

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

**UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET
INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES
DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE**

**PROJET DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE
DOCTEUR VETERINAIRE**

SOUS LE THEME

**LA REPRODUCTION CHEZ LE BOUC DE RACE
ARBIADANS LA REGION DE TIARET**

«ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE»

PRESENTE PAR:

**Melle. BOURDIM FATIMA
Melle. DABOUZ FATMA**

ENCADRE PAR:

DR.BELHAMITI TAHAR Belkacem



**ANNEE
UNIVERSITAIRE
2015-2016**



Remerciement

Je remercie Allah de m'avoir donné le courage, la patience et par-dessus de tout la sante de mener à réaliser ce modeste travail.

Bien sûr je tiens avant tout à remercier mon encadreur " Dr. BELHAMITI TAHARBELKACEM", pour leur disponibilité, leur encouragement, leur conseil.

Nos plus beaux remerciements s'adressent A mon guide, mon soutient

:

Dr BEN ALLO BOABDALLAH ET .Dr BOUCIF AHMAD

Dr RAHAL FADHILA ;Dr Ait AMRAN AMAR ; Dr SLLES MOHAMED

Mes remerciements vont également vers tous ceux qui m'ont permis de mener à bien mon travail: les enseignants de l'institut vétérinaire de Tiaret, les collègues de l'institut vétérinaire surtout le groupe 05 et 06 et mes amies notamment (Noura, Malika, Fadhila, Nadia).

En fin, j'exprime toute ma reconnaissance envers mes proches, qui ont eu la tâche ardue de me supporter pendant ces toute années parfois entrecoupées de moments difficiles ! Mes parents, pour leur soutien logistique et moral continu, je leur suis infiniment redevable. Ma famille: pour leur aide inestimable.



Fatima & Fatma



Dédicace

Tout d'abord on prie dieu de m'avoir donné la force et le Courage de terminer mon étude.



Je dédie ce mémoire à :

Mes parents :

Ma mère, qui a oeuvré pour ma réussite, de par son amour, son soutien, tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils, pour toute son assistance et sa présence dans ma vie, reçois à travers ce travail aussi modeste soit-il, l'expression de mes sentiments et de mon éternelle gratitude.

Mon père, qui peut être fier et trouver ici le résultat de longues années de sacrifices et de privations pour m'aider à avancer dans la vie. Puisse Dieu faire en sorte que ce travail porte son fruit ; Merci pour les valeurs nobles, l'éducation et le soutien permanent venu de toi.

Mes frères ABDERRAHMANE ; ABDELHADI et NASRO et mes sœurs MEBARKA ; SALMA ; MALIKA et HADJER qui n'ont cessé d'être pour moi des exemples de persévérance, de courage et de générosité.

Mes professeurs de l'institut qui doivent voir dans ce travail la fierté d'un savoir bien acquis.

*Mes amies : NOURA ; MEBARKA ; IMENE
KARIMA ; FADILA ; WAHIBA ; YAMINA ; FATMA ; NASIRA ;
RACHIDA ; TOUNES ; NAJETE, RABIAA ; RAHMA ; MALIKA .*

*Les enfants de ma grande famille : SIFO ; KARIM ; HANIN ;
AFNANE ; ALLA ; KOUTER ; HOUDA, ; HIBA ; SOFIANE ;*

A tous les internes de résidents du karman1 et 3-tiaret

A la personne qui je le remercie pour son amour et son courage : H .IB

Beaucoup de mots et quelques lignes reflètent mon amour et de gratitude pour tous les amis qui ne les ont pas écrits et à tous ceux qui m'a aidé de près ou de loin

Bourdim Fatima





Dédicace



Je remercie "Allah" le tout puissant qui ma donné la force et la patience.

Il m'est agréable de dédier ce modeste travail :

A mon maître, mon livre dans la grande école dans la vie...toi ; ma Mère.

Au grand cœur rempli d'amour, de tendresse et de pardon...toi; mon Père.

Nos plus beaux remerciements s'adressent Amon guide, mon soutient :

Dr. BOUCIF Ahmad; Dr RAHAL Fadhila

Dr. BENALLO Bouabdallah ;Dr HAMOUDI SI Mohamad et toute l'équipe d'enseignants



A mes plus chers proches :

Mes frères Karim &nacer& sefian et sœurs et leur famille.

