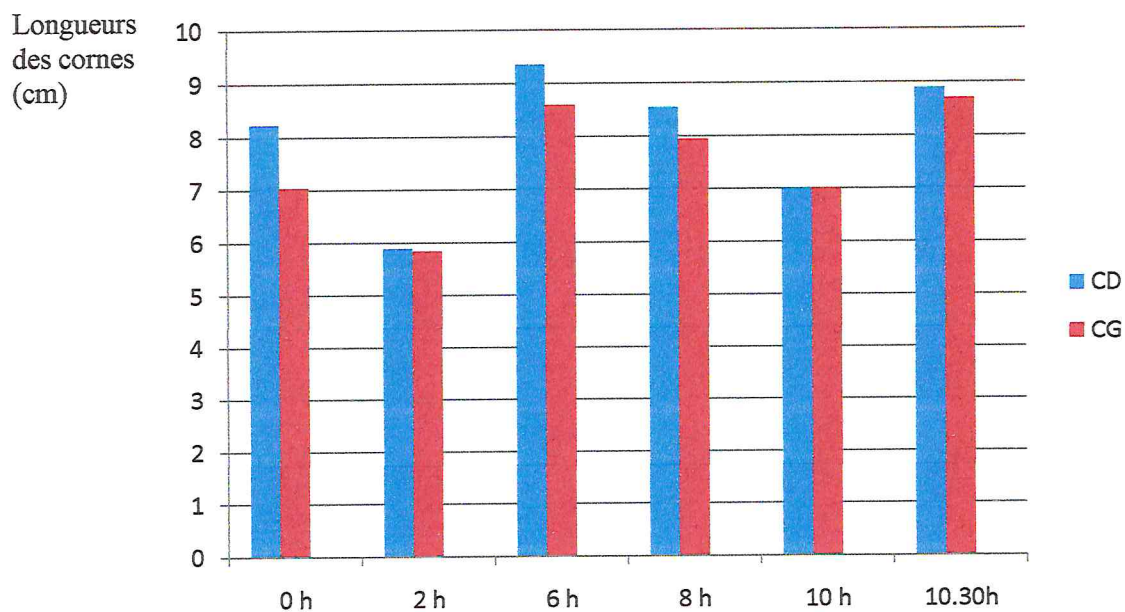


Figure 23 : représente les résultats de longueur des deux cornes

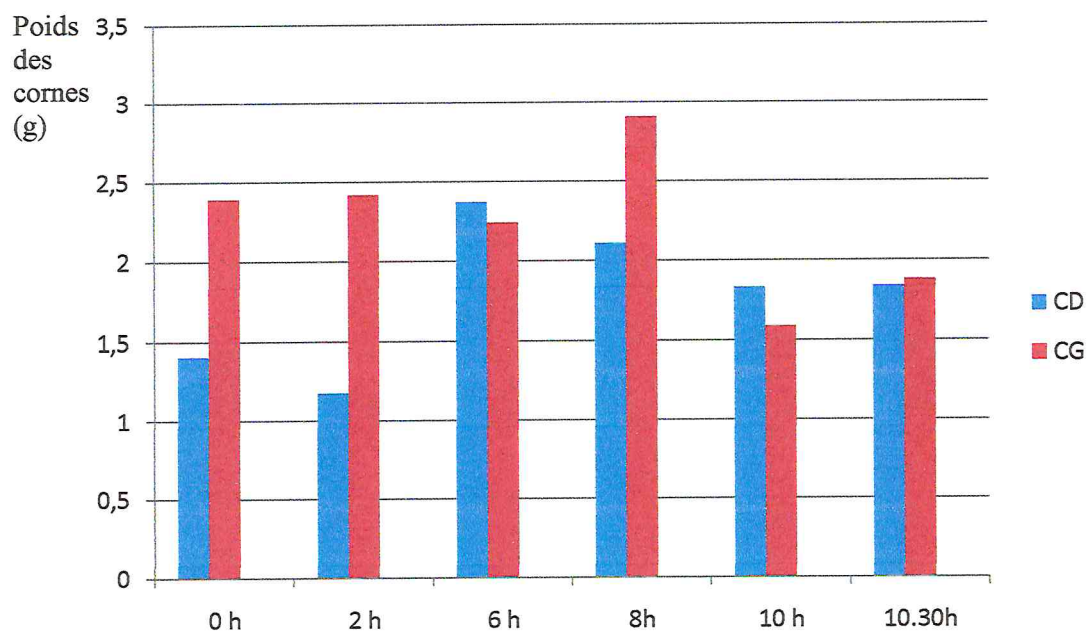
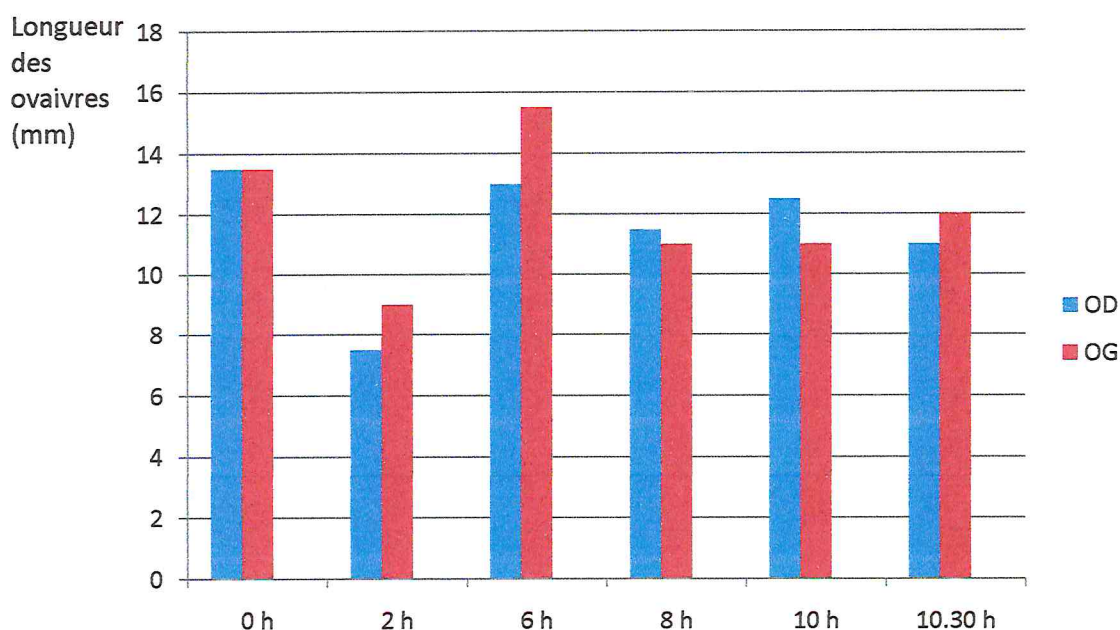


