



109THV-1

République Algérienne Démocrat

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 non réceptive

Présenté par:

AMEUR Abderrahmane

LOUNIS Mohamed

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 : Chargé de cours (USDB)

Mr KAIDI R : Professeur (USDB)

Président du jury.

Examineur.

Examinatrice.

Promotrice.

Co-promoteur.

Promotion : 2006/2007

Remerciements

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

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

Nous remercions notre copromoteur Mr KAIDI R, pour sa constante disponibilité et pour ses précieux conseils qui nous ont beaucoup servi.

Nos sincères remerciements s'adressent aussi à :

Mr BERBER A. de nous avoir fait l'honneur de présider le jury ; Mr YAHIMI A, et Mme OUMOUNA d'avoir accepté d'examiner notre travail ;

Nous aimerons remercier Melle SAIDJ D, pour ses orientations, ses conseils et sa disponibilité durant toute notre partie expérimentale.

Nous remercions aussi toute l'équipe du clapier de la station expérimentale : Mr NABI, Dr ADEL, Ammi Abdelkader, Smaïl, Mustapha, Sofiane et les deux Sihem.

Nous remercions Dr KHLEMSI de nous avoir accueilli dans son laboratoire et de nous avoir réalisé les lames histologiques.

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

Dédicace

Je dédie ce modeste travail :

- *A, mes très chers parents que Dieu me les garde.*
- *A, la sagesse de mon grand père, et la générosité de ma grande mère.*
- *A, mes frères Mahdi, Mohamed et Hamid.*
- *A, mes sœurs, Malha, Louiza, Djamila et Saliha.*
- *A, mes cousins et cousines surtout Djafar, Hassan, Gouzali, Rachid, Mohamed et Krimo.*
- *A, toute la famille Ameur où qu'elle soit.*
- *A, toute la famille Tinkichte surtout Said et la petite Rima.*
- *A, mon binôme Mohamed pour la complicité et la patience dont il a fait preuve tout au long de ce travail.*
- *A, tous mes amis : Hassan, Said, Kamel, Hocine, Toufik, Nadir, Rachid, Fateh, Farid, Krimo, ferhat, Amar, Youcef, Samir, Mohsaid, Mezian, Mohmoh, Ali, Massi, Baaka, Daboub, Ghani, Rabah, Nsrour, Abdelhadi, Elhaj, Nabil, Smail, Makhlouf, mohand, Mohboukhalifa, Gaya, Yamina, Amina, Dyhia, et a tous ceux dont j'ai oublié de citer le nom.*
- *Enfin a toute la promotion vétérinaire 2006.*

ABDERRAHMANE

Résumé :

57 lapines nullipares de population locale Algérienne ont été mises au mâle, 26 lapines d'entre elles ont refusé l'accouplement avec le premier mâle dès les premières quinze minutes, les même lapines ont été présentées a un deuxième mâle pendant trois minutes, elles se sont avérées visiblement non réceptives, elles ont également refusées l'accouplement. Dès lors, on a procédé à les saillir de force puis sacrifiées à des intervalles de temps bien déterminés (0h, 1h, 2h, 3h, 4h, 5h, 6h, 7h, 8h, 9h, 10h, 11h et 12h).

Après prélèvement de l'appareil génital et réalisation de coupe histologiques au niveau des ovaires et des cornes utérines, un suivi histologique est fait au cours des intervalles de temps sus-cités par observation des lames sous microscope optique.

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

Cependant on n'observe pas les signes de la rupture folliculaire au niveau de la paroi ovarienne ou thécalle qui est normalement aminci dans le cas il y'a eu ovulation

En plus l'absence totale du corps jaune dès 9h ou 10h est un facteur déterminant justifiant l'absence de l'ovulation.

Mots clés : lapine non réceptive, nullipares, saillie forcée, follicules, ovulation.

Abstract:

57 nulliparous rabbits of Algerian local population were put at the male, 26 of them refused the coupling with the first male during the first fifteen minutes, the same rabbits were presented at a second male during three minutes, they proved again the nonreceptivity.

After that, we proceeded at a forced mating and then, the rabbits were sacrificed at intervals of: 0h, 1h, 2h, 3h, 4h, 5h, 6h, 7h, 8h, 9h, 10h, 11h and 12h.

After removing the genital tract, small squares of ovaries and uterine tissues were cut and histological preparation were done according to the intervals suscited and an observation under optical microscope were followed.

The microscopic observation shows a normal ovarian activity revealed by the presence of various follicular structures of development (primordial, primary, secondary and tertiary follicle).

However, we haven't observed the signs of follicular rupture on the level of ovarian or theca wall which is normally thinned in case of ovulation.

On the top of that, the total absence of the yellow body at 9h or 10h post mating is a determining factor justifying the absence of ovulation.

Key words: rabbit nonreceptive, nulliparous, forced projection, follicles, ovulation.

ملخص

57 انثى الأرنب من الفصيلة المحلية الجزائرية التي لم تلد في حياتها، وضعت للذكر للتقارن، 26 منها رفضت التقارن، قدمت لذكر ثان رفضت كذلك التقارن، كانت إذن غير قابلة للتقارن من ثم، أجبرت على التقارن، و بعد ذلك ذبحت في أوقات زمنية محددة مسبقا (1 سا، 2 سا، 3 سا، 4 سا، 5 سا، 6 سا، 7 سا، 8 سا، 9 سا، 10 سا، 11 سا، 12 سا).

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

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

الكلمات المفتاحية: ارنبة غير قابلة للتقارن، التبييض، الاجبار على التقارن جريب.

LISTE DES FIGURES

Figure (1) : Appareil reproducteur de la lapine (Lebas, 2000).....	5
Figure (2) : Schéma de l'ovaire et de ses principaux constituants réunissant sur le même diagramme les stades successifs du cycle ovarien (Thibault, 1979)	10
Figure (3):Diagramme de l'ultra structure de différents composants de croissance folliculaire(Hafez, 1987).....	18
Figure (4): Structure de la zone pellucide (ZP) autour de l'ovocyte du follicule de De Graaf (Guraya ,1984).....	18
Figure (5) : Pénétration du spermatozoïde à travers les cellules de la granulosa (Hafez, 1987).....	29
Figure (8) : Régulation neurohormonale de l'ovulation provoquée chez la lapine (Bonnes et al, 2005).....	37
Figure (7) section d'un follicule de l'ovaire de lapine chez lequel l'ovulation a été accomplie(Hafez,1987).....	41
Figure (8) : section d'un follicule ovulatoire de lapin ½ h après ovulation (Hafez, 1987).....	41
Figure (9) : Schéma montrant la vascularisation du follicule de De Graaf (Hafez, 1987).....	44

LISTE DES PHOTOS

Photo (1) : endomètre de lapine en phase folliculaire (Anonyme, 2006).....	13
Photo (2) : Follicule primordiaux. G X100(Anonyme, 2006).....	21
Photo (3) : follicule primaire. G X100 (Anonyme, 2006).....	22
Photo (4) : Follicule secondaire (FS).G X100(Anonyme, 2006).....	22
Photo (5) : Follicule tertiaire dans l'ovaire de la lapine. G X100(Anonyme, 2006).....	22
Photo (6) : Follicule de De Graaf(Anonyme, 2006).....	23
Photo (7) : Corps jaune de la lapine. G X40(Anonyme, 2006).....	25
Photo (8) : technique de la saillie forcée.....	60
Photo (9 : A, B, C et D) : Dissection et prélèvement de l'appareil génital.....	60
Photo (10) : appareil à circulation automatique (laboratoire du Dr KHEMSI).....	62
Photo (11) : Bac à paraffine (Leika EG 1160)(laboratoire du Dr KHEMSI).....	63
Photo (12) : microtome (Leika RM 2125)(Laboratoire du Dr KHEMSI).....	64
Photo (13) : bain thermostaté (Leika HI 1210)(laboratoire du Dr KHEMSI).....	65
Photo (14) : Appareil à coloration (Leika ST 4040) (Laboratoire du Dr KHEMSI).....	65
Photo (15) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 0h. Gx12.5.....	74
Photo (16) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 3h .Gx12.5.....	74
Photo (17) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 4h.Gx25.....	75
Photo (18) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 4h. Gx25.....	75
Photo (19) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 4h.Gx50.....	76
Photo (20) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 4h. Gx50.....	76
Photo (21) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 0h. Gx25.....	77
Photo (22) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h. Gx25.....	77
Photo (23) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 4h. G x25.....	78
Photo (24) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h. Gx12.5.....	78
Photo (25) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h. Gx12.5.....	79
Photo (26) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 8h.Gx12.5.....	79
Photo (27) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 5h.G x6.3.....	80
Photo (28) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 5h. G x6.3.....	80
Photo (29) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h. G x6.3.....	81
Photo (30) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h. G x6.3.....	81
Photo (31) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h. G x6.3.....	82
Photo (32) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 8h. G x25.....	82

Photo (33) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 8h. G x50.....	83
Photo (34) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 8h. G x50.....	83
Photo (35) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 8h. G x12.5.....	84
Photo (36) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 9h. G x25.....	84
Photo (37) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 9h. G x25.....	85
Photo (38) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 9h. G x6.3.....	85
Photo (39) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée 10h. G x6.3.....	86
Photo (40) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée 10h. G x25.....	86
Photo (41) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 10h. G x25.....	87
Photo (42) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 11h. G x6.3.....	87
Photo (43) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 12h. G x6.3.....	88
Photo (44) : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 12h. Gx12.5.....	88
Photo (45) : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 3h. G x6.3.....	89
Photo (46) : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 12h. G x6.3.....	89
Photo (47) : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 3h. G x50.....	90
Photo (48) : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 3h. G x100.....	90
Photo (49) : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 5h. G x100.....	91

LISTE DES TABLEAUX

- Tableau (1) : Effet de la saison sur la fertilité (Pilawski, 1969).....46
- Tableau (2) : Effet du rationnement sur la fertilité des futures reproductrices (Boussit, 1989).....48
- Tableau (3) : Association entre le cumulus oophorus et la corona radiata.....71
- Tableau(4) : Les différentes structures présentes sur l'ovaire.....72
- Tableau (5) : Position de la vésicule de la chromatine dans les différents follicules.....73

SOMMAIRE

Remerciements.....	I
Dédicaces.....	II
Résumé.....	III
Listes des figures.....	IV
Listes des photos.....	V
Liste des tableaux.....	VI
Listes des abréviations.....	VII

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

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : GENERALITES SUR LE LAPIN

1- Classification.....	2
2- Origine et domestication.....	2
3- Intérêt économique.....	3
4- Production de la viande du lapin au niveau mondial.....	3
5- Le marché de la viande de lapin.....	4
6- La viande du lapin.....	5
7- Composition et caractéristiques de la viande de lapin.....	5

CHAPITRE II APPAREIL GENITAL DE LA LAPINE

1-Anatomie de l'appareil génital	7
1-1-Ovaires.....	7
1-2-Oviductes	8
1-2-1- Le pavillon.....	9
1-2-2- L'ampoule.....	9
1-2-3- L'isthme.....	9
1-3-Utérus.....	9
1-4-Vagin.....	9
1-5-Vulve	10

2-Histologie	10
2-1-Ovaires	10
➤ Zone corticale (parenchymateuse).....	10
➤ Zone médullaire (vasculaire)	10
2-1-1- Vascularisation	11
2-1-2- Innervation	12
2-2- L'oviducte.....	12
2-2-1- La muqueuse (épithélium plus paroi).....	13
2-2-2-La musculuse.....	14
2-3-Utérus.....	14
2-3-1-La muqueuse (endomètre).....	14
2-3-2-La musculuse (myomètre).....	15
2-3-3-La séreuse (périmètre).....	15
2-4-Le col utérin.....	15
2-5-Le vagin.....	16
2-5-1-La muqueuse.....	16
2-5-2-la musculuse	16
2-5-3-Séreuse et adventice	16
2-6-La vulve	16

CHAPITRE III PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

1- Le développement des gonades, la puberté et la maturité sexuelle.....	17
2- Le cycle sexuel.....	17
3- L'ovogenèse.....	18
3-1- croissance de l'ovocyte	18
3-2- préparation cytoplasmique et nucléaire.....	20
4- Folliculogenèse.....	21
4-1- Etapes de la folliculogenèse	21
4-1-1- Follicule primordial	21
4-1-2- Follicule primaire	22
4-1-3- Follicule secondaire	22
4-1-4- Follicule tertiaire	23
4-1-51 Follicule mure ou de De Graaf	24
5- Atrésie folliculaire	25

6- Le corps jaune	25
7- Migration des gamètes dans le tractus génital femelle	26
7-1- Migration des spermatozoïdes	26
➤ Capacitation des spermatozoïdes	27
7-2- Migration des ovules	27
8- La fécondation	28
9- La gestation	28
9-1- La progestation	29
➤ La nidation	30
9-2- La gestation proprement dite	30
10- La pseudo gestation	31
11- La parturition	31

CHAPITRE IV : L'OVULATION

1- Historique et théories de l'ovulation	33
➤ Théorie du muscle lisse.....	34
➤ Théorie de la pression	34
➤ Théorie enzymatique.....	35
2- Régulation neuro hormonale de l'ovulation	35
➤ La voie nerveuse	36
➤ La voie hormonale	36
3- Mécanismes et changements histologiques conduisant à l'ovulation	39
3-1- Changements au niveau de la granulosa	39
3-2- Changements au niveau des thèques.....	40
3-3- Changements au niveau de l'apex	41
4- Contractions ovariennes	42
5- Rôle du système vasculaire.....	44

CHAPITRE V : PARAMETRES DE LA REPRODUCTION

1- La fertilité de la femelle	46
1-1- Facteurs de variation liés au milieu	46
✱ 1-1-1- La saison.....	46
✱ 1-1-1-1- La température	47
✱ 1-1-1-2- la photopériode.....	48

1-2- Facteurs de variation lies à l'alimentation	48
1-3- Facteurs lies à la conduite des femelles	49
1-3-1- La réceptivité des femelles	49
1-3-2- La parité	50
1-3-3- L'allaitement	51
1-3-4- L'intervalle saillie-mise bas	51
1-3-4-1- Rythme intensif.....	51
1-3-4-2- Rythme semi-intensif	52
1-3-4-3- rythme extensif	52
1-4- Facteurs lies à l'individu	53
1-4-1- La saison de naissance	53
1-4-2- La génétique	53
2- La prolificité	54
2-1- Composantes biologiques de la prolificité.....	54
2-1-1- Taux d'ovulation.....	54
2-1-2- La survie embryonnaire	54
2-1-3- L survie foetale.....	54
2-1-4- La survie prénatale	55
3- La fécondité	55
4- La productivité numérique	55
➤ Technique d'étude histologique.....	56

PARTIE EXPERIMENTALE

1- Objectif du travail.....	57
2- Matériel et méthodes	57
2-1- Matériel.....	57
2-1-1- Animaux	57
2-1-2- Les instruments	58
2-2- Méthodes	58
2-2-1- Protocole expérimental et conduite des saillies	58
2-2-1-1- Technique de la saillie forcée.....	59
2-2-2- Sacrifice et prélèvement d'organes.....	60
2-2-3- Etude histologique	61

2-2-3-1-La fixation	61
❖ La technique de fixation.....	61
2-2-3-2- La macrotomie	61
2-2-3-3- La circulation	61
➤ La déshydratation	62
➤ L'éclaircissement	62
➤ L'imprégnation	62
2-2-3-4- l'inclusion dans la paraffine (l'enrobage)	63
➤ Technique d'inclusion	63
2-2-3-5- La microtomie	64
2-2-3-6- Etalement et collage des coupes	64
2-2-3-7-La coloration.....	65
2-2-3-7-1- Les étapes préparatoires à la coloration	65
2-2-3-7-1-1-le déparaffinage	66
2-2-3-7-1-2-L'hydratation.....	66
2-2-3-7-2-la coloration proprement dite	66
2-2-3-7-3- Les étapes préparatoires au montage	66
➤ La déshydratation	67
2-2-3-8- Le montage.....	67
3- Résultats et discussion.....	68
3-1- Les ovaires.....	68
3-2- Les cornes utérines	70
4- Conclusion.....	92
5-Recommandations et perspectives	93
Références bibliographiques	

Introduction générale :

En Algérie il y a une grande nécessité à augmenter la production animale pour couvrir la demande sans cesse croissante de la population en protéines animale. Le lapin offre une excellente source de protéine pour la consommation humaine et peut jouer un rôle significatif dans la résolution d'une grande partie de la pénurie de viande en Algérie.

Le lapin se caractérise par une haute aptitude à la reproduction, un intervalle de génération très court et une capacité à produire une grande quantité de viande dans de courtes périodes (Zerrouki et al, 2004).

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

En Algérie l'inexistence de la pratique de l'insémination artificielle en élevage cunicole conduit généralement les éleveurs à réformer les femelles non réceptives dès la troisième ou quatrième saillie non concluante, de plus très peu de travaux ont été initiés pour caractériser le phénomène de l'ovulation chez les lapines de population locale.

En ce sens notre travail aura pour objectif d'essayer d'élucider le mystère entourant l'ovulation au niveau des ovaires des lapines non réceptives.

Notre étude s'articule sur trois parties :

- Une synthèse bibliographique de connaissances sur la reproduction du lapin.
- Des saillies forcées de lapines de population locale.
- Sacrifice des lapines à des heures bien déterminées, prélèvement de leurs organes génitaux et étude anatomo histologique des ovaires et des utérus pour mettre en évidence les changements structuraux présumés à leurs niveaux. En parallèle au sacrifice une collecte de sang est effectuée pour d'éventuels dosages hormonaux.

partie bibliographique

CHAPITRE I : GENERALITES SUR LE LAPIN

1- Classification :

(× Le nom scientifique du lapin est *Oryctolagus cuniculus*. L'étymologie du genre *oryctolagus* vient du grec oruktês (fouisseur) et lagôs (lièvre). Le mot *cuniculus* correspond au nom latin du lapin, dérivé du l'ibère et initialement transcrit en «ko(n)nikolos». Le terme lapin est dérivé au 14^{ème} siècle de «lapa», pierre plate recouvrant les terriers (Lebas, 2000 ; Rougeot, 1981).)

Ce petit mammifère placentaire fait partie de la sous-famille des léporinés, qui comprend aussi les lièvres, et de la famille des léporides incluse dans l'ordre des lagomorphes, comme les pikas. Cet ordre se différencie de celui des rongeurs par la possession aux maxillaires supérieurs d'une seconde paire d'incisives. Ces deux ordres, nommés aussi : Duplicidentés et simplicidentés, sont réunis dans le super ordre des Glires (Lebas, 2000 ; Rougeot, 1981).

2- Origine et domestication :

(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 du miocène (Niederberger, 1989).) (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 des 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 d'Hispania (Fox, 1994 et Lebas, 2000).)

Contrairement à d'autres animaux domestiques comme les bovins et les chiens dont la domestication remonte à la préhistoire, les prémices de la domestication du lapin

remontent au moyen âge. Il reste d'ailleurs l'unique mammifère domestique originaire de l'Europe de l'ouest. (Queney et al, 2002 ; Hardy et al, 1995 ; Mougel, 1997).)

(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; Berchiche, 1992).)

3- Intérêts économiques :

La légendaire prolificité des lapines et la capacité de cette espèce à transformer du fourrage en viande consommable font du lapin, un animal économiquement très intéressant.

Les lapines ont en moyenne des tailles de portée supérieure à 9 petits, une durée de gestation de 31 à 32 jours, et une maturation sexuelle rapide 4 à 5 mois (Roustan, 1992), ce qui leur permet d'avoir jusqu'à 50 petits par an. Un lapin atteint son poids d'abattage en 10 à 12 semaines. Il a la capacité de convertir les protéines contenues dans les plantes riches en cellulose inutilisable par l'Homme, en protéines animales de haute qualité nutritionnelle. Selon Lebas et al (1996) et Bolet (1994), jusqu'à 20 % des protéines alimentaires absorbées par le lapin sont fixées en viande comestible, seul le poulet a une capacité de transformation supérieure, de 22 à 23 %, mais à partir d'aliments potentiellement consommables par l'Homme comme le soja, le maïs ou le blé. Dans des pays sans surplus de céréales, la production de viande de lapin est donc très intéressante (Lebas et al, 1996).

De plus, certaines races comme les races Angora et Rex sont utilisées pour produire de la peau, de la laine et de la fourrure de bonne qualité (Lebas et al, 1996)

4- Production de la viande du lapin au niveau mondial :

En 1990, la production mondiale était estimée d'environ 1.5 millions de tonnes, cette production est concentrée essentiellement en Europe : l'Italie (300 milles tonnes), la Russie (250 milles tonnes), la France (150 milles tonnes) et l'Espagne (100 milles tonnes) sont les principaux pays producteurs mondiaux. Un autre foyer de production est situé en Chine avec une production d'environ 120 milles tonnes et enfin des foyers d'élevage

existent dans quelques pays d'Afrique, d'Amérique centrale et d'Asie du sud-est comme l'Indonésie. (Lebas et Colin, 1994)

La consommation de la viande du lapin est d'environ 280 gr par habitant et par année, mais ce calcul reste théorique et ne reflète pas la consommation réelle. En effet, la consommation annuelle en Malte est de 8.89 kg, 5.71 kg en Italie et 4.37 kg à Chypre alors qu'elle ne dépasse pas les 0.07 kg en Chine.

En 2002, la Chine occupait la première place en production de viande de lapin avec une production de 329 milles tonnes suivit de l'Italie 221 milles tonnes, d'Espagne 145 milles tonnes et de la France 80 milles tonnes. Ces quatre pays réalisant 78% de la production mondiale estimée à plus d'un million de tonnes selon la FAO (organisation pour la nourriture et l'agriculture des nations unies) (Magdeleine, 2003).

La production de la viande de lapin en Algérie est estimée de 27000 tonnes par année et pourrait être fortement augmentée compte tenu de la demande augmentée (Lebas et Colin, 2000).

5- Le marché de la viande du lapin :

En règle générale, la production de la viande du lapin est orientée vers la consommation nationale, en effet le volume du commerce international est modeste ; de 6 à 7% de la production mondiale (Colin et Lebas, 1994).

Les principaux pays exportateurs sont la Chine avec 40 milles tonnes et la Hongrie ou l'ensemble de la production est orienté vers l'exportation.

L'Italie bien que premier producteur mondial représente le principal acheteur (30 milles tonnes) suivit de la Belgique (13000 tonnes), de la France (11000 tonnes) et de quelques pays d'Europe occidentale ; Royaume-Uni, l'Allemagne, Pays bas et la Suisse et orientale : Pologne (6000 tonnes), Tchécoslovaquie (3000 tonnes), et Roumanie (100 tonnes). C'est en Suisse que les importations représentent la plus grande proportion par rapport à la consommation nationale, environ 60% (Colin et Lebas, 1994).

Les exportations de lapin chinois se font essentiellement sous forme congelée, alors que les exportations des pays d'Europe orientale se font surtout en viande fraîche,

bien qu'existe l'exportation de lapin vivant des Pays-Bas vers la France et de l'ex-Yougoslavie (Croatie, Slovénie) vers l'Italie. (Lebas et al, 1996).

6- La viande du lapin :

Le rendement de la carcasse du lapin varie d'un pays à un autre et d'une race à une autre en fonction de l'âge et de l'alimentation, les animaux à vitesse de croissance rapide ont un meilleur rendement (Lebas et al, 1996). La présentation de la carcasse a aussi une relation avec le rendement ,ainsi en Afrique, les lapins morts sont vendus simplement saignés et éviscérés, c'était le cas également en Italie, en France ; les carcasses étaient présentées dépouillées avec les viscères thoraciques , le foie et les reins, la tête et les extrémités des pattes étaient encore revêtues de la peau et des poils, mais depuis 1980 les extrémités des pattes doivent être retirées pour la vente , cependant au Canada et au Royaume-uni par exemple, les carcasses de lapin ont une présentation très proche de celle des bovins (Lebas et al, 1996).

7- Composition et caractéristiques de la viande de lapin :

La viande de lapin est considérée comme une viande « blanche » adaptée à des consommateurs de tout âge, possédant des caractéristiques de composition et de qualité organoleptique optimale pour certaines catégories de personnes (Colombo et Zaco, 1998). Par rapport aux autres espèces, la viande de lapin est plus riche en protéines, elle contient 21% de protéines contre 18% pour la viande du mouton et 17% dans la viande du bœuf, elle est comparable à celle du poulet (Lebas et al, 1996). Elle est aussi plus riche en certains minéraux (calcium, phosphore et potassium) et en certaines vitamines (vitamine B₆, acide nicotinique, pantothénates de calcium), cependant, elle est plus pauvre en acides gras, le dépôt de gras est caractérisé par sa teneur modeste en acide stéarique et en acide oléique et par une forte proportion d'acides gras essentiels poly insaturés : linoléique et linolénique (Lebas et al, 1996). En ce qui concerne le cholestérol, elle présente la valeur la plus basse avec celle de la dinde (Colombo et Zago, 1998). Lorsque le lapin vieillit, la proportion en acide oléique augmente tandis que celle de l'acide palmitique diminue,

alors que le poids musculaire relatif à la masse corporelle reste constant au delà de 2 kg pour une carcasse pesant 4 kg à l'âge adulte,

Il faut rappeler qu'il n'y a pas d'hormones utilisées dans l'alimentation du lapin, et qu'aucune des maladies les plus répandues (myxomatose, coccidiose) n'est transmissible à l'homme (Lebas ,1989). Ces données, associées à la valeur élevée de digestibilité et au fait que la viande conserve les mêmes caractéristiques dans toutes les parties de la carcasse, font que la viande de lapin est conseillée pour les personnes âgées, les sujets montrant une prédisposition à l'artériosclérose et les enfants (Colombo et Zago, 1998).

CHAPITRE II : L'APPAREIL GÉNITAL DE LA LAPINE

1- Anatomie de l'appareil génital :

L'organisation générale de l'appareil génital de la lapine est identique à celle des autres mammifères (Lebas, 2000) fig. (1):

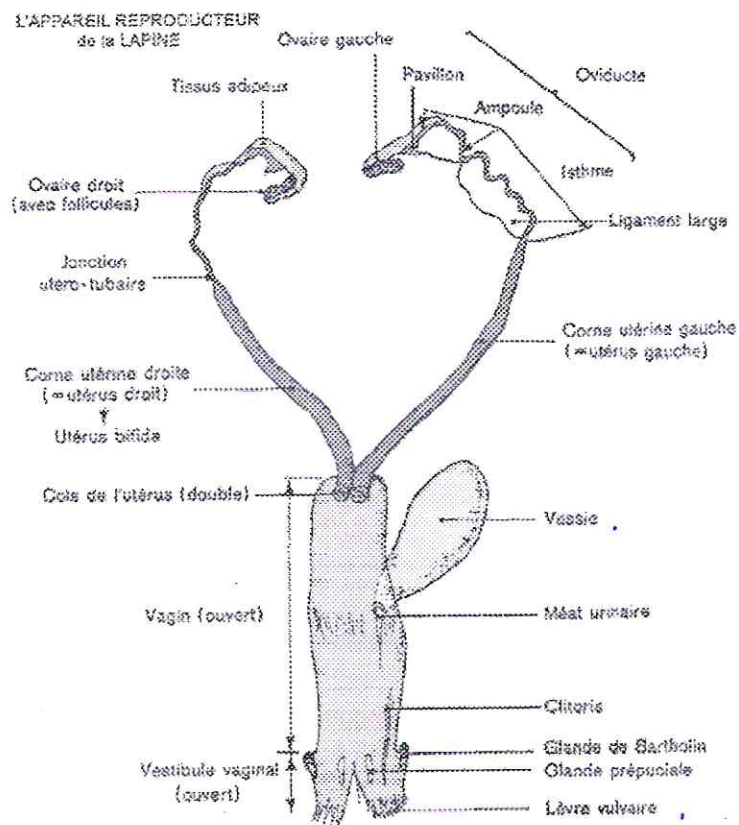


Figure (1) : Appareil reproducteur de la lapine (Lebas, 2000)

1-1- Ovaires:

Les ovaires de la lapine sont suspendus, par un court méso, à la même hauteur au niveau de la quatrième vertèbre lombaire un peu en arrière des reins.

Ils ne sont pas enfermés dans la bourse ovarique de même que chez la jument, contrairement aux ruminants et à la truie où ils sont situés près de l'entrée du bassin (Bonnes et al, 2005).

Leur forme est très allongée atteignant un à deux centimètres dans leur grande dimension (Lebas, 2000).

Les recherches de Dubreuil (1917) révèlent les très grandes différences de volume, de poids, et d'aspect, qui existent sur des ovaires cependant normaux.

Chez la lapine impubère, les gonades sont très petites (0.05 à 0.15gr), 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.

Chez la lapine pubère vierge, les ovaires pèsent de 0.10 à 0.35gr et après section longitudinale, ils montrent un fond opaque, jaunâtre, à nodules punctiformes et à minces cordons blanc jaunâtres. Sur la surface de l'ovaire se trouvent des follicules de toutes tailles.

- Chez la lapine ayant porté, l'ovaire est plus gros (0.25 à 0.85gr) ;

- Chez la femelle sénile le poids n'est plus que de 0.10 à 0.20gr ; l'ovaire est jaune brunâtre à surface finement rugueuse. Selon Henaff et Surdeau (1981), l'ovaire de la lapine augmente constamment de volume de 0.10gr chez l'animal impubère, à 1gr chez l'animal âgé ayant porté.

