

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE



MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE EL-HADJ LAKHDAR BATNA
INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES
ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES



MEMOIRE *pour l'obtention du diplôme de*

MAGISTERE

Filière
Sciences vétérinaires

Option
Maitrise des facteurs de la reproduction chez les herbivores

Présenté par :
BELKADI Souhila

Thème
ETUDE HISTOLOGIQUE DE L'EVOLUTION TESTICULAIRE DE LA
RACE OULED DJELLALE
Soutenu le: 06/12/2011

JURY

Président	: Mehanaoui S.	Prof.- Université El-Hadj Lakhdar Batna
Rapporteur	: Alloui N.	Prof.- Université El-Hadj Lakhdar Batna
Examineurs	: Bouaziz O.	M.C.- Université Mentouri Constantine
	Meziane T.	Prof.- Université El-Hadj Lakhdar Batna
Invité	: Aissi A.	M.C.- Université El-Hadj Lakhdar Batna

Année universitaire : 2011-2012

Remerciements :

Qu'il me soit permis de remercier monsieur Alloui Nadir, Professeur, pour l'honneur qu'il m'a fait d'avoir accepté d'être le directeur de ce travail, j'aimerais saluer sa constante disponibilité, sa rigueur bienveillante dans le travail et la qualité de son encadrement.

Merci également à messieurs Meziane Toufik, Tlijene Madjid, professeurs, pour leur soutien au cours de la réalisation de ce modeste mémoire.

Merci particulièrement à monsieur Djaaba Mohamed Essadek, maître assistant, qui m'a accueilli dans son laboratoire d'Anatomie Pathologique au CHU de Batna.

Merci à monsieur Mehanaoui Smail, professeur, pour l'honneur qu'il nous a fait en acceptant de présider notre jury.

Merci à monsieur Bouaziz Omar, maître de conférence, qui a aimablement accepté de siéger à notre jury, sincères remerciements.

Merci à messieurs Aissi Adel, Benoune Omar et Ayachi Amar, maîtres de conférence, pour leur aide précieuse.

Merci à monsieur Idir Kamel inspecteur vétérinaire à l'abattoir communal de Batna.

Merci à madame Smayhi Nassima docteur vétérinaire au bureau d'hygiène de la commune de Oued Taga (wilaya de Batna).

Merci à mes parents

Merci à mon mari, à mes frères et sœurs

Merci à toute la promotion de l'Ecole Doctorale Batna, Tiaret et Taref.

SOMMAIRE

Introduction.....	01
--------------------------	-----------

Partie bibliographique

CHAPITRE I : Rappel anatomiques de l'appareil génital du bélier

Rappels anatomiques.....	02
1: Bourses testiculaires :.....	02
1-2-Le scrotum	03
1-3-Le dartos.....	04
1-4-La celluleuse.....	05
1-5-Le crémaster.....	05
1-6-La gaine vaginale.....	05
1-7-La séreuse.....	06
1-8-Les ligaments.....	06
1-9- Les vaisseaux et nerfs des enveloppes testiculaires.....	07
1-10- Les testicules.....	11
1-10-1-Caractères physiques du testicule.....	11
1-10-2-Conformation et topographie du testicule.....	13
1-10-3-Connexion avec l'épididyme.....	14
1-10-4-Le cordon spermatique.....	14
1-10-5-Structure du testicule.....	15
1-10-5-1-La séreuse.....	15
1-10-5-2-L'albuginée.....	15
1-10-5-3-Rete testis.....	17

1-10-5-4-Lobules du testicule.....	18
1-10-5-5-Tubes séminifères.....	19
2 : Appareil excréteur du sperme :	
2 -1-L'épididyme	23
2-1-1-Caractères anatomiques de l'épididyme.....	24
2-1-2- Caractères histologiques de l'épididyme.....	25
2 -2-Canaux efférents.....	26
2 -3-Canal épидидymaire.....	26
2 -4-Canal déférent.....	28
3 : Glandes annexes	
3-1- vésicules séminales.....	29
3-2-Prostate.....	31
4 : Canal urogénital	
<i>CHAPITRE II : Rappels physiologiques de l'appareil génital du bélier</i>	
Rappel physiologique	
1-Puberté.....	35
2-Spermatogénèse.....	36
3-Les paramètres endocriniens.....	38
4-Caractéristiques de l'éjaculat chez le bélier.....	39
4-1-Caractéristiques morphologiques du spermatozoïde.....	39
4-2-Evaluation de la qualité de la semence dans l'espèce ovine.....	41
4-2-1-Analyse macroscopique.....	41
4-2-2-Analyse microscopique.....	42
5-L'effet de la photopériode sur la fertilité du bélier.....	45
<i>CHAPITRE III: Récolte et conservation de la semence</i>	
1-Récolte du sperme.....	46
2-Préparation et conservation de la semence	46

Partie expérimentale

Matériel et méthodes

I. Matériel	49
I.1. Les animaux	49
I.1.1. La race	49
I.1.2. L'âge	49
I.1.3. Le mode d'élevage	49
II. Méthodes.....	49
II. 1. Récolte des organes et dissection	49
II. 2. Prélèvement de sperme	50
II. 3. Méthodes d'évaluation du sperme	50
1. Spermogramme	50
1.1. Volume	50
1.2. Motilité massale	50
1.3. Mobilité individuelle.....	51
1. 4. Concentration des spermatozoïdes	51
1. 5. Test de vitalité (coloration)	52
2. Spermocytogramme	52
II.4. Le poids testiculaire.....	53
II.5. Le diamètre testiculaire	54
II.6. Prélèvement histologique.....	54
5.1. Inclusion	54
5.2. Etape de la déshydratation	54
5.3. Imprégnation par un solvant intermédiaire de la paraffine	54
5.4. Imprégnation par la paraffine à chaud (56°C)	54
5.5. L'enrobage	55

5.6. Le microtome de Minnot	56
5.7. Coloration et montage	56
II.7. Analyses statistiques	57

Résultats et discussion

I/- Etude de quelques paramètres séminologiques, de l'évolution pondérale et histologique testiculaire en fonction de l'âge	54
1. Spermogramme.....	54
2. Spermocytogramme.....	61
3. Poids, diamètre et évolution histologique testiculaire en fonction de l'âge.....	66
II/- Evaluation de la mobilité et de la survie des spermatozoïdes de sperme prélevés de l'épididyme et conservés sans dilution à 4°C pendant 72heures.....	84
Conclusion.....	98
Références bibliographiques.....	99

Liste des figures

01- Coupe horizontale du testicule gauche et de ses enveloppes (Barone, 1978).....	07
02- Appareil uro-génital d'un béliet (Barone, 1978).....	07
03- Diagramme des vaisseaux sanguins du testicule d'un béliet (Knobil et al.,2006).....	08
04- Les vaisseaux sanguins sur la surface du testicule, les artères (a) et les veines (v) au fond de la corde spermatique séparés l'un de l'autre par les conduits efférents (ED) (Knobil et al., 2006).....	09
05- Schéma de la vascularisation du testicule chez le béliet (Hochereau et al.,1964).....	10
06- Coupe horizontale du cordon spermatique gauche a sa partie moyenne et de ses enveloppes profondes (Barone, 1978).....	15
07- Une section longitudinale dans le testicule(t), l'épididyme (e), la corde Spermatique (sc) et le rete testis central du béliet (Knobil et al., 2006).....	16
08- Schéma d'un testicule, d'un épididyme, et des canaux efférents d'un être humain (Knobil et al., 2006).....	17
09- Schéma montrant la méthode par la quelle les tubes séminifères se terminent dans le rete testis (Knobil et al., 2006).....	18
10-Structure histologique du lobule testiculaire (Ball et al., 2004).....	19
11- Schéma récapitulatif de l'évolution des cellules de la lignée germinale mâle (Gayrard, 2007).....	21
12- Diagramme illustrant l'anatomie du tissu interstitiel des testicules de divers mammifères (homme, singe et le béliet) (Knobil et al. 2006).....	23
13- Diagramme des conduits efférents (ED) et la première partie du conduit épididymaire de divers mammifères (Knobil et al. 2006).....	25
14- Diagramme d'un testicule et d'un épididyme humain montrant la variation dans la taille de l'épithélium epididymal (ombragé) et celle de l'épaisseur musculaire (noir) (Knobil et al.,2006).....	27
15- Coupe histologique de la vésicule séminale du béliet (G x 25) (William, 2000).....	30
16- Coupe histologique de la vésicule séminale du béliet (G x 250) illustrant le pseudo épithélium glandulaire stratifié (William, 2000).....	31
17- Coupe histologique de la prostate du béliet (G x 12.5) (William, 2000).....	32
18- Coupe histologique du corps du pénis du béliet (G x 25) (William, 2000).....	33
19- Régulation hormonale de la production des spermatozoïdes (Castonguay, 2000).....	35

20- La spermiogenèse chez les mammifères (Gayrard, 2007).....	36
21- Représentation schématique des anomalies morphologiques du spermatozoïde (Ott et al., 1987).....	40
22- Photo illustrant le matériel utilisé pour l'évaluation de sperme.....	49
23- photo d'un testicule après fixation au formol.....	50
24- variations du taux de mobilité massale des spermatozoïdes en fonction de l'âge (n= 51, moyenne ± écart type).....	55
25- variations du nombre de spermatozoïdes vivants en fonction de l'âge (n= 51, moyenne ± écart type).....	57
26- Photo illustrant les spermatozoïdes vivants en blanc et morts colorés en rose après coloration à l'éosine-Nigrosine (G x 40).....	58
27- Photo illustrant les spermatozoïdes vivants en blanc et morts colorés en rose après coloration à l'éosine-Nigrosine (G x 20)	58
28- variations de la concentration (10^9/ml) de spermatozoïdes en fonction de l'âge (n= 51, moyenne ± écart type).....	60
29- Image obtenue lors de l'observation des spermatozoïdes sur une cellule de Malassez (G X40).....	61
30- variations du nombre de spermatozoïdes anormaux en fonction de l'âge (n= 51 moyenne ± écart type).....	63
31 - Photo illustrant les anomalies spermatiques rencontrées au cour de notre expérimentation (Queue repliée) (G x 100).....	64
32- Photo illustrant les anomalies spermatiques rencontrées au cour de notre expérimentation (G x 40)	64
33- Photo illustrant les anomalies spermatiques rencontrées au cour de notre expérimentation (Queue avec extrémité enroulée) (G x 100).....	65
34- Photo illustrant les anomalies spermatiques rencontrées chez un agneau de 06 mois au cour de notre expérimentation (G x 40)	65
35- Croissance pondérale du testicule en fonction de l'âge (n= 54, moyenne± écart type).....	67
36- Croissance du diamètre testiculaire en fonction de l'âge n= 54, moyenne ± écart type).....	69

37- Coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 04 mois	
(Coloration: H.E;G x10).....	70
38- Coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 04 mois	
(Coloration: H.E;G x20).....	71
39- Coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 04 mois	
(Coloration: H.E;G x40).....	71
40- Coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 05 mois	
(Coloration: H.E;G x20).....	72
41- Coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 06 mois	
(Coloration: H.E;G x10).....	73
42- Coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 06 mois	
(Coloration: H.E;G x20).....	74
43- Coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 06 mois	
(Coloration: H.E;G x100).....	74
44- Coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 07 mois	
(Coloration: H.E;G x10).....	75
45- Coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 07 mois	
(Coloration: H.E;G x40).....	76
46- Coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 07 mois	
(Coloration: H.E;G x100).....	76
47- Coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 14 mois	
(Coloration: H.E;G x40).....	77
48- Coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 14 mois	
(Coloration: H.E;G x100).....	78
49- Coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 24 mois	
(Coloration: H.E;G x10).....	78

50- Coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 24 mois (Coloration: H.E;G x20).....	79
51- Coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 24 mois (Coloration: H.E;G x40).....	79
52- Coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 36 mois (Coloration: H.E;G x10).....	80
53- Coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 36 mois (Coloration: H.E;G x20).....	80
54- Coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 36 mois (Coloration: H.E;G x40).....	81
55- Coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 36 mois (Coloration: H.E;G x100).....	81
56- Coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 48 mois (Coloration: H.E;G x10).....	82
57- Coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 48 mois (Coloration: H.E;G x20).....	82
58- Coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 48 mois (Coloration: H.E;G x40).....	83
59- Variations de la mobilité massale des spermatozoïdes du sperme en fonction du temps de conservation à 4°C (n= 51, moyenne± écart type).....	85
60- Variations du nombre de spermatozoïdes vivants du sperme en fonction du temps de conservation à 4°C (n= 51, moyenne ± écart type).....	87

Liste des tableaux

1- Poids des testicules de quelques mammifères (Vaissaire, 1977).....	12
2- Poids testiculaire chez des béliers et des boucs adultes ($m \pm sd$) (Baril et al., 1993).....	13
3- Longueur de l'épididyme chez certaines espèces animales (Thibault, 1969).....	26
4- Age à la puberté et production de spermatozoïdes (Gayrard, 2007).....	33
5- Taille des différentes parties du spermatozoïde de bélier (Setchell, 1977).....	40
6- Classification des anomalies du spermatozoïde de chien (Freshman, 2002).....	40
7- Détermination de la note de motilité individuelle des spermatozoïdes (Baril et al., 1993).....	43
8- Détermination de la note de motilité massale de la semence (Baril et al., 1993).....	43
9- Caractéristiques de la production de semence dans les différentes espèces (Bonnes et al., 1988).....	45
10- Répartition des animaux par catégorie d'âge.....	46
11- Résultats du taux de mobilité massale des spermatozoïdes au cours de notre expérimentation.....	54
12- Résultats du taux de spermatozoïdes vivants au cours de notre expérimentation.....	56
13- Résultats de la Concentration en spermatozoïdes au cours de notre expérimentation...	59
14- Résultats taux de spermatozoïdes anormaux au cours de notre expérimentation.....	61
15- Répartition par âge et moyenne du poids testiculaire des béliers utilisés pour notre expérimentation.....	66
16- Répartition par âge et moyenne du diamètre testiculaire des béliers utilisés pour notre expérimentation.....	68
17- Variations de la mobilité massale (note de 0 à 5) et individuelle (%) du sperme en fonction du temps de conservation à 4°C.....	84
18- Taux de vitalité des spermatozoïdes du sperme conservé à 4°C.....	86

Liste des abréviations :

Désignations	Abréviations
Hématoxyline-Eosine	H.E
Grossissement	Gr
Millilitre	ml
Pourcentage	%
Gramme	gr

Introduction

La sécurité alimentaire en produits laitiers et carnés pour notre pays nous impose l'amélioration des conditions d'élevages, de la qualité génétique du cheptel et des performances de reproduction et de croissance. Cela est une voie efficace pour augmenter la productivité des troupeaux ovins locaux.

En effet, pour augmenter la rentabilité du cheptel national afin qu'il puisse subvenir aux besoins de la population, l'Algérie a procédé à l'introduction de nouvelles biotechnologies de la reproduction parmi lesquelles : l'insémination artificielle sur chaleurs naturelles, par induction et synchronisation des chaleurs. Cette biotechnologie utilise la voie mâle pour la création et la diffusion du progrès génétique. Pour cela, le succès de l'insémination artificielle dépend en grande partie de la qualité de la semence, C'est pourquoi il est important de disposer de techniques analytiques fiables permettant de l'évaluer. La meilleure méthode d'évaluation de la fertilité d'un mâle reproducteur est l'estimation du taux de gestation suite à l'insémination artificielle de femelles, cependant de nombreuses méthodes ont été développées pour tenter d'évaluer la fertilité d'un reproducteur par l'analyse in vitro de sa semence.

Les différentes méthodes d'analyse de la semence tentent de caractériser des marqueurs de fertilité, c'est-à-dire des particularités des spermatozoïdes liées à leur pouvoir fécondant. Les paramètres séminologiques évalués en routine sont principalement fondés sur l'analyse macroscopique de la semence c'est-à-dire l'évaluation du volume et de l'aspect de l'échantillon (couleur, turbidité...) mais aussi sur l'analyse microscopique comprenant l'étude de la motilité, de la concentration et de la morphologie des spermatozoïdes. Par conséquent, notre travail se propose d'étudier dans un premier temps, le spermogramme et le spermocytogramme de la semence épidydimaire dans le but d'évaluer la fertilité du bélier, ensuite l'histologie du testicule en fonction de l'âge. Nous allons récolter le sperme épидидymaire et quantifier les spermatozoïdes normaux et anormaux, étudier leur mobilité et leur morphologie ensuite apprécier la longévité des spermatozoïdes conservés à 4°C pendant 72 heures.

Partie bibliographique

CHAPITRE I

Rappel anatomique

Rappel anatomique

L'appareil reproducteur mâle est formé par l'ensemble des organes chargés de l'élaboration de sperme et son dépôt dans les voies génitales femelles où se réalise la fécondation (Educagri, 2005; Barone, 1956).

Les organes génitaux comprennent les testicules, leurs enveloppes et l'appareil excréteur du sperme représenté par l'épididyme, le canal déférent, l'urètre, le pénis et les glandes génitales accessoires (prostate, glandes vésiculaires, glandes bulbo urétrales) développées autour de la portion pelvienne de l'urètre (Baril et al., 1993).

Selon Vaissaire (1977) les gonades assument une double fonction qui peut être dissociée dans certaines conditions, soit expérimentales ou spontanées :

- **Fonction exocrine, gamétogène** : production de spermatozoïdes ou spermatogénèse.

- **Fonction endocrine, hormonogène** : sécrétion d'hormones qui tiennent sous leur dépendance les caractères sexuels secondaires et l'activité sexuelle du mâle.

1- Bourses testiculaires :

Elles sont disposées sous la région inguinale ou reportées vers la région périnéale, les bourses présentent quelques différences d'aspect extérieur suivant les espèces.

Elles forment une masse ovoïde, bilobée, aplatie d'avant en arrière, pendante dans la région inguinale chez les ruminants (Barone, 1978).

Chaque bourse est constituée par cinq plans membraneux, deux superficiels formés par le scrotum et le dartos, trois profonds formés par le crémaster, la fibreuse et la séreuse vaginale et un intermédiaire, la tunique celluleuse (Vaissaire, 1977).

1-2- Le scrotum :

Le scrotum est constitué par la peau qui présente des caractères particuliers. Elle est fine, mince, souple, pigmentée, souvent riche en glandes sébacées (Vaissaire, 1977), recouvert d'un fin duvet chez le bélier et présente souvent en avant de sa base deux mamelons rudimentaires, la tunique fibreuse est plus mince que chez le taureau (Crapelet, 1980).

1-3- Le dartos :

Est une enveloppe, propre à chaque testicule, formée d'un mélange de fibres élastiques, de fibres conjonctives et de fibres musculaires lisses (Soltner, 2001). Il constitue l'appareil suspenseur des bourses, s'épanouissant au pourtour de l'anneau inguinal inférieur et ne s'engageant pas dans le canal inguinal. Les deux sacs dartoïques sont indépendants l'un de l'autre mais ils s'adossent sur la ligne médiane pour former une double cloison dont les lames s'écartent supérieurement pour livrer passage au pénis (Thibault et al., 2001).

Le dartos assure la suspension des testicules et maintient leurs enveloppes profondes. Par ses lentes contractions, il détermine les mouvements vermiculaires et les rides du scrotum, par exemple sous l'influence du froid (Barone, 1978).

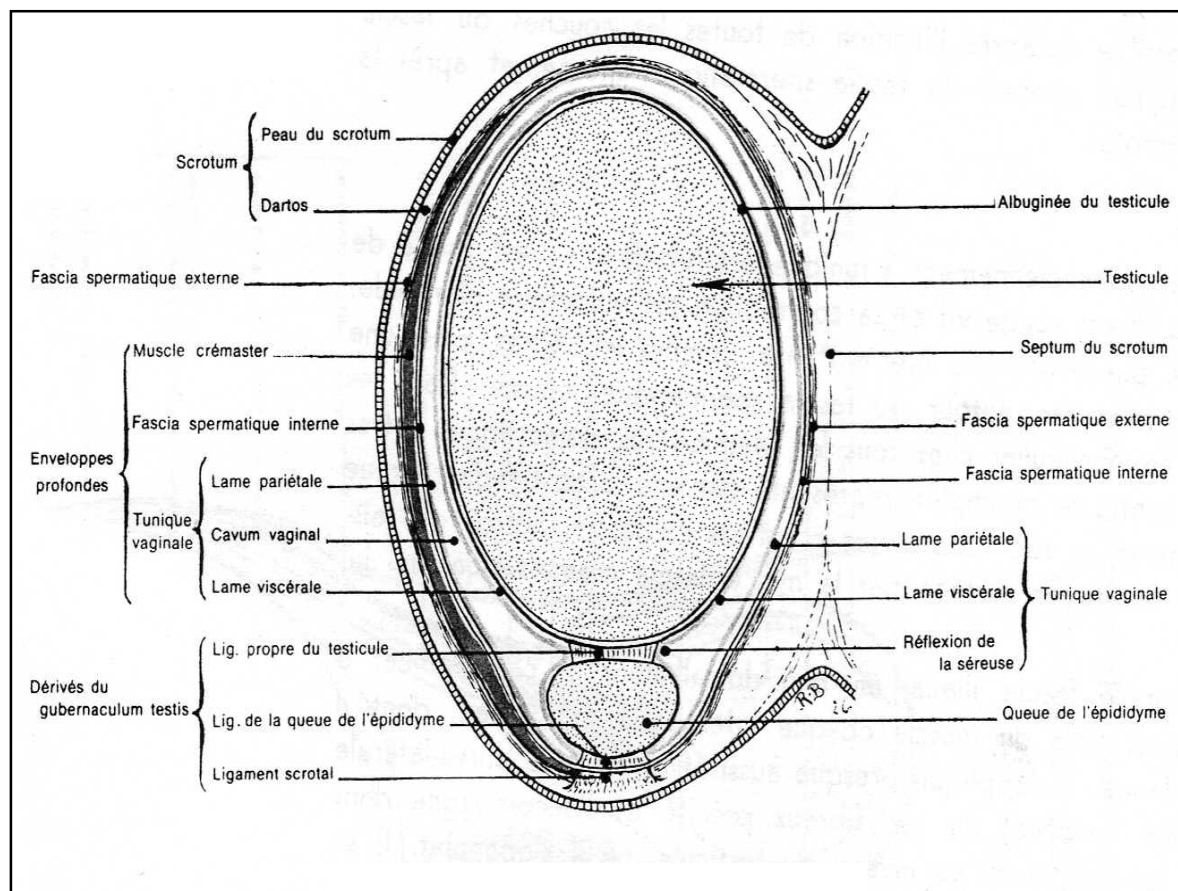


Figure n° 1: Coupe horizontale du testicule gauche et de ses enveloppes (Barone, 1978).

1-4- Le fascia spermatique externe (La celluleuse) :

C'est une couche conjonctive complexe qui sépare le scrotum des enveloppes profondes (muscle crémaster et fascia spermatique interne) (Barone, 1978). La celluleuse n'est pas distincte en tant que membrane séparable, elle représente un fascia lamelleux doué d'une grande mobilité (Thibault et al., 2001). Il s'agit en réalité de deux minces lames de conjonctif fibreux, l'une superficielle et l'autre profonde, séparée par une couche de conjonctif lâche et très mobile, qui leur permet de glisser l'une sur l'autre, la lame superficielle est elle-même séparée du dartos par une couche similaire de conjonctif lâche et la lame profonde glisse à son tour sur les enveloppes profondes grâce à une dernière couche de ce tissu.

1-5- Le crémaster :

Appelé aussi tunique érythroïde est un muscle à contraction volontaire localisé au côté externe de l'enveloppe fibro-séreuse du testicule (Vaissaire, 1977). Il prend origine sur le fascia iliaca, un peu dorsalement et caudalement à l'anneau inguinal profond, près du muscle oblique interne de l'abdomen, dont il paraît être une dépendance (Barone, 1978).

Il permet en se contractant de plaquer le testicule contre la paroi abdominale, pouvant ainsi limiter ses déperditions de chaleur en cas de température très basse (Soltner, 2001).

1-6- La tunique vaginale :

La tunique fibro-séreuse ou tunique vaginale, sac allongé engainant le testicule, l'épididyme et le cordon testiculaire, représente un diverticule de la cavité abdominale. Elle est constituée d'une partie externe fibreuse, et d'une partie interne séreuse. La gaine vaginale est renflée dans sa partie inférieure où se loge le testicule ; la partie moyenne est rétrécie et appliquée sur le cordon testiculaire tandis que la partie supérieure, légèrement écrasée, forme l'anneau vaginal point de communication avec la cavité péritonéale.

La tunique fibreuse est en continuité, au niveau de l'anneau inguinal supérieur avec le fascia transversales dont elle n'est qu'une dépendance (Thibault et al., 1998).

Comme toutes les séreuses, la tunique vaginale comporte deux feuillets qui délimitent sa cavité :

- **la lame pariétale** : adhère à la face profonde du fascia spermatique interne, dont il est impossible de le détacher.

- **la lame viscérale** : revêt étroitement le testicule, l'épididyme et les éléments du cordon spermatique (Barone, 1978).

1-7-Fascia spermatique interne (La séreuse) :

Est une expansion du péritoine, elle comprend un feuillet pariétal qui tapisse la face interne de la fibreuse et un feuillet viscéral qui recouvre le testicule et le cordon testiculaire.

Le Feuillet pariétal et feuillet viscéral sont réunis l'un à l'autre par un frein séreux formé de 2 lames adossées soutenant le cordon testiculaire qui comprend le canal déférent et les vaisseaux spermatiques : artères testiculaires et plexus veineux pampiniformes (Thibault et al., 2001).

Le fascia spermatique interne forme ainsi un sac allongé et en quelque sorte pédonculé, appendu à l'anneau inguinal profond et étiré en direction ventro-caudale, plus ou moins longuement selon l'espèce. Son fond est dilaté pour loger le testicule et l'épididyme (Barone, 1978).

1-8-Les ligaments :

La tête de l'épididyme est en continuité avec l'extrémité capitée du testicule, dont elle reçoit les conduits efférents .Elle lui est aussi unie par le péritoine viscéral, qui se densifie en formant le ligament de la tête de l'épididyme (**Orchi-épididymaire antérieur**).L'extrémité caudée de la glande est unie à la queue de l'épididyme par l'épais ligament du testicule (**Orchi-épididymaire postérieur**), l'ensemble est solidarisé à la paroi de la tunique vaginale par le solide ligament de la queue de l'épididyme (Barone, 1978).

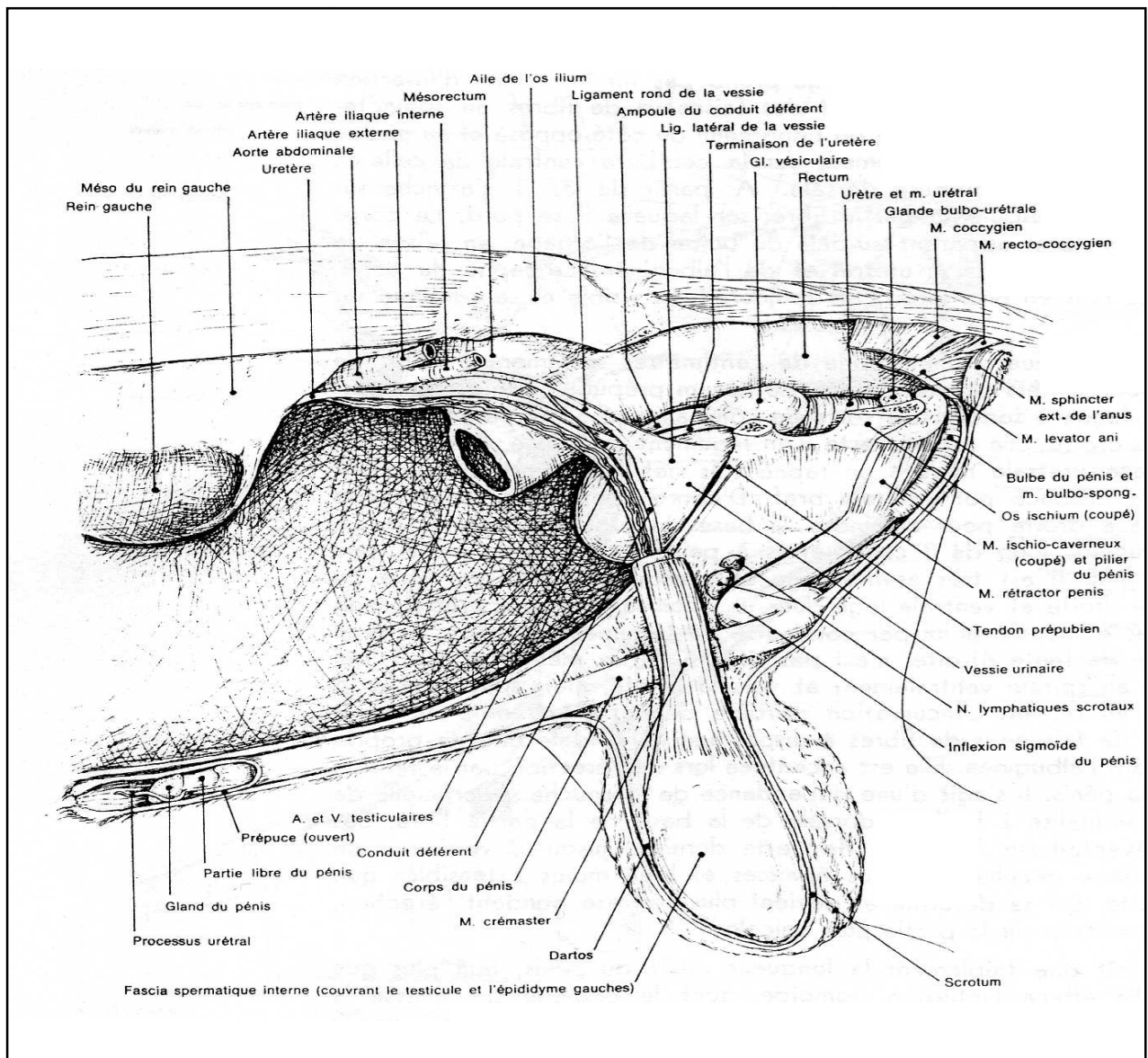


Figure n°2: Appareil uro-génital d'un bélér (vue latérale gauche des organes en place) (Barone,1978).

1-9-Vaisseaux et nerfs des enveloppes testiculaires :

Chaque testicule est suspendu par une corde spermatique, qui assure l'approvisionnement en sang par l'artère spermatique interne et le drainage veineux par la veine spermatique forme le plexus pampiniforme dans la base de la corde, c'est un réseau complexe des veines autour de l'artère

spermatique, qui sert à refroidir le sang artériel avant qu'elle atteigne le tissu testiculaire (Ball et al., 2004).

- **Les artères** : proviennent essentiellement de la honteuse externe, qui descend médialement au fascia spermatique interne.

- **Les veines** : sont à leur origine satellites des artères .leurs troncs collecteurs terminaux aboutissent a la veine honteuse externe, mais aussi dans le périnée à la veine honteuse interne et les lymphatiques aboutissent aux nœuds lymphatiques scrotaux (ou inguinaux superficiels). Ceux du crémaster, du fascia spermatique interne et du feuillet pariétal de la tunique vaginale sont drainés par les nœuds lymphatiques ilio-fémoraux.

Le cône vasculaire est constitué par les flexuosités de l'artère testiculaire, enlacées par les veines du plexus pampiniforme, qui forment les racines de la veine testiculaire (Barone, 1978).

La vascularisation et l'innervation de ces enveloppes sont totalement indépendantes de celles du testicule et de son cordon .Ces derniers conservent en effet leurs connexions originelles avec la région lombaire, alors que les enveloppes restent dépendantes de la paroi abdominale (Thibault et al., 2001).

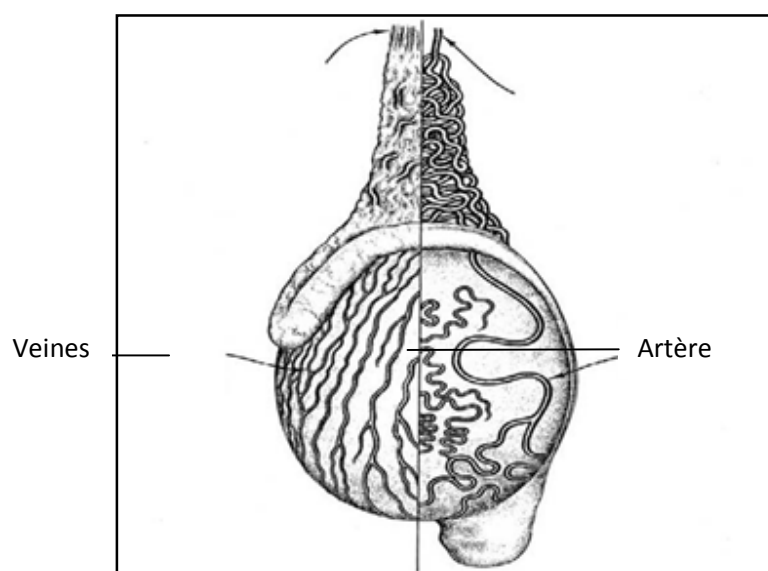


Figure n°3 : Diagramme des vaisseaux sanguins du testicule d'un bœuf (Knobil et al., 2006).

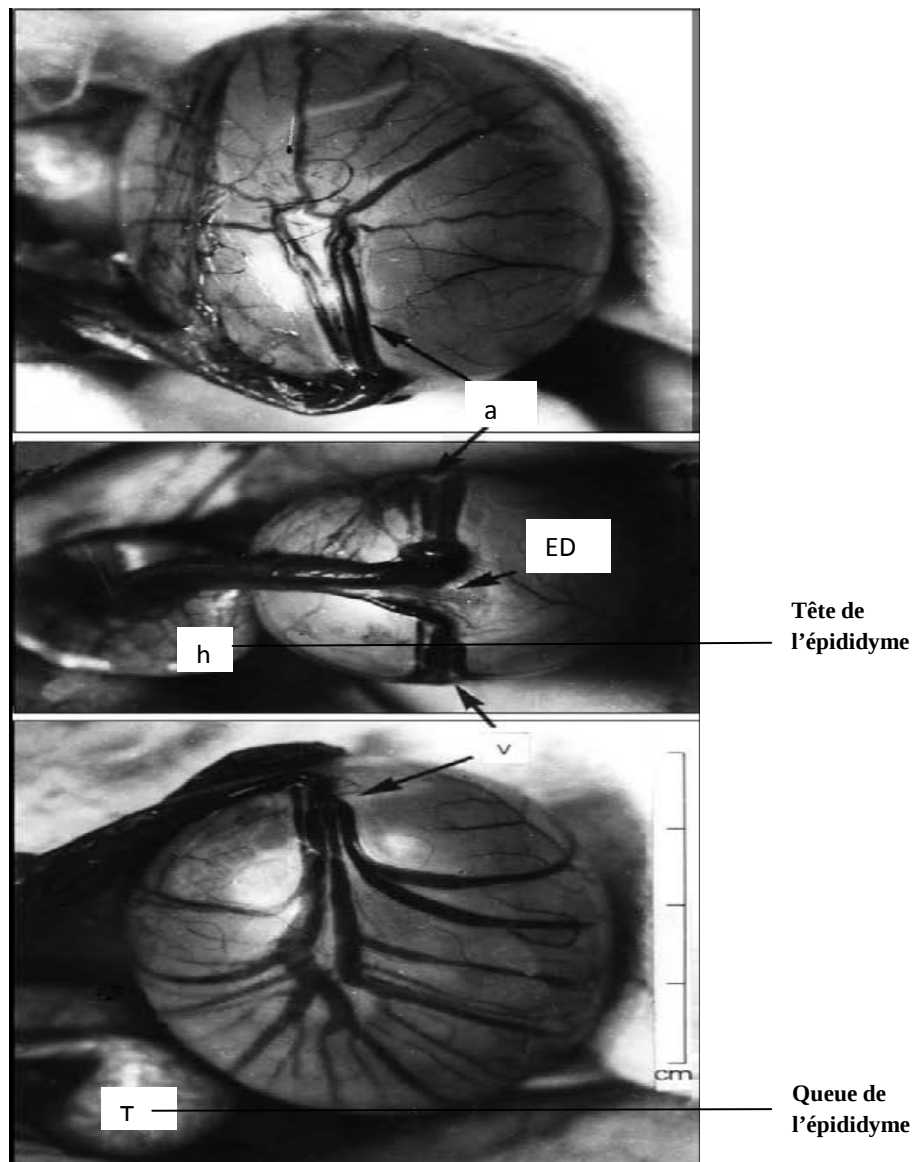


Figure n 04: Les vaisseaux sanguins sur la surface du testicule Les artères (a) et les veines (v) au fond de la corde spermatique séparés l'un de l'autre par les conduits efférents(ED) chez le Tammar Walaby (Knobil et al., 2006).