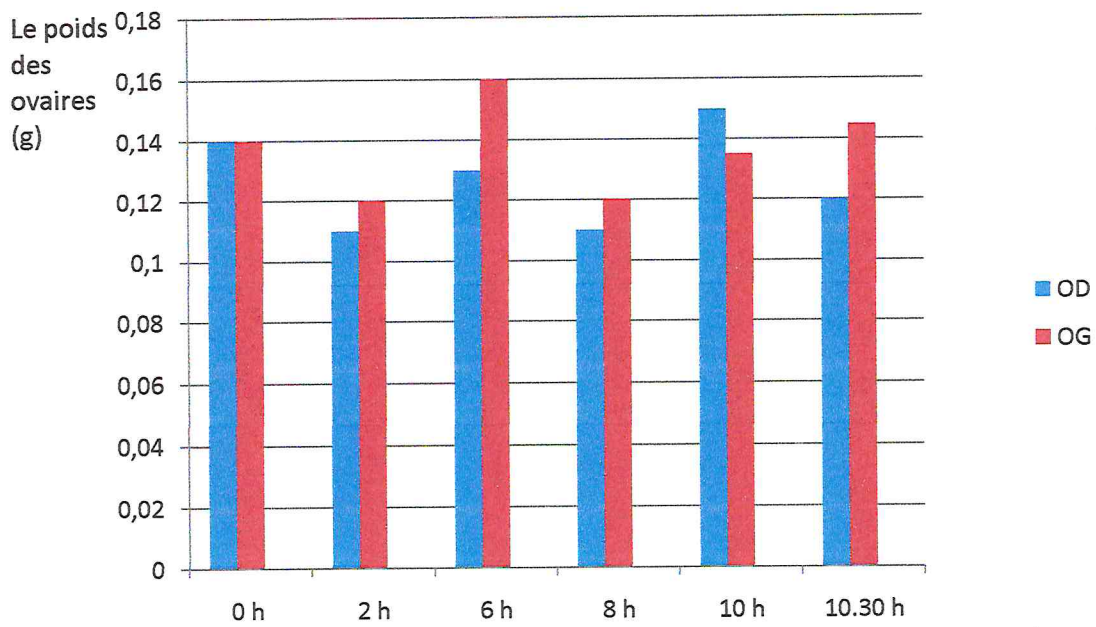
Figure 24: comparaison entre le poids des cornes droite et gauche

**Tableau III** : représente les caractéristiques des ovaires des lapines réceptives

R <sup>+</sup>	<i>Les caractéristiques des ovaires</i>								
	Poids (g)			Longueur (mm)			Largeur (mm)		
	OD	OG	OD+OG	OD	OG	OD+OG	OD	OG	OD+OG
0h	0,14	0,14	0,14	13,5	13,5	13,5	5	5	5
2h	0,11	0,12	0,11	7,5	9	8,25	2	2,5	2,25
6h	0,13	0,16	0,14	13	15,5	14,25	4	4	4
8h	0,11	0,12	0,115	11,5	11	11,25	3,5	4	3,75
10h	0,15	0,135	0,142	12,5	11	11,75	4	4	4
10h30	0,12	0,145	0,132	11	12	11,5	2,75	3,5	3,12
11h	0,165	0,175	0,17	9,5	10	9,75	2,5	3	2,25
12h	0,105	0,115	0,11	9	9,1	9,05	2	2,5	2,25
13h	0,155	0,16	0,157	9,5	9	9,25	1,5	1,5	1,5
14h	0,16	0,195	0,177	10,5	11,5	11	2,5	3	2,75
moyenne	0,135	0,147	0,13	10,75	11,16	10,96	2,795	3,3	3,09

## ❖ Observation des ovaires des lapines réceptives

**Figure 25** : Comparaison entre les résultats de la longueur des ovaires des lapines des réceptives



**Figure 26:** comparaison entre poids des ovaires droits et gauches

**Tableau IV:** taux d'acceptation des lapines suivant la coloration de la vulve.

N° lapine	Poids	H. de sacrific e	Coloration et turgescence de la vulve	Présentation aux mâles		Facile	Vocalisa -tion	Agressi ve	Chevau- chement	Diffi- cile
				1 <sup>er</sup> mâle	2 <sup>ème</sup> mâle					
18 R+	2.200	0h	Violette T	15''		+	-	-	-	-
O R+	2.250	0h	"	1'		+	-	-	-	-
54 R+	1.800	2h	"	1'		+	-	-	-	-
15 R+	2.100	2h	Rose T		5'	-	-	-	-	+
25 R+	2.300	6h	Violette T	1'		+	-	-	-	-
10 R+	2.200	6h	"	30''		+	-	-	-	-
20 R+	2.350	8h	Rose pale T	R-1J	R+2J	+	-	-	-	
W R+	2.100	8h	Rose pale T	3'		+		-	-	+
4 R+	1.980	10h	Violette T	30''		+	-	-	-	-
R R+	1.960	10h	Rose pale T	1'		+	-	-	-	-
5R+	2.310	10h30	Violette T	2'		+	-	-	-	-
22R+	2.105	10h30	Violette T	30''		+	-	-	-	-
7R+	1.800	11h	Rose pale T	30''		+	-	-	-	-
Y R+	1.900	11h	Rose pale T	20''		+	-	-	-	-
24 R+	1.900	12h	Rose pale T	30''		+	-	-	-	-
66R+	2.025	12h	ROSE TUR							
51R+	2.300	13h	ROSE TUR							
50R+	2.040	13h	ROSE TURG							
55 R+	1.800	14h	Rose p T	30''		+	-	-	-	-
61 R+	1.800	14h	Violette T	30''		+	-	-	-	-

Les lapines ayant accepté la saillie avec le premier ou le deuxième mâle sont généralement réceptives, dont le poids est de 1,8Kg à 2Kg500. (Tableaux I).

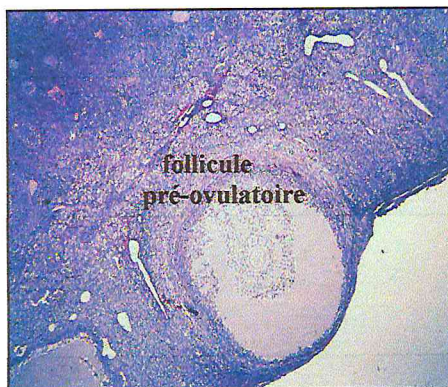
L'acceptation du mâle est maximale lorsque la vulve est rose turgescence, minimale lorsqu'elle est blanche ou pale et non turgescence. (Tableaux II).