1-2- Oviductes :

L'oviducte est relativement long (10 à 16 centimètre), en raison de la grande distance qui sépare l'ovaire de la corne utérine correspondante (Henaff et Surdeau, 1981); il est également constitué de trois parties :

1-2-1- Le pavillon :

Le pavillon est très développé en forme d'entonnoir et 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 les gonades (Lesbouyries, 1949).

1-2-2- L'ampoule :

Elle 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).

1-2-3- L'isthme :

C'est un tube beaucoup plus étroit, tapissé de mucus et de cellules sécrétrices mais doté de beaucoup moins de cellules ciliées ; l'isthme débouche dans la corne utérine au niveau de la jonction utéro-tubaire. (Boussit, 1989)

1-3- Utérus :

La lapine offre l'intéressante particularité de posséder deux utérus distincts, ayant chacun une corne accolée l'une à l'autre dans leur partie postérieure ; ils sont divergents dans le reste de leur étendue (type duplex) présentant donc des cols distincts longs de 2 cm environ qui s'ouvrent dans le vagin au centre d'une fleur épanouie. Chaque utérus a une longueur de 10 à 12 cm sa forme est cylindroïde, La forme de suspension par les ligaments larges étant semblable à celle observée chez les ruminants.

Les cornes utérines sont orientées en dehors et en haut, elles sont légèrement flexueuses, 6 à 8 cm de longueur et épaisses de 4 millimètres. (Lesbouyries, 1949) et séparées sur toute leur longueur à environ 7 cm (Anonyme, 2006).

1-4- Vagin :

Le vagin a une longueur de 3 à 6 cm (Lesbouyries, 1949), 4 à 6 cm selon (Henaff et Surdeau, 1981), il est aplati de dessus en dessous et se dilate progressivement d'avant en arrière. A la partie extérieure de la cavité vaginale, se trouve les deux orifices externes

des cols utérins, situés côte à côte ; le méat urinaire qui prolonge la vessie s'ouvre dans sa partie antérieure au niveau du premier tiers environ ; c'est le vagin qui reçoit les spermatozoïdes lors du dépôt de la semence.

1-5- Vulve :

Le vestibule a une longueur de 2 à 4 cm environ, sa paroi contient des glandes de Bartholin ; le vestibule se poursuit par la vulve et les lèvres vulvaires, dont la couleur varie selon l'état physiologique de l'animal.

Le clitoris comprend un corps clitoridien érectile dont l'extrémité libre, effilée et aplatie apparaît comme un pénis lorsqu'elle est sortie de la commissure vulvaire inférieure.

Dans la commissure clitoridienne, existent des glandes préputiales. (Lesbouyries, 1949)

2- Histologie :

2-1- Ovaires :

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 (Lesbouyries, 1949), dont les cellules de type fibroblastique, s'agencent en faisceaux tourbillonnants dans tout 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). Fig. (2)

➤ **Zone corticale (parenchymateuse) :**

La zone parenchymateuse périphérique chez la plupart des mammifères (sauf chez le cheval) se compose d'une couche unique de cellules de l'épithélium de l'ovaire,

iso prismatique ou prismatique haute, et d'une tunique albuginée formée d'un ensemble largement grillagée et de cellule de tissu conjonctif primitive, et capable de transmutation : le stroma ovarien.

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

Les fibrocytes du stroma assurent l'énorme pouvoir de transformation de l'ovaire lors du cycle, ils peuvent devenir histiocytes phagocytaires, mais aussi des cellules intercalaires épithélioïdes formatrices d'hormones (Grau et Walter, 1975).

➤ **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 ovarien peuvent se trouver le réseau ovarien, reliquat du rein sous forme de canalicules ramifiés épithéliaux (Grau et Walter, 1975).

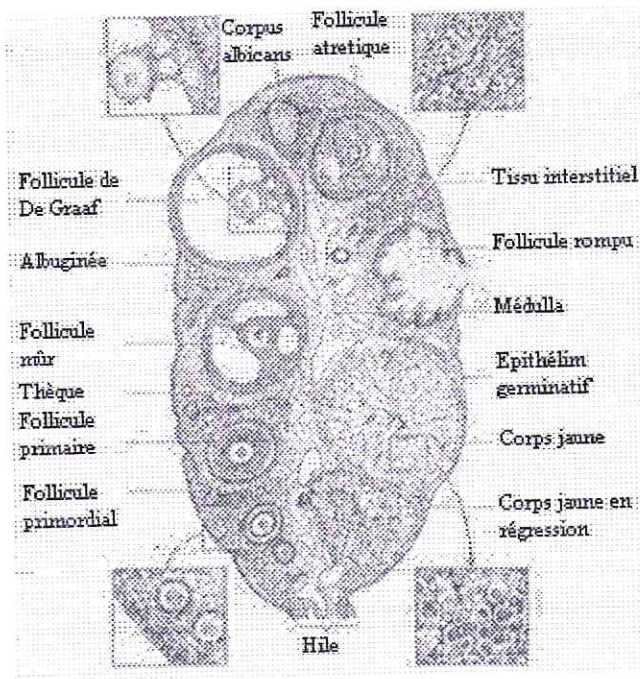


Figure (2) : Schéma de l'ovaire et de ses principaux constituants réunissant sur le même diagramme les stades successifs du cycle ovarien. (Thibault, 1979).

Chapitre II

2-1-1 Vascularisation :

Chez la majorité des mammifères, l'artère ovarienne provient de l'aorte abdominale inférieure à l'artère rénale et pénètre dans l'ovaire via le mésovarium. Au niveau du hile, elle donne naissance à plusieurs artères spirales primaires et secondaires ; ces dernières donnent naissance à un plexus capillaire qui entourent le follicule par un ensemble de capillaires (Kanzani, et al, 1982 ; Reynolds, 1973). 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, d'où prennent origine les capillaires fréquemment à angle droit. Les veinules sont distinguées des artérioles par leur large diamètre et le grand nombre de capillaires drainant vers elles (Okamura et al, 1980), le nombre de capillaires dans le plexus reste constant comme celui du follicule tertiaire; les capillaires après stimulation par l'hCG augmente de taille au même rythme de la croissance folliculaire (Kranzfelder et al, 1984).

2-1-2- Innervation :

Le segment spinal T10 et T11, qui donne naissance

On 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 cholinergique claire mais aléatoire (Stefenson et al, 1981) 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 (Bomssel et al, 1979).

2-2-L'oviducte :

La fonction de l'oviducte est triple : glandulaire, ciliaire et contractile ; elle est sujette à des variations cycliques (Courier et Jost, 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, le début de segmentation du zygote et assure sa migration vers l'utérus (Vaissaire, 1977).

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

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 (Lesbouyerries, 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. Il se compose d'un tissu conjonctif très vascularisé et contient des fibres musculaires.

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.

2-2-3- La séreuse :

Au dessus de cette couche, se trouve une couche serrée de fibres musculaires longitudinales ; entre celle-ci et la musculature circulaire de l'organe se trouve du tissu conjonctif très vascularisé (Maillet, 1980).

2-3-L'utérus :

La paroi de l'utérus est formée, de même que celle des trompes utérines d'une muqueuse, d'une musculuse et d'une séreuse :

2-3-1-la muqueuse (endomètre) :

Chez la lapine, l'épithélium de revêtement envoie des invaginations glanduliformes presque rectilignes et courtes durant la période de repos sexuel (Lesbouyries, 1949), ces glandes utérines photo (1), secrètent un mucus que les spermatozoïdes doivent traverser lors de leur ascension dans les voies génitales femelles. L'endomètre joue un rôle important dans la nidation et le processus de placentation.

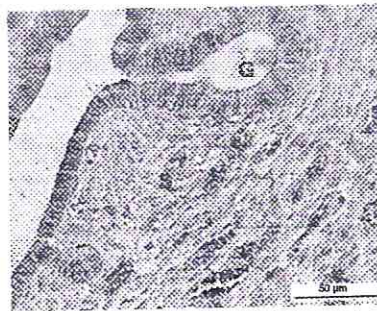


Photo (1) : endomètre de lapine en phase folliculaire (Anonyme, 2006)
Epithélium(E) ; Glande utérine (G) ; Stroma(S).

2-3-2-la musculuse (myomètre) :

C'est une couche épaisse composée de faisceaux de fibres musculaires lisses séparés par un tissu conjonctif, faite de trois couches mal délimitée (Grau et Walter, 1975) :

- Une couche superficielle dont, les fibres sont orientées longitudinalement.
- Une couche moyenne à orientation circulaire et oblique contenant des gros vaisseaux.
- Une couche profonde circulaire à orientation transversale. Grâce à sa contractilité hormonodépendante intervient au moment de la parturition (Vaissaire, 1977).

2-3-3-la séreuse (périmètre) :

Celle-ci est formée d'un tissu conjonctif élastique riche en vaisseaux et nerfs, et revêtu 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).elle peut être considérée comme l'expansion du ligament large qui tient suspendu l'utérus dans la cavité abdominale (Vaissaire, 1977).

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 :

- La muqueuse est caractérisée par l'absence des invaginations glanduliformes, la présence de nombreux plis à festons multiples formant des cryptes primaires et secondaires assurant une grande surface sécrétoire lui donnant un aspect microscopique en feuille de fougère (Hafez, 1987), l'épithélium de revêtement est composé de hautes cellules cylindriques ciliées (Lesbouyries, 1949).
- La puissante couche musculaire du col utérin est divisée en lamelles qui se chevauchent par des dépôts de tissu conjonctif, les vaisseaux sanguins sont nombreux et robustes.
- La séreuse : c'est la couche la plus profonde, et sa structure est identique à celle des cornes utérines.

2-5- Le vagin :

2-5-1- La muqueuse :

La muqueuse vaginale, rosée, 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, 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 (Lesbouyries, 1949).

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).

2-5-2- La musculuse :

Le revêtement musculux qui suit une sous muqueuse lâche, est composé généralement d'une couche interne à fibres musculaires, vigoureuses et circulaires, et d'une couche plus faible de fibres longitudinales, cette couche longitudinale se prolonge assez loin jusqu'à dans la paroi utérine (Grau et Walter, 1975).

2-5-3- La séreuse et adventice :

L'adventice renferme de gros vaisseaux, nerfs et ganglions ; dans la zone péritonéale du vagin elle se transforme en subséreuse recouverte de l'épithélium péritonéal, et est séparée de la musculuse par une *lamina muscularis serosae* longitudinale (Grau et Walter, 1975).

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 lacis de faisceaux de fibres muscles lisses ; le muscle *constrictor cunni* transversal ; la muqueuse est tapissée par un épithélium pavimenteux stratifié (Vaissaire, 1977).

CHAPITRE III : PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

1-Le développement des gonades, la puberté et la maturité sexuelle :

La différenciation sexuelle commence au 16^{ème} jour après la fécondation. Les divisions ovogoniales commencent le 21^{ème} jour de la vie fœtale et se poursuivent jusqu'à la naissance.

Après la naissance, les ovaires se développent nettement moins vite que l'ensemble du corps. Une accélération est observée à partir de 50-60 jours (Lebas, 2006). Les follicules primordiaux apparaissent dès le 13^{ème} jour après la naissance alors que les follicules à antrum apparaissent vers 65-70 jours (Fortun-Lamothe et Mariana, 1998).

Des accouplements pourraient avoir lieu à onze semaines, mais à cet âge, il n'entraîne pas encore l'ovulation (Lebas et al, 1996). L'âge de la puberté varie entre 3 et 6 mois chez les lapins de petit format et de 5,5 à 8 mois pour les lapins de grand format (May, 1975 ; Lebas et al, 1996). Chez les races communes, elle serait atteinte entre cent et cent dix jours (Campbell, 1965).

Le développement du poids corporel joue également un rôle prépondérant. En effet, le poids est en étroite corrélation avec la puberté, elle est d'autant plus précoce que les animaux ont une croissance rapide et régulière, la plupart des animaux sont pubères lorsqu'ils atteignent 70 à 75% de leur poids adulte, cependant et de façon pratique, la mise à la reproduction se fait généralement quand les lapines atteignent 80% de ce poids (Lebas, 1996), ou avant 16 à 17 semaines en saillie naturelle (Boussit, 1989) et vers 19 semaines pour l'insémination artificielle (Quinton et Ergon, 2001). La vie sexuelle de la lapine peut durer jusqu'à 5 à 6 ans, mais il faut bien éliminer les femelles avant l'apparition des troubles liés à la sénescence (Thibault et Levasseur, 1991).

2-Cycle sexuel :

L'activité sexuelle de la lapine est pratiquement continue malgré une période de repos sexuel en fin de l'été. L'existence d'un cycle oestral est controversée, plusieurs hypothèses ont été émises : la plus ancienne suppose que dans de bonnes conditions, la

lapine reste en état d'oestrus permanent (Hammond et Marshall, 1925). Meyers et Poole (1962) parlent de pics de réceptivité se succédant tous les 5 à 6 jours. Selon Hafez (1970), il n'y a pas de cycle régulier mais un certain rythme de réceptivité sexuelle, les femelles présentent les signes de l'oestrus pendant de longues périodes au cours de laquelle les follicules ovariens restent actifs pendant 12 à 16 jours (Smelser et Coll., 1934).

Pour d'autres, la durée du cycle monophasique serait d'une quinzaine de jours, le pourcentage de femelles en chaleur serait plus grand lorsque l'éclairement dure 16 heures par jour (Vaissaire, 1977). Cependant, Kihstrom (1971) a mis en évidence une variation cyclique (cycle de 6 à 11 jours) de la température corporelle de la lapine. Selon Lebas (2000 et 2006) et Villena et Ruiz Matas (2003), la lapine est en oestrus plus ou moins permanent et l'ovulation ne se produit que s'il y'a eu accouplement.

3- L'ovogenèse :

L'ovogenèse est l'ensemble des processus qui président la formation et le développement des gamètes femelles ou ovules, aptes à être fécondés par les spermatozoïdes (Maillet, 1984). Elle comprend deux étapes : une période de croissance et une période de préparation nucléaire et cytoplasmique pour la fécondation et le développement normal (Hafez, 1987).

1-croissance de l'ovocyte :

Des sites extragonadiques, les cellules germinales primordiales migrent pour donner des ovogonies qui après multiplication, donnent des ovocytes. Pendant l'apparition des ovocytes, des ovogonies continuent à se diviser, tandis que d'autres entrent en prophase méiotique qui apparaît 2 à 6 jours après différenciation de l'ovaire.

Chez les rongeurs, comme chez la lapine, la formation des ovocytes débute un jour après la naissance et s'achève deux à trois semaines plus tard (Thibault et al, 1998). La croissance finale de l'ovocyte est presque complète au même temps de la formation de l'antrum (Hafez, 1987), l'évènement initial est l'isolement du follicule par une lame basale sans laquelle la différenciation ne peut se poursuivre, c'est à ce stade que débute l'établissement de liaison entre l'ovocyte et les cellules folliculaires dont les plus

importantes sont les gap junction, qui permettent le couplage ionique entre les cellules folliculaires elles-mêmes et l'ovocyte. Il y'a aussi le passage de petites molécules (Gondos, 1970) et de signaux chimiques de poids moléculaire inférieur à 1KD (Thibault, 1998). les couplages ionique et électronique de toutes les cellules présentes à l'intérieur de la lame basale, cellules de la granulosa, cellules du *cumulus oophorus* et ovocyte, créent un syncytium électrophysiologique dans lequel est inclut l'ovocyte et qui demeure tel quel jusqu'à quelques heures avant la décharge ovulante; en effet, quand se forme la zone pellucide, les cellules péri ovocytaires demeurent attenantes à l'ovocyte en développant à travers la zone pellucide des prolongements dont les pieds restent attachés à l'ovocyte par des jonctions adhérentes et des jonctions perméables (Guraya, 1984) fig. (3) et fig.(4). Les jonctions au niveau de l'ovocyte semblent plus solides qu'entre les cellules de la granulosa et celles du *cumulus oophorus*, ce qui leur permettrait de résister aux forces qui se développent par la dissociation du *cumulus oophorus* après la décharge gonadotrope assurant ainsi plus longtemps un taux d'échange convenable (Thibault, 1971),

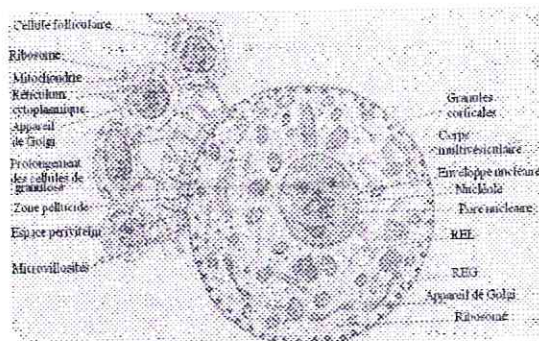


Figure (3): Diagramme de l'ultrastructure de différents composants de croissance folliculaire (Hafez, 1987)

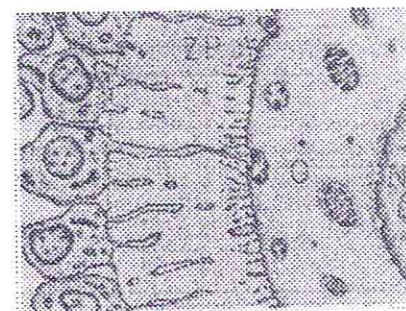


Figure (4): Structure de la zone pellucide (ZP) autour de l'ovocyte du follicule de De Graaf (Guraya, 1984)

2-Préparation cytoplasmique et nucléaire :

Après le stade méiotique de l'ovocyte, le noyau reste aussi bloqué dans un stade appelé diplotene-dyctyé. La reprise de la méiose ne se fait jamais avant la surcharge

ovulante, en effet, chez différentes espèces de mammifères et quand on prélève l'ovocyte du follicule antral et on le met en culture dans un milieu à gonadotrophine, l'ovocyte reprend spontanément la méiose vers la métaphase I ou métaphase II, étape recherchée lors de l'ovulation (Hafez, 1987), ce qui conduit à l'idée qu'il existait des facteurs inhibiteurs empêchant la reprise de la méiose ; les facteurs (Oocyte Méiosis Factor) proviennent de la granulosa et doivent être transités et transformés par les cellules du cumulus pour être efficaces (Thibault et Levasseur, 1991). Ces facteurs entraînent rapidement la rupture des jonctions perméables entre la granulosa et le cumulus identifiés par la rupture de l'enveloppe nucléaire (germinal nucléar break down GNBD), tandis que les jonctions entre l'ovocyte et la corona radiata persistent (Thibault et Levasseur, 1991) permettant le passage prolongé des facteurs produits par le granulosa pour la maturation cytoplasmique de l'ovocyte. La maturation cytoplasmique doit être aussi mise en évidence. En effet, chez la lapine comme chez la vache et la brebis, des ovocytes compétents cultivés hors de leurs follicules mais en présence de leurs cumulus, puis fécondés, sont incapables d'assurer la décondensation rapide et complète du noyau du spermatozoïde. La maturation cytoplasmique comporte l'acquisition d'un facteur (male pronucleus growth factor) permettant la décondensation de la chromatine et changement des nucléo protéines, ce sont les cellules de la granulosa, qui permettent quelques heures après la décharge ovulante, à l'ovocyte d'acquérir cette compétence cytoplasmique (Thibault et Levasseur, 1991). Le mécanisme par lequel agissent les cellules de la granulosa est inconnu, on sait seulement que l'inhibition de la stéroïdogénèse pendant la période de la maturation de l'ovocyte empêche l'acquisition de la compétence cytoplasmique (Hafez, 1987).

4- Folliculogénèse :

Du stock des 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 épuisé, ils continuent à croître jusqu'à l'ovulation ou la dégénérescence qui est le cas pour la majorité des follicules (Hafez, 1987) ;

La croissance et la maturation folliculaire dans l'ovaire représente une séquence de transformations subcellulaires et moléculaires des différents composants du follicule tel que : l'ovocyte ; la granulosa et les thèques qui sont sous le contrôle de plusieurs facteurs intra ovariens, intra folliculaires et des signaux hormonaux qui induisent la sécrétion des androgènes et d'oestrogènes (Rao et al, 1978 ; Sato et al, 1982). Cette activité folliculaire s'observe surtout dans la partie périphérique de l'ovaire ou cortex, tandis que la partie centrale ou médulla est une zone d'innervation et de vascularisation sanguine et lymphatique.

4-1- Etapes de la folliculogénèse :

4-1-1- Follicule primordial :

Dès l'apparition du stade diplotene-dictyé, les ovocytes jusque la groupés par paquets et liés par des ponts cytoplasmiques s'isolent ; trois à quatre cellules somatiques plates les enveloppent, ces ensembles constituent les follicules primordiaux, qui s'entourent d'une membrane basale acellulaire (Thibault et al, 1998), l'ovocyte est une volumineuse cellule sphérique de 20 à 50 μ m avec un noyau vésiculeux et un nucléole apparent (Poirier et Coll. ,1972).

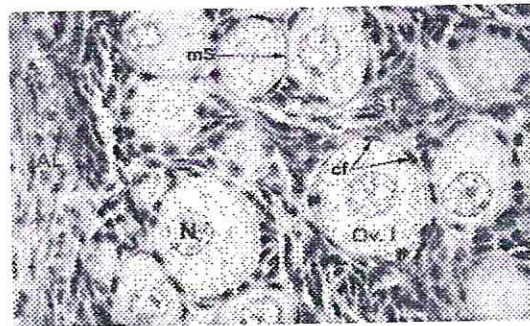


Photo (2) : Follicule primordiaux. G X100 (Anonyme, 2006)

Ovocyte I (Ov I) ; Noyau (N) ; cellules folliculeuses (cf) ; Albuginée (Al) ; Stroma (ST) membrane de Slavjanski(mS).

4-1-2- Follicule primaire :

Il provient du follicule primordial, les cellules aplaties se transforment en cellules cuboïdales, qui forment une couche conjonctive régulière tout autour de l'ovocyte qui, a augmenté légèrement sa taille. Le follicule est donc formé par un ovocyte central et une couche de cellules de granulosa séparés par la zone pellucide. Les

follicules primaires sont séparés entre eux par un stroma formé de fibroblastes, de fibres de collagène et de fibres réticulées (Hafez, 1987).

Sur le plan physiologique, le follicule primaire est le témoin de la reprise de l'activité de l'ovaire et la puberté (Thibault et al, 1998).

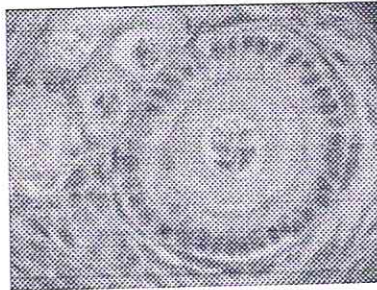


Photo (3) : follicule primaire. G X100(Anonyme, 2006)

4-1-3- Follicule secondaire :

Le follicule secondaire représente l'étape du développement du follicule primaire, l'ovocyte augmente de taille, atteint son maximum de croissance et reste au centre du follicule (Poirrier et Coll., 1972). Il est entouré de plusieurs couches de cellules cubiques, la granulosa ; celle-ci est entourée d'une assise double de cellules interstitielles qui correspondent à une différenciation du stroma ovarien périfolliculaire (partie du stroma ovarien directement en contact avec la membrane de Slavjanski) (Maillet, 1974). Les cellules de la granulosa forment une population morphologiquement et physiologiquement homogène car elles communiquent entre elles par des jonctions perméables (gap junction), la granulosa est séparée de la thèque interne par une lame basale que ne franchissent ni les vaisseaux, ni les fibres nerveuses ; la fibronectine qui est la composante majeure de cette lame est sécrétée par les cellules de la granulosa (Thibault et al, 1998).

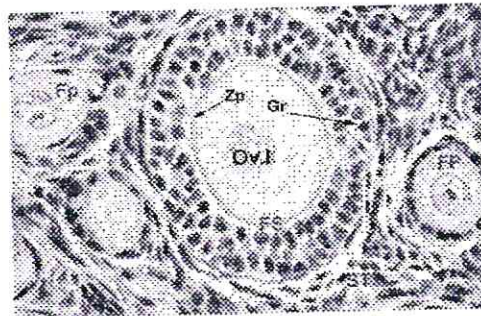


Photo (4) : Follicule secondaire (FS). G X100. (Anonyme, 2006)

Ovocyte I (Ov I); follicule primordial (Fp); Follicule primaire (FP); Stroma (ST);Granulosa (Gr);
Zone pellucide (Zp).

4-1-4- Follicule tertiaire :

Dans ce stade, la croissance de l'ovocyte résulte essentiellement de la multiplication des cellules somatiques et du développement de petites cavités entre les cellules de la granulosa qui confluent pour former une cavité intra folliculaire : l'antrum (Poirier et Coll., 1972 ; Thibault et al, 1998). La taille de l'ovocyte reste inchangée et se situe en position excentrique, les cellules folliculeuses qui l'entourent se disposent d'une manière radiée formant la *corona radiata* (Poirier et Coll., 1972).

Les cellules de la thèque sont mieux différenciées en une couche interne stéroïdogène à prédominance cellulaire contenant des capillaires et des cellules thécales et une couche externe contractile à prédominance fibreuse comportant des fibres conjonctives, des fibres mésenchymateuses et des vaisseaux (Secchi ,1975).

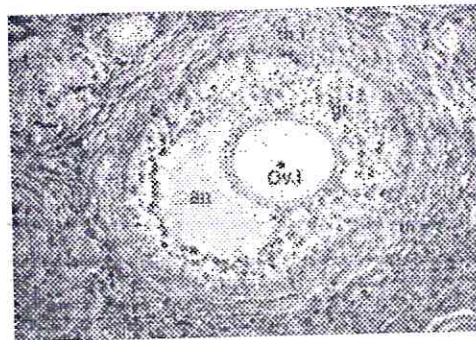


Photo (5) : Follicule tertiaire dans l'ovaire de la lapine. G X100(Anonyme, 2006)

Ovocyte I (Ov.I), thèque interne (th.i), thèque externe (th.e) ; granulosa (gr) ; antum(an)

4-1-5- Follicule mûre ou de De Graaf :

Le follicule mûre ou follicule pré ovulatoire est caractérisé par une cavité remplie de liquide folliculaire (Poirier et Coll., 1972). Le liquide folliculaire est un mélange de produits sécrétés et excrétés par les cellules folliculeuses et les cellules thécales, il est riche en stéroïdes (œstrogènes, testostérone, progestérone), en protéines, en lipides et en polysaccharides, ce qui explique sa forte viscosité (Odeblad, 1954). L'ovocyte est situé dans les cellules du *cumulus oophorus*, constitué par les cellules de la granulosa, disposé de manière radiée (Poirier et Coll., 1972).

La thèque interne est richement vascularisée dont les cellules, sous l'influence de la LH, synthétisent des androgènes transformés en oestrogènes par les cellules de la granulosa, très développées et porteuses de récepteurs à FSH (Bonnes et al, 2005).
photo (6).

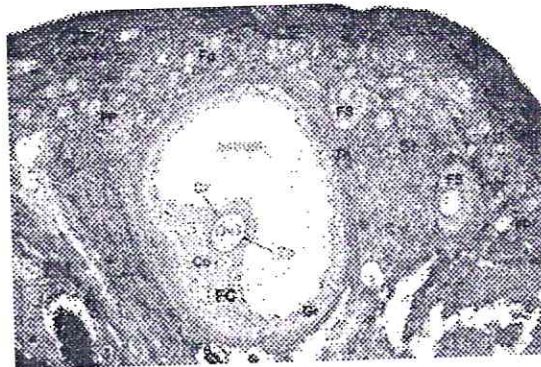


Photo (6) : Follicule de De Graaf (Follicule cavitaire : FC),GX100 (Anonyme, 2006)
Ovocyte I(Ov I) ; follicule primordial(Fp);follicule primaire(FP);follicule secondaire(FS);
stroma(ST); albuginée(AL);zone médullaire(ZM) ;Granulosa(Gr).

5- L'atrésie folliculaire :

Sur l'ovaire, les follicules à antrum qui n'ont pas pu évoluer jusqu'au stade ovulatoire (follicule de De Graaf), faute de stimulation (ni accouplement, ni administration d'hormones provoquant l'ovulation), régressent après 7 à 10 jours ; ils sont plus ou moins rapidement remplacés par une nouvelle vague de follicules à antrum d'un diamètre supérieur à 800µm. Ceux-ci restent à leur tour quelques jours sur l'ovaire au stade pré ovulatoire avant de régresser éventuellement à leur tour. Les cellules de la

thèque entourant chaque follicule pré ovulatoire, secrètent des œstrogènes proportionnellement à leur masse. Le taux circulant de ces hormones n'est donc élevé que lorsqu'un nombre suffisant de follicules mature est présent sur l'ovaire. Cette information est intégrée par le système nerveux central qui modifie le comportement sexuel de la lapine et si le taux d'œstrogènes est "suffisamment" élevé, la lapine devient "réceptive" à l'accouplement. Compte tenu de la variabilité entre individu, ce taux "suffisant" varie beaucoup d'une espèce à l'autre (Lebas, 2000).

