

397THV-1

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Saad Dahlab Blida

Faculté des sciences agro-vétérinaire et biologique

Département des sciences vétérinaires

Mémoire

**De fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de docteur
vétérinaire**

THEME :

**ETUDE DE LA CROISSANCE FOLLICULAIRE AUTOUR DE
L'OVULATION CHEZ LA LAPINE NULLIPARE NON RECEPTIVE
DE POPULATION LOCALE EN SAILLIE ASSISTEE**

Soutenu le : 14/07/2010

Présenté par :

HALAOUI Lokmane

GUETTAR Sid Ali

Membres de jury :

Président de jury : KHALED H.

MAB USDB

Examineur : BELABBAS R.

Maitre assistant USDB

Examineur : HAMMADI M

Maitre assistant USDB

Promotrice : Mme BOUMAHDJ.MERAD Z.

MAA USDB

Année Universitaire : 2009 /2010

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Saad Dahlab Blida

Faculté des sciences agro-vétérinaire et biologique

Département des sciences vétérinaires

Mémoire

**De fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de docteur
vétérinaire**

THEME :

**ETUDE DE LA CROISSANCE FOLLICULAIRE AUTOUR DE
L'OVULATION CHEZ LA LAPINE NULLIPARE NON RECEPTIVE
DE POPULATION LOCALE EN SAILLIE ASSISTEE**

Soutenu le : 14/07/2010

Présenté par :

HALAOUI Lokmane

GUETTAR Sid Ali

Membres de jury :

Président de jury : KHALED H.

MAB USDB

Examineur : BELABBAS R.

Maitre assistant USDB

Examineur : HAMMADI M

Maitre assistant USDB

Promotrice : Mme BOUMAHDI.MERAD Z.

MAA USDB

Année Universitaire : 2009 /2010

Remerciements :

Nous remercions tout d'abord, Dieu tout puissant de nous avoir donné le courage et la volonté de pouvoir achever ce travail.

Nos sincères remerciements s'adressent aussi à :

Mr KHALED HAMZA de nous avoir fait l'honneur de présider le jury de notre mémoire.
Hommages respectueux.

Mr BELABBAS RAFIK et Mr HAMMADI MOHAMED d'avoir accepté d'examiner notre travail, qu'ils trouvent ici nos hommages respectueux.

Nous tenons à exprimer nos remerciements et notre respectueuse considération à notre promotrice Mme BOUMAHDI.MERAD ZOUBIDA, pour avoir accepté de nous encadrer, pour sa constante disponibilité et pour ses précieux conseils qui nous ont beaucoup servi.

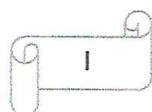
Nous tenons à remercier vivement Madame CHERIFA CHAOUIA actuelle directrice de la station expérimentale ainsi que Dr ADEL DJALLEL, directeur de la production animale de la station qui sait parfaitement gérer son emploi du temps pour veiller sur le bien être des animaux en même temps nous prodiguer ses cours de chirurgie 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 aidé 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 ZOUAOUI 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.

Nous remercions enfin, tous ceux qui nous aidé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.



Dédicace

Je tiens à exprimer ma reconnaissance la plus sincère aux personnes proches de mon cœur.

A commencer par mes parents : ma chère mère qui n'a cessé de me soutenir tout le long de mes études.

A mon très cher père pour ses encouragements.

A tous mes frères, et ma sœur.

Toute ma famille sans exception.

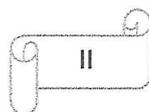
A tous mes Amis.

Et à mon binôme et sa famille.

Et à mon copain de chambre Aissam

En fin, à toute la promotion vétérinaire.

LOKMANE.



Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

Mes très chers parents, Mohamed et Meriem, pour leurs encouragements, amour et leur soutien moral que financier, que dieu mes les garde.

Ma grand mère défunte, Mahdjoba.

Mes chers frères, Achour, Taher, Manssor.

Ma très chère sœur, Horyia.

Ma sœur, Fatima et ses enfants, Linda et Mohamed Farèce.

A toute ma grande famille et mes amis sans exception.

Et à mon binôme et sa famille.

Et à mes copains de chambre Soufien, Ahmed

Enfin, à toute la promotion vétérinaire, 2009/2010.

SID ALI.

Résumé :

Chez la lapine réceptive l'ovulation a lieu 10 à 12 heures après le coït, alors que chez la lapine non réceptive elle ne peut être observée que tardivement jusqu'à 18 heures.

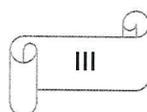
Pour les lapines non réceptives, on procède à des saillies assistées pour démontrer le moment où il est possible d'observer l'ovulation.

On a préparé 47 lapines nullipares locales algériennes âgées de 4 mois et qui ont été mises au mâle, 20 lapines d'entre elles ont été non réceptives. Pour chaque femelle la coloration et l'état de la vulve est notée. Les lapines ont été soumises à des saillies assistées puis sacrifiées à des intervalles de temps bien déterminés (0h, 2h, 4h, 6h, 8h, 10h, 12h, 14h, 16h, 18h).

Après sacrifice, les ovaires ont été prélevés et des coupes histologiques ont été réalisées. Les observations au microscope optique ont montré que sur les 20 lapines étudiées, 3 femelles seulement ont ovulé, une lapine sacrifiée à 12h *p.c.*, une lapine à 14h *p.c.* et une lapine à 18h *p.c.*.

L'observation microscopique nous montre une activité ovarienne normale révélée par la présence de différentes structures de développement folliculaires (follicule primordial, primaire, secondaire et tertiaires).

Mots clés : lapine non réceptive, nullipares, saillie assistée, follicules, ovulation, population locale



ABSTRACT :

47 nulliparous rabbits of algerian local population were put at the male, 20 of them refused the coupling with the first male during the first fifteen minutes, the same rabbit were presented at a second male during three minutes, they proved again the nonreceptivity.

After that, we proceeded at a forced mating and then, the rabbits were sacrificed at intervals of: 0h, 2h, 4h ,6h ,8h ,10h ,12h ,14h ,16h and18h.

After sacrifice, the ovaries w remorede and histological cuts were reatized of the microscope examination have shown that on 20 studied rabbit, 3 female only have ovule, one rabbit sacrificed at 12h *pc*, one rabbit at 14h *pc*, and one rabbit at 18 *pc*.

The microscopie observation shows a normal ovary activity revealed by the presence of Different structure of follicular development (primary follicle, secondary).

Key words: rabbits nonreceptive, nulliparous, assisted projection, follicules, ovulation.

ملخص

عند أنثى الأرنب التي تقبل التقارن، الإباضة تكون في الساعة 10 أو 12 بعد التقارن في حين أنها عند الأرناب غير القابلة للتقارن تكون متأخرة حتى الساعة 18. بالنسبة للأرناب الغير قابلة للتقارن نقوم بإجبارها على التقارن من أجل تحديد اللحظة التي يمكن أن تحدث فيها الإباضة

47 أنثى من الفصيلة المحلية الجزائرية التي لم تلد في حياتها، وضعت للذكر للتقارن، 20 منها رفضت التقارن، قدمت لذكر ثان رفضت كذلك التقارن، كانت إذن غير قابلة للتقارن من ثم، أجبرت على التقارن، و بعد ذلك ذبحت في أوقات زمنية محددة مسبقا (0سا، 2سا، 4سا، 6سا، 8سا، 10سا، 12سا، 14سا، 16سا، 18سا).

بعد تنحية أجهزتها التكاثرية و تجهيز المقاطع لدراسة الأنسجة على مستوى المبيض و الرحم، تتبع دراستى للأنسجة أتبع خلال الأزمنة المعلنة فيما فوق بالفحص تحت المجهر.

الفحص المجهرى، أظهر لنا وجود جسيمات تطور حويصلية (جريب أولي، جريب ثانوي، جريب ثالثي) ولكنها لاتستطيع التبييض و تتحول إلى حويصلات ميتة، بغياب الجسيم الذي يلي التبييض و هو الجسيم الأصفر.

الكلمات المفتاحية: أرنب غير قابلة للتقارن، التبييض، الإجبار على التقارن، جريب.

LISTE DES FIGURES :

numéro	titre	page
1	Evolution du poids des 2 ovaires chez la jeune femelle entre 20 et 180 jours, d'après Prud'hon.	4
2	La position de lordose.	10
3	Comparaison du déroulement de l'ovogenèse chez les mammifères	15
4	Schématisation du déroulement de la folliculogenèse chez la lapine.	17
5	Évolution de la concentration du sérum en LH et en FSH dans les 6 heures suivant l'accouplement d'une lapine qui ovule.	20
6	Évolution des taux sanguins d'ocytocine et de prolactine chez la lapine, dans les 45 minutes suivant l'accouplement.	26

LISTE DES PHOTOS

Photo .1. Photo de l'appareil génital.....	3
Photo .2. (A, B). Lapines non réceptives de race locale.....	33
Photo .3. Vulve rose pale chez lapine non réceptive.....	34
Photo .4. Ovaire de lapine non receptive.....	36
Photo .5. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 0h. <i>p.c.</i>	45
Photo .6. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 0. <i>p.c.</i>	45
Photo .7. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 0h. <i>p.c.</i>	45
Photo .8. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 0h. <i>p.c.</i>	45
Photo .9. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 2h. <i>p.c.</i>	46
Photo.10. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 2h. <i>p.c.</i>	46
Photo.11. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 6h. <i>p.c.</i>	46
Photo .12. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 8h. <i>p.c.</i>	46
Photo .13. Coupe d'ovaire de lapine R-sacrifiée 8h. <i>p.c.</i>	47
Photo .14. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 8h. <i>p.c.</i>	47
Photo .15. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 10h. <i>p.</i>	47
Photo .16. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 12h. <i>p.c.</i>	47
Photo .17. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 12h. <i>p.c.</i>	48
Photo .18. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 12h. <i>p.c.</i>	48
Photo .19. Coupe d'ovaire de lapine(R-) sacrifiée 14h. <i>p.c.</i>	48
Photo .20. LNR Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée. 16h. <i>p.c.</i>	48
Photo .21. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 16h. <i>p.c.</i>	49
Photo .22. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 16h. <i>p.c.</i>	49
Photo (23) Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 18h. <i>p.c.</i>	49

Liste des tableaux :

tableau	Titre	page
I	Réceptivité sexuelle et modification anatomique chez la lapine taux d'acceptation de la saillie.	10
II	L'âge et le poids à la première saillie en fonction de l'origine de l'animal.	13
III	Couleur et état de la vulve en fonction d'acceptation du mâle.	43

Les abréviations :

- ◆ °C : Degré Celsius.
- ◆ cm : Centimètre.
- ◆ FSH: Follicle Stimulating Hormone.
- ◆ GnRH: Gonadotropin Releasing Hormone.
- ◆ h: Heure.
- ◆ kg: kilogramme.
- ◆ LH: Luteinising Hormone.
- ◆ mm: Millimètre.
- ◆ PGF2 α : Prostaglandine F2 α .
- ◆ mg : milligramme.
- ◆ Pc : post coïtum.
- ◆ Pp : post partum.
- ◆ ADN : acide dioxyde nucléaire.
- ◆ ARN : acide ribosome nucléaire.
- ◆ ml : Millilitre.
- ◆ Pg : Pictogramme
- ◆ UI : unité international.
- ◆ Ng : Nanogramme.
- ◆ SNC : système nerveux central.
- ◆ M : métaphase.
- ◆ VG : vésicule germinale
- ◆ VS : vers.
- ◆ μ m : micromètre

Sommaire

◆ Remerciements.....	I
◆ Dédicace.....	II
◆ Résumé.....	III
◆ Liste des figures.....	IV
◆ Liste des photos.....	V
◆ Liste des tableaux.....	VI
◆ Liste des abréviations.....	VII
◆ Introduction générale	1

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Généralités sur l'appareil génital de la lapine.

I.1. Anatomie da l'appareil reproducteur de la femelle.....	3
I.1.1. Les ovaires.....	3
I.1.2. les oviductes (trompes utérines)	4
I.1.2.1. le pavillon	4
I.1.2.2. L'ampoule.....	4
I.1.2.3. L'isthme.....	5
I.1.3. L'utérus	5
I.1.4. Vagin	5
I.1.5. Les parties externes.....	5
I.1.5.1. Le vestibule	5
I.1.5.2. Clitoris	6
I.2. Histologie de l'appareil reproducteur de la lapine	6
I.2.1. Histologie des ovaires des lapines	6

I.2.1.1. Zone corticale (parenchymateuse)	6
I.2.1.2. zone médullaire (vasculaire)	6
I.2.2. Vascularisation des ovaires	6
I.2.3. Innervation des ovaires	7

Chapitre II : Physiologie de la reproduction chez la lapine

II.1. Œstrus et cycle œstral	8
II.2. Modifications anatomiques liée au comportement d'œstrus: coloration de la vulve.....	9
II.3. Etat de réceptivité des lapines	10
II.4. Maturité sexuelle et âge à la première saillie	12
II.4.1. De la race	12
II.4.2. Du développement corporel.....	13
II.5. Ovogenèse et folliculogenèse.....	14
II.5.1. L'ovogénèse	14
II.5.2. la folliculogenèse.....	16
II.5.2.1. La folliculogenèse basale	17
II.5.2.2. La folliculogenèse terminale.....	17
II.5.3. la croissance folliculaire basale.....	18
II.5.3.1. follicule primaire	18
II.5.3.2. follicule secondaire ou preantral.....	19
II.5.3.3. follicule tertiaire ou antral	19
II.5.3.4. follicule mûre ou follicule préovulatoire.....	19
II.6. l'ovulation	20
II.6.1. Mécanismes de l'ovulation.....	21
II.6.1.1. changement histologique conduisant à l'ovulation	22
II.6.1.1.1. changement au niveau de la granulosa.....	22
II.6.1.1.2. Changement au niveau des thèques	22
II.6.1.1.3. changement au niveau de l'ovocyte	23
II.6.1.1.3.1. Maturation cytoplasmique	23
II.6.1.1.3.2. La maturation nucléaire.....	24
II.6.1.2. régulation neuro-hormonale de l'ovulation	25

Chapitre III : Méthodes d'induction de la réceptivité sexuelle des lapines

III.1. Méthodes hormonales.....	28
III.1.1. Pregnant Mare Serum Gonadotropin (PMSG ou eCG)	28
III.1.2. La prostaglandine PGF2 α	28
III.2. Méthodes alternatives à l'utilisation d'hormones	29
III.2.1. Manipulation des animaux	29
III.2.2. Séparation ponctuelle de la mère et sa portée	29
III.2.3. Programmes alimentaires	30
III.2.4. Programmes lumineux	30
III.2.5. Proximité des mâles	30

PARTIE EXPERIMENTALE

1. Objectif du travail.....	32
2. Matériels et méthodes	33
2.1. Matériel	32
2.1.1 Animaux.....	32
2.1.2. Les instruments	33
2-2 Méthodes	34
2-2-1 Protocole expérimental et conduite des saillies	34
2-2-2. Technique de la saillie assistée.....	35
2-2-3. sacrifice et prélèvement d'organes.....	35
2-2-4 .La technique de fixation	36
2-2-5. Etapes de préparations des coupes histologiques.....	36
2-2-5-1 la macrotomie.....	37
2-2-5-2. la circulation.....	37
◆ La déshydratation.....	37
◆ L'éclaircissement.....	37
◆ L'imprégnation.....	38

◆ l'inclusion dans la paraffine (l'enrobage)	38
◆ Technique d'inclusion.....	38
2-2-5-3. La microtomie	39
2-2-5-3-1. Etalement et collage des coupes	39
2-2-5-3-2. La coloration.....	39
Les étapes préparatoires à la coloration	40
➤ Le déparaffinage	40
➤ L'hydratation.....	40
➤ La coloration proprement dite	40
➤ Les étapes préparatoires au montage	40
❖ La déshydratation.....	41
❖ L'éclaircissement.....	41
2-2-5-3-3. Le montage	41
3. résultats et discussions.....	42
3.1. Réceptivité sexuelle.....	42
3.2. observation des coupes d'ovaires des lapines non réceptives.....	44
4.discussion.....	50
5.Conclusion.....	52
6. Respectives et recommandation et	52
Références bibliographiques	
Annexe.....	

Introduction générale :

INTRODUCTION :

L'algérien est peu porté sur la consommation de viande de lapin qu'il est consommé très rarement, comparativement à la viande ovine. Le lapin est intéressant de part sa prolificité et sa relative facilité d'élevage, mais l'élevage cunicole dans la production animale en Algérie est très faible.

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 (Zerrouki et al, 2004). Malgré que la lapine est très prolifique avec des durées de gestation et de lactation courtes, la vitesse de croissance du lapin est rapide, la viande présente une faible teneur en matières grasses mais elle est par contre riche en protéines et en certaines vitamines et en sels minéraux.

Ces populations présentent une variabilité phénotypique résultante des croisements intempestifs et parfois volontariste avec les races étrangères introduites en Algérie au cours des années de 1970(Blanc Néo Zélandais, Géant des Flandres, Fauve de Bourgogne, Californien).

Tout projet de développement d'une production cunicole utilisant le lapin local doit reposer sur une logique d'ensemble comprenant surtout l'identification de l'animal et la connaissance de ses aptitudes biologiques et zootechniques.

Dans ce sens plusieurs travaux de recherche ont été menés dans le but de préserver ce patrimoine génétique et d'identifier ses caractéristiques zootechniques :

- ◆ Sur le plan de la caractérisation des performances, des études ont été menées depuis les années 1990 (Gacem et Lebas, 2000 ; Berchiche et al, 2000 ; Berchiche et Kadi, 2002 ; Belhadi, 2004 ; Zerrouki et al, 2005).
- ◆ Sur le plan reproduction Moulla (2006) et Zerrouki et al (2007) ont étudié les performances de reproduction par la mesure des paramètres zootechniques, ou l'étude des composantes biologiques de la prolificité chez cette population (Zerrouki et al, 2009). Remas (2001) a étudié les aspects physiologiques et les profils hormonaux des

lapins adultes et Moumen (2006), l'effet du rythme de reproduction sur les performances de reproduction et la production.

Malheureusement dans les élevages le problème des lapines non réceptives se pose avec insistance. En effet, dans un élevage à un instant donné, la productivité d'un troupeau de bon état sanitaire sera d'autant plus importante et homogène qu'il comprendra une proportion élevée de lapine réceptive et un minimum de lapines allaitantes et non réceptives (Theau-Clément, 2005).

En Algérie, en élevage cunicole, l'inexistence de l'insémination artificielle conduit donc les éleveurs à reformer les lapines non réceptives qui ayant refusé plusieurs fois l'accouplement étant donné que ces femelles deviennent une charge pour l'éleveur surtout du point de vue alimentation. Très peu de travaux ont été menés sur l'étude de la reproduction des lapines non réceptives de population locale.

Dans ce mémoire, notre travail a pour objectif d'étudier chez des lapines nullipares population locale non réceptives, la cinétique folliculaire de l'ovulation en l'associant avec l'état de coloration de la vulve.

Notre étude s'articule sur deux parties :

- 1- Une synthèse bibliographique sur l'étude de l'anatomie et de la physiologie de la reproduction chez la lapine.
- 2- Une seconde partie expérimentale, dans laquelle, les femelles non réceptives seront identifiées par présentation au mâle, et par leur refus au premier et deuxième jour de présentation ainsi que la coloration de la vulve sera notée. Des saillies assistées seront pratiquées sur ces lapines non réceptives. Après leur sacrifice à des intervalles de temps bien déterminés, les ovaires prélevés seront soumis à des études histologiques.

PARTIE
BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre .I. Généralités sur l'appareil génital de la lapine :

I.1. Anatomie da l'appareil reproducteur de la femelle :

L'appareil génital de la lapine est identique dans son organisation général a celle des autres mammifères (Boussit, 1989, Lébas, 2000) photo .1.

