

République Algérienne Dém
Ministère de l'Enseignement Supérieur



113THV-1

Université Saad DAHLEB de Blida

Faculté des sciences agro vétérinaires et biologiques

Département des sciences vétérinaires

Mémoire

De fin d'études :

En vue de l'obtention du diplôme de docteur vétérinaire

THEME :

Etude de l'ovulation chez la lapine réceptive

Présenté par: Bahmed Hocine

Membres de jury :

Mr BERBER A : Maître de conférences (USDB)

Mr YAHIMI A : Maître assistant (USDB)

Mme OUMOUNA K : Maître assistant (USDB)

Mme BOUMAHDHI Z : chargée de cours (USDB)

Mr KAIDI R : Professeur (USDB)

Président du jury

Examineur.

Examinatrice.

Promotrice.

Co-promoteur

Promotion : 2006/2007

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

Faculté des sciences agro vétérinaires et biologiques
Département des sciences vétérinaires

Mémoire

De fin d'études :

En vue de l'obtention du diplôme de docteur vétérinaire

THEME :

Etude de l'ovulation chez la lapine réceptive

Présenté par: Bahmed Hocine

Membres de jury :

Mr BERBER A : Maître de conférences (USDB)

Mr YAHIMI A : Maître assistant (USDB)

Mme OUMOUNA K : Maître assistant (USDB)

Mme BOUMAHDHI Z : chargée de cours (USDB)

Mr KAIDI R : Professeur (USDB)

Président du jury

Examineur.

Examinatrice.

Promotrice.

Co-promoteur

Promotion : 2006/2007

SOMMAIRE

Remerciements.....	I
Dédicaces.....	III
Résumé.....	IV
Listes des figures.....	V
Listes des photos.....	VI
Liste des tableaux.....	VIII
Listes des abréviations.....	IX
Introduction générale.....	X

**Chapitre I
Généralités**

I-1-Systématique du lapin.....	01
I-2-Origine et domestication.....	01
I-3-La qualité de la viande de lapin.....	02
I-4-Composition et valeur énergétique de la viande de lapin.....	02
I-5-Caractéristiques du lapin.....	03
I-6-La viande de lapin en Algérie.....	04
I-7-La production de lapin dans le monde.....	05
I-8-Acceptabilité de la viande.....	05

**Chapitre II :
Généralités sur la reproduction chez la lapine**

II-1- Anatomie de l'appareil reproducteur de la femelle.....	06
II-1-1- Les ovaires.....	06
II-1-2- Les oviductes (trompes utérines).....	06
II-1-2-1- Le pavillon.....	07

II-1-2-2- L'ampoule.....	07
II-1-2-3- L'isthme.....	07
II -1-3- L'utérus.....	07
II-1- 4- Vagin.....	07
II-1 -5- les parties externes.....	08
II-1-5-1- vestibule.....	08
II-1-5-2- Clitoris.....	08
II-2- Histologie de l'appareil reproducteur de la lapine	10
II-2-1- Histologie des ovaires.....	10
II-2-1-1-Zone corticale (parenchymateuse).....	10
II-2-1-2-Zone médullaire (vasculaire).....	11
II-2-2- L'oviducte.....	12
II-2-2-1- La muqueuse (épithélium plus paroi).....	12
II-2-2-2- La musculuse.....	12
II-2-2-3- La séreuse.....	12
II-2-3- L'utérus.....	12
II-2-3-1- Les cornes utérines.....	13
II-2-3-1-1- La séreuse des cornes (périmétrium)	13
II-2-3-1-2- La musculuse (myomètre).....	13
II-2-3-1-3- La muqueuse (l'endomètre)	14
II-2-4- Le col utérin.....	15
II-2-4-1- La séreuse (périmétrium).....	16
II-2-4-2- La musculuse (myomètre).....	16
II-2-4-3- La muqueuse cervicale.....	16
II-2-5- Le vagin.....	16
II-2-5-1- Séreuse et adventice.....	17
II-2-5-2Musculuse.....	17
II-2-5-3- Muqueuse.....	17
X II-2-6- La vulve.....	17

Chapitre III

Facteurs de variation des performances de la reproduction

III-1- Facteurs de variation liés au milieu.....	18
--	----

III-1-1- La saison.....	18
III-1-2- La température.....	18
III-1-3- La photopériode (éclairage).....	19
III-1-4- L'hygrométrie	20
III-1-5- Variations liées à l'alimentation.....	22
III-2- Facteurs liés à la conduite des femelles.....	22
III-2-1- La réceptivité des femelles.....	22
III-2-2- Le stade physiologique	22
III-2-3- L'intervalle mise bas saillie (Rythme de reproduction).....	23
X III-2-3-1- Rythme intensif.....	23
X III-2-3-2- Rythme semi intensif.....	24
X III-2-4- L'âge à la première saillie.....	24
X III-2-5- La parité.....	24
III-2-6- La nature de l'accouplement.....	25
III-3- Facteurs liés à l'individu.....	25
III-3-1- La génération de naissance.....	25
III-3-2- La saison de naissance.....	26

Chapitre IV

Paramètres et performances de reproduction chez la lapine

IV-1- Signification biologique du cycle sexuel.....	27
IV-2- Caractéristiques du cycle œstral et la réceptivité chez la lapine.....	27
IV-3- Caractéristiques de la productivité.....	28
IV-3-1- La réceptivité.....	28
IV-3-2- La fertilité.....	29
IV-3-3- La prolificité.....	29
IV-3-4- La fécondité.....	29
IV-3-5- La gestation.....	29
IV-3-6- La parturition.....	30
IV-3-7- Le sevrage.....	30
IV-3-8- La saillie.....	31
⊖ IV-3-9- La pseudo gestation.....	31
⊖ IV-3-10- La puberté.....	31
IV-3-11- La réforme	32

Chapitre V

Développement des follicules et ovulation

V-1- L'ovogenèse.....	33
V-2- Folliculogenèse.....	34
V-2-1- Follicules primordiaux.....	35
V-2-2- Follicules primaires.....	35
V-2-3- Follicules secondaires.....	36
V-2-4- Follicules tertiaires (antraux).....	37
V-2-5- Follicules de De Graaf	38
V-3- L'ovulation.....	40
V-3-1- Définition.....	40
V-3-2- Changement histologiques et ultra structuraux préparent l'ovulation et faisant suite à la décharge ovulante.....	40
V-3-2-1- Changement au niveau de la granulosa.....	40
V-3-2-2- Changement au niveau des thèques.....	41
V-3-2-3- Changement au niveau de l'apex.....	42
V-3-3- La ponte ovulaire.....	43
V-3-4- Le corps jaune.....	43
V-3-5- Rôle de l'utérus dans la régression du corps jaune.....	44
V-3-6- Régulation hormonale de l'ovulation.....	44
V-3-6-1- La voie afférente (voie nerveuse).....	44
V-3-6-2- La voie efférente (hormonale).....	44
V-3-7- Rôle de l'innervation ovarienne.....	46
V-4-Interprétation des mécanismes conduisant à la rupture folliculaire.....	46

Partie expérimentale

1- Objectif de travail.....	48
2- Matériel et méthodes.....	48
2-1-Matériel.....	48
2-1-1-Les animaux.....	48
2-1-2-Conduite d'élevage.....	49
2-1-3-Instruments :.....	49
2-2-Méthode.....	50
2-2-1-Procédure de prélèvement d'organes.....	50

2-2-2-Etudes histologiques :.....	50
2-2-3-Mécanismes de la fixation.....	51
2-2-3-1-Les fixateurs.....	52
2-2-3-2-La technique de fixation.....	53
2-2-4-La macrotomie.....	53
2-2-5-La circulation :.....	52
2-2-6-L'enrobage (L'inclusion).....	53
2-2-7-La microtomie.....	54
2-2-8-Etalement et collage des coupes.....	54
2-2-9-La coloration.....	54
2-2-9-1-Les étapes préparatoires à la coloration.....	54
2-2-9-2-La coloration proprement dite.....	55
2-2-9-3-Les étapes préparatoires au montage.....	56
3-Résultats et discussions.....	57
3-1-Les ovaires.....	57
3-2-Les cornes utérines.....	59
Conclusion.....	72
Recommandations et perspectives	73
Références bibliographiques	

Remerciements

Au terme de ce modeste travail nous tenons à remercier en premier lieu, Dieu le tout puissant pour m'avoir donné la patience afin d'accomplir mon devoir.

Un tel projet ne se réalise pas sans l'intervention de nombreuses personnes. J'aimerais donc ici leur témoigner ma gratitude :

Au Professeur Kaïdi R. professeur à l'USDB mon co-promoteur, pour ses conseils et d'avoir accepté de suivre la réalisation de ce travail. Profonde gratitude et merci de votre soutien.

A ma promotrice Madame Boumahdi. Z, maître assistante chargée de cours à l'USDB pour m'avoir suivie de près, pour ses encouragements et pour la patience dont elle a su faire preuve ... Sincères remerciement.

A Monsieur Berbère. A, Chef de département Sciences Vétérinaire de l'USDB qui m'a fait l'honneur de participer au jury de thèse et de le présider. Sincères remerciements.

A madame Oumouna, K. pour avoir bien accepté d'examiner mon travail et participer au jury. Sincères remerciements.

A Monsieur Yahimi, A. pour avoir bien accepté d'examiner mon travail et participer au jury. Sincères remerciements.

Au Docteur Khemsi Djamel responsable de laboratoire d'Anatomie et de Cytologie Pathologiques pour m'avoir ouvert les portes de son laboratoire. mes plus vifs et sincères remerciements.

A M^{lle} Saïdj. D, chargée de TP à l'USDB pour son aide si précieuse et sa bonne humeur, pour m'avoir grandement aidé. Un grand merci pour ton soutien et ta légèreté.

A tout le personnel de Cabinet d'Anatomie et de Cytologie Pathologiques.

A Docteur Bahmed S ainsi qu'au Dr Djouahra A qui mon accueillit à bras ouverts dans leur cabinet, qui m'ont toujours encouragée. Merci pour votre soutien et votre accueil.

Enfin, comme je m'en voudrais d'oublier quelqu'un, merci à tous ceux et celles qui ont contribué de près ou de loin à ma formation!

Résumé

Au total 57 lapines nullipares locales Algériennes ont été présentées pour la première fois au mâle à l'âge de 3 - 4 mois, (à poids vif minimum de 1kg 300g). 31 lapines ont accepté l'accouplement, puis sacrifiées à des intervalles de temps allant de 0h à 12h post coitum. Leurs ovaires et utéri sont prélevés afin de réaliser les coupes histologiques.

Les observations microscopiques montrent la présence des follicules ovariens à divers stades évolutifs : les follicules pré-antraux sont les plus volumineux dès 7h post coitum, les follicules matures sont très proches de l'épithélium ovarien dès 8h, la paroi épithélio-ovarienne et folliculaire est très amincie et la rupture folliculaire et l'expulsion de l'ovocyte (ovulation) est observée dès 9h post coitum. Le début de la formation de corps jaune à partir du follicule déhiscent apparaît à 10h et la totalité du corps jaune apparaît à 12h post coitum. L'endomètre de l'utérus est riche en glandes utérines, vascularisé, œdémateux, les cellules de l'épithélium utérin sont cylindriques ou cubiques ciliées

Mots-clés: Lapin, race locale, nullipare, ovulation, saillie naturelle, appareil génitale, Follicule. Utérus

Abstract

On the whole 57 nulliparous lapines local Algerian were presented for the first time at the male at the age of 3 - 4 months, (with minimum live weight of 1kg 300g). 31 lapines accepted the coupling, then sacrificed to intervals of going time of 0h at 12h post coitum. Their ovaries and utéri are taken in order to build the histological cuts.

The microscopic observations show the presence of the follicules ovariens at various evolutionary stages: the pre-antraux follicules are the bulkiest dice 7h post coitum, the mature follicules are very close to the epithelium ovarien as of 8h, the wall épithélio-ovarienne and follicular and very thinned and the follicular rupture and the expulsion of the ovocyte (ovulation) are observed as of 9h post coitum. The beginning of the yellow formation of body starting from the follicule déhiscent appears with 10h and the totality of the yellow body appears with 12h post coitum. L `endometer of the uterus is rich in uterine glands, vascularized, œdémateux, the cells of the uterine epithelium cylindrical or cubic are ciliées

Key words: Rabbit, race local, nulliparous, ovulation, natural projection, apparatus genital, Follicules. Uterus

ملخص

57أرنب (أنثى) لم يسبق لها الولادة و من سلالة محلية، عرضت لأول مرة لذكر يتراوح عمره بين 3 إلى 4 أشهر، (الوزن الحي الأدنى 1كغ و300غ). 31 أرنب (أنثى) قبلوا الاقتران ثم ضحوا في مجالات زمنية متراوحة من (0سا إلى 12سا) بعد الاقتران، مبايضها وأرحامها عزلت لغرض انجاز مقاطع نسيجية

الملاحظات المجهرية بينت وجود جريبات مبيضية في مراحل تطورية مختلفة: الجريبات القبل كيسية هم الأكثر حجما ابتداء من 7سا بعد الاقتران الجريبات البالغة قريبة جدا من الغشاء المبيضي ابتداء من 8 ساعات. المبيض الجريبي رقيق جدا والتمزق الجريبي وطرده البويضة (التبويض) ابتداء من 9ساعات بعد التقارن. بداية تشكل الجسم الاصفر جراء التبويض الجريبي يظهر خلال الساعة العاشرة بعد التقارن والجسم الاصفر يظهر كليا عند الساعة الثانية عشر بعد التقارن. النسيج الداخلي للرحم غني بالغدد الرحمية، غني بالشرابين ومنتفخ. خلايا الرحم ذات الشكل الاسطواني او المكعب ذات الاهداب.

مفتاح: أرنب، سلالة محلية، لم تلد، تبويض، اقتران طبيعي، الجهاز التناسلي، جريب، رحم

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

- *A la mémoire de mon père et mon grand père. reposez vous en paix.*
- *Ma très chère mère et mes grandes mères.*
- *Mes très chers frères : Amar ainsi qu'à sa chère épouse Hamama, Mouh, Rachid, Acène.*
- *Mes très chères sœurs : Ouardia, Messaouda, Houria.*
- *Mes très chères nièces : Lila, Hayat, Dibia et leur père Arezki.*
- *Aux autres membres de ma famille qui m'ont toujours encouragé.*

Auxquels je n'ai jamais trop su comment dire merci, voici le résultat de tout l'amour et les encouragements que vous m'avez apportés au cours de toutes ces années. Je n'aurais jamais réussi sans votre soutien. Merci pour vos grands sacrifices pour me voir arriver à ce stade parce que sans vous cela n'aurait pas été pareil. Merci d'avoir toujours cru en moi.

- *Tous mes amis (es) : Toufik, Abderrahmane, Mouh, Samir, Hakim, Nadir, Amina (1 et 2), Saâda, Youyou, Amar, Rabia, Saïd, Djamel, Sofiane, Noredidine, Rachid, Rabah... et tout les autres. Merci pour tous ces bons moments partagés.*
- Amitié sincère.*
- *A toute la famille BAHMED.*
- *A tous mes amis de la promotion vétérinaire 2006 :2007. Tous mes vœux de réussite.*

A Tous les militants et martyrs des causes justes.

Figure n°01 : Anatomie de l'appareil reproducteur de la lapine (Lebas, 2000).....9

Figure n°02 : Structure de l'utérus : coupe transversale et colorée d'utérus de la lapine.
(Fages et Gueuné, 1998).....14

Figure n°03 : Coupe transversale colorée d'utérus de la lapine (× 40)
Période oestroprogestative (Fages et Gueuné, 1998).....15

Figure n°04 : Estimation de la vitesse d'air à l'aide d'une flamme de bougie
(Lebas et al, 1996).....21

Figure n° 05 : Les différentes phases de la saillie chez le lapin (Lebas, 2005).....28

Figure n° 06 : Principales étapes du développement d'un follicule ovarien. (Danielle
Monniaux et al, 1999).....34

Figure n 07 : Schéma du développement du follicule primordial en follicule primaire
(Driancourt et al, 1991).....36

Figure 08 : Schéma du développement du follicule primaire en follicule secondaire
(Driancourt et al, 1991).....37

Figure n° 09 : Représentation schématique d'un follicule ovarien au stade antral
(Driancourt et al, 1991).....38

Figure n°10 : Représentation schématique follicule de De graaf (Driancourt et al, 1991).39

Figure n°11 : - section d'un follicule de lapin chez lequel l'ovulation a été accomplie.
- section d'un follicule ovulatoire de lapin ½ h après ovulation.
(Hafez, 1987).....42

Photo 01 : Vue des ovaires, utérus et une partie du vagin, durant une opération de stérilisation (Esther Van Praag, 2005).....	08
Photo 02 : (A, B, C, D) Lapines nullipares locales.....	48
Photo 03 : (E, F, G, H) : sacrifice et prélèvement de l'appareil génital.....	50
Photo 04 : Appareil à circulation automatique (laboratoire du Dr KHEMSI).....	52
Photo 05 : Bac à paraffine (Leika EG 1160) (laboratoire du Dr KHEMSI).....	53
Photo 06 : microtome (Leika RM 2125)(Laboratoire du Dr KHEMSI).....	54
Photo 07 : bain thermostaté (Leika HI 1210) (laboratoire du Dr KHEMSI).....	54
Photo 08 : Appareil à coloration (Leika ST 4040) (Laboratoire du Dr KHEMSI).....	55
Photo 09 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée entre 0h à 05h (ovocyte). G x 50.....	60
Photo 10 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 01h (follicule tertiaire). G x 12,5.....	60
Photo 11 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 03h (follicules pré-antraux). G x 6,3.....	60
Photo 12 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 05h (follicule pré-antral). G x 6,3.....	61
Photo 13 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h (follicule mature). G x 6,3 (La coupe a fait disparaître l'ovocyte et le cumulus).....	62
Photo 14 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h (follicule mature, l'ovocyte se détachant de cumulus oophorus). G x 6,3.....	62
Photo 15 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h (ovocyte excentrique). G x 6,3.....	63
Photo 16 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée entre 9h et 10h (follicule rompu). G x 6,3.....	63
Photo 17 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée entre 9h et 10h (Grossissement de la photo 15, base d'un follicule rompu). G x 12,5.....	64

- Photo 18 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée entre 9h et 10h (follicule rompu, Grossissement de la photo 16). G x 25.....64
- Photo 19 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée entre 9h et 10h (follicule rompu, Grossissement de la photo 17, région thèque interne et granulosa). G x 25 (capillaires de la thèque interne traversent la lame basale de Slavjenski).....65
- Photo 20 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 11h (follicule déhiscent). G x 6,3.....65
- Photo 21 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 11h (follicule déhiscent). G x 25.....66
- Photo 22 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 11h (début de formation de corps jaune). G x 12,5..... 66
- Photo 23 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 11h (apex d'un follicule rompu au niveau du stigma) G x 25.....67
- Photo 24 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 12h (corps jaune) G x 6,3.....67
- Photo 25 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 12h (corps jaune) G x 6,3.....68
- Photo 26 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 12h (corps jaune) G x 6,3.....68
- Photo 27 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 12h (corps jaune) G x 6,3.....69
- Photo 28 : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 5h G x 6,3.....69
- Photo 29 : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 10h G x 12,5...70
- Photo 30 : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 12h (glande tortueuse) G x 12,5.....70
- Photo 31 : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 12h G x 25....71
- Photo 32 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 9h (paroi amincie de l'ovaire) G x 6,3.....71

Tableau n°01: Amplitude de variation de la composition chimique (g) et valeur énergétique (kj) de la viande pour différentes viandes (Pour 100g de traction comestible) (Salvini et al 1998).....	3
Tableau n°02: Répartition de l'effectif du cheptel cunicole en Algérie à travers les Différentes wilayas pour l'année 2002 (Anonyme 2002).....	4
Tableau n°03 : Recommandations d'ambiance en production cunicole (Morisse, 1995)...	20
Tableau n°04 : Synthèse bibliographique des recommandations d'ambiance (Orset, 2003).....	21
Tableau n°05: Effet du niveau alimentaire sur la fertilité de lapine au repos (Hafez et Coll. ,1967).....	22
Tableau n°06: Effet de stade physiologique sur le taux de fertilité (Questel, 1984).....	23
Tableau n°07 : Effet de l'âge à la première saillie sur le taux de fertilité (Questel, 1984)...	24
Tableau n°08 : Réceptivité sexuelle et modifications anatomiques chez la lapine : taux d'acceptation de la saillie (Quinton et Egron, 2001).....	25
Tableau n°09 : Taux d'ovulation en fonction de la couleur de la vulve (Pla et Coll, ,1984).....	31

Liste des abreviations

- GnRH:** Gonadotropin Releasing Hormone
PMSG: Pregnant Mare Serum Gonadotropin
hCG: Human Chorionic Gonadotropin
FSH: Follicle Stimulating Hormone (follitropine)
LH: Luteinizing Hormone (lutropine).
PGF₂α : Prostaglandines F₂α
PGE₂ : Prostaglandines E₂
COCs : complexe ovocyte cumulus
PAF: platelet activating factor
ppm: partie par million
AMPc: Adenosine Monophosphate cyclique
FAO: Food and Agricultural Organization

Introduction

Dans l'esprit du consommateur, les aliments ne doivent plus uniquement couvrir les besoins nutritionnels, mais ils ont depuis peu acquis une valeur santé : « Manger mieux, pour vivre mieux ». Quelle est dans ce contexte l'importance de la viande de lapin ? Sa consommation peut-elle contribuer à améliorer les équilibres alimentaires ? Peut-elle être un remède aux maladies cardio-vasculaires causées par la consommation de la viande rouge riche en cholestérol et en triglycérides ? (Combes, 2004).

Oui ! La viande de lapin possède de bonnes valeurs nutritives et diététiques, car elle est riche en protéines et pauvre en lipides, présente un taux élevé d'acides gras poly- insaturés et un rapport entre acides gras oméga 6 sur oméga 3 proche des recommandations actuelles (Larzul et Gondret, 2005).

Dans ce contexte la cuniculture est de plus en plus vulgarisée, et c'est ainsi que l'homme a pensé à l'élevage du lapin comme une activité importante du point de vue économique et comme une source alimentaire de bonne qualité, ce qui lui a permis de dépasser plusieurs problèmes de santé pour le consommateur et de passer de l'élevage traditionnel à l'élevage intensif ; où les conditions d'élevage sont améliorées et l'alimentation est bien étudiée.

Ce changement a induit le besoin d'une meilleure maîtrise de la reproduction afin d'obtenir une rentabilité optimale.

En milieu rural Algérien, l'élevage du lapin revêt toujours un caractère fermier. De ce fait peu de connaissances existent sur cet élevage qui est resté tout de même entravé par la non maîtrise de la reproduction et de la méconnaissance des caractéristiques de cette espèce. La connaissance de tous les paramètres caractérisant notre race locale lancera peut être cet élevage.

Pour le caractériser, plusieurs travaux dirigés par Berchiche et ces Collaborateurs ont été initiés au sein de l'unité de recherche de l'université de Tizi-Ouzou, dans le but de contribuer à la connaissance des performances de reproduction des lapines de population locale.

Des études sur les variations structurales de l'ovaire et de l'utérus au repos et au moment de la gestation chez la lapine population locale ont été en plus réalisées sur des lames histologiques. (Taharbilet et Sahali., 2003).

La lapine est considérée comme une femelle en œstrus plus ou moins permanent (Lebas, 2004), et le cycle complet est conditionné par la présence du mâle et le rapprochement sexuel. Chez cette espèce en effet, en l'absence de coït, le cycle reste bloqué à la phase folliculaire et l'ovulation ne se produit qu'à 10 à 18h après le coït (Kayser, 1963), 10 à 11 heures selon Lebas (2006), et elle se fait sur toute la surface de la zone corticale ovarienne (Theau-Clement, 2003). On parle alors d'ovulation provoquée,

En ce sens, notre travail est orienté dans le but de mettre en évidence les différentes modifications histologiques au niveau des ovaires et des utéri chez les lapines réceptives au moment de l'ovulation, et cela à intervalle de temps allant de 0h à 12h après accouplement, et de confirmer et de préciser l'heure exacte de l'ovulation.

Pour atteindre notre objectif, l'étude a été portée sur lot de 57 lapines nullipares élevées dans des conditions rationnelles et parmi lesquelles 31 ont été réceptives.

Ainsi, pour mieux approcher cette étude, nous avons réalisé :

- Une revue bibliographique concernant des généralités sur la reproduction de la lapine, facteurs de variation des performances de la reproduction, paramètres et performances de reproduction, développement des follicules ovariens et l'ovulation.
- Une étude expérimentale qui consiste en une série de prélèvement d'organes (ovaire et cornes utérines) sur des lapines à intervalle de temps allant de 0h à 12h post coïtum dans le but de la réalisation des coupes histologiques.

Enfin une discussion des résultats obtenus et une conclusion générale.

partie bibliographique

Chapitre I : Généralités

I-1-Systématique du lapin

Le nom taxonomique du lapin, le lapin de garenne ou sauvage ainsi que ses races domestiques dérivées, est *Oryctolagus cuniculus* (du grec *Oryctês* = fouisseur et *lagôs* = lièvre!) (Rougeot, 1981). Il fait partie de l'ordre des Lagomorphes qui se différencie de celui des rongeurs par la possession au maxillaire supérieur d'une seconde paire d'incisive. Cet ordre regroupe les lapins, les lièvres et les pikas. (Rougeot, 1981 et Lebas, 2000).

I-2-Origine et domestication

Le lapin a une domestication récente, ses origines remontent au moyen âge. Les races domestiques sont apparues au début du 19^{ème} siècle. Le lapin est le seul mammifère domestiqué originaire d'Europe de l'ouest, et l'histoire des populations sauvages de lapin sauvage, est bien documentée à travers des études génétiques et archéologiques. L'ensemble de ces particularités fait du lapin un animal d'intérêt pour des études de diversité génétique (Hardy et al, 1994 et 1995 ; Mongel, 1997; Queney et al, 2001, 2002).

Le plus ancien fossile du genre *Oryctolagus* est une dent qui a été trouvée en Espagne dans la province de Grenade et qui daterait de la fin de Miocène. Au pliocène moyen, pendant et après la première glaciation (de Gantz), *Oryctolagus laynensis* apparaît à Layna en Andalousie et *Oryctolagus lacosti* est identifié en Espagne et d'autres régions d'Europe.

Actuellement, il n'y aurait qu'une seule espèce *cuniculus* pour le genre *Oryctolagus*. Elle semble aussi originaire de la péninsule ibérique puisque le plus ancien fossile connu est daté du pléistocène moyen, avant la deuxième glaciation (de Mindel) et provient du site de Baza en Andalousie.

En effet, le lapin a été découvert par les phéniciens, vers l'an mille avant j.c. et ces grands navigateurs nous apportent le premier témoignage de la présence de lapin sur la péninsule ibérique. Le pays en garde d'ailleurs son nom en souvenir car quand les phéniciens ont abordé les côtes espagnoles, ils ont été frappés par la pullulation de petits mammifères fouisseurs, ressemblant aux damans de leur pays qui vivent également en colonies et creusent des terriers. Ils ont donc appelé la contrée de leur nouveau comptoir « le pays des damans ou I-Saphan-Im ». En effet, saphan ou sephan, signifie daman en phénicien qui, latinisé plus tard par les romains, donne le nom Hispania (Fox, 1994 et Lebas, 2000).

Selon (Yamani, 1990) la domestication du lapin commença en Egypte au 6^{ème} siècle, puis se répanda sous la domination romaine en Espagne (Rougeot, 1981) et en Afrique du nord (Barkok, 1990 ; Bergaoui, 1990 et Berchiche, 1992).

I-3-La qualité de la viande de lapin

La viande de lapin possède de bonnes valeurs nutritives et diététiques, car elle est riche en protéines et pauvre en lipides, présente un taux élevé d'acides gras poly- insaturés et un rapport entre acides gras oméga 6 sur oméga 3 proche des recommandations actuelles (Larzul et Gondret, 2005).

Cependant, la faible attractivité des systèmes de conditionnement actuel (carcasse entière, découpe simple) et son coût d'achat élevé (deux fois plus chère que le poulet, 20 % à 30 % plus chère que le porc) sont vraisemblablement responsables d'une certaine désaffection des consommateurs à l'égard de la viande de lapin, sans qu'il existe de réels problèmes de qualité (Larzul et Gondret, 2005). L'apparence (couleur, consistance de la viande crue) comme la flaveur de la viande, sont des paramètres que les consommateurs assimilent à la fraîcheur du produit, et semblent aujourd'hui les principaux déterminants d'acte d'achat de viande de lapin (Tribout et al, 2004).

I-4-Composition et valeur énergétique de la viande de lapin

Lorsque l'on compare les valeurs des différents constituants de la viande de lapin par rapport aux recommandations Martin (2001) il apparaît que la viande de lapin montre un ratio protéine / énergie intéressant dans un contexte de limitation des apports en énergie. Selon Gondret et Bonneau, (1998) il est de 24g / kg, en particulier dans l'arrière (32g / kg). En effet, 10g de cuisse de lapin couvre 29 et 25 % des besoins en protéines et apportent seulement 6 et 5 % des apports recommandés en énergie pour une femme et un homme respectivement (Combes et Dalle Zotte, 2004).

Les teneurs en eau et en protéines de la viande fraîche du lapin destinée à la consommation sont des fractions peu variables dont les niveaux sont particulièrement connus (Tableau n° 01). Parmi les morceaux de découpe consommés, la partie comestible des arrières est plus riche en protéines, elle possède la plus faible valeur calorique (Ouhayoun et Delmas, 1989 ; Salvini et al 1998).

A l'inverse, chez le lapin comme pour les autres espèces, la fraction lipidique de la viande et par suite la teneur en énergie sont très fortement variables (Combes et Dalle Zotte, 2004). Les facteurs de variation de la teneur en lipides sont multiples et comprennent l'âge, le génotype, l'alimentation, et le mode d'élevage (Dalle Zotte, 2002).

Tableau n°01 : Amplitude de variation de la composition chimique (g) et valeur énergétique (kj) de la viande pour différentes viandes (Pour 100g de traction comestible) (Salvini et al 1998).

	Eau	Protéine	Lipide	Energie
Porc	60-75,3	17,2-19,9	3-22,1	418-1121
Taurillon	66,3-71,5	18,1-21,3	3,1-14,6	473-854
Veau	70,1-76,9	20,3-20,7	1-7	385-602
Poulet	67,0-75,3	17,9-22,2	0,9-12,4	406-808
Lapin	66,2-75,3	18,1-23,7	0,6-14,4	427-849

Les lipides sont peu abondants mais ils sont riches en acides poly insaturés. Par ailleurs, la viande de lapin présente une teneur en cholestérol relativement basse (inférieur à 50 mg / 100 g) (Ouhayoun, 1990).

Les caractéristiques de la composition de la fraction minérale de la viande de lapin par rapport aux autres viandes sont : d'une part un taux particulièrement faible en sodium et en fer et d'autre part, un taux élevé en phosphore (Parigibini et al, 1992). Le taux des minéraux totaux est de (1,2 % de viande fraîche) contre 0,9 pour le mouton, 0,8% pour le poulet (Lebas et Colin, 1992).

La viande de lapin présente une teneur en protéines de 21,0 %. Comparée aux autres sources de protéines et notamment végétales. Les protéines de viande sont particulièrement riches en acides aminés indispensables tel que la lysine et l'histidine (Paturaud-Miraud et Remond, 2001)

La teneur en vitamines est proche de celle observée chez le poulet (Castellini et al, 2000).

I-5-Caractéristiques du lapin

Les caractères les plus connus et les plus importants du lapin sont : sa haute prolificité, sa vitesse de croissance traduite par une excellente transformation des aliments ingérés. Ces dernières lui permettent d'être classé parmi les animaux de production (viande, peau et fourrure). Selon Lebas et Colin, (1994), le lapin valorise suffisamment ses aliments ; sur la totalité des protéines ingérées, 18,5 % se retrouve dans la carcasse.

Lebas (1991), note que le lapin se nourrit principalement la nuit, il ne consacre que 3 à 4 heures par jour pour manger, avec une fréquence de 25 à 30 repas en présence de bonnes conditions. Vu sa disponibilité, sa facilité de manipulation et son petit format, le lapin répond aux exigences des travaux de recherches. Ainsi son utilisation énergétique est plus marquée par rapport aux autres espèces (Bolet, 1994).

La maturité sexuelle du lapin se situe entre 4 à 5 mois (Roustan, 1992). Cette âge dépend de la race et le développement corporel. Les conditions environnementales influencent l'âge de la puberté, notamment l'alimentation et le climat (Lebas, 1994).