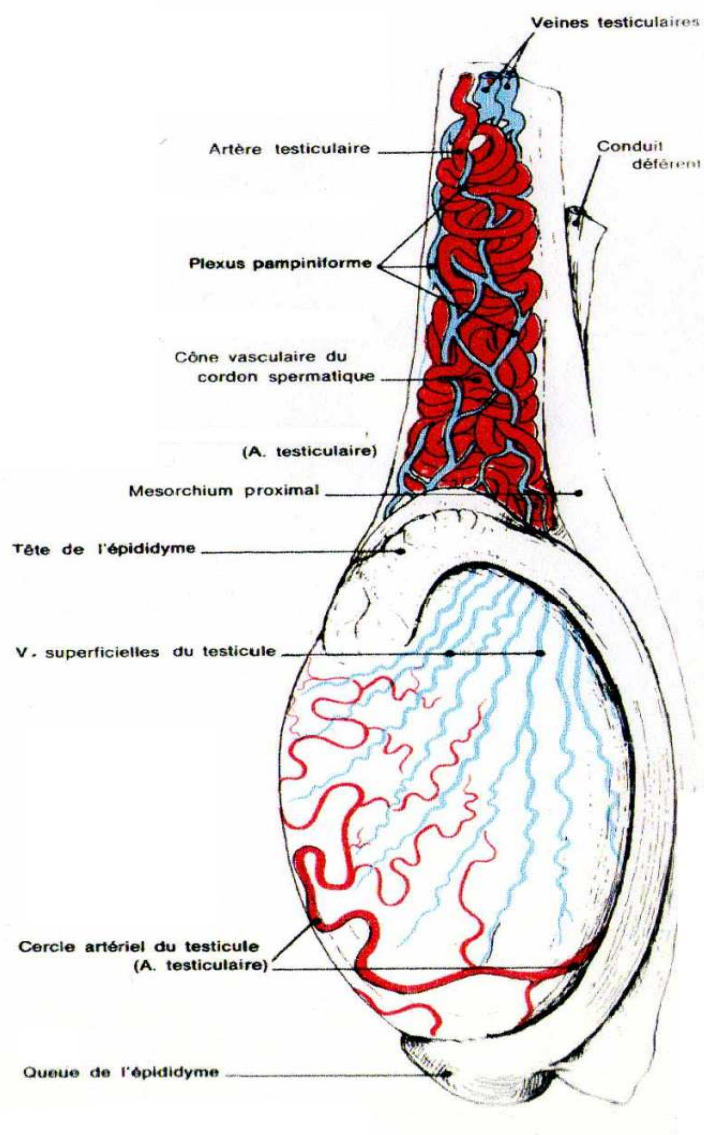


Figure n 05 : Vaisseaux du testicule et de l'épididyme chez le bélier (Barone, 1978).

- **Les nerfs :** ce sont les nerfs scrotaux crâniaux, dépendances du nerf ilio-inguinal et les nerfs scrotaux caudaux provenant des nerfs honteux .Ces rameaux fournissent la sensibilité à l'ensemble du scrotum

et commandent (par des fibres provenant des ganglions sympathiques lombaires et sacraux) les contractions du dartos.

Le crémaster reçoit pour sa part une innervation distincte, qui lui est fournie par un rameau du nerf génito-fémoral, le quel se distribue également en partie au scrotum (Barone, 1978).

1-10- Les testicules ou gonades mâles :

Les testicules sont situés dans le scrotum (Ball et al., 2004), Chez les ruminants, la région testiculaire forme, une masse ovoïde, bilobée, pendante sous la région inguinale (Vaissaire, 1977).

Les testicules sont des organes pairs doués d'une double fonction gamétogène et endocrine (Gayrard, 2007).

Le testicule présente une position et une orientation dans le scrotum qui varie selon les espèces animales : verticale chez le taureau et le bélier, elle est davantage horizontale chez l'étalon et le verrat. La taille du testicule varie selon la saison dans les espèces dites saisonnières telles le bélier, l'étalon ou le chameau (Hanzen, 2009).

Le parenchyme testiculaire est divisé en compartiments ou lobules par les membranes ou les septa fibreux durs (Ball et al., 2004), le tissu fibreux des septa est très développé. comme chez tous les mammifères une coupe microscopique fait apparaitre deux tissus très différents : d'une part des cellules interstitielles en amas qui ont une fonction hormonale en sécrétant les androgènes , d'autre part des tubes séminifères de la taille d'un fil à coudre et d'une longueur de plusieurs dizaines de mètres , pelotonnés , remplis de cellules reproductrices à différents stades d'évolution (Crapelet et al., 1980).

1-10-1-Caractères physiques du testicule :

-couleur : est en général blanc bleuâtre dans les grandes espèces, rosée dans les petites espèces. Elle est en grande partie déterminée par l'épaisseur de l'albuginée car la pulpe, examinée sur la coupe, est brun grisâtre ou jaunâtre (franchement jaune ocré chez le taureau).

-consistance : est variable avec les sujets et les conditions physiologiques.

Elle est en général ferme et élastique mais encore déterminée par la présence de l'albuginée. La pulpe est délicate et molle, presque diffluente sur la coupe, elle est maintenue sous une certaine tension par l'enveloppe fibreuse.

-poids : varie beaucoup en fonction de l'âge, de l'état physiologique et de l'espèce. Le testicule est encore peu développé chez le nouveau-né et n'évolue que lentement jusqu'à l'approche de la puberté (Barone, 1978).

Le testicule adulte pèse de 80 à 300 g, selon l'espèce, la race, la saison et l'état nutritionnel des animaux. Le poids testiculaire est généralement plus élevé chez le bélier que chez le bouc, chez les races de grande taille que chez celles de petite taille (Baril et al., 1993).

Tableau n°1: poids des testicules de quelques mammifères (Vaissaire, 1977).

Espèce	âge	Poids des (2) testicules(g)	Poids testicule/poids corps
Taureau	Adulte	400-1000	1/640
Bélier	Adulte	320-600	
Bouc	Adulte	500-570	
Verrat	Adulte	300-800	
Cheval	Adulte	300-600	1/1200
Ane	Adulte	120-180	
Chien	Adulte	6-60	1/1000
Chat	Adulte	2.01- (0.5-4.26)	1/1820
Rat	12 mois	3.5	
Souris	12 mois	0.20-0.23	
Cobaye	9mois	4.20	
Lapin	12 mois	6.16±0.3(Néozélandais)	
Macaca mulatta		78	7/1000

Tableau n°2: Poids testiculaire chez des béliers et des boucs adultes ($m \pm sd$) (Baril et al., 1993).

	Poids testiculaire (gr)
Races saisonnées	
Béliers Ile-de-France adultes	
Saison sexuelle	300±15
Saison d'anoestrus	200±15
Boucs Alpains adultes	
Saison sexuelle	175±13
Saison d'anoestrus	103±10

1-10-2-Conformation et topographie du testicule:

Chaque testicule a une forme ovoïde, légèrement comprimée d'un côté à l'autre, il est nettement plus allongé chez les lapins et les Ruminants que chez le Porc et les Equidés, mais plus globuleux et presque sphérique chez les carnivores.

On lui reconnaît deux faces, deux bords et deux extrémités :

-la **face latérale** (facies lateralis) et la **face médiale** (facies medialis) sont lisses et arrondies. Elles montrent à travers la séreuse et l'albuginée, de nombreux vaisseaux très flexueux.

-Le **bord libre** (Margo liber) est convexe et lisse. Il est antérieur chez l'homme et plus nettement encore chez les ruminants plutôt inférieur chez les équidés, mais postérieur ou (caudal) chez le porc et les carnivores.

-Le **bord épидидymaire** (Margo epididymalis), en général moins convexe et un peu plus court, est situé à l'opposé.

-L'**extrémité capitée** (extremitas capitata) est en continuité de substance avec la tête de l'épididyme et reçoit médialement à celle-ci l'attache du cône vasculaire du cordon qui lui est destiné.

-L'**extrémité caudée** (extrimitas caudata), formant le pôle opposé, est contournée par la queue de l'épididyme, à laquelle elle en est unie par le bref ligament propre du testicule (Barone, 1978).

Chaque testicule est logé dans le fond de la cavité vaginale, sur le quel repose son bord libre. Il est en situation périnéale haute, sous-anale, chez le porc et le chat et plus cranial, directement sous-inguinal chez l'homme, les ruminants et les Equidés. Il est ancré a sa base au scrotum par le ligament scrotale (Ball et al., 2004) et solidarisé à l'épididyme et attaché avec lui à la paroi caudale (ou dorsale selon l'espèce) de cette cavité. Il est suspendu par son bord épидидymaire au mésorchium, qui porte le cordon spermatique (Barone, 1978).

1-10-3-Connexion avec l'épididyme :

La tête de l'épididyme est en continuité de substance avec l'extrémité capitée du testicule, dont elle reçoit les conduits efférents, mais elle lui est aussi unie par le péritoine viscérale et le conjonctif sous péritonéal, qui se densifie sur la face latérale en formant un bref et large ligament de la tête de l'épididyme (ligamentum capitis epididymis, s.superius).

L'extrémité caudée de la glande est uni à la queue de l'épididyme par le bref et épais ligament propre du testicule (ligament testis proprium) que tapisse également le péritoine entre ces deux extrémités, l'épididyme est détaché du testicule et repose simplement sur sa face latérale. Dans toute cette partie moyenne, il est porté par le mésépididyme généralement étroit, qui s'attache à quelque distance du testicule sur la face latérale du mésorchium, qu'il subdivise ainsi en mésorchium proximal et mésorchium distal (Barone, 1978).

1-10-4-Le cordon spermatique :

Le cordon spermatique est un volumineux pédoncule porté par le mesofuniculus entre le testicule et l'épididyme d'une part, l'anneau vaginal d'autre part il est formé de deux parties parallèles et inégales: le cône vasculaire et le conduit déférent (Barone, 1978). Chaque testicule est suspendu par une corde spermatique, qui sert à l'approvisionnement sanguin du testicule par l'artère spermatique interne et le drainage veineux par la veine spermatique (Ball, 2004).

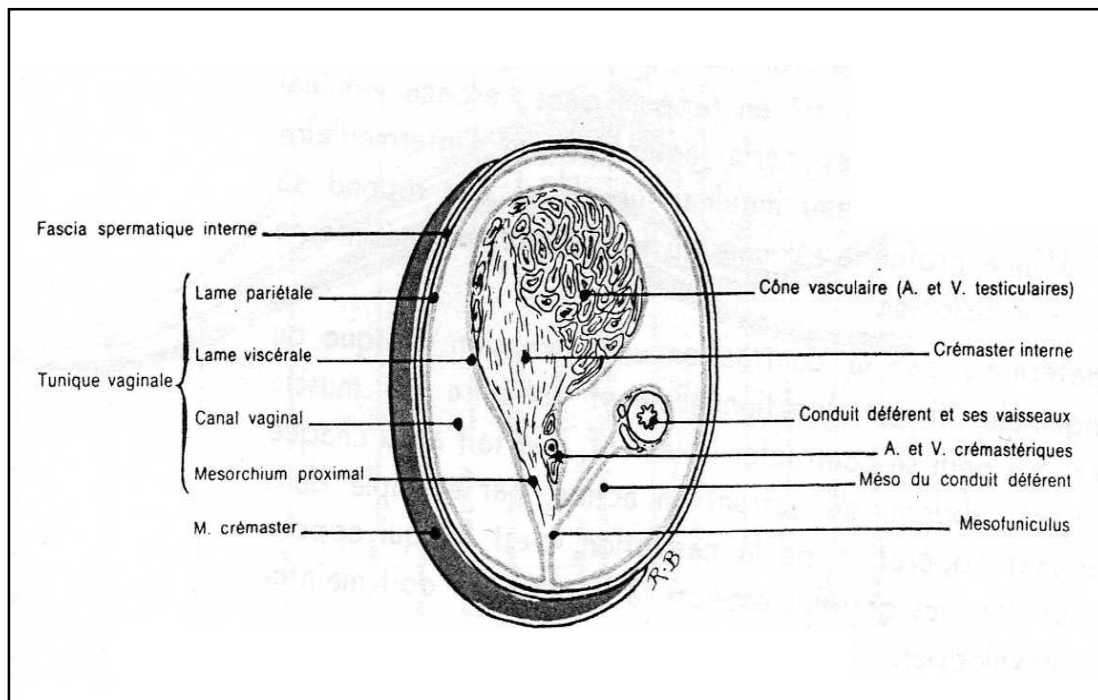


Figure n°6: coupe horizontale du cordon spermatique gauche a sa partie moyenne et de ses enveloppes profondes (Barone, 1978).

1-10-5-Structure du testicule :

Indépendamment des nerfs et des vaisseaux, la structure du testicule comprend une charpente fibreuse densifiée sous la séreuse en une épaisse albuginée et un tissu propre (parenchyma testis) divisé en lobules, dont chacun renferme plusieurs tubes séminifères et du tissu interstitiel (Barone, 1978).

1-10-5-1-séreuse : n'est autre chose que le péritoine testiculaire, partie de la lame viscérale de la tunique vaginale. Il est extrêmement adhérent à l'albuginée et se continue avec celui de l'épididyme et des mésos.

1-10-5-2-l'albuginée : est une membrane fibreuse épaisse et blanchâtre, creusée d'un grand nombre de canalicules très flexueux et de tailles diverses, dans les quels circulent les vaisseaux. Elle est surtout formée de fibres collagènes, aux quelles se mêlent quelques fibres élastiques et des fibrocytes plats et

irréguliers (Vaissaire, 1977; Leeson, 1975). Les contractions de l'albuginée conduisent à l'expulsion du sperme dans l'épididyme (Duarte et al., 1995). De la face profonde de l'albuginée partent des cloisons (septula testis) qui divisent le tissu sous-jacent en lobules assez réguliers, souvent communicants à leur base, voisine de l'albuginée, mais bien séparés dans la profondeur. Les cloisons convergent en effet sur un axe conjonctif épais, continu avec l'albuginée au niveau de l'extrémité opposée. C'est le **médiastinum testis** (corps d'Highmore) qui se met en continuité avec les cloisons. Il loge, outre de nombreux vaisseaux, un réseau de conduits excréteurs anastomosés, le **rete testis** (réseau de Haller) (Barone, 1978).

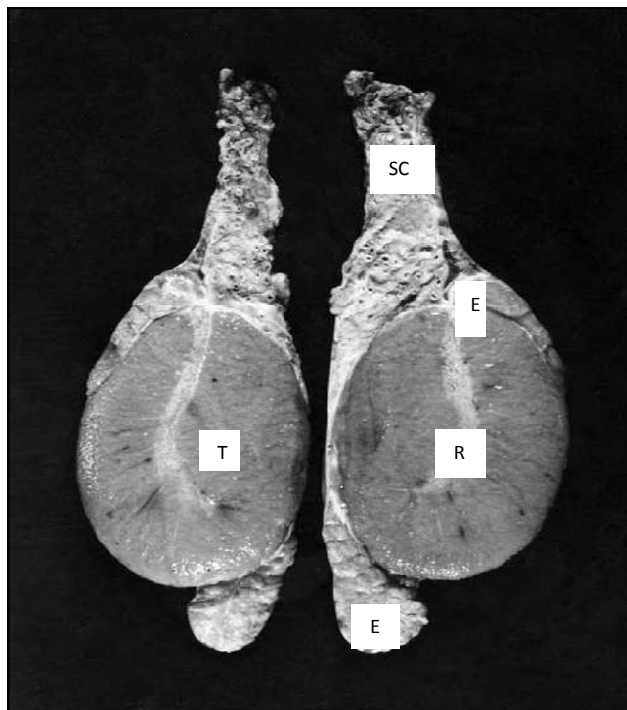


Figure n°7: Section longitudinale dans le testicule(T), l'épididyme (E), la corde spermatique (SC) et le rete testis (R) central du bélier (Knobil et al., 2006).

1-10-5-3-Rete testis :

Anciennement appelé « **Réseau de Haller** ». Ce dernier collecte les tubes droits qui proviennent des lobules et émet d'autre part les canalicules efférents qui pénètrent dans la tête de l'épididyme (Barone, 1978). Les deux extrémités de chaque tube séminifère s'ouvrent dans le tube droit puis dans le rete testis par des zones transitoires courtes bordées par des cellules ressemblant aux cellules de Sertoli, qui semblent former une valve (Brinster et al., 1994; Dym, 1974; Nykanen, 1979).

Dans la plupart des rongeurs et cétacés le rete testis est situé d'un côté du testicule ; chez l'homme, les gorilles et les insectivores il se trouve le long d'un seul bord du testicule dans un médiastin fibreux; et chez les singes, les ongulés, les carnivores; les lapins; le cobaye et les éléphants il est situé au centre et entouré par un médiastin fibreux (Beu et al., 1998; Dym, 1976; Fawcett et al., 1974; Hees et al., 1987,1989; Setchell, 1970; Wrobel, 1998).

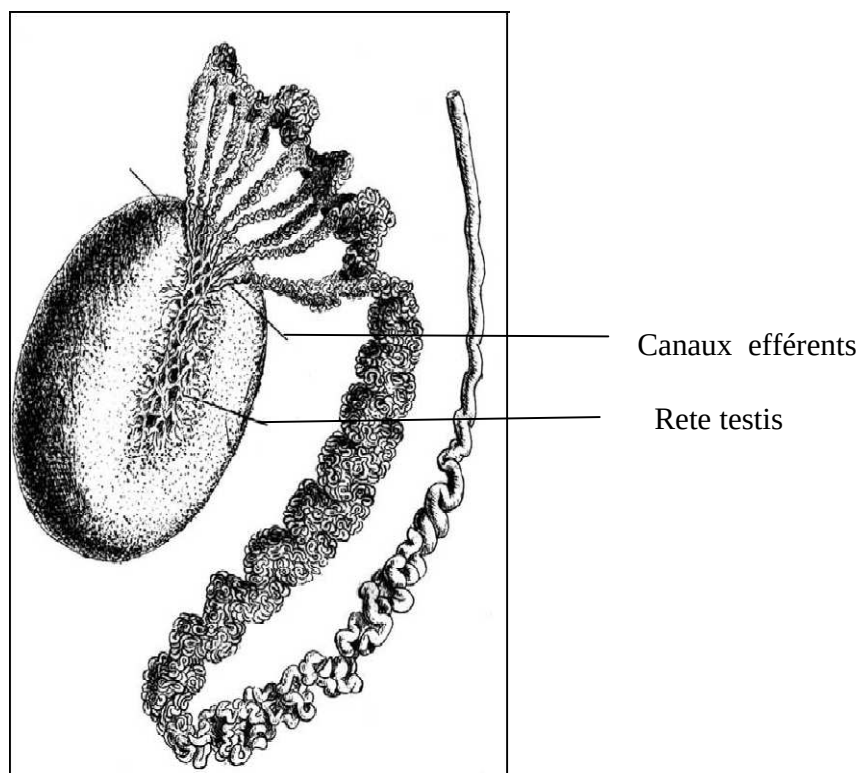


Figure n°8 : un schéma d'un testicule, d'un épидидyme, et des canaux efférents d'un être humain (Knobil et al., 2006).

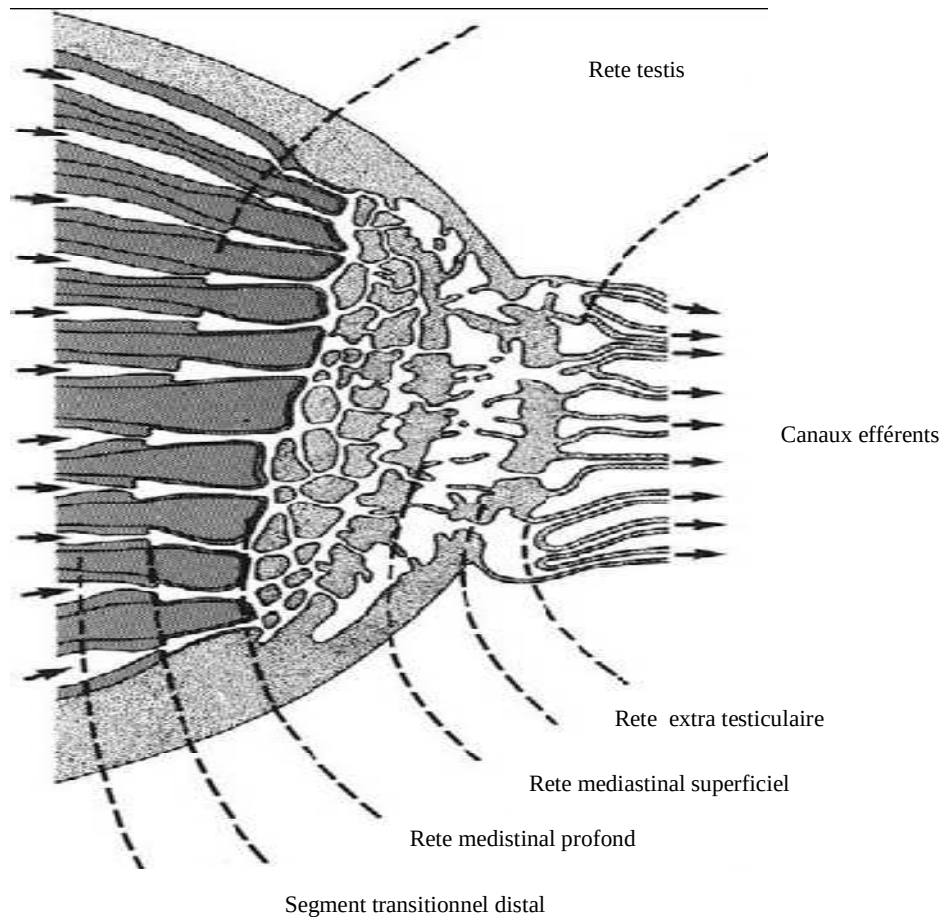


Figure n°9 : Schéma montrant comment les tubes séminifères se terminent dans le rete testis (Knobil et al., 2006).

Lobules du testicule :

Sauf dans les très petites espèces, on trouve de 200 à 300 lobules dans chaque testicule. Chacun d'eux est soutenu par un conjonctif lâche continu avec celui des septums et parcouru par un riche réseau capillaire. Dans cette trame sont plongés les éléments caractéristiques de l'organe : tubes séminifères et tissu glandulaire interstitiel (Barone, 1978).

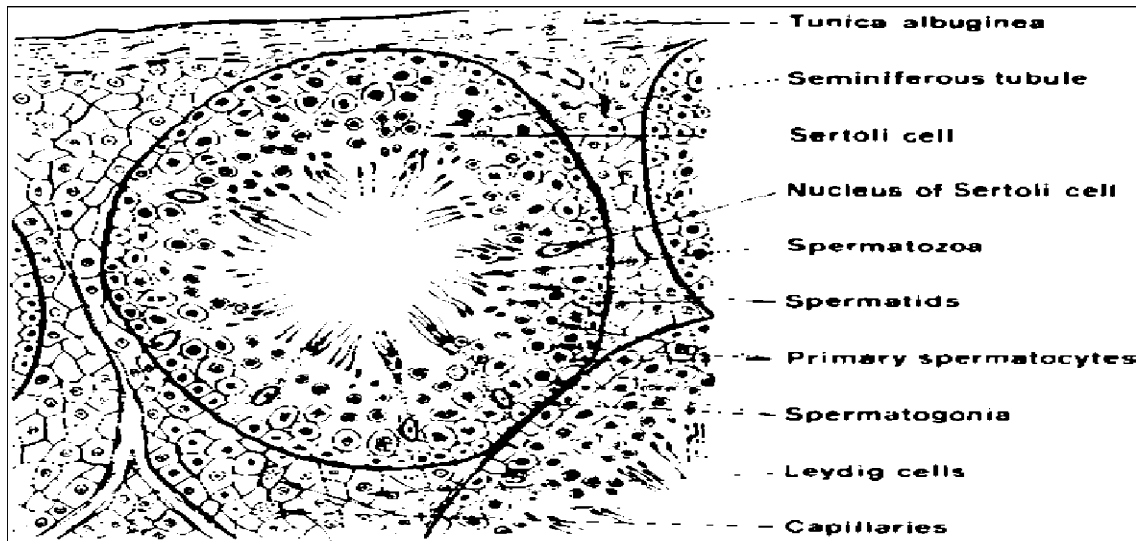


Figure n°10: Structure histologique du lobule testiculaire (Ball et al., 2004).

1-10-5-5-Tubes séminifères :

Les tubes séminifères occupent de 60 à plus de 80% du volume testiculaire selon les espèces (vaissaire, 1977), sont groupés en lobules ; chacun d'eux va de l'albuginée testiculaire au rete testis (kolb, 1975) ; très flexueux forment des anses qui s'ouvrent à leurs deux extrémités dans les tubes droits. Ils ont entre 200 et 250µm de diamètre chez l'homme, les tubes d'un diamètre de 150 à 300µm ont une extrémité périphérique aveugle.

La paroi des tubes est formée de dedans en dehors par :

-une lame basale, constituée principalement de laminine, de collagène de type IV et d'entactine (Morris et al., 1970).

-une ou plusieurs assises de cellules myoïdes riches en myosine, actine et protéines analogues, et en fibronectines. Elles sont liées contre elles par une molécule transmembranaire d'adhésion, la cadhérine, dont la partie cytoplasmique est attachée aux filaments d'actine du cytosquelette organisées en un double réseau, longitudinal et circulaire (Thibault et al., 2001).

Selon l'espèce chaque tube séminifère contourné commence au voisinage de l'albuginée par une extrémité en cul-de-sac ou anastomosée en arcade à celle d'un tube voisin. Il est entouré d'une

membrane limitante et montre en son centre une lumière à contours flous et irréguliers, plus ou moins encombrée de spermatozoïdes et de débris cellulaires.

1-La membrane limitante : est une mince couche de tissu conjonctif lamelleux (Holstein, 1996) dont la périphérie est très riche en cellules, tandis que la partie profonde est fibreuse, formant un feutrage serré.

Les tubes séminifères contiennent également les cellules somatiques de Sertoli, qui ont des fonctions nutritives et physiologiques essentielles pour les cellules germinales. Les tubes sont enfermés dans le tissu périvitubulaire comportant plusieurs couches chez l'homme composées de myofibroblastes entremêlés avec des couches de fibres de collagène (Holstein, 1996).

Les contractions des cellules périvitubulaires sont responsables de déplacer le liquide luminal et les spermatozoïdes hors des tubules séminifères par le rete testis et les conduits efférents dans l'épididyme. Ces cellules se contractent en réponse à l'oxytocine (Niemi et al., 1965), la vasopressine, à la prostaglandine (Tripiciano et al., 1998) et à l'endotheline (Tripiciano et al., 1996) qui sont formées par les cellules endothéliales, mais dans le testicule la source principale semble être les cellules de Sertoli (Fantoni et al., 1993).

2-Caractéristiques structurales des cellules de soutènement :

Anciennement appelées cellules de **Sertoli** constituent le support des cellules de la lignée spermatogène. Elles se multiplient jusqu'au début de la période de spermatogenèse, ou leur nombre ne s'accroît plus. Elles sont polymorphes, leur base polygonale, est appliquée contre la lame basale. Elles ont en effet une activité métabolique qui permet de leur reconnaître un rôle dans la nutrition des cellules germinales. Elles ont en outre une fonction endocrine probable, par la sécrétion d'une faible quantité d'hormones œstrogènes (Barone, 1978).

Selon Thibault (2001) en plus du pouvoir de la cellule de Sertoli à synthétiser des protéines spécifiques, l'appareil de golgi est pauvre en vacuoles.

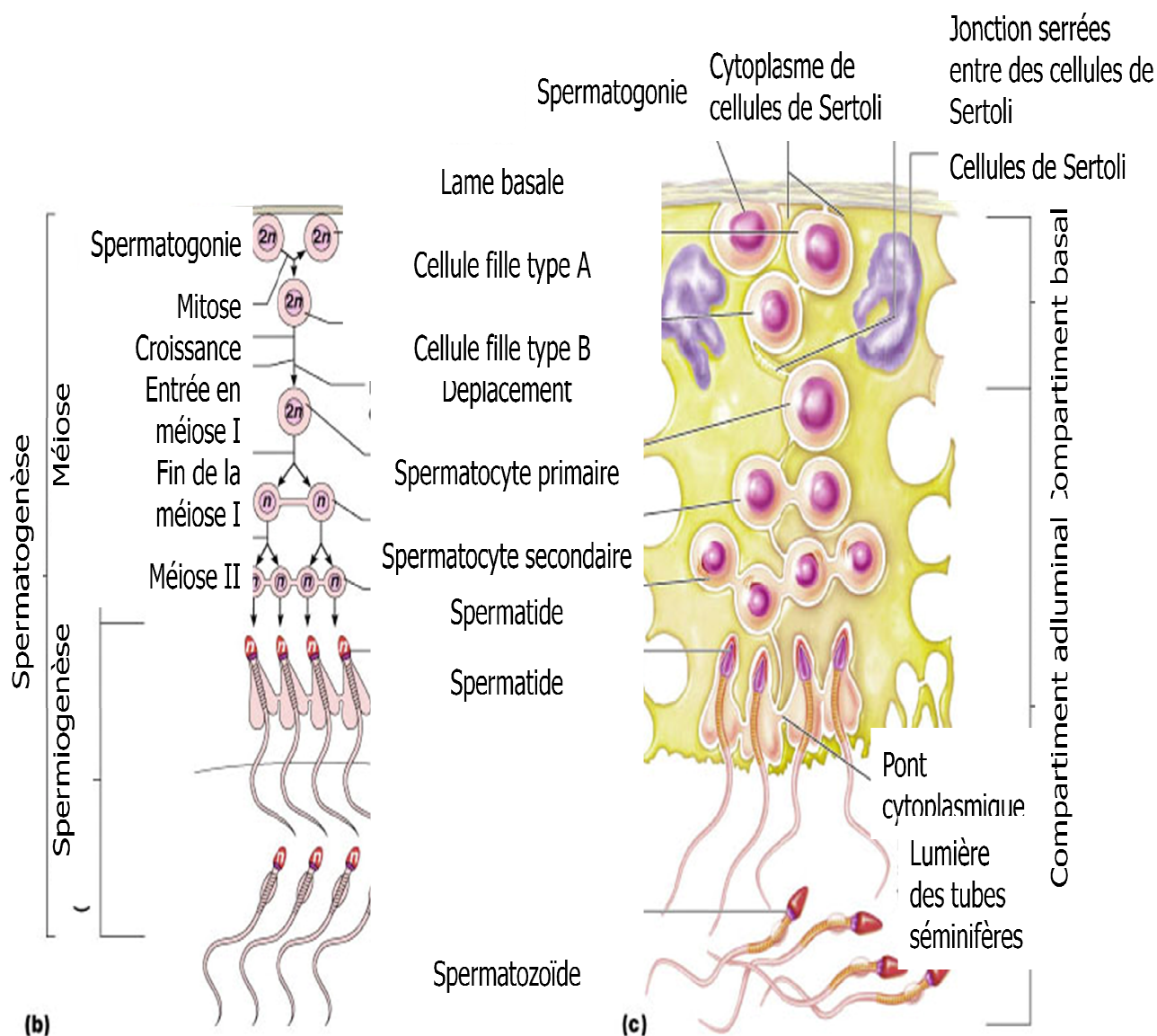


Figure n°11 : Schéma récapitulatif de l'évolution des cellules de la lignée germinale mâle (Gayrard, 2007).

3-Fonctions des cellules de soutien :

Les cellules de Sertoli sont en relation morphologique et fonctionnelle avec les cellules germinales. Elles en contrôlent le nombre (corrélation positive entre la production de cellules germinales et le nombre de cellules de Sertoli) et la différenciation. Elles jouent un rôle dans la libération des spermatozoïdes et dans la coordination de la spermatogénèse (Vaissaire, 1977). Elles forment la barrière testiculaire en étant liées les unes aux autres par des jonctions étroites très spécialisées qui empêchent l'entrée des grosses molécules dans le compartiment central du tissu et donc par lesquelles transitent nécessairement les nutriments ou les hormones vers les cellules germinales différenciées. Elles ont aussi un rôle endocrinien; point d'impact des hormones gonadotropes; source hormonale; cellule cible des androgènes (Courrot, 1975).

4-Caractéristiques structurales des Cellules de Leydig :

Découvertes par Colliker en 1854, décrites par Leydig en 1857, sont des cellules polyédriques groupées en petits amas dans le tissu conjonctif lâche entourant les tubes séminifères à l'intérieur des lobules et sont en relation avec de nombreux capillaires sanguins dans lesquels elles déversent leur produit de sécrétion (Vaissaire, 1977).

La microscopie électronique montre que ces cellules possèdent les caractéristiques des cellules endocrines stéroïdogènes :

- un réticulum endoplasmique très développé dont la très grande surface permet par réaction enzymatique sur ses lamelles la synthèse du cholestérol, précurseur des hormones ;
- de nombreuses mitochondries à crêtes tubulaires ;
- des vacuoles lipidiques ;
- des cristalloïdes de Reinke (macro-molécules protéiques) (Barone, 1978).

5-Fonctions des Cellules de Leydig :

Les hormones testiculaires sont essentiellement synthétisées dans les cellules de Leydig .La glande principale est capable d'élaborer des androgènes, plus particulièrement, la testostérone qui conditionnera successivement la différenciation embryonnaire du système reproducteur mâle, le conditionnement hypothalamo-hypophysaire, la maturation des cellules germinales, les caractères sexuels secondaires et le comportement (Matar Seck, 1987).

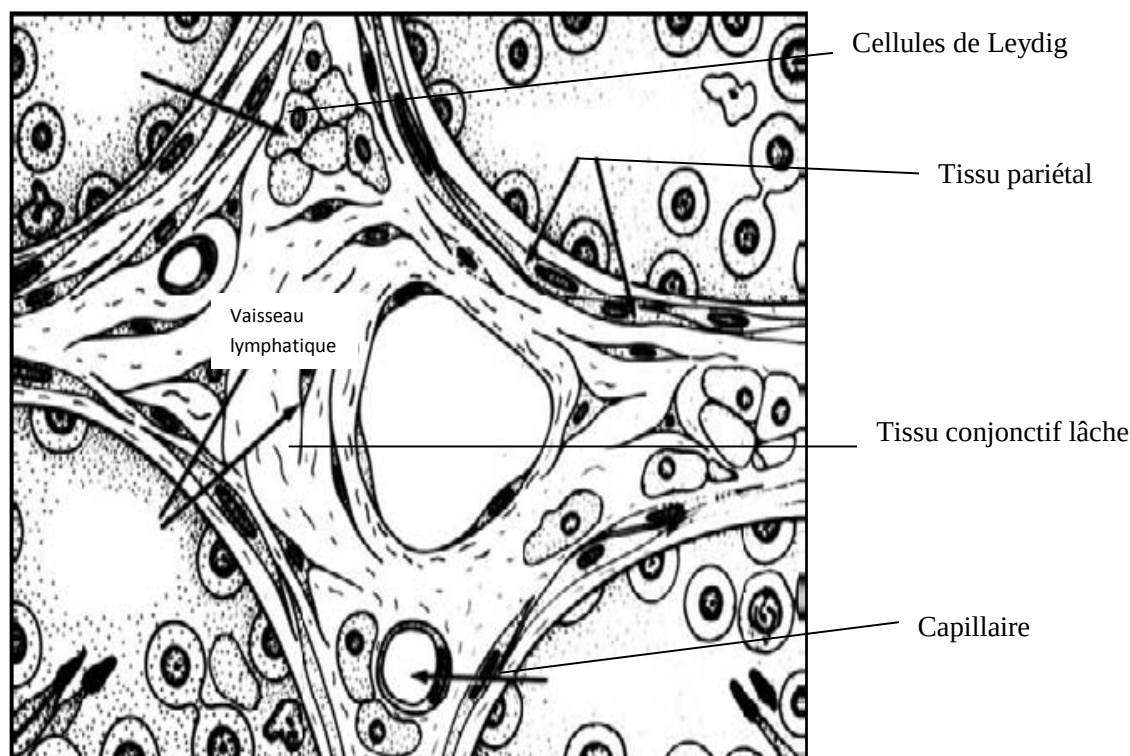


Figure n°12: Diagramme illustrant l'anatomie du tissu interstitiel des testicules de divers mammifères (homme, singe et le bélier) (Knobil et al., 2006).