6- Le corps jaune :

Le follicule mure ,après sa rupture et expulsion de l'ovocyte et d'une partie des cellules de la granulosa porte le nom d'ovisac ou follicule déhiscent ,cet ovisac par une transformation morphologique particulière va évoluer pour donner le corps jaune dont l'évolution dépend du devenir de l'ovocyte (Maillet, 1974). On distingue selon l'évolution de l'ovocyte trois types de corps jaunes :des corps jaunes cycliques fonctionnels non apparaissant chez les espèces à ovulation provoquée en l'absence de fécondation ,des corps jaunes progestatifs ou pseudo gestatifs dus par exemple à un coït infécond qui,chez la lapine se développe avec un maximum d'activité vers le septième jour pour s'épuiser vers le quinzième jour, des corps jaunes de gestation qui se développent plus ou moins longtemps selon l'espèce durant la gestation.(Girod, 1969).

L'évolution du corps jaune comporte trois étapes :

Phase de lutéogenèse : qui correspond à la phase de formation du corps jaune, caractérisée par la lutéinisation des cellules de la granulosa formant les grandes cellules lutéiniques entourée des petites cellules lutéiniques originaires de la thèque interne, le stigma se referme et il y'a accumulation du sang au centre du follicule déhiscent.

La phase lutéotrophique correspondant à la phase du maintien fonctionnel du corps jaune qui devient une véritable glande endocrine ayant la possibilité de sécréter plusieurs hormones, principalement la progestérone mais aussi des œstrogènes sous l'action des facteurs lutéotrophiques (LH, FSH, LTH, hCG, oestradiol)

Une phase de lutéolyse où le corps jaune subit une régression suite à la diminution du taux de progestérone sous l'action des facteurs lutéolytiques principalement la PGF 2α sécrétée par l'utérus



Photo (7) : Corps jaune de la lapine. G X40(Anonyme, 2006)

7- Migration des gamètes dans le tractus génital femelle :

7-1- Migration des spermatozoïdes :

Les spermatozoïdes vivants déposés dans le vagin doivent alors franchir la barrière constituée par le col utérin, la rétention des spermatozoïdes est facilitée par la formation de bouchon vaginal provenant de la vésicule séminale, la remontée des spermatozoïdes à travers le col utérin se fait grâce à leur propre motilité, cela est favorisée par les contractions utérines induites par un taux d'oestrogènes et d'ocytocine et de prostaglandines (Boussit, 1989). Cependant la progestérone inhibe leur remontée. les spermatozoïdes arrivent au niveau de l'ampoule 30 minutes après le coït (Lebas, 2000), le nombre de spermatozoïdes atteignant le site de fertilisation est beaucoup plus faible que le nombre déposé dans le vagin, ainsi, et suite à la phagocytose sur les 150 à 200 millions spermatozoïdes déposés dans le vagin, il ne reste plus que 2 millions (1%) spermatozoïdes dans l'utérus quinze heures après le coït (Lebas, 2000). La durée de fécondité des spermatozoïdes est de 30 à 40 heures alors que sa motilité est de 43 à 50 heures (Pakzad et Paufler, 1983).

7-1-1- Capacitation des spermatozoïdes :

Les spermatozoïdes pour devenir fécondant doivent subir une maturation dans les voies génitales femelles à laquelle on donne le nom de capacitation. La capacitation

est un ensemble de modifications morphologiques et biochimiques que subissent les spermatozoïdes pendant leur passage dans l'épididyme et les voies génitales femelles, la membrane cytoplasmique est progressivement recouverte par un revêtement protecteur de glycoprotéine et de protéines, ce revêtement semble avoir deux rôles : il empêche que les spermatozoïdes soient reconnus par la femelle comme corps étrangers et stabilise la membrane cytoplasmique. Toute une série de mécanismes concourent à retirer du spermatozoïde dès son arrivée dans les voies génitales femelles ses protections extérieures à préparer les enzymes acrosomiales à jouer leur rôle lytique vis-à-vis des membranes de l'ovocyte et à permettre la fusion et l'accolement des deux gamètes (Thibault, 1975).

La capacitation résulte en partie de l'élimination du composant du plasma séminal qui inhibe spécifiquement les enzymes acrosomiales, indispensables pour que le spermatozoïde puisse traverser la couche externe qui protège l'œuf (corona radiata et zone pellucide), mais ce « nettoyage » du spermatozoïde ne suffit pas à rendre compte des processus impliqués dans la capacitation (Dandekar et Coll., 1975). La durée de capacitation chez la lapine est de 6 à 11 heures (Bedford, 1968 ; Adams, 1962), de 5 à 15 heures selon Boussit (1989).

7-2- Migration des ovules :

Au moment de l'ovulation, l'ovocyte est libéré dans la cavité péritonéale ; en fait le pavillon de la trompe s'applique contre l'ovaire et capte le ou les ovocytes, les battements de l'épithélium cilié des franges tubaires entretiennent un courant (liquide péritonéale et liquide folliculaire) qui entraîne les ovocytes vers l'entrée de la trompe, des contractions péristaltiques du pavillon favorisent également ce phénomène. Le parcours de la trompe n'est pas effectué à la même vitesse : la traversée de l'ampoule est très rapide, elle est de deux heures chez la lapine, celle de l'isthme est également rapide, par contre les ovocytes séjournent à la jonction ampoule-isthme pendant au moins quarante huit heures (48 h) (Gallas, 1988,) elle est de soixante heures (60h) selon Bennet (1963). Les contractions anti péristaltiques de l'isthme qui maintiennent les ovules dans la jonction isthme-ampoule cessent quand le taux de progestérone augmente, seules les

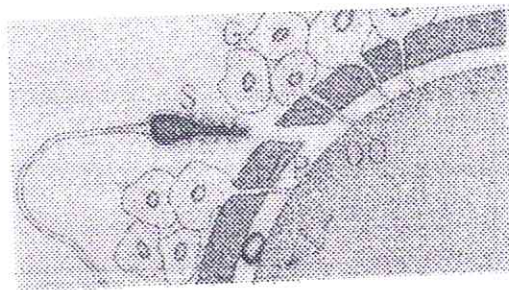
contractions péristaltiques persistent qui font franchir les ovules l'isthme les entraînant dans l'utérus. La durée de fécondabilité de l'ovule est de quatre (4) à dix (10) heures (Thibault, 1969).

8- La fécondation :

La fécondation est la fusion d'un gamète male et d'un gamète femelle, donnant naissance à l'œuf, cellule à $2n$ chromosomes, réunion du matériel génétique maternel et paternel fig. (5). Elle a normalement lieu dans l'ampoule de l'oviducte que l'ovocyte atteint quelques heures après l'ovulation (Bonnes et al, 2005).

Chez la lapine, au cours du coït, chaque ovule entre en contact avec un spermatozoïde toutes les deux minutes, ce contrôle du nombre des spermatozoïdes arrivant au lieu de fécondation est une des fonctions importantes du tractus génital femelle qui assure à chaque ovule sa chance à être fécondé (Overstreet, 1975).

La fécondation aura lieu 12 à 14 heures après le coït et se fait à l'ampoule, elle comporte trois étapes essentielles : la pénétration du spermatozoïdes et la réaction de ce dernier, la fusion du noyau du spermatozoïde et celui de l'ovule ou amphimixie et enfin l'activation de l'ovule conséquence de la pénétration spermatique conduisant à la reprise de la cinétique de l'ovule et déclenchement de la segmentation qui s'achève rapidement formant les deux blastomères (Hafez, 1987).



**Figure (5) : Pénétration du spermatozoïde à travers les cellules de la granulosa(G) , la zone pellucide(ZP) et l'ovocyte(O), Sperme(S)
(D'après Hafez, 1987)**

Chapitre III

9- La gestation :

La gestation est l'état d'une femelle qui porte ses petits depuis la fécondation jusqu'à la mise bas, sa durée est de 30 à 33 jours avec des extrêmes entre 28 et 35 jours (Boussit, 1989), elle comporte deux phases :

9-1- La progestation :

C'est la période de vie libre des ovules pendant laquelle s'effectuent leur migration et leur répartition dans l'utérus, leur segmentation et allant jusqu'à leur implantation ou nidation. La migration de l'ovule dans l'oviducte se fait sous un équilibre strict d'œstrogène/progestérone et toute modification de ce rapport retarde sa migration et diminue sa chance de survie, alors que la migration dans les cornes utérines est conditionnée par le taux d'oestradiol, d'ocytocine et de prostaglandines, bien que l'effet de la progestérone est contraire et favorise l'implantation de l'ovule (Boussit, 1989).

L'œuf entame une série de mitoses accompagnée du cloisonnement du cytoplasme de sorte qu'il compartimente en éléments cellulaires appelés d'abord blastomères de plus en plus petits à mesure qu'ils se multiplient, aboutissant au stade morula suivi du stade blastula arrivant après 4 jours de l'ovulation au stade blastocyste. À ce stade l'œuf entouré par sa zone pellucide pénètre dans l'utérus 3 à 4 jours après l'ovulation (Vaissaire, 1977).

Au moment où l'œuf poursuit sa migration l'utérus se transforme pour l'héberger par des proliférations épithéliales au niveau de l'endomètre (dentelles utérines) et des remaniements physiologiques les cellules conjonctives peuvent se transformer pour donner des cellules déciduales ayant pour rôle de protéger l'œuf. Le blastocyste reste libre dans l'utérus tout en continuant à se diviser jusqu'au septième jour, date à laquelle il perd la membrane pellucide qui l'entoure douze heures avant l'implantation, par ailleurs pour achever sa croissance préimplantatoire le blastocyste de la lapine aurait besoin jusqu'au neuvième jour de la gestation d'une glycoprotéine présente dans le liquide utérin, appelée blastokinine ou utéroglobine qui est progésterodépendante (Garcéa, 1970).

➤ **La nidation :**

L'implantation ou la nidation correspond à la fixation de l'œuf sur la muqueuse utérine établissant avec celle-ci un contact étroit qui préside à l'édification du placenta (Bonnes et al, 2005), elle commence le huitième jour après le coït, la nidation se réalise alors que l'œuf se trouve au stade gastrula, elle se présente en deux stades évolutifs : la fixation et l'orientation du gastrula qui est de type centrale, suivit de l'invasion trophoblastique au contact des tissus endométriaux (Vaissaire, 1977).

9-2- La gestation proprement dite :

L'embryon commence à s'allonger vers le huitième jour, à ce jour la première division du système nerveux a commencé, au onzième jour la tête est prédominante et les membres s'allongent, l'allantoïde se met en place, le placenta de type hémochorial est opérationnel à partir du dixième jour mais pas avant le douzième jour du côté fœtal, le fœtus doit donc se nourrir des sécrétions qui l'entoure, au quinzième jour les doigts du fœtus sont visibles, le dos se redresse et la face prend sa forme, les membres sont formés le dix-neuvième jour, les museaux s'allongent et l'oreille commence à pointer.

Vers le vingt-deuxième jour les fœtus ressemblent aux lapereaux et leur croissance pondérale augmente, entre le vingt-cinquième et le vingt-huitième jour le corps est beaucoup plus positionné, quelques poils sont présents sur le nez et sur la surface (Boussit, 1989).

Contrairement à la plus part des mammifères, où la progestérone sécrétée durant la gestation inhibe totalement l'oestrus, et la femelle refuse l'accouplement, la lapine gestante peut accepter l'accouplement tout au long de la gestation. Dans la deuxième moitié de la gestation, c'est même un comportement fréquent (Lebas, 2006).

10- La pseudo gestation :

Comme définition, la pseudo gestation est un état caractérisé par des signes de gestation sans qu'il y ait développement de l'œuf, lors de coït infécond, suite à un mâle stérile, chevauchement entre femelles ou autre stimulation de l'ovulation sans dépôt de la semence, l'ovule pondu ne peut se développer, malgré cela le follicule de De Graaf se

transforme en corps jaune progestatif qui se maintient de quinze à seize jours empêchant toute nouvelle ponte ovulaire (Napier, 1963), la sécrétion de progestérone augmente les douze premiers jours et provoque des modifications de l'utérus et des glandes mammaires identiques à celles de la lapine gestante, cependant le corps jaune régresse entraînant une baisse de la sécrétion de progestérone à partir du douzième jour (Caillol et Coll., 1983), le corps jaune disparaît après sous l'influence d'un facteur lutéolytique sécrété par l'utérus probablement la $PGF2\alpha$ (Hilliard, 1973).

La fin de la pseudo gestation est accompagnée de l'apparition d'un comportement maternel et de la construction du nid, lié à l'abaissement rapide du taux de progestérone sanguin (Boussit, 1989).

11- La parturition :

La parturition est l'ensemble des phénomènes mécaniques et physiologiques qui ont pour but d'expulser le ou les fœtus et des annexes embryonnaires hors des voies génitales femelles au terme de la gestation, les modifications de l'équilibre hormonal consistent essentiellement en une chute du taux de la progestérone qui devient alors insuffisant pour bloquer les contractions utérines, une augmentation du taux d'oestrogènes qui les augmente, qui sont dus à la sénescence du placenta, cette augmentation du rapport oestrogènes/progestérone et la sécrétion de prolactine se manifestent par un comportement particulier, ainsi la lapine construit son nid par ses poils et la litière mise à sa disposition mais parfois elle ne construit pas le nid et met bas hors de la boîte à nid ; une augmentation du taux d'ocytocine sécrétée par l'hypophyse qui augmente les contractions utérines, une augmentation du taux des corticostéroïdes, ainsi dans les conditions naturelles, l'axe hypothalamo-hypophysio-surrénalien du fœtus excité sécrète et libère du cortisol, ce dernier traverse le placenta induisant un système enzymatique capable de transformer la progestérone en oestradiol chez la mère, de plus le cortisol inhiberait la production d'un facteur fœtal qui, pendant la gestation s'opposait à l'action de la $PGF2\alpha$, cette dernière pourrait alors avec l'ocytocine et les oestrogènes agir sur le myomètre (Stoffaies, 1975). D'autres facteurs plus mécaniques interviennent aussi dans ce processus : le volume occupé par le ou les embryons et leurs enveloppes ainsi que

la pression exercée sur la paroi, les contractions utérines augmentent entraînant l'expulsion du fœtus vers l'extérieur, cette expulsion est rendue possible par le relâchement des ligaments unissant les os du bassin entre eux et le sacrum, relâchement induit par la sécrétion de relaxine qui a commencé à partir du vingt-troisième jour de gestation (Boussit, 1989).

la mise bas dure un quart d'heure à une demi heure en fonction de l'effectif de la portée, après la mise bas l'utérus involue rapidement et perd plus de la moitié de son poids en 48 heures (Lebas et al, 1996).

CHAPITRE IV : L'OVULATION**1- Historique et théories de l'ovulation:**

Les follicules ovariens ont été découverts pour la première fois par De Graaf en 1672 sur des ovaires humains auxquels il s'est référé de manière erronée à des ovules (Jocelyn et Setchel, 1980). Un siècle plus tard Cruikshank (1797) a découvert des ovules dans les trompes utérines de la lapine, et par la suite Baer s'est rendu compte que l'ovocyte des mammifères était tout à fait différent des grands œufs aviaires et amphibiens, mais était une cellule relativement petites dans la masse folliculaire (Richards, 1980).

Au début, l'ovulation a été étudiée principalement in vivo simplement à l'oeil nu, les observations du contenu folliculaire éclatant ou suintant de l'ovaire ont fait une impression forte sur les premiers investigateurs qui ont attrapé un aperçu du phénomène.

Les théories initiales au sujet du mécanisme de l'ovulation ont été verrouillées sur le rôle du muscle lisse et de l'augmentation de la pression intra folliculaire, menées plus tard à la théorie enzymatique (Espey, 1994).

• Théorie du muscle lisse :

Celle-ci a débuté au milieu du 19^{ème} siècle quand Von Kolliker mentionne que le muscle lisse était un constituant structural de l'ovaire (in Espey, 1975), soutenue plus tard par plusieurs auteurs (Rougeot, 1858 ; Pfulger, 1859 et autres).

Au début du 20^{ème} siècle, la théorie du muscle lisse a été l'une des plus controverses dans le domaine de la physiologie de la reproduction, elle a été soutenue par Von Win Warter et Saimont (1909) puis par Thomson (1919) et Comer (1919), alors que les expériences de Guttmacher et Guttmacher (1921) étaient contradictoires.

L'idée que le muscle lisse est un composant important dans le mécanisme de l'ovulation, est venue de Talbot et Martin (1981) et de Schochter (1989), alors que Kabayashi et Coll, (1984) ont prouvé que les ovaires de lapin mis en boîte ovulent en

l'absence des contractions du muscle lisse, Lofman et al (1989) constatent la même chose avec des ovaires de rat.

- **Théorie de la pression intra folliculaire :**

L'autre théorie impliquée dans le mécanisme de l'ovulation est celle de la pression, celle-ci a été initiée par Heape(1905) qui a émis l'hypothèse qu'une augmentation de la pression du follicule est une cause de la rupture ovulatoire, et qui a cru que la vasodilatation et l'éclatement des vaisseaux sanguins ont contribué à l'augmentation de la pression, alors que Schochter (1916) n'a pensé que la circulation folliculaire pourrait être responsable de la pression intra folliculaire puisqu'il a noté que les capillaires étaient comprimés par la pression antrale. Wester (1921) a suggéré qu'un certain genre de pression –nécrose du follicule ovarien était la cause finale de la rupture. Les travaux de Walton et Hammond (1928) puis de Kelly (1931) plus tard par Hill et al (1935) chez la lapine ont soutenus cette théorie et qui ont qualifié la rupture folliculaire comme un phénomène explosif, alors que Hartman (1932) et Kraus (1947) ont conclu que la théorie de la pression ne pouvait expliquer les changements morphologiques observés.

Une autre version de la théorie de la pression a été basée sur l'idée que la pression osmotique pourrait augmenter dans le follicule ovulatoire avant l'ovulation, celle-ci était essentiellement soutenue par Smith (1937) puis par Zachariae (1958), mais plus tard contrariée (Espey et al, 1994).

Par la suite pendant que les technologies s'amélioraient, certains auteurs ont essayé de lier la rupture folliculaire à la pression hydrostatique, elle était essentiellement étudiée par Espey et Lipner (1963), Blandau et Rumery (1963), Rondel (1984) puis Bronson et al (1989) ont conclu tous que la pression intra folliculaire demeure constante pendant le phénomène ovulatoire.

- **Théorie enzymatique :**

Pendant qu'il devenait graduellement évident que ni la théorie du muscle lisse ni celle de la pression intra folliculaire n'a en juste proportion expliqué les phénomènes mécaniques menant à l'ovulation, l'attention était dirigée essentiellement vers la théorie

enzymatique. Celle-ci a été commencée par Long et Evans (1911) qui a indiqué clairement que l'ovulation n'est pas la conséquence d'une déchirure violente du follicule ovulatoire mais le résultat d'une dégradation enzymatique, plus tard plusieurs auteurs ont soutenus cette idée impliquant plusieurs enzymes essentiellement les enzymes protéolytiques étudiés par Schochet (1916) qu'a soutenu plus tard Moricard et Gothe (1946) avec l'évidence effilée que les gonadotrophines causent la sécrétion d'une diastase à activité protéolytique qui digère les diverses couches du follicule mure ayant comme conséquence la rupture du follicule, plus tard Kraus (1947) conclut que ni la pression ni la théorie enzymatique n'adapte les faits et que les causes immédiates de l'ovulation étaient un mystère.

Quelques années plus tard, divers expériences ont été menées sur des analyses enzymatiques, essentiellement les protéases, les phosphatases acides et alcalines (Moricard et Gothe, 1959), l'endopeptidase et l'aminopeptidase (Jung et al, 1965), l'élastase (Espey, 1972) et la collagénase (Morales et al, 1978).

2-Régulation neuro hormonale de l'ovulation :

Chez la lapine, comme chez les autres femelles, chez lesquelles l'ovulation ne se produit qu'après le coït (chatte, furet), le cycle sexuel est bloqué au stade de l'œstrus : le follicule de De Graaf arrive à maturité ; il ne se rompt pas, il s'atrophie, puis une nouvelle phase folliculaire succède à cette phase folliculaire, sans qu'apparaisse le corps jaune qui, normalement, succède à l'ovulation.

En effet, la lapine est très particulière dans son comportement sexuel, l'ovulation est provoquée de manière différente

En saillie naturelle elle est induite par les stimuli associés au coït, elle a lieu 10 à 18 heures après l'accouplement (Lesbouyries, 1949). Selon Lebas (2006) et Deriveaux (1971) elle aurait lieu de 10 à 11 heures post coïtum ; 10 à 12 heures selon Bonnes et al (2005) ; on parle de réflexe ovulatoire (Gallouin, 1981). Ce réflexe fait intervenir deux voies successives.

- **La voie nerveuse**

Le coït entraîne le départ des stimuli sous forme de deux informations suivant des voies nerveuses différentes. La première renferme des messages érotiques, la deuxième contient des informations propres à l'accouplement (Nordio-Baladissera, 1980 ; Gallouin, 1981). L'influx nerveux résultant est transmis au cerveau puis au rhinencéphale qui intègre également d'autres messages internes (concentrations des stéroïdes) et externes, (olfactifs, gustatifs, visuels, auditifs...) (Boussit, 1989). Enfin si la décision est positive l'ordre est transmis à l'hypothalamus qui convertit le message électrique en message hormonal.

- **La voie hormonale :**

Le coït associé à d'autres stimuli (température, odorat, vue et ouïe), déclenche une décharge de GnRH (Gonadotrophine Releasing Hormone) par l'hypothalamus. Cette hormone transmet à l'ante hypophyse l'ordre d'envoyer une décharge de LH et de FSH sur l'organe cible (ovaire), celles-ci sont suivies d'un changement profond de la stéroïdogénèse et d'une élévation de la synthèse de prostaglandine.

La FSH provoque la maturation folliculaire finale, alors que la LH permet de déclencher la ponte ovulaire suite à la rupture des follicules de De Graaf. Elle stimule également les tissus ovariens qui libèrent l'œstradiol, la progestérone et de la 20 β -Dihydroxyprogesterone qui pourraient maintenir l'action ovulatoire de LH (Knobil et Neil, 1988).

La décharge ovulante de gonadotropines stimule l'apparition d'un pic de progestérone (Takahashi et al, 1974), l'interruption par hypophysectomie de la décharge de gonadotropines ne permet pas l'ovulation que si la progestérone est injectée immédiatement après l'opération et pendant les deux heures suivantes (Bolet et Badin, 1992).

En outre suite à l'accouplement qui induit la libération d'ocytocine par la post hypophyse, et la décroissance du taux de prolactine; il y aurait également une sécrétion de prostaglandines stimulée directement par les gonadotropines secrétée par les cellules de la granulosa que par celles de la thèque, le niveau intra folliculaire des

prostaglandines s'élève qu'après un délai de 5 heures pour la lapine, les teneurs maximales ne sont atteintes que juste avant l'ovulation : 9 heures environ (Armstrong et al, 1975).

L'évolution du taux des prostaglandines n'est pas seulement quantitative mais elle est aussi qualitative, en effet, l'augmentation est plus forte dans le follicule de la lapine pour les PGFs par rapport aux PGEs (Lemaire et al, 1973).

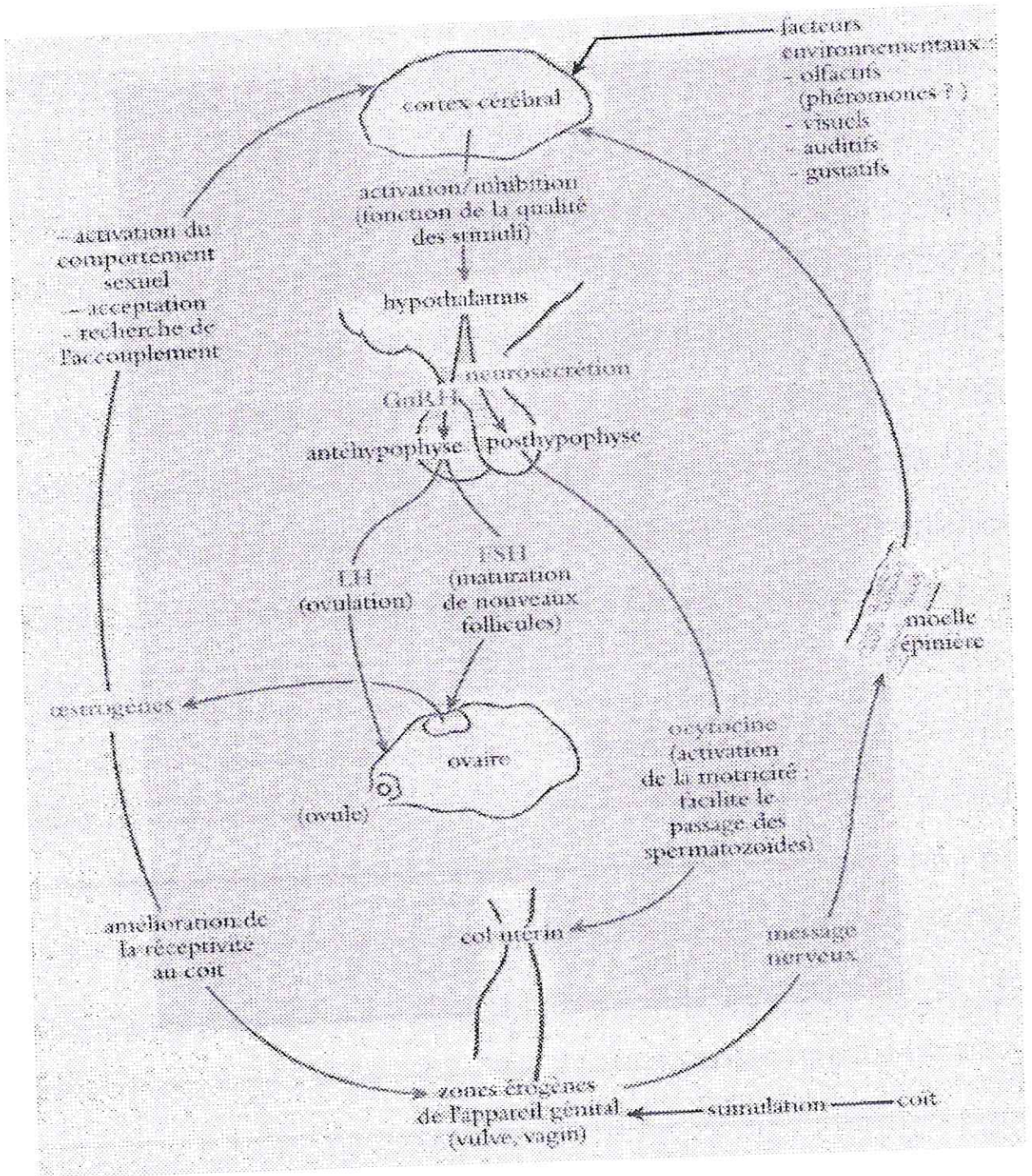


Figure (8) : Régulation neurohormonale de l'ovulation provoquée chez la lapine (Bonnes et al, 2005)

3- Mécanismes et changements histologiques conduisant à l'ovulation :

L'ovulation est la conséquence de l'élévation importante et rapide des gonadotropines en fin de phase folliculaire. Mais les mécanismes induits par cette décharge sont complexes. Leur degré d'intégration temporelle n'est pas bien connu.

3-1- Changement au niveau de la granulosa

Deux heures après l'accouplement, une légère dissociation est apparente dans les cellules de la granulosa de la lapine. Cette dissociation est sous la dépendance directe des gonadotrophines. Elle peut être observée *in vitro* quelques heures après l'addition de LH et surtout de FSH à une culture de cumulus (Thibault et al, 1975).

L'augmentation des espaces intercellulaires est visible dès la quatrième heure. Le nombre de jonctions perforées diminue régulièrement jusqu'au moment de l'ovulation vraisemblablement due à la chute du taux d'œstradiol.

Dès la sixième heure la dissociation est plus importante du côté de l'apex. Selon Cherney et al, (1974) peu avant l'ovulation chez la lapine les cellules de la granulosa auront pratiquement disparues de la zone de rupture. Bjersing et al, (1974) rajoutent que deux heures environ avant l'ovulation des projections de la granulosa pénètrent dans la lame basale et la dissocient.

Les cellules du cumulus oophorus se dissocient comme celles de la granulosa mais leur dissociation est complète, ce qui contribue à la libération de l'ovocyte dans l'antrum ainsi que sa libération de l'action inhibitrice de la granulosa sur la méiose, celui-ci reste entouré par les quelques cellules du cumulus qui étaient en contact avec lui et dont les prolongements restent ancrés dans la membrane pellucide, elles forment la *corona radiata*. Les cellules du cumulus sécrètent 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, 1979)

3-2- Changements au niveau des thèques :

Dans les heures précédant l'ovulation, le volume du follicule augmente rapidement sans qu'il y ait augmentation de la pression intra folliculaire (Rondell, 1970). Elle est égale à la pression sanguine intra-capillaire. Toute variation induite de la pression sanguine entraîne un changement de même sens de la pression intra folliculaire (Espey et Lipner, 1963).

Plusieurs auteurs expliquent comment est possible la distension sans surpression ni rupture précipitée, du follicule. Selon Espey et al (1976), la dissociation partielle des fibres de collagènes, ainsi que les dissociations cellulaires, dues à l'infiltration sérique particulièrement intense au niveau de l'apex, que l'on observe dès la quatrième heure dans la thèque externe, contribuent à accroître l'élasticité de la paroi du follicule et à fragiliser l'apex. L'œdème de la thèque résulterait de l'élévation des stéroïdes ainsi que de l'apparition de fenestrations dans les capillaires de la thèque interne (Bjersing et al, 1974).

