

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement supérieur et de la recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou

Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques



THESE

Présentée par

LAKABI Lynda

En vue de l'obtention du titre de

DOCTEUR EN SCIENCES BIOLOGIQUES

Option : Physiologie animale

THÈME

**Etude du développement postnatal des structures
gonadiques et qualité de la semence du lapin mâle de la
population blanche**

Devant le jury composé de :

M^r BERCHICHE Mokrane	Professeur	UMMTO	Président
M^{me} ZERROUKI-DAOUDI Nacira	Professeur	UMMTO	Rapporteur
M^{me} BENABDESSELAM Roza	MCA	UMMTO	Examinatrice
M^{me} LEBAILI Nemcha	Professeur	ENS/Alger	Examinatrice
M^{me} BOUMAHDJ-MERAD Zoubeida	MCA	USD/Blida 1	Examinatrice
M^r LAMARA Ali	MCA	ENSV/Alger	Examineur

Avant-propos

Mon travail de thèse s'inscrit dans le cadre de la thématique de recherche de l'équipe du professeur ZERROUKI portant sur le développement de l'élevage du lapin local. Sa réalisation n'aurait pas été menée à terme, aujourd'hui, sans la présence de ceux-là qui m'ont apporté, chacun à sa manière, son soutien, ses encouragements et son réconfort lorsque la pression de l'exercice devient pesante. Je voudrais leur témoigner, ici, mes remerciements et saluer la patience qu'ils ont eue à mon égard.

Madame le Professeur **ZERROUKI-DAOUDI Nacira**, vous avez accepté de diriger mon travail de recherches et m'avez accompagné avec patience durant tout ce parcours, chaque fois que j'en avais besoin. Je n'oublierai pas vos discussions enrichissantes, vos observations, vos corrections et vos conseils judicieux, me ramenant sur ma ligne directrice en permanence. Grâce à vos encouragements, ce travail a pu être réalisé. Permettez-moi de vous exprimer ma profonde gratitude et ma reconnaissance.

Monsieur le Professeur **BERCHICHE Mokrane**, de l'UMMTO, l'intérêt que vous avez porté à mon travail et la confiance que vous m'avez accordée en acceptant de présider la commission d'examen de mes travaux de thèse doctorale m'ont beaucoup réconforté. C'est pour moi un honneur de vous compter parmi les membres de ce jury. Je voudrais vous exprimer ma gratitude et mes remerciements respectueux.

Je voudrais aussi exprimer mes sincères remerciements à Madame **BENABDESSELAM Roza**, Maître de Conférences A à l'UMMTO, pour avoir accepté de participer à cette commission d'examen et me faire bénéficier de ses critiques éclairées.

C'est avec plaisir que je remercie Madame le Professeur **LEBAILI Nemcha** de l'université de l'ENS, Madame **BOUMAHDJ-MERAD Zoubaida** Maître de Conférences A à l'université de Blida et Monsieur **LAMARA Ali** Maître de Conférences A à l'université de l'ENSV qui ont, tous, accepté de s'associer au jury de cette thèse et me permettre de bénéficier, chacun de l'expertise de son propre domaine, et aller de l'avant. Je voudrais vous assurer de ma reconnaissance et vous adresse nos plus vifs remerciements.

Je désire remercier très particulièrement mon ami le Docteur **Rafik MENAD**, maître de conférences B de l'université de Houari Boumediane qui a contribué très efficacement à l'élaboration du manuscrit de la thèse et de la publication. Tes conseils précieux à tous les niveaux du travail analytiques et rédactionnels m'ont tout simplement permis d'avancer et de concrétiser ce travail. Je voudrais te témoigner ma profonde reconnaissance et mon amitié. Merci Rafik, pour tes encouragements et ton soutien moral précieux.

Je remercierai aussi ma collègue et amie **Zahia HAMIDOUCHE**, Maître de Conférence A. Ton arrivée à l'UMMTO, m'a permis de réaliser un pas gigantesque dans mon travail puisque tu nous a permis de nous mettre en contact avec les laboratoires de recherche de l'INRA de Jouy-en-Josas, équipe «Biologie du développement et reproduction». C'est ainsi que j'ai bénéficié d'un stage pratique en histomorphométrie me permettant l'analyse de mes échantillons. Merci pour ta collaboration scientifique, tes encouragements et ton amitié.

Je tiens à remercier également mon amie et collègue de travail **Safia CHOUGAR**, pour son aide et son soutien et ces précieux conseils qui m'ont apporté beaucoup. Merci pour ton amitié et tes encouragements.

Je tiens à remercier nos collaborateurs **qui nous ont ouvert leurs laboratoires pour nous faciliter le déroulement de nos expérimentations :**

Le Docteur **G. Golivet**, UMR BDR, qui m'a reçue au sein de son laboratoire, le Docteur A. Tarrade qui m'a initié à l'imagerie pour l'histomorphométrie, sans oublier l'apport précieux du Docteur M. Charlier, UMR GABI pour le scan de mes lames histologiques sur nanozoomer. Merci Mesdames pour ce sens de la recherche et de la collaboration, pour ces sourires inépuisables et pour vos aides techniques inestimables.

Le Docteur **M. CHARLIER**, INRA Jouy en Josas (France), pour le scan des lames histologiques par le nanozoomer. Merci Madame pour votre aide et votre sens de recherche et de collaboration.

Docteur **A. HENNEB**, chef de service du laboratoire d'anatomopathologie du CHU Nedir Mohamed Tizi-Ouzou. Je vous suis très reconnaissante pour cette ouverture, pour m'avoir permis de réaliser la partie histologique de mon travail au sein du laboratoire et pour vos encouragements.

Je n'oublie pas de remercier le responsable de la station d'élevage de Djebba à Ouaguenoun, **Brahim** qui m'a ouvert les portes de sa station et mis à ma disposition les animaux afin de réaliser mon expérimentation. Je vous remercie pour votre esprit de collaboration, de communication et pour votre gentillesse et votre agréable accueil. Ce fut un plaisir d'échanger avec vous. .

Enfin, nous ne saurions oublier de remercier tous ceux qui nous ont aidées et soutenues tout au long de ce travail, qu'ils soient collègues à la Faculté des Sciences Biologiques et Agronomique de UMMTO ou simplement amis.

Enfin, comment pourrais-je oublier de remercier ceux qui me tiennent à cœur, qui ont eu à supporter mes angoisses, mes craintes et essuyer mes larmes, qui ont su m'entourer de douceur et de tendresse et me soutenir dans les moments difficiles. Je veux parler de ma mère, de mes sœurs : Nadia et Zohra ainsi que leurs époux ; de mes frères : Amar, Belkacem et Mourad et toute leur familles ; mon époux Hamza et mes enfants, les prunelles de mes yeux : Yanis, Sonya, Elyas et Myra et tous mes neveux et nièces.

Merci à tous

Je voudrais que mon travail soit un hommage vibrant à celui qui est parti juste au moment où je faisais mes premiers pas dans la recherche, qui m'a appris à suivre ma voie pour réaliser mon rêve ...qui fut le sien.

A la mémoire de mon Père

Liste des figures et planches

Liste des figures

Figure 1 : Appareil génital du lapin mâle. A: Photos, B: schéma selon Lebas et <i>al.</i> , 1996....	13
Figure 2 : Anatomie et régionalisation de l'épididyme (Modifié d'après Hermo et Robaire, 2002).....	16
Figure 3 : Structures intra-testiculaires (Muller et Clos, 1997 Modifié).....	18
Figure 4 : Détail d'une portion de tubule séminifère de lapin (Junqueira et Carneiro, 2007).	19
Figure 5 : Représentation schématique de l'épithélium épididymaire (Girouard, 2009).....	25
Figure 6 : Schéma représentatif de l'épididyme de la souris et du rat, montrant les différents segments et illustrant les différents types de cellules épithéliales et les cellules dendritiques (Breton et Da Silva, 2012).....	25
Figure 7 : Représentation schématique de la sécrétion apocrine dans les cellules principales de l'épididyme (Girouard, 2009).....	28
Figure 8 : Développement chronologique de la différenciation chez le lapin mâle (Alvarino, 2000).....	30
Figure 9 : Evolution du poids des testicules chez le jeune mâle (Souche moyenne pesant 4Kg adulte) (Prud'hon, 1973 cité par Lebas, 2009)	31
Figure 10 : Evolution des concentrations plasmatiques en testostérone, LH et FSH (pg/ml) chez le lapin mâle avec l'âge (Berger <i>et al.</i> , 1982)	36
Figure 11 : Cycle spermato-génétique chez le lapin (Boussit 1989).....	37
Figure 12 : Différenciation germinale schématisée (Marieb, 2006).....	38
Figure 13 : Durée du transit (en jour) des spermatozoïdes dans la tête (noir), le corps (clair) et la queue (gris) de l'épididyme chez différentes espèces (Robaire et Hermo, 1988).....	43
Figure 14 : Relations paracrines entre les cellules de Leydig, les cellules péritubulaires, les cellules de Sertoli et les cellules germinales (Dadoune et Demoulin, 2011modifié).....	46
Figure 15 : Schémas de spermatozoïde de mammifère (Le Moigne et Foucrier, 2009).....	59
Figure 16 : Test de vitalité spermatique sous frottis colorés. A. Eosine/Nigrosine optique à champ brillant ; B. Frottis ethidium bromide/ acridine orange (Carluccio et <i>al.</i> , 2004 ; Anonyme 1, 2010)	73
Figure 17 : Différents degrés de HOST chez le spermatozoïde (Anonyme 1, 2010)	74
Figure 18 : Données météorologiques mensuelles de la station de Tizi-Ouzou durant la période allant de 2009 à 2015	77
Figure 19 : Phénotype des lapins étudiés dans la station d'élevage de Djebba (Originale, 2016).....	78

Liste des figures et planches

Figure 20 : Appareil génital du lapin (Originale, 2014)	80
Figure 21 : Vues dorsales des gonades (Originale, 2014)	80
Figure 22 : Conduite expérimentale pour l'analyse de semence.....	82
Figure 23 : Appareil de la circulation du laboratoire d'anatomo-pathologie du CHU de Tizi-Ouzou (Originale, 2015)	84
Figure 24 : Machine à enrobage du laboratoire d'Anatomo-pathologie du CHU de Tizi-Ouzou (Originale, 2015)	85
Figure 25 : Dispositif permettant de faire des coupes : microtome à gauche et bain Marie à droite (Originale, 2013)	86
Figure 26 : Batterie de coloration du Trichrome de Masson dans une hotte (Originale, 2013)	87
Figure 27 : Exemple d'une page du logiciel « Axio vision » avec les paramètres mesurés (Originale, 2013)	88
Figure 28 : Technique d'analyse des coupes. A : Nano Zoomeur Digital. B : Exemple d'une page du logiciel d'analyse d'image «MERCATOR explora nova » (Originale, 2013)	88
Figure 29 : Photographies du vagin artificiel utilisé (Originale, 2012). (A) vagin artificiel préparé ; (B) chauffage à l'étuve du matériel de collecte.....	89
Figure 30 : Photographie du matériel d'analyse de semence (Originale, 2012)	90
Figure 31 : Photographie de la collecte de semence (Originale, 2012)	91
Figure 32 : Représentation d'une grille d'hématimètre de THOMAS.....	94
Figure 33 : Evolution des poids vif en fonction de l'âge	99
Figure 34 : Evolution du poids des testicules en fonction de l'âge	101
Figure 35 : Evolution du poids des testicules droit (D) et gauche (G) en fonction de l'âge .	102
Figure 36 : Evolution du poids des testicules relatif à 100g de PV en fonction de l'âge	102
Figure 37 : Evolution du volume des testicules en fonction de l'âge	103
Figure 38 : Evolution du poids des épидидymes en fonction de l'âge	104
Figure 39 : Evolution du poids des épидидymes proximaux et distaux en fonction de l'âge..	105
Figure 40 : Evolution du poids des épидидymes relatif à 100g de PV en fonction de l'âge...	105
Figure 41 : Evolution du volume épидидymaires en fonction de l'âge	106
Figure 42 : Evolution du diamètre des tubes séminifères des lapins de la population blanche en fonction de l'âge	111
Figure 43 : Evolution du volume des différentes structures du tube séminifère des lapins de la population blanche âgés de 12 et 20 semaines	113

Liste des figures et planches

Figure 44 : Evolution du volume des différentes structures du tube séminifère des lapins de la population blanche âgés de 4 à 28 semaines	114
Figure 45 : Evolution du volume des différentes structures du tube séminifère des lapins de la population blanche âgés de 4 à 28 semaines	115
Figure 46 : Evolution du poids vif des lapins durant la période expérimentale chaque semaines chez les lapins âgés de 28 à 32	116
Figure 47 : Photographies de quelques types d'anomalies morphologiques observées sur un frottis coloré à l'Eosine-Nigrosine (Originale, 2012).....	124
Figure 48 : Graphe des centiles et corrélation entre % N et % Flagel (T).....	125
Figure 49 : Distribution des données en termes de volume, concentrations, motilités et taux de spermatozoïdes normaux.....	126
Figure 50 : Distribution du volume, concentration, motilité massale et pourcentage de motilité enregistrés par mâle.....	130
Figure 56 : Courbe de corrélation temps T2-T1 avec la concentration.....	133

Liste des planches

Planche 01 : Structure histologique du testicule du lapin âgé entre 4 et 16 semaines.....	108
Planche 02 : Structure histologique du testicule du lapin âgé entre 18 et 28 semaines.....	110

Liste des tableaux

Tableau 1 : Performances moyennes de reproduction résultats obtenus à Baba Ali avec les 3 génotypes (Lebas et <i>al.</i> , 2010).....	12
Tableau 2 : Performances moyennes de croissance (Résultats obtenus à Baba Ali avec les 3 génotypes) (Lebas et <i>al.</i> , 2010).....	12
Tableau 3 : Age et poids à la première saillie en fonction de l'origine de l'animal (Synthèse des références bibliographiques).....	34
Tableau 4 : Influence du lieu de prélèvement des spermatozoïdes sur le pouvoir fécondant (Orgebin-Crist, 1967 cité par Boussit, 1989)	41
Tableau 5 : Composition du plasma séminal (Boussit, 1989, Alvarino, 2000).....	60
Tableau 6 : Caractéristiques de la semence des différents types génétiques (Synthèse des références bibliographiques)	63
Tableau 7 : Effet d'âge sur les caractéristiques de la semence	65
Tableau 8 : Effet saison sur les caractéristiques de la semence (Synthèse des références bibliographiques)	66
Tableau 9 : Effet la photopériode sur les caractéristiques de la semence (Theau-Clément, 1994)	67
Tableau 10 : Effet de la fréquence de collecte sur les caractéristiques de la semence (Synthèse des références bibliographiques)	69
Tableau 11 : Effet de l'ordre de l'éjaculat sur les caractéristiques de la semence (Synthèse des références bibliographiques)	69
Tableau 12 : Effet numéro de portée des mâles sur les caractéristiques de la semence (Theau- Clément et <i>al.</i> , 2009)	70
Tableau 13 : Effet opérateur sur les caractéristiques de la semence Theau-Clément <i>et al.</i> , (2009)	70
Tableau 14 : Grille de notation de la motilité massale de Petitjean en 1965	92
Tableau 15 : Grille d'Andieu (1974) pour notation de la motilité individuelle.....	93
Tableau 16 : Composition chimique de l'aliment commercial fabriqué à Bouzarèah et Freha.....	97
Tableau 17 : Dosage des paramètres biochimiques (glycémie, cholestérol et triglycérides) des lapins âgés entre 12 et 20 semaines	98
Tableau 18 : Evolution des poids vifs, poids testiculaire, poids épидидymaire et leurs volume.....	100
Tableau 19 : Variation des paramètres microscopiques du tube séminifère sur des testicules des lapins de la population blanche, en fonction de l'âge	112

Liste des tableaux

Tableau 20 : Poids Factoriels sans rotation et extraction des composantes principales (poids marqués >0,70)	114
Tableau 21 : Températures et hygrométries ambiantes moyennes (moyenne $\pm$ écart-type) enregistrés dans les clapiers.....	115
Tableau 22 : Réponses aux sollicitations et taux de récoltes utiles.....	116
Tableau 23 : Volume de l'éjaculat en fonction de la semaine de prélèvement et l'ordre de sollicitation (en ml).....	119
Tableau 24 : Concentration de l'éjaculat en fonction de la semaine de prélèvement et l'ordre de sollicitation.....	120
Tableau 25 : Motilité de l'éjaculat en fonction de la semaine de prélèvement et l'ordre de sollicitation.....	122
Tableau 26 : Morphologie de l'éjaculat en fonction de la semaine de prélèvement et l'ordre de sollicitation.....	123
Tableau 27 : Valeurs moyennes globales des différentes caractéristiques de la semence....	127
Tableau 28 : Présentation des caractéristiques de semence par mâle.....	128
Tableau 29 : Présentation des comparaisons des volume, concentration, motilité massale et pourcentage de motilité entre mâles.....	131
Tableau 30 : Corrélation linéaire entres différentes caractéristiques de la semence.....	132

Abréviations

Abréviation	Signification
Spz	Spermatozoïde(s)
TSE	total sperm per ejaculat (taux de spermatozoïdes par éjaculats)
MSE	motile spermatozoa per ejaculat (taux de spermatozoïdes motiles)
LPS	lipopolysaccharides
PMSG	Pregnant Mare Serum Gonadotropin
FSH	Folliculo Stimulating Hormone
LH	Luteinizing Hormone
INRA	Institut National de la Recherche Agronomique
ITELV	Institut Technique des Elevages
EGF	Epidermal Growth Factor
ABP	Androgen Binding Protein
AMH	Anti-Mullerian Hormone
PA	Activateur de Plasminogène
IGF	Insuline Growth Factor
ET	Endothéline
SGP	Sulfoglycoprotein
kDa	Kilo Dalton
POMC	Paro-Opiomélanocortine
TGF	Transforming Growth Factor
IL	Interleukine
HCO₃	Bicarbonate
ARNm	Acide Ribo Nucléique messenger
GPI	Glycosyl Phosphatidyl Inositol
DHT	Dihydrotestostérone
ADN	Acide Désoxyribonucléique
GPC	Glycérol Phosphoryl Choline
AMPc	Adénosine Monophosphate Cyclique
CRES	Cystatin-Related Epididymal Spermatogenic
PC2	Prohormone Convertase 2
GPX5	glutathion peroxydase 5
GnRH	Gonadotropin Releasing Hormone
EM	Eminence Médiane
ICSH	Interstitial Cell Stimulating Hormon)
hCG	Human Chorio-Gonadotropin
FGF	Fibroblast Growth Factor
TNF	Tumor Necrosis Factor
CRH	Corticotrophin Releasing Hormone
ANF	Atrial Natriuritic Factor
GH	Growth Hormone
GABA	Acide Gamma-Amino -Butyrique
CRF/H	Corticotrophin Releasing Factor/Hormone
SBP	Steroid-Binding Protein
REα	Récepteur des Œstrogènes α
R-OT	Récepteur de l'ocytocine
T3	Tri-iodothyronine

T4	Tétra-iodothyronine
Prl	Prolactine
ACE	Angiotensin Converting Enzyme
CFTR	Cystic fibrosis transmembrane conductance regulator
PDGF	Platelet-Derived Growth Factor
HGF	Hepatocyte Growth Factor
VEGF	Vascular Endothelial Growth Factor
NGF	Nerve Growth Factor
Mm	Motilité massale
Mi	Motilité individuelle
Cn	Concentration
CASA	Computer Assisted Sperm Analysis
HOST	Hypo-Osmotic Swelling Test
CMV	Complément Minéral Vitaminé
ONM	Office National de Météorologie
ESM	Erreur Standard à la Moyenne
ACP	Analyse en Composante Principale
GOD	Glucose Oxydase Dextrogyre
H₂O₂	Peroxyde d'hydrogène
POD	Peroxydase
CV	Coefficients de Variation
PV	Poids Vif

SOMMAIRE

Liste des figures et planches
Liste des tableaux
Abréviations

Introduction générale

Partie bibliographique

Chapitre I – Historique du lapin et différents types génétiques existants en Algérie

1. Systématique et origine du lapin.....	3
2. Lapin en Algérie.....	4
3. Elevage du lapin en Algérie.....	4
4. Histoire du lapin local.....	5
4.1. Secteur traditionnel.....	5
4.2. Secteur rationnel.....	6
5. Caractérisation de la cuniculture en Algérie.....	6
6. Races de lapin	7
6.1. Notion de races.....	7
6.2. Naissance des races de lapin et leurs critères de classement.....	7
6.2.1. Naissance des races de lapin.....	7
6.2.2. Critères de classification des races de lapin.....	8
6.2.2.1. Groupes de races selon l'origine et la zone géographique.....	8
6.2.2.2. Groupes de races selon la taille ou le poids adulte.....	8
7. Population locales et souches de lapin.....	9
7.1. Population.....	9
7.2. Population locale	9
7.3. Souche	9
8. Caractéristiques générales des différents types génétiques existants en Algérie.....	10
8.1. Population locale	10
8.2. Population blanche.....	10
8.3. Souche améliorée ou souche synthétique " S".....	10

SOMMAIRE

Chapitre II – Rappels Anatomo-histologie de l'appareil reproducteur mâle du lapin

1. Anatomie de l'appareil reproducteur mâle.....	13
1.1. Testicule.....	14
1.1.1. Caractéristiques et position des testicules.....	14
1.1.2. Enveloppes testiculaires.....	14
1.2. Epididyme.....	15
1.3. Canal déférent.....	16
1.4. Urètre.....	16
1.5. Glandes annexes.....	17
1.5.1. Vésicule séminale.....	17
1.5.2. Glande vésiculaire (proprostata ou prostate craniale).....	17
1.5.3. Prostate, glandes paraprostatiques et glande de Cowper.....	17
2. Histologie du testicule et de l'épididyme.....	18
2.1. Histologie du testicule.....	18
2.1.1. Tubes séminifères	18
2.1.2. Tissu interstitiel.....	19
2.1.3. Liquide des compartiments intra-testiculaires.....	20
2.1.4. Cellules de Sertoli.....	20
2.1.4.1. Caractéristiques structurales et fonctions.....	20
2.1.4.2. Protéines spécifiques	21
2.1.4.2.1. Inhibine et activine.....	21
2.1.4.2.2. Androgen Binding Protein (ABP).....	21
2.1.4.2.3. Hormone antimüllérienne (AMH).....	21
2.1.4.3. Protéines non spécifiques	22
2.1.4. Cellules de Leydig.....	22
2.1.4.4. Caractéristiques structurales.....	22
2.1.4.5. Facteurs synthétisés par les cellules de Leydig.....	23
2.2. Histologie de l'épididyme.....	23
2.2.1. Cellules principales	24
2.2.2. Cellules basales	24
2.2.3. Cellules en halo	26
2.2.4. Cellules claires	26
2.2.5. Cellules apicales	26

SOMMAIRE

2.2.6. Lumière du canal épидидymaire.....	26
2.2.7. Mode de sécrétion de l'épididyme	27
2.2.7.1. Sécrétion mérocrine	27
2.2.7.2. Sécrétion apocrine	27

Chapitre III– Physiologie de la reproduction

1. Développement des gonades et puberté	30
1.1. Développement pondéral	31
1.2. Développement de l'appareil génital externe.....	31
1.3. Maturation sexuelle	32
1.3.1. Phase infantile	32
1.3.2. Phase prépubertaire.....	32
1.3.3. Puberté	32
1.3.4. Maturité sexuelle	33
1.4. Développement comportemental.....	35
1.5. Développement hormonal	35
1.5.1. Gonadostimuline.....	35
1.5.2. Androgènes	35
2. Spermatogénèse : production de gamètes mâles	36
2.1. Cycle spermato-génétique	36
2.2. Production de spermatozoïdes par le testicule	38
2.3. Maturation épидидymaire	38
2.3.1. Composition du liquide épидидymaire	39
2.3.1.1. Réabsorption d'eau, d'ion et de protéines	39
2.3.1.2. Sécrétion de substance organique et concentration des substances sanguines dans la lumière du tube	40
2.3.2. Modifications morphologiques des spermatozoïdes	40
2.3.3. Apparition du pouvoir fécondant.....	40
2.3.4. Acquisition de la mobilité	41
2.3.5. Modification des protéines membranaires du spermatozoïde.....	42
2.3.6. Stockage des spermatozoïdes	42
2.3.7. Autres fonctions de l'épithélium épидидymaire	43
2.3.8. Transit épидидymaire	43

SOMMAIRE

3. Régulation hormonale de la fonction de reproduction	44
3.1. Régulation du testicule endocrine	44
3.1.1. Axe hypothalamo-hypophyso-gonadique	44
3.1.1.1. Au niveau hypothalamique	44
3.1.1.2. Au niveau hypophysaire	44
3.1.1.3. Au niveau testiculaire	45
3.1.2. Rétrocontrôle de la sécrétion des gonadotrophines par le testicule	45
3.1.3. Régulation intragonadique des fonctions testiculaires (Régulation paracrine et autocrine)	45
3.1.4. Effets d'autres facteurs sur la fonction testiculaire	48
3.2. Régulation des fonctions de l'épithélium épididymaire	49
3.2.1. Contrôles endocriniens	50
3.2.1.1. Androgènes	50
3.2.1.2. Œstrogènes	50
3.2.1.3. Hormones corticosurréaliennes	51
3.2.1.4. Hormones thyroïdiennes	51
3.2.1.5. Prolactine (Prl)	52
3.2.1.6. Ocytocine (OT)	52
3.2.1.7. Inhibine, activine et follistatine	53
3.2.1.8. Mélatonine	53
3.2.2. Contrôle paracrine et/ou autocrine	54
3.2.2.1. Angiotensine II	54
3.2.2.2. Ions et eau	54
3.2.3. Contrôle lumicrine	55
3.2.3.1. Endothéline (ET)	55
3.2.3.2. Androgènes	55
3.2.3.3. Facteurs de croissance	55
3.2.3.4. Spermatozoïdes	56

Chapitre IV – Caractéristiques de la semence chez le lapin

1. Caractéristiques physico-chimiques du sperme de lapin adulte	58
1.1. Caractéristiques générales de la semence du lapin	58
1.1.1. Composition de la semence du lapin	58

SOMMAIRE

1.1.2. Spermatozoïdes	58
1.1.3. Plasma séminal	59
1.1.4. Granules séminales	60
2. Relation entre les caractéristiques de la semence et les performances de reproduction	61
3. Facteurs de variation de la production spermatique	61
3.1. Facteurs liés à l'animal	62
3.1.1. Variabilité individuelle	62
3.1.2. Type génétique	62
3.1.3. Effet âge	64
3.1.4. Etat sanitaire des mâles	65
3.2. Facteurs liés à l'environnement	65
3.2.1. Effet saison	65
3.2.2. Effet température	66
3.2.3. Effet lumière	67
3.2.4. Alimentation	67
3.3. Facteurs liés à la conduite d'élevage	68
3.3.1. Rythme de collecte	68
3.3.2. Ordre de l'éjaculat	69
3.4. Autres facteurs	70
4. Etude des techniques d'évaluation spermatique	71
4.1. Analyses préliminaires	71
4.2. Analyse de concentration spermatique	71
4.3. Analyse de la mobilité	72
4.4. Analyse de la viabilité	72
4.5. Analyse de la morphologie	74
4.6. Autres analyses	74

Partie expérimentale

Chapitre I – Matériel et Méthodes

1. Objectifs	75
2. Lieu d'expérimentation et condition d'élevage.....	75
2.1. Lieu du déroulement de l'expérimentation	75

SOMMAIRE

2.2. Descriptif des bâtiments utilisés dans la station	76
2.3. Données météorologiques de la région de Djebba.....	76
3. Matériel biologique.....	77
4. Alimentation et abreuvement	78
5. Conduite expérimentale	79
5.1. Première expérimentation : Développement postnatal des structures gonadiques en fonction de l'âge : étude histologique et morphométrique	79
5.2. Deuxième expérimentation : Evaluation de la production spermatique.....	81
6. Méthodes d'études.....	83
6.1. Dosage des paramètres biochimiques	83
6.2. Etude histologique	83
6.2.1. Fixation des échantillons	83
6.2.2. Déshydratation et éclaircissement	83
6.2.3. Imprégnation	84
6.2.4. Inclusion	84
6.2.5. Confection des coupes et collage	85
6.2.6. Déparaffinage et réhydratation	86
6.2.7. Coloration topographique	86
6.2.8. Observation des lames	87
6.3. Etude Histomorphométrie	87
6.4. Analyse de la semence.....	89
6.4.1. Matériel de collecte : Vagin artificiel	89
6.4.2. Matériel d'analyse de semence	89
6.4.3. Collecte de semence	90
6.4.4. Analyse spermatique	91
6.4.4.1. Couleur.....	91
6.4.4.2. Volume	92
6.4.4.3. Notation de la motilité massale	92
6.4.4.4. Notation de la motilité individuelle et pourcentage de spermatozoïdes mobiles.....	92
6.4.4.5. Estimation de la concentration	93
6.4.4.6. Etude de morphologie	95
7. Analyse statistique.....	96
7.1. Test ANOVA	96
7.2. Analyse en Composante Principale ACP	96

SOMMAIRE

Chapitre II – Résultats

1. Analyse de la composition chimique des aliments attribués.....	97
2. Dosage des paramètres biochimiques.....	98
3. Etude de la croissance pondérale et gonadique.....	99
3.1. Evolution du poids vif des lapins.....	99
3.2. Evolution du poids testiculaire	101
3.3. Evolution du volume testiculaire	103
3.4. Evolution du poids épидидymaire	103
3.5. Evolution du volume épидидymaire	106
4. Histologie et morphométrie du testicule.....	106
4.1. Histologie	106
4.2. Histomorphométrie	111
5. Résultats de l'analyse de semence	115
5.1. Evolution du poids vif	116
5.2. Etude de la production spermatique et les caractéristiques des éjaculats	117
5.2.1. Ardeur sexuel du mâle et taux de récoltes utiles	117
5.2.2. Etude des caractéristiques de la semence en fonction de la semaine de prélèvement.....	118
5.2.2.1. Volume	118
5.2.2.2. Concentration.....	119
5.2.2.3. Motilité.....	121
5.2.2.4. Etude morphologique	123
5.2.3. Etude des caractéristiques de la semence globale	125
5.2.4. Etude des caractéristiques de semence par mâle	128
2.2.5. Corrélation linéaire entre caractères du sperme	132

Chapitre III – Discussion

1. Paramètres biochimiques.....	134
2. Croissance des lapins	135
3. Evolution des poids et volumes testiculaires et épидидymaire	136
4. Histologie et histomorphométrie testiculaire	137
5. Analyse de la semence	141

SOMMAIRE

4.1. Comportement sexuel du mâle et taux de récoltes utiles	141
4.2. Etude des caractéristiques de la semence	142
6. Etude des caractéristiques d'éjaculats efficaces à l'insémination	144
 Conclusion générale	 145
Références bibliographiques	148
Annexe	

Introduction générale

Notre travail de thèse s'inscrit dans le cadre de la thématique de recherche de l'équipe de physiologie de la reproduction du laboratoire « Ressources Naturelles », dirigée par le Professeur ZERROUKI DAOUDI N.

Le lapin (*Oryctolagus cuniculus*) par ses nombreux atouts, de forte prolificité, une rapidité de la croissance et une très bonne qualité de viande, est utilisé pour la production de viande, et parfois celle de poils (lapins angoras) ou de fourrure, voire comme animal de compagnie. C'est également un élevage de loisir pour certains, qui présentent leurs animaux de race pure lors de foires et d'expositions.

Le lapin est aussi un modèle essentiel en recherche scientifique car il offre beaucoup d'avantages dans le domaine de la reproduction et permet la mise en évidence de quelques processus reproducteurs comme les changements morphologiques du cycle épithélial séminifère (Ewuola et Equnike, 2010).

L'étude du développement sexuel de l'animal implique la connaissance des profils de croissance et de maturation des tissus ou des parties du système reproductif liées à la capacité potentielle de production spermatique (Garcia-Tomas *et al.*, 2007).

La fertilité masculine est marquée par une différenciation gonadique adéquate, une maturité de l'axe hypothalamo-hypophyso-testiculaire, une différenciation des cellules testiculaires néonatales, une descente des testicules et un début de la puberté couplée avec une prolifération et une maturité des cellules testiculaires. La période cruciale pour l'apparition de ces changements varie d'une espèce à une autre et entre les individus de la même espèce, cela reste néanmoins indéterminé (Vigueras-Villasenor *et al.*, 2013).

La maturation des spermatozoïdes est à la fois morphologiques, biochimique, métabolique et constitue un processus séquentiel qui ne peut être attribué aux seules propriétés intrinsèque des spermatozoïdes. Elle dépend essentiellement de l'environnement favorable offert par le fluide épидидymaire dont la composition est entièrement régulée par les cellules épithéliales ayant des fonctions d'absorption et de sécrétion (Dacheux et Dacheux, 2001).

En Algérie, la majorité des travaux de recherche réalisés ont traité d'une part, les aspects de reproduction chez la lapine des différents types génétiques existants (initiés par l'université de Tizi-Ouzou et l'institut technique d'élevage de Baba-Ali ITLV), la croissance

Introduction générale

des lapins et leur alimentation. L'étude de la reproduction du mâle a fait l'objet de peu d'études en ce qui concerne la détermination de l'âge pubère et de maturité sexuelle.

En ce sens, notre projet de thèse a pour objectif de définir l'âge de la maturité sexuelle des lapins mâles d'une des populations locales élevées dans la région de Tizi-Ouzou, «population blanche» et définir les différentes modifications histologiques et morphométriques accompagnants la croissance gonadique au cours des trois phases pré pubère, pubère et adulte.

Dans le but de caractériser le développement gonadique du lapin, l'histogenèse, le poids et le volume testiculaire sont explorés par des méthodes histologique et morphométrique, d'une part, et d'analyser la semence des lapins mâles adultes d'autre part.

Ce document sera présenté en deux parties. La première englobera quatre chapitres sur une synthèse bibliographique. Dans le premier chapitre nous exposerons l'histoire du lapin et les différents types génétiques existants en Algérie. Le deuxième chapitre portera sur les aspects anatomo-histologiques de l'appareil reproducteur mâle. Dans le troisième chapitre sera abordé la physiologie de la reproduction et le quatrième chapitre présentera la caractérisation de la semence chez le lapin.

En seconde partie, la partie expérimentale comprendra dans le premier chapitre les matériel et méthodes suivies dans le second chapitre des résultats et enfin le troisième chapitre abordera une discussion des résultats obtenus. Une conclusion générale et perspective clôturera cette présente étude.

Résumé

L'objectif de cette étude vise la caractérisation du développement post-natal gonadique et l'analyse de semence des lapins de la population blanche. L'expérience s'est déroulée à la station d'élevage de Djebba située à 18 km au Nord-Est de la ville de Tizi-Ouzou (Algérie). 122 lapins âgés entre 4 et 20 semaines ont été sacrifiés, les gonades sont rapidement prélevées, dégraissées puis pesées et fixées pour l'étude histologique et morphométrique. Les paramètres macroscopiques mesurés sont les poids vifs, poids et volume testiculaires, ainsi que les paramètres microscopiques du tube séminifère des testicules. La comparaison entre les différentes variables montre une augmentation des poids vifs et gonadiques en fonction de l'âge. Pour l'analyse de semence, un total de 87 éjaculats était prélevé et analysés pour mesures qualitatifs et quantitatifs. Le volume (v), la couleur, la motilité massale (Mm) et individuelle (Mi), la concentration (Cn) et la morphologie étaient prises comme paramètres d'étude. Les données obtenues ont été soumises à une analyse de la variance en utilisant le logiciel Origin pro 7.5. L'étude histologique montre l'apparition des premiers spermatocytes I à 12 semaines, de spermatides ronds et allongés à 16 semaines, alors que les premiers spermatozoïdes sont visibles à 20 semaines. L'ensemble des résultats histologiques recommande une mise en reproduction des lapins de cette population à partir de 20 semaines. L'analyse de semence révèle un refus aux sollicitations (RR) de 14.7 % et un taux de collecte utile (UCR) de 88.5% sont enregistrés, avec seulement 35.73% de collecte efficace (EC) pour éventuelle utilisation en insémination artificielle. Le total spermatozoïde (spz) par éjaculat (TSE) est en dépendance significatif avec le volume ; estimé en moyenne de 217.29×10^6 /ej spz, et de (219.56×10^6 /ej vs 214.11×10^6 /ej) pour l'ordre de l'éjaculat 1 et 2 respectivement. L'étude de la morphologie montre que 72.4% des spz sont normaux, et 17.77% présentent des anomalies de flagelle ; ces premiers résultats montrent le potentiel de production spermatique du lapin de cette population.

Mots clés : *lapin, testicules, épидидyme, spermatogénèse, stéréology, semence, motilité.*

Abstract

The objective of this study aims at the characterization of the postnatal development gonadic and the analysis of seed of rabbits of the white population. The experiment proceeded at the station of breeding of Djebba located at 18 km in the North-East of the town of Tizi-Ouzou (Algeria). 122 old rabbits between 4 and 20 weeks were sacrificed, the gonades quickly are taken, degreased then weighed and fixed for the histological and morphometric study. The measured macroscopic parameters are the live weights, weight and testicular volume, as well as the microscopic parameters of the seminiferous tube of the testicles. The comparison between the various variables shows an increase in the weights live and gonadic according to the age. For the analysis of seed, 87 ejaculates was taken and analyzed for measurements qualitative and quantitative. Volume (v), the color, the motility massale (Mm) and individual (Semi), the concentration (Cn) and morphology have were taken as parameters' study. The data obtained were subjected to an analysis of the variance by using the software Origin pro 7.5. The histological study shows the appearance of the first spermatocytes. I at 12 weeks, of spermatides round and lengthened at 16 weeks, whereas the first spermatozoïdes are visible at 20 weeks. The whole of the histological results recommends a setting in reproduction of rabbits of this population as from 20 weeks. The analysis of seed reveals a refusal with requests (RR) of 14.7 % and a useful rate of collection (UCR) of 88.5% is recorded, with only 35.73% of effective collection (EC.) for possible use in artificial insemination. The total spermatozoïdes by ejaculat (TSE) is in dependence significant with volume; estimated on average of 217.29×10^6 / ej spz, and of (219.56×10^6 / ej vs 214.11×10^6 / ej) for the order of the ejaculat 1 and 2 respectively. The study of morphology shows that 72.4% of the spz are normal, and 17.77% present anomalies of whips; these first results show the spermatid potential of production of rabbit of this population.

Key words *rabbit, testis, epididymis, spermatogenesis, stereology, semen, motility.*

Introduction générale

Introduction générale

Notre travail de thèse s'inscrit dans le cadre de la thématique de recherche de l'équipe de physiologie de la reproduction du laboratoire « Ressources Naturelles », dirigée par le Professeur ZERROUKI DAOUDI N.

Le lapin (*Oryctolagus cuniculus*) par ses nombreux atouts, de forte prolificité, une rapidité de la croissance et une très bonne qualité de viande, est utilisé pour la production de viande, et parfois celle de poils (lapins angoras) ou de fourrure, voire comme animal de compagnie. C'est également un élevage de loisir pour certains, qui présentent leurs animaux de race pure lors de foires et d'expositions.

Le lapin est aussi un modèle essentiel en recherche scientifique car il offre beaucoup d'avantages dans le domaine de la reproduction et permet la mise en évidence de quelques processus reproducteurs comme les changements morphologiques du cycle épithélial séminifère (Ewuola et Equnike, 2010).

L'étude du développement sexuel de l'animal implique la connaissance des profils de croissance et de maturation des tissus ou des parties du système reproductif liées à la capacité potentielle de production spermatique (Garcia-Tomas *et al.*, 2007).

La fertilité masculine est marquée par une différenciation gonadique adéquate, une maturité de l'axe hypothalamo-hypophyso-testiculaire, une différenciation des cellules testiculaires néonatales, une descente des testicules et un début de la puberté couplée avec une prolifération et une maturité des cellules testiculaires. La période cruciale pour l'apparition de ces changements varie d'une espèce à une autre et entre les individus de la même espèce, cela reste néanmoins indéterminé (Vigueras-Villasenor *et al.*, 2013).

La maturation des spermatozoïdes est à la fois morphologiques, biochimique, métabolique et constitue un processus séquentiel qui ne peut être attribué aux seules propriétés intrinsèque des spermatozoïdes. Elle dépend essentiellement de l'environnement favorable offert par le fluide épидидymaire dont la composition est entièrement régulée par les cellules épithéliales ayant des fonctions d'absorption et de sécrétion (Dacheux et Dacheux, 2001).

En Algérie, la majorité des travaux de recherche réalisés ont traité d'une part, les aspects de reproduction chez la lapine des différents types génétiques existants (initiés par l'université de Tizi-Ouzou et l'institut technique d'élevage de Baba-Ali ITLV), la croissance

Introduction générale

des lapins et leur alimentation. L'étude de la reproduction du mâle a fait l'objet de peu d'études en ce qui concerne la détermination de l'âge pubère et de maturité sexuelle.

En ce sens, notre projet de thèse a pour objectif de définir l'âge de la maturité sexuelle des lapins mâles d'une des populations locales élevées dans la région de Tizi-Ouzou, «population blanche» et définir les différentes modifications histologiques et morphométriques accompagnants la croissance gonadique au cours des trois phases pré pubère, pubère et adulte.

Dans le but de caractériser le développement gonadique du lapin, l'histogenèse, le poids et le volume testiculaire sont explorés par des méthodes histologique et morphométrique, d'une part, et d'analyser la semence des lapins mâles adultes d'autre part.

Ce document sera présenté en deux parties. La première englobera quatre chapitres sur une synthèse bibliographique. Dans le premier chapitre nous exposerons l'histoire du lapin et les différents types génétiques existants en Algérie. Le deuxième chapitre portera sur les aspects anatomo-histologiques de l'appareil reproducteur mâle. Dans le troisième chapitre sera abordé la physiologie de la reproduction et le quatrième chapitre présentera la caractérisation de la semence chez le lapin.

En seconde partie, la partie expérimentale comprendra dans le premier chapitre les matériel et méthodes suivies dans le second chapitre des résultats et enfin le troisième chapitre abordera une discussion des résultats obtenus. Une conclusion générale et perspective clôturera cette présente étude.

Partie Bibliographique

Chapitre I

Historique du lapin et différents types génétiques existants en Algérie

1. Systématique et origine du lapin

La position taxonomique du lapin (*Oryctolagus cuniculus*) est la suivante (Grasse, 1949; Lebas *et al.*, 1984) :

- Règne : **Animale**
- Embranchement : **Vertébrés**
- Classe : **mammifères**
- Super Ordre : **Glires**
- Ordre : **Lagomorphes**
- Famille : **Léporides (lièvre et lapin)**
- Sous-famille : **Leporinae**
- Genre : ***Oryctolagus***
- Espèce : ***Oryctolagus cuniculus***

Le lapin est un petit mammifère prolifique originaire de la péninsule ibérique et du Sud de la France. Il n'a été domestiqué qu'au cours du moyen âge, cette domestication a en effet surtout conduit à une augmentation importante du poids des animaux atteignant 6-7 kg alors que le lapin sauvage d'origine "*Oryctolagus cuniculus*" ne pesait que 1,3 à 1,7 kg à l'âge adulte. Elle a également permis une accoutumance des lapins à vivre à proximité de l'homme.

La diffusion de l'élevage du lapin domestique en dehors de l'Europe est un phénomène historiquement récent remontant à deux ou trois siècles. L'implantation du lapin sauvage a été une "réussite" au niveau des environnements dont les conditions climatiques étaient proches de celles de la région d'origine. De plus, la disponibilité des niches écologiques libres, loin des prédateurs a renforcé cette implantation.

De ses origines géographiques, le lapin présente une adaptation au climat méditerranéen avec des étés chauds et secs et des hivers qui peuvent être froids et à la variabilité des ressources fourragères en zone méditerranéenne qui sont fortes au printemps, modestes en été et de plus en plus rares à l'automne (Lebas, 2004).

2. Lapin en Algérie

La cuniculture en Algérie est représentée par la famille taxonomique des léporidés, qui intègre les lapins domestiques (*Oryctolagus cuniculus domesticus*) qui descendent des hybrides commerciaux importés de France dans les années 1986-1987 (Grasse, 1949) et les lièvres (*Lepus capensis*) ou "le lièvre brun".

Le phénotype résultant est une conséquence intempestifs et parfois volontariste (recherche des caractères de performances) avec des races étrangères (le BlancNéo- Zélandais, le Fauve de Bourgogne, le Géant des Flandres, le Californien et même le Géant d'Espagne) introduites en Algérie, au cours des années soixante-dix, dans le cadre de certains projets de développement rural. Ce processus était aggravé par l'introduction, entre 1985 et 1989, des reproducteurs sélectionnés, (hybrides comme Hyla et Hyplus), destinés aux élevages intensifs (Berchiche et Kadi, 2002 ; Ferrah *et al.*, 2003 ; Othmani-Mecif et Benazzoug, 2005 ; Djelllal, *et al.*, 2006).

Selon Berchiche et Kadi (2002) et Djelllal *et al.* (2006), le résultat de ces introductions aléatoires était une mixture anarchique ayant conduit à la perte du lapin originaire dans certaines régions notamment la Kabylie. De plus, la tentative d'introduction et d'intensification de l'élevage du lapin a échoué en raison de nombreux facteurs dont la méconnaissance de l'animal, l'absence d'un aliment industriel adapté et l'absence d'un programme prophylactique. Suite à cet échec, la stratégie visant à développer cette espèce s'est basée sur la valorisation du lapin des populations locales (Gacem et Bolet, 2005).

3. Histoire du lapin locale

Selon Berchiche et Kadi (2002), il n'y a pas d'étude sur le lapin local avant 1990, mais l'élevage du lapin existe depuis fort longtemps en Algérie.

Au 19^{ème} siècle, la colonisation et l'arrivée des populations d'origine européenne traditionnellement consommatrices de lapin avait entraîné le développement d'unités rationnelles au Magreb mais ce secteur rationnel n'est apparu en Algérie qu'au début des années quatre-vingt (Colin et Lebas, 1995).

4. Elevage du lapin en Algérie

Dans le cadre de l'élevage du lapin en Algérie, deux composantes sont actuellement observées. Il s'agit d'un secteur traditionnel constitué de très petites unités à vocation vivrière et un secteur rationnel comprenant de grandes ou moyennes unités orientées vers la commercialisation de leurs produits.

4.1. Secteur traditionnel

Le secteur traditionnel comprend de nombreux petits élevages de 5 à 8 lapines, plus rarement 10 à 20 localisés en milieu rural ou à la périphérie des villes, leur orientation principale est l'autoconsommation (à 66), les excédents sont vendus sur les marchés. La gestion de ses unités est très souvent assurée par des femmes, la quasi-totalité des ménagères étant femmes au foyer (Ait tahar et Fettal, 1990 ; Berchiche, 1992 ; Djellal *et al.*, 2006). Ainsi, ce type d'élevage constitue par fois une source de revenus supplémentaires pour le foyer (Lukefahr et Cheeke 1990 a,b). Le but de cet élevage n'est pas spécifique à l'Algérie ; il est, à quelques détails près, commun aux régions rurales (Finzi *et al.*, 1989).

Les animaux utilisés sont de races locales, ils sont logés dans des vieux locaux récupérés et quelquefois dans des bâtiments traditionnels aménagés spécialement à cet élevage. L'alimentation est presque exclusivement à base d'herbe et de sous-produits domestiques (les végétaux et les restes de table), quelquefois complétés avec du son (Berchiche, 1992), ce qui est commun à plusieurs concentrés dans le monde (Finzi, 2006).

L'élevage fermier du lapin en Algérie évolue progressivement ; cette évolution s'explique par la qualité intrinsèque à l'espèce et son adaptation à des environnements différents. Aussi son exploitation en petits élevages nécessite peu d'investissements et évite de grandes pertes comparativement à son exploitation en grands élevages. Avec des charges pratiquement nulles, le lapin en élevages fermiers arrive à produire environ 18 kg de poids vif de lapin, soit 11 kg de viande par femelle et par an (Djellal *et al.*, 2006).

4.2. Secteur rationnel

Le secteur rationnel n'est apparu qu'au début des années quatre-vingt, suite à la volonté des pouvoirs publics, ainsi, 5000 femelles et 650 mâles ont été installés entre 1985 et 1988. Parallèlement, des fabrications nationales des cages et d'aliments composés destinés à l'élevage lapin voyaient le jour.

Dans ces élevages, les animaux sont généralement des hybrides importés de France ou de Belgique, mais leur adaptation s'est souvent révélée difficile à cause des conditions climatiques et de l'alimentation locale (Berchiche, 1992).

Les performances obtenues restent moyennes, surtout en raison des fortes mortalités au nid : 30 à 35 lapines/femelle/an (Ait tahar et Fettal, 1990 ; Berchiche, 1992) : ces élevages rationnel sont regroupés en coopératives, elles mêmes encadrées par différents instituts techniques (Colin et Lebas, 1995).

5. Caractérisation de la cuniculture en Algérie

Selon Colin et Lebas (1995), l'Algérie est parmi les pays où la cuniculture est quantitativement assez importante mais reste très traditionnelle et presque exclusivement vivrière et où la production de lapin y est destinée presque uniquement à l'autoconsommation ou à l'approvisionnement en viande de l'environnement immédiat de l'éleveur (famille, voisinage...). Ces élevages traditionnels vivent pratiquement en autarcie et du fait de leur absence de contact avec d'autres agents économiques, sont généralement, sous-estimés lors des recensements officiels, d'où une sous-évaluation du volume de la cuniculture en Algérie, et celle de la plupart des pays de l'Afrique du nord : Egypte, Maroc, Tunisie...etc.

Berchiche et *al.* (1999), ont lié la mauvaise situation de la cuniculture en Algérie à :

- l'indisponibilité d'une alimentation équilibrée et de bonne qualité (granulés) ;
- la méconnaissance ou la connaissance très faible sur les possibilités d'élevage des populations présentes dans les fermes, et sur la valeur nutritive des aliments effectivement disponibles.

Auxquels il faut ajouter le manque de formation des éleveurs et les problèmes techniques non résolus (insuffisance d'alimentation, non maîtrise de la pathologie ...etc.) (Colin et Lebas, 1995).

6. Races de lapin

6.1. Notion de races

La notion de race peut avoir plusieurs acceptations selon qu'elle est envisagée par le généticien, le biologiste, le zootechnicien, l'éthologiste ou l'éleveur, chaque science construit sa définition (Bouchet et Nouaille, 2002).

Selon Lebas (2002), la meilleure des définitions variable de la race peut être celle de Quittets : «La race est, au sein d'une espèce, une collection d'individus ayant en commun un certain nombre de caractères morphologiques et physiologiques qu'ils perpétuent lorsqu'ils se reproduisent entre eux».

6.2. Naissance des races de lapin et leurs critères de classement

La domestication du lapin est relativement récente et la plus part des races et des populations actuelles ont été sélectionnées et améliorées par l'homme dans les 200 à 300 dernières années (Lebas, 2002).

6.2.1. Naissance des races de lapin

Les races de lapin sont nombreuses, et chaque décennie il s'en crée encore quelques une, le pool génétique de l'espèce n'a pas encore révélé tous ces secrets.

Alors qu'au début du 19^{ème} siècle, le cours de l'agriculture de l'abbé Rozier ne mentionnait que quatre races d lapin : le lapin géant, le lapin commun (blanc, gris, roux ou fauve), le lapin riche ou argenté, et le lapin Angora qu'on trouve déjà à la fin du 19^{ème} siècle, dans le traité de zootechnie du professeur Cornevin, douze races.

En 2000, la Fédération Française de Cuniculture recense environ 60 races pures décrites dans « le standard officiel des lapins de races ». Ce recueil des standards est réactualisé régulièrement et inclut, après une période d'observation, les races nouvelles (Boucher et Nouaille, 2002).

6.2.2. Critères de classification des races de lapin

6.2.2.1. Groupe de races selon l'origine et la zone géographique

En 2000, Lebas classe les lapins en quatre types de races :

- Les races primitives ou primaires issues des lapins sauvages et à partir des quelles toutes les autres races sont été issues.
- Les races obtenues par sélection artificielle à partir des précédentes, comme le Fauves de Bourgogne, le Néo Zélandais blanc, le Néo Zélandais rouge et l'Argenté de champagne.
- Les races synthétiques obtenues par croisements raisonnés de plusieurs races comme le Blanc de Bouscat et le californien.
- Les races mendéliennes, obtenues par fixation d'un caractère nouveau, à détermination génétique simple, apparu par mutation comme le Castorex, et l'Angora.

6.2.2.2. Groupe de races selon la taille ou le poids adulte

Les races de lapins sont souvent regroupées, par commodité, en fonction du poids adulte ou de la taille adulte, la majorité des sélections concernant la taille et la morphologie du corps ont classé ces races en quatre types selon Chantry Darmon (2005):

- Géantes (lourdes), qui sont caractérisées par un poids adulte supérieur à 5kg, comme le Géant de Flandres (7à8kg) ;
- Moyennes, dont le poids adulte varie de 3.5 à 4.5kg sont a la base des races utilisées pour la production intensive de viande en Europe. On peut citer pour exemple le Californien himalayan, le Néo-Zélandais, et le Fauve de Bourgogne ;
- Les races petites (légères), qui ont généralement 2.5 à 3kg, comme Chinchilla ou l'Argenté Anglais ;
- Les races naines dont le poids adulte est de l'ordre de 1kg, sont souvent utilisées pour produire des lapins de compagnie, ces races comprennent les lapins nains de couleur ou le lapin Polonais.

L'origine de la race est un déterminant majeur de sa taille adulte, qui est aussi en rapport avec les caractéristiques zootechniques de la race tel que : la précocité, la fécondité, le taux de croissance et l'âge de maturité et par conséquent avec l'orientation zootechnique de la race.

7. Population locales et souches de lapin

7.1. Population

Pour le généticien, une population est un ensemble d'animaux se reproduisant effectivement entre eux (De rochambeau, 1990). La plus part des lapins utilisés pour la production de viande commerciale appartiennent le plus souvent à des populations d'animaux qui peuvent ressembler à une telle ou telle race (question d'apparence uniquement, sans répondre aux critères d'origine et de standard de la race), ou ne ressembler à aucune race. Il s'agit des lapins « commun », gris, tachetés ou blancs...etc, issus de croisements divers non planifiés (élevage fermier) ou appartenant à des populations locales (Lebas, 2002).

7.2. Population locale

Elle est définie comme étant une population géographique (De Rochambeau, 1990). Les pays du tiers monde peuvent disposer de populations locales, par exemple, le lapin Baladi du soudan ou d'Egypte, le Maltais de Tunisie, le lapin Créole de Guadeloupe (Lebas, 2002).et le lapin kabyle de l'Algérie (Zerrouki *et al.*, 2005).

Le fonctionnement de ces populations est caractérisé par une action de l'homme qui définit un standard et sélectionne pour la conformité à ce standard ; par exemple, le Fauve de Bourgogne est issu des lapines fauves de la population locale du bourgogne (population géographique fermière française) sélectionnée avec patience (De rochambeau, 1990 ; Bolet, 2000). Les races peuvent, cependant, constituer des pools génétiques à potentiel intéressant pour l'amélioration de ces populations locales (Lebas, 2002).

7.3. Souche

Une souche est une population d'effectif limite, fermé ou presque fermé, sélectionnées pour un objectif plus précis qu'un standard. Pour créer une souche on peut partir d'une ou plusieurs populations et/ou races. Ces souches sont souvent génétiquement plus homogènes que les races (De rochambeau, 1990).

Les souches peuvent se trouver dans des laboratoires de recherche qui les entretiennent pour étudier leurs caractéristiques biologiques et zootechniques en vue d'obtenir leur meilleure utilisation en sélection (Lebas, 2002).

8. Caractéristiques générales des différents types génétiques existants en Algérie

8.1. Population locale

En Algérie, la cuniculture est basée essentiellement sur l'élevage de lapins de population locale visant à assurer un approvisionnement des marchés urbains en protéines à moindre coût. De ce fait l'intérêt du développement de celle-ci doit se pencher sur la valorisation de la population locale en raison de ses qualités d'adaptation aux conditions d'élevage locales. Cependant celui-ci doit reposer sur une logique d'ensemble comprenant en premier lieu, la caractérisation de l'animal et la connaissance de ses aptitudes biologiques et zootechniques (Zerrouki *et al.*, 2005).

De nombreux travaux ont bien défini les principales performances de cette population locale, qui se caractérise par : Une variabilité phénotypique, un petit format, une prolificité faible, une bonne fertilité, un poids adulte beaucoup trop faible pour espérer produire avec ce type génétique des lapins de 2,3-2,4 kg de manière rentable (poids d'abattage trop proche du poids adulte), et une bonne aptitude à produire toute l'année, y compris en été dans les conditions climatiques du nord de l'Algérie (Zerrouki *et al.*, 2006).

8.2. Population blanche

La population blanche algérienne est issue des programmes de développement de la filière cunicole. En effet, durant les années 70, l'Algérie a importé quelques individus de lapins de races pures (Néo Zélandais, Californiens, Fauve de bourgogne) élevés à la coopérative de Draa Ben Khada. Dans les années 1985 et 1986, un autre programme est lancé. Une importation de l'hybride «Hyplus » commercialisé par Grimaud frères (France) a été initiée au centre par l'ORAC, à l'ouest par l'ORAVIO et à l'est par l'ORAVIE (Zerrouki, 2007).

8.3. Souche améliorée ou souche synthétique " S "

Dans l'objectif de produire une lignée de lapins plus prolifique et conservant les caractères d'adaptation au milieu, la création d'une nouvelle souche a été mise en place depuis décembre 2003 (Gacem et Bolet, 2005).

Une souche synthétique a donc été créée en inséminant 81 femelles de la population locale avec la semence de 18 mâles de la souche INRA2666, sélectionnée à l'INRA Toulouse pour sa prolificité (9 lapereaux nés vivants par mise bas et 7,52 sevrés) et possédant un poids adulte sensiblement plus élevé et une meilleure aptitude à la croissance que la population locale algérienne (Zerrouki *et al.*, 2014).

La souche 2666 est elle-même une souche synthétique créée à partir de la Souche *INRA 2066* qui est à l'origine des hybrides commerciaux français (lignées maternelles) et de la *Linea Verde* espagnole sélectionnée à Valence pour son aptitude à la reproduction en conditions chaudes. C'était donc la meilleure option possible parmi les souches et lignées disponibles à l'INRA (Zerrouki *et al.*, 2014).

Plusieurs études comparatives sont effectuées sur les performances de reproduction et de croissance de ces trois types génétiques dont certains résultats obtenus sont présentés dans les Tableaux 1 et 2.

La vitesse de croissance est plus faible au cours de la saison chaude (21 vs 25 g/jour), mais il n'y a pas de différence de comportement entre les 3 souches (interaction souche x saisons non significative) (Lebas, 2010 ; Zerrouki *et al.*, 2014).

Tableau 1 : Performances moyennes de reproduction résultats obtenus à Baba Ali avec les 3 génotypes (Lebas *et al.*, 2010 ; Zerrouki *et al.*, 2014).

Génotype	Souche synthétique	Population blanche	Population locale
Poids des lapines (g)	3633a	3434b	3278c
Réceptivité (%)	65.5b	69.2a	64.0b
Fertilité (%)	51.0	52.0	51.0
Nés totaux /Mise bas	9.50a	7.42b	6.75c
Nés vivants/Mise bas	8.74a	6.84b	6.23c
Sevrés /Sevrage	7.08a	6.09b	5.45c
Poids individuel naissance (g)	54b	62a	61a
Poids individuel sevrage (g)	553b	554b	565a

a,b,c : signification

Tableau 2 : Performances moyennes de croissance (Résultats obtenus à Baba Ali avec les 3 génotypes) (Lebas *et al.*, 2010 ; Zerrouki *et al.*, 2014).

Génotype	Souche synthétique	Population blanche	Population locale
poids initial g (35j)	553a	554a	585b
Poids final g (77j)	1506	1562	1534
GMQ (g/j) 35-77j	24a	24a	23b
% mortalité 35-77j	25%	26%	23%

Nombre total de lapins étudié : 5818 lapereaux sevrés.

GMQ : Gain moyen quotidien.

Chapitre II

Rappels anatomo- histologique de l'appareil reproducteur mâle du lapin

L'appareil génital du lapin mâle, situé postérieurement, s'extériorise par des bourses peu marquées par rapport aux autres mammifères (Boussit, 1989). Il a d'une manière générale deux fonctions primordiales, la production des spermatozoïdes et leur dépôt dans les voies génitales femelle d'une part, et la sécrétion des hormones sexuelles d'autre part (Alvarino, 1993).

1. Anatomie de l'appareil reproducteur mâle

Chez tous les mammifères et en particulier chez les ovins, caprins, porcins et lapins, l'organisation des appareils reproducteurs est la même, avec néanmoins des différences concernant la taille, le poids et la forme des organes (Hamon *et al.*, 1999).

Le terme « appareil génital mâle » désigne tous les organes et structures qui participent à la formation, la maturation, l'émission sous pression des différents constituants du sperme, qui comprend : les testicules, l'épididyme, le canal déférent, les vésicules séminales, les canaux éjaculateurs, la prostate et le pénis (Figure1) (Jardin et De Fourmestraux, 1984).

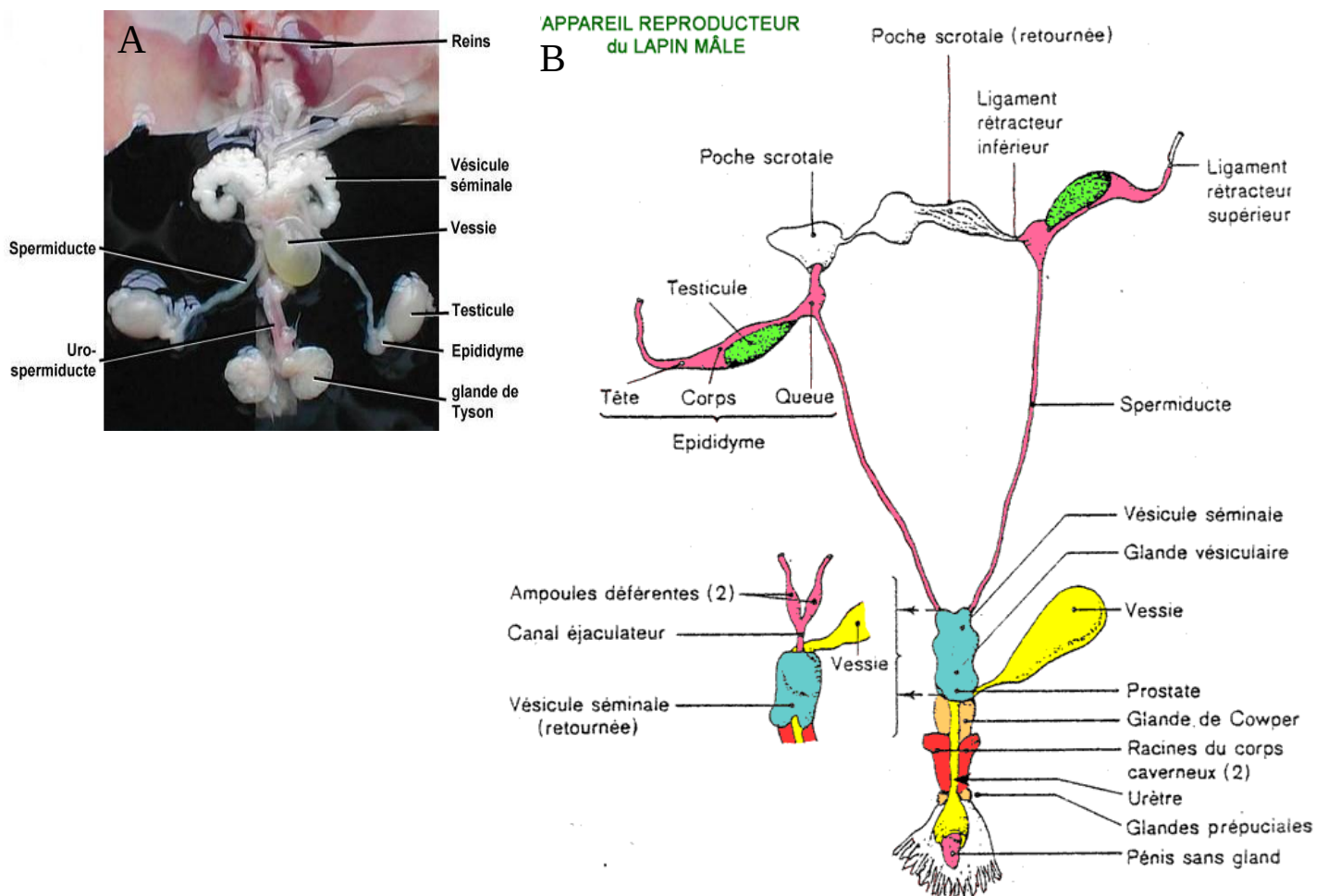


Figure 1 : Appareil génital du lapin mâle. A : Photos, B : schéma selon Lebas *et al.*, 1996

1.1. Testicule

Les testicules sont des organes pairs dotés d'une double structure, compartiment tubulaire et compartiment interstitiel. Ils ont une double fonction : endocrine correspondant à la synthèse et la sécrétion d'hormones principalement la testostérone et exocrine, en rapport avec la production de spermatozoïdes (Muller et Clos, 1997).