2-L'appareil excréteur du sperme :

2-1-L'épididyme :

L'épididyme est un organe allongé, d'un diamètre croissant qui est plaqué contre le testicule, qu'il déborde par ses deux extrémités, les quelles sont plus volumineuses que la partie intermédiaire, on lui reconnaît une tête, un corps et une queue (Gayard, 2007).

2-1-1-Caractères anatomiques :

Selon Orguebin-Crist (1975), l'épididyme est un organe vecteur des spermatozoïdes, est relié aux canaux séminifères, lieu de la formation des spermatozoïdes, par le rete testis que l'on nomme également réseau de Haller, qui est un système de cavités irrégulières largement anastomosées entre elles.

Il occupe, chez l'Homme, la Souris et le Rat, une position superficielle, mais chez le Cobaye, le Chien, le Chat et le Taureau, le système lacunaire du réseau de Haller plonge dans le testicule en suivant son, grand axe jusqu'au 2/3 et même aux 3/4 de l'organe (chez le Taureau).

L'épididyme est constitué entièrement par les circonvolutions d'un canal unique extrêmement long. Chez le Taureau il atteint 33 à 35 mètres selon.

Vaissaire (1977) distingue également trois parties : la tête, qui adhère intimement au testicule à son pôle supérieur, le corps et la queue, fixée au pôle inférieur et, joignant les deux parties précédentes.

La tête : est élargie et couvre plus ou moins l'extrémité capitée du testicule. Elle commence un peu médialement à l'insertion du cône vasculaire du cordon, où elle se met en continuité avec le testicule et reçoit les canalicules efférents. Elle se porte vers le bord libre de la glande, puis revient sur elle-même pour passer latéralement à la base du cône vasculaire en formant une branche serrée dont la branche distale se continue par le corps de l'épididyme. Elle lui est attachée par une mince expansion fibreuse : le ligament de la tête de l'épididyme.

Le corps : est rétréci, aplati d'un côté à l'autre, libre par rapport au testicule, contre le quel il est appliqué et en quelque sorte moulé. Il est attaché par un court frein séreux, le mésépididyme.

La queue : est moins élargie que la tête, mais plus détachée qu'elle du testicule, avec lequel elle est néanmoins attachée de façon solide. Elle est sous la séreuse, maintenue au contact direct de la glande par le ligament propre du testicule et attachée d'autre part au fascia spermatique interne par le ligament de la queue de l'épididyme.

La jonction entre le rete testis et les tubes séminifères s'effectue par l'intermédiaire des canaux droits et la jonction avec le canal épидидymaire proprement dit se fait par les canaux efférents. Chez le chien, le chat et le taureau, les canaux efférents forment la majeure partie de la fraction proximale de l'épididyme. Ils se jettent successivement dans le canal épидидymaire (Barone, 1978).

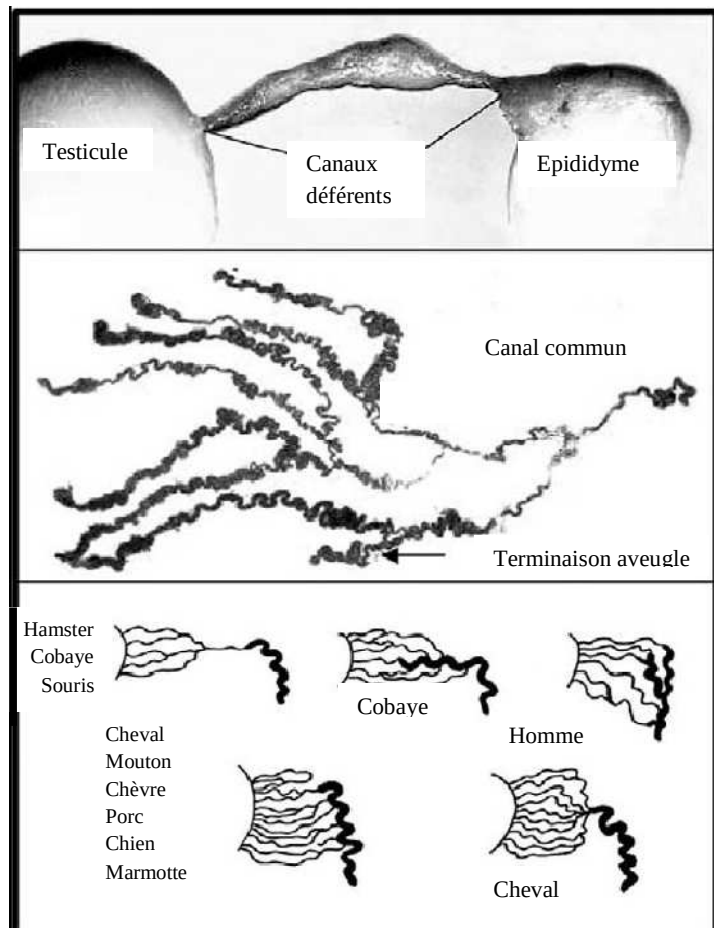


Figure n°13 : Diagramme des conduits efférents (ED) et la première partie du conduit épидидymaire de divers mammifères (Knobil, 2006).

2-1-2-Caractères histologiques de l'épididyme :

De nombreux auteurs ont étudié la structure histologique de l'épididyme chez différentes espèces animales (Jones, 1981 ; Marsh, 1984). D'après ces auteurs la paroi du canal épидидymaire est constituée de trois couches cellulaires. En allant de la périphérie vers la lumière du canal on rencontre successivement :

- une couche de fibres musculaires lisses circulaires ;
- une couche discontinue de cellules basales ;
- et enfin une couche continue de hautes cellules cylindriques.

2-2-Canaux efférents :

Selon Vaissaire (1977), les canaux efférents font suite au rete testis, il y a entre 1 et plus de 30 selon l'espèce, (12 à 15 chez le taureau, 8 chez le cheval, 3 à 8 chez les rongeurs) qui relie le testicule à l'épididyme.

Leur paroi est formée d'un épithélium fait de cellules ciliées (cils vibratiles) hautes, non glandulaires et de cellules plus basses glandulaires reposant sur une lame basale et entouré par une mince couche de cellules musculaires lisses.

Ces canaux se joignent pour former un conduit commun ou pour s'ouvrir directement dans le conduit épididymal (Jones et al., 1987).

2-3-Canal épididymaire :

La lumière épididymaire est assez régulièrement circulaire, son épithélium n'y formant pas de plis. On peut aussi remarquer que l'albuginée, épaisse et mêlée de fibres musculaires lisses au niveau de la tête, s'amincit peu à peu dans le corps et devient uniquement conjonctive à mesure que se développe la musculature propre du conduit. Cette disposition favorise la chasse spermatique qui précède l'éjaculation (Barone, 1956). Dans le canal épididymaire toutes les cellules épithéliales ont une fonction glandulaire et elles sont toutes munies de poils immobiles, les stéréocils assurant la vitalité des spermatozoïdes et leur confèrent la mobilité chez l'Étalon, le Bélier et le Vaissaire (1977).

Tableau n°3: Longueur de l'épididyme chez certaines espèces animales

(Barone, 1956 ;Vaissaire.,1977).

Espèce	Longueur (m)
Etalon	70-86
Verrat	
-Yorkshire	55-57
-Mangalitza	62-64
Bélier	40-60
Taureau	35-50
Chien	5-8
Homme	6-7
Lièvre	2.5-3
Lapin	2-2.5
Cobaye	3

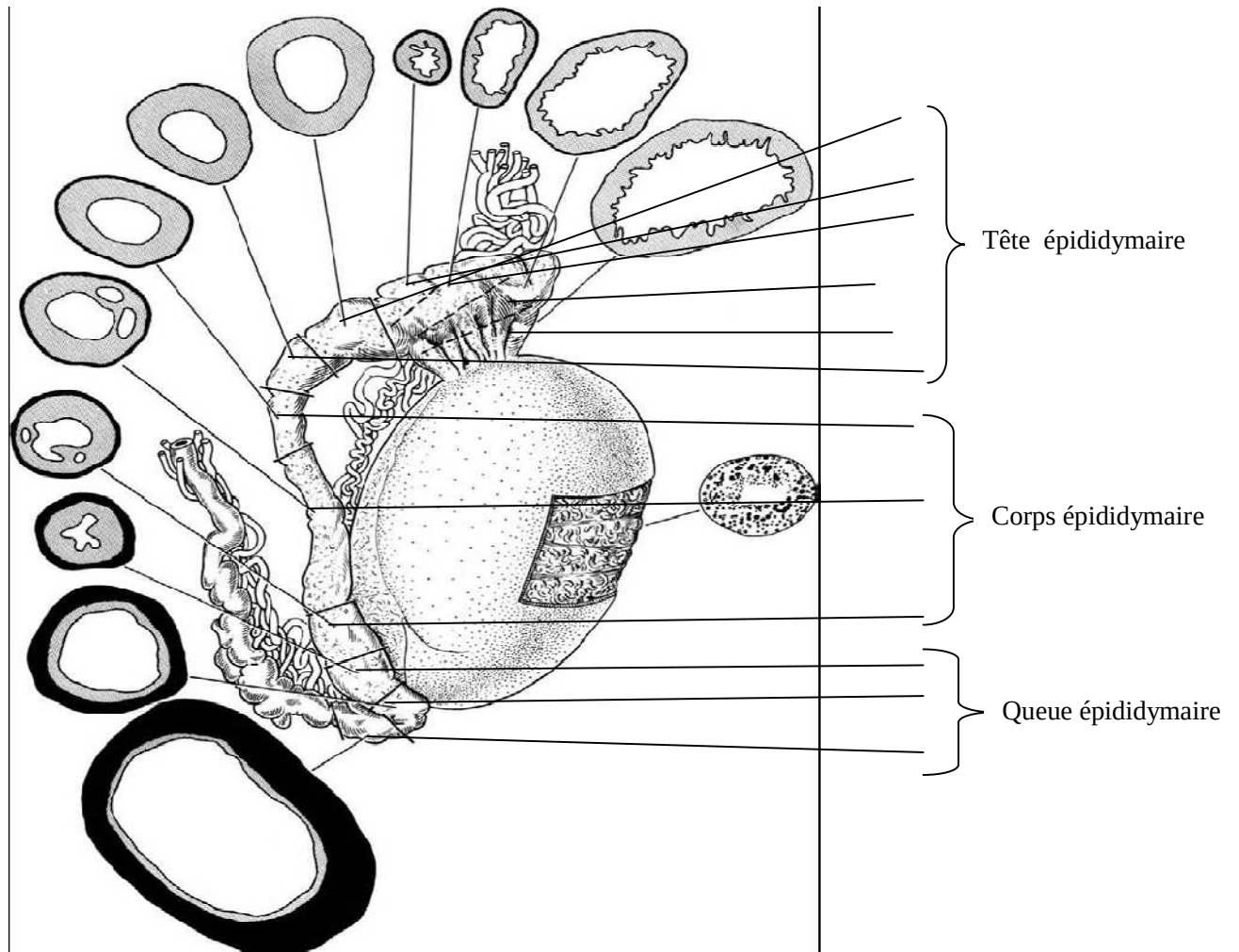


Figure n°14 : Diagramme d'un testicule et d'un épидидyme humain montrant la variation dans la taille de l'épithélium epididymal (ombragé) et celle de l'épaisseur musculaire (noir) (Knobil et al., 2006).

2-4-Physiologie de l'épididyme :

Lors du passage dans le canal épидидymaire, les spermatozoïdes subissent une maturation qui leur permet d'acquérir mobilité et pouvoir fécondant.

Cependant, lorsqu'on effectue une castration sous-épидидymaire chez l'animal adulte on assiste à une inhibition de l'activité sécrétoire des cellules épидидymaire et à la mort des spermatozoïdes parcourant le canal épидидymaire, ce qui prouve l'androgéno-dépendance de cette différenciation (Cooper, 1986).

2-5-Le canal déférent :

Faisant suite au canal épидидymaire, le canal déférent s'étend de la queue de l'épididyme à l'orifice éjaculateur, par lequel il débouche dans l'urètre (Barone, 1956).

La lumière du canal est bordée par une épaisse paroi comportant :

- Une muqueuse plissée et formée d'un épithélium cylindrique.
- Une musculature formée de trois plans de fibres.
- Une adventice constitué d'un tissu conjonctif (Vaissaire, 1977).

A son extrémité distale, il se dilate en une ampoule déférentielle (renflement pelvien), au niveau du sphincter urétral qui commande l'ouverture de la vessie. Le canal déférent n'est pas une simple voie vectrice du sperme, la présence de cellules de type glandulaire conduit à le rapprocher, sur le plan physiologique, du canal épидидymaire (Soltner, 2001).

3-Glandes annexes :

Ces glandes à sécrétion externe produisent des liquides destinés à diluer les spermatozoïdes, favoriser leur mouvement, à les nourrir, notamment à partir d'un sucre le fructose, et à éliminer le gaz carbonique qu'ils rejettent. Ce sont les deux vésicules séminales, la prostate et les deux glandes de Cowper (Soltner, 2001).

3-1-Vésicules séminales :

Annexée à la terminaison du canal déférent, la glande vésiculaire est située dorsalement et un peu latéralement à celle-ci, entre la vessie et le rectum. Elle déverse sa sécrétion dans l'urètre par l'intermédiaire du conduit éjaculateur mais peut y déboucher directement dans quelques espèces (porc) (Barone, 1978).

Les glandes vésiculaires couvrent la face dorsale de la vessie ou de son col et les ampoules des conduits déférents, qui sont plus médiales. Elles répondent dorsalement au rectum et caudalement à la prostate. Elles sont régies par les hormones testiculaires et lors de l'éjaculation, par le système nerveux (Hamilton, 1990).

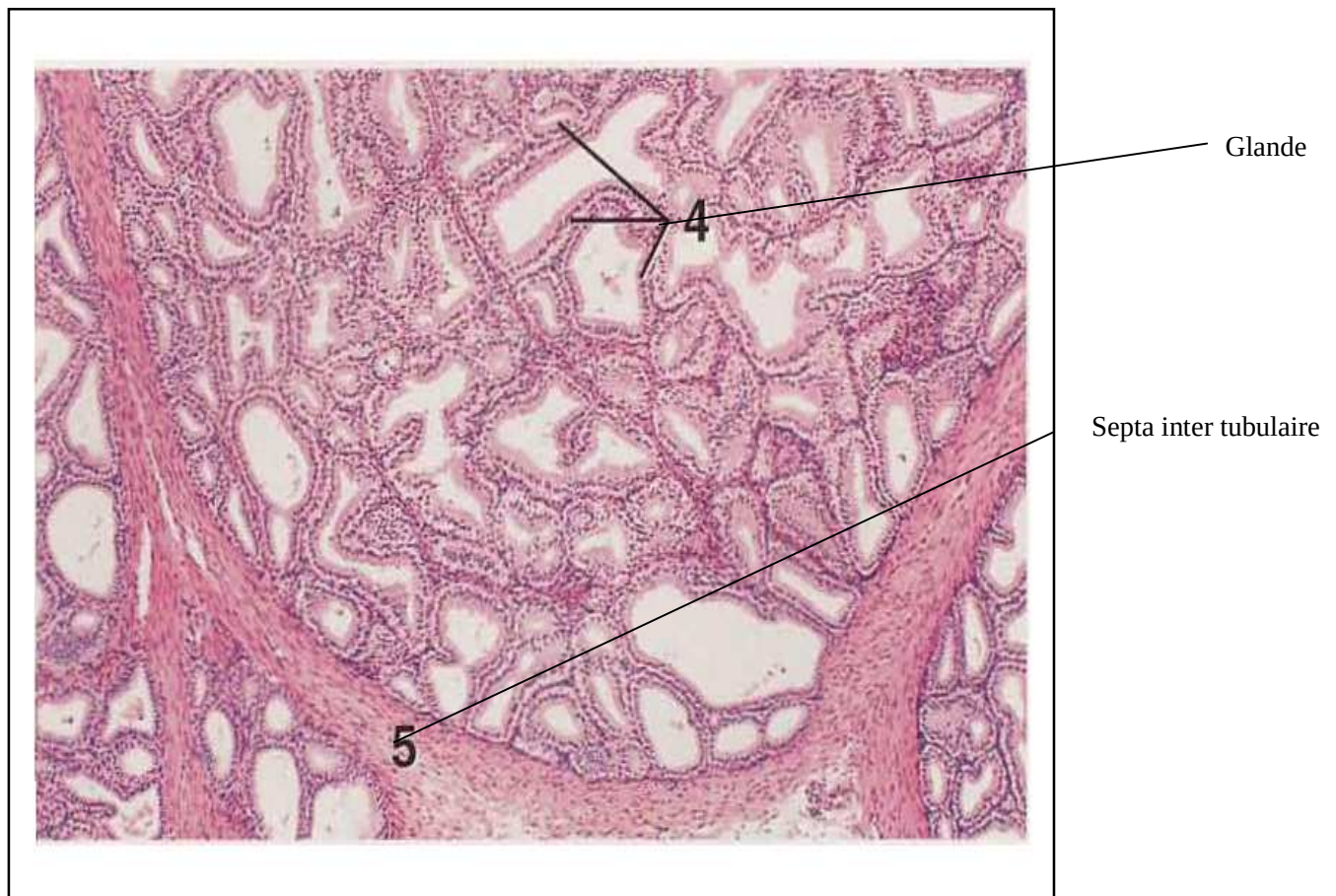


Figure n°15: Coupe histologique de la vésicule séminale du bélier (G X 25) (William, 2000).

La paroi des vésicules séminales présente :

- **une adventice** mince, fibroblastique.
- **une musculuse** épaisse avec 03 plans de fibres.
- **une muqueuse** mince très plissée, dont l'épithélium est formée d'une couche de cellules basales et d'une couche superficielle de cellules hautes non ciliées, chargées de sécrétions (glycogène et particules lipidiques). Les cellules de nature glandulaire de l'épithélium sécrètent un liquide riche en minéraux (CL, Na, K, Zn...), en sucres (fructoses : sources d'énergie pour les spermatozoïdes ; sa sécrétion étant contrôlée par les androgènes), en substances diverses (acides ascorbique, acide citrique, acide sialique, inositol, phosphorylcholine, catécholamines, prostaglandines...) (Vaissaire, 1977).



Figure n°16: coupe histologique de la vésicule séminale du bélier (G X 250) illustrant le pseudo épithélium glandulaire stratifié (William, 2000).

3-2- La prostate :

La prostate (prostata) existe chez tous les mammifères, elle est peu développée chez les ruminants avec une portion disséminée autour de l'urètre de bélier, bouc. Bien qu'elle apparaisse dans beaucoup d'espèces (homme, carnivores, équidés) comme un organe impair, unique et de forme lobulaire (Eckstein et al., 1956 ; Hamilton, 1990), c'est en réalité un agglomérat de glandes multiples pourvues d'autant de conduits excréteurs (Barone, 1978).

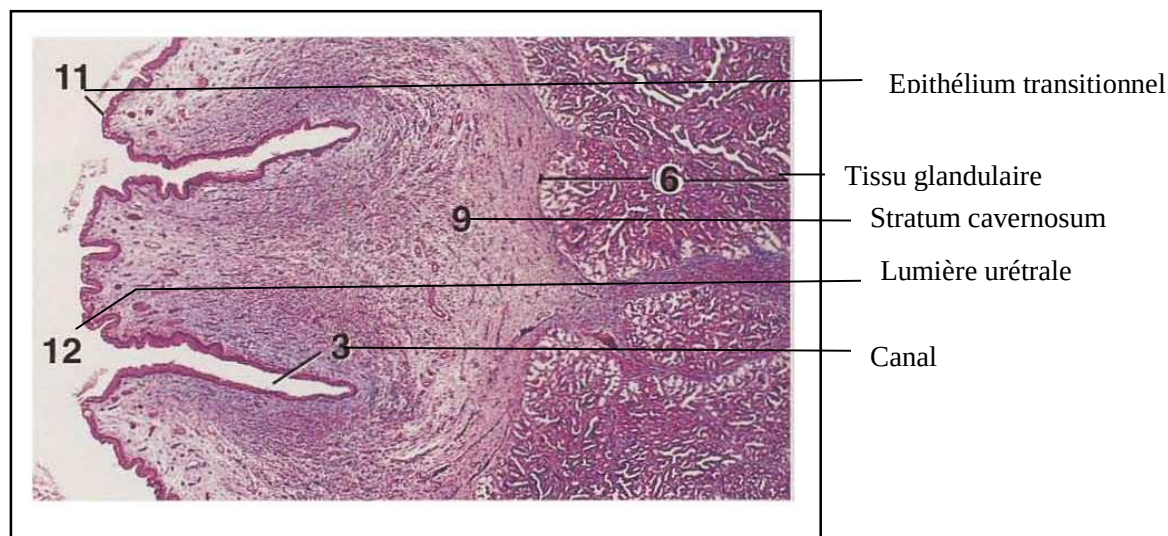


Figure n°17 : Coupe histologique de la prostate du bélier (G x 12.5) (William, 2000).

3-4- Glandes de Cowper:

Les glandes de Cowper ou glandes bulbo urétrales ou glandes de Mery sont des glandes muqueuses tubulo-alvéolaire composées sont de la grosseur d'une noisette chez le taureau, Sont plus apparentes chez le bélier, recouvertes par le muscle bulbo-caverneux ; elles s'ouvrent de chaque coté dans le cul-de-sac du bulbe de l'urètre par un seul orifice (Vaissaire, 1977), Leur produit de sécrétion est riche en mucus, il est déversé dans l'urètre par un canal excréteur (kolb, 1975).

3-5- Canal urogénital :

D'après (Barone, 1978), C'est un long conduit impair qui sert à l'excrétion de l'urine et du sperme, l'urètre fait suite au col de la vessie et reçoit presque aussitôt la terminaison des voies spermatiques. Il longe ensuite le plancher pelvien jusqu'à l'arcade ischiatique, sort du bassin et s'unit à une tige érectile paire, nommée corps caverneux. Il participe avec ce dernier à la constitution du pénis, à l'extrémité libre duquel s'ouvre son orifice terminal l'urètre pelvien présente, sur sa paroi supérieure,

de nombreuses petites papilles correspondant aux orifices des canaux excréteurs de la prostate (Crapelet et al., 1980).

3-6-Organe copulateur :

Le pénis du bélier long de 40 centimètres environ a dans sa partie fixe la même disposition que celui du taureau et comporte deux portions :

-Une partie fixe attachée et maintenue par des aponévroses et des ligaments.

-une partie libre, plus ou moins mobile et détachée, qui, lors de l'érection, peut être introduite dans les voies génitales femelles (Vaissaire, 1977).

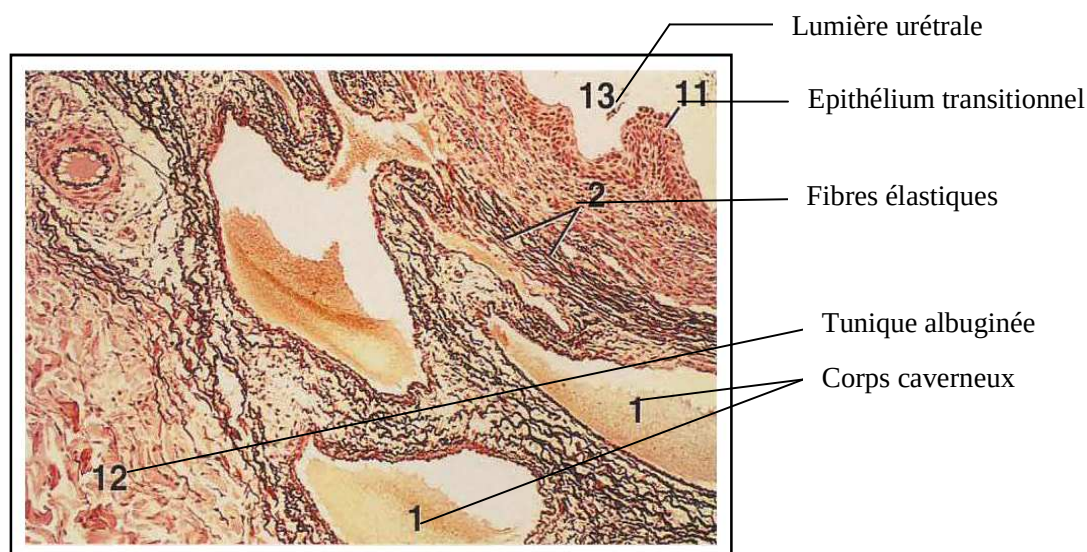


Figure n°18: coupe histologique du corps du pénis du bélier (G X 25) (William, 2000).

CHAPITRE II

Rappel physiologique de l'appareil génital du bélier

1-Puberté

D'après Short (1984), la puberté est le processus par le quel les animaux deviennent capables de produire la progéniture, et selon Vaissaire (1977) la puberté n'est ni un évènement ni même un avènement : l'échéance de la maturité sexuelle n'est que la conclusion d'une maturation sexuelle commencée depuis longtemps et qui s'est développée sur toute une période de la vie. C'est donc une étape clé au cours de laquelle est réalisée dans tout l'organisme une métamorphose à nulle autre pareille.

La puberté chez le mâle correspond au moment où des spermatozoïdes fertiles sont libérés dans l'éjaculat (50 millions de spermatozoïdes dont un minimum de 10 % est doué de motilité).

Des changements morphologiques peuvent être notés chez le mâle quelques semaines avant l'apparition des spermatozoïdes fertiles dans l'éjaculat. On observe des changements de la conformation corporelle, une augmentation de l'agressivité envers les autres mâles, une augmentation de la libido ainsi qu'une croissance rapide du pénis et des testicules (Bearden et al. 2004).

Tableau n°4: Age à la puberté et production de spermatozoïdes (Gayrard, 2007).

Espèce	Age puberté	Poids du corps (kg)	Poids des 2 testicules (g)	Prod/j (10^6)	Prod/j/g testicule (10^6)	Nombre de sperm/éjaculat (10^6)
Homme	12-13 ans	70	40	0.2	5	200
taureau	9-12 mlois	1200	800	7.5	12	6000
Etalon	13-24mois	1000	340	5.3	16	7000
Belier	112-185 jours	100	500	9.5	21	4000
Verrat	5-8 mois	200	720	16.2	23	15000
Rhésus	3 ans	12	70	1.1	23	400
Rat	40-50 jours	0.3	4	0.086	23	58
Hamster	6-8 semaines	0.15	4	0.074	24	80
Lapin	6-7 semaines	4	6	0.016	25	120

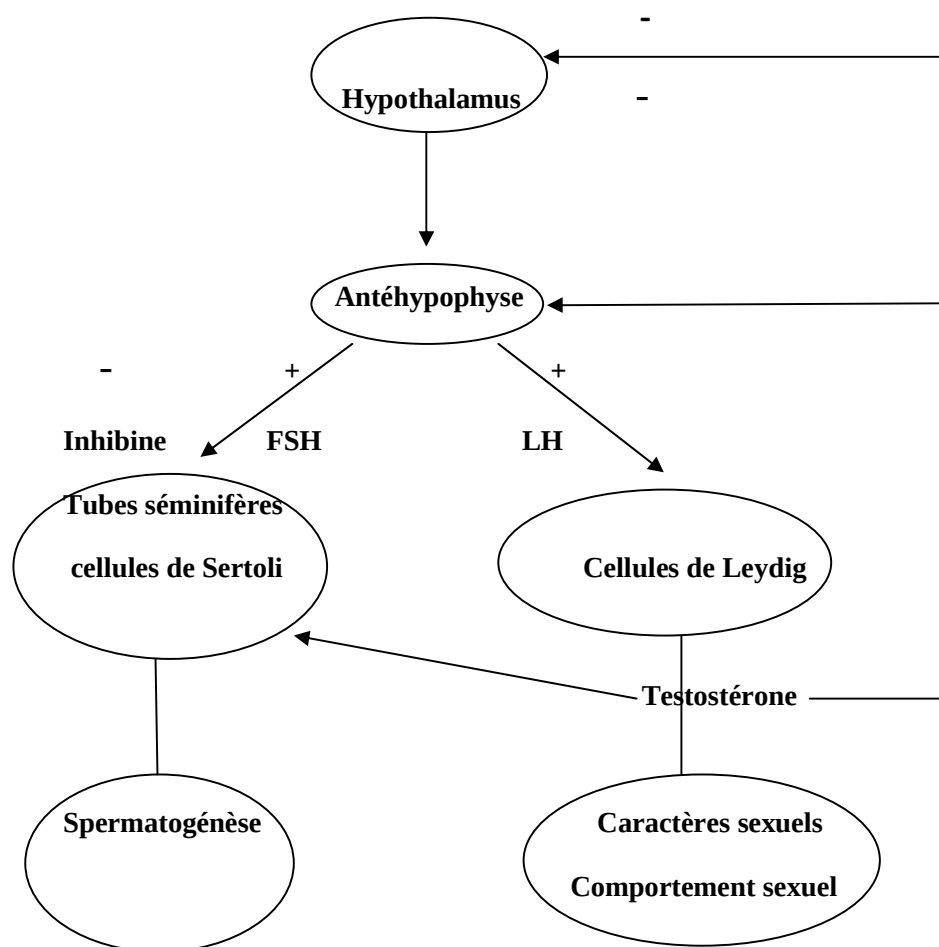


Figure n°19 : Régulation hormonale de la production des spermatozoïdes (Castonguay, 2000).

2-Spermatogénèse

La spermatogénèse, mise en place à la puberté, est le processus de différenciation cellulaire qui à partir des spermatogonies souches, aboutit à la production des spermatozoïdes. Chez le taureau sexuellement mature, la production de spermatozoïdes est de 12 millions par Gramme de testicule et par jour ; chez le chien elle est de 20 à 28 millions par gramme de testicule et par jour et chez l'homme, à l'âge de 20 ans, la production de spermatozoïdes est de l'ordre de 6,5 millions de spermatozoïdes par jour et par gramme de testicule (Thibault et al., 2001).

La production spermatique est en fonction de :

-l'âge : un jeune bélier produit moins de spermatozoïdes qu'un adulte.

-la saison : le poids testiculaire est maximum en automne, au printemps, plus de la moitié de spermatozoïdes dégénèrent car la chaleur inhibe la spermatogénèse.

-l'état de santé : le parasitisme, les affections des pieds agissent négativement sur la spermatogénèse

-L'alimentation : La vitamine A et ses métabolites ont un essentiel rôle dans l'activité reproductrice du bélier, probablement par le déclenchement de la spermatogénèse (Abd El-Aziz, 1976). La supplémentation en vitamine A réduit le pourcentage des spermatozoïdes anormaux et donc pourrait probablement améliorer la fertilité des animaux quand aucun vert n'est disponible pendant une période prolongée (Abdulkareema, 2005).

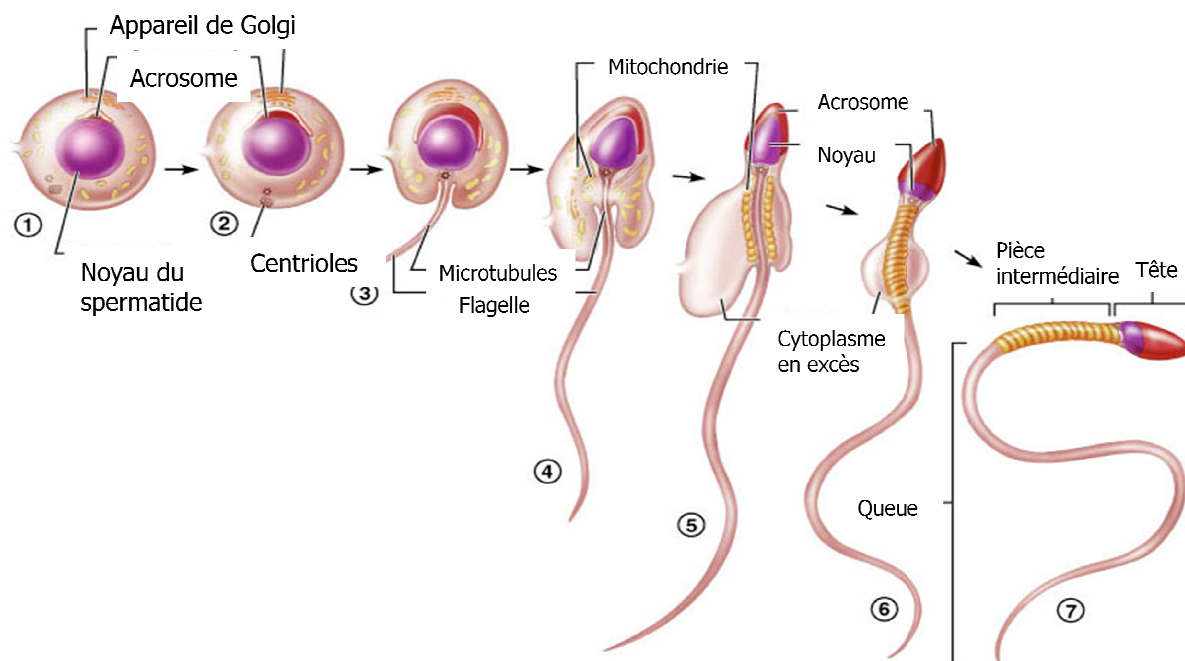


Figure n°20: La spermiogenèse chez les mammifères (Gayrard, 2007).

Une évaluation de l'activité spermatogénique des tubes séminifères, déterminée histologiquement, montre qu'à partir de 90 jours d'âge commence l'activité spermatogénique du testicule, jugée par la présence des spermatozoïdes, la fertilité pourrait être atteinte par 120-150 jours d'âge chez le bélier (Laurence et al., 1972).

Les analyses de la sécrétion testiculaire d'androgène par la chromatographie gaz-liquide ont indiqué que la testostérone est le stéroïde testiculaire non-conjugué dominant dans la circulation pendant la maturation sexuelle de l'agneau.

Il existe une corrélation entre le taux de sécrétion de testostérone et l'âge du bélier. La sécrétion testiculaire d'androgène du taureau de maturation a été décrite la première fois par (Lindner, 1959) et plus tard les hormones androgènes dans la circulation des autres espèces comprenant le rat, le chien, le singe, et l'homme ont été identifiés (Eik-Nes, 1970).

3-Paramètres endocriniens :

Dès la naissance, la LH a été détectée dans le sang des agneaux mâles où elle est libérée sous forme pulsatile. Pendant la période impubère, la sécrétion de LH augmente avec l'âge. Le niveau maximum de LH est atteint entre 1 et 2 mois de vie.

Le niveau de LH chute ensuite et se stabilise à un niveau proche de celui de l'adulte, cette diminution est attribuée aux effets du feed-back des stéroïdes testiculaires (testostérone) sur l'axe hypothalamo-pituitaire (Thimonier et al., 1996).

Le comportement sexuel des mâles est sous le contrôle de la testostérone ou de ses métabolites. Chez des mâles castrés, un traitement à la testostérone rétablit le comportement sexuel mâle, alors que, avant traitement, celui-ci tend à persister quelques mois après castration chez des animaux sexuellement expérimentés. Chez les races saisonnières, ces sécrétions stéroïdiennes varient avec la saison sous le contrôle de la photopériode. Les béliers régulièrement entraînés à la saillie manifestent une légère baisse de leur libido en dehors de la saison sexuelle (Forgaty et al., 1992). Les conditions de déclenchement du comportement sont également très importantes, la motivation et l'efficacité sexuelle de béliers peuvent être modifiés par la compétition et la hiérarchie existant dans un groupe (Mandiki et al., 1997).

La mélatonine est l'hormone contrôlant la saisonnalité de l'espèce. Elle est sécrétée par la glande pinéale durant la nuit et agit sur l'axe hypothalamo-pituitaire (axe de contrôle des sécrétions de

GNRH/LH).Ce qui induit la pulsativité de LH. La LH stimule la production d'androgènes par les cellules de Leydig, favorisant ainsi le développement des caractères sexuels, l'anabolisme protéique et la spermatogénèse (Chemineau et al., 1989).

Les femelles en œstrus jouent un rôle important en facilitant la pleine expression du comportement sexuel du mâle. Les stimuli olfactifs conséquences de l'état d'œstrus, comme les stimulations visuelles sont des facteurs importants pour l'obtention d'un accouplement (Orguer et al., 1993).

4- Caractéristiques de l'éjaculat chez le bélier :

4-1-Caractéristiques morphologiques du spermatozoïde

La fertilité chez les mammifères implique une série de processus d'identification entre le spermatozoïde et l'oocyte. Ces interactions sont souvent détail d'espèce et de cellules. Par exemple, les spermatozoïdes humains se lieront normalement aux oocytes et pas à d'autres cellules somatiques (Moore, et al., 1985).