Puisque l'obstacle principal à l'extension et à la rupture du follicule est l'ensemble des fibres collagènes de la thèque externe et de l'albuginée, différents systèmes viennent y remédier :

- Un double système de collagénases : une collagénase extracellulaire procédant au démantèlement des fibres collagènes et cathepsine lysosomiale collagenolytique assurant la digestion des fragments de collagène, correspondant ainsi à la situation normale des tissus en remodelage (Espey et al, 1976). Les cellules productrices de collagénases semblent être les fibroblastes de l'albuginée (Espey, 1972). La progestérone semble stimuler l'activité collagénase comme le montre l'augmentation de l'extensibilité des lambeaux de follicules en présence de progestérone. (Rondell, 1970).
- Des systèmes qui procèdent à la disparition de la matrice qui unit les fibres collagènes en faisceaux. le liquide folliculaire possède une activité fibrinolytique intense (100 fois plus que le plasma sanguin), dépendante de la présence de plasmine, celle-ci résulterait de la transformation du plasminogène sanguin et de liquide folliculaire en plasmine et par l'activateur du plasminogène (Beers 1975).

la PGE2 serait responsable de la production d'activateur du plasminogène par les cellules de la granulosa. En effet, in vitro, elle augmente cette production, alors que PGF2alpha et les stéroïdes sont sans action. L'augmentation sous l'action des gonadotropines n'est importante qu'après 8 – 10 heures, quand la PGE2 a fortement augmenté comme d'autre part, FSH et 100 fois plus active que 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 plasmine en favorisant la synthèse de PGE2 (Strickland et al, 1976).

3-3- Changements au niveau de l'apex :

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

Chez la lapine, 6 heures environ avant l'ovulation on observe la présence de lysosomes qui grossissent et se multiplient dans les heures suivantes, s'il est évident que ce phénomène résulte d'une interaction entre le follicule et l'épithélium ovarien attenant, on ne sait rien de son déterminisme. 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 dégènèrent, tandis que les fibres collagènes se désintègrent. Finalement les cellules de l'épithélium desquament, découvrant l'albuginée (Cajander, 1976).

La libération des enzymes lysosomiales peut être tenu pour responsable de la destruction progressive des assises sous-jacente soit directement, soit en provoquant la libération d'enzymes protéolytiques, ce qui est particulièrement évident pour les fibroblastes à corps multivésiculaires de l'albuginée et de la thèque interne autour desquelles on voit disparaître la substance fondamentale intercellulaire et les fibres collagènes au cours de la même période (Espey, 1972).

Selon Weiner et al (1975) la PGF2 α est connue pour fragiliser la membrane des lysosomes et activer leurs enzymes, Cajander (1976) rajoute que c'est au moment où la concentration des PGF2 α devient importantes dans le liquide folliculaire que la fonte des lysosomes est observée dans l'épithélium ovarien. La PGF2 α agirait donc en libérant les

enzymes lysosomiales de l'épithélium ovarien à l'apex du follicule, permettant ainsi sa rupture. Fig. (7) et fig. (8)(Hafez, 1987).

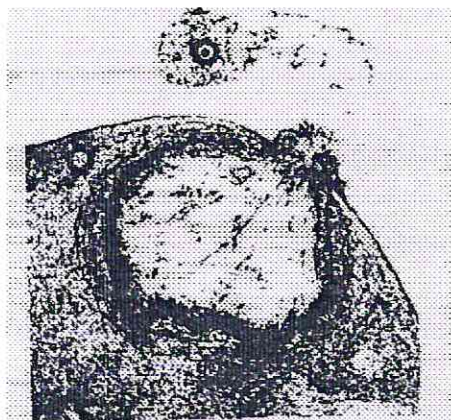


Figure (7) section d'un follicle de lapin
chez lequel l'ovulation a été accomplie.

G :x54

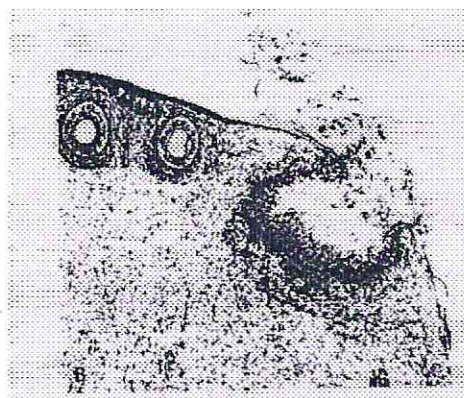


Figure (8) : section d'un follicule
ovulatoire de lapin ½ h après ovulation

G :x54

(D'après Hafez, 1987)

4-Contractions ovariennes

Il faut distinguer les contractions générales de l'ovaire et la contractilité propre des follicules.

L'ovaire présente des contractions spontanées *in vivo* et *in vitro*. Chez la lapine en œstrus, des salves de contraction se produisent toutes les 5 à 10 minutes après injection d'hCG ou accouplement, la fréquence des contractions commence à augmenter deux à trois heures avant l'ovulation et l'activité peut être continue au moment de l'ovulation (Virutamasen et al, 1976).

Les contractions ne sont pas synchrones dans les deux ovaires et la dénervation mécanique ne supprime pas les contractions spontanées ou stimulées par hCG (Weiner et al, 1977).

Le fait que la dénervation mécanique de l'ovaire ne perturbe pas l'ovulation chez la lapine et que plusieurs auteurs aient obtenu l'ovulation *in vitro* à partir d'ovaires

isolées quelques heures avant l'ovulation 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'usage des drogues confirme son rôle réel dans l'ovulation (Weiner et al, 1975). Le blocage des récepteurs alpha par la dibenzyle réduit le nombre de follicules ovulant et retarde l'ovulation, tandis qu'un bêta bloquant (propranolol) ou un bêta stimulant (isoproterenol) sont sans effet sur le pourcentage de follicules ovulant (Verutamasen et al, 1971). L'injection directe intra folliculaire confirme l'action inhibitrice d'un alpha bloquant, la dibenzyle, sur la rupture de follicule alors que les follicules injectés par un bêta bloquant ovulent normalement (Bahr, 1974). L'élévation des contractions ovariennes se produit quand $PGF2\alpha$ atteint un niveau élevé sous l'influence des gonadotropines. En effet les contractions ovariennes sont stimulées par $PGF2\alpha$ tandis que $PGE2$ induit une relaxation (Sterin Borda et al, 1976 ; Mai et al, 1975; Diaz-infante et al, 1974 ; Gemino et al, 1976). Virumatsen et al (1972)

la $PGF2\alpha$ agit donc au niveau des récepteurs alpha adrénergique puisque son effet est supprimé par les alpha bloquants. L'ocytocine agit aussi en stimulent les contractions ovariennes (Roca et al, 1976).

Le follicule isolé ne présente pas de contractions spontanées mais la noradrénaline augmente la pression intra folliculaire et cet effet est prévenu par un alpha bloquant (phentolamine). L'acétylcholine augmente également la pression intra folliculaire (Gimeno et al, 1976 ; Owman et al, 1976). Par contre des lambeaux de follicules présentent des contractions rythmiques. La différence d'innervation entre le fond du follicule et son sommet se reflète dans la contractilité de lambeaux de follicules selon qu'ils sont prélevés dans l'hémisphère externe ou interne du follicule : seuls ces derniers ce contractent rythmiquement (Walles et al, 1975).

La rupture folliculaire ne résulte donc pas de la contraction de follicule lui-même mais lorsque la rupture se produit, le système contractile folliculaire contribue à expulser l'ovocyte.

5-Rôle du système vasculaire :

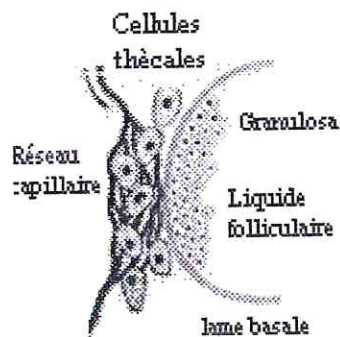
L'ovulation était définie par Espey (1980) comme étant une réaction inflammatoire qui n'aboutit jamais à sa phase cellulaire. elle était présumée initiée par une congestion suivie d'un oedème impliquant la thèque interne et la thèque externe (Bjersing et Cajander, 1974)

Après la décharge ovulante, le flux sanguin augmente au niveau de toutes les catégories de follicules, le follicule destiné à ovuler reçoit non seulement le grand volume dans un moment absolu mais aussi des capillaires qui sont plus perméables que les autres follicules, la réponse de la microcirculation à la LH et l'augmentation des besoins métaboliques du follicule après la stimulation gonadotrope montre que l'augmentation de la vascularisation a un rôle important sur l'action de la LH sur le follicule ovulatoire (Ahren et al, 1974).

L'administration de la LH/hCG chez la lapine entraîne une augmentation rapide du flux sanguin en 10 minutes et atteint un niveau maximum après 4 heures et reste élevé pendant tout le processus ovulatoire (Grenedai et al, 1978) alors que l'augmentation de la perméabilité capillaire se manifeste par l'augmentation des fenestrations endothéliales et l'augmentation des vésicules pinocytotiques.

Cette relation entre la congestion ovarienne et l'ovulation implique la participation de plusieurs facteurs : ainsi la réaction oedémateuse est caractérisée par une augmentation rapide de l'histamine sécrétée par plusieurs cellules situées autour des vaisseaux sanguins au niveau du hile, les oestrogènes semblent aussi induire une vasodilatation dans les tissus reproducteurs et agissent souvent en association de l'histamine, l'ovulation est aussi caractérisée par l'élévation du taux de l'angiotensine II et des bradykinines induisant la libération de l'acide arachidonique par les cellules membranaires qui augmente la synthèse de prostaglandines (Thomson, 1919), ces derniers semblent augmenter le flux et/ou le volume sanguin au niveau ovarien par leur action vasodilatatrice et leur induction de la congestion et l'oedème (Yoshimura, 1988), notons qu'au niveau du tissu enflammé les cellules libèrent un agent chimiotactique qui attire différents leucocytes et des cellules comme barrière d'une infection possible (Espey, 1992).

L'un des changements le plus important du système vasculaire du follicule ovulatoire est le développement de l'activité angiogénique pendant l'ovulation (Espey, 1994) ainsi et juste avant la rupture du follicule la granulosa est envahie dans plusieurs points par des prolongements vasculaires issus de la couche interne des capillaires (Hafez, 1987)fig.(9), Kranzfelder et al(1984) ont suggéré que la régulation de réponse angiogénique est le rôle de la granulosa alors que Rose et Koos(1988) ont émis l'hypothèse que la combinaison de plusieurs facteurs dans le sérum et le liquide folliculaire peut conduire à une mitogénèse de nouveau vaisseaux sanguins dans les follicules ovulatoires.



**Figure (9) : Schéma montrant la vascularisation du follicule de De Graaf.
(Hafez, 1987)**

CHAPITRE V : PARAMETRES DE REPRODUCTION

1- La fertilité de la femelle

Le terme fertilité au sens large correspond à la disposition dans laquelle se trouve la femelle par rapport au phénomène de la reproduction (Boussit, 1989), elle représente le nombre de femelles palpées positives, rapporté au nombre de femelles saillies positives calculer pour un individu ainsi que pour un cheptel (Blochert et Franchet, 1990 ; Theau - Clément et Poujardieu, 1994).

Une lapine est dite fertile si elle est apte à ovuler, à être fécondée et si elle est capable de conduire une gestation jusqu'à son terme (Theau Clément, 2005).

1-1- Facteurs de variation liés au milieu :

1-1-1-La saison :

L'influence de la saison est nettement marquée sur les performances de reproduction de la lapine. Ainsi la diminution de la fertilité, le retard d'ovulation, la diminution des follicules pré ovulatoires, et la diminution du taux de prolificité seraient tant de paramètres influencés par le changement de saison (Boussit, 1989; Kamel et al 1994).

Kennou et Bettaib, (1990) expliquent en partie le manque d'oestrus chez certaines femelles ainsi que le taux élevé de « stérilité » chez les nullipares de race locales tunisiennes par le fait qu'elle aient été saillie en automne, saison durant laquelle l'activité sexuelle est naturellement ralentie.

Pilawski, (1969) met en évidence un temps de réponse entre le coït et l'ovulation plus important en automne qu'au printemps, conduisant ainsi à un nombre d'ovules pondus plus faible (voir tableau1). Berchiche et al (2001) soutiennent que malgré les fortes chaleurs estivales en Algérie (supérieure à 30 °C), celle-ci ne semblent pas affecter la fertilité des femelles, alors qu'en Egypte les meilleures prolificités ont été enregistrés en hiver (Yamani et al, 1991).

Tableau (1) : Effet de la saison sur la fertilité (Pilawski, 1969).

Saison	Délai entre coït et observation	10H	14H	18H
Printemps	% de femelles Ayant ovulé	7%	90%	97%
	Nombre d'ovules pondus	0,8	10,6	10,9
Automne	% de femelles Ayant ovulé	0 %	27 %	80 %
	Nombre d'ovules pondus	0	2,1	6,8

Selon Lebas, (2003) ; la saison intervient par ses variations de températures et de photopériodes.

1-1-2- La température :

L'une des fonctions essentielles de la garenne du lapin sauvage et qu'elle sert de refuge à ce dernier en cas de fortes chaleurs. En effet le lapin est connu pour sa nonchalance en période estivale (Lebas et al, 1996).

La thermorégulation et la baisse de prise d'aliment tout en augmentant la boisson sont les deux mécanismes de lutte que met le lapin en œuvre pour lutter contre la chaleur (Boucher et Nouaille, 1996).

Les températures élevées se font ressentir négativement sur les performances reproductrices des lapines. Les difficultés de mise au mâle, l'augmentation de la mortalité embryonnaire en début de gestation, la baisse sensible de la production laitière due à une sous alimentation ont été signalées. (Avreux, 1988 ; Boussit, 1989).

La baisse de fertilité serait liée au comportement sexuel et une baisse de sécrétion de LH non à une déficience ovarienne (production de follicules pré-ovulatoires)(Adams, 1983).

Les températures basses n'interfèrent d'aucune manière sur la fonction reproductrice des lapines, mais augmentent leur prise d'aliment (Henaff et al, 1988).

Les températures optimales pour les femelles en reproduction sont de 16 à 18° C, 12 à 14° C pour les lapins en engraissement (Lebas et al 1991).

1-1-3- la photopériode :

L'influence de la photopériode est nettement marquée chez le lapin sauvage, définissant ainsi une saison de reproduction : Janvier à Août dans l'hémisphère nord ; Juillet à Novembre dans l'hémisphère sud, ainsi donc l'effet durée d'éclairement est connue depuis longtemps et aurait une influence non négligeable sur la reproduction de femelles (Rafay 1992). La photopériode n'affecte pas le taux d'ovulation mais influence le taux de fertilité et la parité. Lintvapeva (1955) constatait un accroissement du taux de conception et du nombre de jeunes produits, de meilleures qualités maternelles, et une réduction du taux de mortalité lorsqu'on augmentait la durée du jour. un éclaircissement de 15 à 16 heures sur 24 heures est favorable au comportement sexuel et la fécondation de la femelle, ainsi on a obtenu un taux de réceptivité minimale (10-20 %) sous 8 heures de lumière et maximal (70-80%) sous 16 heures de (Ergon et Quinton, 2001).

1-2- Facteurs de variation liés à l'alimentation

Les exigences du lapin en matière d'alimentation doivent être définies avec précisions pour encadrer ces besoins en ce qui concerne sa croissance, son entretien et sa reproduction (Lebas, 1992).

De nombreux auteurs ont souligné l'effet défavorable du rationnement sur l'ovulation chez les femelles futures reproductrices (voir tableau n°2) (Boussit, 1989). Par contre une alimentation *ad libitum* permettrait d'avoir un taux d'ovulation plus élevé, une mise à la reproduction des lapines précoce (dès 11 semaines) et un taux de réceptivité plus important (Maerteens et Luzi,1997).

Ouhayoun (1990), recommande pour le lapin 3 % de matière grasse en plus de complexe minéralo vitaminique (CMV). 16 % de protéine brute, sans déséquilibre en acides animés essentiels pour ne pas provoquer une baisse de l'appétit et de la croissance du lapin. Lebas (1992) recommande 13 à 14 % de cellulose brut pour les jeunes en croissance et (10 à 11 %) pour les femelles allaitantes.

Lebas, (2004) soutient qu'un aliment est dit complet pour le rationnement des lapins que si ce dernier est supposé contenir 89% de matières sèche. D'un autre coté Fortum Lamothe et Sabatier (2003) recommandent un aliment riche en amidon en début de lactation pour limiter les déficits énergétiques et la mobilisation corporelle. Il rajoute qu'un aliment riche en fibre et pauvre en amidon favorise la préparation nutritionnelle des jeunes sans trop pénaliser les femelles.

Certains aliments semblent développer des facteurs s'opposant à la reproduction. C'est le cas notamment de la luzerne en saison estivale car selon Chury et Chra (1964) elle contiendrait des oestrogènes végétales (à peu près 13 µgr par Kg de luzerne).

Tableau (2) : Effet de rationnement sur la fertilité des futures reproductrices (Boussit, 1989)

Référence bibliographique	Pourcentage des femelles ayant ovulé	
	150 gr/J	200 gr/J au ad libitum
Coudert et Lebas (1984)	70%	78%
Hulot et Coll (1982)	33%	60%
Van Den Broeck et Lampo (1977)	40%	60%
Van Den Broeck et Lampo (1979)	71%	84%

1-3- Facteurs liés à la conduite des femelles :

1-3-1- La réceptivité des femelles :

La réceptivité définit le comportement d'une femelle qui accepte le mâle (Theau-Clément, 1994 ; Fortun Lamothe et Bolet, 1995). La lapine est dite réceptive lorsqu'en présence du mâle, elle adopte la position de lordose (la femelle lève le train postérieur et

dégage le périnée en levant la queue) et non réceptive quand elle tend à se blottir dans un angle de cage ou à devenir agressive vis-à-vis du mâle (Lebas 2006).

La fertilité des femelles dépend de leur réceptivité au moment de la mise à la reproduction, les femelles non réceptives ont un taux de fertilité de 10 % et une prolificité de 6,9, les femelles réceptives ont un taux de fertilité et de prolificité respectivement de 80% et 7,8. Cela démontre que les performances de reproductions des lapines sont largement conditionnées pour leur réceptivité ou non (Ergon et Quinton, 2000).

la réceptivité est maximale juste après mise bas, décroît 4 à 6 jours après puis augmente 10 à 14 jours plus tard et son maximum est retrouvé après sevrage (Theau-Clement et al 1990). D'après Bolet (1995) l'intervention de l'éleveur n'est guère recommandée, les saillies forcées sont inefficaces et seraient responsables d'une baisse de fertilité de 29%. Delaveau (1978) obtenait 10% de gestation en saillie forcée alors que ce taux était de 70% en saillie normale .Le seul prédictateur de l'œstrus mis en évidence est la couleur de la vulve (Caillol, 1983). Plus elle est foncée plus on a de la chance d'être en présence d'une femelle en œstrus. Pla et Coll., (1984) mettent en évidence une relation significative entre la couleur de la vulve et le taux de femelle ovulant après saillie : blanc 24%, rose 56 %, rouge 83 % et violet 85 %. Questel (1984) obtient les résultats suivants : blanche 34%, rose : 41 %, rouge 63 % et violette : 73 %.

La couleur de la vulve est une présomption d'œstrus et non une preuve. Lorsque la femelle présente une vulve rouge, la saillie est fécondante dans 99% des cas, alors que les femelles à vulve blanche ovulent est sont fécondées dans 20 % des cas (Lebas, 2004).

1-3-2- La parité:

La fertilité baisse au cours de la vie des lapines, elle est estimée à 76% en première parité tandis qu'elle est respectivement de : 62%, 59%, 62% et 65% en 2^{ème}, 3^{ème}, 4^{ème}, 5^{ème} parité en saillie naturelle. Après insémination artificielle elle est plus élevée chez les nullipares que chez les multipares (84% vs 63%-67%)(Lavara et al, 2000)

A la première parturition la prolificité est sensiblement diminuée quand on la compare aux multipares, c'est ce qu'ont observé Koehl et Van Der Horst (1998) chez les lapines de race normande française. Pour Theau Clément (2005), les nullipares sont

généralement très réceptives avec une fertilité supérieure à 70%, mais une prolificité plus modeste que les lapines de parités suivantes pour le même génotype.

1-3-3- L'allaitement :

L'allaitement influence les performances de reproduction des lapines. La production laitière peut être estimée par la taille de la portée au dernier sevrage pour la femelle en question (Boussit, 1989).

En effet, le nombre de lapereaux allaités au moment de l'accouplement n'a pas d'effet sur le taux d'acceptation mais conditionne négativement l'induction de l'ovulation vraisemblablement due à l'antagonisme hormonale entre la prolactine et les hormones gonadotropes en période de lactation (Theau-Clément et Poujardieu, 1994).

Cependant, les femelles non allaitantes ont un taux d'acceptation et de prolificité plus élevée que les femelles allaitantes. L'état de lactation déprime les caractères de fertilité et de prolificité, et les mortalités embryonnaires seraient plus élevées chez les femelles allaitantes que chez les femelles non allaitantes (20% vs 10%) (Theau-Clément, 1994)

Berchiche et al (2001) contredisent tous les autres auteurs en notant un effet favorable de l'allaitement sur les performances de reproduction des lapines y compris le poids moyen des lapereaux à la naissance.

1-3-4- L'intervalle saillie-mise bas :

En élevage rationnel plusieurs caractéristiques physiologiques de la reproduction chez la lapine, telle que l'ovulation provoquée et la courte durée de gestation permettent à l'éleveur d'avoir une marge de manœuvre assez étendue pour choisir un rythme de reproduction .

1-3-4-1- Rythme intensif :

La mise au mâle se fait un à deux jours après parturition. l'intervalle un ou deux jour post partum ne révèle pas d'effet sur le taux de réceptivité, le taux d'ovulation le taux d'implantation ou le taux de mortalité (Lamb et Coll. 1988). D'autres auteurs

insistent sur le post partum strict, Gosalvas (1986) explique le fait que la lapine puisse être saillie avec succès, quelques heures après mise bas par la présence d'un grand nombre de follicules (plus d'une trentaine) à la surface de l'ovaire ceux-ci peuvent être présent jusqu'au 28^{ième} jours de gestation ; puis subissent atresie et dégénérescence folliculaire.

Cependant, cette méthode présente quelques inconvénients, tels que la diminution de la taille de la portée et des taux de gestation malgré un taux de réceptivité plus important. En effet les travaux de Foxcroft et Hasnain (1973) montrent chez les lapines allaitantes une perte embryonnaire post implantatoire de 15,2% en saillie post-partum et de 4,65% en saillie 6 à 9 jours après mise bas. D'autres auteurs signalent que la technique de reproduction intensive peut être un facteur prédisposant à l'hypofertilité.

1-3-4-2- Rythme semi-intensif :

La mise au mâle se fait entre 10 à 12 jours après parturition (Theau Clément, 1994), cependant une mise au mâle entre 10 à 15 jours post partum permet d'éviter l'effet néfaste de la gestation sur la lactation (Yamani et al, 1992 ; Lebas 1992),

Ce rythme de reproduction semble donner de meilleurs résultats zootechniques, il reste l'unique rythme à être conseillé et à être généralisé au niveau des élevages même si les femelles sont caractérisées par un taux de mise bas et un poids des lapereaux relativement faibles en comparaison avec le rythme intensif. (Theau Clément et Poujardieu, 1994).

1-3-4-3- rythme extensif :

A ce rythme la fertilité et la réceptivité sont plus importantes mais la productivité de la lapine reste limitée (Lebas et al, 1991 ; Theau Clément et Poujardieu, 1994). Ce rythme semble être le moins épuisant pour les femelles qui alternent les gestations et les lactations. La saillie a lieu généralement au sevrage qui se fait généralement un mois ou un mois et demi après mise bas parfois plus (Maerteens et Okerman 1988).

Le ralentissement du rythme de reproduction (extensification) augmente la fertilité et les réserves corporelles adipeuses des femelles à la seconde parturition avec une

augmentation significative de la réceptivité sexuelle chez les lapines primipares (Feugier et al, 2005).

1-4- Facteurs liés à l'individu :

1-4-1- La saison de naissance :

Questel (1984) a découpé ce facteur en quatre classes (les saisons) les résultats obtenus montrent qu'il est significatif : Hiver 64%, printemps 64%, Eté 68% et Automne 65%. 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. Il y aurait donc un effet maternel éventuellement couplé à un effet thermique favorable (l'optimum thermique se situait en Automne et en Printemps) au moment de la montée en charge folliculaire (à l'âge de 90 jour).

Par ailleurs Kamwanja et Hauser (1983) signalaient que les femelles nées en été atteignaient la puberté plus rapidement que celles nées en d'autres saisons. Hassan et al (1994) trouvent une claire réduction dans le poids au sevrage des lapereaux nés en Juin ou Juillet en Egypte.

1-4-2- La génétique :

Dès 1973, Foxcroft et Hasmain ont montré que les conséquences de la lactation, le stade de lactation, l'aptitude à l'ovulation et le taux de fécondation dépendent du type génétique des lapines. Il s'agit en fait de prendre compte les facteurs race et nature de la reproduction (pure ou en croisement), Adams (1972) trouve une corrélation étroite entre le taux d'ovulation et le poids des lapines, environ une ovulation pour 300 – 310 grammes de poids vif chez le Néo-Zélandais.

L'influence de la race et de la souche sur la taille de la portée est très significative, en effet, le taux de fertilité est de 69% chez la race Baladi d'Egypte (Galal Oet Khalil, 1994), 74,7% chez les « Normandes » pure race en France (Koehl et Van Der Horst, 1998), alors qu'elle est de 61% chez les lapines de race Locales tunisiennes (Kennou et Bettaib, 1990).

2- La prolificité :

La prolificité est l'aptitude de la lapine à produire un nombre de lapereaux lors de la mise bas (Fortun – Lamothe et Bolet ,1995). Elle se mesure par le nombre de lapereaux nés vivants et nés totaux par mise bas (Blocher et Franchet, 1990). Elle est le produit de taux d'ovulation par la survie prénatale qui est le produit de la survie embryonnaire par la survie foetale.

Le nombre de lapereaux par portée se situe entre 3 et 14 (extrême de 1 à 20), et varie selon le format des animaux. Elle est de 5,50 chez les femelles baladi noires (Galal et Khalil ,1994) et de 7,52 pour les femelles de la population locale Algérienne (Berchiche et al ,2000), 7,2 Selon Zerrouki et al. (2004)

2-1- Composantes biologiques de la prolificité :

Hulot et Matheron, (1981) donnent les définitions suivantes :

La taille de la portée peut être définie par le produit du taux d'ovulation par la survie prénatale (embryonnaire et foetale) puis des lapereaux.

2-1-1-Taux d'ovulation :

Correspond au nombre d'ovules pondue par l'ovaire, son estimation peut se faire soit directement en comptabilisant le nombre d'ovule pondus par l'ovaire soit indirectement par le comptage des corps jaune après ovulation (Hulot et Matheron 1981).

2-1-2- La survie embryonnaire :

C'est le pourcentage d'embryons implantés sur le nombre total de corps jaune (Hulot et Matheron, 1981).

2-1-3- La survie foetale :

C'est le nombre de nés totaux rapporté au nombre de fœtus vivants durant la deuxième moitié de gestation.

2-1-4- La survie prénatale :

C'est le produit de la survie embryonnaire par la survie fœtale (Hulot et Matheron, 1981).

3- La fécondité :

La fécondité représente le produit de la fertilité par la prolificité, elle se définit par le nombre de lapereaux nés rapporté aux femelles saillies (De Rochambeau., 1990).

Selon Theau Clément et Poujardieu (1994), une femelle ovule si au moins un corps jaune est dénombré, ils considèrent aussi qu'une femelle fécondée a au moins un site d'implantation.

4-La productivité numérique :

Elle se définit par le nombre de lapereaux sevrés par femelle et par unité de temps, (Fortun Lamothe et Bolet, 1995). Elle dépend de plusieurs facteurs comme la prolificité à la naissance et au sevrage (Lifre, 1995). Elle est considérée comme une composante globale importante de la rentabilité de l'élevage du lapin

La productivité numérique enregistrée chez des femelles de population locale en Algérie, est de l'ordre de 25 à 30 lapereaux sevrés / femelle / an (Zerrouki et al. 2005).

➤ **Technique d'étude histologique (histotechnologie) :**

La première étape est la fixation du tissu dès son prélèvement afin de l'immobiliser dans un état aussi proche du vivant.

La circulation s'effectue en trois étapes ; une première, la déshydratation où l'eau est enchâssée du tissu. La deuxième c'est l'éclaircissement, où l'agent déshydratant est remplacé par un solvant de la paraffine. La troisième étape c'est l'imprégnation où le tissu est pénétré par la paraffine. Le tissu imprégné est ensuite inclus dans un bloc de paraffine au cours de l'enrobage, une fois dans le bloc le tissu est prêt à être tranché au microtome. Les coupes ainsi obtenues sont collées sur des lames de verre pendant l'étalement, ensuite on les colore pour mettre en évidence les éléments que l'on désire étudier. Cependant pour que les colorants puissent pénétrer le tissu et le colorer il faut en retirer la paraffine et le ré imprégner d'eau. On commence par passer les coupes dans un agent éclaircissant qui élimine la paraffine c'est le déparaffinage cette étape est suivie de réhydratation. Les coupes étant colorées, il faut les protéger par une lamelle imprégnée de colle, c'est le montage; mais comme les milieux de montage sont habituellement dissous dans des agents éclaircissants il faut à nouveau déshydrater puis éclaircir les tissus colorés avant de procéder au montage des coupes (Hould, 1976).