I-6-La viande de lapin en Algérie

La production de viande de lapin en Algérie est estimée à 2700 tonnes par an (Lebas et colin, 2000), selon les données fournies par le ministère de l'agriculture montre que l'effectif cunicole pour l'année 2002 s'élève à 70856 mères lapine. Dans une enquête menée pour caractériser les structures de production, le chiffre avancé est de 20648 mères lapine (anonyme, 1999), ces chiffres pourraient être fortement augmentées compte tenu de la demande (Gacem et Lebas, 2000).

Sur l'ensemble des wilayas de pays le cheptel cunicole ne se présente que dans 17 wilayas (Tableau n°02). Cela revient sûrement au climat chaud des régions sahariennes et absence de programme de promotion et de développement du lapin.

Le développement de la production de lapin en Algérie nécessite au préalable une caractérisation des populations existantes dans le pays. Leur évaluation peut être réalisée par le contrôle des performances de croissance et de reproduction de ces animaux en élevage rationnel. Des déterminations sont déjà faites, mais essentiellement dans le domaine de la croissance (Berchiche et al, 2000).

Tableau n°02: Répartition de l'effectif du cheptel cunicole en Algérie à travers les Différentes wilayas pour l'année 2002.

Wilayas	Lapins (Tête)
Chlef	120
O-E. Bouaghi	17970
Bejaia	450
Blida	120
Bouira	4000
Tizi-Ouzou	1500
Djelfa	7900
Sétif	178
Skikda	2300
S.B. Abes	1000
Constantine	518
Mostaganem	4350
M'sila	17000
Mascara	860
El-Oued	2500
Souk-Ahras	5000
Ain-Defla	5000

Source : Anonyme (2002)

I-7-La production de lapin dans le monde

Les statistiques nationales ignorent généralement la production de lapin. Cependant, à partir des quelques données disponibles, Lebas et Colin (1992) ont estimé la production mondiale aux environs de 1,2 million de tonnes de carcasse. Une estimation plus récente des mêmes auteurs (2000), inclut la quasi-totalité des états du monde, laisse penser qu'elle pourrait être de 1,8 million de tonnes.

La production mondiale est concentrée essentiellement en Europe. Les principaux pays producteurs mondiaux sont l'Italie, les membres de la CIE (ex-URSS) (Russie et Ukraine principalement), la France, la Chine et l'Espagne loin devant les autres (Lebas et Colin, 1992). En effet, ces pays excepté les membres de la CIE, réalisent 78% de la production mondiale, estimée à plus d'un million de tonnes selon la FAO (Magdelaine, 2003).

Le nombre de pays produisant des lapins à viande est faible ce qui peut s'expliquer par des raisons religieuses, culturelles et culinaires. Comme pour la viande de porc, la religion juive interdit sa consommation. Des raisons culturelles peuvent aussi dissuader de manger de lapin, en particulier dans les pays anglo-saxon où cette viande est généralement un animal de compagnie. En fin d'un point de vue culinaire, peu de pays savent cuisiner le lapin dont la viande est fade comparée à celle de bœuf ou de porc (Rougeot, 1981).

I-8-Acceptabilité de la viande

Dans les pays latins, traditionnellement consommateurs de lapin, l'acceptabilité de viande de cet animal ne pose de problème. Elle se situe même parmi les viandes les plus recherchées (Lebas et al, 1996).

Dans les pays anglo-saxon, la viande de lapin n'est traditionnellement pas prise, étant assimilée à la viande de «guerre», celle de période de pénuries alimentaires. (Lebas et al, 1991).

La situation dans les autres pays est très hétérogène. Ainsi, alors que le Coran n'interdit nullement la consommation la viande de lapin, la production et la consommation sont quasi nulles dans la majorité des pays arabes (Lebas et al, 1996).

Par ailleurs, il existe une tradition de consommation de lapin aussi bien dans les pays du Maghreb qu'en Egypte et au Soudan où le lapin est consommé même les jours de fête religieuse (Finzi,1992 ; Colin, 1994).

La consommation de viande de lapin peut d'autant mieux être développée que la population a coutume de manger la viande d'animaux très divers. A l'inverse, les populations ayant une alimentation très monotone auront plus de mal à accepter ce produit nouveau. Mais une campagne de vulgarisation bien conçue peut favoriser grandement les changements nécessaires dans les habitudes alimentaires (Colin et Lebas ,1994).

Chapitre II : Généralités sur la reproduction chez la lapine

II-1- Anatomie de l'appareil reproducteur de la femelle

L'appareil génital de la lapine est identique dans son organisation générale à celle des autres mammifères (Boussit, 1989 ; Lebas, 2000) (voir figure n°01)

II-1-1- Les ovaires

Les ovaires de la lapine, au nombre de deux, sont suspendus dans la cavité abdominale par un court méso, à la même hauteur, de chaque côté de la quatrième vertèbre lombaire, un peu en arrière (Lesbouyries, 1949; Boussit, 1989)

Ces organes, siège de la production des ovules ou gamètes femelle et de synthèse hormonale, ne sont pas enfermés dans la bourse ovarique (Lesbouyries, 1949). Leur forme est très allongée, oblongue, ils atteignent un à deux cm dans leur plus grande dimension (Boussit, 1989)

Les recherches de Lesbouyries (1949) révèlent les 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 à 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 0,10g à 0,35g, et. Chez la lapine unipare ou multipare, il est plus gros (0,25g à 0,85g).

Chez la femelle sénile, le poids n'est plus que de 0,10g à 0,20g ; 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 0.10g chez la lapine impubère, à 1g chez l'animal ayant pondu.

II-1-2- Les oviductes (trompes utérines)

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

II-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. Il reçoit l'ovule au moment de la ponte ovulaire (Boussit, 1989).

II-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 permettant d'acheminer les gamètes (Boussit, 1989)

II-1-2-3- L'isthme

C'est un tube beaucoup plus étroit que l'ampoule. Il est tapissé de mucus et de cellules sécrétrices, mais doté de plusieurs cellules ciliées. L'isthme débouche dans la corne utérine au niveau de la jonction utéro-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).

II -1-3- L'utérus

La lapine offre l'intéressante particularité de posséder deux utéri distincts ayant chacun une corne. C'est un utérus de type duplex (Barone, 1990). Ces cornes sont accolées l'une à l'autre dans leur partie postérieure, mais ne communiquent pas entre elles (Lesbouyries, 1949). Elles présentent donc deux cols distincts de 2 cm environ qui s'ouvrent dans le vagin au centre d'une fleur épanouie qui ne fait pas hernie dans la cavité vaginale (Boussit, 1989). Les deux utéri sont divergents dans le reste de leur étendue. Chaque utérus a une longueur de 10 à 12 cm ; leur forme est cylindroïde et dessine trois circonvolutions. Ils reçoivent les œufs qui s'implantent dans leur muqueuse s'ils sont fécondés. En plus, ils abritent les fœtus et assurent leur nutrition (Barone, 1990).

La suspension de l'utérus se fait par le ligament large qui est semblable à celui observé chez les ruminants. La corne, légèrement flexueuse, est longue de 6 à 8cm et épaisse de 4mm (Lesbouyries, 1949).

II-1- 4- Vagin

Le vagin est l'organe qui reçoit les spermatozoïdes lors du dépôt de la semence (Boussit, 1989, Esther Van Praag, 2005). Il est aplati de dessus en dessous et se dilate d'avant en arrière. Il a une longueur de 6 à 10 cm (Lebas, 1994), selon Henaff et Surdeau (1981), elle est de 4 à 6cm.

A la partie antérieure de la cavité vaginale, il existe deux orifices externes (col de l'utérus), situés côte à côte (Esther Van Praag, 2005) (voir photo n°01).

Le méat urinaire qui prolonge la vessie s'ouvre dans sa partie antérieure au niveau de premier tiers environ. En avant et à gauche de méat urinaire, on voit, habituellement, l'orifice d'un canal de Gartner qui, après avoir disparu, dans la paroi du vagin, se montre plus en avant, le long de l'utérus gauche dans le ligament large. (Boussit, 1989).

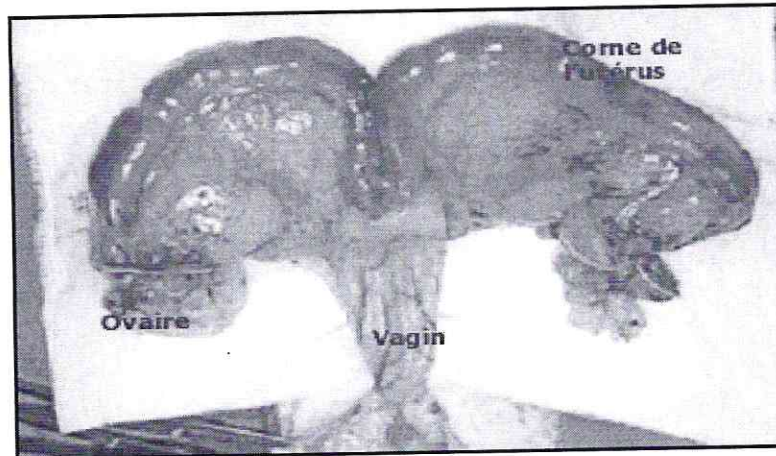


Photo n°01 : Vue des ovaires, utérus et une partie du vagin, durant une opération de stérilisation (Esther Van Praag, 2005)

II-1 -5- les parties externes

II-1-5-1- vestibule

Le vestibule a une longueur de 2 à 3cm environ. Il fait suite au vagin, sa paroi contient des glandes de Barthelin. Le vestibule 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 du pénis lors de l'accouplement et le passage des foetus lors de la mise bas (Barone, 1990)

II-1-5-2- Clitoris

Le clitoris est développé (2 à 3cm). Il comprend un corps clitoridien érectile dont l'extrémité libre, effilée et aplatie, apparaît comme un pénis lorsqu'elle est sortie de la commissure vulvaire inférieure. Dans la fosse clitoridienne, existent des glandes préputiales. (Boussit, 1989 et Lebas, 2000)

Chapitre II

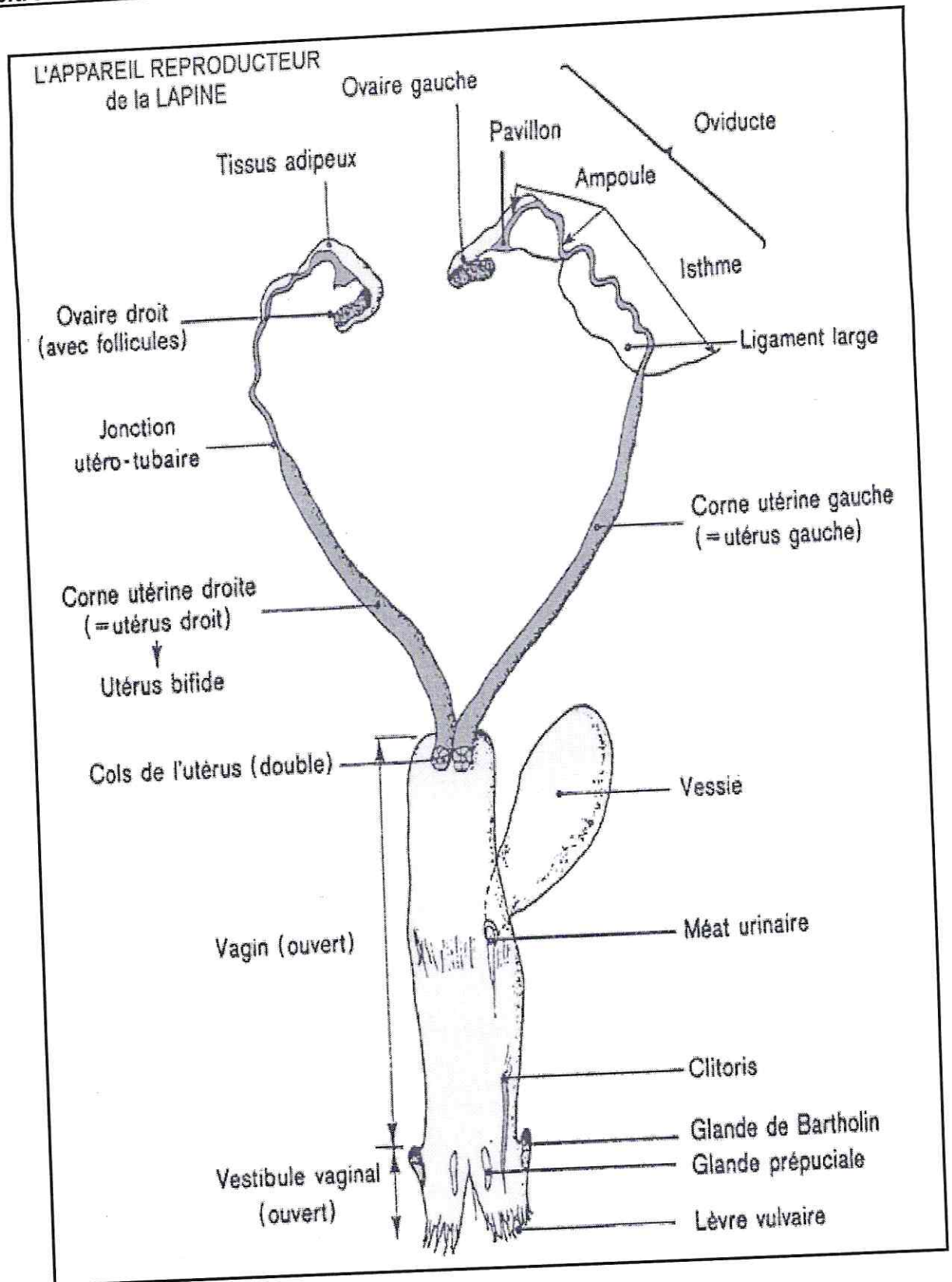


Figure n°01 : Anatomie de l'appareil reproducteur de la lapine (Lebas, 2000).

II-2- Histologie de l'appareil reproducteur de la lapine :**II-2-1- Histologie des ovaires :**

Les ovaires de la lapine, au nombre de deux, atteignant 1 à 2cm dans leur plus grande dimension. La section longitudinale montre un fond opaque, jaunâtre, à nodules punctiformes et à minces cordons blanc jaunâtre, il présente des follicules de toutes tailles.

Ces organes sont le siège de production des ovules ou gamètes femelle (fonction exocrine) et de la synthèse et sécrétions d'œstrogène et de progestérone (fonction endocrine). (Lesbouyries, 1949 ; Boussit, 1989 ; Barone, 1990).

Sur la surface de l'ovaire, il y a présence de structures sous forme de bosses qui se trouvent à différents stades de développement, ce sont les follicules, les moins développés sont les follicules primordiaux entourés d'une assise de cellules folliculaires plates et petites. Les follicules primordiaux deviennent primaires par la transformation des cellules folliculaires aplaties en cellules cubiques. Ces derniers deviennent follicules secondaires qui sont plus nombreux et polyédriques. Les cellules folliculaires se disposent en plusieurs couches autour de l'ovocyte (Barone, 1990).

L'ovaire est un corps de tissu conjonctif, revêtu de toute part d'un épithélium germinatif, qui est un épithélium péritonéal modifié sauf chez le cheval où l'épithélium germinatif n'est présent que dans la région de la fosse ovulatoire.

Au dessous de l'épithélium germinatif, le tissu conjonctif forme une couche : le stroma appelé l'albuginée responsable de la couleur blanchâtre de l'ovaire dont les cellules de type fibroblastique, s'agencent en faisceaux tourbillonnants dans tous le stroma cortical inter-folliculaire. (Maillet, 1980).

En outre, on distingue une zone corticale de tissu très dense dans laquelle se trouvent les follicules ovariens, à divers stades de développement et de dégénération, ainsi qu'une zone médullaire de constitution plus lâche mais richement pourvue de vaisseaux sanguins (Grau et Walter, 1975).

II-2-1-1- Zone corticale (parenchymateuse) :

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

- une couche unique de cellules iso prismatiques ou prismatiques hautes formant l'épithélium de l'ovaire.
- une tunique albuginée
- le stroma ovarien formé d'un tissu conjonctif primitif capable de transmutation.

C'est dans le stroma ovarien que se trouve la majeure partie des follicules ovariens, à différents stades de développement (follicules primaires, secondaires, tertiaire, de De Graaf, et le corps jaune).

Les fibrocytes du stroma assure l'énorme pouvoir de transformation de l'ovaire lors du cycle, ils peuvent devenir histiocytes phagocytaires, mais aussi des cellules intercalaires épithélioïdes formatrices d'hormones.

II-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. Au niveau du hile, peut se trouver un réseau ovarien, reliquat du rein sous forme de canalicules ramifiés épithéliaux. (Grau et Walter, 1975).

➤ Vascularisation :

Chez la majorité des mammifères, l'artère ovarienne provient de l'aorte abdominale qui est inférieure à l'artère rénale. Elle pénètre dans l'ovaire via le mésovarium. Au niveau du hile, elle donne naissance à plusieurs artères spirales primaires et secondaires ; ces derniers donnent naissance à un plexus capillaire qui, entoure le follicule (Reynolds, 1973 ; Kanzani et al, 1982). Chez la lapine, les veinules drainant le plexus capillaire sont plus nombreuses et ont un diamètre et une épaisseur plus gros que les artérioles (Reynolds 1973) ; les veinules post capillaires rejoignent les veines primaires et secondaires et prennent la même voie pour émerger de l'ovaire au niveau du hile (Burr et Daud, 1965).

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

➤ Innervation :

L'anatomie de l'innervation ovarienne est décrite par Frankenhauser en 1867 ; le nerf ovarien provient du segment spinal T10 et T11 (Kuntz, 1945 ; White, 1949) qui donne un plexus aorto rénal et qui suit l'artère ovarienne comme un plexus nerveux jusqu'à l'ovaire (Lesbouyries, 1949). Au niveau du hile, les fibres sensorielles proviennent du segment spinal et accompagnent les fibres sympathiques. L'innervation para sympathique est dérivée du nerf vague (Hill, 1949; Lepere et al, 1966), le segment spinal S2 et S4 doit aussi contribuer à l'innervation parasymphatique. Cependant, des études sur l'innervation ont montré que ces segments, s'ils existent, sont inconséquents. Chez le lapin, 10 % des fibres vagues abdominales sont des neurones moteurs (Evans et Murray 1954).

Lesbouyries (1949) a observé chez toutes les espèces, qu'il y'a une innervation dans les thèques interne et externe qui varie en intensité selon l'espèce. L'ovaire de la lapine a une innervation claire mais aléatoire (plus importante que l'innervation adrénérergique, les nerfs non

myélinisés au niveau du stroma envoient des branches vers le muscle lisse et vers le muscle lisse des vaisseaux sanguins). Il a été noté chez la lapine, comme chez différents mammifères, que les deux innervations traversent la barrière du follicule ovarien (Rosenberg et Sjoberg, 1967 ; Tordans, 1970 ; Burden et Lawrence, 1978; Bomsel et al, 1979).

II-2-2- L'oviducte :

La fonction de l'oviducte est triple : glandulaire, ciliaire et contractile. Elle est sujette de variations cycliques (Courrier, 1969), l'oviducte recueille les ovocytes, livre passage aux spermatozoïdes qui remontent les voies génitales femelles après le coït, abrite la fécondation lorsqu'elle se produit, assure le début de segmentation du zygote et sa migration vers l'utérus (Vaissaire, 1977).

La paroi de l'oviducte se divise en trois tuniques concentriques qui sont :

II-2-2-1- La muqueuse (épithélium plus paroi):

La muqueuse se distingue par la formation de replis compliqués qui, dans le segment proche de l'ovaire, sont extraordinairement ramifiés, mais deviennent cependant plus simple et plus petits en direction de l'utérus (Lesbouyries, 1949). L'épithélium est prismatique simple cilié, il limite la lumière tubaire recouvrant les plis et les franges, il contient : des cellules ciliées, des cellules sécrétrices, des cellules intercalaires et des cellules de réserve dont les proportions varient au cours du cycle (Maillet, 1980).

Le chorion est dépourvu de glandes, et se compose d'un tissu conjonctif très vascularisé et contenant des fibres musculaires.

II-2-2-2- La musculuse :

Elle est formée surtout de faisceaux circulaires, mais aussi de faisceaux isolés **transversaux et longitudinaux ; elle est la plus puissante au niveau de l'isthme**

II-2-2-3- La séreuse :

Elle contient, dans sa sous séreuse une couche serrée de fibres musculaires longitudinales du myomètre, entre la longitudinale et la circulaire de l'organe se trouve du tissu conjonctif très vascularisé (Maillet, 1980).

II-2-3- L'utérus :

Il représente l'organe de gestation, c'est un viscère creux pourvu d'une muqueuse riche en glandes, et d'une musculuse puissante. Il reçoit le ou les œufs fécondés dont la segmentation a commencé dans la trompe utérine. Sous de multiples hormones surtout ovariennes, il assure leurs implantations puis la nutrition du ou des concepteurs par l'intermédiaire de placenta. Lorsque le développement des fœtus est achevé, ils sont chassés par l'intermédiaire des contractions, vers l'extérieur par le vagin et le sinus urogénital, assurant la parturition.

La paroi de l'utérus de la lapine est de couleur jaune rosé, parfois rougeâtre et elle est formée de trois tuniques : une séreuse (péritrimium), une musculuse (myomètre) et une muqueuse (endomètre) (Barone, 1990).

II-2-3-1- Les cornes utérines :

Chacune des cornes de l'utérus de la lapine, reste indépendante et se continue par un col qui lui est propre, elles sont très longues et flectueuses, voire circonvolutionnées en s'adossant à leurs base l'une à l'autre sous une enveloppe séreuse et conjonctive commune (Kayser, 1963).

II-2-3-1-1- La séreuse des cornes (péritrimium) :

Elle est formée d'un tissu conjunctivo-élastique riche en vaisseaux et nerfs et revêtu en surface par le mésothélium péritonéal, elle est très adhérente à la musculuse, par contre au niveau du col elle est un peu plus facile à détacher, ainsi que dans l'angle de rencontre des cornes (Grau et Walter, 1975). La séreuse ménage un espace conjunctif longitudinal où courent les nombreux vaisseaux et nerfs qui abordent ou quittent l'utérus. (Barone, 1990). La séreuse peut être considéré comme l'expansion du ligament large qui tient suspendu l'utérus dans la cavité abdominale. (Vaissaire, 1977).

II-2-3-1-2- La musculuse (myometre) :

C'est une couche épaisse composée de faisceaux de fibres musculaires lisses séparés par un tissu conjunctif, faite de trois couches mal délimitées :

- Une couche superficielle ou longitudinale qui est formée de faisceau de fibres lisses à orientation générale longitudinale à peu près conservée dans les cornes utérines, dont les faisceaux superficiels deviennent obliques ou directement transversaux. L'orientation change aussi autour de la jonction utero tubaire et devient spiroïde ou presque circulaire.
- Une couche moyenne qui soutient un très important plexus vasculaire, d'où l'appellation de « stratum vasculaire » (stroma vasculaire). Elle est réduite au début du développement et devient épaisse à la puberté. D'abord conjonctive et mêlée seulement de fibres élastiques, mais elle acquière bientôt de façon croissante en provenance des deux autres couches, un nombre de fibres musculaires lisses surtout de la partie profonde, en comprimant les gros éléments veineux, les faisceaux musculaires semblent agir sur la circulation sanguine.

En outre on peut retenir que le stratum vasculaire est plus développé dans les régions de l'organe où s'effectue en général la première implantation du placenta.

- Une couche profonde circulaire avec son orientation transversale et une disposition sphinctérielle, elle est caractérisée par sa pauvreté en éléments conjunctifs et par sa richesse en fibres élastique, relativement épaisse, et par sa face interne qui est intimement liée à la propria mucosa. (Vaissaire, 1977; Barone, 1990).

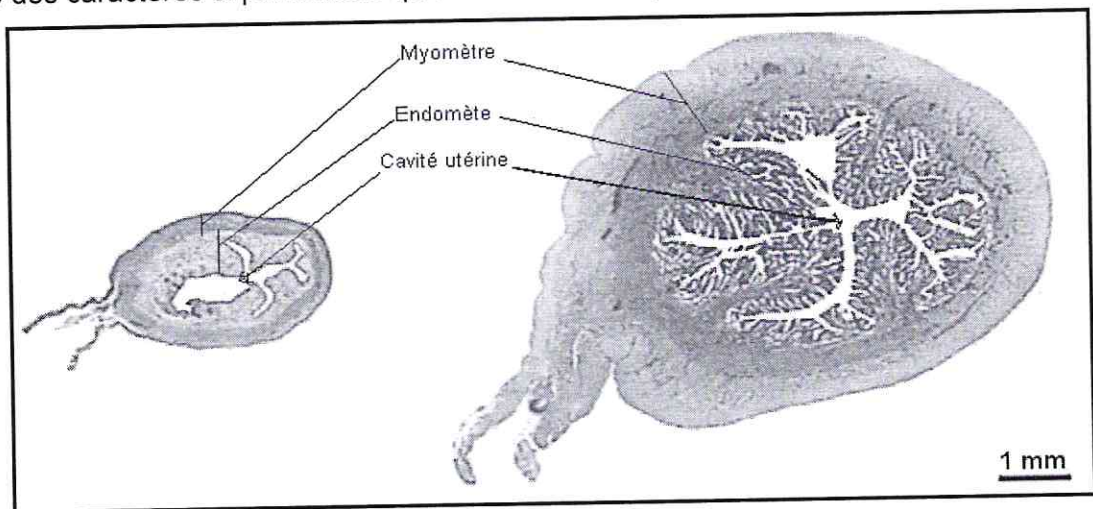
II-2-3-1-3- La muqueuse (l'endomètre) :

L'endomètre comporte un épithélium et une épaisse propria dont la partie profonde tient lieu de la sous muqueuse.

En générale l'épithélium est simple, il pousse dans la propria des tubes glandulaires et il peut être cubique dans les périodes de l'anœstrus et de diœstrus. Il comporte deux types de cellules irrégulièrement mêlées, les unes ciliées pourvues d'un noyau ovulaire ou sphéroïde, les autres non ciliées de type sécrétoires (sécrétion d'un liquide que les spermatozoïdes doivent traverser lors de leur ascension dans les voies génitale femelle), et à noyau plus étroit et allongé.

On peut noter que les cellules ciliées sont peut abondantes jusqu'à la puberté, et devient plus abondantes chez l'adulte.

La propria mucosae présente de grandes variations au cours de cycle, mince au repos et atteint son maximum d'épaisseur dans le métœstrus (voire figure n°02). Son épaisseur lui donne des caractères si particuliers qu'elle est souvent qualifiée de stroma endométriale.



Phase pré ovulatoire = phase folliculaire.

Phase poste ovulatoire = phase lutéale

Figure n°02 : Structure de l'utérus : coupe transversale et colorée d'utérus de la lapine. (Fages et Gueuné, 1998)

Dans sa partie superficielle, elle est formée d'un conjonctif lâche riche en cellules, et dans sa profondeur elle est riche en fibres de collagènes, la prolifération de l'épithélium superficiel et de la partie immédiatement sous-jacente de la propria est marquée surtout au début de la période œstro-progestative, ainsi il en résulte des projections de la muqueuse qui délimitent des invaginations plus au moins profondes, ce sont des cryptes endométriales, cette disposition s'exagère en quelques jours, au point que la surface de l'endomètre paraît finement découpée en franges saillantes de sorte qu'à la fin de la semaine qui suit l'ovulation, la cavité utérine est occupée en grande partie par une dentelle endométriale caractéristique (figure n°03).

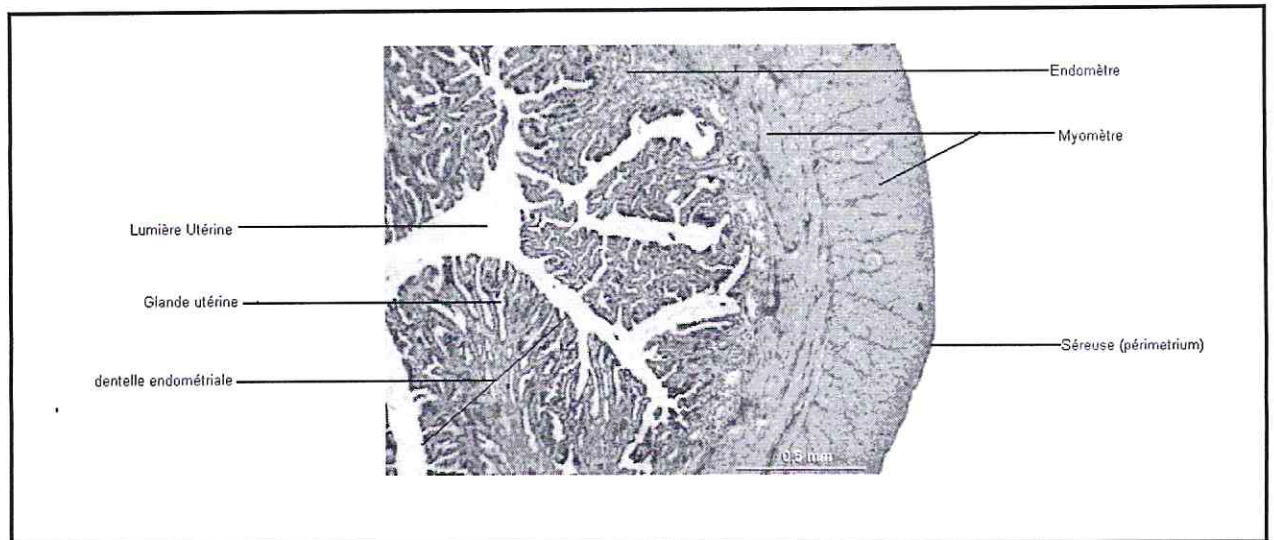


Figure n°03 : Coupe transversale colorée d'utérus de la lapine ($\times 40$) Période oestroprogestative (Fages et Gueuné, 1998).

➤ **La vascularisation :**

La séreuse vasculaire de l'utérus est extrêmement riche, avec une plasticité remarquable. Pendant la gestation les vaisseaux acquièrent une longueur et un volume extraordinaires puis reprennent leur position initiale sauf chez les femelles multipares où les vaisseaux restent volumineux et flexueux. Le sang arrive à l'utérus par l'intermédiaire des deux artères utérines qui naissent très caudalement et concourent même à l'irrigation du vagin. En effet l'artère utérine représente le vaisseau principal car elle se distribue toute entière à l'organe.

En outre et de chaque côté, la partie proche de la trompe est irriguée par le rameau utérin de l'artère ovarique, pour le col l'irrigation est assurée par le rameau utérin de l'artère vaginale (Barone, 1990), et selon Van den Bosch de Aguilir et al. (1984), l'irrigation du col est assurée par de multiples divisions issues de rameau caudal et qui se poursuivent jusqu'au vagin.

Les veines de la paroi utérine constituent des réseaux similaires à ceux des artères mais plus anastomosées, elles sont dépourvues de valvules, elles se collectent de chaque côté de paramétrium en un fort plexus d'où procèdent les racines de la veine utérine et des affluents utérins des veines ovarique et vaginale. (Barone, 1990).

II-2-4- Le col utérin :

La structure générale du col reste la même que celle des cornes utérines, en effet, on note la présence des trois couches précédentes :

II-2-4-1- La séreuse (périmétrium) :

Elle représente la couche la plus profonde de la paroi de col utérin et sa structure est idem à celle des cornes utérines.

II-2-4-2- La musculuse (myomètre) :

Elle présente trois couches ; une superficielle longitudinale, une moyenne et une couche profonde. Ces trois couches présentent des modifications très importantes à ce niveau. En effet, la musculature de col s'épaissit, continue les trois couches précédentes et délègue caudalement dans la profondeur des faisceaux de fibres dont l'ensemble forme une sorte de collerette plongeant en direction de l'ostium externe.

Le renforcement de la couche circulaire fait constituer une sorte d'épais sphincter, les faisceaux plongeants de la couche superficielle pénètrent cette couche pour envelopper leur collerette sur ses deux faces et forme seule le pourtour de l'ostium externe de l'utérus. La coupe longitudinale du col nous montre ainsi deux couche de fibres musculaire encadrant un axe de fibres plongeantes et raccordées en regard de l'ostium externe, la patrie externe est généralement la plus mince et la couche interne située sous la muqueuse cervicale est la plus souvent épaisse (Barone, 1990).

II-2-4-3- La muqueuse cervicale :

Le col utérin est tapissé par une muqueuse moins épaisse, plus adhérente et plus ferme que celle des cornes. Elle est très différente de l'endomètre proprement dit, elle est plus mince et ne présente que des modifications discrètes au cours de cycle sexuel.