A toute la famille DABOUZ.



Tous mes amis.

Toute l'équipe de département d'institué vétérinaire.

Toute la promotion Dr vétérinaire. , je leur souhaite beaucoup de courage, de réussite et brillant avenir.



Fatma



TABLE DES MATIERES

Remerciements	
Dédicaces	
Table des matières	
Liste des figures, tableaux et photos	
Introduction.....	01

CHAPITRE I :

La physiologie de reproduction

I. Anatomie de l'appareil génital du bouc	02
1. Le testicule	02
2. Les voies spermatiques	04
2.1. Epididyme	04
2.2. Le canal déférent	05
2.3. L'urètre	05
2.4. Le pénis	06
3. Les glandes annexes	07
3.1. Les vésicules séminales	07
3.2. La prostate.....	07
3-3- Les Glandes bulbo-urétrales.....	07
3-4- La glande prépuçiale	07
II. La puberté et la spermatogénèse.....	08
1. La puberté	08
2. La spermatogénèse	09
1. Les étapes de spermatogénèse.....	10
1.1. Spermatogénèse	10
1.2. Méiose.....	10
1.3. Spermiogénèse.....	11
2. Caractéristiques physiologiques de spermatozoïde	12
3- Formation du sperme.....	14

CHAPITRE 2 :

Aspects spécifiques de la reproduction

1. comportement sexuel	16
1.1. Définition	16
1-2- les phases de comportement sexuel	16
2. Régulation hormonale de la fonction sexuelle	18
2.1. Mécanisme de régulation	18
2-2-Le mécanisme de la mélatonine sur la sécrétion des hormones de reproduction	18
3. Facteurs influençant le comportement sexuel	23
3.1. Sécrétions hormonales	23
3.2. Environnement social	24
3.3. Saisonnalité	25

CHAPITRE3 :

Examen de la semence

1 Caractéristiques physico-chimiques et morphologiques du sperme.....	27
1.1.Aspect quantitatif du sperme.....	27
1.2. Aspect physique du sperme.....	30
1.2.1. Aspect, consistance et couleur du sperme.....	30
1.2.2. Odeur du sperme.....	30
1.2.3. Viscosité et pH du sperme	30
1.3. Aspect qualitatif du sperme.....	31
1.3.1 .Mobilité.....	31
1.3.1.1Mobilité d'ensemble	31
1.3.1.2Mobilité individuelle.....	32
1.4. Etude de la morphologie spermatique	32
2. Pourcentage des anomalies et des morts.....	34
3. La détermination des formes anormales et pathologiques.	35
4. Examen bactériovirologique	35
5. Examens complémentaires.....	36

CHAPITRE 4 :

Les anomalies de sperme et de spermatozoïdes

1. Les anomalies spermatiques.....	37
1-1-Anomalies de la tête.....	37
1.1.1. Les lésions en bouton de l'acrosome	38
1.1.2. Tête piriforme ou fuselée	38
1.1.3. Tête détachée	38
1.1.4. Micro et macrocéphalie.....	38
1.1.5. Vacuoles nucléaires	38
1.1.6. Condensation anormale de l'ADN.....	38
1-2-Les anomalies de la Pièce intermédiaire	39
1.2.1.Courbure de l'extrémité	39
1.2.2.Pièce intermédiaire en U ou en arc-en- ciel.	39
1.2.3.Pièce intermédiaire en tire- bouchon	40
1-3-Les anomalies de la Queue.	40
1.3.1.Les Gouttelettes cytoplasmiques	40
1.3.2.Les lésions dites de Dag.....	46
1.3.3.Implantationabaxiale de la queue	41
1.3.4.Queue en moignon.....	41
2- Facteurs de variation de la production de semence.....	43
1- La saison et le photopériodisme.....	43
2- L'âge et le stade physiologique	44
3- L'alimentation, le poids et l'état général	45
4 -L'environnement social et le stress.....	46
5- Les agents toxiques	46
6- Facteurs génétiques	46

RéférencesBibliographique

Annexes

LISTE DES FIGURES, TABLEAUX ET PHOTOS

FIGURES :