1- Objectif du travail :

- ✓ Etudes anatomo-histologique des ovaires et l'utérus à des intervalles de temps post coïtum (en saillie forcée) bien définis, dans le but de suivre les modifications au niveau de ces structures et de comprendre au point de vue structural, s'il y'a présence d'ovulation chez ces lapines non réceptives de population locale.
- ✓ S'il y'a ovulation définir le moment de celle-ci.

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

- 1) Forcer les lapines non réceptives à la saillie et les sacrifier à des intervalles de temps bien définis (0h, 1h, 2h, 3h, 4h, 5h, 6h, 7h, 8h, 9h, 10h, 11h et 12h).
- 2) Prélèvement sanguin (pour éventuels dosages hormonaux : oestrogènes, progestérones et autres)
- 3) Incision de la cavité abdominale pour effectuer des prélèvements d'organes (ovaires, cornes utérines).
- 4) Préparation des lames histologiques à partir des organes.
- 5) Observation microscopique des lames.
- 6) Prise des photos des lames à l'aide d'un appareil photo intégré au microscope.
- 7) Interprétation des observations.

2- Matériel et méthodes :

2-1- Matériel :

2-1-1- Animaux :

La partie expérimentale de notre étude s'est déroulée sur un effectif de 57 lapines nullipares de population locales âgées de 3 à 4 mois, de poids 1Kg300 à 2Kg ,ramenées de deux régions d'élevages : Larbâa Naïth Irathen wilaya de Tizi Ouzou, et El Afroun wilaya de Blida.

Les lapines sont soumises à une période d'adaptation d'au moins 15 jours dans des cages individuelles (pour éviter les chevauchements entre femelles) au niveau du clapier de la station expérimentale de l'université de Blida.

Partie expérimentale

En effet, les tentatives de chevauchement du 1^{er} mâle avec les femelles non réceptives tendent à diminuer son ardeur sexuelle, c'est pour cette raison que le recours à d'autres males est nécessaire afin de réussir des saillies forcées. D'autre part lorsque la lapine devient agressive vis à vis du male, elle le blesse au niveau des pattes, des oreilles et ceci affaiblit ses performances.

2-2-1-1- Technique de la saillie forcée :

Avant son introduction dans la cage du male pour la saillie forcée la femelle est préparée de la manière suivante : la queue est attachée à l'aide d'une ficelle puis tirée vers l'avant afin de découvrir le périnée. Une fois dans la cage en présence du male, la tête de la femelle est immobilisée dans l'ouverture d'une planche qui est taillée sous forme de guillotine (photo(8)) permettant ainsi d'empêcher tout mouvement à la lapine.

La main de l'opérateur, est introduite sous la lapine entre les 2 membres postérieurs, le train postérieur est soulevé pour dégager le périnée et ainsi reproduire la position de lordose.

Le mâle appuie son cou sur l'arrière train de la lapine puis se porte en avant pour enserrer les lombes de la lapine avec ses membres antérieurs, il effectue ensuite des mouvements pelviens rapides et un mouvement copulatoire, jetant ses membres postérieurs en avant et éjaculant. Déséquilibré, il tombe en arrière ou à coté en émettant quelque fois un cri caractéristique.

L'intromission du pénis est confirmée visuellement par la présence du sperme au niveau de la vulve.

Après confirmation des saillies positives, les lapines seront sacrifiées à différents intervalles de temps post-coïtum (0h, 1h, 2h, 3h, 4h, 5h, 6h, 7h, 8h, 9h, 10h, 11h et 12h).et pour chaque intervalle de temps donné deux lapines sont sacrifiées à la fois .Au total, 26 lapines sont trouvées non réceptives à partir du lot (57) lapines

Parallèlement, les prélèvements de sang sont effectués au moment du sacrifice. Les tubes sont gardés au frais à 4°C pendant 24hr, et centrifugés le lendemain pour la récolte du sérum.

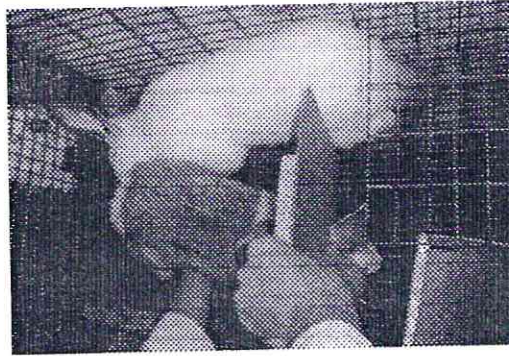


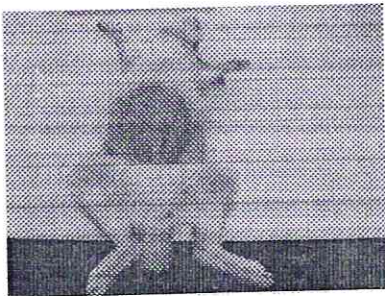
Photo (8) : technique de la saillie forcée.

2-2-2- Sacrifice et prélèvement d'organes :

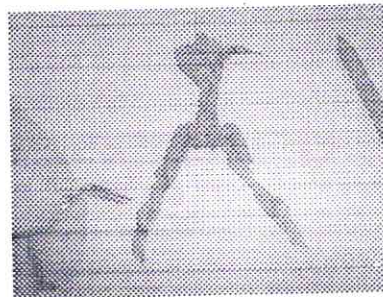
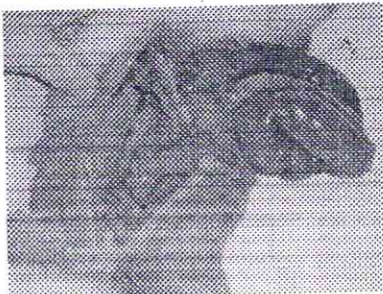
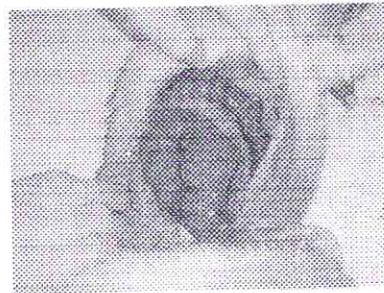
Après dépouillement, l'animal est mis en décubitus dorsal, puis une incision est effectuée au niveau de la ligne blanche (A), la masse intestinale est poussée dans la cavité abdominale afin de faciliter l'extériorisation de l'appareil génital (B et C).

Les différents segments de l'appareil génital (D) (ovaires, cornes utérines, oviductes et canal vaginal) sont prélevés puis fixés dans du formol à 10% (photo 9).

A : Incision par la ligne blanche



B : Ouverture de la cavité abdominale



C : Masse intestinale repoussée

D : Appareil génital extériorisé

Photo (9 : A, B, C, D) : Dissection et prélèvement de l'appareil génital.

Les mâles utilisés pour les saillies sont au nombre de 4, âgés de 10 mois, d'un poids moyen de 5Kg, 3 de race Californienne et le 4eme male est de population locale, et d'une très bonne ardeur sexuelle (mâles ardents).

La salle est éclairée naturellement par la lumière du jour. Les lapines sont alimentées ad libitum par un aliment industriel sous forme de granulés et seront conduites en saillie naturelle. La salle est aérée par des extracteurs et l'ouverture des fenêtres.

2-1-2- Les instruments :

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

2-2- Méthodes :

2-2-1- Protocole expérimental et conduite des saillies :

Notre expérimentation a débuté du mois de mars jusqu'au début du mois de juillet. La conduite des saillies sur les femelles s'est effectuée à l'intérieur du clapier. On note successivement chez chaque lapine la couleur de la vulve, qui dans la majorité elle est de couleur rose pale.

La femelle est introduite pour la première fois dans la cage d'un premier mâle pendant une durée de 15 minutes. Si elle refuse l'accouplement, elle présente une agressivité particulière envers le mâle, se blottissant dans un coin de la cage et poussant un cri, malgré les tentatives répétées du mâle pour la séduire et la saillir. Par contre les lapines réceptives acceptent l'accouplement après quelques tentatives du mâle. La même lapine est de nouveau présentée dans la cage d'un deuxième mâle pendant une durée de 3 à 4 minutes. Si elle persiste dans son refus, on conclut visiblement que la lapine est non réceptive. A ce moment, on procède à la saillie forcée.

L'étape suivante consiste à réaliser des coupes histologiques au niveau du laboratoire d'histo-cyto pathologie du docteur KHEMSI Djamel.

2-2-3- Etude histologique :

2-2-3-1-La fixation :

Lorsqu'un organe ou un tissu est prélevé il change d'environnement, ce changement entraîne plus des modifications plus ou moins importantes dans la chimie et la morphologie tissulaires, bien que la mort des cellules et la dégradation du tissu ne surviennent qu'après un certains temps. Le principe de la fixation sert à immobiliser les tissus dans un état aussi proche que possible de l'état vivant. Celle-ci doit lui permettre de résister à toutes les manipulations qu'il aura à subir subséquentement. (Bernard, 1974)

❖ La technique de fixation :

Après leur prélèvement ; les ovaires, les oviductes, les cornes utérines et le canal vaginal, sont mis séparément dans des boîtes identifiées contenant du formol à 10%.

2-2-3-2- La macrotomie :

C'est une opération qui consiste à la réalisation des coupes macroscopiques à partir de l'organe à étudier étant donné que le spécimen est plus ou moins volumineux. On réalise des coupes transversales de 1 à 2 mm au niveau des cornes utérines et des coupes longitudinales au niveau des ovaires. Ensuite chaque prélèvement est mis dans des cassettes spéciales identifiées et qui sont mises dans le fixateur en attendant les étapes suivantes (Baker, 1958)

2-2-3-3- La circulation :

Toutes les opérations suivantes seront réalisées par un appareil à circulation automatique (Photo 10).

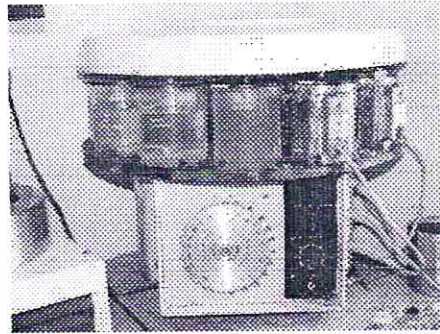


Photo (10) : Appareil à circulation automatique (laboratoire du Dr KHEMSI)

➤ **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 alcoolométrique progressivement croissant pour éviter la plasmolyse des cellules. On commence la déshydratation dans l'éthanol à 60% pour augmenter la concentration de 10% à la fois jusqu'à l'éthanol absolu. L'éthanol provoque une forte réaction et un durcissement des tissus, il n'est pas miscible à la paraffine : on doit compléter son action à l'aide d'un autre liquide intermédiaire qui le toluène (Hould, 1974).

➤ **L'éclaircissement :**

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

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

➤ **L'imprégnation :**

C'est l'étape terminale de la circulation. L'agent le plus fréquemment utilisé est la paraffine liquide dont le point de fusion est de 60 °c, la durée d'imprégnation est d'une heure ceci pour éliminer totalement le toluène, cette opération est renouvelée une

deuxième fois, donc il s'agit de deux bains d'une heure de paraffine fondue (Bernard, 1974).

2-2-3-4- l'inclusion dans la paraffine (l'enrobage) :

Cette étape se fait à l'aide d'un bac à paraffine (Leica EG 1160). (photo11). L'enrobage suit la circulation ainsi le milieu dans lequel il se fait doit être le même que celui qui imprègne le tissu à la fin de la circulation. On note que la paraffine est la plus utilisée des milieux 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 coulage 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 comportent de façon sensiblement égale lors de la confection des coupes. (Bancroft et al, 1977).

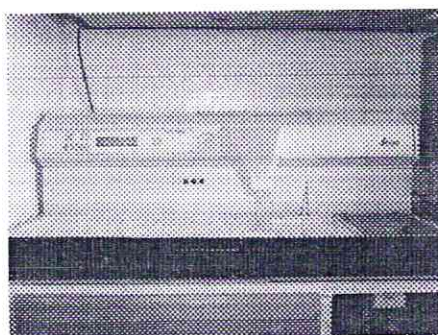


Photo (11) : Bac à paraffine (Leica EG 1160)(laboratoire du Dr KHEMSI)

• Technique d'inclusion :

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

- On retire les cassettes du dernier bain de paraffine et on les place sur la plaque chauffante du bac à paraffine. De cette manière, la paraffine reste liquide et on peut manipuler les tissus facilement.
- Enlèvement du couvercle de la cassette, puis on verse la paraffine liquide dans le moule et on y dépose la pièce à inclure à l'aide d'une 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 15 min le bloc est complètement durci et se sépare 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 long ni trop rapide.

2-2-3-5- La microtomie :

L'opération s'effectue à l'aide d'un microtome rotatif (Leica RM 2125). (photo12), une fois le rasoir est fixé on procède à l'installation du bloc pour effectuer un rabotage ou la dégradation jusqu'à l'apparition de toutes les structures permettant ainsi d'obtenir des coupes utiles. Puis on procède à la confection des coupes de 4 à 5 qui se collent l'une à l'autre pour former un ruban (Richards, 1967).

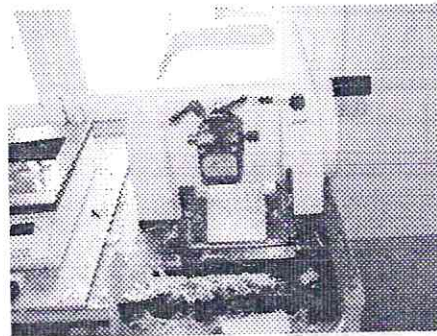


Photo (12) : microtome (Leica RM 2125)(Laboratoire du Dr KHEMSI)

2-2-3-6- Etalement et collage des coupes :

Les tissus inclus dans la paraffine sont très comprimés dans la coupes, afin d'atténuer cette compression on dépose la coupe dans un bain thermostaté(Leica HI 1210),(photo 13) 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 10 minutes.

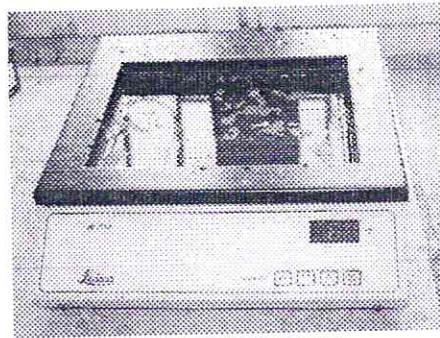


Photo (13) : bain thermostaté (Leica HI 1210)(laboratoire du Dr KHEMSI).

2-2-3-7-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 préparatoires au montage. Toutes les étapes de la coloration se font automatiquement par un appareil à coloration (Leica ST 4040). (Photo (14)).

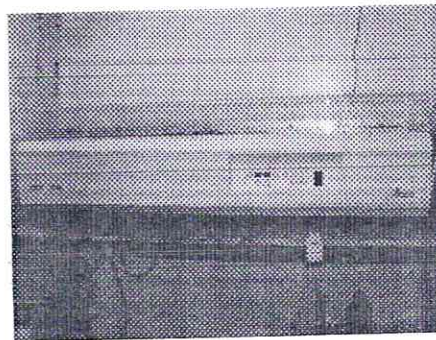


Photo (14) : Appareil à coloration (Leica ST 4040)(Laboratoire du Dr KHEMSI)

2-2-3-7-1- 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 :

2-2-3-7-1-1-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 le celui du second doit être pur.

2-2-3-7-1-2-L'hydratation:

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

2-2-3-7-2-la coloration proprement dite :

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

2-2-3-7-3- Les étapes préparatoires au montage :

Le montage s'effectue dans des milieux, ce type de milieu est habituellement dissous dans l'agent éclaircissant ; mais comme le milieu de montage doit imprégner

complètement les tissus et pour être efficace ce dernier doit être au préalable 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 du toluène. On a recours également à deux bains de 30 à 60 secondes. On laisse les coupes dans le second bain pour les monter.

2-2-3-8- Le montage:

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

- Appuyer prudemment sur la lame afin de chasser les bulles d'air.
- Tromper les lames dans le xylène et essuyez les.
- Sécher les lames dans un micro-onde (40 à 60°C) pendant 10 minutes.

Après séchage les lames sont prêtes pour l'observation microscopique.

- Prise des photos avec un appareil à photo intégré au microscope.

3- Résultats et discussion :

3-1- Les ovaires :

L'observation au microscope des lames histologiques nous a permis de constater que la plupart des follicules préantraux qui sont volumineux un à deux follicules sont à la périphérie, les autres au centre de l'ovaire.

Sur l'un des follicules préantraux, les cellules du *cumulus oophorus* sont cytologiquement distinctes des cellules de la granulosa.

Durant la formation de la zone pellucide on remarque une forte cohésion entre les cellules de la *corona radiata* et le *cumulus oophorus* (photos 15, 16, 17 et 18) (tableau 3). Gondos 1970 et Guraya 1984, affirment qu'à travers des processus cellulaires, les cellules internes du cumulus coopèrent activement afin d'achever la maturation de l'ovocyte et établissent d'étroits contacts avec la membrane plasmique de l'ovocyte par des gap junction. C'est-à-dire durant la formation de la zone pellucide les gap junction sont retenues.

Selon Baker (1972) ces prolongements cytoplasmiques peuvent procurer des nutriments et des protéines maternelles à l'ovocyte.

Par ailleurs sur la plupart des temps observés, les follicules primordiaux, primaires et secondaires sont très nombreux (tableau 4) (photos 19 et 20) dont la position du nucléus contenant la chromatine est au centre de l'ovocyte (photos 21 et 22) alors qu'il tend à se déplacer vers la périphérie dès qu'apparaît un peu de liquide folliculaire (photo 23) pour se localiser finalement à la périphérie de l'ovocyte dans les follicules tertiaires (position excentrique) (photos 24, 25 et 26) (tableau 5).

Cependant chez un cas de lapine sacrifiée à 5 h après la saillie forcée, on a observé des follicules hémorragiques (photo 27) sachant qu'en absence d'accouplement, les follicules arrivant à maturité présentent une hémorragie intra folliculaire (Lesbouyries, 1949 ; Lebas, 2000) et assez rapidement de nouveaux follicules entrent en maturation et une nouvelle phase folliculaire se produit et ainsi la lapine se montre réceptive dans le cas où elle est en chaleur et ne se montre pas dans le cas où elle ne l'est pas. On pense que ces follicules hémorragiques étaient déjà présents dans l'ovaire de la lapine bien qu'elle était trop grasse et âgée de 6 mois, elle avait sûrement des follicules matures et comme elle était

isolée pendant une durée de 3 mois dans la cage seule, faute d'accouplement, ces follicules se sont transformés en follicules hémorragiques.

On a observé également dans ce même cas, la présence de gros follicules matures à la surface de l'ovaire appartenant sûrement à une autre phase folliculaire (photo28).

A 7h on a observé un grand nombre de follicules matures surtout au centre de l'ovaire, à ce stade ces follicules sont des follicules de De Graaf de forme ovoïde ou arrondie, distendus, remplis de liquide mais n'atteignant pas encore la périphérie de l'ovaire (photos, 29, 30 et 31).

Dés 8h l'ovocyte se trouve en quelque sorte suspendu à la granulosa par un délicat réseau de cellules reliées entre elles par des fines bandes cytoplasmiques (photos32, 33, 34 et 35). L'ovocyte en voie de transformation semble se séparer de la paroi qu'il abandonne, entouré des cellules de la granulosa.

Ces constatations ont été confirmées par Dawson et Friedman 1940(Lesbouyries, 1949).

A 9h on voit sur la photo 36 le sommet du follicule mature qui garde toujours son ovocyte, atteignant l'épithélium de l'ovaire mais jusqu'à ce stade on remarque que la thèque interne et la thèque externe ainsi que l'albuginée et l'épithélium sont épais.

En comparaison avec la lapine réceptive on note chez celle-ci à la même heure les cellules de la thèque interne et celles de la granulosa saillent sous l'albuginée et font hernie à la surface formant le stigma, associé à un ramollissement et un amincissement de la thèque externe. L'épithélium jusqu'à lors régulier est fortement bouleversé (Lesbouyries, 1949).

D'autre part on note également que l'ovocyte entouré de sa *corona radiata* continue à se séparer des cellules de la granulosa (photos 37 et 38)

A 10 h on voit un gros follicule à la surface de l'ovaire, non rompu mais la paroi est toujours épaisse (photo39). On confirme que même à 10h il n'y a pas eu ovulation.

L'ovocyte toujours entouré de sa *corona radiata* et de quelques cellules du *cumulus oophorus* se sépare des cellules de la granulosa et semble baigner dans le liquide folliculaire (photos 40 et 41).

A 11h on note la présence de follicules dits « atrétiques » ou « pseudo corps jaunes » (photo 42) qui s'apparente à la glande interstitielle, sans doute issus d'un

follicule de De Graaf qui, faute de stimulation et ovulation s'atrophie suite à des transformations des cellules de la granulosa qui, un peu décollée de la thèque interne devient et devient composée de grosses cellules ayant à leurs périphéries une couche remarquablement régulière de cellules d'aspect épithélial (Lesbouyries, 1949).

Si dans le cas où il y'a eu rupture du follicule de De Graaf on aurait constaté la présence de corps jaune, mais ce n'est pas le cas chez ces lapines non réceptives où on a jamais observé de corps jaune.

Selon Lesbouyries (1949), la femelle qui n'accepte pas le mâle n'a jamais de corps jaune dans son ovaire. Les follicules de De Graaf distendus, ne se rompent pas, ils s'atrophient puis une nouvelle phase folliculaire succède à cette phase sans qu'apparaisse le corps jaune qui normalement succède à l'ovulation.

A 12h la photo 43 nous montre un gros follicule à la périphérie de l'ovaire qui n'est pas encore rompu.

3-2- Les cornes utérines :

L'observation des lames histologiques des cornes utérines nous a permis de remarquer que l'utérus ne subit pas de modifications au cours des intervalles étudiés. Ainsi une coupe transversale des cornes utérines montre une paroi peu musculeuse et une muqueuse ayant un certain nombre de bourrelets longitudinaux généralement au nombre de six (photos 44 et 45). L'épithélium de la muqueuse est composée d'une assise de cellules montrant deux aspects différents : d'une part des cellules cubiques à cytoplasme claire et à noyau rond et des cellules ciliées à cytoplasme un peu dense et à noyau fusiforme (photos 46, 47 et 48)

Le chorion de l'endomètre est d'épaisseur plus importante que le myomètre, il est formé d'un tissu conjonctif lâche. Dans le chorion l'épithélium envoie quelques glandes, courtes et rectilignes correspondant à un état de repos sexuel (photo 49), le chorion est compact contrairement à l'utérus d'une lapine réceptive où le chorion contient des glandes allongées et il est congestionné et oedémateux et où les cellules épithéliales deviennent polyédriques (Lesbouyries, 1949).

Tableau (3) : association entre le cumulus oophorus et la corona radiata.

Heures	0h	1h	2h	3h	4h	5h	6h	7h	8h	9h	10h	11h	12h
Cohésion ou association entre Cumulus oophorus et corona radiata	+++	+++	+++	++	++	++	+/- Selon le volum e du follicu le (FT ou FDG)	+/- Selon le volum e du follicul e (FT ou FDG)	+/-	+/-	+/-	+/-	+/-

Tableau (4) : Les différentes structures présentes sur l'ovaire

Heures	0h	1h	2h	3h	4h	5h	6h	7h	8h	9h	10h	11h	12h
Follicules primordiaux	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie
Follicules primaires	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie	+++ En périphérie
Follicules secondaires	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++
Follicules tertiaires	+++	++	++	++	++	++	+++	+++	+++	+++	+++	+++	+++
Follicules de De Graaf	-	-	-	-	-	-	+	+	+	+	+	+	Gros follicules
Corps jaunes	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	Pseudo corps jaunes

+++ : Très nombreux. ++ : Nombreux. + : Présent. - : absent

Tableau (5) : Position de la vésicule de chromatine dans l'ovocyte des différents follicules

Heures	0h	1h	2h	3h	4h	5h	6h	7h	8h	9h	10h	11h	12h
Follicules primaires	central	central	central	central	central	central	central	central	central	central	central	central	central
Follicules secondaires	central	central	central	central	central	central	central	central	central	central	central	central	central
Follicules tertiaires	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie
Follicules de Graaf	—	—	—	—	—	—	—	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie	En périphérie

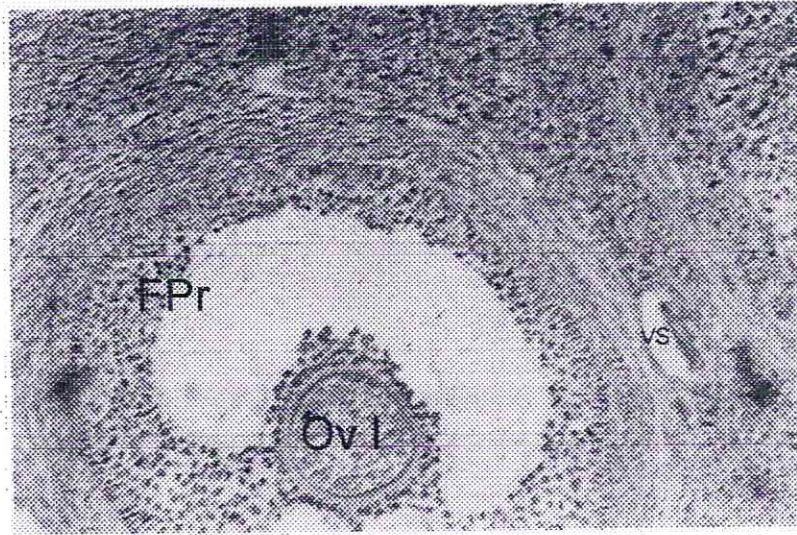


Photo (15) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 0h
(Follicule préantral).Gx12.5

Ovocyte I (Ov I), vaisseaux sanguin (VS).

