

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE ABELHAMID IBN BADIS MOSTAGANEM
FACULTE DE SCIENCE DE LA NATURE ET DE VIE
DEPARTEMENT D'AGRONOMIE
LABORATOIRE DE PHYSIOLOGIE ANIMALE APPLIQUEE
MEMOIRE DE FIN D'ETUDE
Présenté par
RADJA DJAMAIA SABIHA

Pour l'obtention du diplôme de
MASTER EN AGROMONIE

Spécialité : Génétique et reproduction animale
Thème

**Les variations saisonnières des anomalies spermatiques de
bouc de race ARBIA dans la région de Tiaret**

Le jury :

Président :	Mr HOMRANI A.	MCA U. MOSTAGANEM
Promoteur :	Mr BELHAMITI T.	MAA U.TIAERT
Co-promoteur :	Mr MAAZOUZ	MAAU. MOSTAGANEM
Examinatrice :	Mme BENMAHDI F.	MAAU. MOSTAGANEM

REMERCIEMENTS

Avant tout, nous remercions ALLAH le tout puissant de nous avoir accordé la force et le courage pour réaliser ce modeste travail, atteindre nos buts et réaliser ainsi un rêve et nous remercions notre prophète Mohammed.

Ce mémoire n'aurait jamais été entrepris ni achevé sans la patiente assistance, les savants conseils et orientations, les méticuleux contrôles et suivis, que m'a prodigué mon encadreur, Monsieur BELHAMITI TAHAR BELKACEM. Merci pour sa gentillesse, ses conseils et ses attentions.

Je tiens à exprimer mes plus sincères remerciements aux membres du jury de ce mémoire :

A Monsieur Mazouz, qui a accepté d'être co-encadreur.

A Monsieur Hamrani, qui me fait l'honneur de présider ce jury.

A Madame Benmahdi, qui a accepté d'être examinatrice de ce travail.

DEDICACES

Je dédie ce travail

A mes parents pour leur immense soutien et leur confiance depuis toujours je ne pourrai jamais vous remercier assez, que dieu vous protège.

A mes sœurs :Aicha ,karima ,kheira .

A toute ma famille : ma grande mère, oncles, tantes, cousins et cousines

A tous mes amis et mes collègues

Liste des abréviations

ABP: Androgen Binding Protein

ADN: Acide désoxyribonucléique

ATP : Acide adenosine triphosphate

CFU: Colony Forming Unit

Dag: Dag defect

DMR : Distal midpiece reflex

FDA: Diacétate de carboxyfluorescéine

FSH: Follicule Stimulating Hormon

GnRH : Gonadotrophic Releasing Hormon

HOST: Hypo-Osmotic Swelling Test

LH: Luteinising Hormon

PI: Iodure de Propinium

Liste des tableaux

Tableau1 : Grille de notation de la motilité massale et de la motilité individuelle du sperme (Baril et <i>al.</i> 1993).....	17
Tableau 2 : Classification des anomalies morphologiques des spermatozoïdes (d'après: Rigal,2008).....	32
Tableau 3 : les moyennes mensuelles des anomalies spermatiques des boucs.....	37
Tableau 4 : les moyennes saisonnières des anomalies spermatiques des boucs.....	38

Liste des figures et des photos

Figure 1 : Organes reproducteurs du bouc (Baril et al., 1993).....	3
Figure 2 : Les différentes étapes de la spermatogenèse chez le bouc. (Thibault et Levasseur, 2001).	6
Figure 03 : La spermiogénèse (Albert et Jean, 2001).	7
Figure 04 : Variations saisonnières des pics de LH (amplitude et fréquence) et de la concentration sanguine en testostérone (d'après Delgadillo et al. 1992).....	9
Figure 5 : Ultrastructure du spermatozoïde (Dadoune, 1998).....	12
Figure 6 : Exemple de vagin artificiel dans l'espèce bovine (Rigal, 2008).....	14
Figure 7 : Représentations schématiques des anomalies de la tête selon la classification de David modifiée (Auger et Eustache, 2000).....	27
Figure 8 : Représentation schématique des anomalies de pièce intermédiaire selon la classification de David modifiée (Auger et Eustache, 2000).....	28
Figure 9 : Représentation schématique des anomalies du flagelle selon la classification de David modifiée (Auger et Eustache, 2000).....	31
Figure 10 : Les moyennes mensuelles des anomalies spermatiques des boucs.....	37
Figure11 : les moyennes saisonnières des anomalies spermatiques des boucs.....	38
Photo 1 : Exemples d'anomalies morphologiques de la queue de spermatozoïde. Coloration à l'éosine-nigrosine.	30

Sommaire

Introduction	1
---------------------------	---

Partie bibliographique

Chapitre 1 : Rappels sur la physiologie de la reproduction des caprins

1- Histologie du Testicule.....	4
2- La physiologie du testicule.....	5
a)- Phase de multiplication	5
b)- Phase d'accroissement	5
c)- phase de maturation.....	5
3- Spermiogénèse	6
4- Contrôle neuroendocrinien de la spermatogénèse.....	8
5-Contrôle photopériodique.....	9

Chapitre 2 : Sperme et spermogramme

1-Spermatozoïde.....	10
2-Spermogramme.....	13
2-1-Les techniques de prélèvement.....	13
2-1-1-le vagin artificiel	13
2- 1-2-l'électro-éjaculateur.....	14
3-Les examens macroscopiques et microscopiques.....	15
3-1-Examen macroscopique.....	15
3-1-1-Le volume.....	15
3-1-2-Consistance et couleur du sperme.....	15
3-2-Examen microscopique.....	16
3-2-1-Motilité massale.....	16
3-2-2-Motilité individuelle.....	16
3-2-3-Détermination de la concentration.....	17
3-2-4-Test de vitalité.....	17
3.2.5- La morphologie des spermatozoïdes	18
4- Facteurs de variation de la production de semence.....	19
4-1-L'âge et le stade physiologique.....	19

4-2- La saison et le photopériodisme	20
4-3- L'environnement social et le stress.....	20
4-4- L'alimentation.....	21
Chapitre 3 :spermocytogramme	
1-Evaluation au microscope.....	22
1-1-Eosine nigrosine.....	23
1-2-Vert FCF.....	24
1-3-Autres : Rose Bengale, Spermac® et Giemsa.....	24
2-1-Anomalies de la tête	25
2-1-1 Les lésions en bouton de l'acrosome	25
2-1-2 Tête piriforme ou fuselée	25
2-1-3 Vacuoles nucléaire (spermatozoïde en diadème).....	26
2-1-4Condensation anormale de l' ADN.....	26
2-1-5 Tête détachée	26
2-1-6 Micro et macrocéphalie	26
2-2Les anomalies de la Pièce intermédiaire	27
2-2-1Courbure de l'extrémité distale de la pièce intermédiaire (DMR : Distal midpiece reflex).....	28
2-2-1Les lésions dites de Dag (Dag defect).....	28
2-2-3Pièce intermédiaire en U ou en arc-en- ciel.	28
2-2-4Pièce intermédiaire en tire- bouchon	28
2-3Les anomalies de la Queue.....	29
2-3-1Les Gouttelettes cytoplasmiques.....	29
2-3-2-Queue en moignon	29
2-3-3Implantation abaxiale de la queue.....	30
3-les analyses dynamiques de la semence	32
3-1 Spermoculture	32
3-2 Evaluation de l'intégrité membranaire	33
3-3 test hypo-osmotique	33
3-4Microscopie à balayage électronique.....	33
3-5Colorations fluorescentes.....	34
3-6 Evaluation du statut de l'acrosome	34
3-7Tests d'interaction des gamètes.....	34

Partie expérimentale

Matériels et méthodes

1- Objectif de l'étude.....	35
2- Localisation.....	36
3- Animaux	36
4- La préparation des frottis	36

Résultats

1- L'évolution mensuelle du taux des anomalies spermatiques	37
2- L'évolution saisonnière du taux des anomalies spermatiques	38

Discussion	39
-------------------------	----

Conclusion	43
-------------------------	----

Références bibliographiques

INTRODUCTION :

Les caprins sont l'une des espèces animales les plus anciennement domestiquées par l'homme (7000 ans avant JC) (**Fabre-nys, 2000**). Ils sont présents pratiquement un peu partout dans le monde, et constituent une ressource importante dans de nombreux pays (**Boyazoglu et al, 2005**).

Le cheptel caprin Algérien est très hétérogène et composé par des animaux de population locale à sang généralement Nubien. Sa répartition à travers le territoire national dépend de la nature de la région, du mode d'élevage, et de l'importance donnée à la chèvre. L'élevage caprin est concentré généralement dans les zones difficiles et les régions défavorisées de l'ensemble du territoire steppes, régions montagneuses et oasis. Il peut être aussi présent dans les exploitations agricoles de régions plus Favorables comme les hautes plaines, les plaines intérieures et les piémonts des montagnes du Nord du pays (**Abdelguerfi, 2003**) avec un effectif faible.

Les caprins comptent parmi les animaux domestiques les plus fertiles, leur non perfectionnement est toujours sous-estimé eu égard à leur alimentation et à leur gestion sanitaire et reproductive (**Holtz, 2005**).

Cependant, certaines races caprines manifestent d'importantes variations saisonnières de leur activité sexuelle se traduisant par l'existence d'une période d'activité sexuelle maximale et d'une autre minimale.

Chez la femelle, ces variations se manifestent par l'existence d'une période d'anœstrus saisonnier, et chez le mâle, par une diminution de l'intensité du comportement sexuel et de la production spermatique, tant en quantité qu'en qualité, ce qui est à l'origine d'une diminution plus ou moins importante de la fertilité (**Thimonier, 1989**).

Cette saisonnalité de la reproduction peut être, donc, un facteur limitant de la production surtout en système intensif (**Holtz, 2005**). La découverte d'une forte proportion de spermatozoïdes anormaux a montré une influence négative sur la fertilité chez les animaux domestiques, y compris les chèvres (**Sekoni et Gustafsson, 1987 ; Barth et Oko, 1989**).

Dans le but de mieux gérer cet élevage, la connaissance et l'amélioration de ses performances reproductives s'avèrent très importantes.

A la lumière des études faites dans notre pays par **Hammoudi et al., (2010)** et **Aït Amrane et al., (2013)** sur la reproduction du bouc de race Arbia, nous souhaiterions, dans notre travail, élucider un tant soit peu la question relative aux caractéristiques de la semence du bouc de race Arbia, en étudiant les variations annuelles des anomalies spermatiques des boucs de race locale.

Partie bibliographique

Chapitre 1 :
Rappels sur la physiologie de
la reproduction des caprins

L'appareil reproducteur du mâle a pour fonction de produire des gamètes mâles, Processus appelé spermatogénèse. De plus, il dépose la semence dans les voies génitales femelles lors de l'accouplement (**Barone, 1978**).

L'appareil génital du mâle (**figure 1**) peut être subdivisé en trois parties :

- La section glandulaire: constituée des testicules droit et gauche;
- La section tubulaire: formée par les voies de stockage et de transport du sperme jusqu'au sinus urogénital. L'épididyme, le conduit déférent et sa glande annexe (glande vésiculaire), présents de chaque côté, forment cette section.
- La section urogénitale: pour sa partie pelvienne correspond à l'urètre, un conduit impair auquel sont annexées la prostate et les glandes bulbo-urétrales. A cela s'ajoutent les formations érectiles constituant le pénis. Ce dernier correspond ainsi à la partie pénienne de la section urogénitale. Cette section est commune à la fonction de reproduction et à la fonction urinaire.

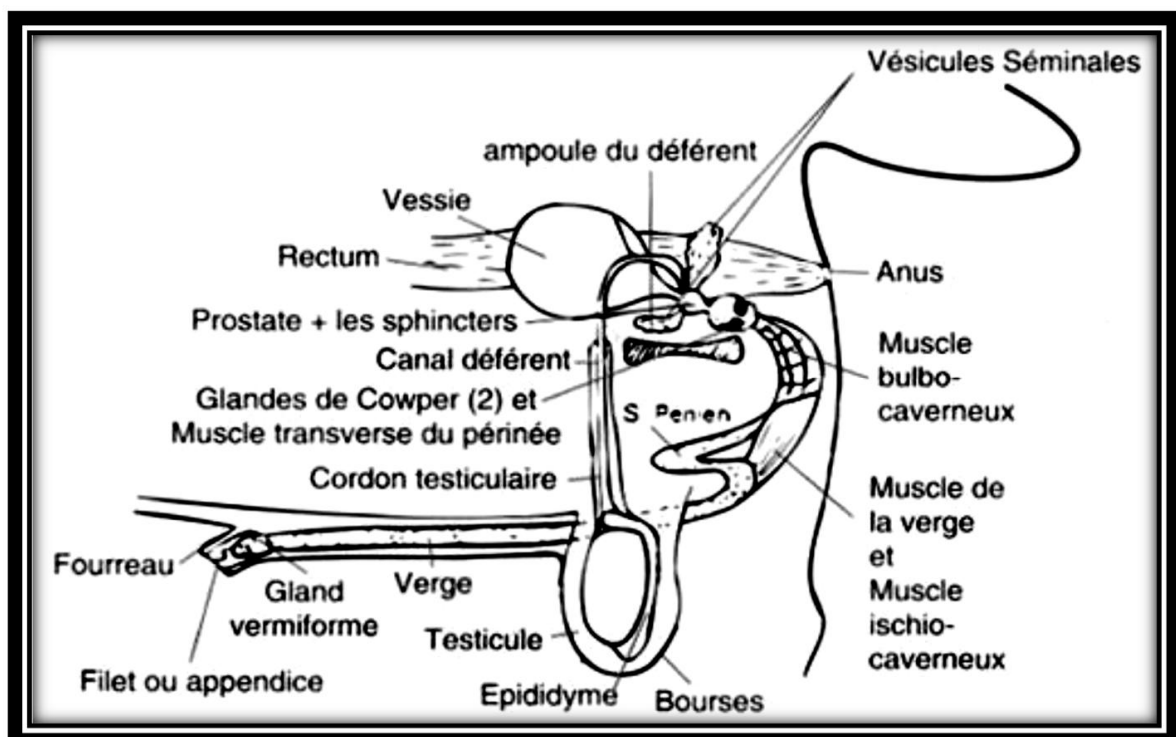


Figure 1 : Organes reproducteurs du bouc (**Baril et al., 1993**).

1-Histologie du Testicule :

Le testicule est entouré d'une capsule de tissu conjonctif, la tunique albuginée du testicule. Chez la plupart des Vertébrés et de nombreux Invertébrés, les tissus séminifères sont organisés en tubules, nombreux et souvent contournés : les **tubules séminifères**. Ils sont séparés les uns des autres par du tissu conjonctif interstitiel renfermant, entre autre, des cellules à fonction endocrine, sécrétrices d'hormone, les **cellules interstitielles** de Leydig qui produisent la testostérone (**Dadoune et Demoulin, 2001**).