1.1.1. Caractéristique et position des testicules

Situés de part et d'autre de la ligne médiane inguinale, les testicules chez le lapin adulte sont de forme ovoïde, amincis aux extrémités avec un pôle caudal plus pointu, mesurant 3 à 3,5 cm de longueur, 1 à 1,5 cm de largeur, 1 à 1,3 cm d'épaisseur et pesant 1,5 à 2 g.

Le lapin est alternativement exorchide lorsque les testicules montent dans la cavité abdominale sous l'effet de frayeur, ou énorchide lorsqu'ils redescendent dans les bourses grâce à un tissu musculaire appelé crémaster (Boussit, 1989 ; Barone, 2001).

1.1.2. Enveloppes testiculaires

Les enveloppes du testicule protègent et soutiennent cette glande avec ses premières voies d'excrétion, épididyme et départ du conduit déférent ainsi que ses vaisseaux. On peut distinguer six plans membraneux, dont deux plans superficiels, le scrotum et le dartos, un plan intermédiaire représenté par la tunique celluleuse ou fascia spermatique externe et trois plans profonds à savoir le crémaster, la tunique fibreuse ou fascia spermatique interne et la tunique séreuse vaginale.

Le scrotum n'est bien visible que dans les périodes d'activité sexuelle. Il est double et forme de chaque côté un sac volumineux très allongé caudalement sous le bassin, jusqu'au voisinage du prépuce dont il reste indépendant (Barone, 2001). Sa peau très fine est pourvue de glandes sébacées et de glandes sudoripares sans tissu adipeux sous cutané, glabre et adhérente au dartos (Alvarino, 1993).

Ce dernier est une enveloppe propre à chaque testicule, constituée de fibres élastiques, conjonctives et musculaires lisses. Il assure la suspension des testicules et maintient leurs enveloppes profondes. Par ses lentes contractions, il détermine les mouvements vermiculaires et les rides du scrotum, notamment sous l'influence du froid (Barone, 2001).

Le crémaster, de couleur rouge vif est situé dans la zone latérale du testicule et sa contraction est volontaire et rapide. Chez le lapin, c'est un sac musculaire complet, directement continu avec le muscle oblique interne de l'abdomen autour de l'anneau inguinal profond. Son large diamètre suffit pour livrer passage au testicule et à l'épididyme. Grâce à ses contractions importantes, il éloigne ou rapproche le testicule du corps. Il reçoit en outre, quelques faisceaux du muscle transverse de l'abdomen (Barone, 2001 ; Bonnes *et al.*, 2005).

Selon Alvarino (1993) et Barone (2001), la gaine vaginale est une dépendance du péritoine qui constitue la séreuse du testicule et de son cordon. Elle est tapissée intérieurement par la tunique vaginale, une poche issue du péritoine, et extérieurement par une tunique fibreuse issue du *fascia transversalis*. L'ensemble des tuniques constitue la gaine vaginale qui parcourt la paroi abdominale au travers d'un canal inguinale, délimité en haut et en bas par les anneaux inguinaux.

1.2. Epididyme

L'épididyme est un long canal unique, en circonvolution. Il est situé sur la face postérieure du testicule avec une longueur variable selon les espèces ; Il mesure 1 à 60 m, respectivement chez la souris et le ver rat. Sur la base de sa morphologie et de son histologie, cet organe hautement différencié peut être divisé chez les mammifères, en trois régions anatomiquement distinctes : une tête qui représente la région proximale reliée au hile du testicule par les canaux efférents ; un corps qui constitue la partie médiane et une queue qui forme la région distale en continuité avec le canal déférent (Glover et Nicander, 1971 ; Hamilton, 1990).

Ces régions sont également subdivisées en plusieurs segments (Abe *et al.*, 1983 ; Abou-Haila et Fain-Maurel, 1984 ; Johnston *et al.*, 2005), chacun d'entre eux étant délimité par des cloisons conjonctives ou septa (Figure 2). Cette subdivision repose sur des analyses ultrastructurales, ainsi que sur l'étude des activités enzymatiques et transcriptionnelles de l'organe (Takano, 1980).

Cependant, cette zonation physiologique de l'épididyme est plus complexe car aucun repère anatomique ne permet de distinguer les différentes régions épididymaires, spécialisées dans des activités précises (Barone, 2001). Autour de ce canal, on note la présence d'une

mince couche de fibres musculaires lisses, dont les contractions permettent le transit des spermatozoïdes (Bonnes *et al.*, 2005).

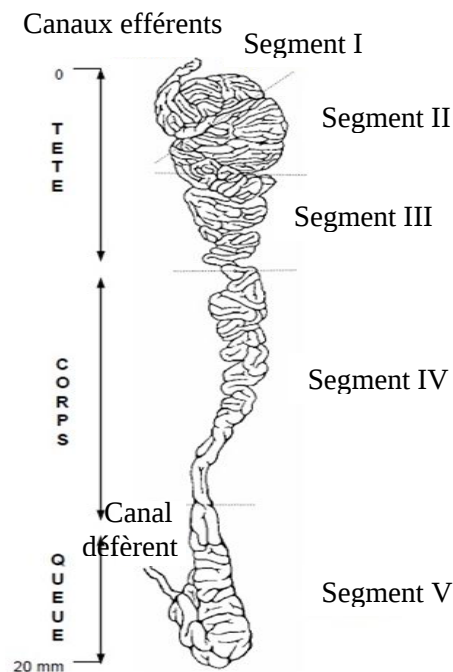


Figure 2 : Anatomie et régionalisation de l'épididyme (Hermo et Robaire, 2002)

1.3. Canal défèrent

La queue de l'épididyme se poursuit par le canal défèrent qui fait suite au canal épидидymaire. D'abord contourné, il devient droit pour franchir l'anneau inguinal et gagner la cavité abdominale. Chaque canal atteint la face dorsale de la vessie, où il enfle en une ampoule de 2 cm environ avant de se jeter dans l'urètre. Il assure le transit jusqu'à l'urètre grâce à un péristaltisme basal, additionné d'une motricité brusque lors de l'éjaculation (Barone, 2001 ; Bonnes *et al.*, 2005).

1.4. Urètre

L'urètre est un conduit long de 12 à 13 cm, dont 8 à 9 seulement pour la partie pénienne, servant à la fois à l'excrétion de l'urine et du sperme. Il part de la vessie et tapisse l'intérieur du pénis jusqu'à son extrémité (Barone, 2001).

1.5. Glandes annexes

Plusieurs types de glandes sont associées au tractus génital mâle ; la vésicule séminale, la glande vésiculaire, la prostate, les glandes paraprostatiques et la glande de Cowper. L'ensemble de leurs sécrétions constitue le liquide spermatique lequel mélangé aux spermatozoïdes, constitue le sperme (Tortora *et al.*, 1995).

1.5.1. Vésicule séminale

La vésicule séminale est en effet impaire et bilobée, placée entre le rectum et la vessie, dont la partie terminale fusionne avec les ampoules différentielles pour former le canal éjaculateur, qui s'ouvre dorsalement dans l'urètre (Boussit, 1989). Sa taille est extrêmement variable, parfois elle devient extraordinairement dilatée à cause du liquide qu'elle contient. Ce dernier est presque clair et varie d'une consistance peu visqueuse à gélatineuse (Holtz et Foote, 1978).

1.5.2. Glande vésiculaire (propr prostate ou prostate craniale)

La glande vésiculaire est de forme ovale, relativement volumineuse, bilobée et sa couleur blanchâtre est liée à l'accumulation des sécrétions granulaires blanches. Sur la face dorsale, cette glande s'ouvre dans l'urètre par deux canaux excréteurs (Holtz et Foote, 1978).

1.5.3. Prostate, glandes paraprostatiques et glande de Cowper

La prostate, située à la face dorso-caudale de la glande vésiculaire, est la principale glande accessoire de l'appareil génital. Elle est volumineuse et facilement reconnaissable par sa couleur claire, par rapport aux autres glandes annexes. Elle déverse sa sécrétion par 4 à 6 conduits dans l'urètre (Boussit, 1989).

Les glandes paraprostatiques sont nettement plus petites, arrondies, situées de part et d'autre de l'urètre, ventralement à la prostate. Elles débouchent dans l'urètre par un nombre variable de petits conduits (Barone, 2001). Tous les lapins mâles ont au moins une paire de glandes paraprostatiques (Holtz et Foote, 1978).

La glande bulbo-urétrale (glande de Cowper) couvre toute la partie caudale de l'urètre pelvien et son extrémité craniale entre en contact avec la prostate (Barone, 2001).

2. Histologie du testicule et de l'épididyme

2.1. Histologie du testicule

Le testicule est entouré d'une capsule conjonctive, fibreuse, épaisse et résistante, appelée albuginée. Cette dernière s'épaissit encore au niveau de la coiffe épидидymaire et s'enfonce à l'intérieur du testicule pour former un cône fibreux, le corps d'Highmore, parcouru par un réseau de canalicules, le *rete testis*.

Selon Vacheret (1999) et Siffroi (2001), des cloisons conjonctives partent du corps d'Highmore, constituant des septa testis, qui délimitent 200 à 300 lobules intra-testiculaires. Chaque lobule contient 2 à 3 tubes séminifères ou séminipares très longs qui débouchent par de courts segments rectilignes, les tubes droits, dans le *rete testis*. Les testicules sont nourris par les artères spermatiques internes (Figure 3).

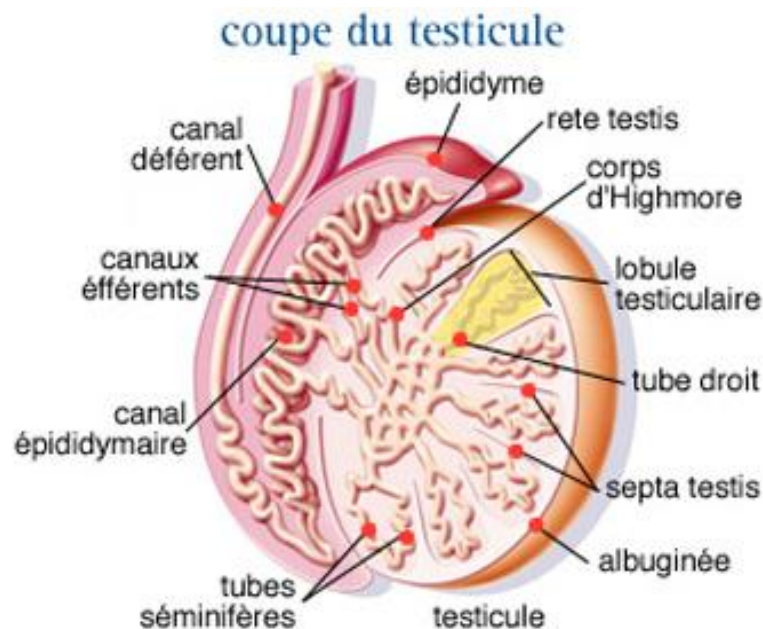


Figure 3 : Structures intra-testiculaires (Muller et Clos, 1997).

2.1.1. Tubes séminifères

Les tubes séminifères, 2 à 3 tubes par lobule, sont pelotonnés et peuvent atteindre 70m chez le lapin. Ils se jettent dans les tubes droits qui s'anastomosent au niveau du corps de Highmore et forment un réseau de canalicules, appelés le *rete testis*, d'où partent une dizaine de canaux efférents qui traversent l'albuginée pour former la tête de l'épididyme (Alvarino, 1993).

L'épithélium séminifère est constitué de cellules sustentaculaires ou cellules de Sertoli et des cellules germinales à différents stades de la spermatogenèse (des spermatogonies A aux spermatoïdes) (Figure 4). Les cellules de Sertoli ont un rôle de protection et de contrôle de la maturation et la migration des cellules germinales (Wrobel, 1990).

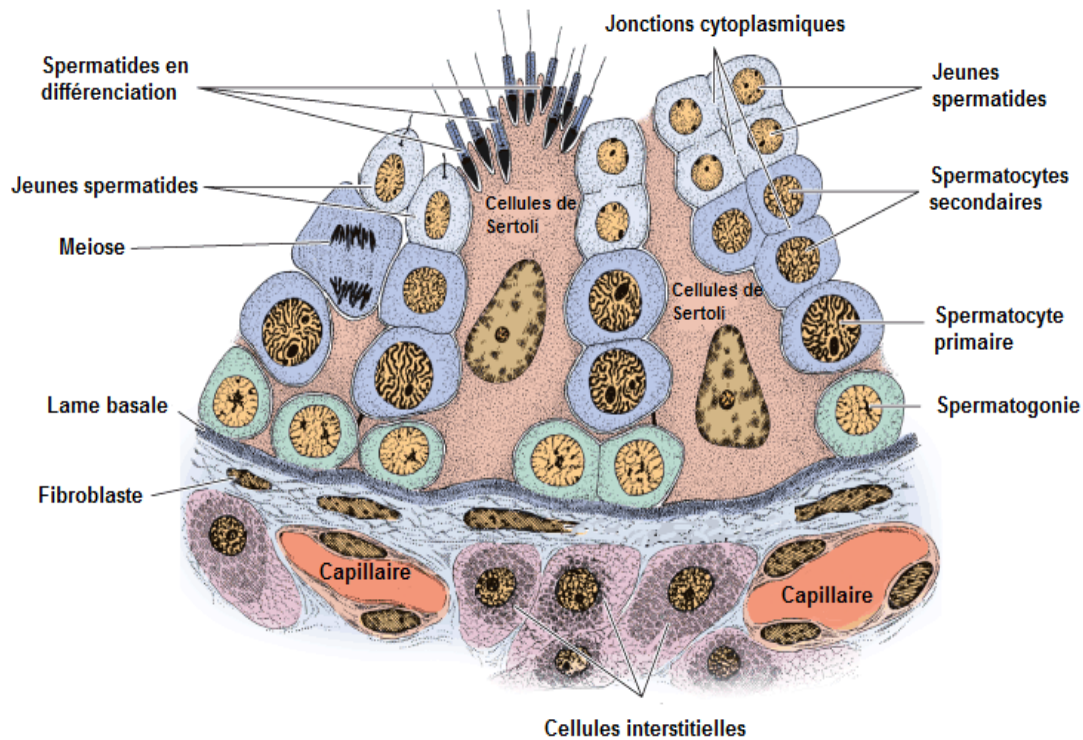


Figure 4 : Détail d'une portion de tubule séminifère de lapin (Junqueira et Carneiro, 2007).

2.1.2. Tissu interstitiel

D'après Wrobel (1990), le tissu interstitiel est un tissu conjonctif lâche, riche en vaisseaux sanguins et lymphatiques et en terminaisons nerveuses, dans lequel sont réparties des cellules interstitielles en amas, appelées cellules de Leydig ainsi que diverses cellules libres de type fibroblastes, macrophages ou encore lymphocytes.

La quantité du tissu interstitiel varie suivant l'espèce, elle représente environ 10% du tissu testiculaire chez le chien et le cobaye, de 25 à 30% chez l'homme et 40% chez le ver de terre (Dadoune et Demoulin, 2001).

2.1.3. Liquide des compartiments intra-testiculaire

Les cellules interstitielles et les tubes séminifères logés dans les espaces péritubulaires baignent dans le liquide interstitiel qui participe aux fonctions endocrines et paracrines du testicule (Hazard et Perlemuter, 2000).

Selon Hocherau de Reviers et Royere (1996), le liquide contenu dans les tubes séminifères contribue au transport des spermatozoïdes ainsi qu'à leur nutrition. C'est un liquide riche en minéraux, principalement en potassium, en magnésium, en phosphore, en calcium et en chlore. Il est très riche en Androgen Binding Protein (ABP) et pauvre en autres protéines. Tandis que le liquide de *rete testis* est d'une composition remaniée, probablement dû aux échanges avec les veines testiculaires

2.1.4. Cellules de Sertoli

2.1.4.1. Caractéristiques structurales et fonctions

La cellule de Sertoli est une grande cellule pyramidale caractérisée par un réticulum endoplasmique granuleux (REG) et un réticulum endoplasmique lisse (REL) développés, un cytosquelette formé de microtubules et un réseau dense de microfilaments d'actine et de filaments intermédiaires.

Chaque cellule de Sertoli est connectée aux cellules adjacentes par des jonctions serrées, disposées au pôle basal liant deux compartiments, basal ou périphérique et central ou adluminal. D'autres types de jonctions relient les cellules de Sertoli entre elles et avec les cellules germinales, dont des jonctions d'ancrage et des jonctions communicantes de type Gap. Hazard et Perlemuter (2000), rappellent les différentes potentialités des cellules de Sertoli, en effet elles :

- Contrôlent la maturation et la migration des cellules germinales ;
- Assurent la phagocytose des cellules germinales dégénérantes ;
- Participent à des sécrétions bidirectionnelles tubulaires et interstitielles ;
- Sont impliquées dans les synthèses stéroïdiennes et protéiques ;
- Jouent un rôle protecteur contre les réactions immunitaires.

2.1.4.2. Protéines spécifiques

2.1.4.2.1. Inhibine et activine

L'inhibine et l'activine sont des protéines dimériques constituées de deux sous-unités réunies par des ponts dissulfures. L'inhibine est un hétérodimère glycoprotéique constitué de deux sous-unités α et β , reliées par deux ponts dissulfures ; tandis que l'activine est un homodimère des sous-unités β de l'inhibine, qui stimule la sécrétion de FSH (De Kretser et *al.*, 2002).

Ces polypeptides sont ainsi dénommés selon leur capacité de moduler la sécrétion de la FSH par les cellules hypophysaires, en l'inhibant ou en l'activant. Outre leur fonction régulatrice de la FSH, l'inhibine et l'activine possèdent un large domaine d'action sur la croissance et la différenciation de différents systèmes cellulaires et tissulaires incluant l'érythropoïèse, le développement embryonnaire et la prolifération lymphocytaire (De Kretser et Hedger, 1996).

D'autre part, il a été démontré que ces protéines agissent, par voie paracrine, au niveau des gonades, comme des régulateurs locaux de la stéroïdogénèse et le développement des cellules germinales (De Kretser et *al.*, 2002).

Dans le testicule, l'inhibine et l'activine sont principalement produites par les cellules de Sertoli, mais les cellules de Leydig ainsi que les cellules péricubulaires en élaborent aussi de petites quantités (De Kretser et Hedger, 1996).

2.1.4.2.2. Androgen Binding Protein (ABP)

L'ABP est une protéine de 41 kDa, possédant une grande affinité pour la testostérone et la dihydrotestostérone (DHA). Elle est libérée sous l'influence de la FSH et de la testostérone, elle transporte les androgènes vers l'épididyme (Dadoune et Demoulin, 2001).

2.1.4.2.3. Hormone antimüllérienne (AMH)

L'AMH est une glycoprotéine qui agit localement par un mécanisme paracrine et qui est responsable de la régression du canal de Muller. L'AMH est libérée par les cellules de Sertoli immatures du testicule fœtal (Hazard et Perlemuter, 2000).

2.1.4.3. Protéines non spécifiques

Selon Dupouy (1992 ab) et Dadoune et Demoulin (2001), les cellules de Sertoli sécrètent plusieurs protéines non spécifiques, telles que :

- L'activateur du plasminogène (PA) impliqué dans le processus de translocation des spermatocytes et la résorption des corps résiduels ;
- Le facteur de croissance de type insuline (IGF) qui se fixe sur les spermatocytes au stade pachytène et stimule leur division ;
- L'endothéline (ET-1) et la vasopressine qui stimulent la contraction des cellules myoïdes péritubulaires ;
- La transferrine qui assure le transport du fer aux cellules germinales ;
- La céruloplasmine qui assure le transport du cuivre aux cellules germinales ;
- La sulfoglycoprotéine-1 (SGP-1) est impliquée dans la solubilisation des sphingolipides et assure le transfert de lipides et d'acides gras spécifiques nécessaires à la multiplication des spermatocytes I et II ;
- Les substances mitogènes stimulent les mitoses spermatogoniales
- Enfin, les cellules de Sertoli produisent aussi des protéines de transport pour des vitamines en particulier pour le folate et la biotine.

2.1.4. Cellules de Leydig

2.1.4.4. Caractéristiques structurales

Les cellules de Leydig sont des cellules polygonales (10µm chez l'homme), qui sont soit dispersées, soit groupées en amas autour des capillaires sanguins et entourées par une lame basale discontinue.

Les cellules de Leydig présentent un noyau rond qui contient de volumineux nucléoles. Leur cytoplasme est riche en citernes de REL ; les mitochondries sont peu nombreuses, de taille variable et présentent des crêtes tubulaires. Les enclaves lipidiques sont abondantes dans le cytoplasme des cellules matures.

De nombreuses jonctions, de types Gap, desmosome et plus rarement des jonctions septées ont été mis en évidence au niveau de la membrane plasmique (Dadoune et Demoulin, 2001).

2.1.4.5. Facteurs synthétisés par les cellules de Leydig

La cellule de Leydig synthétise et libère des androgènes principalement la testostérone. Elle produit, par ailleurs, un grand nombre de facteurs bioactifs, peptidiques ou protéiques, impliqués dans les régulations paracrine et autocrine du testicule. Ainsi les cellules de Leydig synthétisent et libèrent :

- Des peptides dérivés de la pro-opiomélanocortine (POMC) dont la β -endorphine, qui en association avec LH, stimulent la production des androgènes leydigiens et pourraient aussi être impliqué dans la régulation des cellules de Sertoli. En effet, ces dernières possèdent des récepteurs aux β -endorphines qui diminuent les effets stimulateurs de la FSH sur les fonctions sertoliennes (Dadoune et Demoulin, 2001).

- L'ocytocine, qui stimule la contraction des tubes séminifères au niveau des cellules myoïdes péritubulaires. Son passage du testicule dans la lymphe peut lui conférer une fonction paracrine additionnelle, à savoir la stimulation de la motilité épидидymaire (Johnson et Everitt, 2002).

- L'IGF-1 et sa protéine porteuse (IGF1-BP3). La cellule de Leydig possède des récepteurs pour l'IGF-1. L'effet de ce peptide qui est aussi produit localement par les cellules de Sertoli, se traduit par l'augmentation du nombre des récepteurs à LH et l'activation de plusieurs enzymes de la stéroïdogénèse dans la cellule de Leydig.

- Facteurs de croissance et cytokines comme l'EGF, le TGF β et IL-1 présentant des effets mitogènes sur la cellule de Sertoli prépubère (Dadoune et Demoulin, 2001).

- Il semblerait que les cellules de Leydig produisent également l'inhibine, ainsi que l'activine. L'inhibine module la stéroïdogénèse leydigienne. Ainsi, dans une culture in vitro de cellules de Leydig, l'inhibine potentialise les effets de la LH sur la stéroïdogénèse et l'activine exerce un effet opposé (De Kretser et Hedger, 1996).

2.2. Histologie de l'épididyme

Le canal épидидymaire comprend deux compartiments : un épithélium pseudostratifié, entouré de 2 à 6 couches de fibres musculaires lisses et du tissu conjonctif, contenant des

terminaisons nerveuses et des capillaires sanguins ; et une lumière bordée par cet épithélium (Robaire et Hermo, 1988).

Six types cellulaires entrent dans la composition de l'épithélium épидидymaire : les cellules basales, étroites, apicales, claires, en halos et principales (Figure 5), qui présentent des caractéristiques structurales et fonctionnelles très variées de la région proximale à la région distale du tubule (Figure 6) (Robaire *et al.*, 2006 ; Cornwall, 2009 ; Shum *et al.*, 2011).

2.2.1. Cellules principales

Les cellules principales encore appelées cellules stéréociliées sont les plus nombreuses. Elles constituent 65-80 % de la population de cellules épithéliales épидидymaires totales (Figure 5). Ces larges cellules prismatiques présentent des caractéristiques structurales variables d'un segment à l'autre de l'épididyme (Hermo et Robaire, 2002). Leur hauteur est plus élevée au niveau de la tête que de la queue de l'épididyme. Cette variation concerne aussi la longueur des microvillosités qui tapissent leur pôle apical (Ramos et Dym, 1977 ; Flickinger *et al.*, 1978 ; Jones *et al.*, 1979).

Ces cellules, reliées entre elles par des jonctions serrées et des desmosomes, sont très actives à différents niveaux : transport et sécrétion de petites molécules organiques ; synthèse et sécrétion de protéines et enfin, réabsorption du fluide épидидymaire (Robaire et Hermo, 1988 ; Robaire et Viger, 1995 ; Cooper, 1998). Ces cellules appartiennent, en fait, à une classe de cellules « sécrétrices de constitution », comme l'ont démontré Moore et Kelly (1985).

2.2.2. Cellules basales

Les cellules basales représentent 10 à 20 % de la population cellulaire épидидymaire totale. Ces petites cellules allongées, localisées tout le long du canal épидидymaire, reposent sur la membrane basale formant ainsi un réseau en dessous des cellules principales. Leur noyau est irrégulier et leur cytoplasme pauvre en organites (Figure 5) (Soranzo *et al.*, 1982).

Leur fonction est inconnue mais il semblerait, respectivement d'après Veri *et al.* (1993), Cooper (1998) et Seiler *et al.* (2000), qu'elles jouent un rôle dans l'élimination des radicaux libres ainsi que dans la protection immunitaire des spermatozoïdes en participant à ce qu'on appelle, la barrière hémato-épидидymaire.

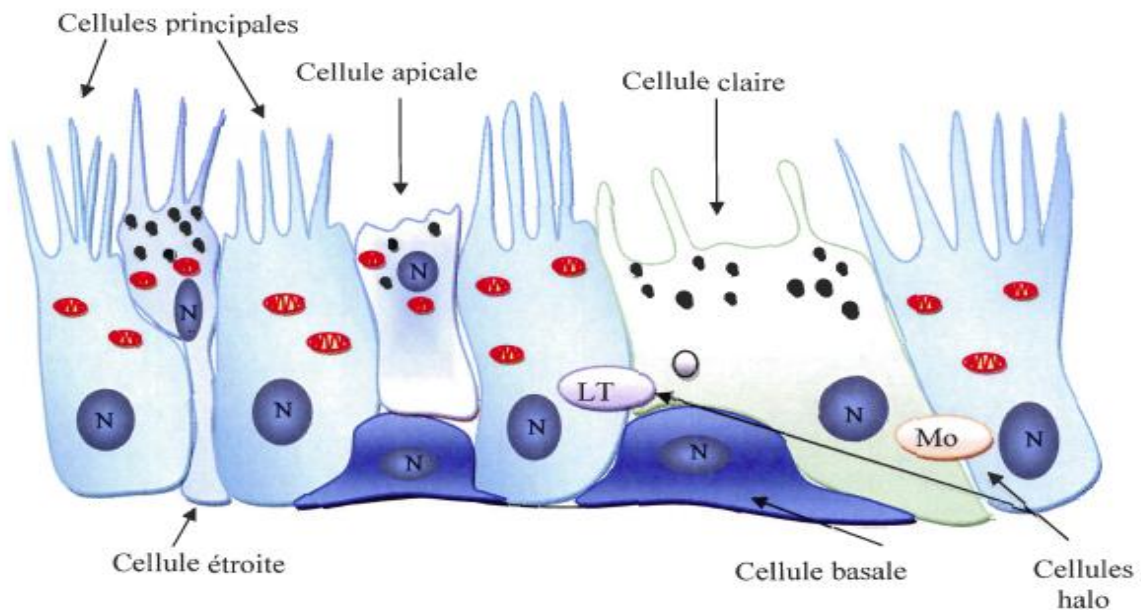


Figure 5 : Représentation schématique de l'épithélium épидидymaire (Girouard, 2009). N : noyau ; LT : lymphocyte T ; Mo : monocyte.

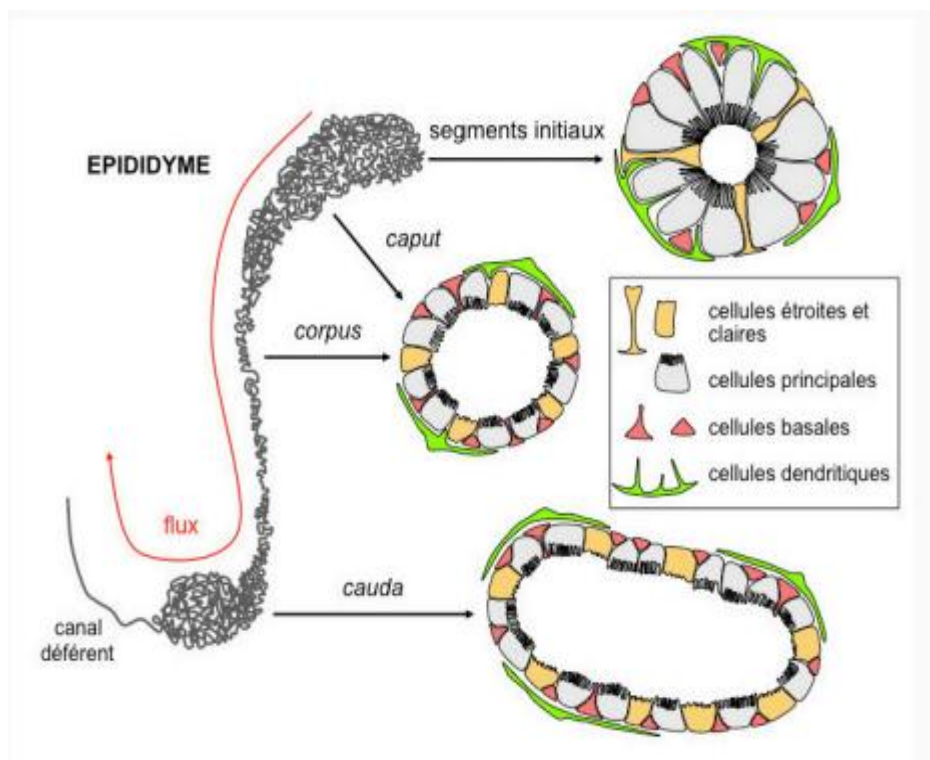


Figure 6 : Schéma représentatif de l'épididyme de la souris et du rat, montrant les différents segments et illustrant les différents types de cellules épithéliales et les cellules dendritiques (Breton et Da Silva, 2012).

2.2.3. Cellules en halo

Identifiées comme des lymphocytes intra-épithéliaux ou des monocytes qui migrent dans l'épithélium durant le développement post-natal, les cellules en halo sont disséminées tout le long du canal épидидymaire (Figure 5). Les cellules en halo sont des lymphocytes intra épithéliaux (Hoffer *et al.*, 1973 ; Serre et Robaire, 1999).

2.2.4. Cellules claires

Les cellules claires sont des grandes cellules prismatiques, présentes essentiellement dans le corps et la queue de l'épididyme (Soranzo *et al.*, 1982). Elles sont caractérisées par la présence de nombreuses vésicules claires en région apicale, de lysosomes en région médiane et de nombreuses inclusions lipidiques dans leur région basale (Robaire et Hermo, 1988). D'après Olson et Hinton (1985), elles joueraient un rôle dans l'absorption de certains composants du fluide épидидymaire (Figure 5).

2.2.5. Cellules apicales

Qualifiées ainsi en raison de la localisation de leur noyau dans le tiers apical des cellules, les cellules apicales présentent, quant à elles, un cytoplasme dense, très riche en mitochondries, contenant des lysosomes et de l'anhydrase carbonique impliquée dans la sécrétion des ions H^+ et la réabsorption des bicarbonates (HCO_3^-). Elles seraient ainsi, responsables de l'acidification du fluide épидидymaire (Martinez-Garcia *et al.*, 1995). Il a également été montré qu'elles sont capables d'endocyter des substances contenues dans la lumière (Adamali *et al.*, 1999b ; Hermo et Robaire, 2002).

Selon leur localisation épидидymaire, leur aspect et leur nom varient. Elles deviendraient les cellules étroites ou « narrowcells» (Figure 5).

2.2.6. Lumière du canal épидидymaire

Pour rejoindre le système éjaculateur depuis les gonades mâles, les spermatozoïdes transitent à travers l'épididyme au niveau de sa lumière, où ils baignent dans un milieu de nature très complexe : le fluide épидидymaire. Ce dernier est composé principalement d'ions, de petites molécules organiques, de protéines et de macromolécules.

Cependant en raison d'une forte régionalisation tissulaire et cellulaire des activités de synthèse, de sécrétion et réabsorption des cellules épithéliales, la composition du fluide

épididymaire varie tout le long du canal, il s'agit d'un dynamisme du contenu grâce aux activités de synthèse, de sécrétion et d'absorption par les cellules principales (Adamali *et al.*, 1999ab; Hermo et Robaire, 2002).

2.2.7. Mode de sécrétion de l'épididyme

La sécrétion des protéines est réalisée essentiellement par les cellules principales et elle est accomplie selon deux modes de sécrétions différents : le mode mérocrine et le mode apocrine.

2.2.7.1. Sécrétion mérocrine

La sécrétion mérocrine est le mode de sécrétion protéique classique (Thibault et Levasseur, 2001). Effectivement, elle se produit dans la plupart des différents types cellulaires, y compris les cellules principales de l'épithélium épididymaire (Sherwood, 2006).

La séquence primaire en acides aminés des protéines sécrétées de cette façon, est caractérisée par la présence d'un peptide signal à l'extrémité N-terminale, ce qui permet à la protéine de s'associer au réticulum endoplasmique. Ainsi, l'ARNm est traduit en protéine par les ribosomes associés au réticulum endoplasmique rugueux de la cellule (Girouard, 2009). Les protéines sont ensuite transportées jusqu'à l'appareil de Golgi, afin d'y subir différentes modifications post-traductionnelles telles que la glycosylation et l'acylation (Thibault et Levasseur, 2001).

Les protéines sont ensuite transférées et emmagasinées dans des granules de sécrétion. Ces granules migrent jusqu'à la membrane plasmique de la cellule et libèrent leur contenu à l'extérieur, lors de la fusion avec la membrane plasmique. Les protéines ne présentant pas d'ancrage membranaire sont libérées dans la lumière de l'épididyme (Girouard, 2009).

2.2.7.2. Sécrétion apocrine

La sécrétion apocrine a été mise en évidence par microscopie électronique dans les cellules principales de l'épididyme. Outre les cellules principales de l'épididyme, la sécrétion apocrine a aussi été observée dans le canal déférent et dans différentes glandes, telles que la glande mammaire, la prostate et les glandes accessoires (Girouard, 2009).

Contrairement au mode méocrine, la synthèse de même que les modifications post-traductionnelles des protéines sécrétées selon le mode apocrine, s'accomplissent dans le cytoplasme des cellules (Sullivan *et al.*, 2005). Effectivement, puisque la séquence primaire de ces protéines est dépourvue de peptide signal, les protéines ne peuvent s'associer au réticulum endoplasmique. La synthèse a donc lieu exclusivement sur des ribosomes libres (Figure 7) (Girouard, 2009).

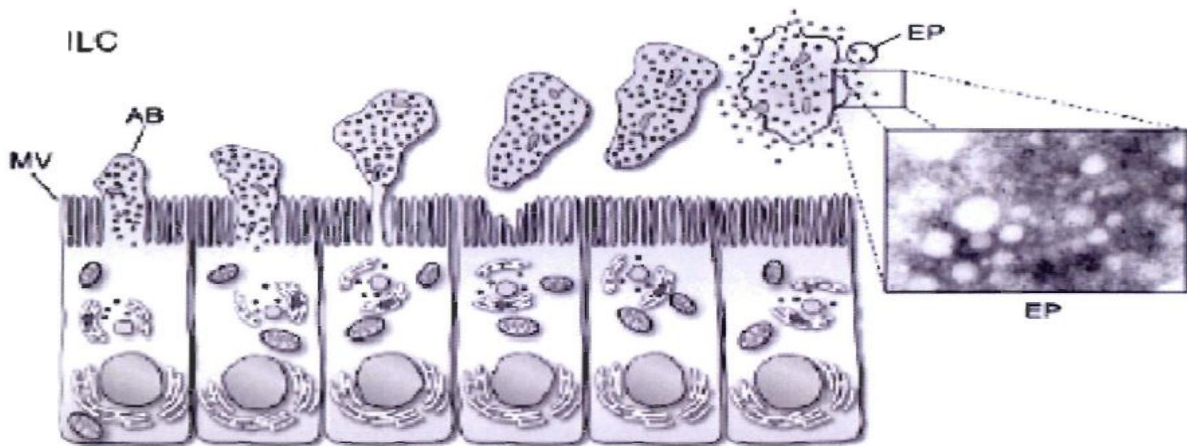


Figure 7 : Représentation schématique de la sécrétion apocrine dans les cellules principales de l'épididyme (Girouard, 2009).

AB : Aposomes; EP : Epididymosomes; ILC : compartiment intra-Limbal.

Les mécanismes de modifications post-traductionnelles de ces protéines restent, cependant, encore méconnus. Ces protéines seraient, toutefois, glycosylées de façon inhabituelle car les glucides ne s'associent pas à la protéine selon la glycosylation. En outre, l'extrémité N-terminale de ces protéines est bloquée par une acylation, ce qui n'est pas commun pour les protéines méoclines (Frenette *et al.*, 2002). Des protéines portant un groupement glycosylphosphatidylinositol (GPI) sont aussi sécrétées de cette façon. De plus, le transport intracellulaire de ces protéines vers la membrane plasmique se fait indépendamment de l'appareil de Golgi et des granules de sécrétion. Les protéines sont plutôt emmagasinées dans une excroissance du cytoplasme apical, nommée aposome.

A ce propos, des études réalisées dans les cellules de la glande coagulante chez le rat ont permis d'établir que de l'albumine sérique pouvait entrer dans les cellules par transsudation, au niveau de la membrane basale de ces cellules. Selon ces mêmes études, l'albumine pourrait jouer un rôle potentiel dans le transport des protéines apoclines vers la membrane apicale des cellules. Graduellement, la jonction entre la membrane plasmique et l'aposome se rétrécit, ce qui mène au détachement de l'aposome.

De fait, plusieurs de ces aposomes ont été observés dans la lumière de l'épididyme par microscopie électronique. Ces aposomes contiennent entre autres des ribosomes libres, des vésicules de différentes grosseurs, de même que quelques citernes du réticulum endoplasmique. Par la suite, les aposomes se fragmentent et libèrent leur contenu dans la lumière de l'épididyme (Girouard, 2009).

Chapitre III

Physiologie de la reproduction

La fonction de reproduction repose, sur des inter-relations coordonnées entre les différentes composantes cellulaires, hormonales ou biochimiques du système reproducteur et du système neuroendocrinien. .

Chez le lapin, ce fonctionnement physiologique suit la même organisation que chez les autres mammifères. Le testicule est le siège de la spermatogénèse, processus physiologique de la production des gamètes. L'épididyme, lui faisant suite, assure la maturation et le transit extra-testiculaire de ces derniers. Ces deux fonctions sont capitales lorsque l'on considère que le gamète mâle ou spermatozoïde est un élément clé pour la réussite de la fertilité d'une population.

1. Développement des gonades et puberté

La différenciation des gonades commence au 16^{ème} jour après la fécondation, et la production des hormones androgènes débute le 19^{ème} jour de gestation. Les canaux de Müller régressent le 20^{ème} jour, et la formation de la prostate commence le 21^{ème} jour. Au 24^{ème} jour, le développement des canaux de Wolf et la régression des canaux de Müller sont bien établis (Figure 8) (Alvarino, 2000).

A la naissance, les testicules se trouvent en position abdominale et la descente de ces derniers dans les sacs scrotaux coïncide avec la puberté (Alvarino, 1993).

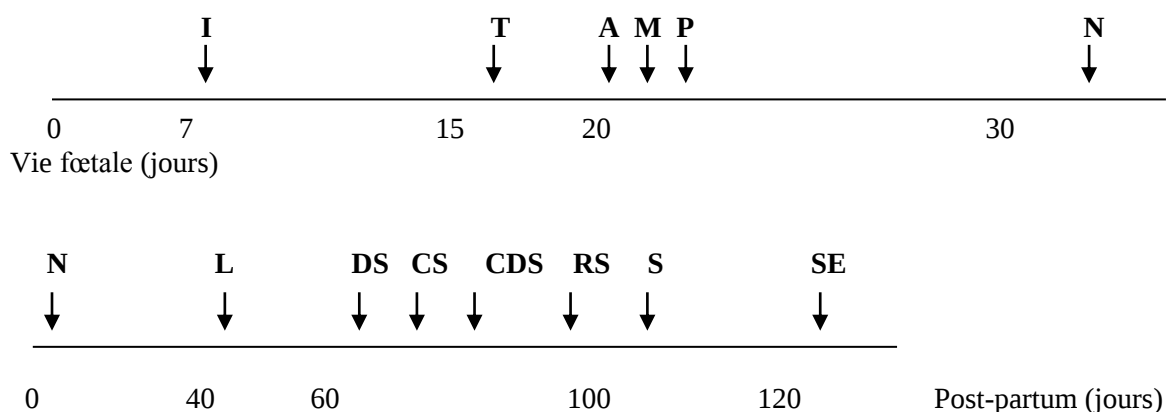


Figure 8 : Développement chronologique de la différenciation chez le lapin mâle

(Alvarino, 2000)

I : Implantation; **L :** Maturation des cellules de Leydig; **T :** Différenciation des testicules; **A :** Sécrétion d'androgènes; **M :** Dégénérescence des canaux de Müller; **P :** Croissance de la prostate; **N :** Naissance; **S :** Apparition du premier spermatozoïde; **DS :** Début de la spermatogénèse; **CS :** Premier comportement sexuel; **CDS :** Développement complet de la spermatogénèse; **RS :** Premiers rapports sexuels; **SE :** Apparition des premiers spermatozoïdes dans l'épididyme.

1.1. Développement pondéral

Le développement du poids corporel jusqu'à l'âge de 5 mois ne présente pas de dimorphisme sexuel, le poids des lapins mâles et femelles étant identique.

Après la naissance, les testicules se développent moins vite que le reste du corps, puis connaissent une croissance extrêmement rapide après l'âge de 5 semaines. Pour la race Néo-Zélandaise, le gain de poids quotidien de 0 à 40 jours d'âge est de 2,4 mg/jour, et de 37 mg/jour de 40 à 210 jours d'âge (Berger *et al.*, 1982).

D'après Alvarino (2000) et Lebas (2009), le rapport entre le poids testiculaire et le poids corporel augmente pour atteindre 2,86 après la 5^{ème} semaine d'âge. L'évolution du poids des testicules en fonction de l'âge montre une accélération de la croissance testiculaire, entre 70 et 110 jours environ (Figure 9).

Les glandes annexes ont une croissance de même type mais légèrement décalée dans le temps et plus tardive. Leur activité sécrétrice est en nette progression, jusqu'à l'âge d'un an (Alvarino, 2000 ; Lebas, 2009).

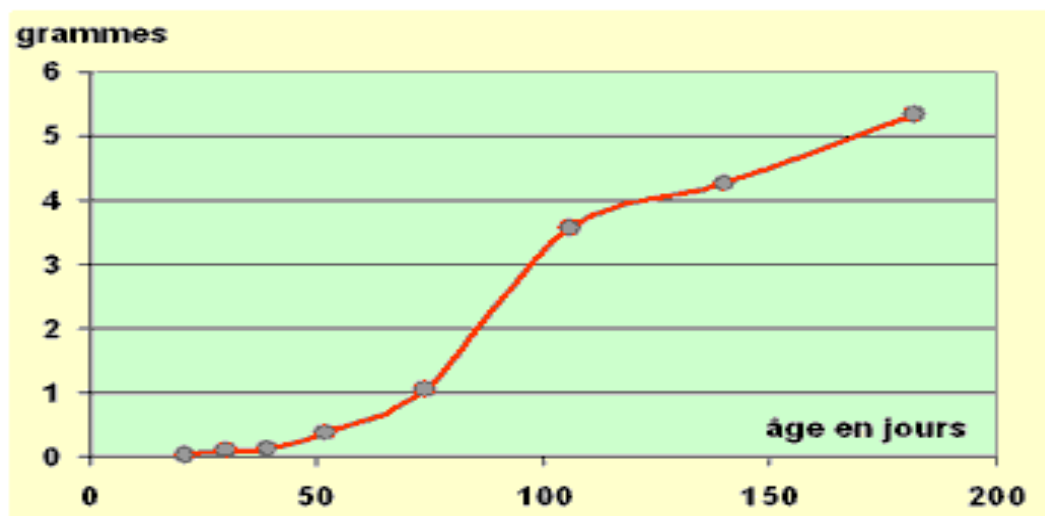


Figure 9 : Evolution du poids des testicules chez le jeune mâle (Souche moyenne pesant 4Kg adulte) (Prud'hon, 1973 cité par Lebas, 2009)

1.2. Développement de l'appareil génital externe

A la naissance, les organes génitaux externes ne présentent pas de dimorphisme sexuel très marqué. La formation du scrotum débute vers le 2^{ème} mois d'âge, et à 3 mois, les

testicules descendent dans le scrotum. Le pénis se développe et acquiert la taille et la forme caractéristiques de l'adulte à la fin du 3^{ème} mois d'âge (Berger *et al.*, 1982).

1.3. Maturation sexuelle

La maturation sexuelle chez le lapin s'effectue en 4 phases : phase infantile, phase prépubertaire, puberté et maturité sexuelle.

1.3.1. Phase infantile

La phase infantile s'étale de la naissance à l'âge de 40 jours. Elle se caractérise par une croissance lente des testicules et de la vésicule séminale, et de faibles concentrations plasmatiques de FSH et de testostérone (Boussit, 1989). Durant ce stade, les tubes séminifères ne présentent aucune activité spermatogénétique et les cellules interstitielles sont indifférenciées (Berger *et al.*, 1982).

1.3.2. Phase pré-pubertaire

Elle débute vers l'âge de 40 jours et est marquée par l'accélération de la croissance testiculaire et l'élévation des androgènes et des gonadostimulines dans le plasma, avec des concentrations maximales entre 60 et 70 jours d'âge. Les premières cellules de Leydig matures apparaissent à 40 jours, leur nombre augmente très rapidement, et, entre 70 et 80 jours, le tissu interstitiel a acquis un aspect adulte (Berger *et al.*, 1982 ; Boussit, 1989). La spermatogenèse commence entre 40 et 50 jours d'âge et tous les tubes testiculaires sont actifs vers 84 jours d'âge (Lebas, 2009). La multiplication et la différenciation des cellules de Sertoli sont dépendantes des gonadotrophines (Alvarino, 2000).

1.3.3. Puberté

Il existe des données contradictoires quant à la définition de la puberté chez le lapin. Mann et Parsons (1950) définissent la puberté comme le stade à partir duquel, la fonction endocrine devient évidente et les glandes annexes commencent la sécrétion du fructose et d'acide citrique.

Dans ce cas, la puberté serait alors atteinte dès l'âge de 42 jours, bien avant l'apparition des premiers spermatozoïdes dans l'éjaculat du mâle (Skinner, 1967).

Cependant, Macari et Machado (1978 in Lebas, 2009) signalent que la puberté est atteinte uniquement lorsque le lapin devient capable de se reproduire par l'apparition des premiers spermatozoïdes dans l'éjaculat, vers l'âge de 110 jours.

Par ailleurs, Sabbagh (1983) rapporte que la puberté chez le lapin est le stade à partir duquel l'éjaculat possède les mêmes caractéristiques physiques et chimiques que chez l'adulte. Selon Macari et Machado (1978), ce stade est atteint à partir de l'âge de 24 semaines (168 jours) chez le lapin Néo-Zélandais blanc et coïncide alors en terme de reproduction à la maturité sexuelle.

La puberté serait également définie d'après Boussit (1989), par le moment où les organes reproducteurs du mâle sont capables de produire, de façon constante, des spermatozoïdes aptes à féconder un ovule (vers 4 à 5 mois d'âge).

1.3.4. Maturité sexuelle

Amman et Lambiase (1967) définissent la maturité sexuelle comme le moment, où la production journalière de sperme n'augmente plus. Ensuite, la production de sperme récolté reste stable ou décroît légèrement.

Par contre, il semblerait que le volume, donc à priori la sécrétion de plasma séminal, augmenterait jusqu'à l'âge de 12 mois. Chez le lapin mâle Néo-Zélandais, la maturité sexuelle est atteinte vers 30 à 32 semaines. Toutefois, un mâle peut être utilisé pour la reproduction dès l'âge de 20 semaines mais avec un rythme moins intensif, par rapport à un adulte mature sexuellement (Lebas, 2009).

Il a été démontré qu'à l'âge de 20 semaines, les mesures testiculaires et le pourcentage des tubes séminifères qui contiennent des spermatozoïdes ne représentent que 70% de leur valeur par rapport à l'âge adulte (33 semaines d'âge), et que l'évolution du volume de l'éjaculat et la motilité individuelle des spermatozoïdes avec l'âge montrent une augmentation importante entre la 20^{ème} et la 33^{ème} semaine (Garcia-Thomas *et al.*, 2009).

Toutes ces données sont à considérer comme un ordre de grandeur. Il existe en effet des différences génétiques dans l'âge de la puberté et de la maturité sexuelle (Tableau 3), mais les conditions d'élevage jouent aussi un rôle essentiel, en particulier l'alimentation et plus encore le climat (Lebas, 2009).

Tableau 3 : Age et poids à la première saillie en fonction de l'origine de l'animal
(Synthèse des références bibliographiques).

Auteurs	Pays	Animal	Age à la première saillie (mois)		Poids à la première saillie (g)
			Moyenne	Etendue	Moyenne
Berchiche et Kadi (2002)	Algérie	Population locale	5	4,1-6,5	2500
Khalil (2002a)	Egypte	Giza White	7,5	6,2-8,5	2810
Khalil (2002b)	Egypte	Baladi rouge	7,2	6,5-8,0	2850
		Baladi blanc	6,5	6,2-7,8	2250
		Baladi noire	7	6,5-8,2	2830
Afifi (2002)	Egypte	Race Gabali	6	5-7	-
Hajj et al. (2002)	Liban	Lapin Baladi	6,5	6-7	2836
Bouzekraoui (2002)	Maroc	Lapin Tadla	6	3-8	2600
Barkok et Jaouzi (2002)	Maroc	Zemmouri	7	6-8	2700
Gómez et al. (2002a)	Espagne	Souche Caldes	5	-	4300
Gómez et al. (2002b)	Espagne	Souche Prat	5	-	4000
López et Sierra (2002)	Espagne	Race Gigante	5,5	5-6	4500
Baselga (2002a)	Espagne	Souche A	4,5	4-5	3400
Baselga (2002b)	Espagne	Souche V	4,5	4-5	3380
Baselga (2002c)	Espagne	Souche H	4,5	4-5	3270
Baselga (2002d)	Espagne	Souche R	5	4,5-5,5	4300
Lazzaroni (2002)	Italie	Lapin gris Carmagnola	5	4,5-6,0	4000
Bolet (2002a)	France	Fauve de Bourgogne	8,5	8-9	-
Bolet (2002b)	France	Argenté de Champagne	8	-	-
Bolet (2002c)	France	Géant des Flandres	11	10-12	-
Bolet et Saleil (2002)	France	Souche INRA 1077	4,4	-	-

1.4. Développement comportemental

Les premières manifestations du comportement sexuel apparaissent brusquement dès l'âge de 60 à 70 jours et les premiers coïts peuvent survenir vers 100 jours (Macedo et Miguel, 1986 cité par Alvarino, 2000 ; Quiles et Hevia, 2000).

Les premiers coïts, généralement fertiles, sont observés à un âge moyen de 146 ± 13 jours. Il existe toutefois, une variabilité individuelle importante : les mâles les plus précoces ont des rapports fertiles dès l'âge de 3 mois, certains seulement à partir de 6 mois (Berger *et al.*, 1982).

1.5. Développement hormonal

1.5.1. Gonadostimuline

La fonction gonadotrope hypophysaire est active dès la naissance (Figure 10). Les concentrations de LH, élevées à la naissance, chutent jusqu'au 20^{ème} jour puis s'élèvent lentement de 40 à 70 jours. Les concentrations de FSH, relativement faibles de 0 à 40 jours, augmentent à partir de ce stade et atteignent dès 60 jours des valeurs élevées caractéristiques de l'adulte (Berger *et al.*, 1982).

1.5.2. Androgènes

De la naissance à 40 jours, de faibles concentrations de la testostérone et de la dihydrotestostérone (DHT) se retrouvent dans le testicule et le plasma. A partir de 40 jours, ces concentrations s'élèvent brusquement, atteignent leur maxima entre 60 et 90 jours, puis déclinent sensiblement pour atteindre des valeurs adultes (Figure 10).

Dans le plasma, la testostérone est toujours l'androgène dominant à tous les stades, la DHT est présente en quantité importante avec un rapport Testostérone/DHT voisin de 2, avec des variations individuelles de grande amplitude. Dans le testicule la testostérone est l'androgène majeur jusqu'à 60 jours. Après ce stade, les concentrations de la DHT sont égales ou supérieures à celles de la testostérone, ce qui constitue une particularité du lapin (Berger *et al.*, 1982).

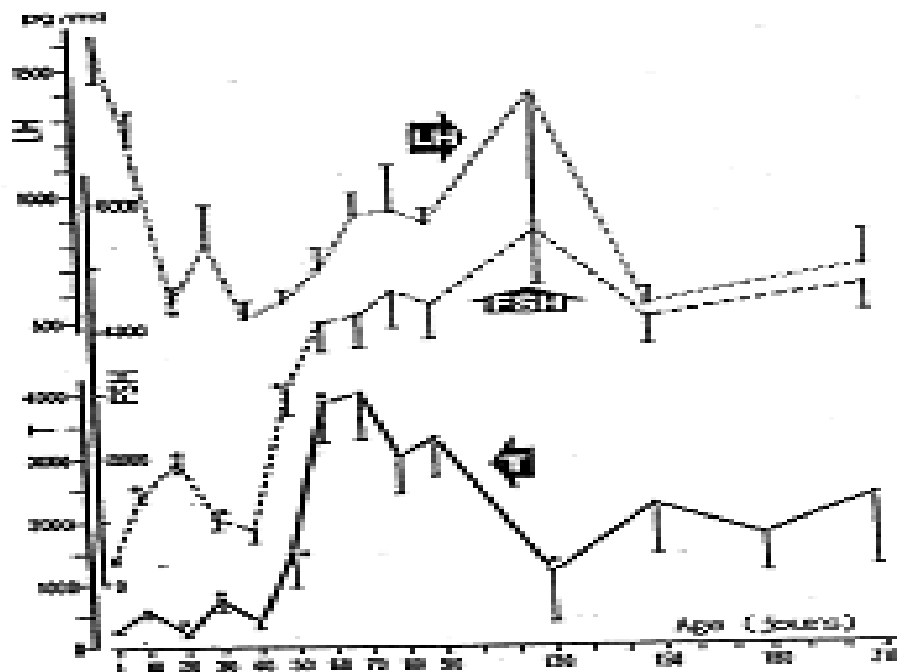


Figure 10 : Evolution des concentrations plasmatiques en testostérone, LH et FSH (pg/ml) chez le lapin mâle avec l'âge (Berger *et al.*, 1982)

2. Spermatogénèse : production de gamètes mâles

La spermatogénèse est le processus de production de gamètes mâles matures, à partir de cellules souches au niveau du testicule. Chez le lapin, elle débute entre 40 et 50 jours d'âge, avec apparition des premiers spermatozoïdes peu viables dans les éjaculats à 110 jours d'âge (Lebas, 2009). On distingue deux phases : une phase d'élaboration ou cycle spermatogénétique, et une phase de maturation (Boussit, 1989).

2.1. Cycle spermatogénétique

Le cycle spermatogénétique représente la succession chronologique des différents stades de la spermatogénèse en un point donné du tube séminifère. Il représente l'ensemble des divisions et des différenciations cellulaires, permettant à partir d'une cellule souche spermatogoniale d'élaborer un spermatozoïde non mature (Figure 11) (Boussit, 1989).

Le même auteur atteste que le cycle spermatogénétique est divisé en deux phases. En premier s'effectue la multiplication et la division des cellules souches, la deuxième phase consiste en la réduction du stock génétique et la transformation de ces cellules souches en spermatozoïdes dit testiculaires (Figure 11).

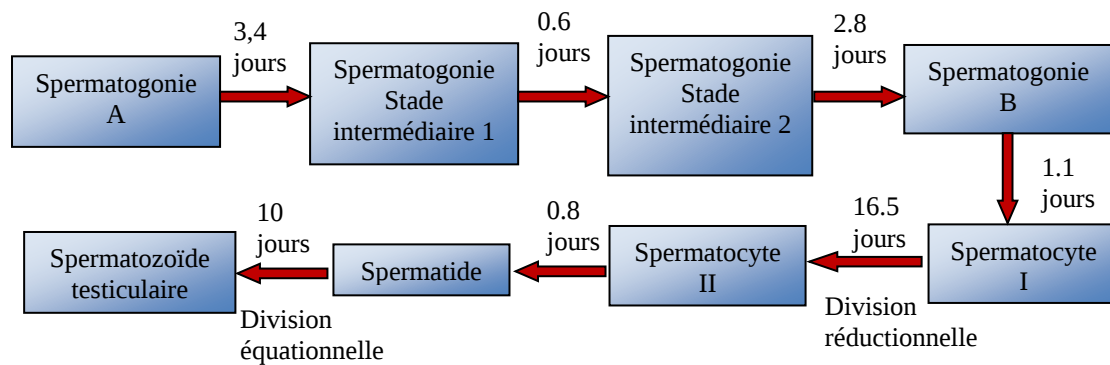


Figure 11 : Cycle spermatogénétique chez le lapin (Boussit 1989).

Selon Bonnes *et al.* (2005), ce cycle est subdivisé en quatre phases : 1- phase de la multiplication des spermatogonies, 2- phase d'accroissement des spermatocytes I, 3- phase de réduction chromatique et 4- phase de différenciation des spermatides. Les différentes structures cellulaires se forment dans l'ordre de spermatogonie, spermatocyte I, spermatocyte II, spermatide, et spermatozoïde testiculaire ; ces différents types cellulaires sont agencés de la paroi de la membrane basale du tube séminifère, vers la lumière centrale du tube (Figure 12) (Posière, 2002).

Le cycle de l'épithélium séminal comprend huit stades et la durée de ce cycle est déterminé par l'intervalle de temps qui rythme l'entrée des spermatogonies dans la spermatogénèse. Il s'étale sur 10,5 jours chez le lapin. De plus, il faut 4 à 5 cycles successifs à l'épithélium séminal pour passer de l'état spermatogonie, à celui de spermatozoïdes (Amann et Lambias, 1969 ; Thibault et Levasseur, 2001). La durée du cycle varie donc entre 38 et 45 jours, le spermatozoïde différencié arrive dans l'épididyme 5 à 6 jours après la fin de la spermatogénèse (Boussit, 1989).

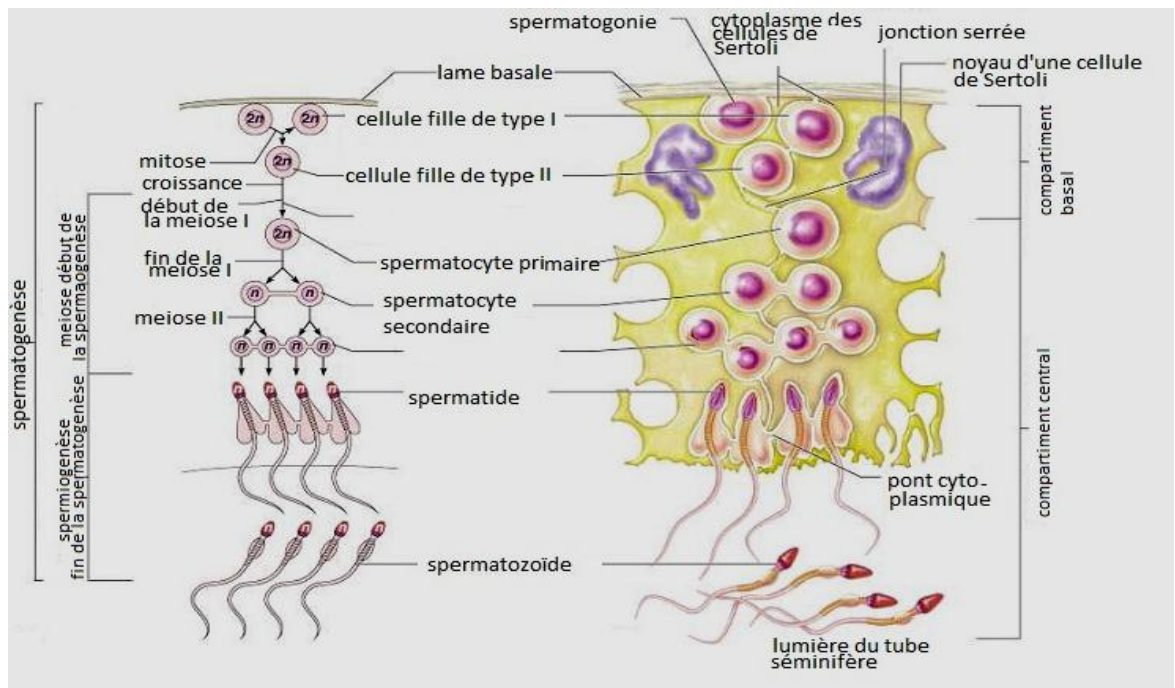


Figure 12 : Différenciation germinale schématisée (Marieb, 2006).

2.2. Production de spermatozoïdes par le testicule

Chez le lapin, la production journalière de spermatozoïdes est estimée de 25 à 60 millions par gramme de testicule, soit une production de 100 à 250 millions de spermatozoïdes par animal et par jour. Celle-ci varie en fonction de la race (selon notamment le format), de l'âge, des variations de poids testiculaire et des délais nécessaires à l'établissement de la spermatogenèse (Boussit, 1989). La saison est également citée comme facteur de variation, en raison de la durée de la photopériode, laquelle est favorable à cette production (Orgebin-Crist, 1968). En revanche, la production de spermatozoïdes est continue et pas du tout affectée par le rythme d'utilisation du mâle lors des accouplements (Amann, 1970 cité par Boussit, 1989, Theau-Clément *et al.*, 2009).

2.3. Maturation épидидymaire

A leur sortie du testicule, lieu de production des gamètes mâles, les spermatozoïdes sont non fécondants et immobiles. Ils sont également inactifs du point de vue de la synthèse protéique car leur ADN, très fortement condensé depuis les dernières étapes de la spermiogenèse, est soumis à une condensation accrue durant la maturation, ceci est dû à la formation de ponts disulfures au niveau des protamines qui lui sont associées. C'est au cours de leur transit à travers l'épididyme, assuré par les contractions des fibres musculaires lisses qui entourent les cellules épithéliales, que les spermatozoïdes acquièrent progressivement

l'aptitude à féconder un ovocyte *in vivo*, à se mouvoir et à se maintenir en vie lors de leur stockage dans la queue épидидymaire, avant l'éjaculation (Bedford, 1963, 1966, 1967 ; Orgebin-Crist, 1967). On parle alors de maturation post-testiculaire des gamètes.

Ce processus est le résultat d'une constante interaction tout le long de l'épididyme, entre les spermatozoïdes immatures et le fluide intraluminal, microenvironnement spécifique créé par les activités d'absorption et de sécrétion des cellules épидидymaires.

En raison de la spécificité tissulaire, la composition du fluide épидидymaire est propre à chaque région, à chaque segment qui constitue l'épididyme, créant un environnement luminal unique, en chaque point de ce long canal circonvolutionné. Ainsi, les spermatozoïdes rencontrent un environnement unique en chaque point parcouru au sein de cette lumière (Robaire et Hermo, 1988 ; Turner, 1991 ; Olson *et al.*, 2002).

Les spermatozoïdes subissent lors de ce transit de nombreuses modifications morphologiques et biochimiques. Ceci se traduit essentiellement par l'acquisition de la mobilité et la modification de protéines membranaires du spermatozoïde.

2.3.1. Fluide épидидymaire

Le fluide épидидymaire, de par sa composition très variée, est riche en protéines, en ions divers, en inositol, en L-carnitine et en acide sialique (Riar *et al.*, 1973) provenant du sang ou sécrétés par l'épithélium. Il participe à la survie et au maintien de l'intégrité des spermatozoïdes (Britan, 2006).

2.3.1.1. Réabsorption d'eau, d'ion et de protéines

L'épithélium épидидymaire réabsorbe l'eau, les ions et les protéines présents dans le fluide testiculaire, particulièrement dans les premières régions épидидymaires, entraînant une concentration des spermatozoïdes. La réabsorption de l'eau se fait en association avec les mouvements des ions Na^+ et Cl^- réabsorbés et des ions K^+ et PO_4^{3-} sécrétés, ce qui aboutit à une diminution du rapport Na/K d'un facteur 10 entre la tête et la queue de l'épididyme. La majorité des protéines présentes dans le fluide testiculaire, comme l'ABP, la clustérine et la transferrine sont réabsorbées par endocytose fluide ou spécifique, ou par transcytose, et sont remplacées par de nouveaux composés sécrétés par les cellules épithéliales (Thibault et Levasseur, 2001).

2.3.1.2. Sécrétion de substance organique et concentration des substances sanguines dans la lumière du tube

L'épithélium sécrète des protéines telles que la Glycéryl Phosphoryl Choline (GPC) et des protéines spécifiques, dont la plupart sont des enzymes, phosphatases acides et alcalines, glucosidases, glycosyltransférases qui peuvent modifier le fluide épидидymaire et la membrane des spermatozoïdes. La lactoferrine et la clustérine permettent la survie et la protection des spermatozoïdes au cours du transit épидидymaire ; les glucosidases et les protéases procathepsine L quant à elles modifient la membrane des spermatozoïdes et assurent la maturation épидидymaire (Thibault et Levasseur, 2001).