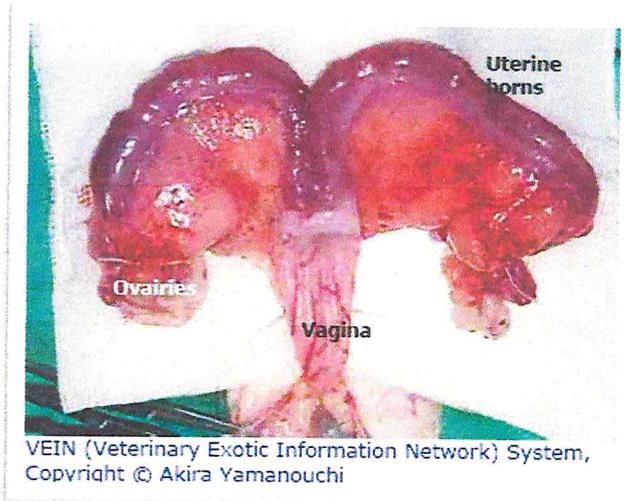


Photo .1. Photo de l'appareil génital (info@medirabbit.com, 2007).

I.1.1. Les ovaires :

Les ovaires de la lapine au nombre de deux, ils sont suspendus par un court méso, à la même hauteur au niveau de la quatrième vertèbre lombaire un peu en arrière des reins, ils ne sont pas enfermés dans la bourse ovarique de même que chez la jument, contrairement aux ruminants et à la truie où ils sont situés près de l'entrée du bassin (Bonnes *et al.*, 2005), Leur forme est allongée atteignant un à deux centimètres dans leur grande dimension (Lebas, 2000).

Les recherches de (Lesbouyries, 1949) révèlent de très grandes différences de volume, de poids, d'aspect qui existent sur des ovaires cependant normaux.

Chez la lapine impubère, les gonades sont très petites (0,05g a 0,15g) leur surface est parsemée de nombreux follicules, le stroma est homogène, gris rosé, presque translucide. La glande interstitielle, volumineuse, occupe la plus grande partie du parenchyme où elle se présente en une masse volumineuse avec des cordons d'infiltration entre les follicules (Lesbouyries, 1949).

Chez la lapine pubère, vierge, les ovaires pèsent de (0,1g à 0,35g), et chez la lapine nullipare ou multipare, il est plus gros (0,25g à 0,85g).

Chez la femelle sénile, le poids n'est plus que (0,1g à 0,2g), l'ovaire est jaune brunâtre, à surface finement rugueuse (Lesbouyries, 1949, Boussit, 1989).

Selon (Henaff et Surdeau, 1981) l'ovaire de la lapine augmente constamment de volume avec l'âge de 0,1g chez la lapine impubère à 1g chez l'animal ayant pondu. Figure (2).

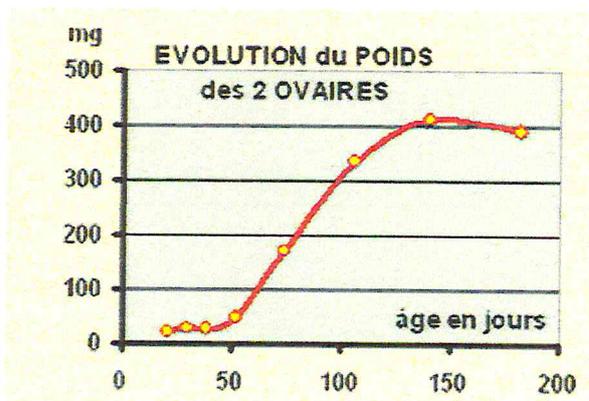


Figure 1 : Évolution du poids des 2 ovaires chez la jeune femelle entre 20 et 180 jours, d'après Prud'hon (1973).

I.1.2. les oviductes (trompes utérines) :

Les oviductes sont des petits canaux relativement longs ,10cm environ, avec des extrêmes de 10 à 16cm ceci est en raison de la grande distance qui sépare l'ovaire de la corne utérine correspondant. Chaque oviducte est également constitué de 3 parties qui sont :

I.1.2.1. le pavillon :

Le pavillon de la trompe est très développé en forme d'entonnoir, il dépasse en avant le pôle antérieur de l'ovaire, il se replie de haut en bas et d'avant en arrière pour s'appliquer sur la gonade, et reçoit l'ovule au moment de la ponte ovulaire (Boussit, 1989).

I.1.2.2. L'ampoule :

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 permettent d'acheminer les gamètes.

I.1.2.3.L'isthme :

C'est un tube beaucoup plus étroite que l'ampoule, il est tapissé de mucus et de cellule sécrétrice, mais dote de plusieurs cellules cillées. L'isthme débouche dans la corne utérine au niveau de la jonction utero-tubaire (Boussit, 1989), au niveau de cette jonction existent des projections d'aspect polypeux formant quatre plis qui se projettent dans la corne utérine (Lesbouyries, 1949).

I.1.3.L'utérus :

La lapine offre l'intéressante particularité de posséder deux utérus distincts ayant chacun une corne accolée l'une à l'autre dans leur partie postérieure et suspendus par les ligaments larges. Ils sont divergents dans le reste de leur étendu (type duplex) présentant donc des cols distincts longs de deux centimètres environ et qui s'ouvrent dans le vagin. Chaque utérus a une longueur de 10 à 12cm. Les cornes utérines sont légèrement flexueuses, 6 à 8cm de longueur et épaisses de 4mm (Lesbouyries, 1949).

I.1.4.Vagin :

Le vagin est l'organe qui reçoit les spermatozoïdes lors de l'accouplement (Boussit, 1989 ; Esther van praag, 2005). Sa longueur est de 4 à 6cm (Lesbouyries, 1949 ; Henaff et Surdeau, 1981).

Il est aplati de dessus en dessous et se dilate d'avant en arrière. A la partie antérieure de la cavité vaginale, il existe deux orifices externes (cols de l'utérus) situés côte à côte (Esther van praag, 2005).

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

I.1.5.Les parties externes :**I.1.5.1.Le vestibule :**

Le vestibule a une longueur de 2 à 3cm environ, il fait suite au vagin. Sa paroi contient des glandes de Bartholin, il se poursuit par la vulve et les lèvres vulvaires dont la couleur

varie selon l'état physiologique de l'animal (Boussit, 1989). Le rôle de la vulve est la réception lors de l'accouplement et le passage du fœtus lors de la mise bas (Barone, 1990).

I.1.5.2. Clitoris :

Le clitoris mesure 2 à 3cm, il comprend un corps clitoridien érectile dont l'extrémité libre, effilée et aplatie apparaît comme un pénis (Boussit, 1989 et Lebas, 2000).

I.2. Histologie de l'appareil reproducteur de la lapine :

I.2.1. Histologie des ovaires des lapines :

L'ovaire est un corps de tissu conjonctif, revêtu dans toute sa surface par un épithélium germinatif. Au dessous de cet épithélium, une couche de tissu conjonctif dense forme l'albuginée responsable de la couleur blanchâtre de l'ovaire (Lesbouyries, 1949) et dont les cellules de type fibroblastique, s'agencent en faisceaux tourbillonnants dans tout le stroma cortical inter folliculaire (Maillet, 1980).

En dessous de cette albuginée, on distingue une zone corticale périphérique, le stroma ovarien, dans lequel se trouvent les follicules ovariens, à divers stades de développement et de dégénération, ainsi une zone centrale médullaire, richement vascularisée (Grau et Walter, 1975).

I.2.1.1. Zone corticale (parenchymateuse) :

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

I.2.1.2. 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.

I.2.2. Vascularisation des ovaires :

Chez la majorité des mammifères, l'artère ovarienne de l'aorte abdominale qui est inférieure à l'artère rénale, pénètre dans l'ovaire via le méso ovarien. Au niveau du hile, elle

donne naissance à plusieurs artères spiralées primaires et secondaires, ces dernières donnent naissance à un plexus capillaire qui entoure le follicule (Reynolds, 1973 ; Kanzani *et al.*, 1982). Chez la lapine, les veinules qui drainent le plexus capillaire sont plus nombreuses et ont un diamètre et une épaisseur plus que celles des artérioles (Reynolds, 1973).

La vascularisation du follicule primaire est représentée par un simple réseau capillaire qui s'accroît au fur et à mesure de la croissance de celui-ci assurant l'apparition de plusieurs plexus capillaires. Les veinules sont distinguées des artérioles par leur large diamètre et le grand nombre des capillaires drainant vers elles (Okamura *et al.*, 1980). Le nombre de capillaire dans le plexus reste constant comme celui du follicule tertiaire, après stimulation par l'hCG, les capillaires augmentent de taille au même rythme de croissance folliculaire (Kranzfelder *et al.*, 1984).

1.2.3. Innervation des ovaires :

Le nerf sympathique provient du segment spinal T10 et T11, qui donne naissance à un plexus aortorénal et qui suit l'artère ovarienne comme un plexus nerveux jusqu'à l'ovaire au niveau du hile (Neilson, 1970). Les fibres sensorielles proviennent du segment spinal et accompagnent les fibres sympathiques. L'innervation parasympathique est dérivée du nerf vague. Le segment spinal S2 et S4 doit aussi contribuer à l'innervation parasympathique (Hill, 1949, LePere *et al.*, 1966).

Chez le lapin 10% des fibres vagues abdominales sont des neurones moteurs (Evans et Murray, 1954).

Chapitre. II. Physiologie de la reproduction chez la lapine:

II.1. Œstrus et cycle œstral:

Heape(1905), fut le premier à avoir utilisé le terme « œstrus » (adaptation latine du mot grec oistros) pour désigner la période d'acceptation du mâle. La lapine ne présente pas de cycle œstral avec apparition régulière de chaleurs. On parle plutôt de période de réceptivité ou de non réceptivité. Selon les auteurs la durée de la période de la réceptivité est variable, d'autres auteurs affirment que la réceptivité des lapines correspondrait à la présence à la surface de l'ovaire de follicules prêts à ovuler. Contrairement à la plupart des mammifères domestiques où l'ovulation est spontanée (chez la brebis, la vache), chez la lapine, comme chez la chatte, la chamelle, le lama, l'ovulation est provoquée par le coït. On parle alors d'ovulation à reflexe ovulatoire (Driancourt *et al.*, 2001). La lapine n'a pas un cycle œstral régulier, c'est une femelle non cyclée.

Du fait que l'ovulation soit induite par l'accouplement, la lapine a longtemps été considérée comme étant en œstrus de manière plus ou moins permanent (Hammond et Marshall, 1925). Cependant, les observations de (Moret, 1980), ont mis en évidence une alternance de périodes d'acceptation du mâle caractérisées par l'adoption d'une position de lordose la lapine est en œstrus elle est dite « réceptive », et des périodes où elle refuse d'être chevauchée par le mâle elle est en dioestrus, donc dite « non réceptive » (Theau-Clément, 2001).

Moret et Baratte(1980), ont montré que les durées de réceptivité sont très variables d'un individu à l'autre et qu'il n'existe aucun rythme défini dans le comportement d'œstrus des lapines. Certaines lapines peuvent être en œstrus effectif pendant 28 jours consécutifs tandis que d'autres ne le sont que 2 jours en 4 semaines. (Myers et Poole, 1962), avaient observé une succession de « pics de réceptivité » tous les 5 à 6 jours marquant l'existence d'un rythme de réceptivité. Les propos de (Parkes, 1929), ont montré que les follicules matures persistent dans l'ovaire jusqu'à un éventuel accouplement sans toutefois préciser la durée de la présence de ces follicules, alors que les observations de (Hill et White, 1933), ont démenti ces propos et ont confirmé que les follicules matures chez la lapine en œstrus, persistent dans l'ovaire pendant une période de 7-10 jours, mais ces derniers régressent à leur tour et sont remplacés par une nouvelle vague folliculaire, en absence d'accouplement.

De même, (Smelser *et al.*, 1934), ont montré que la durée de vie des follicules matures n'excédait pas 10 jours.

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

Pla *et al.*, (1984), mettent en évidence une relation significative entre la couleur de la vulve et le taux de femelles ovulant après saillie : blanche : 24%, rose : 56%, rouge : 83% ; violette : 85%. (Gosalvez *et al.*, 1985), a également montré que l'observation de la couleur et de la turgescence de la vulve peut constituer un bon indicateur de la réceptivité sexuelle, plus elle est foncée plus on a la chance d'être en présence d'une femelle en œstrus. La couleur de la vulve est une présomption d'œstrus et non une preuve (Lebas, 2004) : Les femelles sont en œstrus lorsqu'elles présentent une vulve rouge 76% et la saillie est fécondante dans 99% des cas, alors que les femelles à vulve blanche ovulent et sont fécondées dans 20% des cas. (Delaveau, 1978).

Parmi les femelles réceptives le pourcentage de vulves colorées et turgescents est plus élevé que chez les femelles n'ayant pas accepté l'accouplement et quelque soit le jour de présentation le pourcentage de vulves non colorées reste très faible chez les femelles réceptives (Deprès, 1994).

Par ailleurs, en accord avec les résultats bibliographiques recueillis sur des femelles multipares (Roca et Alae, 1989; Theau-Clément et Roustan, 1992; Dépres *et al.*, 1994) montrent que la coloration et l'état de la vulve sont des indicateurs relativement fiables de la réceptivité des lapines nullipares. Ces auteures indiquent qu'en général aucune femelle à vulve blanche n'accepte l'accouplement. Par contre, le taux d'acceptation, la fréquence d'ovulation et la fertilité dépendent de la couleur de la vulve. Toutefois, en saillie naturelle, l'observation de la couleur de la vulve se justifie peu dans la mesure où les femelles qui acceptent l'accouplement sont de fait réceptives.

Le seul prédicateur mis en évidence est la couleur de la vulve (Caillol et Dauphin Villemant, 1982). Plus elle est foncée, plus on a de la chance d'être en présence d'une femelle en œstrus (Delaveau, 1978). La réceptivité est maximale lorsque la vulve est rouge et turgescence, néanmoins, une femelle gestante peut accepter l'accouplement, surtout dans la deuxième moitié de gestation (Quinton et Egron, 2001) Tableau (I).

Tableau 1 : Réceptivité sexuelle et modification anatomique chez la lapine : taux d'acceptation de la saillie (Quinton et Egron, 2001).

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

II.3. Etat de réceptivité des lapines :

La réceptivité définit le comportement des femelles qui acceptent le mâle (Theau-Clément, 1994; Fortun Lamothe et Bolet, 1995). La lapine est dite réceptive lorsqu'en présence de mâle, elle adopte la position de lordose (la femelle lève le train postérieur et dégage le périnée en levant la queue) et elle est non réceptive quand elle tend à se blottir dans un coin de la cage ou à devenir agressive vis à vis du mâle (Lebas, 2009), Figure (2).

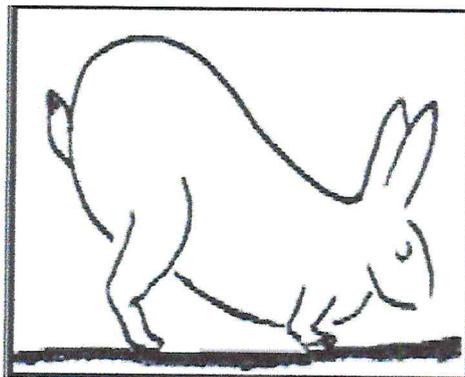


Figure 2 : la position de lordose (Lebas, 2009).

Actuellement on ne sait pas prévoir les durées respectives des périodes de réceptivité ou de non réceptivité, ni quels sont les facteurs ambiants ou hormonaux qui les déterminent. (Yaschine *et al.*; 1967), ont observé qu'une ovariectomie entraînait la suppression du comportement sexuel chez la lapine et que celui-ci pouvait être restauré par l'administration d'œstrogènes (Mac Donald *et al.*; 1970). De son côté, (Elsaesser, 1980), a observé que la suppression du comportement sexuel pouvait être obtenue par immunisation des femelles

contre le 17β -œstradiols. Ces travaux montrent que l'état de réceptivité des lapines est lié au niveau de sécrétion en œstrogènes des cellules de la *thèque interne* entourant chaque follicule préovulatoires. De plus, (Lefèvre et Caillol, 1978), ont mis en évidence une relation étroite entre l'apparition du comportement d'œstrus, la croissance folliculaire et l'évolution des concentrations en stéroïdes sexuels dans le liquide folliculaire. Les femelles réceptives avaient un nombre de gros follicules (2,4 vs 0,3 follicules de diamètre $> 1,5$ mm), des concentrations en œstradiols (79,5 vs 14,5 pg/mg) et œstrone (147,8 vs 18,9 pg/mg) beaucoup plus élevés que les lapines non réceptives. De la même manière, (Nicosia *et al.*, 1975) ont isolé et classifié les follicules de lapines selon leur taille et ont montré que la concentration en œstradiols et en progestérone augmente dans les follicules en fonction de leur diamètre. Ainsi un follicule primaire dont la taille n'excède pas 200 μm renferme $26,6 \pm 6,6$ pg d'œstradiols et $24,2 \pm 5,9$ pg de progestérone alors que les follicules tertiaires d'un diamètre supérieur à 700 μm contiennent $77 \pm 33,8$ pg d'œstradiols et $105,2 \pm 28,5$ pg de progestérone. Même si les concentrations plasmatiques en œstrogènes semblent être trop faibles et trop variables pour être reliées au comportement sexuel (Stoufflet et Caillol, 1988), (Rebollar *et al.*, 1992), ont observé une corrélation positive entre le niveau de réceptivité des lapines et le taux plasmatique de 17β -œstradiols. Enfin, (Kermabon *et al.*, 1994 ; Yaschine *et al.*, 1967), ont confirmé que le niveau de réceptivité des lapines était positivement corrélé à la présence de follicules préovulatoires dont le diamètre est supérieur à 1 mm. Par conséquent, la présence de gros follicules préovulatoires, la sécrétion d'œstrogènes et le comportement d'œstrus des lapines semblent étroitement liés même si (Diaz *et al.*, 1987) affirment ne pas pouvoir établir de relation directe entre la croissance folliculaire et le comportement sexuel de la lapine.

Il a été montré que la fertilité (nombre de lapines mettant bas par rapport au nombre de lapines mises à la reproduction) des lapines réceptives est significativement plus élevée (>75 %) que celle des non réceptives (35 à 55 %) (Theau-Clement et Poujardieu, 1994; Alabiso *et al.*, 1996; Theau-Clement, 1996; Rodriguez de Lara et Fallas, 1999) notamment grâce à un taux d'ovulation plus élevé et une mortalité embryonnaire plus faible (Theau-Clément, 2001). De la même façon, la prolificité est fortement augmentée si la lapine est réceptive au moment de l'insémination artificielle avec un nombre de lapereaux sevrés par insémination artificielle (IA) multiplié par 3,9 et 2,7 respectivement pour les lapines primipares et multipares (Theau-Clément, 2001).

Ainsi, il semble particulièrement important d'induire la réceptivité sexuelle des lapines avant saillie ou insémination pour maximiser ses performances de reproduction. Avant chaque insémination, l'état de réceptivité de la femelle peut être déterminé par observation de son comportement en présence d'un mâle (Theau-Clément, 2001).