Généralement, la longueur de la corne droite chez les lapines sacrifiées à 0h, 6h et 8h est plus importante que la gauche; presque égale à 10h. à 11h et 14 h la corne droite mesure un peu plus que la gauche.

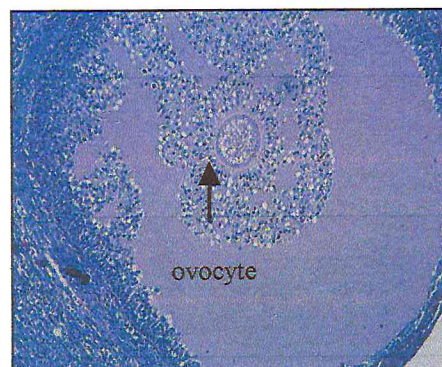
Le poids de la corne gauche est plus important que la droite des lapines sacrifiées à 0h et 10h sauf à 6h où la droite pèse plus que le gauche.

Chez les lapines sacrifiées à 0h, on a constaté que la longueur des deux ovaires est égale, et que le droit mesure plus que le gauche chez celles sacrifiées à 2h et 6h. Contrairement chez celles sacrifiées à 8h, 10h, 10h30, 11h, 12h, 13h, et 14h.

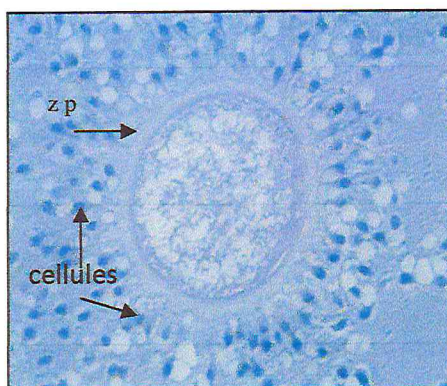
### III-2- Coupes histologique des ovaires des lapines réceptives



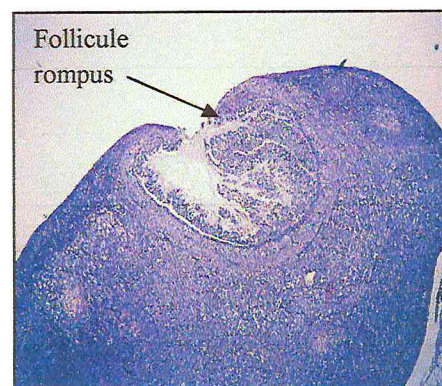
**Figure 27** : Coupe transversale de l'ovaire à 10h, on observe un follicule pré-ovulatoire. à .lapine 4 , Gx4



**Figure 28**: Coupe de l'ovaire de lapine R+ sacrifiée à; l'ovocyte libre dans le liquide folliculaire. Lapine 4 ,10h. Gx10

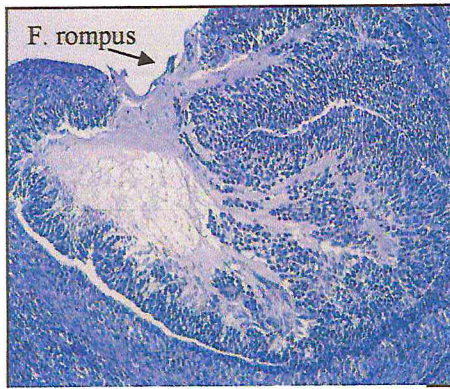


**Figure 29** : Coupe de l'ovaire de lapine R+ sacrifiée à 10h Ovocyte entourer de la zone pellucide (z p) et prolongement cytoplasmique des cellules de la corona radiata, . GX40

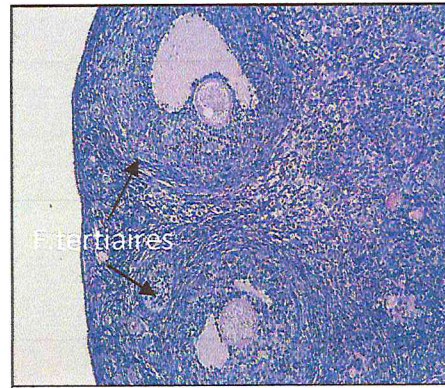


**Figure 30**: Coupe de l'ovaire de lapine R+ sacrifiée à 10h Follicule rompus, lapine 22. Gx10

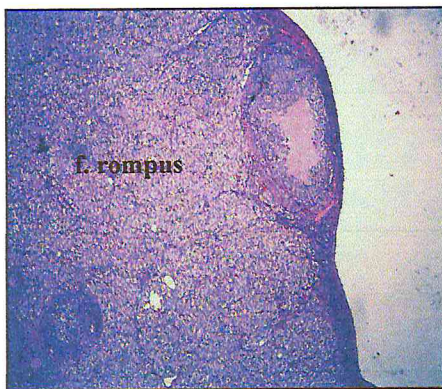




**Figure 31** : Coupe de l'ovaire de lapine R+ sacrifié à 10h  
Follicule qui a ovulé . GX40



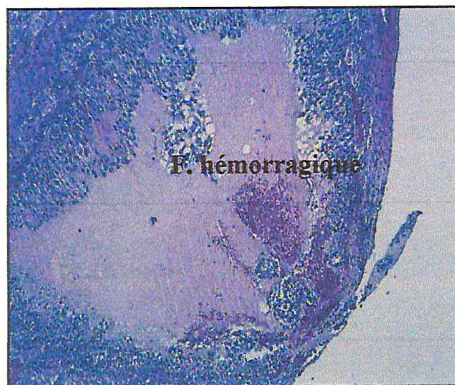
**Figure 32** : Coupe de l'ovaire de lapine R+ sacrifié à 10h deux follicules tertiaires, GX10



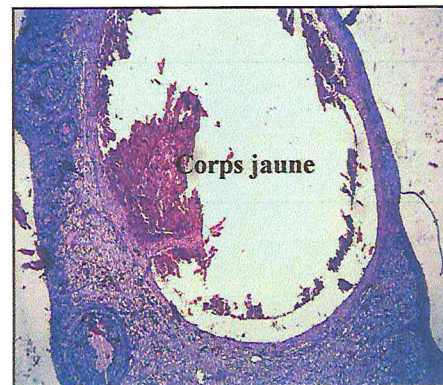
**Figure 33**: coupe transversal de l'ovaire à 11h . Follicule rompus lapine 7 ; GX10