Selon ces derniers auteurs, la fonction de concentration de substances sanguines dans la lumière du tube de l'épithélium épидидymaire est illustrée par la concentration en carnitine et acétylcarnitine dans le fluide épидидymaire. La carnitine produite par le foie, véhiculée par le sang et réabsorbée par transport actif est concentrée dans la lumière du tube. Il semble qu'elle soit transformée en acétylcarnitine, et utilisée comme substrat énergétique pour la mobilité des spermatozoïdes.

2.3.2. Modifications morphologiques des spermatozoïdes

Dans la partie proximale de la tête de l'épididyme, l'acrosome des spermatozoïdes est long et large et présente une gouttelette cytoplasmique sur la pièce intermédiaire, près de la tête. Au cours du transit, l'acrosome se raccourcit, la gouttelette cytoplasmique glisse le long de la pièce intermédiaire et la densité des spermatozoïdes s'accroît. Dans la queue de l'épididyme, les spermatozoïdes ont un acrosome réduit et n'ont plus de gouttelette cytoplasmique (Belford, 1963).

2.3.3. Apparition du pouvoir fécondant

D'après Boussit (1989), la modification des charges de surface au cours du transit, s'accompagnerait d'une sensibilité croissante aux variations du pH et de la température. Le revêtement glyco-protéique est modifié au cours du transfert par la perte de la gouttelette cytoplasmique, mais également par l'adhésion de protéines provenant des sécrétions de l'épithélium épидидymaires. Ces modifications interviendraient dans les propriétés d'agglutination du sperme, dans le développement de la capacité fertilisante, notamment pour la reconnaissance de l'ovule.

La capacité fertilisante est acquise dans la moitié inférieure du corps de l'épididyme, bien que la proportion des spermatozoïdes fertiles dans cette zone reste encore moindre que dans la queue de l'épididyme ou dans les canaux déférents (Tableau 4) (Boussit, 1989 ; Setchell, 1989 cité par Alvarino, 2000).

Tableau 4 : Influence du lieu de prélèvement des spermatozoïdes sur le pouvoir fécondant (Orgebin-Crist, 1967 cité par Boussit, 1989).

Insémination avec des spermatozoïdes prélevés	% d'œufs fécondés 48 heures après insémination
Dans la tête de l'épididyme	0
Dans le corps proximal de l'épididyme	0
Dans le corps distal de l'épididyme	57
Dans la queue proximale de l'épididyme	74
Dans la queue distale de l'épididyme	95
Après l'accouplement	95

2.3.4. Acquisition de la mobilité

A la sortie du testicule et au niveau de la tête antérieure, les spermatozoïdes n'ont que des mouvements vibratoires de la queue et ne se déplacent pas, ils sont immobiles (Gaddum, 1968 cité par Boussit, 1989). Dans la tête distale, les cellules présentent une courbure statique, avec oscillations de l'extrémité du flagelle sans déplacement. Dans le corps apparaissent les mouvements transitoires, caractérisés par une grande courbure ce qui va entraîner des mouvements circulaires et erratiques. Dans la région caudale, les cellules présentent un mouvement mature caractérisé par une distribution symétrique des ondes de part et d'autre des flagelles, permettant une trajectoire rectiligne (Dacheux et Paquignon, 1980 ; Yanagimachi, 1994).

Le contrôle de cette mobilité dépend des facteurs exogènes et endogènes. L'apparition de la mobilité est associée à l'augmentation intracellulaire de l'AMPc (Dacheux et Paquignon, 1980 ; Pariset *et al.*, 1985) et des protéines kinases AMPc dépendantes et à la diminution du Ca^{++} et de la calmoduline. La mobilité progressive est associée à l'augmentation de la carnitine dans les spermatozoïdes. Les facteurs responsables du déclenchement de la mobilité

ne sont pas encore connus, mais la phosphorylation des protéines dépendantes de l'AMPc pourrait y intervenir (Tash et Bracho, 1998 ; Eddy *et al.*, 2003).

Chez certaines espèces, les spermatozoïdes maintiennent leur mobilité au niveau de la partie caudale, grâce aux éléments fournis par le fluide épидидymaire. Chez d'autres espèces, les spermatozoïdes sont immobiles, cet état de sommeil des spermatozoïdes est lié en partie aux contraintes mécaniques, comme l'augmentation de la viscosité du fluide épидидymaire suite à l'augmentation de la concentration de l'immobiline, lors de l'éjaculation. L'immobiline est soit diluée par les sécrétions des glandes séminales, soit dégradée par des protéases présentes dans ces sécrétions, ce qui permettrait aux spermatozoïdes de devenir motiles (Usselman et Cone, 1983).

2.3.5. Modification des protéines membranaires du spermatozoïde

Les spermatozoïdes subissent lors du transit épидидymaire de nombreuses modifications morphologiques et biochimiques assurant leur maturation. Ceci se traduit essentiellement par la modification de protéines membranaires du spermatozoïde, suite à l'action d'enzymes présentes dans le fluide (glycosidases, glycosyltransférases, protéases) (Hall et Killian, 1987 ; Vernon *et al.*, 1987 ; Young *et al.*, 1987 ; Tulsiani, 2006) ou par la fixation de nouvelles protéines, comme par exemple l'immobiline, impliquées dans l'inhibition de la mobilité des spermatozoïdes (Usselman et Cone, 1983 ; Zeheb et Orr, 1984) ; ou encore, dans la reconnaissance de la zone pellucide avec la famille des protéines, appelées EP1-EP6 (Cuasnicu *et al.*, 1984).

Certaines protéines sécrétées par l'épithélium épидидymaire ont, quant à elles, une action protectrice contre les dommages protéolytiques et oxydatifs des spermatozoïdes, qui pourraient avoir lieu lors d'une libération prématurée des enzymes acrosomiales durant le transit épидидymaire (Cornwall *et al.*, 2003 ; Cornwall et Hsia, 2003).

2.3.6. Stockage des spermatozoïdes

L'épидидyme est le lieu de stockage des spermatozoïdes ; le stock total de 1000×10^6 spermatozoïdes est distribué comme suit : 275×10^6 dans la tête et le corps, 650×10^6 dans la queue de l'épидидyme et 50×10^6 dans le canal déférent. Néanmoins, le stockage des spermatozoïdes au niveau de la queue épидидymaire, varie selon l'activité sexuelle et la durée de la photopériode (Alvarino, 1993).

2.3.7. Autres fonctions de l'épithélium épididymaire

La protection des spermatozoïdes matures, qui sont les cibles de multiples agressions, se fait grâce à la barrière hémato-épididymaire qui les protège contre les attaques du système immunitaire (Pollanen et Cooper, 1994).

La protéine CRES (cystatin-related epididymal spermatogenic), qui inhibe l'activité sérine-protéase de la prohormone convertase 2 (PC2), protégerait les spermatozoïdes de dommages protéolytiques, qui pourraient avoir lieu lors d'une libération prématurée des enzymes acrosomiales, durant le transit épididymaire (Cornwall *et al.*, 2003 ; Cornwall et Hsia, 2003).

D'autres protéines, telle que la glutathion peroxydase 5 (GPX5) est supposée protéger les spermatozoïdes contre les dommages oxydatifs (Vernet *et al.*, 1996, 1999).

2.3.8. Transit épididymaire

Selon Alvarino (1993), le transit dure 8 à 10 jours, dont 2 jours au niveau de la tête, 2 jours dans le corps et 5 à 6 jours dans la queue, avec une progression plus rapide dans la périphérie que dans le centre du conduit épididymaire. Ce temps de transit diminue d'environ 10 à 20% chez les animaux qui éjaculent fréquemment (Figure 13) (Baril *et al.* 1993).

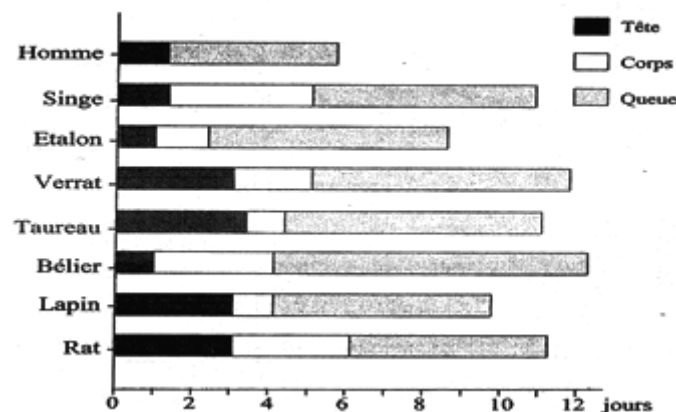


Figure 13 : Durée du transit (en jour) des spermatozoïdes dans la tête (noir), le corps (clair) et la queue (gris) de l'épididyme chez différentes espèces (Robaire et Hermo, 1988).

3. Régulation hormonale de la fonction de reproduction

La fonction sexuelle du lapin mâle fait l'objet d'une régulation de type neuroendocrinienne. Les hormones intervenant dans cette régulation ont deux origines : le complexe hypothalamo-hypophysaire et les testicules (Bonnes *et al.*, 2005).

3.1. Régulation du testicule endocrine

3.1.1. Axe hypothalamo-hypophyso-gonadique

3.1.1.1. Au niveau hypothalamique

Le fonctionnement gonadique est sous la dépendance d'une gonadolibérine la GnRH (gonadotropin releasing hormone), décapeptide sécrété par des neurones embryologiquement issus de la placode olfactive, dont les corps cellulaires sont situés dans l'hypothalamus médiobasal (noyau arqué) et antérieurs (noyaux pré et supra optiques) et dont les axones se terminent, pour la plupart, dans l'éminence médiane (EM). La sécrétion du GnRH est pulsatile et se fait dans le système veineux porte hypothalamo-hypophysaire. L'expression des effets du GnRH nécessite sa liaison aux récepteurs membranaires spécifiques des cellules gonadotropes. Ce récepteur est une protéine de 327 AA, ayant sept domaines transmembranaires, couplés aux protéines G (Thibault et Levasseur, 2001).

3.1.1.2. Au niveau hypophysaire

La GnRH se fixe sur des récepteurs localisés sur les cellules gonadotropes de l'antéhypophyse. Cette fixation active le système de phosphokinase C et stimule la synthèse et la sécrétion par les cellules gonadotropes des deux gonadotrophines : FSH et ISCH (Interstitial Cell Stimulating Hormon), équivalent de LH (Thibault et Levasseur, 2001 ; Bonnes *et al.*, 2005).

La GnRH est sécrétée de façon pulsatile, car après activation le nombre de ses récepteurs à la surface des cellules gonadotropes diminue. Ceci est lié au fait que les récepteurs sont rapidement internalisés par endocytose entraînant un phénomène de désensibilisation ou une down-regulation. Ces derniers seront récupérés et exposés à nouveau à la surface provoquant l'effet d'une up-regulation. Une sécrétion continue maintiendrait la down-regulation (Thibault et Levasseur, 2001).

3.1.1.3. Au niveau testiculaire

Les gonadotrophines hypophysaires agissent sur des récepteurs membranaires spécifiques, topographiquement séparés :

- La LH, qui prend le relai de la β hCG d'origine placentaire, active dans les premières semaines du développement fœtal. Elle exerce son action en se fixant sur des récepteurs situés sur la cellule de Leydig, où elle stimule, par l'intermédiaire de l'adénylcyclase, la biosynthèse de la testostérone, essentiellement en favorisant le transport du cholestérol vers la membrane interne de la mitochondrie (Thibault et Levasseur, 2001).

- La FSH n'a de récepteurs que sur la cellule de Sertoli, dont elle stimule l'ensemble des sécrétions et elle agit directement sur les cellules germinales, dont elle active la multiplication (Thibault et Levasseur, 2001 ; Bonnes *et al.*, 2005).

3.1.2. Rétrocontrôle de la sécrétion des gonadotrophines par le testicule

La régulation de la fonction gonadotrope est caractérisée par un rétrocontrôle négatif exercé à la fois au niveau de l'hypothalamus et de l'hypophyse, par la sécrétion testiculaire. La testostérone a une action inhibitrice sur la sécrétion de la LH et à moindre degré de la FSH par l'hypophyse et sur celle de la GnRH par l'hypothalamus. L'inhibine exerce un rétrocontrôle négatif sur la synthèse des sous-unités β de la FSH, par les cellules gonadotropes.

3.1.3. Régulation intragonadique des fonctions testiculaires (Régulation paracrine et autocrine)

A côté de la régulation endocrine par les gonadotrophines absolument nécessaire à une fonction testiculaire normale, de multiples travaux ont montré l'existence d'une régulation des fonctions testiculaires au niveau local de type paracrine, autocrine ou intracrine (Figure 14).

- La testostérone sécrétée par les cellules de Leydig agit en synergie avec la FSH pour stimuler les sécrétions sertoliennes.
- Le TGF β , produit par les cellules de Sertoli et les cellules péritubulaires est un puissant inhibiteur des fonctions différenciées des cellules de Leydig de plusieurs espèces.

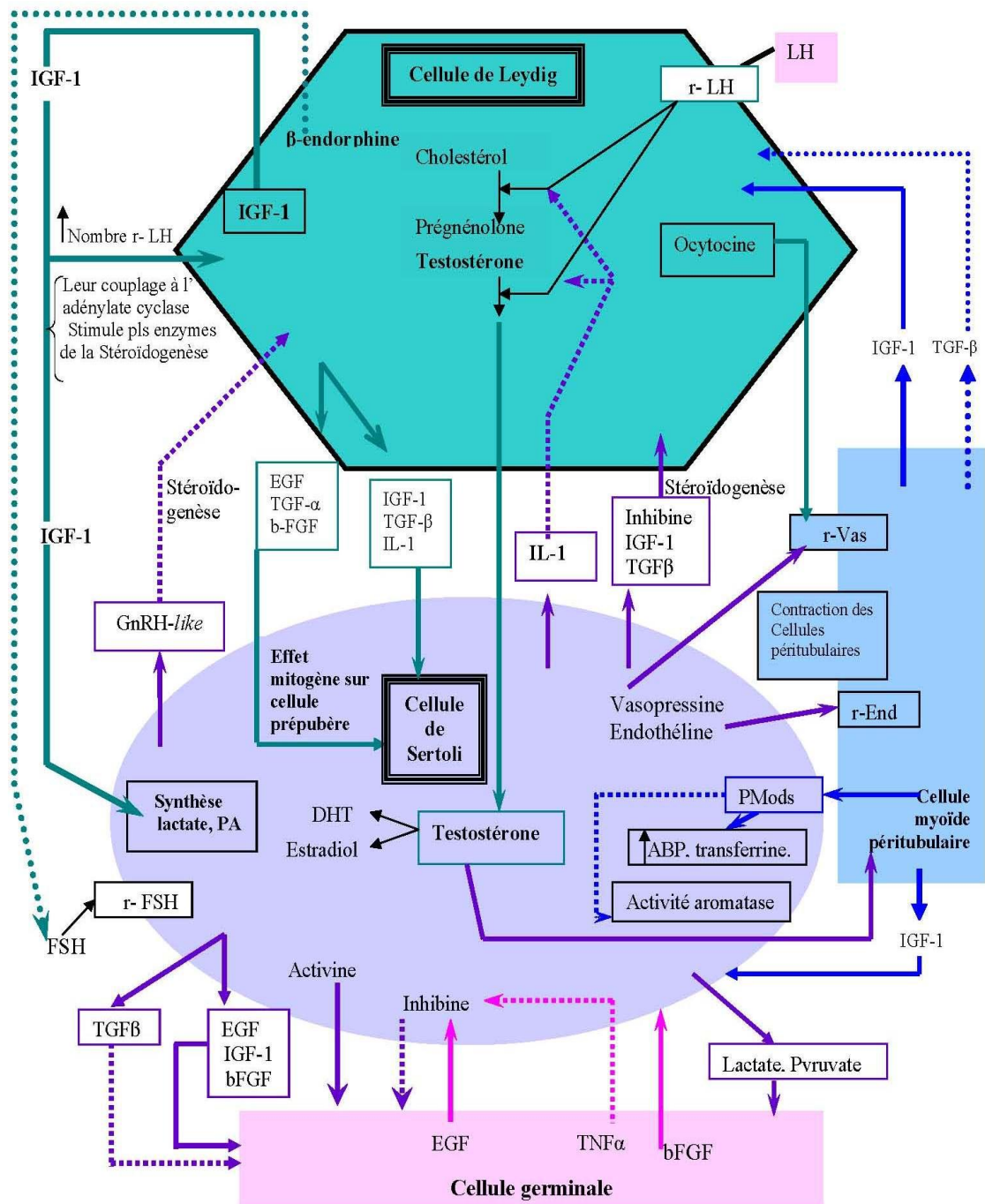


Figure 14 : Relations paracrines entre les cellules de Leydig, les cellules pérutubulaires, les cellules de Sertoli et les cellules germinales (Dadoune et Demoulin, 2011 modifié)

ABP : Androgen Binding Protein; DHT : dihydrotestostérone; End : Endothéline; EGF : Epidermal Growth Factor; FSH : Follicular stimulating hormone ; FGF : Fibroblast Growth Factor; GnRH : Gonadotropin Releasing Hormone; IGF : Insuline Growth Factor; IL : Interleukine ; LH : Luteinizing Hormone; TGF : Transforming Growth Factor ; Vas : Vasopressine ; r : Recpteur.

- Dans les cellules de Sertoli, il inhibe aussi certaines fonctions spécifiques de ces cellules, en particulier la production de lactate et l'oestradiol en réponse à la FSH (Lejeune *et al.*, 1996).

- Les cellules de Sertoli, les cellules péricubulaires et les cellules de Leydig peuvent synthétiser et sécréter de l'IGF-1. Les cellules de Leydig expriment les récepteurs de l'IGF-1 et réagissent à une stimulation par ce facteur de croissance (Vermeulen, 1996). Les effets les plus importants de l'IGF-1 s'exercent sur les fonctions différenciées des cellules de Leydig et de Sertoli : il augmente le nombre de récepteurs à LH, leur couplage à l'adénylate cyclase et l'activité de plusieurs enzymes de la stéroïdogénèse, entraînant une augmentation de la capacité stéroïdogénique. Au niveau des cellules de Sertoli, l'IGF-1 stimule la production de lactate, substrat énergétique important pour les cellules germinales, et celle de l'activateur du plasminogène qui est probablement impliqué dans le passage des cellules germinales du compartiment basal, au compartiment adluminal (Lejeune *et al.*, 1996).

- Les cellules péricubulaires produisent, sous l'influence de la testostérone, une protéine modulant la fonction sertolienne le P-Mod-S. Cette protéine augmente la production d'ABP et de transferrine et inhibe l'activité aromatasase.

- Les cellules de Leydig élaborent des facteurs de croissance qui ont un effet mitogène sur la cellule de Sertoli prépubère (EGF, TGF- α et bFGF) et stimulent les fonctions de la cellule différenciée (IGF-1, TGF- β et IL-1).

- La β -endorphine sécrétée par la cellule de Leydig sous l'influence de la LH, agirait en diminuant l'action de la FSH sur la cellule de Sertoli.

- L'EGF, l'IGF-1, et le bFGF synthétisés par la cellule de Sertoli régulent positivement la prolifération des cellules germinales, alors que le TGF β a un effet inverse.

- En retour, les cellules germinales exercent un contrôle paracrine sur l'activité fonctionnelle des cellules de Sertoli par exemple : des facteurs de croissance en provenance des spermatocytes pachytènes et des spermatides rondes stimulent (EGF) ou inhibent (TNF α) la production d'inhibine dans les cellules de Sertoli. D'autre part, le bFGF détecté dans les spermatogonies et les spermatocytes pachytènes stimule toutes les fonctions sertoliennes.

- La plupart des substances sécrétées par la cellule de Sertoli influencent la stéroïdogénèse dans la cellule de Leydig, soit en l'activant (inhibine, IGF1, TGF β), soit en l'inhibant (interleukine 1), substance GnRH-like (Perlemuter et Thomas, 2003).

- Un facteur GnRH-like a été isolé du testicule de rat. Les cellules de Leydig du rat, possèdent des récepteurs pour le GnRH, mais à une concentration trop faible pour avoir une signification physiologique.
- Toute une série d'autres facteurs comme le CRH, qui inhibe la stéroïdogénèse, l'atrial natriuretic factor (ANF), la rénine-angiotensine II, le bFGF, l'histamine ont été identifiés dans le testicule de plusieurs espèces animales. Leur signification physiologique, reste à déterminer (Vermeulen, 1996).

3.1.4. Autres facteurs agissant sur la fonction testiculaire

A côté de la régulation endocrine par l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique, la fonction testiculaire est soumise à un contrôle par divers autres facteurs et hormones :

- La prolactine a tendance à déprimer la sécrétion de la GnRH ; elle pourrait également intervenir directement sur la production de la testostérone par la cellule de Leydig.
- L'hormone de croissance, la GH, stimule dans le testicule la formation d'IGF-1 qui peut être le médiateur de ces fonctions. La déficience ou la résistance à GH sont associés avec une puberté retardée, ou une faible réponse de la cellule de Leydig à LH/hCG.
- Les glucocorticoïdes d'origine cortico-surrénalienne contribuent à la régulation endocrine du testicule. Ce dernier possède des récepteurs aux glucocorticoïdes et ces hormones diminuent la conversion du cholestérol en hormones stéroïdes (Huhtaniemi et Toppari, 1996).
- Les peptides opioïdiques et plus spécifiquement l'endorphine exercent un effet inhibiteur sur l'hypothalamus gonadotrope générateur de pulse de GnRH. Un effet additionnel au niveau hypophysaire ne peut cependant être exclu.
- La dopamine exerce un effet stimulateur sur la sécrétion de GnRH.
- Les AA neuro-excitateurs (AAE) (glutamate, N-Méthyl-D-Aspartate) stimulent la synthèse de GnRH et il est probable qu'ils participent à la régulation physiologique de la sécrétion de LH (Vermeulen, 1996). D'autre part, l'acide gamma-amino-butyrique (GABA) freine la synthèse des AAE et indirectement celle de GnRH.
- Le corticotrophin releasing factor (CRF), ou hormone CRH possède un effet inhibiteur sur le GnRH hypothalamique
- La mélatonine, hormone épiphysaire, injectée dans l'hypothalamus inhibe la sécrétion des gonadotrophines, mais elle semble avoir aussi un effet direct sur l'hypophyse.

- Les hormones thyroïdiennes sont aussi impliquées dans la régulation de la fonction testiculaire. Cooke (1996) démontre que la T3 est un important régulateur du développement du testicule néonatal. Cependant, elles n'ont pas un effet métabolique sur le testicule adulte, ainsi l'hypothyroïdisme a des effets minimes sur la morphologie testiculaire ou sur la production de la testostérone. D'autre part, Maran *et al.* (2000) ont montré que la T3 stimule in vitro la production basale de la testostérone et de l'oestradiol par les cellules de Leydig de rat adulte en présence de la LH, en stimulant l'expression de STAR (Manna *et al.*, 2006).
- Des récepteurs à l'insuline sont rencontrés dans les cellules de Leydig. Julie *et al.* (2003) ont rapporté qu'in vitro, la LH augmente le nombre des récepteurs insuliniques à la surface des cellules de Leydig d'une manière dose-dépendante. L'insuline accroît la stéroïdogénèse basale (Huhtaniemi et Toppari, 1996 ; Dadoune et Demoulin, 2001). D'autre part, il est possible que le manque d'insuline soit responsable d'altérations testiculaires fonctionnelles, observées chez certains hommes diabétiques (Don *et al.*, 1985 ; Fushimi *et al.*, 1989 ; Baccetti *et al.*, 2002).

3.2. Régulation des fonctions de l'épithélium épидидymaire

D'après Robaire *et al.* (2003), la régulation des fonctions de l'épithélium épидидymaire fait appel à un réseau complexe de molécules biochimiquement très variées et d'origines diverses, qui vont agir spécifiquement au niveau des cellules de l'épithélium épидидymaire pour réguler l'expression de gènes-cibles, et par conséquent, agir sur les fonctions physiologiques de cet organe.

Selon leur proximité par rapport aux cellules-cibles, on distingue premièrement parmi les principaux acteurs, les facteurs endocrines arrivant par la voie systémique ; puis, les facteurs lumicrines apportés par la lumière du canal épидидymaire ; et enfin, les facteurs paracrines et/ou autocrines produits par les cellules avoisinantes, ou les cellules elles-mêmes (Robaire *et al.*, 2003).

3.2.1. Contrôle endocrinien

3.2.1.1. Androgènes

L'action de ces hormones stéroïdes, et notamment de la testostérone, arrivant par la voie sanguine « contrôle endocrine » liées à la SBP (*sex steroid-binding protein*) (Mercier-Bodard *et al.*, 1970) et par le fluide testiculaire « contrôle lumicrine » liée à l'ABP (*androgen binding protein*) (Brooks, 1981 ; Holland et Orgebin-Crist, 1988) au niveau épидидymaire, est médiée par la 5 α -dihydrotestostérone (DHT), obtenue après conversion de la testostérone par la 5 α -réductase de type I et II, principalement au niveau du segment initial (Robaire et Hermo, 1988 ; Robaire *et al.*, 2000 ; Ezer et Robaire, 2003).

Les récepteurs des androgènes sont présents au niveau des cellules principales de toutes les régions de l'épididyme chez la souris (Zhou *et al.*, 2002), les caprins (Goyal *et al.*, 1997), le rat (Zhu *et al.*, 2000) et l'étalon (Parlevliet *et al.*, 2006). Ils sont présents au niveau des cellules principales, des cellules basales et les cellules musculaires lisses chez le verrat (Pearl *et al.*, 2006).

Les androgènes sont importants pour plusieurs fonctions de l'épididyme. Ils sont nécessaires pour le maintien de la morphologie des cellules principales et préviennent leur apoptose (Fan et Robaire, 1998 ; Ezer et Robaire, 2002), ainsi que l'expression et la sécrétion des protéines (Syntin *et al.*, 1999), le transport des ions et des molécules organiques comme la L-Carnitine, la régulation des protéines qui interviennent dans le remodelage membranaire, la régulation des ions et des protéines qui interviennent dans la motilité des spermatozoïdes (Briz *et al.*, 1995), l'expression des protéines intervenant dans le stockage des spermatozoïdes au niveau de la queue et la glycosylation des protéines (Castellon et Huidobro, 1999).

3.2.1.2. Œstrogènes

Les œstrogènes présentent une importance majeure dans la fertilité, puisque l'invalidation du RE chez la souris induit un phénotype épидидymaire anormal (Eddy *et al.*, 1996) et une infertilité (Hess *et al.*, 1997), suite à un retard dans l'absorption du fluide au niveau des canaux efférents.

Il est clairement bien connu que les œstrogènes interviennent dans l'absorption du fluide luminal, la transition pubertaire (Parlevliet *et al.*, 2006) l'expression des protéines comme la lactoferrine (Yu et Chen, 1993), la cystatine 12 (Li *et al.*, 2005), le R-OT chez le

lapin (Filippi *et al.*, 2002a) et probablement celles qui interviennent dans le remodelage membranaire et le stockage, puisque, par traitement par les E-antagonistes les spermatozoïdes ne sont pas mobiles chez le singe (Shayu *et al.*, 2005). La source des œstrogènes au niveau du système reproducteur est la cellule de Sertoli chez les animaux immatures (Van der Molen *et al.*, 1981), sa production par la P450 aromatasase par la cellule de Leydig (Payne *et al.*, 1976 ; Carreau *et al.*, 1999), par la cellule germinale et les spermatozoïdes (Levallet *et al.*, 1998 ; Carreau *et al.*, 1999 ; 2007).

3.2.1.3. Hormones corticosurréaliennes

Les minéralocorticoïdes (corticostérone et surtout à 95% l'aldostérone), glucocorticoïdes (cortisol) et gonadocorticoïdes (déhydroépiandrostérone) sont synthétisés respectivement par la zone glomérulée, fasciculée et réticulée de la cortico-surrénale.

Ces hormones dérivent du cholestérol et agissent toutes via des récepteurs nucléaires spécifiques pour réguler l'activité transcriptionnelle de cellules-cibles. Des études ont montré que les récepteurs aux minéralocorticoïdes et aux glucocorticoïdes étaient exprimés au niveau des cellules claires de l'épithélium épидидymaire (Hinton et Keefer, 1985 ; Pearce *et al.*, 1986 ; Schultz *et al.*, 1993) suggérant une action de l'aldostérone dans la réabsorption de l'eau et le contrôle des mouvements d'ions, entre la lumière et les cellules épithéliales épидидymaires (Au *et al.*, 1978 ; Jenkins *et al.*, 1983 ; Turner et Cesarini, 1983).

3.2.1.4. Hormones thyroïdiennes

Les hormones thyroïdiennes (tri-iodothyronine [T3], thyroxine ou tétra-iodothyronine [T4]) jouent un rôle important dans les fonctions épидидymaires. L'action de ces hormones et en particulier de T3, est médiée par un récepteur nucléaire, dont on a montré l'expression au niveau des cellules épидидymaires de rat (Del Rio *et al.*, 2000).

Les animaux présentant une hypothyroïdie souffrent d'une diminution du nombre et de la motilité des spermatozoïdes, ainsi que d'une atteinte sévère de la morphologie et de l'histologie de leurs épидидymes, caractérisée par une diminution de l'activité mitotique, une vascularisation insuffisante, une diminution de la taille des noyaux et une décondensation de la chromatine (Del Rio *et al.*, 1979, 2000).

De même, l'hyperthyroïdie cause chez des rats mâles prépubères, de nombreux changements au niveau de la composition en lipides épидидymaires et une diminution du nombre et de la motilité des gamètes (Kumar *et al.*, 1996). Par conséquent, ces hormones apparaissent essentielles au maintien de l'intégrité des fonctions épидидymaires.

3.2.1.5. Prolactine (Prl)

La prolactine est une hormone hypophysaire impliquée dans diverses fonctions biologiques, dont la fonction testiculaire (Regisford et Katz., 1993). Chez les rongeurs elle stimule la sécrétion de la testostérone, via le maintien de l'expression du récepteur du LH au niveau de la cellule de Leydig (Takase *et al.*, 1990). R-Prl a été exprimé au niveau de l'épithélium épидидymaire du cerf rouge (Jabbour *et al.*, 1998). Elle maintient le poids épидидymaire, promet les échanges du fluide le long de l'épithélium épидидymaire (Brumlow et Adams, 1990).

3.2.1.6. Ocytocine (OT)

Outre son rôle dans la parturition et dans la lactation, elle intervient aussi dans les fonctions de reproduction mâle, en participant entre autre à la stéroïdogénèse, à la contraction des tubes séminifères (Niemi et Kormano, 1965 ; Suvanto et Kormano, 1970) et du tubule épидидymaire (Melin, 1970 ; Hib, 1974, 1977).

D'autre part, l'ocytocine serait synthétisée localement par l'épididyme, exerçant ainsi un contrôle paracrine et/ou autocrine. Sa présence au niveau de l'épithélium épидидymaire a été mise en évidence chez de nombreuses espèces (Harris *et al.*, 1996 ; Einspanier et Ivell, 1997 ; Assinder *et al.*, 2000 ; Fillipi *et al.*, 2002b) décrivant souvent un gradient de concentration décroissant puisque très abondante au niveau de l'épithélium de la tête et plus faiblement exprimée au niveau de la queue. Chez le rat, elle n'est détectée qu'en présence d'androgènes (Harris *et al.*, 1996). L'ocytocine agirait en augmentant la fréquence de contraction de la tête (Studdard *et al.*, 2002) et de la queue de l'épididyme (Hib, 1974), soulignant ainsi un rôle éventuel de cette hormone dans le transport des spermatozoïdes durant leur transit épидидymaire et au moment de l'éjaculation. Par ailleurs, l'ocytocine modulerait le taux d'androgènes en favorisant la conversion de la testostérone en DHT, par la 5 α -réductase (Nicholson *et al.*, 1991 ; Nicholson et Jenkin, 1994).

Chez l'homme, le récepteur à l'ocytocine (OTR) est exprimé principalement au niveau de l'épithélium de la tête épидидymaire, son expression au niveau de la queue étant restreinte à quelques cellules épithéliales (Filippi *et al.*, 2002b).

Il semblerait que l'endothéline et l'ocytocine agissent en synergie pour amplifier la contraction de l'épididyme afin de favoriser, dans un premier temps, la progression du fluide et des spermatozoïdes à travers le canal épидидymaire, puis l'éjaculation des spermatozoïdes (Britan, 2006).

3.2.1.7. Inhibine, activine et follistatine

Bien que les principaux sites de synthèse d'activine et d'inhibine dans le tractus génital mâle soient le testicule et la prostate, leur expression a également été mise en évidence au niveau de l'épididyme (Matzuk *et al.*, 1995 ; Kumar *et al.*, 2002).

Chez l'homme, les cellules principales expriment l'activine, la follistatine et la sous unité β de l'inhibine. Il semblerait que ces molécules interviennent dans la maturation du sperme et le pouvoir fécondant durant le transit et le stockage des spermatozoïdes (Bahathiq *et al.*, 2005).

Il est bien connu que l'inhibine disparaît après castration (Ishida *et al.*, 1990), tandis que l'activine reste inchangeable (Mac Farlane *et al.*, 1996), ce qui laisse suggérer une origine extra-gonadique.

3.2.1.8. Mélatonine

La progression des spermatozoïdes au cours de leur maturation post-testiculaire est liée aux contractions péristaltiques spontanées exercées par le canal épидидymaire, qui reçoit une innervation sympathique, modulée par la mélatonine. La mélatonine (N-acétyl-5-méthoxytryptamine) est une hormone synthétisée et libérée par la glande pinéale dans l'obscurité. Elle agit via des récepteurs spécifiques, MEL 1A et MEL 1B, dont on a montré l'expression au niveau des cellules épithéliales de corps d'épididyme de rat (Li *et al.*, 1998). L'expression et l'activité de ces récepteurs sont sous le contrôle des androgènes (Shiu *et al.*, 1996). De par sa liaison à son récepteur, la mélatonine stimule la prolifération de ces cellules épithéliales épидидymaires. Cet effet est dépendant de la concentration et du temps d'exposition à l'hormone (Li *et al.*, 1999 ; Shiu *et al.*, 2000).

3.2.2. Contrôle paracrine et/ou autocrine

3.2.2.1. Angiotensine II

L'épididyme semble posséder tous les éléments nécessaires à la synthèse locale d'angiotensine II, à savoir un système rénine-angiotensine qui lui serait propre, puisque l'angiotensine I, l'angiotensine II, l'ACE (Wong et Uchendu, 1990, 1991) et l'angiotensinogène (précurseur) (Leung *et al.*, 1999, 2000) ont été mis en évidence au niveau de l'épididyme.

L'angiotensine II est plus précisément localisée au niveau des cellules basales de l'épithélium épididymaire (Zhao *et al.*, 1996). Il existe deux types de récepteurs AT1 et AT2, localisés au niveau de la membrane basale des cellules principales (Grove et Speth, 1989 ; Leung *et al.*, 1997). Une étude a été réalisée par Leung *et al.*, (1997), où il a été montré que l'angiotensine II agit via les récepteurs AT1, stimule le transport des spermatozoïdes, le fluide épididymaire et régule la balance électrolytique nécessaire pour la maturation des spermatozoïdes, tandis que le rôle des AT2 reste incertain chez l'adulte. Ceci laisse suggérer une action paracrine/autocrine de l'angiotensine II au niveau de l'épithélium épididymaire, où une fois libérée par les cellules basales, elle stimulerait les cellules principales et leur fonction de sécrétion.

3.2.2.2. Ions et eau

Les cellules épithéliales épididymaires participent activement à la formation du fluide épididymaire (Orgebin-Crist, 1967 ; Wong *et al.*, 2001). La sécrétion du fluide à l'intérieur de la lumière épididymaire est contrôlée par un transport actif secondaire d'ions Cl⁻ par l'intermédiaire des canaux CFTR, canaux Cl⁻, activés par l'AMPc et localisés à la surface des cellules principales épididymaires (Huang *et al.*, 1992, 1993 ; Leung et Wong, 1994). Le calcium est à l'origine de ce phénomène sécrétoire.

Ces canaux ioniques sont primordiaux dans la physiologie épididymaire notamment dans la fonction sécrétrice de cet organe responsable de la formation du fluide épididymaire et donc de manière indirecte, dans la maturation gamétique. Ils agissent en synergie avec d'autres protéines membranaires, les aquaporines, impliquées dans la réabsorption d'eau du compartiment luminal vers le compartiment épithélial (Wong *et al.*, 1999).

Comme les canaux efférents, responsables de la réabsorption de plus de 90% du fluide testiculaire (Clulow *et al.*, 1994), le segment initial de l'épididyme est pleinement impliqué dans ce phénomène (Clulow *et al.*, 1998). L'importance de cette fonction est majeure, à savoir qu'elle permet d'augmenter la concentration spermatique, dans le but de faciliter leur maturation et stockage au sein de l'épididyme (Ilio et Hess, 1994 ; Hess, 2002 ; Hess *et al.*, 2002).

3.2.3. Contrôle lumicrine

3.2.3.1. Endothéline (ET)

L'endothéline a été localisée au niveau du fluide séminal chez l'homme (Casey *et al.*, 1992). D'autres études ont montré sa production par la cellule de Sertoli chez le rat (Fantoni *et al.*, 1993). La présence des R-ET et l'enzyme de conversion de l'ET au niveau de l'épididyme humain laisse supposer qu'elle est responsable de la progression du sperme, par la stimulation de l'activité contractile de l'épididyme (Peri *et al.*, 1997).

3.2.3.2. Androgènes

Acheminés par le fluide testiculaire, complexés à l'ABP (*androgen binding protein*), les androgènes ont une action lumicrine au niveau de l'épididyme pour contrôler les fonctions physiologiques de cet organe (Brooks, 1981 ; Holland et Orgebin-Crist, 1988).

3.2.3.3. Facteurs de croissance

L'analyse de la composition du fluide testiculaire dévoile dans un premier temps une grande richesse en facteurs de croissance. Bien que l'identification de tous ces facteurs reste incomplète, leur importance dans le maintien de l'épithélium épididymaire a clairement été prouvée (Abe *et al.*, 1984).

Les principaux facteurs de croissance, ayant une action au niveau de l'épididyme supposée ou plus ou moins démontrée sont :

- PDGF (*Platelet-Derived Growth Factor*) et ses deux récepteurs α et β ont une expression épididymaire durant le développement pré et post-natal chez le rat et la souris (Basciani *et al.*, 2004), ciblant préférentiellement les cellules principales chez le rat adulte, en ce qui concerne PDGF-A et PDGF-B et leurs deux récepteurs. Des

modèles de souris mâles invalidées pour PDGF-A présentent, dès 25 jours, un phénotype épидидymaire. L'épididyme est de taille réduite avec des anomalies épithéliales.

De plus, l'expression de PDGF et PDGF-R semblerait être régulée par l'angiotensine II (Khachigian *et al.*, 2000). Par conséquent, les effets de l'angiotensine II au niveau de l'épididyme, qui se traduisent par la régulation de la prolifération cellulaire, de la croissance cellulaire et l'homéostasie du fluide, seraient indirects et passeraient en fait par l'action du PDGF.

- HGF (*Hepatocyte Growth Factor*) serait un élément important pour l'acquisition de la motilité des spermatozoïdes lors de leur transit épидидymaire, comme en atteste les études respectives de Naz *et al.*, (1994) et Catizone *et al.*, (2002). Son récepteur spécifique est détecté au niveau des spermatozoïdes et il augmente en nombre au cours de leur progression de la partie proximale, vers la région distale de l'épididyme (Catizone *et al.*, 2002).
- VEGF (*Vascular Endothelial Growth Factor*), localisé dans les cellules de Sertoli et de Leydig, présente aussi une expression épидидymaire principalement au niveau des segments proximaux de l'organe. Ses récepteurs ont été localisés au niveau de l'endothélium des vaisseaux interstitiels sanguins et des cellules musculaires pérیتubulaires (Ergün *et al.*, 1997, 1998). VEGF aurait, entre autres, une action mitotique sur les capillaires sanguins épидидymaires (Keck *et al.*, 1989 ; Leung *et al.*, 1989 ; Korpelainen *et al.*, 1998).
- Le NGF (*Nerve Growth Factor*) est un homodimère important pour la croissance et la différenciation cellulaires (Chao, 2003). Ce facteur est fortement exprimé au niveau de l'épithélium du corps de l'épididyme et dans quelques cellules principales de la queue de l'épididyme. Son récepteur est par contre presque absent au niveau épидидymaire, alors qu'il est très abondant dans le testicule. Le NGF semblerait avoir un rôle dans la maturation des spermatozoïdes (Ayer-Lelièvre *et al.*, 1988).

3.2.3.4. Spermatozoïdes

Les spermatozoïdes pénètrent dans l'épididyme à la maturité sexuelle. L'hypothèse que ces derniers, en entrant dans le conduit épидидymaire, pourraient eux-mêmes réguler l'expression des gènes épидидymaires, et, par conséquent, les fonctions de cet organe, a germé du travail réalisé par Garrett *et al.* (1990), où il est montré que le niveau d'expression de

l'ARNm codant pour la proenképhaline, au niveau de la tête proximale épидидymaire, a considérablement chuté chez des rats mâles présentant un arrêt transitoire de la spermatogenèse, suite à un traitement au busulfan.

Cet effet étant réversible après reprise de la formation des cellules germinales. D'après ces résultats, Hinton *et al.* (1998) suggèrent plusieurs interprétations possibles :

- La première consiste à supposer que les spermatozoïdes seraient porteurs de facteurs testiculaires, connus pour être importants dans la régulation de gènes épидидymaires et les délivreraient aux cellules épithéliales principales, par contact direct ou non.
- La deuxième interprétation, quant à elle, irait dans le sens d'une absorption des facteurs contenus dans la gouttelette cytoplasmique des spermatozoïdes par les cellules épидидymaires.
- Et enfin, la dernière interprétation considérée comme la plus plausible, placerait la spermatogenèse comme le mécanisme indispensable pour la synthèse et la sécrétion par les cellules de Sertoli, de facteurs impliqués dans la régulation génique au niveau de l'épididyme.

Par conséquent, comme le soulignent Hinton *et al.* (1998), il serait nécessaire de confirmer ou d'infirmer l'une ou plusieurs de ces hypothèses, en isolant des spermatozoïdes testiculaires et en les microperfusant à l'intérieur du canal épидидymaire, isolé de toute communication lumicrine par ligature des canaux efférents.

Chapitre IV

Caractéristique de la semence chez le lapin mâle adulte

La caractérisation des performances de reproduction chez les animaux d'élevage, permet de définir le potentiel reproductif de l'animal. Chez le lapin mâle, ces performances englobent les deux aspects qualitatif traduit par la fertilité et quantitatif, par la prolificité, et sont sous l'influence de facteurs liés à la fois à l'animal (génétique, âge) et au milieu (saison, température) dans lequel l'animal est élevé.

1. Caractéristiques physico-chimique du sperme de lapin adulte

Le sperme est composé de deux éléments séparables par centrifugation : les spermatozoïdes et le plasma séminal qui sont mélangés pendant l'éjaculation (Boussit, 1989 ; Vaissaire, 1995).

1.1. Caractéristiques générales de la semence du lapin

Le volume de la semence varie de 0,3 à 6 ml selon la sécrétion des glandes annexes (la fraction gélatineuse). Sans gel, le volume est de l'ordre de 0,3 à 1 ml et la concentration est évaluée entre 150 et 500 x 10⁶ spermatozoïdes/ml. Le volume et la concentration sont susceptibles de variations très importantes entre mâles et entre collectes successives, pour un même mâle.

La mesure du pH, dès la récolte est un bon estimateur de la qualité de la semence. Certains auteurs trouvent ce pH nettement alcalin et le situent autour de 8, tandis que d'autres le trouvent très légèrement acide, de l'ordre de 6,8 à 6,9 (Alvarino, 1993 ; Lebas, 2009 ; Quiles et Hevia, 2000).

1.2. Composition de la semence du lapin

1.2.1. Spermatozoïdes

Le spermatozoïde est une cellule profondément transformée, apte à féconder un ovule maternel d'une même espèce (Vaissaire, 1977). La structure morphologique du spermatozoïde du lapin est semblable aux autres mammifères, à savoir deux parties principales, la tête de formes et de dimensions variables, et le flagelle (Figure 15).

Le spermatozoïde du lapin mesure entre 55 et 57 µm ; la forme de la tête est ovoïde, piriforme et rétrécie caudalement (7x4x0.5µm), il abrite une chromatine nucléaire très dense, entourée par l'acrosome sur le trois quart de sa surface. En arrière, on observe une région post-acrosomiale, délimitée par un segment équatorial. Le col est une pièce d'union entre la tête et la queue, il s'attache à l'extrémité postérieure du noyau par une pièce basale, d'où naît le centriole proximal. La queue du spermatozoïde du lapin mesure 45 µm, composée d'un complexe axonème

typiquement mammalien, deux microtubules centraux et neuf diplo-microtubules périphériques (Baronne, 2001 ; Boiti, 2005).

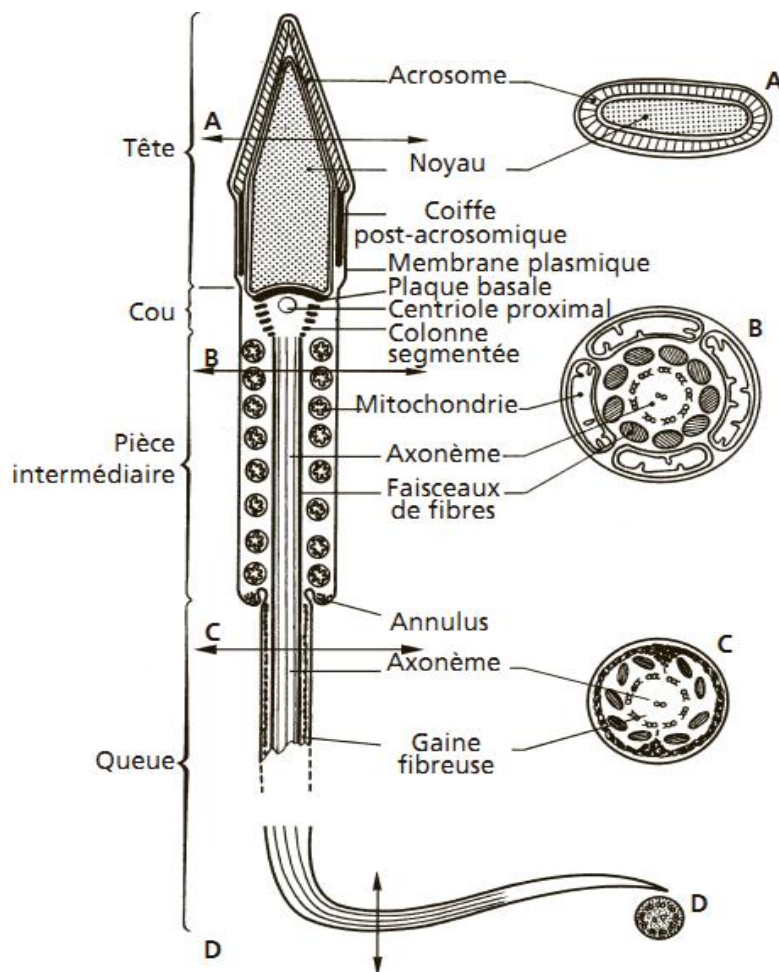


Figure 15 : Schéma de spermatozoïde de mammifère
(Le Moigne et Foucrier, 2009).

1.2.2. Plasma séminal

Le plasma séminal est un fluide sécrété principalement par les glandes annexes (prostate, glandes de Cowper) ; il est apprécié comme un dilueur naturel des spermatozoïdes. Le plasma séminal joue un rôle positif dans la conservation de la motilité. En effet, Castellini *et al.* (2000) rapportent que les spermatozoïdes placés dans un milieu pauvre en plasma séminal perdent leur motilité en 1 à 3 heures (h), et ils la conservent pendant 6h dans une dilution au 10^{ème}. Ses effets sont liés aux multiples éléments qui le composent (Tableau 5), à savoir le substrat énergétique et les substances protectrices et modulatrices, assurant ainsi le mouvement des spermatozoïdes (Boussit, 1989).

Parmi les substances modulatrices de la mobilité, les granules séminales jouent un rôle important. Ils sont de tailles variables (0.5 à 6µm), non homogènes et généralement délimitées par une membrane bi-laminaire. Elles sont très abondantes dans le sperme ($450 \times 10^6/\text{ml}$) et semblent être responsables en partie du processus modulateur de capacitation, réaction acrosomique et le statut kinésique du sperme. Cardinali et *al.* (2007), soulignent que l'élimination de ces granules par centrifugation retient leur effet décapacitatif ; cet effet est lié à la libération des particules lipidiques, en occurrence les tocophérols et le cholestérol, qui sont inhibiteurs de la réaction acrosomique.

Tableau 5 : Composition du plasma séminal (Boussit, 1989, Alvarino, 2000).

Substance	Concentration	Lieu de sécrétion
Na ⁺	140-160 mg/100g	Vésicule séminale et épидидyme
K ⁺	70-85 mg/100g	
Ca ⁺⁺	5-7mg/100g	
Mg ⁺	22-31mg/100g	
Concentration intracellulaire des spermatozoïdes		
Fructose	40-150mg/100ml	Vésicule séminale et prostate
Glycérylphosphorylcholine	280 mg/100ml	Epididyme
Glucose	Trace parfois	Epididyme
Inositol	30mg/100ml	Epididyme
Sorbitol	80mg/100ml	Epididyme
Acide citrique	110-550mg/100ml	Vésicule séminale et prostate
Acide gras libre	0.001 meq/100ml	Glandes annexe
Acides gras libre	0.134meq/100ml	Glandes annexe
Protéine totale	6g/100ml	Glandes annexe
Catalase	27.5mg/100ml	Glandes annexe
Na ⁺ : Sodium ; K ⁺ : Potassium ; Ca ⁺⁺ : Calcium ; Mg ⁺ : Magnesium		

1.2.3. Granules séminales

Il a été démontré que ces particules sont sécrétées par la prostate, principalement par le premier lobe, appelé la proprostate. Sous microscope électronique, ces particules montrent une forme ronde et présentent de protubérances cytoplasmiques, avec de petites vésicules détachées. Elles sont de taille différentes (0,5-6mm de diamètre) et largement présentes dans le sperme de lapin ($450 \times 10^6/\text{ml}$).

Ces particules modulent le processus de capacitation et la réaction acromosomique des spermatozoïdes, leur cinétique, la réponse immunitaire de l'appareil génital femelle, ainsi que le transit des spermatozoïdes dans le tractus génital de la femelle.

L'ovulation chez la lapine n'est pas spontanée, mais elle est induite par le coït. Elle se produit environ 10-16 heures après l'accouplement et, au cours de cette phase de latence, les spermatozoïdes doivent éviter la capacitation prématurée et la réaction acrosomique, aussi les particules séminales contribuent-elles à retarder ce processus (Castellini, 2008).

2. Relation entre les caractéristiques de la semence et les performances de reproduction

Le pH du sperme, mesuré dès la récolte, est corrélé négativement ($r = -0,51$) avec la fertilité (Theau-Clement, 1994), et positivement avec la taille de la portée ($r = 0,41$) (Alvarino, 1993).

De plus, des corrélations entre la fertilité d'une part, le volume ($r = -0,16$), la concentration ($r = 0,22$), le pourcentage de cellules vivantes ($r = 0,49$) et les anomalies des spermatozoïdes, d'autre part, ont été identifiées par différents auteurs (Theau-Clement, 1994 ; Garcia-Thomas et *al.*, 2006b).

Le taux d'anomalies de l'acrosome est corrélé négativement ($r = -0,55$) avec la fertilité, et la décondensation de la chromatine du noyau affecte négativement la taille de la portée ($r = -0,26$) (Courstens et *al.*, 1994 cité par Castellini, 1996). De même, un taux important d'anomalies des spermatozoïdes diminue le taux de gestation (Lavara et *al.*, 2005 cité par Garcia-Thomas et *al.*, 2006b).

La motilité des spermatozoïdes est considérée comme un bon indicateur sur le fonctionnement et l'intégrité des membranes. Chez le lapin, des travaux indiquent qu'une bonne motilité des spermatozoïdes améliore le taux de gestation (Brun et *al.*, 2002 ; Farrell et *al.*, 1993 cité par Garcia-Thomas et *al.*, 2006b). Par contre, Hagen et *al.* (2002) cité par Garcia-Thomas et *al.* (2006b) n'indiquent aucun effet de la vitesse des spermatozoïdes ($\mu\text{m/s}$) sur la fertilité.

3. Facteurs de variation de la production spermatique

La production du sperme est marquée par une importante variation de ses principales caractéristiques (Castellini, 2008). Plusieurs facteurs liés à l'animal ou à l'environnement y sont responsables.

3.1. Facteurs liés à l'animal

3.1.1. Variabilité individuelle

Au sein d'une même population, nous observons chez les lapins de même âge et soumis aux mêmes conditions de production, une variabilité individuelle. Cette dernière peut être observée soit sur une échelle inter-mâle, soit sur une échelle inter-lot de mâles, et pourrait être due à la fois aux facteurs génétiques et/ou environnementaux (Battaglini et *al.*, 1992 ; Bencheikh, 1993 ; Roca et *al.*, 1993 ; Theau-Clément, 1994 ; Bencheikh, 1995 ; Mocé et *al.*, 2005 ; García-Tomás et *al.*, 2006a ; Castellini, 2008 ; Theau-Clément et *al.*, 2009).

Cette importante variabilité entraîne une diminution de la répétabilité et de l'héritabilité des caractéristiques de la semence et rend l'amélioration génétique de ces derniers, difficile à réaliser (Castellini, 1996 ; Castellini, 2008).

3.1.2. Type génétique

L'origine génétique du lapin mâle influence la production et les caractéristiques de la semence (Tableau 6) (Alvarino, 2000 ; Theau-Clément et *al.*, 2003 a,b ; Castellini et *al.*, 2006 a,b ; Lebas 2009).

L'étude faite par Crimella et *al.* (1992), sur l'influence de la race, montre une faible différence entre quatre types génétiques (New-Zélandais , Californian, Burgandy et Carmagnola) pour les caractères pH, volume et motilité ($p < 0,05$). Cependant, Virag et *al.* (1992) et Hassanien et Baiomy (2011), rapportent une supériorité des mâles californiens, par rapport aux néozélandais pour certains critères.

Selon l'étude comparative de Bencheikh (1993), entre les souches : INRA A1077 (origine néo-zélandaise) et INRA A2066 (origine californienne), les lapins de la souche d'origine californienne sont significativement moins performants.

En l'occurrence, Vicente et *al.*, (2000) et Brun et *al.*, (2006), trouvent que les lignées sélectionnées pour la croissance (respectivement lignée R et lignée H) présentent la production spermatique la plus faible.

Tableau 6 : Caractéristiques de la semence des différents types génétiques (Synthèse des références bibliographiques).

Auteurs	Circonstances De l'étude	Génétiques	Caractéristiques de semence							
			pH	Volume	Mm	Mi	Cn	TSE	MSE	Anom
Crimella et al., (1992)		New zeal.and	7,52	0,66	1,84	-	-	-	-	-
		Cal.ifornian	7,37	0,65	1,87	-	-	-	-	-
		Burgandy	7,45	0,78	1,73	-	-	-	-	-
		Carmagnola	7,33	0,67	1,52	-	-	-	-	-
Faible différence p≥ 0,05										
Virag et al., (1992)	Collecte/sem +2	NZ (f)	-	1,12 ^{g,h,k}	-	47,63 ^{g,h,k}	3,26 ^{g,h,k}	-	-	10,77 ^g
	SN	NZ (g)	-	0,89 ^{f,k}	-	50,89 ^{f,h,k}	2,32 ^{h,f,k}	-	-	14,69 ^{f,h,k}
	Cn = densité (1-5)									
	Mi en % ,	NZ (h)	-	0,88 ^{f,k}	-	56,71 ^{f,g,k}	2,78 ^{g,k,f}	-	-	11,39 ^g
	P= 0,01	Californien(k)	-	1,29 ^{h,g,f}	-	52,85 ^{f,g,h}	2,97 ^{f,g}	-	-	9,69 ^g
Bencheikh, (1993)	Collecte 2 ejc/sem	A1077	6,9	0,71	7,37	3,88	574	378	-	-
	P<0,01	A2066	7,04 **	0,59 **	6,68 **	3,64 **	394 **	229 **	-	-
Alvarino, (2000)	M en %	Black & Tan	-	0,68	-	54	97,6	-	-	19
	Différences considérées à la variabilité individuelle,	NZ white	-	0,97	-	66	309,6	-	-	11
		NZ red	-	0,83	-	49	221,7	-	-	27
		German pied giant	-	1,51	-	71	502,5	-	-	14
Vicente et al., (2000)	Collecte 2 ejc/sem	Lignée V	-	0,9 ^a	-	81 ^a	338 ^a	302 ^a	-	1 ^a
	Mi en % (SCA)	Lignée A	-	0,9 ^a	-	82 ^a	257 ^b	231 ^b	-	1 ^a
	P<0,05	Lignée H	-	0,9 ^a	-	80 ^a	381 ^a	327 ^a	-	4 ^b
		Lignée R	-	0,6 ^b	-	73 ^b	230 ^b	140 ^c	-	4 ^b
Brun et al., (2002)	Collecte 2 ejc/sem	1601(A)	7,23 _b	0,68 ^a	32,5 _b	72,1 ^b	441 ^b	298 ^{bc}	217 ^{bc}	-
	Souches INRA									
	Mm = % ej avec	2066 (B)	7,38 _a	0,67 ^a	23,9 _b	66,6 ^d	412 ^b	265 ^c	182 ^c	-
	Mm élevée									
	Mi en %	(AB)	7,25 _b	0,61 ^b	25,9 _b	69,5 ^c	524 ^a	338 ^b	234 ^b	-
		(BA)	7,19 _b	0,71 ^a	51,5 _b	75 ^a	554 ^a	394 ^a	296 ^a	-
García-Thomás et al., (2006b)	Collecte 2 ejc/sem	Lignée C	7,8 ^a	-	3,2	3,2	-	-	-	14,4 ^b
	Mm 1-5 ; Mi 0-5 P<0,05	CR	7,8 ^a	-	3,2	3,2	-	-	-	10,8 ^a
		RC	7,8 ^a	-	3,3	3,1	-	-	-	14,3 ^b
		Lignée R	7,4 ^b	-	2,9	3,3	-	-	-	8,9 ^a
Brun et al., (2006)	Collecte 2 ejc/sem	Lignée L	6,94	0,6	6,78	76,3	634	368	302	-
	Mi en %	Lignée H	6,93	0,46	6,46	75,8	738	336	290	-
	**		ns	***	**	Ns	**	ns	ns	-
<0,01,***<0,001										
Hassanien et Baïomy, (2011)	Collecte 2 ejc/sem	Rex	-	0,54 ^b	-	51,91 ^b	415,1 ^b	224,1 _b	116,3 ^c	24,3 ^a
	Mi en % P<0,05									
		New zealand	-	0,57 ^b	-	54,55 ^b	416,7 ^b	237,5 _b	129,5 ^b	21,3 ^b
		Califorinen	-	0,62 ^a	-	59,89 ^a	454,1 ^a	281,5 _a	168,6 ^a	19,5 ^b
		Baladi red	-	0,56 ^b	-	55,41 ^b	423,3 ^b	237 ^b	131,3 ^b	20,2 ^b
Mm : motilité massale, Mi : motilité individuelle, Cn concentration/ml, NSE : nombre de spz par éjaculat, MSE : nombre de spz mobiles par éjaculat, Anom : Anomalies.										

Toutefois, Brun *et al.*, (2006) trouvent que l'habilité d'utilisation productive du sperme de la lignée H (souche lourde) est moins utile que la lignée L (souche légère), respectivement, en terme d'éjaculats efficaces (44,2% vs 66,5%), de la présence d'urine (13,9%vs4,7%), du volume éliminatoire (43,7%vs23,8%) et des éjaculats à motilité faible (13,4%vs7,2%).

L'utilisation des croisements entre souches montre l'avantage de l'effet de l'hétérosis sur la production spermatique. D'après Brun *et al.* (2002), les mâles croisés présentent des valeurs significativement plus élevées en termes de concentration, de taux de spermatozoïdes par éjaculat (TSE) et de taux de spermatozoïdes motiles (MSE). En effet, les mâles BA produisent des éjaculats avec une motilité massale de 51,5% vs 27,4% en moyenne, qui est plus élevée que les trois autres types. Par contre, García-Tomás *et al.* (2006 b,c) ne trouvent de différence significative que pour le pH et les anomalies en faveur de la lignée R.

3.1.3. Effet âge

Theau-Clément *et al.* (2009), trouvent que l'âge des mâles influence certains paramètres de la semence (Tableau 7). Sur le plan quantitatif, les mâles adultes (37-43 semaines) ont significativement des éjaculats plus concentrés et des MSE plus élevé (MSE : 293×10^6 vs 221, 212 $\times 10^6$ spermatozoïdes, adultes vs jeunes, en croissance respectivement). Gogol *et al.* (2002 cité par Castellini, 2008), trouvent que les mâles de moins de 5 mois et de plus de 20 mois d'âge, ont un pourcentage plus élevé de spermatozoïdes à chromatine endommagée.

Cependant, le comportement sexuel des lapins jeunes et adultes est nettement différent selon Villagran *et al.* (2003), qui en induisant une série de sollicitations de 4 minutes avec chevauchement jusqu'à épuisement, constatent que les jeunes mâles (âgés de 6 à 12 mois) chevauchent et éjaculent 9 à 10 fois avant l'épuisement sexuel contrairement aux adultes (âgés de 14-20 mois), qui n'éjaculent que 6 à 8 fois.

Récemment, certains auteurs ont montré que la structure de la chromatine des spermatozoïdes de lapins, âgés entre 5 et 28 mois est significativement changée. Les plus faibles pourcentages de spermatozoïdes avec une chromatine endommagée (de 1,7 à 2,4%) ont été trouvés entre 6 et 16 mois d'âge et les plus élevés ont été trouvés dans les éjaculats des mâles de moins de 5 mois et plus de 20 mois d'âge (Gogol *et al.*, 2002).

Tableau 7 : Effet d'âge sur les caractéristiques de la semence

Auteurs	Ages	Caractéristiques de semence							
		pH	Volume	Mm	Mi	Cn	TSE	MSE	Anom
Theau-Clément et <i>al.</i> , (2009)	En croissance	6,92 ^{ab}	0,46	5,54	65,9	641 ^{ab}	260 ^a	212 ^a	-
	Jeunes	6,87 ^a	0,49	5,77	70,0	557 ^a	262 ^a	221 ^a	-
	Adultes	6,95 ^b	0,51	5,59	69,6	673 ^b	360 ^b	293 ^b	-
	p*	0,015	ns	ns	Ns	<0,001	<0,001	<0,002	-
Mm : motilité massale, Mi : motilité individuelle, Cn concentration/ml, NSE : nombre de spz par éjaculat, MSE : nombre de spz mobiles par éjaculat, Anom : Anomalies.									

3.1.4. Etat sanitaire des mâles

Parmi les principales causes d'infertilité chez le lapin mâle, on cite les infections aiguës ou chroniques de l'appareil reproducteur, qui affectent les fonctions testiculaires et la production séminale. Les inflammations aiguës peuvent affecter la stéroïdogénèse et le processus spermatogénétique (O'Bryan et *al.*, 2000; Reddy et *al.*, 2006; cités par Brecchia et *al.*, 2010).

3.2. Facteurs liés à l'environnement

3.2.1. Effet saison

Les effets de la saison regroupent les variations de durée d'éclairement, de température et de pluviométrie. Plusieurs auteurs (Marai et *al.*, 2002 ; Zerrouki et *al.*, 2005 ; Saffa et *al.*, 2008) ont étudié l'effet saison sur l'activité sexuelle du lapin, et ont observé que la plupart des paramètres de la production spermatique sont affectés (Tableau 8).

L'influence de la saison est nettement marquée par une saison de reproduction chez le lapin sauvage, ce qui n'est pas observé chez le lapin domestique (Boussit, 1989), pour lequel l'habilité de l'ardeur sexuelle est détériorée en été et améliorée au printemps (Marai et *al.*, 2002; Saffa et *al.*, 2008).

D'après Boulbina (2011), la saison de naissance influence sur l'âge d'entrée en puberté. En effet, les lapins qui sont nés en Hiver entrent plus précocement en puberté que ceux nés en Été. Ces perturbations pourraient être expliquées par l'effet de la saison sur la sécrétion de la testostérone, dont la concentration en Été augmente dans le testicule (122±13,1 vs 100,1±16,3 ng/dl) et diminue dans le sang (213±18 vs 352±18 mg/dl) (El-Masry et *al.*, 1994).

Tableau 8 : Effet saison sur les caractéristiques de la semence (Synthèse des références bibliographiques).