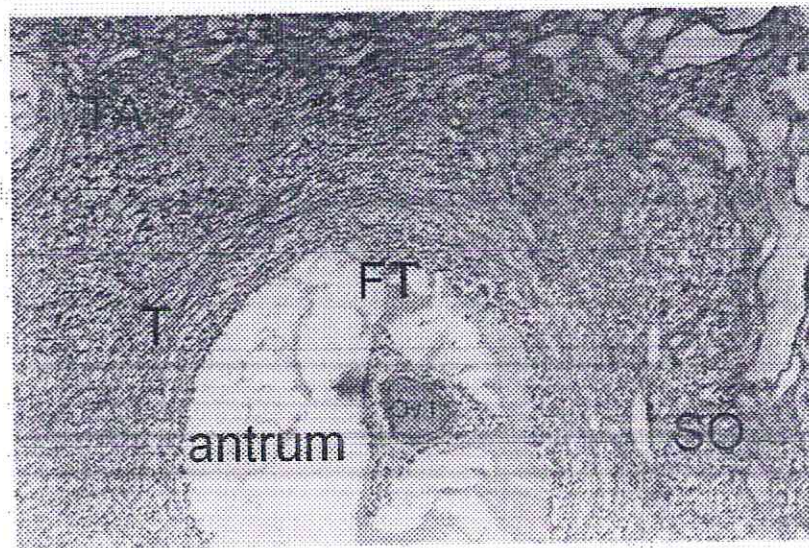


Photo (16) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 3h
(Follicule tertiaire).Gx12.5

Ovocyte I (Ov I), thèques (T), follicule tertiaire (FT), stroma ovarien (SO)

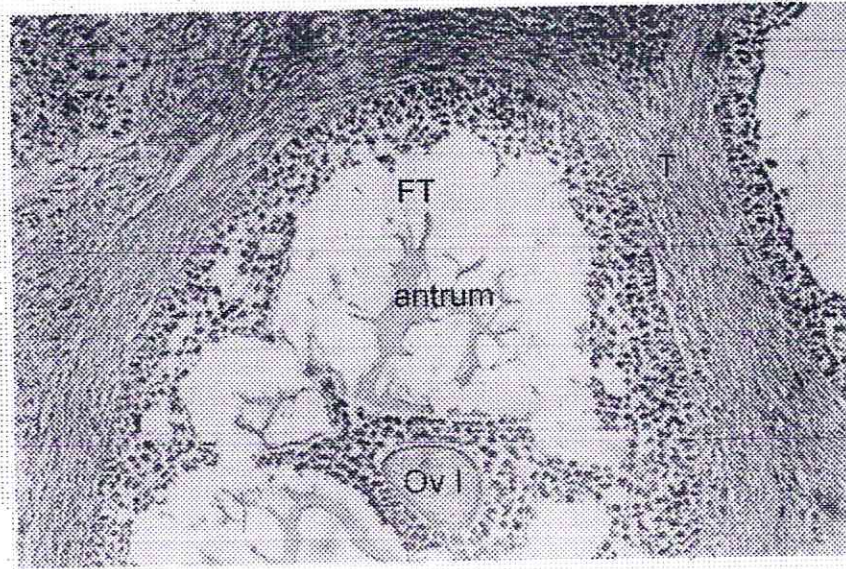


Photo (17) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 4h. Gx25
Ovocyte I (Ov I), follicle tertiaire (FT),

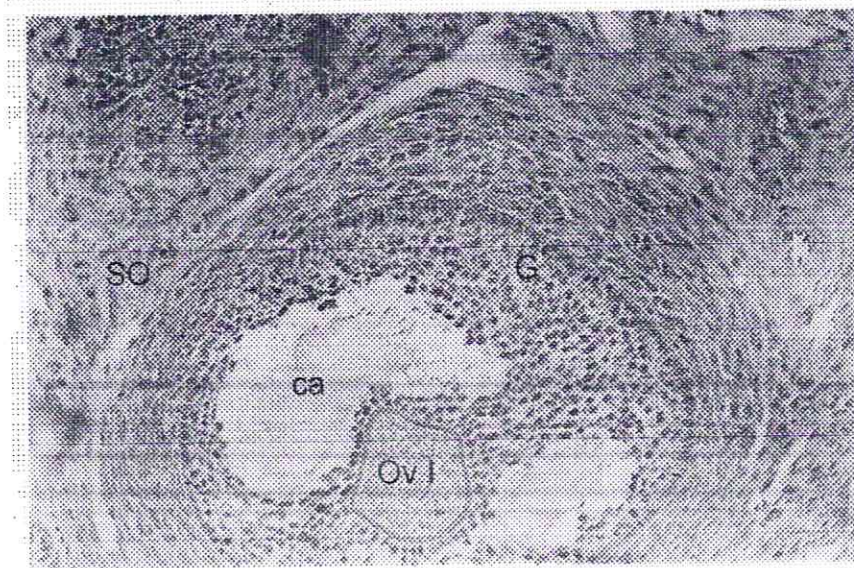
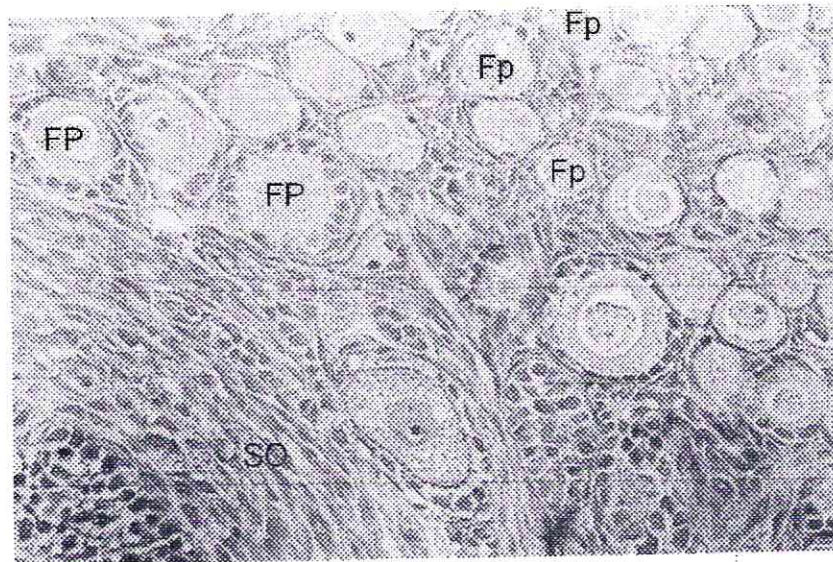
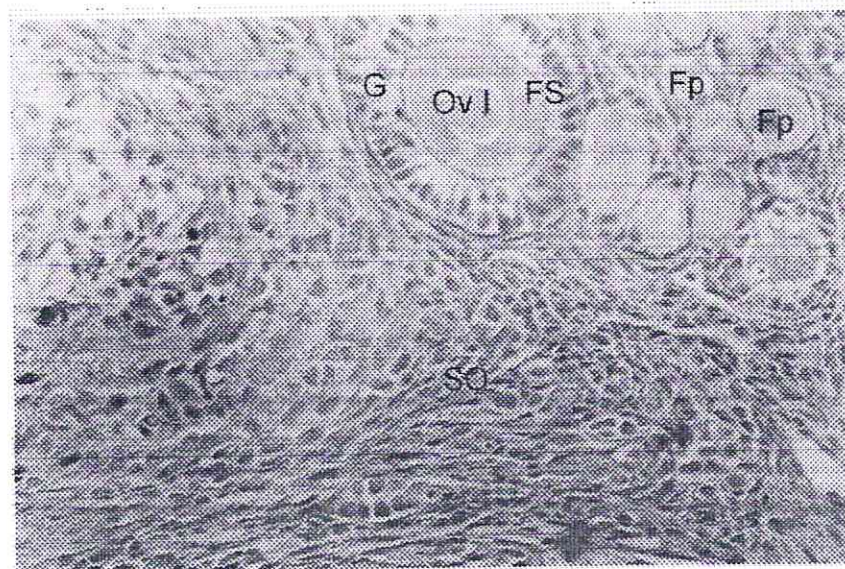


Photo (18) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 4h.
(Follicule préantral). Gx25
Ovocyte I (Ov I), cavité antrale (ca).



**Photo (19) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 4h.Gx50
follicule primordial(Fp), follicule primaire(FP),**



**Photo (20) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 4h. Gx50
Ovocyte I (Ov I), follicule primordial (Fp), follicule secondaire(FS), stroma ovarien(SO)
Granulosa(G)**

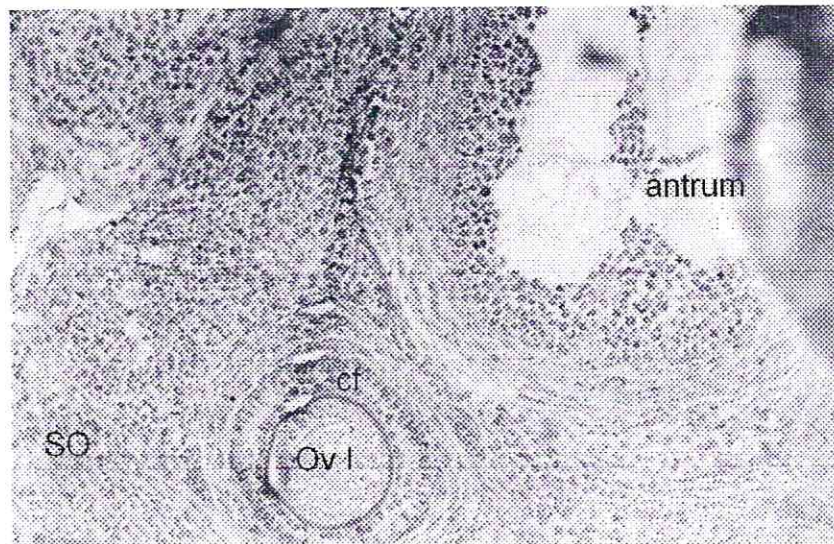


Photo (21) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 0h. Gx25.
Ovocyte I (Ov I), follicule secondaire (FS), stroma ovarien (SO), cellules folliculaires (cf)

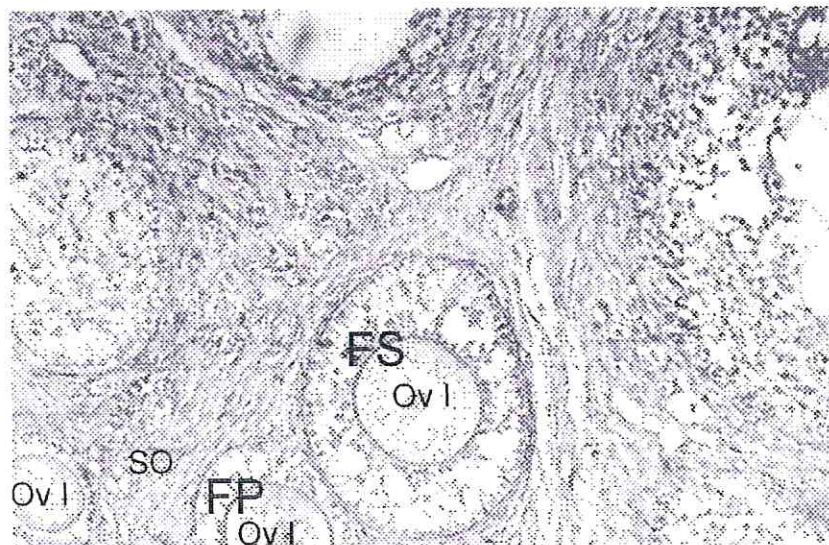


Photo (22) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h. Gx25
Ovocyte I (Ov I), follicule primaire (FP), follicule secondaire (FS), stroma ovarien (SO)

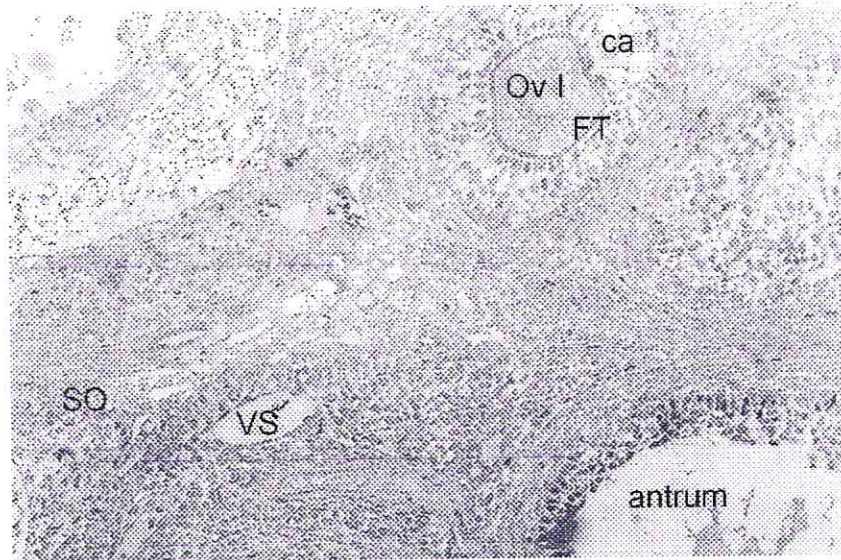


Photo (23) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 4h.

Follicule tertiaire (début d'apparition de la cavité antrale). G x25.

Ovocyte I (Ov I), vaisseaux sanguin (VS), follicule tertiaire (FT), stroma ovarien (SO)

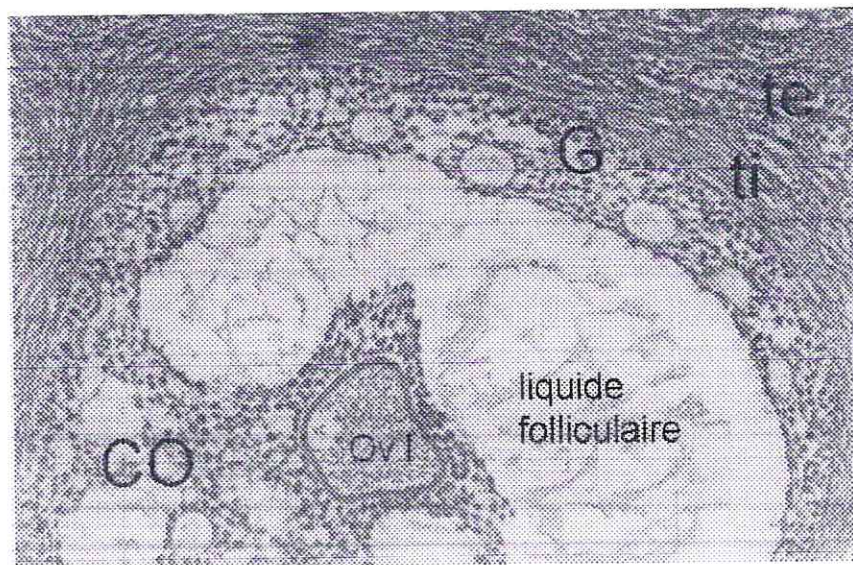


Photo (24) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h. Gx12.5

Follicule pré antral (voire la vésicule de chromatine qui est périphérique

Ovocyte I (Ov I), granulosa(G), cumulus oohorus(CO), vésicule de chromatine(vc),

thèque interne(ti), thèque externe(te)

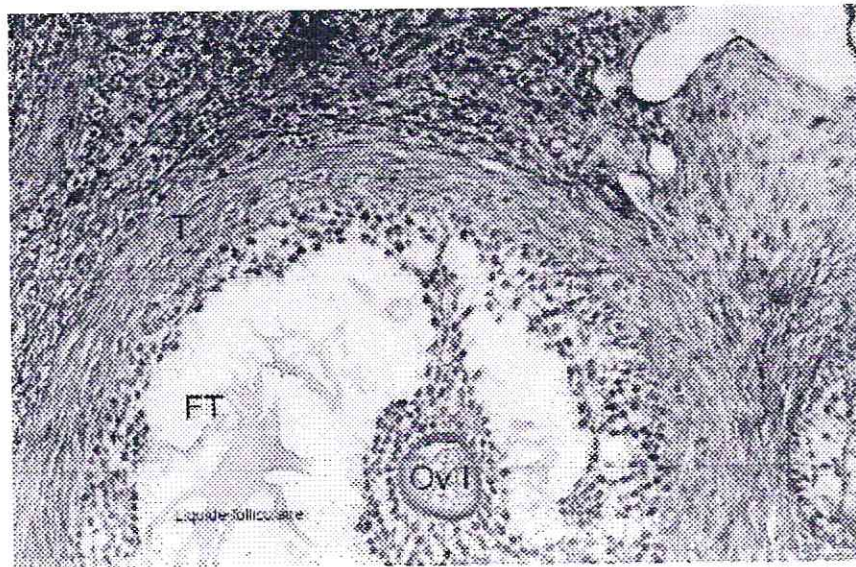


Photo (25) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h. Gx12.5
Ovocyte I (Ov I), follicule tertiaire(FT).

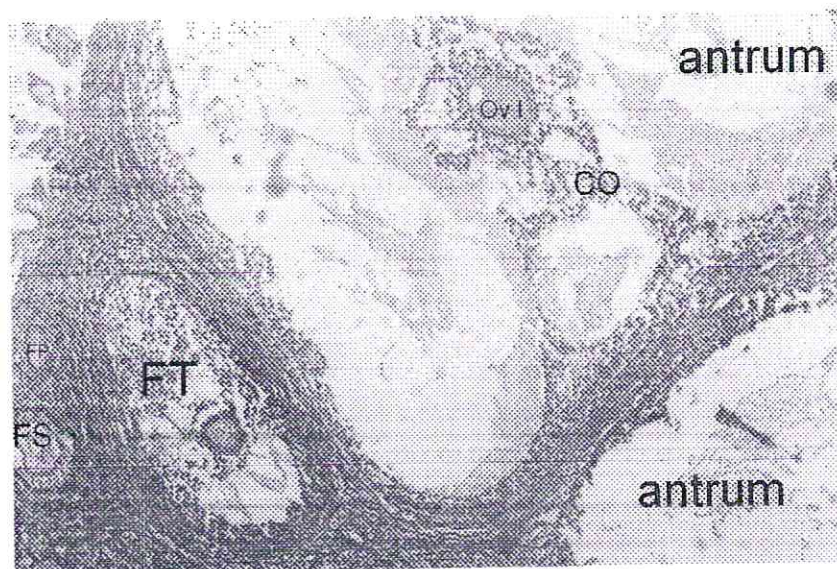
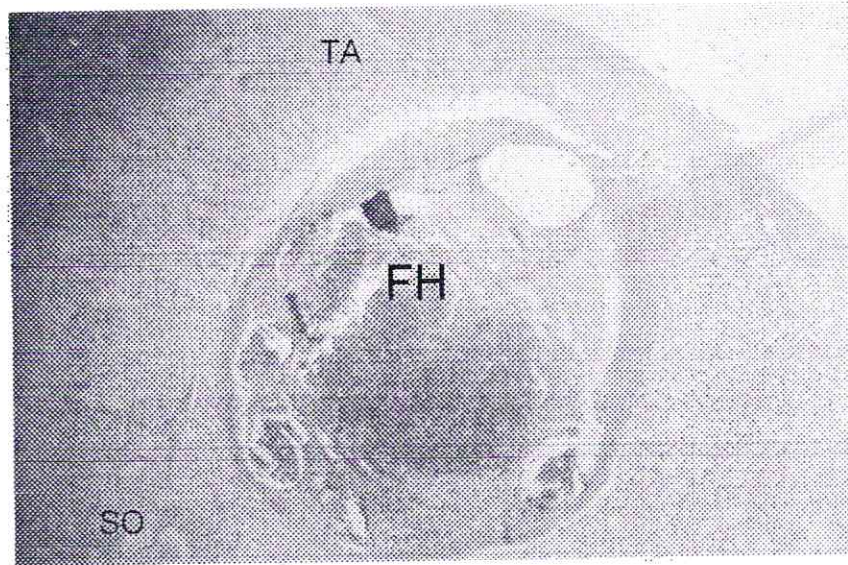
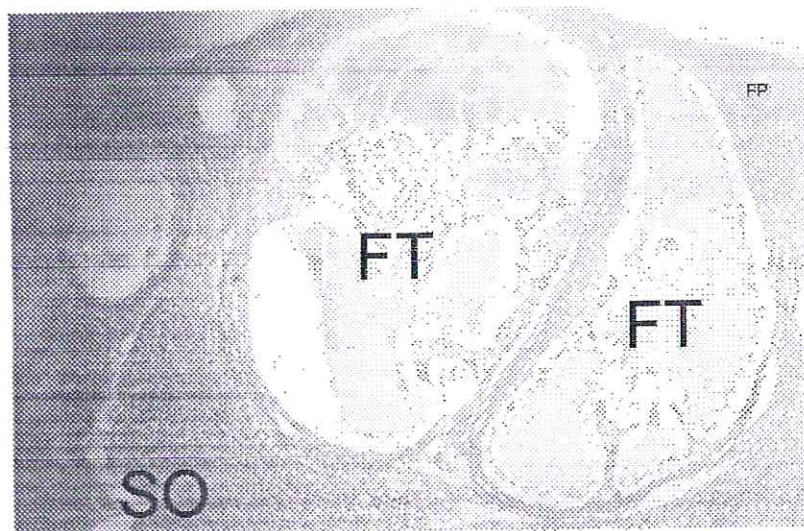


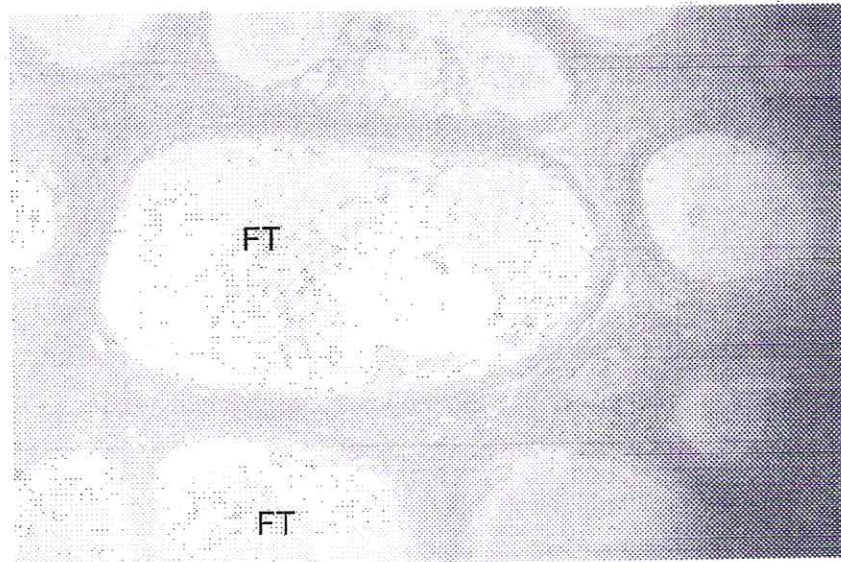
Photo (26) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 8h.Gx12.5
Ovocyte I (Ov I), follicule primaire (FP), follicule secondaire (FS),follicule tertiaire (FT).



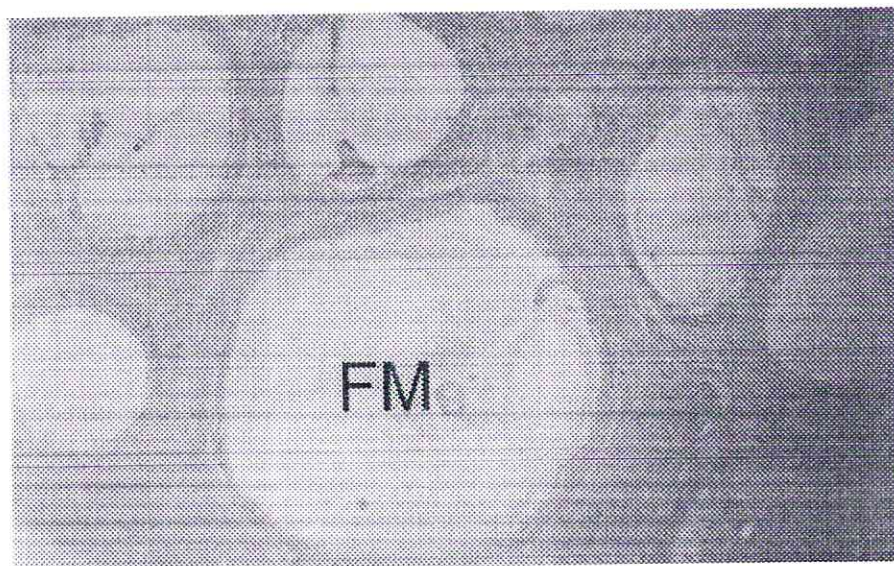
**Photo (27) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 5h.G x6.3
Follicule hémorragique (FA), tunica albuginée (TA), stroma ovarien (SO)**



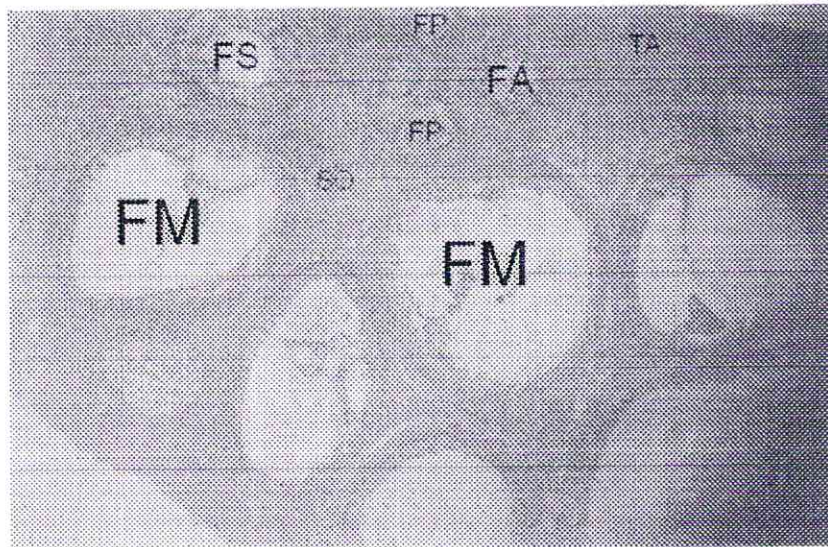
**Photo (28) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 5h. G x6.3
Follicule tertiaire (FT)(le plan de coupe a fait disparaître l'ovocyte), stroma
ovarien(SO)**



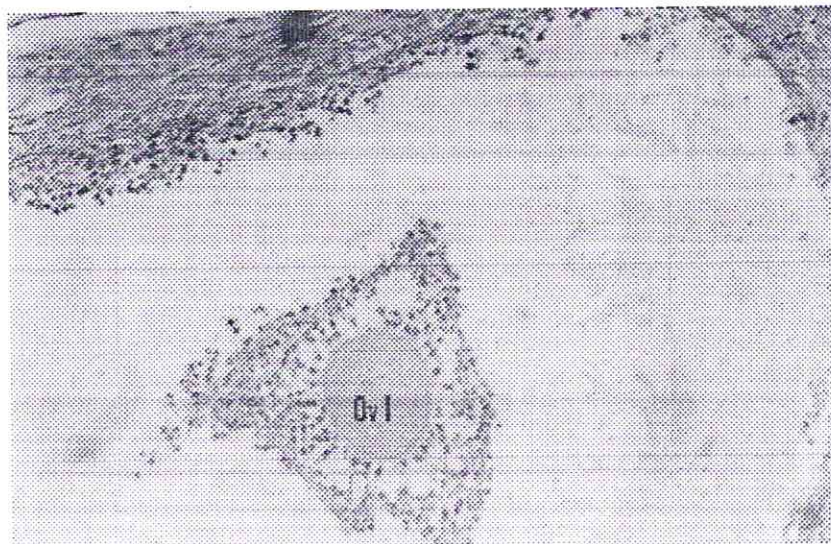
**Photo (29) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h. G x6.3
follicule tertiaire(FT)(le plan de coupe a fait disparaître l'ovocyte)**



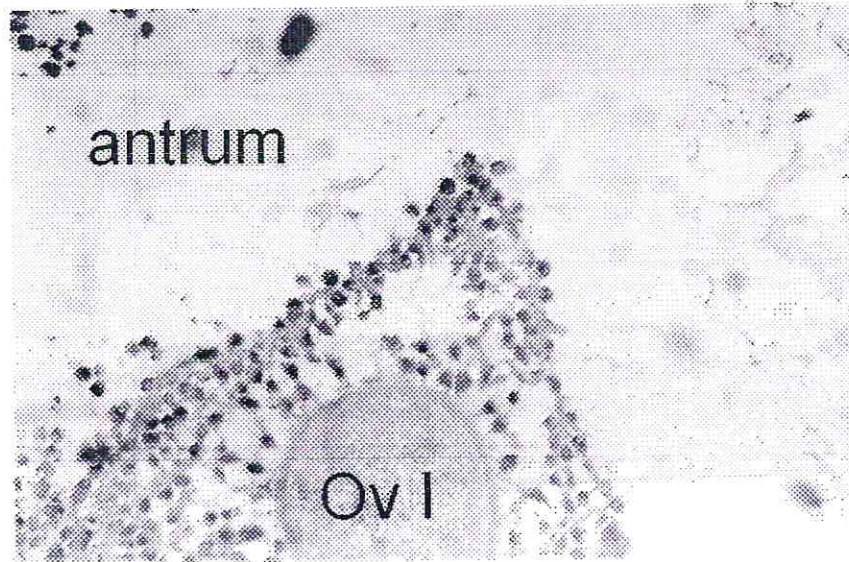
**Photo (30) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h. G x6.3
Follicule mature (FM).(le plan de coupe a fait disparaître l'ovocyte)**



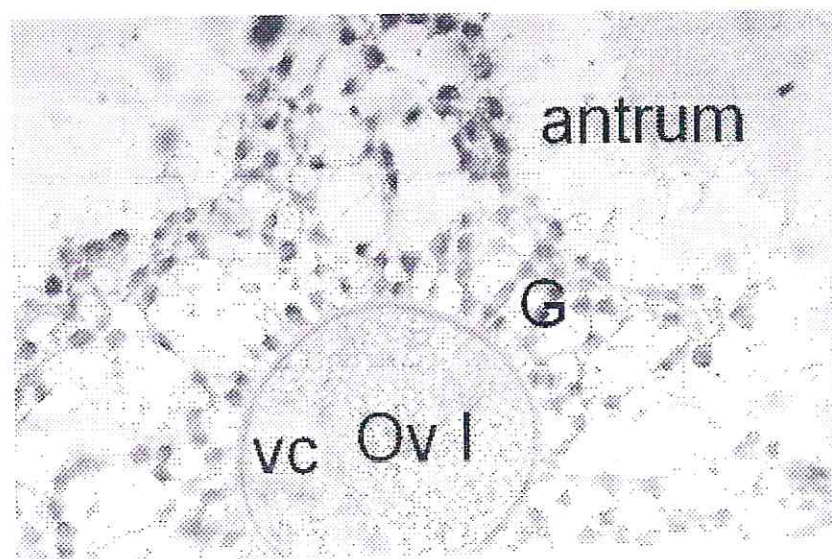
**Photo (31) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 7h. G x6.3
follicule primaire(FP), follicule secondaire(FS), follicule mature(FM), follicule
atrétique(FA) ,tunique albuginée(TA), stroma ovarien(SO)**



**Photo (32) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 8h. G x25.
(Ovocyte I (Ov I) entouré du cumulus oophorus et de la corona radiata)**



**Photo (33) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 8h. G x50
Ovocyte I (Ov I) et prolongement des cellules de la granulosa**



**Photo (34) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 8h. G x50.
Ovocyte I (Ov I), vésicule de chromatine (vc), granulosa (G).**