De nombreuses études ont prouvé que les spermatozoïdes des mammifères n'acquièrent la capacité de fertilisation qu'après passage par l'épididyme proximal . Chez le lapin et le hamster, des études en utilisant des manipulations chirurgicales des conduits artériels in situ (Orgebin-Crist et al., 1975) ou en utilisant des anticorps (Lea et al., 1978; Moore et al., 1984) ont établi qu'il y a une contribution positive de l'épithélium epididymal au développement de cette maturation.

Plusieurs médiateurs du contrôle androgénique de la différenciation post-testiculaire des gamètes mâles sont des protéines sécrétées par l'épididyme qui se lient à des sites localisés sur des régions particulières de la membrane plasmique spermatique au niveau de la tête ou du flagelle (Fournier-Delpech et al., 1987).

A ce processus, dont le mécanisme reste inconnu, sont associés chez le bélier des changements qualitatifs et quantitatifs de glycoconjugués de la surface spermatique (Hammerstedt et al., 1987 ; Dacheux et al, 1991) Ces modifications structurales sont concomitantes avec l'acquisition du pouvoir fécondant et de compétences membranaires telles que la liaison à la zone pellucide et l'initiation de la mobilité progressive (Amann, 1987).

Tableau n°5: Taille des différentes parties du spermatozoïde de bélier (Setchell, 1977).

	Longueur (μ)	Epaisseur (μ)
Tête	8.2	4.3
Pièce intermédiaire	14	0.8
Pièce principale de la queue	42	0.5

Tableau n°6: Classification des anomalies du spermatozoïde (d'après Freshman, 2002).

	Anomalies primaires	Anomalies secondaires
Anomalies de la tête	Tête piriforme Tête amincie Tête allongée Tête petite (microcéphalie) Tête géante (macrocéphale) Tête ronde Tête déformée Tête double	Tête détachée
Anomalies de la pièce intermédiaire	Pièce intermédiaire double Pièce intermédiaire enflée Gouttelettes cytoplasmiques proximales	Gouttelettes cytoplasmiques distales
Anomalies de la queue	Queue double Queue cassée Queue enroulée en chignon ou enroulées autour de la tête	Queue tordue Queue enroulée distalement Queue repliée
Autres anomalies		Acrosomes anormaux

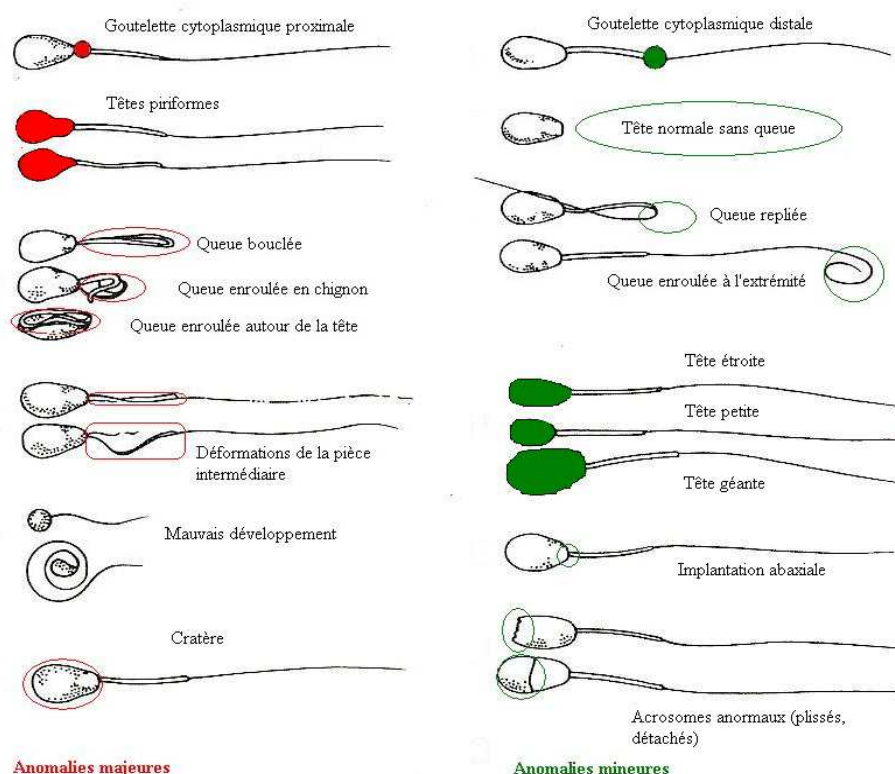


Figure n°21: Représentation schématique des anomalies morphologiques du spermatozoïde (Ott et al., 1987).

4-2-Evaluation de la qualité de la semence dans l'espèce ovine :

Une fois collecté, le sperme est transmis au laboratoire pour mesurer le volume (lecture directe dans le tube de collecte gradué ou pesée). La concentration en spermatozoïdes est déterminée par spectrophotométrie, le pourcentage de gamètes mobiles et leur motilité par microscopie optique (cellule de comptage). Certains laboratoires contrôlent aussi le taux d'anomalies morphologiques et d'autres, équipés de CASA (Computer Assisted Semen Analyser) mesurent les paramètres de déplacement et de vitesse des spermatozoïdes. Ces mesures *in vitro* ne sont pas corrélées à la fertilité de la semence mesurée *in vivo* après décongélation. Les critères de qualité varient d'un centre de collecte à l'autre, mais les acteurs de la filière ont validé des recommandations communes. Après évaluation, la semence est diluée dans un milieu salin contenant du glycérol (cryoprotecteur), avec ou sans jaune d'œuf.

L'ajout d'antioxydant (Oxyfree, ND) augmente in vitro les paramètres de vitesse des spermatozoïdes et pour certains taureaux améliore la fertilité in vivo.

4-2-1-Analyse macroscopique

La qualité du sperme est observée macroscopiquement, car toute modification importante peut être révélatrice d'une pathologie du tractus génital se traduisant par une diminution de la fertilité voire une infertilité. Le volume de l'éjaculat, la couleur, la turbidité, concentration de sperme, proportion du sperme anormal et d'un certain nombre d'essais de mesure fonctionnels et biochimique de l'éjaculat sont notés.

-Le volume : Le volume de l'éjaculat est mesuré directement sur le tube gradué servant à la collecte, ce qui permettra de calculer le nombre total de spermatozoïdes de l'éjaculat. Le sperme chez le bélier est peu abondant et très concentré, le volume est directement apprécié par une simple lecture du tube collecteur gradué.

-Consistance et couleur : La phase spermatique est de couleur laiteuse, elle contient les spermatozoïdes et son aspect permet de déterminer approximativement sa concentration en spermatozoïdes :

-translucide : absence ou peu de spermatozoïdes

-Blanchâtre ou nuageux : présence de spermatozoïdes ; l'opacité est fonction de la concentration ;

-Blanc laiteux : concentration importante des spermatozoïdes ;

-Rosé : présence de sang (Fontbonne, 1993).

La phase post-spermatique est de couleur claire et joue le rôle de diluant, son volume est important.

Les principales anomalies macroscopiques consistent en l'absence de sperme, la présence de pus, d'urine ou de sang dans le sperme, une coloration jaunâtre peut être le signe d'une contamination par du sang se traduit par une coloration rosée à brunâtre.

-La viscosité : La viscosité du sperme total dépend de la concentration en spermatozoïdes, de la charge et, de la conductibilité électrique.

-L'odeur : Le sperme serait inodore sauf s'il est contaminé, par l'urine ou par les sécrétions de la poche préputiale ; il dégage alors une odeur « sui generis » qui rappellerait, en général, l'odeur d'os frais râpé Derivaux (1971) cité par Vaissaire (1977).

4-2-2-Analyse microscopique

-Motilité : Cet examen est réalisé le plus rapidement possible après la récolte du sperme. Il s'agit d'un examen dynamique qui s'effectue sur platine chauffée à 37°C pour éviter le ralentissement des spermatozoïdes. On observe en premier lieu la motilité massale, sur une goutte de sperme déposée sur une lame et observée à faible grossissement (x100) et les mouvements de réunion et de dispersion des gamètes sont observés. Ils forment des vagues à la surface de la goutte L'intensité des vagues provoquées par le mouvement des spermatozoïdes est évaluée. Une note de 0 à 5 est attribuée à l'échantillon observé, selon une échelle de notation telle que celle proposée par (Baril et al., 1993) dans les Tableaux 07 et 08 :

Tableau n°7: Détermination de la note de motilité individuelle des spermatozoïdes (Baril et al., 1993).

Note	Motilité individuelle
0	Pas de déplacement des spermatozoïdes
1	Déplacement très lent ou pas de déplacement, tremblement du spermatozoïde, oscillations de la queue
2	Déplacement lent, tremblements, mouvements inorganisés, quelques spermatozoïdes se déplacent plus rapidement
3	Les spermatozoïdes effectuent des déplacements curvilinéaires sans tremblement
4	Déplacement rapide, quelques cellules avec une trajectoire rectiligne, d'autres avec une trajectoire courbe
5	Déplacement rectiligne et rapide des spermatozoïdes

Tableau n°8 : Détermination de la note de motilité massale de la semence (Baril et al., 1993).

Note	Aspects du mouvement
0	Immobilité totale
1	Mouvements individualisés
2	Mouvements Très lents
3	Motilité massale générale de faible amplitude
4	Motilité massale rapide, sans tourbillons
5	Motilité massale avec tourbillons

CHAPITRE III

Récolte et conservation de la semence

1-Récolte du sperme :

La récolte spermatique consiste à récupérer, la semence fraîche de l'animal dans un tube de collecte via un vagin artificiel ou réceptacle au moment où l'animal monte pour l'accouplement, soit sur un mannequin (adapté à l'espèce).

L'érection et l'éjaculation phénomènes réflexes sont généralement stimulés par la présence d'un bœuf en train (mâle ou femelle). Plus rarement il est possible d'avoir recours à l'électroéjaculation.

Le rythme de collecte est variable en fonction des espèces et de la saison du fait du caractère saisonnier de la reproduction de cette espèce (Ingrid, 2008).

2-Préparation et conservation de la semence :

Dans l'espèce ovine, la plupart des inséminations artificielles sont réalisées avec de la semence conservée à l'état liquide et seulement un petit nombre de femelles sont inséminées avec de la semence congelée. Lorsque la semence doit être utilisée sous forme liquide, la température de conservation est de +15°C il est nécessaire de passer par trois étapes entre la collecte et la conservation : dilution, diminution de température, et conditionnement de la semence en paillettes. Le sperme est dilué pour atteindre au moins 10 fois son volume : il peut ainsi servir à l'insémination de nombreuses brebis. S'il doit être congelé, il est dilué dans une solution de jaune d'œuf et de glycérol. Le sperme congelé de bélier est généralement conservé sous la forme de paillettes, formées en introduisant le sperme avec une pipette dans les trous d'un bloc de dioxyde de carbone solide. On refroidit ensuite rapidement ces paillettes à -196°C en les plaçant au dessus (Baril, 1993).

Tableau n°9: Caractéristiques de la production de semence dans les différentes espèces

(Bonnes et al., 1988).

Caractéristiques	bovins	porcins	caprins	ovins	équidés
Fréquence des collectes	5 à 7 jours	5 à 7 jours	2 à 3 fois par semaine	1 à 2 jours	2 à 3 jours
Volume moyen d'un éjaculat	3-5	300	1.2	1	100
Concentration moyenne (milliard de sptz / ml)	1-2	0.3	3	3.5	0.15
Nombre de spermatozoides par dose en millions	0.25	100	0.25	0.25	
Nombre moyen de dose par éjaculat	15-20	3000	200	300-400	400
Température de conservation de la semence fraîche	300-400	20	15	8	20
Durée maximale de conservation de la semence fraîche		+15	+5	+15	+4
Possibilité de congélation	1 à 2 jours	2 à 4 jours	15 heures	10heures	12 heures
	++	+	++	-/+	+

Partie expérimentale

Matériel et méthodes

I. Matériel

I.1. Les animaux

I.1.1. La race

L'étude a porté sur 54 béliers de race arabe Ouled Djellal, qui est une race ovine locale de l'Algérie, caractérisée par sa prolificité exceptionnelle dont la femelle a la possibilité d'être saillie à toute période de l'année.

I.1.2. L'âge

Les animaux utilisés dans notre étude étaient examinés avant et après abattage et sont indemnes de toute maladie, l'âge est déterminé à partir de la dentition.

Nous avons répartis nos animaux en trois catégories d'âge selon la classification zootechnique de (Meyer, 2004).

Tableau n°10: Répartition des animaux par catégorie d'âge

Catégorie	Age	Nombre d'animaux
Agneaux	04-12 mois	29
Antenais	12-24 mois	20
Béliers adultes	24-48 mois	5

I.1.3. Le mode d'élevage

L'ensemble des animaux est élevé de la même manière c'est-à-dire un élevage au mode extensif.

II. Méthodes

II.1. Récolte des organes et dissection

Les animaux utilisés dans notre expérimentation sont choisis au hasard, ils étaient abattus par égorgement et saignée totale dans l'abattoir communal de la ville de Batna.

Les organes génitaux étaient prélevés de 20 à 30 minutes après la mort de l'animal et traités au niveau du département vétérinaire de Batna.

II. 2. Prélèvement de sperme

Il existe différentes méthodes pour récolter le sperme épидидymaire du bélier, qui consistent à disséquer la queue de l'épididyme et le canal déférent, et à l'aide d'une seringue introduite dans le canal déférent nous avons injecté l'huile de paraffine et récolté le sperme dans un tube gradué dit « Eppendorf » après avoir pratiqué une incision au niveau de la zone apicale de la queue épидидymaire.

La semence récoltée est évaluée rapidement après collecte ensuite conservée dans un tube fermé, au frigo à une température de 4°C pour être évaluée pendant les 72 heures qui suivent sa récolte.

II. 3. Méthodes d'évaluation du sperme

II. 3. 1. Motilité massale

La mobilité massale a été évaluée subjectivement et le plus rapidement possible après prélèvement de la semence, une goutte de sperme pur est déposée sur une lame chauffée au préalable à 37°C, la motilité est appréciée au grossissement x10, pour évaluer l'intensité des vagues formées par les déplacements des spermatozoïdes, une note est ainsi donnée allant de 0 à 5 (Baril et al., 1993).

II. 3. 2. Concentration des spermatozoïdes

La concentration des spermatozoïdes a été obtenue par un comptage à l'aide de la cellule de Malassez. La dilution utilisée est de 1/200ème pour les éjaculats très concentrés et elle est de 1/50ème pour les éjaculats très dilués.

La concentration est calculée à partir du nombre de spermatozoïdes comptés dans les carrés ; seuls les spermatozoïdes dont la tête se trouve à l'intérieur des carrés sont comptés.

On doit compter le nombre de spermatozoïdes dans cinq carrés différents, le nombre de spermatozoïdes doit être peu variable pendant le comptage, on fait la moyenne des valeurs, puis on calcule la concentration du sperme d'après la formule suivante (Allimant, 2010 ; Hanzen, 2008-2009):

$$N = n \times 100 \times 1000 \times 200$$

N : concentration du sperme en nombre de spermatozoïdes par ml

n : moyenne du nombre de spermatozoïdes par carré (=0.01 mm³)

100 : pour obtenir un volume de 1 mm³

1000 : pour passer des mm³ aux ml

200 : taux de dilution du sperme

II. 3. 3. Test de vitalité (coloration)

La vitalité est appréciée par comptage après coloration à l'Eosine-Nigrosine d'une goutte de semence pour déterminer le nombre de spermatozoïdes morts et anormaux, qui peut être effectuée rapidement après coloration. Le colorant est utilisé pour l'étude morphologique des spermatozoïdes grâce à sa fixation sur les spermatozoïdes ayant une membrane lésée, les spermatozoïdes vivants apparaissent blancs alors que ceux qui sont morts sont colorés en rouge (Wessel, 2006).

II. 3. 4. Spermocytogramme

Ce test est très important car il existe une corrélation positive entre le pourcentage des spermatozoïdes anormaux et la fécondance du sperme chez plusieurs espèces (Ingrid, 2008).

Les colorants de fond, comme l'éosine-nigrosine ou l'encre d'Inde, sont les colorants les plus largement employés de par leur facilité d'utilisation. Une goutte de sperme et une goutte de colorant sont mélangées sur la lame avant d'être étalées pour obtenir un frottis qui est séché à l'air puis observé au microscope avec objectif à immersion. La visualisation des détails de la structure du spermatozoïde est considérablement améliorée par fixation des cellules dans une solution tamponnée de formol (Allimant, 2010).

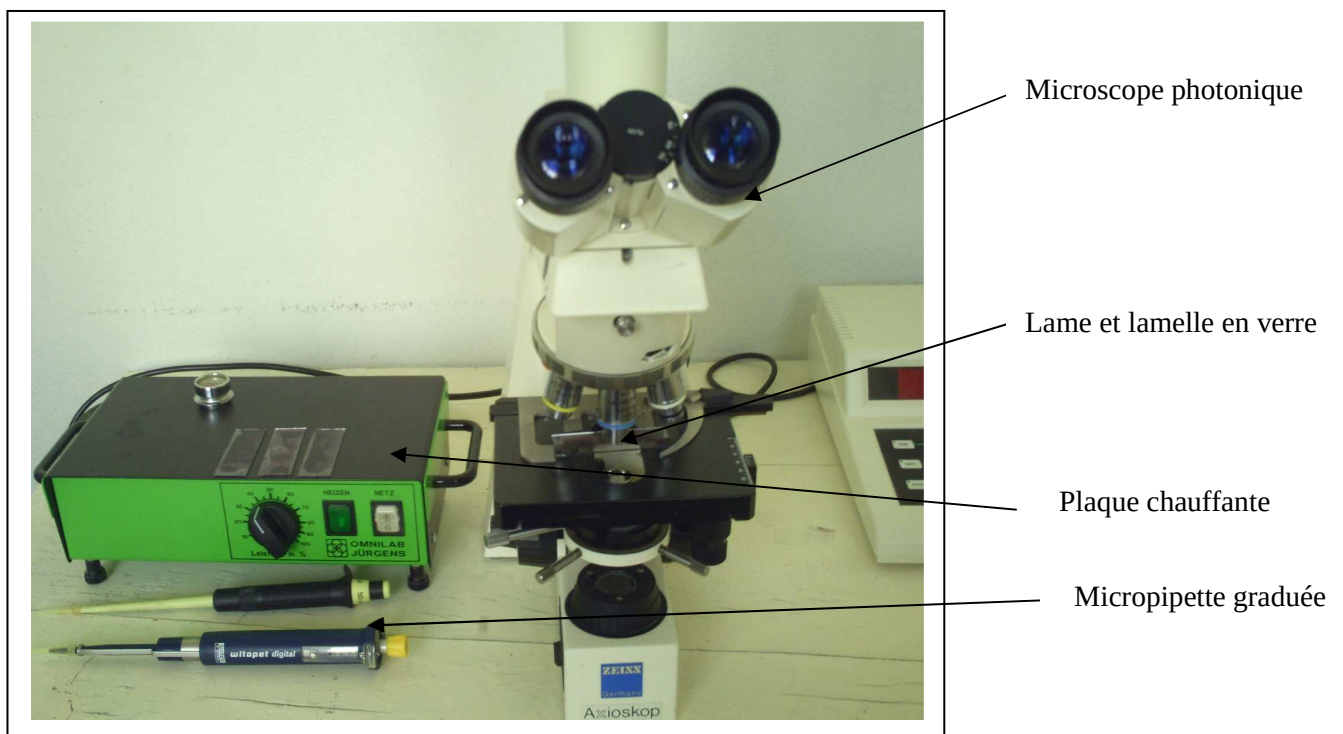


Figure n°22: Photo illustrant le matériel utilisé pour l'évaluation de la semence.

II.4. Le poids

Chaque testicule était pesé après avoir été séparé de ses enveloppes, de l'épididyme et du cordon spermatique.

II.5. Le diamètre

Le diamètre testiculaire est mesuré à l'aide d'un pied à coulisse sur le testicule prélevé.

II.6. Prélèvement histologique

Le testicule prélevé a été, sectionné, identifié et rapidement immergé dans du formol dilué à 10% de la solution mère, qui est un bon fixateur qui ne déforme pas et ne déshydrate pas et a un grand pouvoir de pénétration.

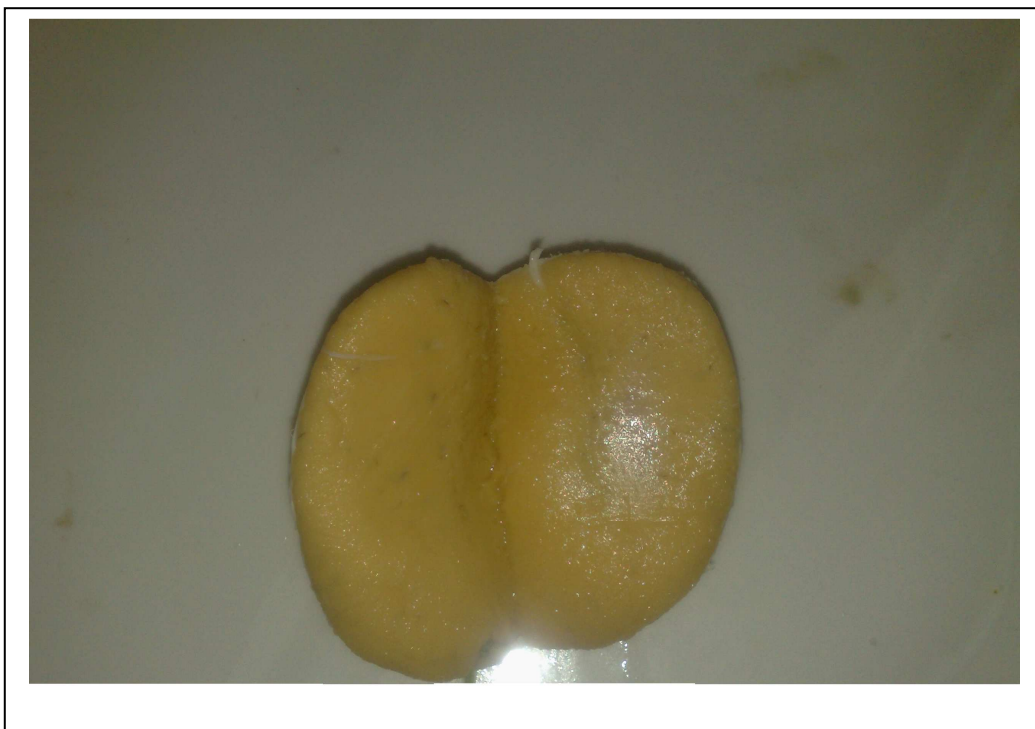


Figure n° 23: photo d'un testicule après fixation au formol.

II.6.1. Inclusion

Faire pénétrer aussi intimement que possible dans le tissu une substance d'inclusion : homogène, solidifiable, optiquement neutre, pouvant être débitée en coupes minces et susceptible d'être ultérieurement éliminée, c'est le cas de la paraffine. Cette inclusion doit se faire progressivement (en 04 étapes) et à l'état liquide.

II.6.2. Etape de la déshydratation

Passages successifs dans des bains d'alcool absolu altère et durcit les pièces au point de les rendre cassantes.

II.6.3. Imprégnation par un solvant intermédiaire de la paraffine

Cette imprégnation se fait par le Xylol soluble à la fois dans l'alcool et dans la paraffine (l'alcool ne dissout pas la paraffine).

II.6.4. Imprégnation par la paraffine à chaud (56°C)

La paraffine est un mélange de carbures provenant de la distillation du pétrole, c'est une substance blanche, cristalline, tendre, onctueuse, insoluble dans l'eau et l'alcool.

II.6.5. L'enrobage

C'est l'inclusion proprement dite (préparation des blocs), on fait couler dans le moule ou dans les barres de LEUCKERT une bonne quantité de paraffine fondue issue d'un distributeur ou de l'étuve à paraffine. On fait tomber notre prélèvement dans cette paraffine encore liquide et à l'aide de pinces ou d'aiguilles chaudes on lui donne l'orientation désirée.

La large surface de section doit être disposée à plat sur le fond du récipient.

En refroidissant, la paraffine immobilise la pièce : 03 minutes sont nécessaires pour que la paraffine atteigne une consistance solide et uniforme. Ensuite On doit refroidir ces blocs avant la coupe au microtome.

II.6.6. Le microtome de Minnot

constitué de deux éléments :

-le porte objet :

-le couteau (rasoir) :

Principe

-glisser le rasoir dans le porte-rasoir (le fixer solidement, régler l'inclinaison).

-avec le volant, abaisser doucement le bloc, l'emmener en contact du rasoir par manœuvre de la vis micrométrique.

-régler la vis micrométrique sur une épaisseur de coupe :

* au début épais pour dégrossissage.

*dès que la pièce apparaît entière, on règle la vis sur une épaisseur de coupe 10 μ m.

-on continue le mouvement de coupe qui doit être doux, sans précipitations.

Il se forme un ruban : chaque coupe adhère à la précédente.

On recueille une longueur de ce ruban dans une boîte de PETRI en verre tapissée de papier JOSEPH sur le quel sera noté le N° du bloc.

II.6.7. Coloration et montage

Les coupes réalisées sont irrégulières et plissées, pour être utilisables on doit les aplatir et les fixer sur une lame de verre qui doit être propre.

A la coupe, ce ruban présente deux faces : une brillante tournée vers le microtome et l'autre mate tournée vers l'opérateur. Une goutte du liquide d'étalement est posée au centre de la lame et la partie brillante est étalée contre la lame, il est conseillé d'effectuer cette opération sur une platine chauffante.

Dans une étuve réglée à 45°C où l'eau de montage s'évapore, la paraffine se ramollit, adhère au verre, la dessiccation doit durer plusieurs heures. Le marquage et l'identification des lames au diamant avant l'étalement évite toute erreur. Une fois les lames sont déparaffinées dans 02 bains d'alcool absolu, et colorés à (l'Hématoxyline, Eosine) nos coupes sont prêtes à être observées au microscope photonique.

II.7. Analyses statistiques

Les paramètres étudiés (mobilité, vitalité, concentration spermatique et formes anormales des spermatozoïdes ainsi que le poids et le diamètre testiculaire) sont donnés avec les moyennes et les écarts types.

L'analyse de variance a été réalisée avec le logiciel Graph Pad Prism 5 version 5.03,

* : $p < 0.05$; ** : $p < 0.01$; *** : $p < 0.001$. Sont utilisés dans le cas des différences significatives.

Résultats et discussion

I/- Etude de quelques paramètres séminologiques, de l'évolution pondérale et du diamètre testiculaire en fonction de l'âge :

I.1. Mobilité massale

Les résultats de la mobilité massale des spermatozoïdes sont représentés dans le tableau n° 11 et la figure n° 24.

Tableau n°11 : Résultats de la mobilité massale des spermatozoïdes au cour de notre expérimentation.

Age	Taux de mobilité massale des spermatozoïdes		
	minimum	maximum	moyenne
06-12 mois (n= 26)	3	5	4,34 ± 0.15**
12-24 mois (n=20)	4	5	4,95± 00
24-48 mois (n= 05)	5	5	5 ± 00

*** p < 0.001. Les valeurs muni de ce signe sont différentes significativement.

On remarque que les notes minimales varient entre les trois catégories d'âge, tandis que les notes maximales sont identiques pour les trois classes d'âge. Alors que la valeur moyenne des animaux (12-24 mois) est supérieure à celle des agneaux de 06-12 mois et légèrement inférieure à celle des adultes de 24-48 mois. On n'observe aucune différence significative ($p > 0.05$) lors de la comparaison des moyennes des animaux adultes (24-48 mois) et jeunes (12-24 mois) et entre les adultes et les agneaux, mais il y'a une différence très significative ($p < 0.01$) entre les agneaux (06-12 mois) et les jeunes (12-24 mois).

Les taux de mobilité les plus élevés ont été obtenus chez les animaux de plus de 07 mois. En effet la mobilité des spermatozoïdes est un indicateur très important des potentialités individuelles de la reproduction du bélier. Nos résultats sont en accord avec ceux obtenus par

Mandiki et al., (1997), qui démontre dans son étude qu'il y'a augmentation de la mobilité en fonction de l'âge des béliers. Ingrid et al., (2007) ont conclu d'après leurs travaux sur les béliers de race Lacaune et ceux de race Manech Tête rousse que la mobilité spermatique augmente jusqu'à l'âge entre 02 et 03 ans puis diminue chronologiquement. Les critères de normalité du sperme humain ont été définis par l'OMS en 1987. Selon cet organisme, est considéré comme normal, un sperme dont la numération est $\geq 20 \times 10^6$ avec une mobilité $\geq 50 \%$. Quoique n'étant pas du tout du même Ordre, les caractéristiques du sperme observées chez le bélier, comparées aux normes définies pour les humains, montrent une bonne performance pour les béliers âgés de 08 à 48 mois (OMS, 1993).

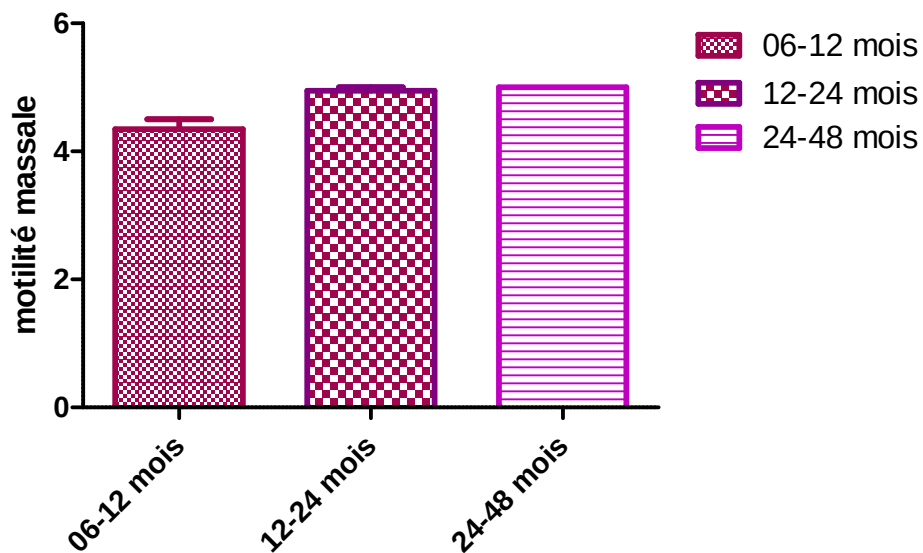


Figure n°24 : variations du taux de mobilité massale des spermatozoïdes en fonction de l'âge (n= 51, moyenne $\pm$ écart type).

I.2. Vitalité

Les résultats du taux de spermatozoïdes vivants sont représentés dans le tableau n°12 et la figure n°25.

Tableau n°12: Résultats du taux de spermatozoïdes vivants au cour de notre expérimentation

Age	Taux de vitalité des spermatozoïdes (%)		
	minimum	maximum	moyenne
06-12 mois (n= 26)	50	80	68,08 ± 2,22***
12-24 mois (n=20)	80	90	86 ± 1,12
24-48 mois (n= 05)	80	90	86 ± 2,44***

*** p < 0.001. Les valeurs muni de ce signe sont différentes significativement.

La valeur minimale obtenue pour les animaux âgés de 12 à 24 mois est nettement supérieure à celle de la première catégorie d'âge (06-12 mois) et légèrement inférieure à celle de la troisième catégorie (24-48 mois). Les valeurs maximales sont rapprochées entre les trois catégories d'animaux.

Cependant, la comparaison de la moyenne reflète des différences hautement significatives ($p < 0.001$) entre le premier et le deuxième groupe et entre le premier et le troisième groupe d'animaux (24-48 mois) mais ne fait ressortir aucune différence significative ($p > 0.05$) entre le deuxième groupe (12-24 mois) et le troisième groupe d'animaux (24-48 mois).

Colas, (1990), montre que les doses de semence de bonne qualité devraient contenir un nombre suffisant de gamètes vivants. L'étude d'Issa, (2001) révèle que le taux de spermatozoïdes morts n'a pas varié significativement ($p > 0.05$) en fonction de l'âge chez les deux races Peuls bicolores et Touaregs, par contre Hassen, (2009) rapporte dans son travail que le pourcentage de spermatozoïdes vivants augmente en fonction de l'âge à un, deux et

trois ans, il conclut alors que le développement sexuel de l'agneau semble être étroitement associé à la croissance chronologique du corps.

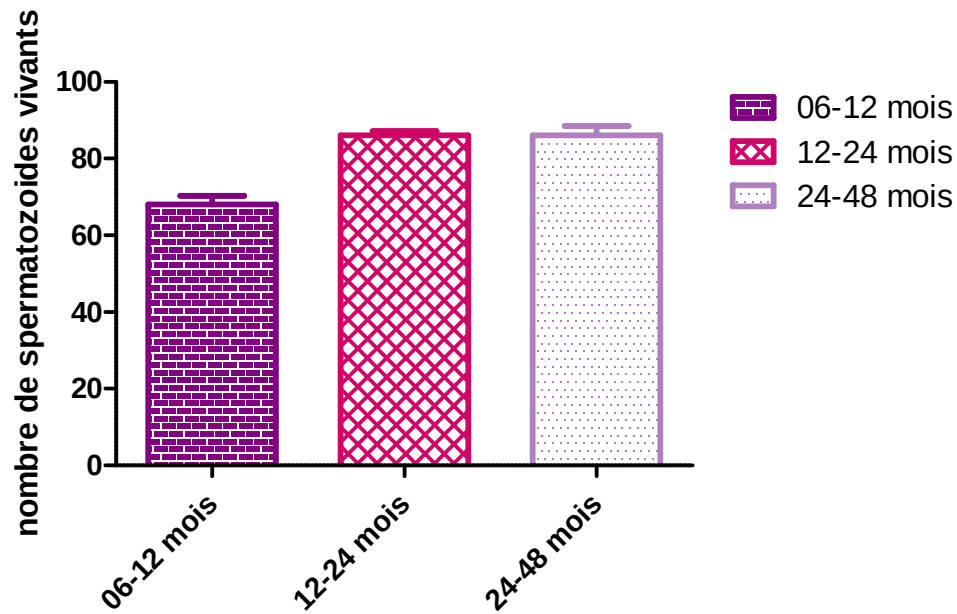


Figure n°25 : variations du nombre de spermatozoïdes vivants en fonction de l'âge (n= 51, moyenne $\pm$ écart type).

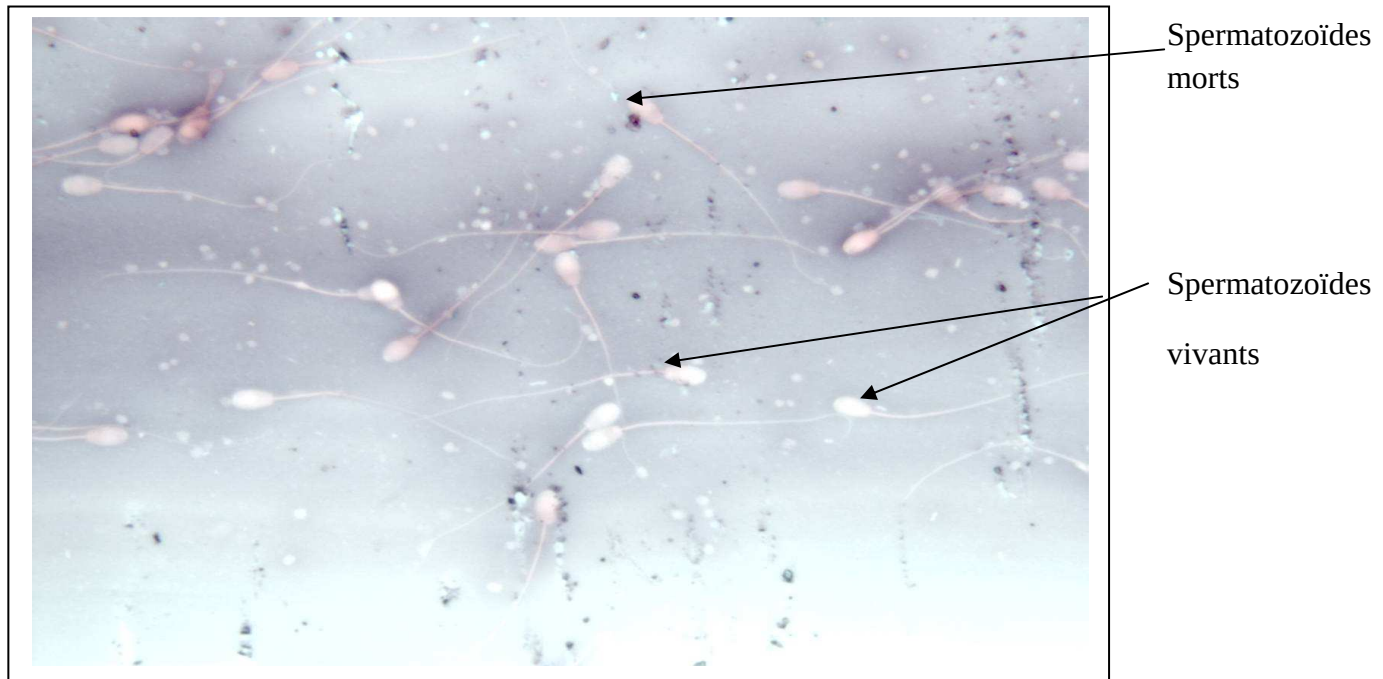


Figure n°26 : Photo illustrant les spermatozoïdes vivants en blanc et morts colorés en rose après coloration à l'éosine-Nigrosine (G x 40).