Les tubules séminifères convergent vers la sortie du testicule et fusionnent en quelques tubules efférents, puis en un tubule unique, le canal de l'épididyme, long et maintes fois replié sur lui-même. Le canal de l'épididyme forme la structure appelée épидидyme qui repose à la surface du testicule. Il se continue en un tube à paroi plus épaisse, le canal déférent, ou canal de Wolff.

Les canaux déférents gauche et droit se jettent dans l'urètre, unique. L'urètre traverse le pénis, organe copulateur. Epididyme, canal déférent et urètre constituent les voies génitales mâles que doivent traverser les spermatozoïdes pour aller féconder le gamète femelle.

Un tubule séminifère est fait d'une paroi comprenant un épithélium stratifié souligné d'une membrane basale, elle-même sous-tendue de cellules contractiles appelées cellules péri tubulaires ou myoïdes et de tissu conjonctif délicat. L'épithélium est composé de deux types cellulaires :

1- les cellules de la lignée germinale (spermatique), à renouvellement continu et qui se différencient en spermatozoïdes qui seront largués dans la lumière du tubule.

les cellules de Sertoli, de soutien et nourricières des cellules germinales. Elles s'étendent de la base à l'apex de l'épithélium. Elles émettent de nombreux bras cytoplasmiques qui s'insèrent entre les cellules germinales et les entourent mais elles demeurent isolées des cellules germinales par une membrane basale. Leur noyau est volumineux, avec une chromatine diffuse et un gros nucléole, indications d'une activité de synthèse d'ARN, et leur cytoplasme contient des inclusions de réserves : gouttelettes lipidiques, glycogène et phosphatases. Elles phagocytent les cellules germinales qui dégèrent ainsi que les résidus des spermatozoïdes mûrs. Dans le testicule foetal, elles sécrètent des hormones antimüllériennes (AMH), qui dictent la dégénérescence du canal de Müller, et la substance SGF (spermiogenesis growth factor) (**Dadoune, 1998**).

2- physiologie du testicule :

C'est l'ensemble des divisions et des différenciations des spermatogonies souches qui aboutissent à la production des spermatozoïdes. La spermatogenèse se déroule dans la lumière du tube séminifère de manière centripète.

a- Phase de multiplication :

Processus continu commençant dès la vie fœtale, il devient très actif à la puberté (début de la maturité sexuelle et de la vie reproductrice) et se poursuit jusqu'à la sénescence. Les spermatogonies A, diploïdes, se divisent par mitoses et augmentent leur nombre. Certaines de leurs cellules-filles demeurent cellules-souche à la base de l'épithélium du tubule séminifère ; leur chromatine est condensée. D'autres cessent de se diviser et sont repoussées vers l'apex de l'épithélium ; leur chromatine est diffuse (les spermatogonies B) ces spermatogonies se divisent une à trois fois pour donner des « spermatoocytes du premier ordre » ou « spermatoocytes I » (George, 1996). C'est à partir de ce moment qu'est calculé le début du cycle spermatogénique. Ces cellules plus petites sont riches en ribosomes et sont reliées entre elles par des ponts cytoplasmiques (gap junctions). Elles portent maintenant le nom de spermatoocytes I.

b- Phase d'accroissement:

De brève durée, les spermatoocytes I, diploïdes, répliquent leur ADN (début de la première division méiotique) et accroissent leur volume total. Les spermatoocytes issus d'une même spermatogonie restent reliés par des ponts cellulaires permettant l'échange d'informations et assurant la synchronie de leur différenciation.

c- Phase de maturation :

Commence à la puberté, la première division méiotique (réductionnelle) des spermatoocytes I se termine. Ceux-ci sont maintenant appelés spermatoocytes II, haploïdes et de taille deux fois moindre. Cette phase comprend aussi une synthèse active d'ARN dans les autosomes (les chromosomes non sexuels), ARN qui contrôle probablement la différenciation des spermatides.

Les spermatoocytes II subissent la deuxième division méiotique (méiose équationnelle) et prennent le nom de spermatides, repoussées de plus en plus vers la lumière du tubule séminifère. Ainsi, un spermatoocyte I donne naissance à quatre spermatides. Font aussi partie de la phase de maturation les changements morphologiques et biochimiques que subissent les spermatides pour devenir spermatozoïdes. Ces changements constituent la spermiogénèse (figure 2).

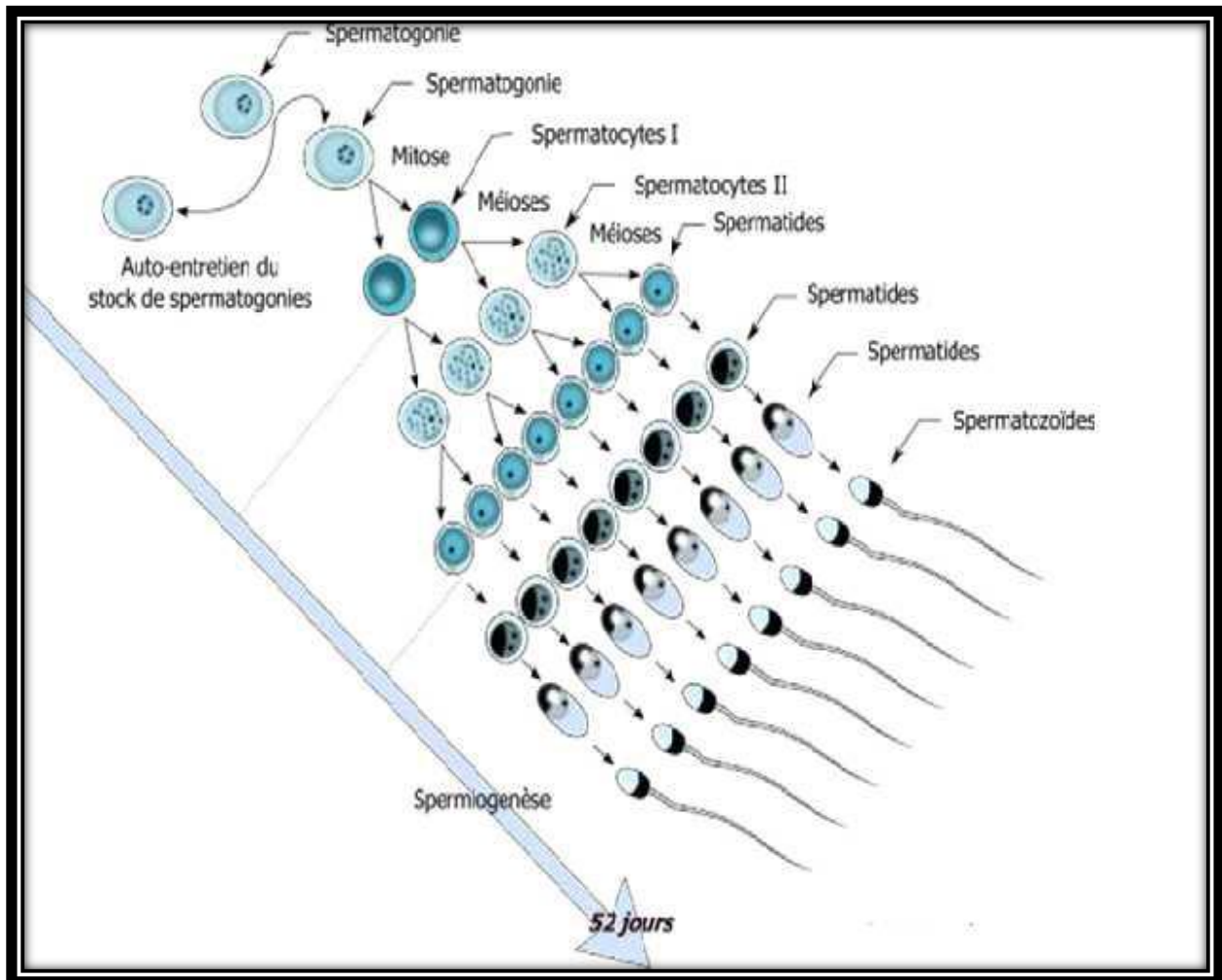


Figure 2 : Les différentes étapes de la spermatogénèse chez le bouc (Thibault et Levasseur, 2001).

3- Spermiogénèse:

La spermiogénèse est l'étape de différenciation cytoplasmique. Les spermatides se transforment en spermatozoïdes avec de nombreuses modifications structurales et chimiques. On distingue quatre phases: la phase de golgi, du capuchon, de l'acrosome et de maturation.

Les vésicules golgiennes fusionnent et se concentrent sur la partie antérieure du noyau pour donner l'acrosome. Les centrioles s'orientent à l'opposé de l'acrosome pour donner naissance au flagelle. Les mitochondries se disposent en anneau autour des filaments du

flagelle tandis que le cytoplasme résiduel est phagocyté par les cellules de Sertoli sous forme d'une gouttelette cytoplasmique (Derivaux et Ectors, 1985).

La durée de la spermatogenèse est fixe et ne dépend pas notamment de la fréquence des accouplements. Il existe donc un nombre fini de spermatozoïdes prêts à être éjaculés à un temps donné, qu'on appelle réserve extra gonadique. Chez le bouc, la durée du cycle spermatogénétique est estimée à 50.7 jours: 36.9 jours pour la spermatogenèse et 13.8 jours pour la spermiogénèse (Derashri *et al.*, 1992).

Les cellules de Sertoli jouent un rôle important dans la spermatogenèse. Elles créent une barrière, entre le sang et le testicule, qui maintient un milieu spécifique à l'intérieur des tubes, et elles synthétisent des produits nécessaires aux processus spermatogénétiques ou à la maturation épидидymaire. Les cellules de Sertoli sécrètent le fluide tubulaire qui transporte les spermatozoïdes jusqu'au rete-testis, avec un flux qui varie avec la saison et la race. Elles synthétisent aussi des métabolites (inositol, pyruvate ou lactate) et des protéines (Androgen Binding Protein) (figure 3).

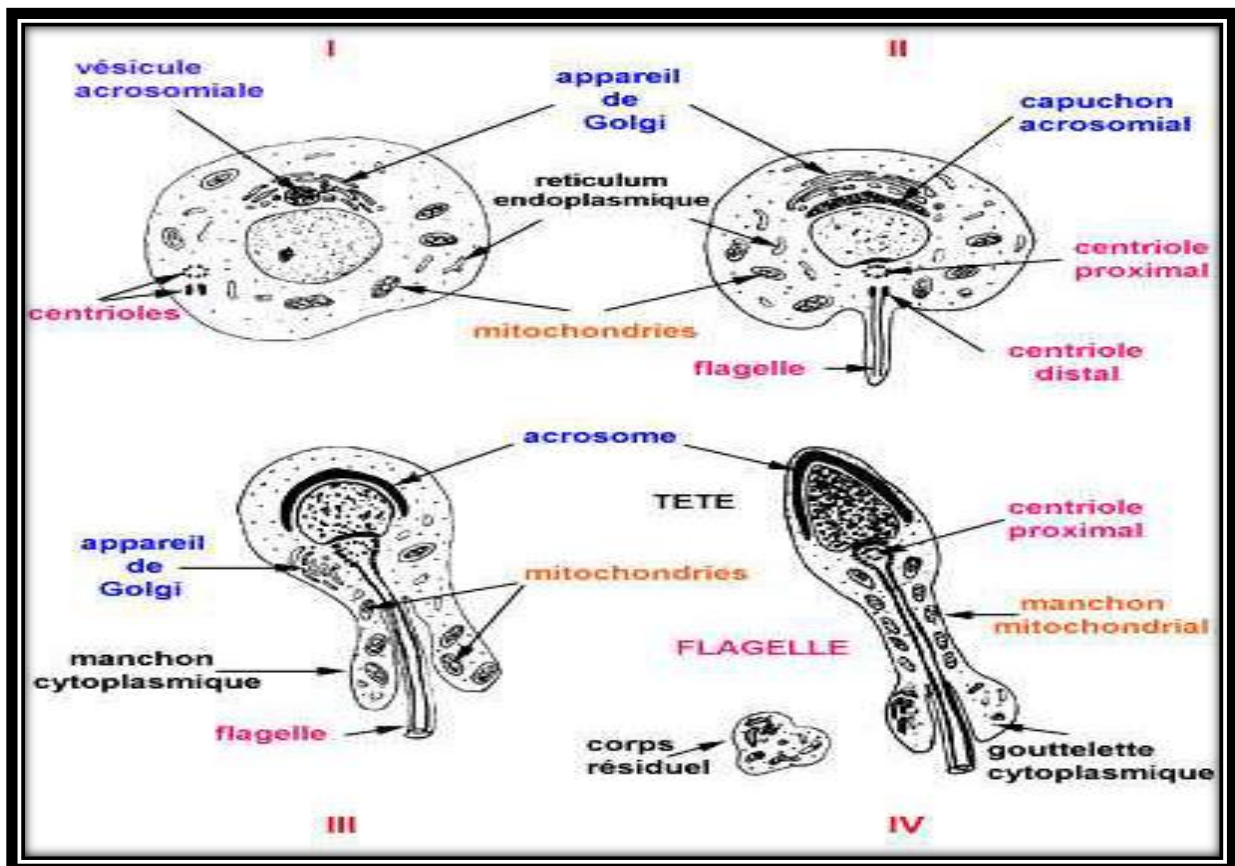


Figure 3: La spermiogénèse (Albert et Jean, 2001).

4- Contrôle neuroendocrinien de la spermatogenèse

Les principales hormones impliquées dans le contrôle de la fonction sexuelle du bouc sont d'origine testiculaire et hypothalamo- hypophysaire.

La testostérone est une hormone stéroïdienne synthétisée par les cellules de Leydig. Ces cellules sont constitutives du tissu interstitiel testiculaire. L'hormone mâle est maintenue à une concentration élevée dans le parenchyme testiculaire grâce à sa liaison avec l'ABP (Androgen-Binding Protein). L'ABP est une protéine produite par les cellules de Sertoli (**Thibault et Levasseur, 2001**). Elle permet l'action des androgènes sur les cellules de Leydig et leur transport vers la lumière des tubes séminifères puis vers l'épididyme. La testostérone régule la fonction sexuelle à plusieurs niveaux (**Thibault et Levasseur, 2001**):

- La spermatogenèse et la maturation des spermatozoïdes dans l'épididyme.
- La stimulation des cellules de Sertoli.
- La stimulation de la sécrétion des glandes annexes.
- Le développement et le maintien des caractères sexuels secondaires.
- La libido.

L'inhibine, hormone peptidique produite par les cellules de Sertoli, est impliquée dans la stimulation de la stéroïdogénèse (**Drion *et al.*, 1993**).

La GnRH, sécrétée de manière pulsatile par des neurones hypothalamiques, stimule la sécrétion hypophysaire, elle-même pulsatile, de deux autres hormones FSH et LH. La LH stimule les cellules de Leydig : chaque pic de LH est suivi rapidement par la libération de testostérone. La FSH agit principalement sur les cellules de Sertoli et donc sur la production d'inhibine et d'ABP. D'autre part, la FSH est essentielle pour initier l'activité sexuelle à la puberté et après la période de repos saisonnier.