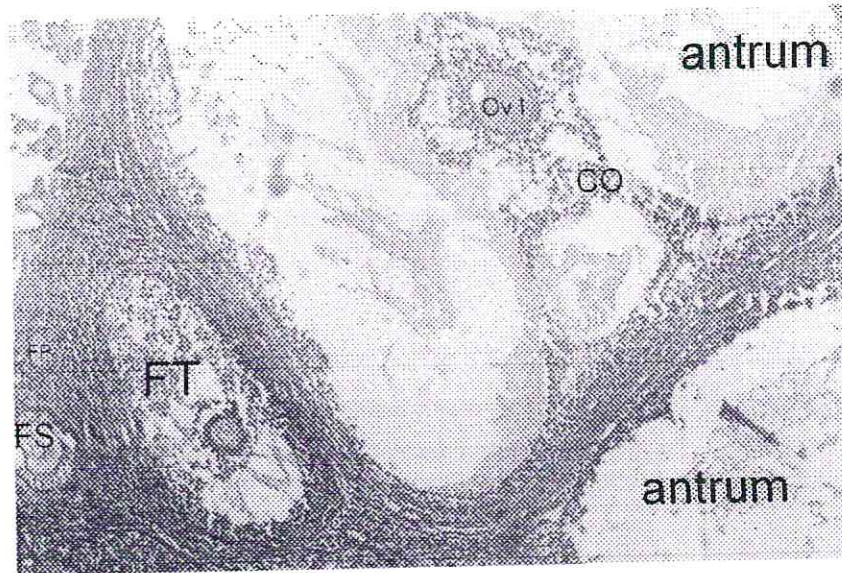


Photo (35) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 8h. G x12.5
Ovocyte I (Ov I), follicule primaire (FP), follicule secondaire (FS), follicule tertiaire (FT)

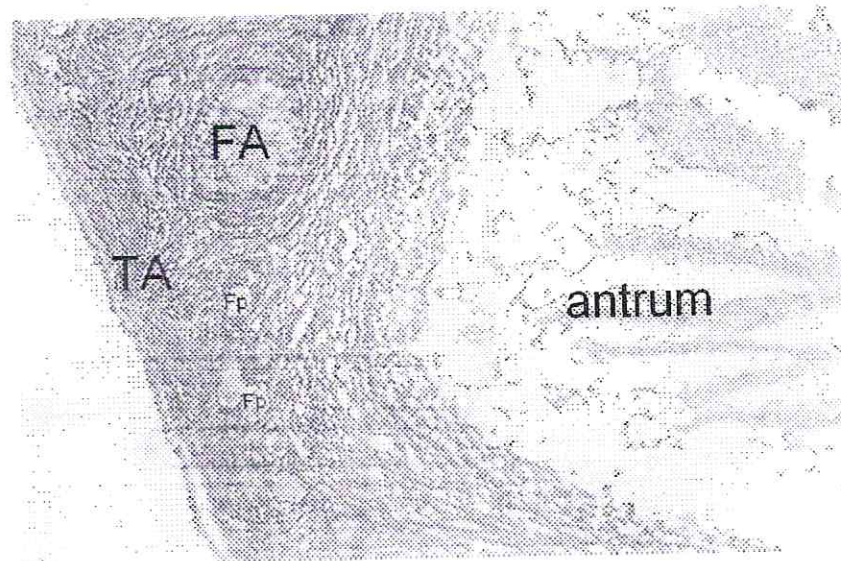
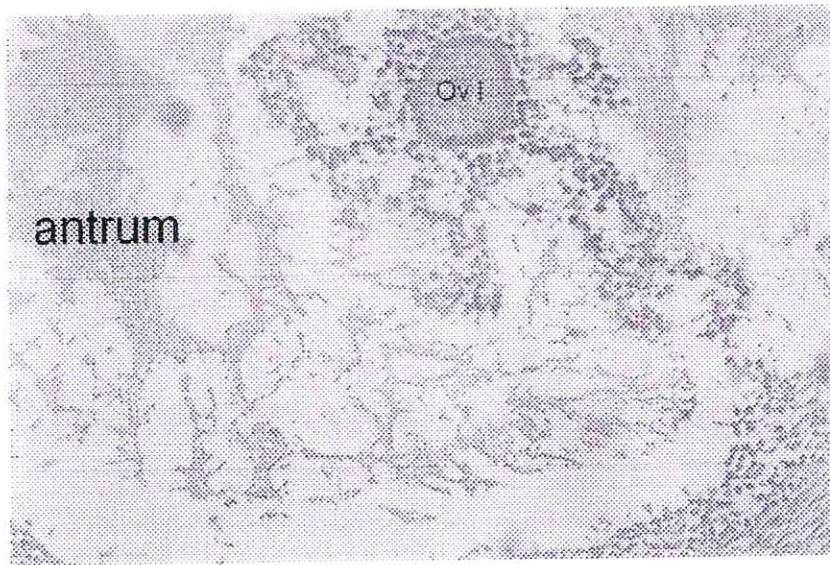
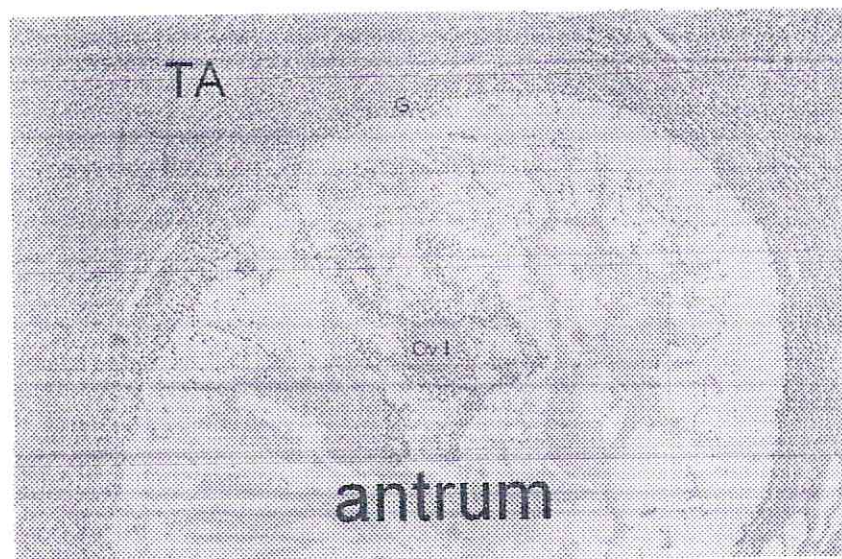


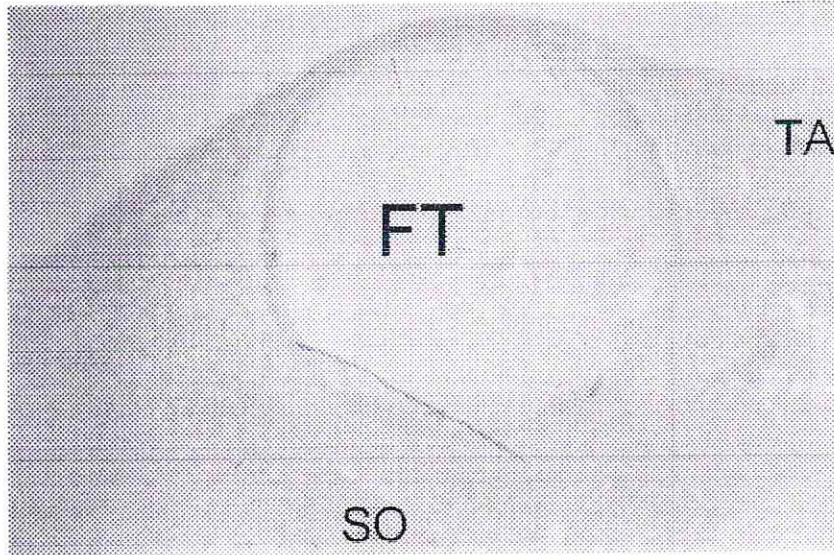
Photo (36) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 9h. G x25
Follicule primordial (FP), follicule atrétique (FA), tunique albuginée (TA).



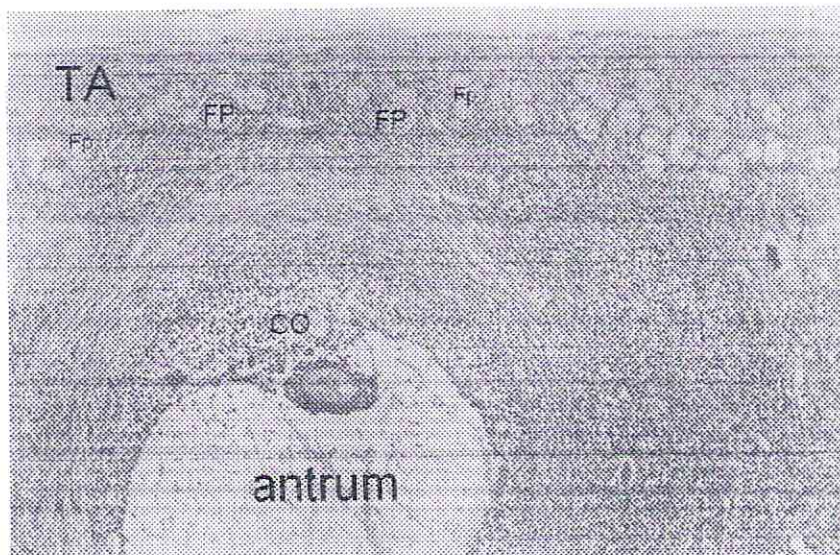
**Photo (37) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 9h. G x25.
(Ovocyte I (Ov I) entouré de la granulosa, dissociation du cumulus oophorus)**



**Photo (38) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 9h. G x6.3
Ovocyte I (Ov I), tunique albuginée (TA), stroma ovarien (SO), granulosa (G).
(L'ovocyte est entouré de la granulosa et dissociation du cumulus oophorus)**



**Photo (39) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée 10h. G x6.3
follicule tertiaire(FT), tunique albuginée(TA), stroma ovarien(SO)
(Le follicule est à la surface de l'ovaire est reste non rompu)**



**Photo (40) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée 10h. G x25.
follicule primordial(Fp), follicule primaire(FP), follicule tertiaire(FT), tunique
albuginée(TA), cumulus oophorus(CO)**

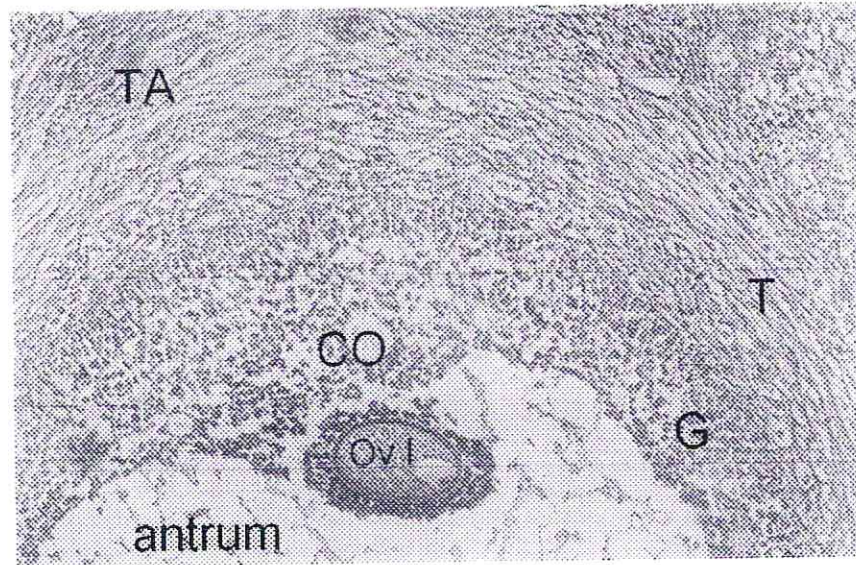


Photo (41) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 10h. G x25
Ovocyte I (Ov I), thèques (T), tunique albuginée (TA), cumulus oophorus (CO),
granulosa(G)

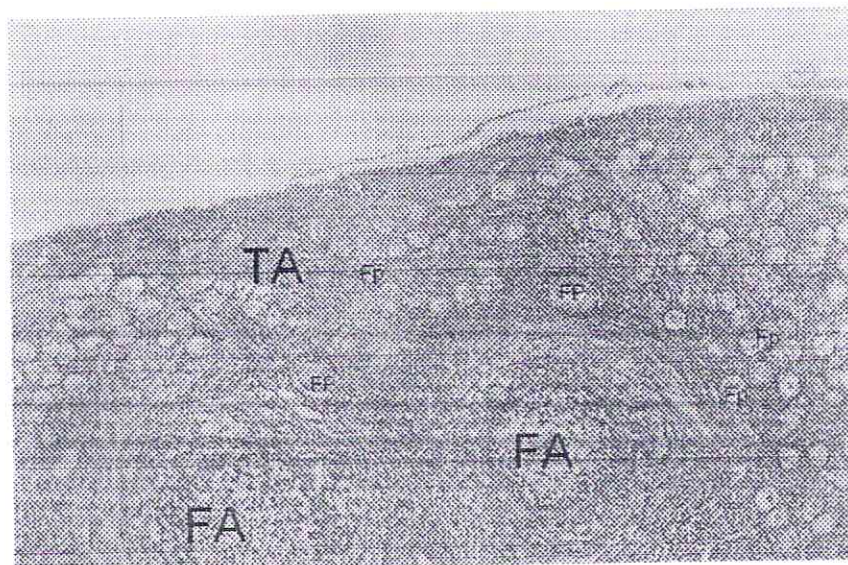
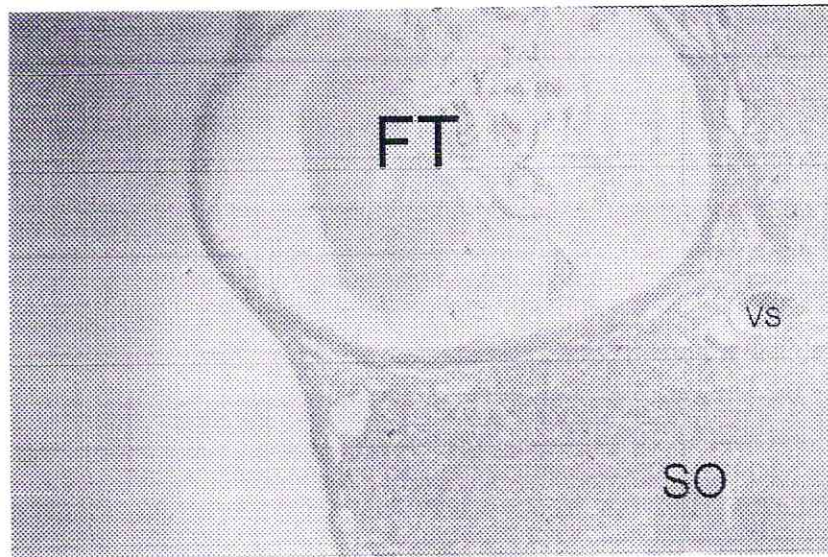
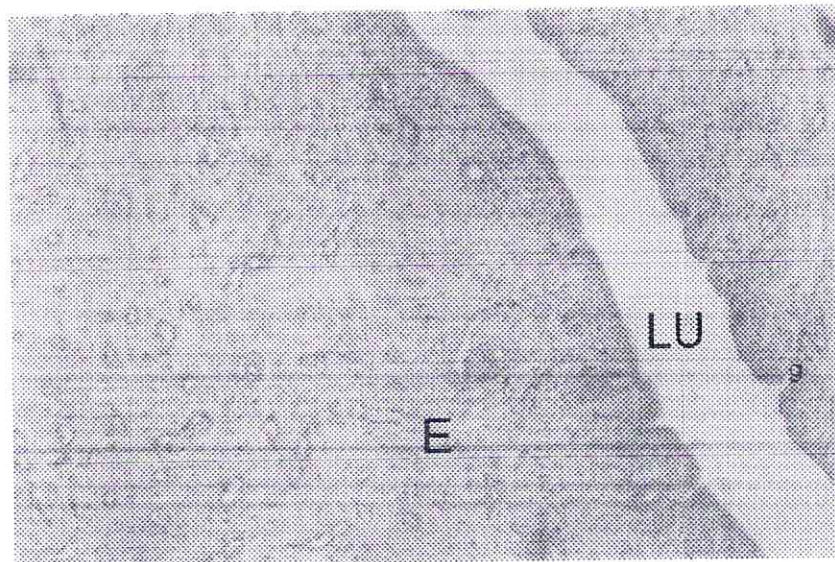


Photo (42) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 11h. G x6.3
Follicule primordial (Fp), follicule primaire (FP), follicule atreétique (FA), tunique
albuginée (T)



**Photo (43) : coupe longitudinale d'un ovaire de lapine sacrifiée à 12h. G x6.3
follicule tertiaire(FT), vaisseaux sanguin(VS), stroma ovarien(SO)**



**Photo (44) : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 12h. Gx12.5
(Utérus au repos sexuel)
Endomètre(E), lumière utérine (LU)**

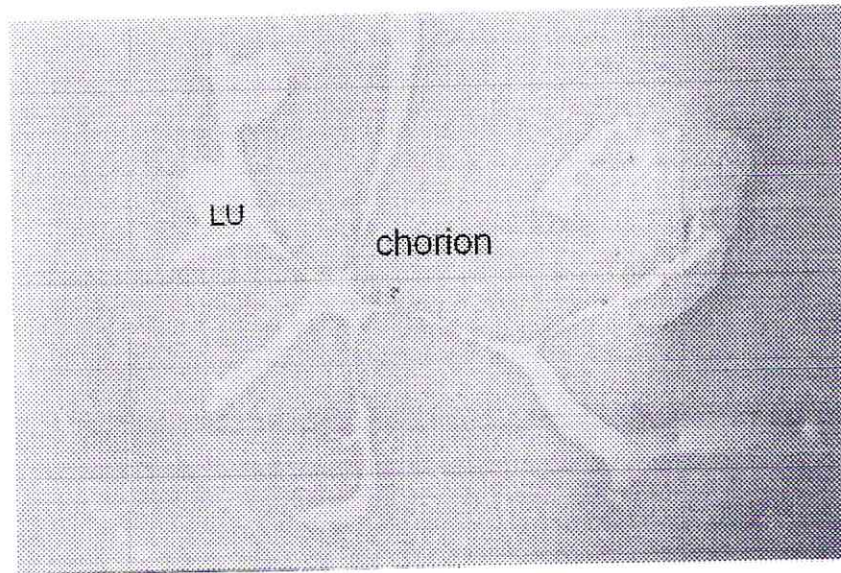


Photo (45) : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 3h.G x6.3
Lumière utérine (LU)

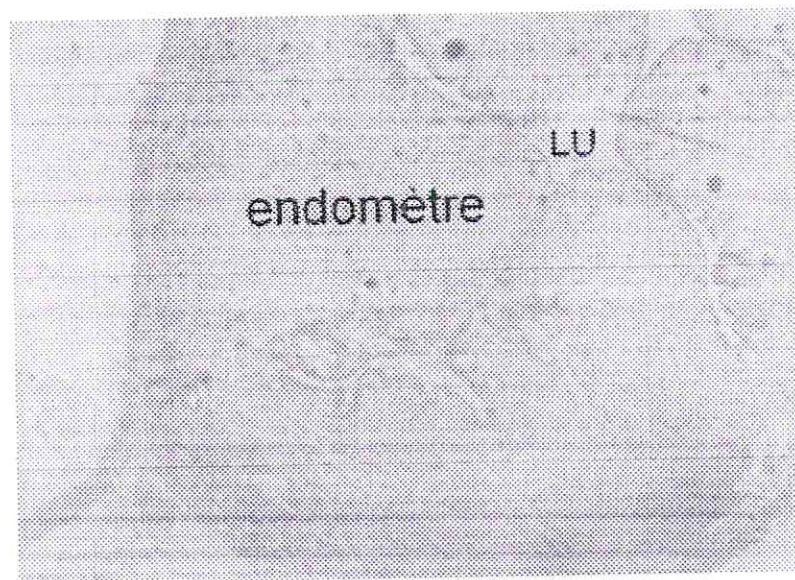


Photo (46) : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 12h.G x6.3
Lumière utérine (LU)

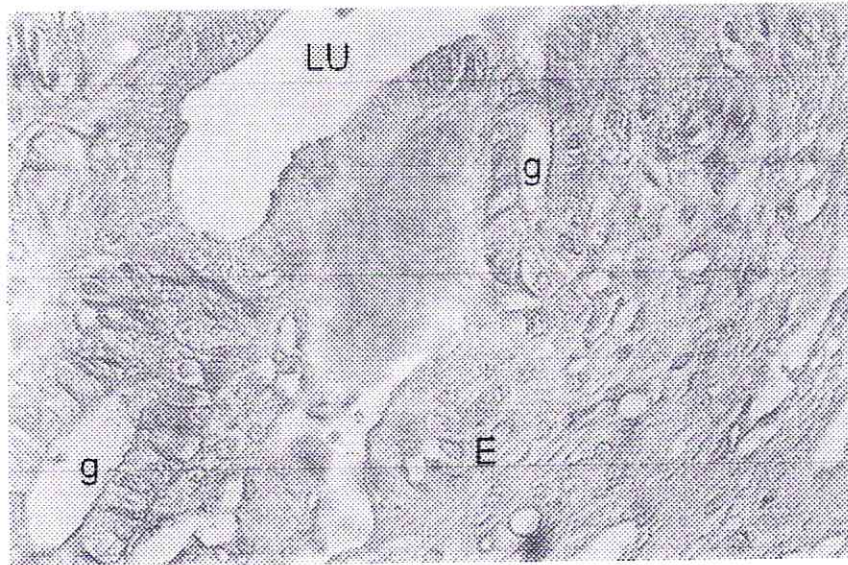


Photo (47) : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 3h. G x50.
Lumière utérine (LU), endomètre(E), glande utérine (g).

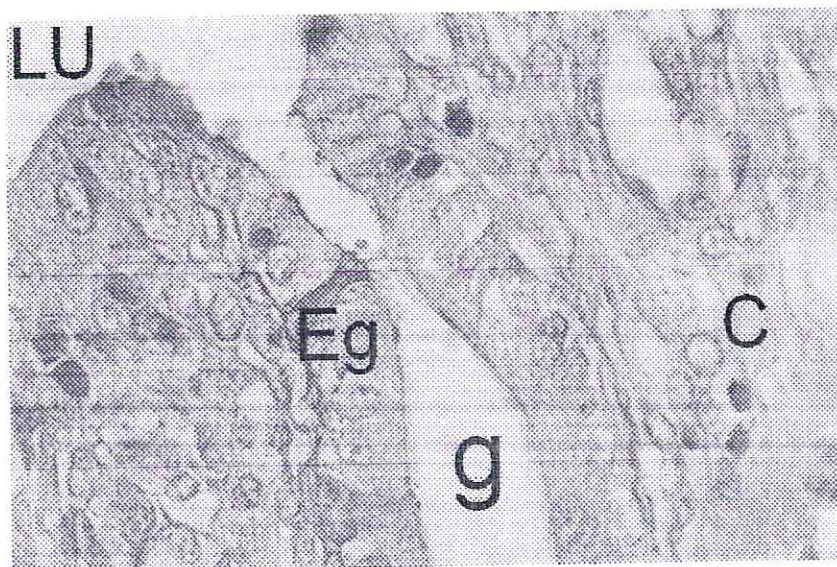
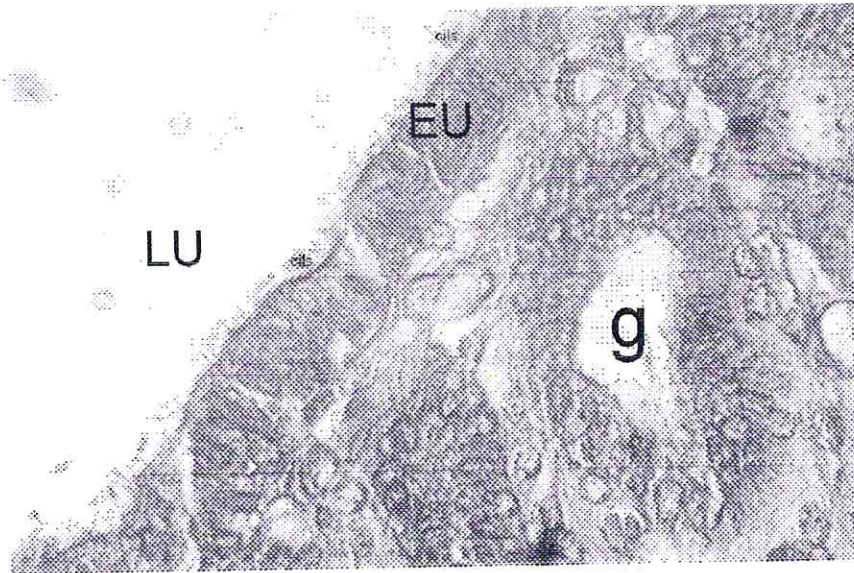


Photo (48) : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 3h. G x100.
Lumière utérine (LU), glande utérine (g), épithélium glandulaire (Eg), chorion(C)



**Photo (49) : coupe transversale d'une corne utérine de lapine sacrifiée à 5h. G x100.
Lumière utérine (LU), glande utérine (g), épithélium glandulaire (Eg)**

4- Conclusion :

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

Cependant ces follicules n'arrivent toujours pas au stade ovulatoire, au contraire ils se dégénèrent se transformant en follicules atrétiques. Il devient donc évident qu'on n'a pas observé de corps jaunes, puisqu'il n'y a pas eu ovulation.

Par ailleurs, l'observation des coupes histologiques au niveau des cornes utérines nous a permis de noter que celles-ci ne subissent pas de changement au cours des intervalles de temps étudiés.

En effet, l'endomètre de ces lapines est compact, envoyant que de glandes utérines rappelant un endomètre en repos sexuel sûrement dû à l'absence de corps jaunes.

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

5- Recommandations et perspectives :

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

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

références bibliographiques

- Adams CE, 1972:** Induction of ovulation and artificial insemination technique in the rabbit. *Vet. Rec.*, 91(8):194-197.
- Adams CE, 1983:** Some recent on reproduction in the rabbit. *Animal Technology*, 34(2), 134-140.
- Adams CE et Coll., 1962:** *J Exp.Zool.*, 151:151-159.
- Ahren K et al, 1974:** Search of arterio-venous shunts in the rabbit ovary in situ using perfusion of micro spheres. *J Reprod. Fert.*, 41:133-142.
- Anonyme, 2006:** www.ac-vesaille.fr/pédagogie/svt/doc ped/banque/histo.htm-9k.
- Armstrong T et Coll., 1975:** Preovulatory elevation of rat ovarian prostaglandins F and its blockade with indomethacin, 99:1144-1151.
- Arveux, 1988:** Production cunicole en période estivale. *Cuniculture* 15 (4); p199-201.
- Bahr J, 1974:** The role of catecholamine and nerves in ovulation. *Biol.Reprod.*10:273-290.
- Bailleul C, 1974:** Thèse Doct.Vet.Lyon. N 62.
- Baker JR, 1958:** Principles of biological microtechnics. New York, John Willy, 357p.
- Bancroft, John D et Stevensen A, 1976:** theory and practice of histological techniques. London, Churchill Livingstone, 364p.
- Baranczuk R et al, 1976:** In vitro ovulation from adult hamster ovary. *Am.J Obstet.Gynec.*124:517-522.
- Barkok A, 1990:** Du lapin au Maroc. Option Méditerranéene 1991.
- Basset DL, 1943:** The changes in the vascular pattern of the ovary in the albino rat during the oestrous cycle. *Am. J Anat.*73:521-591.
- Bedford B, 1968:** VI Congr.Int.Reprod.I.Art.Paris.I.35-37.
- Beers HW et al, 1975:** follicular plasminogen and plasminogen activator and the effect of plasminogen on ovarian follicle wall. *Cell*6:379-385.
- Bennet JP , 1963:** *J Reprod.Fert.*6:61-64.

- Berchiche M, 1992:** Production de viande de lapin en Algérie: étude de quelques situations dans la region de Tizi Ouzou.
- Berchiche M; Zerrouki N, 2000:** Reproduction des femelles de population locale, essai d'évaluation de quelques paramètres en élevage rationnel. 3ème journée de recherché sur les productions animales (conduite et performances d'élevages) Tizi Ouzou 2000, 293-298.
- Berchiche M ; Zerrouki N ; Lebas F ; 2001:** Rabbit rearing in Algeria: Family farms in the Tizi Ouzou area, first international conference on rabbit production in hot climates, 8 September, 2000, Cairo, Egypt. Cahiers option médit. Vol 8-CIHEAM-IMAZ-I.
- Bernard GR, 1975:** Microwave irradiation as a generator of heat for histological fixation. Stain Technology, vol49, n°4, p215-224.
- Bjersing L et Cajander S, 1974 :** Ovulation and the mechanism of follicul rupture. I. Light microscopic changes in rabbit ovarien folliculs prior to induced ovulation. Cell Tissue Res., 149:287-300.
- Blandau RG, 1975:** "Aging gamete" 1 Vol.S.Karger.445p.
- Blandau RJ; Rumery RE, 1963:** Measurement of intrafollicular pressure in ovulatory and preovulatory fillcle of the rat. *Fert. Seril.* 14:330-341.
- Blochert F ; Franchet A, 1990:** Fertilité, prolificité et productivité au sevrage en insémination artificielle: influence de l'intervalle mise bas-saillie sur le taux de fertilité. 5ème journée. Recherche cunicole. Paris. Tome 1.comm 5.
- Bolet G, 1994:** Gégétique et reproduction chez le lapin. Journée AERA-ASFC. 20 javvier 1994.
- Bolet G, 1995:** Reproduction, cuniculture N° 21-22(1) janvier/février 1995.p26-31.
- Bolet G ; Badin L, 1992:** sélection de la fécondité dans les espèces domestiques, prod. Anim. (1992) hors série (éléments de génétique quantitative et application aux populations animales) 129-134.