II.4. Maturité sexuelle et âge à la première saillie :

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

II.4.1. De la race :

La précocité sexuelle est meilleure chez les races de petit ou moyen format (4 à 6 mois) que chez les races de grand format (5 à 8 mois), (Californienne, New Zelande). Dans ces élevages, les femelles sont couramment accouplées à 120-130 jours et montrent une bonne fertilité (Salvetti, 2008). Le tableau (II) résume l'âge et le poids à la première saillie chez des lapines de différentes races

**Tableau II : L'âge et le poids à la première saillie en fonction de l'origine de l'animal
(synthèse bibliographique Belabbas, 2009)**

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

II.4.2 .Du développement corporel :

La précocité est d'autant plus grande que la croissance a été rapide. Ainsi, des femelles alimentées à volonté sont pubères 3 semaines plus tôt que des femelles de même souche ne recevant chaque jour que 75 % du même aliment. Il est intéressant de constater que leur développement corporel est également retardé de 3 semaines (hulot *et al.* , 1982). La puberté des lapines est atteinte en général quand elles parviennent à 70-75 % du poids adulte. Cependant, il est souvent préférable d'attendre qu'elles aient atteint 80 % de ce poids pour les mettre en reproduction. Ces poids relatifs ne doivent cependant pas être considérés comme des seuils impératifs pour chaque individu, mais comme des limites valables pour la moyenne de la population. En effet, si le pourcentage de lapines capables d'ovuler s'accroît avec le poids vif moyen entre 14 et 20 semaines, à un âge donné il n'existe pas de différence de poids vif entre les lapines qui ovulent et celles qui n'ovulent pas.

Les femelles peuvent accepter pour la première fois l'accouplement vs 10 -12 semaines, mais à cet âge il n'entraîne pas encore l'ovulation. Par exemple, sur une série expérimentale

sur 80 lapines de 11 semaines présentées à un mâle adulte, 76% ont accepté de s'accoupler mais une seule a ovulé (Hulot *et al.*, 1982).

En outre, le comportement sexuel (acceptation de l'accouplement) apparaît bien avant l'aptitude à ovuler et à conduire une gestation. Ce comportement ne peut donc être utilisé par l'éleveur comme un signe de puberté, ce n'est qu'un signe précurseur. Seuls l'âge et le poids moyen de la population considérée doivent être pris en compte pour déterminer le moment de la puberté (Lebas, 2009).

II.5. Ovogenèse et folliculogenèse:

II.5.1.L'ovogénèse :

Contrairement à la plupart des Mammifères (brebis, vache,...) le stock de follicules primordiaux chez la lapine, comme chez la chatte, la truie, n'est pas déterminé pendant la vie fœtale mais s'établit pendant la période néonatale, lors des premières semaines qui suivent la naissance (Monniaux, 2009) Figure (3).

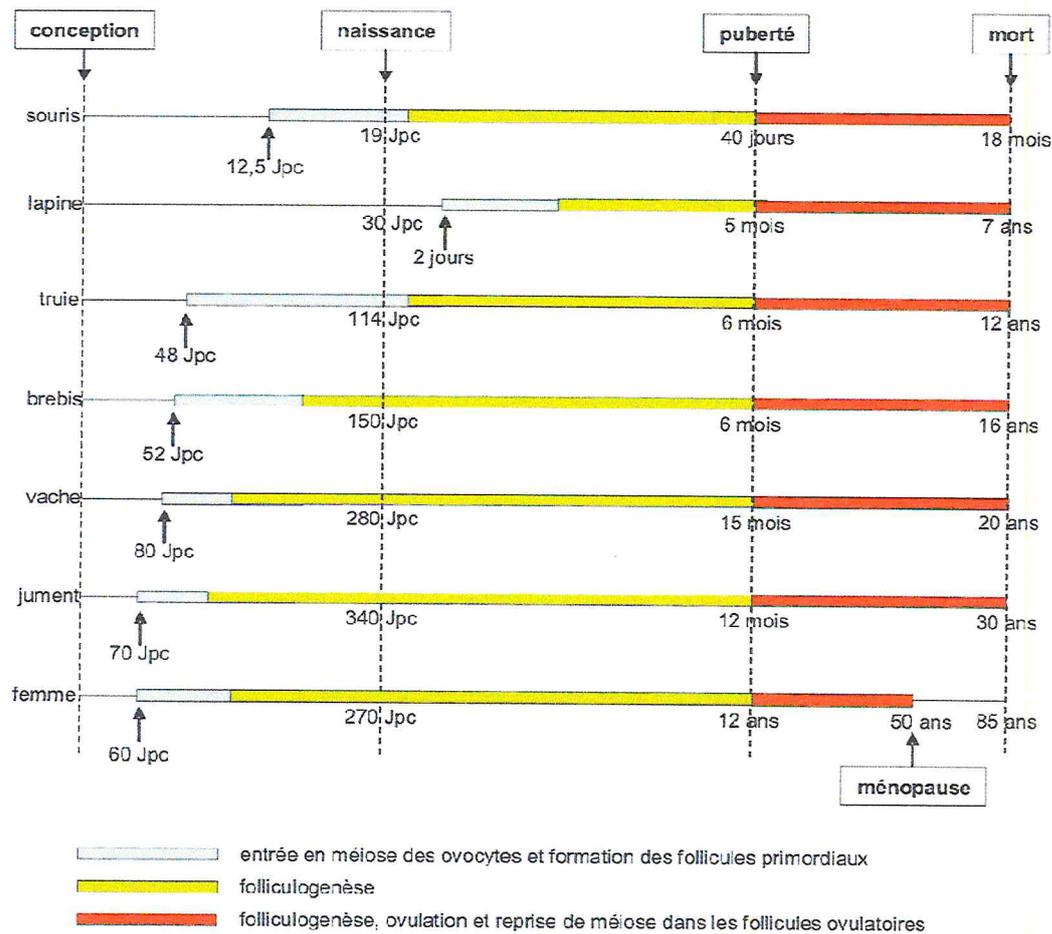


Figure 3 : Comparaison du déroulement de l'ovogenèse chez les mammifères (Monniaux, 2009).

Chez la lapine la plupart des cellules germinales sont présentes dans les crêtes génitales dès le 10^{ème} jour *p.c.* et l'établissement de la différenciation sexuelle se fait au 16^{iem} jour *p.c.* Au 26^{ème} jour *p.c.*, le stock d'ovogonies est maximal et atteint 12 500 pour ensuite diminuer par dégénérescence et arriver à 8 000 quelques jours avant la mise bas (Chretien, 1966 ; Mauléon, 1967). Au 14^{ème} jour après la naissance le stock des follicules primordiaux est définitif. A ce jour, la taille de la réserve folliculaire est donc déterminée et diminuera progressivement au cours de la vie de l'animal principalement par atresie (>99,9 % des follicules) ou par évolution en ovocytes au stade MII qui seront ovulés (Rodriguez *et al.*, 1987).

II.5.2. la folliculogénèse :

Le développement des follicules ovariens, ou folliculogénèse, commence au démarrage de croissance du follicule primordial et se termine à l'ovulation. L'ovulation, stade ultime de la folliculogénèse, ne se produit que si les caractéristiques endogènes (hormonales, métaboliques) de l'individu et son environnement (saison, nutrition) le permettent (Monniaux, 2009). Néanmoins, pour tous les mammifères, la maturation folliculaire et l'ovulation sont sous le contrôle direct du système hypothalamo-hypophysaire qui intègre les informations des facteurs endogènes et exogènes, et les retraduit par des modifications de sécrétion des gonadotropines FSH et LH.

La croissance folliculaire se déroulerait en deux phases avec une première phase où le développement des follicules est lent (les follicules passeraient de 100 à 200 μm en 76 jours) et une deuxième phase au cours de laquelle la croissance s'accélère lorsque les follicules se creusent d'une cavité antrale pour arriver au stade préovulatoires (durée de 21 jours), Salvetti, (2008) figure (4).

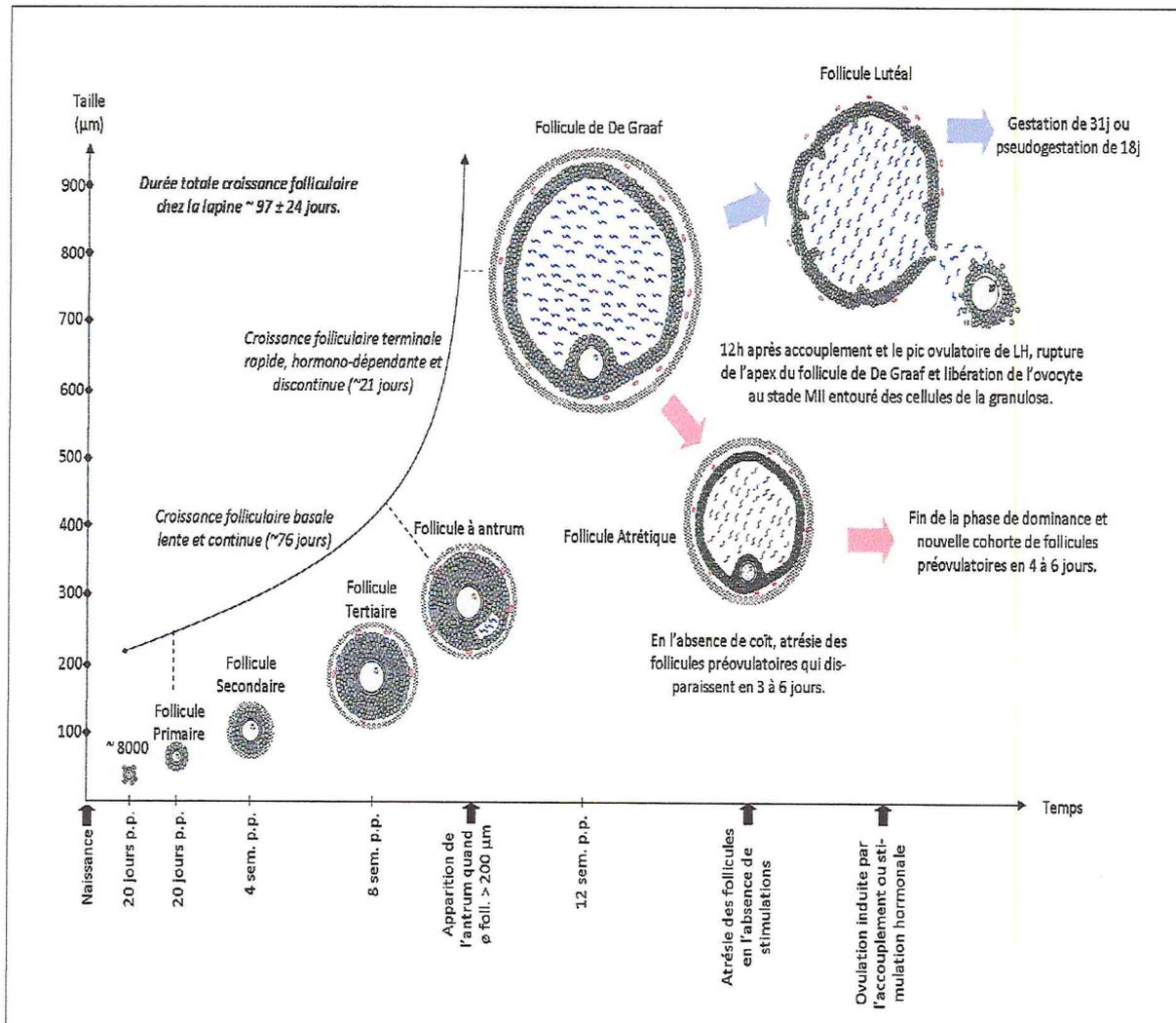


Figure 4 : Schématisation du déroulement de la folliculogénèse chez la lapine (Salveti, 2008).

II.5.2.1. La folliculogénèse basale :

Se déroule apparemment normalement en l'absence de FSH, c'est au cours de cette phase que s'effectue l'essentiel de la croissance de l'ovocyte, à partir d'un diamètre initial de 20 à 30 microns, et que l'ovocyte acquiert la compétence méiotique, c'est-à-dire la capacité à reprendre la méiose (bloquée au stade diplotène/diacinèse) quand il est extrait de son follicule.

II.5.2.2. La folliculogénèse terminale :

Est strictement dépendante de la présence de FSH et, pour les stades terminaux de maturation du follicule préovulatoire, de la présence de LH. L'apparition de récepteurs de LH

sur les cellules de *granulosa* est la «signature» d'une maturité complète du follicule, qui devient apte à ovuler. La croissance folliculaire basale qui est indépendante des sécrétions gonadotropes jusqu'à la formation de l'antrum et le développement folliculaire terminal qui est dépendant des gonadotropines dont la FSH qui favorise la multiplication des cellules de la *granulosa* et donc la croissance du follicule (Kranzfelder *et al.*, 1984; Mariana et Solari, 1993; Driancourt *et al.*, 2001). Dès l'apparition de l'antrum, l'ovocyte qui a fini sa croissance entre dans sa phase de maturation qui lui confère sa capacité de développement. Cette phase de maturation est assez complexe et comprend une maturation cytoplasmique (accumulation des transcrits maternels, migration des granules corticaux,...) puis nucléaire (rupture de la vésicule germinale et reprise de la méiose,...) indispensable à l'ovocyte. C'est au cours de cette phase que s'effectue la sélection du ou des follicule(s) destiné(s) à ovuler, grâce à un ensemble de mécanismes dont la finalité biologique est de réguler le nombre d'ovulations caractéristique de chaque espèce et de chaque race (Monniaux, 2009).

II.5.3. la croissance folliculaire basale:

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

Dès l'apparition du stade diplotene, les ovocytes jusqu'à là groupés par paquets et liés par des ponts cytoplasmiques, l'ovocyte est entouré par trois ou quatre cellules folliculeuses aplaties, ces ensembles constituent les follicules primordiaux, qui s'entourent d'une membrane basale acellulaire (Thibault *et al.*, 1998), l'ovocyte est une volumineuse cellule sphérique de 20 à 50 μm avec un noyau vésiculeux (Poirier *et al.*). Ces follicules ont un diamètre $\sim 100 \mu\text{m}$ (Mariana *et al.*, 1986).

II.5.3.1. follicule primaire :

Il provient du follicule primordial, les cellules aplaties se transforment en cellules cuboidales, qui forment une couche conjonctive régulière tout autour de l'ovocyte qui augmente légèrement sa taille. Le follicule est donc formé par un ovocyte central et une couche de cellule de *granulosa* séparés par la zone *pellucide* qui est une enveloppe acellulaire entourant l'ovocyte (Dunbar, 1983), elle est impliquée dans la reconnaissance homo spécifique, la fixation et le déclenchement de la réaction acrosomique du spermatozoïde

(Barros *et al.*, 1988 ; Wassarman et Mortillo , 1991). Les follicules primaires sont séparés entre eux par un stroma formé de fibroblastes, de fibres de collagène et de fibres réticulées (Hafez, 1987). Sur le plan physiologique un follicule primaire est le témoin de la reprise de l'activité de l'ovaire et la puberté (Thibault *et al.*, 1998). Ces follicules ont un diamètre compris entre 100 et 200 μ m.

II.5.3.2.follicule secondaire ou preantral :

Le follicule secondaire représente l'étape du développement du follicule primaire. L'ovocyte augmente de taille, atteint son maximum de croissance et reste au centre du follicule (Poirier *et al.*, 1972). Il est entouré de deux à trois couches de cellules cubiques, la *granulosa*. Celle-ci, est entourée d'une assise double de cellules interstitielles qui correspondent à une différenciation du stroma ovarien périfolliculaire, la *thèque interne* (Maillet, 1974). Les cellules de la *granulosa* forment une population morphologiquement et physiologiquement homogène car elles communiquent entre elles par des jonctions perméables (gap junction), (Thibault *et al.*, 1998). Ces follicules ont un diamètre de 150 à 200 μ m.

II.5.3.3.follicule tertiaire ou antral :

Dans ce stade, la croissance de l'ovocyte résulte essentiellement de la multiplication des cellules somatiques et du développement d'une petite cavité entre les cellules de la *granulosa* qui confluent pour former une cavité intra folliculaire, l'antrum, (Poirier *et al.*, 1972 ; Thibault *et al.*, 1998). La taille de l'ovocyte reste inchangée et se situe en position excentrique, les cellules folliculaires qui l'entourent se disposent d'une manière radiée formant la *corona radiata* (Poirier *et al.*, 1972). Les cellules de la *thèque* sont mieux différenciées en une couche interne stéroïdogène à prédominance cellulaire contenant des capillaires et de cellules *thécales* et une couche externe contractile à prédominance fibreuse comportant des fibres conjonctives, des fibres mésenchymateuses et des vaisseaux (Secchi, 1975). Ces follicules ont un diamètre >250 μ m (Kranzfelder *et al.* , 1984).

II.5.3.4. follicule mûre ou follicule pré ovulatoire:

Le follicule mûre ou follicule pré ovulatoire est caractérisé par une cavité remplie de liquide folliculaire (Poirier *et al.*, 1972). Le liquide folliculaire est un mélange de produits

sécrétés et excrétés par les cellules folliculaires et les cellules *thécales*. Il est riche en stéroïdes (œstrogène, testostérone, progestérone), en protéine, en lipide et en polysaccharide, ce qui explique sa forte viscosité (Odebald, 1954). La *thèque interne* est richement vascularisée, dont les cellules, sous l'influence de la FSH, synthétisent des androgènes transformés en œstrogène par les cellules de la *granulosa* très développées et porteuses de récepteurs à LH (Bonnes *et al.*, 2005).

A ce stade les follicules ont un diamètre $> 900 \mu\text{m}$ et seront soit ovulés, soit résorbés par atresie. Un follicule tertiaire est considéré comme atretiques, lorsque 5% des cellules de la *granulosa* présentent un noyau pycnotique (Kranzfelder *et al.*, 1984).

II.6. l'ovulation :

Sous l'impulsion du coït, il se produit un réflexe ovulatoire démontré par les travaux de (Heape, 1905; Hilliard *et al.*, 1964 ; et Laird, 1970), résumant ainsi le mécanisme ovulatoire de la lapine :

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

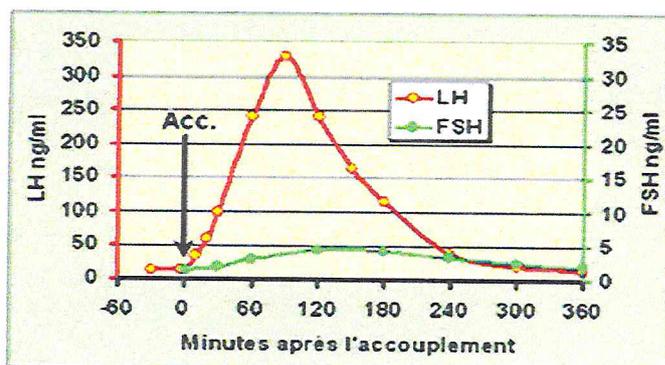


Figure 5 : Évolution de la concentration du sérum en LH et en FSH dans les 6 heures suivant l'accouplement d'une lapine qui ovule, d'après (Dufy Barbe *et al.*, 1973) (Meunier *et al.*, 1983).

En réalité, le coït ne peut pas toujours induire l'ovulation chez des femelles réceptives (Fox, 1968 ; Hammond et Marshall, 1925). Toutefois, la rupture du follicule pré ovulatoire peut s'accompagner d'une rétention de l'ovule (Kennelly et Foote, 1965).

D'autres exceptions peuvent être corrélées à ce mécanisme d'ovulation. Ce sont notamment les états de pseudo gestation où l'ovulation est provoquée par une autre femelle (Staples, 1967) ou par certaines autres circonstances encore mal définies.

Dans tous les cas, l'ovulation est essentiellement due à la sécrétion de LH par l'adénohypophyse (Fee et Parkes, 1930 ; Hill et Parkes, 1931 ; Hill, 1934).

Dans le cas d'une saillie naturelle, la stimulation de l'hypophyse survient 60 secondes après le coït (Markee *et al.*, 1952) 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) et entre 35 et 50 minutes pour (Firor, 1933).

Ainsi, le principe du mécanisme adrénérgique via la pituitaire proposé par (Markee *et al.*, 1948) pour expliquer la décharge ovulatoire de LH est écarté depuis que (Donovan et Harris, 1956) aient entrepris d'analyser la probabilité d'un tel principe chez la lapine par une série d'investigations dont il convient de mentionner quand même que l'injection de bi tartrate d'adrénaline dans la pituitaire a provoqué l'ovulation chez 3 lapines sur 26, proportion très faible mais existante quand même, tandis que celle de noradrénaline a donné 9 résultats positifs sur 12.