L'hypophyse antérieure libère la prolactine, une hormone contrôlant l'activité des cellules de Leydig. Celle-ci augmente le nombre de récepteurs à LH sur ces cellules; ainsi elle amplifie l'action de la LH sur la synthèse de testostérone.

Enfin, l'inhibine et les hormones stéroïdiennes exercent un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire. D'une part, l'inhibine agit sur la libération de la FSH au

niveau de l'hypophyse. D'autre part, les stéroïdes agissent principalement sur la sécrétion et la libération de la LH.

5-Contrôle photopériodique :

Chez le bouc, la fréquence et l'amplitude des pics de LH varient en fonction de la saison. Ainsi, la testostéronémie suit la même tendance. Les taux sont plus faibles de janvier à mai, puis ils augmentent régulièrement pour atteindre des valeurs maximales en septembre. La diminution des taux est ensuite progressive jusqu'en janvier, puis le cycle annuel recommence (**Chemineau et Delgadillo, 1994**).

Chez la race Arbia, **Ait amrane et al., (2013)** ont trouvé que la teststéronémie est influencée par le photopériodisme ou la concentration plasmatique diminue de Janvier à mai et augmente de Juillet à Novembre.

La mélatonine, messagère de la variation photopériodique module l'intensité de la libération de la gonadolibérine. La diminution de la photopériode, corrélée à l'augmentation de la sécrétion de mélatonine, stimule la libération de GnRH (**Chemineau et al., 1996**) (**figure 4**).

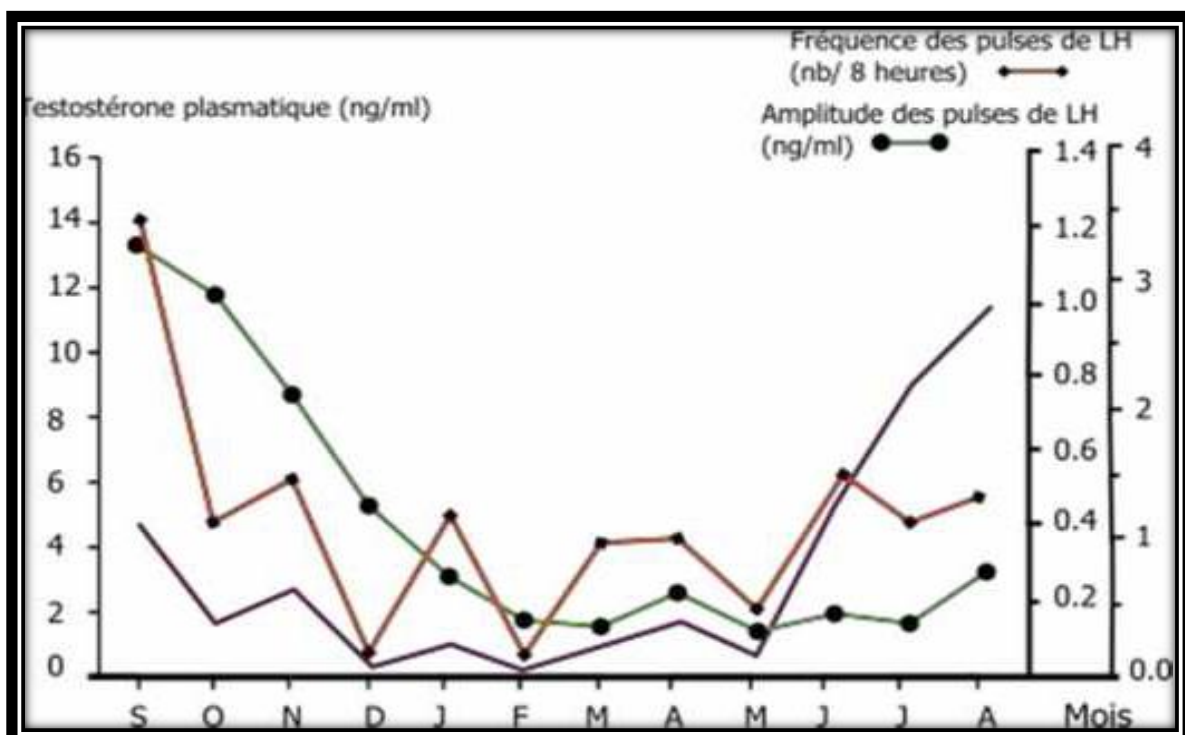


Figure 4: Variations saisonnières des pics de LH (amplitude et fréquence) et de la concentration sanguine en testostérone (**Delgadillo et al., 1992**).

Chapitre 2 :
Sperme et spermogramme

Le sperme est le produit de l'éjaculation. C'est un tissu liquide physiologique composé de deux fractions :

- Des éléments cellulaires ou spermatozoïdes provenant des spermatogonies logées dans le tube séminifère des testicules.
- Un milieu liquide d'origine séminale qui est le produit des sécrétions des glandes annexes du tractus génital: vésicules séminales, prostate et glandes de Cowper.

A la sortie du testicule, les spermatozoïdes ne sont pas encore matures : ils ne sont ni mobiles, ni féconds. Leur différenciation se poursuit en dehors de la gonade durant le transit épидидymaire qui dure de 10 à 14 jours selon l'espèce (**Dacheux, F., et Dacheux, J-L., 2001**). Ce transit peut être réduit de 10 à 20 % si la fréquence des éjaculations augmente.

Ensuite le canal déférent prend le relais pour acheminer ces spermatozoïdes jusqu'à l'urètre. Les glandes annexes, tout au long du canal déférent, assurent la formation du plasma séminal et donc du sperme définitif. Les vésicules séminales sécrètent du fructose, qui est la principale source d'énergie des spermatozoïdes, ainsi que des phosphates, des citrates. La prostate permet une alcalinisation du sperme par sécrétion d'un liquide à pH = 8, contenant des phospholipides, des bases azotées et des ions divers.

Le stockage des spermatozoïdes, qui peut durer jusqu'à trois semaines, se fait essentiellement (70 %) dans la queue de l'épididyme. Seulement 2 % sont emmagasinés dans le canal déférent. Les spermatozoïdes non éjaculés sont résorbés ou éliminés dans les urines (**Douet 2000**).

1- Spermatozoïde

Le spermatozoïde est une cellule hautement spécialisée qui assure la transmission du génome haploïde mâle (ADN) à l'œuf de la femelle (**Thibault, 1975**).

C'est une petite cellule allongée, très mobile, de longueur variable selon les espèces (60 à 65µ chez le bouc) (**Altman, 1962**). Elle se constitue d'une tête et d'un flagelle réunis par un col très bref.

- **La tête** : chez le bouc, elle présente une forme massive, longue de 8µ et large de 4,5 à 5µ. Elle est constituée essentiellement du noyau à chromatine dense dont les deux tiers antérieurs sont recouverts par l'acrosome (**Thibault, 1975**). Le

segment antérieur de ce dernier contient la « *Hyaluronidase* » qui digère le matériel unissant les cellules du cumulus oophorus, tandis que le segment postérieur renferme l'*acrosine* dont le rôle est la perforation de la zone pellucide de l'œuf (**Drion et al, 1993**).

- **Le col** : est une partie cytoplasmique très courte qui assure la jonction entre la tête et la pièce intermédiaire de la queue. Le col est constitué d'une plaque basale, le centriole proximal, 9 fibres denses qui entourent 9 paires de tubules périphériques et une paire centrale ; le tout est entouré d'une gaine mitochondriale, elle-même entourée d'une membrane cytoplasmique.

- **Le flagelle** : c'est la partie la plus longue du spermatozoïde et elle présente trois segments :

- **La pièce intermédiaire** : est une étroite bande de cytoplasme composée essentiellement d'une gaine mitochondriale en hélice au tour du filament axial, cette gaine a pour rôle de fournir l'énergie nécessaire à la contraction des fibrilles du filament axial et donc d'assurer la motilité du spermatozoïde

- **La pièce principale** : comporte le filament axial entouré d'une mince gaine protoplasmique fibreuse.

- **La pièce terminale** : à ce niveau, la gaine protoplasmique fibreuse fait défaut. Le filament axial est le seul présent.

Le flagelle est l'élément moteur du spermatozoïde car les mitochondries assurent les phosphorylations oxydatives du fructose présent dans le liquide séminale fournissant l'énergie nécessaire aux mouvements de la queue, tandis que les structures de l'axonème ont des propriétés contractiles. Ainsi, les microtubules périphériques sont riches en ATPase (**Mc Donald, 1980 ; Albert et Jean, 2001**) (**figure 5**).

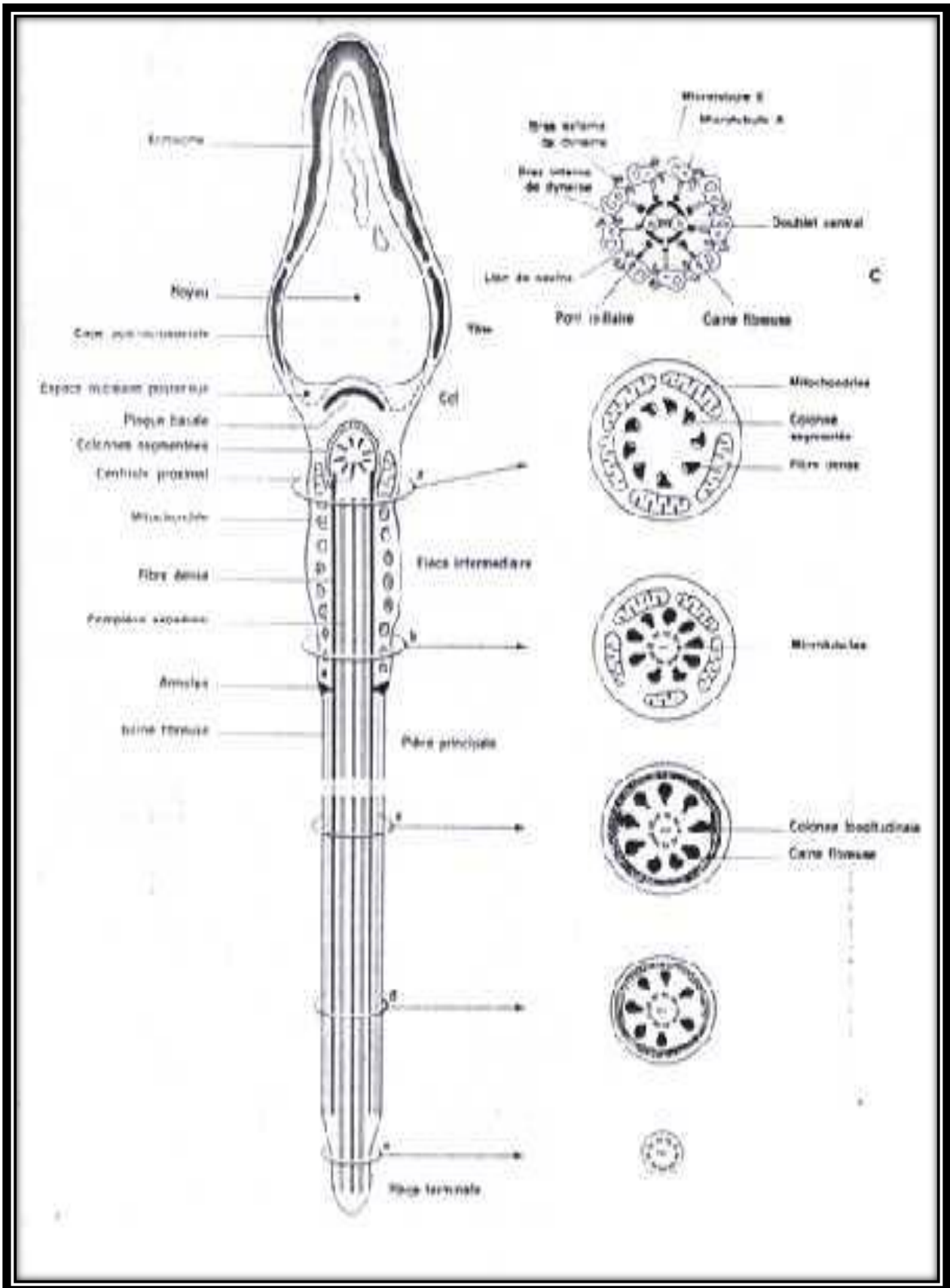


Figure 5: Ultrastructure du spermatozoïde (Dadoune, 1998).

2- Spermogramme :

L'examen macroscopique et microscopique du sperme apporte une caractérisation quantitative et qualitative de la semence, afin d'évaluer la fertilité du bouc. Deux critères majeurs conditionnent la fertilité du mâle : la motilité des spermatozoïdes et la proportion des spermatozoïdes normaux. D'une part, une motilité insuffisante ne permettra pas aux gamètes mâles d'atteindre l'ovocyte et, d'autre part les anomalies morphologiques donnent lieu à des spermatozoïdes incapables de féconder.

2.1- Les techniques de prélèvement :

Deux techniques de prélèvement sont décrites : le vagin artificiel et l'électro-éjaculateur.

2.1.1- Le vagin artificiel :

C'est la méthode la plus largement utilisée en raison de la facilité de collection et du confort de l'animal (**Shoenian, 2005**). Cette méthode permet :

- L'obtention de la totalité de l'éjaculat.
- La mesure exacte de l'éjaculat
- L'absence de sécrétions extérieures
- Une meilleure viabilité du sperme en comparaison avec d'autres méthodes.

Le manchon rempli d'eau chaude entre 42 et 45°C, le cône en caoutchouc et le tube de récolte sont maintenus à 37°C dans une étuve. Pour des raisons sanitaires, chaque bouc doit avoir son vagin. Pour commencer, une femelle, boute-en- train est placée devant le bouc

Si le stimulus de la femelle ne suffit pas, la présentation d'un autre bouc est souvent efficace par effet de compétition.

Quand le bouc commence le chevauchement l'opérateur dévie le pénis et l'introduit délicatement dans le vagin artificiel. L'éjaculat est ainsi récupéré au fond du cône dans un tube (**Baril et al.1993**). A la suite de chaque récolte, le vagin artificiel doit être démonté, lavé et rincé. Ses pièces devraient être imbibées pendant 5minutes en alcool de isopropyle (**Shoenian, 2005**). Il est recommandé de le maintenir dans une étuve à 45°C et ne le remplir que dans les minutes précédant le prélèvement (**figure 6**).



Figure : Exemple de vagin artificiel dans l'espèce bovine (**Rigal, 2008**)

2.1.2- L'électro-éjaculateur :

Cette méthode est peu utilisée pour la collecte de semence. Elle est réservée aux mâles ayant perdus leur libido ou qui ne peuvent pas servir le vagin artificiel par faute d'érection normale, lésions articulaires ou simplement par son refus (**Hanzen, 2006**).

Une sonde équipée d'électrodes est introduite dans le rectum après lubrification. Les stimulations provoquent l'éjaculation spontanée et ainsi la semence est récoltée. Cette technique est peu utilisée à cause des résultats variables.