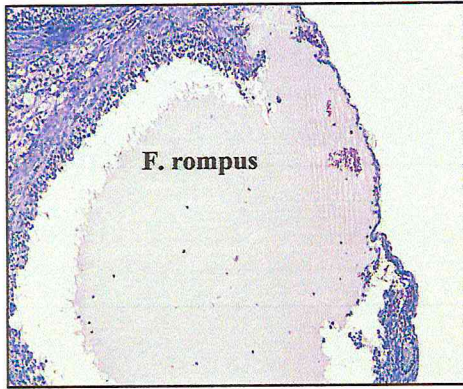
**Figure 34**: Coupe transversale de l'ovaire à 11h, on note présence de follicule hémorragique. Lapine 7.GX10



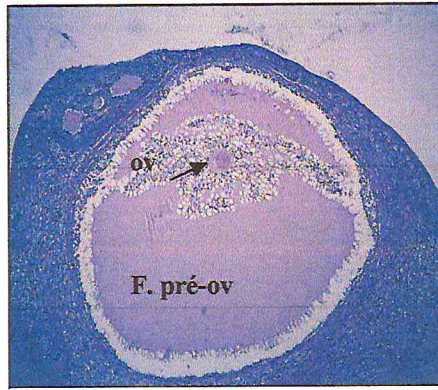
**Figure 35**: Coupe de l'ovaire à 11h, on note présence d'un sommet dans la follicule hémorragique. Lapine 7.GX10



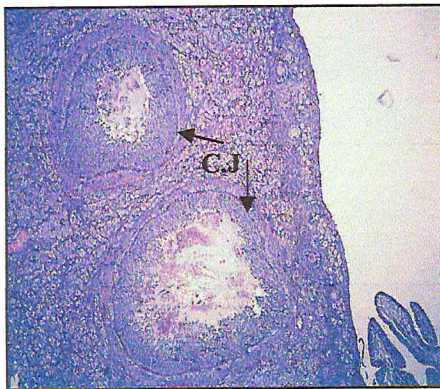
**Figure 36**: Coupe transversale de l'ovaire à 11h, on note présence de corps jaune jeune avec une lumière.lapine7, GX10



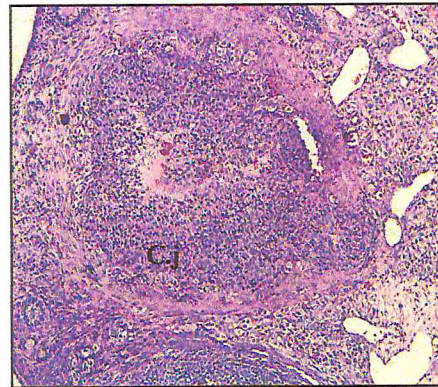
**Figure 37** : coupe d'ovaire de lapine sacrifié à 12h Follicule rompus, lapine66, GX10



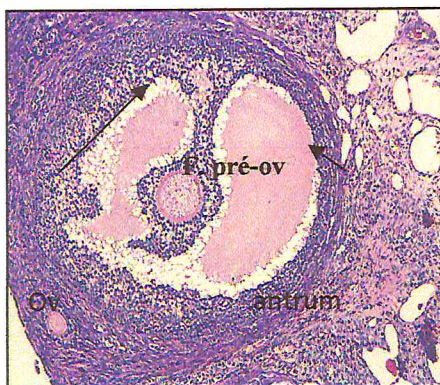
**Figure 38** : Coupe d'ovaire de lapine sacrifié à 12h, on note LA présence d'un follicule mature qui va ovuler. Lapine66, GX4



**Figure 39**: Coupe d'ovaire de lapine sacrifié à 12h, on note la présence de 2 corps jaunes. lapine66, GX4



**Figure 40** : Coupe d'ovaires sacrifié à 13h, on note la présence de corps jaune. Lapine51, GX4



**Figure 41** : Coupe d'ovaire à 13h, on note la présence d'un gros follicule pré-ovulatoire. Lapine51, GX10



**Figure 42** : coupe d'ovaire de la lapine sacrifié à 14h présence de corps jaune GX4

### III.3. Observation des ovaires des lapines réceptives

L'observation des coupes d'ovaires de lapines réceptives (R+) on s'est intéressé aux coupes des lapine a partir de 10h à 14h qui est le moment d'ovulation.

Dès 10h, les follicules à différents stades de développement peuvent être identifiés. On a observé la présence de follicule tertiaires (Figure .32) , et follicule pré ovulatoire ( Figure; 38)avec une ovocyte libre dans le liquide folliculaire et entourer de la zone pellucide avec des prolongement cytoplasmiques de cellules de la *granulosa* ( Figure ;29 ) ,des follicules rompus ou il y'a une ovulation( follicules à stigma) ( Figure ; 3 et 37)

On estime qu'à 11H (Figure ; 33), follicule rompus et une autre qui est hémorragique (Figure; 34) qui sont post ovulatoire, il y'a une immense invasion au niveau du sommet (Figure;35)

La plupart des follicules rompus observés à 11h sont caractérisés par une invasion d'érythrocytes venant des capillaires de la *thèque interne*, pendant que les cellules de la *granulosa* et celles de la *thèque interne* ne sont pas encore luteinisées. De même la membrane basale, séparant la *granulosa* de la *thèque interne* a été constatée fine, à certains endroits et détruites dans d'autres.

Dans les heures 12,13h, 14h après on a observé on a observé des pré ovulatoires et des corps jaunes totalement formé. A 14h des corps jaunes.

## *Discussion*

Chez la lapine, l'ovulation n'est pas spontanée, elle est induite par l'acte du coït [49] à un intervalle assez défini d'environ 10 heures entre l'accouplement et la rupture réelle du follicule [111], 10 à 18 heures selon Kayser, 1963 [59] et 10 à 12 h après l'accouplement [36], et elle se fait sur toute la surface de la zone corticale ovarienne. Le coït agit comme un stimulus qui va entraîner une cascade neuroendocrine complexe [49] aboutissant à la stimulation de l'axe hypothalamo-hypophysio-gonadique, à la décharge préovulatoire de LH et donc à l'ovulation 10 à 12 heures après l'accouplement [36]. Cependant un faible pourcentage d'ovulation a été observé chez des femelles à la suite d'une stimulation mécanique du vagin et/ou du cervix [54]. L'absence d'ovulation spontanée chez la lapine serait ainsi principalement due à la déficience du rétrocontrôle positif des œstrogènes et donc à une difficulté à provoquer le pic de LH [5].

Elle peut survenir sans l'intervention du mâle à la suite d'une excitation sexuelle sans pénétration vaginale [107]. Les travaux de Hulot et Poujardieu, 1976 [54] ont montré que l'injection d'hormones exogènes, chorioniques ou hypophysaires, induisaient chez des femelles nullipares la ponte ovulaire de façon automatique. L'importance de cette décharge en hormones hypophysaires conditionne la libération par le tissu interstitiel de l'ovaire de la 20 Dihydroprogesterone (LH), Hilliard *et al.*, 1969 [52] qui intervient dans la rupture folliculaire en induisant un amincissement de la paroi du follicule dans les heures qui suivent sa décharge (LH) [12].