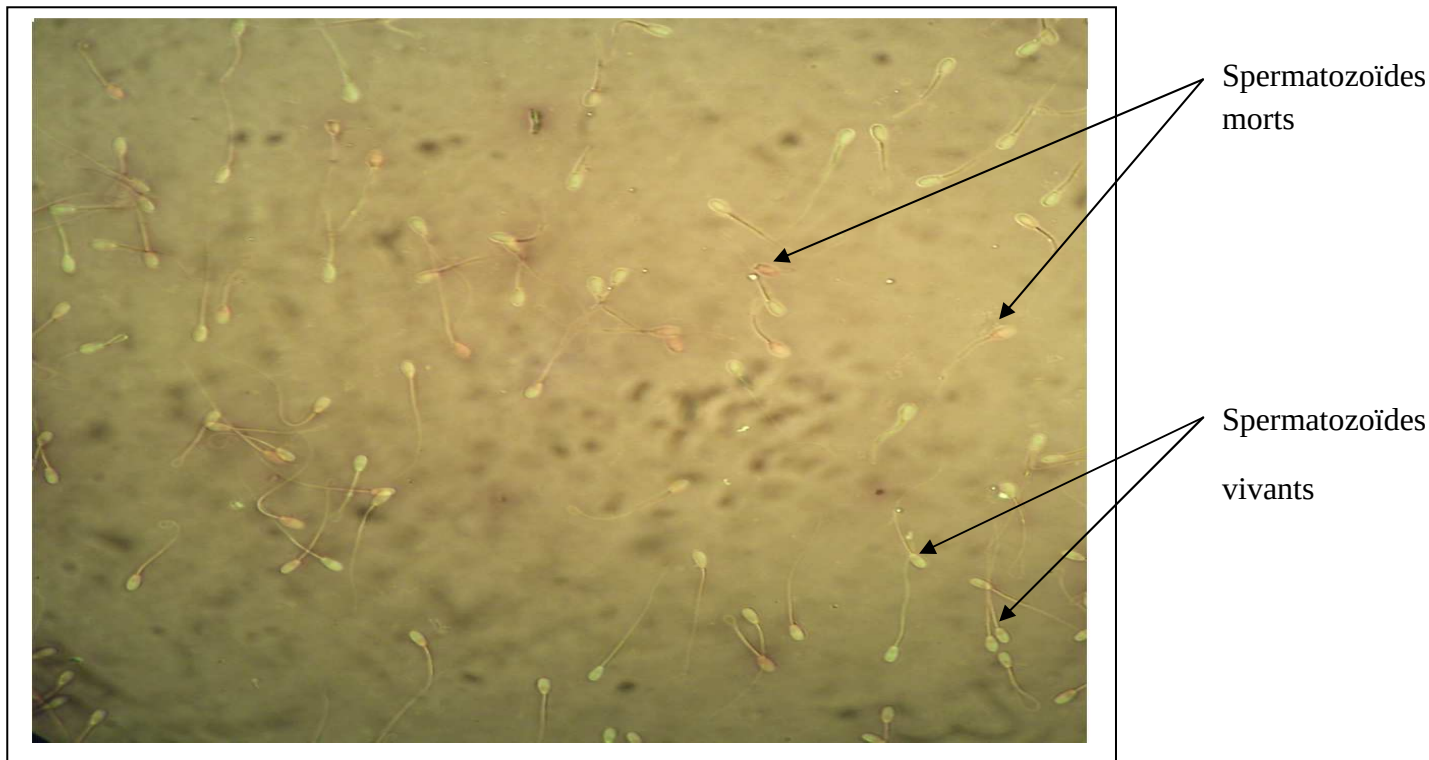


Figure n°27 : Photo illustrant les spermatozoïdes vivants en blanc et morts colorés en rose après coloration à l'éosine-Nigrosine (G x 20).

I.3. Concentration des spermatozoïdes 10^9 / ml

Les résultats de la concentration en spermatozoïdes sont représentés dans le tableau n°13 et la figure n°28.

Tableau n°13 : Résultats de la concentration en spermatozoïdes au cours de notre expérimentation.

Age	Concentration des spermatozoïdes (10^9 /ml)		
	minimum	maximum	moyenne
06-12 mois (n= 26)	0.46	1.69	$1,10 \pm 0,07^{***}$
12-24 mois (n=20)	1.28	2.67	$2,05 \pm 0,08$
24-48 mois (n= 05)	1.31	3.46	$2,15 \pm 0,39^{***}$

*** $p < 0.001$. Les valeurs muni de ce signe sont différentes significativement.

La valeur minimale varie faiblement entre les animaux de la deuxième classe (06-12 mois) et ceux de la troisième classe d'âge (24-48 mois), tandis que la valeur maximale de la troisième classe est supérieure à celle de la deuxième et la troisième classe d'âge.

On remarque une différence hautement significative ($p < 0.001$) entre les agneaux âgés de (06-12 mois) et ceux âgés de (12-24 mois), et entre les agneaux âgés de (06-12 mois) et les adultes (24-48 mois), alors qu'il n'y a pas de différence significative ($p > 0.05$) entre les antenais (12-24 mois) et les animaux adultes (24-48 mois).

On a noté que le taux de concentration des spermatozoïdes le plus élevé était observé chez les animaux âgés de plus de 12 mois mais nos résultats restent inférieurs à ceux obtenus par Aissaoui (2004) ce qui peut être expliqué par l'utilisation du spectrophotomètre pour l'évaluation de la concentration en spermatozoïdes dans son travail. Selon Ingrid (2007), l'âge est le troisième facteur de variation par ordre d'importance de la production quantitative de la semence. La diminution du nombre de spermatozoïdes avec l'âge dès deux ou quatre ans est cohérente entre les différentes races ($- 0.25 \times 10^9$ spermatozoïdes/ éjaculat/ an en moyenne),

cependant la diminution aurait pour origine la différence raciale qui est liée à une diminution du volume de la semence chez les races Manech tête noire et Texel.

Issa (2001) trouve que la concentration en spermatozoïdes ne varie pas significativement ($p > 0.05$) avec l'âge chez les béliers Peuls, mais varie en fonction des conditions d'élevage des animaux. Par contre, (Javed et al., 2000; Jainudeen et al., 1982) trouvent une différence entre la concentration des spermatozoïdes chez les animaux jeunes et adultes, ils observent des concentrations inférieures de sperme chez les vieux par rapport aux jeunes, cette différence est probablement dû à la sénilité des gonades.

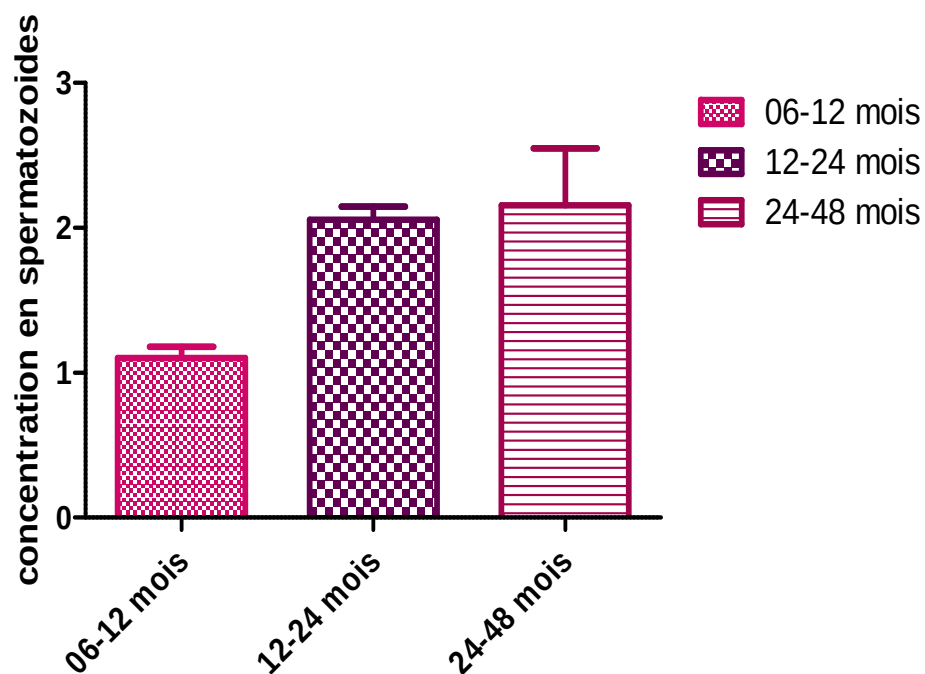


Figure n°28 : variations de la concentration ($10^9/\text{ml}$) de spermatozoïdes en fonction de l'âge (n= 51, moyenne $\pm$ écart type).

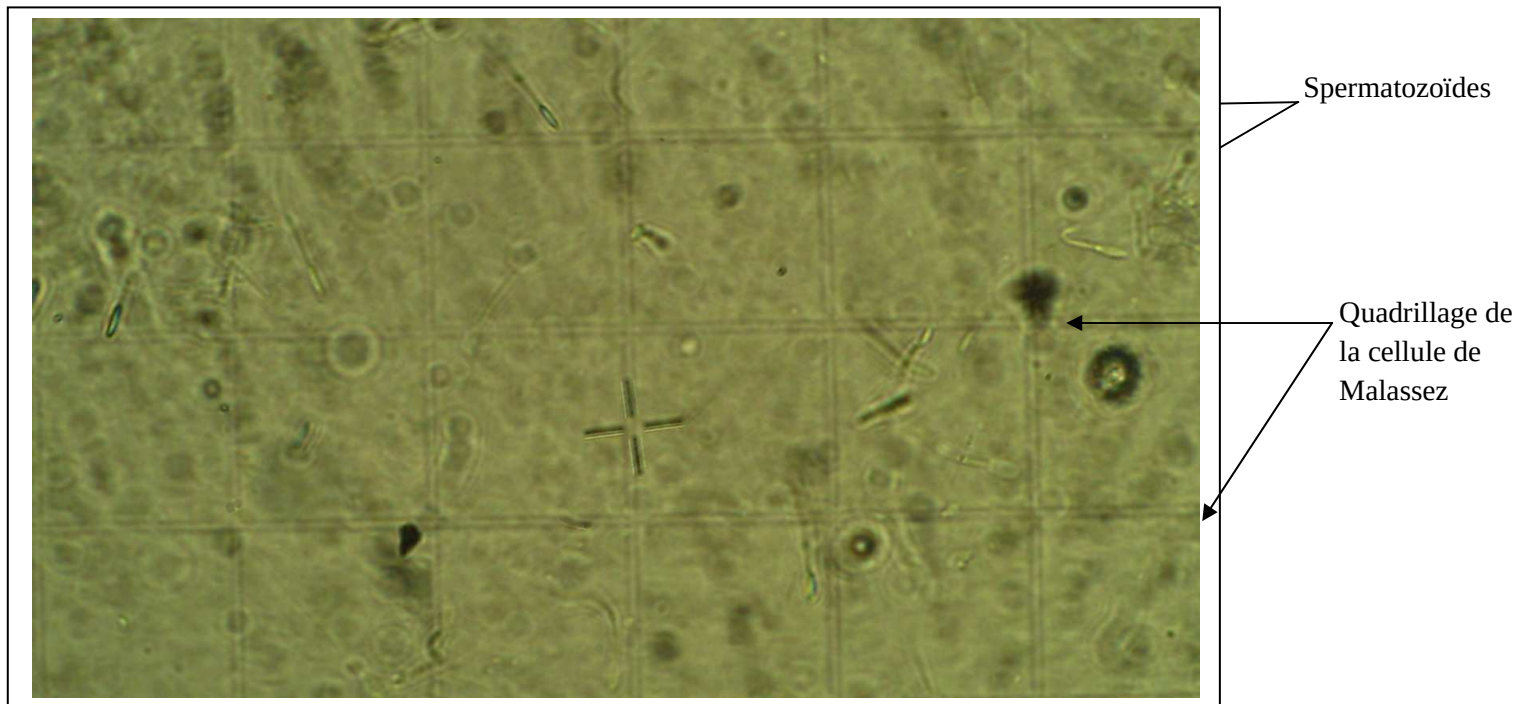


Figure n°29 : Image obtenue lors de l'observation des spermatozoïdes sur une cellule de Malassez (G X 40).

I.4. Spermocytogramme

Les résultats du taux de spermatozoïdes anormaux sont représentés dans le tableau n° 14 et la figure n° 30.

Tableau n°14 : Résultats du taux de spermatozoïdes anormaux au cour de notre expérimentation.

Age	Taux de spermatozoïdes anormaux (%)		
	minimum	maximum	moyenne
06-12 mois (n= 26)	02	34	12,38 ± 1,58**
12-24 mois (n=20)	01	17	6,35 ± 1,03
24-48 mois (n= 05)	01	5	2,6 ± 0,67*

** p < 0.01, * p < 0.05. Les valeurs muni de ce signe sont différentes significativement.

Les valeurs minimales varient faiblement entre les trois groupes d'animaux alors que la comparaison des valeurs maximales montre un taux élevé chez les animaux âgés de 06-12 mois par rapport à ceux âgés de 12-24 mois et 24-48 mois. Le taux de spermatozoïdes anormaux paraît affecté par l'âge. En effet on note une différence très significative ($p < 0.01$) entre les sujets âgés de 06-12 mois et 12-24 mois et une différence significative ($p < 0.05$) entre les agneaux de 06-12 mois et les béliers adultes de 24-48 mois, par contre il n'existe aucune différence significative ($p > 0.05$) entre les agneaux de 12-24 mois et les béliers de 24-48 mois.

Les formes atypiques des spermatozoïdes de la semence récoltée au cours de notre expérimentation sont surtout des anomalies du flagelle qui est replié ou enroulé, ces résultats sont constatés chez les agneaux âgés de 05 à 06 mois. Nos résultats sont proches de ceux obtenus par (Soro et al., 2002) qui trouve qu'il existe une corrélation entre le nombre d'anomalies spermatiques et l'âge, contrairement à (Issa, 2001) qui n'a pas trouvé de variation significative du taux d'anomalies totales en fonction de l'âge. La diminution du pourcentage des spermatozoïdes anormaux est liée à l'augmentation de l'âge, ainsi nos résultats sont similaires à ceux obtenus par (Hassen, 2009).

Le nombre de spermatozoïdes anormaux change avec l'espèce, et son augmentation peut avoir plusieurs origines qui peuvent être principalement gonadiques liées à la spermatogenèse ou extragonadiques (épididymaire) qui sont considérés comme secondaires, comme elle peut avoir une origine génétique ou pathologique (cryptorchidie) (Briz et al., 1996). Les résultats des travaux de (Krzanoswka et al., 1995) sur la semence du rat montrent que les anomalies morphologiques (spermatozoïdes avec la queue pliée ou enroulée) sont associées à leur passage à travers l'épididyme, et expliquent l'augmentation du pourcentage d'anomalies dans le sperme éjaculé chez les mâles âgés par un dysfonctionnement physiologique lié au vieillissement des organes reproducteurs.

Le changement d'alimentation ou éventuellement les carences nutritionnelles dans les exploitations se révèlent être un facteur de modification de la qualité de la semence, cependant, Abdulkareema (2005) démontre dans son travail sur la semence ovine que l'apport insuffisant de vitamine A dans l'alimentation des béliers aura pour conséquence une diminution franche dans sa teneur plasmatique, en revanche les fonctions physiologiques qui dépendent de cette vitamine sont perturbées et il note une augmentation du nombre de spermatozoïdes anormaux qui peut être expliqué par la réduction de la concentration en vitamine A au niveau de l'épithélium de l'épididyme et par conséquent elle provoque une baisse de la synthèse de certaines protéines exigées pour la maturation de spermatozoïdes, donc il est conseillé d'ajouter 100.000 UI/mois à la ration des animaux pour améliorer la qualité de sperme.

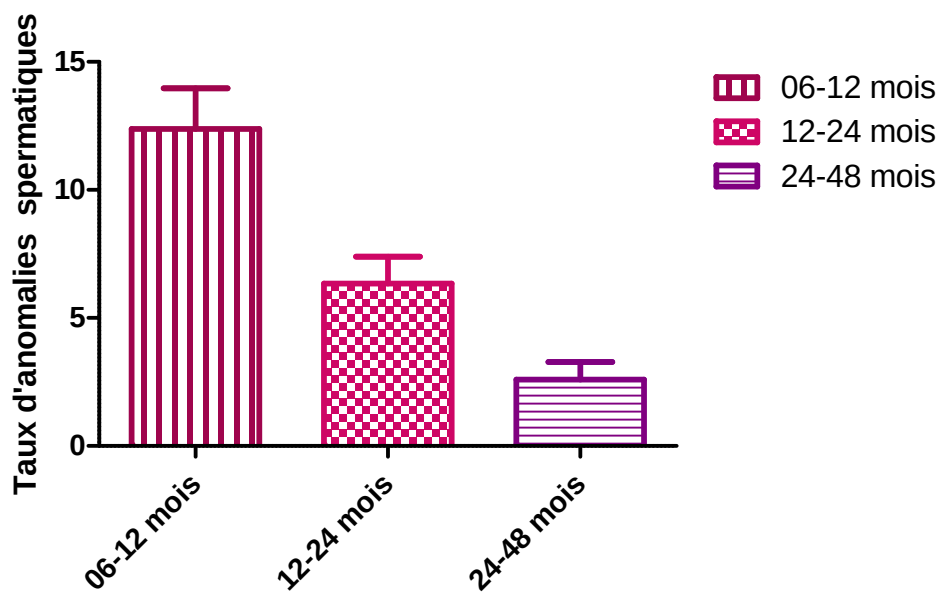


Figure n°30 : variations du nombre de spermatozoïdes anormaux en fonction de l'âge (n= 51 moyenne ± écart type).

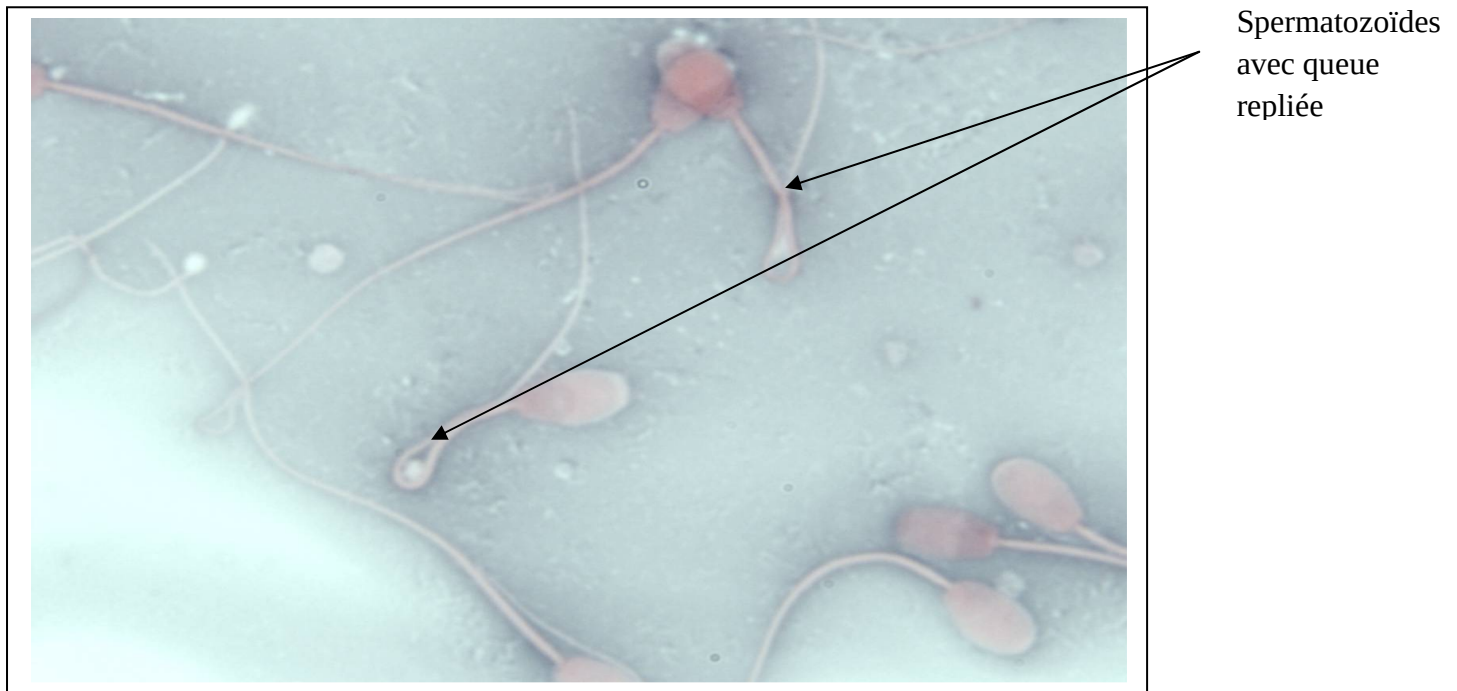


Figure n°31 : photo illustrant les anomalies spermatiques rencontrées au cour de notre expérimentatio (G x 100).

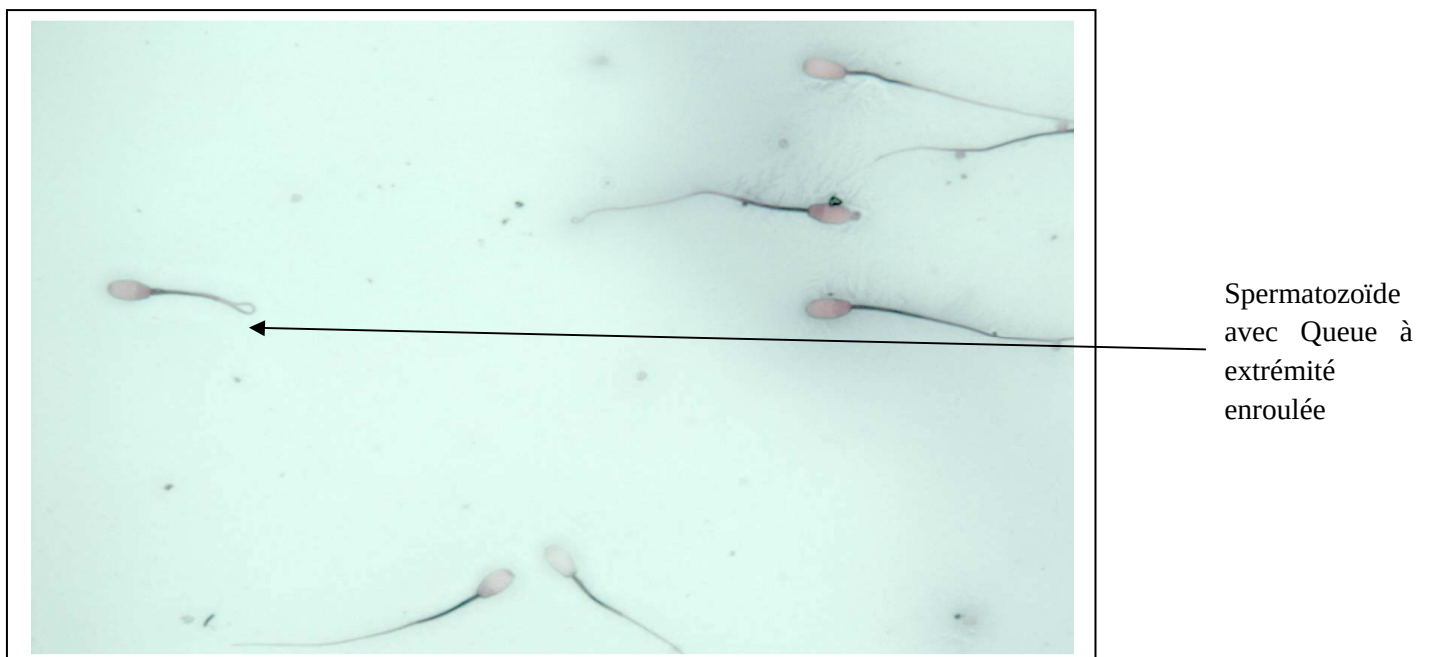
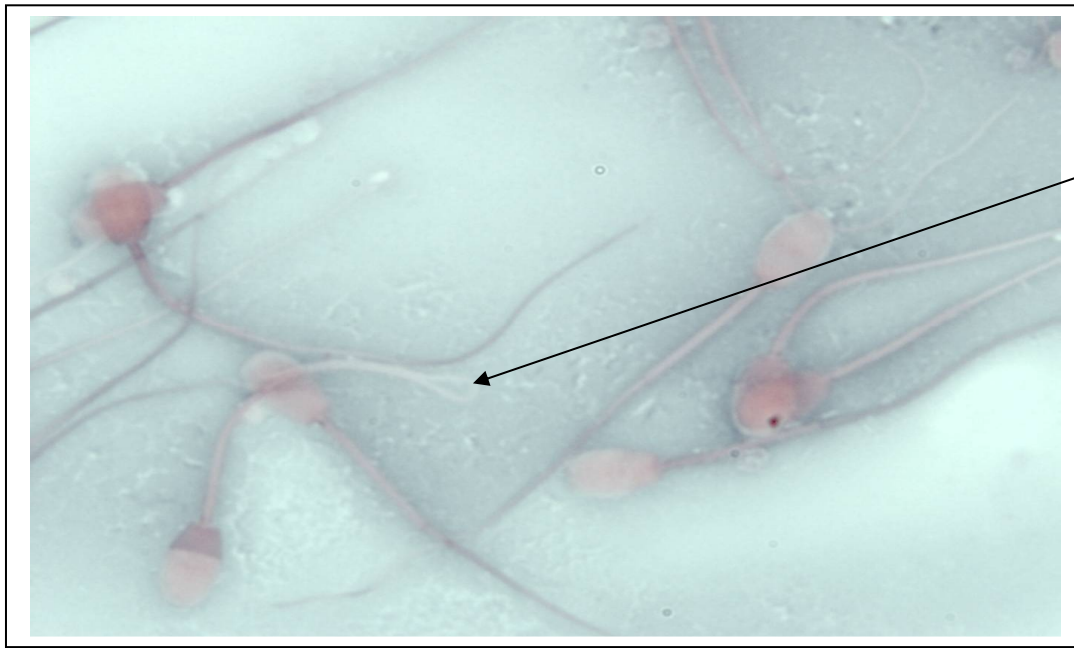
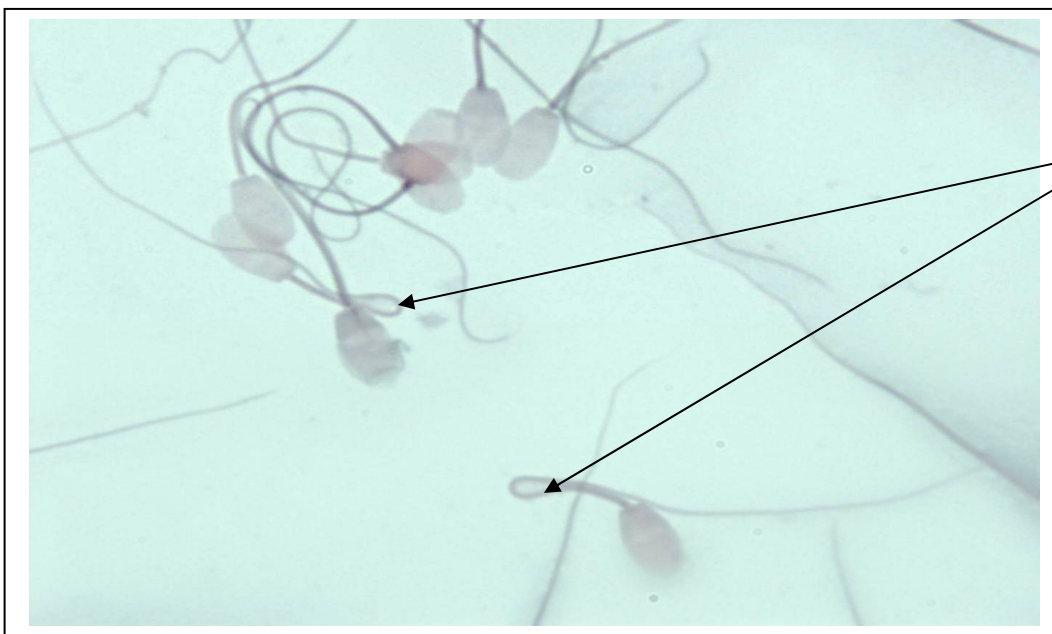


Figure n°32 : photo illustrant les anomalies spermatiques rencontrées au cour de notre expérimentation (G x 40).



Spermatozoïde
avec Queue à
extrémité
enroulée

Figure n°33 : photo illustrant les anomalies spermatiques rencontrées au cour de notre expérimentation(G x 100).



Spermatozoïde
avec queue
repliée

Figure n°34 : photo illustrant les anomalies spermatiques rencontrées chez un agneau âgé de 06 mois(G x 40).

I.5. Poids

Les résultats du poids testiculaire sont représentés dans le tableau 15 et la figure 35.

Tableau n°15 : Répartition par âge et moyenne du poids testiculaire des béliers utilisés pour notre expérimentation.

Age	Poids testiculaire (g)		
	minimum	maximum	moyenne
04-12 mois (n= 29)	65	195	131,1 ± 7,25***
12-24 mois (n=20)	135	330	208,5 ± 11,64***
24-48 mois (n= 05)	225	385	283 ± 27,60**

*** p < 0.001, ** p < 0.01. Les valeurs muni de ce signe sont différentes significativement.

L'influence de l'âge sur le poids est hautement significative ($p < 0.001$) entre les animaux du premier et ceux du deuxième groupe entre les animaux du deuxième et ceux du troisième groupe, et elle est très significative ($p < 0.01$) entre le premier et le troisième groupe. En effet les valeurs minimales varient entre 65 et 225 g, cependant les valeurs maximales sont respectivement de 195 g pour les animaux âgés de 06-12 mois, 330 g pour ceux âgés de 12-24 mois et de 385 g pour les animaux âgés de 24- 48 mois.

Nos résultats sont similaires à ceux obtenus par Courot (1962), qui trouve qu'il y'a corrélation entre le poids testiculaire et l'activité spermatogénétique au niveau des tubes séminifères chez le bélier.

Les résultats de (Carmon et al., 1952) montrent que l'évolution testiculaire en fonction de l'âge est le reflet de la croissance des animaux.

L'accroissement du poids testiculaire est dû à la fois à l'augmentation du diamètre tubes séminifères et du tissu inter tubulaire, cette augmentation est reliée à une élévation plasmatique de l'hormone FSH (Hocherau, 1975). Nous avons constaté chez les animaux âgés de plus de 07 mois l'existence d'un nombre important de spermatogonies c'est-à-dire un rendement des divisions cellulaires au cours de la spermatogenèse et la production de spermatides.

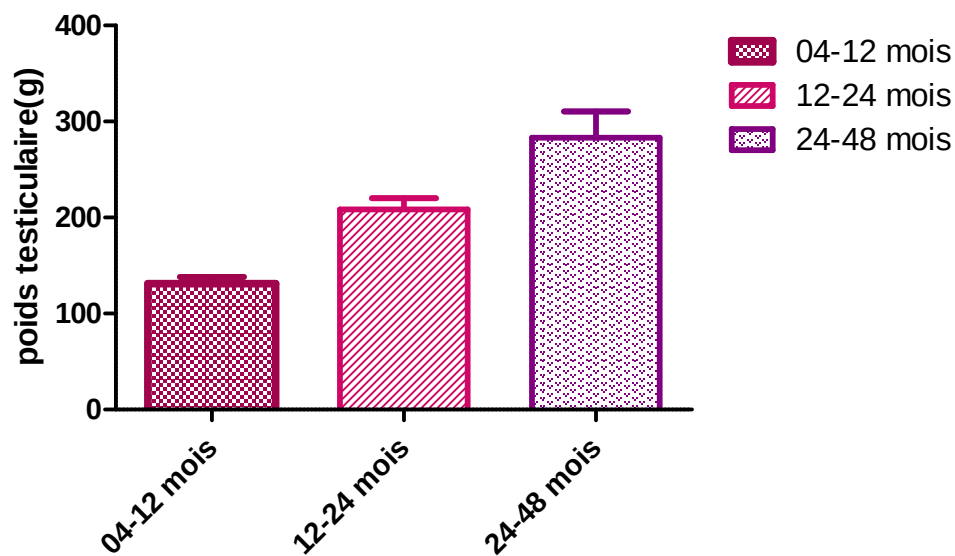


Figure n° 35 : Croissance pondérale du testicule en fonction de l'âge (n= 54, moyenne± écart type).

I.6. Diamètre

Les résultats du diamètre testiculaire sont représentés dans le tableau 16 et la figure 36.

Tableau n°16: Répartition par âge et moyenne du diamètre testiculaire des béliers utilisés dans notre expérimentation.

Age	Diamètre testiculaire (cm)		
	minimum	maximum	moyenne
04-12 mois (n= 29)	4	6,9	5,09 ± 0,14***
12-24 mois (n=20)	5	7	5,99 ± 0,13*
24-48 mois (n= 05)	6,10	8,2	7,00 ± 0,35***

*** p < 0.001, * p < 0.05. Les valeurs muni de ce signe sont différentes significativement.

Les résultats si dessus montrent que les valeurs minimales et maximales varient faiblement entre les trois groupes, cependant l'étude statistique révèle des différences hautement significatives ($p < 0.001$) entre les deux premiers groupes et entre le premier et le troisième groupe, alors qu'on note une différence significative ($p < 0.01$) entre les animaux du deuxième et ceux du troisième groupe.

Le diamètre testiculaire augmente en fonction de l'âge des mâles, cependant nos résultats concordent parfaitement avec ceux obtenus par Hassan, (2009) qui démontre dans son étude que les mensurations scrotales sont d'excellents révélateurs de la qualité spermatique et la fertilité du mâle, il révèle aussi que le diamètre testiculaire augmente rapidement pendant la deuxième année puis diminue lentement après, tandis que Moore et al., (1985) ont montrés que le diamètre augmente jusqu'à environ 34 semaines d'âge chez les mâles de race Suffolk. Salhab et al., (2001) ; Willard, (2002) ont rapportés qu'il existe des corrélations significatives entre le diamètre des gonades et les paramètres testiculaires et

suggèrent l'utilisation des mensurations testiculaires comme index pour la sélection des mâles reproducteurs pour être utilisés comme de bons géniteurs, quand à Coulter et al., (1979) révèlent que des taureaux avec des testicules de petits diamètre produisent une semence pauvre en spermatozoïdes avec un taux élevé en gamètes morphologiquement anormales.

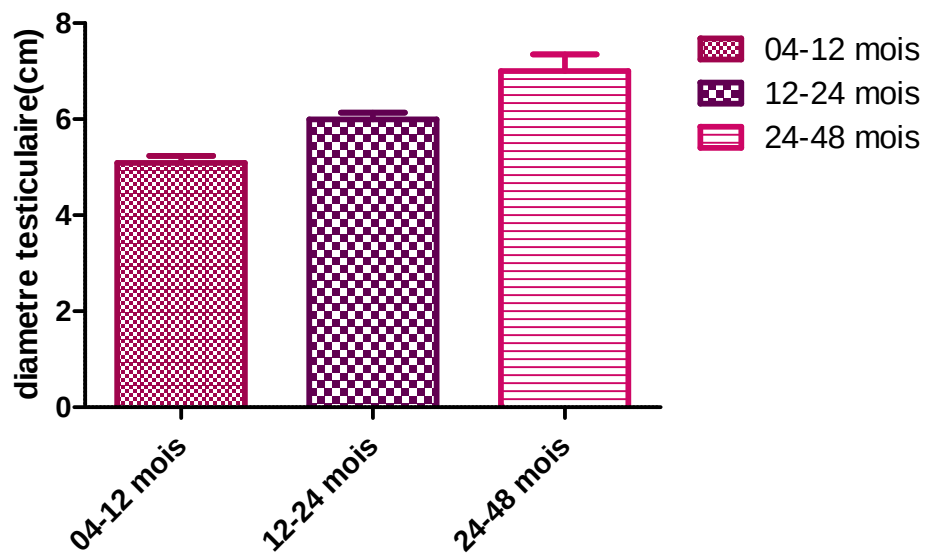


Figure n° 36: Croissance du diamètre testiculaire en fonction de l'âge (n= 54, moyenne $\pm$ écart type).