Le prélèvement obtenu est de qualité différente par rapport à la méthode du vagin artificiel : le volume prélevé est plus important et la concentration spermatique est plus faible (**Leboeuf et al. 2003 ; Memon et al. 2006**). De plus, cette technique est douloureuse pour les animaux.

3. Les examens macroscopiques et microscopiques de la semence :

Cet examen peut s'avérer utile pour investiguer un problème de performance de reproduction quand une infertilité d'un bouc est suspectée. En outre, ce contrôle est réalisé de façon systématique dans les centres de collectes de semence.

Les principaux critères quantitatifs et qualitatifs pris en compte sont la couleur de la semence, son volume, sa concentration spermatique, la motilité et la morphologie des spermatozoïdes (**Memon et al. 2006**).

3.1- Examens macroscopiques :

3.1.1- Le volume :

La mesure du volume de l'éjaculat s'effectue par la lecture directe à l'aide de graduations du tube de collecte sans tenir compte de sa partie mousseuse (**Baril et al, 1993**). Le volume moyen de l'éjaculat est d'environ 1 à 1,5 ml dans les deux espèces (ovins et caprins) mais varie d'un éjaculat à l'autre.

3.1.2- La consistance et la couleur du sperme :

Chez le bélier et le bouc, il est de consistance laiteuse, de coloration blanc-jaunâtre et inodore. La consistance de la semence est fonction du rapport entre les spermatozoïdes et le plasma séminal. Ainsi, le sperme de forte consistance contient beaucoup plus de spermatozoïdes que celui de faible consistance (**Salamon, 1976 ; Hafez, 1987**).

3.1.3- Le pH :

Le sperme du bouc est légèrement acide, son PH varie de 6 à 6,8 avec une moyenne de 6,4 (Vaissere, 1977). Cette valeur évolue inversement à celle de la concentration, quand celle-ci augmente, le PH diminue. Le PH est mesuré, juste après la récolte, à l'aide d'un PH mètre.

3.2- Examens microscopiques du sperme :

3.2.1- La motilité massale :

S'évalue rapidement après le prélèvement. Une goutte de prélèvement frais est posée sur une lame puis observée au microscope à platine chauffante et à faible grossissement(x10).

En fonction de la qualité des mouvements de masse, la semence est notée sur une échelle allant de 0 (absence de mouvement) à 5 (mouvements avec tourbillons) (tableau1) **(Baril et al. 1993).**

3.2.2- La motilité individuelle :

S'évalue avant ou après dilution. Une goutte de sperme dilué dans du lait écrémé est posée entre lame et lamelle, observée sous un microscope à contraste de phase, équipé d'une platine chauffante (37°C).

Une note sur l'échelle de 0 (absence de mouvement de spermatozoïdes) à 5 (spermatozoïdes fléchant avec un mouvement rectiligne) est attribuée. La motilité individuelle est plus utilisée que la motilité massale pour évaluer la qualité d'une semence, (Tableau1) **(Baril et al. 1993)**

Tableau1 : Grille de notation de la motilité massale et de la motilité individuelle du sperme)
(Baril *et al.* 1993).

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

3.2.3- La concentration :

C'est un critère important pour le jugement de la qualité de la semence. Elle est mesurée soit par un comptage direct par hématimètre, soit par un comptage indirect par spectrophotométrie ou colorimétrie.

3.2.4- Test de vitalité :

La coloration vitale a pour principe d'utiliser un colorant qui ne traverse que les membranes des cellules mortes (éosine, rose Bengale, vert de Crésyl) et un colorant de fond qui facilite la lecture (bleu de méthylène, nigrosine). La coloration éosine nigrosine est classiquement utilisée.

Les frottis sont réalisés en mélangeant une goutte de colorant avec une goutte de sperme.

Cependant, l'acrosome ne peut pas être évalué sur ce type de préparation, et seule une lecture, en milieu humide de préparation des gamètes fixés au formol en contraste de phase, le permet (**Chavette, 1992**).

Pour déterminer le taux de cellules mortes et celles avec anomalies structurales, la lame est placée sur la platine chauffante du microscope à 37 – 38°C et examinée à la lumière directe, pour au moins 150spz dans différents champs de la même préparation (**Baril et al, 1993**).

Tous les spermatozoïdes colorés en totalité ou en partie sont considérés comme morts au moment de la coloration.

3.2.5- La morphologie des spermatozoïdes :

Il apprécie la qualité du sperme au travers du nombre de spermatozoïdes atypiques, qui indique une baisse de sa viabilité. Ce test est réalisé en recourant aux différentes préparations colorées. La Coloration totale a pour objectif de faire mieux apparaître la morphologie générale du spermatozoïde. Elle peut être simple (bleu de méthylène, bleu de toluidine, violet de gentiane et la fuschine) ou double (williams, giemsa et karras).

Les colorations doubles se concentrent beaucoup plus sur la structure de la tête et de la pièce intermédiaire des spermatozoïdes (**Derivaux et Ectors, 1986 ; Hafez, 1987**).

Les principales anomalies morphologiques rencontrées en microscopie optique sont: des spermatozoïdes décapités; des spermatozoïdes présentant une gouttelette cytoplasmique ; des anomalies de flagelles.

Les spermatozoïdes anormaux ne sont pas féconds et toute anomalie quelque soit sa nature morphologique fait partir au spermatozoïde une partie de son pouvoir fécondant. Ces anomalies ne doivent pas dépasser 15% des spermatozoïdes pour obtenir un taux de fertilité convenable chez les animaux (**Harouna , 1987** cité par **Seyni, 2008**).

La détermination des formes anormales requiert la numération de tous les spermatozoïdes réunis dans un champ microscopique, puis la numération des formes anormales.

4. Facteurs de variation de la production de semence

La qualité de la semence peut être influencée par l'état général de l'animal, son alimentation ainsi que son poids et cela a une incidence directe sur le nombre total de spermatozoïdes ainsi que sur le volume spermatique produit (**Johnston et al. 2001**).

4.1- L'âge et le stade physiologique

L'âge de l'animal a également une influence, la qualité de la semence semble augmenter après la puberté et commence à diminuer à partir d'un âge avancé. L'effet de l'âge est à relier à l'inefficacité de la spermatogenèse chez le jeune à peine mature et à la dégénérescence testiculaire qui peut être observée chez l'animal âgé (**Brito 2007**).

Selon **Nicolino et Forest (2001)**, les critères reconnus pour fixer l'âge à la puberté : premier oestrus pour la majorité des femelles de mammifères, et première éjaculation chez le mâle, ne sont pas le signe d'une aptitude immédiate à se reproduire, cette aptitude n'est acquise que lorsque le jeune atteint 30 à 70% du poids adulte. Chez le jeune mâle, les premiers cycles spermatogénétiques sont incomplets, le sperme est de mauvaise qualité et la fertilité est faible.

De plus, les animaux juste pubères peuvent être de trop petite taille pour effectuer correctement la saillie et manquent d'expérience (**Meyer, et al., 2004**). Alors, chez le bélier, si la production de spermatozoïdes commence à la puberté, à 100-150 jours d'âge (**Rassu et al., 2004**), ce n'est qu'à l'âge de 18 mois qu'il peut présenter une fécondité acceptable (**Boukhliq, 2002**).

Hahn et al. (1969) mettent en évidence chez le taureau une corrélation positive significative entre l'âge de l'animal et le nombre de spermatozoïdes par éjaculat. Un résultat similaire, chez les agneaux, a été retrouvé par **Rege et al (2000)** et **Salhab et al. (2003)**. Mais, cette capacité de production de semence n'est pas toujours croissante, elle diminue avec le vieillissement du mâle (**Hahn et al., 1969 ; Bhakat et al., 2011**).

4.2- La saison et le photopériodisme

Certains auteurs ont mis en évidence une influence saisonnière sur le nombre total de spermatozoïdes, la concentration en spermatozoïdes et sur le nombre de formes anormales présentes dans l'éjaculat. La reproduction peut être réalisée tout au long de l'année chez certaines espèces, mais pour la plupart, une période de reproduction plus favorable est définie notamment suivant le rythme nyctéméral.

Chez les boucs, les éléments du comportement sexuel (flairages, montes, saillies) suivent des variations saisonnières très importantes. La fréquence des saillies est maximale d'octobre à janvier, et minimale le reste de l'année (**Rouger, 1974**).

4.3- L'environnement social et le stress

La réactivité sexuelle du mâle est particulièrement sensible aux effets de l'environnement social qui peuvent l'inhiber mais aussi la stimuler. La capacité stimulante d'une femelle diminue au cours du temps. Pour induire une nouvelle stimulation de l'intérêt sexuel du mâle, il y'a lieu de lui présenter une nouvelle partenaire.

Par ailleurs l'augmentation du nombre de partenaires potentiels provoque dans un premier temps une augmentation de la fréquence de l'activité sexuelle. Mais si cette situation se prolonge, comme c'est le cas parfois en condition d'élevage, la fertilité décroît du fait d'une diminution du nombre de spermatozoïdes par éjaculat et de l'absence d'accouplement au moment le plus fertile (**Balthazart et Fabre-Nys, 2001**).

En général, la plupart des fonctions vitales de l'organisme peuvent interagir avec la fréquence d'émission des pulses de GnRH et de LH. En cas de stress, l'activation de la fonction corticotrope peut entraîner une inhibition de la fonction de reproduction (**Counis et al., 2001**). Par contre **Balthazart et Fabre-Nys, (2001)** avancent que, même si en général les événements de stress ont plutôt un effet inhibiteur que ce soit chez le mâle ou la femelle, dans certains cas une modification légère, même banale, de l'environnement (changement de lieu, mouvements, etc...) peut réactiver le comportement sexuel du mâle.

4.4- L'alimentation:

Les restrictions énergétiques et protéiques sont plus néfastes sur la production de semence chez les jeunes que chez les adultes. En effet une restriction sévère peut même conduire à des lésions irréversibles des gonades chez le jeune alors que les effets sont généralement transitoires chez l'adulte (**Nicolino et Forest, 2001**).

Akjandro et al., (2002) ; cités par Kheradmand et al., (2006) et Genovese et al., (2010) précisent qu'une restriction alimentaire pendant la période foetale et à l'âge prépubertaire entraîne une baisse très significative du nombre de cellules de Sertoli par tube séminifère et par testicule chez le mâle à l'âge adulte ce qui entraîne une baisse de la production journalière de spermatozoïdes.

Chapitre 3 :
Spermocytogramme

Le spermocytogramme correspond à l'étude de la morphologie des spermatozoïdes. Les pourcentages de spermatozoïdes normaux et anormaux sont déterminés.

Les anomalies morphologiques peuvent être classées de différentes façons :

- en fonction de leur localisation sur le spermatozoïde : anomalies de la tête, de la pièce intermédiaire ou de la queue.

- en anomalie primaire ou secondaire selon leur origine : les anomalies primaires trouvent leur origine au cours de la spermatogenèse alors que les anomalies secondaires apparaissent lors du stockage des spermatozoïdes dans l'épididyme ou les voies urétrales hautes.

La majorité des lésions du spermatozoïde sont dites primaires. Certaines peuvent être à la fois primaires et secondaires comme la présence de gouttelettes, les têtes sans queue.

On peut citer des anomalies tertiaires survenant lors des maniements de l'animal, lors des chocs osmotiques que l'on fait subir au sperme, ou provoquées par la toxicité des colorants.

- en anomalie mineure ou majeure : les anomalies majeures se trouvent souvent associées à une baisse de la fertilité et les anomalies mineures provoquent une diminution de la fertilité seulement si elles sont suffisamment nombreuses (**Marc, 2015**).

La notion d'anomalies peut également se concevoir en terme de capacité ou non pour le spermatozoïde d'atteindre l'endroit et d'assurer la fécondation de l'ovocyte (compensable trait) et/ou d'assurer la fécondation de l'ovocyte mais aussi les premiers stades du développement embryonnaire (uncompensable trait) (**Hanzen, 2009**).

1- Evaluation au microscope :

L'étude de la morphologie des spermatozoïdes est réalisée à l'aide d'un microscope optique, avec un objectif à immersion au grossissement x1000. Les microscopes à lumière directe peuvent être utilisés pour examiner les frottis de semence à condition que les colorants utilisés soient appropriés.

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 ou dans un fixatif similaire tel que le glutaraldéhyde (**Allimant, 2010**).

Les colorants utilisables pour observer la morphologie des spermatozoïdes sont l'éosine-nigrosine, l'éosine-bleu d'aniline, le Giemsa, le Diff Quik®, le Spermac®...

1.1- Eosine nigrosine :

L'éosine-nigrosine représente la coloration la plus utilisée en routine. Le colorant est constitué d'un mélange isotonique de 10% de nigrosine et de 4% d'éosine. Il s'agit d'une coloration différentielle qui permet d'évaluer la vitalité en plus de l'observation de la morphologie des spermatozoïdes. Elle permet de distinguer les spermatozoïdes vivants qui restent incolores, ou se colorent partiellement en rose à la partie supérieure de la tête, des spermatozoïdes morts qui s'imprègnent intensément de colorant et apparaissent en rouge sur un fond rosé. Il faut toute fois noter que cette coloration donne des résultats variables suivant l'origine du colorant et le temps de trempage dans celui-ci. (**Peña Martinez, 2004 ; Brito, 2007 ; Gaulliard, 2008**).

L'éosine B présente l'avantage supplémentaire de colorer les spermatozoïdes non mobiles en plus des spermatozoïdes morts. On peut donc dénombrer les morts et les vivants, les mobiles et les non mobiles, ainsi que les formes anormales.

L'éosine-nigrosine permet également de reconnaître les spermatozoïdes ayant déjà effectué leur réaction acrosomique et qui ne sont donc plus fertiles. En effet, l'acrosome des spermatozoïdes ayant effectué leur réaction acrosomique apparaîtra coloré.

La technique de coloration est la suivante : une goutte de semence est prélevée à l'aide d'une pipette, dans l'échantillon de sperme maintenu à 37°C à l'aide d'un bain d'eau chaude. Cette goutte est mélangée à une goutte de colorant, et le nouvel échantillon est laissé 5 minutes à 37°C. On réalise ensuite un étalement sur une lame comme on le ferait pour un frottis sanguin (**Peña Martinez, 2004 ; Brito, 2007 ; Gaulliard, 2008**).

1.2- Vert FCF:

Chez le chat, la coloration rapide de rose de Bengale associé au vert FCF a permis d'obtenir les meilleurs résultats. En effet, la différenciation de l'ultra-structure (et plus

spécialement de l'acrosome) est meilleure et les artéfacts liés à la coloration sont moindres (Zambelli et Cunto, 2006).

1.3- Autres: Rose Bengale, Spermac® et Giemsa

Le Spermac® est un colorant qui permet également de vérifier l'intégrité de l'acrosome des spermatozoïdes. Avec cette coloration, l'acrosome apparaît vert, le noyau rouge, la région équatoriale verte pâle, la pièce intermédiaire et la queue verte. Cette coloration présente l'avantage d'être rapide (quinze minutes de préparation) et facile d'emploi (Peña Martinez, 2004).