Les études des remaniements morphologiques et cytologiques aboutissant à la rupture folliculaire ont été réalisées sur des coupes d'ovaires de lapines au microscope optique et beaucoup plus en microscopie électronique par induction de l'ovulation par l'HCG, Bjersing et Cajander, 1975 [13], mais beaucoup d'auteurs ont exploré le mécanisme de l'ovulation plutôt par des études *in vitro* [101].

Dans notre étude les lapines locales sont saillies naturellement, celles qui ont accepté le mâle après une ou deux tentatives, sont réceptives, et prennent la position en lordose ce qui permet au mâle de les chevaucher facilement. Selon Lebas, 1986 [65] chez le lapin l'accouplement est un comportement qui se déroule dans un laps de temps très court. Si la lapine qui est présentée à un mâle est réceptive, la saillie proprement dite commence en général 10 à 15 secondes après l'introduction de la femelle dans la cage. L'éjaculation dure une demi-seconde. Immédiatement après l'éjaculation, le mâle se rejette en arrière et le plus souvent émet un cri caractéristique.

Au moment de l'accouplement, les lapines réceptives ont de nombreux follicules primaires, secondaires et tertiaires, mais peu de follicules cavitaires. L'ovocyte central est entouré de la zone pellucide et de la *corona radiata*, reliée aux cellules de la *granulosa* par le *cumulus oophorus*. La membrane basale des follicules cavitaires paraît intacte et la lumière des capillaires sub-jacents, étroite. Quatre heures après, la taille et le nombre des follicules cavitaires augmentent, les cellules de la *corona radiata* commencent à émettre des prolongements cytoplasmiques. De plus, on assiste, ainsi que l'ont observé Okuda *et al*, 1983[86], à un début de dilatation des capillaires périfolliculaires et sub-jacents à la membrane basale, suivi de l'apparition d'un œdème au niveau de la *thèque interne* tel que décrit par Cherney *et al*, 1975[23]. Six heures après l'accouplement, l'*antrum* est très important repoussant l'ovocyte en position excentrée et les œdèmes s'intensifient dans la *thèque interne*. Huit heures après la saillie, l'ovulation se prépare. En effet, les ovocytes entourés de quelques cellules filiformes de la *corona radiata*, sont généralement libres dans le liquide folliculaire, à ce stade la membrane basale s'amincit et un ou plusieurs apex apparaît à la périphérie de l'ovaire. Deux heures après, l'extrême dilatation des capillaires autorisent le passage des érythrocytes. La première ovulation est observée à dix heures 30 *p.c.*, l'hémorragie est visible au niveau du stigma du follicule rompu. Toutes les lapines observées douze heures après l'accouplement ont ovulé.

Sur les coupes histologiques d'ovaires de lapines sacrifiées on a pu observer que l'épithélium ovarien est composé de cellules cylindriques qui se transforment par endroits en cellules arrondies selon qu'on soit au voisinage d'un follicule immature *préantral* ou préovulatoire prêt à se rompre. Le changement ultra structural au niveau des cellules de l'épithélium ovarien (inclusion intracytoplasmiques) ainsi que ceux du follicule de De Graaf en phase préovulatoire sont accessibles seulement à la microscopie électronique cependant il est difficile de les mettre en évidence en microscopie optique [3].

Le microscope électronique [21] a démontré que la présence de ces granules était importante dès 4H *post coïtum*. Ils augmentaient en nombre et montraient un maximum d'accumulation entre 8-10 h. Environ deux heures avant la rupture folliculaire, ces derniers se vidaient et leur contenu était expulsé dans la tunique albuginée sous-jacente en engendrant la dégénérescence des fibroblastes ainsi que la désintégration des fibres de collagène [21]. Ces observations supportent l'idée que du matériel lysosomal contenu dans les granules contribue à la rupture de la surface épithéliale. Avant la disparition de ces derniers, ils deviennent moins denses révélant une fine matrice fibrillaire[3]. Selon Espey et Lipner, 1965[31] il est possible que ces granules intra cytoplasmiques soient la source d'enzymes protéolytiques comme la collagénase pouvant induire la rupture folliculaire.

## *Conclusion*

Le suivi de la cinétique folliculaire au cours de l'ovulation, dans les ovaires de lapines nullipares nous a permis d'observer l'activité continue des ovaires durant tous les intervalles de temps étudiés (de 0h à 14h). En effet on a observé la présence des follicules préovulatoire à partir de 10h.

Immédiatement après la déhiscence (10h30mn à 11h) la paroi folliculaire affaissée se plisse fortement, sa cavité rétrécie est remplie en partie, par un peu de liquide folliculaire, en partie par le caillot sanguin issu de la rupture des vaisseaux de la thèque interne c'est le corps jaune qui se trouve en même temps que d'autres follicules qui ne sont pas encore rompus ce qui signifie que la rupture des follicules n'est pas simultanée.

Ces résultats confirment donc que chez la lapine réceptive, l'ovulation induite par l'accouplement, se produit dès 10h30 *post-coïtum* et que ses ovaires sont en activité sexuelle continue.

Enfin, nous souhaitons au travers de ce modeste travail pouvoir réaliser un petit pas envers la maîtrise de la reproduction chez la lapine. Néanmoins, d'autres travaux sont nécessaires, pour l'approfondir et le compléter.



# **RECOMMENDATIONS**

## PERSPECTIVES ET RECOMMANDATIONS

Afin de mieux comprendre le moment et le mécanisme de l'ovulation chez la lapine population locale une série d'examens sont à prévoir :

- ⌚ Dosage hormonal (œstrogènes, progestérone, FSH et LH) à des intervalles de temps allant de 0h à 14h après la saillie.
- ⌚ Etudes des effets de l'administration des hormones (PMSG, GnRH, FSH, hCG)
- ⌚ Etude des facteurs extérieurs (photopériodisme, température... etc.) et leur impacte sur la réceptivité, fertilité, productivité... etc.

***REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES***

1. **Adams C.E., 1961.** J. Reprod. Fertility, 2, 521.
2. **Anonyme., 1994.** Instituts techniques des élevages. Connaissances et evaluation des performances zootechniques du lapin de la population locale. Vit en milieu controlé. Analyse des bilans, et perspectifs. ITELV
3. **Asdell, S.A., 1962.** The mechanism of ovulation. In: The ovary (S. Zuckerman, ed.), vol. 1, chap. 8, p. 435-449. London: Academic Press
4. **BAHR J., KAO. L., NALBANDOV A.V. (1974).** *The role of catecholamines and nerves in ovulation.* Biol. Reprod. 10, 273-294.
5. **Bakker, J., Baum, M.J., 2000.** Neuroendocrine regulation of GnRH release in induced ovulators. Front Neuroendocrinol 21, 220-262.
6. **Barone R., Pavaux C., Blin P., Cuq P., 1973.** Atlas d'anatomie du lapin. Paris : Masson.
7. **Barone R 1990 .:** Appareil urogénital ; In : Anatomie compare des mammifères domestiques- TomeIV
8. **Beers W.H., Strickland S., Reich E., 1975.** Ovarian plasminogen activator: relationship to ovulation and hormonal regulation. Cell, 6, 387-394.
9. **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*)
10. **Berchiche, M., Lebas, F. and Lakabi, D. (1996).** Utilization of home made diets. Effects on growth performances and slaughter yield of Algerian local rabbits. In: *6th World Rabbit Congress*, Vol.3, Toulouse (France), 9-12 July 1996, pp. 309-313.
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. **Bjersing L., Cajandre S., 1974.** Transmission electron microscopy of rabbit germinal epithelium prior to induced ovulation. Cell Tiss. Res, 149, 313-327.
13. **Bjersing L., Cajandre S., 1975.** Ovulation and the role of ovarian surface epithelium.

Experiecia, 31,605-608.

**14. Blanc, M.R., Hulot, F., 1982.**Sécrétion des hormones gonadotropes au cours de la puberté chez des lapines de race californienne et néo-zélandaise, 3<sup>èmes</sup> Journées de la Recherche

Cunicole, Paris, pp.communication n°12, 18 pages.

**15. Bomsel et al, 19790** , GOUCEO A ; et COLL ; Healthy and atretic human follicle in the preovulatory phase : Differences in evolution of follicular morphology and steroid content of follicular fluid. I. Clin .Endocrinol. Metab. 48: 686-694.

**16. Bonnes G et al, 2005:** Reproduction des animaux d'élevage. 2<sup>ème</sup> édition p405.

**17. Boussit, D., 1989.** *Reproduction et insémination artificielle en cuniculture.* Association Française de Cuniculture, 234 pages, Lempdes

**18. Brecchia G., Bananno A., Galeatic G., Dallaglio C., Di Grigoli A., Parrillof A., Boiti C., 2004.**Effects of short and long term fasting on the ovarian ascis and reproductive performance of rabbit do. 8<sup>Th</sup>World Rabbit Congress. Puebla (Mexico), September, 2004, 231-237.

**19. Brower M., 2006.** Practioner's guide to pocket pet and rabbit theriogenology.Theriogenology

**20. Burr et Daud ,1965** ;the vascular system of the rabbit ovary and its relationship to ovulation Anat.Rec;111-273-297

**21. Cajander C., 1976.** Structural alterations of rabbit ovarian follicles after mating with special reference to the overlying surface epithelium.Cell tiss. R ES ?173 ? 4376449.

**22. Campbell HJ, 1965:** Effect of neonatal injections of hormones on sexual behavior and reproduction in the rabbit.J Phys., 181:568-575.

**23. Cherney C., Didiol J.A., Motta P., 1975.**The developpement of rabbit ovarian follicules following copulation.Fertil.Steril, 26, 257-270.

**24. CRUZ A.,WRIGHT K.H., WALLACH E.E. (1976).***The effects of cholinergie agents on ovarian contractility in the rabbit.* Obstet. Gynecol., 47, 272-278 .

**25. DriancourtM.A.,Reynaud K., Cortvrindt R., Smitz J.,2000.** Roles of KIT and KIT LIGAND in ovarian function.RevReprod 5, 143-52.

- 26. 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.
- 27. Diaz P., Gosalvez L. F., Rodriguez J. M., 1988.** Sexual behavior in the postpartum period of domestic rabbit. Anim. Reprod. Sci., 17, 251-257.
- 28. EppigJJ .** Intercommunication between mammalian oocytes and companion somatic cells. BioEssays 1991; 13 (1 1 ): 569-574
- 29. Erickson GF. Danforth DR.** Ovarian control of follicle development. Am J ObstetGynecol 1995; 172: 736-747
- 30. Espey LL, 1976:** The distribution of collagenous connective tissue in rat ovarian follicles. Biol Reprod. 14:502-506.
- 31. Espey L. L., Lipnér H., 1965.** Enzyme induced rupture of rabbit graafian follicle. Am. J. Physiol, 208, 208-213.
- 32. ESPEY L.L. (1978).** Ovarian Contractility and its Relation ship to ovulation: A review. Biology of Reproduction. 19, 540-551.
- 33. Espey L.L., 1980.** Ovulation as an inflammatory reaction-a hypothesis. Biol. Reprod., 22, 73-106.
- 34. Esther van Prang, Ph. D. MAI 2005** APPAREIL URO-GÉNITAL DU LAPIN
- 35. FEE A.R., PARKES A.S. (1929).** J. Physiol. 67, 383.
- 36. Foote, R.H., Carney, E.W., 2000.** The rabbit as a model for reproductive and developmental toxicity studies. Reproductive Toxicology 14, 477-493.
- 37. Fortun L., Prunier A., Lebas F., 1993.** Effects of lactation on foetal survival and development in rabbit does mated shortly after parturition. J. Anim. Sci., 71, 1882-1886.
- 38. Fortun Lamoth L ; Mariana JC, 1998 :** Effet de la lactation, du bilan énergétique et du rythme de reproduction chez la lapine primipare. 7<sup>ième</sup> jour. Rech. Cunicole, Fr. Lyon 13 /14 Avril. 257-260.

- 39. Fortune JE 2003** The early stages of follicular development: activation of primordial follicles and growth of preantral follicles. *AnimReprodSci* **78** 135-63.
- 40. Gacem M., Lebas F., 2000.** Rabbit husbandry in Algeria. Technical structure and evaluation of performances. In: *Proc. 7th World Rabbit Congress, 2000 July, Valencia, Spain, World Rabbit Sci., 8 (supp. 1) B75-80.*
- 41. Galas 1988.** Cité par BOUSSIT, 1989. Endocrinien de la lapine après l'ovulation. *Cuniculture*, **8** (6), 294-297.
- 42. Garcia F., Perez A., 1989.** Effects of lactation and litter size on mating, ovulation and embryo viability evaluated by means of laparoscopy in multiparous rabbits. *Inf. Tec. Econ. Agraria.*, **20** (80), 3-10.
- 43. Gérard N., Caillaud M., Martoriati A., Goudet G., Lalmanach A.C., 2004.** The interleukin-1 system and female reproduction. *J. Endocrinol.*, **180**, 203-212.
- 44. Gore-Langton R. Armstrong DT.** Follicular steroidogenesis and its control: Knobile. Neil JD (eds). *the physiology of reproduction*, New York: Raven Press; 1988; **1** : 33 1-386
- 45. Gosden RG. Hunter RHF.** Telfer E, Torrance C, Brown N. Physiological factors underlying the formation of ovarian follicular fluid. *J ReprodFertil* 1988; **82**:8 1 3-825
- 46. Grau et Walter P ; 1975 :** Précis d'anatomie et histologie microscopique des animaux.
- 47. Harper, M. J. K., 1961.** The time of ovulation in the rabbit following the injection of luteinizing hormone. *J Endocrinol* **22**, 147-152.
- 48. HARPER M.J.K. (1963).** *ovulation in the rabbit :the time of follicular rupture and expulsion of the eggs, in relation to injection of luteinizing hormone.*  
*J. Endocrin.* **26**, 307-316.
- 49. Heape(1905),** .Ovulation and degeneration of ova in the rabbit. *Proceedings of the Royal Society*, **B76**, 260-26B.
- 50. HILL R.T. (1934).** *J. Physiol* **83**, 129.