Figure 1-1 : Organes reproducteurs du bouc	2
Figure 1.2 : Le testicule et ses enveloppes	3
Figure1-3 : Schéma d'un testicule	4
Figure1-4 : structure de l'épididyme.....	5
Figure1-5 : Appareil uro-génital isolé et étalé du bouc	7
Figure 1-6 : Glandes annexes chez les mâles des mammifères.....	9
Figure1-7 : spermatogenèse.....	11
Figure1-8: Etape de méiose de la spermatogenèse	13
Figure1-9 : structure d'un spermatozoïde.....	14
Figure 1.9 : Ultrastructure du spermatozoïde.....	16
Figure 2-1 : Comportement sexuel du bouc	20
Figure 2-2 : les voies nerveuses de la transmission de la photopériode de l'œil à la glande pinéale chez les mammifères.....	23
Figure 2-3 : Représentation schématique de l'effet de la photopériode et donc de la sécrétion de mélatonine sur l'activité sexuelle	24
Figure 2-4: Régulation hormonale de la fonction de reproduction chez le mâle	25
Figure 2.5 : Schéma illustrant quelques mécanismes neurochimiques importants impliqués dans le contrôle du comportement sexuel mâle	28
Figure3-1: Variations mensuelles du volume de l'éjaculat et de sa teneur en spermatozoïdes chez le bouc de race Alpine (n = 5 boucs âgés de 10 mois au début de l'étude) en France à 45° de latitude nord	32
Figure 4-1: Représentations schématiques des anomalies de la tête selon la classification de David modifiée.....	42
Figure 4-2 : Représentation schématique des anomalies de la pièce intermédiaire selon la classification de David modifiée	44
Figure 4-3 : Représentation schématique des anomalies du flagelle selon la classification de David modifiée.....	45
Figure 4-6 : observation de spermatozoïdes en utilisant un banc Diff-Quick.....	47

TABLEAUX :

Tableau 2-1: Volume et nombre de spz (spermatozoïde) par éjaculat et par espèce	31
Tableau 2-2: pH du sperme chez quelques espèces	34
Tableau 2-3 : Classement du sperme en fonction de l'examen macroscopique	34
Tableau 2-4: Echelle de motilité massale	35
Tableau 4-1: Classification des anomalies du spermatozoïde	48

PHOTOS :

Photo 3-1 : Vagin artificiel	29
Photo3-2: Le vagin artificiel près à l'emploi	29
Photo 3-3: Collecte de semence du bouc qui donne un coup de rein	30
Photo 3-4: Estimation du volume et de l'apparence de l'éjaculat.....	31
Photo3-5: Hématimètre utilisé pour le comptage des spermatozoïdes	32
Photo3-6: Colorants	36
Photo3-7 : Coloration de frottis.....	37

Introduction



Classiquement, l'examen d'un mâle reproducteur peut être réalisé avant son acquisition; l'acheteur évite ainsi de payer pour une non-valeur économique et le vendeur assure sa réputation comme fournisseur d'animaux fertiles; avant la mise à la reproduction de l'animal c'est-à-dire un ou deux mois avant le début de la période de reproduction pour permettre au propriétaire d'apprécier le potentiel reproducteur de son animal ou lui donner le temps de faire l'acquisition d'un autre reproducteur; après l'observation d'une infertilité: Cette dernière situation est la plus fréquente lors de monte naturelle.

Trois facteurs conditionnent la fertilité d'un mâle : sa libido, son état de santé et son sperme. L'évaluation de chacun de ces paramètres conjointement à l'anamnèse revêt une importance essentielle dans la détermination de la fertilité d'un individu ou l'identification d'un problème de fertilité au sein d'un troupeau bovin, ovin, caprin ou porcin. L'examen du mâle a pour but de déterminer sa capacité physique et comportementale à déposer au niveau du tractus génital femelle un sperme viable, irréprochable sur le plan sanitaire et apte à assurer une fécondation.