Son épithélium ne présente qu'un petit nombre de cellules ciliées, les noyaux sont ovalaires et basaux et le cytoplasme riche en gouttelettes de mucus, au niveau de l'ostium externe de l'utérus l'épithélium cervical devient pavimenteux stratifié. Ce changement s'effectue sur le revers externe de la bordure ostiale.

La muqueuse cervicale présente une *popria mucosae* dense qui est pourvue de nombreuses fibres de collagènes lui donnant ainsi une consistance ferme, ces fibres se gonflent fortement sous l'influence des hormones ovariennes, ainsi contribuent à la modification de la consistance et l'aspect du col lors de l'œstrus .Barone (1990).

II-2-5- Le vagin

Le vagin est l'organe qui reçoit les spermatozoïdes lors de dépôt de la semence (Boussit, 1989), et livre passage au fœtus lors de la parturition, il a une longueur de 6 à 10cm (Lebas, 1994) et selon Barone (1990), elle est de 4 à 8 cm ; il est aplatie de dessus en dessous et se dilate d'avant en arrière.

La paroi du vagin est formée de trois couches, la plus superficielle est polymorphe, elle est constituée crânialement par le péritoine et sa sous séreuse, et caudalement par une adventice, plus profondément viennent une musculuse et une muqueuse.

II-2-5-1- Séreuse et adventice

La séreuse est formée par le péritoine viscéral, il est doublé d'une sous séreuse lâche qui permet sa mobilité. Cette couche conjonctive mêlée de fibres élastiques se densifie caudalement au péritoine pour former l'adventice, celle-ci renferme de gros vaisseaux, nerfs et ganglions, dans la zone péritonéale du vagin elle se transforme en sub séreuse recouverte de l'épithélium péritonéal, et est séparée de la musculuse par une lamina muscularis serosae longitudinale, (Grau et Walter, 1975).

II-2-5-2- Musculaire

Le muscle vaginal est relativement mince de teinte rosée, il est constitué par trois couches.

- Les fibres superficielles qui ont une orientation générale longitudinale, mais beaucoup deviennent obliques pour passer de côté à l'autre.
- Le plan moyen peu distinct, représenté par l'important plexus vasculaire principalement veineux.
- La couche profonde qui est circulaire continué avec les fibres les plus externes du col de l'utérus. (Grau et Walter, 1975 ; Barone, 1990).

II-2-5-3- Muqueuse

La muqueuse vaginale est relativement mince, elle se raccorde par un changement de structure assez brusque à celle du col utérin (Barone, 1990). Elle est plissée longitudinalement, son épithélium dont l'aspect extérieur dépend également du cycle sexuel est constitué par deux couches cellulaires : l'une superficielle, à cellules cylindriques et mucipares, l'autre est profonde à petites cellules basales ayant peu de cytoplasme. Les deux culs de sac vaginaux, montrent une muqueuse très plissée, tapissée par un épithélium cylindriques nettement mucipares. Le chorion ne forme pas ou peu de corps papillaires, il est richement pourvu de cellules sous épithéliales et renferme souvent un grand nombre de nodules lymphatiques (Grau et Walter, 1975 ; Barone, 1990).

II-2-6- La vulve :

Les lèvres de la vulve sont recouvertes extérieurement par une peau très riche en glandes sébacées et sudoripares, elles pénètrent progressivement vers l'intérieur de la muqueuse cutanée du vestibule, sous cette peau se trouve un lambeau de faisceaux de fibres musculaires lisses ; le muscle constrictor cunni transversal ; la muqueuse est tapissée par un épithélium pavimenteux stratifié. (Van den Bosch de Aguilir et al. 1984).

Chapitre III :**III- Facteurs de variation des performances de la reproduction****III-1- Facteurs de variation liés au milieu****III-1-1- La saison**

La saison exerce une influence sur certaines performances des reproducteurs, par exemple, Lazzaroni et al, (1999) ont confirmé l'effet négatif des températures et de l'humidité relative estivales sur les performances de production (mortalité à la naissance et au sevrage, poids de la portée et individuel au sevrage). Alors qu'en automne, la valeur de mortalité au sevrage est moins importante et le nombre de sevrés et le poids au sevrage sont plus élevés. Alors que l'hiver a été le plus favorable pour le nombre de nouveaux nés.

Sur des lapins de race Néo-Zelandaise Blanche (Yamani et al, 1992b), et la population local kabyle algérienne (Zerrouki et al, 2001). Les effets de la saison sur les paramètres de reproduction ont été aussi déterminés. La durée moyenne de gestation, le pourcentage de mortinatalité et de mortalité pré-sevrage ont été sensiblement plus élevés au printemps et en été par rapport à l'automne et l'hiver, tandis que la taille de la portée au sevrage, la production totale de lait et le poids de la portée était significativement plus grands en automne et en hiver par rapport au printemps et l'été.

III-1-2- La température

La température représente un paramètre important dans un élevage cynicole et mesurable facilement à l'aide de sonde (Orset, 2003).

Les recommandations sont les suivantes :

- Dans la maternité 16 à 19°C afin d'obtenir 29 à 30°C au niveau des boîtes à nids. En effet, les lapereaux nouveau-nés sont dépourvus de fourrure et n'ont pas la possibilité d'ajuster leur consommation alimentaire pour pallier une température trop basse. Leur réserve de graisse brune les préserve à condition qu'ils restent groupés et que la température du nid soit d'au moins 28°C.
- En engraissement 12 à 14°C afin d'optimiser l'indice de consommation et la vitesse de croissance.

Afin de réguler leur production de chaleur les lapins ingèrent de plus ou moins grandes quantités d'aliment. Concernant leurs déperditions de chaleur, ils jouent sur la position générale du corps, la fréquence respiratoire et la température périphérique (surtout celle des oreilles).

Ces systèmes de régulation sont efficaces pour une température ambiante comprise entre 0 et 30°C. Les températures élevées ont des répercussions néfastes sur la fécondité et

provoquent des troubles digestifs du fait d'un abreuvement trop important, au-delà de 35°C les lapins font de l'hyperthermie (Lebas, 1991).

Les lapins craignent surtout de brusques variations de température (variation de 3 à 5°C maximum dans une même journée). Ainsi, l'isolation des bâtiments revêt un caractère important afin de maintenir une température ambiante optimale. Pour maintenir des températures dans les normes, stables, le chauffage des bâtiments s'avère nécessaire en hiver et le refroidissement souhaitable en été (Lebas et al, 1996).

Les températures basses sont supportées par la lapine sans aucune altération sur la reproduction. Mais il y a lieu de signaler que la prise de ces individus augmente dans ces conditions (Henaff et Jouve, 1988).

III-1-3- La photopériode (éclairage)

Comme sur la plupart des espèces animales, la lumière a une influence sur la reproduction du lapin. Par conséquent, en maternité, le rôle de la lumière est important afin de réduire les variations saisonnières et de ce fait, d'étaler la production tout au long de l'année (Lebas et al, 1991).

Theau Clement (1990) ; Depres et al (1994) ; montrent une influence significative de la durée de l'éclairement sur la taille de la portée à la naissance et aussi au sevrage que sur le taux de réceptivité. La photopériode adaptée aux lapines semble être de 14 à 16 heures d'éclairement par 24 heures, alors que celle correspondant le mieux aux mâles est seulement de 8 heures. Mais pour des raisons de faciliter du travail et d'économie, il est courant de loger les reproducteurs dans la même cellule d'élevage, avec une photopériode de 16 heures par 24 heures, les mâles s'adaptant bien. C'est en effet, le système adopté par l'éleveur de l'exploitation étudiée, avec cependant une durée d'éclairement de 12 heures par 24 heures (Orset, 2003).

Il semblerait que la photopériode n'affecte pas le taux d'ovulation. Par contre, le nombre d'embryon serait plus élevé avec une durée du jour plus importante (kamwanja et Hauser, 1983). Une durée du jour trop faible pourrait donc être responsable d'un échec plus important dans la fécondation et /ou d'une mortalité embryonnaire précoce plus élevé (Boussit, 1989).

Il faut assurer une luminosité de l'ordre de 30 à 40 lux pour maintenir un taux de gestation correct.

Pour ce qui est de l'engraissement, l'éclairage n'est pas nécessaire. En effet, les lapins consomment plus d'aliment la nuit et sont beaucoup plus tranquilles dans l'obscurité, conditions nécessaires pour un engraissement correct. Pour ces raisons, les lapins peuvent rester dans l'obscurité et recevoir quelques heures de lumière artificielle au moment des interventions de l'éleveur : 1 à 2 heure par 24 heures, à heures fixes et d'intensité minimale de 5 à 10 lux ; ou subir le rythme de lumière naturelle si le bâtiment comporte des ouvertures. Dans l'élevage

étudié, les lapins en engraissement subissent le même rythme d'éclairage que ceux en maternité (Quinton et Egron, 2001).

III-1-4- L'hygrométrie

L'humidité relative de l'air ou hygrométrie est le rapport entre le poids réel de la vapeur d'eau contenu dans l'air et le poids d'eau maximum qu'il pourrait contenir s'il était saturé à la température considérée. Pour l'atelier cunicole, l'idéal se situe vers 60 à 70 %. Cependant les lapins supportent bien des taux d'humidité élevés (dans le milieu naturel, les terriers ont souvent une hygrométrie proche de 100 %). Par contre, une hygrométrie trop basse (moins de 50 %) est néfaste : la formation de poussières est favorisée lesquelles dessèchent les voies respiratoires et irritent les muqueuses, augmentant ainsi la sensibilité des lapins aux infections (Henaff et Jouve, 1988).

Toutefois, si l'hygrométrie et la température sont trop élevées, l'évaporation ne s'effectue pas correctement et les animaux se trouvent dans une situation inconfortable voire prostrés. De plus, cette configuration favorise le développement des germes pathogènes (Morisse, 1995).

Si l'hygrométrie est importante mais que la température est basse, de la condensation se forme sur les parois ce qui entraîne une augmentation des pertes de chaleur des animaux et des pathologies digestives et respiratoires. Une bonne ventilation permet d'abaisser l'excès d'humidité produit par les animaux (Lebas et al, 1996).

La ventilation de l'élevage a différents objectifs : assurer les besoins en oxygène, évacuer les gaz nocifs produits par les animaux et maîtriser la température ainsi que l'hygrométrie du bâtiment. Ces différents rôles sont plus ou moins importants en fonction du climat, de la densité animale, du type de cage... Ainsi, des normes de débit de ventilation par kilogramme de poids vif de lapins présents dans la cellule d'élevage sont établies en fonction de la température, de l'hygrométrie et de la vitesse de l'air (cf. Tableau n°--). Le système de ventilation doit donc être réglable afin de répondre aux besoins des animaux (Morisse, 1995).

Tableau n°03 : Recommandations d'ambiance en production cunicole (Morisse, 1995)

Température °C	Hygrométrie %	Vitesse d'air m/s	Débit ventilation m ³ /h/kg
12-15	60-65	0,10-0,15	1 à 1,5
16-18	70-75	0,15-0,15	2 à 2,5
19-22	75-80	0,20-0,30	3 à 3,5
22-25	80-85	0,30-0,40	3,5 à 4

La mesure de la vitesse de l'air est possible avec un anémomètre à fil chaud, mais elle reste anecdotique car coûteuse. En revanche, l'estimation de cette vitesse peut se faire en observant la flamme d'une bougie (Figure n°04).

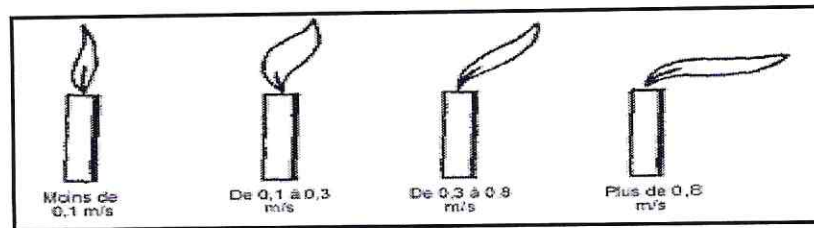


Figure n°04 : Estimation de la vitesse d'air à l'aide d'une flamme de bougie (Lebas et al, 1996).

Les gaz nocifs comprennent essentiellement : le gaz carbonique (CO₂), émis lors de la respiration des animaux, l'ammoniac (NH₃) et l'hydrogène sulfuré (H₂S) issus des processus de fermentations des déjections. L'ammoniac est un gaz irritant qui altère fortement l'intégrité des voies respiratoires, de ce fait, la teneur maximale de ce gaz dans l'air respiré par les lapins ne doit pas dépasser 5 ppm (Perrot, 1991).

Les courants d'air sont à proscrire car ils provoquent du stress et des pathologies respiratoires et digestives. La distance entre les animaux et l'entrée d'air doit être de 1,5 mètre minimum (1,8 à 2 mètres sont souhaitables).

Tableau n°04 : Synthèse bibliographique des recommandations d'ambiance (Orset, 2003).

Paramètres d'ambiances	Valeurs	
	Maternité et pré-cheptel	Engraissement
Volume	3m ³ /cage mère, 2m ³ /place pré-cheptel	5m ³ /15-18 lapins
Température	16-18°C (maximum de 27-29°C)	12-14°C (Maximum de 27-29)
Vitesse d'air	Entre 0,1 et 0,4 m/seconde au niveau des cages	
Débit d'air	Entre 1 et 3m ³ /heure/kg de poids vif	
Renouvellement d'air	Entre 0,8 et 8 volumes total par heure	
Gaz nocifs	H ₂ S, CO ₂ ET NH ₃ < à 5 ppm	
Hygrométrie	60-70 % (entre 55 et 80 pour l'extrême)	
Eclairage	16 h/jour à 30-40 lux	Pénombre/obscurité lumière naturelle ou éclairage à rythme régulier

III-1-5- Variations liées à l'alimentation

Short et Coll., (1968) ; Hafez., (1967) ; Maertens et Okerman, (1988) ont mis en évidence l'effet significatif du niveau d'engraissement des femelles à poids égal, sur le taux d'ovulation, les pertes embryonnaires et la fréquence des blastocystes anormaux (résultats présentés tableau n°05). De nombreux auteurs (Laming et Coll., 1954; Prusova, 1964 ; Shaw et Coll., 1972 ; Parigi-Bini et Coll. 1983) ont montré l'influence d'oligo-éléments tel que le zinc ou la vitamine A sur la fertilité.

La qualité de matière première intervient également. Certains aliments semblent développer des facteurs s'opposant à la reproduction. Des problèmes sont apparus avec de la luzerne notamment. Chura et Crha, (1964) semblent montrer que les échecs rencontrés en été trouver chez des femelles nourries avec de la luzerne était du à la présence d'oestrogènes végétales (à peu près 13 microgramme par kg de luzerne).

L'alimentation à volonté est plus intéressante que l'alimentation rationnée car ce régime alimentaire permet une mise en reproduction des lapines plus précoce (dès 11 semaines d'âge), ainsi l'acceptation du mâle et la probabilité d'ovulation augmente progressivement (Maertens et Luzi, 1997 ; Berchiche et Zerrouki, 2000).

Tableau n°05: Effet du niveau alimentaire sur la fertilité de lapine au repos (Hafez et Coll ,1967).

Niveau Alimentaire	Taux de gestation
280 g/j	74%
140 g/j	67%
60 g/j	45%

III-2- Facteurs liés à la conduite des femelles

III-2-1- La réceptivité des femelles

Le premier critère retenu a été l'acceptation de mâle. De nombreux auteurs (Moret et Baratte, 1980 ; Adams, 1983) ont montré depuis que des femelles gestantes pouvaient présenter un comportement d'œstrus et accepter la saillie. Contrairement à la hase, le phénomène de superfétation n'est pas observé chez la lapine.

— Le seul prédicteur mis en évidence est la couleur de la vulve (Caillol et Dauphin-Villemant, 1982). Plus elle est foncée, plus on a de chances d'être en présence d'une femelle en œstrus.

III-2-2- Le stade physiologique

Questel (1984) a distingué quatre types de femelles :

- A femelles en première saillie (nullipares)
- B femelles venant de palpations négatives
- C femelles venant de mise-bas
- D femelles sortant de repos (saillie plus 21 jours post partum)

Les résultats obtenus sont représentés figure n°06. Ils montrent un effet significatif de ce facteur.

Tableau n°06: Effet de stade physiologique sur le taux de fertilité (Questel, 1984).

Stade physiologique	Effectif	Taux de fertilité
A : nullipares	1643	81%
B ; suite palpation < 0	5397	57%
C : Suite mise -bas	7849	68%
D : plus de 21j pp	868	64%

La réceptivité et le taux de fertilité enregistrés en première saillie peuvent s'expliquer entre autre par l'hypothèse suivante : La mémoire de la femelle nullipare est vierge de tout contact sexuel. Cette notion intervient de façon non négligeable dans la voie afférente permettant de déclencher l'ovulation (Boussit, 1989).

Les performances plus faibles des femelles B par rapport aux femelles C peuvent s'expliquer éventuellement par un taux de réceptivité plus faible après la palpation, par le phénomène de pseudo gestation, par des problèmes sanitaires pouvant justifier la palpation négative... La différence par rapport aux femelles D peut être justifiée par une fatigue physiologique de tractus génital (Boussit, 1989). Andrieu (1974) confirme ces derniers résultats en ce qui concerne la taille des portées.

III-2-3- L'intervalle mise bas saillie (Rythme de reproduction)

III-2-3-1- Rythme intensif

La mise à la reproduction est effectuée dans les 48 heures suivant la mise bas (allaitement aux stade 1-2 jours). Pendant cette période, la quasi-totalité des lapines sont en œstrus et accepte donc l'accouplement (Roustan, 1992). En effet, Gozavez (1986) constate qu'un grand nombre de follicules (plus d'une trentaine) peuvent être présents jusqu'au 28^{ème} jour de gestation, ceci explique que la lapine puisse être saillie avec succès quelques heures après la mise bas. Cependant, Maertens et Okerman (1988), constatent que le nombre de lapereaux nés est plus faible, d'environ 10%, avec le rythme intensif. Effectivement, Lamb et al (1991), mettent en évidence une intensité d'ovulation significativement plus faible à ce stade et Torres et al

(1977) un plus grand nombre d'ovocytes non fécondés probablement responsables d'une prolificité souvent inférieure à ce stade

III-2-3-2- Rythme semi intensif

Le pourcentage de gestation est sensiblement supérieur avec un rythme semi intensif (remise à la reproduction entre 9 et 14 jours après mise bas) (Maertens et Okerman, 1988). Les femelles sont caractérisées par un taux de réceptivité et un taux de mise bas relativement faible (Theau Clement et Roustan, 1992 ; Theau Clement, 1994).

Ce rythme de reproduction semble aujourd'hui donner des meilleurs résultats zootechniques, il augmente significativement la prolificité aussi bien les nés totaux (plus de 1 à 2 lapereaux / portée), qu'en nés vivants (plus de 1 à 1,5 lapereaux / portée) Blocher (1994).

III-2-3-3- Rythme extensif

Après le sevrage (30 à 40 jours après la mise bas), la lapine est remise au mâle. A ce rythme la fertilité et la réceptivité sont meilleures mais la productivité de la lapine reste limité (Lebas, 1991 ; Theau Clement, 1994). Ce rythme est généralement appliqué dans les élevages fermiers.

III-2-4- L'âge à la première saillie

Les jeunes lapines sont présentées au mâle pour la première fois entre 4 et 7 mois d'âge en fonction de leur race. Les mâles, quant à eux, saillissent pour la première fois vers l'âge de 5 mois. L'âge des reproducteurs a la première saillie doit correspondre a un poids équivalent a 80 % du poids adulte. (Lebas et al, 1996 ; Quinton et Egron, 2001).

L'âge à la première présentation au mâle a un effet sur le taux de fertilité. Les résultats (tableau n°07), révèlent que la fertilité baisse après cinq mois (Questel, 1984).

Tableau n°07 : Effet de l'âge à la première saillie sur le taux de fertilité (Questel, 1984).

Age de la lapine à la première saillie	Effectif	Taux de fertilité
-140 jours	162	85%
140-149 jours	524	86%
150-159	328	72%
160-169 jours	218	78%
170-179 jours	96	80%
+180 jours	195	79%

III-2-5- La parité

Questel (1984) révèle une baisse de la fertilité au cours de la vie des lapines. En première parité, le taux de fertilité obtenu grâce aux lapines en première présentation est de 76%, ce qui n'est pas le cas en 2^{ème}, 3^{ème}, 4^{ème} parité et les lapines ayant déjà été présentées mais non

remplies, chez qui le taux de fertilité n'est que de 62%. Selon Theau Clément (2005), Chmitelin et al (1990), les nullipares sont généralement très respectives avec une fertilité supérieure à 70 %, mais une prolificité plus modeste que les lapines de parités suivantes pour le même génotype.

Contrairement à la fertilité, la prolificité augmente avec la parité. Rafel et al (1991) ; rapporte que la prolificité à la naissance et au sevrage est faible en première portée par rapport aux portées suivantes. La taille des portées (prolificité) augmente jusqu' à la troisième parité puis on remarque une relative stabilité jusqu'à la 8^{ème} parité et en fin une baisse progressive (Roustan, 1980).

De façon pratique, au niveau d'un élevage, on n'observe pas réellement de baisse en fin de carrière. Rares sont les femelles qui arrivent en parité 10, 11 ou 12 (Boussit, 1989).

III-2-6- La nature de l'accouplement

La mise au mâle se fait préférentiellement dans la cage de ce dernier, aux heures les moins chaudes de la journée, afin de ne pas le stresser et de réduire l'agressivité de la femelle. En rythme de reproduction intensif, il faut compter un mâle pour 7 à 8 femelles et ne pas le faire saillir plus de 2 ou 3 fois par jour et ce pas plus de 3 à 4 jours par semaine. Il est préférable de garder des mâles de réserve en cas de défaillance d'un mâle (Lebas et al, 1996).

L'accouplement n'est possible que si la lapine est réceptive. La réceptivité est maximale lorsque la vulve est rouge et turgescente (Tableau n°08). Néanmoins, une femelle gestante peut accepter l'accouplement, surtout dans la deuxième moitié de gestation (Quinton et Egron, 2001).

Tableau n°08 : Réceptivité sexuelle et modifications anatomiques chez la lapine : taux d'acceptation de la saillie (Quinton et Egron, 2001).

Couleur de la vulve	Blanche	Rose	Rouge	Violette
Œdème +	30 %	79,4%	100 %	50 %
Œdème -	17,3 %	58,3 %	93,9 %	27,7%

L'éleveur doit surveiller que l'accouplement ait bien eu lieu avant de remettre la lapine dans sa cage.

III-3- Facteurs liés à l'individu

III-3-1- La génération de naissance

Il n'y a pas d'effet significatif de la génération de naissance à laquelle appartiennent les reproducteurs. Mais il y a une évolution de taux de fertilité en dent de scie, explicable par

l'intervalle entre génération. De l'ordre de 9 mois, cet intervalle entraîne un décalage à chaque mise en place, d'où un effet saison vraisemblablement important d'autant plus qu'un effet maternel peut intervenir (Questel, 1984).

III-3-2- La saison de naissance

Le fait que les mères soient moins prolifiques en été est envisagé pour expliquer que les femelles nées en cette saison présentent la fertilité la plus élevée (Questel, 1984).

Par ailleurs, Kamwanja et Auser (1983) annoncent que les femelles nées en été atteignent la puberté plus rapidement que celles nées dans d'autres saisons.

Chapitre IV : Paramètres et performances de reproduction chez la lapine

IV-1- Signification biologique du cycle sexuel

Quelque soit la complexité et la multiplicité des mécanismes intervenant dans les phénomènes de la reproduction, deux fonctions essentielles les dominent. D'une part la gamétogenèse, c'est-à-dire le développement de l'ovule (ovogenèse) et sa libération de l'ovaire (ponte ovulaire) ; d'autre part, une fonction de coordination d'un ensemble de mécanismes assurant le rapprochement sexuel et la fécondation, la constitution de réserves ovulaires ou la préparation d'un séjour intra utérin de l'œuf fécondé : l'hormonogenèse. Il ne faut, en effet, pas perdre de vue que l'événement fondamental de reproduction est la ponte d'un ovule, sa fécondation et son développement.

En somme, le cycle sexuel a pour signification biologique de mettre périodiquement des ovules à la disposition des spermatozoïdes, de permettre la fécondation et, chez les mammifères, de préparer périodiquement une éventuelle grossesse en développant le tractus génital femelle destiné à héberger l'œuf pendant la durée de son développement (Kayser, 1963)

IV-2- Caractéristiques du cycle œstral et la réceptivité chez la lapine

Il y a des espèces, la plus part d'ailleurs (ratte, souris, vache, brebis, femme. etc.), chez lesquelles le cycle évolue normalement en l'absence de mâle et présentent spontanément les deux phases caractéristiques du cycle, séparé par l'ovulation, elle est aussi spontanée. Contrairement à ces mammifères, la lapine est considérée comme une femelle en œstrus plus ou moins permanent (Lebas, 2004), et le cycle complet est conditionné par la présence du mâle et le rapprochement sexuel. Dans cette espèce en effet, en l'absence de coït, le cycle reste bloqué à la phase folliculaire et l'ovulation ne se produit que s'il y'a accouplement (Theau-Clement, 2003). On parle alors d'ovulation provoquée.

La croissance folliculaire est continue. Quand un nombre suffisant de follicule en croissance atteint le stade pré ovulatoire (diamètre de 900), il y aurait atresie d'autres follicules dont le diamètre serait inférieur à (700 μm). Cette inhibition serait levée avec l'ovulation et d'autres pourraient croître à nouveau. S'il n'y a pas ovulation, les follicules pré ovulatoires régressent et un nouveau cycle recommence (Roustan, 1992). Les follicules ovariens se développent et restent actifs pendant 12 à 16 jours puis régressent, ce succédant de façon à ce que des follicules soient présents pour l'ovulation (Smelser et Coll., 1934 ; Diaz et Coll., 1987). Les follicules mûrs ne restent pas indéfiniment dans l'ovaire mais suivent un processus de régression après une période de 7 à 10 jours (Lebas, 2000).

On considère qu'une femelle (lapine) est en œstrus quand elle accepte de s'accoupler et on la dit en di-œstrus quand elle refuse l'accouplement (Boussit, 1989).

Certains auteurs estiment qu'il n'y a pas de cycle œstral au sens strict mais un rythme dans la réceptivité sexuelle de la lapine (Hill et White, 1933). La réceptivité correspondrait à la présence à la surface de l'ovaire de follicules prêt à ovuler ou follicules pré ovulatoires (Myers et Poole, 1962).

La réceptivité et le comportement de la femelle est sous le contrôle de sécrétions hormonales, notamment le 17 β -oestadiol. Cependant, (Hulot et Coll., 1988), notent que la présence de follicules pré ovulatoires ne serait donc pas suffisante pour expliquer le comportement de la femelle (réceptive ou pas).

IV-3- Caractéristiques de la productivité

IV-3-1- La réceptivité

Dans les conditions naturelles la réussite de la reproduction implique que la femelle accepte le mâle, en adoptant la position de lordose lors de coït, donc qu'elle soit réceptive (Boussit, 1989). Dans le cas contraire, quand elle refuse le mâle et n'adopte pas la position de lordose, elle est dite non réceptive (Castiline, 1996). Si une femelle doit accepter un mâle cela se fait dans les 3 à 4 mn suivant l'introduction de la femelle dans la cage du mâle. Passé ce délai, il est inutile d'insister (Lebas 2005) (figure 05).

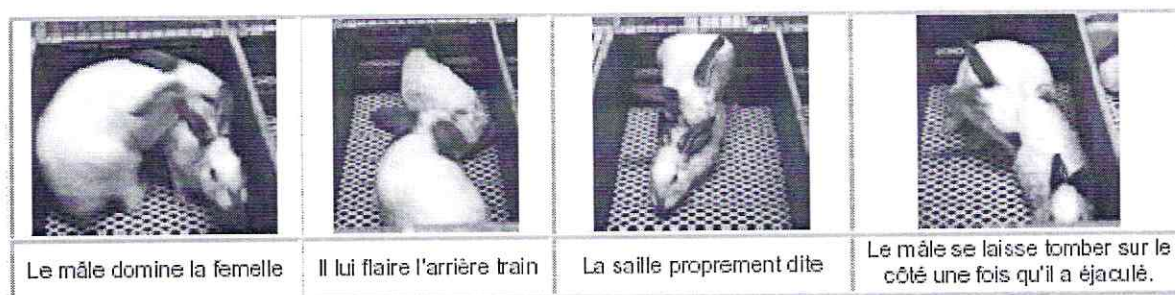


Figure n° 05 : Les différentes phases de la saillie chez le lapin (Lebas, 2005).

Le taux d'acceptation du mâle se définit par le nombre de saillies positives sur le nombre de présentations de la femelle au mâle. La réceptivité influence tous les caractères de reproduction principalement la fertilité et la prolificité (Theau Clement et Roustan, 1992 ; Theau Clement et Poujardieu, 1994). En ce sens Theau Clement et Roustan (1992) notent que les femelles non réceptives ont un taux de fertilité de 10 % et une prolificité de 6,9, alors qu'en saillie naturelle les femelles réceptives ont un taux de fertilité de 88 % et une prolificité de 7,8. En pratique ce problème ne se pose qu'en insémination artificielle où les femelles sont inséminées sans tenir compte de leur état de réceptivité (Quinton et Ergon, 2001) ce qui n'est pas le cas en saillie naturelle où seules les femelles réceptives sont saillies.

La période où la réceptivité est élevée correspond aux heures qui suivent la mise bas, elle décroît ensuite 4 à 6 jours après pour atteindre 40 à 60 %. Theau Clement et al (1990) notent une augmentation de la réceptivité 10 à 14 jours après mise bas pour atteindre son maximum après sevrage.

IV-3-2- La fertilité

Fortun-Lamothe (1994) définit la fertilité comme étant l'aptitude d'un individu à la reproduction. Prud'hon et Rouvier (1969) ; Hulot et Matheron (1981) ; Blocher et Franchet (1990) ; Theau Clement et Pujardieu (1994) pour eux, la fertilité est le nombre de femelles mettant bas par rapport au nombre de femelles mises à la reproduction.

La fertilité des femelles dépend de leur réceptivité au moment de la mise à la reproduction (Quinton et Ergon, 2001). Le même auteur note que les femelles non réceptives sont moins fertiles que les réceptives. Les femelles (lapines) allaitantes saillies quelques jours après la parturition ont un taux de fertilité faible (Theau Clement, 2003).

Il semble que la fertilité s'améliore lors de la mise à la reproduction après sevrage (Theau Clement, 1994) et qu'un simple changement de cage pour les femelles 48 h avant la saillie augmente la fertilité de 14 % (Theau Clement, 2003).

IV-3-3- La prolificité

D'après Fortun-Lamothe (1994), la prolificité est l'aptitude de lapines à produire un nombre de lapereaux lors d'une mise bas. Le taux de prolificité est le nombre de lapereaux nés sur le nombre de femelles mettant bas (Ponsot, 1996), elle est le produit du taux d'ovulation par la survie prénatale qui est le produit de survie embryonnaire par la survie foetale.

13 à 14 (extrême de 1 à 20) est le nombre de lapereaux qu'une lapine peut mettre bas, le nombre varie selon le format des animaux (Roustan, 1992). Chez les souches sélectionnées le nombre de lapereaux par portée est de l'ordre de 8 à 10 (Chinzi, 1997). La prolificité chez la lapine baladi noire est de 5,50 (Galal et Khalil, 1994) et de 7,52 pour des femelles de la population locale Algérienne (Berchiche et al, 2000).

IV-3-4- La fécondité

C'est le produit de la fertilité par la prolificité, elle est définie par le nombre de lapereaux nés rapporté aux femelles saillies (De Rochambeau, 1990).

IV-3-5- La gestation

Par définition, la gestation est la période comprise entre la fécondation et la mise bas, elle dure entre 30 à 32 jours (Lebas, 2000), dans la majorité des cas avec des extrêmes de 28 à 35 jours (Lebas, 1991).

La parité de la lapine joue également un rôle dans la détermination de la durée de la gestation, elle est relativement plus courte chez les femelles nullipares comparativement aux multipares (Roustan, 1992). Dans le cas de la population locale on a enregistré des gestations 25 à 26 jours (Zerrouki et al, 2002).

Le diagnostic de gestation se fait par palpation transabdominale 10 à 14 jours après la saillie fécondante. En effet, avant le 9^{ème} jour la palpation est inefficace, et après le 14 jour elle s'avère plus délicate car elle risque de provoquer un avortement. Dans tous les cas, l'éleveur doit faire preuve d'un savoir-faire et de douceur afin de ne pas causer un avortement (Perrot, 1991).