Critère	Hiver	Printemps	Été	Automne	p	Références
Libido (seconde)	13,3 15,08		13 20,06		<0,01	Rodríguez-De Lara et al., 2008 Safaa et al., (2008)
Volume (ml)	0,57 0,68 0,48 ^{ab}		0,58 0,52 0,43 ^b		ns <0,01 0,008	Rodríguez-De Lara et al., 2008 Safaa et al., (2008) Theau-Clément et al., 2009
		0,56 ^a	0,49 ^{ab}			
Motilité (% ou score)	63,7 65,63 70,02 ^a		74,8 54,69 60,6 ^b		0,0001 0,01 <0,001	Rodríguez-De Lara et al., 2008 Safaa et al., (2008) Theau-Clément et al., 2009
		70,02 ^a	73 ^a			
Concentration (x 10⁶)	702,1 646 ^a		597,7 486 ^b		0,01 <0,001	Safaa et al., 2008 Theau-Clément et al., 2009
		648 ^a	715 ^a			
TSE (x10⁶)	157,9 486,6 283 ^a		172,4 318,9 227 ^a		0,02 0,01 <0,001	Rodríguez-De Lara et al., 2008 Safaa et al., (2008) Theau-Clément et al., 2009
		314 ^{ab}	354 ^b			
Normal/Anomalies (%)	79,8		75,5		0,001	Rodríguez-De Lara et al., 2008
	10,71		14,96		0,01	Safaa et al., 2008

P : probabilité, ns : non significatif

En général, les différents paramètres spermatiques à savoir le volume, la concentration, la motilité et le pourcentage des cellules mobiles enregistrent des variations en fonction de la saison (Panella et Castellini, 1990 ; Battaglini et al., 1992 ; Marai et al., 2002 ; Roca et al., 2005 ; Rodríguez-De Lara et al., 2008 ; Safaa et al., 2008 ; Theau-Clément et al., 2009).

3.2.2. Effet température

L'influence de la température sur la fonction de reproduction est attribuée plus à un effet d'hyperthermie qu'à un effet d'hypothermie, qui ne semble pas perturber le comportement sexuel des lapins (Boussit, 1989).

L'exposition des mâles à des températures élevées (34 C° pendant 8 h) déprime l'activité sexuelle et perturbe la spermatogénèse, en augmentant sensiblement le pourcentage des spermatozoïdes morts (Boussit, 1989 ; Kasa et Thwaites, 1992).

Selon Finzi et al. (2000), l'effet de l'hyperthermie est plus rapide sur l'apparition des anomalies que sur la chute de la concentration spermatique.

3.2.3. Effet lumière

Les études anciennes sur l'effet de l'éclairement artificiel sur la fertilité et la production spermatique du mâle se contredisent. En effet, Walter et *al.* (1968) ; Adams et Sinch (1981), cités par Boussit (1989) montrent que la concentration spermatique ou le poids testiculaire étaient au minimum pour des durées d'éclairement longues (+ de 14 h).

Alors que Boyd (1985 cité par Theau-Clément, 1994) et Theau-Clément (1994), observent une augmentation du poids testiculaire du pourcentage de spermatozoïdes vivant après un passage de 8h à 16h, et une diminution du même paramètre, si l'opération est inversée. Les caractéristiques qualitatives et quantitatives des éjaculats étaient significativement plus élevées pour le lot de 16h d'éclairement, seul le volume était plus élevé pour le lot de 8h d'éclairement (Tableau 9).

Tableau 9 : Effet la photopériode sur les caractéristiques de la semence (Theau-Clément, 1994)

Paramètres	Lot 8 h	Lot 16 h	P
Poids	3972	3725	***
Volume	0,74	0,7	***
Motilité massale (0-9)	6,8	7,1	**
Motilité individuelle (0-4)	3,3	3,4	*
Concentration (x10 ⁶)	635	772	***
TSE (x10 ⁶)	452	509	***

3.2.4. Alimentation

La stratégie alimentaire en terme de quantités ou d'éléments constitutants est un facteur important à maîtriser (Joly et Theau-Clément, 2000). En effet, une influence de l'alimentation sur le comportement, les caractéristiques de la semence ou même les caractéristiques membranaires du spermatozoïde, a été mise en évidence (Castellini et *al.*, 2006).

Une ration limitée à 114-125g/j, en comparaison avec une ration *ad-libitum* (20-25% de plus), réduit significativement le poids vif et affecte la performance des mâles par un comportement sexuel plus lent (21,03s vs 15,62s), des éjaculats moins productifs en volume (0,96ml vs 1,3ml) et en TSE (452,6x10⁶ vs 584,6x10⁶), alors que la qualité motile de la semence n'est pas affectée (Luzi et *al.*, 1996).

Selon Luzi et *al.* (1996), les différences entre deux niveaux protéiques (14,5% et 19,7%) agissent en interaction avec le mode de rationnement. Les auteurs suggèrent qu'avec une alimentation *ad-libitum*, un niveau protéinique bas de la ration diminue le taux de collecte, alors qu'un niveau élevé l'augmente.

En occurrence, Nizza et *al.* (2000a), trouvent que la concentration et le volume augmentent significativement avec le taux protéique (439, 550 et 546 millions de spermatozoïdes respectivement, pour les taux protéiques de 13, 15 et 17% dans la ration). Alors que la motilité des spermatozoïdes est affectée dans le premier éjaculat et non dans le second.

Les aliments contenant le plus de lysine améliorent le comportement sexuel et accroissent le taux de spermatozoïdes vivants pour le second éjaculat. Toutefois, l'addition de la méthionine augmente la motilité du second éjaculat et réduit la libido du deuxième prélèvement (Nizza et *al.*, 2000b).

3.3. Facteurs liés à la conduite d'élevage

3.3.1. Rythme de collecte

La production journalière dans le testicule est de 20 à 60 millions de spermatozoïdes, par gramme de testicule et de 100 à 150 millions, par mâle adulte. Ces variations journalières sont indépendantes du rythme d'utilisation du mâle, et dépendantes de la race, de l'âge, du poids testiculaire et de la photopériode (Boussit, 1989).

Le rythme de collecte n'est que l'aptitude de l'animal à puiser sa réserve épидидymaire (soit 1 à 2 milliard) face aux sollicitations imposées par l'opérateur, qui peut aller de 1 à 4 prélèvements par jour pendant 1 à 7 jours (Bencheikh, 1993 ; Bodnar et *al.*, 1996 ; Bunaciu et *al.*, 1996 ; Arroita et *al.*, 2000 ; Mocé et *al.*, 2000). Les travaux de Lebas (1996), montrent que la production par semaine augmente avec l'accentuation du rythme, mais avec une atteinte de la qualité de la semence et un épuisement du lapin.

Trois rythmes de récolte ont été étudiés par Bencheikh (1993) et Arroita et *al.* (2000) (Tableau 10), en fonction du nombre de journées de récolte par semaine avec deux prélèvements par jour (une journée=extensif, deux journées=semi-intensif et trois journées=intensif).

Quel que soit le caractère considéré, les valeurs moyennes du groupe extensif sont supérieures à celles enregistrées en rythmes intensif et semi-intensif. Lors d'une production

spermatique hebdomadaire, les rythmes semi-intensif et intensif permettent de produire 1,17 fois et 1,28 fois plus que le rythme extensif (Bencheikh, 1993).

Tableau 10 : Effet de la fréquence de collecte sur les caractéristiques de la semence

Paramètres	Rythme de collecte			p	Références
	Extensif	Semi-intensif	Intensif		
Taux de récoltes utiles (%)	62	64	60	ns	Arroita et <i>al.</i> , (2000)
Volume (ml)	0,99	0,76	0,76	ns	Arroita et <i>al.</i> , (2000)
	0,82/0,8	0,71	0,61	**	Bencheikh, (1993)
Concentration (x10⁶)	317,26 ^a	257,72 ^b	183,92 ^c	*	Arroita et <i>al.</i> , (2000)
	527/547	405	284	**	Bencheikh, (1993)
Motilité (%) (0-4)	70,93	68,84	70,6	ns	Arroita et <i>al.</i> , (2000)
	3,64/3,87	3,68	3,05	**	Bencheikh, (1993)
p : Probabilité, ns : non significatif					

3.3.2. Ordre de l'éjaculat

Bencheikh (1993) et Theau-Clément et *al.* (2009), montrent que la production spermatique varie en fonction de l'ordre de l'éjaculat. Bencheikh (1993), constate que la majorité des paramètres spermatiques sont significativement supérieurs au deuxième éjaculat, alors que Theau-Clément et *al.*, (2009) attestent le contraire (Tableau 11).

Tableau 11 : Effet de l'ordre de l'éjaculat sur les caractéristiques de la semence

Auteurs	Ordre Ejaculat	Caractéristiques de semence						
		pH	Volume	Mm	Mi	Cn	TSE	MSE
Bencheikh, (1993)	1^{er} prélèvement	7,03	0,78	7,35	3,65	335	239	-
Mm0-9 Mi0-4	2^{em} prélèvement	6,98	0,71	8,1	3,85	598	245	-
		**	**	**	**	**	**	-
Theau-Clément et <i>al.</i>, (2009)	1^{er} prélèvement	6,84	0,54	5,7	68,7	671	345	272
	2^{em} prélèvement	6,97	0,45	5,52	66,8	529	231	184
		***	***	ns	ns	***	***	***

Mm : motilité massale, Mi : motilité individuelle, Cn concentration/ml, NSE : nombre de spz par éjaculat, MSE : nombre de spz mobiles par éjaculat, Anom : Anomalies, ns : Non significatif

3.4. Autres facteurs

La semence des mâles issus des mères multipares est caractérisée par une motilité massale, un volume et un pourcentage de spermatozoïdes mobiles significativement plus faibles que celle des autres mâles issus de mères nullipares et primipares, sans qu'il y ait une répercussion sur leurs productions spermatiques (Tableau 12) (Theau Clément *et al.*, 2009).

Tableau 12 : Effet numéro de portée des mâles sur les caractéristiques de la semence (Theau-Clément *et al.*, 2009)

Parité	Caractéristiques de semence						
	pH	Volume	Mm	Mi	Cn	TSE	MSE
P 1	6,93	0,48 ^{ab}	5,87 ^a	70,8 ^a	625	305	251
P 2	6,94	0,52 ^a	5,75 ^a	72,5 ^a	611	322	268
>P 3	6,88	0,46 ^b	5,27 ^b	62,2 ^b	645	256	207
p	ns	0,002	0,048	0,001	ns	ns	ns

Mm : motilité massale, Mi : motilité individuelle, Cn concentration/ml, NSE : nombre de spz par éjaculat, MSE : nombre de spz mobiles par éjaculat, Anom : Anomalies,
p : Probabilité, ns : non significatif

Selon Boussit (1989), le comportement des lapins mâles dépend du calme et de la vigilance de l'opérateur. En effet, Theau-Clément *et al.* (2009), confirment que le préleveur affecte significativement plusieurs paramètres de la semence (Tableau 13).

Tableau 13 : Effet opérateur sur les caractéristiques de la semence Theau-Clément *et al.*, (2009)

Préleveur	Caractéristiques de semence						
	pH	Volume	Mm	Mi	Cn	TSE	MSE
N° 1	6,81 ^a	0,52 ^a	5,55 ^{ab}	67 ^{ab}	547 ^a	291 ^{ab}	231 ^{ab}
N° 2	6,94 ^b	0,50 ^a	5,87 ^a	71 ^a	656 ^{bc}	323 ^a	272 ^a
N° 3	6,94 ^b	0,45 ^b	5,44 ^b	66,8 ^b	605 ^{bc}	266 ^b	220 ^b
N° 4	6,97 ^b	0,48 ^{ab}	5,66 ^{ab}	69,2 ^{ab}	686 ^c	298 ^{ab}	245 ^{ab}
P	0,001	0,006	0,001	0,045	0,012	0,053	0,072

Mm : motilité massale, Mi : motilité individuelle, Cn concentration/ml, NSE : nombre de spz par éjaculat, MSE : nombre de spz mobiles par éjaculat, Anom : Anomalies,
p : Probabilité, ns : non significatif

4. Etude des techniques d'évaluation spermatique

L'analyse du sperme est une évaluation descriptive des propriétés fertilisantes des spermatozoïdes. Une analyse d'un éjaculat ne reflète pas spécifiquement la capacité fertilisante d'un petit nombre de spermatozoïdes dans le site de fécondation. Néanmoins, l'analyse du sperme donne beaucoup d'informations sur les potentiels et les aptitudes de reproduction des mâles (Nafa et Eshre, 2002).

4.1. Analyses préliminaires

Immédiatement après la récolte, l'analyse macroscopique de la semence est considérée comme le premier examen à faire ; il permet d'apprécier la couleur, le volume, la présence d'éventuelles sécrétions des glandes. Ainsi, la présence de la couleur jaune indique la contamination par les urines, une coloration rougeâtre témoigne d'un saignement ; des précipitations grisâtres indiquent la présence d'un tissu génital mort ; la couleur marron détermine la contamination fécale.

Le volume peut être apprécié sur un tube gradué ou par étalonnage, la mesure est rapide et facile. Un gel peut être recueilli dans le tube collecteur et des formations purulentes peuvent être trouvées.

Le pH indicateur de l'activité chimique d'ions H^+ , se situe entre 6 et 7,3 dans le sperme du lapin. C'est un bon indicateur de l'activité métabolique des spermatozoïdes et de l'activité sécrétoire des glandes annexes. Toute variation du pH diminue sensiblement la qualité du sperme (Boussit, 1989).

4.2. Analyse de concentration spermatique

La concentration du sperme est le nombre de spermatozoïdes par unité de volume. L'éjaculat est constitué des sécrétions des glandes annexes, sa concentration ne représente pas une mesure spécifique de la fonction testiculaire (Anonyme 1, 2010). Plusieurs méthodes de comptage ont été élaborées, on peut les classer entre méthodes classiques et modernes.

La procédure classique est basée sur le dénombrement microscopique direct des spermatozoïdes immobiles et dilués (dispersés), observés à l'aide des lames spécialisées pour numération cellulaire : hémocytomètres (Thomas, Neubauer, Butker-Turk et Makler). La concentration se réfère au nombre de spermatozoïdes contenu dans le volume de la chambre de comptage.

Les méthodes modernes comprennent la spectrophotométrie qui est rapide et effective, qui se heurte aux problèmes des particules réfringentes, qui perturbent la détermination de la densité optique et la concentration chez le lapin, et le système Nucleo Counter qui évite cet aspect réfringent des particules séminales, par comptage indirect des noyaux des cellules spermatiques, mais qui reste couteuse (Castellini *et al.*, 2007).

4.3. Analyse de la mobilité

L'analyse de la mobilité des spermatozoïdes est une étape importante, elle reflète globalement la viabilité, la morphologie, le potentiel métabolique, la fécondance et autres. De façon subjective (classique) ou calculée (modernes), plusieurs niveaux d'évaluation sont considérés.

Dans la méthode classique, on observe l'impulsion en masse des spermatozoïdes en mouvement « motilité massale », représentée sous forme de vagues. L'intensité de la motilité massale est notée sur différents degrés référenciés. Selon Boussit (1989), une échelle de 0 à 9 permet de classer la motilité massale de l'absence jusqu'à l'aspect en tourbillon des vagues. Des notations plus simples, de 0 à 5 et de 1 à 5 sont employées, respectivement par Roca *et al.* (2000) ; Garcia Thomas *et al.* (2006b). L'examen doit être rapide, avec l'utilisation d'une plaque chauffante.

A l'essor du développement informatique, des logiciels d'analyse spermatique ont vu le jour, désignés sous le nom commun de « CASA » pour Computer Assisted Sperm Analysis, et principalement développés pour mesurer objectivement la mobilité et les caractères kinésiques des spermatozoïdes. Certains sont utilisés pour la concentration et la morphologie.

4.4. Analyse de la viabilité

La notion de vitalité spermatique, ou bien, le spermatozoïde vivant ou mort est plutôt liée à l'intégrité membranaire de cette cellule. L'estimation de l'intégrité membranaire peut être élaborée par plusieurs méthodes (Mocé et Graham, 2008). Ce test permet de vérifier l'évaluation de la motilité. Cependant, le pourcentage des cellules mortes ne doit pas excéder celui des immobiles ; inversement, le pourcentage des cellules viables dépasse normalement celui des mobiles (Anonyme 1, 2010).

Différentes colorations, telle que « l'Eosine/Nigrosine » (Bamba, 1988), permettent d'estimer l'intégrité membranaire par un principe où les dommages de la membrane laissent pénétrer le colorant à l'intérieur de la cellule. Le spermatozoïde non viable prend la coloration de l'Eosine (rose), le Nigrosine (bleu-violet) constitue le fond, les cellules vivantes restent incolores (Figure 16) (Ducci et *al.*, 2002 ; Garcia-Thoma et *al.*, 2006a,b).

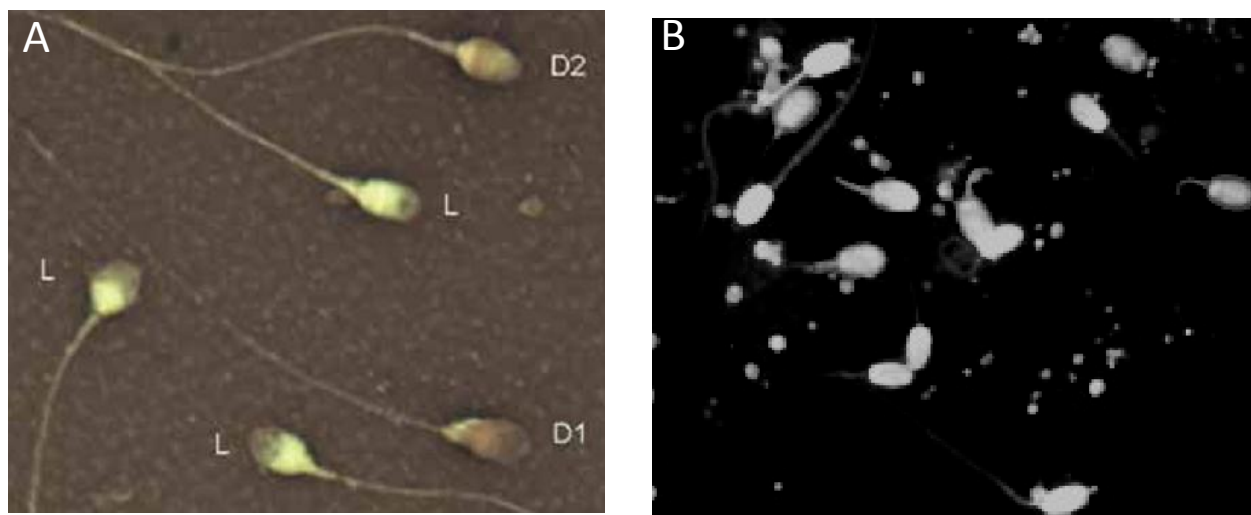


Figure 16 : Test de vitalité spermatique sous frottis colorés. **A.** Eosine/Nigrosine optique à champ brillant ; **B.** Frottis ethidium bromide/ acridine orange (Carluccio et *al.*, 2004 ; Anonyme 1, 2010)
Spermatozoïdes morts : A : tête rouge (D1) ou rose foncé (D2) ; B : tête grise foncé
Spermatozoïdes vivants : A : (L) tête blanche ou rose claire ; B : tête grise brillante

La membrane cytoplasmique, par définition, dispose d'un caractère osmotique HOST « Hypo-Osmotic Swelling Test » qui permet d'opposer des solutions hypo-osmotiques, qui permettent à la cellule d'établir biochimiquement l'équilibre ; un gonflement du spermatozoïde apparaît comme un indice d'intégrité. Ce dernier cause des changements de forme (Figure 17), il promet une expansion sphérique du flagelle qui débute de l'extrémité inférieure jusqu'à la pièce intermédiaire ; ce qui donne une classification des degrés de gonflement (Amorim et *al.*, 2006a,b,c ; Anonyme 1, 2010).

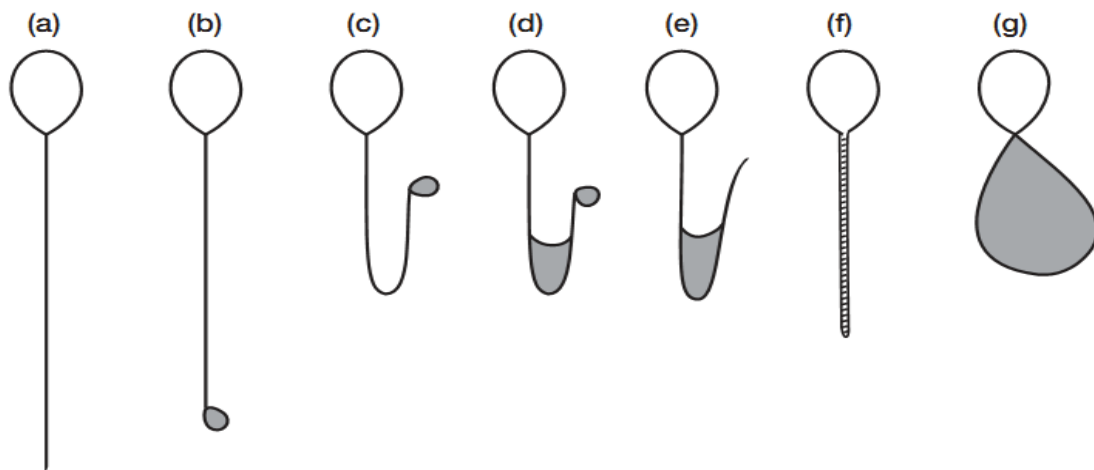


Figure 17 : Différents degrés de HOST chez le spermatozoïde (Anonyme 1, 2010)

a: spermatozoïde sans changement morphologique, b-g : différents types de changements de la queue des spermatozoïdes dus à des gonflements.

4.5. Analyse de la morphologie

Plusieurs niveaux d'analyses morphométriques ont été élaborés, du degré essentiel effectué par différentes techniques de colorations, à d'autres aspects reliés à l'ultra-structure, comme la réaction acrosomique et l'intégrité d'hélice mitochondriale et membranaire (Boiti, 2005).

L'analyse classique de la morphologie utilise plusieurs types de coloration comme L'Eosine/Nigrosine, Trypan Blue, Giemsa, Papanicolaou et Diff-Quik, qui font apparaître les différentes structures et permettent d'identifier les diverses anomalies (Foxcroft et *al.*, 2008). Elle est basée premièrement sur la localisation de l'origine de l'anomalie : primaire (spermatogénèse), secondaire (maturation épидидymaire) ; deuxièmement sur la capacité fertilisante, désignée par majeur et mineur et enfin sur la localisation des anomalies sur différents segments de la cellule (Boussit, 1989 ; Anonyme 1, 2010).

5.6. Autres analyses

Des cellules hors des spermatozoïdes pourraient être présentes dans l'éjaculat : l'analyse et l'observation sont dirigées vers un diagnostic précis, plus souvent focalisées sur les cellules inflammatoires (macrophage/mastocyte, cellules B). Des évidences rapportées par Pesch et Bergmann (2006), montrent la relation entre la présence de ces cellules et les défauts de condensation susdits.

Partie Expérimentale

Chapitre I

Matériel & Méthodes

1. Objectifs

Cette étude fait partie des activités de l'équipe de recherche dirigée par Professeur N. Zerrouki au niveau du laboratoire « Ressources Naturelles » de l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.

Notre travail s'inscrit dans le cadre de l'étude du développement gonadique et de la maturité sexuelle du lapin mâle de la population blanche. Nos objectifs seraient de déterminer les profils de croissance à savoir les poids et volumes du testicule et de l'épididyme, et de caractériser les structures du système reproducteur sur un plan histologique et histomorphométrique du testicule. Ce travail inclue également une évaluation de la capacité potentielle de la production spermatique des mâles par une étude de caractérisation quantitative et qualitative de la production spermatique des lapins de la population blanche.

De ce fait, notre travail s'articule autour de deux volets : Le premier volet est consacré à une étude histologique et histomorphométrique du développement postnatal des structures gonadiques en fonction de l'âge (4, 8, 12, 14, 16, 18, 20, 24 et 28 semaines). Le second volet est une analyse quantitative et qualitative de la production spermatique de ces lapins.

2. Lieu d'expérimentation et conditions d'élevage

2.1. Lieu du déroulement de l'expérimentation

L'expérimentation s'est déroulée dans la station d'élevage cunicôle de DJEBLA située dans la commune de DJEBLA, Daira de OUAGUENOUN, à 18 km au nord de la ville de Tizi-Ouzou (Annexe 1).

La station d'élevage de DJEBLA, exploitée par la CASAP, présente en vue aérienne (Annexe 1) quatre blocs bétonnés ayant servi précédemment au stockage des fourrages et des produits céréaliers. Deux d'entre eux ont été réaménagés pour l'élevage des lapins, le troisième est exploité comme espace administratif, et la quatrième enceinte reste toujours inutilisée. Une partie de la station est utilisée comme décharge abritant les déchets de l'exploitation.

Le premier hangar d'une superficie de 375 m² représente le clapier principal qui est utilisé pour la maternité et l'engraissement ; il comporte 302 cages grillagées dont 170 cages

femelles et 132 cages d'engraissement. Le deuxième hangar de 330 m² est destiné à accueillir le sureffectif de lapins d'engraissement et à fournir des sujets de renouvellement.

2.2. Descriptif des bâtiments utilisés dans la station

Les deux clapiers sont exploités pour les besoins expérimentaux de notre étude. Une chambre dans l'enceinte administrative est utilisée comme laboratoire d'analyse (Annexe 2).

Le premier clapier est constitué d'un hangar en béton avec une toiture métallique d'une superficie de 375 m² et d'une hauteur de 5,2 m, avec une capacité de 302 cages grillagées disposées en Flat-Deck sur 4 rangées. Il est équipé de cinq humidificateurs sur le côté ouest et de trois extracteurs du côté opposé (Est), fonctionnels et opérationnels durant la période estivale. Le chauffage par radiant est orienté seulement vers les batteries de maternité. L'éclairage est assuré par la lumière du jour grâce à des fenêtres orientées Est-Ouest, associé à l'éclairage artificiel durant 16 heures par jour.

Le deuxième clapier est une infrastructure d'une superficie de 330 m² et de 5.2 m de hauteur ; il comporte 134 cages d'engraissement collectif et 120 Cages individuelles disposées en Flat-Deck. Il est à signaler une absence totale d'humidificateurs, d'extracteurs et de chauffage. L'enceinte ne possédant aucune fenêtre, des rayons de lumière naturelle pénètrent faiblement le hangar à travers les interstices d'un grand portail. Pendant la période expérimentale, une lumière artificielle est dispersée grâce à des néons.

Le laboratoire assurant les analyses est abrité dans une chambre incluse au niveau du bloc administratif. Lors des journées d'analyse de la semence, ce laboratoire est chauffé grâce à une résistance. Il est à noter la disponibilité de tout le matériel adéquat pour le bon déroulement de l'expérimentation.

2.3. Données météorologiques de la région de Tizi-Ouzou durant la période de l'expérimentation

La station d'élevage cunicôle de « DJEBLA » est située dans une commune de la Daira de OUAGUENOUN, wilaya de Tizi-Ouzou. Cette station est située à une Altitude de 188 m avec une Latitude de 36°42 N et Longitude de 04°03 E.

Les données météorologiques mensuelles de la station de Tizi-Ouzou durant la période allant de 2009 à 2015 nous ont été fournies par l'Office National de Météorologie d'Alger (ONM). Ces données regroupent les moyennes mensuelles des températures moyennes (en °C) et d'Humidité relative moyenne (en %), qui sont présentés dans la Figure 18.

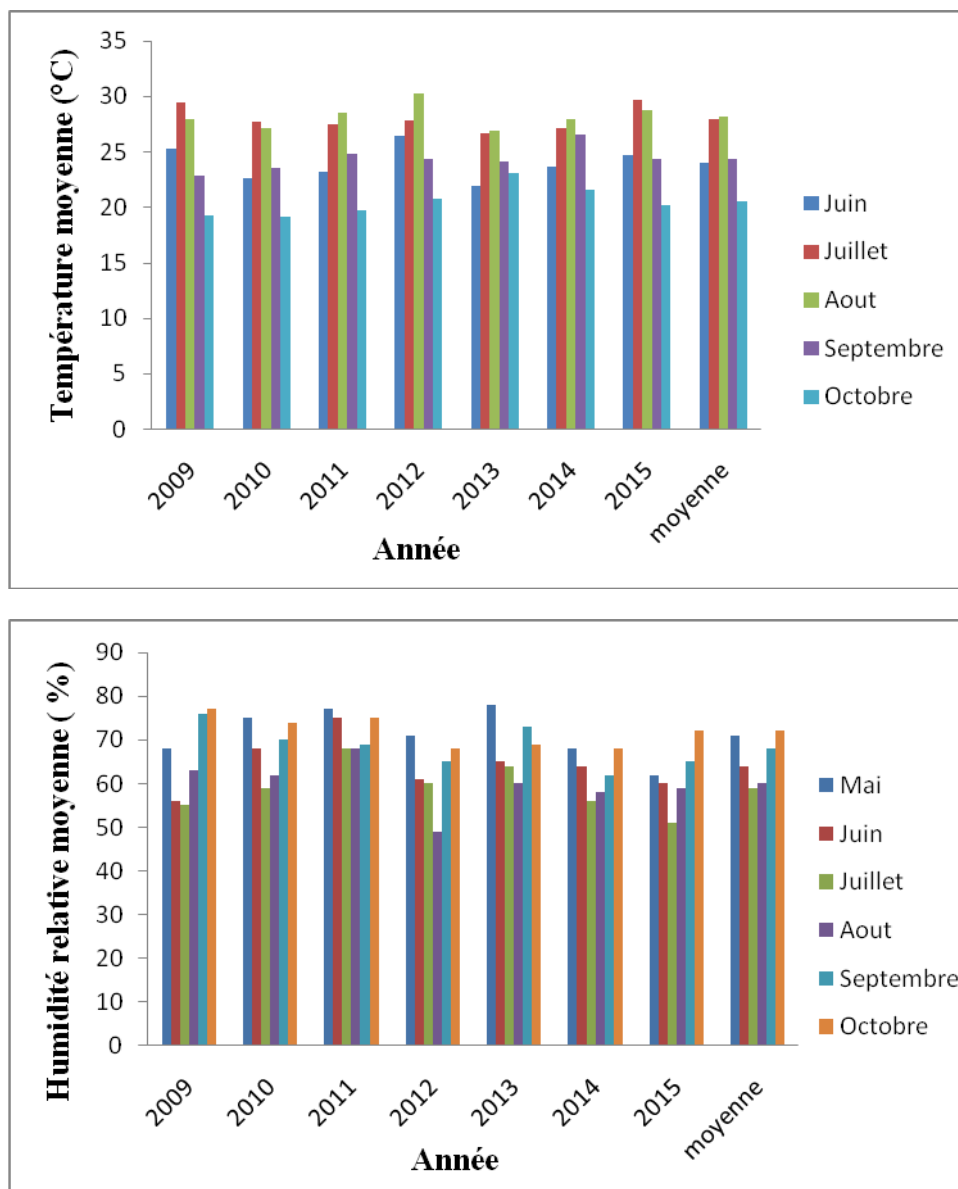


Figure 18 : Données météorologiques mensuelles de la station de Tizi-Ouzou durant la période allant de 2009 à 2015

3. Matériel biologique

L'expérimentation s'est déroulée entre les mois de Mai et Octobre durant la période allant de 2010 à 2014, au niveau de la station d'élevage cunicôle de Djebela sur un total de 189 lapins mâle de la population blanche, dont 178 lapins sont utilisés pour l'étude du développement des structures testiculaires et 11 lapins pour l'analyse de semence.

Le cheptel de la coopérative agricole de Djebba, appelé communément population blanche, est issu des programmes de développement de la filière cunicôle. En effet, durant les années 70, l'Algérie a importé quelques individus de lapins de races pures (Néo-Zélandais, Californiens, Fauve de Bourgogne) élevés à la coopérative de Draa Ben Khedda.

La population utilisée est une population locale qualifiée de « population blanche » par Zerrouki *et al.* (2007) à cause de la prédominance totale du phénotype blanc néozélandais et californien, par rapport aux croisés (noir, gris, fauve et croisé) (Figure 19).

De nombreux travaux ont permis de définir certaines performances de cette population blanche, principalement celles des reproductrices, qui se caractérisent par une variabilité phénotypique, un moyen format, une prolificité faible, une bonne fertilité, un poids adulte moyen de 3,6 Kg (poids d'abattage proche du poids adulte), et une bonne aptitude à produire toute l'année, y compris en été sous les conditions climatiques du Nord de l'Algérie.

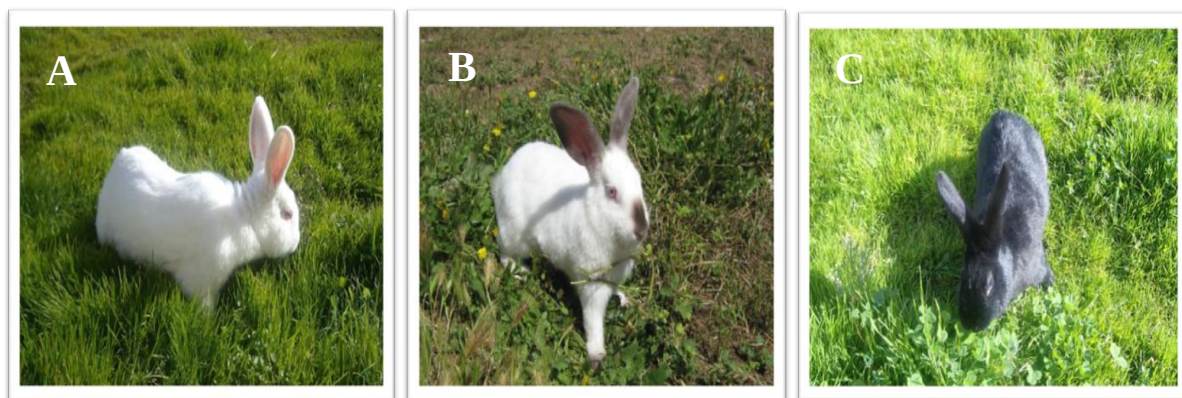


Figure 19 : Phénotype des lapins étudiés dans la station d'élevage de Djebba (Originale, 2016) **A)** Lapin de phénotype Néo-Zélandais ; **B)** Lapin de phénotype Californien ; **C)** Lapin de phénotype Croisé

4. Alimentation et abreuvement

Durant toute la période expérimentale, les animaux étaient nourris et abreuvés *ad libitum*. L'aliment est de type granulé, destiné à l'élevage cunicôle, provenant soit de l'unité de fabrication d'aliment de bétail de Bouzaréah (Alger) ou de l'unité de Fréha (willaya de Tizi-Ouzou).

L'aliment de Bouzaréah est un aliment unique, distribué à toutes les catégories de lapins (reproducteurs et lapins destinés à l'engraissement) dont la composition centésimale est de 25% de maïs 36% de luzerne déshydratée, 26% de son de blé, 12% de tourteaux de soja et 1% de complément minéral vitaminé (CMV). Tandis que celui de Fréha est un aliment mixte constitué de 25% de maïs, 12% de soja, 36% de luzerne, 26% de son, huile de soja, sel, carbonate, calcium, phosphate, L-lysine, 98% et de méthionines D et L 99%, et de CMV.

L'abreuvement est assuré par un système de tétine, chaque rangée de batterie est séparée des autres. L'approvisionnement en eau se fait par une conduite étatique et un puits d'eau de source situé près de l'unité d'élevage.

5. Conduite expérimentale

Notre étude comporte deux parties principales, l'étude de la croissance et du développement postnatal des structures gonadiques d'une part et une analyse préliminaire de la semence des lapins de la population blanche d'autre part.

5.1. Première expérimentation : Développement postnatal des structures gonadiques en fonction de l'âge : étude histologique et morphométrique

Afin d'étudier le développement pondéral et gonadique des lapins blancs, 178 lapins ont été répartis en dix lots, en fonction de leur âge : 4 (n=10), 8 (n=10), 12 (n=29), 14 (n=21), 16 (n=33), 18 (n=21), 20 (n=21), 24 (n=19) et 28 (n=14) semaines. Néanmoins, pour les paramètres volume testiculaire, volume épидидymaire, poids épидидyme proximal et poids épидидyme distal les effectifs des lapins utilisés sont inférieurs, du fait que ces paramètres n'ont pas été mesurés depuis le début de l'expérimentation.

Les animaux de chaque lot ont été pesés le matin, avec une balance électronique de $6 \pm 0,002$ Kg. Après sacrifice par saignée, le sang est immédiatement recueilli dans des tubes secs pour le dosage des paramètres biochimique d'une part, et congelé à 4°C dans le cadre d'une étude parallèle (hormone) d'autre part. Les animaux sont immédiatement disséqués et les testicules, épидидymes et surrénales prélevés (Figure 20).

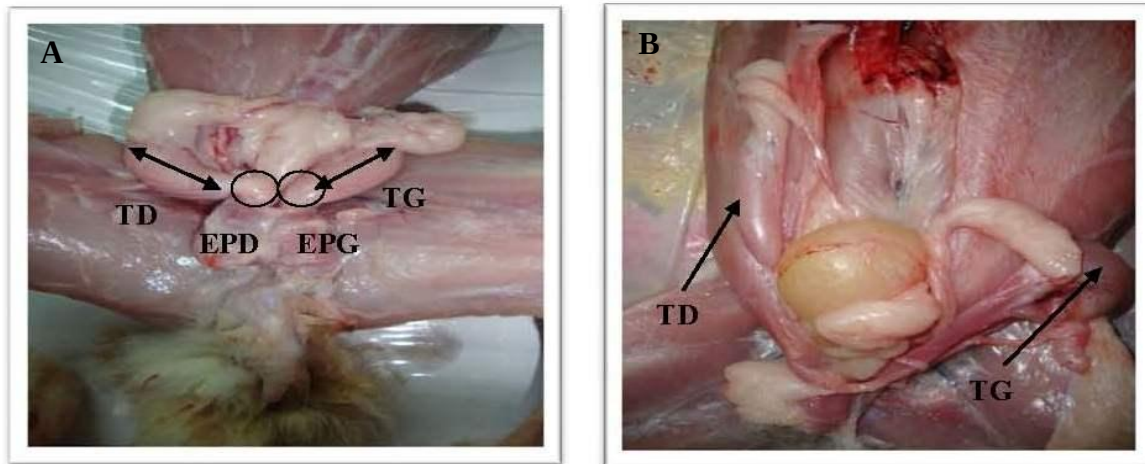


Figure 20 : Appareil génital du lapin (Originale, 2014) **A** : Mise en évidence des sacs scrotaux, **B** : Mise en évidence des testicules et épидидymes.

TD : Testicule Droit, EPD : Epididyme Droit, TG : Testicule Gauche, EPG : Epididyme Gauche.

Les testicules et épидидymes droits sont fixés pour l'étude histologique, tandis que les gonades gauches sont congelées dans de l'azote liquide pour d'autres mesures.

Les testicules et les épидидymes (Figure 21) sont séparés puis dégraissés et pesés individuellement en utilisant une balance de précision (0.01g). La complexité de l'organisation structurale du canal épидидymaire, de son enroulement et sa lobulation, a nécessité la séparation des parties proximale et distale de l'épididyme, qui sont pesées séparément à l'aide d'une balance de précision.

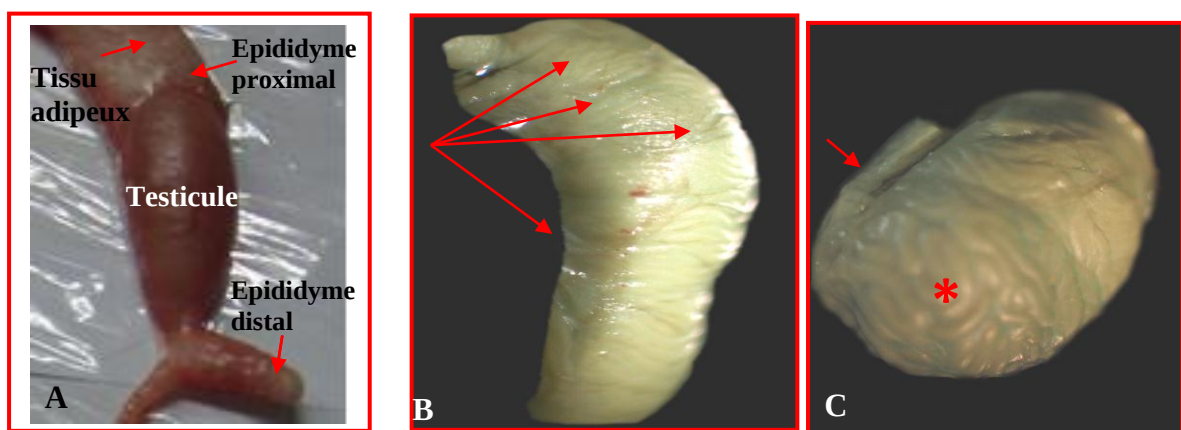


Figure 21 : Vues dorsales des gonades (Originale, 2014).

A : testicule et épидидyme ; **B** : épидидyme proximal ; **C** : épидидyme distal.

L'épididyme proximal présente des sillons (→). L'épididyme distal apparaît fortement contourné (*) vers sa partie la plus distale où il va donner naissance au canal déférent (→).

Les volumes testiculaire et épидидymaire ont été déterminé dans des tubes gradués, par la mesure du volume d'eau déplacé, selon les techniques décrites par Iczkowski *et al.* (1991) et Theau-Clement *et al.* (1995). Le tube gradué étant rempli d'eau à un niveau initial connu, la différence avec le volume obtenu à l'immersion de l'organe correspond au volume de l'organe. Les organes prélevés sont plongés directement dans le fixateur contenu dans des piluliers soigneusement étiquetés.

5.2. Deuxième expérimentation : Evaluation de la production spermatique.

Deux étapes principales caractérisent notre essai, en premier lieu une collecte de la semence ; s'ensuit une analyse et conditionnement des éjaculats récoltés.

Une collecte de semence a été faite sur un échantillon de 11 lapins âgés de 28 semaines et d'un poids moyen de $3019,7 \pm 84,1$ g.

Grâce à une femelle boute-en-train, la collecte de semence de nos lapins a été réalisée à raison de deux éjaculats successifs, séparés de 10 à 20 minutes, par semaine. L'expérimentation s'est étalée sur trois jours par semaine (mardi, mercredi, et jeudi), à raison d'un prélèvement de deux éjaculats sur 3 à 4 mâles par jour. L'analyse de 6 à 8 éjaculats est effectuée donc chaque jour (Figure 22).

Une fois récolté, le tube de collecte est identifié et placé dans un portoir isolant, afin de protéger la semence du choc thermique ou de lumière. Les prélèvements sont amenés vers la chambre d'analyse pour une évaluation macroscopique et microscopique de la semence.

Pour des raisons pratiques, car absent sur le marché algérien, nous avons confectionné du matériel de collecte artisanal, en nous rapprochant le plus possible du model industriel conçu et adapté à cette fin, que nous nous somme procuré de l'INRA de Toulouse et proposé par Boussit (1989).

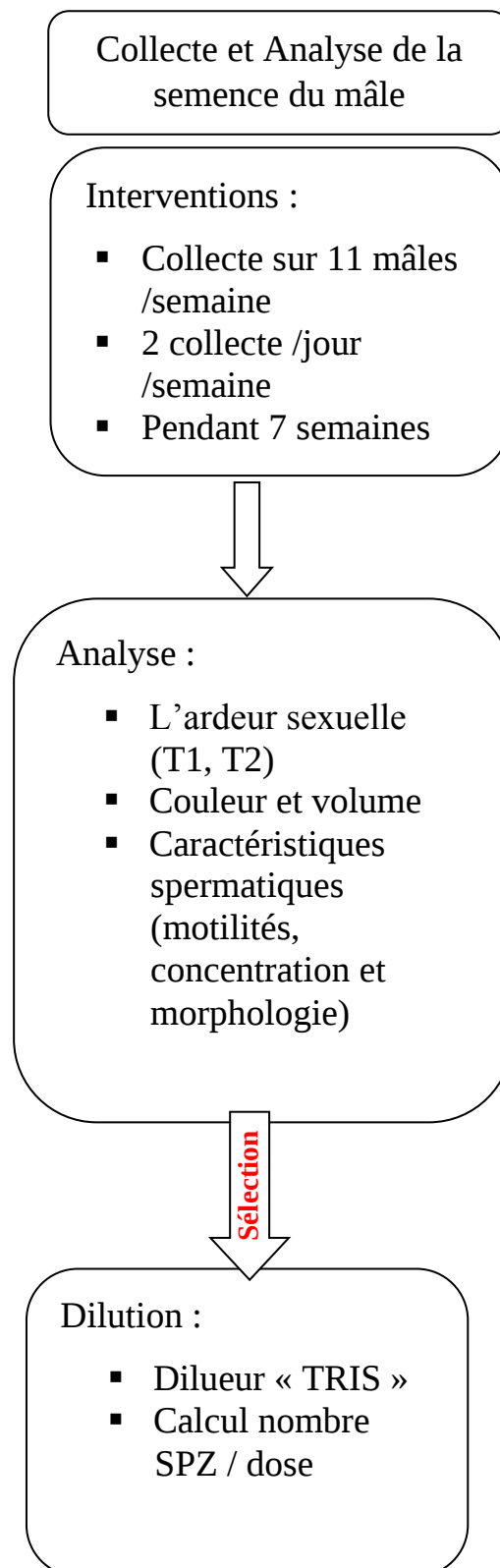


Figure 22 : Conduite expérimentale pour l'analyse de la semence

6. Méthodes d'études

6.1. Dosage des paramètres biochimiques

Les prélèvements sanguins sont effectués le matin après le sacrifice par saignement des lapins âgés de 12, 14, 16, 20 semaines, le sang est ensuite recueilli dans des tubes secs. Les paramètres biochimiques plasmatiques Glucose, Cholestérol et Triglycérides sont évalués, pour suivre leur évolution, par spectrophotométrie avec des kits Randox, au niveau du laboratoire de biochimie de la clinique de Tikoubaine (Tizi-Ouzou) (Annexe 4, 5, 6).

6.2. Etude histologique

Le traitement des échantillons destinés à l'étude histologique se déroule en une série d'étapes successives obligatoires dont la finalité est l'obtention de coupes fines prêtes à recevoir la coloration d'intérêt. La procédure utilisée est inspirée de celle mise au point par Martoja et Martoja (1967). Le protocole expérimental est résumé dans les étapes suivantes.

6.2.1. Fixation des échantillons

La fixation est un traitement chimique ou physique effectué sur des cellules vivantes. Elle est indispensable pour préserver la morphologie des cellules et les structures en place lors des manipulations ultérieures. Elle permet notamment de les conserver dans un état aussi proche que possible de l'état vivant et d'éviter les raccourcissements et les distorsions possibles, mais aussi de protéger les cellules des attaques bactériennes ou encore enzymatiques.

Nous avons utilisé le fixateur Bouin Hollande sublimé, mélange de formol et d'acide picrique, qui appartient à la famille des fixateurs coagulants à base de métaux lourds. Les organes sont déposés dans des piluliers contenant un volume de « Bouin Hollande » trois fois supérieur à celui de l'organe, afin de l'immerger totalement. Les organes sont maintenus ainsi pendant 7 jours dans le fixateur, à température ambiante.

6.2.2. Déshydratation et éclaircissement

La déshydratation est la suppression de toute l'eau contenue dans l'organe, ce qui va permettre l'inclusion de l'échantillon dans la paraffine. Celle-ci est caractérisée par sa plasticité et sa température de fusion qui peut aller de 56° à 60°C.

Pour réaliser la déshydratation de l'organe, nous avons utilisé une série de bains d'alcool éthylique de degrés croissant (50°, 70°, 80°, 90°, 100°), pendant 2 heures pour chaque bain afin d'éviter la désorganisation des structures. Le dernier bain est un bain de xylène pour compléter la déshydratation et préparer l'imprégnation de l'organe à la paraffine, car l'éthanol n'est pas miscible à la paraffine.

6.2.3. Imprégnation

Immédiatement après les bains de toluène, les organes sont plongés dans 3 bains successifs de paraffine, de 2 heures chacun à 60°C ; c'est l'imprégnation. Le deuxième et le troisième bain renferment de la paraffine pure, tandis que le premier est constitué d'une moitié de paraffine et moitié toluène.

Les deux opérations, déshydratation et imprégnation sont réalisées au laboratoire d'anatomo-pathologie du CHU de Tizi-Ouzou, grâce à un automate de circulation de type Leica (Figure 23).



Figure 23 : Appareil de circulation du laboratoire d'anatomo-pathologie du CHU de Tizi-Ouzou (Originale, 2015)

6.2.4. Inclusion

L'inclusion est l'opération qui consiste à enrober l'organe déshydraté dans de la paraffine fondue à 60°C dans un appareil d'enrobage de type Leica (Figure 24). Les organes sont placés dans des moules qui recevront la paraffine. Les cassettes respectives, identifiant chaque échantillon, sont placées à la surface des moules. De la paraffine est coulée dans les

moules jusqu'à immersion totale de l'échantillon. Le dispositif est déposé sur une plaque refroidissante de l'appareil (-10 à -15°C) jusqu'à solidification du bloc.



Figure 24 : Machine à enrobage du laboratoire d'Anatomo-pathologie du CHU de Tizi-Ouzou (Originale, 2015).

6.2.5. Confection des coupes et collage

Nous avons réalisé des coupes fines de 2 à 5 μm d'épaisseur sur les blocs d'organes, en utilisant un microtome à paraffine de type Leica au niveau du laboratoire d'Anatomo-pathologie du CHU de Tizi-Ouzou. Les coupes sont déposées sur de l'eau gélifiée (1%, 40°C) et récupérées sur des lames porte-objet propres qui seront incubées pendant une heure à 60°C dans une étuve (Figure 25).



Figure 25 : Dispositif permettant de faire des coupes : microtome à gauche et bain Marie à droite (Originale, 2013).

6.2.6. Déparaffinage et réhydratation

Avant de procéder à la coloration des lames nous devons les déparaffiner et les réhydrater, car les colorants les plus utilisés en histologie sont aqueux.

La réhydratation s'effectue selon une séquence inverse de celle de la déshydratation. Elle consiste en deux bains de xylène, puis en bains d'alcool éthylique de degrés décroissants (100°, 90°, 80°, 70°), enfin un bain d'eau distillée.

6.2.7. Coloration topographique

Pour la coloration de nos échantillons nous avons choisi une coloration topographique de Trichrome de Masson (Figure 26). Cette coloration permet de mettre en évidence grâce aux colorants utilisés, le noyau en noir, le cytoplasme acidophile et le nucléole en rose, les sécrétions en rouge ou en vert en fonction de leur nature, les muscles en rouge et les fibres de collagènes en vert.



Figure 26 : Batterie de coloration du Trichrome de Masson dans une hotte (Originale, 2013)

6.2.8. Observation des lames

L'observation des lames s'est effectué à l'aide d'un microscope photonique de type OPTICA équipé d'un appareil photos de type Microscope Digital Eyepiece DCM-130 E, ce qui nous a permis de réaliser des photographies à partir de nos échantillons, ceci nous a facilité l'étude morphométrique.

Les lames obtenues par la technique histologique et histochimique sont observées au microscope photonique dans le but de rechercher toute modification histologique et histochimique des structures étudiées.

Des photographies sont prises grâce au Nano Zoomer qui a scanné les coupes (les lames), de ce fait le grossissement de l'observation change et est déterminé automatiquement par les logiciels de lecture « panoramic viewer ».

6.3. Etude histomorphométrie

L'étude histomorphométrique des structures testiculaires a été réalisée à l'aide du logiciel axio vision qui permet de mesurer, à l'échelle microscopique, les structures histologiques des testicules étudiés, sur les photos réalisées à partir des observations microscopiques. Les mesures concernent la surface des tubes séminifères, leur diamètre, la surface de l'épithélium séminifère et celle de la lumière des tubes séminifères (Figure 27).

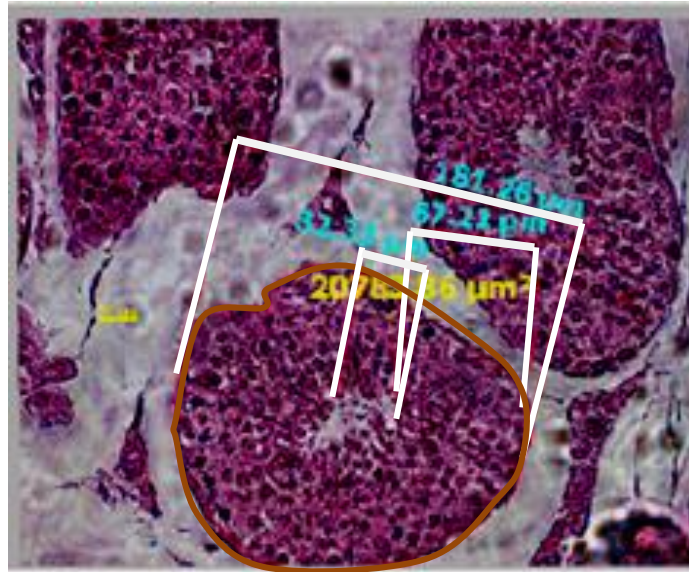


Figure 27 : Exemple d'une page du logiciel « Axio vision » avec les paramètres mesurés sur les testicules (Originale, 2013).

D'autre part, après avoir scanné les coupes testiculaires par un Nano Zoomeur Digital (Figure 28 A) au laboratoire de Biologie du développement et de la Reproduction (INRA, Jouy en Josas, France), les volumes des différentes structures testiculaires: tubes séminifères (VTS), épithélium (VEp) et la lumière des tubes (VL) ont été uniquement mesurés sur des lapins âgés de 12 et 20 semaines grâce au logiciel d'analyse d'image «MERCATOR explora nova » (Figure 28 B).

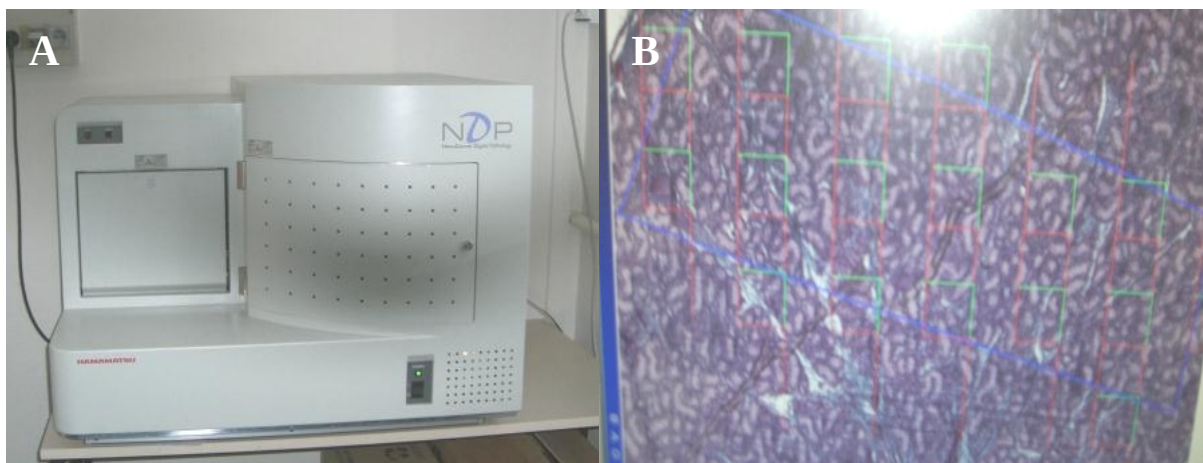


Figure 28 : Technique d'analyse des coupes. **A :** Nano Zoomeur Digital. **B :** Exemple d'une page du logiciel d'analyse d'image «MERCATOR explora nova » (Originale, 2013 dans le laboratoire BDR, Jouy en Josas, France)

6.4. Analyse de la semence

6.4.1. Matériel de collecte : Vagin artificiel

Le vagin artificiel que nous avons conçu est fait d'un assemblage d'un tuyau en PVC (Manchon réducteur) qui représente le corps du vagin artificiel, monté avec une pièce en plastique. Cette dernière reçoit le tube de collecte et présente un site d'injection de l'eau chaude sous pression (Figure 29).

Une gaine de latex passe à travers le vagin, elle est fixée sur les deux bouts par des joints. Le vagin artificiel est rempli d'eau par le site d'injection et placé dans une étuve électrique avec thermostat, le réglage est fait à 50°C pour amener une collecte entre 40 et 45°C, comme le propose Morrell, (1995).



Figure 29 : Photographies du vagin artificiel utilisé (Originale, 2012).
(A) vagin artificiel préparé ; (B) chauffage à l'étuve du matériel de collecte

6.4.2. Matériel d'analyse de semence

L'analyse microscopique de la semence est effectuée à l'aide d'un microscope optique. Deux micropipettes sont utilisées pour les opérations de pipetage, une à volume fixe de 10µl utilisée pour la semence, et une à volume variable de 100- 1000 µl pour diluer la semence ou liquide de fixation (Figure 30).



Figure 30 : Photographie du matériel d'analyse de semence (Originale, 2012)

6.4.3. Collecte de semence

L'expérimentation a été réalisée sur des lapins mâles isolés dans des cages individuelles. Après préparation du vagin artificiel s'opère l'introduction d'une lapine dans la cage abritant le lapin mâle. La lapine est immobilisée par la main gauche, le vagin artificiel placé sous l'abdomen entre ses membres postérieurs par la main droite (Figure 31).

Lorsque le mâle exprime son comportement sexuel (chevauchement), le vagin artificiel est orienté pour faciliter l'intromission du pénis. Le temps écoulé entre l'introduction de la femelle et le premier chevauchement, et celui entre l'introduction de la femelle et l'éjaculation est compté par un chronomètre fixé sur l'avant-bras droit de l'opérateur. Le refus strict de la sollicitation est confirmé, si on n'arrive pas à collecter un éjaculat après 5min.

Notons qu'on enregistre l'heure de la collecte, le libido, la présence ou l'absence de gel dans le sperme, ainsi que la présence d'urine ou de sang. Notons aussi que durant toute la période de l'essai, la collecte de la semence est faite par le même opérateur et que les éjaculats contenant du sang sont éliminés.



Figure 31 : Photographie de la collecte de semence (Originale, 2012)

6.4.4. Analyse spermatique

Une fois récolté, le tube de collecte est identifié et placé dans un portoir isolant, afin de protéger la semence du choc thermique ou de lumière. Les prélèvements sont amenés vers la chambre d'analyse et placé dans une étuve à 37°C. Tout le matériel utilisé dans l'analyse de semence (lames, lamelles, embouts, eau physiologique....) est maintenu à une température de 37°C. Durant toute la durée de l'expérimentation, l'évaluation macroscopique et microscopique de la semence est effectuée par le même opérateur.

6.4.4.1. Gel, urine et sang

Après collecte de la semence sur des tubes gradués et transparents, nous avons déterminé la présence ou l'absence de gel, d'urine et de sang. Les éjaculats présentant de l'urine ou du sang ont été éliminé, tandis à que le gel a été retiré grâce à une pince chauffé à 37°C.

6.4.4.2. Couleur

La couleur de l'éjaculat est déterminée par observation de la semence dans le tube de collecte gradué et transparent, le degré de la couleur est noté selon les recommandations de Boussit (1989). Elle est symbolisée comme suit : BC pour blanc crémeux, BN pour blanc nacré, BJ pour jaunâtre, U pour présence d'urine, G pour grisâtre et R pour présence de sang.

6.4.4.3. Volume

Le volume de l'éjaculat recueilli est évalué par une gamme d'étalonnage décrit par Boussit (1989).

6.4.4.4. Notation de la motilité massale

La motilité massale est estimée par observation d'une goutte de sperme sous microscope au grossissement x100. L'observation est faite dans le délai de 5 à 10 min après collecte, et noté sur le critère de l'intensité des vagues observées. Nous nous sommes basé sur la grille de notation de Petitjean (1965) présentée dans le tableau 14 et décrite par Boussit (1989).

Tableau 14 : Grille de notation de la motilité massale de Petitjean en 1965 (Boussit, 1989)

Note	Nature et intensité du mouvement
0	Pas de spermatozoïde
1	Spermatozoïdes immobiles
2	Quelques Spermatozoïdes agités, oscillant sur place
3	Beaucoup de Spermatozoïdes agités sans déplacement notable
4	Quelques Spermatozoïdes immobiles, quelques Spermatozoïdes agités sur place, quelques Spermatozoïdes mobiles
5	Idem que 4, mais plus de Spermatozoïdes mobiles. Motilité assez bonne mais pas homogène
6	La quasi-totalité des Spermatozoïdes se déplace. Motilité bonne et homogène
7	Idem que 6 avec amorce de mouvement de vagues lents
8	Idem que 7 avec mouvement de vagues lents
9	Vagues énergiques. Aspects de tourbillons. Motilité excellente

6.4.4.5. Notation de la motilité individuelle et pourcentage de spermatozoïdes mobiles

Selon les recommandations de Roca *et al.* (2000) et Boiti (2005), une goutte de semence diluée à 1:5 par le dilueur « TRIS » est observée au grossissement x400 entre lames et lamelles. Le type de mouvement des spermatozoïdes est basé sur l'échelle Andieu (1974) décrite par (Boussit, 1989) (Tableau 15).

L'estimation visuelle et subjective du pourcentage de spermatozoïdes mobile se fait en même temps que l'estimation de la motilité individuelle.

Tableau 15 : Grille d'Andieu (1974) pour notation de la motilité individuelle (Boussit, 1989)

Note	Nature et intensité du mouvement
0	Spermatozoïdes immobiles
1	Les spermatozoïdes ont des mouvements de flagelles sans déplacement
2	Les spermatozoïdes se déplacent lentement. Les mouvements circulaires dominant
3	Les spermatozoïdes ont des mouvements heurtés. Leur déplacement s'effectue le long d'une hélice de diamètre sensiblement égal à leur longueur ou de cercle de large diamètre (plusieurs fois la longueur des gamètes)
4	Les spermatozoïdes se déplacent rapidement le long d'une hélice de faible diamètre

6.4.4.6. Estimation de la concentration

Nous procédons à l'estimation de la concentration de spermatozoïdes par millilitre de sperme par comptage microscopique des spermatozoïdes à l'aide d'un hématimètre de THOMAS. Nous utilisons les directives du protocole de travail de SAGA (INRA) et le manuel de WHO (Anonyme 1, 1999).

La cellule de THOMAS utilisée, présente deux grilles de comptage. Chaque grille est divisée en 16 grands carreaux, eux même divisés en 16 petit carreaux, qui présentent chacun un volume de $1/4000 \text{ m}^3$ (Figure 32).

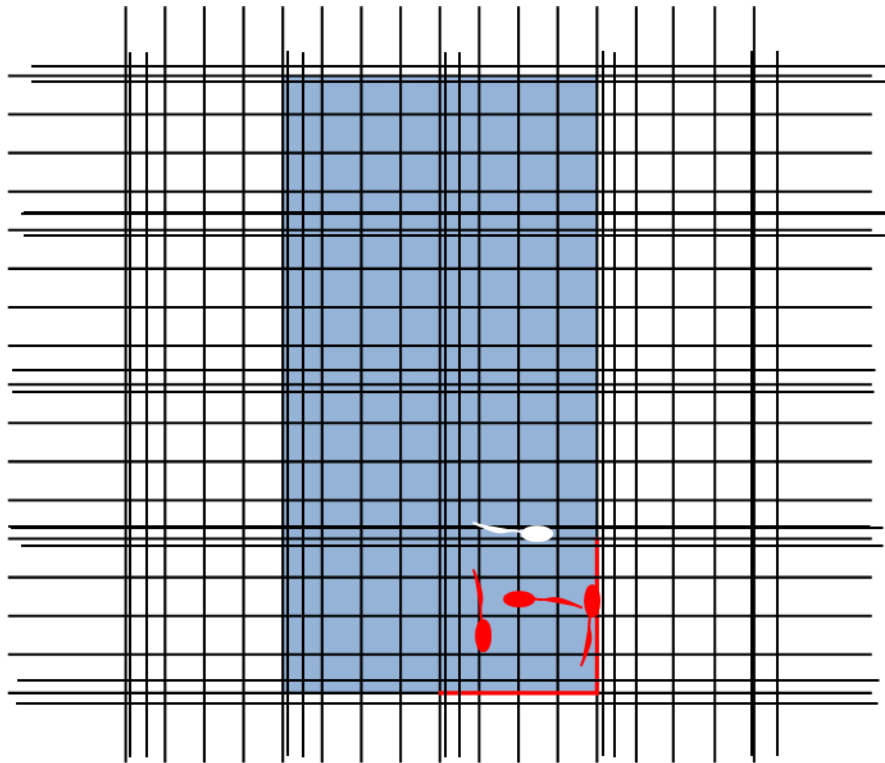


Figure 32 : Représentation d'une grille d'hématimètre de THOMAS

Les colonnes comptées sont surlignées en bleu

Nous établissons une dilution de 20 μ l de semence au 1/200^{ème} dans une solution de fixation de formol à 3,5% (10ml de formol 35% dilué dans 1l de solution NaCl 0.9%) (Boiti, 2005). Après homogénéisation, chaque grille est remplie de 10 μ l de la semence diluée et une lamelle (24x24mm) est déposée sur l'hématimètre. Une attente de 10 min est respectée avant la lecture. Si nous observons la présence de bulle d'air emprisonnées sous lamelle, l'opération est refaite.