- 51. HILL R.T., ALLEN E., KRAMER T.C.(1935).** *Cinmicrographic studies of rabbit ovulation.* Anatomical Record 63, 239-245.
- 52. Hilliard, J., Schally, A.V; Sawwyer, C.H., 1969.** PROGESTERONE Blockade of the ovulatory response to intrapituitary infusion of LH-RH in rabbits endocrinology 88, 730-736.
- 53. Hirshfield AN.** Development of follicles in the mammalian ovary. international Review of Cytology 1991 ; 124: 43-99
- 54. Hulot, F, Poujardieu, B., 1976.** Induction of ovulation and fertility in the lactating and non-lactating rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). Ann Biol Anim Bioch Biophys 16, 635-643.
- 55. Hulot F., Mariana J.C., Lebas F., 1982.** L'établissement de la puberté chez la lapine
- 56. JENSEN C.E., ZACHARIAE F. (1958).** *Studies on the mechanism of ovulation. Isolation and analysis of acid mucopolysaccharides in bovine follicular fluid* Acta endocr., Copenhagen, 27, 356.
- 57. Kamwanjaet Hauser, 1983.** The influence of photoperiod on the onset of puberty in the female rabbit. J. anim. Scie., 56(6), 1370-1375..
- 58. Kanzani et al, 1982; 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.
- 59. Kayser Charl., 1963.** Physiologie, Edition Medical Flammarion, Paris VI<sup>ème</sup>.
- 60. Kennou S et Bettaib S, 1990:** Etude de la prolificité et de ses composantes des lapines locales Tunisiennes. Options Méditerranéennes .A8 ;97-101.
- 61. Khalifa, R.M., El-Alamy, M.A., Beshir, M.A., 2000.** Vasectomized buck gave better reproductive results in artificial insemination techniques in rabbit than GnRH or hCG, 7th World Rabbit Congress. 4-7 juillet 2000., Valencia (Espagne).
- 62. Kotsuji F, Kamitani N, Goto K, Tominaga T.** Bovine theca and granulosa cell interactions modulate their growth, morphology and function. Biol Reprod 1990; 43: 726-732



63. **Kranzfelder D et al, 1984** . follicle growth in the ovary of the rabbit after ovulation inducing application of the human chorionic gonadotropin .Cell Tissue Res, 238:611-620
64. **Kraus SD. 1947** : Observations on the mechanism of ovulation in the frog,hen and rabbit. West J. Surg.Obstet. Gynecol., 55:424-437.
65. **Lebas F., 1986**. Etude chez la lapine de l'influence du niveau d'alimentation durant la gestation. I- Sur les performances de reproduction. Ann. Zootech., 24 (2)~ 267-279. –
66. **Lebas F., 1994**. Rappel sur la physiologie de la reproduction du mal et de la femelle. Journée AERA-ASFC, 20 janv.
67. **Lebas F., Marionnet D., Hennaf P., 1991**. La production du lapin, Technologie et documentation, Lavoisier (3<sup>èmes</sup> édition), 260p.
68. **Lebas F., Coudert P., De Rochambeau H., Thébault R.G., 1996**. Le Lapin, Élevage et Pathologie (nouvelle édition révisée). FAO éditeur, Rome, 227 pp.
69. **Lebas F., 2005**. Elevage de lapin en milieu tropicale-chapitre03- conduire son élevage (alimentationrt reproduction) page37
70. **Lebas F; 2006**. Cuniculture, biologie de lapin. www. Cuniculture info. Fr.
71. **Lebas F., 2009**. Cuniculture, biologie du lapin. www.cuniculture.info (accès le 16/08/2009).
72. **Lebas F, 2010**. Cuniculture, biologie du lapin. [www.cuniculture info.fr](http://www.cuniculture.info.fr).
73. **Lesbouyries g ,1949** : Reproduction des mammifères domestiques. SexualitéVigot Frère Edition. Paris VI° ,1949
74. **LinternMoore ; Hannah Peters, G.P. M. Moore and M. Faber;1973**: Follicular development in the Infant Human ovary.
75. **LIPNER H.J., MAXWELL B.A. (1960)**.*Hypothesis concerning the role of follicular contractions in ovulation*. Science, 131, 1737.
76. **Maillet M 1980**: Histologie des organes1980. 1 Vol. Dans la collection ACADEMIC PRESS

- 77. MARKEE J.E., EVERETT J.W., SAWAYER C.H. (1952). Recent Progr. Hormone Res. 7, 139.**
- 78. Martinet, 1978.** Physiologie de la reproduction du lapin. Journées d'étude CNRS.INRA, Orléans, France.
- 79. May H et al, 1975:** Effets of aminophylline imidazole and indomethacin on spontaneous and prostaglandin induced ovarian contractions in vitro. Int. J. Fertil.;20: 82-86.
- 80. Mehaisen, G.M., Vicente, J.S., Lavara, R., Viudes-de-Castro, M.P., 2005.** Effect of eCG dose and ovulation induction treatments on embryo recovery and in vitro development post-vitrification in two selected lines of rabbit does. Anim Reprod Sci 90, 175-184.
- 81. Monniaux D, Chupin D, Saumande J.** Superovulatory response of cattle. Theriogenology 1983: 19: 55-81
- 82. Monniaux D., Monget P., Besnard N., Huet C., Pisselet C., 1997.** Growth factors and antral follicular development in domestic ruminants. *Theriogenology* 47, 3-12.
- 83. Monniaux D, Mandon-Pepin B, Monget P 1999** L'atrésie folliculaire, un gaspillage programmé. *Medecine Sciences* 15 157-166.
- 84. Morbeck D.E., Esbenshade K.L., Flowers W.L., Britt J.H., 1992.** Kinetics of follicle growth in the prepubertal gilt. BiolReprod 47, 485-91.
- 85. Moumen S, 2006.** Effet du rythme de reproduction sur les performances zootechniques et les paramètres sanguins de la lapine de population locale (*Oryctolagus Cuniculus*), 121p.
- 86. Okuda Y, Okamra H, Kanzaki H et coll, 1983:** Capillary permeability of rabbit ovarian rabbit ovarian follicles following copulation. Fertil.Steril, 26, 257-270 follicles prior to ovulation. J. Anat., 137:263-269.
- 87. Okumura et al, 1980 H ;Takenaka A ;Yajima Y et Nishimura T,1980 :** ovulatory changes in the wall at the apex of the human graffin follicle. G.Reprod.fertil;58:153-155
- 88. Othmani-Mecif et Benazzoug, 2005.** 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 ettechnologie* CN°23, pp.91-96.