Des le 27^{ème} ou 28^{ème} jour de gestation, la boîte a nid garnie d'une litière suffisante, est mise a disposition de la lapine (Lebas et al, 1996).

IV-3-6- La parturition

Si les fœtus sont de taille normale, la mise bas dure rarement plus de 30 minutes. En 15 minutes, la lapine peut mettre au monde ses petits, les lécher, couper les cordons, manger le placenta pour bien nettoyer le nid, et déjà les petits seront près à téter. La mise bas peut néanmoins être étalée sur plusieurs heures voire plusieurs jours (Lebas ,1991).

La lapine peut retarder sa mise bas plusieurs jours si son environnement n'est pas sécuritaire (Lebas, 2004). Si elle est très nerveuse elle peut manger ses petits. D'après Lebas et al (1991), ceci est dû probablement au manque d'eau dans les abreuvoirs. Certains accidents peuvent surgir.

Après parturition, l'utérus involue très rapidement et perd plus de la moitié de son poids en moins de 48 heures, un nouveau cycle peut recommencer (Lebas, 1991).

L'éleveur peut faire adopter des lapereaux jusqu'a 3 jours après la mise bas. Cette pratique consiste a homogénéiser les portées entre 8 et 9 lapereaux : il y a transfert des petits en surnombre vers des petites portées. L'adoption doit se faire entre lapereaux de taille équivalente et ayant 48 heures d'écart maximum (David, 1991 ; Lebas et al, 1996).

IV-3-7- Le sevrage

Le sevrage correspond à la période à laquelle les jeunes lapereaux arrêtent l'alimentation à base de lait pour une alimentation à base sèche, grossière ou concentrée (Lebas et al, 1991)

Les lapereaux commencent à manger des aliments solides vers 18 à 20 jours. Le sevrage (passage total a l'alimentation solide) des lapins est, en général, réalisé vers 28 a 35 jours, entre 27 à 29jours en rythme intensif. Toute la portée de la lapine doit être retirée en même temps pour être transférée dans une cage d'engraissement (capacité maximale 8 lapereaux) (Perrot, 1991).

IV-3-8- La saillie

La saillie peut être naturelle ou induite (insémination artificielle), cette dernière s'effectue généralement en bande. La technique consiste à synchroniser le cycle de la reproduction d'un groupe de femelles, l'ovulation est alors induite par une injection de GnRH de synthèse (Bolet, 1995). La couleur de la vulve est une présomption d'œstrus et non pas une preuve (Lebas, 2004). Pla et Coll., (1984) ont noté cette relation qui existe entre l'ovulation et la couleur de la vulve comme le montre le tableau n°09

Tableau n°09 : Taux d'ovulation en fonction de la couleur de la vulve (Pla et Coll, ,1984)

Couleur de la vulve	Taux des femelles ovulantes
Vulve blanche	24 %
Vulve rouge	65%
Vulve rose	83%
Vulve violette	85%

IV-3-9- La pseudo gestation

Lorsque l'ovulation n'est pas suivie de fécondation, il se produit une pseudo gestation qui dure 15 à 18 jours, période pendant laquelle la lapine ne peut être fécondée. C'est un phénomène qui se produit lors de chevauchement des lapines entre elles ou suite à l'accouplement avec un mâle stérile (Maertens et Okerman, 1988).

Au début de développement des corps jaunes et l'évolution de l'utérus sont les mêmes que pour une gestation, mais ils n'atteignent pas la taille ni le niveau de production de progestérone des corps jaunes gestatifs. Vers le 12^{ème} jour, ils commencent à régresser puis disparaissent par l'action d'un facteur lutéolytique sécrété par l'utérus, sous l'action de PGF₂α. La fin de la pseudo gestation est accompagnée de l'apparition d'un comportement maternel et de la construction d'un nid lié à l'abaissement rapide du taux de progestérone sanguin (Lebas, 2006).

IV-3-10- La puberté

La puberté, est définie comme l'âge auquel l'animal est apte à la reproduction. L'acceptation du mâle se manifeste très tôt puisqu'à 11 semaines des accouplements pourraient avoir lieu (Quinton et Egron, 2001).

Le développement corporel de l'animal joue un rôle prépondérant. En effet, le poids est en étroite corrélation avec la puberté. Elle est d'autant plus précoce que les animaux ont une croissance rapide et régulière. La plupart des lapines sont pubères quand elles atteignent les deux tiers de leur poids adulte (Brience et al, 2005).

La puberté dépend également des facteurs raciaux. Chez les races communes, la puberté serait atteinte entre 100 et 110 jours (Berchiche et Kadi, 2002). Par ailleurs, Quinton et Egron

(2001) ont signalé que la puberté est atteinte vers l'âge de 3 à 7 mois selon les races. Mais de façon pratique, les nullipares ne sont généralement pas mises à la reproduction avant 16 à 17 semaines. Toute fois on a vu des cas de gestation à 12 semaines d'où la nécessité de séparer très tôt les deux sexes (avant l'âge de 3 mois) (Khalil, 2002b).

Les effets saisonniers influencent également la puberté, il apparut que les lapines nées en été atteignent la maturité sexuelle plus tard que celles nées dans d'autres saisons indépendamment de la durée d'éclairage pendant l'élevage (Quinton et Egron, 2001).

IV-3-11- La réforme

Le taux de renouvellement dépend en partie du rythme de reproduction, plus celui-ci est intensif plus le renouvellement est rapide, les lapines sont les plus concernées. (Lebas, 1991).

La vie sexuelle peut durer jusqu'à 5 ou 6 ans en élevage, les femelles sont réformées bien avant l'apparition des troubles liés à la sénescence de la lapine âgée, en moyenne après huit mises bas, on observe des taux de mortalité embryonnaire élevés alors que le taux d'ovulation ne semble pas varier. Ceci serait dû au vieillissement de l'utérus (Bidanel, 1998). En effet des œufs provenant d'une donneuse âgée se développent normalement lorsqu'on les implante chez une lapine jeune (Boussit, 1989).

Sinon la réforme concerne les animaux en mauvais état sanitaire, présentant une mauvaise productivité ou étant infertiles (Lebas et al, 1996).

Chapitre V : Développement des follicules et ovulation :

V-1- L'ovogenèse

C'est la succession de multiplication et de différenciation cellulaires qui permet de passer d'une cellule souche à un gamète femelle ou ovule apte à être fécondé. Cette fonction est assurée par l'appareil folliculaire, elle débute par une phase de divisions intense des cellules de la lignée germinale, les ovogonies se différencient pour donner les ovocytes primaires. Ces cellules diploïdes ($2n$ chromosomes), juste après la naissance subissent une division au niveau des chromosomes (prophase méiotique) pour donner des cellules haploïdes (n chromosomes) (Martinet, 1978 ; Gougeon, 1996).

L'ovogenèse se caractérise ensuite par une phase d'accroissement des oocytes primaires. Ceux-ci augmentent de volume et s'entourent de cellules nourricières aplaties ou cellules folliculaires, pour donner des follicules primordiaux de 0,085mm de diamètre, à partir du 13^{ème} jour après la naissance. Le diamètre de ces follicules après une croissance progressive se stabilise à 0,20mm vers 2 mois et demi.

Byskov et Lintern-Moore, 1973 ; Picton, 2001 note que vers la 10^{ème} semaine, les follicules primordiaux donnent naissance à des follicules cavitaires à la suite de la sécrétion d'un liquide folliculaire. A la puberté, suite à l'accouplement, le follicule cavitaire évolue en follicule à antrum (Fortun Lamothe et Mariana, 1998). A partir de là, l'ovocyte primaire contenu dans le follicule termine sa division méiotique pour donner un ovocyte secondaire entouré de cellules folliculaires et contenant le premier globule polaire. En cas de fécondation, la phase de maturation s'achève par une 2^{ème} division méiotique de l'ovocyte secondaire pour donner un ovule mûr incluant le 2^{ème} globule polaire..

L'ovocyte proprement dit ainsi que les follicules ovariens sont concernés par cette régulation (Gallas, 1988). Au départ il y a croissance de certains nombres de follicules sous la dépendance des gonadotrophines. Un phénomène de régulation intra-ovarien mal connu inhibe le développement des follicules de réserve (Fortun Lamothe et Mariana, 1998).

Il y a deux types d'hormones qui interviennent durant la phase finale de la croissance folliculaire : La FSH qui permet de mûrir le follicule et la LH qui induit la formation de cellules sécrétrices des stéroïdes ovariens ; des oestrogènes sécrétés en quantité importante comme 17-B oestradiol (le plus abondant), œstrone mais également des androgènes (testostérone, androsténédione) et aussi des progestérones. La sécrétion d'oestradiol suit la croissance folliculaire, alors que la sécrétion d'androgènes atteint un niveau élevé en fin de croissance (Gallas, 1988).

Tandis que la progestérone inhibe le comportement sexuel de la lapine (mais pas suffisamment puisque dans certains cas, la lapine accepte le mâle en cours de gestation) (Lebas, 2006), les oestrogènes et certains androgènes induisent le comportement d'oestrus.

V-2- Folliculogénèse

La folliculogénèse est la succession des différentes étapes du développement folliculaire ovarien, depuis le moment où il sort de la réserve jusqu'au moment de sa rupture à l'instant de l'ovulation (Danielle Monniaux et al, 1999 ; Thibault et Levasseur, 2001) (figure n°06).

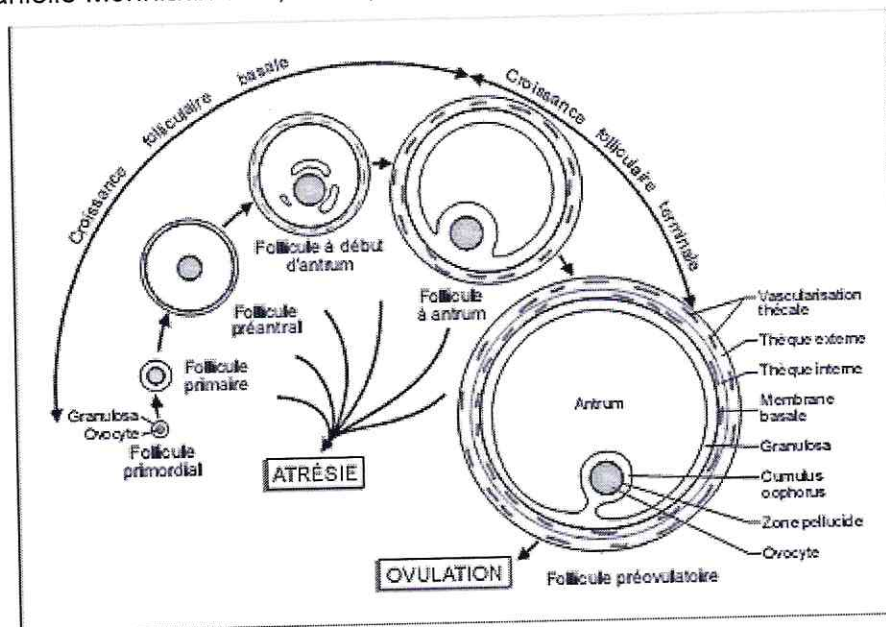


Figure 06 : Principales étapes du développement d'un follicule ovarien. (Danielle Monniaux et al, 1999)

Du stock de follicules primordiaux formés durant la vie fœtale ou après la naissance, quelques follicules commencent à croître durant la vie de l'animal jusqu'à ce que ce stock soit terminé. Le rôle de l'ovocyte dans l'initiation de la croissance folliculaire est déterminé par les mesures des diamètres de l'ovocyte et de follicule. La croissance de l'ovocyte entraîne des changements de forme des cellules folliculaires initialement cuboïdes. La croissance et la maturation folliculaire dans l'ovaire représentent une séquence de transformations subcellulaires et moléculaires de différents composants du follicule tel que : l'ovocyte, la *granulosa* et les thèques (Morbeck et al, 1992).

Le développement des follicules antraux est régulé par les hormones gonadotropes, la FSH et la LH ainsi que des facteurs locaux tels les facteurs de croissance, les cytokines, les stéroïdes et autres molécules régulatrices connues et inconnues. Ces régulations peuvent être autocrines, paracrines et endocrines. Récemment, deux protéines, le récepteur kit et son ligand kit, ont été identifiés comme système paracrine étant impliqués dans la croissance ovocytaire et la différenciation des cellules de la thèque en début de la folliculogénèse (Driancourt et al, 2000).

V-2-1- Follicules primordiaux

Cette masse représente la réserve non renouvelable de follicules pour la vie reproductive des mammifères (Driancourt et al, 1991). Le follicule primordial, de forme ellipsoïde, contient l'ovocyte (ovule immature) et est l'unité de développement fondamentale des ovaires des mammifères. Le diamètre des follicules primordiaux est d'environ 40 à 50 μm et contient un ovocyte immature de moins de 30 μm de diamètre (Morbeck et al, 1992). Ces follicules contiennent tous des ovocytes incapables de reprendre leur méiose (Hunter, 2000). L'apparition des follicules primordiaux dans l'ovaire a lieu durant l'embryogenèse.

Ce type de follicules se caractérise par un ovocyte au stade dictyé entouré par une seule couche de cellules épithéliales aplaties : les cellules de pré-granulosa (Byskov et Lintern-Moore, 1973; Driancourt et al, 1991; Gougeon, 1996) (voir figure 07). Les pré-granulosa semblent être dérivés du *resto vari* (Gore-Langton et Armstrong, 1994). La présence des cellules de la granulosa serait nécessaire pour que l'ovocyte puisse survivre et croître (Byskov et Lintern-Moore, 1973; Driancourt et al, 1991 ; Picton, 2001).

Le follicule primordial est clairement délimité par du stroma ovarien et une lame basale. Ces cellules stromales mésenchymateuses seraient possiblement l'origine des cellules de la thèque (Gougeon, 1996). Ces résultats suggèrent qu'il existerait une interaction entre les cellules de la thèque et les granulosa jouant un rôle important dans la régulation de la croissance et de la différenciation du follicule très tôt, au cours de la folliculogenèse. Le cortex périphérique de l'ovaire contient les follicules primordiaux (Zamboni, 1974). Lorsque les follicules et les ovocytes commencent à prendre de volume et à s'expansionner, ils se déplacent plus profondément à l'intérieure de cortex. Les facteurs régulateurs impliqués dans la différenciation ainsi que l'accumulation de plusieurs organelles dans le cytoplasme de l'ovocyte primordial restent à déterminer (Dong et al, 1996).

V-2-2- Follicules primaires

Les follicules primordiaux seront activés pour devenir follicules primaires. Le mécanisme d'activation des follicules primordiaux et des ovocytes demeure encore inconnu (Fortune, 1994). Les groupes de follicules primordiaux commencent à se développer pour devenir follicule primaire avant la naissance. Ce phénomène se produit indépendamment des hormones pituitaires gonadotrophines et ne semble pas être soumis qu'au contrôle ovarien (Peter et al, 1975). Les ovocytes des follicules primaires ne diffèrent pas significativement en volume de ceux que l'on retrouve au stade primordial. Ils contiennent des ovocytes d'environ 30 μm de diamètre entouré de cellules de la granulosa devenues cuboïdes (Russe, 1983; Driancourt et al, 1991; Van Wezel et Rodgers, 1996; Hyttel et al, 1997) (figure n°07). Les ovocytes ne commenceront à prendre du volume qu'au moment où il y aura un nombre suffisant de cellules de granulosa. Les cellules de la granulosa possèdent à ce stade des sites de liaison pour la FSH (Morbeck et al, 1993). À ce stade, le diamètre folliculaire a progressé et mesure environ

100µm. des changements importants prennent place lors du développement du follicule primaire. La présence de jonctions communicantes (Gap Junctions) et de desmosomes entre les cellules de la granulosa et l'ovocyte a été démontré (Albertini et Anderson, 1974 ; Anderson et Albertini, 1976). De plus, c'est à ce stade que l'on observe la première trace de formation de la zone pellucide qui n'entoure pas encore tout à fait l'ovocyte qu'au moment où le follicule atteindra son stade préantral (Braw-Tal et Youssefi, 1997). La participation de l'ovocyte dans l'élaboration de la zone pellucide a été reconnue en se basant sur l'importance de son appareil de Golgi (Russe, 1983). Les mitochondries sont encore de formes rondes, mais ont augmenté faiblement de volume

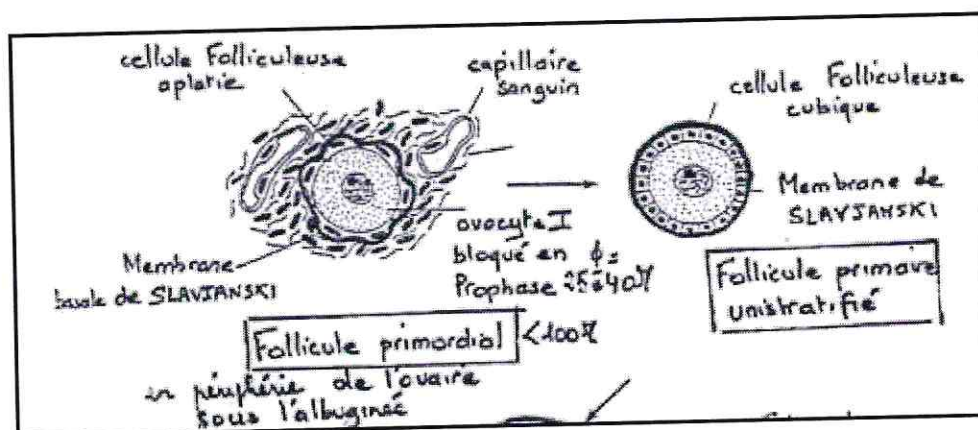


Figure n 07 : Schéma du développement du follicule primordial en follicule primaire (Driancourt et al, 1991).

V-2-3- Follicules secondaires

Les follicules primordiaux, primaire et secondaires constituent ensemble 95 % de la population folliculaire. Les follicules secondaires montrent une activité de divisions mitotiques intensives qui se manifestent par plusieurs couches de cellules cubiques (voir figure 08), la granulosa ; celle-ci est entourée d'une assise double de cellules interstitielles qui correspondent à une différenciation du stroma ovarien périfolliculaire (partie du stroma ovarien directement en contact avec la membrane de Slavjanski). Les cellules de la granulosa forment une population morphologiquement et physiologiquement homogène car elles communiquent entre elles par des jonctions perméables (gap junction). On note également la présence d'un ovocyte plus volumineux variant entre 50 et 60 µm (Hyttel et al, 1997 ; Russe, 1983).

Dans les follicules, dont le diamètre est égal à 120 µm, les cellules de thèque deviennent clairement identifiables à la face externe du follicule, favorisant ainsi le développement du réseau capillaire entourant l'ovocyte. Des sites de liaison à la FSH sont présents sur les cellules de la granulosa. Bien que les sites de liaison aux gonadotrophines soient présents à ce stade, il est bien reconnu que les premiers stades de croissance folliculaire sont indépendants des

hormones gonadotropes (Driancourt et al, 1991; Roche, 1996 ; Monniaux et al, 1997). Enfin, il y a élaboration des granules corticaux et une migration des mitochondries rondes en périphérie.

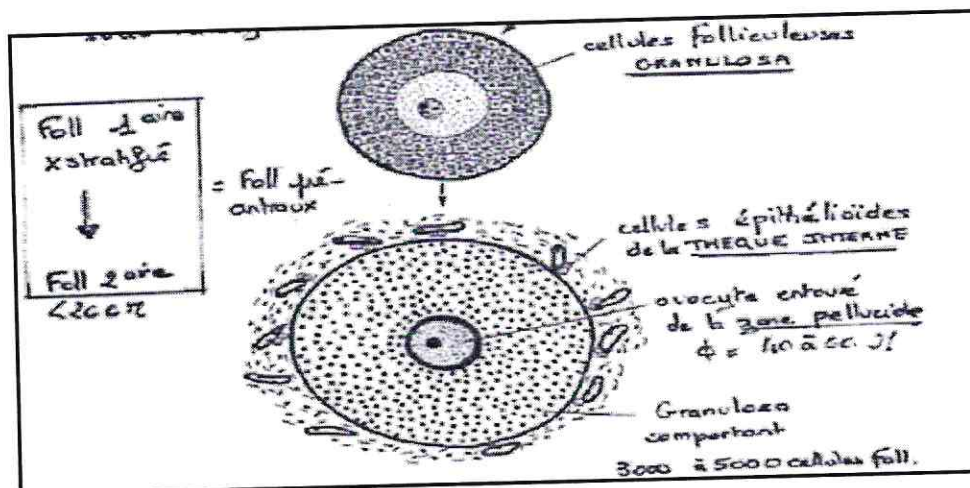


Figure 08 : Schéma du développement du follicule primaire en follicule secondaire (Driancourt et al, 1991).

V-2-4- Follicules tertiaires (antraux)

Les follicules secondaires deviendront tertiaires lorsqu'il y aura formation d'une cavité à l'intérieur du follicule connu sous le nom d'antra (ou antrum). Cette cavité est remplie de liquide folliculaire contenant de l'exsudat du plasma sanguin et de produits sécrétés par les cellules folliculaires. Les follicules préantraux croissent à un taux inférieur à celui des follicules antraux. À ce stade, la taille de l'ovocyte atteint environ 115 μm (Morbeck et al, 1992).

Le follicule antral est composé de plusieurs couches de cellules de thèque, d'une membrane basale, d'un épithélium stratifié et de cellules de la granulosa et d'un complexe ovocyte-cumulus (COCs) (voir figure 08). La zone pellucide entourant l'ovocyte est maintenant devenue complète (Braw-Tal et Youssefi, 1997). Des projections de cellules de la corona radiata s'invaginent à la surface de l'ovocyte pour traverser la zone pellucide et former des jonctions communicatrices ou gap junctions (Hyttel et al, 1989 ; Larsen et Wert, 1988). À mesure que la croissance folliculaire augmente, les jonctions communicantes augmentent en nombre et en dimension (Larsen et Wert, 1988). Cette association permet maintenant l'échange de facteurs régulateurs de la maturation ovocytaire. Il y a aussi modification de la structure des mitochondries, qui sont devenues en formes de crochets, et augmentation de leur dispersion. Juste avant l'ovulation un espace périvitellin se forme entre l'ovocyte et la zone pellucide.

Des caractéristiques stéroïdogéniques différentes ainsi qu'une distribution différente des récepteurs démarquent les cellules du cumulus des cellules de la granulosa (Gordon et Lu, 1990). Les cellules de la granulosa possèdent des récepteurs à la FSH, tandis que les cellules de la thèque possèdent des récepteurs à la LH à leurs surfaces. La stéroïdogénese folliculaire

est régulée par ces deux types cellulaires. C'est la théorie des deux cellules-deux gonadotrophines. Les cellules de la thèque produisent des androgènes une fois activés par leur récepteur LH. Les cellules de la granulosa synthétisent les œstrogènes grâce à l'enzyme qu'elle possèdent, soit l'aromatase, qui transforme l'androstenedione en œstradiol. Les follicules au stade antraux sont devenus dépendants des gonadotrophines (Driancourt et al, 1991 ; Wandji et al, 1992 ; Spicer et al, 1993)

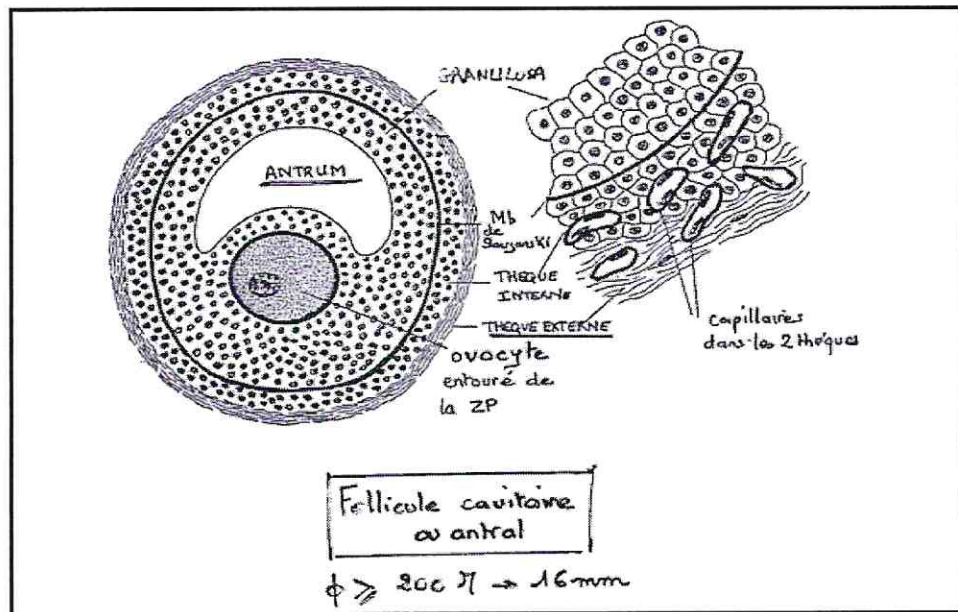


Figure n° 09 : Représentation schématique d'un follicule ovarien au stade antral (Driancourt et al, 1991).

V-2-5- Follicules de De Graaf

Chaque follicule ovarien fournit un micro environnement permettant la croissance et la maturation d'un ovocyte (Gordon, 1994). De l'extérieur vers l'intérieur on retrouve les cellules de la thèque externe et interne, de la granulosa et les cellules de cumulus entourant l'ovocyte (Stevens et Lowe, 1997). Le follicule est constitué de deux types cellulaires, soit les cellules de la thèque et les cellules de la granulosa. Les cellules de la thèque sont des cellules de types fibroblastiques et se divisent en deux couches cellulaires : la thèque externe et la thèque interne. La thèque externe est compacte et traversée de vaisseaux sanguins et n'a pas de fonction sécrétoire. Au contraire, les cellules de la thèque interne sécrètent des stéroïdes (progestérone, androgène et œstrogène) (Moor et Trousson, 1977) grâce à un important réticulum endoplasmique lisse et des mitochondries à crêtes tubulaires, ce qui est une caractéristique des cellules synthétisant des stéroïdes (Stevens et Lowe, 1997). Une lame basale contenant du collagène, de la fibronectine, de la laminine et des protéoglycans (Rodregers et al, 1999) sépare les feuillets des cellules de la thèque et de la granulosa. Les

cellules de la granulosa ne sont pas irriguées par les vaisseaux sanguins et sont de type épithélial pseudostratifié. Les cellules du cumulus oophorus sont des cellules de type granulosa entourant l'ovocyte qui se sont différenciées et qui constituent une sous population. Les cellules de cumulus servent à nourrir l'ovocyte (Buccione et al, 1990). La couche de cellules du cumulus (la couche la plus interne) qui est en étroit contact avec l'ovocyte, via des extensions cytoplasmiques se projetant à travers la zone pellucide, forme la corona radiata (Flechon et al, 1986). La corona radiata communique avec l'ovocyte et les cellules du cumulus via des pores appelés jonction communicantes, «Gap Junction» (De Loos et al, 1991). Les cellules du cumulus sont, de plus, impliquées dans la modulation d'inhibiteurs de la maturation (Epping et Downs, 1991 ; Tsafirri et al, 1994).

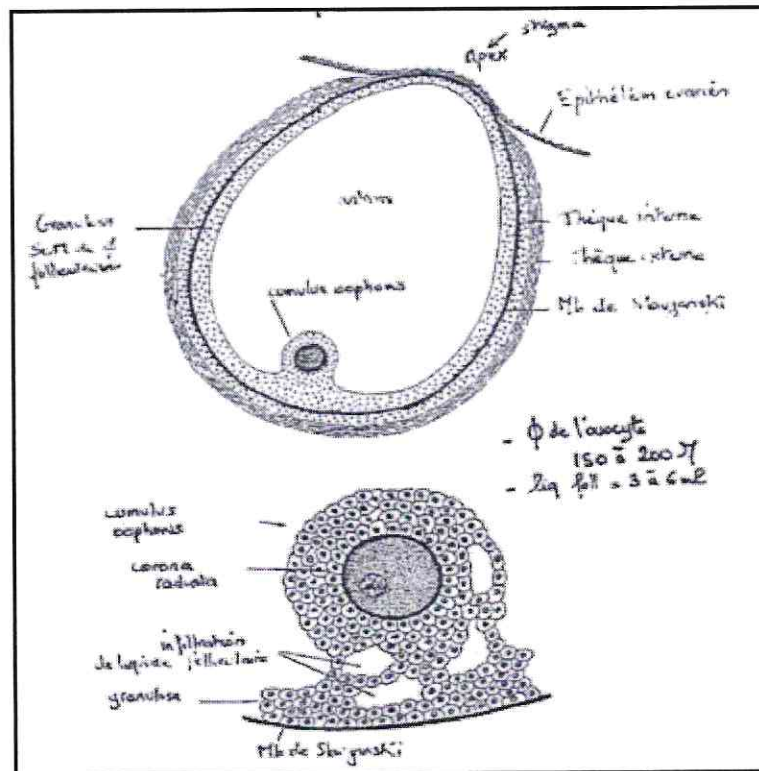


Figure n°10 : Représentation schématique d'un follicule de De graaf (Driancourt et al, 1991).

V-3- L'ovulation

V-3-1- Définition

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

1. La dissociation des cellules de cumulus oophorus libérant l'ovocyte dans l'antrum
2. La maturation complète de cet ovocyte, le rend apte à être fécondé et à pouvoir se développer.
3. La rupture de la paroi folliculaire (voir figure n°10)

Chez la lapine, elle ne se produit qu'après le coït (10 à 18h) selon Kayser (1963), 10 à 11 heures selon Lebas (2006), et elle se fait sur toute la surface de la zone corticale ovarienne.

Le développement du follicule mûr, pousse ce dernier vers la surface de l'ovaire ; l'ovisac serait refoulé vers l'extérieur par un processus conjonctif partant de l'albuginée. Dans sa poussée vers la paroi externe, le follicule mûr amincit la couche de tissu ovarien qui le recouvre et le point de plus grand amincissement est une tache blanchâtre, le stigma.

Naturellement, l'ovulation résulte de l'élévation importante et rapide des gonadotrophines en fin de phase folliculaire. Mais les mécanismes induits par cette décharge et assurant le déroulement des trois événements sont complexes. Leur degré d'intégration temporelle n'est pas très bien connu (Lesbouyries, 1949).

V-3-2- Changement histologiques et ultra structuraux préparent l'ovulation et faisant suite à la décharge ovulante.

V-3-2-1- Changement au niveau de la granulosa.

Dès deux heures après l'accouplement, une légère dissociation est apparente dans les cellules de la granulosa de la lapine (Cherney et al, 1975). L'augmentation des espaces intercellulaires est bien visible à partir de 4 heures et le nombre de jonctions perforées diminue également jusqu'au moment de l'ovulation (Coons et Espey, 1977).

Dès la 6^{ème} heures, du côté de l'apex, la dissociation des cellules de la granulosa est plus importante 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) (figure n°10).

Deux heures avant l'ovulation, des projections de la granulosa pénètrent dans la lame basale et la dissocient (Bjersing et Cajander, 1974).

Les cellules de 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 de cumulus qui étaient en contacte directe avec lui et dont les prolongements restent ancrés dans la membrane pellucide. Elle forme la corona radiata. Les cellules de 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 (Thibault et Levasseur, 1979).

V-3-2-2- 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 (Rondel, 1964, 1970). Elle est égale à la pression sanguine intracapillaire (Blandau et al, 1963). Toute variation induite de la pression sanguine entraîne un changement de même sens de la pression intra folliculaire (Espey et Lipner, 1963). Les modifications visibles au niveau des thèques permettent d'expliquer comment est possible la distension sans suppression, ni rupture précipitée.

La dissociation et la destruction partielle des fibres de collagène (Espey et Coons, 1976), ainsi que les dissociations cellulaires, dues à l'infiltration sérique particulièrement intense au niveau de l'apex, que l'on observe dès la 4^{ème} heure dans la thèque externe, contribuent à accroître l'élasticité de la paroi du follicule et à fragiliser l'apex. L'œdème est facilité par l'apparition de fenestrations dans les capillaires de la thèque interne (Bjersing et Cajender, 1974) (figure n°10).