L'évaluation de la fertilité d'un mâle n'est pas chose aisée car le pouvoir fécondant du sperme dépend d'une multiplicité des facteurs dont bien peu sont appréciables. Cette évaluation comprend 4 aspects : (1) L'anamnèse visera à déterminer l'origine de l'animal, sa fertilité antérieure ainsi que celle de ses ascendants et descendants éventuels. Il faudra également s'enquérir de son âge, de son état de santé actuel et passé, de son de l'animal en action pour évaluer la libido et l'appareil locomoteur et enfin l'examen du sperme. alimentation, du nombre de saillies effectuées, de ses vaccinations ; (2) l'examen de l'animal au repos à savoir l'examen général, l'examen de l'appareil locomoteur et l'examen de l'appareil reproducteur interne et externe, (3) l'examen de sperme (**Hanzen ,2008-2009**) .

CHAPITRE 1 :
Physiologie de la reproduction

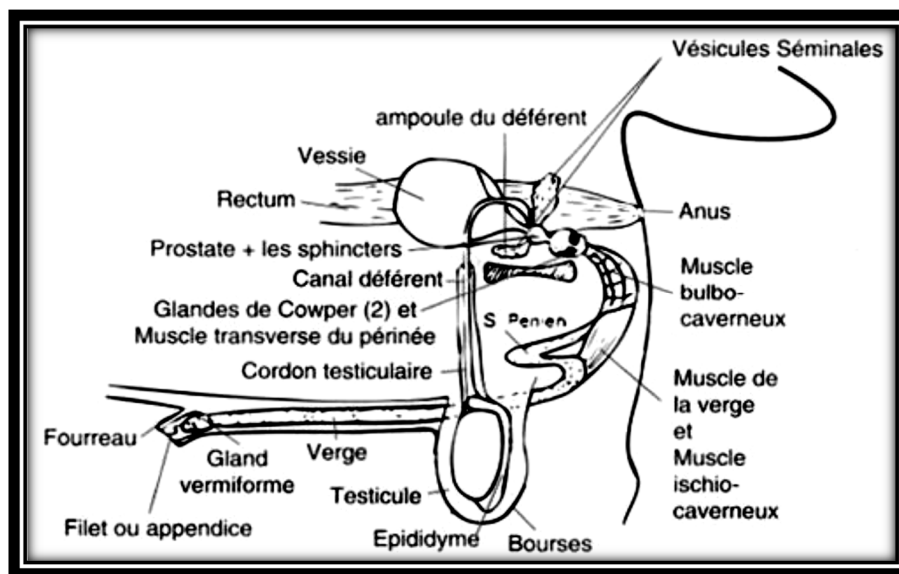
A circular graphic with a soft, glowing border. Inside the circle, a large white lily flower is the central focus, with its petals and stamens clearly visible. To the right of the flower, a small brown and white goat is standing on a patch of green grass. The background within the circle is a blurred mix of green and brown tones, suggesting a natural outdoor setting.

Les fonctions de l'appareil reproducteur mâle sont : (1) la production, la nutrition et le stockage des gamètes mâles (les spermatozoïdes), (2) leur émission et leur dépôt dans les voies génitales femelles, lors de l'accouplement et (3) la synthèse d'hormones sexuelles.

I. Anatomie de l'appareil génital du bouc :

Les organes reproducteurs du bouc comprennent les testicules, les épидидymes, les glandes annexes et les organes d'évacuation (figure 1-1) :

- Les deux gonades ou testicules qui élaborent les gamètes et sécrètent des androgènes,
- Les voies spermatiques qui assurent la maturation des spermatozoïdes et leur acheminement dans les voies génitales femelles,
- Les glandes annexes qui produisent le liquide séminal nécessaire à la survie des spermatozoïdes par un apport d'éléments nutritifs et leur transport dans un milieu liquide (**Julie GUILLOT , 2002**) .