Bomsel-Helmrich O; Gougeo A; Thebault A , 1979: Healthy and atretic human follicle in the preovulatory phase: Differences in evolution of follicular morphology and steroid content of follicular fluid. *I.Clin. Endocrinol. Metab.*48: 686-694.

Bonnes G et al, 2005: Reproduction des animaux d'élevage. 2^{ème} édition. p405.

Boucher et Nouaille, 1996 : Maladies des lapins. Edition France Agricole. 227p.

Boussit D, 1989: reproduction et insémination artificielle en cuniculture. Edit. Association française de cuniculture. 234p.

Bronson RA; Bryant G; Balk MW; Emanuele N, 1989: Intrafollicular pressure within preovulatory follicles of the pig. *Fertil Steril*; 31:205-213 .

Burr J.H et Daud I.R 1965: the vascular system of the rabbit ovary and its relationship to ovulation. *Anat. Rec.*, 111:273-297.

Caillol M, 1983: Estrous behaviour and circulation progesterone and oestrogen level during pseudopregnancy in the domestic rabbit. *J Phys.*181:568-575.

Cajander S, 1976: Structural alterations of rabbit ovarian follicles after mating with special reference to the overlying surface epithelium. *Cell Tissue Res.*173:437-449.

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

Castellini C, 1996: Recent advances in rabbit Artificial insemination. Proc.6th World Rabbit Congress, Toulouse, France, 9-12/07/1996, vol.2:13-26.

Chauveau A ; Arlwing S, 1981: Traité d'anatomie comparée des animaux domestiques. 1 vol. Bailliere-Paris, 2^{ème} édition, p992.

Chury J et Chra J, 1964: The effect of feeding alfalfa on ovulation and ovum structure in the rabbit. 5th Int. Congr. Anim. Reprod. AI. Trento. Italie, Vol.II, 123-126.

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.

Colombo T ; Zago LG, 1998 : Le lapin : guide de l'élevage rentable. Edition De Vecchi S.A Paris. P120-121, 124.

Corner GW, 1919: On the origin of the corpus luteum of the sow from both granulosa and theca interna. *Am J Anat*; 26:117-183 .

Coudert P; Lebas F, 1984: Effets du rationnement alimentaire avant et après la première gestation sur la productivité et la morbidité des lapines reproductrices. 3^{ème} cong. Mondial de Cuniculture, Rome, Italie, 2, 131.

Courrier R et Jost A, 1969: Sur l'analyse quantitative de l'endocrinologie de la gestation chez la lapine. *CR. Soc. Biol.*, 1939.130,726.

Couthinho RJ et al, 1974: Ovarian contractility. *Basic Life Sci*4:127-137.

Cruikshank WC, 1797: In "Experiments in which on the third day after impregnation the ova of rabbits were found in the fallopian tubes, on the fourth after, in the uterus with the first appearances of the fetus. *Philos Trans R Soc Lond, (Biol)*;87:197-214" .

Dandekar PV et Coll. 1975: *J Reprod.Fertil*.44:13-146.

Delaveau L, 1978 : Chez la lapine, difficultés d'obtenir des saillies fécondantes. *Cuniculture*, 5(4) :159-160.

Deriveaux, 1971: in « production chez les animaux domestiques. II Le mâle. Insémination artificielle ».Ed. Derouaux, Liège, Belgique.

De Rochambeau H., 1990. Objectifs et méthodes de gestions génétiques des populations cunicole d'effectifs limités. In « races et locales méditerranéennes du lapin : gestion et génétique performances zootechniques » option méditerranéenne, CIHEAM, série séminaire n° 8, 1990 : 19-27.

Diaz-Infante A et al, 1974: Effects of indomethacin and prostaglandins F_{2α} on ovulation and ovarian contractility in the rabbit.*Prostaglandins*.5:567-581.

- Dubreuil G, 1917 :** Morphologie et histologie des corps jaunes progestatifs de l'ovaire féminin. Modes de dégénérescence et reliquats. Paris 1917, Vigot Edition.
- Ergon L ; Quinton H, 2000:** Maîtrise de la reproduction chez la lapine. Le point vétérinaire : N°218 :194-197.
- Ergon L; Quinton H, 2001:** Maîtrise de la reproduction chez la lapine, centre d'application de l'ENVA.89380 Champignelle.
- Espey LL, 1972:** Exchange of cytoplasm between two cells of the membrana granulosa in rabbit ovarian follicles. *Biol. Reprod.*6:168-175.
- Espey LL, 1975:** Evaluation of proteolytic activity in mammalian ovulation. In: Reich E, Rifkin DB, Shaw E, eds. Proteases and biological control. Cold Spring Harbor: Cold Spring Harbor Laboratory, 767-776
- Espey LL, 1976:** The distribution of collagenous connective tissue in rat ovarian follicles. *Biol.Reprod.*14:502-506.
- Espey LL et Lipner H, 1963:** Measurement of intrafollicular pressure in the rabbit ovary. *Am. J. Physiol.*, 205:1067-1072.
- Espey LL , 1980:** Ovulation as an inflammatory reaction: a hypothesis. *Biol. Reprod.*, 22:73-106.
- Espey LL; Coons PJ; Marsh JM; LeMaire WJ, 1981:** Effect of indomethacin on preovulatory changes in the ultrastructure of rabbit graafian follicles. *Endocrinology*; 108:1040-1048 .
- Espey LL et al, 1992:** A review of factors that could influence membrane potentials of ovarian follicle cells during mammalian ovulation. *Acta. Endocrinol. Suppl.*2:1-31
- Espey LL ; Lawrence L ; et H. Lipner, 1994:** OVULATION dans « La physiologie de la reproduction » Pression de Raven, New York, pp. 725-780.
- Evans DHL; Murray JG, 1954:** Histological and functional studies on the fibre composition of the vagus nerves of the rabbit. *J. Anat.* 88:320-337.
- Facchini E; Zanon F; Castellani C et Boiti C., 1999.** Hypofertilité chez la lapine : Etude sur les causes possibles et les traitement .8^{èmes} Journ.Rech Cunicole Fr., Paris.159-161.

- Feugier A; Fortun Lamauthe L ; Lamauthe E et Juin H., 2005.** Une réduction du rythme de reproduction et de la durée de lactation améliore l'état corporel et la fertilité des lapines. 11^{èmes} Journ. Rech. Cuni.23-30 Novembre, 2005.107-123.
- Fortun Lamoth F; bolet G, 1995:** les effets de la lactation sur les performances de la reproduction chez la lapine .INRA, production animale .1995; 8(1).49.56.
- Fortun Lamoth L; Mariana JC, 1998:** Effet de la lactation, du bilan énergétique et du rythme de reproduction chez la lapine primipare. 7^{èmes} Journ.Rech.Cunicole, Fr.Lyon 13/14 Avril. 257-260.
- Fortun Lamoth F; SabatierF, 2003:** Estimation de la production laitière des lapines à partir de la croissance des lapereaux. 10^{ème} Journ. Rech. Cunicole, 19/20 Nov., Fr., Paris, p 69-72.
- **Fox RR, 1994:** Taxonomie and genetics.In: Manning PJ, RinglerDH, Newcomer CE (eds) .The biology of the laboratory rabbit. 2nd edn, pp1-25.SanDiego: Academic Press.
- Foxcroft GR; Hasnain R, 1973:** Effect of suckling and time course mating after parturition on reproduction in the rabbit. J. Reprod. Fertil. 33:367-377.
- Fritz HI et al, 1965:** Ovulation from whole ovaries of mice in organ culture. *J. Cell Biol.* 27, 31A.
- Galal ESE et Khalil MH, 1994:** Development of rabbit industry in Egypt. In Rabbit production in hot climates. Options Méditerranéennes.8:43-46.
- Gallas, 1988:** Cité par Boussit1989, p62.
- Gallouin F, 1981:** Particularité de la physiologie de la reproduction chez le lapin. Session ADEPRINA, INAPG, Paris, France.
- Garcéa N, 1974:**Int. J Fert.19:73-79.
- Gimeno M.F; Borda E; Sterin-Borda L ;Vidal J.H et Gemino A.L,1976:** Pharmacologic influences on human ovarian contractions. *Obstet. Gynecol.*, 47:219-222.
- Girod C., 1969:** in «Neuroendocrinologie » Colloque CNRS n°.972:223-233.

- Gondos B, 1970:** granulosa cell-germcell relationship in the developing rabbit ovary. J. embryol. Exp Morph. 23, 449
- Grau H. et Walter P., 1975:** Précis d'anatomie et d'histologie microscopique des animaux domestiques. Vigot, Paris.188p.
- Grenedai I ; Marchetti B ; Maugeri S ;Roxas M.A et Scapnini,V,1978 :**Prevention of compensatory ovarian hypertrophy by local treatment of the ovaries with 6-OHDA. *Neuroendocrinology*.27:272-278.
- Grosalvez LF, 1986:** Actividad ovàrica de la coneja domestica después del parto. Tesis. Doctoral. ETSA. Madrid, Espagne.
- Guraya SS, 1984:** recent advances in the cellular and molecular bi
- Guttmacher MS; Guttmacher AF, 1921:** Morphological and physiological studies of the musculature of the mature graafian follicle of the sow. Johns Hopkins Hosp Bull #9;;32:394-399 .
- Hafez ESE, 1987:** Reproduction infarm animals, 5th edition. Lea & Fbiger, Philadelphia, 1987.
- Hammond J; Marshal FHA, 1925:** Reproduction in rabbit. Oliver and Boyd ed., London.210p.
- HardyC ;Callou,C;Vigne,D.G;Casale,D;Dennebouy,N;Monolou,G.C;Monnerot,M,1995:** Rabbit mitochondrial DNA diversity from prehistoric to modern times J Mol Evol.40 (3):227-37.
- Hartman CG, 1932:** Ovulation and the transport and viability of ova and sperm in the female genital tract. In: Allen E, ed. Sex and internal secretions, Baltimore: Williams & Wilkins Company; 647-688 .
- Hassan NS et al, 1994:** Performances of New Zealand White does as affected by different environmental factors in rabbit in hot climates.Options Méditerranéennes. Vol.8:271-278.
- Heape W, 1905:** Ovulation and degeneration of the ova in the rabbit. Proc Royal Soc Lond (Biol); 76:260-268 .

- Hennaf R; Jauve D; Marionet D, 1988** : Création d'un élevage .6^{ème} édition. Dossier technique économique de la mise en place d'une production rationnelle.
- Hennaf R ; Surdeau, 1981** : effet du génotype, de l'âge et de la saison sur les composantes de la reproduction chez la lapine. ANN. Gén. Sel. Anim. 13(2) 131-150.
- Hill RT, 1949**: Adrenal cortical physiology of spleen grafted and denervated ovaries in the mouse. *Exp: Med. Surg*:86-98.
- Hill RT; Allen E; Kramer TC, 1935**: Cinemicrographic studies of rabbit ovulation. *Anat. Rec.*, 63:239-245.
- Hilliard J, 1973**: Corpus luteum functions in guinea pig, hamster, rats, mice and rabbits. *Biol. Reprod.* 8:203-223.
- Hould R, 1974**: Techniques d'histopathologie et de cytopathologie, Maloine Editeur, Paris. Décarie Editeur Montréal.
- Hulot F et Coll., 1982**: HCG-induced ovulation in two babbit breeds: effects of dose, season and sexuel behaviour. *Livest. Prod. Sci.*, 20:257-267.
- Hulot F et Matheron G, 1981**: Effet du génotype, de l'âge et de la saison sur les composantes de la reproduction chez la lapine. *Ann. Génét. Sél. Anim.* 13 :131-150.
- Jocelyn HD, Setchell BP, 1980**: Translation of Regnier de Graaf. *J Reprod Fertil*, 17(suppl):1-122 .
- Jordan SM, 1970**: adrenergic and cholinergic innervations of the reproductive tract and ovary in the guinea pig and the rabbit. *J. Physiol. (Lond.)* 210:115-117.
- Kannisto P et al, 1984**: intra ovarian adrenergic nerves in guinea pig .development from fetal life to sexual maturity. *Cell Tissue Res.*, 238:235-240.
- Kamel F; Yamani KO; Forghali HM, 1994**: Aptabilty of rabbit to the hot climates. Rabbit production in the hot climats. *Cash option méditerranéenne*. N°8. P65 - 69.

- Lebas F, 1984:** Alimentation des lapines reproductrices, quelques données récentes. Revue avicole, 94^{ème} année, n°4.
- Lebas F, 1975:** Le lapin de chair: ses besoins nutritionnels et son alimentation pratique. INRA
- Lebas F, 1989 :** La production de lapin, association française de cuniculture, Paris, 1989.
- Lebas F, 1991:** Alimentation pratique en élevage cunicole, 5^{ème} journée de la recherche cunicole, communication n° 102, pages 274-281.
- Lebas F; Marionnet D et Henaff R, 1991.** La production du lapin. Technique et documentation LAVIOSIER. (3^{ème} édition), 206p
- Lebas F, 1992:** Alimentation pratique des lapins en engraissement. Cuniculture n°104, pages 83-90.
- Lebas F et Colin M, 1994 :** Production et consommation de viande de lapin dans le monde : tentative de synthèse. Technique d'élevage 6^{ème} journée, recherche cunicole, 6-7 Dec. 1994, la Rochelle, 451-454P.
- **Lebas F ; Coudert P; De Rochambeau H ; Thebault R.G, 1996:** Le lapin : élevage et pathologies. Collection FAO : Production et santé animale. Rome.
- Lebas F, Colin M, 2000 :** production et consommation de la viande du lapin dans le monde. Estimation de l'an 2000, journée internationale de cuniculture, APEZ-24 et 25 de novembre 2000UTAD villa real, Portugal 10 p
- **Lebas F, 2000 :** Physiologie générale du lapin. Association française de cuniculture. P 54,55.
- **Lebas F, 2004:** Elevage du lapin en zone tropicale .cuniculture magazine, vol 31.2004, 3-10p.
- Lebas F, 2006:** Cuniculture, biologie du lapin. [www.cuniculture info.fr](http://www.cuniculture.info.fr)
- Lee W; Novy MG, 1978:** Effects of luteinising hormone and indomethacin on blood flow and steroidogenesis in the rabbit ovary. Biol. Reprod., 18:799-807.
- Legault C., 1998 :** Génétique et prolificité chez la truie : la voie hyper prolifique et la voie sino européenne. INRA Prod. Anim., 11, 214-218.
- Le Maire WJ; Yang NST et Bahrman HN, 1973 :** Preovulatory changes in the concentration of prostaglandins in rabbit Graafian follicles. Prostaglandins, 3:367-376.

- LePere RH; Benoit PE; Hardy RC et Gldzieher JW, 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 Frère Edition. Paris VI°, 1949.
- Lifre, 1995.** Comparaison entre 2 souches de lapin de chair INRA (1029-1077) sur la fertilité, la prolificité et ses composantes biologiques.
- Lofman CO; Brannstrom M; Holmes PV; Janson PO, 1989:** Ovulation in the isolated perfused rat ovary as documented by intravital microscopy. *Steroids*; 54:481-490.
- Long JA; Evans HM, 1911:** The maturation of the egg of the mouse. Carnegie Inst. Washington; 142:1-72.
- Maerteens L et Luzi H, 1997:** effet de l'alimentation sur l'ardeur sexuelle et les qualités de la semence des males. *Cuniculture* n° 135-24, 3-mai/juin 1997.
- Martin GG; Talbot P, 1981:** The role of follicular smooth muscle cells in hamster ovulation. *J Exp Zool*; 216:469-482.
- Martin S ; Donal R, 1976:** Comparaison d'un rythme de reproduction intensif et d'un rythme semi intensif chez la lapine. 1^{er} Congrès Mondial de Cuniculture, Dijon, France.
- Maertins L ; Okerman F, 1988:** Le rythme de reproduction intensif en cuniculture. *Cuniculture*, 15(4), 171-177.
- Magdelaine P, 2003:** Economie et avenir des filières avicoles et cunicole. *INRA Prod. Anim.*, 16(5):349-356.
- Mai H et al, 1975:** Effects of aminophylline imidazole and indomethacin on spontaneous and prostaglandin iduced ovarian contractions in vitro. *Int. J. Fertil.*, 20 : 82-86.
- Maillet M, 1980:** Histologie des organes, 1980. Dans la collection *ACADEMIC PRESS*.
- Maillet M et Coll., 1974:** Histophysiologie de l'appareil génital feminine. 1 Vol. Gauthier. Villars. 253p.

- **May D, 1975:** Anim. Breeding. Abst. 43:253-261.
- Meyers K; Poole WE, 1962:** Oestrus behaviour cycles in the rabbit. Nature (Lond.), 195:358-359.
- Morales TI; Woessner JF; Howell DS; Marsh JM; LeMaire WJ, 1978:** A micro assay for the direct demonstration of collagenolytic activity in graafian follicles of the rat. Biochim Biophys Acta; 524:428-434 .
- Moricard R ; Gothie S, 1946:** Dissociation des cellules de la granulosa et problème d'un mécanisme diastatique dans la rupture du follicule ovarien de lapine. Compt Rend; 140:249-272 .
- Mougel F, 1997:** Variation de trois types de marqueurs génétiques dans l'évolution de l'espèce *Oryctolagus Cuniculus* : aspects moléculaires et relations avec la biologie et la structure de la population. Thèse de Doctorat à l'université de Paris.
- Napier RAN, 1963:** in « Animals for research » Wilane Petter Ed. Acad. Press Londres et New York.
- Neilson D; Jones JS; Woodruff JD; Golbrerg B, 1970:** The innervation of the ovary. *Obstet. Gynecol. Sur.*; 25:889-904.
- **Niederberger V, 1992:** Génétique et élevage du lapin rex: Historique, situation actuelle, perspectives d'avenir. Thèse de vétérinaire d'Al Fort, pp155.
- Nordio- Baldissera, 1980:** Recent advances on rabbit physiology. 2^{ème} Cong. Mondial Cuni., Barcelone, Espagne, 1:1-60.
- Odeblad E, 1954:** Acta. Endocrinol. 15:313-316.
- **Okamura H ; Takenaka A; Yajima Y et Nishimura T, 1980:** Ovulatory changes in the wall at the apex of the human graafian follicle. G.Reprod.Fertil., 58:153-155.
- Ouhayoun J, 1990 :** Abattage et qualité de la viande du lapin, 5^{iem} journée de la recherche cunicole 12-13 décembre 1990 Paris, communication n°40
- Ouhayoun J et Coll., 1996:** 4^{ème} journée de recherche cunicole. Paris (France, Tome 1).

Overstreet JW, 1975: J. Reprod. Fert.39:33-398.

Owman C; Rosengren E; Sjoberg M.O; Svensson K.G et Walles B, 1976: Médiation d'une contractilité dans le follicule de De Graaf humain par des nerfs du système nerveux autonome 255-262, in Saulairac A, Gautray GP, Rousseau JP, Cohen J, *Système nerveux, activité sexuelle et reproduction*. Masson, Paris.

Owman C; Rosengren E; Sjoberg NO, 1967: Adrenergic innervation of the human female reproductive organs. A histological and chemical investigation. *Obstet. Gynecol.*300:763-773.

Pakzad R et Paufler S, 1983: Le transport des spermatozoïdes dans le tractus génital de la lapine, comparaison de la distribution des spermatozoïdes dans le tractus génital de la lapine Néozelandaise et angora. *Zuchtungskunde*, 55(3), 223-239.

Parigi-Bini R et Coll., 1983: the effect of b-carotene on the reproductive performances of female rabbit. Proc. 5th Wrd Conf. Animal Prod., Tokyo, Japon.

Pfluger E, 1859: Ueber die bewegungen der ovarien. *Arch Anat*;1:30-32

Pilawski K, 1969: Seasonal variations of ovulation response time after copulation in the rabbit. *Folia. Biol.*, 17:211-218.

Poirrier J et Coll., 1972: Feuillet d'histologie humaine .Fasc.6et8. Maloine.

Queney G et al, 2002: Different levels of human intervention in domestic rabbits: effects on genetic diversity. *J Hered.*93 (3) :205-9.

Questel, 1984 : Contribution à l'étude de la fertilité chez le lapin domestique. Mémoire de fin d'étude. INA.Paris. Carignon, France.

Rafay J, 1992 : Influence of photoperiodic intervals on biochemical and reproduction traits in broiler rabbit population. 5^{ème} congrès mondial de cuniculture. Oregon 1992, vol 1. P495 - 498.

Rao MC; Richrds JS et Midgley Jr AR, 1978: Hormonal regulation of cell proliferation in the ovary. *Cell.*14: 71.

- Reynolds, S.R.M. 1973** : Blood and lymph.vascular systems of the ovary.In : Hand Book of Physiology, Vol.II,Section 7,pp.261-316,American Physiolgical Society, Washington,D.C.
- Richards JS, 1980**: Maturation of ovarian follicles: actions and interactions of pituitary and
- Rondell P, 1984**: Biophysical aspects of ovulation. Biol. Reprod. Suppl., 2:64-89.
- Roose BI et Koos RD, 1988**: The effect of human follicular fluid on endothelial cells: proliferation and DNA synthesis. Biol. Reprod.1989; 40:88-95.
- Rosengren E: Sjoberg MO, 1967**: The adrenergic nerves supply to the female reproductive tract of the cat. *Am. J Anat.*121:271-284.
- Rouget C, 1858**: Recherche sur les organes érectiles de la femme et sur l'appareil musculaire tubo ovarien dans leurs rapports avec l'ovulation et la menstruation. *J Physiol*,Paris343-1 :320.
- Rougeot J, 1981**: Origine et histoire du lapin. Le lapin; Aspects historiques, culturels et sociaux. Colloque Société d'Ethnozootechnie, Paris15. Ethnozootechnie n°27.
- Roustan J, 1992**: L'amélioration génétique en France: le contexte et les acteurs. Le lapin INRA, production animale, 1992, hors série (élément de génétique quantitative et application aux populations animales).45-47.
- Saimont, 1909** : In Espey et al, 1994
- Sato E; Ishibashi T et Iritani A, 1982**: Purification and action sites of a follicle stimulating hormon inibitor from follicular fluid. *J Anim. Sci.*55:873-877.
- Schochet SS, 1916**: A suggestion as to the process of ovulation and ovarian cyst formation. *Anat Rec*;10:447-457 .
- Secchi J, 1975**: *CR Soc. Biol.*, 167:1331-1334.
- Self DA; Koch AR; Schroeder PC, 1989**: Relaxation-induced contraction of smooth muscle surrounding hamster ovarian follicles. *J Reprod Fertil*; 85:593-603 .
- Smelser GK et Coll., 1934**: The effect of light on ovarian activity in the rabbit. *J. Exp. Biol.*11:352-363.

Smith JT, 1934: Some observations on the rupture of the graafian follicle in rabbits. *Am.J.Obstet.Gynecol.*, 27:728-730.

Sterin Borda et al, 1976: Spontaneous and prostaglandin or oxytocin induced motility of rat ovaries isolated during different stages of the estrous cycle: Effect of norepinephrine. *Fertil. Steril.*, 27:319-327.

Stefenson A; Owman C.M; Sjoberg N.O.Sporrong B et Walles B, 1981: Comparative study of the autonomic innervation of the mammalian ovary with particular regard to the follicular system. *Cell Tissue Res.*, 215:47-62.

Stoffaes J, 1975: Thèse doct. Vet. Toulouse.n°30.

Stricland S et al, 1976: Plasminogen activator in early embryogenesis. Enzyme production by trophoblast and parietal endoderm. *Cell*, 9:231-240.

Takahashi M et al, 1974: Induction of ovulation in hypophysectomized rats by progesterone. *Endocrinology.*, 95:1322-1326.

Testart J; Thibault A, Frydman Ret Papiernik E, 1982: Oocyte and cumulus oophorus changes inside the human the human follicle cultured with gonadotrophins. In *in vitro* fertilization and embryo transfer. ESE Hafez et K Semm (eds). Lancaster. MTP.

Theau Clément M, 1994: Etude de l'efficacité de la PMSG pour induire la réceptivité chez la lapine. *Cuniculture* n°115, 21(1), pages5-11.

Theau Clément M; Poujardieu B et Bellereaud J, 1990 : Influence des traitements lumineux, mode de reproduction et état physiologique sur la productivité de la lapine multipares. 5eme journée de la recherché cunicole en France 12-13 decembre. Paris, tome 1, communication n°06.

Theau Clément M; Poujardieu B, 1994: Influence du mode de reproduction, de la réceptivité et du stade physiologique sur les composantes de la taille de portées des lapines. 5^{ème} journée de la recherché cunicole. La Rochelle 6-7 Décembre. Vol 1, 187-

- Theau Clément M., 2005** : Préparation de la lapine à l'insémination : analyse bibliographique. 11èmes Journ. Rech. Cuni. 23-30 Novembre, 2005, Paris. 111-114.
- Thibault C, 1967**: Analyse comparée de la fécondation et de ses anomalies chez la brebis, la vache et la lapine. Ann. Biol. Anim. Biochem. Biophys. 5-23.
- Thibault C, 1973**: J. Reprod. Fertil. Suppl. 18:39-53.
- Thibault C, 1979**: La fonction ovarienne chez les mammifères, Masson. Paris. 1979
- Thibault C; Gerard M; Menezo Y, 1975**: Preovulatory and ovulatory mechanisms in oocyte maturation. J Reprod. Fert. 45:605-610.
- Thibault C; Levasseur MC, 1988**: Ovulation. Hum. Reprod. 3 :513-523.
- Thibault C., Levasseur M.C, 1991**: La reproduction chez les mammifères et l'homme. 768p. INRA.
- Thibault C. Levasseur M-C et Beaumont A, 1998**: La reproduction des vertébrés. Masson. Paris. 307p.
- Thomson A, 1919**: The ripe human Graafian follicle, together with some suggestions as to its mode of rupture. J Anat; 54:1-40 .
- Uzcategui ME; Johnston NP, 1992**: The effect of 10, 12, and 14 hour continuous and intermittent photoperiods and the reproductive performance of female rabbits. 5th world rabbit congress. Ergon 1992. Vol 1. P 553-559.
- Vaissaire J-P, 1977**: Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire. Maloine SA Editeur.
- Van Den Broek L; Nampo P, 1977**: influence de trois niveaux D'alimentation de lapines futures reproductrices sur l'ardeur sexuelle et la fertilité à quatre mois. Ann. Zootech. 26 (1):565-574.

- Van Den Broek L; Nampo P, 1979:** Influence de l'âge au premier accouplement sur la fertilité de jeunes lapines et leurs performances en première portée. *Ann. Zootech.* 28 (4):443-452.
- Villena FE., Ruiz Matas J., 2003 :** Technicien en élevage, Tome 2, édition Cultural S.A. Poligon Industriel Arroyo molinos. 256-266.
- Virutamasen P; Hickok R.L et Wallach E.E, 1971:** Local ovarian effects of catecholamine on human chorionic gonadotrophin induced ovulation in the rabbit. *Fertil. Steril.* 22:235-243.
- Virutamasen P et al, 1972:** Effects of prostaglandins E₂ and F_{2α} on ovarian contractility in the rabbit. *Fertil. Steril.*, 23:675-682.
- Virutamasen P; Smitarsiri Y et Fuchs A.R, 1976 :** Intraovarien pressure changes during ovulation in rabbits. *Fertil. Steril.*, 27 :188-196.
- Von Winiwarter H, Sain mont G, 1909:** Nouvelles recherches sur l'ovogenèse et l'organogenèse de l'ovaire des mammifères chat. *Arch. Biol., Liège*; 24:627-651 .
- Walles B; Edvinsson L; Owman C; Sjoberg N.O et Svensson K.G 1975:** Mechanical response in the wall of ovarian follicles mediated by adrenergic receptors. *J. Pharmacol. Exp Ther.* 193:460-476.
- Walton A, Hammond J. 1928:** Observations on ovulation in the rabbit. *Brit J Exp Biol*; 6:190-204 .
- Weiner S et al, 1975:** Selective ovarian sympathectomy in the rabbit. *Fertil. Steril.* 26:353-362.
- Weiner S et al, 1977:** The influence of ovarian denervation and nerves stimulation on ovarian contractions. *Am. J. Obstet. Gynecol.*, 128:154-160.
- Wester J, 1921 :** Eierstock und ei. Befruchtung und unfruchtbarkeit bei den haustieren, Berlin: R Schoetz.
- Yamani KA, 1990:** Cité par Colin M, 1994.

Yamani et al, 1991: Non genetic factors affecting rabbit production in Egypt. Option méditerranéenne. Serie séminaire n°17, page 159-172.

Yamani K.A., Daader A.H., Askar A., 1992 Effect of remating interval on the performances of rabbit production and reproduction. Options Méditerranéennes-série séminaire N 17. 159-172.

Youshimura Y, 1988: Effects of prostacyclins on ovulation and microvasculature of the in vitro perfused rabbit ovary. Am J. Obstet. Gynecol.; 195:977-982.

Zachariae F, 1958: Studies on the mechanism of ovulation. Permeability of the blood-liquor barrier. Acta Endocrinol; 27:339-342.

Zerrouki N., Bolet G., Berchiche M., Lebas F., 2004. Breeding performans of kabylian rabbits does in Algeria. In: reproduction in the 8th W. R. C., Puelba, Mexico, 371-377.

Zerrouki N., Kadi S.A., Berchiche M., Bolet G., 2005. Evaluation de la productivité des lapines d'une population locale algérienne en station expérimentale et dans les élevages. 11^{ème} Journ. Rech. Cuni. 23-30. Novembre, 2005, Paris. 11-14.