Les collagénases ont un rôle important dans la dissociation et la destruction de l'ensemble de fibres collagènes de la thèque externe et de l'albuginée (obstacle principale de l'extension et de la rupture du follicule), conduisant ainsi à la rupture folliculaire (Espey et Lipner, 1965). La teneur intra folliculaire augmente tandis que la teneur intra tissulaire (albuginée et thèque) diminue quand approche l'ovulation, montrant que l'enzyme est libérée. Chez la lapine il y a deux activités collagénolytiques, l'une agissant à pH physiologique (7 - 7,8), l'autre à pH acide (4 - 6,8) (Espey et Rondell, 1968).

Les cellules productrices de collagénases semblent être les fibroblastes de l'albuginée qui poussent des projections de corps multi vésiculaires dont le nombre augmente 3 fois entre la 5^{ème} et la 8^{ème} heure (après la décharge ovulante) (Espey, 1971).

Autres systèmes enzymatiques de nature protéolytique sont impliqués dans la disparition de la matrice qui unit les fibres collagènes en faisceaux (Espey, 1967). Effectivement, le liquide de follicule pré ovulatoire possède une activité fibrinolytique intense dépendante de la présence de la plasmine (Beers, 1975 ; Beers et al, 1975) qui résulte de la production par les cellules de la granulosa de l'activateur de plasminogène qui transforme en plasmine le plasminogène naturellement présent dans le sang et le liquide folliculaire. Cette production de l'activateur est sous la dépendance des hormones gonadotropes : FSH, LH, PGEs, AMPc.

L'action protéolytique de la plasmine sur les assises folliculaires consiste en l'augmentation d'élasticité de lambeaux de follicule. De plus, elle activerait la procollagénase, donc favoriserait la présence de collagénase. (Beers, 1975).

V-3-2-3- Changement au niveau de l'apex

La rupture, orientée vers l'extérieure, est préparée par une différenciation des cellules de l'épithélium ovarien, limitée à l'aire où elles recouvrent le follicule.

On observe chez la lapine, 6 heures environ avant l'ovulation la présence de lysosomes qui grossissent et se multiplient dans les heures suivantes. Environ 2 heures avant la rupture folliculaire, les lysosomes se vident et leur contenu est expulsé dans la tunique albuginée sous-jacente dont les fibroblastes dégénèrent, tandis que les fibres collagènes se désintègrent (Cajander, 1976 ; Hafez, 1987). Finalement, les cellules de l'épithélium desquament, découvrant l'albuginée.

Puisque ces changements des cellules de l'épithélium ovarien sont limités à l'apex du follicule (figure n°11), on peut penser qu'ils sont induits par les cellules sous-jacentes. Inversement, les cellules de l'épithélium jouent un rôle essentiel dans la préparation à la rupture. En effet, chez la jument (Witherspoon et Talbot, 1970) et chez un rongeur galea mustiloïdes qui ont une fossette d'ovulation, seule cette fossette possède un épithélium ovarien, ce qui apporte une preuve naturelle de son rôle dans la rupture folliculaire (Bjersing et Cajander, 1975).

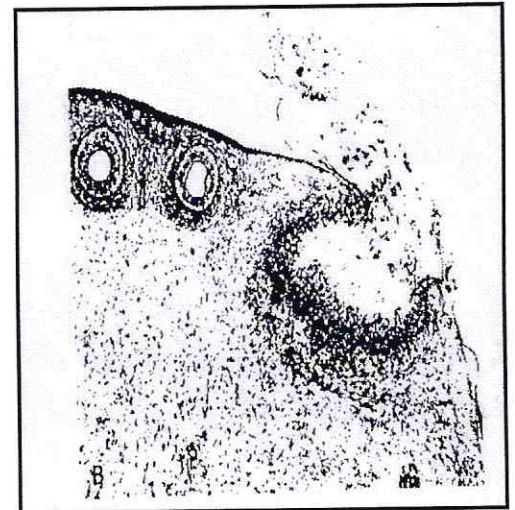
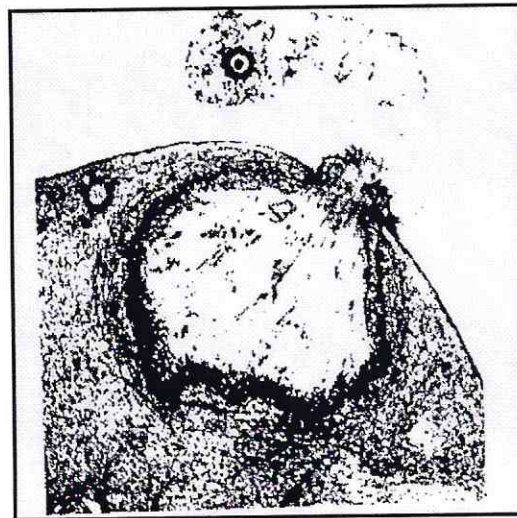


Figure n°11

section d'un follicule de lapin chez lequel l'ovulation a été accomplie

section d'un follicule ovulatoire de lapin ½ h après ovulation G:54X

(D'après Hafez, 1987)

V-3-3- La ponte ovulaire

Tous les follicules n'arrivent pas à la rupture, et tous les œufs contenus dans l'ovaire, à la naissance, à la suite de constitution de stock d'éléments germinaux au cours de la phase de multiplication, ne sont libérés. Le processus de la ponte commence par une rapide croissance du follicule qui fait saillie à la surface de l'ovaire. Le phénomène est le résultat d'une abondante sécrétion de liquide folliculaire qui distend le follicule dont la paroi est pâle et translucide. En même temps, apparaissent des rétinacles dissociant la base d'implantation du cumulus oophorus contenant l'ovocyte. Celui-ci est bientôt détaché du cumulus oophorus et flotte libre dans la cavité, entouré de cellules de corona radiata. La rupture se produit en un point de la surface folliculaire, le stigma, mince déchirure par laquelle s'écoule le contenu folliculaire contenant l'ovule entouré de cellules folliculeuse.

Les causes exactes de la déhiscence du follicule ne sont pas encore bien claires : la pression intra folliculaire y joue certainement un rôle important, auquel s'ajoute probablement un mécanisme enzymatique de digestion de la paroi folliculaire et une dépolymérisation des muco-polysaccharides du liquide folliculaire provoquant le gonflement du follicule. Le follicule rompu revient sur lui-même et se plissent avant de subir la métaplasie progestative et de donner un corps jaune ; mais celle-ci n'est pas inéluctable, car il existe des cas de rupture sans transformation du follicule rompu en corps jaune (follicules plissés de Dubreuil) (Lesbouyriers 1949).

V-3-4- Le corps jaune

Glande endocrine temporaire et cyclique, formée à partir des cellules de la granulosa et de la thèque interne du follicule de De Graaf après ovulation. Les cellules de la granulosa qui sécrètent principalement de l'oestradiol se transforment en grandes cellules lutéiniques qui sécrètent de la progestérone, et celle de la thèque interne en cellules thécales plus petites. La thèque externe garde son contour ovoïde régulier et ses cellules ne subissent de transformation. Le corps ainsi formé est indispensable à l'établissement de la gestation en cas ou l'ovocyte expulsé est fécondé et implanté dans la muqueuse utérine, le corps jaune dans ce cas continue à croître est s'appelle corps jaune gestatif, dans le cas contraire le corps jaune est dit progestatif et son activité endocrine ne persiste pas aussi longtemps qu'en cas de gestation parce que il va dégénérer et ne laisse qu'une tache blanche cicatricielle ou corpus albicans constitué essentiellement du tissu conjonctif. La progestérone et l'œstrogène hormones secrétées respectivement par les cellules lutéiniques et thécales ont pour but de préparer l'utérus pour la nidation éventuelle d'un œuf fécondé, si la nidation n'a pas lieu, les sécrétions du corps jaune cessent et la muqueuse utérine involue (Espey et Coons, 1976).

V-3-5- Rôle de l'utérus dans la régression du corps jaune

L'utérus agit localement. L'hystérectomie unilatérale associée à l'ovariectomie unilatérale entraîne un allongement de la vie du corps jaune uniquement si l'ovaire est maintenu du côté où la corne utérine est enlevée (Melampy et Anderson, 1968). Si les relations vasculaires entre l'utérus et l'ovaire sont perturbées, les cycles s'allongent (Dobrowolski et Hafez, 1971).

L'utérus secrète donc une substance lutéolytique véhiculée par le sang vers l'ovaire. Il s'agit le plus souvent de la $\text{PGF}_2\alpha$ (parfois également de son précurseur, l'acide arachidonique, comme chez la vache (Gallas, 1988).

C'est toujours $\text{PGF}_2\alpha$ qui entraîne la luteolyse, car le corps jaune peut également effectuer la synthèse (Espey, 1980) et peut donc participer à sa propre destruction.

C'est l'œstradiol qui stimule la sécrétion de la $\text{PGF}_2\alpha$ par l'endomètre préalablement soumis à l'action de la progestérone (Thibault et Levasseur, 1979).

La synthèse par l'endomètre de la $\text{PGF}_2\alpha$ qui ira agir sur le corps jaune implique un mécanisme spécifique de transport de $\text{PGF}_2\alpha$ utérin vers l'ovaire

Ce transfert est rendu possible par une disposition anatomique particulière : l'accolement de l'artère ovarienne et de la veine utérine. La simple séparation de deux vaisseaux suffit à entraîner un allongement de la durée de vie des corps jaunes (Barrett et al, 1971).

V-3-6- Régulation hormonale de l'ovulation

En saillie naturelle, l'ovulation est normalement induite par l'accouplement. On parle de réflexe ovulatoire (Gallouin, 1981). Le réflexe ovulatoire naturel fait intervenir deux voies successives :

V-3-6-1- La voie afférente (voie nerveuse)

Elle transmet les stimuli du coït au système nerveux central. Le coït entraîne le départ des stimuli sous forme de deux informations suivant des voies nerveuses différentes. La première renferme des messages érotiques, la 2^{ème} contient les informations propres à l'accouplement (Nordio-Baldissera, 1980 ; Gallouin, 1981).

L'influx nerveux résultant est transmis au cerveau puis au rhinencéphale qui intègre également d'autres types de messages interne (concentration des stéroïdes) et externes (olfactifs, gustatif, visuel, auditifs...etc.) (Bousit, 1989).

En fin, si la décision est positive, l'ordre est transmis à l'hypothalamus qui convertit le message électrique en message hormonale (Knobil et coll., 1988).

V-3-6-2- La voie efférente (hormonale)

La décharge ovulante est suivie d'un changement profond de la stéroïdogénèse et d'une élévation de la synthèse des prostaglandines dans le follicule. L'inhibition de la synthèse des stéroïdes ou de la synthèse des prostaglandines empêche l'ovulation. Toutes les modifications décrites ne dépendent donc pas directement des gonadotropines et il est nécessaire de mettre

en parallèle l'évolution des stéroïdes et des prostaglandines induite par les gonadotropines avec l'évolution temporelle des changements tissulaires et enzymatiques pour tenter de parvenir à une interprétation (Kayser, 1963).

Sous l'action de la GnRH émise par l'hypothalamus, l'hypophyse libère des hormones qui agissent sur l'ovaire :

- La FSH : qui provoque la maturation des follicules finale. Les follicules mûrs d'un diamètre de 1,2 à 1,5mm subissent la méiose conduisant à la formation des ovules. Le rôle de la FSH sur le réflexe ovulatoire proprement dit reste mal défini, mais elle pourrait renforcer l'action de la LH.
- La LH : le taux sensible est repéré dès la 10^{ème} minute. Ce taux atteint son maximum 90 minutes à 2 heures après le coït. La LH permet de déclencher la ponte ovulaire suite à la rupture des follicules de De Graaf, elle stimule également le tissu ovarien qui libère de l'oestradiol, la progestérone et de la 20 alpha di- hydroxyprogestérone qui pourraient maintenir l'action ovulatoire de la LH (Knobil et coll., 1988).

La dissociation du cumulus oophorus est sous la dépendance directe des gonadotropines, la LH et surtout de FSH sont très actives. L'AMPc mime l'action des gonadotropines (Hillensjo, 1977). Aucun stéroïde n'est efficace.

On outre, suite à l'accouplement, l'hypothalamus induit la libération d'ocytocine par la post hypophyse. Cette hormone facilite la ponte ovulaire (Galouin, 1981). Il y aurait également une sécrétion de prostaglandines au niveau des tissus ovarien suite à la décharge ovulante de LH, qui interviendrait dans la ponte ovulaire (Gallas, 1988).

➤ Rôle des stéroïdes

La progestérone est nécessaire à la rupture folliculaire. L'inhibition de sa synthèse pendant les 4 premières heures empêche l'ovulation (Lipner et Greep, 1971).

La progestérone agit en stimulant l'activité collagénase comme le montre l'augmentation et l'extensibilité de lambeaux de follicules en présence de progestérone. La LH, également efficace, ne l'est plus quand la synthèse de progestérone qu'elle induit est inhibée par la cyanokétone (Rondell, 1970).

➤ Rôle des prostaglandines

Les prostaglandines interviennent dans la rupture de l'albuginée et l'épithélium ovarien. Plus précisément la, PGF2 α est connu pour fragiliser la membrane des lysosomes et activer leur enzymes (Weiner et Kaley, 1972). Or, c'est au moment où la concentration devient importante dans le liquide folliculaire que la fonte des lysosomes est observée dans l'épithélium ovarien (Cajander, 1976). La PGF2 α agirait en libérant les enzymes lysosomiales de l'épithélium ovarien à l'apex de follicule, permettant ainsi sa rupture. La PGF2 α joue également un rôle important dans la contraction de l'ovaire (voir rôle de l'inervation ovarienne).

Pour la PGE2, elle est responsable de la stimulation de la production d'activateur de plasminogène. En effet in vitro, elle augmente cette production alors que PGF2 α et les stéroïdes

sont sans actions. L'augmentation sous l'action des gonadotropines n'est importante qu'après 8 à 10 heures, quand la PGE₂ est fortement augmentée. Comme d'autre part, FSH est 100 fois plus active que la LH pour stimuler la production d'activateur du plasminogène par les cellules de la granulosa, on peut penser que, in vivo, FSH stimule l'activité de plasmine en favorisant la synthèse de PGE₂. La plasmine semble jouer un rôle général dans la migration cellulaire et pourrait donc intervenir dans le remodelage des assises folliculaires après l'ovulation nécessaire à la formation de corps jaune (Weiner et Kaley, 1972).

V-3-7- Rôle de l'innervation ovarienne

Il faut distinguer les contractions générales de l'ovaire et la contractilité propre des follicules. L'ovaire présente des contractions spontanées (De la Cruz et al, 1972). Chez la lapine en oestrus, des salves de contractions se produisent toutes les 5 à 10 minutes. Après l'accouplement la fréquence des contractions commencent à augmenter 2 à 3 heures avant l'ovulation et l'activité peut être continue au moment de l'ovulation.

Les contractions ne sont pas synchrones dans les deux ovaires (Virutamsan et al, 1976) et la dénervation mécanique de l'ovaire ne supprime pas les contractions spontanées (Weiner et Kaley, 1977). Il existe effectivement une innervation intra ovarienne propre (Payer, 1978).

Le fait que la dénervation mécanique de l'ovaire ne perturbe pas l'ovulation (Weiner et Kaley, 1972.) et qu'on ait obtenu l'ovulation in vitro à partir d'ovaires isolés quelques heures avant l'ovulation (Hamada et al, 1977) ne doit pas conduire à la conclusion que les systèmes neuromusculaires ovariens ne jouent aucun rôle dans l'ovulation puisqu'il existe une innervation intra ovarienne.

L'élévation de la fréquence de concentrations ovariennes se produit quand PGF₂α atteint un niveau élevé sous l'influence des gonadotropines. Comme in vitro, les contractions ovariennes sont effectivement stimulées par PGF₂α (mais pas par PGE₂), on peut conclure au rôle direct de la PGF₂α dans les contractions qui favorise l'ovulation. PGF₂α agit au niveau des récepteurs alpha adrénergique puisque son effet est supprimé par les alphas bloquants (Virutamsen et al, 1976).

La rupture folliculaire ne résulte pas de la contraction de follicule lui-même mais lorsque la rupture se produit, le système contractile folliculaire contribue à expulser l'ovocyte, on constate effectivement qu'un follicule isolé, rompu expérimentalement, se contracte (Hamada et al, 1977).

V-4-Interprétation des mécanismes conduisant à la rupture folliculaire

L'ovulation est l'étape ultime où le follicule libère son ovocyte pour la fécondation. Suite au pic de LH (hormone lutéinisante) relâchée par l'adénohypophyse, l'ovulation se manifeste ultérieurement selon un temps caractéristique à l'espèce, soit de 41-43 h chez la truie, 35-36 h chez la femme, 29-31 h chez la vache, 12-13 h chez la souris et 11-12 h chez la lapine (Thibault

et Levasseur, 2001). Il y a appel d'eau vers l'intérieur du follicule (œdème) dû à l'acide hyaluronique produit par les cellules de cumulus en réponse à la décharge ovulatoire. Durant le processus, il y a une activité protéolytique intense qui s'accomplit. Le tissu conjonctif de l'apex folliculaire se dissocie, rendant la région sensible à la rupture. L'apport sanguin change drastiquement dans les vaisseaux capillaires des thèques, provoquant ainsi un encombrement et étire la membrane basale soutenant les cellules de granulosa, provoquant ainsi le relâchement de l'ovule (Reed et al, 1993).

Plusieurs changements morphologiques et métaboliques se produisent au cours de l'ovulation. Les activités stéroïdogéniques changent radicalement. Les cellules de granulosa emmagasinent des gouttelettes lipidiques dans leurs cytoplasme témoignant de l'augmentation de la progestérone. Cette synthèse de progestérone demeure l'un des changements d'importance majeure. L'augmentation de la progestérone est associée à la diminution drastique de la sécrétion d'œstradiol par le follicule pré ovulatoire. Ces changements se déclenchent ultérieurement au pic de LH. Plusieurs des changements morphologiques et métaboliques observés lors de l'ovulation ressemblent à ceux observés lors d'une réaction inflammatoire (Espey, 1994). Quelques agents similaires ont été identifiés et sont impliqués dans ces deux phénomènes tels l'histamine, le PAF « platelet activating factor », la bradykinine, les prostaglandines E₂ et F₂ alpha et les leucotriènes (Driancourt et al, 1991). Ces agents conduisent à une vasodilatation, une lyse du collagène, un remodelage du tissu, une hyperthermie, un œdème, une prolifération cellulaire, ainsi que d'autres réactions de type inflammatoires. Il a été démontré que l'administration d'endométacine, un inhibiteur des prostaglandines, inhibe l'ovulation (Espey, 1994). Peu après le pic de LH, l'ovocyte reprendra sa division méiotique pour arriver au stade de métaphase II au moment de l'ovulation. Une fois libéré de son follicule De Graaf, l'ovule ne subit pas de transformations majeures. Il est donc prêt être fécondé par un spermatozoïde (Thibault et Levasseur, 2001).

partie expérimentale

1- Objectif de travail

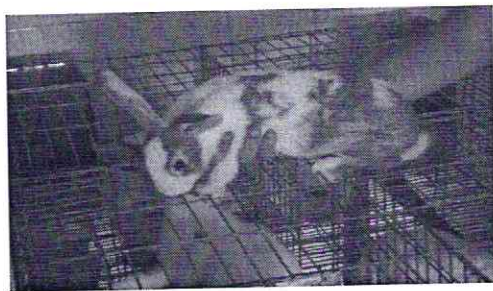
L'objectif de notre travail est le suivi anatomo-histologique, du moment de l'ovulation, des ovaires et des utéri à des intervalles de temps de 0h à 12h après une saillie naturelle chez les lapines nullipares receptives population locale.

2- Matériel et méthodes

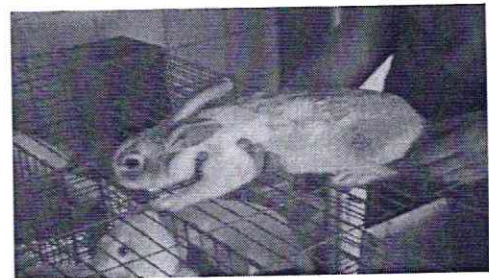
2-1-Matériel

2-1-1-Les animaux

Les femelles utilisées dans notre expérimentation sont des lapines nullipares provenant des régions de Tizi-Ouzou, Blida et ITELV de Baba Ali (Photos 02).



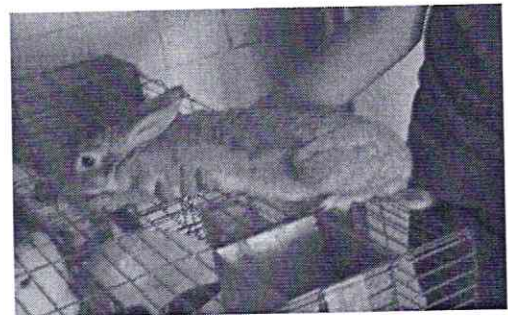
A



B



C



D

Photo 02 : (A, B, C, D) Lapines nullipares locales Algerienne

Au total 57 lapines sont utilisées dans notre protocole expérimental, et parmi ce nombre 31 lapines sont réceptives.

Les 31 lapines réceptives se caractérisent par :

- un âge allant de 3mois à 4mois
- un poids vif qui varie entre 1k300g à 2kg
- une couleur de la vulve qui est rose.

Pour la réalisation des saillies, on a utilisé 02 mâles de race californienne et 01 male de population locale de forte ardeur sexuelle, âgés entre 5 à 6 mois élevés au niveau de la station expérimentale Agrovétérinaire de l'université de Blida

2-1-2--Conduite d'élevage

Les lapines sont logées dans des cages individuelles (que nous avons fabriqué nous même), et sont nourries à base de granulés ad libitum .Après une courte période d'adaptation (au moins 15 jours dans leur nouveau clapier) les femelles sont alors présentées pour la première fois au male.

Le matin, entre 8h et 10h, la femelle est introduite dans la cage de 1^{ier} mâle, au bout de 03 à 04 minutes (maximum 15minutes) si elle accepte l'accouplement, elle s'immobilise rapidement, s'étend et relève légèrement l'arrière train ce qui permet au mâle de la chevaucher et de réaliser la saillie, ce dernier tombe soit sur le côté soit vers l'arrière et parfois certains mâles poussent même un cri.

Cependant, dans certain cas, la femelle refuse la saillie avec le premier mâle, et à ce moment on l'introduit dans la cage d'un deuxième mâle, et c'est au bout de 3 à 5minutes où elle accepte la saillie

Dans le cas où la femelle refuse le 1^{ier} et le 2^{ième} mâle (en respectant la durée) elle est considérée comme non réceptive et donc elle est éliminée de notre protocole expérimental

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

2-1-3-Instruments :

- Gants
- Coteau
- Bistouri
- Ciseaux mousse
- Sonde Cannelée
- Pince à préhension
- Formol à 10%
- Paillasse pour manipulation
- Tubes à hémolyse
- Appareillage : (microtome, appareil à circulation automatique, appareil à coloration automatique, bain marée, bac à paraffine et microscope à appareil photo intégré).

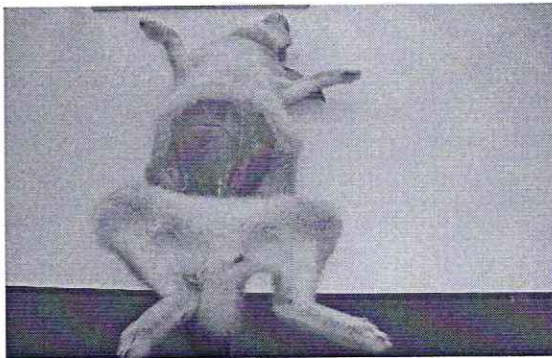
2-2-Méthode

2-2-1-Procédure de prélèvement d'organes

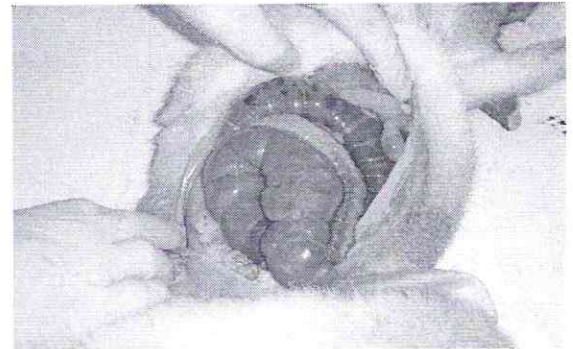
Les lapines sont sacrifiées par saignée et cela à des heures bien définies après accouplement (0h, 1h, 2h, 3h, 4h, 5h, 6h, 7h, 8h, 8h30mn, 9h, 9h30mn, 10h, 10h30mn, 11h, 11h30mn, 12h).

Pour extraire la matrice (ovaires et cornes), la lapine après dépouillement, est mise en décubitus dorsal puis une incision est pratiquée au niveau de la ligne blanche. L'extériorisation de la masse intestinale permet un accès plus facile sur la matrice qui sera prélevée.

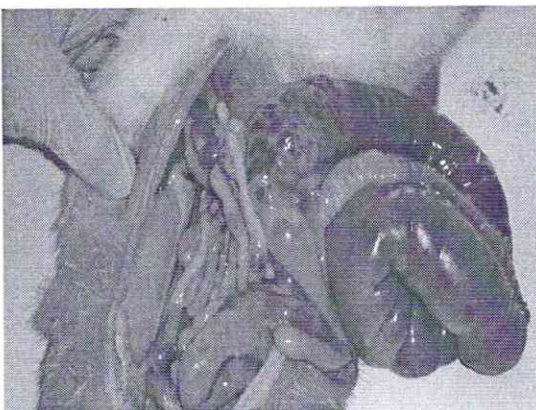
La matrice ainsi prélevée, est séparée en divers parties (Photos 03) dont les ovaires et les cornes (parties qui intéressent notre étude) puis sont fixés dans du formol à 10%. Ces organes seront destinés pour la préparation des coupes histologiques.



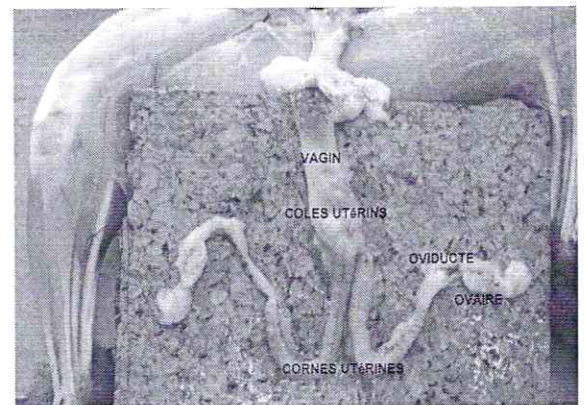
E



F



G



H

Photo 03 : (E, F, G, H) : sacrifice et prélèvement de l'appareil génital.

(E et F : phase de dissection G :éviscération H : extraction de l'appareil génitale)

2-2-2-Etudes histologiques :

Lorsqu'un organe ou un tissu est prélevé il change d'environnement, ce changement entraîne des modifications plus au moins importantes dans la chimie de la morphologie tissulaire. Dès que le tissu est coupé de l'organisme, il commence à ne plus ressembler à ce

qu'il était pendant sa vie dans l'organisme, bien que la mort des cellules et la dégradation du tissu ne surviennent qu'après un certain temps. L'histologie permet d'étudier la morphologie des tissus vivants mais pour que cette étude soit réalisable il faut immobiliser les tissus dans un état aussi proche que possible de l'état vivant c'est pourquoi on procède à leur fixation. Celle-ci doit aller plus loin que la simple préservation du tissu, elle doit lui permettre de résister à toutes les manipulations qu'il aura à subir subséquentement (Bernard, 1974).

2-2-3-Mécanismes de la fixation

La fixation agit sur les molécules qui composent les cellules. Cette action a deux facettes, la première est l'inactivation des cellules qui pourraient changer la morphologie tissulaire (les enzymes), la seconde consiste en la préservation de l'intégrité chimique des tissus, ce qui permet de faire la relation entre leur morphologie et leur chimie. Donc la morphologie d'un tissu est en fonction de sa constitution chimique, et toute modification de celle-ci est susceptible d'affecter celle là (Ganter et Georges, 1969).

2-2-3-1-Les fixateurs

Il existe plusieurs types de fixateurs : physique (congélation, chaleur...etc.) et chimique (Bouin, Carnoy...etc.) la fixation par les agents chimiques permet la plus part du temps d'obtenir des résultats satisfaisants de plus elle est commode, fiable et d'utilisation simple. Dans notre étude on a utilisé du formol à 10%, qui est un bon fixateur de routine pour les études morphologiques, il donne une bonne fixation après 6 à 12 heures à la température de la pièce (Bernard, 1974).

2-2-3-2-La technique de fixation

Après leurs prélèvement ; les ovaires et les cornes utérines, sont mis séparément dans des boîtes identifiées contenant du formol à 10%. Afin de permettre une bonne pénétration du fixateur à l'intérieur du tissu.

2-2-4-La macrotomie

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

On réalise les coupes transversales de 1 à 2mm au niveau des cornes utérines et les ovaires sont coupés longitudinalement (ou laisser tel qu'ils sont = notre cas). Ensuite chaque prélèvement est mis dans des cassettes spéciales (cassettes d'inclusions) identifiées et qui sont mises dans le fixateur en attendant les étapes suivantes (Baker, 1958).

2-2-5-La circulation :

Toutes les opérations suivantes seront réalisées par un appareil à circulation automatique (Photo 04).

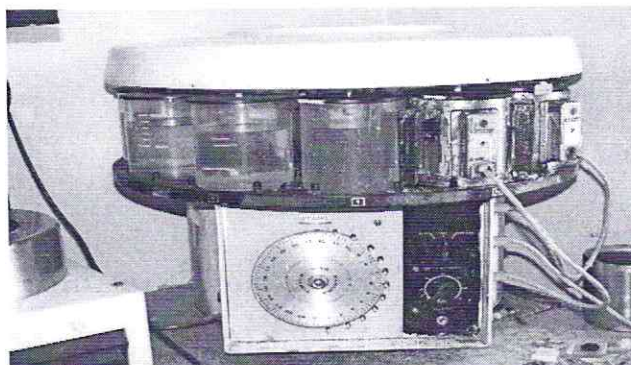


Photo 04 : Appareil à circulation automatique (laboratoire du Dr KHEMSI)

◆ La déshydratation

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

En générale les agents éclaircissants sont très toxiques et inflammables, il faut donc les manipuler avec prudence et s'assurer une bonne ventilation (Hould, 1974).

◆ L'imprégnation

C'est l'étape terminale de circulation, l'agent le plus fréquemment utilisé est la paraffine liquide dont le poins de fusion est de 60°C, la durée d'imprégnation est d'une heure ceci pour éliminé totalement le toluène, cette opération est renouvelée une deuxième fois, donc il s'agit de deux bains d'une heure de paraffine fondue (Bernard, 1974).

2-2-6-L'enrobage (L'inclusion) :

Cette étape se fait à l'aide d'un bac à paraffine (Leika EG 1160) (photo 05).

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

Le but de cette partie du processus d'inclusion est l'obtention d'une imprégnation aussi complète que possible des pièces, le refroidissement au moment du collage du bloc transformant le tissu hétérogène du point de vue de la consistance et de l'élasticité en une masse homogène dont les différentes parties se composent de façon sensiblement égale lors de la confection des coupes (Bancroft et al, 1977).

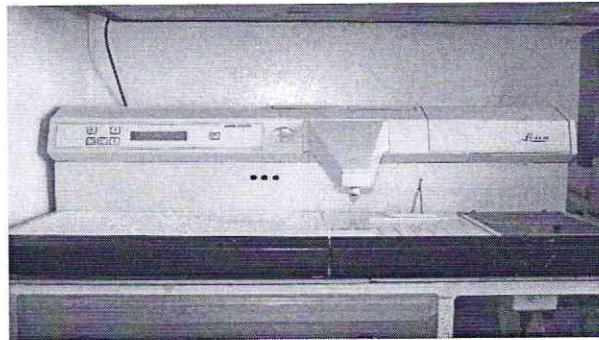


Photo 05 : Bac à paraffine (Leika EG 1160) (laboratoire du Dr KHEMSI)

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

- ◆ En retire les cassettes de dernier bain de paraffine et on les place sur la plaque chauffante du bac a paraffine. De cette manière, la paraffine reste liquide et on peut manipuler les tissus facilement.
- ◆ Enlèvement de couvercle de la cassette, puis on vers la paraffine liquide dans le moule et on y dépose la pièce à inclure a l'aide d'une pince propre et chauffée.
- ◆ On oriente le morceau de tissu de manière que la surface de coupe permette de voir simultanément toutes les structures que l'on veut observer.
- ◆ On place sur le moule une cassette (tissue tek) et on laisse la surface de la paraffine figer afin de sceller la cassette au moule.
- ◆ On remplit l'arrière de l'attache de plastique avec de la paraffine liquide.
- ◆ Le moule est déposé sur la plaque réfrigérée de l'appareil à enrobage (-5°C).
- ◆ Au bout de 10 à 15mn le bloc est complètement durci et séparer du moule.