L'observation des spermatozoïdes au microscope électronique, à transmission ou à balayage, est parfois nécessaire pour caractériser une anomalie à un plus fort grossissement que celui apporté par la microscopie optique.

Cette technique offre un fort pouvoir de résolution pour l'observation des détails morphologiques et permet ainsi un examen structural approfondi. Elle a été utilisée pour décrire avec précisions les anomalies ultrastructurales au niveau de l'acrosome, de la jonction entre la tête et la pièce intermédiaire et au niveau des microtubules de l'axonème.

Le nombre de spermatozoïdes observables à l'aide de cette technique est limité d'où la nécessité que l'anomalie suspectée soit très fréquente dans l'échantillon.

La microscopie à balayage apporte une vision en trois dimensions des spermatozoïdes alors que la microscopie électronique à transmission permet l'observation en coupes de l'ultrastructure interne des spermatozoïdes (Allimant, 2010).

2- Anomalies spermatiques :

Les anomalies morphologiques des spermatozoïdes peuvent intéresser, simultanément ou isolement, leurs divers constituants : la tête, le col, la pièce intermédiaire, la partie principale et la queue.

Pour chacune d'entre elles, une définition précise est donnée avec l'illustration correspondante et le lien entre l'aspect en microscopie conventionnelle et le substratum ultrastructural est brièvement exposé.

En pratique, à chaque fois que possible, on utilise les spermatozoïdes normaux comme "comparateur visuel" pour classer les différentes atypies et notamment les atypies de taille de la tête ou du flagelle. Ce travail de comparaison est facilité lorsque les spermatozoïdes jugés normaux sont suffisamment nombreux pour que des spermatozoïdes normaux et anormaux se situent dans le même champ microscopique. Sinon, il faut balayer la préparation à la recherche de spermatozoïdes typiques chaque fois que l'on a un doute sur la taille de la tête ou du flagelle du spermatozoïde en cours d'observation (**Auger et Eustache, 2000**).

2.1- Anomalies de la tête :

La tête peut présenter des anomalies de forme, de dimensions, de duplication, de position ou de structure de l'acrosome. Les têtes morphologiquement anormales reflètent une perturbation de l'épithélium spermatogénique. Les taureaux normaux ont <20% de ces anomalies et sur cette figure, la perturbation de la fonction devrait influencer sur la fertilité. Les anomalies de la tête des spermatozoïdes sont augmentées dans la dégénérescence testiculaire et parfois dans l'hypoplasie testiculaire (**McGowan et al., 1995**).

2.1.1- Lésion en bouton de l'acrosome (Knobbed acrosome defect)

Cette anomalie s'identifie sur base de l'observation d'un aplatissement ou d'un découpage anormal de la courbure de l'acrosome. Cette anomalie apparaît pendant la spermiogénèse. Un grossissement x 1000 est nécessaire à son identification. Cette anomalie semble être liée à un gène autosomal récessif. Elle exerce un effet négatif majeur sur la fertilité.

2.1.2-Tête piriforme ou fuselée

C'est une des anomalies de la tête la plus fréquemment rencontrée. Le plus souvent, l'aspect piriforme résulte de l'aspect plus effilé de la zone postacrosomique, la zone acrosomiale étant par ailleurs normale. Le rétrécissement concerne parfois tout à la fois la zone acrosomiale et postacrosomiale. L'héritabilité de ce type d'anomalie ainsi que ses effets négatifs sur la fertilité ont été démontrés.

2.1.3- Vacuoles nucléaires (spermatozoïde en diadème)

Cette anomalie consiste en la formation de vacuoles unique ou multiples, de taille variable dans le noyau. Elles sont localisées à l'apex ou se rassemblent en un diadème à la jonction acrosomique et postacrosomique. Une coloration Feulgen du noyau et un

grossissement x 1000 en facilitent l'identification. Ces vacuoles résultent de l'invagination de la membrane nucléaire dans le cytoplasme.

2.1.4- Condensation anormale du DNA

Cette anomalie peut s'identifier après une coloration du spermatozoïde par le colorant de Feulgen. La chromatine nucléaire se présente sous la forme de zones régulièrement et irrégulièrement colorées. Rarement décrite, cette anomalie a un effet majeur sur la fertilité.

2.1.5- Tête détachée

L'identification d'un faible pourcentage (5 %) de têtes sans queue est classique. L'augmentation de ce pourcentage (> 30 voire 40 %) a été associée à de l'hypoplasie ou de la dégénérescence testiculaire ou à une inflammation des glandes annexes. Empêchant le déplacement normal du spermatozoïde elle est responsable d'infertilité

2.1.6- Micro et macrocéphalie

Cette anomalie résulterait d'une distribution anormale des chromosomes lors de la division méiotique. Ces spermatozoïdes meurent le plus souvent avant d'avoir atteint le stade de spermatide. Elle serait sans effet sur la fertilité. (figure 7)

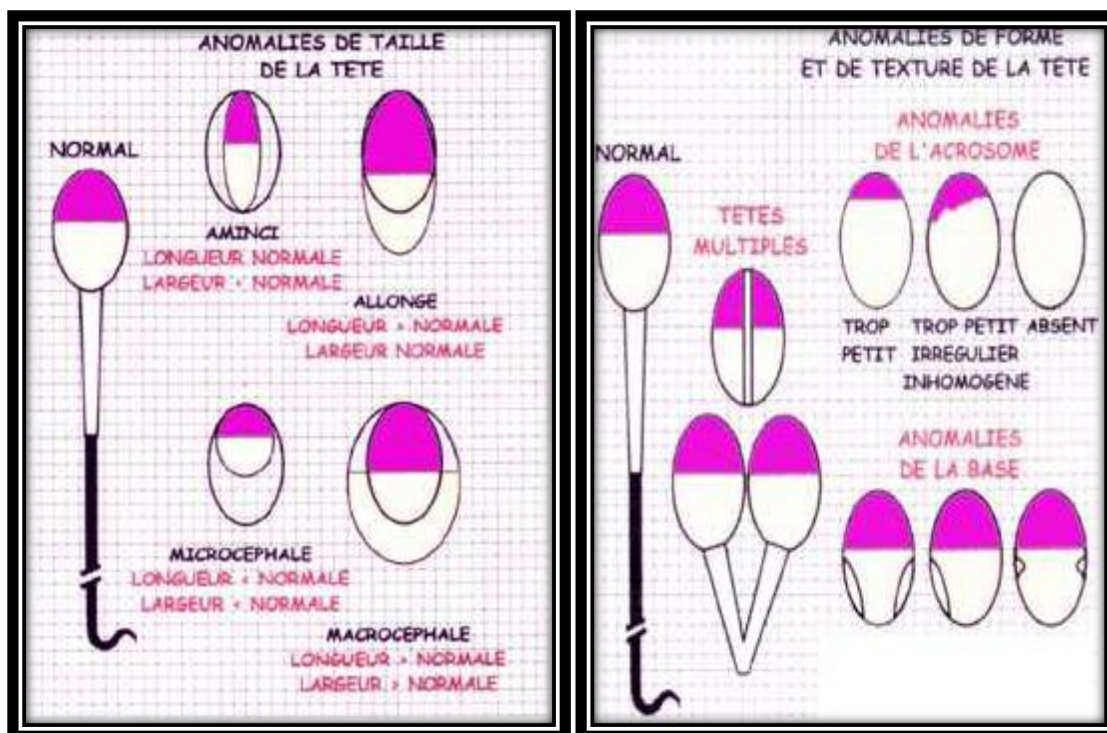


Figure 7: Représentations schématiques des anomalies de la tête selon la classification de David modifiée (Auger et Eustache, 2000).

2.2- Les anomalies de la Pièce intermédiaire

Les anomalies du col intéressent l'implantation de la queue, les têtes sans queue ou la persistance de la gouttelette protoplasmique.

2.2.1-Courbure de l'extrémité distale de la pièce intermédiaire (DMR : Distal midpiece reflex)

Chez le *taureau*, elle constitue l'anomalie la plus fréquente de la queue. Elle affecte pratiquement tous les *taureaux* dans toutes les races. L'incidence de cette anomalie est comprise entre 23 et 55 %, 8 % en moyenne des *taureaux* examinés étant touchés.

La pièce intermédiaire a une forme typique en J ou en bâton de berger. D'autres formes sont également possibles dont celle où la pièce intermédiaire est recourbée à 180°. Habituellement, on peut observer une gouttelette cytoplasmique au niveau de la courbure néoformée. Il en résulte une orientation anormale du flagelle et une progression du spermatozoïde à contre-courant. Il ne semble pas cependant qu'une telle anomalie puisse engendrer de manière permanente de graves problèmes de fertilité.

2.2.2-Lésion dite de Dag (Dag defect)

Le signe majeur de cette lésion concernant la partie intermédiaire de la queue consiste en la rupture ou fracture de ses éléments constitutifs. Il en résulte son aspect spiralé voire plissé à distinguer du DMR. Cette lésion serait due à un gène récessif.

2.2.3- Pièce intermédiaire en U ou en arc-en-ciel

Il semblerait que cette anomalie traduise simplement la perte de mobilité par un spermatozoïde, ce dernier dessinant une large courbe avant de mourir.

2.2.4- Pièce intermédiaire en tire-bouchon :

Rare cette anomalie résulte d'une dégénérescence ou d'une aplasie de l'enveloppe mitochondriale de la pièce intermédiaire, conséquence possible d'une dégénérescence testiculaire. (**figure 8**)

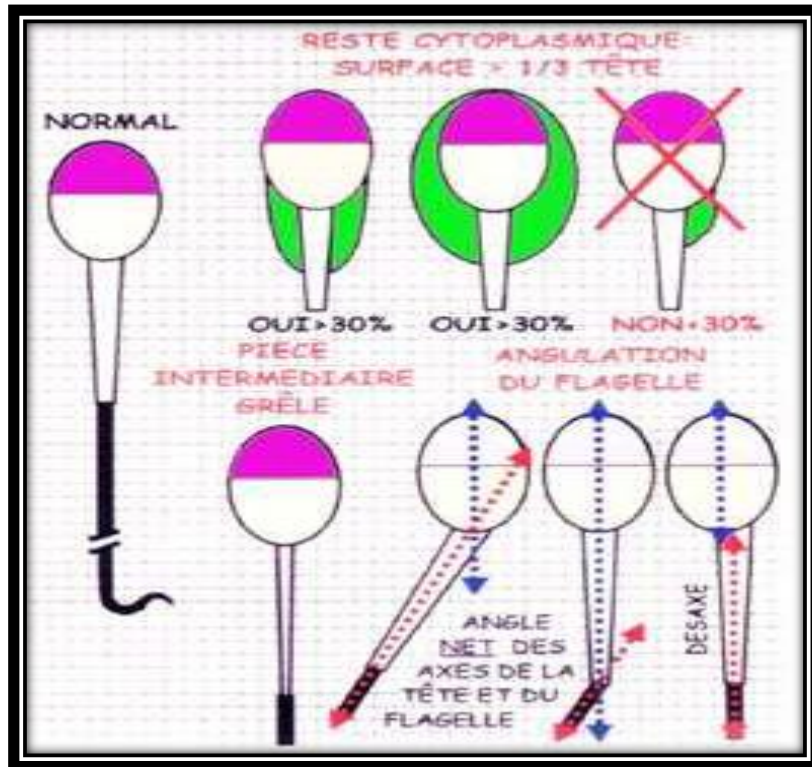


Figure 8 : Représentation schématique des anomalies de pièce intermédiaire selon la classification de David modifiée (Auger et Eustache, 2000).

2.3- Anomalies de la queue :

Les anomalies de réflexe distales de la queue ou les queues pliées individuellement (devrait être <8%) sont présents dans les dysfonctionnements du testicule et de l'épididyme, mais peuvent également apparaître comme un artefact (simple queue courbée, pas de goutte distale retenue) si le sperme a été soumis à choc froid ou soumis à un environnement osmotique anormal, par exemple l'eau dans le tube de collecte ou un vagin artificiel qui fuit. Les petites queues courbées sont souvent la principale anomalie du sperme congelé et résultent d'un dommage lors du processus de congélation et de décongélation (McGowan et al., 1995).

2.3.1- Gouttelettes cytoplasmiques

Les gouttelettes cytoplasmiques (2 à 3 microns) peuvent être localisées en position proximale près de la tête du spermatozoïde ou en position distale au bout de la pièce intermédiaire. Cette lésion est très fréquente. Lors de la spermatogenèse, la majorité du cytoplasme nucléaire est enlevé par les cellules de Sertoli. Il peut cependant arriver que lors

de la spermiation, une partie de ce cytoplasme demeure accroché au niveau de la pièce intermédiaire. Cette gouttelette migre lors du transit épидидymaire d'une position proximale vers une position distale puis est libérée avant l'éjaculation.

La présence de gouttelettes proximales a été associée à un trouble de la spermatogenèse et celle d'une gouttelette distale à celui de la maturation. Cette anomalie est plus fréquente chez les animaux jeunes. Chez les adultes, elle peut être induite par un trouble de la thermorégulation testiculaire.

Une fréquence de 5 à 10 % de cette anomalie est susceptible d'entraîner des troubles de la fertilité. La gouttelette proximale est souvent associée à d'autres anomalies.

2.3.2- Queue en moignon

Examen attentif de la base de la tête fait voir un petit bout de queue. La difficulté de l'identification de cette anomalie l'a souvent confondue avec celle d'une tête sans queue. Le sperme des *taureaux* atteints est souvent peu concentré et le pourcentage de spermatozoïdes mobiles faible. Cette lésion semble être irréversible. La cause n'en est pas connue.

2.3.3- Implantation abaxiale de la queue

Elle ne semble pas, selon certains auteurs, devoir être considérée comme une anomalie au sens strict puisque étant sans effet sur la fertilité mais comme une particularité morphologique. Elle est parfois associée avec la présence d'une queue accessoire (**photo 1**).