La numération des spermatozoïdes se fait sur les deux colonnes centrales. Nous comptons le nombre de têtes de spermatozoïdes (face ou profil) à l'intérieur de la colonne envisagée. Pour éviter une répétition du comptage pour les spermatozoïdes qui se superposent sur les lignes de quadrillage des grands et petits carreaux, on ne compte que celles qui touchent les lignes inférieures et droites.

La numération de l'échantillon est dupliquée sur les deux grilles, la somme et la différence de lecture sont renvoyées à une table qui fixe la marge de différence entre deux comptages (Anonyme 1, 1999) (annexe). Si la différence est plus grande que celle indiquée dans la table, l'opération du comptage est refaite.

Nous pratiquâmes une numération de deux colonnes, soit 8 grands carrés de 0.032 m^3 de volume. La concentration (C) par ml, en spermatozoïdes comptés (X) dans les deux grilles sera :

$$C = X \cdot D \cdot 1000 / 0.032 \cdot 2 \quad \text{soit : } C = X \cdot D / 64$$

C = concentration, X = somme du comptage, D = dilution du sperme

Le nombre de spermatozoïdes par éjaculat (NSE) est :

$$\text{NSE} = \text{La concentration (ml)} \cdot \text{volume}$$

Le nombre de spermatozoïdes mobile par éjaculat (MSE) est :

$$\text{MSE : Le pourcentage estimé de spermatozoïde mobile} \cdot \text{NSE}$$

6.4.4.7. Etude de morphologie

L'observation de la morphologie des spermatozoïdes est établie à l'aide de la coloration Eosine/Nigrosine. Un échantillon de $10\mu\text{l}$ de semence est posé sur lame et mélangé avec $10\mu\text{l}$ de colorant Eosine et $10\mu\text{l}$ de Nigrosine. Un frottis est réalisé et laissé sécher à l'air.

L'observation de la lame est faite sous microscope au grossissement $\times 1000$, une goutte d'huile d'immersion est préalablement ajoutée. L'analyse de la morphologie est basée sur l'ouvrage de Boussit (1989). On calcule le pourcentage de :

- Spermatozoïdes normaux sans anomalies
- Spermatozoïdes avec anomalie de la tête
- Spermatozoïdes avec anomalie de la pièce intermédiaire
- Spermatozoïdes avec anomalie du flagelle
- Spermatozoïdes présentant une gouttelette cytoplasmique proximale
- Spermatozoïdes présentant une gouttelette cytoplasmique distale ;

7. Analyse statistique

7.1. Test ANOVA

Une analyse de variance « test ANOVA » a été réalisée avec le logiciel Origin Lab 7.5. Ce test revient à croiser une variable quantitative continue (exemple : hauteur, poids corporel, poids relatifs) avec une variable qualitative (Age, région, type d'expérimentation ...).

Les variations des paramètres pondéraux sont rapportées à celles du facteur âge. Les valeurs présentées sont exprimées en moyennes affectées à l'Erreur Standard à la Moyenne. La différence est jugée significative quand $P \leq 0,05$.

- ✓ Si $P < 0.001$: La différence est hautement significative=****
- ✓ Si $P < 0.01$: La différence est très significative=***
- ✓ Si $P < 0.02$: La différence est significative=**
- ✓ Si $P < 0.05$: La différence est peu significative=*
- ✓ Si $P > 0.05$: La différence est non significative

7.2. Analyse en Composante Principale ACP

Afin de mieux montrer les effets de l'âge sur la morphologie et le développement des structures testiculaires plusieurs paramètres ont été pris en compte et qui concerne le diamètre des tubes séminifères, la surface des tubes séminifères, la surface de la lumière, la surface du tissu interstitiel et la surface de l'épithélium séminifère.

Ces variables ont été soumis à une analyse en composante principale (ACP) grâce au logiciel STATISTICA 2008. Cette analyse peut être considérée comme une méthode de projection de données.

Chapitre II

Résultats

Les résultats rapportés dans ce travail concernent l'étude histologique et histomorphométrique du développement post-natale du testicule en relation avec son poids et son volume d'une part, de la maturité sexuelle du lapin mâle de la population blanche en fonction de l'âge par une analyse qualitative et quantitative de la semence.

1. Analyse de la composition chimique des aliments distribués

Les résultats de l'analyse de la composition chimique des aliments commerciaux distribués aux lapins fabriqués à Bouzaréah et Fréha, pendant la durée de nos suivies sont présentés dans le Tableau 16.

Ces analyses révèlent une teneur en protéine et en cellulose brute plus élevée dans l'aliment de Bouzaréah par rapport à celui de Fréha (15,75% vs 14,7%) pour les protéines et (10,79% vs 8,6%) pour les fibres mais ces taux sont nettement inférieurs aux normes recommandées pour les lapins qui est de 17 à 17,5% de protéine et 12 à 13% de cellulose brute (Lebas, 2004).

Le rapport calcium/phosphore est meilleur dans l'aliment distribué à Fréha mais les proportions restent tout de même inférieures aux recommandations de Lebas (2004) qui recommande un taux de 1,2% de calcium et de 0,6% de phosphore.

C'est dans ces conditions d'alimentation que nous avons évalué le développement post natal des structures gonadiques et la composition de la semence des lapins blancs.

Tableau 16 : Composition chimique de l'aliment commercial fabriqué à Bouzaréah et Fréha

<i>Composition chimique (% MS)</i>	<i>Aliment commercial de Bouzaréah</i>	<i>Aliment commercial de Fréha</i>
<i>Matière sèche</i>	87,40	88,97
<i>Matière minérale</i>	0,56	0,6
<i>Matière organique</i>	9,37	8,3
<i>Protéine brute</i>	15,75	14,7
<i>Cellulose brute</i>	10,79	8,6
<i>Energie Brute Kcal/Kg</i>	-	4010
<i>Calcium</i>	0,53	0,81
<i>Phosphore</i>	0,5	0,45
	Laboratoire central de BABA Ali (ITELV)	Laboratoire SRC à l'INRA de Toulouse

2. Dosage des paramètres biochimiques

Les paramètres biochimiques glycémie, cholestérolémie et triglycéridémie sont évalués afin de suivre leur évolution selon la croissance des lapins. Elles sont exprimées par la valeur moyenne (gramme par litre (g/l)) $\pm$ erreur standard à la moyenne (ESM) (Tableau 17).

La concentration plasmatique moyenne du glucose chez le lapin de la population blanche est de 1,35g/l. Le taux de glucose plasmatique fluctue entre 1,2 g/l et 1,55 g/l. Ces variations sont hautement significatives ($P < 0,001$) à 14, 16 semaines, très significative à 18 semaine et peu significative ($P < 0,05$) à 20 semaine d'âge.

Les concentrations plasmatiques du cholestérol diminuent progressivement chez les lapins de 12 à 20 semaines d'âge, dont les valeurs respectives sont de 0,762 g/l et de 0,2 g/l, mais ces variations sont hautement significative ($p < 0,001$) à 20 semaines et très significative ($p < 0,01$) d'âge.

Une augmentation des concentrations plasmatiques des triglycérides est observée à 14 semaines d'âge, suivie d'une diminution progressive jusqu'à la fin de l'expérimentation. Ces variations sont très significatives ($p < 0,01$) à 16 semaines d'âge.

Tableau 17 : Dosage des paramètres biochimiques (glycémie, cholestérol et triglycérides) des lapins âgés entre 12 et 20 semaines.

Age		12	14	16	18	20
Effectif		48	51	46	36	33
Glycémie (g/l)	Moyenne	1,23	1,41	1,20	1,35	1,55
	ESM	0,02	0,03	0,04	0,03	0,09
	P		****	****	***	*
Cholestérol (g/l)	Moyenne	0,76	0,71	0,56	0,44	0,20
	ESM	0,08	0,07	0,03	0,02	0,02
	P		ns	ns	***	****
Triglycérides (g/l)	Moyenne	1,08	1,20	0,76	0,72	0,69
	ESM	0,09	0,12	0,05	0,05	0,06
	P		ns	***	ns	ns

3. Etude de la croissance pondérale et gonadique

Les poids vifs, les poids testiculaire et épидидymaire, les poids testiculaire et épидидymaire relatif à 100g de poids vifs, et les volumes testiculaire et épидидymaire, sont exprimés par la valeur moyenne $\pm$ l'erreur standard à la moyenne (Tableau 16). L'analyse de variances réalisée (ANOVA) nous a permis de faire une comparaison des moyennes deux à deux entre les âges successifs des différents paramètres étudiés.

3.1. Evolution du poids vif des lapins

L'évolution du poids vif des lapins âgés entre 4 et 28 semaines montre une augmentation pondérale progressive et suit une courbe sigmoïdale caractéristique, avec un coefficient de régression de 0,90. En effet, la valeur moyenne du poids vif de cette population passe d'une valeur moyenne de 838 ± 71 g à 4 semaines (qui correspond généralement à l'âge de sevrage) à la valeur moyenne de $2870 \pm 185,3$ g à 28 semaines (âge d'activité sexuelle des mâles). Ces variations du poids vif sont hautement significatives ($p < 0,001$) à 8 semaines, très significatives ($p < 0,01$) à 12 semaines et significatives ($p < 0,02$) à 20 semaines (Figure 33, Tableau 18).

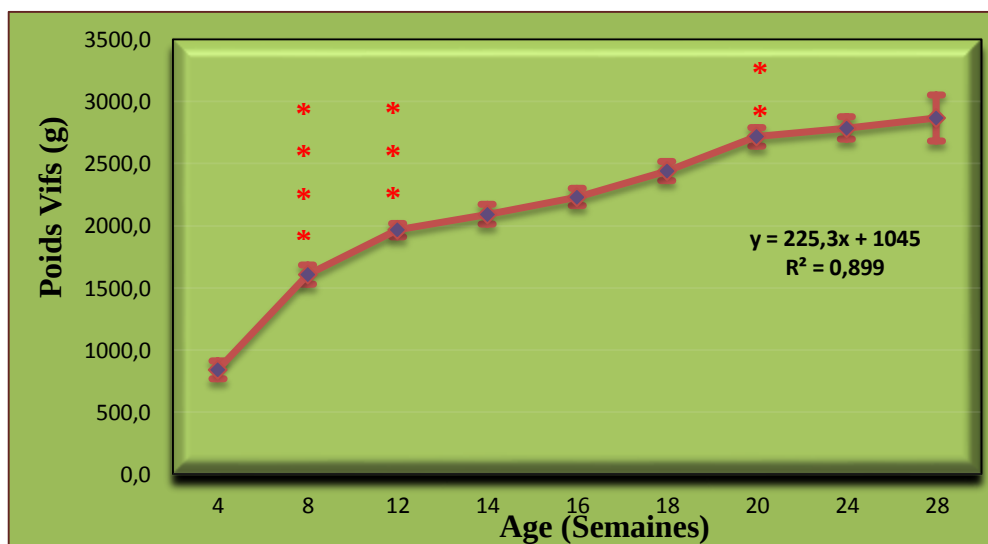


Figure 33 : Evolution des poids vif en fonction de l'âge

Tableau 18 : Evolution des poids vifs, poids testiculaire, poids épидидymaire et leurs volume

Age			4	8	12	14	16	18	20	24	28
Poids Vifs (g)		Effectifs	10	10	29	21	33	21	21	19	14
		Moyenne	838,0	1606,8	1964,6	2091,6	2230,4	2440,8	2716,5	2786,2	2870,0
		ESM	71,0	76,3	55,4	80,6	69,1	77,1	73,9	89,4	185,3
		p		****	****	ns	ns	ns	**	ns	ns
Poids testiculaire (g)	Effectifs		10	10	29	21	33	21	21	19	14
	Totale	Moyenne	0,16	0,59	1,32	1,39	2,29	2,71	4,46	5,21	6,53
		ESM	0,02	0,08	0,17	0,18	0,21	0,28	0,27	0,37	0,31
		p		****	***	ns	****	ns	****	ns	**
	Droit	Moyenne	0,07	0,29	0,67	0,67	1,04	1,29	2,24	2,60	3,24
		ESM	0,01	0,04	0,07	0,09	0,11	0,15	0,15	0,18	0,15
		P		****	***	ns	**	ns	***	ns	***
	Gauche	Moyenne	0,09	0,30	0,66	0,72	1,25	1,42	2,22	2,62	3,29
		ESM	0,01	0,04	0,07	0,09	0,13	0,15	0,13	0,19	0,17
		p		****	***	ns	****	ns	****	ns	***
Poids testiculaire relatif à 100g de poids vifs		Moyenne	0,019	0,036	0,064	0,064	0,099	0,108	0,164	0,189	0,243
		ESM	0,002	0,004	0,006	0,007	0,008	0,009	0,008	0,016	0,023
		p		****	***	ns	***	ns	****	ns	*
Volume testiculaire (ml)		Effectifs	10	10	20	10	20	10	9	11	9
		Moyenne	0,81	0,65	1,39	1,30	2,08	1,90	4,28	5,80	7,73
		ESM	0,24	0,13	0,14	0,20	0,28	0,26	0,51	0,45	0,25
		p		ns	***	ns	ns	ns	****	*	***
Poids épидидymaire (g)	Total	Effectifs	10	10	29	21	33	21	21	19	14
		Moyenne	0,12	0,48	1,10	1,20	1,33	1,45	2,24	2,56	2,81
		ESM	0,02	0,05	0,13	0,16	0,11	0,12	0,18	0,15	0,13
		P		****	***	ns	ns	ns	****	ns	ns
	Proximal	Effectifs	10	10	24	15	25	13	15	15	14
		Moyenne	0,40	0,95	0,97	1,23	1,30	1,74	2,05	2,63	3,26
		ESM	0,01	0,04	0,04	0,06	0,08	0,08	0,08	0,08	0,09
		P		****	****	*	***	ns	***	***	**
	Distal	Effectifs	10	10	24	15	25	13	15	15	14
		Moyenne	0,08	0,31	0,57	0,60	0,79	0,82	1,02	1,23	1,40
		ESM	0,01	0,04	0,06	0,08	0,08	0,11	0,09	0,08	0,08
		p		****	***	ns	ns	ns	ns	ns	ns
		Effectifs	10	10	24	15	25	13	15	15	14
Poids épидидymaire relatif à 100g de poids vifs		Moyenne	0,014	0,029	0,055	0,056	0,059	0,059	0,082	0,092	0,104
		ESM	0,002	0,002	0,006	0,007	0,004	0,004	0,006	0,005	0,009
		p		****	***	ns	ns	ns	***	ns	ns
Volume épидидymaire (ml)		Effectifs	0	10	20	10	20	10	9	11	9
		Moyenne		0,58	1,07	1,09	1,39	1,43	2,72	4,74	5,37
		ESM		0,13	0,12	0,09	0,14	0,27	0,81	0,52	0,16
		p			**	ns	ns	ns	ns	*	ns
ESM : Erreur standard liée à la moyenne. ns : non significatif. p : probabilité.											

ESM : Erreur standard liée à la moyenne, ns : non significatif, p : probabilité.

3.2. Evolution du poids testiculaire

La courbe d'évolution des poids testiculaires des lapins est sigmoïdale et progressive avec un coefficient de régression de 0,95. En effet, le poids moyen absolu du testicule passe de $0,16 \pm 0,02$ g à 4 semaines à $6,53 \pm 0,31$ g à 28 semaines avec un écart de 6,37g. Ces variations du poids testiculaires sont hautement significatives ($p < 0,001$) à 8 et 20 semaines, très significative ($P < 0,01$) à 12 et 16 semaines et significative ($p < 0,02$) à 28 semaines (Figure 34, Tableau 18).

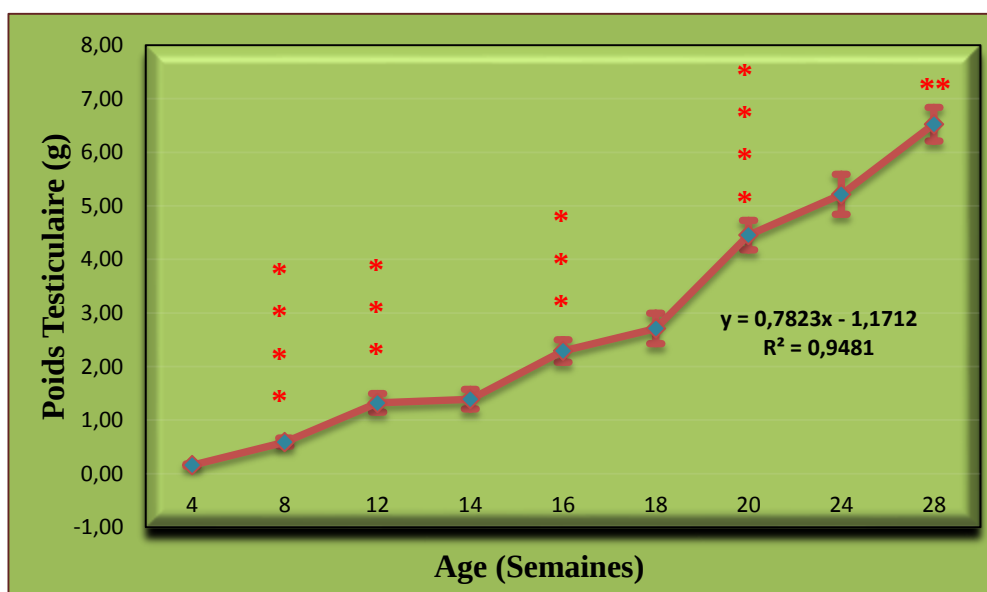


Figure 34 : Evolution du poids des testicules en fonction de l'âge

Le poids des testicules droit et gauche augmente progressivement en fonction de l'âge et a la même valeur moyenne, sauf à 16 et 18 semaines où le testicule gauche est plus lourd que le testicule droit, avec des écarts respectivement de 0,21g et 0,13g (Figure 35, Tableau 16). Les variations du poids des testicules droit et gauche sont hautement significatives ($P < 0,001$) à 8 et 20 semaines, très significative ($P < 0,01$) à 12 semaines. A 16 semaines, la variation du poids du testicule gauche très significative ($P < 0,01$), et significative ($P < 0,02$) pour le testicule droit et toutes deux significatives ($P < 0,02$) à 28 semaines pour les deux.

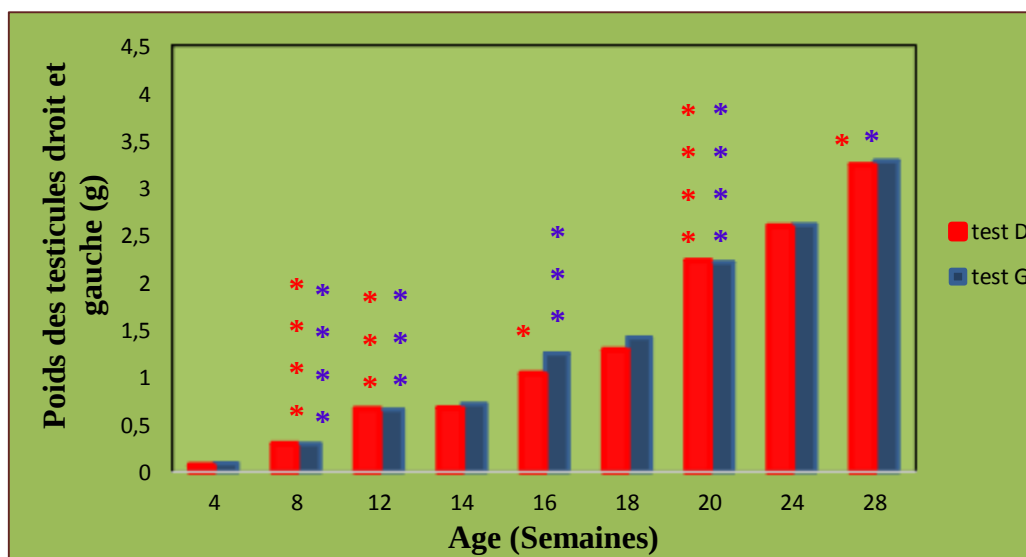


Figure 35 : Evolution du poids des testicules droit (test D) et gauche (test G) en fonction de l'âge

Le poids testiculaire relatif à 100g de poids vifs, chez les animaux de la population locale, augmente progressivement avec une valeur minimale de $0,019 \pm 0,002$ g à 4 semaines d'âge et une valeur maximale de $0,243 \pm 0,023$ à 20 semaines d'âge. Cette augmentation est hautement significative ($p < 0,001$) à 8 et 20 semaines, très significative ($p < 0,01$) à 12 et 16 semaines d'âge et peu significative ($p < 0,05$) à 28 semaines d'âge avec un coefficient de régression de 0,95 (Figure 36, Tableau 18).

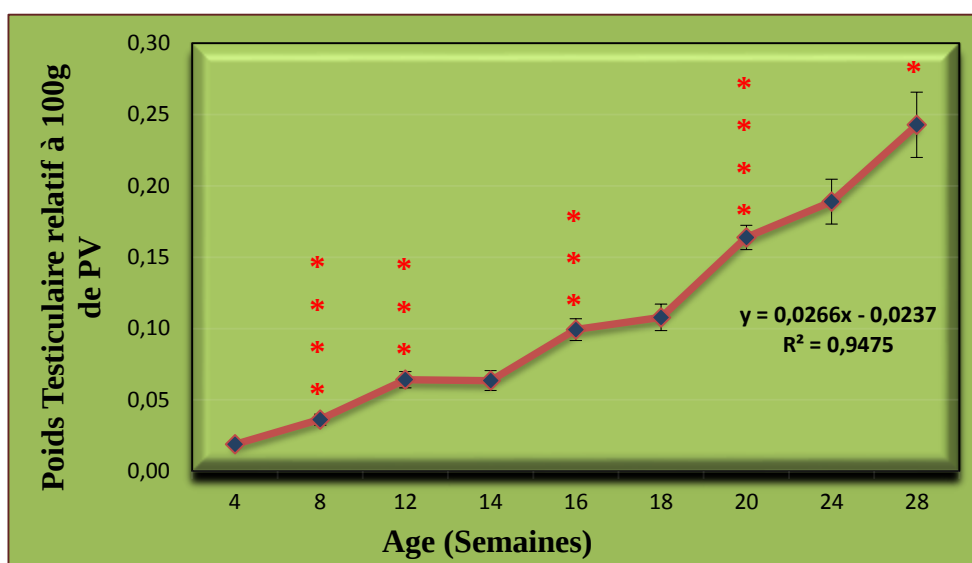


Figure 36 : Evolution du poids des testicules relatif à 100g de poids vifs en fonction de l'âge

3.3. Evolution du volume testiculaire

L'évolution du volume des testicules (Figure 37) est en synergie avec celui de son poids moyen absolu. En effet, le volume augmente progressivement durant toute la période de croissance des lapins, passant d'une valeur de $0,81 \pm 0,24$ ml à 4 semaines d'âge à une valeur de $7,73 \pm 0,24$ ml à 28 semaines d'âge. Cette augmentation est hautement significative ($p < 0,001$) à 20 semaines, très significative ($p < 0,01$) à 12 et 28 semaines d'âge et peu significative ($p < 0,05$) à 24 semaines d'âge

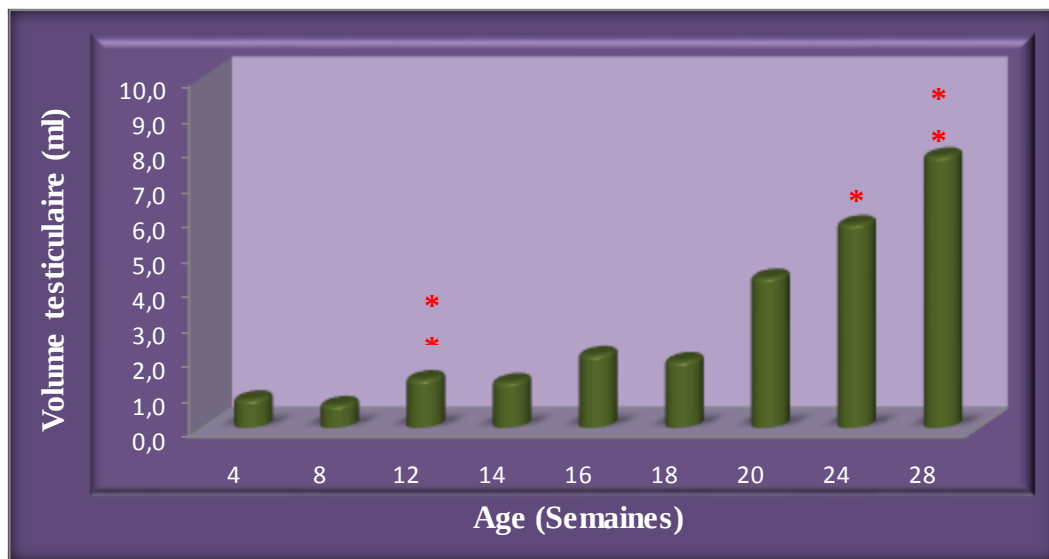


Figure 37 : Evolution du volume des testicules en fonction de l'âge

3.4. Evolution du poids epididymaire

Le poids de l'épididyme (Figure 38) des lapins montre une augmentation progressive du début jusqu'à la fin de l'expérimentation avec un coefficient de régression de 0,96. En effet la valeur moyenne épидидymaire passe de $0,12 \pm 0,02$ g à $2,81 \pm 0,13$ g, soit une augmentation de 2,69g. Ces variations sont hautement significative ($p < 0,001$) à 8 et 20 semaines et très significatives ($p < 0,01$) à 12 semaines d'âge.

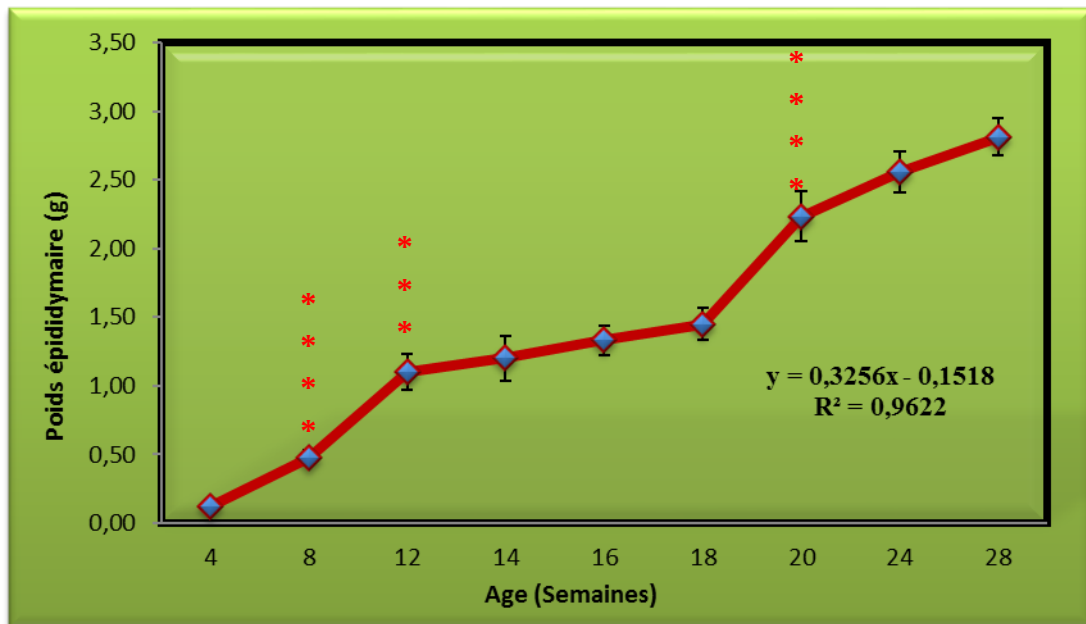


Figure 38 : Evolution du poids des épидидymes en fonction de l'âge

Le poids des épидидymes proximaux et distaux augmente progressivement entre 4 et 28 semaines, où les valeurs passent de la valeur de $0,40 \pm 0,007g$ vs $0,08 \pm 0,01g$ à la valeur de $3,26 \pm 0,08g$ vs $1,39 \pm 0,08g$. Néanmoins les valeurs du poids de l'épididyme proximal sont hautement plus élevées que celle de l'épididyme distal. L'augmentation du poids des épидидymes proximaux est hautement significative ($p < 0,001$) à 8 et 12 semaines, très significative ($p < 0,01$) à 16, 20 et 24 semaines et peu significative ($p < 0,05$) à 14 et 28 semaines d'âge, tandis que celle de l'épididyme distal n'est significative qu'à 8 semaines ($p < 0,001$) et 12 semaines ($p < 0,01$) (Figure 39).

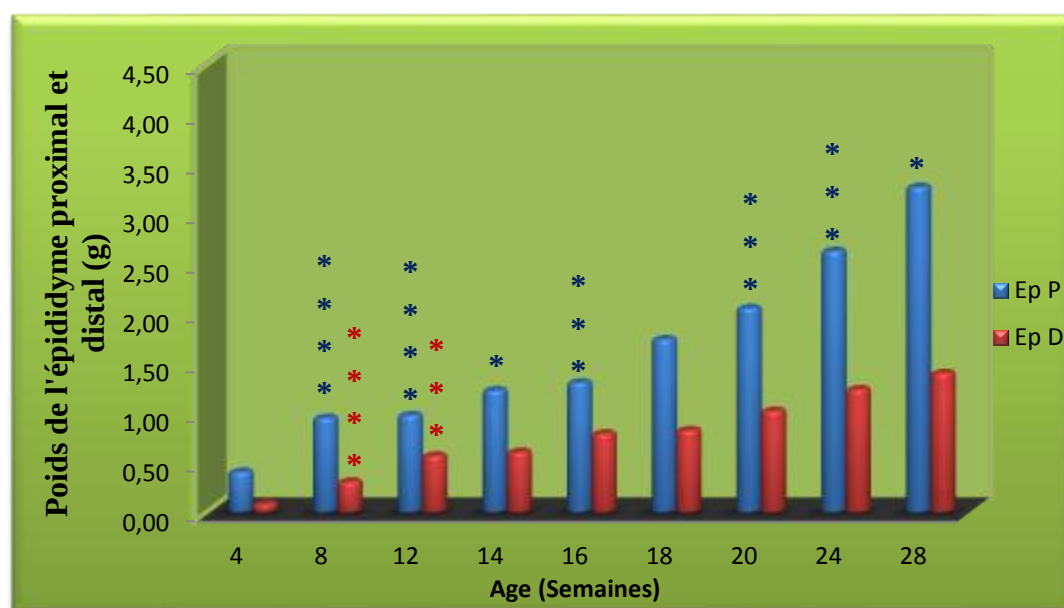


Figure 39 : Evolution du poids des épидидymes proximaux et distaux en fonction de l'âge

La valeur moyenne des poids épидидymaires relatifs à 100 g de poids vifs augmente progressivement de 4 à 28 semaines d'âge avec un coefficient de régression de 0,94, où la valeur passe de $0,014 \pm 0,002\text{g}/100\text{ g}$ de poids vifs, à $0,104 \pm 0,009\text{g}/100\text{ g}$ de poids vifs. La variation de poids relatif de l'épididyme est hautement significative ($p > 0,001$) à 8 semaines, significative ($p < 0,02$) à 12 semaines et très significative ($p < 0,01$) à 20 semaines d'âge (Figure 40).

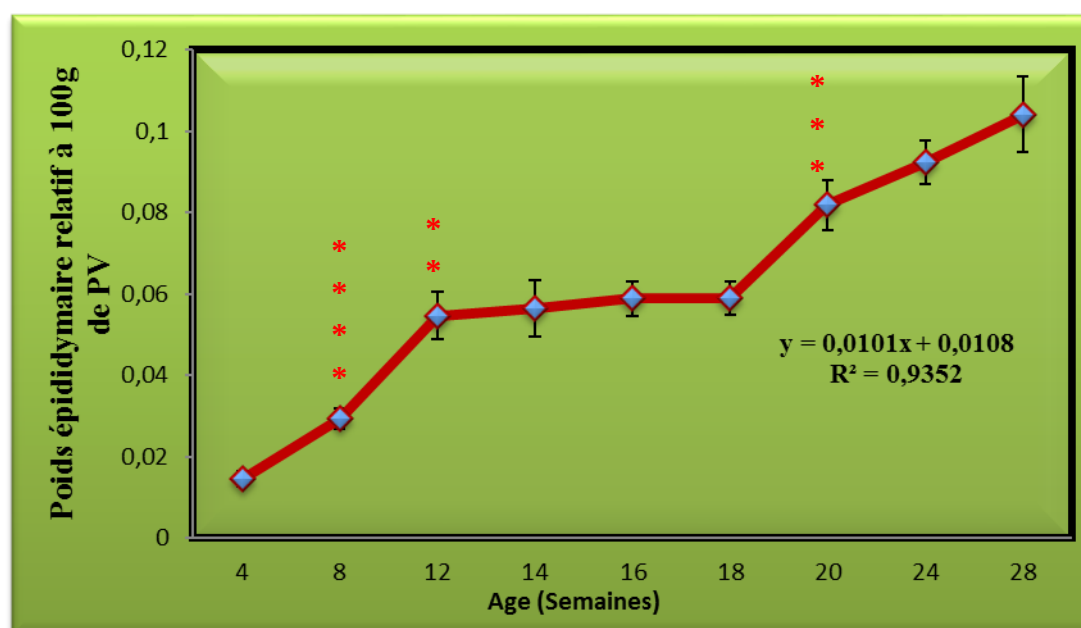


Figure 40 : Evolution du poids des épидидymes relatif à 100g de poids vifs en fonction de l'âge

3.5. Evolution du volume epididymaire

L'évolution du volume de l'épididyme (Figure 41) suit celui de son poids moyen absolu. En effet, le volume augmente progressivement durant toute la période de croissance des lapins, passant d'une valeur de $0,58 \pm 0,13$ ml à 8 semaines d'âge à une valeur de $5,37 \pm 0,16$ ml à 28 semaines d'âge. Cette augmentation est significative ($p < 0,02$) à 12 et 28 semaines d'âge et peu significative ($p < 0,05$) à 24 semaines d'âge

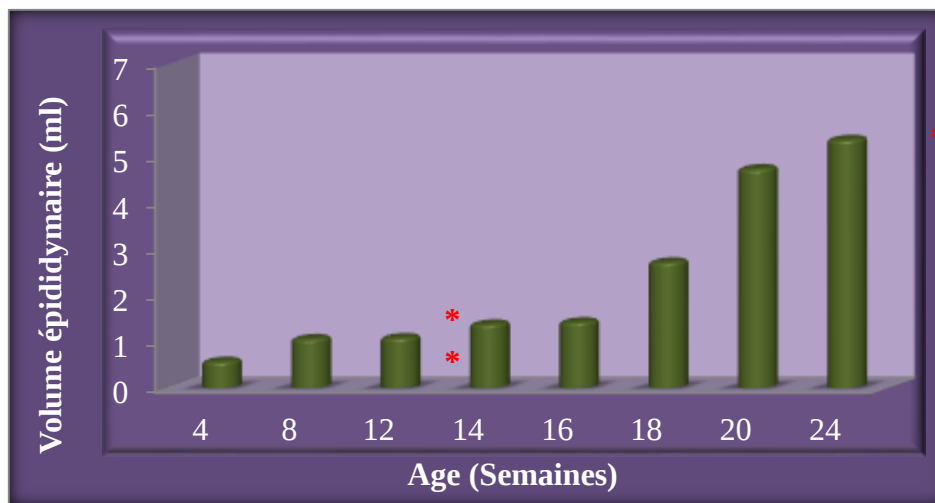


Figure 41 : Evolution du volume épididymaire en fonction de l'âge

4. Histologie et morphométrie du testicule

4.1. Histologie

À la naissance, l'animal dispose d'un faible stock de cellules souches appelées spermatogonies, qui vont subir la spermatogenèse à partir de la puberté et assurer ainsi la formation des gamètes mâles ou spermatozoïdes tout au long de la vie du mâle. Le cycle spermatogénique représente l'ensemble des divisions et des différenciations cellulaires aboutissant à la formation des spermatozoïdes (Boussit, 1989).

La structure histologique des testicules révèle une grande variabilité en fonction de l'âge. En effet, chez les lapins âgés de 4 semaines, la structure histologique globale du

testicule montre, au faible grossissement, différentes formes de tubes séminifères dépourvus de lumière (Planche 01a).

L'observation au fort grossissement, révèle un épithélium séminifère constitué par les deux types cellulaires classiques du tube séminifère, les cellules de la lignée germinale ou spermatogonies et les cellules somatiques épithéliales de Sertoli. Les spermatogonies sont des cellules peu volumineuse, à noyaux arrondis et une chromatine condensée et très colorée sont distribuées sur toute la section du tube, au centre et/ou à la périphérie (Planche 01b).

Les cellules de Sertoli sont des cellules de grande taille qui reposent sur la lame basale du tube séminifère et qui s'étendent jusqu'à sa lumière. Elles sont reconnaissables à leurs noyaux à encoches, de forme irrégulière, conique, pyramidale, ou triangulaire. Elles émettent des expansions cytoplasmiques qui se prolongent jusqu'au centre du tube séminifère.

Entre les tubes séminifères, est visible un espace interstitiel important et richement vascularisé contenant les cellules de Leydig. Au fort grossissement, les cellules de Leydig apparaissent organisées en amas ou dispersées dans la trame conjonctive de cet espace. Des cellules fusiformes appelées cellules péritubulaires ou cellules myoïdes entourent les tubes séminifères (Planche 01b).

L'aspect général des coupes histologiques des testicules de lapins âgés de 8 semaines, montre des tubes séminifères dont la partie centrale est creusée de petits espaces vides ; ces derniers conduisent à la mise en place de la lumière de ces tubes. Au fort grossissement, l'épithélium séminifère contient des spermatogonies occupant la périphérie du tube. L'espace interstitiel se resserre sous l'effet du développement des tubes séminifères et prend progressivement la forme triangulaire (Planche 01c et d).

L'observation des coupes testiculaires des lapins âgés de 12 semaines révèle des tubes séminifères de diamètres variables, avec une lumière apparente et un épithélium comprenant des cellules de la lignée germinale : spermatogonies à noyaux ronds et condensés, quelques spermatocytes I à noyaux volumineux et à chromatine décondensée très colorée sous forme d'amas grossiers et des cellules de Sertoli à noyau triangulaire. Ces tubes sont entourés par un tissu conjonctif intertubulaire vascularisé, riche en cellules péritubulaires à noyaux aplatis et de cellules de Leydig à noyaux arrondis (Planche 01e et f).

Planche 01 : Structure histologique du testicule du lapin en fonction de l'âge.

a et b : Structure du testicule des lapins âgés de 4 semaines au faible et fort grossissement : Tubes séminifères dépourvus de lumière avec un épithélium constitué de deux types cellulaires les cellules germinales ou spermatogonies et les cellules de Sertoli. Des cellules myoïdes entourent les tubes séminifères

c et d : Structure du testicule des lapins âgés de 8 semaines au faible et fort grossissement : Épithélium du tube séminifère bordé de cellules de Sertoli et spermatogonie, cellules de Leydig en amas ou éparpillées, début de mise en place de la lumière dans certains tubes.

e et f : Structure du testicule des lapins âgés de 12 semaines au faible et fort grossissement : Apparition des premiers spermatocytes I, cellules de Leydig en amas.

g et h : Structure du testicule des lapins âgés de 14 semaines au faible et fort grossissement : le nombre de spermatocyte I est élevé, la couche interstitielle est réduite au profit des tubes séminifères qui augmentent de volume ; les cellules de Leydig sont groupées en amas

Légende :

Cl : Cellule de Leydig.

cm : cellule Myoïde.

CS : Cellule de Sertoli.

Lu : Lumière.

SC : Spermatocyte.

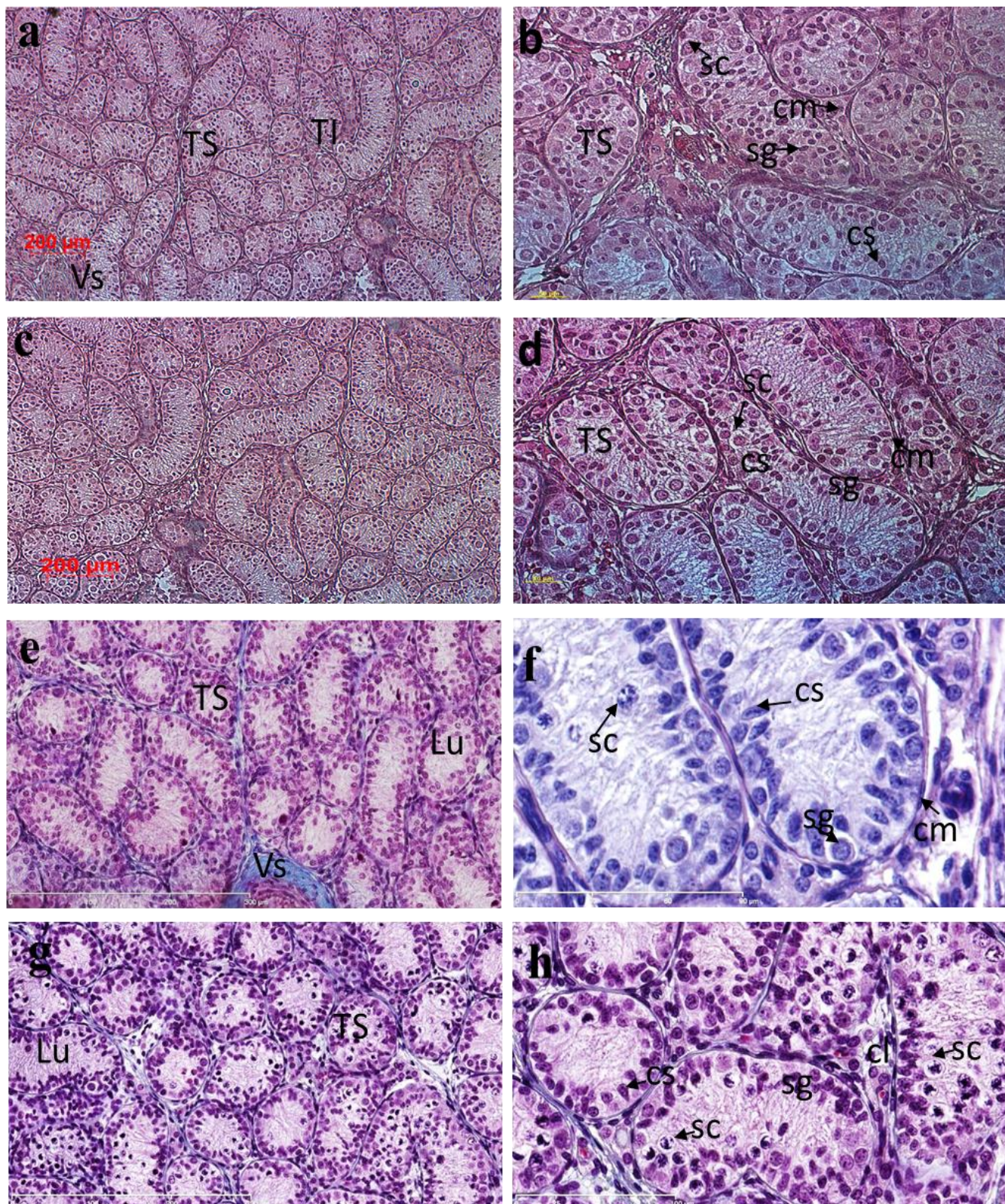
Sg : Spermatogonie.

SL : Cellule de Leydig.

TI : Tissu interstitiel.

TS : Tube séminifères.

Vs : vaisseau sanguin.



À l'âge de 14 semaines, nous observons deux stades de la spermatogenèse au niveau d'un épithélium épais : des spermatogonies, peu volumineuse à noyaux à chromatine dispersée et très coloré, situés à proximité de la lame basale ; des spermatocytes I de plus grande taille à noyau volumineux et des cellules de Sertoli à noyau ovalaire ou triangulaire qui occupent toute la paroi. Une réduction de la couche interstitielle est observée au profit des tubes séminifères qui augmentent de volume ; les cellules de Leydig, à noyaux arrondis sont groupées en amas (Planche 01 g et h).

La structure testiculaire des lapins âgés de 16 semaines révèle des tubes séminifères avec un épithélium spermatogénique épais et une lumière apparente. Les premiers spermatides ronds font leur apparition. Ce sont de toutes petites cellules, à la limite de la lumière des tubes séminifères, présentant des noyaux denses et allongés. A cet âge, le volume du tissu interstitiel est réduit au profit des tubes séminifères mais les amas leydigiens sont toujours bien visibles avec des cellules alignées parfois, à la queue leu leu dans un espace restreint (Planche 02 a et b).

La structure histologique du testicule des lapins âgés de 18 semaines est similaire à celle des lapins âgés de 16 semaines. Elle montre un épithélium spermatogénétique épais, dessinant une lumière. La spermatogenèse y est conduite jusqu'à l'apparition des premiers spermatids allongés, structures oblongues caractéristiques témoignant des premières étapes de la spermiogenèse (Planche 02 c et d).

À l'âge de 20 semaines, l'épithélium séminifère épais contient toute la mosaïque cellulaire de la spermatogenèse, du stade spermatogonie au stade spermatozoïde. Le tissu interstitiel ayant toujours le même aspect que celui observé à 16 et 18 semaines (Planche 02 e et f).

À l'âge de 24 (Planche 02 g et h) et 28 semaines (Planche 02 i et j), l'aspect des tubes séminifères est la signature d'une spermatogenèse complète et très active. Leurs lumières sont remplies de spermatozoïdes.

Planche 02 : Structure histologique du testicule du lapin en fonction de l'âge.

a et b : Structure du testicule des lapins âgés de 16 semaines au faible et fort grossissement : les tubes séminifère sont riche en spermatides ronds tandis que les premier spermatides allongé font leur apparition dans certains tubes.

c et d : Structure du testicule des lapins âgés de 18 semaines au faible et fort grossissement : Tout les tubes sont riche en spermatides ronds et allongé.

e et f : Structure du testicule des lapins âgés de 20 semaines au faible et fort grossissement : on observe l'apparition des premiers spermatozoïdes dans les tubes séminifères.

g et h : Structure du testicule des lapins âgés de 24 semaines au faible et fort grossissement : L'épithélium séminifère contient toute la mosaïque cellulaire de la spermatogenèse, du stade spermatogonie au stade spermatozoïde.

i et j : Structure du testicule des lapins âgés de 28 semaines au faible et fort grossissement : l'aspect des tubes séminifères est la signature d'une spermatogenèse complète et très active. Leurs lumières sont remplis de spermatozoïdes.

Légende :

Cl : Cellule de Leydig.

CS : Cellule de Sertoli.

SC : Spermatocyte.

Sdr : Spermatide rond.

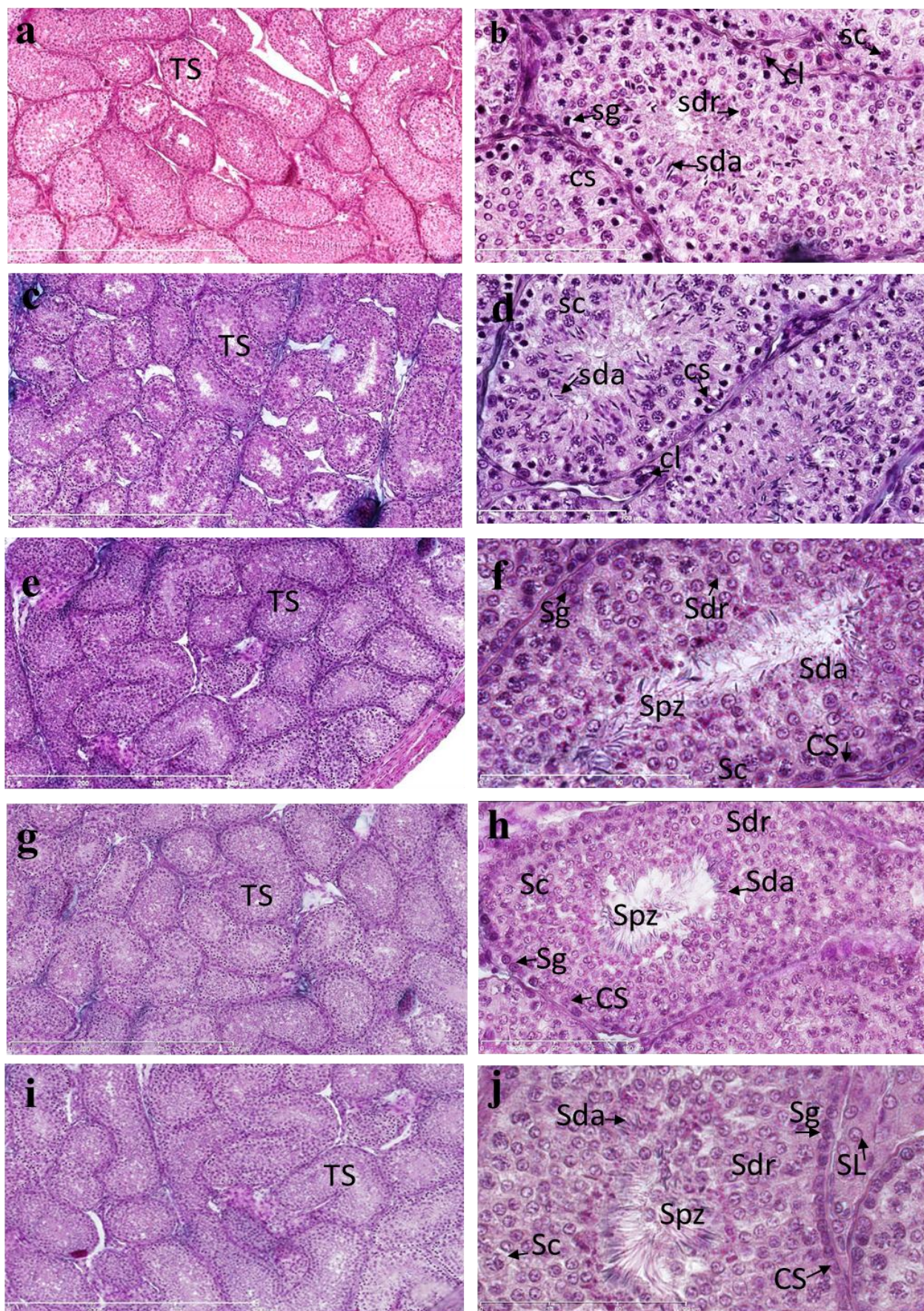
Sda : Spermatide allongé.

Sg : Spermatogonie.

Spz : Spermatozoïde.

SL : Cellule de Leydig.

TS : Tube séminifères.



4.2. Histomorphométrie

Parallèlement à l'étude histologique, nous avons effectué des mesures morphométriques sur les photos prises sur les coupes histologiques observées au microscope photonique. Les mesures ont concerné plusieurs paramètres : diamètre des tubes séminifères, surface des tubes séminifères, surface de la lumière et du tissu interstitiel. La surface de l'épithélium séminifère est calculée à partir des surfaces précédentes mesurées (Tableau 19). Les valeurs de l'analyse de variances sont réalisées entre deux âges successifs des différents paramètres étudiés, puisque toutes les comparaisons ont révélé une différence hautement significative par rapport à l'âge de 4 semaines.

L'étude morphométrique révèle une augmentation progressive et hautement significative ($p < 0,001$) du diamètre des tubes séminifères des lapins âgés de 4 à 16 semaines, avec un écart de $86,38 \mu\text{m}$ ($48,92 \pm 0,87 \mu\text{m}$ vs $135,37 \pm 3,46 \mu\text{m}$). De 16 à 28 semaines d'âge le diamètre des tubes séminifères augmente peu pour atteindre la valeur de $141,06 \pm 1,53 \mu\text{m}$ (Figure 42).

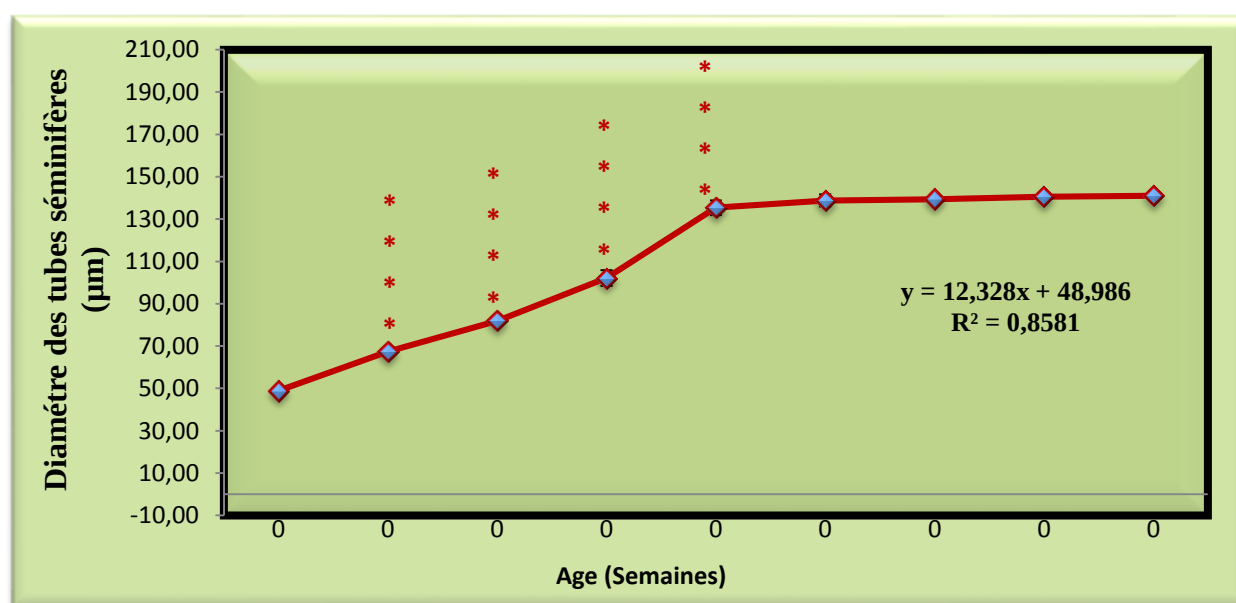


Figure 42 : Evolution du diamètre des tubes séminifères des lapins de la population blanche en fonction de l'âge

Tableau 19 : Variation des paramètres microscopiques du tube séminifère sur des testicules des lapins de la population blanche, en fonction de l'âge.

Age (semaines)	Diamètre du TS (μm)		Surface de la lumière (μm^2)		Surface du Tube Séminifère (μm^2)		Surface de l'épithélium séminifère (μm^2)		Surface du Tissu interstitiel (μm^2)	
	Moyenne	p	Moyenne	p	Moyenne	p	Moyenne	P	Moyenne	p
4	48,92 $\pm$ 0,87		0 $\pm$ 0		2049,72 $\pm$ 56,62		2049,72 $\pm$ 56,62		4309,3 $\pm$ 391,5	
8	67,45 $\pm$ 1,47	0,0000	0 $\pm$ 0		3973,97 $\pm$ 164,41	0,0000	3973,97 $\pm$ 164,41	0,0000	2146,9 $\pm$ 195,31	0,0000
12	81,91 $\pm$ 1,50	0,0000	858 $\pm$ 61,82		5985,48 $\pm$ 202,71	0,0000	5127,48 $\pm$ 227,56	0,0001	1978,3 $\pm$ 381,13	ns
14	102,12 $\pm$ 3,70	0,0000	829,67 $\pm$ 76,86	ns	8744,33 $\pm$ 417,03	0,0000	7914,67 $\pm$ 402,31	0,0000	2137,9 $\pm$ 240,04	ns
16	135,37 $\pm$ 3,46	0,0000	288,91 $\pm$ 45,58	0,0000	16220 $\pm$ 755,14	0,0000	15931,09 $\pm$ 753,07	0,0000	1297,33 $\pm$ 226,97	0,014
18	138,8 $\pm$ 2,85	ns	253,21 $\pm$ 81,09	ns	16120 $\pm$ 614,26	ns	15866,79 $\pm$ 610,31	ns	881,87 $\pm$ 98,43	ns
20	139,39 $\pm$ 1,54	ns	36,97 $\pm$ 16,89	0,01	16287,10 $\pm$ 297,51	ns	16250,13 $\pm$ 300,91	ns	414,35 $\pm$ 25,12	0,0000
24	140,61 $\pm$ 1,60	ns	28,71 $\pm$ 15,00	ns	16622,58 $\pm$ 314,55	ns	16593,87 $\pm$ 318,45	ns	398,23 $\pm$ 17,48	ns
28	141,06 $\pm$ 1,53	ns	25,48 $\pm$ 13,03	ns	16751,61 $\pm$ 320,14	ns	16726,13 $\pm$ 324,19	ns	395,00 $\pm$ 16,61	ns

p : Probabilité ; ns : Non significatif.

L'évolution de la surface des tubes séminifères montre une augmentation progressive de 4 à 28 semaines, passant de la valeur de $2049,72 \pm 56,62 \mu\text{m}^2$ à la valeur de $16751,61 \pm 320,14 \mu\text{m}^2$ avec un écart de $14702 \mu\text{m}^2$. Cette augmentation est hautement significative ($p < 0,0001$) à 8, 12, 14 et 16 semaines (Tableau 19).

La surface de l'épithélium révèle une augmentation progressive passant de la valeur de $2049,72 \pm 56,62 \mu\text{m}^2$ à la valeur de $16726,13 \pm 324,19 \mu\text{m}^2$ avec un écart de $14677 \mu\text{m}^2$. Cette augmentation est hautement significative ($p < 0,0001$) à 8, 12, 14 et 16 semaines (Tableau 19).

L'évolution des surfaces des tubes séminifères et de l'épithélium est inversement proportionnelle à celle du tissu interstitiel et de la lumière. Cependant, la surface du tissu interstitiel diminue de $4309,3 \pm 391,5 \mu\text{m}^2$ à $395,00 \pm 16,61 \mu\text{m}^2$. Ces variations sont hautement significatives ($p < 0,001$) à l'âge de 8 et 20 semaines et significatives ($p < 0,02$) à 16 semaines (Tableau 19).

La lumière des tubes séminifères n'apparaît qu'à partir de 12 semaines avec une surface de $858 \pm 61,82 \mu\text{m}^2$ qui diminue progressivement jusqu'à la valeur de $25,48 \pm 13,03 \mu\text{m}^2$ chez les lapins âgés de 28 semaines, avec un écart de $-833 \mu\text{m}^2$. Ces variations sont hautement significatives à 16 semaine et significatives ($p < 0,02$) à 20 semaines (Tableau 19).

La mesure du volume des différentes structures composant le testicule des lapins âgés de 12 et de 20 semaines montre un volume moyen du tube séminifère et de l'épithélium plus élevés chez les lapins âgés de 20 semaines. A l'inverse le volume du tissu interstitiel et de la lumière des tubes sont plus élevés chez les lapins âgés de 12 semaines (Figure 43).

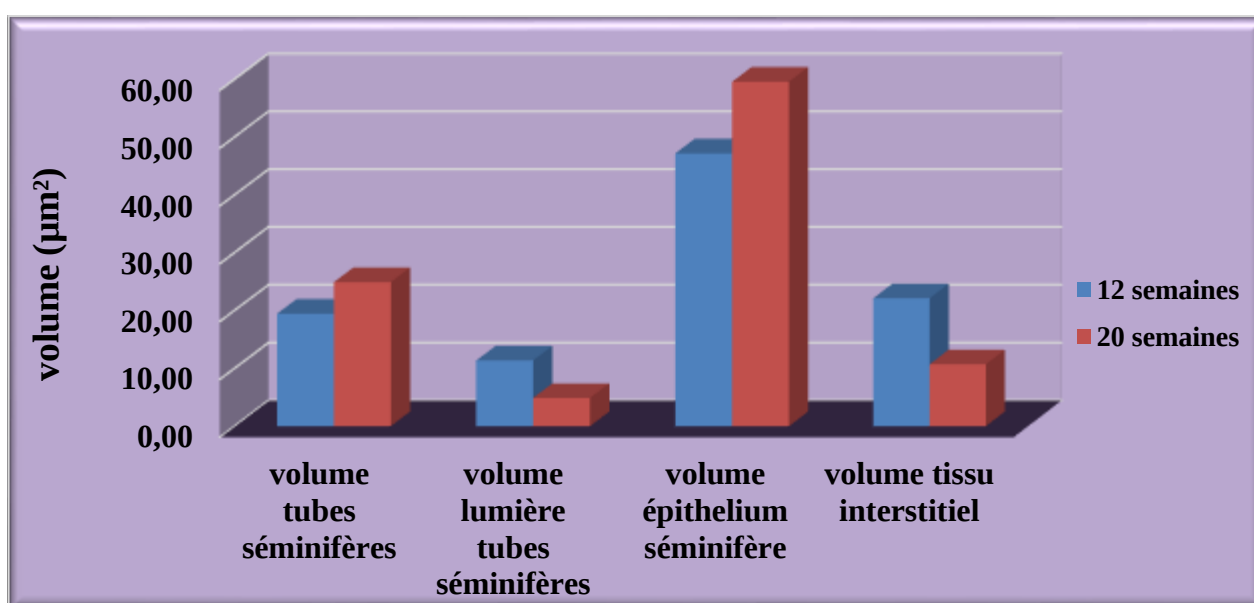


Figure 43 : Evolution du volume des différentes structures du tube séminifère des lapins de la population blanche âgés de 12 et 20 semaines

L'extraction des composantes principales (Tableau 20) montre que les variables diamètre des tubes séminifères (D), surface des tubes séminifères (STS) et surface de l'épithélium séminifère (SE) contribuent fortement à la constitution du facteur1 (0.94, 0.98, 0.99) et se trouvent très proches du cercle de corrélation (Figure 44). La surface de la lumière (SLu) et le rapport surface de l'épithélium séminifère/surface des tubes séminifères (SE/STS) participent fortement à la constitution du facteur 2 (-0.92, -0.88).

Tableau 20 : Poids Factoriels sans rotation et extraction des composantes principales (poids marqués >0,70)

	Facteur 1	Facteur 2
D	0,925335	-0,266827
S Lu	-0,328052	-0,872331
S TS	0,961336	-0,174876
S E	0,970893	-0,115686
S In	-0,740439	0,153089
S E/ S TS	0,429836	0,824780
Var. Exp	3,563670	1,579822

D : Diamètre des tubes séminifères, **SLu** : Surface de la lumière, **STS** : Surface du Tube Séminifère, **SE** : Surface de l'épithélium séminifère.

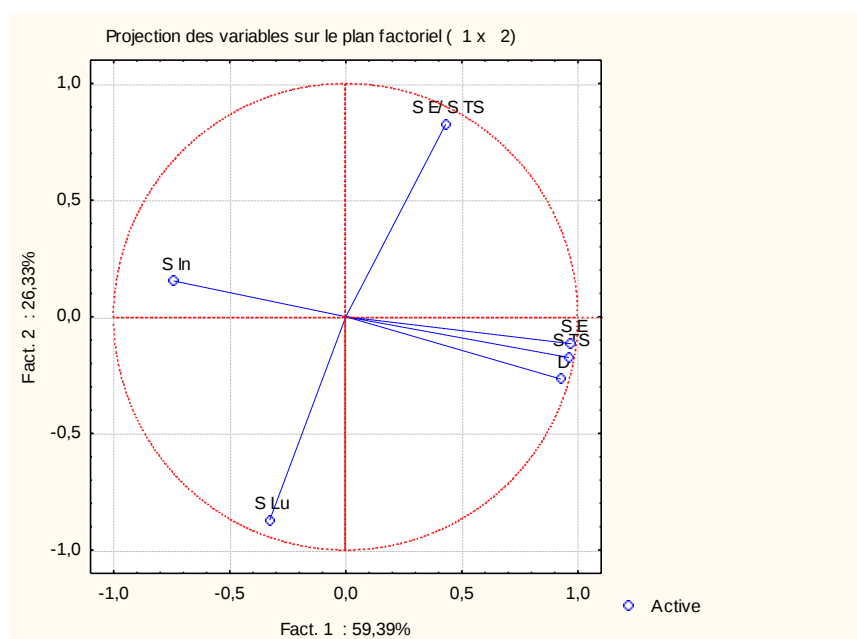


Figure 44 : Evolution du volume des différentes structures du tube séminifère des lapins de la population blanche âgés de 4 à 28 semaines

La projection des observations sur les deux facteurs apporte plus de 92,78 % de l'inertie totale (Figure 45) ; elle montre que la plupart des individus âgés de 16 à 28 semaines possèdent des tubes séminifères développés et caractérisés par un diamètre de tubes séminifères, une surface de l'épithélium et une surface des tubes séminifères très élevée, à l'inverse des individus de 4 et 8 semaines, dont les dimensions des tubes séminifères restent encore réduites. La plupart des individus âgés de 12 et 14 semaines sont caractérisés par une lumière large des tubes séminifères.