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

- Eviter la formation des bulles d'air.
- Le refroidissement des blocs enrobant la pièce doit être ni trop lent ni trop rapide.

2-2-7-La microtomie :

L'opération s'effectue à l'aide d'un microtome rotatif (Leica RM2125), (photo 06) 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 procède à la confection des coupes qui se collent les unes aux autres pour former un ruban (Richard, 1967).



Photo 06 : microtome (Leika RM 2125)(Laboratoire du Dr KHEMSI)

2-2-8-Etalement et collage des coupes

Les tissus inclus dans la paraffine sont très comprimés dans la coupe, afin d'atténuer cette compression on dépose la coupe dans un bain thermostaté. (Leika HI 1210) (Photo 06) servant à l'étalement des coupes dont la température de l'eau est de 39°C, la paraffine se ramollit brusquement et la coupe sous l'effet de la tension de la vapeur présente à la surface de l'eau se décompresse, ensuite la coupe est repêchée à l'aide d'une lame histologique qui porte la même identification inscrite sur la cassette et sera posée sur la plaque chauffante du bain, séché ensuite dans un micro-onde à la température de 40°C à 60°C pendant 10mn.



Photo 07 : bain thermostaté (Leika HI 1210) (laboratoire du Dr KHEMSI).

2-2-9-La coloration

On distingue trois temps, il y a d'abord les étapes préparatoires à la coloration puis celles de la coloration proprement dite et enfin les étapes préparatoire au montage. Toutes les étapes de la coloration se font automatiquement par un appareil à coloration (Leika ST 4040) (photo 07).



Photo 08 : Appareil à coloration (Leika ST 4040) (Laboratoire du Dr KHEMSI)

2-2-9-1-Les étapes préparatoires à la coloration :

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

- **Le déparaffinage :**

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

- **L'hydratation :**

Etant donné que les colorants utilisés sont en solution aqueuse, leur pénétration ne peut être assurée que si les coupes sont imprégnées d'eau. L'hydratation a donc pour objectif de retirer le xylène de tissu et de le remplacer d'eau. L'agent utilisé est l'éthanol à concentration décroissante. Le mode opératoire consiste à commencer par deux bains d'éthanol absolu, suivi de trois bains d'éthanol à 95%, 80% et 70%, on termine par un traitement de 3 à 5mn à l'eau courante (Lillie, 1976).

2-2-9-2-La coloration proprement dite :

- Plonger les lames hydratées dans l'hématéine de Harris 15mn.
- Lavez les lames à l'eau de robinet.

- Différencier les coupes dans l'alcool acide 1 à 2 plongées : déposer ensuite les lames dans un bain d'eau et vérifier la différenciation au microscope, les noyaux doivent être rouges et le fond clair.
- Lavez à l'eau.
- Bleuir dans l'eau ammoniacale.
- Colorer dans la solution d'éosine pendant 2 mn.

2-2-9-3-Les étapes préparatoires au montage :

Le montage s'effectue dans des milieux qui sont habituellement dissous dans l'agent éclaircissant ; mais comme le milieu de montage doit imprégner complètement les tissus pour être efficaces et que celui-ci ait été au préalable pénétré par l'agent éclaircissant (Sheehan et Hrapchak, 1980). On doit procéder successivement à :

• 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 de toluène. On a recours à deux bains de 30 à 60 secondes. On laisse les coupes dans le second bain pour les monter.

• Le montage :

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

- ↘ Appuyer prudemment sur la lame afin de chasser les bulles d'air.
- ↘ Tremper les lames dans de xylène et essuyez-les.
- ↘ Séchez les lames dans un micro-ondes (40 à 60°C) pendant 10 mn.
- ↘ Après séchage les lames sont prêtes pour l'observation microscopique.
- ↘ Prise des photos avec un appareil à photos intégré au microscope.

3-Résultats et discussions :

3-1-Les ovaires :

L'observation des coupes histologiques nous a permis de connaître des modifications entre les ovaires des lapines sacrifiées de 0h à 07h post coïtum. On observe que les follicules pré-antraux sont très nombreux dès 01h (post coïtum), la plus part sont localisés dans le cortex non loin de la paroi ovarienne (Photos 10 et 11)

De 01h jusqu'à 04h on remarque que l'ovocyte est bien développé, les cellules de la *corona radiata* établissent d'étroits contacts avec la membrane de l'ovocyte car la maturation de l'ovocyte est complétée par la formation de *l'antrum*. Selon Gondos (1970) ce contact est effectué par des *Gup junctions* (Photo 09).

Dès 07h, l'ovaire contient de gros follicules ayant un ovocyte excentrique et une vaste cavité folliculaire, les follicules augmentent brusquement de volume et ceci par hypersécrétion de liquide folliculaire. Selon Lesbouyries (1949), 07h après le coït l'ovocyte termine sa première mitose de maturation et expulse le premier globule polaire, ceci confirme nos observations sur les photos (12, 13, 14 et 24) où on voit les gros follicules en étroit contact avec la paroi de l'ovaire.

Dès 08h ayant atteint le terme de sa croissance, l'ovocyte va quitter l'ovaire par rupture du follicule de De graaf au niveau du stigma (Photo 23). L'ovocyte se détache de la paroi folliculaire et se trouve libre dans le liquide folliculaire (Photos 14 et 15), il est suspendu à la *granulosa* par un délicat réseau de cellules reliées entre elles par des fines bandes cytoplasmiques.

Au moment de l'ovulation la paroi folliculaire (thèques) le stroma interfolliculo-épithélial (tunique albuginée) et l'épithélium de surface ovarien s'amincissent (photo, 32) et selon (Dott, 1973) ce mécanisme se fait par la dissociation de la trame conjonctive due à l'action d'enzymes protéolytiques (protéases, collagénase) libérés des lysosomes. Une région avasculaire apparaît entre la thèque externe et l'épithélium ovarien. C'est le stigma. La formation de ce stigma apparaît dans une aire très circonscrite de la paroi folliculaire (Maillet, 1974).

Dès 09h, on observe un follicule rompu (Photo 16). En effet, la rupture de ce stigma laisse s'écouler le liquide folliculaire et permet l'expulsion de l'ovocyte avec une partie de la *corona radiata*, (Lesbouyries, 1949 et Hafez, 1969). Après rupture le follicule mur porte le nom de follicule déhiscent ou ovisac. Au moment de la déhiscence, une hémorragie peu importante peut se produire. A la place du follicule rompu, on voit une cavité ronde et le point de rupture se ferme par un bouchon constitué par des cellules folliculeuses et de liquide folliculaire, il est enserré par les thèques revenues sur elles même. En effet, sur les photos (20 et 21) sur ce follicule déhiscent il existe encore quelques cellules granuleuses.

Lorsque la rupture du follicule de De graaf s'est produite, cet ovisac par une transformation morphologique particulière va évoluer pour donner naissance à une glande endocrine, le corps jaune. Selon Lesbouyries (1949), peu après la déhiscence il se produit du fait de la décompression du caillot intra-folliculaire qui ne serait pas due à l'hémorragie de rupture du follicule, mais serait provoqué par des hémorragies réalisées aux dépends des petits vaisseaux qui se trouvent dans les replis de la thèque interne. Par ailleurs, Hammond et Marshall (1925) ont constaté chez la lapine que de la thèque interne partent des travées de tissu conjonctif qui pénètrent la masse épithéliale et il y a toujours au centre du corps jaune une cavité qui ne disparaît jamais totalement.

Immédiatement après la déhiscence, la paroi folliculaire affaissée se plisse fortement, sa cavité rétrécie est rempli en partie, par un peu de liquide folliculaire, en partie par le caillot sanguin issu de la rupture des vaisseaux de la thèque interne (Photos 17, 22, 23 et 27). Des processus prolifératifs apparaissent au niveau de la thèque interne, les vaisseaux de cette thèque traversent la membrane de Slavjanski s'insinuent entre les cellules pour organiser le tissu du corps jaune (Photos 17, 18 et 19).

Les photos (25 et 26) nous montrent l'aspect d'un corps jaune massif parenchymateux à ne pas confondre avec l'aspect de corps jaune périodique qui fait habituellement défaut chez la lapine et la chatte femelle chez laquelle l'ovulation n'est habituellement provoquée que par le coït. Ce corps jaune apparaît proéminent à la surface de l'ovaire.

3-2-Les cornes utérines :

Une coupe transversale à travers les cornes utérines montre une paroi très musculeuse (Photo 29) et l'endomètre ayant un certain nombre de bourrelets longitudinaux généralement 06 (photo 28). L'épithélium de la muqueuse est constitué d'une assise de cellules cylindriques montrant d'une part des cellules cubiques ou hautes avec une ciliature (Photo 31). Le chorion de la muqueuse est formé par un tissu conjonctif lâche riche de structures glandulaires naissant de l'épithélium, tubuleuses, tortueuses, à lumière large correspondant à un état d'activité sexuelle. Le chorion est oedémateux (Photos29 et 30).

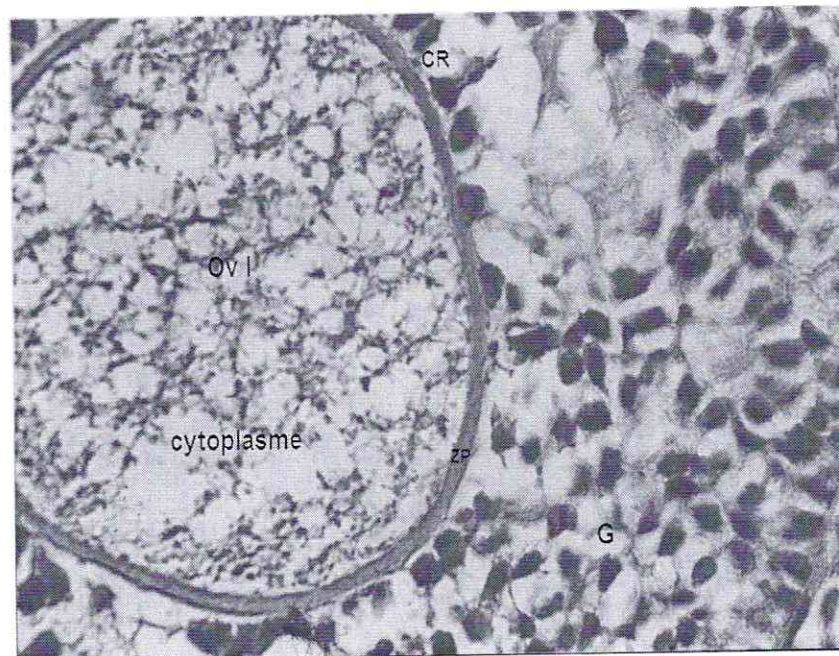


Photo 09 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée entre 0h à 05h (ovocyte). G x 50
OV I : ovocyte I. CR : corona radiata. G : granulosa

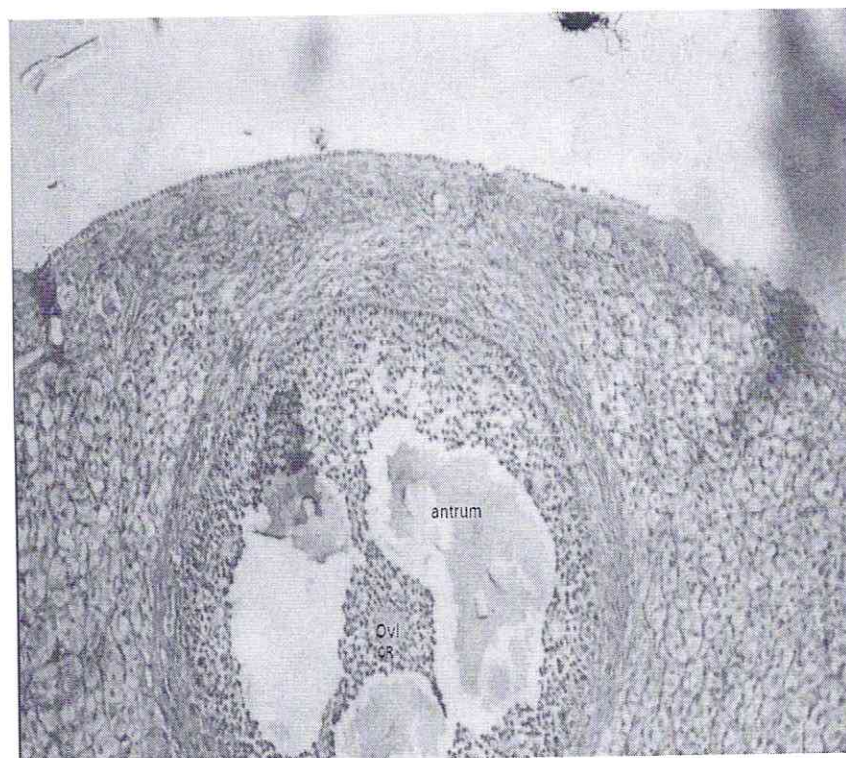


Photo 10 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 01h (follicule tertiaire). G x 12,5
OV I: ovocyte I. CR: corona radiata

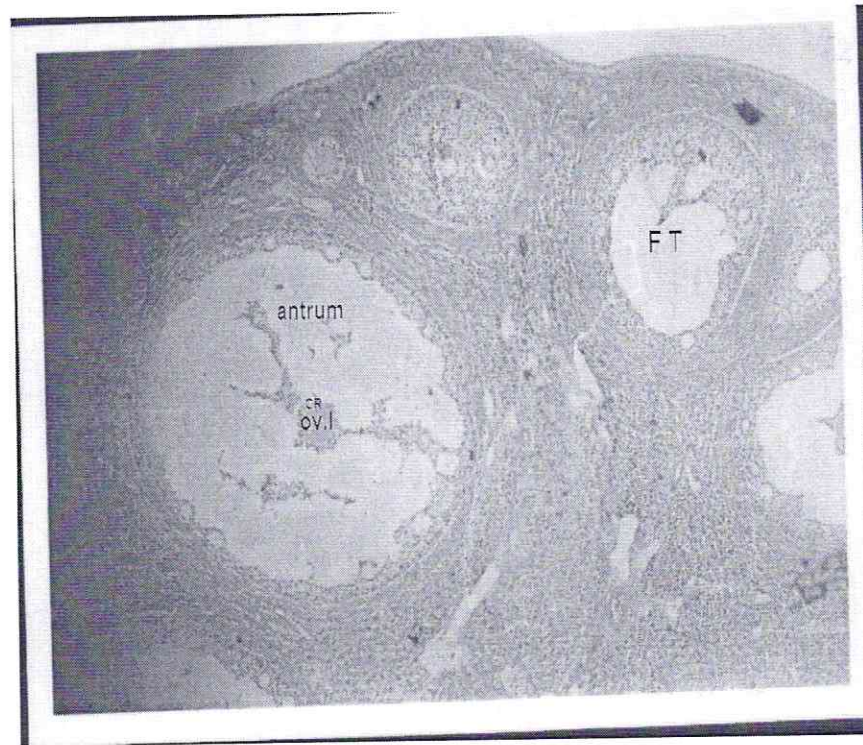


Photo 11 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 03h (follicules pré-antraux). G x 6,3
OV I: ovocyte I. CR: corona radiata. FT: follicule tertiaire

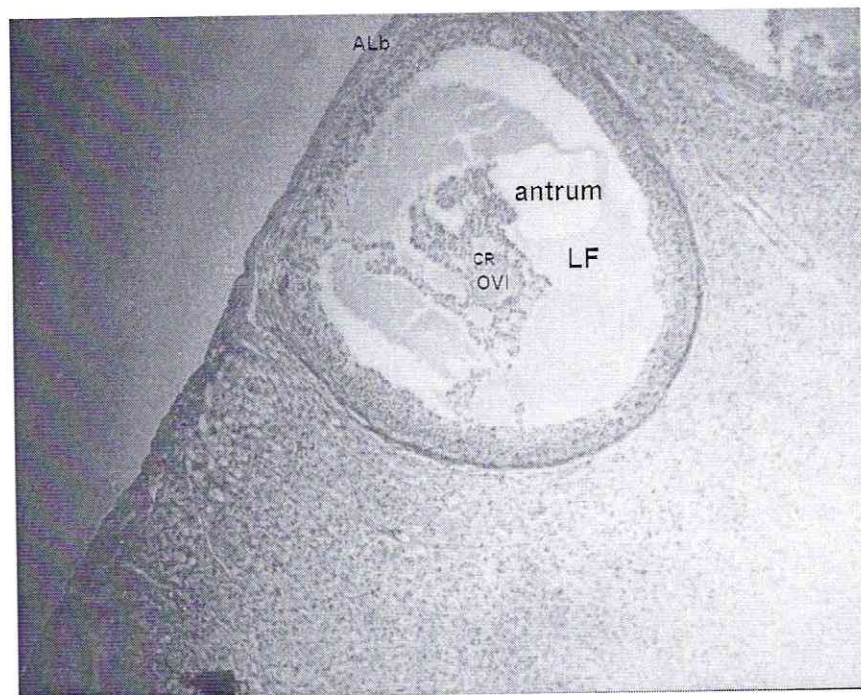
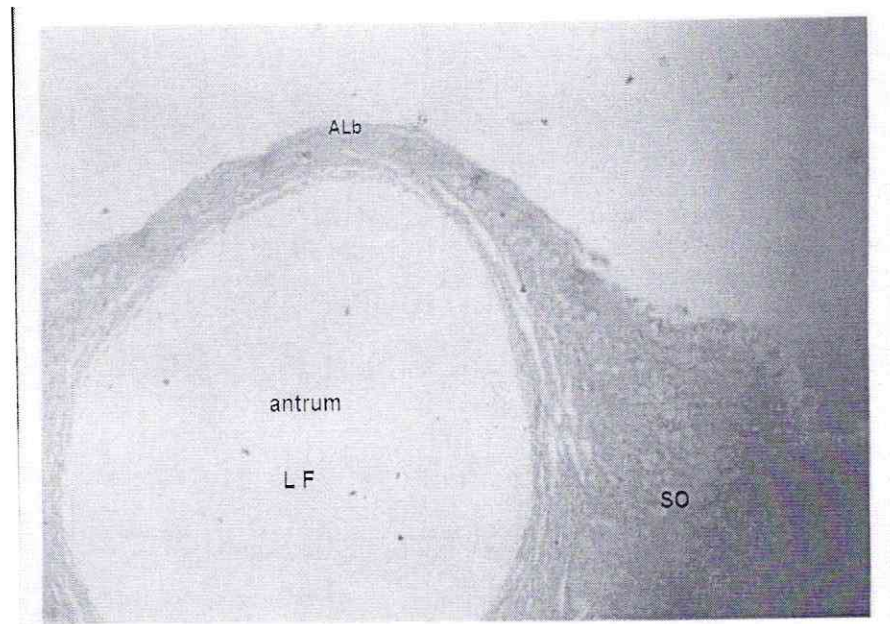
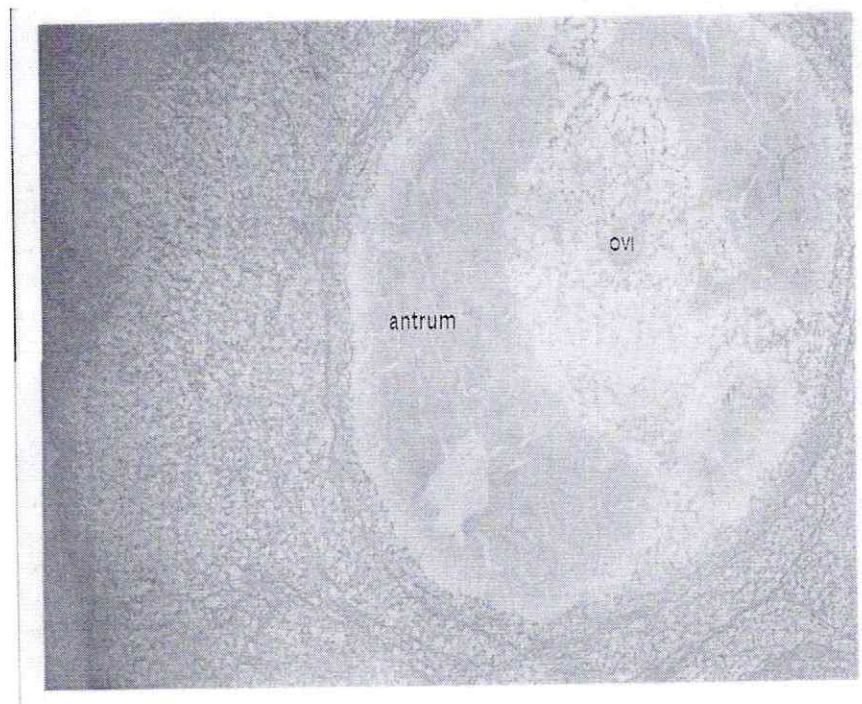


Photo 12 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 05h (follicule pré-antral). G x 6,3
OV I: ovocyte I. CR : corona radiata. LF: liquid folliculaire.
ALb : Albuginée



**Photo 13 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h (follicule mature). G x 6,3
(La coupe a fait disparaître l'ovocyte et le cumulus)
ALb : Albuginée. LF : liquide folliculaire. SO : stroma ovarien**



**Photo 14 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h (follicule mature, l'ovocyte se détachant de cumulus oophorus). G x 6,3
OVI : ovocyte I**

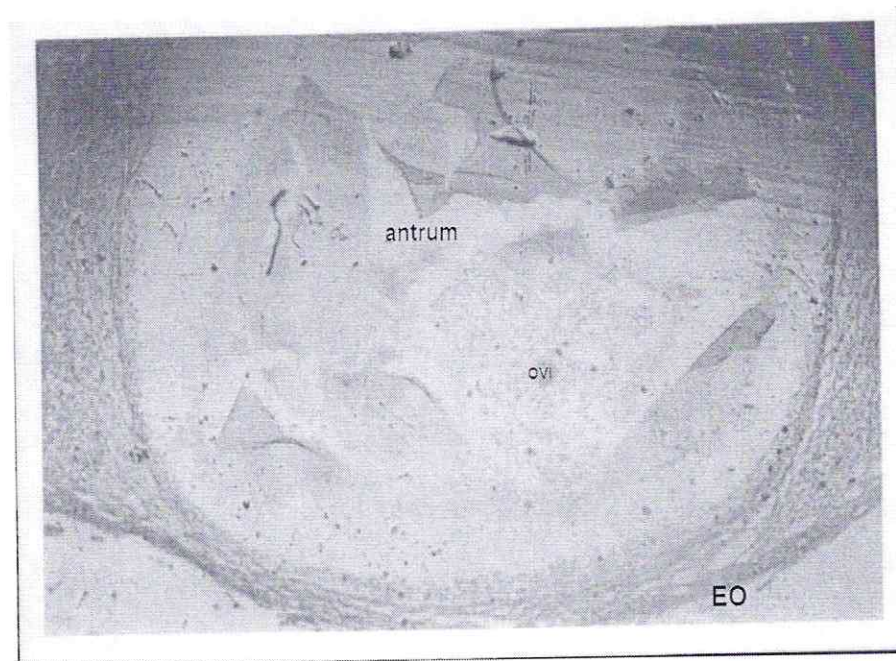


Photo 15 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h (ovocyte excentrique). G x 6,3
EO : épithélium ovarien. OVI : ovocyte I

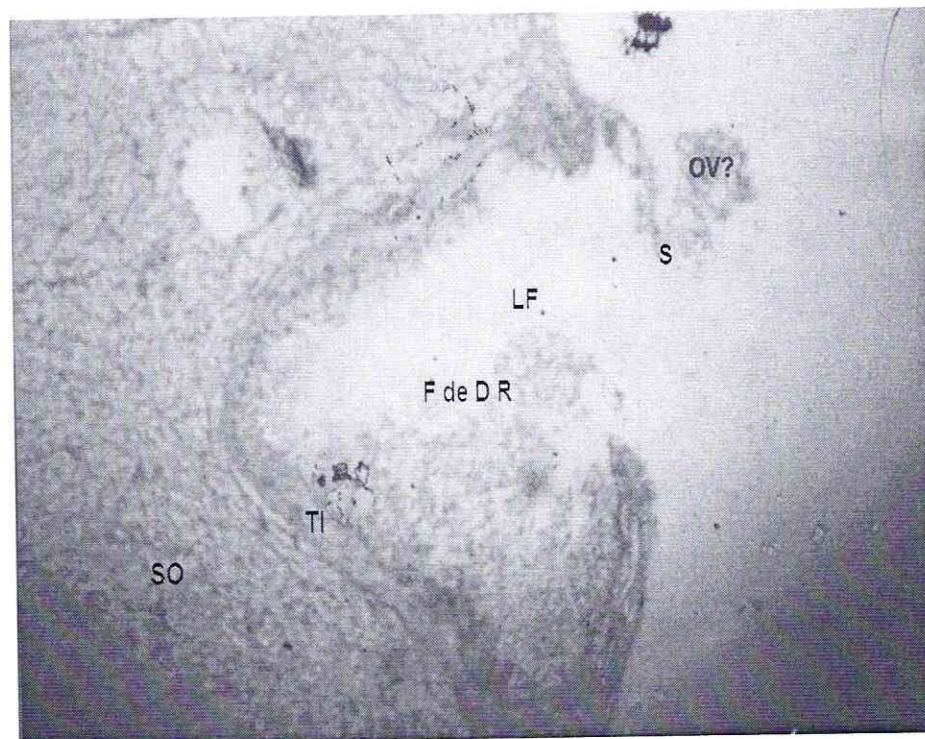


Photo 16 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée entre 9h et 10h (follicule rompu). G x 6,3
SO : stroma ovarien. TI : thèque interne. S : stigma. F de DR : follicule de Degraaf. LF : Liquide folliculaire. OV ? : Ovule

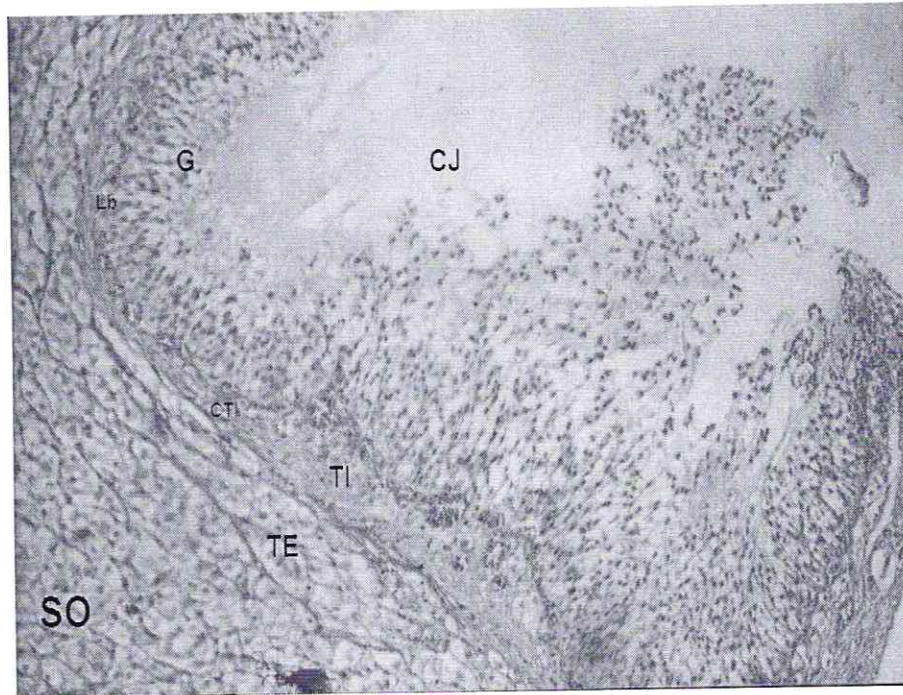


Photo 17 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée entre 9h et 10h (Grossissement de la photo 15, base d'un follicule rompu). G x 12,5
SO : stroma ovarien. TE : thèque externe. TI : thèque interne. CTI : cellule de la thèque interne. Lb : Lamé basale. G : Granulosa. CJ : Corps jaune.