**89. Parez V., 1994.** Reproduction chez la lapine. Bull G. T .V. 4: 43-46.

**90. Perrot B., 1991.** L'élevage des lapins. Collection verte Armand colin, 127P.

**91. Quintela, L.A., Pena, A.I., Vega, M.D., Gullon, J., Prieto, M.C., Barrio, M., Becerra, J.J., Maseda, F., Herradon, P.G., 2004.** *Ovulation induction in rabbit does submitted to artificial insemination by adding busserelin to the seminal dose.* *ReprodNutrDev* 44, 79-88.

**92. Quintela, L.A., Pena, A.I., Vega, M.D., Gullon, J., Prieto, C., Barrio, M., Becerra, J.J., Herradon, P.G., 2007.** *Inducción de la ovulación en conejas mediante la administración intravaginal de [des-Gly10, DAla6]-LHRH ethylamide: Estudiopreliminar, II* Congreso Ibérico de Cunicultura. 5-6 Juin 2007., Vila Real, Trás-os-Montes (Portugal), pp. 37-39.

**93. Quinton H; Egron L, 2001.** Maitrise de la reproduction chez le lapin, Le Point Vétérinaire n°218,2001, 28-33.

**94. Reynolds SRM ;1973.** Seasonal variation in reproductive traits of New-Zealand White rabbits .J reprod .fertil.8:29-27

**95. Richards J.S., Hedin L., 1988.** Molecular aspects of hormone action in ovarian follicular development, ovulation, and luteinization. *Ann. Rev. Physiol.*, 50, 441-463.

**96. Roustan A., 1992.** L'amélioration génétique en France: le contexte et les acteurs. Le lapin INRA, production animal. Hors série (élément de génétique quantitative et application aux populations animales), 45-47.

**97. Rüsse 1.** Oogenesis in cattle and sheep. *Biblthea Anat* 1983; 24: 77-92

**98. Saunande J.1991** La folliculogénèse chez les ruminants. *Rec Med Vét la*; 167: 205-2 18

**99. 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.

100. **Templeton G.S., 1952.**Length of rabbit gestation periodeAmerican Rabbit Journal 22 (6),93.
101. **Testart, J; Thébault,A. et Lefèvre,B. 1983** ovulation of rabbit ovarien follicles isolated after the endogenous gonadotrophine surge.J.Reprod.Fert.68,413-418.
102. **Theau-Clément M., Bolet G., Roustan A., Mercier P., 1990.** Comparaison de différents modes d'induction de l'ovulation chez les lapines multipares en relation avec leur stade
103. **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.
104. **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.
105. **Thibault C., Levasseur M.C, 1991:** La reproduction chez les mammifères et l'homme. 768p.INRA.
106. **Thibault C et Levasseur M. 2001.** La reproduction chez les mammifères et l'homme. INRA, Paris, 222, 259,928 P.
107. **Templeton G.S., 1952.**Length of rabbit gestation periodeAmerican Rabbit Journal 22 (6),93.
108. **Vanderhyden BC, Telfer EE, Eppig JJ.** Moue *oocyte* promote prolifération of grandosa cells h m preantral and mtralfoiiiicles in vitro. Bi01 R e p d 1992; 46: 1 1%-1204
109. **VIRUTAMASEN P., SMITASIRI Y., FUCHS A. R. (1976).***Intra ovarian pressurechangesduring ovulation in rabbits.* Fertil.Steril. 27, 188-196.
110. **Walter; Marie-Rose; Martinet; Lise; Moret B., Thibault C., 1968.**Régulation photopériodique de l'activité sexuelle chez le lapin male et femelle. Archives d'Anatomie, d'Histologie et d'Embryologie normales et expérimentales, Tome SI, Fasc. 1/8, 77S-780.
111. **Walton A., Hammond J., 1928.** Observations on ovulation in the rabbit. Brit.J.exp.Biol.6,190-205.

**112. Walton A., Hammond J., 1929.** *Observations on ovulation in the rabbit.* J. Brit.

exp. Biol. 6, 190.

**113. Wandji S A., Pelletier G., Girard M A., 1992.** Ontogeny and cellular localization of I-125-labeled basic fibroblast growth factor and I-125-labeled epidermal growth factor binding sites in ovaries from bovine fetuses and neonatal calves. *Biology of Reproduction* **47**, 807-813.

**114. Wassarman P M.** The mammalian ovum. in *The physiology of Reproduction*, Edited by Knobil E and Neil J. . Raven Press New York **1988**

**115. WEINER S., WRIGHT K.H., WALLACH E.E. (1975).** *Lact of effect of ovarian denervation on ovulation and pregnancy in the rabbit.* Fertil. Sterile **26**, 1083-1087.

**116. Wilson W.K., Dudley F.J., 1952.** The duration of gestation in rabbit breeds and crosses. *Journal of Genetics* **50**, 384-391.

**117. WRIGHT K.H., WALLACH E.E., FROMM E., JEUTTER D.C. (1976).** Studies of rabbit ovarian contractility using chronically implanted transducers. *Fertil. Sterile* **27**, 310-318.

**118. Zerrouki N., Lebas F., Berchiche M., Bolet G., 2002.** Study of prolificacy and its components in a local kabilian rabbits population in Algeria. 3<sup>rd</sup> sci. com on rabbit production in hot climate, 8-11 oct, 2002, 375-382.

**119. Zerrouki N., Bolet G., Berchiche M., Lebas F., 2004.** Breeding performance of local Kabylia rabbits does in Algeria. *8th World Rabbit Congress*, 371-377.

**120. Zerrouki N.; Berchiche M; Bolet G.; Lebas F., 2001.** Caractérisation d'une population locale de lapin en Algérie : performances de reproduction des femelles. 9<sup>ème</sup> jour. Rech. Cunicole, Fr, Paris, 2001. 163- 166.