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

II.6.1. Mécanismes de l'ovulation :

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

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

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

II.6.1.1. changement histologique conduisant à l'ovulation :

II.6.1.1.1. changement au niveau de la granulosa :

Dès deux heures après l'accouplement, une légère dissociation est apparente dans les cellules de la *granulosa* (Cherney *et al.*, 1975). L'augmentation des espaces intercellulaires est bien visible à partir de quatre heures et le nombre de jonctions perforées diminue régulièrement jusqu'au moment de l'ovulation (Coons *et al.*, 1975).

Dès la sixième heures du côté de l'apex, la dissociation des cellules de la *granulosa* est plus importante (Cherney *et al.*, 1975) et peu avant l'ovulation les cellules de la *granulosa* ont pratiquement disparu de la zone où se produira la rupture (Cherney *et al.*, 1975).

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

II.6.1.1.2. Changement au niveau des thèques :

Bien que le volume du follicule augmente rapidement dans les heures précédant l'ovulation, il n'y a pas d'augmentation de la pression intrafolliculaire (Rondell, 1970). Elle est égale à la pression sanguine intra capillaire (Blandau *et al.*, 1963). Toute variation induite de la pression sanguine entraîne un changement de même sens de la pression intrafolliculaire (Espey *et al.*, 1963). Les modifications visibles au niveau des *thèques* permettent d'expliquer comment est possible la distension sans surpression, ni rupture précipitée.

La dissociation et la destruction partielle des fibres de collagène (Espey *et al.*, 1976), ainsi que les dissociations cellulaires, dues à l'infiltration sérique particulièrement intense au niveau de l'apex, que l'on observe dès la quatrième heure dans la *thèque externe* (Bjersing *et*

al., 1974), contribuent à accroître l'élasticité de la paroi du follicule et à fragiliser l'apex. L'œdème est facilité par l'apparition de fenestration dans les capillaires de la *thèque interne* (Bjersing *et al.*, 1974).

Puisque l'obstacle principal à l'extension et à la rupture du follicule est l'ensemble des fibres de collagène de la *thèque externe* et de l'albuginée, l'intérêt s'est porté sur les fibres de collagène. La teneur intrafolliculaire augmente tandis que la teneur intra tissulaire (albuginée et thèque) diminue quand approche l'ovulation montrant que l'enzyme est libéré (Espey *et al.*, 1968).

Les cellules productrices de collagène semblent être les fibroblastes de l'albuginée qui poussent des projections de corps multivésiculaires dont le nombre augmente de trois fois entre la cinquième et la huitième heure après stimulation par HCG (Espey, 1971).

La disparition de la matrice qui unit les fibres de collagène en faisceaux implique l'activité d'autres systèmes enzymatiques de nature protéolytique (Espey, 1967). Effectivement, le liquide du follicule préovulatoire possède une activité fibrinolytique intense dépendante de la plasmine (Beers *et al.*, 1975). Cette plasmine résulte de la production par les cellules de la *granulosa* de l'activateur du plasminogène qui se transforme en plasmine. Le plasminogène naturellement est présent dans le sang et le liquide folliculaire. Cette production de l'activateur est sous la dépendance des hormones gonadotropes.

L'action protéolytique de la plasmine sur les assises folliculaires n'a pas encore été démontrée, de plus elle activerait la pro collagénase (Beers, 1975), donc favoriserait la présence de collagénase.

II.6.1.1.3.changement au niveau de l'ovocyte :

II.6.1.1.3.1. Maturation cytoplasmique :

La maturation cytoplasmique se mesure indirectement et rétroactivement. C'est en fait l'habileté que possède un ovocyte mature à subir une fécondation, un clivage ainsi qu'un développement embryonnaire normal. La maturation cytoplasmique fait donc intervenir deux concepts. Le premier concept fait appel à la compétence au développement. Le second concept traite plutôt des aspects morphologiques et ultra structuraux. Le terme «capacitation ovocytaire» désigne les modifications ultra structurelles qui se produisent, dans l'ovocyte inclus dans le follicule terminal, au dernier instant précédent le pic de LH. Dans le follicule dominant, l'ovocyte subit les dernières modifications dont une diminution de la dimension de

l'appareil de Golgi, une augmentation partielle du nombre de vésicule lipidique ainsi qu'un regroupement des granules corticaux (Cran, 1985). Ces altérations morphologiques, précèdent de peu le pic de LH, seraient nécessaires à sa maturation finale et afin qu'il acquiert sa pleine compétence à produire des embryons (Hyttel *et al.*, 1997). Juste avant d'être éjecté pour l'ovulation du follicule *in vivo*, il y a apparition entre l'ovocyte et la zone *pellucide* d'un espace périvitellin qui augmentera de volume avec le temps. De plus, dans les gros follicules antraux, l'interaction kit- kit-ligand modulerait l'habileté de l'ovocyte à reprendre sa maturation cytoplasmique en plus d'aider les thèques à produire de façon maximale les androgènes (Driancourt *et al.*, 2000). En plus, il y a d'autres paramètres morphologiques servant à évaluer la maturation cytoplasmique tels l'expansion du cumulus, l'expulsion du globule polaire en phase MII ainsi que l'accroissement de l'espace périvitellin (Kruip *et al.*, 1983).

La synthèse des ARN par les ovocytes correspond bien avec leur stade de croissance ainsi qu'avec les changements morphologiques nucléaires observés (Crozet, 1989). La synthèse des ARN décroît à mesure que l'ovocyte approche sa taille maximale finale d'environ 120 μm . Les ovocytes en début de croissance synthétisent beaucoup d'ARN, en milieu de croissance ils en synthétisent modérément, alors qu'une transcription d'activité de base est notée en fin de croissance (Crozet, 1989; Fair *et al.*, 1995). Cette transcription continue jouerait un rôle important dans l'acquisition de la compétence au développement. Les ovocytes en fin de croissance au stade GV détiennent une forme très condensée et compacte de leur nucléole (Flechon *et al.*, 1986; Motlik et Fulka, 1976) et ne montrent plus de transcription (Fair *et al.*, 1995).

II.6.1.1.3.2. La maturation nucléaire :

La maturation nucléaire fait référence à la progression du noyau de l'ovocyte du stade de vésicule germinale (GV) jusqu'à la métaphase II. La reprise méiotique *in vivo*, survient lors du pic de LH dans les larges follicules antraux (Edwards, 1965; Hyttel *et al.*, 1986), La maturation nucléaire continuera ensuite son chemin vers métaphase I (MI) pour s'arrêter de nouveau au stade de la métaphase II (MII) de la méiose jusqu'à ce que fécondation s'en suive. Les histones sont des protéines impliquées dans la maturation nucléaire et qui sont bien conservées entre les espèces. Elles possèdent un double rôle. Ce sont des protéines

structurales et elles servent aussi de régulateur de transcription lorsqu'elles sont phosphorylées (Liu *et al.*, 2004). Elles s'associent à l'ADN pour former la chromatine. En interphase, la chromatine est décondensée permettant la transcription d'ARN, alors qu'en MI, la chromatine est condensée très serrée pour permettre le déplacement des chromatides à la plaque métaphasique. La chronologie d'apparition de l'état de condensation de la chromatine est la suivante: la GV (vésicule germinale) nucléolaire avec une chromatine très décondensée, la GV à chromatine condensée et la GV à la chromatine condensée compacte souvent en forme de fer à cheval (Daguet, 1980; Motlik et Fulka, 1976). Les ovocytes, pour être capable d'accomplir la reprise méiotique, doivent avoir synthétisé et emmagasiné assez d'ARN et de protéines pendant leur croissance ovocytaire en stade de GV.

De plus, il a été démontré que les follicules préantraux ont un ovocyte contenant une GV à chromatine dispersée et non-compacte (signe de transcription), alors que les follicules antraux préovulatoires présentent une GV à chromatine compacte (aucune transcription) souvent en forme de fer à cheval (Daguet, 1980). Cet exemple corrèle bien avec la baisse de synthèse des ARN cytoplasmiques dans l'ovocyte en fin de croissance (Crozet, 1989).

II.6.1.2. régulation neuro-hormonale de l'ovulation :

Plusieurs expériences montrent que le stimulus associé à l'accouplement est plus d'ordre physiologique que mécanique dont celle de (Fee et Parkes, 1930) qui ont mis en évidence qu'une anesthésie du cervix des lapines n'empêche pas l'ovulation de se produire. De plus, le fait qu'une simulation d'accouplement avec deux lapines induise l'ovulation chez la lapine dominée confirme cette hypothèse. Plus précisément, le coït agit comme un stimulus qui va entraîner une cascade neuroendocrine complexe (Spi *et al.*, 1997; Ramirez et Beyer, 1998; Bakker et Baum, 2000) aboutissant à la stimulation de l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique, à la décharge préovulatoire De LH et donc à l'ovulation 10 à 12 h après l'accouplement (Walton et Hammond, 1928 ; Harper, 1961). Le réflexe ovulatoire fait donc successivement intervenir la voie afférente, qui transmet au système nerveux central les stimuli associés au coït par voie nerveuse, et la voie efférente qui, par la voie humorale, permet l'achèvement de la maturation ovocytaire (maturation nucléaire) et l'ovulation (Gallouin, 1981). Des études récentes menées sur les Lamas et les Alpagas (Adams *et al.*, 2005; Ratto *et al.*, 2005) ont nuancé cette théorie en montrant que l'ovulation ne serait pas uniquement provoquée par l'accouplement mais aussi par un facteur présent dans

le plasma séminal. En effet, l'injection de 2 ml de plasma séminal en intramusculaire chez ces animaux provoquait un pic de LH plasmatique 75 mn après le traitement et aboutissait à l'ovulation dans plus de 90 % des cas.

Aucune étude comparable n'a été publiée à ce jour chez la lapine. Hors accouplement, le niveau de sécrétion des hormones folliculo-stimulantes est relativement stable au cours du temps (Blanc et Hulot, 1982) malgré la présence de follicules préovulatoires 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 préovulatoires 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 (Ramirez et Beyer, 1998; Bakker et Baum, 2000). Cependant, l'existence d'ovulations spontanées de manière ponctuelle n'est pas exclue chez la lapine ce qui expliquerait les cas de pseudo gestation inexplicables. Après l'accouplement, le taux d'ocytocine s'accroît dans la minute suivant le coït tandis que celui de la prolactine décroît. Cette décharge d'ocytocine semble avoir pour fonction de permettre aux spermatozoïdes de franchir les cols utérins et commencer à progresser dans les cornes utérines, Figure (6).

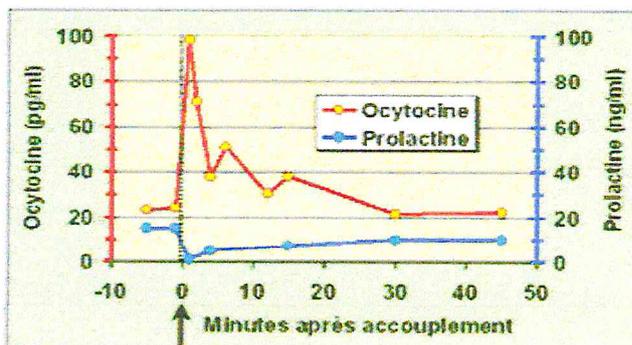


Figure 6 : Évolution des taux sanguins d'ocytocine et de prolactine chez la lapine, dans les 45 minutes suivant l'accouplement, selon Fuchs *et al.* (1981).

Dans le même temps, l'hypothalamus émet une décharge de GnRH qui atteint immédiatement l'hypophyse par le système porte hypothalamo-hypophysaire. Seule une très faible fraction de cette décharge de GnRH se retrouve diluée dans le flot sanguin général, ce qui a pour conséquence que les taux circulants dans le sang périphérique n'ont aucune relation avec les taux physiologiques efficaces. En réponse à la sécrétion de GnRH, il y a une

décharge de LH par l'antéhypophyse. La concentration maximale est observée 90 mn après le coït (Dufy-Barbe *et al.*, 1973; Meunier *et al.*, 1983) alors que (Jones *et al.*, 1976) avaient mis en évidence une élévation du niveau de LH dans les 3 minutes après l'accouplement et un pic atteint après 15 minutes maintenu pendant au moins 1h avant de retrouver sa valeur basale. Ces auteurs concluent qu'une augmentation du taux sérique de LH à 300 ng/ml était suffisante pour provoquer l'ovulation et la formation de corps jaunes par lutéinisation des cellules folliculaires.

Une élévation beaucoup plus modeste du taux sanguin de FSH est observée après le coït avec un maximum situé une demi-heure post-coïtum. La décharge de FSH permet la reprise de la méiose jusqu'au stade métaphase II alors que celle de LH est responsable de l'ovulation à proprement parlé en stimulant la synthèse d'œstradiol, de progestérone et de 20 α di-hydroxyprogestérone qui maintiennent l'action ovulatoire (Knobil et Neill, 1988) et activerait une collagénase présente dans la thèque des follicules (Boussit, 1989). Les follicules à antrum de grande taille (diamètre supérieur à 0,8 mm) se transforment en environ 10 heures en follicules de De Graaf qui libèrent chacun un ovule.

Hill *et al.*, (1935) ont mené une étude cinématographique de l'ovulation chez la lapine et montrent que la croissance terminale des follicules préovulatoires dure 1 à 2 h avec une augmentation importante de la vascularisation 20 à 30 minutes avant l'ovulation. L'expulsion du liquide folliculaire se fait en 30 à 60 secondes environ. Grâce à son modèle d'étude *in vitro* de l'ovulation chez la lapine, (Lambersten *et al.*, 1976) a pu confirmer que l'ovulation se déroule 10 à 14 h après son induction et montrer que suite à la décharge ovulante, plus aucun facteur extra gonadique n'était nécessaire au déroulement de l'ovulation. La lapine présente la particularité d'avoir un deuxième pic de FSH, moins marqué que le premier, 20 à 48 h *p.c.* (Osteen et Mills, 1979; Meunier *et al.*, 1983) et dont le rôle serait de stimuler de nouveaux follicules à antrum susceptibles d'ovuler ultérieurement. (Bolet, 1984) en étudiant les facteurs contrôlant cette deuxième élévation du niveau de FSH, observe ce phénomène à 10 h *p.c.* et montre qu'il est indépendant du déroulement de l'ovulation, du premier pic de FSH et du pic préovulatoires de progestérone. Les conditions favorisant l'apparition de cette deuxième élévation de FSH ne sont pas encore connues mais il est clair que ce processus permet de stimuler des follicules en croissance pour l'établissement d'une nouvelle vague folliculaire.

Chapitre.III. Méthodes d'induction de la réceptivité sexuelle des lapines :

Les lapines étant généralement allaitantes au moment de la saillie ou de l'insémination, un antagonisme partiel entre la lactation et la reproduction conduit les lapines allaitantes et non-réceptives à avoir des performances très faibles. L'amélioration et l'homogénéisation des performances de reproduction dans les élevages sont donc conditionnées par le choix du rythme de reproduction (aujourd'hui stabilisé à 42 jours) et par l'utilisation de méthodes permettant d'induire et de synchroniser l'œstrus des lapines en particulier allaitantes. Il s'agit de traitements hormonaux ou de méthodes alternatives à l'utilisation d'hormones appelées "biostimulations".

III.1. Méthodes hormonales :

Les traitements hormonaux ont été très utilisés ces dernières années. Ils consistent à administrer différents types et dosages d'hormones, 2 à 3 jours avant la saillie.

III.1.1. Pregnant Mare Serum Gonadotropin (PMSG ou eCG) :

L'utilisation routinière de PMSG (20-25 UI, 48 h avant la saillie) des lapines allaitantes au stade 11 jour *pp*, permet d'augmenter de façon durable le pourcentage de lapines réceptives au moment de la saillie et en conséquence leur productivité (+ 47 % de lapereaux sevrés/saillie) sans risque immunitaire important. Seulement 8 UI de PMSG suffisent pour stimuler efficacement les lapines au stade 4 jour *pp* (Theau Clément *et al.*, 1998). Cependant, il faut souligner que les conditions de traitement ont été peu étudiées, notamment la voie d'administration (sous-cutanée ou intramusculaire), le volume d'injection ainsi que l'intervalle entre l'injection et l'insémination.

III.1.2. La prostaglandine PGF₂α :

Les prostaglandines auraient une action indirecte sur l'induction de la réceptivité, seulement sur les lapines pseudogestantes, alors que la PMSG a une action directe sur l'ovaire (augmentation de la croissance folliculaire) (Ubilla et Rodriguez, 1998). Ces 2 hormones pourraient donc être complémentaires sur un troupeau comportant des lapines pseudogestantes (Stradaiol *et al.*, 1993 ; Facchin *et al.*, 1998).

III. 2. Méthodes alternatives à l'utilisation d'hormones ou biostimulations:

L'évolution prévisible de la réglementation sur l'utilisation d'hormones exogènes engage à rechercher des méthodes alternatives pour améliorer la réceptivité sexuelle des lapines. Jusqu'à présent, différentes techniques ont été essayées telles que : la manipulation des animaux, une séparation courte de la mère et de sa portée, des programmes alimentaires, des programmes lumineux et la proximité des mâles. En effet, des modifications environnementales telles que la durée d'éclairement quotidien, la température, l'alimentation, le stress, des stimulations auditives ou olfactives peuvent modifier la balance endocrinienne de la lapine et faire varier les performances de reproduction. En effet, l'environnement joue un rôle important dans la régulation de la fonction de reproduction par l'intermédiaire du système nerveux et de l'axe hypothalamo-hypophysaire.

III.2.1. Manipulation des animaux :

L'efficacité de la manipulation d'animaux tels que le changement de cage (Lefèvre et Moret, 1978 ; Rebollar *et al.*, 1995 ; Luzi et Crimella, 1998 ; Rodriguez de Lara *et al.*, 2000) ou le regroupement des lapines avant la saillie (Mirabito *et al.*, 1994a ; Duperray *et al.*, 1999) n'est pas clairement démontrée, les conclusions des divers travaux pouvant être opposées. De plus, ces méthodes sont difficiles d'application en élevage, dans la mesure où la gestion des animaux (et leur identification) ainsi que la maîtrise sanitaire, est rendue difficile par le changement fréquent de cages.

III.2.2. Séparation ponctuelle de la mère et sa portée :

Pour un rythme de reproduction de 42 jour, dans une situation d'allaitement libre, une séparation de 36 h entre la mère et sa portée est une alternative à l'utilisation d'hormones pour induire la réceptivité des lapines et améliorer en conséquence leur productivité (Maertens, 1998 ; Alvariño *et al.*, 1998 ; Bonanno *et al.*, 2005). Cette stimulation doit être appliquée juste avant la saillie qui est pratiquée immédiatement après le premier allaitement suivant la séparation. Cependant, cette courte privation maternelle déprime la croissance des jeunes. Ainsi les études s'orientent plus vers la recherche de l'optimisation de l'allaitement contrôlé

appliqué juste avant la saillie. En l'état actuel, quand l'allaitement libre est appliqué avant et après la saillie, 2 jours d'allaitement contrôlé par fermeture des boîtes à nid, permet d'améliorer la productivité (au moins de 20 %) sans affecter la croissance des jeunes. Cette méthode permet d'obtenir le même niveau de productivité que 48 heures de séparation ou l'injection préalable de 20 UI de PMSG (Bonanno *et al.*, 2005). L'intérêt de poursuivre l'allaitement contrôlé après la saillie doit être confirmé car utilisé plus longuement, il est susceptible de déprimer les performances. Cependant, d'autres questions restent posées, notamment la durabilité de l'effet de cette stimulation en relation avec le nombre de traitements successifs et la parité des lapines.