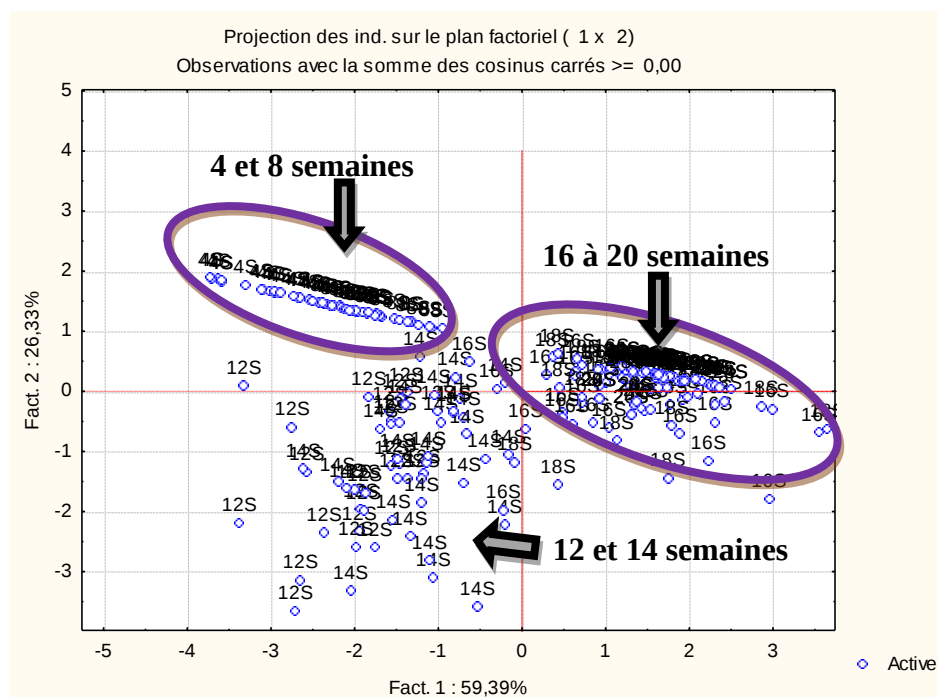


Figure 45 : Evolution du volume des différentes structures du tube séminifère des lapins de la population blanche âgés de 4 à 28 semaines

5. Résultats de l'analyse de semence

Notre étude s'est déroulée au printemps, durant la période allant de mars à mai 2011, deux températures moyennes de 19,7°C et 15,6°C ont été enregistré respectivement dans les clapiers 1 et 2. Des écarts de température de 7,68 et 7,11 sont respectivement notés. Ne possédant qu'un seul appareil, l'hygrométrie n'a été enregistrée que dans le clapier 1, sa moyenne est de 62,42% (Tableau 21).

Les normes recommandées pour les lapins reproducteurs sont de 16 à 19 °C, l'écart toléré entre température maximale et minimale ne doit pas dépasser les 3 à 5°C (Lebas *et al.*, 1991).

Tableau 21 : Températures et hygrométries ambiantes moyennes (moyenne $\pm$ écart-type) enregistrées dans les clapiers

Critères	Clapier 1 (SN)			Clapier 2 (IA)		
	Min	Max	Moy	Min	Max	Moy
Température	10	27	19,7	10	20	15,16
(°C)	$\pm 1,73$	$\pm 5,29$	$\pm 3,21$	$\pm 2,22$	$\pm 4,4$	$\pm 2,91$
Hygrométrie	36,33	81	62,42	-	-	-
(%)	$\pm 13,86$	$\pm 5,29$	$\pm 6,46$			
Ecart température °C-	-		7,68	-	-	7.11
(début/fin journée)			$\pm 3,77$			$\pm 3,83$

5.1. Evolution du poids vif

Dans la première semaine de récolte, les 11 mâles âgés de 28 semaines présentent un poids moyen de $3019,7 \pm 84,1\text{g}$ et atteignent la valeur de $3038,5 \pm 70,6\text{ g}$ à 34 semaines d'âge, après 7 semaines de récolte. L'écart des poids entre le début et la fin de l'essai varie sensiblement entre les mâles, il est pour certains à -258g et pour d'autres à $+248\text{g}$ (Figure 46).

Le poids des lapins diminue légèrement à la deuxième semaine de récolte (correspondant à 29 semaines d'âge) atteignant une valeur moyenne de $3002,5 \pm 88,7\text{g}$, s'ensuit une augmentation progressive jusqu'à la fin de l'expérimentation. L'évolution du poids vif reste néanmoins stable entre le début et la fin de l'expérimentation, avec un écart de $18,8\text{g}$.

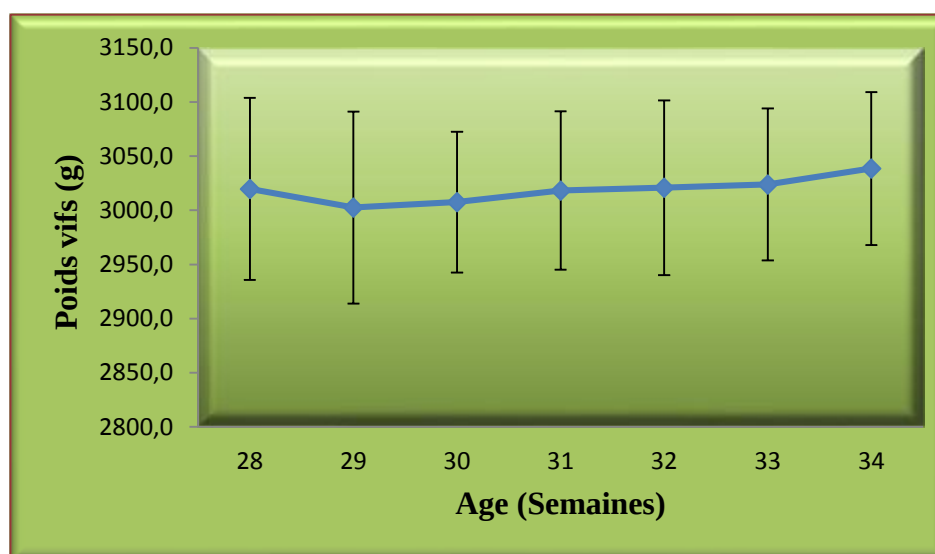


Figure 46 : Evolution du poids vif des lapins durant la période expérimentale chaque semaine chez les lapins âgés de 28 à 32 semaines

5.2. Etude de la production spermatique et les caractéristiques des éjaculats

5.2.1. Ardeur sexuel du mâle et taux de récoltes utiles

Le temps séparant la présentation de la femelle bout- en -train du chevauchement (temps 1) est en moyenne de 11,4 secondes, et celui séparant la présentation de la femelle jusqu'à l'éjaculation (temps 2) est en moyenne de 18,9 secondes.

Nous désignons par le terme taux de récoltes utiles, le rapport entre le nombre d'éjaculats non contaminés par l'urine ou le sang, d'un volume supérieur à 0,1 ml, contenant des spermatozoïdes vivants, et le nombre total de sollicitations, donc de récoltes potentielles.

Les différentes présentations des fréquences respectives au nombre de sollicitations, et au taux de récoltes utiles sont présentées dans le Tableau 22.

Le pourcentage de refus strict de prélèvement est de 9,3% (12 refus sur 129 sollicitations), 9 refus sur 12 sont survenus durant les trois premières semaines. Une fréquence de 117 prélèvements est obtenue, dont 108 sont utiles (91,4%), 6 sur les 117 prélèvements présentent de l'urine (5,12%) et 3 présentent un volume réduit (2,56%). Une seule contamination sanguine est à signaler. Parmi les 107 prélèvements utiles, on a noté la présence du gel sur 42 prélèvements (39,25%).

Tableau 22 : Réponses aux sollicitations et taux de récoltes utiles

		Sollicitations	Taux de refus	Urine	Volume réduit	Récoltes	Récoltes utiles	Présence du gel
Total :								
	Effectif	129	12	6	3	117	107	42
	Pourcent (%)	-	(9,3 %)	(5,12 %)	(2,56 %)	(90,7 %)	(91,4 %)	(39,25 %)
1^{ère} sollicitation:								
	Effectif	70	7	5	1	63	56	35
	Pourcent (%)		(5,42 %)	(4,27 %)	(0,85 %)	(48,83 %)	(47,8 %)	(32,7 %)
2^{ème} sollicitation:								
	Effectif	54	5	1	2	49	46	5
	Pourcent (%)		(3,87 %)	(0,85 %)	(1,7 %)	(37,98 %)	(39,31 %)	(4,67 %)
3^{ème} sollicitation:								
	Effectif	3	0	0	0	3	3	2
	Pourcent (%)		-	-	-	2,32 %	(2,56 %)	(1,87 %)
4^{ème} sollicitation:								
	Effectif	2	0	0	0	2	2	0
	Pourcent (%)		-	-	-	(1,55 %)	(1,7 %)	-

2.2.2. Etude des caractéristiques de la semence en fonction de la semaine de prélèvement

L'étude des caractéristiques de la semence regroupe différents paramètres, tels que le volume, la concentration, le nombre de spermatozoïdes par éjaculat, la motilité massale ou individuelle et le pourcentage de spermatozoïdes normaux, en fonction de la semaine de prélèvement.

2.2.2.1. Volume

Les distributions des données relatives au volume de l'éjaculat des lapins blancs sont présentées en fonction de la semaine de prélèvement et l'ordre de sollicitation (Tableau 23).

Le volume de l'éjaculat varie en fonction de la semaine de prélèvement, il augmente de la première à la troisième semaine de prélèvement, allant de la valeur moyenne de $0,525 \pm 0,117$ ml à $0,765 \pm 0,109$ ml, puis diminue à la quatrième semaine (avec une valeur moyenne de $0,570 \pm 0,08$). Une hausse du volume de l'éjaculat est ensuite enregistrée atteignant à la sixième semaine la valeur moyenne de $0,810 \pm 0,101$ ml, pour diminuer à la septième semaine avec une valeur moyenne de $0,585 \pm 0,067$ ml. Le volume minimal observé durant notre étude est obtenu à la première semaine, tandis que la valeur maximale est obtenue à la sixième semaine avec un écart de 0,285 ml ($0,525 \pm 0,117$ ml vs $0,810 \pm 0,101$ ml).

La courbe du volume des deux éjaculats successifs suit celle obtenue pour le volume total avec une diminution significative ($p < 0,05$) à la septième semaine pour le premier éjaculat. A la première sollicitation nous avons obtenu une valeur minimale de $0,525 \pm 0,117$ ml à la première semaine et une valeur maximale de $0,940 \pm 0,154$ ml à la sixième semaine (avec un écart de 0,415 ml). Tandis qu'à la deuxième sollicitation nous n'avons pas obtenu d'éjaculat durant les deux premières semaines d'étude, à la troisième semaine nous avons obtenu un volume maximal de $0,750 \pm 0,248$ ml, alors que la valeur minimale de $0,620 \pm 0,122$ ml est obtenue à la dernière semaine d'étude.

L'évolution du volume en fonction de l'âge des deux prélèvements successifs est similaire, mais avec des valeurs généralement plus élevées aux premiers éjaculats. La corrélation entre les deux prélèvements successifs est négative (-0,13)

Tableau 23 : Volume de l'éjaculat en fonction de la semaine de prélèvement et l'ordre de sollicitation (en ml)

	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7
Total : Effectif	8	9	20	20	14	20	20
Moyenne	0,525	0,756	0,765	0,570	0,671	0,810	0,585
ESM	0,117	0,087	0,109	0,080	0,105	0,101	0,067
1^{ère} sollicitation Effectif	8	9	14	10	7	10	10
Moyenne	0,525	0,756	0,771	0,510	0,686	0,940	0,550*
ESM	0,117	0,087	0,127	0,114	0,164	0,154	0,069
2^{ème} sollicitation Effectif	0	0	6	10	7	10	10
Moyenne			0,750	0,630	0,657	0,680	0,620
ESM			0,248	0,121	0,158	0,133	0,122
* p<0,05 : Comparaison deux à deux avec la valeur précédente							

2.2.2.2. Concentration

La concentration de l'éjaculat ($\times 10^6$ /ml), le nombre de spermatozoïde par éjaculat ($\times 10^6$) et le nombre de spermatozoïdes motiles par éjaculat ($\times 10^6$) des lapins blancs en fonction de la semaine de prélèvement et l'ordre de sollicitation sont présentés dans le Tableau 24.

La concentration de l'éjaculat varie en fonction de la semaine de prélèvement, avec une valeur minimale de $339,7 \pm 69,8$ à la première semaine et une valeur maximale de $657,2 \pm 118,7$ à la deuxième semaine (avec un écart de 317,5) ; cette augmentation est significative ($p < 0,02$).

Le nombre de spermatozoïdes par éjaculat (NSE) fluctue durant la période des prélèvements, avec une valeur minimale de $105,3 \pm 46,5$ à la septième semaine et une valeur maximale de $512,4 \pm 94,9$ à la deuxième semaine (avec un écart de 407,1), ces variations de NSE sont très significatives ($p < 0,01$) à la deuxième et septième semaine et peu significatives ($p < 0,05$) à la troisième semaine de prélèvement.

Tableau 24 : Concentration de l'éjaculat en fonction de la semaine de prélèvement et l'ordre de sollicitation

	Cn (x 10 ⁶ /ml)							NSE (x 10 ⁶)							MSE (x 10 ⁶)						
	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7
Total : effectif	10	7	20	19	13	18	6	8	7	20	19	13	19	20	10	7	20	13	12	19	20
Moyenne	339,7	657,2	461,6	379,4	438,5	390,4	571,9	191,6	512,4	298,4	216,9	301,1	296,8	105,3	137,7	427,1	257,6	277,9	318,1	225,9	119,4
ESM	69,8	118,7	64,1	41,8	84,1	58,2	191,7	61,8	94,9	42,7	32,9	66,2	42,0	46,5	43,3	121,8	46,0	51,7	81,0	44,5	58,1
Effectif 1^{ère} sollicitation	10	7	11	9	6	9	3	8	7	11	9	6	10	10	10	7	11	6	6	10	10
Moyenne	339,7	657,2 **	417,1	301,4	364,1	391,3	544,8	191,6	512,4 ***	295,1 **	180,4	251,8	329,7	62,3 ***	137,7	427,1 **	243,3	208,6	255,3	206,0	114,4
ESM	69,8	118,7	75,6	45,2	100,8	67,6	422,7	61,8	94,9	64,9	52,0	79,9	66,4	44,1	43,3	121,8	70,0	41,3	110,5	45,0	90,0
Effectif 2^{ème} sollicitation	0	0	9	10	7	9	3	0	0	9	10	7	9	10	0	0	9	7	6	9	10
Moyenne			516,0	449,7	502,2	389,6	599,0			302,5	249,8	343,4	260,3	148,2			275,2	337,3	380,9	248,0	124,3
ESM			116,2	63,9	139,6	103,6	223,5			60,9	43,7	111,1	54,5	84,9			64,7	89,5	132,8	85,6	83,4

Cn : Concentration/ml, NSE : Nombres de spz par éjaculat, MSE : Nombre de spz mobiles par éjaculat.

Comparaison deux à deux avec la valeur précédente : * p<0,05 ; ** p<0,02 ; *** p<0,01.

Le nombre de spermatozoïdes motiles par éjaculat (MSE) fluctue durant les sept semaines d'étude avec une valeur minimale de $119,4 \pm 58,1$ à la septième semaine et une valeur maximale de $427,1 \pm 121,8$ à la deuxième semaine (avec un écart de 307,7), ces variations de MSE ne sont significatives qu'à la deuxième semaine ($p < 0,02$).

La concentration, le nombre de spermatozoïdes par éjaculat (NSE) et le nombre de spermatozoïdes motiles par éjaculat (MSE) sont en moyenne plus élevés dans le deuxième éjaculat.

2.2.2.3. Motilité

La motilité de l'éjaculat, qui comprend la motilité massale et la motilité individuelle, des lapins blancs, en fonction de la semaine de prélèvement et l'ordre de sollicitation, sont représentés dans le Tableau 25.

La motilité massale fluctue durant les sept semaines d'étude, avec une valeur minimale de $2,80 \pm 0,81$ à la première semaine et une valeur maximale de $6,05 \pm 0,45$ à la septième semaine (avec un écart de 3,25) ; ces variations ne sont significatives qu'à la deuxième semaine avec $p < 0,05$.

La motilité individuelle révèle une fluctuation en fonction de la semaine, avec une valeur minimale de $1,38 \pm 0,38$ à la cinquième semaine et une valeur maximale de $2,58 \pm 0,24$ à la septième semaine (avec un écart de 1,2), ces variations ne sont significatives qu'à la sixième semaine avec $p < 0,05$.

L'évolution du pourcentage de motilité massale suit celle de la motilité individuelle, avec une valeur minimale de $37,5 \pm 8,9$ à la première semaine et une valeur maximale de 64 ± 4 à la quatrième et septième semaine (avec un écart de 26,5%).

La motilité individuelle et le pourcentage de motilité des deux prélèvements successifs sont similaires.

Tableau 25 : Motilité de l'éjaculat en fonction de la semaine de prélèvement et l'ordre de sollicitation

	Motilité massale							Motilité individuelle							% Motilité individuelle						
	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7
Total : effectif	10	10	20	17	14	20	19	10	10	20	14	13	19	19	10	10	20	14	13	19	19
Moyenne	2,80	5,40*	5,10	4,35	4,57	5,30	6,05	1,90	1,80	1,85	1,50	1,38	1,89*	2,58	37,5	45,5	54,5	63,9	56,1	57,1	64,2
ESM	0,81	0,79	0,48	0,47	0,67	0,62	0,45	0,40	0,47	0,24	0,21	0,32	0,30	0,24	8,9	10,5	6,7	5,4	8,5	6,8	3,8
Effectif 1^{ère} sollicitation:	10	10	11	10	7	10	10	10	10	11	7	7	10	10	10	10	11	7	7	10	10
Moyenne	2,80	5,40	5,18	4,20	3,71	5,40	5,70	1,90	1,80	1,91	1,43	1,00	1,90	2,50	37,5	45,5	55,4	55,7	54,3	60,0	65,5
ESM	0,81	0,79	0,64	0,72	0,99	0,83	0,67	0,40	0,47	0,36	0,32	0,24	0,33	0,36	8,9	10,5	10,2	9,7	13,0	8,4	3,7
Effectif 2^{ème} sollicitation	0	0	9	7	7	10	9	0	0	9	7	6	9	9	0	0	9	7	6	9	9
Moyenne			5,00	4,57	5,43	5,20	6,44			1,78	1,57	1,83	1,89	2,67			53,3	72,1	58,3	53,8	62,8
ESM			0,79	0,62	0,91	1,02	0,63			0,34	0,32	0,66	0,57	0,35			9,7	4,1	13,1	11,9	7,4

Comparaison deux à deux avec la valeur précédente : * p<0,05.

2.2.2.4. Etude morphologique

L'étude morphologique de l'éjaculat des lapins blancs en fonction de la semaine de prélèvement et l'ordre de sollicitation sont consignés dans le Tableau 26.

Tableau 26 : Morphologie de l'éjaculat en fonction de la semaine de prélèvement et l'ordre de sollicitation

			S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7
Total	effectif		10	8	20	19	14	19	18
	% N	Moyenne	73,5	85,9	86,2	87,8	83,1	82,1	78,9
		ESM	6,1	1,7	2,0	1,7	1,7	4,5	4,4
	% T	Moyenne	9,05	4,00	5,20	4,84	6,79	6,32	5,14
		ESM	1,99	0,58	0,58	1,09	1,13	1,57	0,86
	% PI	Moyenne	4,2	5,7	4,1	4,1	6,0	2,9	5,1
		ESM	1,0	1,0	0,8	0,8	1,1	0,7	0,9
	% Dcp	Moyenne	0,30	0,06	0,08	0,03	0	0,05	0
		ESM	0,21	0,07	0,06	0,03	0	0,04	0
	% Dcd	Moyenne	1,0	0,1	0	0	0	0,6	0,1
		ESM	1,0	0,1	0	0	0	0,5	0,1
	% F	Moyenne	13,4	4,4	4,5	3,2	4,2	8,7	10,6
		ESM	4,9	1,5	1,6	0,5	0,7	3,6	4,8
1^{ère} Sollicitation	effectif		10	8	11	9	7	10	9
	% N	Moyenne	73,5	85,9	83,5	87,3	83,3	85,4	82,8
		ESM	6,1	1,7	2,7	2,6	2,5	6,4	6,4
	% T	Moyenne	9,05	4,00	5,82	4,67	5,50	7,30	4,67
		ESM	1,99	0,58	0,79	1,80	1,22	2,76	0,81
	% PI	Moyenne	4,2	5,7	3,9	5,1	7,6	2,4	4,7
		ESM	1,0	1,0	0,8	1,7	1,8	0,6	0,8
	% Dcp	Moyenne	0,30	0,06	0	0	0	0	0
		ESM	0,21	0,07	0	0	0	0	0
	% Dcd	Moyenne	1,0	0,1	0	0	0	0,2	0
		ESM	1,0	0,1	0	0	0	0,1	0
	% F	Moyenne	13,4	4,4	6,8	3,0	3,6	5,0	7,3
		ESM	4,9	1,5	2,9	0,9	0,7	1,8	3,3
2^{ème} Sollicitation	effectif		0	0	9	10	7	9	9
	% N	Moyenne			89,5	88,4	82,9	78,5	74,9
		ESM			2,1	1,5	2,8	8,9	8,2
	% T	Moyenne			4,44	5,00	8,07	5,22	5,61
		ESM			0,88	1,49	1,97	1,51	1,61
	% PI	Moyenne			4,3	3,3	4,3	3,4	5,6
		ESM			1,5	0,5	0,9	1,3	1,6
	% Dcp	Moyenne			0,17	0,05	0	0,11	0
		ESM			0,13	0,05	0	0,08	0
	% Dcd	Moyenne			0	0	0	1,1	0,1
		ESM			0	0	0	1,1	0,1
	% F	Moyenne			1,7	3,4	4,8	12,8	13,9
		ESM			0,6	0,7	1,3	7,6	9,4

N : spz normaux, T : tête, PI : pièce intermédiaire, Dcp/ : gouttelette cytoplasmique proximale, Dcd : gouttelette cytoplasmique distale, F : flagelle.

Si on considère l'échelle entre mâles, la variabilité individuelle est importante, comme le montre la large étendue de la distribution des moyennes (Figure 55). Le rapport entre les valeurs moyennes extrêmes est élevé pour la majorité des caractères ; le volume, la concentration et le nombre de spermatozoïdes par éjaculat affichent respectivement les rapports de 3,6 ; 3,35 et 6,89.

En effet, pour tous les caractères une grande hétérogénéité est relevée. Certains mâles présentent un écart-type égal, voire supérieur à l'écart-type global du caractère. Cette hétérogénéité peut être attribuée à un seul individu, par exemple le mâle 36 avec le critère de concentration, et le mâle 44 pour la motilité massale et individuelle.

La figure 55, représente la distribution des différentes caractéristiques obtenues par mâle, à savoir le volume, la concentration, la motilité massale et le pourcentage de motilité. L'observation de la variabilité des caractères entre mâles est visualisée sur graphes en boîte par la large dispersion des valeurs autour des moyennes.

En termes de volume et concentration, l'analyse de variance (Tableau 27) montre que le mâle 13 présente en moyenne la production la plus faible (respectivement, 0,32 ml et $201,56 \cdot 10^6/\text{ml}$). Son volume est significativement faible chez tous les mâles. Sa concentration est significativement différente des mâles 30, 36, 75, et 78. Le mâle 75 présente en moyenne la concentration la plus élevée ($675,45 \cdot 10^6/\text{ml}$), significativement différente ($p < 0.05$) de celle obtenue sur les mâles 13, 25, 44, 69, et 71.

En termes de motilité massale et pourcentage de motilité, l'analyse de variance (Tableau 29) montre que le mâle 13 présente la motilité massale la plus faible, différente significativement ($p < 0.05$) de celle de la plupart des mâles. Cependant, le mâle 75, qui présente la production la plus forte, enregistre le pourcentage le plus faible de la motilité moyenne. Les mâles 36 et 44 présentent, en termes de motilité massale et pourcentage de motilité, les valeurs les plus élevées.

Cependant, des différences de production intra mâles et entre mâles accentuent la variation de la différence significative entre mâles, pour l'ensemble des caractères étudiés (Figure 50).

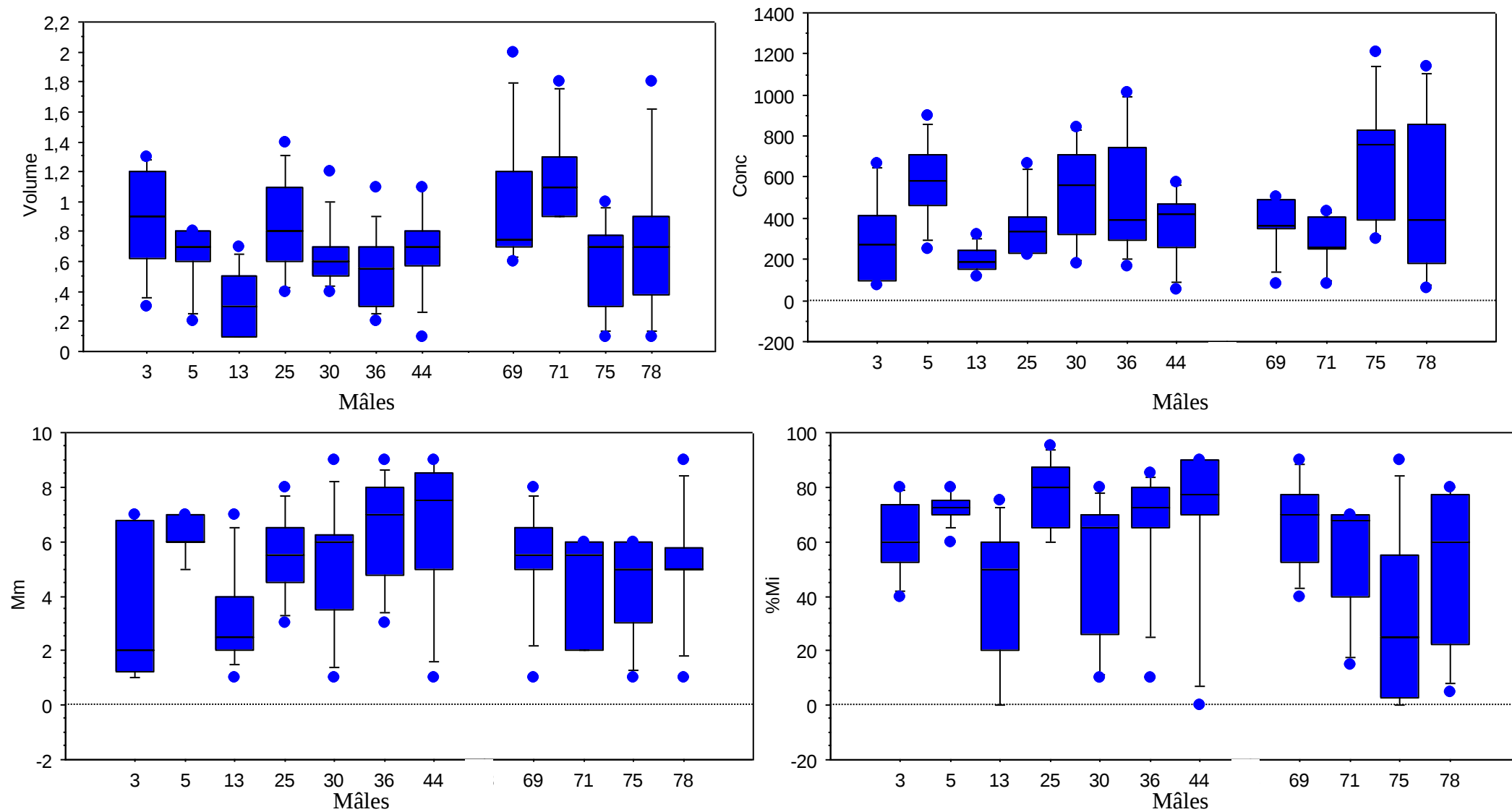


Figure 50 : Distribution du volume, concentration, motilité massale et pourcentage de motilité enregistrés par mâle

Tableau 29 : Présentation des comparaisons des volumes, concentrations, motilités massales et pourcentages de motilité entre mâles

Le volume											
Mâles	3	5	13	25	30	36	44	69	71	75	78
3	-		**			*					
5		-	*								
13	**	*	-	**	*		*	**	**		**
25			**	-							
30			*		-			*	**		
36	*					-		**	**		
44			*				-		**		
69		*	**		*	**		-		*	
71		**	**		**	**	**		-	**	*
75								*	**	-	
78			**						*		-

La Concentration											
Mâles	3	5	13	25	30	36	44	69	71	75	78
3	-	*								**	
5	*	-	**						*		
13		**	-		*	*				**	*
25				-						*	
30			*		-						
36			*			-					
44							-			*	
69								-		*	
71		*							-	**	
75	**		**	*			*	*	**	-	
78			*								-

La motilité massale											
Mâles	3	5	13	25	30	36	44	69	71	75	78
3	-		*			*	*				
5		-	**								
13	*	**	-	*		**	**	*			
25			*	-							
30					-						
36	*		**			-				*	
44	*		**				-			*	
69			*					-			
71									-		
75						*	*			-	
78											-

Le pourcentage de motilité											
Mâles	3	5	13	25	30	36	44	69	71	75	78
3	-									*	
5		-	**							**	
13		**	-	**		*	*	*			
25			**	-	*					**	*
30				*	-						
36			*			-				**	
44			*				-			**	
69			*					-		**	
71									-		
75	*	**		**		**	**	**		-	
78				*							-

* : $p < 0.05$; ** : $p < 0.01$; NS : case vide.

2.2.5. Corrélation linéaire entre caractères du sperme

Les corrélations linéaires calculées entre les caractéristiques de la semence se résument dans le Tableau 30. Les valeurs des corrélations entre les caractéristiques de semence sont élevées et varient de 0,9 à 0,87. De faibles corrélations négatives sont observées entre le volume et la plupart des caractères ; néanmoins, il corrèle positivement avec le nombre total de spermatozoïdes ($r : 0,44$). Des liaisons fortement positives s'observent entre les valeurs de motilité et le nombre de spermatozoïdes motiles. Une forte corrélation positive est enregistrée entre le nombre de spermatozoïdes par éjaculat et le nombre de spermatozoïdes mobiles par éjaculat ($r : 0,87$). Une forte corrélation négative s'observe entre le pourcentage de spermatozoïdes normaux et celui de déformation de flagelle.

On note que le temps d'ardeur se corrèle négativement avec presque tous les caractères étudiés. Cependant, les valeurs de la soustraction de T1 de T2, considérées potentiellement comme le temps de monte, sont corrélées positivement avec la concentration (Figure 51) et le pourcentage de motilité (%M). Or, ces corrélations restent faibles, de l'ordre de 0.1 et 0.23.

Tableau 30 : Corrélation linéaire entre différentes caractéristiques de la semence

	T1	T2	volume	Mm	Mi	%M	Cn	NSE	MSE	%N	%Fla
T1	-	0,79	-0,05	-0,27	-0,18	-0,03	-0,22	-0,24	-0,19	-0,13	-0,04
T2		-	-0,02	0,04	0,09	0,07	-0,10	-0,06	-0,03	-0,007	-0,04
Volume			-	-0,09	0,05	-0,009	-0,21	0,44	0,25	-0,23	0,21
Mm				-	0,72	0,63	0,44	0,39	0,55	0,32	-0,24
Mi					-	0,56	0,33	0,38	0,41	0,12	-0,11
%M						-	0,27	0,27	0,57	0,37	-0,32
Cn							-	0,62	0,52	0,24	-0,13
NSE								-	0,87	0,05	0,02
MSE									-	0,21	-0,11
% N										-	-0,9
% Flag											-
T1 et T2 : temps libido, Mm : motilité massale, Mi : motilité individuelle, %M : pourcentage de motilité, Cn : concentration/ml, NSE : nombre de spz par éjaculat, MSE : nombre de spz mobiles par éjaculat, N : spz normaux, Fla : flagelle.											

L'observation de frottis de semence coloré à l'Eosine-Nigrosine nous a permis d'observer plusieurs anomalies morphologiques des spermatozoïdes avec une queue et sans tête, tête globuleuse, insertion ab axiale, gouttelette proximale, gouttelette distale, queue enroulée, queue repliée, spermatozoïde mal développé et spermatozoïde avec deux flagelles (Figure 47).

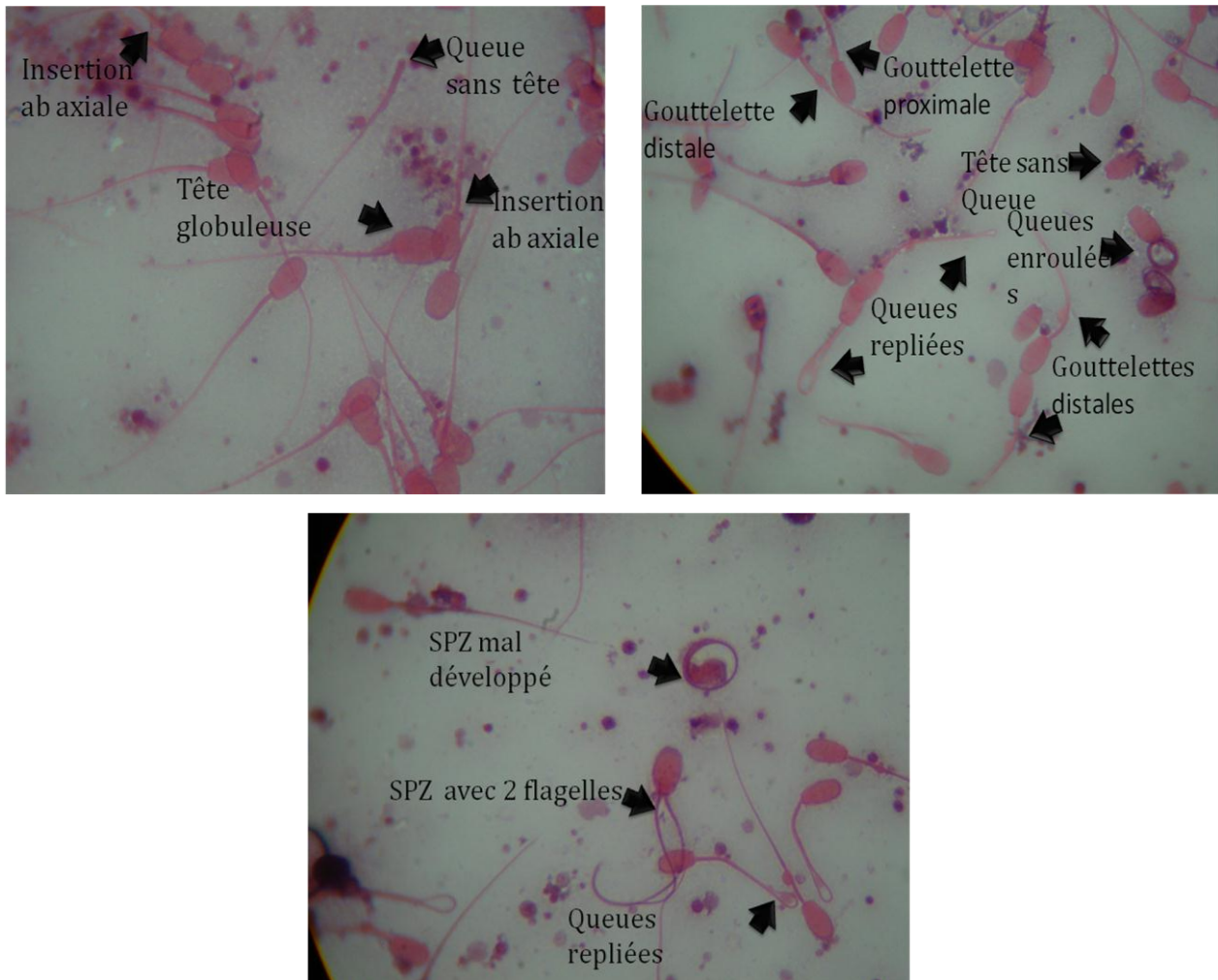
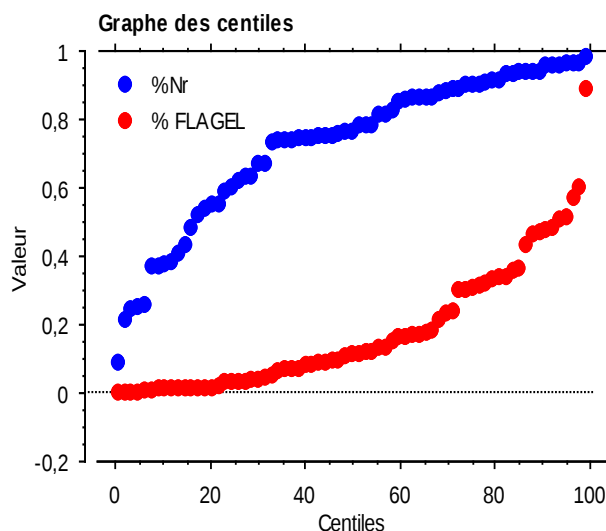


Figure 47 : Photographies de quelques types d'anomalies morphologiques observées sur un frottis coloré à l'Eosine-Nigrosine (Originale, 2012)

L'étude de la morphologie montre en premier lieu une corrélation négative entre le pourcentage de spermatozoïdes normaux (Nr) et celui de spermatozoïdes présentant des malformations flagellaires (Figure 48).



Analyse des corrélations

	Corrélation	Valeur de p	95% Inf.	95% Sup.
%Nr, % FLAGEL	-0,873	<0,0001	-0,919	-0,803

71 observations ont été utilisées dans ce calcul.

6 cas omis (manquants).

Figure 48 : Graphe des centiles et corrélation entre pourcentage spermatozoïdes normaux (%N) et pourcentage de malformations flagellaires (% Flagel)

2.2.3. Etude des caractéristiques de la semence globale

Les distributions des données relatives au volume, à la concentration, au nombre de spermatozoïdes par éjaculat, à la motilité massale ou individuelle et au pourcentage de spermatozoïdes normaux sont représentées sur la Figure 49. La moyenne, le coefficient d'asymétrie (skewness) et le coefficient d'aplatissement (Kurtosis) sont indiqués pour chaque distribution.

Lorsqu'une distribution est normale, les valeurs de coefficient d'asymétrie et d'aplatissement sont toutes les deux nulles. Or, les valeurs calculées pour la plupart des paramètres sont supérieures à zéro. Par rapport à une distribution normale, le volume et la concentration enregistrent un déséquilibre à droite et une grande proportion des valeurs sont proches de leurs moyennes.

La distribution du nombre de spermatozoïdes normaux présente un déséquilibre à gauche, avec un coefficient d'aplatissement très fort. Seule la distribution du nombre de spermatozoïdes par éjaculat (NSE) présente un coefficient d'aplatissement négatif.

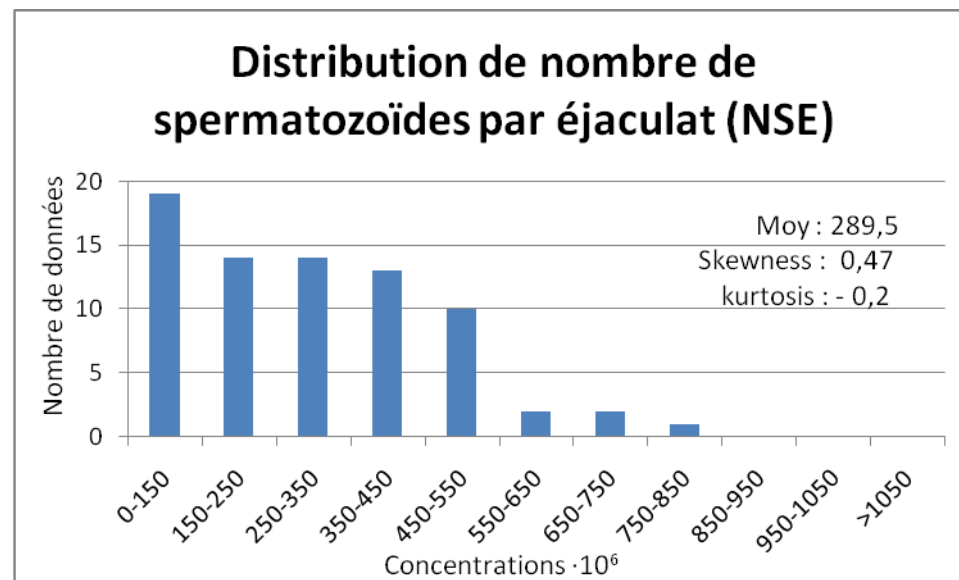
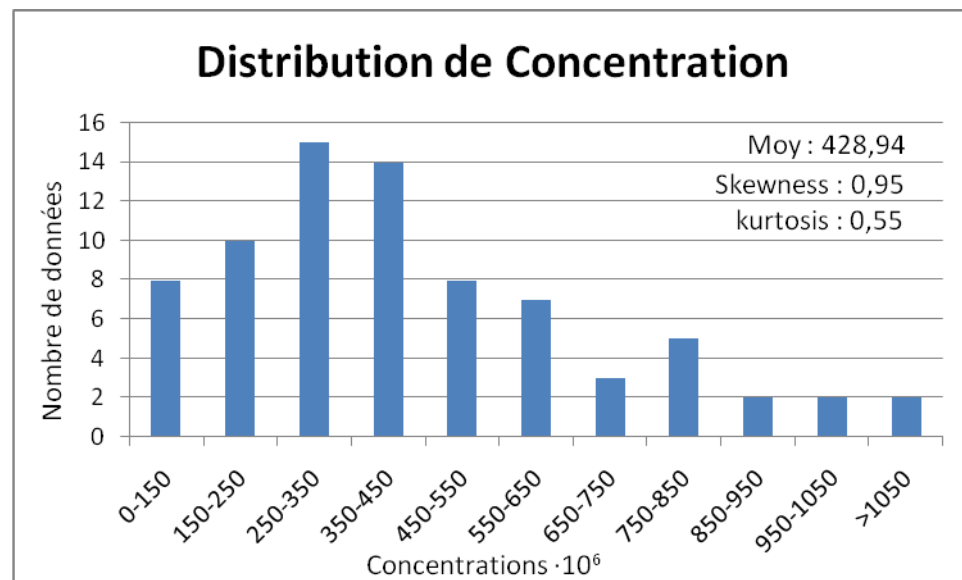
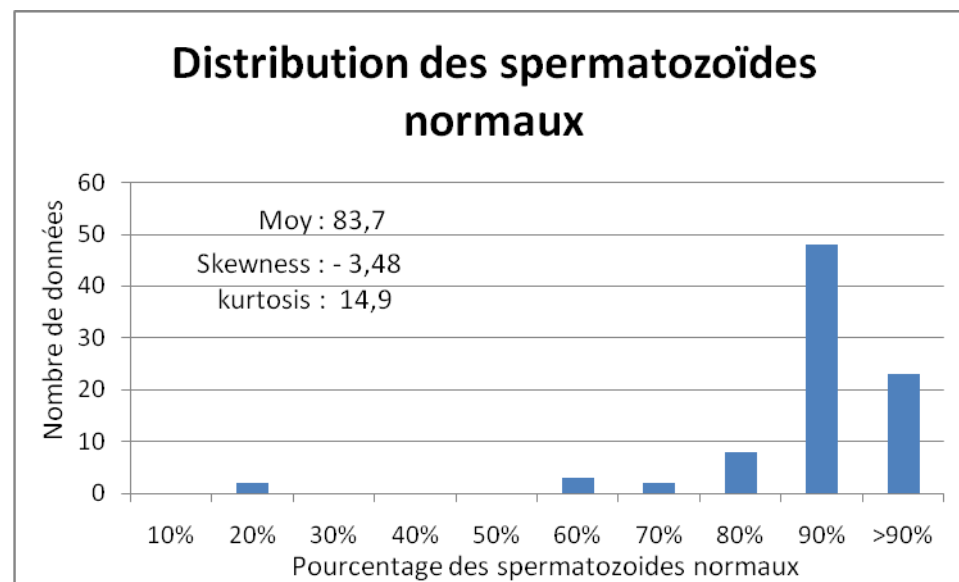
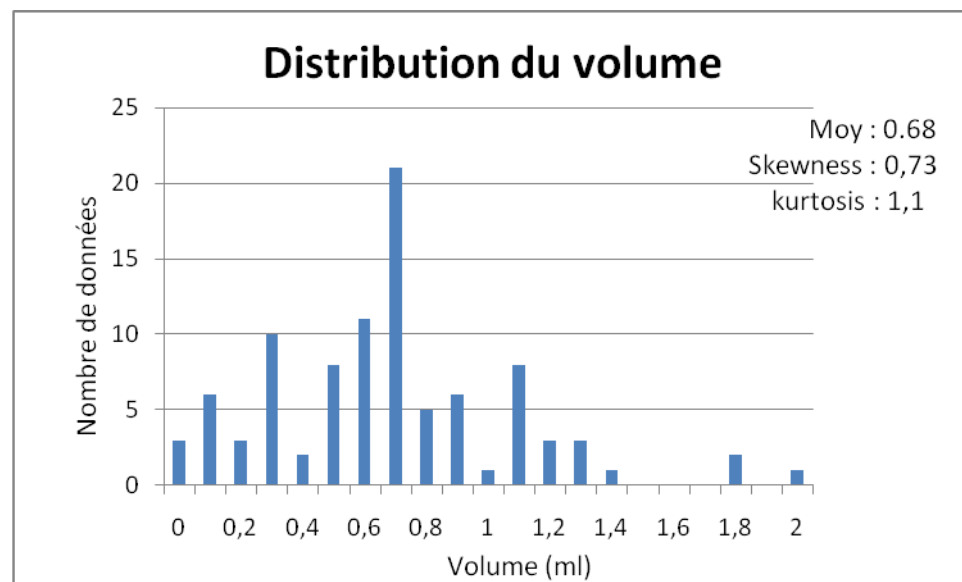


Figure 49 : Distribution des données en termes de volume, concentrations, motilités et taux de spermatozoïdes normaux

Les valeurs moyennes globales des différents critères de l'analyse spermatique sont représentées dans le Tableau 27. Les analyses des deux premières semaines d'exercice sont éliminées. Le volume, la concentration et le NSE atteignent des moyennes respectives de 0,68ml, 436,53 et 253,5 millions de spermatozoïdes. Les notes moyennes de motilités massale et individuelle sont respectivement de 4,9 et 1,9. L'ensemble des éjaculats présente un pourcentage moyen de spermatozoïdes normaux de 82,9%.

La concentration, le nombre de spermatozoïdes par éjaculat (NSE) et le nombre de spermatozoïdes motiles par éjaculat (MSE) sont en moyenne plus élevés dans le deuxième éjaculat. Ainsi, entre les premier et deuxième éjaculats, les valeurs des précédentes caractéristiques augmentent respectivement de 14,8%, 0,63% et 19,01%. Le pourcentage de spermatozoïdes normaux est plus faible dans le deuxième éjaculat (-1.5%).

La corrélation entre les deux prélèvements successifs est en général faible. Elle enregistre des valeurs de 0,06 et 0,14 pour la concentration et le nombre de spermatozoïdes par éjaculat, 0,12 et 0,17 pour les motilités massale et individuelle. Elle est négative pour le pourcentage de motilité et le nombre de spermatozoïdes normaux (respectivement : -0,006, -0,08).

Tableau 27 : Valeurs moyennes globales des différentes caractéristiques de la semence

		Mobilités			Concentrations (x10 ⁶ /ml)			Etude morphologique					
	volume	Mm	Mi	Mi %	Cn	NSE	MSE	N	T	PI	Dcp	Dcd	F
Total	111	110	105	105	93	106	101	108	108	108	108	108	108
Moy	0,68	4,9	1,9	55,7	436,5	253,5	234,0	82,9	5,8	4,4	0,06	0,21	6,8
± ESM	0,04	0,2	0,1	2,6	27,6	20,3	22,8	1,3	0,4	0,3	0,02	0,12	1,1
Ejaculat 1	68	68	65	65	55	61	60	64	64	64	64	64	64
Moy	0,7	4,7	1,8	53,3	411,6	252,8	217,2	82,9	6,0	4,6	0,05	0,19	6,4
± ESM	0,05	0,3	0,1	3,4	34,	27,5	28,3	1,7	0,6	0,4	0,03	0,15	1,1
Ejaculat 2	43	42	40	40	38	45	41	44	44	44	44	44	44
Moy	0,66	5,4	2,0	59,6	472,6	254,4	258,5	83,0	5,5	4,2	0,07	0,25	7,3
± ESM	0,06	0,3	0,2	4,0	45,6	30,1	37,8	2,5	0,6	0,5	0,03	0,22	2,4

Mm : motilité massale, Mi : motilité individuelle, Cn concentration/ml, NSE : nombre de spz par éjaculat, MSE : nombre de spz mobiles par éjaculat, N : spz normaux, T : tête, PI : pièce intermédiaire, Dcp/ : gouttelette cytoplasmique proximale, Dcd : gouttelette cytoplasmique distale, F : flagelle.

2.2.4. Etude des caractéristiques de semence par mâle

Sur une échelle globale, les différentes caractéristiques de la semence montrent une grande variabilité (Tableau 28). Les coefficients de variation de la plupart des paramètres sont supérieurs à 0,4. Le volume et la concentration enregistrent respectivement des coefficients élevés de 58% et 60%.

Tableau 28 : Présentation des caractéristiques de semence par mâle

			Mâle										
	Total n=11		3	5	13	25	30	36	44	69	71	75	78
Comportement T1	Moy	8,4	21,3	7,3	11,6	7,6	8,0	5,5	7,7	6,6	6,6	6,2	5,0
	±SD	10,5	36,6	3,0	7,7	4,0	3,7	5,3	1,2	4,4	2,9	1,9	1,4
T2	Moy	16,4	51,4	12,2	15,6	11,8	17,6	12,5	22,1	9,7	10,0	9,9	9,3
	±SD	22,7	70,8	6,3	7,4	3,7	8,5	6,0	19,6	4,3	3,2	1,6	2,7
Volume (ml)	Moy	0,68	0,89	0,63	0,32	0,85	0,63	0,55	0,68	0,99	1,18	0,56	0,76
	±SD	0,38	0,37	0,21	0,21	0,34	0,23	0,26	0,3	0,47	0,34	0,33	0,55
Motilité M	Moy	5,1	3,71	6,1	3,3	5,5	5,11	6,44	6,5	5,38	4,5	4,38	5,14
	±SD	2,2	2,81	0,74	1,95	1,6	2,47	2,07	2,95	2,07	1,97	1,92	2,34
Motilité ind	Moy	1,89	2	2,5	0,9	1,75	1,29	2,5	2,67	2,25	1,67	1,38	2,14
	±SD	1,12	1,29	0,71	0,57	1,04	0,49	1,07	1,51	1,16	0,82	1,3	1,21
% Motilité	Moy	58,47	62,14	72,5	42,5	77,5	52,86	66,25	67,5	66,25	55	31,88	48,29
	±SD	26,2	14,1	5,89	27,21	13,09	28,26	24,02	34,31	17,06	22,8	33,37	30,61
Concentration (x10 ⁶ /ml)	Moy	428,9	298,9	581,6	201,5	365,6	528,6	506,6	365,1	373,6	282,3	675,4	504,1
	±SD	262,9	220,5	202,7	66,4	166,4	248,6	313,6	176,3	146,4	126,3	318,2	409,6
NSE (x10 ⁶)	Moy	289,5	292,1	373,6	54,2	291,3	330,7	260,7	315,4	335,5	316,9	332,1	331,4
	±SD	182,0	281,6	219,8	47,5	116,6	138,9	195,4	69,6	131,2	155,1	174,3	215,9
Spz Motil/ej (x10 ⁶)	Moy	203,3	206,3	269,7	41,7	241,2	239,2	236,6	262,3	242	194,6	143,3	168
	±SD	149,6	204,7	166,8	35,1	134,6	137,7	181,7	58,5	120,1	137,3	69,5	191,5
Morphologie													
% N	Moy	83,7	82,1	84,9	82,4	88,3	90,62	86,9	82,8	85	86	68,2	81
	±SD	13,3	10,0	3,8	10,6	4,0	3,54	6,14	4,89	13,0	9,39	36,7	14,5
% T	Moy	5,6	6,78	9,2	6,75	5,18	5,56	4,15	4,05	3,25	3,08	5,92	7,21
	±SD	4,4	4,09	2,31	4,39	3,22	3,44	2,96	3,51	1,87	1,71	4,79	10,1
% PI	Moy	4,3	7	3,15	4,35	4,87	1,18	4,75	5,16	4,25	6,66	2,42	4,85
	±SD	3,4	6,4	2,71	1,88	2,19	0,75	4,76	2,53	3,5	3,37	1,27	3,27
% Flagel	Moy	6,2	4,07	2,7	6,45	1,6	2,62	4,15	7,94	7,5	4,25	23,4	6,97
	±SD	11,9	1,61	1,43	9,22	0,87	1,95	2,73	3,4	10,6	6,31	36,27	5,62

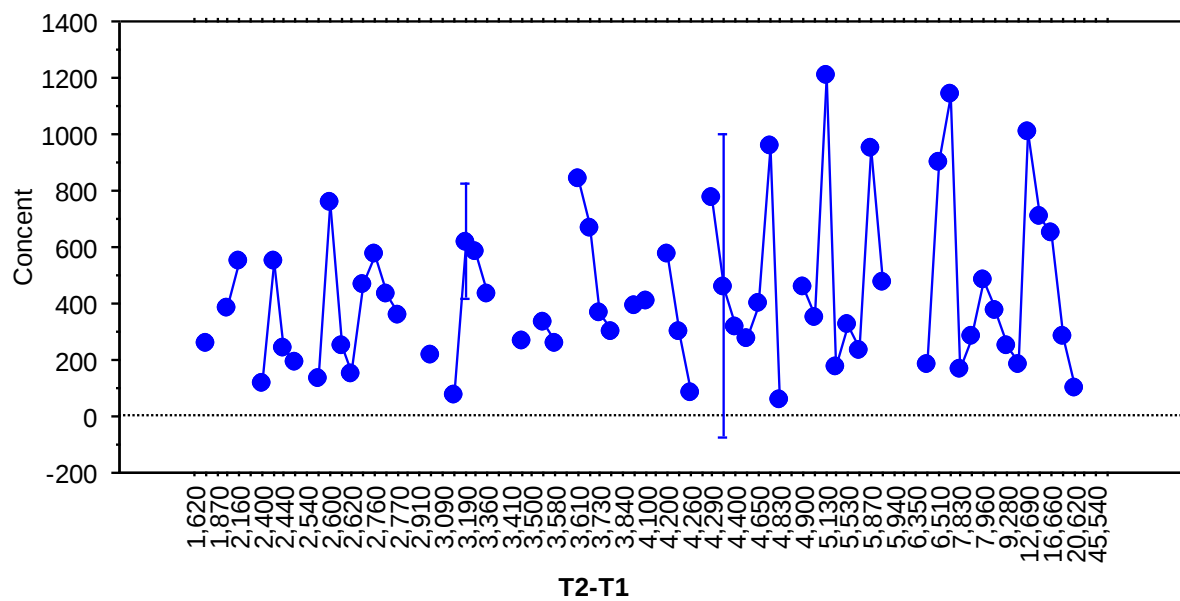


Figure 51 : Courbe de corrélation temps T2-T1 avec la concentration

Chapitre III

Discussion

1. Paramètres biochimiques

Les valeurs que nous avons enregistrées des paramètres biochimiques rejoignent celles rapportées par Vaissaire en 1977 sur le lapin *Oryctolagus cuniculus* européen. Pour notre part l'intervalle de la glycémie va de 1,2 g/l et 1,55 g/l, pour l'auteur il varie de 75 à 150 mg/ml. Les valeurs obtenues pour les TG et le cholestérol sont comprises entre 0,69 à 1,20g/l et 0,20 à 0,76g/l contre respectivement 124-156mg/dl et 10-80mg/dl, ce qui est en relation probable avec le régime alimentaire donné.

Selon Setorki et *al.* (2010), les valeurs normales avant et après un régime alimentaire sont de 91.75 ± 5.7 et 92.65 ± 7.9 mg/dl pour le glucose, de 97.8 ± 23.7 et 89.5 ± 19.4 mg/dl pour le cholestérol et de 149.5 ± 56.2 et 166.3 ± 61.1 mg/dl pour les triglycérides.

Selon Webster (1976) la concentration en glucose augmente suite à une diminution de l'utilisation de glucose, à une dépression des sécrétions cataboliques et anaboliques d'enzymes et une réduction du taux métabolique. Tandis que sa diminution selon Habeeb et *al.* (1992), pourrait être due à l'augmentation de l'utilisation de glucose pour produire plus d'énergie pour une plus grande dépense musculaire exigée pour l'activité respiratoire élevée.

El Masry et Marai (1991) et d'Ayoub et *al.* (2007) ont attribué le changement de la concentration de cholestérol dans le plasma à la variation de l'activité thyroïdienne à différentes saisons, une exposition des lapins à une baisse de température environnementale stimule la sécrétion de la thyroxine, hormone thyroïdienne qui stimule la synthèse de cholestérol.

L'ingestion de nourriture est généralement suivie par un niveau élevé de triglycéride et de glucose ainsi que des réactions oxydantes accrues. A l'état postprandial, des structures cellulaires telles que des protéines, les hydrates de carbone, les acides nucléiques et les lipides sont endommagés par les processus oxydants (Kay et Holub, 2003).

Le déclin des triglycérides pourrait être attribué à l'augmentation de la teneur en eau de corps ou de l'utilisation des acides gras pour la production énergétique, par suite de la diminution de la concentration en glucose (Habeeb et *al.*, 1992 ; Marai et Habeeb, 1998).

2. Croissance des lapins

La proportionalité du poids vif des lapins de la population blanche par rapport à leur âge, est démontrée par la courbe de type sigmoïdale obtenue, avec un pourcentage d'augmentation maximal à 8 semaines évalué à 92%. Ces résultats corroborent avec ceux décrits par plusieurs auteurs chez différentes populations de la même espèce (Garcia-Tomas *et al.*, 2007 ; Garcia-Tomas *et al.*, 2009a,b; Viguera-Villasenor *et al.*, 2013).

Après la naissance, la régulation de la croissance pondérale chez le lapin n'atteint la pleine efficacité qu'au bout de 100 jours (14 semaines) (Vézinhet, 1968).

La croissance pondérale d'un animal résulte d'un développement en poids de chacun des éléments constitutifs de son corps (Micol *et al.*, 1993). Selon Piles *et al.* (2003), cette croissance est un caractère extrêmement variable en fonction des facteurs génétiques, alimentaire et/ou environnementaux. La vitesse de croissance variable observée entre les lapins pourrait être liée à plusieurs facteurs, notamment le niveau de consommation alimentaire et des facteurs environnementaux.

En effet, Abo-El-Ezze *et al.* (1984) rapportent que plusieurs facteurs peuvent être à l'origine de la faible croissance des lapins, tels que la diminution de la consommation alimentaire, la déshydratation des animaux, le catabolisme tissulaire et la température.

Ouhayoun (1976) et Blasco *et al.* (1993), soulignent que la vitesse de croissance passe par un maximum à l'âge de 5 à 7 ou 8 semaines, puis elle ralentit progressivement, notamment après 11 semaines, en présentant une allure en dents de scie. La vitesse de croissance tend ensuite vers zéro à partir de l'âge de 6 mois.

Selon Garcia-Tomas *et al.* (2007), un taux de croissance maximal est atteint au bout de 8 semaines de vie suivi par une diminution progressive jusqu'à 33 semaines, avec des taux différents en fonction de la lignée. Le déclin de la vitesse de croissance observée lors de notre expérimentation est en accord avec celui rapporté par Marai *et al.* (1995); Al-Homidan et Ahmed (2000) et Ayyat *et al.* (2002).

La régulation du poids corporel est aussi sous le contrôle hypothalamique en régulant la prise alimentaire, la satiété et la thermogenèse via des neuropeptides cataboliques tels que le TRH et le CRH, ou anaboliques tel que le NPY, peptide orexigénique majeur, qui est inhibé

par la leptine, hormone tripeptidique dérivée des adipocytes (Karydis et Tolis, 1998 ; Richard *et al.*, 2004 in Djediat, 2005).

3. Evolution des poids et volumes testiculaires et épидидymaire

Chez les lapins mâles, il existe peu de travaux mettant en évidence les rapports entre les variables macroscopiques et microscopiques liées à la maturation sexuelle, ainsi que la mise en place de la spermatogenèse. Les variables macroscopiques des testicules et épидидymes comme le poids, le volume ou la circonférence scrotale ont été considérées comme des marqueurs de la maturité sexuelle chez divers mammifères (Schinckel *et al.*, 1983; Salhab *et al.*, 2001; Lunstra et Cundiff, 2003 ; Mandal *et al.*, 2004).

Le poids et le volume des testicules et épидидymes durant notre étude augmentent progressivement en fonction de l'âge et suivent une courbe sigmoïdale. Nos résultats corroborent avec ceux obtenus par Carson et Amann (1972), Iczkowski *et al.* (1991); Theau-Clement *et al.* (1995), Ambriz *et al.* (2003), Garcia-Tomas *et al.* (2007) et Garcia-Tomas *et al.* (2009 a,b) ; cependant, les valeurs obtenues dans notre étude restent plus faibles que celles observées par ces auteurs. Ces différences pourraient être expliquées par des facteurs génétiques et/ou environnementaux. Néanmoins, pour les valeurs du volume testiculaire et épидидymaire, ces différences pourraient être également dues aux diverses méthodes de mesure.

Iczkowski *et al.* (1991) ont estimé le volume testiculaire indirectement à partir du secteur de testicule, et Theau-Clement *et al.* (1995) ont enregistré la quantité de déplacement d'une solution saline isotonique, lorsque le testicule ou l'épididyme a été immergé dans un tube gradué, tandis que dans notre étude le volume testiculaire et épидидymaire a été déterminé par le déplacement de l'eau dans un tube gradué après avoir immergé les gonades.

Le coefficient de variation élevé observé pour le poids et le volume des testicules et des épидидymes a pu mettre en évidence des différences individuelles dans l'âge de début de la puberté.

Garcia-Tomas *et al.* (2007) ont observé un taux de croissance maximal du testicule des lapins Caldes et Prat à l'âge de 14 semaines, avec un poids de 1,64g, ce qui indiquerait que l'activité spermatogénétique pourrait être enclenchée. Cependant, Garcia-Tomas *et al.* (2009 a,b) considèrent que chez les lapins, les poids et volumes testiculaires sont de mauvais

indicateurs de la maturité testiculaire, parce qu'un volume plus élevé de testicule à un âge spécifique ne signifie pas forcément un testicule plus développé.

Iczkowski *et al.* (1991) ont constaté une grande augmentation du volume testiculaire chez les lapins de la naissance à 8 semaines. D'autre part, ils ont montré une augmentation remarquable du pourcentage de cellules germinales en mitose à 7 semaines et une forte activité méiotique à partir de 9 semaines. Selon Garcia Tomas *et al.* (2007), l'augmentation du volume testiculaire est probablement liée à la prolifération cellulaire au niveau des tubes séminifères, suite à une augmentation importante des niveaux de testostérone plasmatique entre 4 et 8 semaines de vie.

Des différences de volume testiculaire entre lignées, à poids vif constant, ont été retrouvées entre l'âge de 10 à 33 semaines. Les mâles Prat avaient un volume testiculaire plus grand (environ 10% de moyenne générale) que les mâles Caldes, indiquant la possibilité d'une production de semence plus importante (Garcia-Tomas *et al.*, 2007 ; 2009 a,b), comme cela a été décrit chez les bovins (Brito *et al.*, 2002; Pant *et al.*, 2003). De même, des différences de taille des testicules ont été préalablement observées chez plusieurs espèces tels que le verrat (Schinckel *et al.*, 1983) et le taureau (Tegegne *et al.*, 1991 ; Lunstra et Cundiff, 2003).

4. Histologie et histomorphométrie testiculaire

Les variables microscopiques comme l'apparition de spermatides allongés et de spermatozoïdes dans les tubes séminifères, le diamètre, le nombre et la taille des cellules interstitielles et germinales ont été utilisées comme indicateurs de maturité (Schinckel *et al.*, 1983 ; Tegegne *et al.*, 1991). Ces paramètres concordent modérément avec les variables macroscopiques (Schinckel *et al.*, 1983; Chemes, 2001) en donnant une information supplémentaire quant à la maturité fonctionnelle des testicules.

L'étude du développement post-natal testiculaire des lapins blancs a révélé l'apparition de la lumière et des premiers spermatocytes à 12 semaines, des premiers spermatides ronds et allongés à 16 semaines et les premiers spermatozoïdes à 20 semaines. Ces résultats ne concordent pas avec ceux obtenus par Berger *et al.* (1982) ; Garcia-Thomas *et al.* (2007) ; Garcia-Thomas *et al.* (2009a,b). Selon Combarous et Valland-Nail (1997), le

lapin est une espèce à différenciation testiculaire postnatale importante, avec une dégénérescence du tissu interstitiel autour de 27 jours post partum (jpp) et une croissance prépubertaire importante à partir de 50 jpp.

Selon Gondos *et al.* (1973), Iczkowski *et al.* (1991) et Ricken et Viebahn (2002), la différenciation en spermatogonie se fait entre le 49 et 56 jpp, les premiers spermatocytes apparaissent à 8 semaines (56 jpp) et les premiers spermatides sont observés à 12 semaines (84 jpp), coïncidant avec la formation de la lumière tubulaire ; tandis que les premiers spermatozoïdes apparaissent entre la 13^{ème} à 14^{ème} semaines (91-98 jpp). Par contre, Vigueras-Villasenor *et al.* (2013) ont observé chez le lapin chinchilla une réactivation de la spermatogenèse à 60 jpp et l'apparition des premiers spermatocytes à 80 jpp.

Iczkowski *et al.* (1991) ont montré une augmentation remarquable du pourcentage de cellules germinales en mitose à 7 semaines et une forte activité méiotique à partir de 9 semaines.