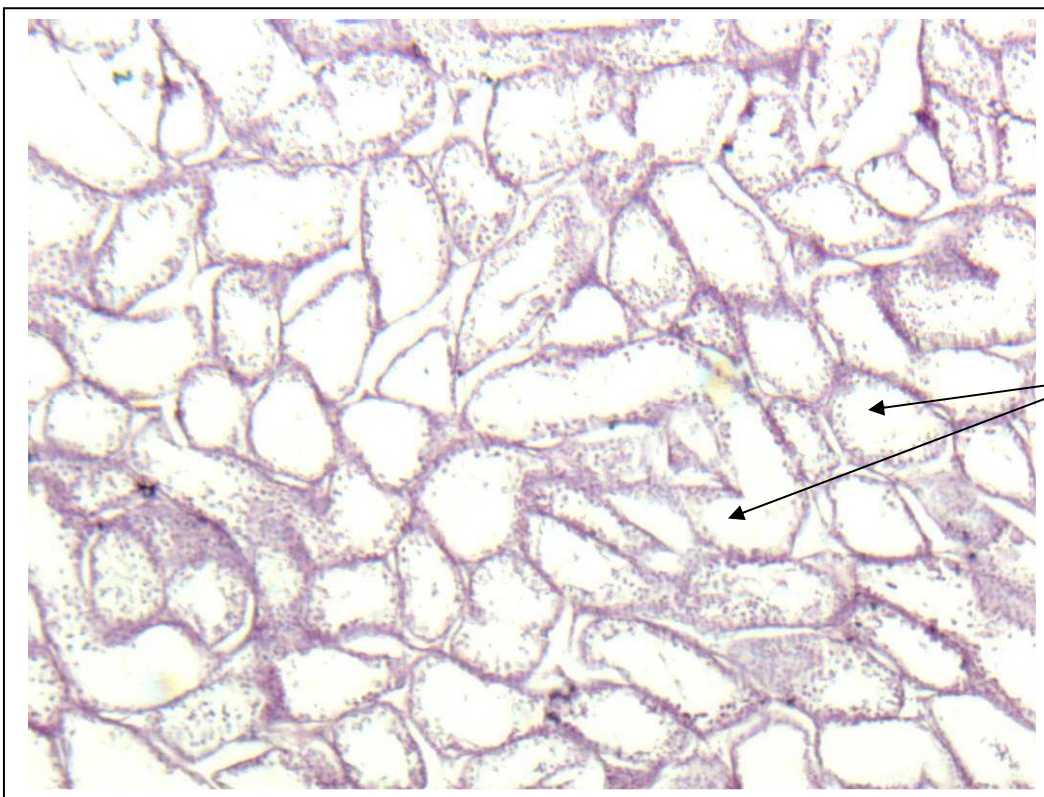
II/ Etude de l'évolution histologique du testicule

II. 1. Animaux âgés de 04 mois :

Le développement du testicule peut être évalué par son poids, diamètre des tubes séminifères, et le nombre de chaque type cellulaire (spermatogonies, spermatocytes primaire et secondaire, spermatides et spermatozoïdes) par tubule. La présente étude porte sur l'aspect de divers éléments Cellulaires des tubes séminifères dans différentes catégories d'âge chez le bélier.

Chez les agneaux âgés de 04 mois, nous avons observé à faible grossissement des tubes séminifères à volume réduit et entièrement vides (voir figure n°37).

A fort grossissement on peut distinguer des tubes séminifères bordés d'une seule lignée de cellules spermatogoniques à noyau sombre, reposant sur la lame basale (voir figures n°38,39).



Tube séminifère à lumière vide (absence de spermatogenèse).

Figure n° 37: coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 04 mois (Coloration: H.E; G x10).

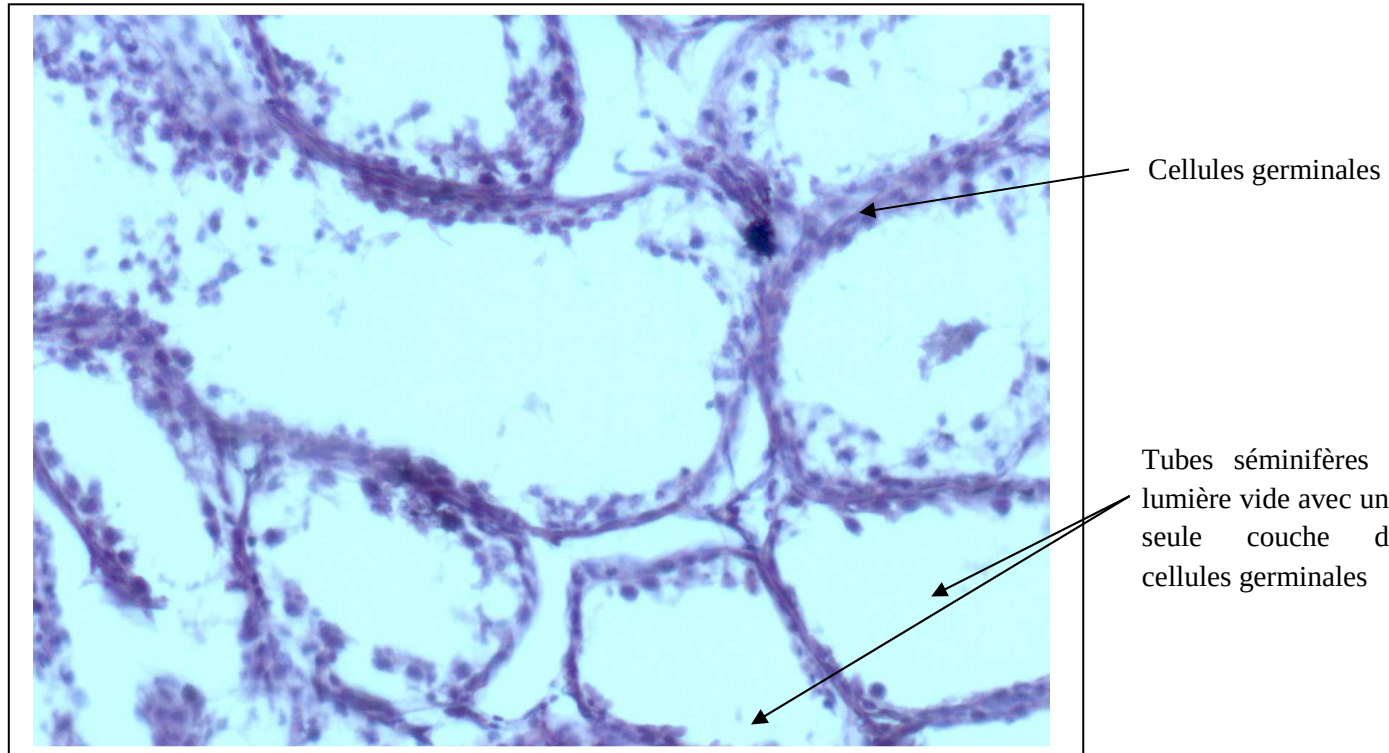


Figure n° 38: coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 04 mois (Coloration: H.E; G x20)

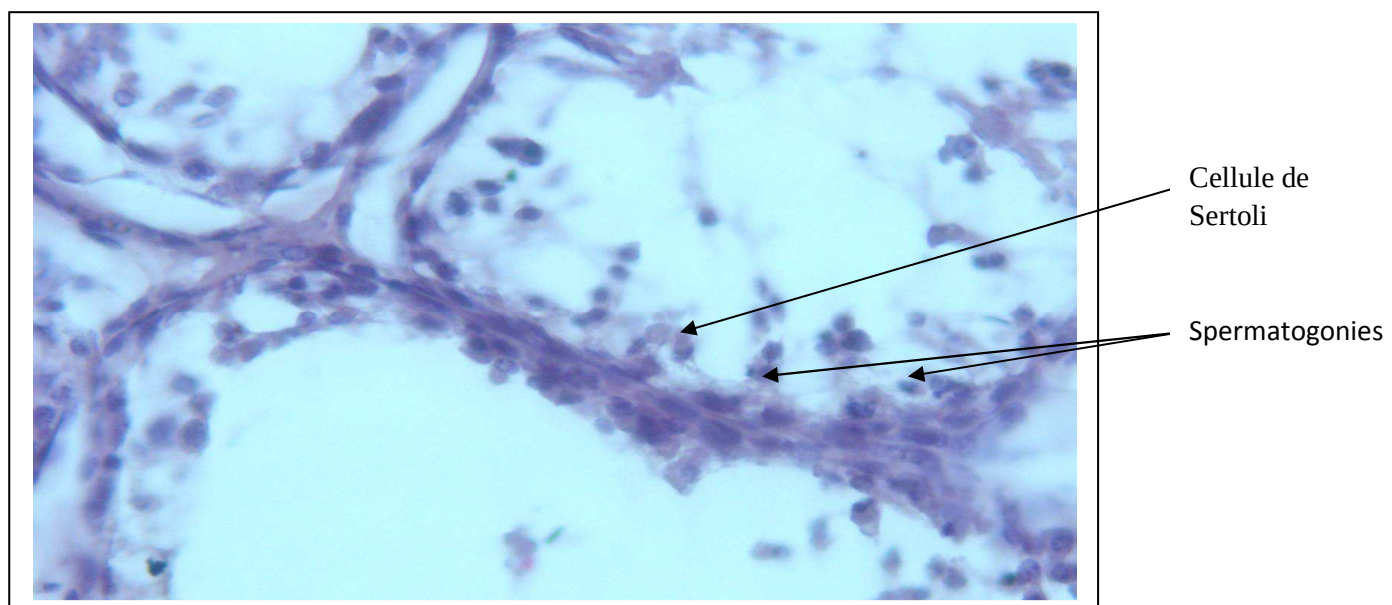


Figure n° 39: coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 04 mois (Coloration: H.E; G x40).

II. 2. Animaux âgés de 05 mois :

A faible grossissement, on peut observer des tubes séminifères avec un début d'activité Spermatogénétique chez les animaux âgés de 05 mois (voir figure n°40), ceci peut être lié à la sécrétion de la testostérone qui commence à partir de la première semaine de la vie des agneaux, les récepteurs d'androgènes se sont avérés présents dès 25 jours d'âge dans la gonade des agneaux de l'espèce Romanov (La fortune et al., 1984).

En parallèle (Hamilton, 1990), prouve que le testicule des agneaux répond à cette hormone par une augmentation continue du nombre de cellules de Leydig, ce qui correspond à une augmentation de toute la masse interstitielle de cellules observées pendant la période de puberté.

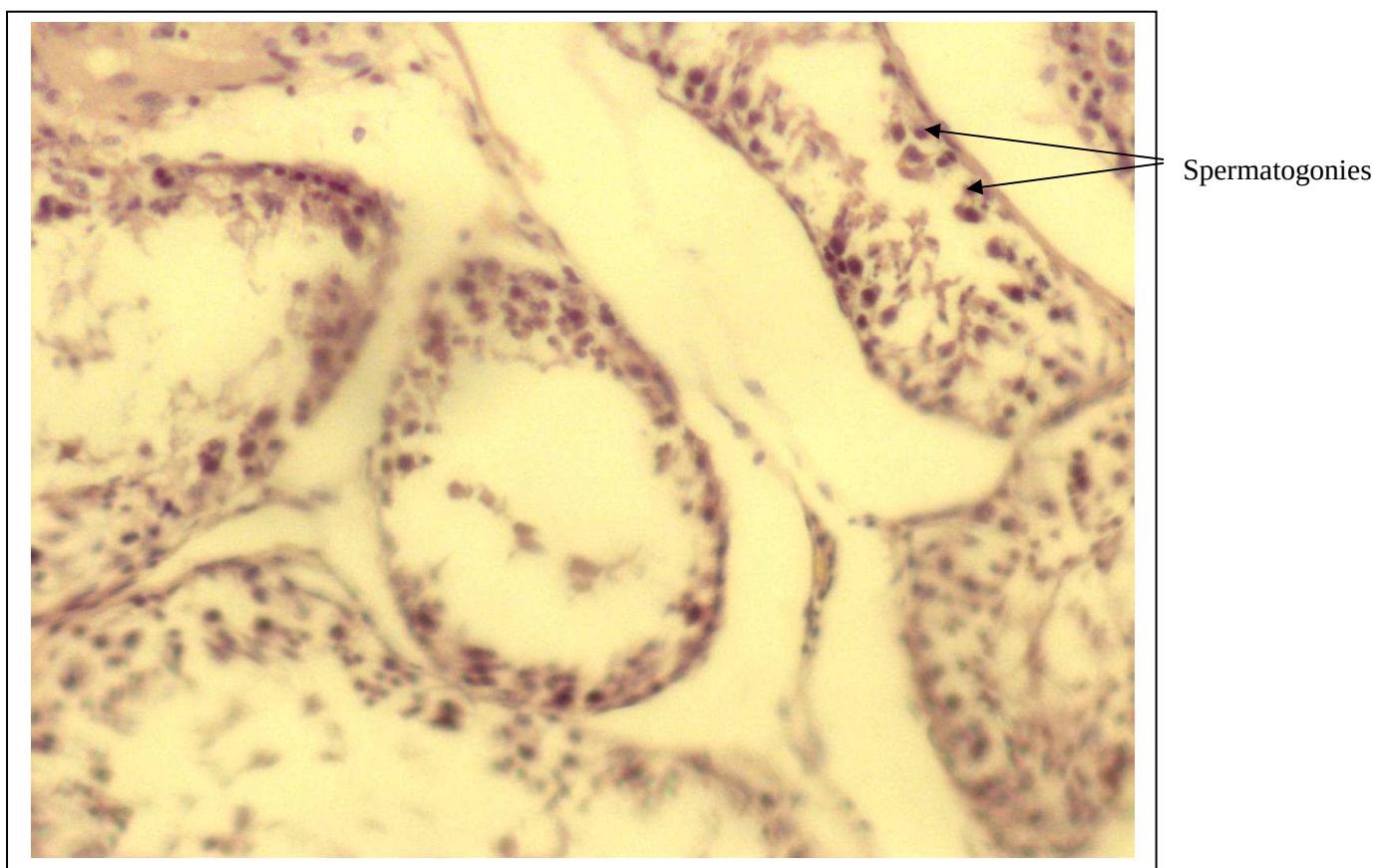


Figure n° 40: coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 05 mois (Coloration: H.E; Gx20).

II. 3. Animaux âgés de 06 mois :

A l'âge de 06 mois le tube séminifère augmente de volume (voir figure n° 41,42), on peut ainsi distinguer à fort grossissement des spermatides et des spermatozoïdes. A cet âge toutes les cellules sont présentes et bien développées (voir figure n°43). La maturation des organes génitaux des mammifères s'est fondée sur l'activité de l'hypophyse, la fonction principale de cette glande est la production de deux hormones, l'hormone stimulante FSH qui stimule les follicules de l'ovaire et des tubes séminifères du testicule aussi bien que l'épithélium germininal et la LH qui stimule les cellules interstitielles pour sécréter la testostérone (Ghosh al.,1991).

La testostérone testiculaire est sécrétée dès la naissance chez le bélier, à la différence du taureau d'où sa production est à environ 112 jours après la naissance (Hay et al 1961). Les coupes histologique et cytologique dans les testicules à cet âge, confirment l'état de maturité des agneaux montrent bien le processus de formation des spermatozoïdes. Selon (Setchell, 1993 ; Van Straaten et al., 1978) la spermiogenèse débute à la puberté et se poursuit pendant toute la vie du mâle.

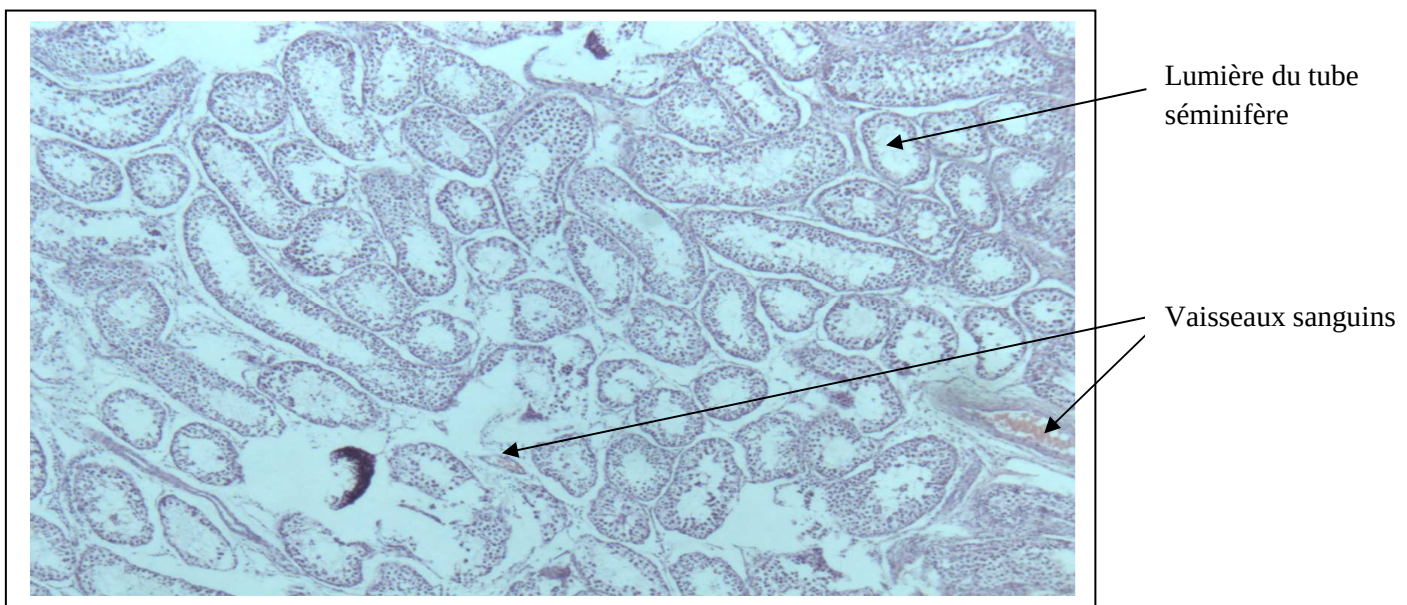
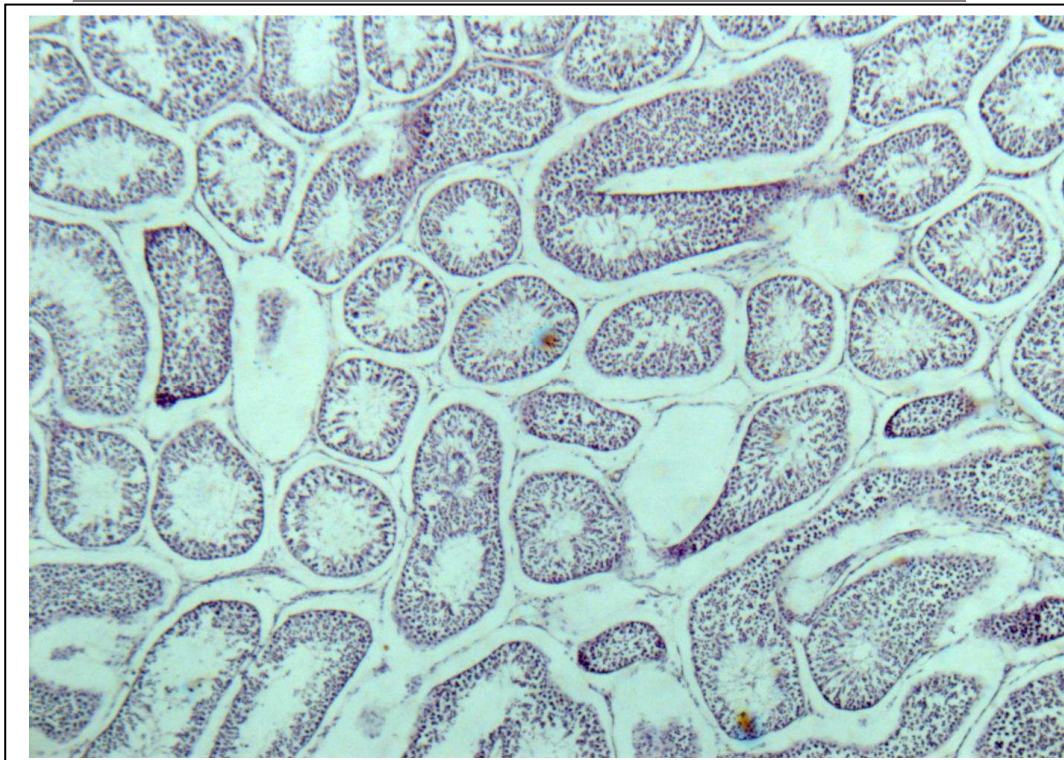
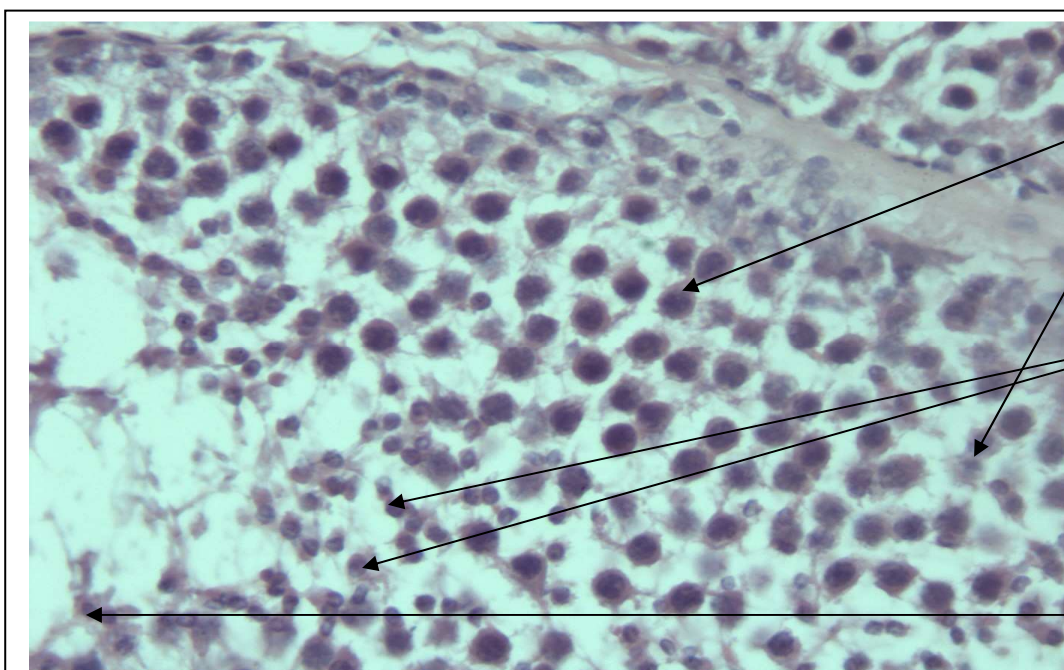


Figure n° 41 : coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 06 mois (Coloration: H.E; G X 10).



Tubes séminifères
bordés de cellules en
activité
spermatogénétique

Figure n° 42: coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 06 mois (Coloration: H.E; G x20).



Cellules en mitose

Spermatides

Spermatozoïde

Figure n° 43: coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 06 mois (G x100).

II. 4. Animaux âgés entre 07 et 10 mois :

Qualitativement, les éléments cellulaires ne présentent pas de grande différence du point de vue structurale chez les agneaux âgés entre 07 et 10 mois d'âge. A faible grossissement on peut noter la richesse des tubes séminifères en spermatides et spermatozoïdes (voir figure n°44), mais il est très difficile d'observer les cellules de Leydig même à ce stade d'âge, ceci est en accord avec (Hay et al, 1961) qui mentionnent dans leurs travaux sur les béliers de race Suffolk qu'elles sont en particulier difficile à identifier sur les coupes histologiques (voir figure n°45, 46).

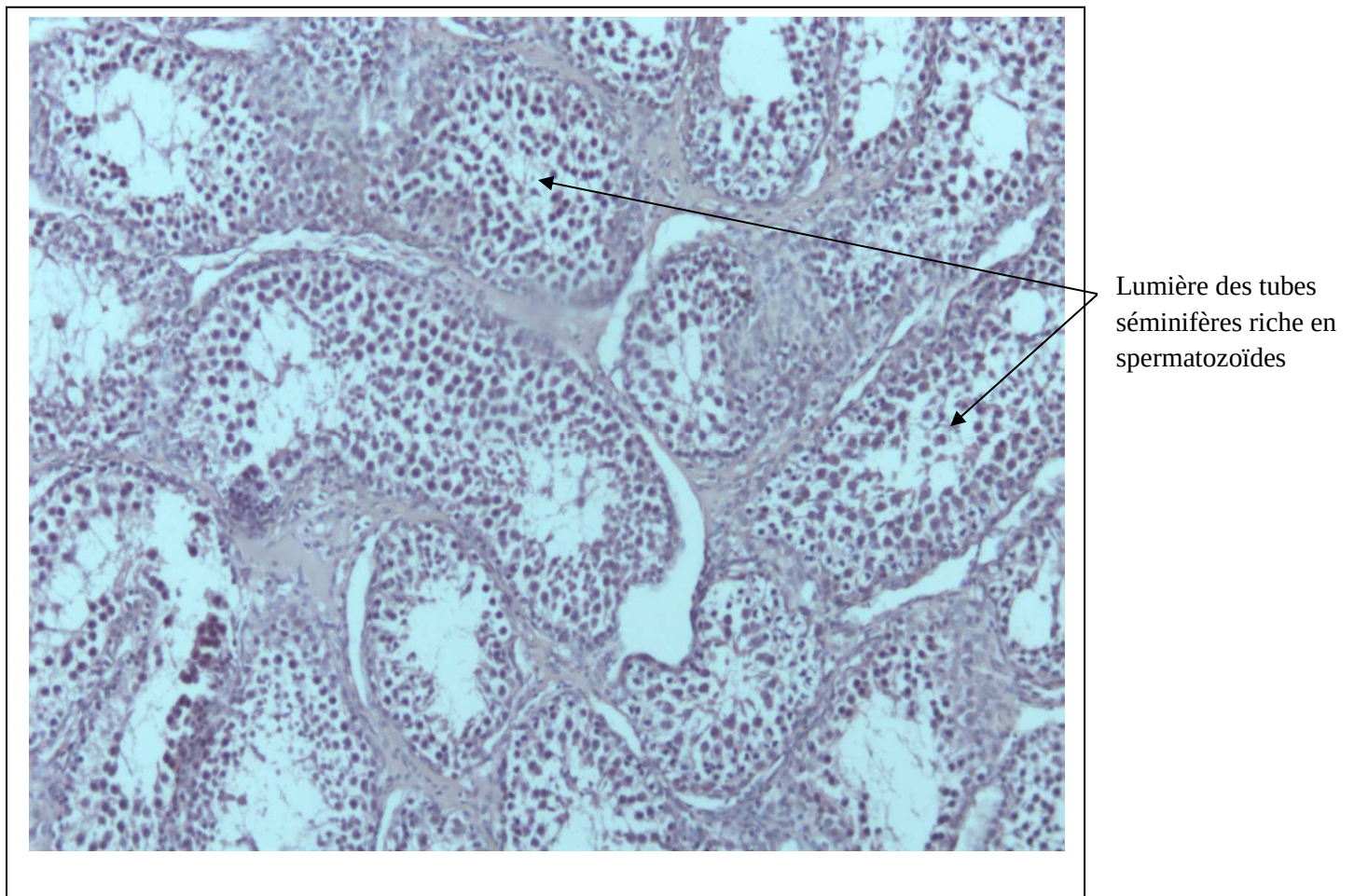


Figure n° 44: coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 07 mois (Coloration: H.E; G x10).

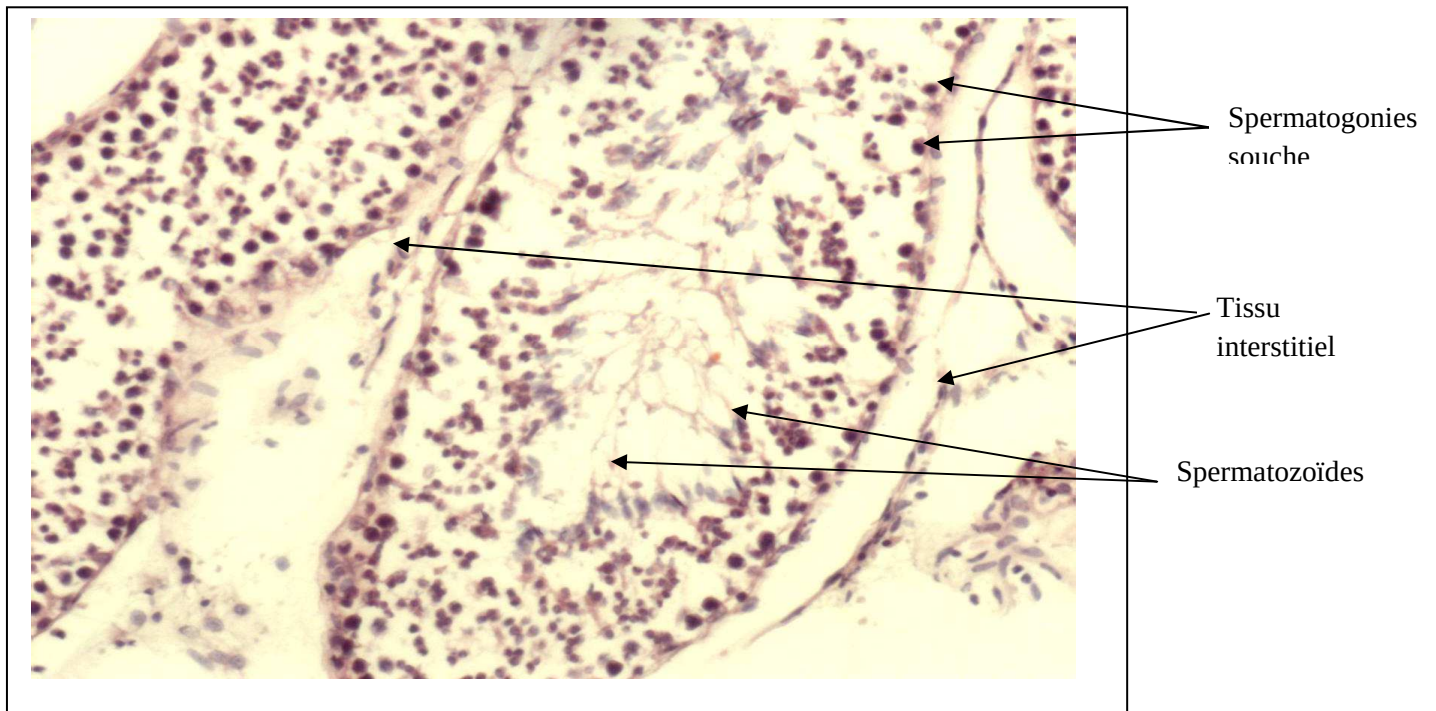


Figure n° 45: coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 07 mois (Coloration: H.E; G x40).

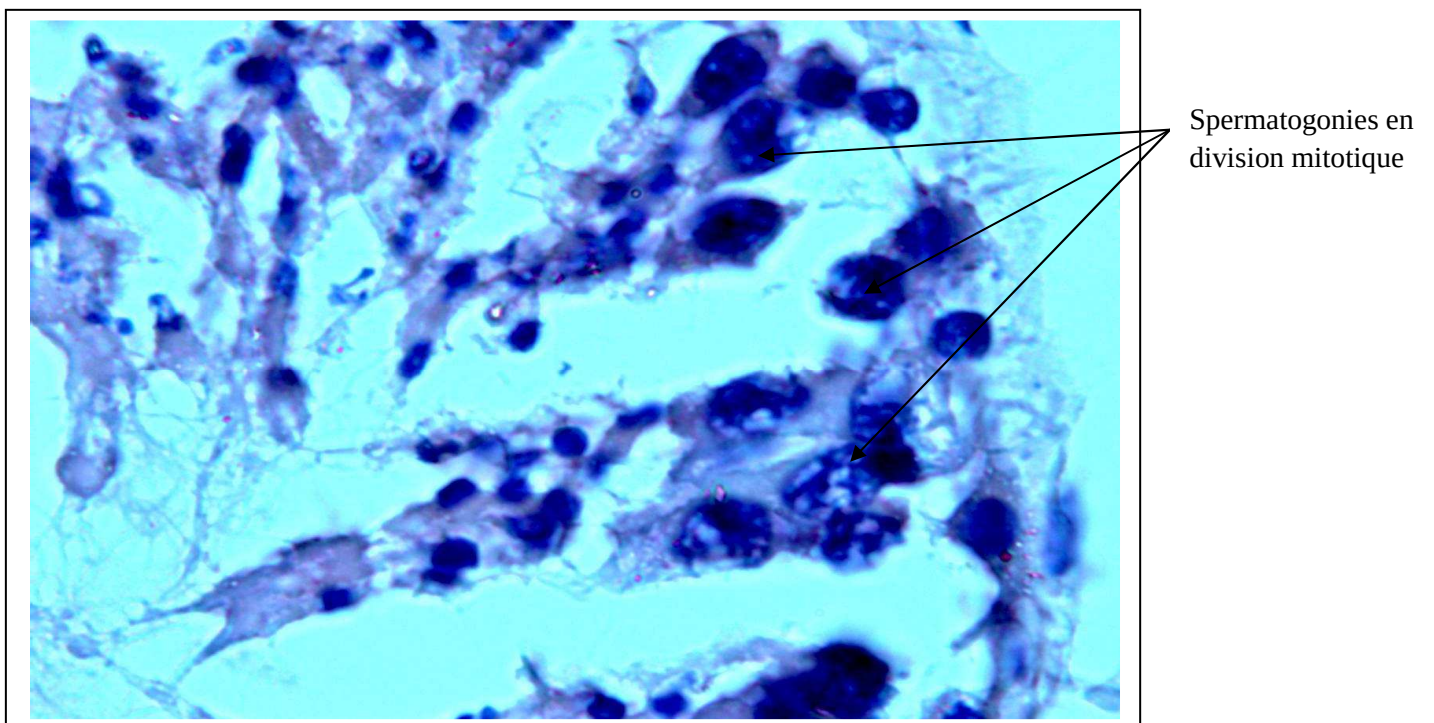


Figure n° 46: coupe histologique de testicule d'un agneau âgé de 07 mois (Coloration: H.E; Gx100).

II. 5. Animaux âgés de plus de 12 mois :

L a présente étude à démontrée une activité spermatogénique intense des gonades des animaux âgés au-delà de 12 mois (voir figures n° : 47, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 54, 55, 56, 57, 58), on peut noter le nombre important des cellules en mitose ainsi que l'enchevêtrement des flagelles des spermatozoïdes au niveau de la lumière du tube séminifère.

Nous n'avons pas pu observer de changements dans la taille de Leydig sur nos coupes histologiques ce qui concorde avec (Hochereau, 1975), ceci pourrait indiquer que les changements cycliques de la cellule de Sertoli sont induits par l'activité et la maturité des cellules germinales.