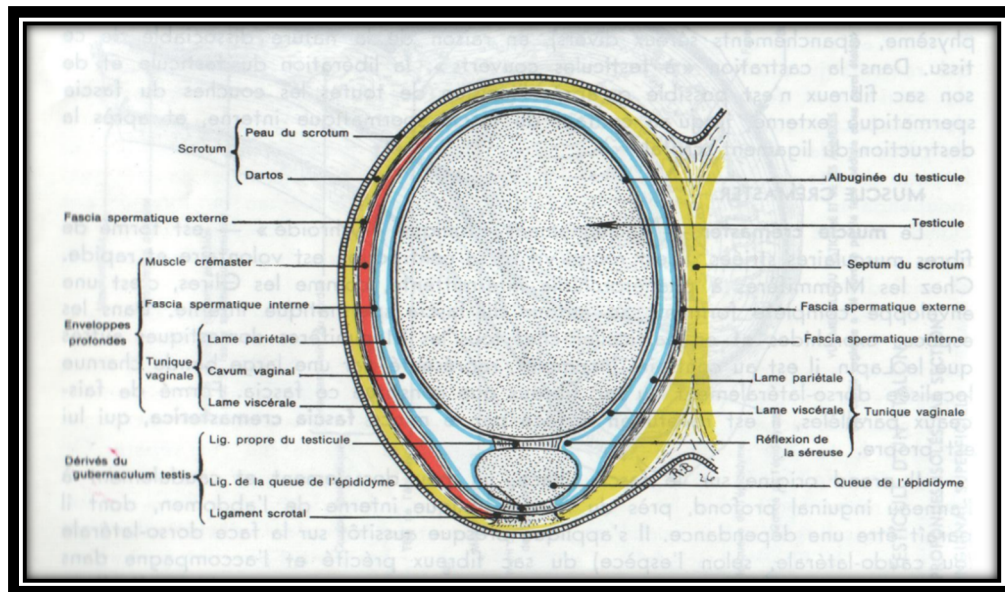
☞ *Figure 1-1* : Organes reproducteurs du bouc (Baril et al., 1993).

1. Le testicule :

Les testicules sont situés en dehors de la cavité abdominale, en position sous-inguinale. Chez les ruminants, les testicules sont dits pendulaires car ils sont de forme ovale et en position verticale. Ainsi, leur température est inférieure de 3 à 5°C à celle du corps, condition nécessaire au déroulement normal de la spermatogenèse [Bonnes et al. 1988]. Chez le bouc adulte, le testicule mesure en moyenne 7.5 à 11.5cm de haut et de 3.8 à 6.8cm de large.

La circonférence scrotale, correspondant à la mesure du diamètre maximal, est de 28 à 30cm [Mickelsen et Memon 1997]. Ces valeurs varient en fonction de la saison sexuelle.

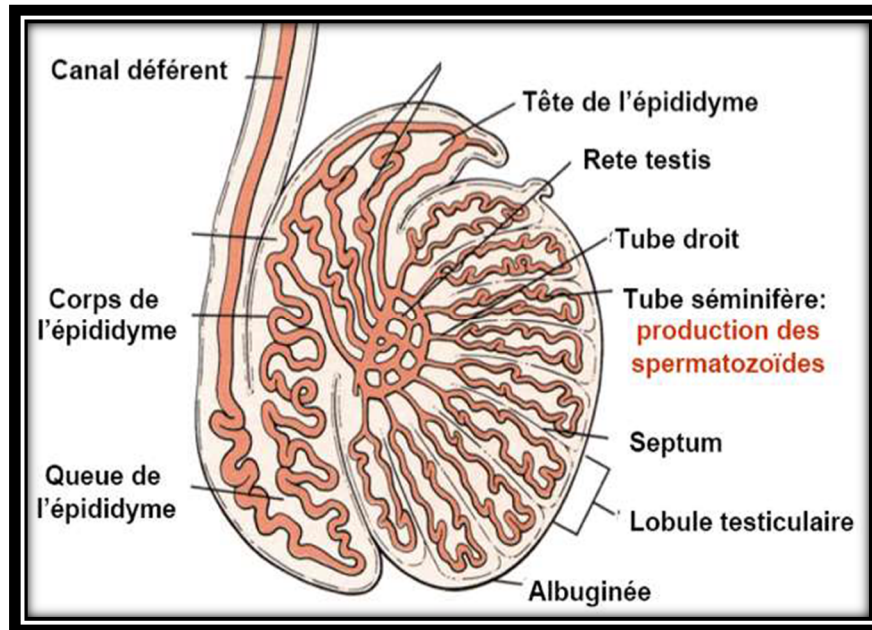
Le testicule est soutenu et protégé par des enveloppes testiculaires assurant, ainsi, la thermorégulation de la glande. On retrouve de l'extérieur vers l'intérieur: le scrotum (peau et muscle dartos), un fascia fibreux, une tunique vaginale et l'albuginée, ainsi qu'un muscle releveur du testicule, le crémaster.