García-Tomas *et al.* (2009 a,b) ont enregistré chez les lapins des lignées Caldes et Prat, l'apparition de la lumière tubulaire à 8 semaines (58 jpp), des premiers spermatides ovoïdes à 14 semaines (98 jpp) et des premiers spermatozoïdes à l'âge de 16 semaines (112 jpp). Selon Gondos *et al.* (1973), Iczkowski *et al.* (1991) et Ricken et Viebahn (2002), les premiers spermatocytes deviennent visibles à l'âge de 8 semaines, et que l'apparition des premiers spermatides a lieu à 12 semaines coïncidant avec la formation de la lumière tubulaire ; alors que les premiers spermatozoïdes se manifestent vers la 13^{ème} et 14^{ème} semaines.

Selon les résultats d'Alvariño (2000), les premiers spermatozoïdes apparaissent chez des lapins âgés de 60 jpp. Lavara *et al.* (2005) ont rapportés que la durée de la spermatogenèse chez le lapin est d'environ de 42 jours.

García-Thomas *et al.* (2009 a,b) rapportent que les travaux de Berger *et al.* (1982) ont montré que chez le lapin la spermatogenèse s'établit au environ de l'âge de 70 jours et qu'elle varie selon la lignée, l'environnement et la gestion du troupeau, ce qui devraient être pris en considération dans des études où les lapins sont utilisés comme modèle expérimentale.

Les cellules myoïdes pérutubulaires jouent un rôle important dans la spermatogenèse ; elles favorisent la progression des spermatozoïdes, en sécrétant des facteurs prolifératives et

paracrine (Zhang *et al.*, 2006 ; Welsh *et al.*, 2009) . De ce fait, leur formation et leur maturité sont nécessaires pour le bon déroulement de la spermatogénèse. Leeson et Forman (1981) ont observé au 5 jpp chez les lapins New-Zélandé 2 à 4 couches cellulaires ovales orientées circonférentiellement autour des tubes séminifères ; ces cellules correspondent aux cellules péritubulaires, puis deviennent plus condensées entre 14 et 28 jpp. Au 30 jpp, ces cellules acquièrent les caractéristiques morphologiques des cellules péritubulaires d'adulte.

De nombreuses travaux montrent un accroissement maximal du diamètre tubulaire au début de la spermatogénèse (Schinckel *et al.*, 1983 ; Iczkowski *et al.*, 1991 ; Chemes, 2001). Des changements importants du diamètre du tube séminifères ont été notés par Garcia-Tomas *et al.* (2007) entre 8 à 14 semaines, avec une multiplication fois trois ou quatre.

Laborde *et al.* (1996) et Iczkowski *et al.* (1991) ont rapporté que la hauteur de l'épithélium des tubes séminifères diminue de la 1^{ère} à la 4^{ème} semaine et reste constant jusqu'à la 7^{ème} semaine, puis augmente de nouveau, en relation avec le démarrage de la spermatogénèse. Ce dernier est probablement associé à la mort de cellules qui a augmenté avec l'âge. Les mêmes résultats ont été observés chez le lapin de chinchilla par Yasser *et al.* (2012).

La maturité sexuelle a été définie comme l'âge auquel un mâle est utilisé pour la première fois pour la reproduction et donne des résultats qui sont considérés comme satisfaisants dans l'industrie (Berger *et al.*, 1982 ; Brito *et al.*, 2004). Dans la présente étude, la fertilité des mâles n'a pas été évaluée pour éviter l'effet possible d'un prélèvement précoce de semence sur le développement des testicules et le comportement sexuel des mâles. À partir de nos résultats, il pourrait être proposé de ne pas utiliser les mâles pour la reproduction à un rythme intensif avant l'âge de 20 semaines ; à ce stade, selon Garcia-Tomas *et al.* (2007), la taille des testicules n'ayant atteint que 70% de sa valeur adulte.

Les travaux de Macedo et Miguel, (1986), montrent que la maturité sexuelle est atteinte chez des mâles de race New Zelandaise au 129^{ème} jour d'âge (18 semaines). Tandis que Boiti (2005), observe une maturité sexuelle approximativement à 5 mois selon la contrainte.

En accord avec le développement anatomique, Combarous et Volland-Nail (1997) ont constaté que le testicule de lapin postnatal (20jpp) n'exprimait qu'une forme courte

(1,2kb) des récepteurs de LH et FSH, tandis que les formes longues des deux récepteurs (entre 2,2 et 3 kb) n'étaient mise en place qu'à l'approche de la puberté.

Selon Garcia-Tomas *et al.* (2010), la concentration de la testostérone est indétectable à 4 semaines. Une élévation notable s'est produite entre 4 et 8 semaines puis elle reste constante jusqu'à 14 semaines chez la race Caldes, tandis qu'elle diminue chez la race Prat pour se stabiliser enfin à 16 semaines.

Les androgènes testiculaires, particulièrement la testostérone joue un rôle important dans le développement des organes reproducteurs et la différenciation des cellules germinales (Steinberg, 1974). Le taux plasmatique de la testostérone chez le lapin New-Zelandais augmente du 40 jpp à 60 jpp concordant avec une croissance accélérée des testicules ; elle se stabilise jusqu'au 90 jpp puis diminue (Berger *et al.*, 1982 ; Garcia-Tomas *et al.*, 2010). En outre, Castro *et al.* (2002), Meshreky *et al.* (2005) ont montré que la testostérone est nécessaire pour lancer la spermatogenèse à la puberté et l'entretien de ce processus chez l'adulte. L'action combinée de la FSH et de la testostérone induite par la LH assure le bon déroulement de la spermatogenèse (Kerr *et al.*, 1992). La LH stimule les cellules de Leydig afin de sécréter les androgènes tandis que la FSH stimule les cellules de Sertoli pour sécréter l'ABP. Les androgènes et l'ABP s'unissent pour stimuler le développement des cellules germinales (El-Gaafary, 1994).

En outre, il existe une corrélation positive entre le poids corporel, poids testiculaire et la concentration plasmatique de la testostérone chez les lapins croissants (Berger *et al.*, 1982).

Dans le testicule adulte, la LH induit la sécrétion d'androgène. Les récepteurs d'androgène sont présents dans les tubes séminifères (Setchell, 1989). L'épithélium séminifère sécrète l'inhibine, une protéine qui joue un rôle dans la régulation de la FSH. Cette sécrétion est négativement liée à l'activité spermatogénique (Berger *et al.*, 1982). En conclusion, bien que le rapport de vitesse de la spermatogenèse ne puisse pas être affecté par des hormones telles que des gonadotrophines ou des androgènes, le nombre de cellules germinales produites pendant la spermatogenèse est influencée par ces hormones.

5. Analyse de semence

5.1. Comportement sexuel du mâle et taux de récoltes utiles

Il semblerait en moyenne que le temps 1 observé durant notre étude est plus allongé que celui étudié par Bencheikh (1993) pour les souches A 2066 et A 1077 (4 et 5,5 secondes), les moyennes de ces deux souches sont respectivement de 14 et 18 secondes. Boulbina (2011) signale, chez les mâles de la population locale algérienne, une libido d'une moyenne de 14,5. L'auteur mentionne une chute de temps de réaction de 50,2 à 15 secondes entre 17 et 19 semaines.

Globalement, les refus de prélèvement durant notre expérimentation sont modérément peu fréquents (9,3%), plus marqués au cours des trois premières semaines et à la première sollicitation. Ceci pourrait être expliqué par l'entrée précoce des mâles en reproduction (à l'âge de 20 semaines) d'une part et d'autre part, ils peuvent être dus, en partie à la courte durée de l'expérimentation.

En effet, Boulbina (2011), a déjà signalé que le taux de refus est plus élevé dans un essai plus bref, de 6 semaines, (3,6%), alors qu'une analyse de 16 semaines montre un taux de refus de 1,6%. Bencheikh (1993) note qu'en toutes circonstances de rythmes appliqués, les valeurs de refus restent faibles, et il indique que la capacité de fournir ou non de la semence peut constituer une caractéristique de la souche. Respectivement, les refus des mâles (INRA A2066) et (INRA 1077) sont de 1,7% et 8,2%. Il est à rappeler néanmoins les circonstances exceptionnelles de l'expérimentation, où nous avons exploité des cages non destinées à la récolte de semence, et utilisé un matériel d'expérimentation non conventionnel.

L'élimination des récoltes par présence d'urine ou l'obtention d'un volume réduit se montre proportionnellement faible. Les mâles répondent mieux à la première sollicitation qu'à la seconde. Nous avons pu obtenir un taux global de récoltes utiles élevé (91,4%).

Par comparaison, Bencheikh (1993) enregistre un taux de contamination par les urines de 13,4% et 6,5% respectivement pour les souches A2066 et A1077. Brun *et al.* (2006) comptabilisent un taux de 4,7 et 13,9% respectivement pour la lignée L et la lignée H. Boulbina (2011) note un pourcentage de 4,8% chez la population locale. En définitive, l'éjaculat des mâles de la population blanche, durant notre étude présente, un très bon taux de récolte 90,7%.

5.2. Etude des caractéristiques de la semence

Globalement, les paramètres quantitatifs considérés, soient, le volume et la concentration de l'éjaculat, se rapprochent des valeurs décrites par Boiti, (2005). Néanmoins, les notes moyennes de motilités massale et individuelle s'avèrent faibles, au-dessous du seuil d'une bonne mobilité (aspect de vagues (≥ 6) et progression rapide (≥ 3)) (Boussit, 1989) et souhaitable pour des inséminations (Brun *et al.*, 2002).

Cette faiblesse de motilité peut être un caractère propre de la population blanche, comme elle pourrait être expliquée par le faible nombre d'observations enregistrées pendant une durée potentiellement courte.

Quel que soit le caractère considéré (volume, motilités, concentration), nous avons obtenu des valeurs plus faibles que celles enregistrées par Bencheikh (1993), Brun *et al.* (2002), Castellini *et al.* (2003), Brun *et al.* (2006) et Theau-Clément *et al.* (2009). En l'occurrence, Boulbina (2011) rapporte des valeurs moyennes plus élevées, à savoir le volume (0,86 ml), la motilité massale (7,68), la motilité individuelle (3,57), et la concentration ($734,9 \cdot 10^6$ spz).

Nous avons constaté que la concentration, le nombre de spermatozoïdes par éjaculat (NSE) et le nombre de spermatozoïdes motiles par éjaculat (MSE) sont en moyenne plus élevés dans le deuxième éjaculat. Ces résultats corroborent avec celle de Bencheikh (1993) et Theau-Clément *et al.* (2003b), qui ont trouvé que le deuxième éjaculat est significativement meilleur. Bencheikh (1993) note que l'amélioration de la concentration est de l'ordre 42 à 50% pour le deuxième éjaculat, mais il observe l'absence de l'effet significatif de l'ordre de l'éjaculat chez la souche A1077 par rapport à A2066, sans exclure l'amélioration des caractéristiques de la semence dans le deuxième éjaculat.

Theau-clément *et al.* (2009) notent un effet significatif de l'ordre de l'éjaculat, sauf pour la motilité massale et le pourcentage de motilité. Contrairement aux auteurs précédents, ils remarquent aussi que le premier éjaculat est significativement meilleur que le second, en termes de concentration (671 vs $529 \cdot 10^6$) et du nombre de spermatozoïdes par éjaculat (345 vs $231 \cdot 10^6$).

Dans notre étude, l'absence de l'effet significatif de l'ordre de l'éjaculat pourrait être due à la faible production initiale. Bencheikh (1993) atteste que le premier éjaculat est

considéré comme stimulus pour le second. Or, nos mâles ont tendance à plus uriner dans la première sollicitation et ont un taux de récolte utile plus élevé dans la deuxième sollicitation.

La variabilité des caractéristiques de semence par mâle observée dans nos résultats est en accord avec les données de la littérature (Battaglini *et al.*, 1992 ; Bencheikh, 1993; Mocé *et al.*, 2005 ; García-Tomás *et al.*, 2006a ; Theau-Clément *et al.*, 2009).

Nos rapports des moyennes extrêmes sont proches de ceux de Bencheikh (1993), qui comptabilise, respectivement pour le volume et la concentration, un rapport de 3,7 et 3,5. Ainsi, l'observation de l'hétérogénéité des caractéristiques spermatiques de nos mâles est conservée.

Les résultats des caractéristiques de la semence obtenues paraissent donc liés entre elles, ce qui est en accord avec ceux obtenues par Battaglini *et al.* (1992) ; Bencheikh (1993) et Garcia-Thomas *et al.* (2006b). Ces différents auteurs rapportent une liaison positive entre la concentration et la motilité. Respectivement, ils trouvent chacun une corrélation significative ($p < 0.05$) de 0,47, 0,59 et 0,47. Pour la corrélation entre le nombre de spermatozoïdes et la motilité individuelle, Bencheikh (1993) avance un coefficient plus fort de 0,51, contre une valeur de 0,34 rapportée par Garcia-Thoma *et al.* (2006b). Tous les auteurs notent une corrélation négative entre le volume et la plupart des autres paramètres.

En accord avec les données rapportées par les auteurs sus cités, la qualité de la semence, appréciée par la motilité, s'améliore parallèlement à l'augmentation de la concentration des éjaculats. En effet, Brun *et al.* (2002), rapportent une corrélation de 0,99 entre la concentration et le nombre de spermatozoïdes motiles par éjaculat.

D'autre part, le pourcentage de motilité massale ou de motilité individuelle diminue avec l'augmentation des anomalies du flagelle (r : -0,32 ; -0,11). Nos valeurs ne corroborent pas celles rapportées par Garcia-Thomas *et al.* (2006b), qui sont de l'ordre de 0,04 pour la même modalité et -0,03 pour la liaison avec les anomalies de la tête qui est de -0,29.

6. Etude des caractéristiques d'un éjaculat efficace à l'insémination

On considère comme un prélèvement efficace à l'insémination, un éjaculat non contaminé par l'urine ou le sang et qui présente un volume supérieur à 0,4ml et une motilité supérieure ou égale à 6. Les différentes caractéristiques sont présentées dans le Tableau 29.

Le pourcentage global de l'efficacité des prélèvements est de 50,5%, ce qui signifie que la moitié des prélèvements ont un volume et une motilité massale supérieurs à 0,4 ml et 6, respectivement. Ces éjaculats ont, en moyenne, un volume de 0,82, une motilité massale et individuelle de 6,3 et de 2,34 et un pourcentage de motilité de 69,6%.

Nous avons constaté que nos lapins de la population blanche présentent des moyennes satisfaisantes du nombre de spermatozoïdes par éjaculat, du nombre de spermatozoïdes mobiles par éjaculat et du pourcentage de spermatozoïdes normaux (40%, 44% et 3% respectivement).

Toutefois Brun *et al.* (2006), rapportent respectivement chez deux lignées L et H des taux d'efficacité de prélèvement de 66,5 % et 44,2 %, avec un nombre de spermatozoïdes motiles de 229 et 170 $\times 10^6$. Ils ont enregistré respectivement pour les deux lignées une motilité massale de 6,78 et 6,46 et un pourcentage de motilité de 76,3% et 75,8%.

Contrairement aux observations des auteurs susnommés, nos prélèvements efficaces sont plus fort quantitativement et plus faibles en termes de motilité (% mobiles). En l'occurrence, on enregistre une moyenne de motilité individuelle de 2,34 (note faible).

Cette observation est peut être expliquée par la faible corrélation entre le nombre de spermatozoïdes et la motilité (0,09). La corrélation entre les mêmes paramètres pris sur l'ensemble des éjaculats enregistre un coefficient de (0,27).

Cette différence de corrélation des mêmes paramètres, observée lorsqu'on limite notre examen sur une classe choisie (éjaculat utile), peut être reliée à la subjectivité de l'analyse et/ou une surestimation des observations.

Conclusion Générale et perspectives

Conclusion générale et perspectives

Au terme de ce projet de thèse portant sur l'étude du développement postnatal des structures gonadiques du lapin mâle de la population blanche et qualité de la semence nous pouvons conclure que les poids vifs de ces animaux augmentent progressivement de 4 à 28 semaines allant de la valeur de 838 ± 71 g à 4 semaines (qui correspond généralement à l'âge de sevrage) à la valeur de $2870 \pm 185,3$ g à 28 semaines (âge d'activité sexuelle des mâles) et suit une courbe sigmoïdale.

La courbe d'évolution des poids testiculaires et épидидymaire des lapins est sigmoïdale et progressive passant de la valeur de $0,16 \pm 0,02$ g à $6,53 \pm 0,31$ g pour le testicule et de la valeur de $0,12 \pm 0,02$ g à $2,81 \pm 0,13$ g pour l'épididyme.

L'étude histologique du développement testiculaire nous a permis de constater la mise en place de la lumière des tubes séminifères à 12 semaines d'âge et l'apparition des spermatocytes I qui sont des indicateurs probables du démarrage de la division méiotique de la spermatogenèse à 12 et 14 d'âge. Des spermatides ronds et allongés sont visibles à 16 semaines d'âges, ce qui témoigne du déclenchement de la spermatogenèse, cependant les spermatozoïdes ne sont observés qu'à partir de 20 semaines d'âge.

L'étude morphométrique des structures testiculaires révèle une augmentation progressive de 4 à 28 semaines pour le diamètre des tubes séminifères des lapins âgés ($48,92 \pm 0,87 \mu\text{m}$ vs $141,06 \pm 1,53 \mu\text{m}$), la surface des tubes séminifères ($2049,72 \pm 56,62 \mu\text{m}^2$ vs $16751,61 \pm 320,14 \mu\text{m}^2$) et la surface de l'épithélium ($2049,72 \pm 56,62 \mu\text{m}^2$ vs $16726,13 \pm 324,19 \mu\text{m}^2$). Tandis que la surface du tissu interstitiel diminue de 4 à 8 semaines passant de la valeur de $4309,3 \pm 391,5 \mu\text{m}^2$ à $395,00 \pm 16,61 \mu\text{m}^2$. La lumière des tubes séminifères n'apparaît qu'à partir de 12 semaines avec une surface de $858 \pm 61,82 \mu\text{m}^2$ qui diminue progressivement jusqu'à la valeur de $25,48 \pm 13,03 \mu\text{m}^2$ chez les lapins âgés de 28 semaines.

Cette stéréologie des testicules montre que la plupart des individus âgés de 16 à 28 semaines possèdent des tubes séminifères développés et caractérisés par un diamètre de tubes séminifères, une surface de l'épithélium et une surface des tubes séminifères très élevée, à l'inverse des individus de 4 et 8 semaines, dont les dimensions des tubes séminifères restent encore réduites. La plupart des individus âgés de 12 et 14 semaines sont caractérisés par une lumière large des tubes séminifères.

Conclusion générale et perspectives

Ces données de cinétique du développement postnatal du testicule chez le lapin de la population blanche peuvent contribuer à une meilleure connaissance sur l'âge pubertaire et à la maîtrise des performances de reproduction et de production de cette population en Algérie.

Nous constatant lors de l'analyse de semence une bonne réponse du lapin mâle de la population blanche à la sollicitation du vagin artificiel. Il présente un faible taux de refus, mais aussi un très bon taux de récoltes utiles. Globalement, le lapin de population blanche présente une grande variabilité des caractéristiques de la semence dépendante en partie de l'hétérogénéité des mâles. L'existence d'une corrélation entre plusieurs paramètres de l'analyse laisse espérer pour cette population que la prise en compte d'un nombre réduit de caractère permet l'évaluation de la production spermatique en qualité et en quantité.

Dans nos conditions expérimentales, le lapin mâle présente une production spermatique plus faible que celui rapporté par la bibliographie avec un volume de 0,68ml, une concentration de $436,53 \times 10^6/\text{ml}$ et un NSE de 253,5 millions de spermatozoïdes. Alors que sa qualité moyenne en terme de motilité massale et individuelle sont respectivement de 4,9 et 1,9. L'ensemble des éjaculats présente un pourcentage moyen de spermatozoïdes normaux de 82,9%.

Pour la cuniculture en Algérie, on peut espérer de l'application de l'insémination artificielle une homogénéisation des conditions d'élevage pour un intérêt de sélection génétique. Elle semble être nécessaire pour améliorer les performances des populations locales à fertilité réduite. D'autant plus, l'insémination artificielle ne sera un avantage pour les producteurs, seulement via une meilleure maîtrise des conditions de production ; au plan économique cela ne serait possible que si les producteurs entre eux puissent s'organiser de manière à assurer une production régulière.

A l'issu de cette expérimentation, il serait donc nécessaire de compléter cette étude par :

- L'étude de l'effet de l'aliment sur le développement gonadique chez le lapin des différentes populations existante en Algérie ;
- De faire des essais portés sur le dosage de la testostérone tissulaire et sanguine suivie par une étude du développement postnatal de l'épididyme ;

Conclusion générale et perspectives

- De faire une localisation des récepteurs des androgènes testiculaire et épидидymaire en fonction de l'âge d'une part ;
- De comparer le développement gonadique de cette population avec la souche synthétique ;
- D'élargir la période de la récolte vers une année ;
- D'analyser la semence de nos lapins à 20 semaines d'âge, âge de mise en reproduction ;
- De déterminer le stress oxydatif de la semence ;
- D'analyser les minéraux de la semence.
- Réaliser ce travail sur les autres types génétiques existants en Algérie
- Comprendre à échelle de l'exploitation étudiée, l'origine de la faible fertilité et surtout augmenter l'effectif des animaux utilisés.

Références Bibliographiques

A

- Abe K., Takano H. et Ito T. (1983). Ultrastructure of the mouse epididymal duct with special reference to the regional differences of the principal cells. *Arch. Histol. Jpn.* **46**:51-68.
- Abe K., Takano H. et Ito T. (1984). Interruption of the luminal flow in the epididymal duct of the corpus epididymidis in the mouse, with special reference to differentiation of the epididymal epithelium. *Arch. Histol. Jpn.* **47**:137-147.
- Abo-el-ezz Z., Salem M.H., Abd El-Fattah G.A. et Yassen A.M. (1984). Effect of exposure to direct solar radiation on body weight, thermoregulation and reproductive efficiency in the male rabbit. Proceedings of 1st Egyptian–British Conference on Animal and Poultry Production Zagazig University Egypt, **vol 1**: 119–135.
- Abou-Haila A. et Fain-Maurel M.A. (1984). Regional differences of the proximal part of mouse epididymis: morphological and histochemical characterization. *Anat. Rec.* **209**:197-208.
- Adamali H.I., Somani I.H., Huang J.Q., Gravel R.A., Trasler J.M. et Hermo L. (1999a). II. Characterization and development of the regional- and cellular-specific abnormalities in the epididymis of mice with beta-hexosaminidase A deficiency. *J. Androl.* **20**: 803-824.
- Adamali H.I., Somani I.H., Huang J.Q., Mahuran D., Gravel R.A., Trasler J.M. et Hermo L. (1999b). I. Abnormalities in cells of the testis, efferent ducts, and epididymis in juvenile and adult mice with beta-hexosaminidase A and B deficiency. *J. Androl.* **20** : 779-802.
- Adams C.E. et Sinch M.M. (1981). Semen characteristics and fertility of rabbits subjected to exhaustive use. *Lab. Anim.* **15**:157-161.
- Afifi E.A. (2002). The Gabali rabbits (Egypt). *Option Méditerranéennes, Série B «Etudes et Recherches»* **38** : 55-64.
- Ait Tahar H. et Fettal M. (1990). Témoignage sur la production et l'élevage du lapin en Algérie. *2^{ème} conférence sur la production et la génétique du lapin dans la région méditerranéenne, Zagazig(Egypte)*, 3-7 septembre 1990.
- Al-Homidan A. et Ahmed B.M. (2000). Productive performance and digestion kinetics of California rabbits as affected by combinations of ambient temperature and dietary crude fiber level. *Egypt J Rabbit Science*, **vol 10**: 281-294.
- Alvarino M.R. (1993). Control de la reproduccion en el conejo. 1^{er} éd., IRYDA, mundi-prensa, 137p.
- Alvariño J.M.R. (2000). Reproductive performance of male rabbits. In: *Proc. 7th World Rabbit Congr., Valencia Jul., 2000*, **vol. A**: 13-35.

Références bibliographiques

- Amann R.P. (1970). Sperm production rates. In Johnson A.D., Gomes W.R. et VanDemark N.L. (Ed.) *The Testis, Acade. Pres., New York*.1: 433.
- Amann R.P. et Lambiase J.T. (1967). The male rabbit. I. Changes in semen characteristics and sperm outup between puberty and one year of age. *J. Rerod. Fert.***14**: 329-332.
- Amann R.P. et Lambiase J.T. (1969). The male rabbit. III. Determination of daily sperm production by means of testicular homogenates. *J. Anim. Sci.* **28**: 369-374.
- Ambriz D., Contreras J.S., Hernandez O., Mercado E., Cervantes F.A. et Rosado A. (2003). Estudio comparativo de les testiculos, epididimos, glandulas sexuales accesorias y espermatozoides en tresespecies de lagomorfos (*Romerolagusdiaza*, *Lepuscalifornicus* y *Oryctolagus cuniculus*). *Acta. Zool. Mex.*, **vol 88**: 257–269.
- Amorim E.A.M., Torres C.A.A., Amorim I.S., Santos I.V.I. et Silva J.F. (2006a). The hypoosmotic swelling test in fresh rabbit spermatozoa. *Annals 3rd Rabbit Cong of the Amer.* 21-23 August. Brazil.
- Amorim E.A.M., Torres C.A.A., Santos L.V.L., Amorim L.S. et Silva J.F. (2006b). Effect of different solutions on the hypoosmotic swelling test for rabbit fresh semen. *Annals 3rd Rabbit Congress of the America.* 21-23 August. Brazil.
- Amorim E.A.M., Torres C.A.A., Santos I.V.I., Amorim I.S. et Silva J.F. (2006c). Use of different incubation times for hypoosmotic test in fresh rabbit semen. *Annals 3rd Rabbit Congress of the America.* 21-23 August. Brazil.
- Anonyme 1 (1999). WHO laboratory manual for the examination of human semen and spem-cervical mucus interaction. World Health Organisation. Fourth edition.
- Anonyme 1 (2010). WHO laboratory manual for the examination and processing of human semen. World Health Organization. Fifth edition.
- Arroita Z., Falceto M.V., Martin Rillo S., De Alba C., Moreno C., Ciudad M.J. et Rafel O. (2000). Effect of collection frequency on production, quality and storage of young bucks semen. *7th Worl. Rabbit Cong.* Valencia (Spain).
- Assinder S.J., Carey M., Parkinson T. et Nicholson H.D. (2000). Oxytocin and vasopressin expression in the ovine testis and epididymis: changes with the onset of spermatogenesis. *Biol. Reprod.* **63**: 448-456.
- Au C.L., Ngai H.K., Yeung C.H. et Wong P.Y. (1978). Effect of adrenalectomy and hormone replacement on sodium and water transport in the perfused rat cauda epididymidis. *J. Endoc.* **77**:265-266.

Références bibliographiques

- Ayer-Lelievre C., Olson L., Ebendal T., Hallbook F. et Persson H. (1988). Nerve growth factor mRNA and protein in the testis and epididymis of mouse and rat. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* **85**: 2628-2632.
- Ayoub M.A., Okab A.B. et Koriem A.A. (2007). Effect of seasonal variations on some hematological and plasma biochemical parameters in Egyptian male and female baladi rabbits. *The 7th inter. Conf. on Rabbit Prod. In Hot Clim, Ghourdaga, Egypt*: 509-522.
- Ayyat M.S., Soliman M.M., Abed-Elmonem U.M. et El-Sheikh S.M. (2002). Performance of growth in rabbits as affected by some environmental conditions. In: *Egypt J. Anim. Prod.*, **vol 12**: 43-58.

B

- Baccetti B., La Marca A., Piomboni P., Capitani S., Bruni E., Petraglia F. et De Leo V. (2002). Insulin-dependent diabetes in men is associated with hypothalamo-pituitary derangement and with impairment in semen quality. *Hum. Repro.* **17(10)**: 2673–2677
- Bahathiq A.O., Stewart R.L., Baxter L., Wells M., Moore H.D. et Ledger W.L. (2005). Tissue immunoexpression and messenger ribonucleic acid localization of inhibin/activin subunit in human epididymis. *Fertil. Steril.* **83**: 78-85.
- Bamba K. (1988). Evaluation of acrosomal integrity of boar spermatozoa by bright field microscopy using an eosin-nigrosin stain. *Theriogenol.* **29**: 1245-1251.
- Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guérin Y., Leboeuf B., Orgeur P. et Vallet J.C. (1993). Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. FAO, Rome (Italie) : 231p.
- Barkok A. et Jaouzi T., (2002). The Zemmouri rabbits (Morocco). In rabbit genetic resources in Mediterranean countries. Options Méditerranéennes, série B, CIHEAM, Zaragoza. **38** : 175-185.
- Barone R. (2001). Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4 : splanchnologie II. Edition Vigot Frères : 241-516.
- Basciani S., Mariani S., Arizzi M., Brama M., Ricci A., Betsholtz C., Bondjers C., Ricci G., Catizone A., Galdieri M. et al. (2004). Expression of platelet-derived growth factor (PDGF) in the epididymis and analysis of the epididymal development in PDGF-A, PDGF-B, and PDGF receptor beta deficient mice. *Biol. Reprod.* **70**: 168-177.
- Baselga M. (2002a). Line A (Spain). *Option Méditerranéennes, série B "Etudes et Recherche"* **38**: 225-230.

Références bibliographiques

- Baselga M. (2002b). Line V (Spain). *Option Méditerranéennes, série B "Etudes et Recherche"* **38**: 235-241.
- Baselga M. (2002c). Line H (Spain). *Option Méditerranéennes, série B "Etudes et Recherche"* **38**: 247-251.
- Baselga M. (2002d). Line R (Spain). *Option Méditerranéennes, série B "Etudes et Recherche"* **38**: 257-262.
- Battaglini M., Castellini C. et Lattaioli P. (1992). Variability of the main characteristics of rabbit semen. *J. Appl. Rabbit Res.* **15**: 439-446.
- Bedford J. M. (1963). Morphological changes in rabbit spermatozoa during passage through the epididymis. *J. Reprod. Fert.* **5**: 169-177.
- Bedford J.M. (1966). Development of the fertilizing ability of spermatozoa in the epididymis of the rabbit. *J. of Exp. Zool.* **163**: 319-329.
- Bedford J. M. (1967). Effects of duct ligation on the fertilizing ability of spermatozoa from different regions of the rabbit epididymis. *J. Exp. Zool.* **166**: 271-281.
- Bencheikh N. (1993). Production de sperme et fertilité du lapin mâle. *Oryctolagus cuniculus*. effets de la fréquence de collecte et du type génétique. *Thèse d'état*. Ecole Nationale Agronomique de Toulouse : 142p.
- Bencheikh N. (1995). Effets de la fréquence de collecte de la semence sur les caractéristiques du sperme et des spermatozoïdes récoltés chez le lapin. *Ann. Zootech.* **44** : 263-279.
- Berchiche M. (1992). Systèmes de production de viande de lapin au Maghreb. Séminaire approfondi, Institut agronomique méditerranéen de Saragosse (Espagne) ,14-26 septembre.
- Berchiche M., Lounaouci G., Lebas F. et Lamboley B. (1999). Utilisation of three diets based on different protein sources by Algerian local growing rabbits. 2nd international Conference on Rabbit Production in Hot Climates .Cahiers options méditerranéennes, pp: 51-55.
- Berchiche M. et Kadi S.A. (2002). The kabyle rabbits (Algeria). *Options Méditerranéennes, série B « Etudes et Recherches »* **38** : 11-20.
- Berger M., Jean-Faucher C.H., De-Turckhein M., Veyssiere G., Blanc M.R., Poirier J.C. et Jean C. (1982). Testosterone, luteinizing hormone (LH) and follicle stimulating hormone (FSH) in plasma rabbit from birth to adulthood. Correlation with sexual and behavioural development. *Acta Endocrinol.* **99**: 459-465.
- Blasco A., Bidanel J.P., Bolet G., Haley C.S. et Santacreu M.A. (1993). The genetics of prenatal survival of pigs and rabbits. *Livest. Produc. Sci.* **37**: 1-21.

Références bibliographiques

- Bodnar K., Torok I., Hejel P. et Bodnar F. (1996). Preliminary study on the effect of ejaculation frequency on some characteristics of rabbit semen. 6th world Rabbit Congress, Toulouse (France). **2**: 41-44.
- Boiti C. (2005). Guidelines for the handling of rabbit bucks and semen. *Worl. Rabbit Sci.* **13**: 71-91.
- Bolet G. (2000). Evaluation and conservation of European rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) genetic resources. First results and inferences. Proc. 7th World Rabbit Congress, Valence, Espagne, A: 281–315.
- Bolet G. (2002a). Fauve de Bourgogne (France). *Options Méditerranéennes, série B « Etudes et Recherches »* **38** : 89-92.
- Bolet G. (2002b). Argenté de Champagne (France). *Options Méditerranéennes, série B « Etudes et Recherches »* **38** : 97-100.
- Bolet G. (2002c). Flemish Giant (France). *Option Méditerrnéennes, Série B «Etudes et Recherches»* **38** : 105-107.
- Bolet G. et Saleil G. (2002). Strain INRA1077 (France). *Option Méditerrnéennes, Série B «Etudes et Recherches»* **38** : 113-116.
- Bonnes G., Desclaude J., Desclaude J., Drogoul C., Gadoud R., Jussiau R., Le Loc'h A., Montémas L. et Robin G. (2005). Reproduction des animux d'élevage. 2^{ème} Ed. *Educagri* : 407p.
- Boucher S. et Nouaille L. (2002). Maladies des lapins. Editions France Agricole, 2e édition : 271p.
- Boulbina I. (2011). Caractéristique de la semence du lapin de population locale (*oryctolagus cuniculus*). *Thèse de magistère. Ecole nationale supérieure D'Alger*.
- Boussit D. (1989). Reproduction et insémination artificielle en cuniculture chez le lapin. Edité par l'association française de cuniculture ; Diffusion *Lavoisier* TEC & DOC : 240p.
- Bouzekraoui A. (2002). The Tadla rabbits (Morocco). In rabbit genetic resources in Mediterranean countries. *Options Méditerranéennes, série B, CIHEAM, Zaragoza*, **38** : 165-174.
- Boyd I.L. (1985). Effect of photoperiod and melatonin on testis development and regression in wild European rabbits. *Biol. of repro.* **33**:21-29.
- Brecchia G., Cardinalli R., Mourvaki E., Collodel G., Moretti E., Dalbosco A. et Castellini C. (2010). Short- and long-term effects of lipopolysaccharide-induced inflammation on rabbit sperm quality. *Anim. Repro. Sci.* **118**: 310–316.

Références bibliographiques

- Breton S. et Da Silva N. (2012). Rôle de l'épididyme dans le contrôle de la fertilité mâle. *Med. Sci. Amer.* **1** : 1-20.
- Britan A. (2006). Développement, optimisation et utilisation d'un système cellulaire de l'épithélium épидидymaire murin : Approches moléculaire. Thèse DOCTORAT. Ecole Doctorale des Sciences de la Vie et de la Sant. Université blaise pascal d'auvergne : 83p.
- Brito L.F.C., Silva A.E.D.F., Rodrigues L.H., Vieira F.V., Deragon L.A.G. et Kastelic J.P. (2002). Effect of age and genetic group on characteristics of the scrotum, testes and testicular vascular cones, and on sperm production and semen quality in AI bulls in Brazil. *Theriogenol.* **58** (6): 1175-1186.
- Brito L.F.C., Silva A.E.D.F., Unanian M.M., Dobe M.A.N., Barbosa R.T. et Kastelic J.P. (2004). Sexual development in early and late-maturing *Bos indicus* and *Bos indicus* x *Bos taurus* crossbred bulls in Brazil. *Theriogenol.* **62**: 1198-1217.
- Briz M.D., Bonet S., Pinart B., Egozcue J. et Camps R. (1995). Comparative study of boar sperm coming from the caput, corpus, and cauda regions of the epididymis. *J. Androl.* **16**: 175-88.
- Brooks D.E. (1981). Metabolic activity in the epididymis and its regulation by androgens. *Physiol. Rev.* **61**: 515-555.
- Brumlow W.M. et Adams C.S. (1990). Immunocytochemical detection of prolactin or prolactin-like immunoreactivity in epididymis of mature male mouse. *Histochem.* **93**: 299-304.
- Brun J.M., Theau-Clément M. et Bolet V. (2002). The relationship between rabbit semen characteristics and reproductive performance after artificial insemination. *Anim.Repro.Sci.* **70** : 139-149.
- Brun J.M., Theau-Clément M., Esparbié J., Falières J., Saleil G. et Larzul C. (2006). Semen production in two rabbit lines divergently selected for 63-d body weight. *Theriogeno.* **66**: 2165–2172.
- Bunaciu P., Cimpeanu I. et Bunaciu M. (1996). Mating frequency effect on spermatogenesis and performance of breeding rabbit. 6th world Rabbit Congress. Toulouse (France). **2**: 51-54.

C

- Cardinali R., Dal Bosco A., Mourvaki E., Del Vecchio M.T., Sartini B., Renieri T., Lasagna E. et Castellini C. (2007). Rabbit semen particles: secretion pattern and main effect in the sperm functions. *J. Sub. Cytol. Pathol.* **39**: 3-10.

Références bibliographiques

- Carluccio A., Robbe D., De Amicis I., Contri A., Tosi U., Russo F. et Paoletti M. (2004). Artificial insemination in rabbits: laboratory and field trial with three different semen extenders. *Worl. Rabbit Sci.* **12**: 65-79.
- Carreau S., Genissel C., Bilinska B. et Levallet J. (1999). Sources of oestrogen in the testis and reproductive tract of the male. *Int. J. Androl.* **22**: 211-223.
- Carreau S., Silandre D., Bois C., Bouraima H., Galeraud-Dénis I. et Delalande C. (2007). Estrogens: a new player in spermatogenesis. *Fol. Histochem. Cytobiol.* **45**: 255-263.
- Carson W.S. et Amann R.P. (1972). The male rabbit VI. Effects of ejaculation and season on testicular size and function. *J. Anim. Sci.* **34**: 302-9.
- Casey M.L., Byrd W. et Mac Donald P.C. (1992). Massive amounts of immunoreactive endothelin in human seminal fluid. *J. Clin. Endocrinol. Metab.* **74**: 233-225.
- Castellini C. (1996). Recent advances in rabbit artificial insemination. *6th World Rabbit Congress, Toulouse (France).* **2**: 13-26.
- Castellini C., Lattaioili P., Minelli A. et Moroni M. (2000). Effect of seminal plasma on the characteristics and fertility of rabbit spermatozoa. *Anim. Repro. Sci.* **63**: 275-282.
- Castellini C., Boiti C., Dal Bosco A., Lattaioili P. et Zampini. (2003). Effet de la supplementation en acides gras n-3 et vitamine E sur les caractéristiques de la semence de lapins d'âges différents. 10 journées de la recherche cunicole. 19-20 Novembre.
- Castellini C., Besenfelder U., Pizzi F., Theau-clément M., Vicente J. et Renieri T. (2006a). Development in the investigation of rabbit semen and buck management. Chapter 1, 4: p 53-69. Recent advance in rabbit science © ILVO 2006/edited by L.maertens and P.Coudert.
- Castellini C., Cardinali R., Dal Bosco A., Minelli A. et Camici O. (2006b). Lipid composition of the main fractions of rabbit semen. *Theriogenol.* **65**:703-712.
- Castellini C., Lattaioili P., Cardinali R., Dal Bosco A. et Mourvaki E. (2007). Validation of spectrophotometric method used for the measurement of spermatozoa concentration in rabbit semen. *Worl. Rabbit Sci.* **15**: 115-119.
- Castellini C. (2008). Semen production and management of rabbit bucks. *9th World Rabbit Congress.* June 10-13, Verona (Italy).
- Castellon E.A. et Huidobro C.C. (1999). Androgen regulation of glycosidase secretion in epithelial cell cultures from epididymis. *Hum. Reprod.* **14**: 1522-1527.
- Castro A.C.S., Berndtson W.E. et Cardoso F.M. (2002). Plasma and testicular testosterone levels, volume density and number of leydig cells and spermatogenic efficiency of rabbits. *Braz. J. Med. Biol. Res.* **35**: 493-498.

Références bibliographiques

- Catizone A., Ricci G. et Galdieri M. (2002). Functional role of hepatocyte growth factor receptor during sperm maturation. *J. Androl.* **23**: 911-918.
- Chantry-Darmon C. (2005). Construction d'une carte intégrée génétique et cytogénétique chez le lapin européen (*Oryctolagus cuniculus*) : application à la primolocalisation du caractère rex. *Thèse, de Docteur en Sciences*, université de Versailles-Saint-Quentin : 219 p.
- Chao M.V. (2003). Neurotrophins and their receptors: a convergence point for many signalling pathways. *Nat. Rev. Neurosci.* **4**: 299-309.
- Chemes H.E. (2001). Infancy is not a quiescent period of testicular development. *Int. J. Androl.* **24**: 2-7.
- Clulow J., Jones, R.C. et Hansen L.A. (1994). Micropuncture and cannulation studies of fluid composition and transport in the ductuli efferentes testis of the rat: comparisons with the homologous metanephric proximal tubule. *Exp. Physiol.* **79**: 915-928.
- Clulow J., Jones R.C., Hansen L.A. et Man S.Y. (1998). Fluid and electrolyte reabsorption in the ductuli efferentes testis. *J. Reprod. Fertil. Suppl.* **53**: 1-14.
- Colin M. et Lebas F. (1995). Le lapin dans le monde. AFC éditeur Lempdes, paris : 330 pp.
- Combarnous et Volland-Nail. (1997). Les gonadotropines. INRA edition, Paris : 388p.
- Cooke P.S. (1996). Thyroid hormone and the regulation of testicular development. *Anim. Reprod. Sci.* **42**: 333-341.
- Cooper T.G. (1998). Interactions between epididymal secretions and spermatozoa. *J. Reprod. Fert. Suppl.* **53**: 119-136.
- Cornwall G.A. et Hsia N. (2003). A new subgroup of the family 2 cystatins. *Mol. Cell. Endocrinol.* **200**: 1-8.
- Cornwall G.A., Cameron A., Lindberg I., Hardy D.M., Cormier N. et Hsia N. (2003). The cystatin-related epididymal spermatogenic protein inhibits the serine protease prohormone convertase 2. *Endocrinol.* **144**: 901-908.
- Cornwall G.A. (2009). New insights into epididymal biology and function. *Hum. Reprod. Upd.* **15**: 213-227.
- Courtens J.L., Bolet G. et Theau-Clement M. (1994). Effect of acrosome defects and sperm hromatine decondensation on fertility and litter size in the rabbit. Preliminary electon microscopy study. *Reprod. Nutr. Dev.* **34**: 427-437.
- Crimella C., Luxi F. et Grilli G. (1992). The reproductive efficiency of bucks in different genotypes. *J. App. Rabbit Res.* **15**: 480-488.

Références bibliographiques

- Cuasnicu P.S., Gonzalez Echeverria F., Piazza A. et Blaquier J.A. (1984). Addition of androgens to cultured hamster epididymis increases zona recognition by immature spermatozoa. *J. Reprod. Fert.* **70**: 541-547.
- Curtis S.K. et Amann R.P. (1981); Testicular development and establishment of spermatogenesis in Holstein bulls. *J. Anim. Sci.* **53**: 1645-1657.

D

- Dacheux J.L. et Paquignon M. (1980). Relations between the fertilizing ability, motility and metabolism of epididymal spermatozoa. *Reprod. Nutr. Dev.* **20**: 1085-1099.
- Dacheux F. et Dacheux J.L. (2001) L'épididyme et les glandes annexes in Thibault et Levasseur « La reproduction chez les mammifères et l'homme » ed.Ellipse : 290-315.
- Dadoune J.P et Demoulin A. (2001). Structure et fonction du testicule in Thibault C. et Levasseur M.C. (2001). La reproduction chez les mammifères et chez l'homme. Edition INRA, Paris : 256-289.
- De Kretser D.M et Hedger M.P. (1996). Inhibines et activines in Drosdowsky M.A., Belaisch J. et Vermeulen A. (1996). Endocrinologie masculine. Edition Doin, Paris : 103-113.
- De Kretser D.M., Hedger M.P., Loveland K.L. et Phillips D.J. (2002). Inhibins, activins and follistatin in reproduction. *Hum. Reprod. Upd.* **8(6)**: 529-54.
- De Rochambeau H. (1990). Objectifs et méthodes de gestion génétique des populations cunicoles d'effectif limité. *Options Méditerranéennes - Série Séminaires – n° 8*: 19-27.
- Djellal F., Mouhous A. et Kadi S.A. (2006). Performances de l'élevage fermier du lapin dans la région de Tizi-Ouzou, Algérie. *Lives. Res. for Rural Develop.* **18 (7)** : 1-7.
- Del Rio A.G., Valdez Toledo C.L. et Quiros M.C. (1979). Thyroid gland and epididymal function in rats--histological study. *Arch. Androl.* **3**: 19-22.
- Del Rio A.G., Blanco A.M., Pignataro O., Niepomnyszcz H., Juvenal G. et Pisarev M.A. (2000). High-affinity binding of T3 to epididymis nuclei. *Arch. Androl.* **44**: 187-191.
- Djediat R. (2005). Etude de l'effet de la thyrotropin-releasing hormone sur la fonction thyroïdienne chez le rat wistar male adulte. *Thèse de magister. USTHB. Alger.*
- Don F., Cameron D.F., Murray F.T. et Drylie D. (1985). Interstitial compartment pathology and spermatogenic disruption in testes from impotent diabetic men. *The Anatom. Rec.* **213 (1)**: 53-62.
- Ducci M., Gazzano A., Villani C., Cela V., Artini P.G., Martelli F. et Genazzani R. (2002). Membrane integrity evaluation in rabbit spermatozoa. *Eur. J. Obst. & Gynecol. Reprod. Biol.* **102**: 53-56.

- Dupouy J.P. (1992a). Hormones et grandes fonctions. Tome I. Edition Ellipses. Paris: 133-151
- Dupouy J.P. (1992b). Hormones et grandes fonctions. Tome II. Edition Ellipses. Paris: 400-418.

E

- Eddy E.M., Washburn T.F., Bunch D.O., Goulding E.H., Gladen B.C., Lubahn D.B. et Korach K.S. (1996). Targeted disruption of the estrogen receptor gene in male mice causes alteration of spermatogenesis and infertility. *Endocrinol.* **137**: 4796-805.
- Eddy E.M., Toshimori K. et O'Brien D.A. (2003). Fibrous sheath of mammalian spermatozoa. *Microsc. Res. Tech.* **61**:103-115.
- Einspanier A. et Ivell R. (1997). Oxytocin and oxytocin receptor expression in reproductive tissues of the male marmoset monkey. *Biol. Reprod.* **56**: 416-422.
- El-Gaafary M.N. et Marai F.M. (1994). Artificial insemination in rabbits. *Options Méditerranéennes. Série A*.
- El-Masry K.A. et Marai I.F.M. (1991). Comparison between Friesians and water buffaloes in growth rate, milk production and some blood constituents during winter and summer conditions of Egypt. In: *Anim. Prod.*, **vol. 53** :39-43.
- El-Masry K.A., Nasr A.S. et Kamal T.H. (1994). Influence of season and dietary supplementation with selenium and vitamin E or zinc on some blood constituents and semen quality of new Zealand white rabbit males. *World rabbit sci.* **3**: 79-86.
- Ergun S., Kilic N., Fiedler W. et Mukhopadhyay A.K. (1997). Vascular endothelial growth factor and its receptors in normal human testicular tissue. *Mol. Cell. Endocrinol.* **131**: 9-20.
- Ergun S., Luttmer W., Fiedler W. et Holstein A.F. (1998). Functional expression and localization of vascular endothelial growth factor and its receptors in the human epididymis. *Biol. Reprod.* **58**: 160-168.
- Eurell J.N. et Frappier B.L. (2006). Dellmann's textbook of veterinary histology. Blackwell Pub, Ames, Iowa: 48p.
- Ewuola E.O. et Equnike G.N. (2010). Effects of dietary fumonisin B1 on the onset of puberty, semen quality, fertility rates and testicular morphology in male rabbits. *Reprod.* **139**: 439–45.
- Ezer N. et Robaire B. (2002). Androgenic regulation of the structure and function of the epididymis. In: Robaire B. Hinton B.T. editors. The epididymis: from molecules to clinical practice. New York: Kluwer Acad./Plenum Publish.: 297-316.
- Ezer N. et Robaire B. (2003). Gene expression is differentially regulated in the epididymis after orchidectomy. *Endocrinol.* **144**: 975-988.

F

- Fan X. et Robaire B. (1998). Orchidectomy induces a wave of apoptotic cell death in the epididymis. *Endocrinol.* **139**: 2128-2136.
- Fantoni G., Morris P.L., Forti G., Vannelli G.B., Orlando C., Barni T., Sestini R., Danza G. et Maggi M. (1993). Endothelin-1: A new autocrine/paracrine factor in rat testis. *Am. J. Physiol. Metab.* **265**: 267-274
- Farrell P.B., Foote R.H., Simkin M.E., Clegg E.D. et Wal R.J. (1993). Relationship of semen quality, number of sperm inseminated and fertility in rabbits. *J. Androl.* **14**: 464–471.
- Ferrah A., Yahiaoui S., Kaci A. et Kabli L. (2003) Les Races De Petits Elevages (Aviculture, Cuniculture, Apiculture, Pisciculture). Recueil des Communications Atelier N°3 «Biodiversité Importante pour l'Agriculture» MATEGEF/PNUD Projet ALG/97/G31.tome X : 52-61.
- Filippi S., Luconi M., Granchi S., Vignozzi L., Bettuzzi S., Tozzi P., Ledda F., Forti G. et Maggi M. (2002a). Estrogens, but not androgens, regulate expression and functional activity of oxytocin receptor in rabbit epididymis. *Endocrinol.* **143**: 4271-80.
- Filippi S., Vannelli G.B., Granchi S., Luconi M., Crescioli C., Mancina R., Natali A., Brocchi S., Vignozzi L., Bencini E., Noci I., Ledda F., Forti G. et Maggi M. (2002b). Identification, localization and functional activity of oxytocin receptors in epididymis. *Mol. Cell. Endocrinol.* **193**: 89-100.
- Finzi A., Scappini A. et Tanni A. (1989). Tunisian non-conventional rabbit breeding systems. *J. of Appl. rabbit res.* **12**: 181 - 184.
- Finzi A., Daader A., Yamani K., Soliman A. et Askar A. (2000). Influence of chronique high relative humidity on semen quality of hot stressed bucks. *7th world Rabbit congress*.
- Finzi A. (2006). Integrated backyard systems. <http://www.fao.org/ag/AGAInfo/subjects/documents/ibys/default.htm>
- Flickinger C.J., Howards S.S. et English H.F. (1978). Ultrastructural differences in efferent ducts and several regions of the epididymis of the hamster. *Am. J. Anat.* **152**: 557-585.
- Foxcroft G.R., Dyck M.K., Ruiz-Sanchez A., Novak S. et Dixon W.T. (2008). Identifying useable semen. *Theriogenol.* **70**: 1324-1336.
- Frenette G., Lessard C. et Sullivan R. (2002). Selected proteins of “prostasome-like particles” from epididymal cauda fluid are transferred to epididymal caput spermatozoa in bull. *Biol. Reprod.* **67**: 308-313.

Références bibliographiques

- Fushimi H., Hiroaki H., Toru I., Masakuni K., Keisuke K., Shizumori I., Takashi T., Haruo N., Takeshi M., Yuko O. et Yoshihiro T. (1989). Low testosterone levels in diabetic men and animals: a possible role in testicular impotence. *Diabet. Rese. Clin.Pract.* **6**: 297-230.

G

- Gacem M. et Bolet G. (2005). Création d'une lignée issue du croisement entre une population locale et une souche européenne pour améliorer la production cunicole en Algérie. 11èmes Journées de la Recherche Cunicole, 29-30 novembre, Paris : 15-18.
- Gaddum P. (1968). Sperm maturation in male reproductive tract - development of motility. *Anatom. rec.* **161(4)**: 471-482.
- García-Tomás M., Sánchez J., Rafel O., Ramon J. et Piles M. (2006a). Variability, repeatability and phenotypic relationships of several characteristics of production and semen quality in rabbit. *Anim. Repro. Sci.* **93**: 88-100.
- García-Thomás M., Sánchez J., Rafel o., Ramon J. et Piles M. (2006b). Reproductive performance of crossbred and purebred male rabbits. *Livest. Sci.* **104**: 233-243.
- García-Thomás M., Sánchez J., Rafel O., Ramon J. et Piles M. (2006c). Heterosis, direct and maternal genetic effects on semen quality traits of rabbits. *Livest. Sci.* **100**: 111-120.
- García-Tomás M., Sánchez J., Rafel O., Ramon J. et Piles M. (2007). Développement sexuel post-natal chez le lapin : profils de croissance et de développement du testicule et l'épididyme dans deux lignées. 12èmes Journées de la Recherche Cunicole, Le Mans, France : 49-52.
- Garcia-Tomas M., S´anchez J. et Piles M. (2009a). Post-natal sexual development of testis and epididymis in the rabbit: Variability and relationships among macroscopic and microscopic markers. *Animal Reproduc. Sci.* **110**: 347–355.
- Garcia-Tomas M., S´anchez J. et Piles M. (2009b). Postnatal sexual development of testis and epididymis in the rabbit: Growth and maturity patterns of macroscopic and microscopic markers. *Theriogenol.* **71**: 292–301.
- García-Tomás M., Sánchez J., Piles M. et Mitjavila M.T. (2010). Line and birth season effects on plasma testosterone and oxidative stress parameters in testis of maturing rabbits. *Anim. Repro. Sci.* **117**: 314–321.
- Garrett J.E., Garrett S.H. et Douglass J. (1990). A spermatozoa-associated factor regulates proenkephalin gene expression in the rat epididymis. *Mol. Endocrinol.* **4**: 108-118.
- Girouard J. (2009). Rôle des domaines membranaires rafts dans le transfert et la compartimentation des protéines impliquées dans la maturation épididymaire des spermatozoïdes

Références bibliographiques

bovins. *Thèse de Doctorat en physiologie-endocrinologie*. Département d'obstétrique et gynécologie faculté de médecine université laval QUÉBEC.

- Glover T.D. et Nicander L. (1971). Some aspects of structure and function in the mammalian epididymis. *J. Reprod. Fertil Suppl.* **13**: 39-50
- Gogol P., Bochenek M. et Smorag Z. (2002). Effect of rabbit age on sperm chromatin structure. *Reprod. Dom. Anim.* **37**: 92-95.
- Gondos B., Renston R.H. et Conner L.A. (1973). Ultrastructure of germ cells and Sertoli cells in the postnatal rabbit testis. *Am. J. Anat.* **136**: 427-39.
- Goyal H.O., Bartol F.F., Wiley A.A., Khalil M.K., Chiu J. et Vig M.M. (1997). Immunolocalization of androgen receptor and estrogen receptor in the developing testis and excurrent ducts of goats. *Anat. Rec.* **249**: 54-62.
- Grasse P. P., 1949. *Traité de zoologie Anatomie, Systématique, Biologie*.-Paris : Ed. Masson et Cie : 979 p.
- Grove K.L. et Speth R.C. (1989). Rat epididymis contains functional angiotensin II receptors. *Endocrinol.* **125**: 223-30.
- Gómez E.A., Rafel O. et Ramon J. (2002a). The Caldes Strain (Spain). *Options Méditerranéennes, série B « Etudes et Recherches »*. **38**: 193-198.
- Gómez E.A., Rafel O. et Ramon J. (2002b). The Prat Strain (Spain). *Options Méditerranéennes, série B « Etudes et Recherches »*. **38**: 203-208.

H

- Habeeb A.A., Marai I.F. et Kamal T.H. (1992). Heat stress. In : *Farm Animals and the Environment*. Philips C., Piggins D.(ed.), C.A.B. International, Willingford, University Press, Cambridge, U.K.:27-47
- Hagen D.R., Gilkey A.L. et Foote R.H. (2002). Spermatozoal velocity and motility and Relationship to fertility in the rabbit inseminated with low sperm numbers. *Worl. Rabbit Sci.* **10 (4)**:135-140
- Hajj E., Bontros C. et Abi Samra J. (2002). The Baladi rabbits (Lebanon). Rabbit genetic resours in Mediterranean countries. *Options Méditerranéennes, série B « Etudes et Recherches »*. **38**: 175-161.
- Hall J.C. et Killian G.J. (1987). Changes in rat sperm membrane glycosidase activities and carbohydrate and protein contents associated with epididymal transit. *Biol. Reprod.* **36**: 709-718.

Références bibliographiques

- Hamilton D.W. (1990). Anatomy of mammalian male accessory reproductive organs. In Marshall's Physiology of Reproduction, reproductive in the Male. Ed. GE Lammi. Church. Livingst., Edinburgh. **2**: 691-746
- Hamon R., Thepot N. et Salaun G. (1999). Biologie de la reproduction des mammifères d'élevage. Editions Educagri: 132p.
- Harris G.C., Frayne J. et Nicholson H.D. (1996). Epididymal oxytocin in the rat: its origin and regulation. *Int. J. Androl.* **19**: 278-286.
- Hassanien H.H.M. et Baiomy A.A. (2011). Effect of breed and parity on growth performance, litter size, litter weight, conception rate and semen characteristics of medium size rabbits in hot climates. *EPSA*. **31(1)**.
- Hazard J. et Perlemuter L. (2000). Endocrinologie, Abrégé. Edition Masson, Paris: 363-375.
- Hermo L. et Robaire B. (2002). Epididymal cell types and their functions. In: Robaire B., Hinton B.T. The epididymis: From Molecules to Clinical Practice. Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York: 81-102.
- Hess R.A., Bunick D., Lee K.H., Bahr J., Taylor J.A., Korach K.S. et Lubahn D.B. (1997). A role for oestrogens in the male reproductive system. *Nat.* **39**: 509-512.
- Hess R.A. (2002). The efferent ductules: structure and functions. In: The Epididymis: From Molecules to Clinical Practice. Eds. Robaire B. et Hinton B.T. Kluwer Academic-Plenum Publishers, New-York: 49-80.
- Hess R.A., Zhou Q. et Nie R. (2002). The role of estrogens in the endocrine and paracrine regulation of the efferent ductules, epididymis and vas deferens. Eds. B Robaire and BT Hinton. Kluwer Academic-Plenum Publishers, New-York: 317-338.
- Hib J. (1974). The in vitro effects of oxytocin and vasopressin on spontaneous contractility of the mouse cauda epididymidis. *Biol. Reprod.* **11**: 436-439.
- Hib J. (1977). The 'in vivo' effects of oxytocin and vasopressin on spontaneous contractility of the rat epididymis. *Int. J. Fertil.* **22**: 63-64.
- Hinton B.T. et Keefer D.A. (1985). Binding of [3H] aldosterone to a single population of cells within the rat epididymis. *J. Steroid Biochem.* **23**: 231-233.
- Hinton B.T., Lan Z.J., Rudolph D.B., Labus J.C. et Lye R.J. (1998). Testicular regulation of epididymal gene expression. *J. Reprod. Fertil. Suppl.* **53**: 47-57.
- Hochereau De Reviers M.T.H. et Royere D. (1996). Anatomie fonctionnelle du testicule adulte in Drosdowsky M.A., Belaisch J. et Vermeulen A. (1996). Endocrinologie masculine. Edition Doin, Paris : 35-46.

Références bibliographiques

- Hoffer A.P., Hamilton D.W. et Fawcett D.W. (1973). The ultrastructure of the principal cells and intraepithelial leucocytes in the initial segment of the rat epididymis. *Anat. Rec.* **175**: 169-201.
- Holland M.K. et Orgebin-Crist M.C. (1988). Characterization and hormonal regulation of protein synthesis by murine epididymis. *Biol. Reprod.* **38**: 487-496.
- Holtz W. et Foote R.H. (1978). The Anatomy of the reproductive system in male Dutch Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) with special emphasis on the accessory sex glands. *J. Morph.* **58**: 1-20.
- Huang S.J., Leung A.Y., Fu W.O., Chung Y.W., Zhou T.S., Chan P.S. et Wong P.Y. (1992). Electrophysiological studies of anion secretion in cultured human epididymal cells. *J. Physiol.* **455**: 455-469.
- Huang S.J., Fu W.O., Chung Y.W., Zhou T.S. et Wong P.Y. (1993). Properties of cAMP-dependent and Ca (2+)-dependent whole cell Cl⁻ conductances in rat epididymal cells. *Am. J. Physiol.* **264**: 794-802.
- Huhtaniemi I. et Toppari J. (1996). Régulation hormonale de la spermatogenèse in Drosdowsky M.A., Belaisch J. et Vermeulen A. (1996). Endocrinologie masculine. Edition Doin, Paris : 63-74.

I

- Iczkowski K.A., Sun E.L. et Gondos B. (1991). Morphometric study of the prepubertal rabbit testis: germ cell numbers and seminiferous tubule dimensions. *Am. J. Anat.* **190**: 266–72.
- Ilio K.Y. et Hess R.A. (1994). Structure and function of the ductuli efferentes: a review. *Microsc. Res. Tech.* **29**: 432-467.
- Ishida H., Tashiro H., Watanabe M., Fuji T., Yoshida H. et Imamura K. (1990). Measurement of inhibin concentrations in men: study of changes after castration and comparison with androgen levels in testicular tissue, spermatic vein blood and peripheral venous blood. *J. Clin. Endocrinol. Metab.* **70**: 1019-22.

J

- Jabbour H.N., Clarke L.A., MacNeilly A.S., Edrey M. et Kelly P.A. (1998). Is prolactin a gonadotrophic hormone in red deer (*Cervus elaphus*)? Pattern of expression of the prolactin receptor gene in the testis and epididymis. *J. Mol. Endocrinol.* **20**: 175-182.
- Jardin A. et De Fourmestreaux N. (1984). In Mauvais-Jarvis P. médecine de la reproduction masculine. Ed. Flammarion Med. Sci. : 15-23.

Références bibliographiques

- Jenkins A.D., Lechene C.P. et Howards S.S. (1983). The effect of spironolactone on the elemental composition of the intraluminal fluids of the seminiferous tubules, rete testis and epididymis of the rat. *J. Urol.* **129**: 851-854.
- Johnson M.H et Everrit B.J. (2002). Reproduction. Edition De Boeck: 56-150.
- Johnston D.S., Jelinsky S.A., Bang H.J., Dicandoloro P., Wilson E., Kopf G.S. et Turner T.T. (2005). The mouse epididymal transcriptome: transcriptional profiling of segmental gene expression in the epididymis. *Biol. Reprod.* **73**: 404-413.
- Joly T. et Theau-clément M. (2000). Reproduction et physiologie de la reproduction. 7^{ème} Congrès mondial de cuniculture. A.S.F.C. 5 Décembre 2000 - Valencia "Ombres et Lumières" : 19-24.
- Jones R., Hamilton D.W. et Fawcett D.W. (1979). Morphology of the epithelium of the extratesticular rete testis, ductuli efferentes and ductus epididymidis of the adult male rabbit. *Am. J. Anat.* **156**: 373-400.
- Julie P.M., Arunakaran J., Malini T. et Balasubramanian K. (2003). The role of luteinizing hormone and prolactin in the regulation of insulin receptors in Leydig cells of the adult rat. *Endoc. Res.* **29 (3)**: 327-341.
- Junqueira L.C. et Carneiro J. (2007). Basic histology. 11th ed. Copyright © The Mc Grow hill companies.

K

- Karydis I. et Tolis. (1998). Orexis, anorexia, and thyrotropin-releasing hormone. *Thyroid* **8 (10)**: 947-50.
- Kasa I.W. et Thwaites C.J. (1992). Semen quality in bucks exposed to 34°C for 8h on either 1 or 5 days. *J. App. Rabbit Res.* **15**:500-568.
- Kay C.D. et Holub B.J. (2003). The postprandial effects of dietary antioxidants in humans. *Curr Atheroscler Rep*, **5**:452-458.
- Keck P.J., Hauser S.D., Krivi G., Sanzo K., Warren T., Feder J. et Connolly D.T. (1989). Vascular permeability factor, an endothelial cell mitogen related to PDGF. *Sci.* **246**:1309-1312.
- Kerr J.B. (1991). Ultrastructure of the seminiferous epithelium and intertubular tissue of the human testis. *J. Electron. Microsc. Tech.* **19**: 215-240.
- Khachigian L.M., Takuwa Y. et Collins T. (2000). Mechanisms of angiotensin II-induced platelet-derived growth factor gene expression. *Mol. Cell. Biochem.* **212**: 183-186.

Références bibliographiques

- Khalil M.H. (2002a). The Baladi rabbits (Egypt). *In rabbit genetic resources in Mediterranean countries. Options Méditerranéennes*, série B, CIHEAM, Zaragoza. **38**: 37-50.
- Khalil M.H. (2002b). The Giza White rabbits (Egypt). *In rabbit genetic resources in Mediterranean countries. Options Méditerranéennes*, série B, CIHEAM, Zaragoza. **38** : 23-36.
- Korpelainen E.I., Karkkainen M.J., Tenhunen A., Lakso M., Rauvala H., Vierula M., Parvinen M. et Alitalo K. (1998). Overexpression of VEGF in testis and epididymis causes infertility in transgenic mice: evidence for nonendothelial targets for VEGF. *J. Cell. Biol.* **143**: 1705-1712.
- Kumar P.N., Aruldas M.M. et Juneja S.C. (1996). Influence of hyperthyroidism induced at prepuberty on the epididymal lipids, number and motility of spermatozoa in rats. *Reprod. Fertil. Dev.* **8**: 373-378.
- Kumar T.R., Doreswamy K., Shrilatha B., Muralidhara. (2002). Oxidative stress associated DNA damage in testis of mice: induction of abnormal sperms and effects on fertility. *Mutation research. vol 513*: 103–111.