III.2.3. Programmes alimentaires :

Un flushing alimentaire après une période de restriction pourrait améliorer les performances de reproduction, au moins chez les jeunes lapines; (Alvariño *et al.*, 1998). S'il est clairement démontré que des programmes alimentaires sont susceptibles de déprimer les performances de reproduction, à l'inverse, aucune étude ne débouche sur la proposition d'un programme susceptible d'améliorer les performances de reproduction sans déprimer la croissance des lapereaux.

III.2.4. Programmes lumineux :

Les résultats de ces quelques expérimentations sont encourageants et illustrent la nécessité d'étudier les effets du photopériodisme sur la reproduction du lapin. (Szendrő *et al.*, 2005) ont montré que les programmes lumineux interagissent avec le moment de l'allaitement. Il est vraisemblable qu'ils influencent la production laitière des mères, la consommation et la croissance des jeunes. Faciles d'application et peu coûteux, les programmes lumineux seront d'autant plus efficaces que les lapines sont au même état physiologique. Ils sont donc parfaitement adaptés à la conduite en bande.

III.2.5. Proximité des mâles :

Dans différentes situations physiologiques, la présence du mâle peut influencer les sécrétions hormonales et le comportement des femelles chez beaucoup d'espèces. Pour certaines espèces d'élevage, "l'effet mâle" a été utilisé pour contrôler la reproduction et apparaît comme une alternative biologique aux traitements hormonaux, au moins à certaines

périodes de l'année. Nous ne savons pas si des mécanismes similaires peuvent être transposés à une espèce telle que le lapin dont l'ovulation est provoquée par l'accouplement.

Certains auteurs font l'hypothèse, que la lapine émet des signaux spécifiques qui attirent les mâles et contiennent l'information de son état sexuel (Vodemayer, 1989 ; Hudson et Distel, 1990). A l'opposé, la nature des échanges olfactifs entre le mâle et la femelle sont mal connus. Les phéromones sécrétées par les glandes sébacées des mâles pourraient induire la réceptivité sexuelle des lapines (Frank, 1966). Chez les nullipares, la présence de mâles contribue à augmenter le taux d'acceptation de l'accouplement (Lefèvre *et al.*, 1976) et améliore la fertilité (Berepudo *et al.*, 1993). Cependant, ni la présence de mâles, ni leur proximité pendant une période de 4 ou 48 heures (Bonanno *et al.*, 2003), 3 ou 4 jours (Kustos *et al.*, 2000) avant la saillie, n'améliore la réceptivité, et la fertilité des lapines allaitantes.

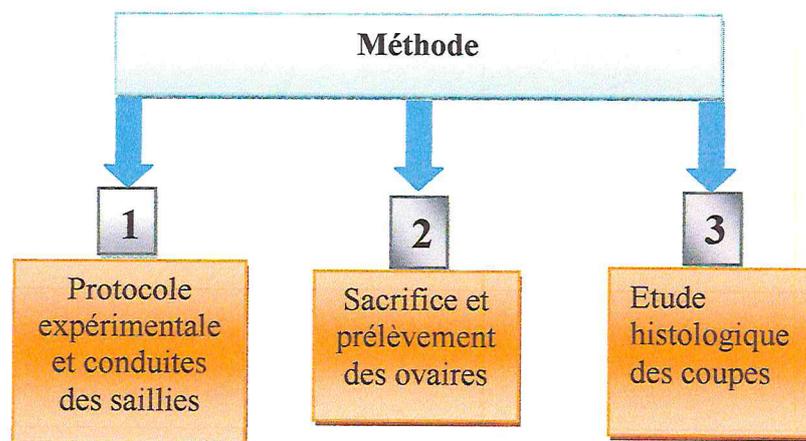
PARTIE
EXPÉRIMENTALE

1. Objectif du travail :

L'objectif de notre travail est l'étude de la croissance folliculaire au cours de l'ovulation chez la lapine qui refuse l'accouplement avec le mâle et qui est dite non réceptive. Dans cette étude les coupes histologiques d'ovaires de lapines non réceptives sont étudiées dans le but d'identifier les différentes populations folliculaires et de suivre les événements conduisant ou non à l'ovulation.

Afin de réaliser nos objectifs les étapes suivantes ont été réalisées :

1. Procéder à une saillie assistée chez les lapines ayant refusé l'accouplement pendant deux jours successifs et les sacrifier à des intervalles de temps bien définis (0h, 2h, 4h, 6h, 8h, 10h, 12h, 14h, 16h, 18h) et prélèvements des organes (les ovaires droits et gauche) qui seront fixés directement dans le formol à 10% pour les préparations ultérieures des coupes histologiques
2. Préparation des lames histologiques à partir des organes.
3. Observation microscopique des lames.
4. Prises des photos à l'aide d'un appareil photo intégré au microscope de marque Motic.
5. Interprétation des observations.



2. Matériels et méthodes :

2.1. Matériel :

2.1.1 Animaux :

La partie expérimentale de notre étude s'est déroulée sur un effectif de 47 lapines nullipares de population locale élevées dans le clapier au niveau de la station expérimentale de l'Université Saad Dahlab. Blida. Les femelles sont âgées de 4 mois, de poids 1.900 Kg à 2.700 Kg. Dès l'âge de deux mois, les femelles sont alors séparées et placées individuellement dans des cages. La salle est éclairée naturellement par la lumière du jour et aérée par des extracteurs et l'ouverture des fenêtres photo (2 : A, B).

Photo A :

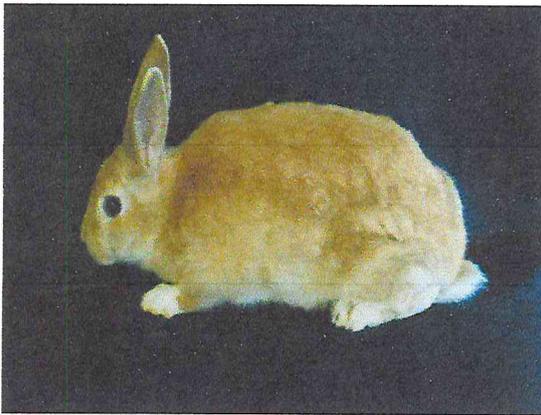


photo B :



Photo .2. (A, B). Lapines non réceptives de population locale de la région de Blida

Les lapines sont alimentées *ad libitum* par un aliment industriel sous forme de granulés et abreuvés à l'aide de tétines fixées à des tuyaux alimentées à partir de réservoirs d'eau potable.

Les mâles utilisés pour les saillies sont au nombre de quatre, âgés de 10 mois, d'un poids Moyen de 5 kg, trois de race Californienne et le quatrième mâle est de la population locale, et d'une très bonne ardeur sexuelle (de fertilité prouvée).

2.1.2. Les instruments :

- ◆ Appareillage (microtome, microscope à appareil photo intégré, appareil à circulation automatique, appareil à coloration automatique, bain marie et bac à paraffine, micro onde)
- ◆ Bistouris, ciseaux simples, sonde cannelée, pince à préhension, couteau de sacrifice, planche à dissection, paillasse à manipulation, tubes secs, formol à 10%.

- ◆ Planche de contention, ficelles.

2.2. Méthodes :

2.2.1 Protocole expérimental et conduite des saillies :

Notre expérimentation a débuté du mois de mars 2009 jusqu'à la fin du mois de mars 2010. La conduite des saillies sur les femelles s'est effectuée à l'intérieur du clapier (voire annexe 1). Avant la présentation des femelles au mâle, on note successivement chez chaque lapine la couleur et l'état de la vulve de la vulve photo (3)



Photo .3. Vulve rose pale chez lapine non réceptive.

La femelle est introduite pour la première fois dans la cage d'un premier mâle pendant une durée de 15 mn. Si elle accepte l'accouplement elle se met en position de lordose, puis chevauchée par le mâle, si la saillie est positive il tombe d'un côté en poussant un cri. Il arrive que certaines lapines refusent l'accouplement avec le premier mâle mais introduite dans la cage le jour même avec un deuxième mâle, pendant une durée de 3 à 5 mn elles acceptent l'accouplement. Pour ces dernières lapines qui ont accepté le premier ou le deuxième mâle elles sont considérées comme réceptives. Cependant, dans notre cas, on s'est intéressés aux lapines qui refusent nettement l'accouplement avec les deux mâles. Ainsi ces lapines au nombre de 20 suite à leur refus, sont reconduites dans leur cage pour les re saillir une deuxième fois le lendemain ; Si les lapines conduites et présentées au premier mâle, persistent toujours dans leur refus, elles sont considérées comme non réceptives. Le jour même on procède alors à la saillie assistée.

2.2.2. Technique de la saillie assistée :

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

Après confirmation des saillies positives, les lapines seront sacrifiées à différents intervalles de temps post-coïtum (0h, 2h, 4h, 6h, 8h, 10h, 12h, 14h, 16h, 18h). Et pour chaque intervalle de temps donné deux lapines sont sacrifiées à la fois.

2.2.3. Sacrifice et prélèvement d'organes:

Après dépouillement, l'animal est mis en décubitus dorsal, puis une incision est effectuée au niveau de la ligne blanche. La masse intestinale est poussée hors de la cavité abdominale afin de faciliter l'extériorisation de l'appareil génital. Les ovaires photo (4) sont prélevés méticuleusement avec une pince afin de ne pas triturer l'organe puis plongés immédiatement dans du formol à 10% pour sa fixation et sa préservation. Les ovaires seront traités ultérieurement pour la préparation des coupes histologiques.



Photo .4. Ovaire de lapine non receptive.

2.2.4 .La technique de fixation :

Après leurs prélèvements ; les ovaires, sont mis séparément dans des boîtes identifiées contenant du formol à 10 %. Lorsqu'un organe ou un tissu est prélevé il change d'environnement, ce changement entraîne plus des modifications plus ou moins importantes dans la chimie et la morphologie tissulaires, bien que la mort des cellules et la dégradation du tissu ne surviennent qu'après un certains temps. Le principe de la fixation sert à immobiliser les tissus dans un état aussi proche que possible de l'état vivant. Celle-ci doit lui permettre de résister à toutes les manipulations qu'il aura à subir subséquentement (Bernard, 1975).

2.2.5. Etapes de préparations des coupes histologiques :

Les étapes de préparations des coupes histologiques consistent en :

- ✓ La déshydratation : où l'eau est enchâssée du tissu.
- ✓ L'éclaircissement : où l'agent d'hydratant est remplacé par un solvant de la paraffine (xylène, toluène, ou benzène).
- ✓ L'imprégnation : où le tissu est pénétré par la paraffine.
- ✓ L'inclusion : où le tissu imprégné est ensuite inclu dans un bloc de paraffine.
- ✓ Le débitage : Le bloc de paraffine est prêt à être tranché au microtome.

Les coupes ainsi obtenues sont collées sur des lames de verre pendant l'étalement, ensuite on les colore pour mettre en évidence les éléments que l'on désire étudier.

Cependant, pour que les colorants puissent pénétrer le tissu et le colorer il faut en retirer la paraffine et ré imprégner d'eau. On commence par passer les coupes dans un agent éclaircissant qui élimine la paraffine c'est le déparaffinage, cette étape est suivi de réhydratation. Les coupes étant colorées, il faut les protéger par une lamelle imprégnée de colle, c'est le montage ; mais comme les milieux de montage sont habituellement dissous dans des agents éclaircissants il faut à nouveau déshydrater puis éclaircir les tissus colorés avant de procéder au montage des coupes (Hould, 1974).

2.2.5.1. La macrotomie :

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

On réalise des coupes longitudinales au niveau des ovaires. Ensuite chaque prélèvement est mis dans des cassettes spéciales identifiées et qui sont mises dans le fixateur en attendant les étapes suivantes (Baker, 1958).

2.2.5.2. La circulation :

Toutes les opérations suivantes seront réalisées par un appareil à circulation automatique.

♦ 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 ; six bains contenant de l'éthanol à des degrés alcool métrique progressivement croissant pour éviter la plasmolyse des cellules. On commence la déshydratation dans 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 tissu, il n'est pas miscible à la paraffine : on doit compléter son action à l'aide d'un autre liquide intermédiaire qui le toluène (Hould, 1974).

♦ 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, leur indice de réfraction entraîne un net éclaircissement du tissu.

En général les agents éclaircissants sont très toxiques et inflammables, il faut donc que les manipuler avec prudence et s'assurer une bonne ventilation (Bernard, 1975).

◆ L'imprégnation :

C'est l'étape terminale de la circulation. L'agent le plus fréquemment utilisé est la paraffine liquide dont 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 bains d'une heure de paraffine fondue (Bernard, 1975)

◆ l'inclusion dans la paraffine (l'enrobage) :

Cette étape se fait à l'aide d'un bac à paraffine (Leica EG 1160).

L'enrobage suit la circulation ainsi le milieu dans lequel il 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 inclusion fondus.

Le but de cette partie du processus d'inclusion est l'obtention d'une imprégnation aussi complète que possible des pièces, le refroidissement au moment du coulage du bloc transformant le tissu hétérogène du point de vue de la consistance et de l'élasticité en une masse homogène dans les différentes parties se comporte de façon sensiblement égale lors de la confection des coupes (Bancroft *et al.*, 1976).

◆ Technique d'inclusion :

À la fin de la circulation, les cassettes contenant des tissus sont dans le premier bain de la paraffine, elles portent une identification (organe et la date de prélèvements).

- ✚ On retire les cassettes du premier 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 du couvercle de la cassette, puis on verse la paraffine liquide dans le moule est on y dépose la pièce à inclure à l'aide d'une pince propre échauffée.
- ✚ On oriente le morceau de tissu de manière que la surface de coupe permet de voir simultanément toutes les structures que l'on peut observer.
- ✚ On place sur le moule une cassette (tissu tek) et on laisse la surface de la paraffine figer afin de sceller la cassette en moule.

- ✚ On remplit l'arrière de l'attache de plastique avec de 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 se sépare du moule.

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

- ✚ éviter la formation des bulles d'air.
- ✚ Le refroidissement des blocs enrobant la pièce doit être ni trop long ni trop rapide.

2.2.5.3. La microtomie :

L'opération s'effectue à l'aide d'un microtome rotatif (Leica RM 2125) (voir annexe 3). 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 de quatre à cinq μm qui se collent l'une à l'autre pour former un ruban (Richards, 1967).

2.2.5.3.1. Etalement et collage des coupes :

les tissus inclus dans la paraffine sont très comprimés dans la coupes, afin d'atténuer cette compression on dépose la coupe dans un bain thermostaté (Leica HI 1210), servant à l'étalement des coupes dans la température de l'eau et 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 repêché à l'aide d'une lame histologique qui porte la même identification inscrite sur la cassette et sera posé sur la plaque chauffante du bain, sécher ensuite dans un micro-onde à la température de 40°C à 60° c pendant 10 minutes.

2.2.5.3.2. La coloration :

On distingue trois temps, il y a d'abord les étapes préparatoires à la coloration puis celle de la coloration proprement dite et enfin les étapes préparatoires au montage.

Toutes les étapes de la coloration se font automatiquement par un appareil à coloration. (leica ST 4040).(voire annexe 4)

Les étapes préparatoires à la coloration :

➤ **Le déparaffinage :**

Il sert à relever la paraffine du tissu pour que les colorants puissent 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 trois à cinq minutes, le xylène du premier bain peut-être usagé tandis que celui du second doit être pur.

➤ **L'hydratation :**

Étant 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 le remplacer d'eau. L'agent utilisé est l'éthanol à la concentration décroissante. Le mode opératoire consiste à commencer par deux bains d'éthanol absolu, suivi de trois bains d'éthanol à 95 %, 80 %, 70 %, en termine par un traitement de trois à cinq minutes à l'eau courante (Lillie, 1976).

➤ **La coloration proprement dite :**

- ◆ plonger les lames hydratées dans l'hématéine de Harris pendant 15mn.
- ◆ Les laver à l'eau du 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 rouges et le fond clair.
- ◆ Laver à l'eau.
- ◆ Bleuir dans l'eau ammoniacale.
- ◆ Coloré dans la solution d'éosine pendant 2mn.

➤ **Les étapes préparatoires au montage :**

Le montage s'effectue dans des milieux, ce type de milieu est habituellement dissout dans l'agent éclaircissant ; mais comme le milieu de montage doit imprégner complètement les tissus et pour être efficace ce dernier doit être au préalable pénétrer par l'agent éclaircissant (Sheehan et Hrapchak, 1980).

❖ **La déshydratation :**

On passe les coupes dans un bain d'éthanol à 95% pendant 30 à 60 secondes, puis dans un bain d'éthanol absolu pour une durée équivalente.

❖ **L'éclaircissement :**

On peut utiliser du xylène ou du toluène. On la recouvre également à deux bains de 30 à 60 secondes. On laisse les coupes dans le second bain Pour les monter.

2.2.5.3.3. Le montage :

Après le dernier bain du xylène, mettre une goutte d'une résine à base de xylène à 60 % (Mountex) sur une lame couvre objet propre pour couvrir la préparation.