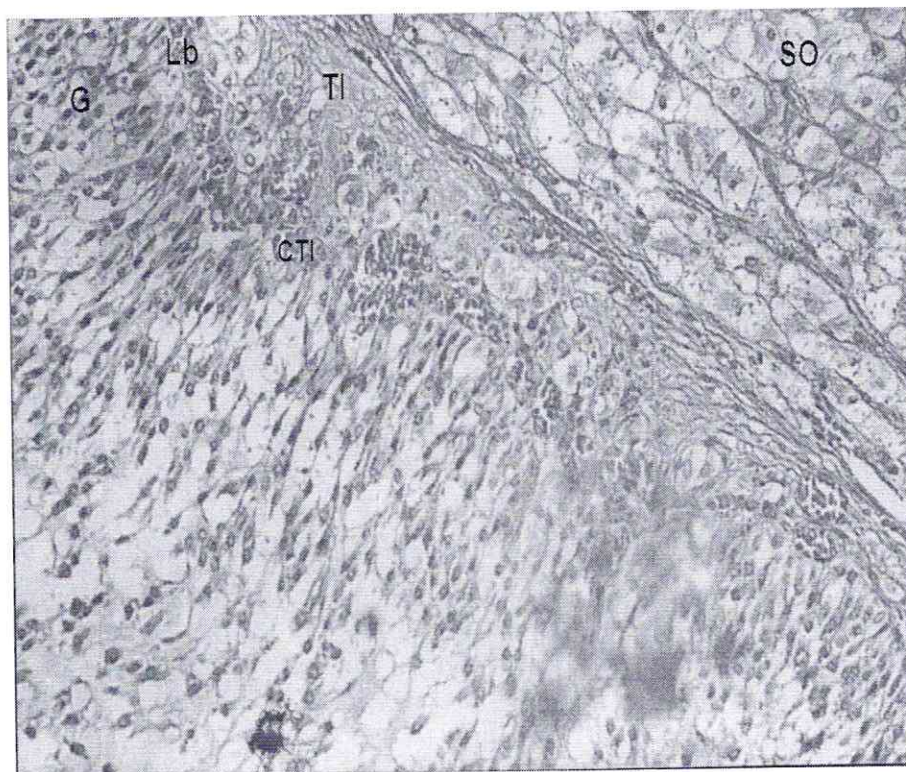


Photo 18 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée entre 9h et 10h (follicule rompu, Grossissement de la photo 16). G x 25
G : Granulosa. TI : thèque interne. CTI : cellules de la thèque interne. Lb : lame basale. SO : stroma ovarien

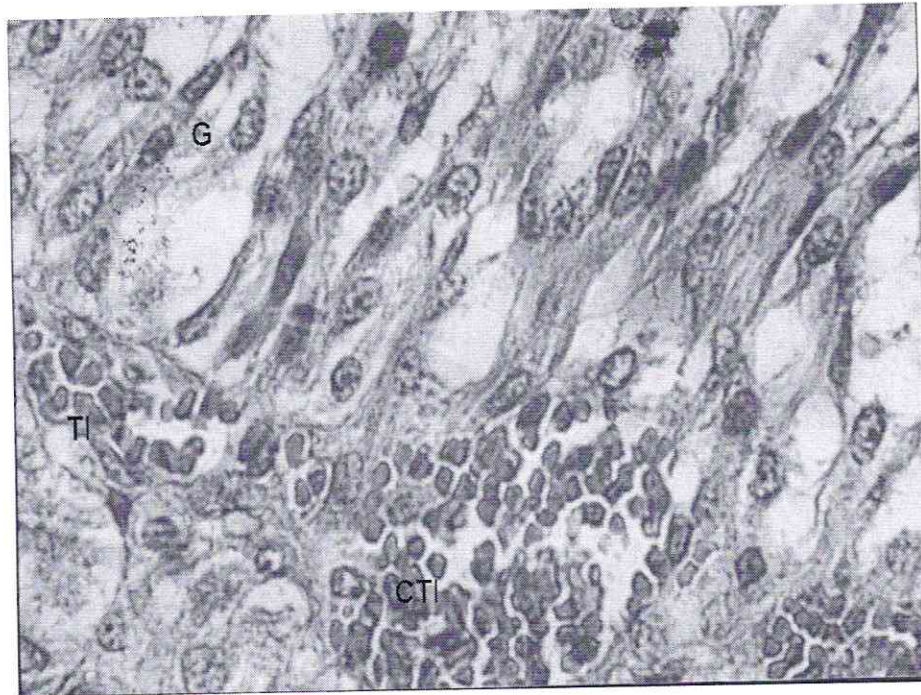


Photo 19 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée entre 9h et 10h (follicule rompu, Grossissement de la photo 17, région thèque interne et granulosa). G x 25 (capillaires de la thèque interne traversent la lame basale de Slavjenski).
TI : thèque Interne. CTI : cellules de la thèque interne. G : Granulosa

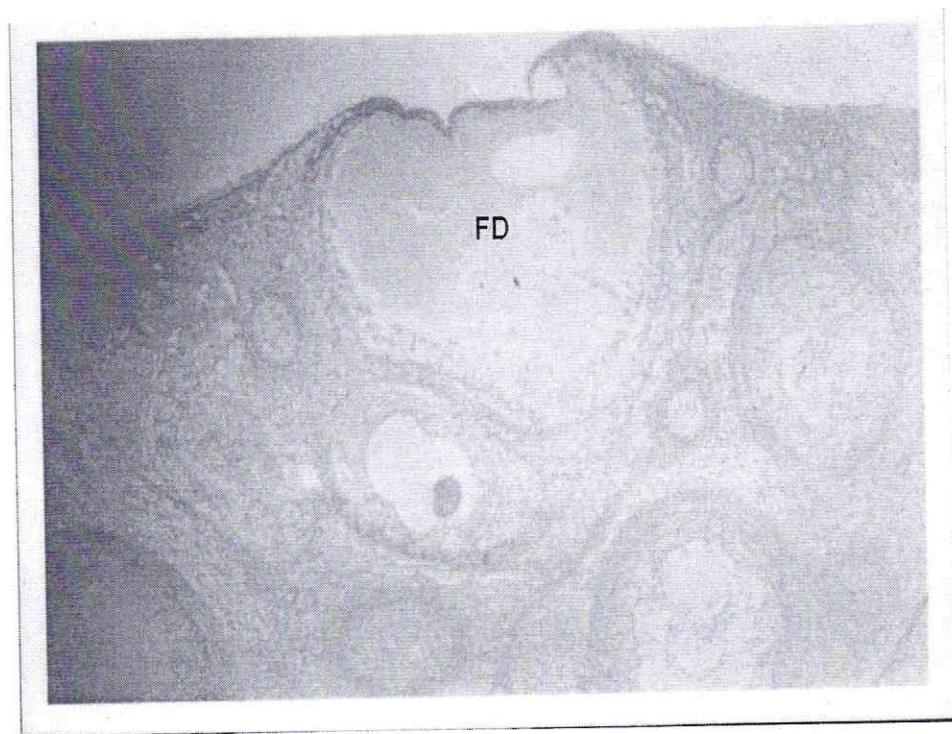


Photo 20 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 11h (follicule déhiscent). G x 6,3
FD : Follicule de De graaf

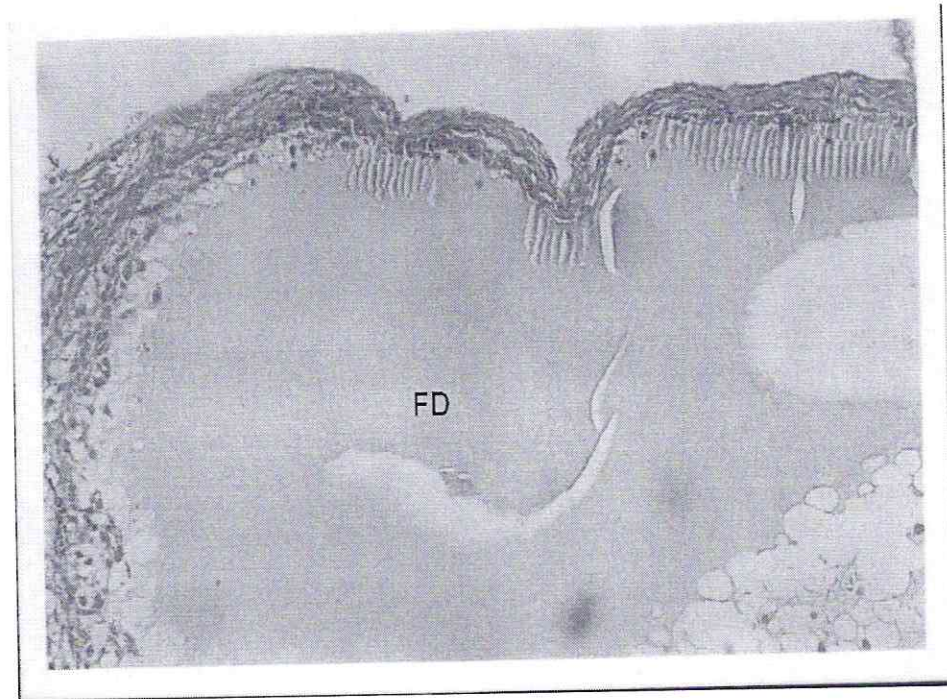


Photo 21 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 11h (follicule déhiscent). G x 25
FD : Follicule de De graaf

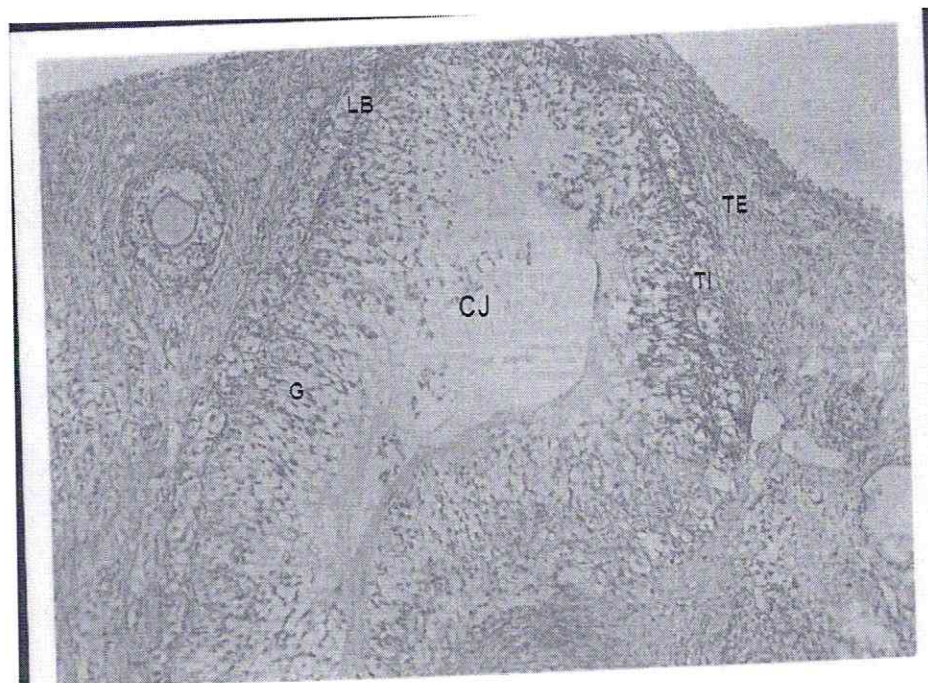


Photo 22 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 11h (début de formation de corps jaune). G x 12,5
CJ : corps jaune. G : Granulosa. TI : thèque interne. FE : thèque externe. Lb : lame basale.

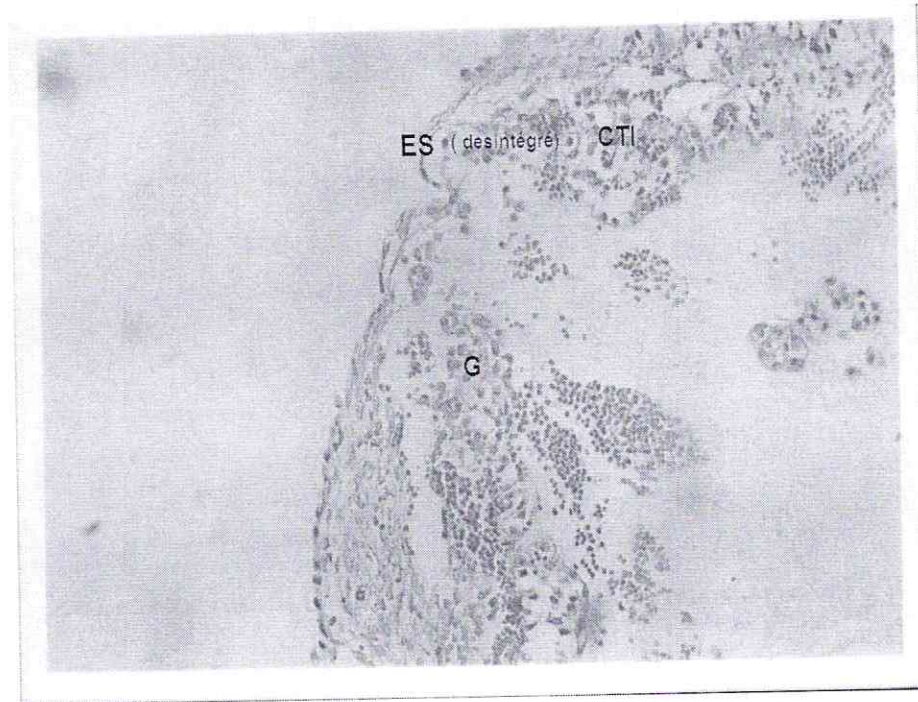


Photo 23 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 11h (apex d'un follicule rompu au niveau du stigma) G x 25.
Noté : capillaires de la thèque interne
G : Granulosa. ES : Epithélium de surface. CTI : Cellules de la thèque interne

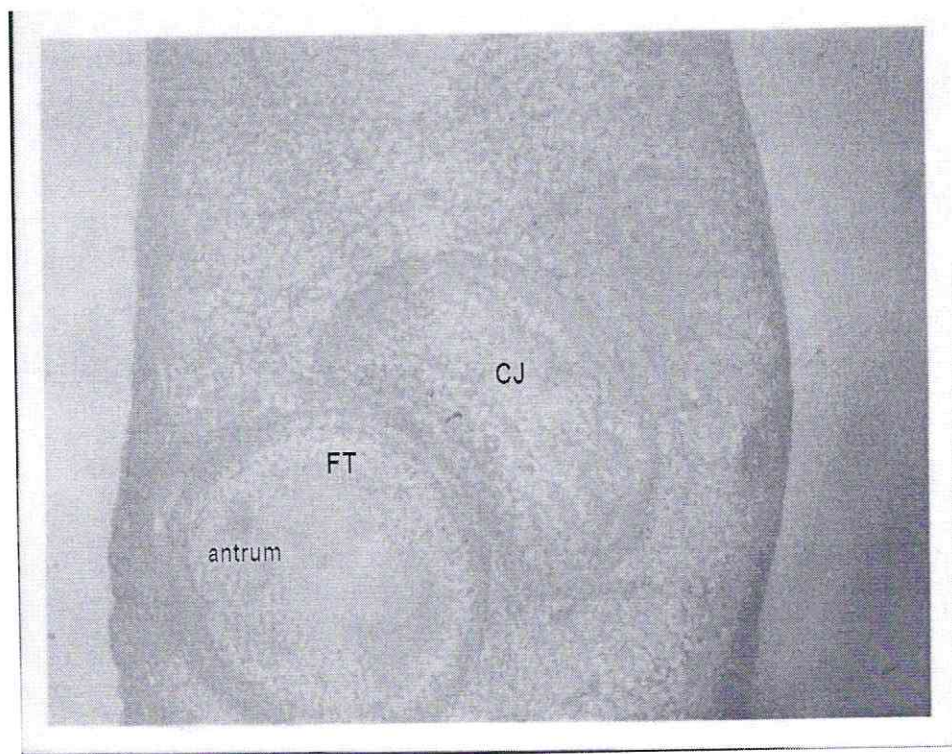


Photo 24 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 12h (corpus jaune)
G x 6,3
FT : follicule tertiaire. CJ : Corps jaune

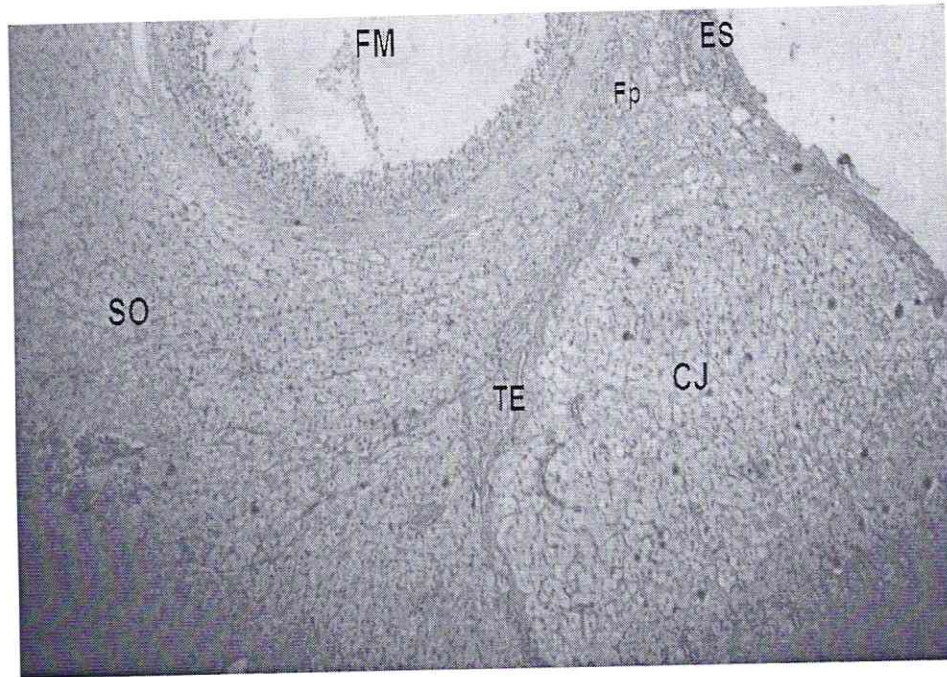


Photo 25 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 12h (corps jaune)
G x 6,3
SO : stroma ovarien. CJ : corps jaune. TE : thèque externe. FM : follicule mature. Fp : follicule primordiale. ES : Epithélium de surface

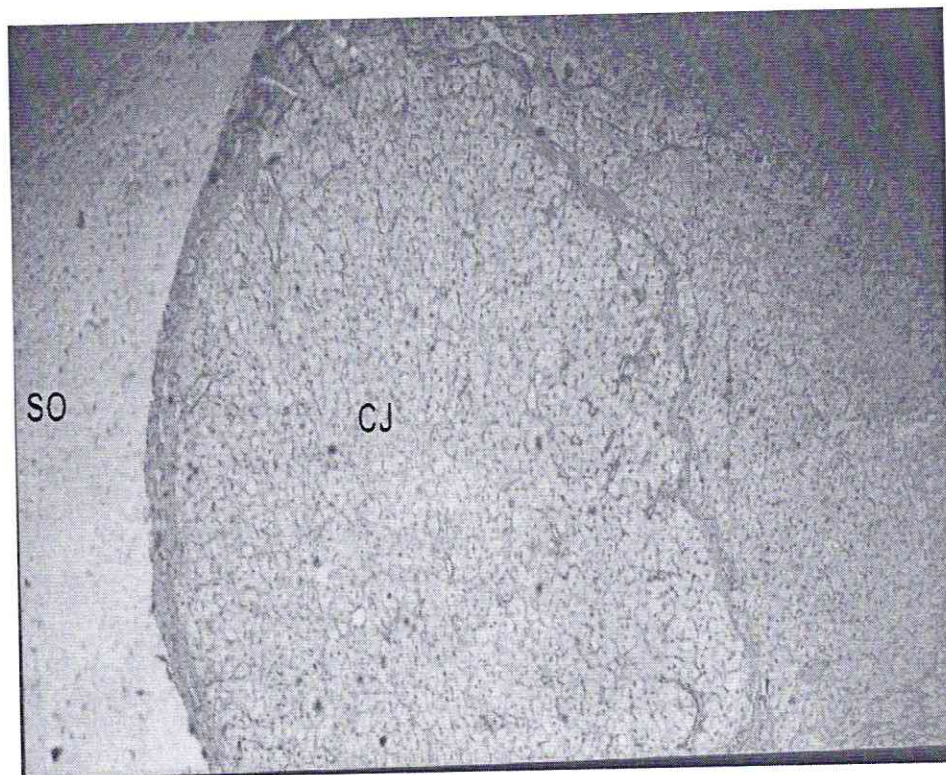


Photo 26 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 12h (corps jaune)
G x 6,3
CJ: corps jaune. SO: stroma ovarien

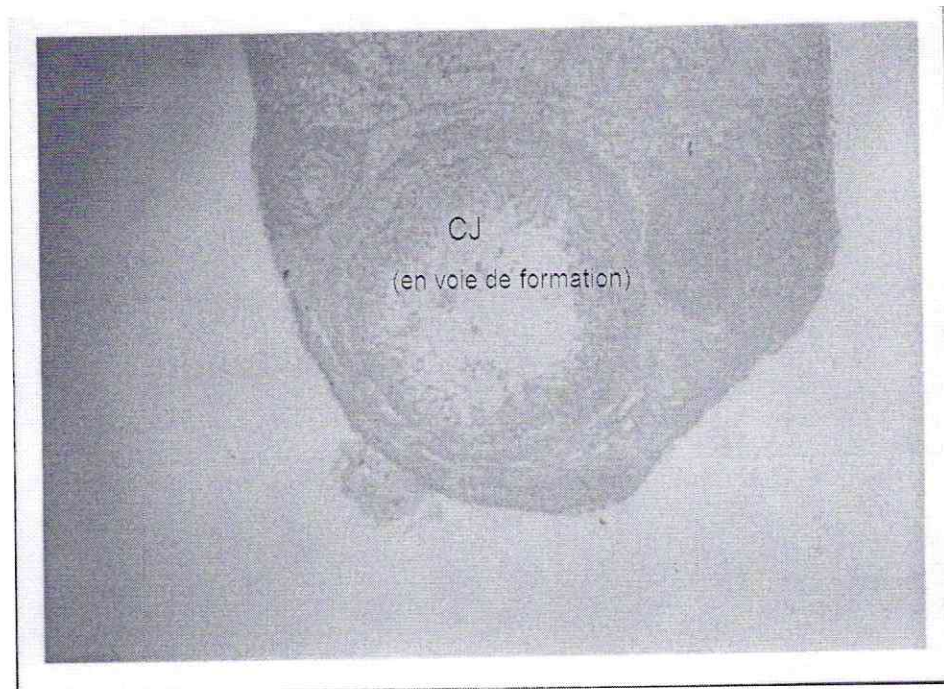


Photo 27 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 12h
(corps jaune) G x 6,3
CJ : corps jaune

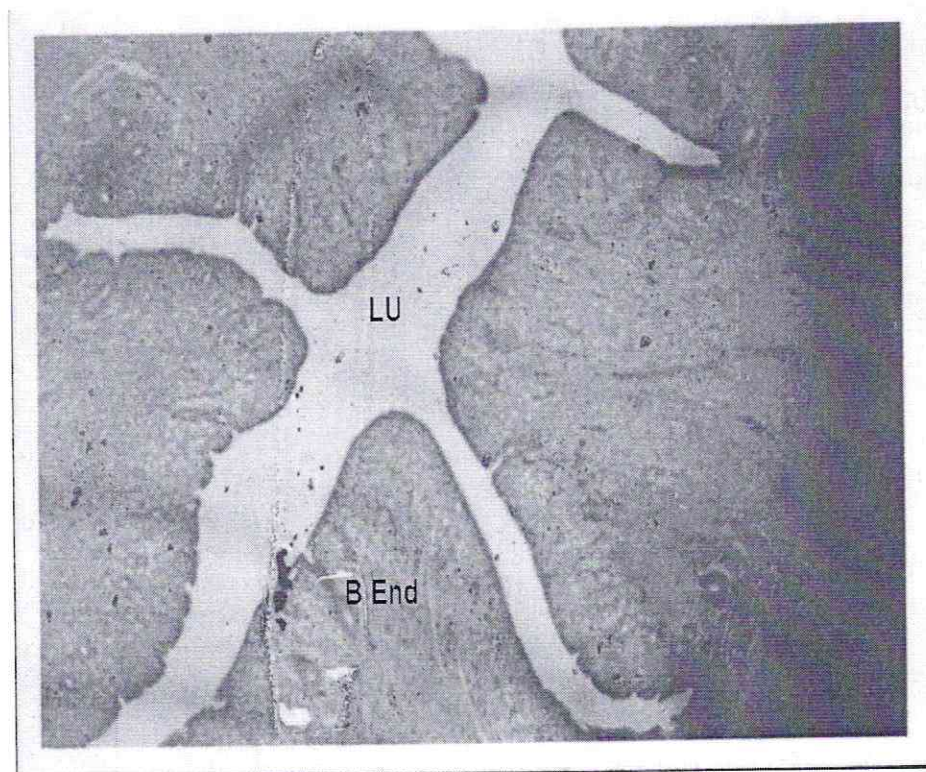


Photo 28 : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée
à 5h G x 6,3.
LU : lumière utérine. B End : Bourrelet Endométtrial

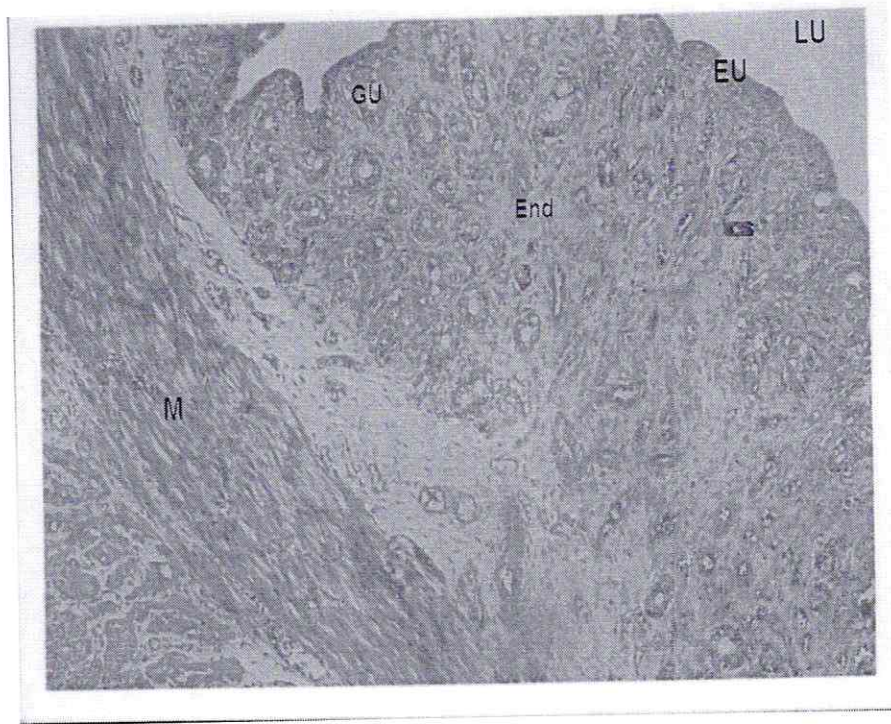


Photo 29: coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 10h G x 12,5.
M : Myomètre. End : Endomètre. GU : Glande utérine. EU : épithélium utérin. LU : lumière utérine. Cs : capillaire sanguin

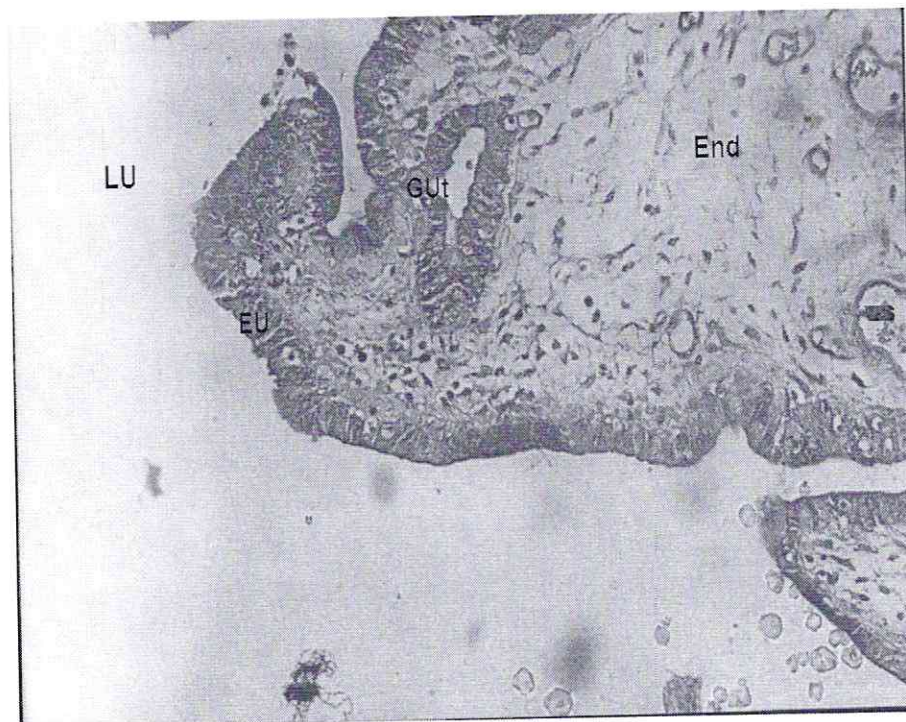


Photo 30 : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 12h (glande tortueuse) G x 12,5.
LU : lumière utérine. EU : Épithélium utérin. End : endomètre. Gut : glande utérine tortueuse. VS : vaisseau Sanguin

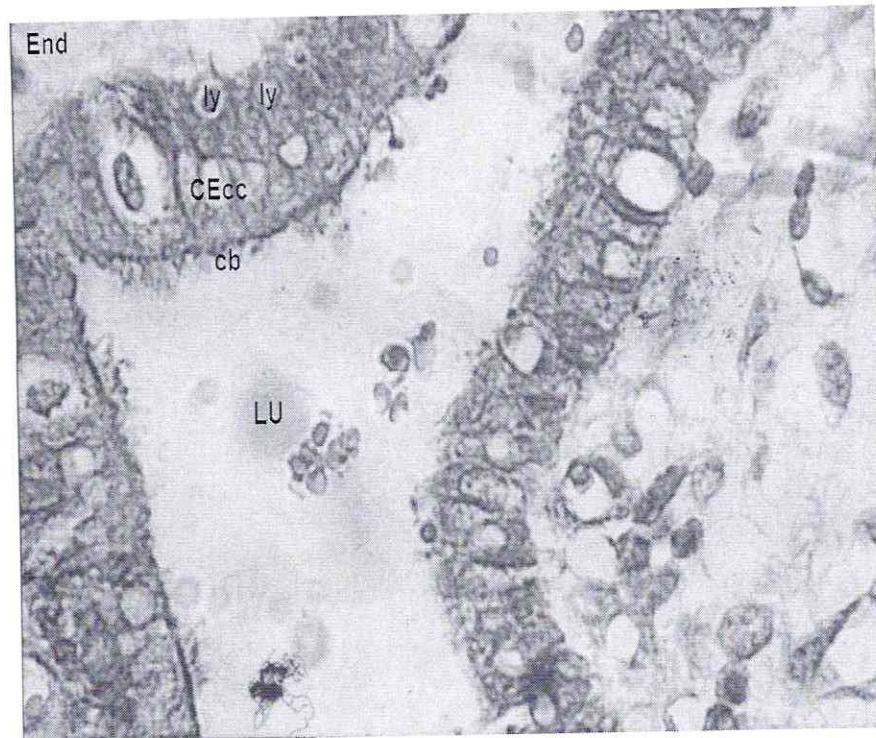


Photo 31 : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 12h G x 25.

End : Endomètre. LU : Lumière utérine. CEcc : Cellules épithéliales cylindriques ciliées. Ly : Lymphocyte. Cb : corpuscule basale.

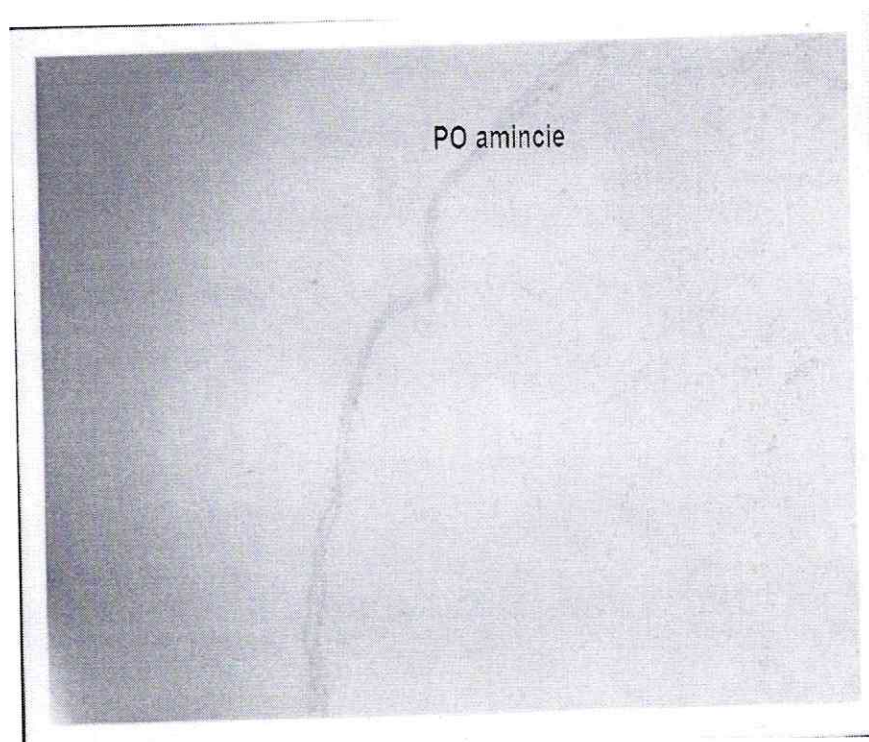


Photo 32 : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 9h (paroi amincie de l'ovaire) G x 6,3
PO : paroi ovarienne amincie

Conclusion

Le suivi anatomo-histologique des ovaires et des cornes utérines nous a permis d'observer l'activité continue des ovaires durant tous les intervalles de temps étudiés. En effet on a observé la présence des follicules ovariens à différents stades évolutifs. 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 dernières heures étudiées.

Immédiatement après la déhiscence (09h à 10h) la paroi folliculaire affaissée se plisse fortement, sa cavité rétrécie est remplie en partie, par un peu de liquide folliculaire, en partie par le caillot sanguin issu de la rupture des vaisseaux de la thèque interne c'est le corps jaune qui se trouve en même temps que d'autres follicules qui ne sont pas encore rompus ce qui signifie que la rupture des follicules n'est pas simultanée.

Le chorion de l'utérus est œdémateux et sa muqueuse est formée par un tissu conjonctif lâche riche en structures glandulaires naissant de l'épithélium, des glandes tubuleuses, tortueuses, à lumière large correspondant à un état d'activité sexuelle de l'utérus.

Ces résultats confirment donc que chez la lapine réceptive, l'ovulation induite par l'accouplement, se produit dès 09h post coitum et que ses ovaires et utérus sont en activité sexuelle continue.