L

- Laborde P., Barkey R.J., Belair L., Remy J.J., Djiane J. et Salesse R. (1996). Onto-genesis of LH and FSH receptors in postnatal rabbit testes: age-dependent differential expression of long and short RNA transcripts. *J. Reprod. Fertil.* **108**: 25–30.
- Lavara R., Mocé E., Lavara F., Viudes de Castro M.P. et Vicente JS. (2005). Do parameters of seminal quality correlate with the results of on-farm inséminations in rabbits?. *Theriogenol.* **64**: 1130-1141.
- Lazzaroni C. (2002). The Carmgnola Grey Rabbit (Italy). *Options Méditerranéennes, série B « Etudes et Recherches »*. **38**: 145-150.
- Le Moigne A. et Foucrier J. (2009). Biologie du développement. 7ème Edition. DUNOD Inc.: 416p.
- Lebas F., Coudert P., Rouvier R. et De Rochambeau H. (1984). Le lapin : élevage et pathologie. F.A.O. éd. Rome : 298 p.
- Lebas F., Coudert P., De Rochambeau H. et Thébault R.G. (1996). Le lapin, élevage et pathologie (nouvelle édition révisée). FAO éditeur, Rome : 227p
- Lebas F. (2000). Physiologie générale du lapin *J.M. Rsale. Ebs., Mundi. prensa1* : 45-46.
- Lebas F. (2002). La biologie du lapin. <http://www.cuniculture.info/Docs/indexbiol.htm> (Dernier accès le 02/07/2007).
- Lebas F. (2004a). L'élevage du lapin en zone tropicale. *Cuni. Mag.* **31**: 3-10.

Références bibliographiques

- Lebas F. (2004b). Recommandations pour la composition d'aliments destinés à des lapins en production intensive. *Cuniculture Magazine*, **Vol 31** : 2.
- Lebas F. (2009). Biologie du lapin. Sous chapitre 7.2. reproduction du mâle. <http://www.cuniculture.info/docs/indexbiol.htm>. (accès 03/2009).
- Lebas F. (2010). Intérêt de l'insémination artificielle pour les élevages cunicoles en Algérie, Atelier de travail sur la création d'une souche synthétique, Baba Ali (Algérie) 14-15 juin 2010.
- Lebas F., Gacem M., Meftah I., Zerrouki N. et Bolet, G. (2010). Comparison of reproduction performances of a rabbit synthetic line and of rabbits of local populations in Algeria, in 2 breeding locations - First results.
- Leeson C.R. et Forman D.E. (1981). Postnatal development and differentiation of contractile cells within the rabbit testis. *J. Anat.* **132**: 491–511.
- Lejeune H., Jegou B., Carreau S. et Saez J.M. (1996). Régulation paracrine et autocrine des fonctions testiculaires in Drosdowsky M.A., Belaisch J., Vermeulen A. (1996). Endocrinologie masculine. Edition Doin, Paris : 75-101.
- Leung D.W., Cachianes G., Kuang W.J., Goeddel D.V. et Ferrara N. (1989). Vascular endothelial growth factor is a secreted angiogenic mitogen. *Sci.* **246**: 1306-1309.
- Leung A.Y.H. et Wong P.Y.D. (1994). The epididymis as a chloride secreting organ. *New. Physiol. Sci.* **9**: 31-35.
- Leung P.S., Chan H.C., Fu L.X.M., Zhou W.L. et Wong P.Y.D. (1997). Angiotensin II receptors, AT(1) and AT(2) in the rat epididymis. Immunocytochemical and electrophysiological studies. *Biochim. Biophys. Acta.* **1357**: 65-72.
- Leung P.S., Wong T.P. et Sernia C. (1999). Angiotensinogen expression by rat epididymis: evidence for an intrinsic angiotensin-generating system. *Mol. Cell. Endocrinol.* **155**:115-122.
- Leung P.S., Wong T.P., Lam S.Y., Chan H.C. et Wong P.Y. (2000). Testicular hormonal regulation of the renin-angiotensin system in the rat epididymis. *Lif. Sci.* **66**: 1317-1324.
- Levallet J., Bilinska B., Mittre H., Genissel C., Fresnel J. et Carreau S. (1998). Expression and immunolocalization of functional cytochrome P450 aromatase in mature rat testicular cells. *Biol. Reprod.* **58**: 919-926.
- Li L., Xu J.N., Wong Y.H., Wong J.T., Pang S.F. et Shiu S.Y. (1998). Molecular and cellular analyses of melatonin receptor-mediated cAMP signaling in rat corpus epididymis. *J. Pineal. Res.* **25**: 219-228.
- Li L., Wong J.T., Pang S.F. et Shiu S.Y. (1999). Melatonin-induced stimulation of rat corpus epididymal epithelial cell proliferation. *Lif. Sci.* **65**: 1067-1076.

Références bibliographiques

- Li Y., Putnam-Lawson C.A., Knapp-Hoch H., Friel P.J., Mitchell D., Hively R. et Griswold M.D. (2005). Immunolocalization and regulation of Cystatin 12 in mouse testis and epididymis. *Biol. Reprod.* **73**: 872-880.
- López M. et Sierra I. (2002). The Gigante de España Breed (Spain). *Options Méditerranéennes, Series B*, **38**: 213-220.
- Lukefahr S.D. et Cheeke P.R. (1990a). Rabbit project planning strategies for developing countries (1) Practical considerations. *Lives. Res. for Rural Develop.*
<http://www.cipav.org.co/lrrd/lrrd2/3/cheeke1.htm>
- Lukefahr S.D. cheeke P.R. (1990b). Rabbit project planning strategies for developing countries (2): Research applications. *Lives. Res. for Rural Develop.* **(2)2**. consulté : mars 2006.
<http://www.cipav.org.co/lrrd/lrrd2/3/cheeke2.htm>.
- Lunstra D.D. et Cundiff L.V. (2003). Growth and pubertal development in Brahman-, Boran-, Tuli-, Belgian Blue-, Hereford- and Angus-sired F1 bulls. *J. Anim. Sci.* **81 (6)**: 1414-1426.
- Luzi F., Meartens L., Mijten P. et Pizzi F. (1996). Effect of feeding level and dietary protein content on libido and semen characteristics of bucks. *6th world Rabbit Congress*. Toulouse (France).

M

- Mac Farlane J.R., Foulds L.M, Pisciotta A., Robertson D.M. et De Kretser D.M. (1996). Measurement of activin in biological fluids by radioimmunoassay, utilizing dissociating agents to remove the interference of follistatin. *Eur. J. Endocrinol.* **134**: 481-9.
- Macari M. et Machado C.R. (1978). Sexual maturity in rabbits defined by the physical and chemical characteristics of semen. *Labo. Anim.* **12**: 37-39.
- Macedo A.P. et Miguel O. (1986). Puberty in New Zealand White rabbits. *Rev. de Fac. de Medic. Vet. Zoot. Univer. Of Sao Paulo.* **23(1)**: 55-67.
- Mandal D.K., Singh K. et Tyagi S. (2004). Age related changes in body size and gonadal development of growing Frieswal bulls. *Indian J. Anim. Sci.* **74 (1)**: 31-34.
- Mann T. et Parsons U. (1950) Studies on the metabolism of semen. 6. Role of hormones. Effect of castration, hypophysectomy and diabetes. Relation between blood glucose and seminal fructose. *Biochem. J.* **46**:440.
- Manna P.R., Chandrala S.P., King S.R., Jo Y., Counis R., Huhtaniemi I.T. et Stocco D.M. (2006) - Molecular Mechanisms of Insulin-like Growth Factor-I Mediated Regulation of the

Références bibliographiques

- Steroidogenic Acute Regulatory Protein in Mouse Leydig Cells. *Mol. Endocrinol.* **20 (2)**: 362-378.
- Marai I.F.M., Habeeb A.A.M., Daader A.H. et Yousef H.M. (1995). Effect of Egyptian subtropical conditions and the heat stress alleviation techniques of water spray and diaphoretics on the growth and physiological functions of Friesian calves. *J. Arid Environ.* **30**:219–225.
 - Marai I.F.M. et Habeeb A.A.M (1998). Adaptation of Bos taurus cattle under hot climate conditions. *Annals of Arid Zone* 37, 253–281.
 - Marai I.F.M., Habeeb A.A.M. et Gad A.E. (2002). Rabbits, productive, reproductive and physiological performance traits as affected by heat stress: a review. *Lives. Prod. Sci.* **78**: 71-90.
 - Maran R.R., Arunakaran J. et Aruldas M.M. (2000). T3 directly stimulates basal and modulates LH induced testosterone and oestradiol production by rat Leydig cells in vitro. *End. Journal.* **47(4)**: 417-428.
 - Marieb N.E. (2006). Anatomie et physiologie humaines. 6ème ed. nouveau pédagogique : 1096p.
 - Martinez-Garcia F., Regadera J., Cobo P., Palacios J., Paniagua R. et Nistal M. (1995). The apical mitochondria-rich cells of the mammalian epididymis. *Andr.* **27**: 195-206.
 - Martoja R. et Martoja M. (1967). Initiation aux techniques de l'histologie animale. Eds Masson et cie, Paris : 343.
 - Matzuk M.M., Kumar T.R. et Bradley A. (1995). Different phenotypes for mice deficient in either activins or activin receptor type II. *Nature* **374**: 356-360.
 - Melin P. (1970). Effects in vivo of neurohypophysial hormones on the contractile activity of accessory sex organs in male rabbits. *J. Reprod. Fertil.* **22**: 283-292.
 - Mercier-Bodard C., Alfsen A. et Baulieu E.E. (1970). Sex steroid binding plasma protein (SBP). *Act. Endocrinol. Suppl. (Copenh)* **147**: 204-224.
 - Meshreky Z.S., Arafa M.M. et Abo-Warda M.A. (2005). Evaluation of male capabilities in V-line, Baladi Red Rabbits and their cross under the Egyptian environmental conditions. *In Proc.: 2nd Sci. Conf. Anim. Prod. Res. Inst., Egypt, Sep.*: 681-693.
 - Micol D., Robelin J. et Geay Y. (1993). Composition corporelle et caractéristiques biologiques des muscle chez les bovins en croissance et à l'engrais. *INRA Production Animale.* **Vol. 6 (1)**: 61-69.
 - Mocé E., Aroca M., Lavara R. et Pascual J.J. (2000). Effect of reproductive rythm on seminal parameters from a rabbit line with high growth rate. *7th World Rabbit Congress*, Valencia (Spain).

Références bibliographiques

- Mocé E., Lavara R. et Vicente J.S. (2005). Influence of the Donor Male on the Fertility of Frozen-Thawed Rabbit Sperm after Artificial Insemination of Females of Different Genotypes. *Reprod. Dom. Anim.* **40**: 516-521.
- Mocé E. et Graham J.K. (2008). In vitro evaluation of sperm quality. *Aanim. Reorod. Sci.* **105**: 104-118.
- Moore H.P. et Kelly R.B. (1985). Secretory protein targeting in a pituitary cell line: differential transport of foreign secretory proteins to distinct secretory pathways. *J. Cell. Biol.* **101**: 1773-1781.
- Morrell J.M. (1995). Artificial insemination in rabbits. *Br. Vet. J.* **151(5)**: 477-88.
- Muller Y. et Clos J. (1997). La reproduction (Gonades, gamètes et fécondation). Edition Nathan, Paris: 9-31.

N

- Nabi I., Zerrouki N., Lakabi L. (2011). Caractérisation du lapin mâle de la population blanche élevé dans la région de Zizi-Ouzou (Algérie) : étude de la caractéristiques de la semence « premiers résultats ». 22ème Forum des Sciences Biologiques de L'Association Tunisienne des Sciences Biologiques (ATSB).
- Nabi I. (2012). Etude des performances de reproduction chez le lapin local de population blanche: Contribution à l'essai de l'insémination artificielle dans un élevage rationnel (Région de Tizi-ouzou). Thèse de Magistère en science vétérinaire, option élevage, pathologie et industrie des animaux de basse-cour : 95p.
- Nafa et Eshre. (2002). Manual on basic semen analysis. Revised to comply with the 1999 edition of the WHO Laboratory manual. NAFA: Nordic Association For Andrology (www.nafa.nu) ; ESHTe: European Society of Human Reproduction and Embryology (www.eshre.eu).
- Naz R.K., Joseph A., Lee Y., Ahmad K. et Bhargava M.M. (1994). Expression of scatter factor/hepatocyte growth factor is regionally correlated with the initiation of sperm motility in murine male genital tract: is scatter factor/hepatocyte growth factor involved in initiation of sperm motility?. *Mol. Reprod. Dev.* **38**: 431-439
- Nicholson H.D., Guldenaar S.E., Boer G.J. et Pickering B.T. (1991). Testicular oxytocin: effects of intratesticular oxytocin in the rat. *J. Endo.* **130**: 231-238.
- Nicholson H.D. et Jenkin L. (1994). 5 alpha-réductase activity is increased by oxytocin in the rat testis. In Barke A (ed.) Function of Somatic cells in the Testis. Springer Verlag, New York: 278-285.

Références bibliographiques

- Niemi M. et Kormano M. (1965). Contractility of the Seminiferous Tubule of the Postnatal Rat Testis and Its Response to Oxytocin. *Ann. Med. Exp. Biol. Fenn.* **43**: 40-42.
- Nizza N., Di Meo C. et Taranto S. (2000a). Influence of dietary protein content on libido and semen characteristics bucks. *7th World Rabbit Congress*. Valencia (Spain).
- Nizza N., Di Meo C. et Taranto S. (2000b). Effect of lysine and methionine on libido and semen characteristics of bucks. *Worl. Rabbit Sci.* **8**: 181-184.

O

- O'Bryan M.K., Schlatt S., Philips D.J., Kretser D.M. et Hedger M.P. (2000). Bacterial lipopolysaccharides-induced inflammation compromises testicular function at multiple levels in vivo. *Endocrinol.* **141**: 238-246.
- Olson G.E. et Hinton B.T. (1985). Regional differences in luminal fluid polypeptides of the rat testis and epididymis revealed by two-dimensional gel electrophoresis. *J. Androl.* **6**: 20-34.
- Olson G.E., Nagdas S.K. et Winfrey V.P. (2002). Structural differentiation of spermatozoa during post-testicular maturation. In *The Epididymis: From Mol. to Clin. Pract.*: 371-388. Eds. Robaire B. et Hinton B.T. *Kluwer Academic-Plenum Publishers*, New-York.
- Orgebin-Crist M.C. (1967). Sperm maturation in rabbit epididymis. *Nat.* **216**: 816-818.
- Orgebin-Crist M.C. (1968). Gonadal and epididymal sperm in the rabbit: estimation of the daily sperm production. *J. Reprod. Fert.* **15**: 25.
- Othmani-Mecif K. et Benazzoug Y. (2005). Caractérisation de certains paramètres biochimiques plasmatiques et histologiques (tractus génital femelle) chez la population locale de lapin (*Oryctolagus cuniculus*) non gestante et au cours de la gestation. *Sci. et techno. C-N°23* : 91-96.
- Ouhayoun J. (1976). Etude comparative de races différentes par le poids adulte. Thèse de Doctorat. Université Montpellier.

P

- Panella F. et Castellini C. (1990). Fattori ambientali e genitici che influiscono sulle caratteristiche del seme di coniglio. *Riv. Di. Coniglicolt.* **27(8)**: 39-41.
- Pant H.C., Sharma R.K., Patel S.H., Shukla H.R., Mittal A.K., Kasiraj R., Misra A.K. et Prabhakar J.H. (2003). Testicular development and its relationship to semen production in Murrah buffalo bulls. *Theriogenol.* **60 (1)**: 27-34.

Références bibliographiques

- Pariset C.C., Feinberg J.M., Dacheux J.L. et Weinman S.J. (1985). Changes in calmodulin level and cAMP dependent protein kinase activity during epididymal maturation of ram spermatozoa. *J. Reprod. Fertil.* **74**:105-112
- Parlevliet J.M., Pearl C.A., Hess M.F., Famula T.R. et Roser J.F. (2006). Immunolocalization of estrogen and androgen receptors and steroid concentrations in the stallion epididymis. *Theriogenol.* **66**:755-765.
- Payne A.H., Kelch R.P., Musich S.S. et Halpern M.E. (1976). Intratesticular site of aromatization in the human. *J. Clin. Endocrinol. Metab.* **42**:1081-1087.
- Pearce P.T., Lipkevicius O.R. et Funder J.W. (1986). High affinity (type 1) aldosterone-binding sites in rat epididymis. *Endocrinol.* **118**: 2072-2075.
- Pearl C.A., Berger T. et Roser J.F. (2006). Estrogen and androgen receptor expression in relation to steroid concentrations in the adult boar epididymis. *Domes. Anim. Endocrinol.* oi: 10.1016/J.domaniend. 2006.09.003
- Peri A., Fantoni G., Granchi S., Vannelli G.B., Barni T., Amerini S., Pupilli C., Barbagli G., Forti G., Serio M. et Maggi M. (1997). Gene expression of endothelin-1, endothelin-converting enzyme-1, and endothelin receptors in human epididymis. *J. Clin. Endocrinol. Metab.* **82**: 3797-3806.
- Perlemuter L. et Thomas J.L. (2003). Endocrinologie. Edition Masson, Paris: 36-38, 359-376.
- Piles M., Gianola D., Varona L. et Blasco A. (2003). Bayesian inference about parameters of a longitudinal trajectory when selection operates on a correlated trait. *J. Anim. Sci.* **81**:2714-24.
- Pollanen P. et Cooper T.G. (1994). Immunology of the testicular excurrent ducts. *J. Reprod. Immunol.* **26**: 167-216.
- Posière S.C.G.J. (2002). Récolte de la semence de chat (Felis catus) par électro-éjaculation et par dissection de l'épididyme (comparaison des méthodes, essai de cryoconservation avec un dilueur canin). Thèse de Doctorat Vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort : 95p.
- Prud'hon M. (1973). La reproduction des lapins. *Cours polycopié* : 25p.

Q

- Quiles A. et Havia M.L. (2000). Bases fisiológicas de la reproducción en cunicultura. *Rev. Agropec.* **814**: 270-273.

R

- Ramos A.S., JR., et Dym, M. (1977). Fine structure of the monkey epididymis. *Am. J. Anat.* **149**: 501-531.
- Reddy M.M., Mahipal S.V.K., Subhashini J., Reddy M.C., Roy K.R., Reddy G.V., Reddy P.R.K. et Reddana P. (2006). Bacterial lipopolysaccharide-induced oxidative stress in the impairment of steroidogenesis and spermatogenesis in rats. *Reprod. Toxicol.* **22**: 493-500.
- Regisford E.G.C et Katz L.S. (1993). Effects of bromocriptine induced hypoprolactinemia on gonadotrophin secretion and testicular function in rams (*Ovis aries*) during two seasons. *J. Reprod. Fertil.* **99**: 529-537.
- Riar S.S., Setty B.S. et Kar A.B. (1973). Studies on the physiology and biochemistry of mammalian epididymis: biochemical composition of epididymis. A comparative study. *Fertil. Steril.* **24**: 355-363.
- Ricken A.M. et Viebahn C. (2002). Stage-specific expression of the mitochondrial germ cell epitope PG2 during postnatal differentiation of rabbit germ cells. *Biol. Reprod.* **67**:196–203.
- Robaire B. et Hermo L. (1988). Efferent ducts, epididymis, and vas deferens: structure, functions, and their regulation. In *The Physiology of Reproduction*: 999-1080 Eds Knobil E. et Neill J. Rav. Pres. New-York.
- Robaire B. et Viger RS. (1995). Regulation of epididymal epithelial cell functions. *Biol. Reprod.* **52**: 226-236.
- Robaire B., Syntin P. et Jervis K. (2000). The coming of age of the epididymis. In *Testis, Epididymis and Technologies in the year 2000*: 229-262 Eds Jegou B., Pineau C. et Saez J. Springer-Verlag, New-York.
- Robaire B., Jervis K.M. et Ezer N. (2003). Cell Dynamics and Cell Death in the Epididymal Epithelium. In: *Third International Conference on the Epididymis*: 35-49, Hinton B.T. et Turner T.T. eds. 2003, *The Van Doren Company, Charlottesville, Virginia, USA*.
- Robaire B., Hinton B.T. et Orgebin-Crist M.C. (2006). The epididymis. In: Neill J.D. (ed.) *Physiol. of Reprod.* **Third**. Edition. New York: Elsevier: 1071-1148.
- Roca T., Casas J. et De Garcia J. (1993). Efecto de los factores ambientales sobre las characteristics del semen de conejo. *Bol. Cunicul.* **70**: 4.
- Roca J., Martinez S., Vazquez J.M., Lucas X. et Martinez E. (2000). Viability and fertility of rabbit spermatozoa diluted in Trisbuffer extenders and stored at 15 8C. *Anim. Reprod. Sci.* **64**: 103– 112.

Références bibliographiques

- Roca J., Martinez S., Orengo J., Parrilla I., Vazquez J.M. et Martinez E.A. (2005). Influence of constant long day on ejaculate parameters of rabbits reared under natural environment condition of Mediterranean area. *Lives. Produc. Sci.* **94**: 167-177.
- Rodríguez-De Lara R., Fallas-López M., Rangel-Santos R., Mariscal-Aguayo V., Martínez-Hernández P.A. et García Muñiz J.G. (2008). Influence of doe exposure and season on reaction time and semen quality of male rabbits. *9th World Rabbit Congress* – June 10-13, – Verona – Italy: 443-448.

S

- Sabbagh M. (1983). Etude de la sexualité et de la reproduction du lapin domestique *Oryctolagus cuniculus* à des températures élevées en corrélation avec la régulation thermique, le comportement alimentaire et le fonctionnement thyroïdien et surrénalien en période d'adaptation au stress thermique. *Thèse de Doctorat Vétérinaire*, Université de DAKAR, Ecole inter-états des Sciences et Vétérinaires : 113p.
- Safaa H.M., Emarah M.E. et Saleh N.F.A. (2008). Seasonal effects on semen quality in black baladi and white new zealand rabbit bucks. *Worl. Rab. Sci.* **16**: 13-20
- Salhab S.A., Zarkawi M., Wardeh M.F., Al-Masri M.R. et Kassem R. (2001). Development of testicular dimensions and size, and their relationship to age, body weight and parental size in growing ram lambs. *Small Ruminant Res.* **40**: 187-191.
- Schinckel A., Johnson R.K., Pumfrey R.A. et Zimmerman D.R. (1983). Testicular growth in boars of different genetic lines and its relationship to reproductive-performance. *J. Anim. Sci.* **56**(5):1065–76.
- Schultz R., Isola J., Parvinen M., Honkaniemi J., Wikstrom A.C., Gustafsson J.A. et Peltto-Huikko M. (1993). Localization of the glucocorticoid receptor in testis and accessory sexual organs of male rat. *Mol. Cell. Endocrinol.* **95**: 115-120.
- Seiler P., Cooper T.G. et Nieschlag E. (2000). Sperm number and condition affect the number of basal cells and their expression of macrophage antigen in the murine epididymis. *Int. J. Androl.* **23**: 65-76.
- Serre V. et Robaire B. (1999). Distribution of immune cells in the epididymis of the aging Brown Norway rat is segment-specific and related to the luminal content. *Biol. Reprod.* **61**: 705-714.
- Setchell B.P. (1989). Male reproductive organs and semen. In: *Reproduction in domestic animals*. Fifth edition (Edit. Cole H.H. et Cupps, P.T) Academic Press Inc.: 229-256
- Setorki M., Asgary S., Eidi A., Haerirohani A. et KHazaei M. (2010). Acute effects of vinegar intake on some biochemical risk factors of atherosclerosis in hypercholesterolemic rabbits. *Lipids*

Références bibliographiques

in Health and Disease. 9:10.

- Shayu D., Kesava C.C., Soundarajan R. et Rao A.J. (2005). Effects of ICI 182780 on estrogen receptor expression, fluid absorption and sperm motility in the epididymis of the bonnet monkey. *Reprod. Biol. Endocrinol. 3*: 10.
- Sherwood L. (2006). Physiologie Humaine. 2^{ème} Edition ; de Boeck Université (Bruxelles) : 529-595.
- Shiu S.Y., Chow P.H., Yu Z.H., Tang F. et Pang S.F. (1996). Autoradiographic distribution and physiological regulation of 2-[125I] iodomelatonin binding in rat epididymis. *Lif. Sci. 59*: 1165-1174.
- Shiu S.Y., Li L., Siu S.W., Xi S.C., Fong S.W. et Pang S.F. (2000). Biological basis and possible physiological implications of melatonin receptor-mediated signaling in the rat epididymis. *Biol. Signal. Recept. 9*: 172-187.
- Shum W.W., Ruan Y.C., Da Silva N. et al. (2011). Establishment of cell-cell cross talk in the epididymis: control of luminal acidification. *J. Androl. 32*: 576-586.
- Siffroi J.P. (2001). L'appareil génital masculin [en ligne]. *Service d'Histologie, Biologie de la Reproduction et Cytogénétique Hôpital Teno*: 1-45.
- Skinner J.D. (1967) Puberty in the male rabbit (Brief communication). *J. Reprod. Fert. 14*: 151-154.
- Soranzo L., Dadoune J.P. et Fain-Maurel M.A. (1982). Segmentation of the epididymal duct in mouse: an ultrastructural study. *Reprod. Nutr. Dev. 22*: 999-1012.
- Steinberg E. (1974). In: Grumbach M.M., Grave G.D. et Mayer, F.E. (Eds.), Maturation of Male Germinal Epithelium. Control of the Onset of Puberty. Hohn Wiley & Son, New York: 386–391.
- Studdard P.W., Stein J.L. et Cosentino M.J. (2002). The effects of oxytocin and arginine vasopressin in vitro on epididymal contractility in the rat. *Int. J. Androl. 25*: 65-71.
- Sullivan R., Frenette G. et Legare C. (2005). Sécrétions apocrines et glandes annexes. *Endrol. 15 (1)* : 35-40.
- Suvanto O. et Kormano M. (1970). The relation between in vitro contractions of the rat seminiferous tubules and the cyclic stage of the seminiferous epithelium. *J. Reprod. Fertil. 21*: 227-232.
- Syntin P., Dacheux J.L. et Dacheux F. (1999). Postnatal development and regulation of proteins secreted in the boar epididymis. *Biol. Reprod. 61*:1622-1635.

T

- Takano H. (1980). Qualitative and quantitative histology and histogenesis of the mouse epididymis, with special emphasis on the regional difference (author's transl). *Kaibog. Zass.* **55**: 573-587.
- Takase M., Tsutsui K. et Kawashima S. (1990). Effects of prolactin and bromocriptine on the regulation of testicular luteinising hormone receptors in mice. *J. Exper. Zool.* **256**: 200-209.
- Tash J.S. et Bracho G.E. (1998). Identification of phosphoproteins coupled to initiation of motility in live epididymal mouse sperm. *Biochem. Biophys. Res. Commun.* **251**: 557-563.
- Tegegne A., Entwistle K.W. et Mukasamugerwa E. (1991). A quantitative histological study of testicular and epididymal development in boran and boran-x Friesian bulls in Ethiopia. *Theriogenol.* **35 (5)**: 991-1000.
- Theau-Clément. (1994). Etude de quelques facteurs de variation de la fertilité des femelles et de la production de semence des mâles, pour le développement de l'insémination artificielle chez le lapin : *Oryctolagus cuniculus*. Thèse d'ingénieur, école nationale supérieure agronomique de Toulouse.
- Theau-Clement M., Michel N., Esparbie J. et Bolet G. (1995). Effects of artificial photoperiods on sexual behaviour and sperm output in the rabbit. *Anim. Sci.* **60**: 143-9.
- Theau-clément M., Delhomme G., Valteau C., Rideud P., Falières J. et Mercier P. (2003a). Influence du nombre de spermatozoïdes inséminés sur les performances de reproduction des lapines en fonction de leur état physiologique. 10^{ème} journée de la recherche cunicole. 19-20 Novembre 2003, Paris.
- Theau-Clément M., Brun J.M., Sabbiont., Castellini C., RENieri T., Besenfelder U., FAliares J., Esparbie J. et Saleil G. (2003b). comparaison de la production spermatique de trois souche de lapins/ moyenne et variabilités. 10^{ème} journée de la recherche cunicole. Novembre 19-20. Paris.
- Theau-Clément M., Sanchez A., Duzert R., Saleil G. et Brun JM. (2009). Etude de facteurs de variation de production spermatique chez le lapin. 13^{ème} journée de la recherche cunicole, 17-18 novembre 2009, le Mans, France.
- Thibault C. et Levasseur M.C. (2001). La reproduction chez les mammifères et l'homme. Nouvelle édition, éd. Ellipses (Paris): 928p.
- Tulsiani D.R. (2006). Glycan-modifying enzymes in luminal fluid of the mammalian epididymis: An overview of their potential role in sperm maturation. *Mol. Cell. Endocrinol.* **250**: 58-65.

Références bibliographiques

- Turner T.T. (1991). Spermatozoa are exposed to a complex microenvironment as they traverse the epididymis. *Ann. N. Y. Acad. Sci.* **637**: 364-383.
- Turner T.T. et Cesarini D.M. (1983). The ability of the rat epididymis to concentrate spermatozoa. Responsiveness to aldosterone. *J. Androl.* **4**: 197-202.

U

- Usselman M.C. et Cone R.A. (1983). Rat sperm are mechanically immobilized in the caudal epididymis by “immobilin,” a high molecular weight glycoprotein. *Biol. Reprod.* **29**: 1241-1253.

V

- Vacheret N. (1999). Histologie fonctionnelle des organes [en ligne]. Faculté de Médecine. Laennec. -Université Claude Bernard - Lyon 1 France : 1-4.
- Vaissaire J.P. (1977). Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire. Edition Maloine S.A.
- Vaissaire J.P. (1995) Lapin et rongeurs : normes physiologiques, hématologiques et biochimiques, alimentation, In : Pathologie du lapin et des rongeurs domestiques, deuxième édition, Ed. Chaire de pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour, Maison-Alfort : 21-35.
- Van der Molen H.J., Brinkmann A.O., De Jong F.H. et Rommerts F.F. (1981). Testicular oestrogens. *J. Endocrinol.* **89**: 33-46.
- Veri J. P., Hermo L. et Robaire B. (1993). Immunocytochemical localization of the Yf subunit of glutathione S-transferase P shows regional variation in the staining of epithelial cells of the testis, efferent ducts, and epididymis of the male rat. *J. Androl.* **14**: 23-44.
- Vermeulen A. (1996). Physiologie de l'axe hypothalamo-hypophyso-testiculaire chez l'homme in Drosdowsky M.A., Belaisch J. et Vermeulen A. (1996). Endocrinologie masculine. Edition Doin, Paris: 47-61.
- Vernet P., Rigaudière N., Ghyselinck N., Dufaure J.P. et Drevet J.R. (1996). In vitro expression of a mouse tissue specific glutathione-peroxidase-like protein lacking the selenocysteine can protect stably transfected mammalian cells against oxidative damage. *Biochem. Cell. Biol.* **74**:125-131.

Références bibliographiques

- Vernet P., Rock E., Mazur A., Rayssiguier Y., Dufaure J.P. et Drevet J.R. (1999). Selenium-independent epididymis-restricted glutathione peroxidase 5 protein (GPX5) can back up failing Se-dependent GPXs in mice subjected to selenium deficiency. *Mol. Reprod. Dev.* **54**: 362-370.
- Vernon R.B., Muller C.H. et Eddy E.M. (1987). Further characterization of a secreted epididymal glycoprotein in mice that binds to sperm tails. *J. Androl.* **8**: 123-128.
- Vézinhét A. (1968). Effet de l'hypophysectomie sur la croissance pondérale du Lapin. C. R. Acad. Sci., Paris, 266, 83z-z345r.
- Vicente J.S., Viudes De Castro M.P., Lavara R. et Lavara F. (2000). Effect of male line on prolificacy from does insemination with low sperm doses. *7th world Rabbit Congress*, 4-7 juillet, Valencia. Spain.
- Viguera-Villasenor R.M., Montelongo-Solís P., Chávez-Saldana M.D., Gutiérrez-Pérez O., Arteaga-Silva M. et Rojas-Castaneda J.C. (2013). Postnatal testicular development in the Chinchilla rabbit. *Acta Histochemica* : 9.
- Villagran C., Navarro J. et Fuentes V.O. (2003). Sexual exhaustion in White New Zealand male rabbits of different ages. *Anim. Repro. Sci.* **76**: 251-255.
- Virage G.Y., Mézes M., Bersényi A. (1992). Effect of independent factors on semen characteristics in rabbit. *J. Appl. Rabbit Res.* **15**: 499-504.

W

- Walter M.R., Martinet L., Moret B. et Thibault C. (1968). Régulation photopériodique de l'activité sexuelle chez le lapin mâle et femelle. *Arch. d'anat. d'histo. et d'embryo.* **51** :773-780.
- Webster A.J.F. (1976). Effects of cold on energy metabolism of sheep: 218-226. In H.D. Johnson H.D. *Prog. in animal biometeor.* **Vol. 1, Part. 1**. Swets and Zeitlinger, Amsterdam.
- Welsh M., Saunders P.T., Atanassova N., Sharpe R.M. et Smith L.B. (2009). Androgen action via testicular peritubular myoid cells is essential for male fertility. *FASEB J.* **23**: 4218-30.
- Wong P.Y. et Uchendu C.N. (1990). The role of angiotensin-converting enzyme in the rat epididymis. *J. Endocrinol.* **125**: 457-465.
- Wong P.Y. et Uchendu C.N. (1991). Studies on the renin-angiotensin system in primary monolayer cell cultures of the rat epididymis. *J. Endocrinol.* **131**:287-93.
- Wong P.Y.D., Chan H.C., Leung P.S., Chung Y.W., Wong Y.L., Lee W.M., Ng V. et Dun N.J. (1999). Regulation of anion secretion by cyclooxygenase and prostanoids in cultured rat epididymal epithelia. *J. Physiol.* **514**: 809-820.

Références bibliographiques

- Wong P.Y.D., Gong X.D., Leung G.P.H. et Cheuk B.L. (2001). Formation of the epididymal fluid environment. *The Epididymis: From Molecules to Clinical Practice*. Robaire B. et Hinton B. editors. Kluwer Plenum Press, New York: 119-130.
- Wrobel K.H. (1990). Male reproduction system. In: *Textbook of Veterinary Histology*, 2^{ème} Ed: 226-243.

Y

- Yanagimachi R. (1994). *Mammals Fertilization*, 2nd ed. Raven Press, New York, NY, USA.
- Yasser A.A., Mahmoud M.A.E. et Gamal K.M.A. (2012). Histological and histomorphometric changes of rabbit testis during postnatal development. *Res. J. Vet. Sci.* **5(2)**: 42-50.
- Young L.G., Gould K.G. et Hinton B.T. (1987). Changes in binding of a 27- kilodalton chimpanzee cauda epididymal protein glycoprotein component to chimpanzee sperm. *Gam. Res.* **18**:163-178.
- Yu L.C. et Chen Y.H. (1993). The developmental profile of lactoferrin in mouse epididymis. *J. Biochem.* **296**: 107-111.

Z

- Zeheb R. et Orr G.A. (1984). Characterization of a maturation-associated glycoprotein on the plasma membrane of rat caudal epididymal sperm. *J. Biol. Chem.* **259**: 839-848.
- Zerrouki N., Kadi S.A., Berchiche M. et Bolet G. (2005). Evaluation de la productivité des lapines d'une population locale algérienne, en station expérimentale et dans des élevages. *11ème Journée de la Recherche Cunicole*, Paris, France: 11- 14.
- Zerrouki N. (2006). Caractérisation d'une population locale de lapin en Algérie : évaluation des performances de reproduction des lapines en élevage rationnel. Thèse Doctorat, Université de Tizi Ouzou (Algérie) : 131pp.
- Zerrouki N. (2007). Characterisation of a kabylia population of rabbits in algeria: birth to weaning growth performance. *World Rabbit Sci.* **2007. 15**: 111 - 114
- Zerrouki N., Kadi S.A., Labas G., Bolet G. (2007). Productivité des lapines d'une souche blanche de la région de Tizi-Ouzou en Algérie. *12^{ème} journée de la recherche cunicole*. 27-28 Novembre 2007, Lemans, France. 141-144.
- Zerrouki N., Lebas F., Gacem M., Meftah I. et Bolet G. (2014). Reproduction performances of a synthetic rabbit line and rabbits of local populations in Algeria, in 2 breeding locations. *World Rabbit Sci.* **22** : 269-278.

Références bibliographiques

- Zhang C., Yeh S., Chen Y.T., Wu C.C., Chuang K.H., Lin H.Y., Wang R.S., Chang Y.J., Mendis-Handagama C., Hu L., Lardy H. et Chang C. (2006) ; Oligo-zoospermia with normal fertility in male mice lacking the androgen receptor in testis peritubularmyoid cells. *Proc. Natl. Acad. Sci USA*. **103**: 17718–23.
- Zhao W., Leung P.Y., Chew S.B., Chan H.C. et Wong P.Y. (1996). Localization and distribution of angiotensin II in the rat epididymis. *J. Endocrinol.* **149**: 217-222.
- Zhou Q., Nie R., Prins G.S., Saunders P.T., Katzenellenbogen B.S. et Hess R.A. (2002). Localization of androgen and estrogen receptors in adult male mouse reproductive tract. *J. Androl.* **23**: 870-81.
- Zhu L.J., Hardy M.P., Inigo I.V., Huhtaniemi I., Bardin C.W. et Young A.J.M. (2000). Effects of androgen on androgen receptor expression in rat testicular and epididymal cells: A quantitative immunohistochemical study. *Biol. Reprod.* **63**: 368-376.

Annexes

Annexe 1 : Station d'élevage de Djebila



Figure 1 : Vue aérienne de la localisation de la station d'élevage DJEBILA (www.Gmaps.com)

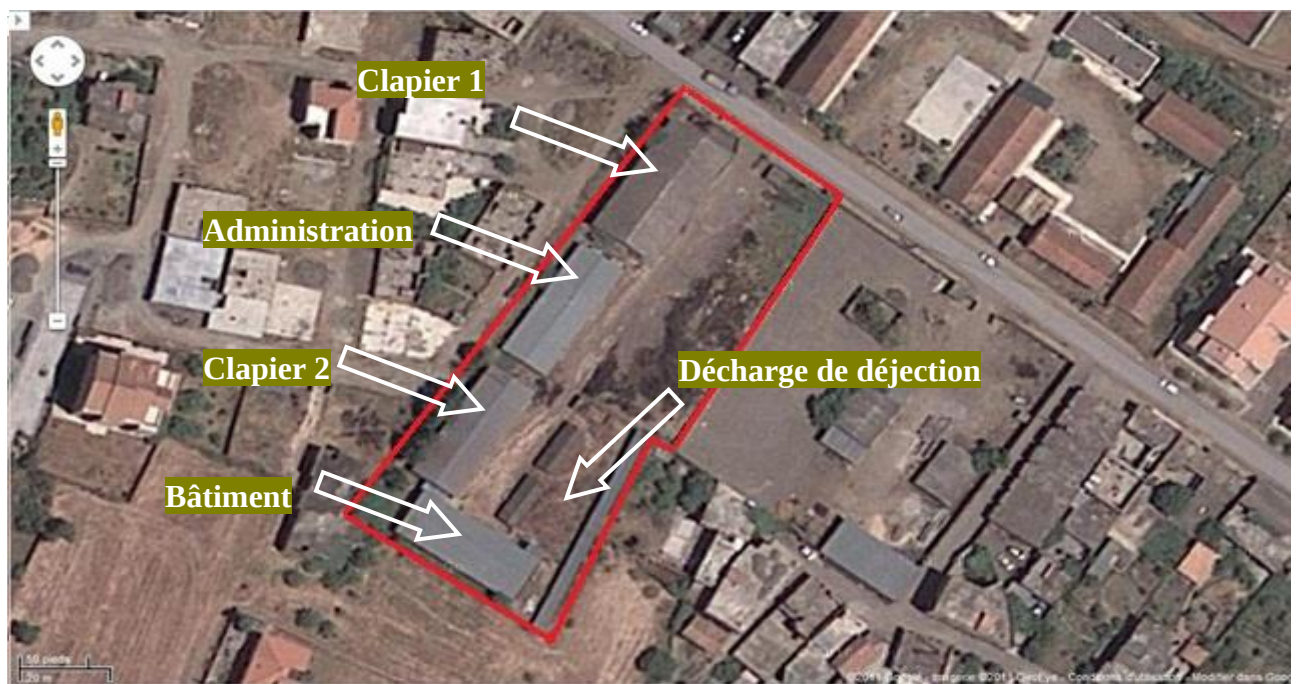


Figure 2 : Vue aérienne de la station d'élevage DJEBILA (www.Gmaps.com)

Annexe 02 : Photographies représentant les différentes infrastructures de la station de Djebba (Originale, 2011)



Annexe 3 : Données météorologiques mensuelles de la station de Tizi-Ouzou durant la période allant de 2009 à 2015

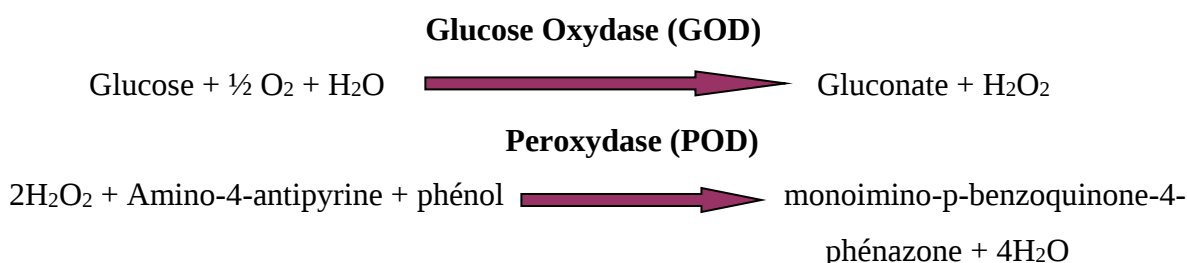
Moyenne mensuelle des températures moyennes (en °C)								
	2009	2010	2011	2012	2013	2014	2015	moyenne
Janvier	10,8	11,4	10,6	9,9	10,8	12,3	9,9	10,8
Février	10,4	12,8	10,3	6,5	9,3	12,8	9,8	10,3
Mars	12,7	13,7	13,4	13,3	14,3	12,3	13,1	13,3
Avril	14,0	16,4	17,5	15,3	15,8	17,5	17,3	16,2
Mai	20,8	17,6	19,7	19,9	17,5	19,2	21,4	19,5
Juin	25,3	22,6	23,2	26,4	22,0	23,7	24,7	24,0
Juillet	29,5	27,7	27,5	27,8	26,7	27,1	29,7	28,0
Aout	28,0	27,2	28,5	30,3	26,9	28,0	28,8	28,2
Septembre	22,9	23,6	24,8	24,4	24,1	26,6	24,4	24,4
Octobre	19,3	19,2	19,7	20,8	23,1	21,6	20,2	20,6
Novembre	15,4	14,3	15,7	16,3	13,6	17,3	14,9	13,2
Décembre	12,9	11,2	11,7	11,9	11,2	10,9		11,6
Annuel	18,6	18,2	18,6	18,6	18,0	19,1	16,7	18,2
Humidité relative moyenne (en %)								
	2009	2010	2011	2012	2013	2014	2015	moyenne
Janvier	83	80	84	84	80	77	82	81
Février	75	77	83	88	80	76	80	80
Mars	76	78	78	81	73	81	75	77
Avril	79	80	76	76	77	67	71	75
Mai	68	75	77	71	78	68	62	71
Juin	56	68	75	61	65	64	60	64
Juillet	55	59	68	60	64	56	51	59
Aout	63	62	68	49	60	58	59	60
Septembre	76	70	69	65	73	62	65	68
Octobre	77	74	75	68	69	68	72	72
Novembre	78	82	81	79	83	69	80	87
Décembre	80	76	85	83	83	83		82
Annuel	72	73	77	72	74	69	56	70
Cumuls mensuels des précipitations (en mm)								
	2009	2010	2011	2012	2013	2014	2015	moyenne
Janvier	218.1	82.4	90.9	69.5	211.8	110.1	201.9	140.7
Février	42.8	61.1	146.9	245.8	192.7	110.2	178.2	139.7
Mars	92.0	97.4	89.9	97.8	93.5	167.8	70.2	101.2
Avril	132.6	93.2	106.5	145.5	64.5	5.3	0.0	78.2
Mai	69.1	59.3	153.1	40.2	151.7	10.0	10.4	70.5
Juin	0.0	27.6	41.1	1.1	0.0	48.4	15.3	19.1
Juillet	2.6	1.8	2.3	0.0	0.3	0.2	4.1	1.6
Aout	7.3	25.9	0.2	6.4	10.9	3.6	2.6	8.1
Septembre	185.3	25.4	7.5	10.9	37.6	11.8	41.1	45.7
Octobre	40.2	113.2	34.1	83.7	39.0	26.5	82.1	59.8
Novembre	120.5	147.2	147.0	68.7	171.0	61.6	102.7	109.7
Décembre	142.3	82.1	121.8	39.8	103.7	271.2		108.7
Annuel	1052.8	816.6	941.3	809.4	1076.7	826.7	708.6	715.6

Annexe 4 : Dosage du glucose

1. Principe de la méthode

La méthode GOD-POD, mise au point par Hugett et Nixon (1957) et Trinder (1969), permet d'évaluer le taux de glucose plasmatique par glucose oxydase dextrogyre (GOD) ; cette dernière est une flavoprotéine, elle peut être utilisée comme producteur d' H_2O_2 en présence de glucose. En présence de la GOD, le glucose est oxydé en acide gluconique et H_2O_2 .

Le glucose présent dans l'échantillon donne, selon les réactions couplées décrites ci-dessous, un complexe coloré quantifiable par spectrophotométrie. L'intensité de la coloration est proportionnelle à la concentration en glucose.



La concentration en glucose de l'échantillon est calculée selon la formule suivante :

$$(A \text{ échantillon} / A \text{ étalon}) \times C \text{ étalon} = C \text{ échantillon}$$

Avec concentration d'étalon de glucose = 100 mg/dl = 5,55 mmol /l. Le dosage du glucose se fait selon le mode opératoire présenté dans le Tableau 12.

Tableau 12: Mode opératoire du dosage du glucose

	Blanc	Etalon	Echantillon
Etalon glucose		10 μ l	
Echantillon			10 μ l
Réactif	1,0 ml	1,0 ml	1,0 ml

2. Caractéristique du dosage

La sensibilité est définie comme étant la petite concentration significativement différente de zéro pour une probabilité de 95 %. Pour le glucose elle est de 0,23 mg/dl = 0,0126mmol/l. Sensibilité : 4 mA. dl / mg = 0,22 mA. l / mmol. Les coefficients de variation (CV) des échantillons obtenus des intra essais sont inférieurs ou égaux à 1.2%, et ceux des inter-essais inférieurs ou égaux à 2,7 %.

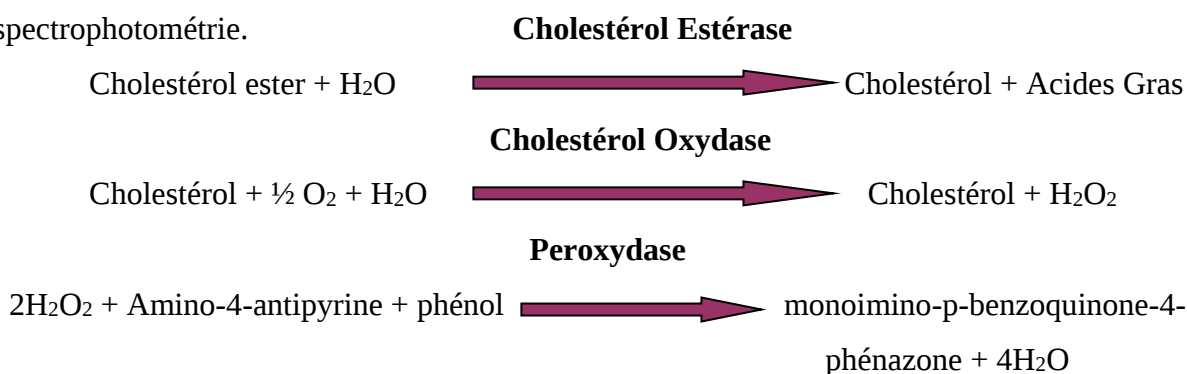
Annexe 5 :

Dosage du cholestérol

1. Principe de la méthode

La méthode utilisée pour la détermination du cholestérol total est basée sur le principe de la réaction de Liebermann, effectuée directement en présence d'acide sulfosalicylique, pour le cholestérol total.

Le cholestérol libre ainsi que le cholestérol estérifié présents dans l'échantillon, donnent selon les réactions couplées décrites ci-dessous, un complexe coloré quantifiable par spectrophotométrie.



La concentration en cholestérol de l'échantillon est calculée selon la formule suivante :

$$(A \text{ échantillon} / A \text{ étalon}) \times C \text{ étalon} = C \text{ échantillon}$$

Avec concentration d'étalon de cholestérol = 200 mg/dl = 5,18 mmol /l. Le dosage du cholestérol se fait selon le mode opératoire présenté dans le Tableau 13.

Tableau 13 : Mode opératoire du dosage du cholestérol

	Blanc	Etalon	Echantillon
Etalon de cholestérol		10 μ l	
Echantillon			10 μ l
Réactif	1,0 ml	1,0 ml	1,0 ml

2. Caractéristique du dosage

La sensibilité est définie comme étant la petite concentration significativement différente de zéro pour une probabilité de 95 %. Pour le cholestérol elle est de 0,3 mg/dl = 0,008 mmol/l. Sensibilité : 1,75 mA. dl / mg = 67,6 mA. l / mmol. Les coefficients de variation (CV) des échantillons obtenus des intra essais sont inférieurs ou égaux à 1,1 %, et ceux des inters essais inférieurs ou égaux à 1,9 %.

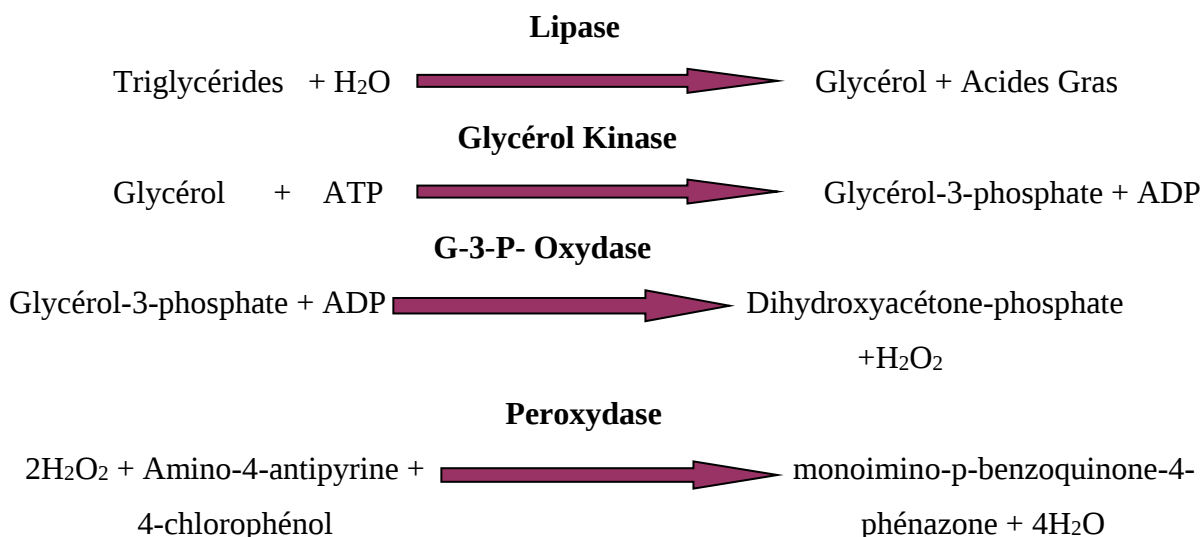
Annexe 6 :

Dosage des triglycérides

1. Principe de la méthode

Le dosage des triglycérides se fait selon la méthode colorimétrique GPO-PAP, décrite par Young et Pastaner (1975). Les triglycérides sont dosés par hydrolyse enzymatique par des lipases. L'indicateur est une quinone imine formée à partir du peroxyde d'hydrogène, de la 4-aminophénazone et du 4-chlorophénol sous l'action catalytique de la peroxydase.

Les triglycérides présents dans l'échantillon donnent selon les réactions décrites ci-dessous, un complexe coloré quantifiable par spectrophotométrie.



La concentration en triglycérides de l'échantillon est calculée selon la formule suivante :

$$(A \text{ échantillon} / A \text{ étalon}) \times C \text{ étalon} = C \text{ échantillon}$$

Avec concentration d'étalon de triglycérides = 200 mg/dl = 2,26 mmol /l. Le dosage des triglycérides se fait selon le mode opératoire présenté dans le Tableau 14.

Tableau 14 : Mode opératoire du dosage des triglycérides

	Blanc	Etalon	Echantillon
Etalon de triglycérides		10µ l	
Echantillon			10µ l
Réactif	1,0 ml	1,0 ml	1,0 ml

2. Caractéristique du dosage

La sensibilité est définie comme étant la petite concentration significativement différente de zéro pour une probabilité de 95 %. Pour les triglycérides elle est de 1,6 mg/dl = 0,018 mmol/l.
Sensibilité : 1,2 mA. dl / mg = 112 mA. l / mmol.

Les coefficients de variation (CV) des échantillons obtenus des intra essais sont inférieurs ou égaux à 1,7 %, et ceux des inter-essais inférieurs ou égaux à 2,6 %.

Annexe 7 : Fiche technique d'histologie

Fiche technique N° 1 :

Bouin holland : fixateur (GABE, 1968)

Broyer à froid dans un mortier :

Acétate de cuivre 2,5 g

Eau distillée..... 100 ml

Agiter puis ajouter peu à peu :

Acide picrique..... 4 g

Le liquide se conserve indéfiniment.

Filtrer après complète dissolution et ajouter :

Formaldéhyde 36- 40% (en solution saturée)..... 10ml

Acide acétique cristallisable.....1ml

Fiche technique N° 2 :

Eau gélatinée de Masson (MARTOJA et MARTOJA, 1967).

Gélatine en poudre0,1 à 0,5g

Eau distillée..... 100 ml

Verser la poudre dans l'eau distillée et laisser gonfler pendant un moment puis tiédir sur une platine chauffante.

Conservation limitée.

Fiche technique N° 3 :

Trichrome de Masson (MARTOJA et MARTOJA, 1967)

Mode opératoire :

Les coupes déparaffinées hydratées passent successivement dans :

L'hématoxyline de Groat.. 3 minutes.

Lavage à l'eau courante 5 minutes.

Mélange fuchsine ponceau 5 minutes.

Eau acétifiée à 1% Rinçage.

Orange G 5 minutes.

Eau acétifiée à 1% Rinçage.

Vert lumière 5 minutes.

Eau acétifiée à 1% Rinçage.

Ensuite les coupes sont déshydratées et montées au baume de Canada.

Résultats :

Les noyaux sont colorés en brun noir.

Les cytoplasmes en rouge vif ou bleu.

Hématoxyline de Groat (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :
Préparation à froid :

Première solution :

Acide sulfurique concentré.....0,8 ml
Alun de fer.....1g
Eau distillée.....50 ml

Deuxième solution :

Hématoxyline.....0,5g
Alcool à 95°.....50 ml

Après dissolution, mélanger les deux solutions, laisser reposer pendant une heure et filtrer.
Se conserve pendant trois mois environ.

Mélange fuchsine acide ponceau (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :
Préparation à froid :

Fuchsine acide.....0,1g
Ponceau.....0,2g
Eau distillée.....300 ml

Après dissolution ajouter :

Acide acétique.....0,6 m
Conservation illimitée

Orange G (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :

Acide phosphomolybdique ou phosphotungstique.....3 à 5g
Eau distillée.....100 ml
Orange G.....2g

Conservation illimitée

Vert lumière (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :

Vert lumière.....1g
Eau distillée.....100 ml
Acide acétique.....0,2 ml

Conservation illimitée

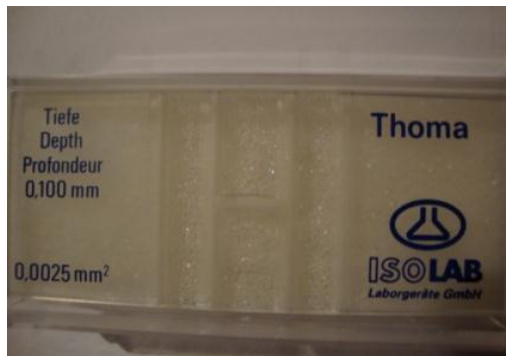
Annexe 8 :

**Table des marges
d'erreur de entre les
comptages des deux
grilles
d'hémocytomètre
«WHO semen manual»
« 1999 »**

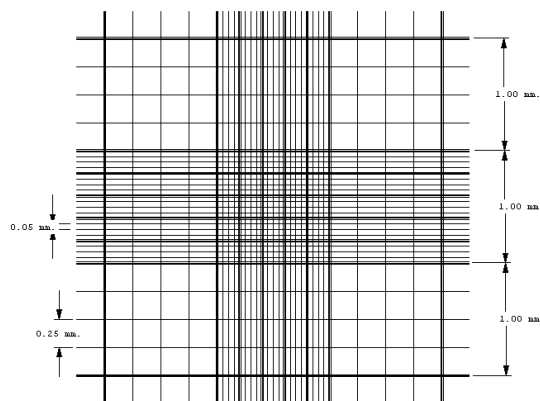
SUM	VALUE	SUM	VALUE	SUM	V
969-1000	61	376-395	38	59-66	15
938-968	60	357-375	37	52-58	14
907-937	59	338-356	36	44-51	13
876-906	58	319-337	35	38-43	12
846-875	57	301-318	34	32-37	11
817-845	56	284-300	33	27-31	10
788-816	55	267-283	32	22-26	9
760-787	54	251-266	31	17-21	8
732-759	53	235-250	30	13-16	7
704-731	52	219-234	29	10-12	6
678-703	51	206-218	28	7-9	5
651-677	50	190-205	27	5-6	4
625-650	49	176-189	26	3-4	3
600-624	48	163-175	25	2	2
576-599	47	150-162	24	1	1
551-575	46	138-149	23	0	0
528-550	45	126-137	22		
504-527	44	115-125	21		
482-503	43	105-114	20		
460-481	42	94-104	19		
438-459	41	85-93	18		
417-437	40	76-84	17		
396-416	39	67-75	16		

Annexe 9 : Différents type d'hémocytomètre (utilisation spermatique)

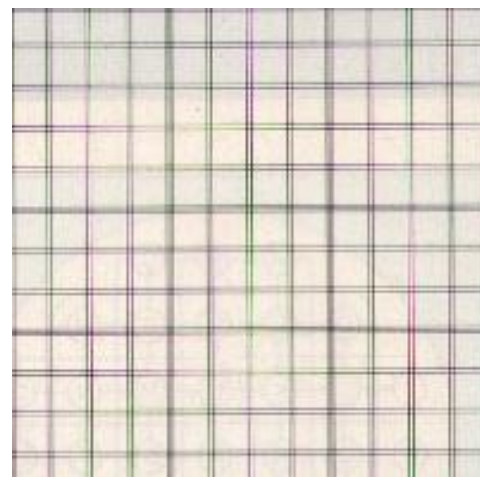
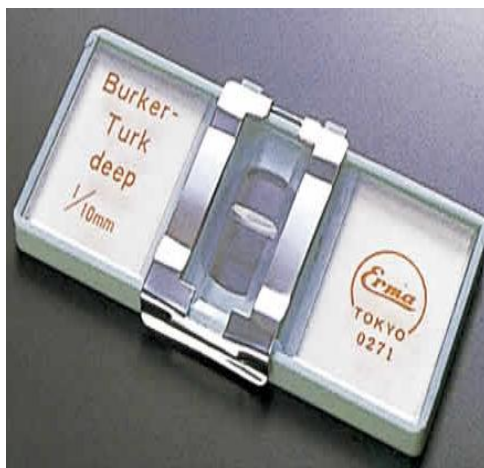
THOMAS



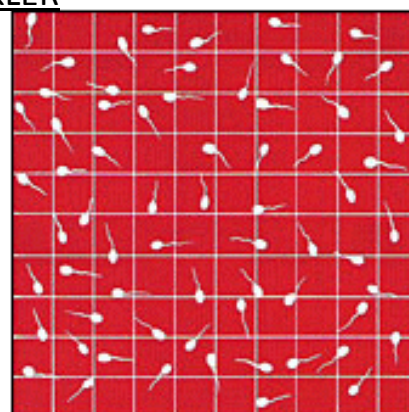
Improuved Neubaur



Hématymètre de Burger Turk



Chambre de MAKLER



Résumé

L'objectif de cette étude vise la caractérisation du développement post-natal gonadique et l'analyse de semence des lapins de la population blanche. L'expérience s'est déroulée à la station d'élevage de Djebba située à 18 km au Nord-Est de la ville de Tizi-Ouzou (Algérie). 122 lapins âgés entre 4 et 20 semaines ont été sacrifiés, les gonades sont rapidement prélevées, dégraissées puis pesées et fixées pour l'étude histologique et morphométrique. Les paramètres macroscopiques mesurés sont les poids vifs, poids et volume testiculaires, ainsi que les paramètres microscopiques du tube séminifère des testicules. La comparaison entre les différentes variables montre une augmentation des poids vifs et gonadiques en fonction de l'âge. Pour l'analyse de semence, un total de 87 éjaculats était prélevé et analysés pour mesures qualitatifs et quantitatifs. Le volume (v), la couleur, la motilité massale (Mm) et individuelle (Mi), la concentration (Cn) et la morphologie étaient prises comme paramètres d'étude. Les données obtenues ont été soumises à une analyse de la variance en utilisant le logiciel Origin pro 7.5. L'étude histologique montre l'apparition des premiers spermatocytes I à 12 semaines, de spermatides ronds et allongés à 16 semaines, alors que les premiers spermatozoïdes sont visibles à 20 semaines. L'ensemble des résultats histologiques recommande une mise en reproduction des lapins de cette population à partir de 20 semaines. L'analyse de semence révèle un refus aux sollicitations (RR) de 14.7 % et un taux de collecte utile (UCR) de 88.5% sont enregistrés, avec seulement 35.73% de collecte efficace (EC) pour éventuelle utilisation en insémination artificielle. Le total spermatozoïde (spz) par éjaculat (TSE) est en dépendance significatif avec le volume ; estimé en moyenne de 217.29×10^6 /ej spz, et de (219.56×10^6 /ej vs 214.11×10^6 /ej) pour l'ordre de l'éjaculat 1 et 2 respectivement. L'étude de la morphologie montre que 72.4% des spz sont normaux, et 17.77% présentent des anomalies de flagelle ; ces premiers résultats montrent le potentiel de production spermatique du lapin de cette population.

Mots clés : *lapin, testicules, épидидyme, spermatogénèse, stéréology, semence, motilité.*

Abstract

The objective of this study aims at the characterization of the postnatal development gonadic and the analysis of seed of rabbits of the white population. The experiment proceeded at the station of breeding of Djebba located at 18 km in the North-East of the town of Tizi-Ouzou (Algeria). 122 old rabbits between 4 and 20 weeks were sacrificed, the gonades quickly are taken, degreased then weighed and fixed for the histological and morphometric study. The measured macroscopic parameters are the live weights, weight and testicular volume, as well as the microscopic parameters of the seminiferous tube of the testicles. The comparison between the various variables shows an increase in the weights live and gonadic according to the age. For the analysis of seed, 87 ejaculates was taken and analyzed for measurements qualitative and quantitative. Volume (v), the color, the motility massale (Mm) and individual (Semi), the concentration (Cn) and morphology have were taken as parameters' study. The data obtained were subjected to an analysis of the variance by using the software Origin pro 7.5. The histological study shows the appearance of the first spermatocytes. I at 12 weeks, of spermatides round and lengthened at 16 weeks, whereas the first spermatozoïdes are visible at 20 weeks. The whole of the histological results recommends a setting in reproduction of rabbits of this population as from 20 weeks. The analysis of seed reveals a refusal with requests (RR) of 14.7 % and a useful rate of collection (UCR) of 88.5% is recorded, with only 35.73% of effective collection (EC.) for possible use in artificial insemination. The total spermatozoïdes by ejaculat (TSE) is in dependence significant with volume; estimated on average of 217.29×10^6 / ej spz, and of (219.56×10^6 / ej vs 214.11×10^6 / ej) for the order of the ejaculat 1 and 2 respectively. The study of morphology shows that 72.4% of the spz are normal, and 17.77% present anomalies of whips; these first results show the spermatid potential of production of rabbit of this population.

Key words *rabbit, testis, epididymis, spermatogenesis, stereology, semen, motility.*