- ◆ Appuyé prudemment sur la lame afin de chasser les bulles d'air.
- ◆ Tromper les lames dans le xylène et essuyez-les.
- ◆ sécher les lames dans une micro-onde (40 à 60°C) pendant 10 minutes (voire annexe 5). Après séchage les lames sont prêtes pour l'observation microscopique.
- ◆ Prise des photos avec un appareil à photo intégré au microscope (annexe 6)

3. RESULTATS ET DISCUSSION :

3.1. Réceptivité sexuelle :

Les lapines ayant refusé la saillie avec le premier et le deuxième mâle le premier jour sont présentées au deuxième jour à deux mâles après leur refus, ces lapines sont classées comme non réceptives. On a noté selon le tableau III que la couleur de la vulve de ces lapines dans la plupart des cas est rose non turgescence. Cependant chez la lapine sacrifiée à 12h, on remarque que la lapine N°13 présente une vulve rose pale turgescence qui a ovulé, alors que la lapine N°14 sacrifiée à la même heure présente une vulve rose pale non turgescence, cette dernière selon l'observation microscopique n'a pas ovulé. Parmi les deux lapines sacrifiées à 14h, la lapine N°15 a ovulé ceci est bien confirmé par la couleur de la vulve qui est rose turgescence, alors que la deuxième lapine N°16 n'a pas ovulé confirmé par vulve de couleur rose non turgescence. La lapine N°19 sacrifiée à 18h, n'a pas ovulé, elle a une vulve rose pale non turgescence, alors que la femelle N°20 ayant une vulve rose pale turgescence a ovulé. Nos résultats confirment les observations de Theau-Clément et Roustan (1992) ; qui ont montré que la coloration et l'état de la vulve sont des indicateurs relativement fiables de la réceptivité des lapines nullipares. Ces auteurs indiquent qu'en général aucune femelle à vulve blanche n'accepte l'accouplement

Tableau III: Couleur et état de la vulve en fonction d'acceptation du mâle:

Lapine N°	Heure de sacrifice	Poids de la lapine	Couleur de la vulve	Acceptation du mâle	
				1er ♂	2eme ♂
1	0	2,200	Pale	-	-
2	0	3,100	Rose non turgescence	-	-
3	2	2,650	Rose non turgescence	-	-
4	2	2,400	Rose turgescence	-	-
5	4	2,750	Rose non turgescence	-	-
6	4	2,300	Pale	-	-
7	6	2,100	Violette non turgescence	-	-
8	6	2,200	Pale	-	-
9	8	1,900	Rose non turgescence	-	-
10	8	2,100	Pale	-	-
11	10	1,800	Pale	-	-
12	10	2,600	Pale	-	-
13	12	2,400	Rose pale turgescence	-	-
14	12	2,500	Rosenon turgescence		
15	14	1,900	Rose turgescence	-	-
16	14	2,000	Rose non turgescence	-	-
17	16	1,900	Rose non turgescence	-	-
18	16	2,200	Rose non turgescence	-	-
19	18	2,650	Rose non turgescence	-	-
20	18	2,400	Rose pale turgescence	-	-

3.2. Observation des coupes d'ovaires des lapines non réceptives :

A 0h le nombre de follicules tertiaires est important, de même que les follicules secondaires (photo, 5), l'ovocyte est de forme arrondie entouré de la *zone pellucide* et de la *corona radiata* (photo 6), On note également la présence de gros follicules atrétiques (photo, 7) avec plusieurs corps de Call et Exner inclus dans la *granulosa*. Ce sont de petites vésicules, qui ressemblent à des petites rosettes, remplies de liquide folliculaire et entourées de cellules de *granulosa* (photo, 8). Le nombre de follicules tertiaires est toujours important suivi du nombre de follicules secondaires et de primaires. Certains follicules tertiaires présentent un ovocyte de forme anormale (photos, 9 et 10). Dès 6 h. le nombre de follicules tertiaires tend à diminuer alors que celui des follicules cavitaire augmente, avec présence de follicules cavitaires sain et de follicules atrétiques qui paraissent plus nombreux, l'atrésie apparaît dès le stade de gros follicules tertiaires (photo, 11). Deux heures après les follicules cavitaires (photo, 12) sont nombreux en même temps que les follicules atrétiques, mais pour les follicules sains l'ovocyte est en position centrale et le follicule est éloigné de la paroi ovarienne, pour un follicule proche de l'albuginée on constate l'absence d'un amincissement de la paroi folliculaire (photo, 13). A la même heure, l'albuginée, les thèques, interne et externe, avec absence d'œdème, restent toujours intactes de même que les capillaires au dessus de la membrane basale restent étroits (photo 14). A 10 h. un follicule mature sain est observé proche de la paroi ovarienne avec à un ovocyte de forme ovoïde (photo, 15). On a noté à 12h chez une femelle, un follicule rompu (photo 16). Alors que chez une deuxième on note l'absence de follicule rompu, mais les follicules sont de grande taille avec l'ovocyte en position centrale et la présence de follicules atrétiques (photo, 17). Pour cette lapine (n'ayant pas ovulé) l'albuginée reste intacte de même que, les deux thèques (photo, 18). A 14h.p.c. on note que la lapine n'a pas ovulé à ce stade, et le follicule cavitaire (photo, 19) qui paraît sain, présente au niveau de la *granulosa* des corps de Call et Exner. Chez les lapines de 16h. On n'a pas observé de follicules rompus, alors que les follicules sont matures (photo, 20) et l'ovocyte de forme normale ovoïde (photo, 21). A la même heure, chez la même lapine, l'albuginée est intacte, de même que les deux thèques photo (22). A 18 h. on a noté la présence d'un corps jaune jeune avec une large cavité remplie de sang (photo, 23).

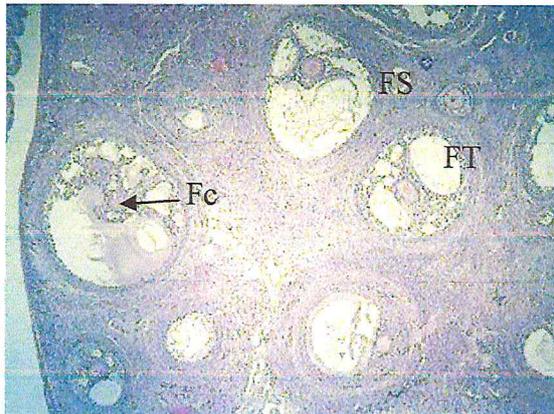


Photo.5. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 0h. *p.c.* Follicule cavitare (Fc) ; Follicules tertiaires(FT) ; Follicule secondaire (FS) ; H.E .GX10.

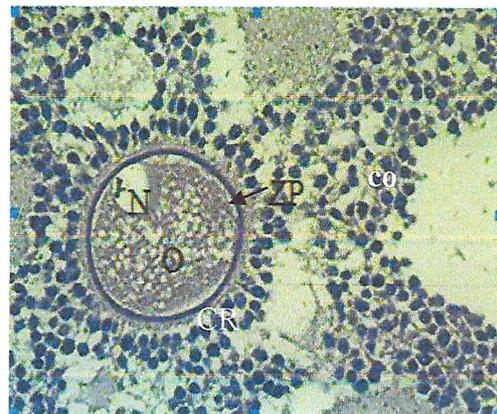


Photo.6.Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 0h. *p.c.* Ovocyte d'un follicule cavitare sain (o) ; Zone pellucide (zp) ; *Corona radiata*(CR) ; Cellules du *cumulus oophorus* (co) ; Noyau (N). H.E. GX40

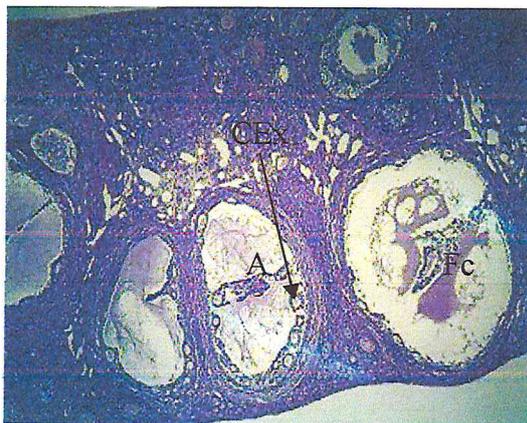


Photo .7. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 0h. *p.c.* Follicule sain (Fc). Follicule atretique (A) ; Corps de Call et Exner(CEX). H.E.GX4

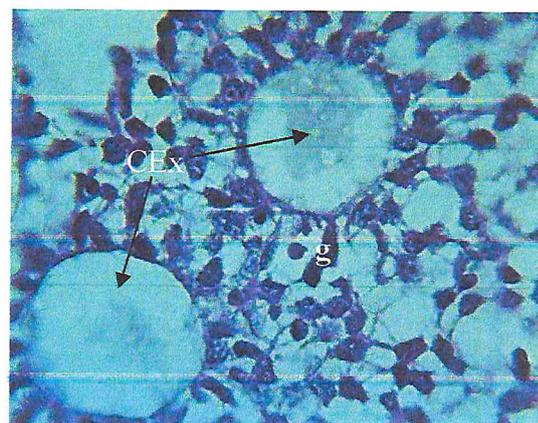


Photo .8.Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 0h. *p.c.* Deux corps de Call et Exner (CEX) ; Cavité remplie de liquide folliculaire entourée de cellules de granuloza (g).H.E.GX100

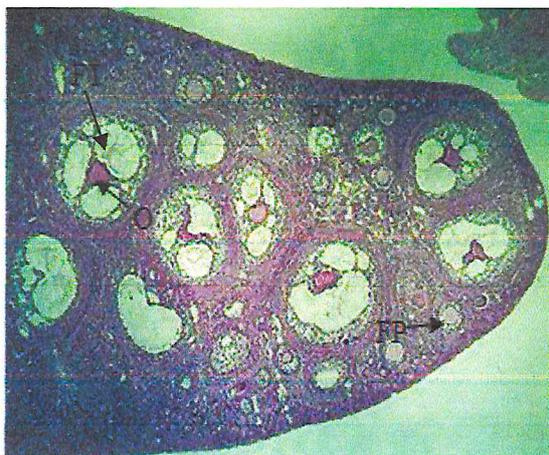


Photo.9. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 2h. p.c. Follicules tertiaires (FT); Follicules secondaires (FS); Follicule Primaire (FP). Ovocyte paraissant dégénérés (o), H.E.GX4



Photo.10. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 2h. p.c. Follicules tertiaires (FT); Follicule secondaire (FS); Follicule primaire (FP). Ovocyte (o); granulosa (g). H.E.GX40

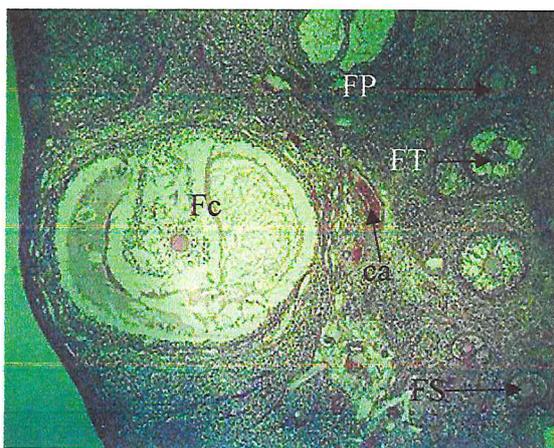


Photo.11. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 6h. p.c. Follicule cavitaire sain, l'ovocyte est en position centrale. Follicule tertiaire (FT); Follicules secondaires (FS); Follicule Primaire (FP), Capillaire (ca). H.E.GX40.

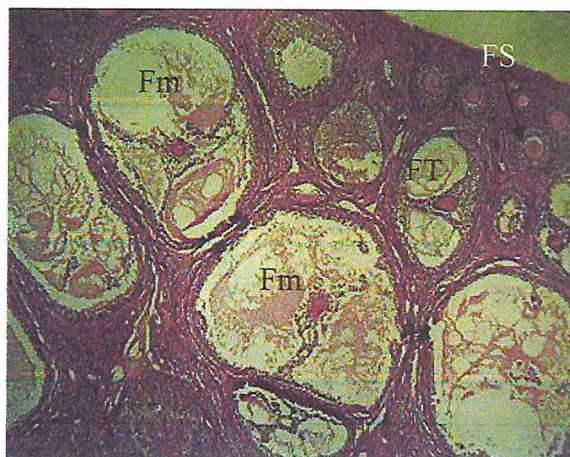


Photo .12. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 8h. p.c. Gros follicule mature avec ovocyte central qui paraît en dégénérescence (Fm); Follicule tertiaire (FT); Follicule secondaire (FS). H.E. GX10

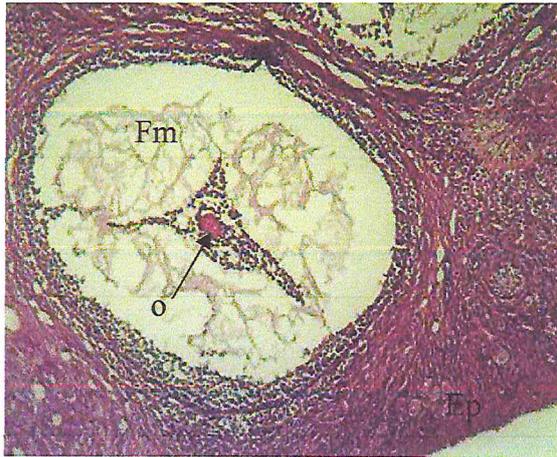


Photo .13. Coupe d'ovaire de lapine R-sacrifiée 8h. *p.c.* Follicule mature (Fm) loin de l'épithélium ovarien (Ep), Ovocyte au centre du follicule (o) ; H.E.GX40

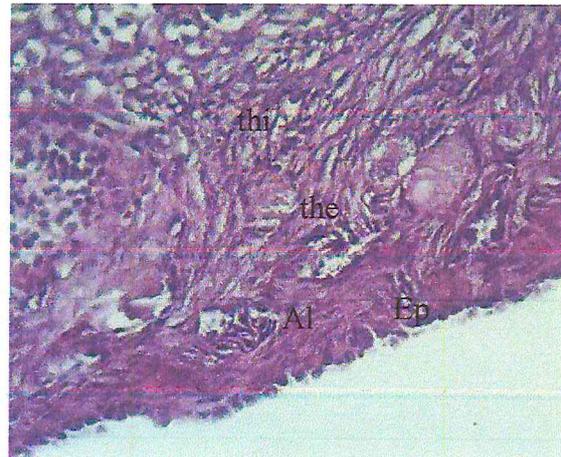


Photo .14. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 8h. *p.c.* Epithélium ovarien(Ep) ; Albuginée(Al) ; Thèque externe (the) ; Thèque interne (thi).H.E. GX40

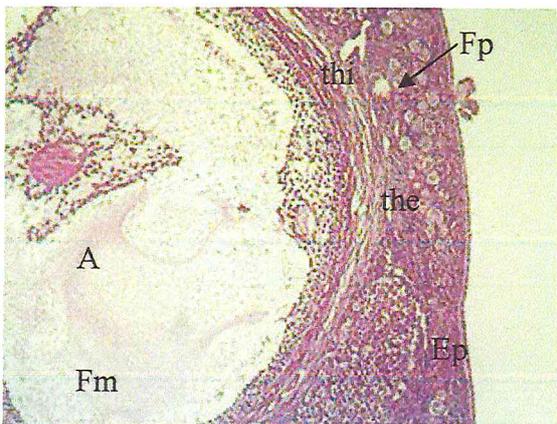


Photo .15. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 10h. *p.c.* Follicule mature (Fm) ; A ce stade le follicule est encore loin de l'épithélium ovarien (Ep).Follicules primordiaux (Fp) Antrum(A).Thèque interne (thi) ; Thèque externe (the).H.E.GX40

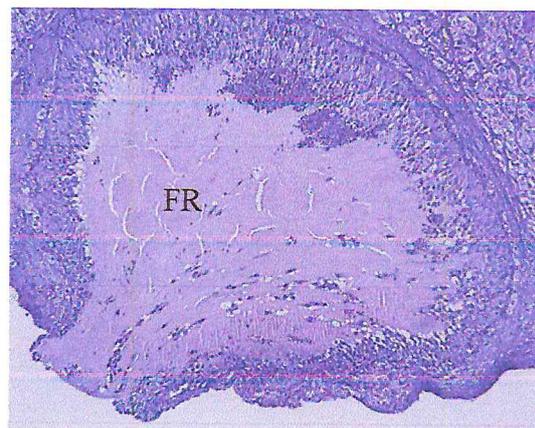


Photo .16. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 12h. *p.c.* Follicule rompu(FR). Liquide folliculaire(LF). H.E.GX40

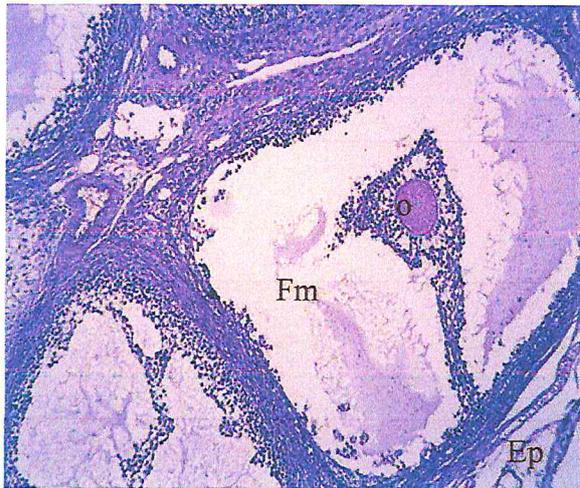


Photo .17. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 12h. *p.c.* Gros follicule sain mature (Fm) proche de l'épithélium ovarien(Ep) ; Ovocyte de forme normale (o).H.E. GX40

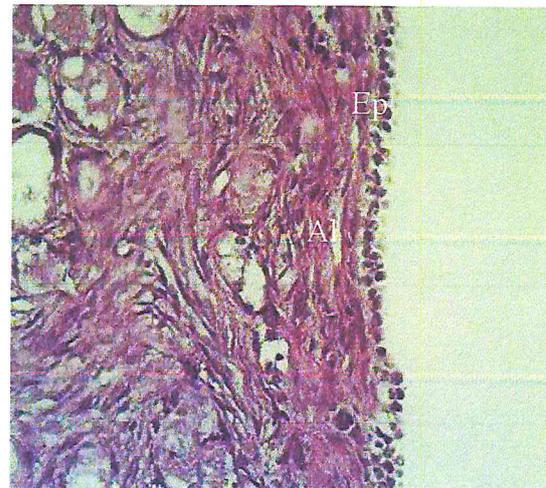


Photo .18. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 12h. *p.c.* Epithélium ovarien (Ep) ; Albuginée intacte(Al) ; H.E.GX10

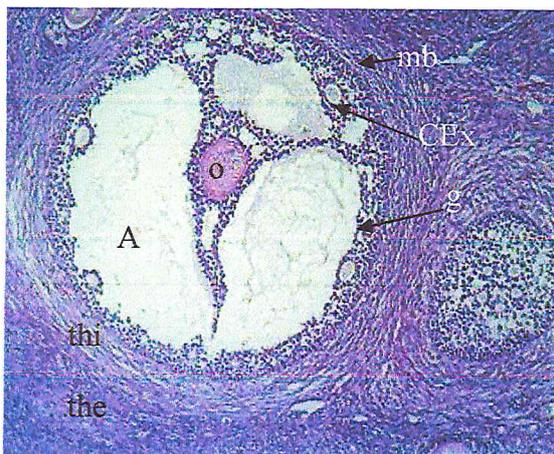


Photo .19.Coupe d'ovaire de lapine(R-) sacrifiée 14h. *p.c.* Follicule mature avec ovocyte (o) dont la forme est légèrement modifiée; Antrum (A); Corps de Call et Exner (CEx); *granulosa* (g); membrane basale (mb); Thèque interne(thi); Thèque externe (the).H.E.GX40

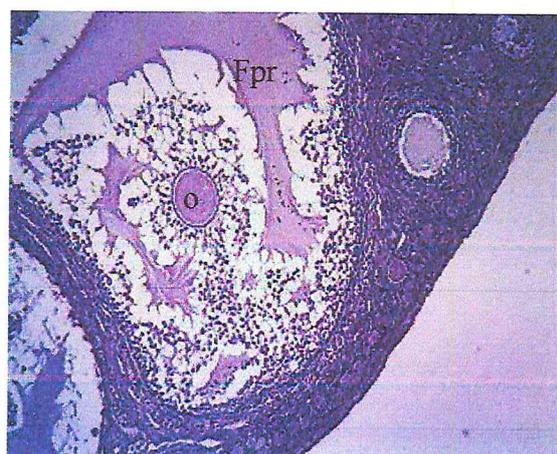


Photo .20. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 16h. *p.c.* Follicule pre ovulatoire (Fpr), ovocyte central(o).H.E.GX40



Photo .21. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 16h.p.c. Ovocyte de forme ovoïde normale (o) ; *Corona radiata*(CR). H.E.GX40

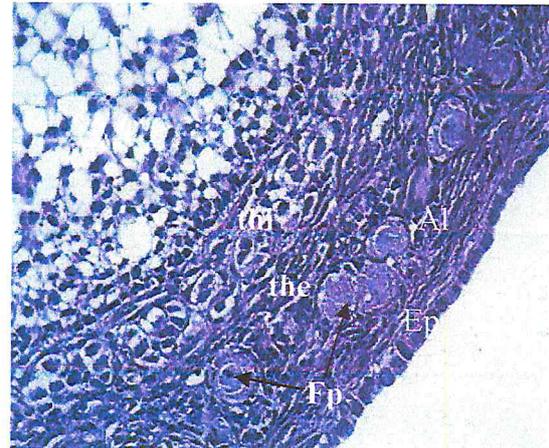


Photo .22. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 16h.p.c. Epithelium ovarien (Ep) ; Albuginée intacte (Al) ; Follicules Primordiaux (Fp) ; *Thèque externe* (the) ; *Thèque interne* avec absence d'œdème (thi) ; *granulosa* attachée à la membrane basale(g). H.E.GX40

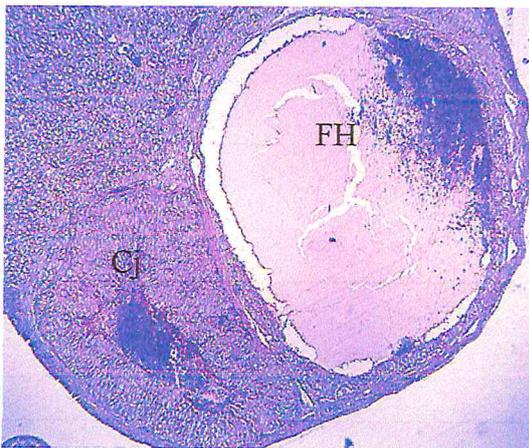


Photo .23. Coupe d'ovaire de lapine (R-) sacrifiée 18h.p.c. Corps jaune jeune (Cj) ; follicule hémorragique (FH) ; H.E.GX40

4. DISCUSSION :

Tout au long de notre travail une saillie assistée a été réalisée chez les femelles ayant refusé le 1^{er} ainsi que le second male. Ces dernières ont été considérées comme non réceptives car n'ayant pas ovulé. Templeton (1940) a constaté que la saillie assistée des femelles non réceptives fait ovuler seulement deux de cinq femelles et seulement cinq de vingt maintiennent une gestation à terme. Ces observations sont en accord avec nos résultats, où on a trouvé que trois lapines seulement ont ovulé de 12h jusqu'à 18h, sur les 20 lapines non réceptives. Une faible incidence d'ovulation après une saillie assistée a également été reportée par Foote *et al.* (1963) ; Staples (1967), ce qui pourrait expliquer la faible réceptivité de nos lapines considérant la spécificité de race qui pourrait être un paramètre non négligeable.