Photo 1 : Exemples d'anomalies morphologiques de la queue de spermatozoïde. Coloration à l'éosine-nigrosine. Courbure dans la région distale de la pièce intermédiaire associée le plus souvent a une gouttelette cytoplasmique distal (a, b) .courbure ou enroulement de la pièce intermédiaire (c à e).courbure /enroulement de la pièce intermédiaire ou de la queue associée à une rupture des fibres de l'axonéme (f à j) (**Brito, 2007**)

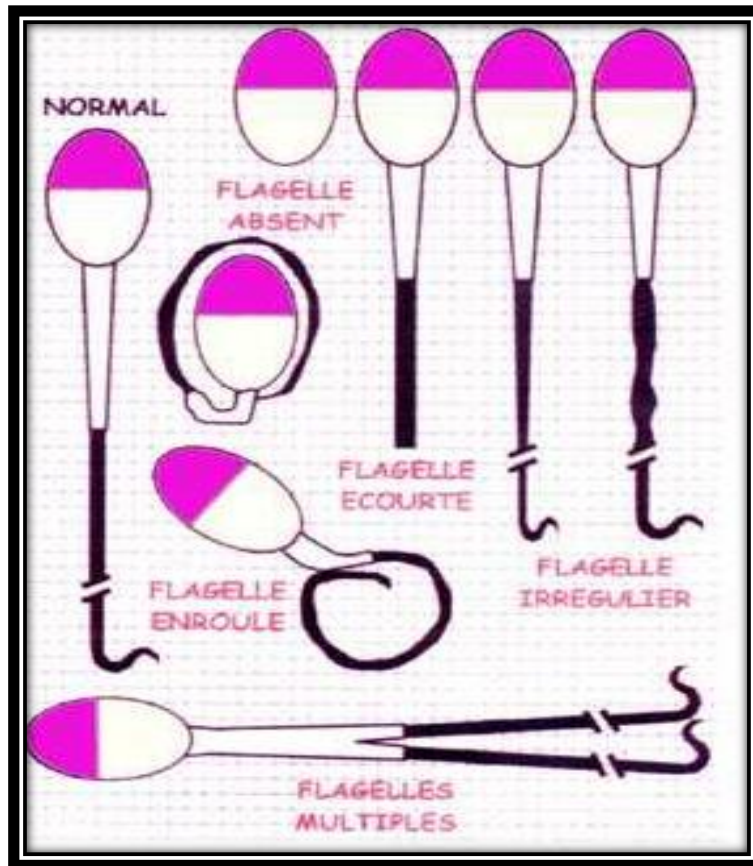


Figure 9 : Représentation schématique des anomalies du flagelle selon la classification de David modifiée (Auger et Eustache, 2000).

Les anomalies les plus fréquemment observées sont celles citées dans le tableau suivant mais on retrouve également les spermatozoïdes micro et macrocéphales, bicéphales, les anomalies d'acrosome, les doubles flagelles, et les têtes, flagelles ou pièces intermédiaires collés (Zambelli et Cunto, 2006).

Tableau 2 : Classification des anomalies morphologiques des spermatozoïdes
(d'après: Rigal, 2008)

Anomalies du flagelle	<p>Flagelle replié</p> <p>Flagelle rudimentaire ou cassé</p> <p>Flagelle enroulé</p> <p>Gouttelette cytoplasmique distale</p>
Anomalies de la pièce intermédiaire	<p>Pièce intermédiaire dédoublée</p> <p>Déformations de la pièce intermédiaire</p> <p>Gouttelette cytoplasmique proximale</p>
Anomalies de la tête	<p>Tête piriforme</p> <p>Tête repliée</p> <p>Tête décapitée</p> <p>Tête ronde</p>

Lorsque plusieurs anomalies sont rencontrées sur le même spermatozoïde, c'est l'anomalie la plus importante qui est comptabilisée. Si les anomalies sont d'importance équivalente, c'est l'anomalie la plus fréquente qui est prise en compte (**Brito, 2007 ; Gailliard, 2008**).

Les anomalies associées à une infertilité sont majoritairement situées au niveau de la pièce intermédiaire et de ses attaches. Les éjaculats contenant un pourcentage élevé de spermatozoïdes avec des gouttelettes cytoplasmiques proximales, des queues pliées ou enroulées, ou des pièces intermédiaires anormales peuvent être utilisés en semence fraîche mais ne doivent pas être congelés (**Johnston et al., 2001**). (**figure 9**)

3. Les analyses dynamiques de la semence

3.1- Spermoculture

La spermoculture correspond à la recherche de germes dans le sperme. Il ne faut pas oublier que la semence n'est pas stérile naturellement et qu'elle contient des germes appartenant à la flore résidant au niveau des muqueuses. La spermoculture s'effectue après un nettoyage du prépuce et du pénis à l'aide d'une solution saline stérile et un prélèvement aseptique est réalisé. La spermoculture est considérée comme concluante si un seul germe est identifié en pousse abondante pure. Ainsi, une infection du tractus génital sera confirmée si le

germe est retrouvé à une concentration d'au moins 10 000 CFU (Colony Forming Unit ou Unité Formant Colonie) par millilitre.

Ce test est particulièrement indiqué lors d'une suspicion de brucellose. Dans l'idéal, une culture sur chaque fraction de l'éjaculat doit être entreprise afin de trouver l'origine de l'affection (**Johnston *et al.* 2001; Freshman, 2002**).

3.2- Evaluation de l'intégrité membranaire :

La membrane plasmique des spermatozoïdes intervient dans la capacitation, la réaction acrosomique et l'attachement du spermatozoïde à l'ovocyte qui sont des phénomènes indispensables à la fécondation. Ainsi, l'évaluation de son intégrité semble être une composante importante de l'évaluation de la semence.

3.3- Test hypo-osmotique

Le test hypo-osmotique ou HOST permet d'évaluer l'intégrité membranaire des cellules. En effet, les cellules présentant une membrane plasmique intacte ont la capacité de se déformer et d'évacuer l'eau. Lorsque la cellule est exposée à des conditions hypo-osmotiques, l'eau va pénétrer dans le milieu intracellulaire jusqu'à ce que l'équilibre osmotique soit atteint de part et d'autre de la membrane. La cellule va donc gonfler. Ce phénomène est particulièrement visible au niveau des spermatozoïdes qui vont montrer une incurvation de leur flagelle ou un gonflement de celui-ci (**Peña Martínez, 2004**).

3.4- Microscopie à balayage électronique

La microscopie à balayage électronique est une technique qui offre une haute résolution et permet de visualiser avec précision la morphologie des spermatozoïdes. Pour leur observation, les spermatozoïdes sont fixés, déshydratés et recouverts de particules d'or. Cent à deux-cents spermatozoïdes sont observés et les pourcentages de spermatozoïdes ayant une membrane plasmique intacte ainsi que ceux ayant une membrane plasmique endommagée sont calculés.

C'est une technique très fiable mais qui s'avère être onéreuse (coût du microscope électronique et de la méthode utilisée) et laborieuse, c'est pourquoi elle reste très peu utilisée (**Blanchard *et al.*, 2003 ; Peña Martínez, 2004**).

3.5- Colorations fluorescentes

La coloration la plus utilisée est le diacétate de carboxyfluorescéine (CFDA). Le CFDA est un composant non fluorescent capable de traverser les membranes cellulaires et qui est converti en élément fluorescent par des estérases intracellulaires. Une fois converti, l'élément fluorescent ne peut plus traverser une membrane intègre. Il émet alors une fluorescence verte.

Cette coloration est fréquemment associée à l'utilisation de l'iodure de propidium (PI), qui colore en rouge l'ADN et qui ne pénètre pas dans les cellules intactes.

Ainsi, les spermatozoïdes ayant leur membrane intègre émettront une fluorescence verte et ceux qui sont morts ou dégénérés émettront une fluorescence rouge. (**Rijsselaere *et al.*, 2005 ; Schäfer-Somi et Aurich, 2007 ; Ponthier *et al.*, 2014**).

3.6- Evaluation du statut de l'acrosome

Différentes techniques peuvent être utilisées pour déterminer le statut de l'acrosome des spermatozoïdes. Son intégrité peut être évaluée mais également son état de capacitation.

3.7- Tests d'interaction des gamètes

L'analyse fonctionnelle de la semence permet d'estimer les capacités fécondantes des spermatozoïdes, afin d'affiner le spermogramme, et de connaître la véritable qualité d'un éjaculat. En effet, au-delà des qualités morphologiques et dynamiques, le spermatozoïde qui fécondera un ovocyte devra mener à bien trois étapes principales : la capacitation et la réaction acrosomique, la fusion membranaire et la décondensation chromatique. Aussi, l'interaction avec des ovocytes est nécessaire pour évaluer le bon déroulement de ces trois étapes.

Partie expérimentale

1. Objectif de l'étude

Chez les différentes espèces animales, la fonction de reproduction varie d'une espèce à une autre ; d'ailleurs il existe celles à activité sexuelle continue non interrompue durant toute l'année, et celles à activité sexuelle discontinue à variation saisonnière de leur reproduction.

Différents facteurs sont susceptibles d'influencer l'expression de cette activité reproductive, à savoir le photopériodisme qui est un principal entraîneur de la fonction de reproduction.

Chez les boucs de race saisonnée, le comportement sexuel, et la production spermatique sont influencés par les changements photopériodiques.

L'objectif de ce travail est d'évaluer les variations de l'un des paramètres spermatiques du bouc de la race Arbia vivant dans la région de Tiaret, en l'occurrence le taux des anomalies spermatiques. Il importe de signaler que ce travail est une partie d'un travail de recherche réalisé par Mr Belhamiti T.B. et ses collaborateurs adhérant au Laboratoire d'Amélioration et de valorisation des Productions Animales Locales de l'université IBN-KHALDOUN de TIARET.

2-Localisation :

La région de Tiaret se trouve sur les hauts plateaux, au centre d'un relief montagneux d'où descendent les premières eaux de l'oued Mina, l'oued Rhiou, le Nahr Ouassel.

Tiaret s'étend sur les pentes du Djebel Guezoul à une altitude de 1086mètres, une latitude de 35°15' N et une longitude de 1°26' E.

Les hauteurs au dessus du col de Guertoufa culminent à 1196mètres, à 1121mètres pour Sidi Khaled et à 1221mètres pour Djebel Guitna, au nord du champ de tir.

Cette situation géographique caractérise la région par un climat semi aride, qui se distingue par un hiver froid et humide et un été chaud et sec.

La durée de la photopériode journalière varie entre 9,43h, dans le solstice d'hiver, et 14,23h dans le solstice d'été, soit une différence de 4,49h entre ces deux derniers (**Station Météorologique Aïn Bouchekif, 2006**).

3. Animaux :

Le lot de caprin subissant l'expérimentation était constitué de 03 boucs dont l'âge varie entre 03 et 04ans au début de l'expérimentation et 1 chèvre. Les mâles ont subi un examen général et un examen spécial de l'appareil reproducteur, avec des tests. Ils ont été déparasités à l'aide d'une association d'antiparasitaire injectable et buvable et vaccinés contre l'entérotoxémie.

Les boucs sont maintenus dans des box individuels, pendant toute la durée de l'expérimentation, avec absence de tout contact physique entre mâle et femelle, à l'exception du moment de la récolte du sperme. Les animaux de l'expérimentation recevaient une alimentation fixe à base d'orge broyée, à raison de 550 g/A/j. Le fourrage et l'eau étaient distribués à volonté. Un complément minéralo-vitaminique était incorporée dans la ration de manière à couvrir ses déficits.

4. La préparation des frottis :

Les boucs subissaient une récolte de sperme une fois par semaine pendant une année. Une fois la semence du bouc récoltée à l'aide d'un vagin artificiel, elle est mise dans un bain marie à 37°C et transportée jusqu'au laboratoire, dans un délai ne dépassant pas les 10minutes, pour être évaluée.

Une fois au laboratoire, la semence du bouc subira différents examen à savoir, le volume, le pH et la concentration de l'éjaculat et les taux de motilité et de viabilité des spermatozoïdes, selon **Baril et al. (1993)**.

Pour l'étude du pourcentage des anomalies spermatiques, nous avons utilisé une coloration vitale à l'éosine nigrosine (Kit Vita-Eosine, RAL Diagnostics). Les frottis ont été préparés de la manière suivant (**Baril et al., 1993**) :

- Sur une lame, on mélange une goutte de semence diluée avec une goutte d'éosine et une goutte de nigrosine. Le frottis est préparé en étalant le mélange de la semence et des colorants sur la lame en utilisant le bord d'une autre lame inclinée formant un angle d'environ 45°. La lame est, ainsi, séchée à l'air libre.

La lecture des lames se fait au microscope optique avec un grossissement $\times 100$ (B-350, OPTIKA MISCROSCOPES, ITALY) en utilisant de l'huile à immersion. En observant

200 spermatozoïdes dans différents champs, le taux des anomalies spermatique est, alors, déterminé. La classification des anomalies était faite selon **Hanzen (2009)**.

1-L'évolution mensuelle du taux des anomalies spermatiques :

Les résultats obtenus des moyennes mensuelles des anomalies spermatiques sont enregistrés dans le tableau 3 et représentés par l'histogramme de figure10.

Tableau 3 : Les moyennes mensuelles des anomalies spermatiques des boucs

	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Aou	Sep	Oct	Nov	Dec
Moyenne %	20,67	14,23	16,63	24,2	22,25	36	22,65	2,75	4,15	6,07	4,94	17,46
Ecart type	7,37	10,85	7,36	15,86	13,07	16,97	16,74	1,65	1,23	1,99	3,56	11,87

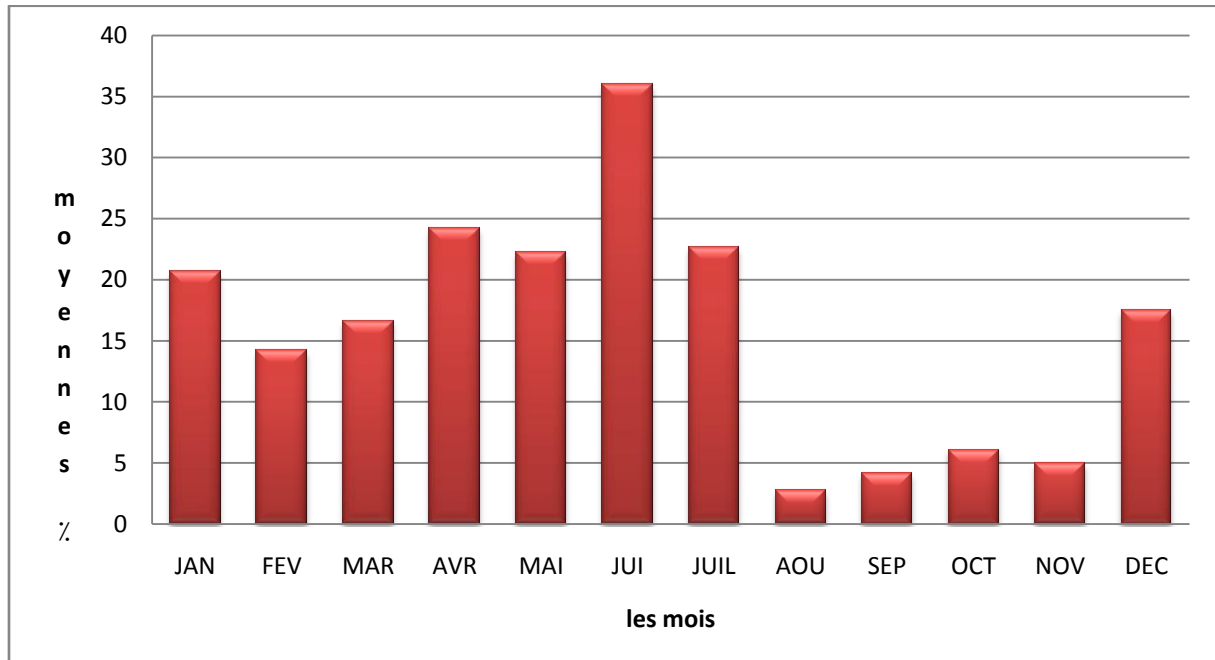


Figure 10 : Les moyennes mensuelles des anomalies spermatiques des boucs

Au cours des mois de Janvier à Mai, on constate une augmentation de la moyenne mensuelle du taux des anomalies spermatique en culminant à $36 \pm 16,97\%$ au mois de Juin.