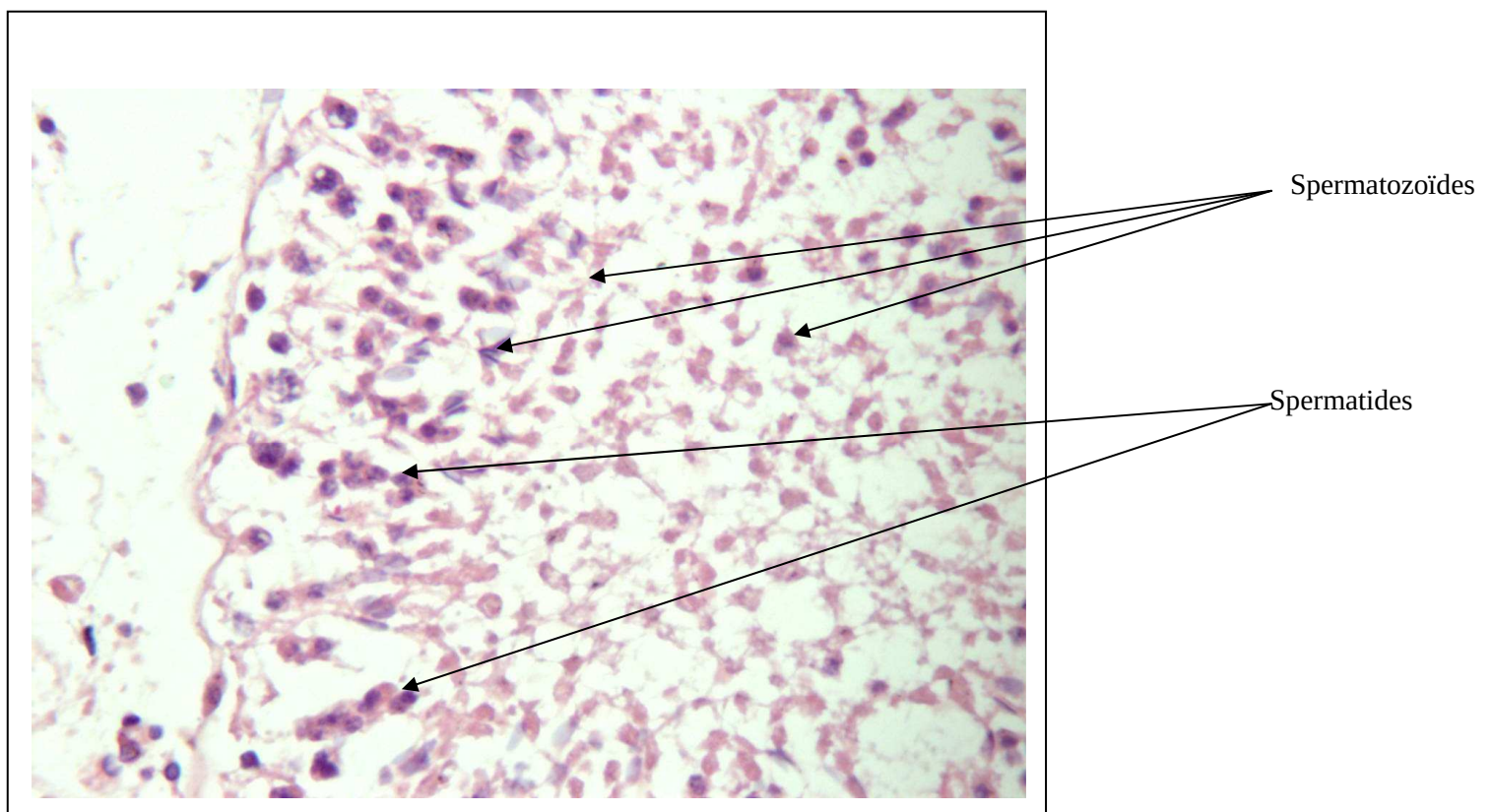


Figure n° 47: coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 14 mois (Coloration: H.E.; G x40)

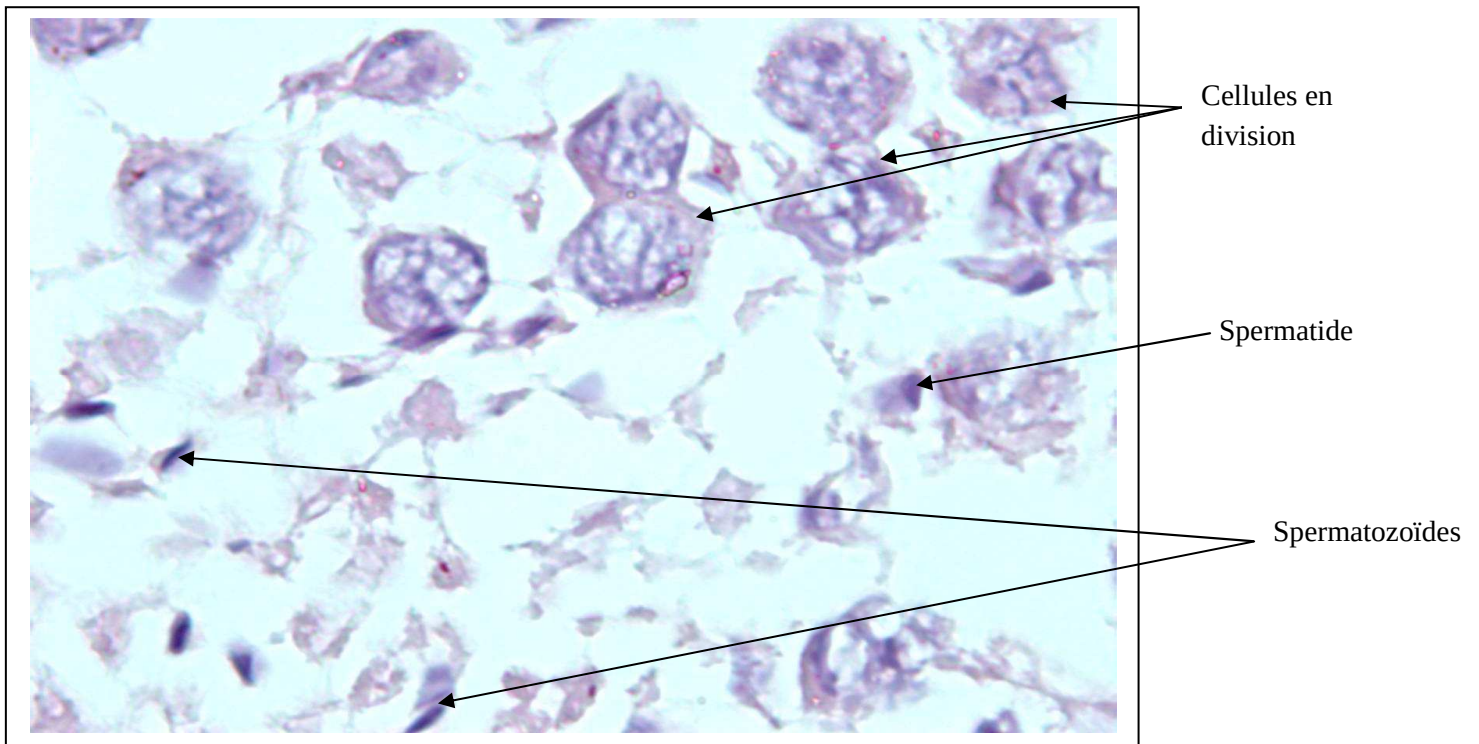


Figure n° 48: coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 14 mois (Coloration: H.E; G x100).

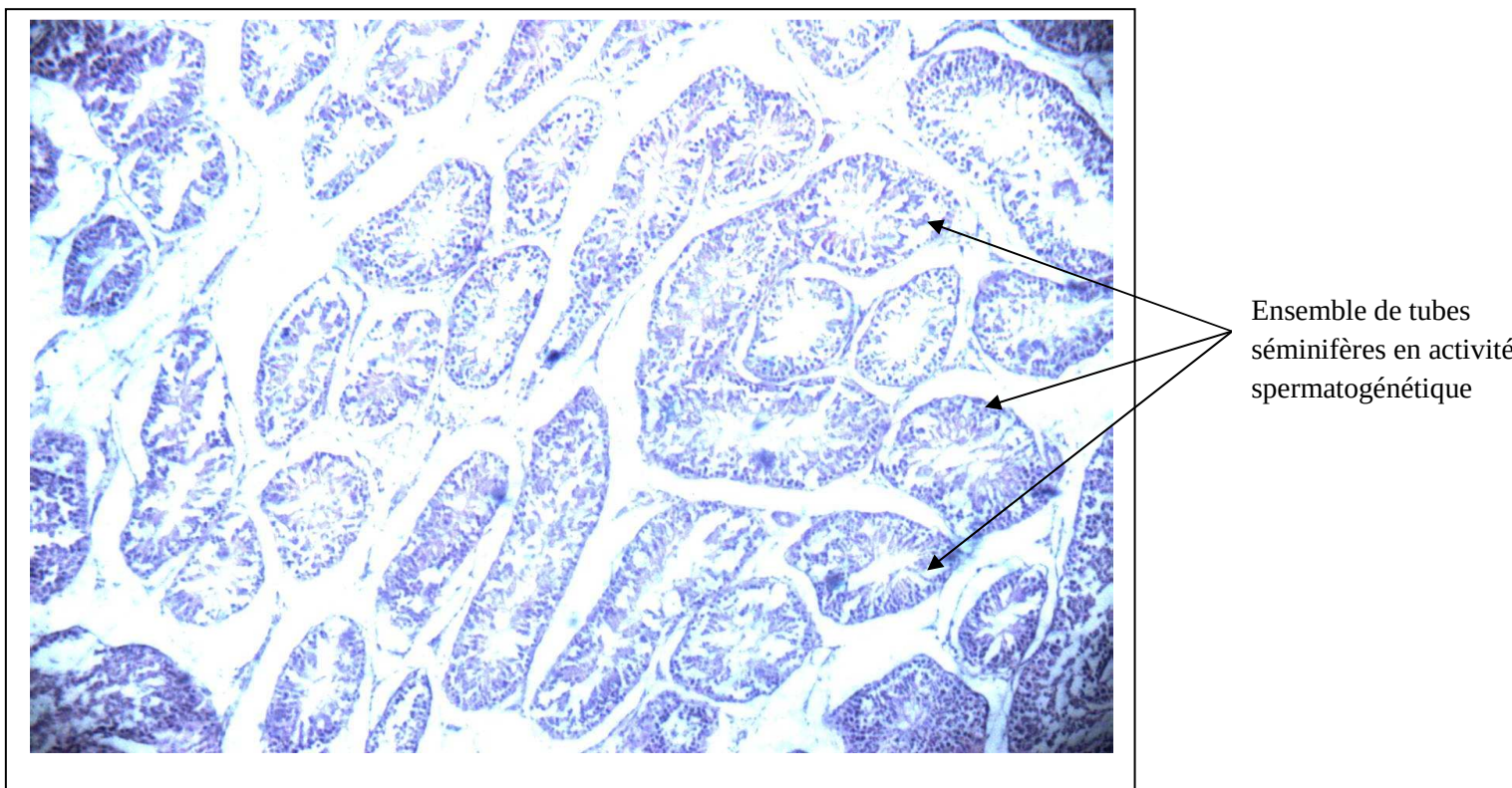


Figure n° 49: coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 24 mois (Coloration: H.E; G x10).

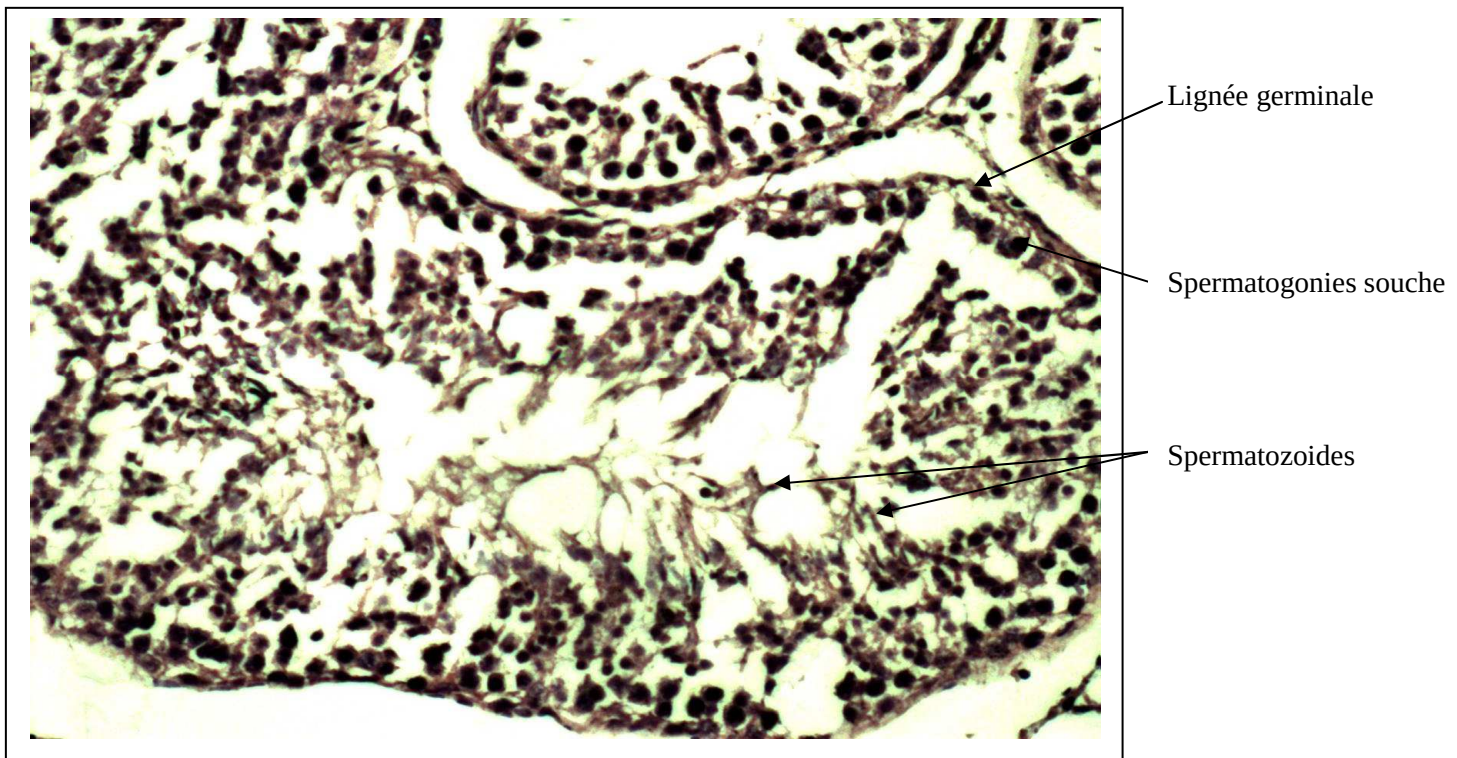


Figure n° 50: coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 24 mois (Coloration: H.E; G x20).

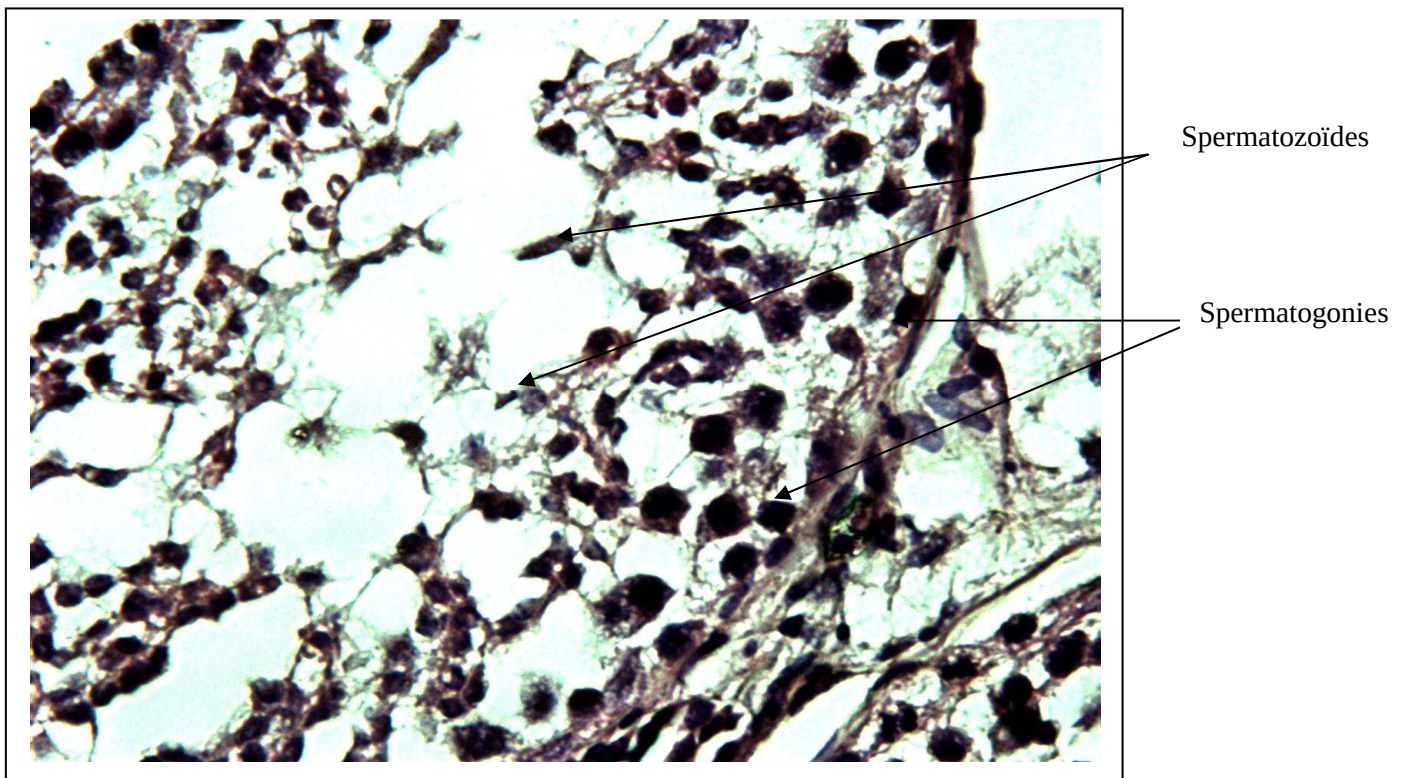


Figure n° 51: coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 24 mois (Coloration: H.E; G x40).

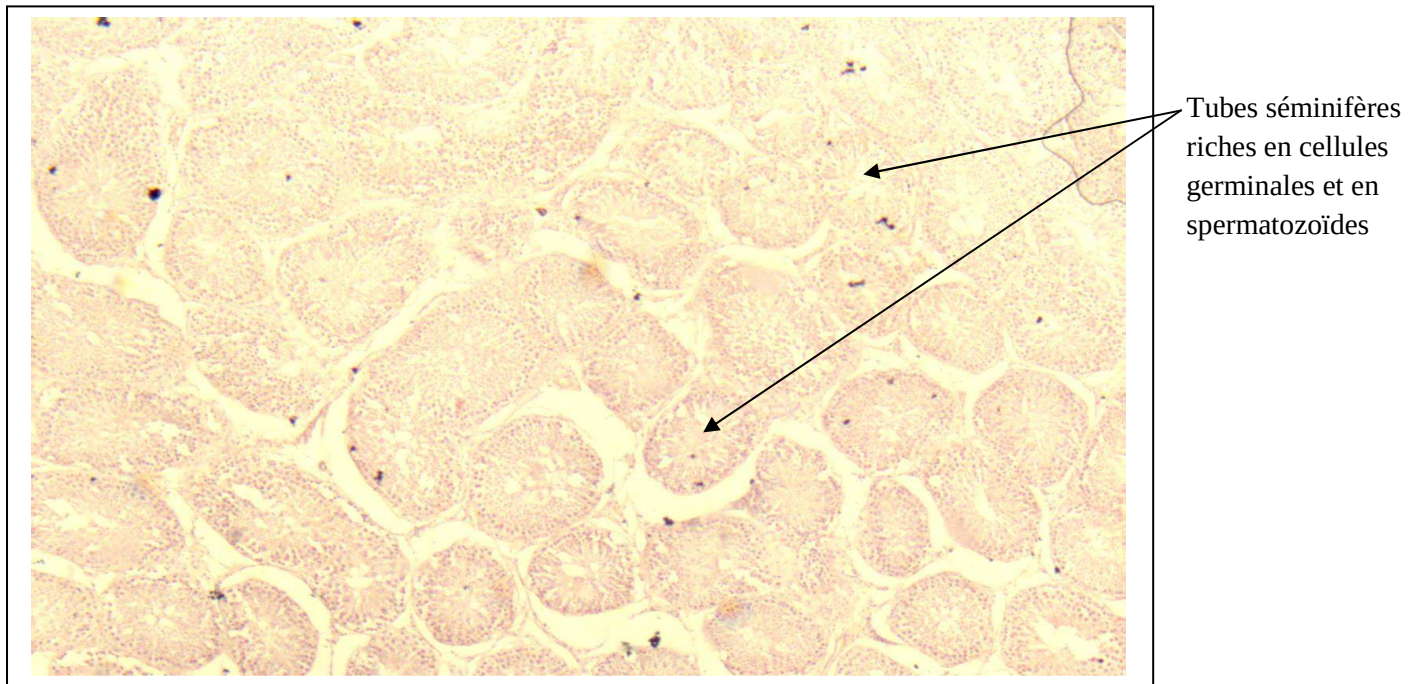


Figure n° 52: coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 36 mois (Coloration: H.E; G x10).

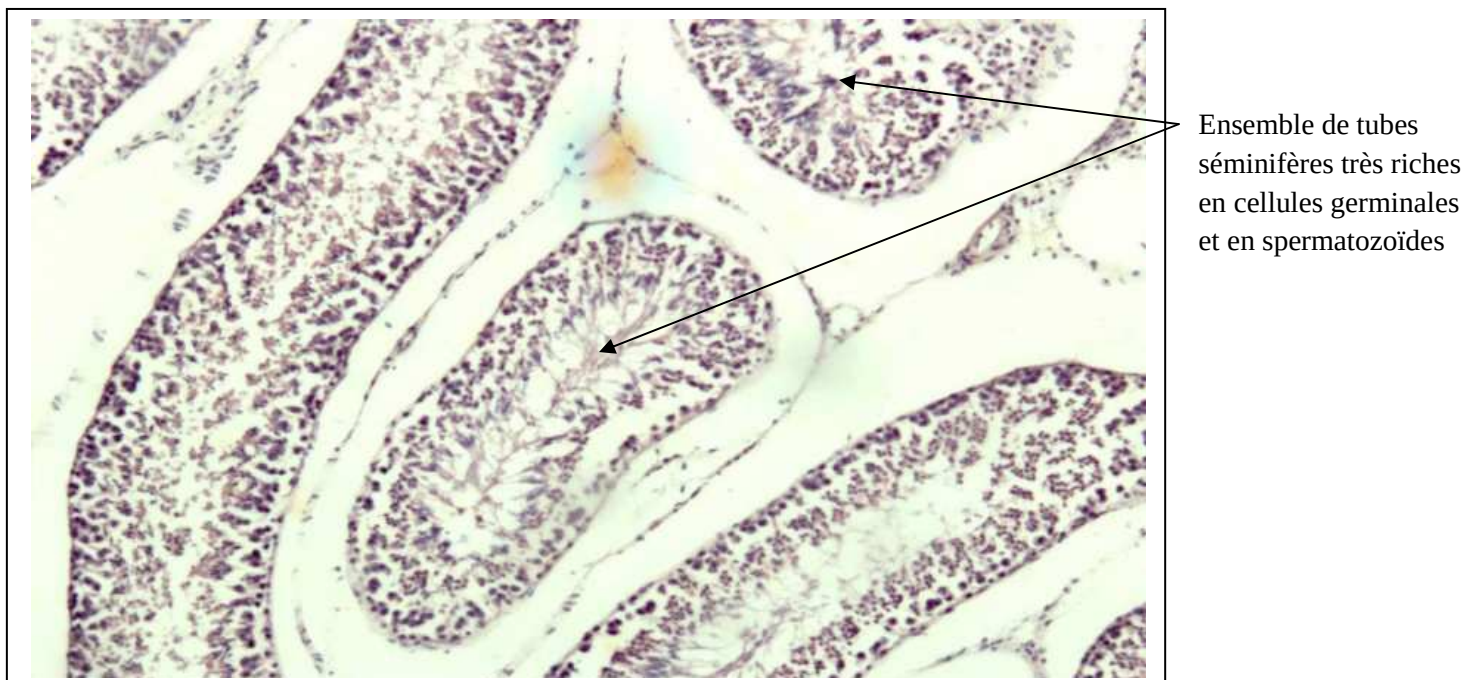


Figure n° 53: coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 36 mois (Coloration: H.E; G x20).

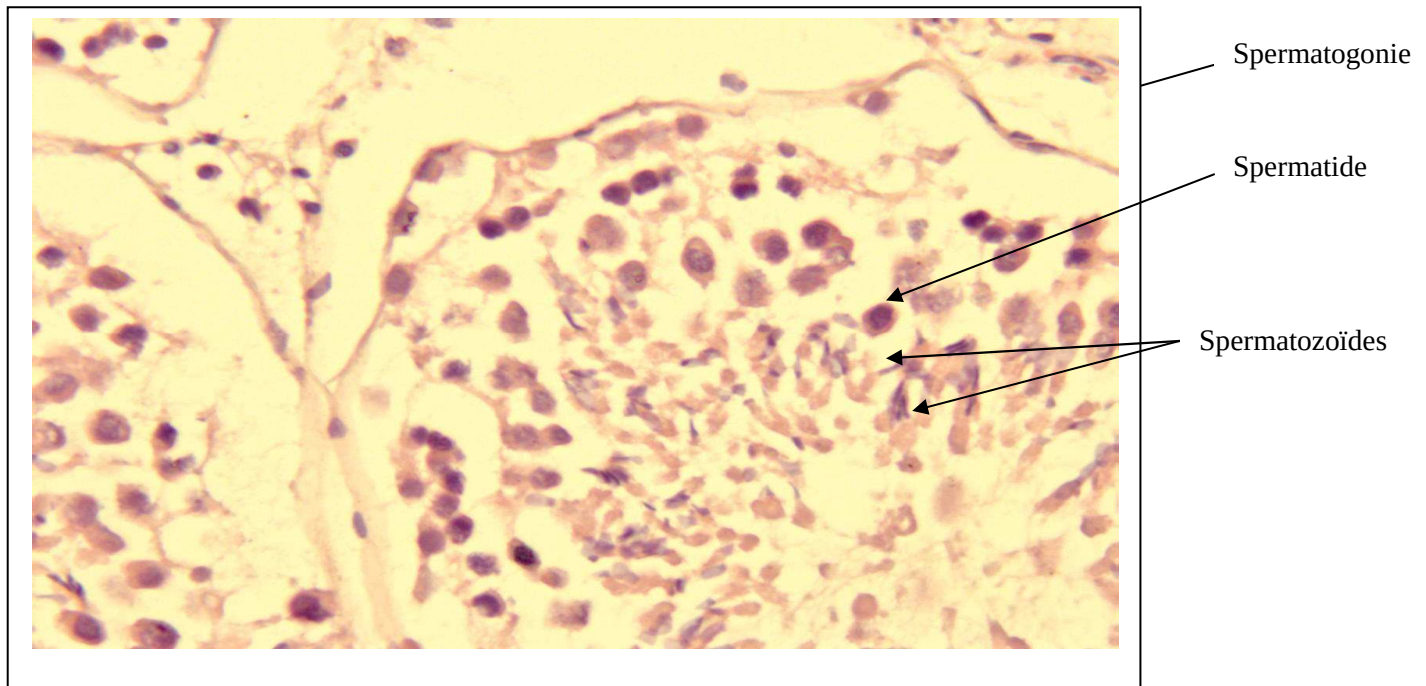


Figure n° 54: coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 36 mois (Coloration: H.E; G x40).

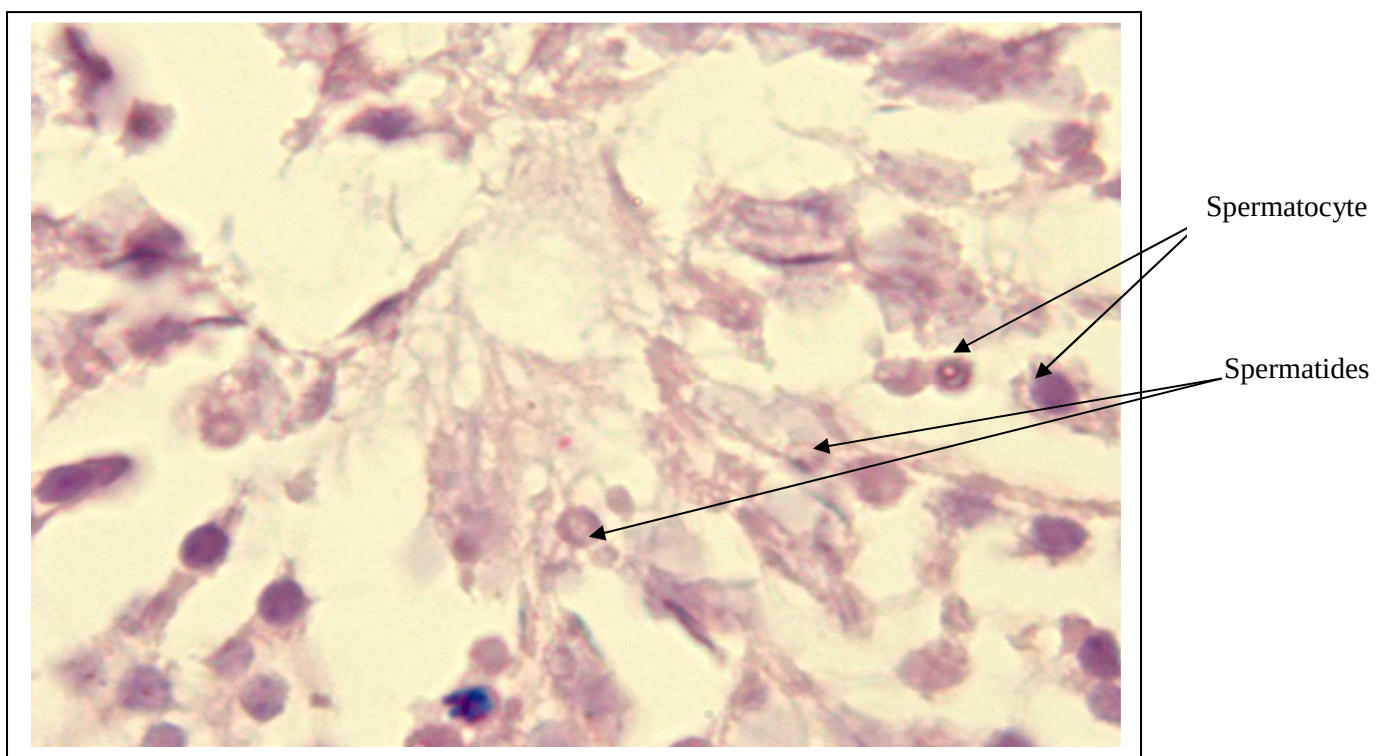
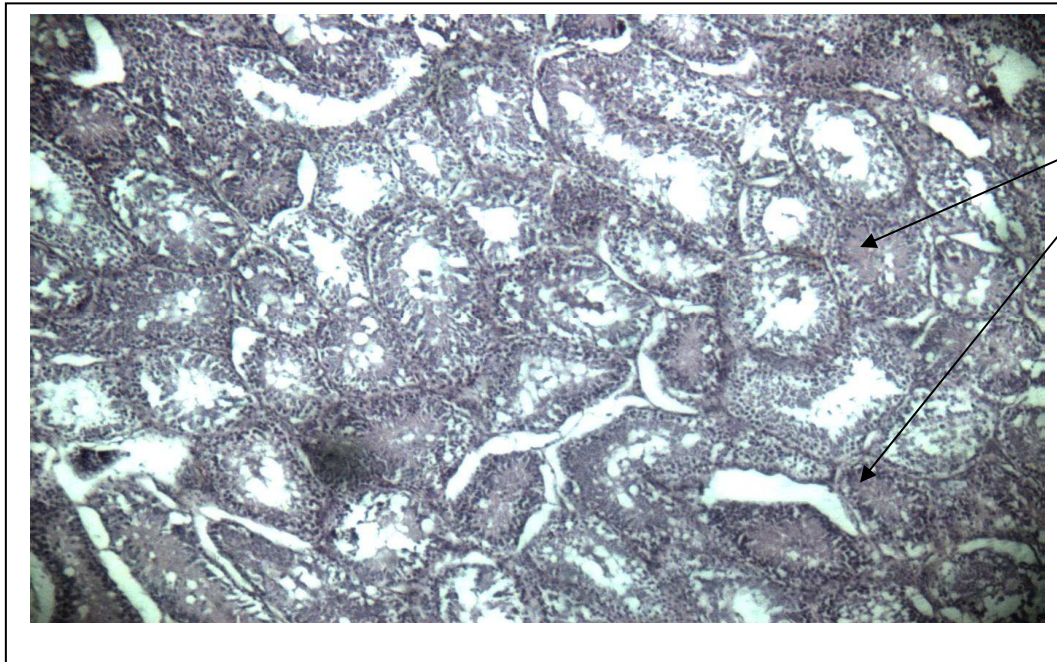
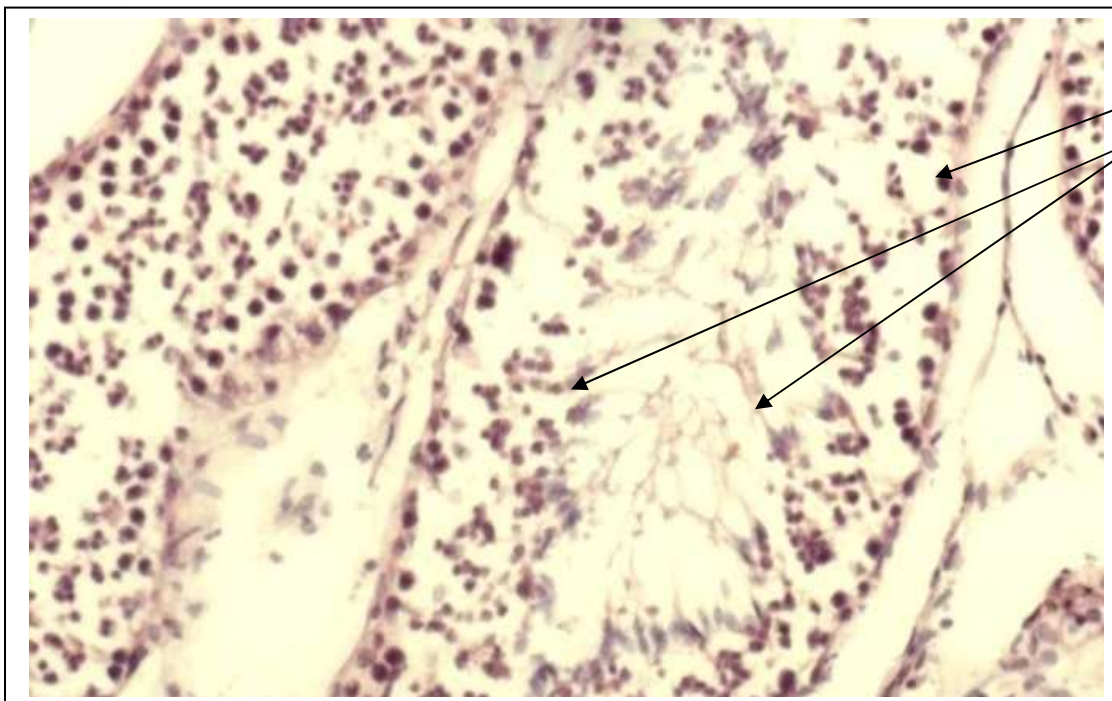


Figure n° 55: coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 36 mois (Coloration: H.E; G x100).



Ensemble de tubes séminifères coupés selon différents plans, riches en cellules germinales à différents stades de la spermatogenèse.

Figure n° 56: coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 48 mois (Coloration: H.E; G x10).



Tube séminifère riche en cellules germinales et en spermatozoïdes.

Figure n°57 : coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 48 mois (Coloration: H.E; G x20).

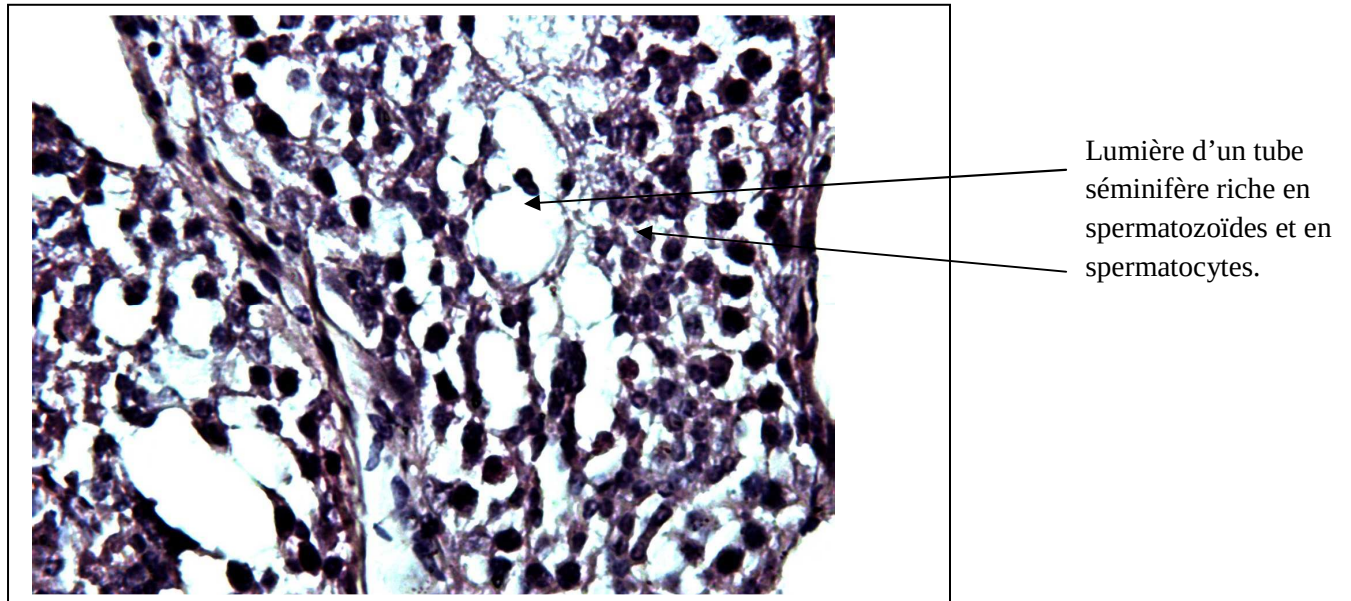


Figure n°58 : coupe histologique de testicule d'un bélier âgé de 48 mois (Coloration: H.E; G x40).