Sachant que nos femelles ont été présentées au premier male seulement 15min et au second 5 min, il est difficile de les comparer aux travaux de Staples (1967), qui étudia ce phénomène plus de 15 jours en utilisant 3 males à la seconde tentative.

L'ovulation peut survenir sans l'intervention du mâle à la suite d'une excitation sexuelle sans pénétration vaginale (Hammond, 1925 ; Brooks, 1937 ; Templeton, 1940). Les travaux de Smith et White (1931), McPhail *et al* (1933), sont arrivés à la conclusion qu'au moment du coït et après une courte période de celui-ci le lobe antérieur de la glande pituitaire libère des hormones ayant une action directe sur l'ovaire induisant ainsi l'ovulation (Friedman, 1929). Cette activité pituitaire est initiée par le coït ou une excitation émotionnelle. Les travaux de (Hulot et Poujardieu, 1976) 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 Hilliard *et al.* (1969) qui intervient dans la rupture folliculaire en induisant un amincissement de la paroi du follicule dans les heures qui suivent sa décharge (LH) (Bjersing et Cajander, 1974). Il semble que les lapines non réceptives peuvent ovuler mais un peu tardivement, ils se pourrait aussi que l'influx nerveux résultant de la saillie assistée mette du temps plus long que chez la réceptive pour que la femelle réponde à la stimulation du coït, du moment que l'intromission de l'organe copulateur du male a eu lieu et que la vérification de la présence de sperme au niveau du vagin a été positive et que le male est tombé d'un coté ce qui a confirmé la saillie positive.

Chez la lapine réceptive, à la sixième heure, Cherney *et al.* (1976) ont montré que l'ovocyte occupe une position excentrée, attachée aux cellules du cumulus qui ne sont pas encore dissociées des cellules de la granulosa et que la plupart des cellules murales de la granulosa restent attachées à la membrane basale par de longs processus cytoplasmiques) ce qui n'est pas le cas dans nos résultats où l'ovocyte reste centrée à 6h.p.c. Dès 8h., les cellules du cumulus se dissocient, et, leur dissociation est complète ce qui libère l'ovocyte dans l'antrum, celui-ci reste entouré de quelques cellules du cumulus dont les prolongements restent ancrés dans la membrane pellucide (Cherney *et al.*, 1975), chez les lapines non réceptives de notre étude, l'ovocyte n'est pas encore libéré dans le liquide folliculaire.

Deux heures avant l'ovulation (Espey, 1998) décriva au niveau de l'apex folliculaire un amincissement des couches cellulaires ainsi que de la matrice extracellulaire suivis de leur dissociation suite à l'effet protéolytique des enzymes de la matrice interstitielle alors que dans nos résultats même jusqu'à 10 h. les follicules matures sains sont éloignés de la paroi ovarienne, l'ovocyte reste en position excentré et donc absence d'apex folliculaire, ceci explique que le follicule n'est pas encore prêt pour la rupture. L'activité de la collagénase fibrillaire est nécessaire à la dégradation des fibres de collagènes présentes dans la thèque externe et la tunique albuginée (Espey et Rondell, 1968 ; Espey, 1970 ; Tsafiriri, 1995). Chez le lapin la pro-MMP-1 (interstitial type-I collagenase) a été identifiée en grande concentration à l'apex folliculaire au moment de l'ovulation (Tadakuma *et al.* 1993).

Par ailleurs nous avons noté la présence des corps de Call et d'Exner au niveau de la *membrana granulosa* surtout dans les gros follicules *antraux* et mais absents dans les petits follicules. Sur des coupes d'ovaires de bovins, Wezel *et al.* (1999), ont montré que 30% des follicules *pré antraux* ayant plus d'une couche de cellules de la granulosa et 45% de petits follicules *antraux* possèdent au moins un corps de Call et d'Exner, composés d'une région sphérique entouré d'une rosette de cellules de granulosa. De leur côté Bjersing et Cajander, (1974) ont décrit seulement leur localisation dans la *membrana granulosa* sans préciser le stade folliculaire, ce qui est en accord avec nos résultats et de même les corps de Call et Exner

, ils sont nombreux de 5 à 6 par follicule cavitaire . En effet ils ont été décrits par Motta, (1965) et Nicosia *et al.* (1971) chez la lapine, (Leardkamolkarn et Abrahamson, 1991) ainsi que chez le rat, constitués, sous leur aspect le plus typique, par une couronne de cellules de la granulosa disposées autour d'une cavité pleine d'un liquide semblable au liquide folliculaire. Dans la cavité on voit un fin réseau à mailles tandis que sa surface montre une mince zone de condensation. L'aspect des cellules est caractérisé par des cellules en élaboration, ce qui laisse penser qu'une partie de cette élaboration peut être versée à l'intérieur du corps, en contribuant ainsi à l'augmentation de son volume.

5. CONCLUSION :

L'étude histologique des ovaires nous a permis d'observer que durant tous les intervalles de temps étudiés les ovaires sont toujours en activité. En effet on a observé la présence des follicules ovariens à différents stade de développement. Le nombre de follicules primordiaux primaires et secondaires est très élevé par rapport à celui des follicules tertiaires, bien que ces derniers soient en évolution rapide pour atteindre un nombre considérable dans les derrières heures étudiées.

Cependant ces follicules n'arrivent toujours pas au stade ovulatoire, au contraire ils dégénèrent, se transforment en follicules atrétiques. Si l'ovulation a eu lieu chez les trois lapines étudiées (12h,14, 18h) ces lapines ont répondu au reflexe ovulatoire mais de manière plus lente que celle des lapines réceptives en plus le facteur coloration de la vulve et sa consistance (turgescence ou non turgescence) est un facteur déterminant pour les lapines ovulant.

Ces résultats montrent donc que la non réceptivité des ces femelles n'est pas due à une anomalie ou un dysfonctionnement ovarien, mais peut être ailleurs. On implique surtout un dysfonctionnement au niveau hormonal, mais aussi l'effet des facteurs extérieurs (température, alimentation et photopériodisme) qu'il faut rechercher.

6. Perspective et recommandation:

Afin de réduire le taux de non réceptivité dans les élevages de lapins et pour mieux comprendre ce phénomène pour maîtriser la reproduction chez la lapine une série d'examen sont à prévoir :

1. Etude des effets des facteurs extérieurs sur la réceptivité en isolant les lapines non réceptives dans des endroits appartenant le mieux de facteurs d'ambiance (photopériodisme, température).
2. Dosage hormonal (œstrogène, progestérone).
3. Pratiquer l'insémination artificielle et le transfert embryonnaire.
4. Etudes des effets de l'administration des hormones (PMSG, GnRH, FSH, hCG).

RÉFÉRENCE
BIBLIOGRAPHIQUE

Références bibliographiques :

Adams CE, 1983: some on reproduction in the rabbit. *Animal Technology*, 34(2),134-140

Adams, G.P., Ratto, M.H., Huanca, W., Singh, J., 2005. *Ovulation-inducing factor in the seminal plasma of alpacas and llamas*. *Biol Reprod* 73, 452-457.

Alabiso, M., Bonanno, A., Alicata, M.L., Leto, G., Todaro, M., 1996. *Productivity of rabbit does subjected to artificial insemination and natural mating*, 6th World Rabbit Congress, Toulouse (France), pp. 29-35.

ALVARIÑO J.M.R., DEL ARCO J.A., BUENO A. 1998. Effect of mother-litter separation on reproductive performance of lactating rabbit females inseminated on day 4 or 11 post partum. *World Rabbit Science*, Vol.6(1), 191-194.

Arveux, 1988 : production canicule en période estivale. *Cuniculture* 15(4); p199-201.

Baker JR, 1958 : Principles of biological microtechnics. New York, John Willy, 357p.

Bakker, J., Baum, M.J., 2000. *Neuroendocrine regulation of GnRH release in induced ovulators*. *Front Neuroendocrinol* 21, 220-262.

Bancroft, John D et Stevensen A, 1976 : theory and practice of histological technique. London, Churchill Livingstone, 364p.

Barros C, Jedlicki A,Vigil P1988 :the gamete membrane fusion test te assay the fertilizing ability of human spermatozoa . *Human Repred* 3,637-644

Beers HW et al, 1975 :follicular plasminogen, and plasminogen activtor and the effect of plasminogen on ovarian follicul wall. *cell.6* :379-385.

BELABBAS R, 2009 : étude des principales composantes biologiques de la prolificité et facteur de variation du poids fœtal chez la lapine de population locale, en vue de l'obtention du diplôme de magistère en science vétérinaire, p 93

Belhadi S. 2004. Characterisation of local rabbit performances in Algeria: Environmental variation of litter size and weights. *In: Proc. 8th World Rabbit Congress, 2004. September, Puebla, Mexico, 218-223* Zerrouki N, Kadi SA, Lebas F, Bolet G. Characterization of a Kabylia population of rabbits in Algeria: Birth to weaning growth performance. *World Rabbit Sci* 2007; 15: 111-114.

Références bibliographiques

- Berchiche M., Kadi S.A. 2002.** The kabyle rabbits (Algeria). In: *Rabbit Genetic Resources in Mediterranean Countries*. (Edit. Khalil M.H., Baselga M.) *Options méditerranéennes, Serie B, Etudes et recherches, N° 38*, pp 15-20.
- 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 (suppl. 1)B43-49*.
- BEREPUDO N.A., NODU M.B., MONSI A., AMADI E.N. 1993.** Reproductive response of prepubertal female rabbit to photoperiod and/or male presence. *World Rabbit Science*, Vol.1(2), 83-87.
- Bernard GR, 1975 :** Microwave irradiation as a generator of heat for histological fixation. *Stain technology*, vol49, n°4, p215-224.
- Blanc, M.R., Hulot, F., 1982.** *Sécrétion des hormones gonadotropes au cours de la puberté chez des lapines de race californienne et néo-zélandaise*, 3èmes Journées de la Recherche Cunicole, Paris, pp. communication n°12, 18 pages.
- Bolet, G., 1984.** *Contrôle de la sécrétion de FSH et de LH après l'accouplement chez la lapine : effets du blocage de l'ovulation, de l'inhibition de la synthèse de progestérone ou de l'immunisation passive contre l'oestradiol 17 β* , Université Pierre et Marie Curie (Paris VI), p. 19 p.
- Bonnes G et al, 2005:** reproduction des animaux d'élevage. 2^{ème} édition.p405.
- Boucher et Nouaille, 1996 :** Maladies des lapins. Edition France Agricole. 227p.
- Boussit D, 1989 :** reproduction et insémination artificielle en cuniculture. Edit. Association française. 233p. *Congress, 4-7 July 2000, Valencia Spain*, 161-166.
- Bouzekraoui A., 2002.** The Tadla rabbits (Morocco). In rabbit genetic resources in
- Chretien, F.C., 1966.** [A study of the origin, migration and multiplication of the germ-cells of the rabbit embryo]. *J Embryol Exp Morphol* 16, 591-607.
- Cran, D. G. 1985.** Qualitative and quantitative structural changes during pig oocyte
- Crozet, N. 1989.** Nucleolar structure and RNA synthesis in mammalian oocytes. *J Reprod Fertil Suppl* 38, 9-16.
- Daguet, M. C. 1980.** In vivo change in the germinal vesicle of the sow oocyte during the follicular phase before the ovulatory LH surge. *Reprod Nutr Dev* 20, 673-80.

Références bibliographiques

- Delaveau L, 1978** : chez la lapine, difficulté d'obtenir des saillies fécondantes. *Cuniculture*, 5(4) :159-160. *development* 42, 437-442.
- Diaz, P., Rodriguez, J.M., Gosalvez, L.F., Roman, M.R., 1987.** *Cyclic ovarian activity in postpartum rabbits.* *J Appl Rabbit Res* 10, 122-125.
- Driancourt, M. A., Reynaud, K., Cortvrindt, R., and Smitz, J. (2000).** Roles of KIT and KIT LIGAND in ovarian function. *Rev Reprod* 5, 143-52
- Driancourt, M.-A., Gougeon, A., Monniaux, D., Royère, D., Thibault, C., 2001.** *Folliculogenèse et ovulation*, In: Marketing, E.E. (Ed.), *La reproduction chez les mammifères et l'homme*, Paris, pp. 316- 347.
- Dufy-Barbe, L., Franchimont, P., Faure, J.M., 1973.** *Time-courses of LH and FSH release after mating in the female rabbit.* *Endocrinology* 92, 1318-1321.
- Dunbar, B.S., 1983.** *Morphological, biological, and immunochemical characterization of the mammalian zona pellucida*, In: Press, A. (Ed.), *Mechanism and control of animal fertilization*, New York, pp. 140-177.
- DUPERRAY J., ECKENFELDER B., THEBAULT T., PROVOST J.P. 1999.** Effet du regroupement des lapines avant l'insémination sur leurs performances de reproduction. *8èmes Journ. Rech. Cunicole Fr., Paris*, 1999, 167-170.
- Edwards, R. G. 1965.** Maturation in vitro of mouse, sheep, cow, pig, rhesus monkey and human ovarian oocytes. *Nature* 208, 349-351. *Embryonnaire, 10-11 Septembre, 1993, Lyon, France*, 282-283.
- Elsaesser, F., 1980.** *Effects of active immunization against oestradiol-17 beta, testosterone or progesterone on receptivity in the female rabbit and evaluation of specificity.* *J Reprod Fertil* 58, 213- 218.
- Ergon L; Quinton H, 2001:** *Maitrise de la reproduction chez la lapine, centre d'application de l'ENVA.89380 Champgnelle.*
- ESPEY L.L., LIPNER H. 1963.** *Measurements of intrafollicular pressures in the Espey, L. L., Rondell, P.: Collagenolytic activity in the rabbit and sow Graafian follicle during ovulation.* *Amer. J. Physiol.* 214, 326-329 (1968)
- Espey, L. L. 1967:** *Ultrastructure of the apex of the rabbit Graafian follicle during the ovulatory process.* *Endocrinology* 81, 267-276

Références bibliographiques

- Espey, L. L. 1971a:** Decomposition of connective tissue in rabbit ovarian follicles by multivesicular structures of thecal fibroblasts. *Endocrinology* 88, 437-444
- Evans DHL ;Murray JG, 1954 :**Histological and fonctional studies on the fibre composition of the vagus nerves of the rabbit.*I.Anat.* 88:320-337.
- Facchin E., Castellini C., Zanon F., Canali C., Boiti C. 1998.** Ipofertilità della coniglia: effetto del trattamento associato alfaprostol + PMSG sulle performances riproduttive delle coniglie "ritorno". *Rivista di ZOOTECNIA E VETERINARIA*, 26, 3-7.
- Fair, T., Hyttel, P., and Greve, T. 1995.** Bovine oocyte diameter in relation to
- FEE A.R., PARKES A.S. 1929.** *J. Physiol.* 67, 383.
- Fee, A.R., Parkes, A.S., 1930.** *Studies on ovulation: III. Effect of vaginal anaesthesia on ovulation in the rabbit.* *J Physiol* 70, 385-388.
- Flechon, J. E., Motlik, J., Hunter, R. H., Flechon, B., Pivko, J., and Fulka, J. (1986).** Cumulus oophorus mucification during resumption of meiosis in the pig. A
- Fortun.Lamoth F ;bolet G, 1995 :**les effets de la lactation sur les performances de la reproduction chez la lapine. INRA, production animale. 1995 ; 8(1).49.56.
- Fox R.R., Kbinsky W.L. 1968.** *Ovulation in the rabbit related to dosage of*
- Frank H. 1966.** Ablation des bulbes olfactifs chez la lapine impubère. Répercussions sur le tractus génital et le comportement sexuel. *Soc. Biol.*, 160, 389-390.
- 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.
- Gallouin F, 1981 :** particularité de la physiologie de la reproduction chez le lapin. Session ADEPRINA,INAPG, paris, France.
- Gosalvez, L.F., Rodriguez, J.M., Diaz, P., 1985.** *Comportamiento sexual de la coneja en post parto*, X Symposium Cunicultura, Barcelona (Spain), pp. 29-43.
- Grau H et Walter P; 1975 :** Précis, d'anatomie et d'histologie microscopique des animaux domestiques. Vigot, paris. 188p.
- Haep W, 1905 :**ovulation and degeneration of the ova in the rabbit.*Proc Royal Soc Lond (Biol)* ;76 : 260-268.

Références bibliographiques

- Hafez ESE, 1987** :reproduction infarn animals, 5th edition. Lea & Fbiger, philadelphia, 1987.
- Hammond, J., Marshall, F.H.A., 1925.** *Reproduction in the rabbit*, In: Boyd, O. (Ed.), Edinburgh, p. 210 pages.
- Harper, M.J., 1961.** *The time of ovulation in the rabbit following the injection of luteinizing hormone.* J Endocrinol 22, 147-152.
- Hennaf R ; Jauve D ; Marionet D, 1988:** Création d'un élevage. 6^{ème} édition. Dossier technique économique de la mise en place d'une production rationnelle.
- Hennaf R ; Surdeau, 1981** :effet de génotype, de l'âge et de la saison sur le comportement de la reproduction chez la lapine. ANN.Gén.Sel.Anim.13(2)131-150
- Hill RT, 1949** :Adrenal cortical physiologie of spleen grafted and dennervated ovaries in the mousse. *Exp :Med.Surg.7* :86-98.
- Hill, R.T., Allen, E., Kramer, T.C., 1935.** *Cinmicrographic studies of rabbit ovulation.* Anat Rec 63, 239-245.
- Hould R, 1974** : Techniques d'histopathologie et de cytopathologie, Maloine Editeur, Paris. Décarie Editeur Montréal.
- Hudson R. and Distel H. 1990.** Sensitivity of female rabbits to changes in photoperiod as measured by pheromone emission. *Journal of Comparative Physiology*, 167, 2, 222-230.
- Hulot F., Mariana J.C., Lebas F., 1982.** L'établissement de la puberté chez la lapine (folliculogénèse et ovulation). Effet du rationnement alimentaire. *Reprod. Nutr. Dev.*, 22, 439-453
- Hyttel, P., Callensen, H., and Greve, T. 1986.** Ultrastructure features of preovulatoryocyte maturation in superovulated cattle. *J. Reprod. Fertil.* 76, 645-656.
- Hyttel, P., Fair, T., Callesen, H., and Greve, T. 1997.** Oocyte growth, capacitation and final maturation in cattle. *Theriogenology* 47, 23-32.
- Jones, E.E., Bain, J.B., Odell, W.D., 1976.** *Postcoital luteinizing hormone release in male and female rabbits as determined by radioimmunoassay.* Fertil Steril 27, 848-852.
- Kennelly, J.J., Foote, R.H., 1965.** *Superovulatory Response of Pre- and Post-Pubertal Rabbits to Available Gonadotrophins.* J Reprod Fertil 9, 177-188.