Celle-ci diminue pendant la période Août à Novembre, puis elle augmente, à nouveau d'une manière marquée, à partir du mois de décembre.

La comparaison multiple des moyennes (TukeyHSD) par le logiciel R permet de dire qu'il existe une différence hautement significative entre les moyennes mensuelles du taux des anomalies spermatiques enregistrées durant les mois d'avril de juin et de juillet et celles des mois allant d'août à novembre ($p < 0,05$). La différence n'est pas significative en comparant les moyennes mensuelles du taux des anomalies spermatiques des autres mois ($p > 0,05$).

2-L'évolution saisonnière du taux des anomalies spermatiques :

Le taux des anomalies spermatiques exprimé en fonction des saisons est enregistré dans le tableau 4 et représenté par le graphe de figure11.

Tableau 4 : les moyennes saisonnières des anomalies spermatiques des boucs

	HIVER	PRINTEMPS	ÉTÉ	AUTOMNE
MOYENNE %	15,98	25,19	10,36	11,08
ECART TYPE	9,17	14,93	13,49	10,21

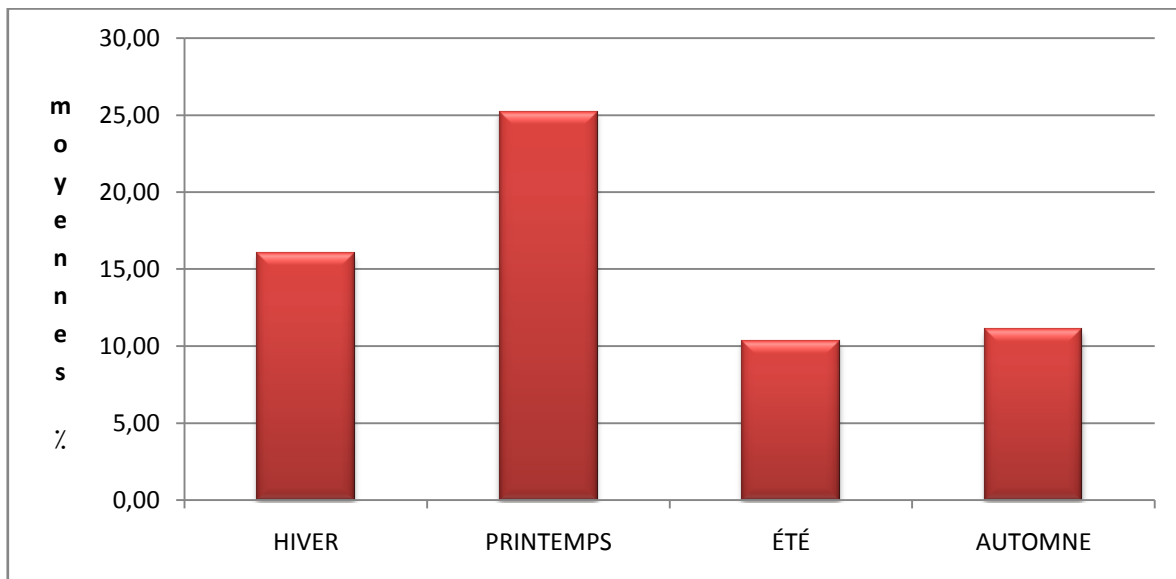


Figure11 : les moyennes saisonnières des anomalies spermatiques des boucs

En été, le taux des anomalies spermatiques est à son minimum ($10,36 \pm 13,49\%$) puis, augmente, légèrement, en automne. Cette augmentation devient plus marquée en hiver jusqu'à atteindre le maximum au printemps ($25,19 \pm 14,93\%$).

La comparaison multiple des moyennes (TukeyHSD) par le logiciel R montre que la moyenne saisonnière du taux des anomalies spermatiques en été et en automne diffère significativement de celle du printemps ($p < 0,05$) mais, il n'existe aucune différence significative en comparant les autres saisons.

Dans notre étude, les résultats obtenus montrent que les anomalies spermatiques diminuent pendant la saison d'été et d'automne, puis elle commence à augmenter en hiver et, essentiellement au printemps.

Considérons que l'Été et l'Automne sont des saisons avec des jours décroissants et que l'Hiver et le Printemps sont des saisons avec des jours croissants, il est convenu de dire que le taux des anomalies spermatique est influencé par les variations photopériodiques.

Chez les boucs des races saisonnières, le comportement sexuel, le volume testiculaire ainsi que la production spermatique sont influencés par les changements photopériodiques (**Ortavant, 1977 ; Laubser, 1982 ; Branca et Cappai, 1989**).

Chez le mâle, la photopériode affecte l'équilibre endocrinien se caractérisant par des réductions des sécrétions des gonadotrophines et de la testostérone ce qui influence le développement testiculaire, la libido et la qualité séminale (**Delgadillo et al., 1992**).

Chez les boucs de race Arbia, le taux des anomalies spermatiques suit une évolution similaire à celle de la concentration spermatique d'une part, et une évolution inverse à celle du volume de l'éjaculat et des taux de motilité et de viabilité des spermatozoïdes, d'autre part (**Belhamiti et al.,** résultats non publiés).

Chez la même race, la circonférence du scrotum, le comportement sexuel et la testostéronémie suivent des variations saisonnières au cours de l'année. ils atteignent des valeurs maximales en automne, alors que ces dernières diminuent, progressivement, pendant l'hiver pour atteindre les valeurs minimales au printemps et recommence à augmenter en Été (**Hammoudi et al., 2010 ; Aït Amrane et al., 2013**).

Chemineau et Delgadillo (1994) rapportent que l'augmentation de l'activité pulsatile de la LH (amplitude en juin – juillet, fréquence en septembre) entraîne le début de la croissance testiculaire (juillet – août) puis la libération de la testostérone (septembre) qui stimule le comportement sexuel (augmentation du nombre des saillies par test de comportement, diminution de la latence à l'éjaculation) et la qualité de la semence (octobre).

D'après **Corteel (1981)**, l'incidence des anomalies morphologiques des spermatozoïdes augmente en dehors de la saison sexuelle ou après exposition des mâles à des températures ambiantes élevées. Cependant, la fertilité du bouc sera affectée, surtout si leur proportion dépasse 20% (**Marquis, 1990**).

Certaines études menées au Soudan ont démontré que le pourcentage de spermatozoïdes morts et anormaux augmente en saison estivale et que la motilité des spermatozoïdes diminue; Tandis qu'en automne, le pourcentage de spermatozoïdes morts et anormaux diminue et la concentration de sperme augmente (**Ahmed et al., 1997; Elsharif 2003, Elsharif et Makawi, 2004, 2005**).

Delgadillo et al. (2004), en étudiant les variations du poids testiculaire et de la testostéronémie des boucs locaux du Mexique, montrent que pour les boucs témoins soumis à une photopériode naturelle, le poids testiculaire commence à augmenter en mars et atteint le maximum en juin, tandis que pour ceux subissant un traitement photopériodique, le poids testiculaire est plus élevé pendant les jours courts que les jours longs.

De même, la testostéronémie des boucs témoins varie tout au long de l'étude avec des taux élevés de mai – juin à novembre. Chez les boucs traités, elle varie en fonction des variations de la photopériode, les jours courts la stimulent et les jours longs l'inhibent.

Selon **Delgadillo et al., (1999)** le nombre minimal des spermatozoïdes par éjaculation survient entre février et avril ($1,4 \times 10^9$ spz/éjaculation), tandis que le nombre maximal s'observe entre mai et septembre ($2,8 \times 10^9$ spz/éjaculation). La motilité spermatique linéaire est basse entre janvier et avril (environ 3,02) et s'élève entre mai et novembre (environ 3,55). Le pourcentage des spermatozoïdes vivants diminue entre janvier et avril (68% en avril) puis il augmente aux alentours de 80% entre mai et novembre.

Chez la race iranienne Markhoz, le pourcentage des spermatozoïdes anormaux augmente pendant la saison du repos sexuel (**Talebi et al., 2009**).

Dans les trois races caprins (Alpine, Saanen et Damascus), le pourcentage le plus élevé des spermatozoïdes anormaux été observé au printemps et en été, et le plus bas en

automne, alors que la saison hivernale était une période de transition pour ce paramètre (**Karagiannidis et al., 2000**).

Aguiar et al., (2013) rapportent que, dans le nord-est brésilien, dans le sperme frais, la morphologie du sperme était le seul paramètre affecté de façon significative par la saison.

Le pourcentage de spermatozoïdes anormaux variait entre 7 et 13%, chez le bouc de race Rayini. Des valeurs plus faibles ont été trouvées de juillet à début septembre, elles augmentent à partir de la mi-septembre pour atteindre les valeurs les plus élevées en décembre (**Zamiri et Heidari, 2006**).

L'incidence des spermatozoïdes avec des anomalies morphologiques en hiver était presque deux fois plus élevée qu'au printemps, en été ou en automne. Tous les types d'anomalies morphologiques ont montré des variations mensuelles avec les pourcentages les plus élevés entre janvier et mars (**Roca et al., 1992**).

Chez la race Damascus (race jordanienne), **Ahmed et al. (2003)** rapportent que la circonférence scrotale commence à augmenter pendant le printemps et l'été, pour atteindre sa valeur maximale le mois d'août. En général, les valeurs les plus élevées de la circonférence scrotale ont été enregistrées en été et en automne.

Chez la race jordanienne Damascus, le mois de la récolte spermatique affecte significativement les caractéristiques spermatiques telles que la motilité massale, la mobilité individuelle, le pourcentage des spermatozoïdes et le volume des éjaculats. Les volumes les plus élevés sont enregistrés en hiver (décembre – février) avec un maximum de 1,3ml en janvier. Durant les mois de mars – mai (printemps) le volume des éjaculats diminue jusqu'à un minimum de 0,72ml en mai, puis il augmente de nouveau pendant l'été (juin – août) et l'automne (septembre – novembre) (**Ahmed et al., 2003**).

Selon **Corteel (1977)**, la quantité de spermatozoïdes est elle-même affectée par la saison ; ainsi, le taux des spermatozoïdes mobiles est élevé pendant la saison sexuelle et plus bas en dehors de cette dernière. Ces variations sont sous la dépendance des changements journaliers de la durée d'éclairement (photopériode). Les jours courts sont stimulateurs de l'activité sexuelle, et les jours longs sont inhibiteurs.

Conclusion

Conclusion

Les caprins de race Arbia vivant dans la région de Tiaret manifestent d'importantes variations saisonnières du taux des anomalies spermatiques. Ce dernier semble être influencé par la durée de la photopériode car les jours croissants se caractérisent par un taux élevé des anomalies spermatiques, tandis que les jours décroissants par des taux faible de celles-ci.

En effet, les variations saisonnières de la production des anomalies spermatiques montrent, qu'au contraire du printemps, l'été et l'automne sont les saisons de la production d'une semence de bonne qualité. Donc, la fertilité des ces boucs semble être meilleure au cours de ces deux saisons en comparaison avec celle du printemps.

Pour avoir une idée plus claire et bien précise sur le taux des anomalies spermatiques des boucs de race Arbia, nous souhaiterons bien que notre modeste travail soit complété par :

- L'étude des différents facteurs influençant la production spermatique, surtout la saison, en utilisant les manipulations photopériodiques des boucs.
- L'étude de la fertilité des troupeaux au cours de l'année à travers des programmes de saillie naturelle ou d'insémination artificielle.

Références bibliographiques

-Références bibliographiques -

- Aguiar, G.V., M.F. Van Tilburg, A.G.V. Catunda, C.K.S. Celes, I.C.S. Lima, A.C.N. Campos, A.A.A. Moura and A.A. Araújo, 2013.** Sperm parameters and biochemical components of goat seminal plasma in the rainy and dry seasons in the Brazilian Northeast: the season's influence on the cooling of semen. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, v.65, n.1, p.6-12.
- Ahmed M.A.G, Mohammed J.T, Rami T.K, 2003.** « Factors affecting semen characteristics and scrotal circumference in Damascus bucks » *Small Ruminant Research* 53, 141-149.
- Ahmed, M.M. M., Makawi, S. E. and Gadir, A.A. (1997).** Reproductive performance of Saanen bucks under tropical climate. *Small Rum. Res.* 26: 151-155.
- Albert et Jean., 2001.** «Biologie du développement» .5^{ème} édition de l'abrégé.
- Allimant M. 2010.**Actualités sur les méthodes d'évaluation de la qualité de la semence de l'étalon. Thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude- Bernard, Lyon, 138p.
- Auger, J; Eustache, F.**Standardisation de la classification morphologique des spermatozoïdes humains selon la méthode deDavid modifiée.*Andrologie*, 2000, **10**, 358-373
- Balthazart J., Fabre Nys C., 2001.** Dans la reproduction chez les mammifères et l'homme de Thibault C. le comportement sexuel. Levasseur édition marketing. P 611- 637.
- Baril G, Chemineau P, Cognié Y, 1993.** « Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins ».
- Barth, A.D. and Oko, R.J.** Abnormal Morphology of Bovine Spermatozoa. Iowa State University Press, Ames, IA, 1989, pp. 130-271.
- Bhakat, M., Mohanty, T.K., Raina, V.S., Gupta, A.K., Khan, H.M., Mahapatra, R.K., Sarkar, M., (2011).**Effect of age and season on semen quality parameters in Sahiwal bulls.*Tropical Animal Health and Production*. DOI:10.1007/s11250-011-9817-1.
- Blanchard T.L., Varner.D., Schumacher J., LOove C., Brinsko,S.P. et RigbyI S.L. 2003.**Manual of Equine Reproduction Second Edition.Mosby Inc., Elsevier Health Sciences.