II/- Evaluation de la mobilité et de la survie des spermatozoïdes de sperme prélevés de l'épididyme et conservés sans dilution à 4°C pendant 72 heures :

Nous avons travaillé dans les mêmes conditions pour l'évaluation de nos prélèvements spermatiques, nos échantillons étaient traités de la même manière pendant les 72 heures de conservation.

1-Mobilité massale:

Les résultats de la mobilité sont représentés dans le Tableau 17 et la figure 59.

Tableau n°17 : variations de la mobilité massale (note de 0 à 5) du sperme en fonction du temps de conservation à 4°C.

Temps de conservation (heures)	0 heure	24 heures	48 heures	72 heures
Mobilité massale (0 à 5)	4.55 ± 0.12*	4.46 ± 0.12*	3.85 ± 0.13*	3.13 ± 0.06*

*** p < 0.001. Les valeurs muni de ce signe sont différentes significativement.

La mobilité massale varie entre 4.55 ± 0.12 (0 heure) et 3.133 ± 0.06 (72 heures). Elle diminue au fur et à mesure de l'évolution du temps. Il y'a une différence significative (p < 0.05) entre les valeurs observées à 0, 24, 48, et 72 heures.

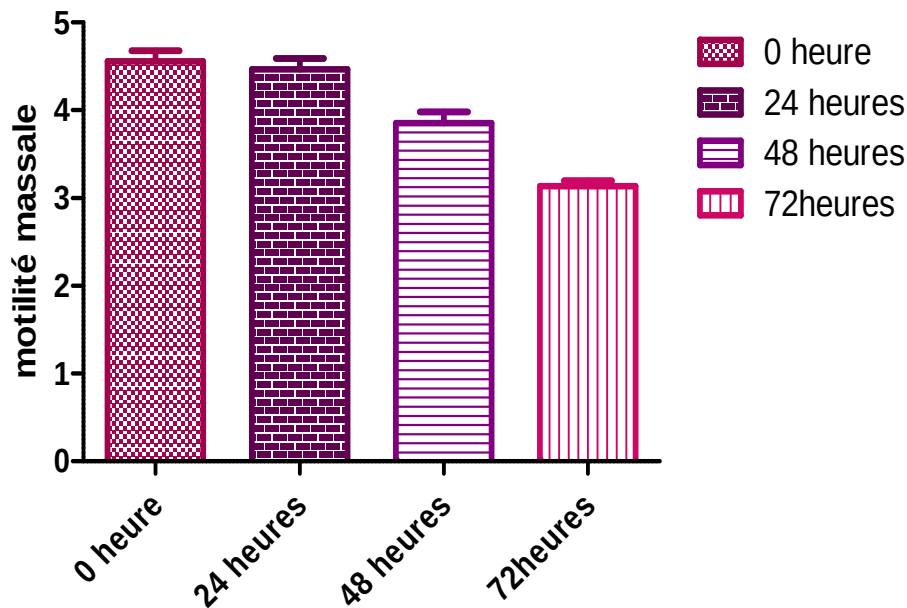


Figure n°59 : variations de la mobilité massale des spermatozoïdes du sperme en fonction du temps de conservation à 4°C (n= 51, moyenne± écart type).

L'utilisation du sperme de bonne qualité est l'un des facteurs nécessaires pour augmenter l'efficacité de l'insémination artificielle chez les ovins. De nombreuses études ont décrits les caractéristiques qui influencent la qualité du sperme : concentration, motilité et la composition du liquide séminal (Rurangwa, 2004).

Chez tous les mammifères, le pouvoir fécondant des spermatozoïdes apparait dans l'épididyme, organe formé d'un long tube reliant le testicule à l'urètre. Les spermatozoïdes testiculaires ne sont ni mobiles, ni féconds. Ils acquièrent leur fertilité et leur mobilité progressive pendant le transit épидидymaire, qui dure environ une quinzaine de jours. Les spermatozoïdes fertiles et motiles restent près d'une semaine stockés dans la région caudale de cet organe qui sert de réservoir (Bedford, 1975; Moore et al., 1985). L'évaluation de la mobilité massale a été réalisée par observation au microscope photonique des mouvements effectués par les spermatozoïdes, d'après les moyennes obtenues, nous avons constaté une

légère diminution après 48 heures de conservation alors que le pourcentage moyen de mobilité est de (50%) après 72 heures. Ces résultats sont en accord avec (Guérin et al., 2003), ce qui explique la bonne protection du liquide épидидymaire vis-à-vis des spermatozoïdes tout en sachant que ce liquide est composé de matières organiques (Protéines, Glucose et Triglycérides) et non organiques (potassium, Sodium, Magnésium, Calcium et Chlore) qui permettent la survie des spermatozoïdes (Morisawa, 1983 ; Lahnsteiner, 1993 -2004) cités par Hajirezaee et al., (2009).

2-Taux de vitalité des spermatozoïdes après coloration :

Les résultats du taux de vitalité des spermatozoïdes épидидymaire sont représentés dans le Tableau n°18 et la figure 60.

Tableau n°18: Taux de vitalité des spermatozoïdes du sperme conservé à 4°C :

Temps de conservation (heures)	0 heure	24 heures	48 heures	72 heures
Taux de vitalité des spermatozoïdes (%)	82.15 ± 1.48	77.67 ± 1.74***	66.56 ± 1.95***	52.30 ± 1.46***

*** p < 0.001. Les valeurs muni de ce signe sont différentes significativement.

Ce taux varie entre 82.15 ± 1.48 (0 heure) et 52.30 ± 1.46 à 72 heures. Il est maximum à 0 heure et minimum à 72 heures. Ce taux de vitalité est décroissant avec le temps.

On n'observe pas de différence significative ($p > 0.05$) du taux de vitalité entre 0 et 24 heures tandis qu'il existe une différence hautement significative ($p < 0.001$) entre les trois périodes de conservation 24, 48 et 72 heures.

Nos résultats sont similaires à ceux obtenus par (Guérin, 2003), et la représentation graphique des données reflète une diminution remarquable de la vitalité en fonction des heures de conservation qui est de (52.3 %) après 72 heures de conservation, cependant l'étude de (Martinsa, 2009) sur la conservation de la semence épидидymaire de taureau à différentes périodes de temps révèle un taux de vitalité de 64.00 ± 15.4 après 72 heures de conservation et 34.7% d'embryons après 48 et 72 heures de conservation.

Hajirezaee et al (2009), ont constatés que le milieu épидидymaire fournit les conditions les plus idéales pour la survie des gamètes, cependant le refroidissement est nécessaire pour diminuer le gaspillage d'énergie et pour prolonger la durée de vie de sperme, toutefois nous concluons que l'intégrité de l'acrosome n'est pas affecté après les trois jours de stockage.

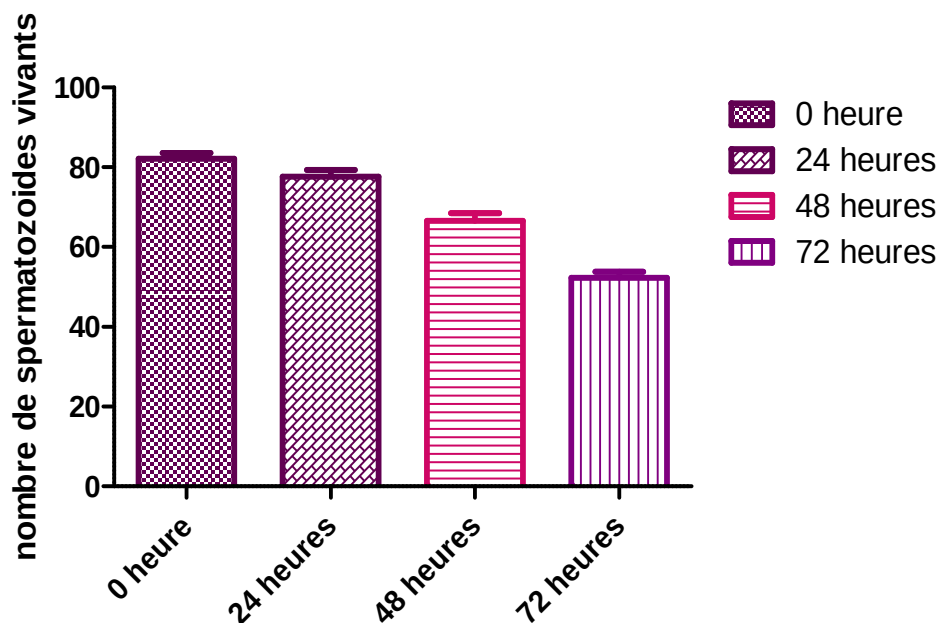


Figure n°60 : variations du nombre de spermatozoïdes vivants en fonction du temps de Conservation à 4°C (n= 51, moyenne ± écart type).

Conclusion :

L'insémination artificielle appropriée serait conduite avec la meilleure connaissance de l'âge des béliers, la taille testiculaire et les caractéristiques de sperme qui amélioreraient l'efficacité de la reproduction et augmenteraient le taux de gain génétique.

Nous constatons que, le poids testiculaire, le diamètre, la mobilité, le taux de vitalité spermatique et la concentration de sperme en spermatozoïdes augmentent en fonction de l'âge par contre le taux de spermatozoïdes anormaux diminue.

L'étude histologique du développement testiculaire chez le bélier démontre que la fonction spermatogénétique caractérisée par une multiplication cellulaire de plus en plus intense commence dès l'âge de 05 mois qui peut être considéré comme l'âge de puberté chez le bélier de la race locale (Ouled Djellel) et augmente en fonction de l'âge des animaux.

Nous pouvons aussi conclure que les spermatozoïdes épидидymaires conservés à 04°C préservent leur mobilité et vitalité qui sont respectivement de 50 % et 52.3 % à 72 heures. Ces résultats sont encourageants pour l'utilisation du sperme épидидymaire pour l'insémination artificielle chez les ovins.

Bibliographie

1-Abd El-Aziz A.M.S., 1976. Effect of vitamin A deficiency in rations on reproductive performance of rams. M.Sc. thesis, University of Ain Shams, Egypt, pp.80-84.

2-Abdulkareema T.A., Al-Habouby A.H., Al-Mjameia S.M., Hobia A.A., 2005. Sperm abnormalities associated with vitamin A deficiency in rams, Small Ruminant Ruminant Research .57, 67-71.

3-Aissaoui C., Chibani J., Bouzebda Z., 2004. Etude des variations de la production spermatique du bélier de race Ouled Djellal soumis à un régime pauvre. Renc. Rech. Ruminants, 11, 402.

4-Al-Habouby A.H., Abdulkareema T.A., Alkass J.E., 1997. Effect of vitamin A on testicular growth and spermatogenesis of Awassi ram lambs. Dirasat. Agric. Sci. 24, 16-26.

5-Allimant M., 2010. Actualités sur les méthodes d'évaluation de la qualité de la semence de l'étalon (thèse), Lyon.

6-Amann R.P., 1987. Functions of the epididymis in bulls and rams. J Reprod Fert Suppl 34, 115-131. And maintenance of sperm fertilizing ability in the epididymis. In R.O. Greep and D. W and P.M.Mazik (Eds.). World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA., USA., pp: 20-48.

7-Ball P.J.H., Peter.A.R., BSc., 2004. Reproduction in cattle Third Editon BA, DV et MED, PhD, FRDVS, FI Biol; p 16-17.

8-Baril G.G., Chemineau P., Cognie Y, Le Boeuf B, Ogeur P, Vallet J.C., 1993. Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. FAO, Rome, Italy.

9-Barone R., 1978. Anatomie compare des mammiferes domestiques. Tome trois, splachnologie(foetus et annexes) édition frères vigot Paris, p 131.

10-Barone R., 1956. Anatomie compare des mammiferes domestiques. Tome trois, splanchnologie(foetus et annexes) édition frères vigot Paris, p 120-150.

11-Bearden H.J., Fuquay J., Willard S., 2004. Applied animal reproduction. VIème edition.New Jerzy: Pearson Education, 427 p.

12-Bedford J.M., 1975. Maturation, transport and fate of spermatozoa in the epididymis. In R.O.Greep et D.W. Hamilton. Hand book of physiology, endocrinology V, section 7, p. 303-317. Am. Physiol.Soc., Washington.

13-Beu C.C.C.L., Orsi A.M., Gregorio, E.A., Matheus S.M.M., Bassa N.A., 1998. A scanning electron microscopic study of the rete testis of the guinea pig.Acta Anat. 162, 194-198.

14-Belloir P., La Fortune E., Gauthier D., 1984. La production spermatique du taureau créole. Ann Zootech., INRA Guadeloupe., 33(4), 551-556.

15-Blom E., 1983. The ultrastructure of some characteristic sperm defects and a proposal for a new classification Nordic Veterinary Médecine, 35, 105.

16-Bonnes G., Desclaude J., Drogoul C., Gadoud R., Jussiau R., 1988. Reproduction des mammifères d'élevage. Editions Foucher.p 152.

17-Brinster R.L., Zimmermann J.W., 1994. Spermatogenesis following male germ-cell transplantation. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 91, 11298-11302.

18-Briz M.D., Bonet S., Pinart B., Camps R., 1996. Sperm malformations throughout the boar epididymal duct. Anim Reprod Sci 43, 221-239.

19-Brooks D.E., 1988. Androgen regulated epididymal proteins associated with post-testicular development. Ann NYAcad Sci 513, 4, 179-194.

20-Carmon J.L., Green W.W., 1952. Histology of the development of the testes ram. J. Anim. Sci. 11: 674-687.

21-Castonguay F., 2000. Anatomie et physiologie des systèmes reproducteurs; coédition: Agriculture et agroalimentaire et université Laval; Canada p 2-14.

22-Chemineau P., Guerin Y., Delgadillo J.A., Le boeuf B., Briois M., 1989. Traitements photopériodiques pour l'augmentation de la production spermatique. Mise en oeuvre pratique dans les centres d'insémination artificielle. 40th annal meeting of the EAAP, Dublin, Irland, 27-31.

23-Colas G, Lefebvre J., Guerin Y., 1990. A study of the transmission from sire to male progeny of seasonal variations in testis diameter and percentage of abnormal spermatozoa in Ile-de-France ram. Reprod. Nutr. Develop., 30, 589-603.

24-Cooper T.G., Springer Verlag, Berlin Cuasnicu PS, Gonzalez Echeverria MF, Piazza AD, Cameo MS, Blaquier JA., 1986. The epididymis, sperm maturation and fertilisation, J Reprod. Fertil 72, 467-471.

25-Courot M., 1962. Développement du testicule chez l'agneau. Etablissement de la spermatogenèse. Station de recherches de Physiologie animale, Centre national de recherches zootechniques. Jouy- en- Josas Seine-et-Oise. Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophy.2(I), 25-41.

26-Courot M., 1975. Variations in pituitary and blood LH during puberty in the male lamb. Relation to time of birth. Ann. Biol. 198, 441-454.

27-Coulter G.H., Foote R.H., 1979. Bovine testicular measurements and indicators of reproductive performance and their relationship to reproductive performance and their relationship to productive traits in cattle: A review. Theriogenology 11, 297-311.

28-Coward D.A., Howell, M.C.J., Pitt G.A., Thompson J.N., 1966. Effect of hormones on reproduction in rats fed a diet deficient in retinol(Vitamin A alcohol) but containing methyl retinoate (Vitamin A acid methyl ester). J.Reprod. Fertil. 12, 309-314.

29-Crapelet C., Thibier M., 1980. Le mouton production-reproduction-génétique-alimentation-maladies (tome IV) edition vigot Paris, p 143.

30-Dacheux J.L., Dacheux F., Paquignon M., 1991. Changes in sperm surface membrane and the protein content of fluid during epididymal transit in the boar. Reprod Dom Anim Suppl 1, 29-35.

31-Dérivaux J., 1971. Reproduction chez les animaux domestiques II. Le male, insemination artificielle. Déroulement et durée du cycle spermatogénétique chez le belier Ed. Derouaux. Liège, p195.

32-Duodouet C., 1997. La production du mouton; edition France agricole, Paris, p 285.

33-Duarte H.E., Oliviera C., Orsi A.M., Vicentini, C.A., 1995. Ultrastructural characteristics of the testicular capillaries in the dog (Canis Familiaris, L). Anat. Histol. Embryol. 24, 73-76.

34-Dym M., 1974. The fine structure of monkey Sertoli cells in the transitional zone at the junction of the seminiferous tubules with the tubuli recti. Am. J.Anat. 140, 1-26.

35-Dym M., 1976. The mammalian rete testis- a morphological examination. Anat.Rec. 186, 493-524.

36-Eckstein P., Zuckerman S., 1956. Morphology of the reproductive tract. In Marshall's Physiology of reproduction (A.S.Parkes, Ed), Vol. 1 Part 1, pp. 43-155. Longmans.

37-Educagri., 2005. La reproduction des animaux d'élevage, p10.

38-Eik-nes K.B., 1970. The synthesis and secretion of androstenedione and testosterone. J.Z. The Androgens of the testis. (K.B. Eik-nes, ed), pp. 1-40. Marcel Dekker, New York.

39-Fantoni G. Morris P.L., Forti G., Vannelli G.B., Orlando C., Barni T., Sestini R., Danza G., Maggi M., 1993. Endothelin- 1: a new autocrine, paracrine factor in rat testis. *Am.J. Physiol.* 265, 267-274.

40-Fawcett D.W., Dym M., 1974. A glycogen-rich segment of the tubuli recti and proximal portion of the rete testis in the Guinea pig. *J.Reprod. Fertil.* 38, 401-409.

41-Fontbonne A., 1993. Prélèvement et examen de la semence chez le chien. *Encyclopédie vétérinaire*, Paris, Elsevier, Reproduction 0800 ; p8.

42-Forgaty N., Hall D., Dawe S., Athinson W., Allan C., 1992. Management of highly fecund ewe types and their lambs for 8 monthly ; Edition Agroalimentaire, Australie, p 142-148.

43-Fournier-Delpech S., Colas G., Courot M., Ortavant R., Brice G., 1979. Epididymal sperm maturation in the ram: motility, fertilizing ability and embryonic development after intrauterine insemination in the ewe, *Ann Biol Anim Biochem Biophys* 19, 957-605.

44-Fournier-Delpech S., Holland M.K., Skudlarek M.D., Rankin T.L., Orgebin-Crist M.C., Courot M., 1987. A ram epididymal secretory protein shares common antigenic determinants with rat epididymal proteins and human plasma proteins. *Reprod Nutr Dev* 28, 1283- 1299.

45-Freshman J.L., 2002. Semen collection and evaluation. *Clin. Tech. Small Anim. Pract.*, 17, 3, 104-107.

46-Gayrard, V., 2007. Physiologie de la reproduction des mammifères (polycopié de reproduction) école nationale vétérinaire de Toulouse p, 100.

47-Ghosh S., Siha Hikim, A.P., Russel L.D., 1991. Further observation of stage specific effects seen after short term hypophysectomy in the rat. *Tissue cell.*, 23: 613-630.

- 48-Guérin Y., Locatelli Y., Comizolli P., Mauget R., Mermillod P., Legendre X, Gatti J., Dacheux J., 2003.** Conservation et utilisation du sperme épидидymaire d'ovins et de cervidés en insémination artificielle et fécondation in vitro Les actes du BRG 4, 173-183 INRA Paris, France.
- 49-Hamilton D. W., 1990.** Anatomy of mammalian male accessory reproductive organs. In Marshall's Physiology of Reproduction (G. E. Lamming, Ed.), Vol. 2, pp. 691–746.
- 50-Hammond.J., 1960.** La reproduction, la croissance et l'hérédité des animaux de la ferme edition frères Vigot, Paris p65.
- 51-Hammerstedt R.H., Parks J.E. 1987.** Changes in sperm surface associated with epididymal transit. J.Reprod Fertil Suppl 34, 133-149.
- 52-Hanzen C., 2009.** La propédeutique de l'appareil reproducteur et l'examen du sperme des ruminants (polycopié) p 11.
- 53-Hassen M.R, Pervage S, Rshauduzzaman E, Talukder M.A.I., 2009.** Influence of age on the spermogrammic parameters of native sheep .Bengladesh Agril.Univ.7(2) :301-304.
- 54-Hajirezaee S., Bagher M., Amiri A., Reza M., 2009.** Effects of Stripping Frequency on Semen Quality of Endangered Caspian Brown Trout, *Salmo trutta caspius* Department of Fisheries and Environmental Sciences, Faculty of Natural Resources, University of Tehran, Karaj, Iran American Journal of Animal and Veterinary Sciences 4 (3): 65-71.
- 55-Hay M. F., Lindner, H. R., Mann T., 1961.** Morphology of bull testes and seminal vesicles in relation to testicular androgens. Proc R. Soc. B, 154, 433.
- 56-Hees H., Wrobel K., Kohler H., Elmagd T.A., Hees I., 1989.** The mediastium of the bovine testis. Cell. Tissue Res. 255, 29–39.

57-Hees H., Wrobel K. H., Kohler T., Leiser R., Rothbacher I., 1987. Spatial topography of the excurrent duct system in the bovine testis. *Cell. Tissue Res.* 248, 143–151.

58-Hochereau M., Perrau C., 1975. Augmentation de l'efficacité de la spermatogenèse par l'hémicastration chez le rat et le bélier. Station de Physiologie de la Reproduction, Centre de Recherches de Tours, I. N. R. A., Nouzilly, France.

59-Holstein A. F., Maekawa M., Nagano T., Davidoff M. S., 1996. Myofibroblasts in the lamina propria of human seminiferous tubules are dynamic structures of heterogeneous phenotype. *Arch. Histol. Cytol.* 59, 109–125.

60-Horan A. H., Bedford J. M., 1972. Development of the fertilizing ability of spermatozoa in the epididymis of the syrian hamster. *J. Reprod. Fert.*, 30, 417-423.

61-Ingrid D., 2007. Genetic and environmental effects on semen traits in Lacaune and Manech tête rousse AI rams Genet. Sel. Evol. 39 405–419. Nouzilly, France.

62-Ingrid D., 2008. Analyse génétique et modélisation de la production de semence et de la réussite de l'insémination artificielle en ovin (thèse Pour obtenir le grade de docteur d'agro paris tech) p, 16.

63-Ingrid D., Leymarie C., Lagriffoul G., Manfredi E., Robert-Granie C., Bodin L., 2008 . Facteurs de variation génétiques et environnementaux de la production de semence et de la réussite de l'insémination artificielle en ovin. *INRA. Renc. Rech. Ruminants* : 15, 363-366.

64-Issa M., Yenikoy A., Marichatou H., Banoïn M., 2001. Spermogramme de béliers Peuls bicolores et Touaregs : influence du type génétique et de la saison. *Niamy Niger*.

65-Javed M. T., Khan A. Kausar R., 2000. Effect of age and season on some semen parameters of Nili- Ravi buffalo (*Bubalus bubalis*) bulls. *Vet. Arhiv.*, 70: 83- 94.

66-Jainudeen M. R., Bongso T. A., S. Dass., 1982. Semen characteristics of Swamp buffalo (*Bubalus bubalis*). *Anim. Reprod. Sci.*, 4: 213-217.

67-Johanne C., 2008. Guide de référence sur la photopériode, paramètres de succès pour l'utilisation des nouveaux programmes lumineux AAC type CC4. Centre d'expertise en production ovine du Québec, p09.

68-Jones R. C., Jurd K. M., 1987. Structural differentiation and fluid resorption in the ductuli efferentes of the rat. *Aust. J. Biol. Sci.* 40, 79–90.

69-Jones R. C., Brosnan M. F., 1981. Studies of the deferent ducts from the testis of the African elephant, *Loxodonta africana*. I. Structural differentiation. *J. Anat.* 132, 371–386.

70-Knobil N., 2006. physiology of reproduction volume 1, troisième édition Elsevier USA.

71-Kolb E., 1975. Physiologie des animaux Domestiques, édition frères Vigot, Paris.

72-Krzanowska H., Styrna J., Wabik-Sliz B., 1995. Analysis of sperm quality in recombinant inbred mouse strains: correlation of sperm head shape with sperm abnormalities and with the incidence of supplementary spermatozoa in the perivitelline space. *J. Reprod Fertil* 104, 347-354.

73-Lafortune E., Blanc M.R., Pelletier, J., Perreau, C., Terqui, M., Hochereau-de Reviers, M.T., 1984. Variations in the plasma levels of gonadotrophin and testosterone and in Leydig and Sertoli cell populations between birth and adulthood in Romanov rams born in spring or autumn. *Reprod. Nutr. Develop.* 24, 937-946.

74-Lahnsteiner F., Mansour N., Berger B., 2004. Seminal plasma proteins prolong the viability of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) spermatozoa. *Theriogenology*, 62: 801-808.

75-Lahnsteiner F., Patzner R.A., Weismann T., 1993. Energy resources of spermatozoa of the rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) (Pices, teleostei). *Reprod. Nutr. Dev.*, 33: 349-360.

76-Laurence W., Crim1.I., Geschwind I., 1972. Testosterone Concentration in Spermatic Vein Plasma of the Developing Ram. University of Cialifornia, Davis, californi2.biology of reproduction 7, 42-46.

77-Lea 0. A., Petrusz P., French f. S., 1978. Purification and localisation of acidic epididymal glycoprotein (AEG) : a sperm coating protein secreted by the rat epididymis. Int. Androl.,Suppl. 2, 592-605.

78-Leeson T.S., 1975. Smooth muscle cells in the rat testicular capsule : a developmental study.J.Morph.147, 171-186.

79-Lindner H. R., 1959. Androgens in the bovine testis and spermatic vein blood. Nature 183: 1605-1606.

80-Mandiki G.S.N, Derycke M., Bister J.L., Paquay,R., 1997. Influence of season and age on sexual maturation parameters of Texel, Suffolk and Ile-de-France rams 1. Testicular size, semen quality and reproductive capacity. Laboratoire de Physiologie Animale, Facultés Universitaires Notre-Dame de la Paix, Rue de Bruxelles 61, 5000 Namur, Belgium.

81-Martinsa C.F, Driessenb K., Melo Costa P. b., Carvalho-Netob J.O., de Sousac R.V., Rumpfc R., Dodec M.N., 2009. Recovery, cryopreservation and fertilization potential of bovin spermatozo obtained from epididymides stored at 5 °C by different periods of time. Animal Reproduction Science 116 (2009) 50–57.

82-Matar S., 1987. comparaisons de paramètres endocrinologiques (LH, FSH et testostérone) et testiculaires entre des mâles ovins Merinos d'Arles et croisés BOO x MA porteurs et non porteurs du gène majeur (F) de prolificité (thèse).

83-Marsh H., Heinsohn G. E., Glover T. D., 1984. Changes in the male reproductive organs of the dugong, Dugong dugon (Sirenia: Dugondidae) with age and reproductive activity. Aust. J. Zool. 32,721–742.

84-Meyer C., Faye B., Karemb H., 2004. Guide de l'élevage du mouton méditerranéen et tropical. P 137.

85-Moore H .D.M., 1981. Glycoprotein secretion of rabbit and hamster epididymis. Localization on epididymal spermatozoa and the effect of specific antibodies on fertilization in vivo. J Exp Fertil 2 , 77-85.

86-Moore H. D. M., Hartman T. D., 1984. Localization by monoclonal antibodies of various surface antigens of hamster spermatozoa and the effect of antibody on fertilization in vitro. J. Reprod. Fert., 70, 175-183.

87-Moore., 1988. The role of the epididymis during maturation of mammalian spermatozoa in vivo and in vitro H. D. M., Caroline A. SMITH Comparative Physiology Research Group, Institute of Zoology, Zoological Society of London, Regent's Park, London, reprod.nutrition.dévelop.,28.(5),1217-1224.

88-Moore C., Sanford, L.M., 1985. Genetic influence of pre-dictability of testis function of rams. Research Reports Department of Animal Science, Mg Gill University, pp 71-78.

89-Morisawa M. K., Suzuki H. Shimizu S. Morisawa, Yasuda K., 1983. Effects of osmolality and potassium on spermatozoan motility of fresh water salmonid fishes. J. Exp. Biol., 107: 105-113.

90-Morris B., Setchell, B.P., 1970. Testicular blood supply, Lymphatic drainage and secretion of fluid. In the testis (A.D.Johnson, W.R.Gomes, and N.L.Vandemark, Eds.), Vol.I, pp. 101-122. Academic Press, New York.

91-Niemi M., Korman, M., 1965. Contractility of the seminiferous tubules of the postnatal rat testis and its response to oxytocin. Ann. Med Exp. Fenn. 43, 40-42.

92-Nykanen M., 1979. Fine structure of the transitional zone of the rat seminiferous tubule. Cell. Tissue Res. 198, 441-454.

93-OMS., 1993. Manuel de laboratoire de l'OMS, analyse du sperme humain et de l'interaction du spermatozoïde avec le mucus cervical ; Médicorama 253, Revue d'enseignement post-universitaire des laboratoires Dausse. Eds Inserm. Paris, France, 48p.

94-Orgebin-Crist MC, Danzo BJ, Davies J., 1975. Endocrine control of development and maintenance of sperm fertilizing ability in the epididymis. In : Handbook of Physiology Sec 7, Endocrinology 5 (DW Hamilton, RO Greep, eds), American Physiol Soc, Bethesda, 319-336.

95-Orguer.P, Signoret J.P., 1993. The influence of rearing conditions on the social relationships of young male goats (*Capra hircus*) Appl. Anim, behav, sci, 27, 105-113.

96-Ott R.S., Goffaux M., Thibier M., 1987. Examen morphologique des spermatozoïdes. El et Ins., 221, 15-20.

97-Rurangwa E., Kime D.E. Ollevier F., Nash J.P., 2004. The measurement of sperm motility and factors affecting sperm quality in cultured fish. Aquaculture, 234: 1-28.

98-Salhab S.A., Zarkawi M., Wardeh M.f., Al-Masri M.r., Kassem R., 2001. Development of testicular dimensions and size, and their relationship to age, body weight and parental size in growing awassi ram lambs. Small Rum. Resch., 40, 187-191.

99-Setchell B. P., 1970. Testicular blood supply, lymphatic drainage and secretion of fluid. In The Testis (A. D. Johnson, W. R. Gomes, and N. L.) Edition Vandemark., Vol. I, pp. 101-239.

100-Setchell B. P., 1993. Male reproduction. In: G. J. King (ed): Reproduction in domesticated animals. Guelph: Elsevier Science Publishers, B.V.:83-127.

101-Setchell B.P., 1977. Male reproduction organs and semen. Dans reproduction in Domestic animals. Cole, P.T.(eds), Academic Press.

102-Short R.V., 1984. Reproduction in Mammals, 2nd ed (ed.by C.R. Austin & R.V. Short), Book 3, p. 139. Cambridge University Press, Cambridge.

103-Soro.D, Fantodji.A, TreYao.M., 2002. Caractéristiques spermatiques et maturité des gonades des aulacodes mâles d'élevage en côte d'ivoire. Revue méd.Vet., 160,1,44-53.

104-Soltner D., 2001. La reproduction des animaux d'élevage, 3eme edition tome I, p 13.

- 105-Thimonier j., 1996.** photopériode et reproduction. INRA. prod.Anim,9(1),3-8 Montpellier.
- 106-Thibault C., Beaumont A., Levasseur M., 2001.** La reproduction chez les mammifères et l'homme. éditions INRA Paris, 2001, p 257.
- 107-Tripiciano A., Filippini A., Ballarini F., Palombi F., 1998.** Contractile response of peritubular myoid cells to prostaglandin F_{2α}. Mol. Cell Endocrinol. 138, 143–150.
- 108-Tripiciano A., Filippini A., Giustiniani Q., Palombi F., 1996.** Direct visualization of rat peritubular myoid cell contraction in response to endothelin. Biol. Reprod. 55, 25–31.
- 109-Vaissaire J.-P., 1977.** Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire
P85.
- 110-Van Straaten H. W. M., Wensing C. J. G., 1978.** Reproductive System Testicular descent in the rat and a comparison of this process in the rat with that in the pig. Biol. Reprod. 17, 467-472.
- 111-Wrobel K.H., 1998.** Male reproductive system. In: Dellmann HD, Eurell J, Eds. Textbook of Veterinary Histology. Baltimore, Maryland: Lippincott Williams & Wilkins, pp226–246.
- 112-Willard S.T., Randel R.D., 2002.** Testicular morphology and sperm content relative to age, antler status and season in axis deer stags (*Axis axis*). Small Ruminant Research 45 (2002) 51-60. USA.
- 113-William J., Bacha J.R., Linda M., 2000. Color Atlas of Veterinary Histology Second Edition.** Camden County College Blackwood, New Jersey, p 212-217.
- 114-Wessel M.T, Althouse G.C., 2006.** Validation of an objective approach for simultaneous assessment of viability and motility of fresh and cooled equine spermatozoa. Animal Reproduction Science; 94:21-22.

Résumé :

Nous avons travaillé sur 54 béliers de race locale âgés entre 04 et 48 mois à fin d'étudier l'évolution testiculaire par l'évaluation des paramètres spermatiques influencés par les variations d'âge, ainsi que la longévité de la semence épидидymaire conservée à une température relativement basse (4°C) pendant plusieurs jours. Les paramètres ont inclus, le poids testiculaire (Grammes), le diamètre (cm), la motilité (%), le taux de vitalité (%), la concentration de sperme ($\times 10^9$), taux de spermatozoïdes anormaux. Les effets de l'âge sur tous les paramètres (poids du testicule, volume, concentration de sperme, motilité, viabilité, anomalies) sont significatifs. La valeur de tous ces paramètres a augmenté significativement jusqu'à l'âge de 04 ans.

Mots clés : Béliers- Race blanche- Testicule- Spermatozoïdes.

Abstract:

We worked on 54 ram of local race old between 04 and 48 months at end studied the evolution testicular by the evaluation of the spermatic parameters influenced by the variations of age, as well as the longevity of the preserved epididymal seed has a relatively low temperature (4°C) during several days. The parameters included the weight testicular (Grams), diameter (cm), the motility (%), the rate of vitality (%), the concentration of sperm ($\times 10^9$), rate of spermatozoa of the abnormal ones. The effects of the age on all the parameters (weight of the testis, volume, concentration of sperm, motility, viability, anomalies) are significant. The value of all these parameters increased significantly until the 04 years of age.

Key words: Ram- White race- Testis- Spermatozoa.

الخلاصة :

لقد عملنا على 54 خروف من السلالة المحلية الذين تتراوح أعمارهم بين 04 و 48 شهرا حتى نتمكن من دراسة تقييمية لتطور الخصية عن طريق التأثير الحاصل في الحيوانات المنوية بسبب الاختلافات في السن وطول العمر للسائل المنوي المخزن في درجة حرارة منخفضة نسبيا (4 درجة مئوية) لعدة أيام. كما تتعلق هذه الدراسة بتأثير وزن الخصية (غرام)، قطرها (سم)، الحركة (%)، نسبة الحياة، معدل تركيز الحيوانات المنوية ($\times 10^9$)، ومعدل الحيوانات المنوية غير الطبيعية وآثار السن على جميع هذه المعلمات (وزن حجم الخصية، وتركيز الحيوانات المنوية، والحركة، والنمو، تاريخ) ذات قيمة علمية كبيرة، حيث زادت قيمة كل هذه المعلمات بشكل ملحوظ حتى سن 04 عاما.

الكلمات الدالة: خروف- خصية – سلالة بيضاء - حيوانات منوية.