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

Recommandations et perspectives

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

- ⌚ Dosage hormonal (œstrogènes, progestérone).
- ⌚ Etude de transfert embryonnaire.
- ⌚ Etudes des effets de l'administration des hormones (PMSG, GnRH, FSH, hCG)
- ⌚ Etude des facteurs extérieurs (photopériodisme, température...etc.) et leur impacte sur la réceptivité, fertilité, productivité...etc.

références bibliographiques

- Adams C.E., 1983.** Some recent studies on reproduction in the rabbit. *Animal Technology*, 34 (2), 137-140
- Albertini D.F; Anderson E., 1974.** The appearance and structure of intercellular connections during the ontogeny of the rabbit ovarian follicle with particular reference to gap junctions. *The Journal of Cell Biology* 63, 234-250.
- Anderson E., Albertini D.F., 1976.** Gap junctions between the oocyte and companion follicle cells in the mammalian ovary. *The Journal of Cell Biology* 71, 680-686.
- Andrieu R., 1974.** Physiologie de la reproduction chez le lapin domestique. Conservation de sperme de lapin sous forme de liquide. Mémoire de fin d'études, ENSA de Montellier, Station de physiologie de la reproduction, INRA, France.
- Anonyme., 1999.** Instituts technique des élevages. Connaissances et evaluation des performances zootechniques du la lapine de la population locale. Vit en milieu controlé. Analyse des bilans, 1999 et perspectifs. ITELV.
- Anonyme., 2002.** Minister de l'agriculture. Chamber de l'agriculture de Tizi Ouzou
- Barrett S., Blockey M.A., Brown J.M., Cimming I.A., Goding I.R., Mole B.J., Obst J.M., 1971.** Initiation of the oestrus cycle in the ewe by infusions of PGF 2α to the autotransplanted ovary, *J. Reprod. Fert*, 1971, 24,136-137
- Barone R., 1990.** Splanchnologie II, anatomie compare des mammifères domestiques (tome 04), éditions vigot. Paris.
- Barkok A., 1990.** Elevage du lapin au Maroc. Option Méditerranéenne 1991.
- Beers W.H.,1975.** Follicular plasminogen and plasminogen activator and the effect of plasmin on ovarian follicle wall. *Cell*, 1975, 6, 379-385.
- Beers W.H., Strickland S., Reich E., 1975.** Ovarian plasminogen activator : relationships to ovulation and hormonal regulation. *Cell*, 1975, 6, 387-394.
- Berchiche M., 1992.** Production du viande du lapin en Algerie : etude de quelques situations dans la région de Tizi Ouzou.
- Berchiche M., Zerouki N., 2000.** Reproduction des femelles de population locale, essai d'évaluation de quelques paramètres en élevage rational. 3^{ème} journée de recherche sur les productions animales (conduite et performances d'élevages) Tizi Ouzou 2000, 293-298.
- Berchiche M., Zerrouki N., Lebas F., 2000.** Reproduction performances of local Algerian does raised in rationalconditions. 7th World rabbit congress, V alencia (Spain) 4-7 julay.
- Berchiche M., Kadi S.A., 2002.** The kabyle rabbits (Algeria), in Rabbit genetic resources in Mediterranean countries. CIHEAM, Options. Méditerranéennes, serie B: Etudes et recherches, N° 38. 11-20.

- Bergaoui R., 1990.** Elevage de lapin en Tunisie peut résoudre le problème de déficit en viande du pays. 2^{ème} conférence sur la production et la génétique du lapin dans la région méditerranéenne, 3-7, Sept. Faculté d'agriculture-Université de Zagazig (Egypte), 14p.
- Bidanel J.P., 1998.** Nouvelles perspectives d'amélioration génétique de la prolificité des truies, INRA Prod. Anim ; 11, 219-221.
- Bjersing L., Cajander S., 1974.** Transmission electron microscopy of rabbitgerminal epithelium prior to induced ovulation. Cell Tiss. Res, 1974, 149, 313-327.
- Bjersing L., Cagender S.,1975.** Ovulation and the role of ovarian surface epithelium. Experiecia, 1975, 31, 605-608.
- Blandau R.J., Rumery R.E., 1963.** Measurment of intraffollicular pressure in ovulatory and preovulatory Follicules of the rat. Fertil. Steril, 1963, 14, 330-341.
- Blocher F., 1994.** Rythmes de repro, selection, repro et techniques d'élevage du lapin de chair p 115-121.
- Blocher F., Franchet A, 1990.** Fertilité, prolificité et productivité au sevrage en insémination artificielle et en saillie naturelle ; influence de l'intervalle mise bas saillie sur le taux de fertilité. 5^{ème} journée de la recherche cunicole en France. Paris 12-13. Décembre. Vol. 1. Communication 2.
- Bomsel-Helmrich O., Gougeo A., Thebault A et Coll., 1979.** Healthy and atretic human folliclein the preovulatory phase: Differences in evolution of follicular morphology and steroid content of follicular fluid. *I.Clin . Endocrinol. Metab.*48: 686-694.
- Boussit D., 1989.** Reproduction et insémination artificielle en cuniculture.
- Bolet G., 1994.** génétique et reproduction chez le lapin journée AERA-ASFC. 20 janvier 1994.
- Braw-Tal R., Yossefi S., 1997.** Studies in vivo and in vitro on the initiation of follicle growth in the bovine ovary. *J Reprod Fertil* 109, 165-71.
- Briens C.,Grenet L., Salaum J.M., 2005.** Influence de différentes modalités de rationnement des futures reproductrices sur leur productivité ultérieure. 11^{ème} jour. RECH. Cuni. 23-30 Novembre, 2005, Paris. 115-118.
- Buccione R., Schroeder A C.,Eppig J.J., 1990.** Interactions between somatic cells and germ cells throughout mammalian oogenesis. *Biology of Reproduction* 43, 543-547.
- Burden HW., Lawrence I.E., 1978:** Expermental studies on the acetylcholinesterase positive vervesin the ovary of rat. *Anat. Rec.*, 190:233-242.
- Burr JH., Daud IR.,1965.** The vascular system of the rabbit ovary and its relationship to ovulation. *Anat. Rec.*, 111:273-297.
- Byskov A.G., Lintern-Moore S., 1973.** Follicle formation in the immature mouse ovary: the role of the rete ovarii. *J Anat* 116, 207-17.

- ✓ **Caillol M et Dauphin-Villemant C., 1982.** Relation entre le comportement sexuel et les taux des stéroïdes périphérique chez la lapine. 3^{ème} J. de la recherche cunicole, communication 17, décembre, Paris, France.
- Cajander., 1976.** Structural alterations of rabbit ovarian follicles after mating with special reference to the overlying surface epithelium. Cell tiss. Res, 1976, 173, 437-449.
- Castellini C., 1996.** Recent Advances in rabbit artificial insemination. 6^{ème} Congress mondial de cuniculture, Toulouse, 9-12 Juillet 1996, 2, 13-28.
- Castellini C., Dal Bosco A., Bernadini M., 2000.** Improvement of lipid stability of rabbit meat by vitamin E and C administration. J. Sci. Food Agric., 51, 46-53.
- Cherney D.D., Didio L. J.A., Motta P., 1975.** The developpement of rabbit ovarian follicules folowing copulation. Fertil. Steril, 1975, 26, 257-270.
- Chinzi D., 1997.** Production animales hors sol, Porcs volailles lapins. Edition Synthés Agricole. 267p.
- Chmitelin F et al., 1990.** alimentation de pre-severage. Interet por les lapereaux. Repercussion sur les performances de reproduction des femelles. 5^{ème} journée de la recherche cunicole. 12-13 décembre 1990. communication 60,1-9.
- Chura J et Crha L., 1964.** The effect of feeding alfalfa on ovulation and ovum structure in the rabbit. 5th Int. Congr. Anim. Reprod. AI, Trento, Italie, Volume II, 123-126.
- Colin M., 1994.** La cuniculture nord-américaine-II. Le Mexique. World rabbit Sci., 2:7-19
- Colin M., Lebas F., 1994.** La production de lapin dans le monde. Communication aux 6^{ème} journées de la recherche cunicole en France, 6-7 déc. 1994.
- Combes S., Dalle-Zotte A., 2004.** La viande de lapin : valeur nutritionnelle et particularités technologiques. INRA Station de Recherches Cunicoles, BP BP 52627, 31326 Castanet Tolosan, France. Department of Animal Science, Agripolis – Viale del Universita, 16 – 35020 Legnaro (PD), Italie.
- Coons L.W., Espey L.L., 1977.** Quantitation of nexus junctions in the granulosa cell layer of, rabbit ovarian follicules during ovulation. J. Cell Biol, 1977, 74, 321-325.
- ✓ **Courrier In Grasse., 1969.** The contractile response of the human uterus, Fallopian tubes and ovary to prostaglandins in vivo. *Fert. Steril.* 22:539-542.
- Dalle-Zolle A., 2002.** Propriété spécifique de la viande de lapin, sessao III-A carne de coelh 2002, département of animal science, Agripols-vea romea, 16-35020 legnaro.
- Danielle M., Béatrice Mandon-Pépin., Philippe M., 1999.** L'atrésie folliculaire, un gaspillage programmé. Médecine/sciences 1999 ; 15 : 157-66
- David J.J., 1991.** Transfert et adoption de lapereaux d'un jour entre la France et la Californie : cuni-science, vol 7-fasc 1, 1991.
- Depres E., Theua-Clement M., Lorvelec O., 1994.** Productivité des lapines élevées en Guadeloupe. Influence de type génétique, de l'allongement de la durée d'éclaircissement, de la saison et de stade physiologique. 4^{ème} journée de la recherche cunicole, la rochelle.

De La Cruz A., Wright K.H., Wallach E.E., 1972. The effects of cholinergic agents ovarian contractility in the rabbit. *Obst. Genic*, 1972, 47, 272-278.

De Loos F; Kastrop P., Vanmaurik P., Vanbeneden T.H., Kruip T.A.M., 1991. Heterologous cell contacts and metabolic coupling in bovine cumulus oocyte complexes. *Molecular Reproduction and Development* 28, 255-259.

De-Rochambeau H., 1990. Objectif et méthodes de gestion génétique des population cunicoles d'effectifs limité. *Option méditerranéens n° a-8*, 19-27.

Díaz P et Coll., 1987. Relation enter color de vulvz y parametros reproductivas en la coneja. *INFORMATION técnica Economica Agraria*, 18 (72), 52-56.

Dobrowolski W., Hafez E.S.E.,1971.The uterus and control of ovarian function. *Acta Obst.Gynec. Scand*, suppl. 12, pp.26,1971.

Dong J., Albertini D.F., Nishimori K., Kumar T.R., Lu N., Matzuk M.M., 1996. Growth differentiation factor-9 is required during early ovarian folliculogenesis. *Nature* 383, 531-5.

Dott H M., 1973. *Adv. Reprod. Physiol* ? 1973, 6, 231-277.

Driancourt M.A.,Gougeon A.,Royère D., Thibault C., 1991. La fonction ovarienne. *In "La reproduction chez les mammifères et l'homme"* (M. C. Levasseur, Ed.), pp. 273-298. Edition Marketing, Paris.

Driancourt M.A., Reynaud K., Cortvrindt R., Smitz J., 2000. Roles of KIT and KIT LIGAND in ovarian function. *Rev Reprod* 5, 143-52.

Epping J.J., Downs., 1991. Intercommunication between mammalian oocytes and companion somatic cells. *Bioessays* 13, 569-574.

Espey L.L., Lipner H., 1963. Measurments of intafollicular pressures in the rat ovary. *Am. J.Physiol*, 1963, 205,1067-1072.

Espey L L; Lipnèr H, 1965. Enzyme indueced rupture of rabbit graafian follicule. *Am. J. Physiol*, 1965, 208, 208-213.

Espey J.J., 1967. Ultrstructure of the apex of the rabbit graafian follicle during the ovulatory process. *Endocrinology*, 1967, 81, 267-276.

Espey L.L., Rondell P., 1968. Collagenolytic activity in the rabbit and swo graafian follicle during ovulation. *Am. J. physiol*, 1968, 214, 326-329.

Espey J.J., 1971. Decomposition of connective tissue in rabbit ovarian follicles by multivesicular structur of thecal fibroblasts. *Endocrinology*, 1971, 88, 437-444.

- Espey J.J., Coons P.J., 1976.** Factor which influence Ovulatory degradation of rabbit ovarian follicles. *Biol. Reprod*, 1976, 14, 233-245.
- Espey L.L., 1980.** Ovulation as an inflammatory reaction--a hypothesis. *Biol Reprod* **22**, 73-106.
- Espey L.L., 1994.** Current status of the hypothesis that mammalian ovulation is comparable to an inflammatory reaction. *Biol Reprod* 50, 233-8.
- Esther Van Praag. Ph.D., 2005.** Appareil reproducteur femelle et ovariohystérectomie (stérilisation chirurgicale).
- Evans D.H.L., Murray J.G., 1954: Histological** and functional studies on the fibre composition of the vagus nerves of the rabbit. *J. Anat.* 88:320-337.
- Fages D et Gueuné M.I., 1998.** Histologie animale, A :W, Académie de rennes-SVT- Nerf I. htm.www.endp.fr/svt/rehor/rehor/histologie/l.htm-3k.
- Finzi A., 1992.** Rabbits production in developing countries. *Journal of applied rabbit research*, vol 15, 1992. 86-94.
- Flechon J.E., Motlik J., Hunter R.H., Flechon B., Pivko., J., Fulka J., 1986.** Cumulus oophorus mucification during resumption of meiosis in the pig. A scanning electron microscope study. *Reprod Nutr Dev* **26**, 989-98.
- ✓ **Fortun-Lamothe F., 1994.** Effet de la lactation sur la mortalité et la croissance chez la lapine primipare. Thèse de doctora de l'université de Rennes, 111p.
- ✓ **Fortun-Lamothe L., Mariana J.C., 1998.** Effet de la simultanéité de la gestation et de la lactation chez la lapine sur le developpement folliculaire chez les filles futures reproductrices. 7^{ème}. Journ. Rech. Cunicole Fr; Lyon, 261-264.
- Fortune J.E., 1994.** Ovarian follicular growth and development in mammals. *Biology of Reproduction* **50**, 225-232.
- Fox R.R., 1994.** Taxonomy and genetic. In: Manning pj, Ringler DH, Newcomer CE (eds). *The biology of the laboratory rabbits*. 2nd edn, ppl-25. San Diego: Academic Press.
- Galal E.S.E., Khalil M.H., 1994.** development of rabbit industry in Egypt. *Cah. Option mediterr.* Voll. 8, 43-55.
- ✗ **Gallas., 1988.** Cité par D Boussit 1989 p62.
- ✗ **Gallouin F., 1981.** Particularités de la physiologie de la reproduction chez le lapin. Session ADEPRINA, INAPG, Paris, France.

Références bibliographiques

- Gordon I., 1994.** Laboratory production of cattle embryos. In "Biotechnology in agriculture", Vol. 11 Edited by I Gordon. Cab International, Wallingford UK, pp. 640p.
- Gordon I., Lu K., 1990.** Production of embryos in vitro and its impact on livestock production. *theriogenology* **33**, 77-87.
- Gondret F., Bonneau M., 1998.** Mise en place des caractéristiques du muscle chez le lapin et incidence sur la qualité de viande. 1998, INRA prod Animal., 11, 335-347.
- Gore-Langton R.E., Armstrong D.T., 1994.** Follicular steroidogenesis and its control. In "The physiology of reproduction" (J. D. Neil, Ed.), Vol. vol. 1, pp. 571-627. Raven Press, New York.
- Gougeon A., 1996.** Regulation of ovarian follicular development in primates: facts and hypotheses. *Endocr Rev* **17**, 121-55.
- Grau H. et Walter P., 1975:** Précis d'anatomie et d'histologie microscopique des animaux
- Hafez E.S.E ., 1967.** Cités par Questel G, 1984.
- Hafez E.S.E; , 1987:** Reproduction infarm animals, 5th edition. Lea & Fbiger, Philadelphia, 1987.
- Hamada Y., Bronson R.A., Wright K.H., Wallash E.E., 1977.** Ovulation in the perfused rabbit ovary: the influence of prostaglandin inhibitors. *Biol. Reprod*, 1977, 17, 58-63.
- Hammond J; Marshal FHA, 1925:** Reproduction in rabbit. Oliver and Boyd ed., London.210p.
- Hardy C., callou C., Vigne D.J., Casane D., Dennebouy N., Mounolou J.C., Monnerot M., 1995.** Rabbit mitochondrial DNA diversity from prehistoric to modern times. *J mol Evol.* 1995; 40 (3): 227-37.
- Hardy C., Casane D., Vigne J.D., Callou C., Dennebouy N., Mounolou J.C., Monnerot M., .1994.** Ancient DNA from Bronze Age bones of European rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). *Experientia.* 1994; 15; 50 (6): 564-70.
- Henaff R., Jouve D., 1988.** Mémento de l'éleveur de lapins, 7^{ème} éd., Cuniculture, 1988, 132-144.
- ✕ **Henaff R et Surdeau P., 1981.** La reproduction chez la lapine. BTI,358-359,223-235.
- Hill RT., 1949.** Adrenal cortical physiology of spleen grafted and dennervated ovaries in the mousse. *Exp: Med. Surg.* 7:86-98.
- Hill M et White WE., 1933.** The growth and regression of folliculs in the œstrus rabbits. *Biol. Reprod*; 8, 203-221.
- Hillensjo T., 1977.** Dissociation of preovulatory maturational events in rat oocytes and cumuli in the presence of dibutyryl cyclic Amp. *Acta physiol. Scand*, 1977, 100, 261- 263.
- ✓ **Hulot et Coll., 1988.** HCG-induced ovulation in two rabbit breeds: effect of dose, season and sexual behaviour. *Livest. Prod. Sci.*, 20, 257-267.

Références bibliographiques

Lazzaroni C., Andrione A., Luzi F., Zecchini M., 1999. Performances de reproduction du lapin Gris de Carmagnola: influence de la saison et de l'âge des lapereaux au sevrage. 8^{ème} Journ. Rech.cunicole,Fr,Paris, 1999. 151-154.

– **Lebas F., 1991.** Alimentation pratique des lapins en engraissement. Cuniculture N°102-18.

Lebas F., Henaff R., Marionnet D., 1991. La production du lapin, 3^{ème} éd., Lavoisier TEC&DOC, Paris, 1991,17-47, 63-69, 125-133, 173-180.

Lebas F et Colin M., 1992. World rabbit production and research: situation in 1992. Fifth world rabbit congress, vol. A, p. 29-54.

× **Lebas F., 1994.** Rappel sur la physiologie de la reproduction du male et de la femelle. Journée AERA-ASFC, 20 janv.

Lebas F., Colin M., 1994. Production et consommation de viande de lapin dans le monde, une tentative de synthèse. Technique d'élevage 6^{ème} journée, recherche cunicole, 6-7 Dec. 1994, la rechelle, 451-454 p.

Lebas F.,Coudert P.,De Rochambeau H., Thébault R.G., 1996. Le lapin : Elevage et pathologie (nouvelle version revisitée). FAO éditeur, Rome 1996,227 pp.

Lebas F., 2000. La biologie du lapin. <http://www.Cuniculture.Info/Docs/indexbiol.htm>

Lebas F., Colin M., 2000. Production et consommation de viande de lapin dans le monde Estimation en l'an 2000 journée internationale de cuniculture APEZ-24 et 25 de novembre 2000-UTAD villa real, 10pp.

Lebas F., 2004.elevage du lapin en zone tropicale cuniculture magazine, vol 31. 2004. 3-10p.

Lebas F.,2005. Elevage de lapin en milieu tropicale –chapitre03- Conduire son élevage (alimentation et reproduction) page 37.

Lebas F., 2006. Cuniculture, biologie de lapin. www.cuniculture.info.fr

× **Lepere R.H., Benoit PE., Hardy R.C et Gldzieher J.W., 1966.** the origin and function of the ovarian nerves supply in the baboon.*Fert. Steril.* 17:68-75.

Lesbouyries G., 1949. Reproduction des mammifères domestiques, sexualité, Vigot Frere, Edition Paris, 1949.

Lipner H., Greep R.O., 1971. Inhibition of steroidogenesis at various sites in the biosynthetic pathway in relation to induced ovulation. *Endocrinology*, 1971, 88, 602-607.

Maertens L et Luzi., 1997. Effet de l'alimentation sur l'ardeur sexuelle et les qualités de la semence des males. Cuniculture n°135-24, 39, mai / juin 1997.

Maertens L et Okerman F., 1988. Le rythme de reproduction intensif en cuniculture. Juillet /Août. Cuniculture, 15 (4) 171-177.

Magdelaine P., 2003. Economie et avenir des filières avicoles et cunicoles. INRA prod. anim. 2003,16 (5), 349,356.

Maillet M., 1974. Histologie de l'appareil génital féminin I vol. Gauthier- Villars, 1974, 253P

× **Maillet . M., 1980:** Histologie des organes, 1980. Dans la collection *ACADEMIC PRESS*.

Van Wezel I L; Rodgers R J, 1996. Morphological characterization of bovine primordial follicles and their environment in vivo. *Biol Reprod* **55**, 1003-11.

Van den Bosch de Aguilir et al, 1984. Atlas d'histologie, Editeur, Giaco, page 64, 70.

Virutamsan P ; Smitasiri Y ; Fushs A R, 1976. Inta ovarian pressure during ovulation in rabbits. *Fertil. Steril*, 1976, 27, 188-196.

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

White J.C., 1949: Sensory innervation of the viscera, Studies on visceral afferent neurons in man based on neurosurgical procedures for the relief of intractable pain. *Res. Publ. Assoc. Res. Nerv. Ment. Dis.* 23:373-390.

Witherspoon M; Talbot R B, 1970. Ovulation site in the mare .*J. Am. Med. Ass*, 1970, 157, 1452-1459.

Weiner R; Kaley G, 1972. Lysosomal fragility induced by prostaglandin $f_2\alpha$. *Nature New Biol*, 1972, 236, 46-47.

Yamani K A O; Daader A H; Zskar A A, 1992b. Non genetic factors affecting rabbit production in Egypt. *CIHEAM, Options Méditerranéennes-serie Séminaires N° 17*. 159-172.

Zamboni L, 1974. Fine morphology of the follicle wall and follicle cell-oocyte association. *Biol Reprod* **10**, 125-49

Zerrouki N; Berchiche M; Bolet G; Lebas F, 2001. Caractérisation d'une population locale de lapin en Algérie : performances de reproduction des femelles. 9^{ème} Journ.Rech. cunicole, Fr, Paris, 2001. 163-166.

Zerrouki N; Lebas F; Berchiche M; Bolet G, 2002. Study of prolificacy and ist composents in a local kabilian rabbits population in Algeria. 3rd sci. com on rabbit production in hot climate, 8-11 oct, 2002, 375-382.

à la reproduction. 5^{ème} journée de la recherche cunicole, 12-13 Decembre. Paris. Communication n°06.

Theau-Clément M ; Poujardieu B ; Bellereaud J, 1990b. 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° 7.

✗ **Theau-Clément et Roustan A, 1992.** A study on relationships between receptivity and lactation in doe and their influence on reproductive performances. Congress of world rabbit science-association July 25-30 1992, Corvallis, USA, vol A: 412-421.

Theau-Clément M, 1994. Rôle de l'état physiologique de la lapine au moment de la mise à la reproduction sur la fertilité. In la reproduction chez le lapin.

Theau-Clément et Poujardieu B, 1994. Influence du mode de reproduction, de la réceptivité et de stade physiologique sur les composantes de la taille de portée des lapines. 6^{ème} journée. Rech. Cunicol. La Rochelle 6-7 December 1994-vol. 1, 187-193.

Theau-Clement M, 2003. Advances in bio stimulation methods applied to rabbit reproduction. Cours approfondi. Systèmes de production de viande de lapin. Saragosse 2003. Ciheam. 11p.

Theau-Clément, 2005. Reproduction et physiologie de la production au 8^{ème} congrès mondial de cuniculture. Cuniculture magazine, vol. 32 (2005). P41.

✓ **Thibault C ; Levasseur M.C, 1979;** La fonction ovarienne chez les mammifères, Masson. Paris 1979

✓ **Thibault C et Levasseur M. 2001.** La reproduction chez les mammifères et l'homme." INRA, Paris.

Tordans, 1970. Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire. Maloine SA Editeur.

Torres S; Gerard M; Thibault C, 1977. Fertility factor in lactating rabbit mated 24 hours and 25 days after parturition. Anim. Bioch. Biophys, 17 (1), 63-69.

Tribout T ; Caritez J C ; Gogué J ; Gruand J ; Bouffaud M ; Billon Y ; Péry C ; Griffon H ; Brenot S ; Le Tiran M H ; Bussières F ; Le Roy P ; Bidanal J P ; 2004. Estimation par utilisation de semence congelée, du progrès génétique réalisé en France entre 1977 et 1998 dans la race porcine Large White: résultats pour quelques caractères de production et de qualité des tissus gras et maigres. Journ. Rech. Porcine Fr., 36, 275-282.

Tsafiriri A; Dekel N, 1994. Molecular mechanisms in ovulation. In "Molecular Biology Female Reproductive System" (J. K. Findlay, Ed.), pp. 207-258. Academic Press, San Diego.

✗ **Vaissaire J-P, 1977:** Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire. Maloine SA Editeur.

- Reynolds SRM.,1973.** Seasonal variation in reproductive traits of New-Zealand White rabbits. *J. Reprod. Fertil.*8:29-27.
- Roche J F, 1996.** Control and regulation of folliculogenesis -a symposium in perspective. *Reviews of Reproduction* 1, 19-27.
- Rodgers R J; Van Wezel I L; Irving-Rodgers H F; Lavranos T C; Irvine C M; Krupa M, 1999.** Roles of extracellular matrix in follicular development. *J Reprod Fertil Suppl* 54, 343-52.
- Rondell P, 1964.** Follicular pressure and distensibility in ovulation. *Am. J. Physiol*, 1964, 207, 590-594.
- Rondell P, 1970.** Follicular processes in ovulation. *Fed. Proc*, 1970, 29, 1875-1879.
- Rougeot J, 1981.** Origine et histoire du lapin. Le lapin ; aspects historique, culturels et sociaux. Colloque Société d'Ethnozootecnie n°27,1981.
- Roustan A, 1980.** cité par Henaff R et Surdeau P, 1981.
- Roustan A, 1992.** L'amélioration génétique en France : le contexte et les acteurs. Le lapin INRA, production animal, 1992. Hors série (élément de génétique quantitative et application aux population animales), 45-47.
- Rosenberg E; Sjoberg N O, 1967:** The adrenergic nerves supply to the female reproductive tract of the cat. *Am. J Anat.*121:271-284.
- Russe I, 1983.** Oogenesis in cattle and sheep. *Biblio.Anat.* 24, 77-92.
- SALVINI S ; Parpinel M ; Gnagnarella P ; Maisonneuve P ; Turrini A, 1998.** Banca dati di composizione degli alimenti per studi epidemiologici in Italia. Ed. Istituto Superiore di Oncologia.
- Shaw NA et Coll, 1972.** Effect of zinc deficiency on female ran rabbit. *J. Anim*; 35, 224.
- Short RE et Coll, 1968.** Effect of two levels of feeding on ovarien activity, embryo survival and ovarian compensatory hypertrophy in the rabbit. *J. Anim. Sci*; 27, 701-703.
- Smelser GK et Coll, 1934.** The effect of light on ovarien activity in the rabbit. *J. Exp.Biol*; 11, 352-363.
- Spicer L J; Alpizar E; Echterkamp S E, 1993.** Effects of insulin, insulin-like growth factor I, gonadotropins on bovine granulosa cell proliferation, progesterone production, estradiol production and (or) insulin-like growth factor I production in vitro. *J Anim Sci* 71, 1232-1241.
- Stevens A; Lowe J, 1997.** "Human histology." Times Mirror International Publishers Limited, Paris, Bruxelles.
- Theau-Clément, 1990a.** comparaison de différents modes d'induction de l'ovulation chez les lapinesmultipares en relation avec leur stade physiologique leur réceptivité au moment de la mise

- Parigi-Bini R et coll, 1983.** The effect of b-carotene on the reproductive performances of female rabbit. Prod. 5th Wrd Conf. Animal Prod; Tokyo, Japon.
- Parigi Bini R ; Xiccato G ; Cinetto M ; Dalle Zotte A, 1992.** Effect of slaughter age, slaughter weight and sex on carcass and meat quality in rabbit. 2. Chemical composition and meat quality. Zoot Nutr Anim, 18, 173-190.
- Patureau-Miraud P ; Remond D, 2001.** Viande et nutrition protéique : Une place confortée par les nouvelles connaissances. Viandes Prod. Carnés, 22, 103-107.
- Payer A F., 1978.** Ultrastructural study of the nerve plexus accompanying the ovarian artery and vein in the rat. Anat. Rec, 190, 47-64.
- Perrot B., 1991 :** L'élevage des lapins, Armand Colin, Paris, 1991, 33-57
- Peters, H; Byskov A. G; Himelstein-Braw R ;Faber M, 1975.** Follicular growth: the basic event in the mouse and human ovary. *J Reprod Fertil* **45**, 559-66.
- Picton H M, 2001.** Activation of follicle development: the primordial follicle. *Theriogenology* **55**, 1193-210.
- Pla M et Coll, 1984.** Mating behaviour and induction ovulation in meat rabbit. 3^{ème} Congrès Mondial de cuniculture, Rome, Italie, 2, 437-445.
- Ponsot JF, 1996.** Bilan GTE 1995. La morosité s'estompe cuniculture N° 131-23 (5). Septembre, Octobre 1996 gestion technique.
- Prusova LG, 1964.** le sulfate de zinc, un stimulant de la fertilité. *Krolikovods ;* 7 (9), 13-15.
- ✗ **Prud'hon M ; Rouvier R, (1969).** Influence de l'intervalle entre la parturition et la saillie sur la fertilité et la prolificité des lapins. *Annals zootechn.* 18, 317-329.
- Queney G; Ferrand N; Weiss S; Mougel F; Monnerot M, 2001.** Stationary distribution of mitochondrial loci between divergent population group of the European rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). *Mol Biol Evol.* 18 (12):2169-78.
- Queney G; Vachot A.M; Brun J.M; Dennebouy N; Mulsant ; Monnerot M, 2002.** Different levels of human intervention in domestic rabbits: effects on genetic diversity. *Hered.*93 (3):205-9.
- Questel G, 1984.** Contribution à l'étude de la fertilité chez la lapine domestique. Mémoire de fin d'études, INRA Paris-Grignon, France.
- Quinton H ; Egron L 2001.** Maîtrise de la reproduction chez la lapine, *Le Point Vétérinaire*, n° 218, 2001, 28-33.
- Rafel et al, 1991.** cité par Zerrouki 1998.
- Reed M L; Estrada J L., Illera M J; Petters R M, 1993.** Effects of epidermal growth factor, insulin-like growth factor-I, and dialyzed porcine follicular fluid on porcine oocyte maturation in vitro. *J Exp Zool* **266**, 74-8.

Martin A., 2001. Apport nutritionnel conseillé pour la population française, 3eme Edition. Technique et Documentation Technique et Documentation, pp:650.

✶ **Martinet L., 1978.** Physiologie de la reproduction du lapin. Journées d'étude CNRS-INRA, Orléans, France.

Melampy R.M., Anderson L.L., 1968. Rol of the uterus in corpus luteum function. *J. Anim. Sci.* 1968, 27, suppl.1, 77-96.

Mongel F., 1997. Variation de trois types de marqueurs génétiques dans l'évolution de l'espèce *Oryctolagus cuniculus* : aspect moléculaires et relation avec la biologie et la structure des populations. 1997. Thèse de l'université de paris sud.

Monniaux D., Monget P., Besnard N., Huet C., Pisselet C., 1997. Growth factors and antral follicular development in domestic ruminants. *Theriogenology* 47, 3-12.

Moor R M., Trounson A.O., 1977. Hormonal and follicular factors affecting maturation of sheep oocytes in vitro and their subsequent developmental capacity. *J.Reprod.Fertil.* 49, 101-109.

Moret B et Baratte M..M., 1980. Comportement d'œstrus chez la lapine. *Cuniculture*, 7 (3), 159-161.

Morbeck D.E., Esbenshade K.L., Flowers W.L., Britt J.H., 1992. Kinetics of follicle growth in the prepubertal gilt. *Biol Reprod* 47, 485-91.

Morbeck D.E., Flowers W.L., Britt J.H., 1993. Response of porcine granulosa cells isolated from primary and secondary follicles to FSH, 8-bromo-cAMP and epidermal growth factor in vitro. *J Reprod Fertil* 99, 577-84.

Morisse J.P., 1995. Pathologie du lapin liée aux conditions d'habitat, in : Brugere-Picoux J. (Ed), Pathologie du lapin et des rongeurs domestiques, 2^{ème} éd., Chaire de pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour, Ecole Nationale Vétérinaire, Maison-Alfort, 1995, 57-61.

Nordio-Baldissera., 1980. Recent advances on rabbit physiology. 2^{ème} Congr. Mondial Cuni, Barcelone, Espagne, 1, 1-60.

Okumura R., Rosengren E., Sjoberg N.O., 1980. Adrenergic innervation of the human female reproductive organs. A histological and chemical investigation. *Obstet. Genycol.*300:763-773.

Orset S., 2003. Etude des inter-relations techniques, économiques et sanitaires en élevage cunicole rationnel. Résultats obtenus à partir de dix élevages, Thèse de Doctorat Vétérinaire, Lyon, 2003, 3-13, 50.

Ouhayoun J., Delmas D., 1989. La viande de lapin : composition de la fraction comestible de la carcasse et des morceaux de découpe. *Cuni-Sciences*, 5, 1-6.

Ouhayoun J, 1990. Abattage et qualité de la viande de lapin. 5^{ème} journée de la recherche cunicole. 12-13 Dec, 1990, Paris. Communication n°40.(oryctolagus cuniculus)population exposed to a severe viral epizootic. *Mol Ecol*, 9(9):1253-64.