- Boukhliq, R., 2002.** Cours en ligne sur la reproduction ovine. Institut Agronomique et vétérinaire Hassan II - MAROC.
- Branca A, Cappai P, 1989.** « Osservazioni sul controllo della riproduzione nelle specie caprina: esperienze effettuate in Sardegna ». Symp. Intl. La riproduzione nei piccolo ruminante: basi fisiologiche e aspetti applicative, Varese, 115-129.
- Brito Leonardo F.C. 2007** Evaluation of Stallion Sperm Morphology. *Clinical Techniques in Equine Practice*. Vol. 6, n° 4, p 249-264.
- Chavette P, 1992.** « Examen de la fonction génitale de l'étalon » *Rec. Med. Vét.*, 168 (6/7), 395-410.
- Chemineau P, Delgadillo J.A, 1994.** « Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins » *INRA. Prod. Anim.* 7 (5), 315-326.
- Chemineau P, Malpoux B, Pelletier J, Leboeuf B, Delgadillo J.A, Deletang F, Pobel T, Brice G, 1996.** « Emploi des implants de mélatonine et des traitements photopériodiques pour maîtriser la reproduction saisonnière chez les ovins et les caprins ». *INRA Prod. Anim.*, 9 (1), 45-60.
- Chemineau P, Malpoux B, Pelletier J, Leboeuf B, Delgadillo J.A, Deletang F, Pobel T, Brice G, 1996.** « Emploi des implants de mélatonine et des traitements photopériodiques pour maîtriser la reproduction saisonnière chez les ovins et les caprins ». *INRA Prod. Anim.*, 9 (1), 45-60.
- Corteel J.M, 1977.** « Symposium on management of reproduction in sheep and goat ». Madison (Wisc., USA). July 24-25, pp. 41-57.
- Corteel J.M, 1981.** « Collection, processing and artificial insemination of goat semen » dans « Goat production » de Gall C., Academic press.
- Counis, R., Combarous, Y., Chabot, V., Taragnat, C., 2001.** Régulation de la synthèse et de la libération des gonadotropines hypophysaires. In Thibault, C., Levasseur, M-C. (ed), la reproduction chez les mammifères et l'Homme, 65-84pp. Coédition INRA-Ellipses.
- Dacheux, F., Dacheux, J-L., 2001.** L'épididyme et les glandes annexes. In Thibault, C., Levasseur, M-C. (ed), la reproduction chez les mammifères et l'Homme, 290-315pp. Coédition INRA-Ellipses
- Dadoune J-P., 1998.** « Histology ». Médecine-Science. Flammarion. P462

- Delgadillo J.A, Canedo G.A, Chemineau P, Guillome D, Malpaux B, 1999.** « Evidence for an annual reproductive rhythm independent of food availability in male creole goats in subtropical northern Mexico » *Theriogenology* 52: 727-737.
- Delgadillo J.A, Cortez M.E, Duarte G, Chemineau P, Malpaux B, 2004.** « Evidence that the photoperiod controls the annual changes in testosterone secretion, testicular and body weight in subtropical male goat » *Reprod. Nutr. Dev.* 44, 183-193.
- Delgadillo J.A, Leboeuf B, Chemineau P, 1992.** « Abolition of seasonal variations in semen quality and maintenance of sperm fertilizing ability by short photoperiodic cycle in he-goat ». *Small Ruminant Research*, 9, 47-59.
- Delgadillo, J.A., De Santiago-Miramontes, M.A., Carrillo, E., 2007.** Season of birth modifies puberty in female and male goats raised under subtropical conditions. *Animal :an international journal of animal bioscience* 1, 858–864.
- Derashri et al.** Reproduction in bucks, spermatogenesis, duration of somniferous epithelium cycle and germ cells degeneration. Pre-Conference Proceedings, Abstract of Contributory Paper. Suinter. Conf. on Goats, New-Delhi, Mars 1992, volI : p263.
- Dérivaux F, Ectors J, 1986.** « Reproduction chez les animaux domestiques ». 3^{ème} édition cabay louvain-la-neuve, Belgique.
- Derivaux J. Ectors F.** Reproduction chez les animaux domestiques Louvain-la-Neuve
- Douet, D-G.N., (2000).** Congélation de sperme de mammifères, application aux
- Drion P-V, Beckers J.F, Ectors F, 1993.** « Physiologie de la reproduction ». Université de Liège, Faculté de médecine vétérinaire.
- Elsharif, E.A. (2003).** Effect of season on sexual behaviour, semen quality and fertility of Nubian, Saanen and crossbred bucks in Sudan. Ph.D. Thesis, University of Khartoum.
- Elsharif, E.A. and Makawi, S.A. (2004).** Effect of season on the freezability of semen in Nubian, Saanen and cross-bred bucks. *Sud. J. Vet. Sci. Anim. Husb.* Vol. 43 (1&2): 72-73.
- Elsharif, E.A. and Makawi, S.A. (2005).** The influence of season on sexual behaviour and semen quality of Nubian bucks in Sudan. *Sud. J. Vet. Sci. Anim. Husb.* Vol. 44(1&2) 83-102.

-Freshman J.L. (2002) .Semen collection and evaluation. Clin. Tech. Small. Anim. Pract.
Vol. 17, n° 3, p 104-107.

-Gaulliard Laure (2008) .La congélation de la semence de chat domestique : étude bibliographique et expérimentale. Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine, Créteil.
156p.

-Genovese, P ., Nunez, ME ., Pombo, C ., Bielli, A., (2010).Undernutrition During Foetal and Post-Natal Life Affects Testicular Structure and Reduces the Number of Sertoli Cells in the Adult Rat.Reproduction in Domestic Animals, 45, 2, 233-236.

-George G., 1996. «Cours d'histologie». Cours du PCEM.

-Hahn, J., Foote, R. H., Seidel, G. E, Jr., (1969).Testicular growth and related sperm output in dairy bulls.J. Anim. Sci. 29, 41-47.

-Hammoudi, S. M.1*, Aït-Amrane, A.1, Belhamiti, T. B.1 Khiati, B.1 Niar, A.1 and Guetarni D.2 Seasonal variations of sexual activity of local bucks in western Algeria
1Department of Veterinary Sciences, Faculty of Agronomic and Veterinary Sciences, Ibn Khaldoun University of Tiaret, Algeria. 2Department of Biology, Faculty of Agronomic, Veterinary and Biology Sciences, Saad Dahlab University of Blida Algeria. Accepted 1 October, 2009

-Hanzen C 2006. «Propédeutique de l'appareil reproducteur mâle et examen du sperme des ruminants, équidés et porc». Cours de reproduction, université de Liège, Belgique.

-Hanzen Prof. Ch. 2009 La propédeutique de l'appareil reproducteur et l'examen du sperme des ruminants.

Harouna A., 1987.Etude de quelques caractéristiques morphologiques du sperme de bélier Peul bicolore du Niger. Rapport de stage.- Niamey, Faculté d'agronomie - Université Abdou Moumouni.-15 p.

-Johnston S.D., Root Kustritz M.V. et Olson P.N.S. 2001.Canine and Feline Theriogenology.Saunders Company. 592p.

-Laubser P.P, Van Niekerk C.H, Botha L.J.J, 1982. « Seasonal changes in sexual activity - and sperm quality in the Angora ram. 1. Libido and male hormone concentration ». S. Afr. J. Anim. Sci., 13, 131-133.

-Memon, M.A., Mickelsen, W.D., Goyal, H., 2006. Chapitre 65 - Examination of the reproductive tract and évaluation of potentiel breeding soundness in buck, in: Current Therapy in Large Animal Theriogenology Vol. 2. Saunders.

- Meyer, C., Faye, B., Karembe, H., Poivey, J-P., Mohammedi, D., et al., 2004.** Guide de l'élevage du mouton méditerranéen et tropical. Cirad-emvt. Ceva Santé Animale. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alger. 154P
- Mickelsen W. Memon MA.** Infertility and diseases of the reproductive organs of bucks. In : Youngquist R. Current Therapy in Large Animal Theriogenology Philadelphia Ed. WB. Saunders Company 1997: 489-493.
- Nicolino , M., Forest, M.G., 2001.** La puberté. In Thibault, C., Levasseur, M-C. (ed), la reproduction chez les mammifères et l'Homme, 655-679pp. Coédition INRA-Ellipse
- Ortavant R, 1977.** « Photoperiodic regulation of reproduction in the sheep » In: Management of reproduction in sheep and goat. Symposium, Madison, 24-25 July, 58-71
- Peana Martinez A.I. 2004** Canine fresh and cryopreserved semen evaluation. *Anim.Reprod. Sci.* Vol. 82-83, p. 209-224
- PONTHIER J., VAN DEN BERGHE F., PARRILLA-HERNANDEZ S., HANZEN C. et DELEUZE S. (2014).** Congélation du sperme dans l'espèce équine: état des lieux et perspectives.
- Rassu, S. P. G., Enne, G., Ligios, S., Molle, Giovanni., (2004).** Nutrition and Reproduction. In Pulina, G., Bencini, R., (ed) Dairy Sheep Nutrition, 109-128pp. CABI Publishing
- Reece W.O. 1997** Male Reproduction. In : *Physiology of Domestic Animals*. 2nde édition. Williams and Wilkins. 370p.
- Rege, J. E., Toe, F., Mukasa-Mugerwa, E., Tembely, S., Anindo, D., Baker, R.L., Lahlou-Kassi, A., (2000).** Reproductive characteristics of Ethiopian highland sheep. II. Genetic parameters of semen characteristics and their relationships with testicular measurements in ram lambs. *Small Rumin. Res.* volume 37, 173-187pp
- Rigal F.B.G. 2008.** Comparaison de la qualité de la semence de taureaux collectés à l'électro-éjaculateur ou au vagin artificiel. Thèse de doctorat vétérinaire, Université Paul Sabatier, Toulouse, 99p.
- Rota J., Martinez E., Sanchez-Valverde M.A., RuiZ S. and Vazquez J.M., 1992.** Seasonal variations of semen quality in male goats: study of sperm abnormalities. *Theriogenology* 38:115-125.
- Rouger Y, 1974.** « Etude des interactions de l'environnement et des hormones sexuelles dans la régulation du comportement sexuel de bovidae ». Thèse de doctorat science Naturelle, Université de Rennes, 197p.

- Salamon S, 1976.** « Artificial insemination in sheep » Animal husbandary department university of Sydney, 139p.
- Salhab,S. A., Zarkawi, M., Wardeh, M. F., Al-masri, M. R., Kassem R., (2003).**Characterization and evaluation of semen in growing Awassi ram lambs.Trop. Anim. Health Prod. 35, 455-463
- SCHÄFER-SOMI S. et AURICH C. (2007)** .Use of a new computer-assisted sperm analyzer for the assessment of motility and viability of dog spermatozoa and evaluation of four different semen extenders for predilution. *Anim. Reprod. Sci.* Vol. 102, n° 1-2, pp. 1-13.
- Sekoni, V.O. and Gustafsson, B.K.** Seasonal variations in the incidence of sperm morphological abnormalities in dairy bulls regularly used for artificial insemination. *Br. Vet. J.*, m:312-317 (1987).
- Shoenian S, 2005.** «Reproduction in the ram». Prolongation de coopérative du Maryland. Université de maryland.
- Snowder, G. D., Stellflug, J. N., VanVleck, L. D., (2002).**Heritability and repeatability of sexual performance scores of rams.*J. Anim. Sci.* 80, 1508-1511.
- Thibault C, 1975.** «La fécondation». 1 vol. Masson (1995). 20.
- Thibault C, Levasseur M-C, 2001.** « La reproduction chez les mammifères et l’homme ». INRA, Editions Ellipses.
- Thibault C., 1993.**«La reproduction des vertébrés».
- THRIJSSELAERE T., VAN SOOM A., TANGHE S., CORYN M., MAES D. et DE KRUIF A. (2005)** .New techniques for the assessment of canine semen quality: A review. *Theriogenology*. Vol. 64, n° 3, pp. 706-719. èse de doctorat vétérinaire, Université Paul Sabatier, Toulouse, 99p.
- ZAMBELLI D. et CUNTO M. (2006)** .Semen collection in cats: Techniques and analysis.*Theriogenology*. Vol. 66, n° 2, pp. 159-165.
- Zamiri M.J., A.H. Heidari, 2006.** Reproductive characteristics of Rayini male goats of Kerman province in Iran. *Animal Reproduction Science* 96, 176–185.

RESUME

RESUME

Notre étude a pour objectif d'étudier les variations des anomalies spermatiques des boucs de race ARBIA, l'expérience s'est déroulée à l'institut des sciences vétérinaires de Tiaret du Juin 2016 au Mai 2017 sur un effectif de 03 boucs et une chèvre. La semence des boucs est récoltée à l'aide d'un vagin artificiel trois fois par semaine (Samedi, Lundi et Mercredi). Quand celui-ci est préparé, les mâles sont conduits un par un vers la salle de récolte et mis en présence d'une femelle oestrogénisée et attachée. Le tube de récolte est, immédiatement, mis dans un bain marie préalablement chauffé à 37°C et transporté vers le laboratoire pour effectuer un spermocytogramme puis préparation des lames par une coloration d'éosine-nigrosine et observation au microscope optique.

On a constaté que les anomalies spermatiques varient au cours de l'année en atteignant sa moyenne mensuelle maximale en Juin ($36\pm 16,97\%$) et une moyenne minimale en Aout ($2,75\pm 1,65\%$). L'automne est marqué par une diminution des anomalies spermatique avec une moyenne saisonnière de ($11,08\pm 10,20\%$), Elle augmente en hiver ($15,97\pm 9,17\%$) jusqu'à atteindre le maximum au printemps ($25,18\pm 14,92\%$), puis elle diminue en été et atteint une moyenne saisonnière de ($10,35\pm 13,49\%$). En conclusion la race caprine locale manifeste une saisonnalité des anomalies spermatiques avec un taux élevé en hivers et printemps et diminué en été et automne.

Mots clé : anomalie spermatique, bouc, race locale, saisonnalité.

ABSTARCT

Our study aims at studying the variations of abnormal spermatozoa in local breed bucks on one hand. This experiment was carried on a total of 03 bucks and 01 female goats at the Veterinary Institute of Tiaret from JUN 2016 till july 2017. The semen was collected three times a week with the aid of an artificial vagina (Saturday, Monday and Wednesday). When the artificial vagina was prepared, the bucks were introduced one by one to the collection room to be in contact with an oestrogenised and tied female goat. The tube of harvest was put in a bath heated at 37°C and transported to the laboratory to perform a spermocytogram then preparation of slides of eosin-negrosin and observation by optical microscope.

The seasonal of abnormal spermatozoa varied also from one season to another. The seasonal abnormal spermatozoa mean was the highest during autumn and the lowest during spring. It was $15,97\pm 9,17\%$, $15,97\pm 9,17\%$, $25,18\pm 14,92\%$, $10,35\pm 13,49\%$, in Autumn, Winter, Spring and Summer respectively. In conclusion, Arabia bucks of Algeria displayed a clear seasonality of abnormal spermatozoa with very and high levels in winter and spring and low high levels in summer and autumn.

Key words: Arabia bucks, abnormal spermatozoa, season.

ملخص

يتمثل الهدف من تجربتنا في دراسة تغيرات المورفولوجي لنطاف السلالة المحلية جرت التجربة في معهد العلوم البيطرية بمدينة تيارت ابتداء من 01 جوان 2016 إلى غاية 01 ماي 2017 كان عدد الحيوانات التي أجريت عليها الدراسة يتكون من ثلاث أتياس و عنزة كل في إسبطل تتم مرء في الأسبوع بعد عملية تحضير المهبل الاصطناعي، يؤخذ التيس إلى غرفة خاصة أين توجد =عملية استئصال المنى بواسطة مهبل اصطناعي أنثاء محقونة بالأس تروجين تؤخذ العينات إلى المخبر في درجة حرارة 37 معاينة النطاف و تحضير الشفرات باستعمال ملون ابوزين نيكغوزين أظهرت النتائج المحصلة عليها أن المعدل الشهري لإنتاج التغيرات المورفولوجية للنطاف خلال السنة، حيث يسجل أعلى معدل شهري في