Références bibliographiques

- Kermabon, A.Y., Belair, L., Theau-Clement, M., Salesse, R., Djiane, J., 1994.** *Effects of anoestrus and bromocryptine treatment on the expression of prolactin and LH receptors in the rabbit ovary during lactation.* J Reprod Fertil 102, 131-138.
- Khalil M.H., 2002a.** The Baladi rabbits (Egypt). In rabbit genetic resources in Mediterranean countries. *Options Méditerranéennes*, série B, CIHEAM, Zaragoza, N° 38, 37-50.
- Knobil E et Neill JD, 1988** :In'' the physiology of reproduction. Reproduction. 2. Mammals''.Ed. Raven press Ltd, New York, USA.
- Kranzfelder D ;Korr H ;Mestwrdt W et Maurer-Schultze B ;1984** :follicule growth in the ovary of the rabbit after ovulation inducing application of human chorionic gonadotropin. *Cell Tissue Res*, 238 :611-620
- Kruip, T. A. M., Cran, D. G., Van beneden, T., and Dieleman, S. J. 1983.** Structural changes in bovine oocytes during final maturation in vivo. *Gamete Research* 8, 29- 47.
- Kustos K., Eiben CS., Szendrő ZS., Theau-Clément M., Gódor S-NÉ, Jováncai ZS. 2000.** Effect on reproductive traits of male presence among rabbit does before artificial insemination (Preliminary results). *7th World rabbit*
- Laird C.W., Fox R.R., Mitchell B.P., Blau E.M., Schultz H.S. 1970.** *Effect of strain and age on some hematological parameters in the rabbit.* American Journal of Physiology. Vol. 218, n06, 1613-1617.
- Lambertsen, C.J., Jr., Greenbaum, D.F., Wright, K.H., Wallach, E.E., 1976.** *In vitro studies of ovulation in the perfused rabbit ovary.* Fertil Steril 27, 178-187.
- Lebas F ; Coudrert P ; De Rochambeau H; Thebault R. G, 1996:** le lapin : élevage et pathologie. Collection FAO : Production et santé animal. Rome.
- Lebas F, 1991** : Alimentation pratique en élevage cunicole, 5^{ème} journée de la recherche canicule, communication N°102, page 274,281.
- Lebas F, 2000** : physiologie générale du lapin. Association Française de cuniculture. P54, 55.
- Lebas F, 2004** : élevage du lapin en zone tropicale. Cuniculture magazine, vol 31.2004 ,3-10p.
- Lebas F, 2009** : cuniculture : biologie du lapin chapitre 7-3-reproduction de la femelle.

Références bibliographiques

- Lefèvre B. and Moret B. 1978.** Influence d'une modification brutale de l'environnement sur l'apparition de l'oestrus chez les lapines nullipares. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, 18 (3), 695-698
- Lefèvre B., Martinet L., Moret B. 1976.** Environnement et comportement d'oestrus. *1er Congrès International Cunicole, Dijon (France)*, Communication n°61.
- Lefèvre, B., Caillol, M., 1978.** *Relationship of oestrous behaviour with follicular growth and sex steroid concentration in the follicular fluid in the domestic rabbit.* Ann Biol anim Biochim Biophys 18, 695-698.
- Lefèvre, B., Caillol, M., 1978.** *Relationship of oestrous behaviour with follicular growth and sex steroid concentration in the follicular fluid in the domestic rabbit.* Ann Biol anim Biochim Biophys 18, 695-698.
- LePere RH ;Benoit PE ;Hardy RC et Gldzieher JW ,1966** :the origin and function of the ovarian nerves supply in the baboon. *Ferst. Steril*; 17 :68-75.
- Lesbouyries G, 1949** : Reproduction des mammifères domestiques. Sexualité, la prolificité et ses composantes biologiques.
- Liu, H., Kim, J. M., and Aoki, F. 2004.** Regulation of histone H3 lysine 9 methylation in oocytes and early pre-implantation embryos. *Development* **131**, 2269-80.
- Luzi F. and Crimella C. 1998.** Effect of change of cage 2 days before artificial insemination on reproductive performance of rabbit does. *World Rabbit Science*, Vol.6(1), 195-198.
- Mac Donald, P., Vidal, N., Beyer, C., 1970.** *Sexual behaviour in the ovariectomized rabbit after treatment with different amounts of gonadal hormones.* Horm Behav 1, 161-172.
- MAERTENS L. 1998.** Effect of flushing, mother-litter separation and PMSG on the fertility of lactating does and the performance of their litter. *World Rabbit Science*, Vol.6(1), 185-190.
- Maillet M et Coll ; 1974** :Histophysiologie de l'appareil génital féminin. Vol. Gauther. Villars. 253p.
- Maillet M, 1980** : Histologie des organes, 1980.Dans la collection *ACADEMIC PRESS*.
- Mariana, J.C., Hulot, F., Poujardieu, B., 1986.** *Croissance comparée des follicules ovariens dans deux souches de lapin*, 4èmes Journées de la Recherche Cunicole, Paris (France), pp. Communication n°20, 12p.

Références bibliographiques

- Mariana, J.C., Solari, A., 1993.** *Proliferation of follicular cells and the effect of FSH on the onset of follicular growth in the ovary of 30-day old rabbits studied by continuous labelling with 3H-thymidine.* *Reprod Nutr Dev* 33, 63-67.
- Markee J.E., Everett J.W., Sawyer C.H. (1982).** *Recent Progr. Hormone Res.* 7, 139.
- Markee J.E., Sawyer C.H., Hollinshead W.H. 1948.** *Adrenergic control of the release of luteinising hormone ,From the hypophysis of the rabbit.* *Recent*
- Mauleon, P., 1967.** [*Kinetics of ovogenesis in mammals*]. *Arch Anat Microsc Morphol Exp* 56, 125- 150.
- Meunier, M., Hulot, F., Poirier, J.C., Torres, S., 1983.** *A comparison of ovulatory gonadotropic surge in two rabbit strains: no evidence for a relationship between LH or FSH surge and factors of prolificacy.* *Reprod Nutr Dev* 23, 709-715.
- Meyers K ; Poole WE, 1962 :** Oestrus behaviour cycles in the rabbit. *Nature(Lond.)*, 195 : 358-359.
- Mirabito L., Galliot P., Souchet C. 1994b.** Effet de l'utilisation de la PMSG et de la modification de la photopériode sur les performances de reproduction de la lapine. *6èmes Journées de la Recherche Cunicole, La Rochelle, Vol I*, 169-178.
- Monniaux D., Caraty A., Clément F., Dalbiès-Tran R., Dupont J., Fabre S., Gérard N., Mermillod P., Monget P., Uzbekovas., 2009.** Développement folliculaire ovarien et ovulation chez les mammifères. *Inra*
- Moulla F., Yakhlef H., 2007.** Evaluation des performances de reproduction d'une population locale de lapins en Algérie. *12èmes Journées de la Recherche Cunicole, 27-28 novembre 2007, Le Mans, France*, 45-48.
- Moulla F.2006.** Evaluation des performances zootechniques de l'élevage cunicole de la ferme expérimentale de l'Institut Technique Des Elevages (BABA ALI) . Thèse en vue de l'obtention de Magister en Sciences Agronomiques Option :Sciences Animales (INA EL HARRACH(ALGER)), pp .63.
- Myers, K., Poole, W.E., 1962.** *Oestrous behaviour cycles in the rabbit.* *Nature (Lond.)* 195, 358-359.
- Neilson D ;Jonos JS ;Woodruff JD ;Golbrerg B ; 1970 :** the innervation of the ovary.*Obstet.Gynecel. Sur.*25 :889-904.

- Nicosia, S.V., Evangelista, I., Batta, S.K., 1975.** *Rabbit ovarian follicles. I. Isolation technique and characterization at different stages of development.* Biol Reprod 13, 423-447.
- Odeblad E, 1954 :** Acta. Endocrinol. 15 :313-316 .
- Okamura H ; Takenaka A ; Yajima Y et Nishimura T, 1980:** ovulatory changes in the wall at the apex of the human graffian follicule. G.Reprod. Fertil ; 58: 153-155.
- Osteen, K.G., Mills, T.M., 1979.** *Serum LH and FSH levels in the pregnant rabbit.* Proc Soc Exp Biol Med 162, 454-457.
- Poirrier J et Coll ; 1972 :** Feuillet d'histologie humaine. Fasc. 6 et 8. Maloiane.
- Questel, 1984 :** contribution à l'étude de la fertilité chez le lapin domestique. Mémoire de fin étude. INA. Paris. Carignon, France. *rabbit ovary.* amer. J. Physiol. 205, 1067-1072.
- Rafay J, 1992 :** Influence of photoperiodic intervals on biochemical and reproduction traits in broiler rabbit population. 5^{ème} congrès mondiale de la cuniculture. Oregon 1992, Vol 1.p495-498.
- Ramirez, V.D., Beyer, C., 1998.** *The ovarian cycle of the rabbit: its neuroendocrine control,* In: Editors, E.K.a.J.D.N. (Ed.), *The physiology of reproduction,* Raven Press, New York, pp. 3-106.
- Ratto, M.H., Huanca, W., Singh, J., Adams, G.P., 2005.** *Local versus systemic effect of ovulation inducing factor in the seminal plasma of alpacas.* Reprod Biol Endocrinol 3, 29 [abstract].
- Rebollar P.G., Alvariño, J.M.R., Del arco, J.A., Bueno A. 1995.** Control de celo en conejas nulíparas: manejo y tratamiento con PMSG. *Inf. Tech. Eco. Agr.,* Vol. Extra 16 Tomo I, 455-457.
- Rebollar, P.G., Ubilla, E., Alvarino, J.M.R., Illera, J.C., Silvan, G., 1992.** *Effect of degree of sexual receptivity on post-partum plasma oestradiol and ovulatory response in rabbits.* Revista Espanola de Fisiologia 48, 13-18.
- Remas K. 2001.** Caracteristiques zootechniques et hormones sexuelles chez les populations locales du lapin domestique *Oryctolagus Cuniculus.* Thèse de Magister en Sciences Veterinaires .ENV d'EL HARRACH. ALGER.
- Reynolds, S. R.M. 1973:** Blood and Lymph. vascular systems of the ovary. In : Hand Boock of physiologie, Vol. II, Section 7, pp.261-316 , American physiological Society, Washington, D.C.

Références bibliographiques

- Roca T., Alae M., 1986.** Mejora de la fertilidad en la cubricion asistida : natural y forzada, usando hormona sintetica GnRH. *BOL. CINI.*, 47, 31-33.
- Rodriguez de Lara, R., Fallas, L.M., 1999.** *Environmental factors and physiological factors influencing kindling rates and litter size at birth in artificially inseminated doe rabbits.* World Rabbit Science 7, 191-196.
- Rodriguez De Lara, R., Fallas, L.M., Rangel, S.R. 2000.** Influence of body live weight and relocation on kindling rate and prolificacy in artificially inseminated nulliparous doe rabbits. *7th World Rabbit Congress, 4-7 July, 2000, scanning electron microscope study. Reprod Nutr Dev* 26, 989-98.
- Rodriguez, J.M., Gosalvez, L.F., Diaz, P., Gomez, S., 1987.** *Evolucion de la poblacion de foliculos antrales de la coneja en torno al parto.* Inv Agrar: Prod Sanid Anim 2, 65-76.
- Salvetti P., Theau-Clément M., Beckers J.F., Hurtaud F., Guerin P., Neto V., Falieres J., Joly T., 2007.** Effect of the luteinizing hormone en embryo production in super ovulated rabbit does. *Theriogenology*, 67: 1185-1193.
- Secchi J, 1975:** CR Sos. Biol; 167:1331-1334.
- Smelser G K et Coll ;1934:** the effect of light on ovarian activity in the rabbit. *J. Exp. Bion.* 11:352-363.
- Spies, H.G., Pau, K.Y., Yang, S.P., 1997.** *Coital and estrogen signals: a contrast in the preovulatory neuroendocrine networks of rabbits and rhesus monkeys.* Biol Reprod 56, 310-319.
- Stoufflet, I., Caillol, M., 1988.** *Relation between circulating sex steroid concentrations and sexual behaviour during pregnancy and post partum in the domestic rabbit.* J Reprod Fertil 82, 209-218.
- Stradaoli, G., Monaci, M., Verini Supplizi, A., Canali,C., Vacca, C., Boiti, C. 1993.** Recovery rate and embryo quality in New Zealand White (NZW) rabbits treated with PMSG and PGF2 α . *Association Européenne de Transfert*
- Szendró ZS., Matics ZS., Gerencsér ZS., Gyovai M., Biró- Németh E., Radnai I. 2005a.** Effect of lighting and biostimulation on performance of rabbit does. 2. Effect of nursing method. *17th Hungarian Conference on Rabbit Valencia, Espagne.* Vol A, 251-257.
- Theau-Clement M. Castellini C., Maertens L., Boiti C. 1998.** Biostimulations applied to rabbit reproduction : theory and practice. *World Rabbit Science*, 6(1), 179- 184.

Références bibliographiques

Theau-Clement M., Poujardieu B., Bellereaud J. 1990b. Influence des traitements lumineux, modes de reproduction et états physiologiques sur la productivité de lapines multipares. *5èmes Journées de la Recherche Cunicole*, 12-13 Décembre, 1990, Paris, France, Tome I: Comm. 7.

Theau-clément M., Roustan A., 1992. Etudes des relations entre réceptivité et lactation chez reproduction. Influence sur les performances de reproduction. *I.T.A.V.I sélection, reproduction et technique d'élevage du lapin de chair*

Theau-clément M; Poujardieu B et Bellereaud J, 1990 : Influence des traitements lumineux, mode de reproduction et état physiologique sur la productivité de la lapine multipares. 5^{ème} journée de la recherche cunicole en France 12-13 Décembre. Paris, tome 1, communication N°6.

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 portées des lapines. 5^{ème} journée de la recherche cunicole. La Rochelle 6-7 Décembre. Vol 1, 187.

Theau-Clement, M., 1996. *Antagonismo tra lattazione e riproduzione sulla produttività di coniglie inseminate artificialmente*, Atti della giornata scientifica sulla riproduzione del coniglio: dalla ricerca alla applicazione pratica, Fondazione iniziative zooprofilattiche e zootecniche, Brescia (Italie).

Theau-Clement, 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.

Thibault C. Levasseur M –C et Beaument A, 1998 : la reproduction des vertèbres Masson. Paris 307p.

Ubilla, E. et Rodriguez, J.M. 1988. Influence of systematic induction of parturition in the rabbit during its reproductive life, with a synthetic analogue of PGF2 alpha (Etiproston). *4th World Rabbit Congress, 10-14 October, Budapest, Hungary*, Vol 2, 494-503.

Uzcategui ME ; Johnston NP, 1992: the effect of 10,12 and 14 hours continuous and intermittent photoperiods and the reproductive performance of female rabbit. 5TH World rabbit congress. Ergon 1992. Vol 1.P 553-559.

Références bibliographiques

Walton A,Hammond J. 1928 :observation on ovulation in thre rabbit. Brit J Exp Biol ; 6: 190-204.

Wassarman PM, Mortillo S1991 : Structure of the mouse egg extacellular coat, the zona pellucida. *Int Rev Cytel* 130,85-110.

Yaschine, T., Mena, F., Beyer, C., 1967. *Gonadal hormones and mounting behavior in the female rabbit.* Am J Physiol 213, 867-872.

Zerrouki N, Bolet G, Berchiche M, Lebas F. 2004. Breeding performance of a local kabylian rabbit in Algeria.In : Proc.8th World Rabbit Congress .Becerill , C.M and Pro,A (eds).Puebla (Mexico)September 7th-10th .Pp.371-377.

Zerrouki N., Kadi S.A., Berchiche M., Bolet G. 2005. Evaluation de la productivité des lapines d'une population locale algérienne, en station expérimentale et dans des élevages. In: *Proc. 11èmes J. Rech. Cunicole, 2005 November, Paris, France, ITAVI, 11-14.*

Zerrouki N., Kadi S.A., Lebas G., Bolet G., 2007a. Characterization of a Kabyle population of rabbits in Algeria: Birth to winning, Growth performance. *World Rabbit Science*, 2007, 15:111-114.



Annexe 1: photo du clapier de la station expérimentale.



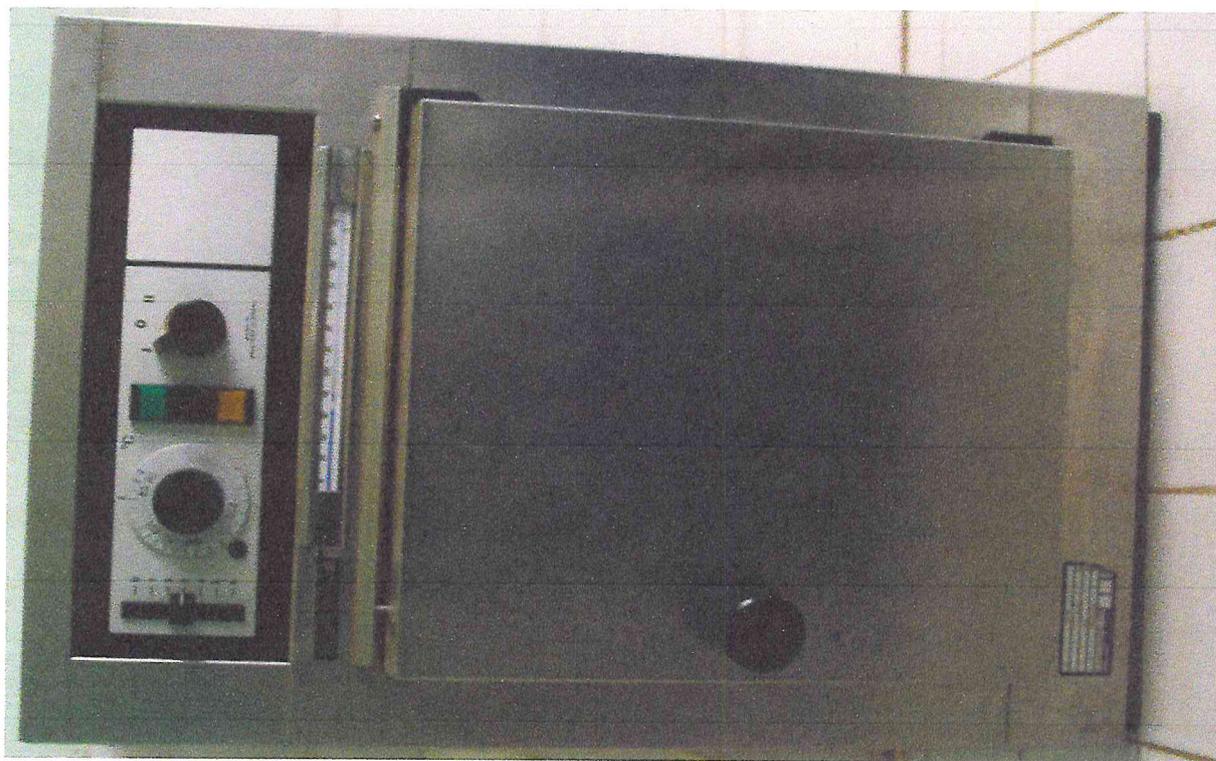
Annexe 2 : photo démontré la technique de la saillie assistée



Annexe 3 : photo microtome.



Annexe 4 : photo de l'appareil a circulation automatique



Annexe 5 : photo de la micro-onde.



Annexe 6 : photo de l'observation microscopique des lames histologique.