☞ *Figure 1.2* : Le testicule et ses enveloppes (Barone, 1978).

Le testicule est divisé en plusieurs centaines de lobules à l'intérieur desquels les tubes séminifères sont pelotonnés. Ces derniers sont constitués d'une lame basale et d'un épithélium séminal. En coupe, on observe, en périphérie de l'épithélium séminal, les noyaux des cellules de Sertoli dont le cytoplasme soutient et nourrit les cellules germinales.

Les tubes séminifères sont entourés d'un fin tissu conjonctif où se trouvent les capillaires sanguins et lymphatiques, les nerfs ainsi que des amas de cellules de Leydig [Stevens et Lowe 1993].



☞ **Figure1-3** : Schéma d'un testicule.

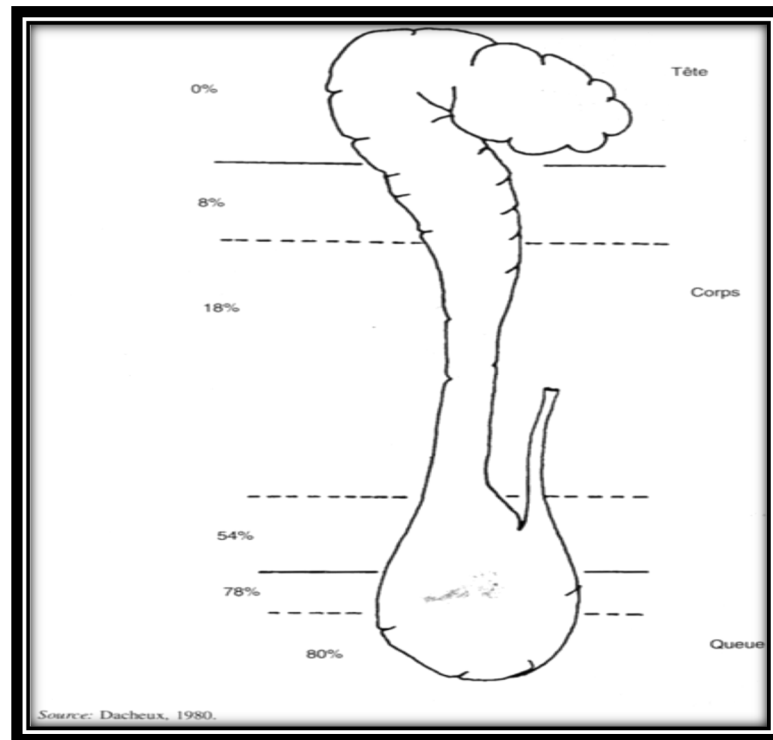
A la sortie d'un lobule, les tubes séminifères contournés deviennent des tubes droits courts qui se réunissent en un réseau de canalicules anastomosés pour former le rete-testis. Ils se poursuivent par les canalicules efférents testiculaires (16 à 19 tubules chez le bouc). Leurs parties extra-testiculaires, pelotonnées sur elles-mêmes, forment des cônes dont l'ensemble constitue la tête de l'épididyme [Hemeida et al. 1978 ; Bonnes et al. 1988].

Le cordon testiculaire relie le testicule à la cavité abdominale, il se constitue du canal déférent pour le transit des spermatozoïdes et du cône vasculaire qui assure la vascularisation et l'innervation du testicule. Le plexus pampiniforme est un réseau d'anastomoses veineuses qui assurent le refroidissement du sang artériel.

2. Les voies spermatiques :

2.1. L'épididyme :

L'épididyme est un organe allongé, solidarisé au testicule contre lequel il s'applique latéralement. C'est un organe composé d'un seul tube pelotonné, où le rete-testis débouche et qui transporte et stocke les spermatozoïdes jusqu'à l'éjaculation. Trois parties successives peuvent être distinguées: la tête, le corps et la queue qui est le lieu de stockage des spermatozoïdes (figure1-4).



☞ *Figure1-4* : structure de l'épididyme (Dacheux ,1980)

2-2- Le canal déférent

Il s'étend de la queue épидидymaire à l'urètre dans lequel il s'ouvre à côté de l'une de ses dépendances: «la glande vésiculaire».

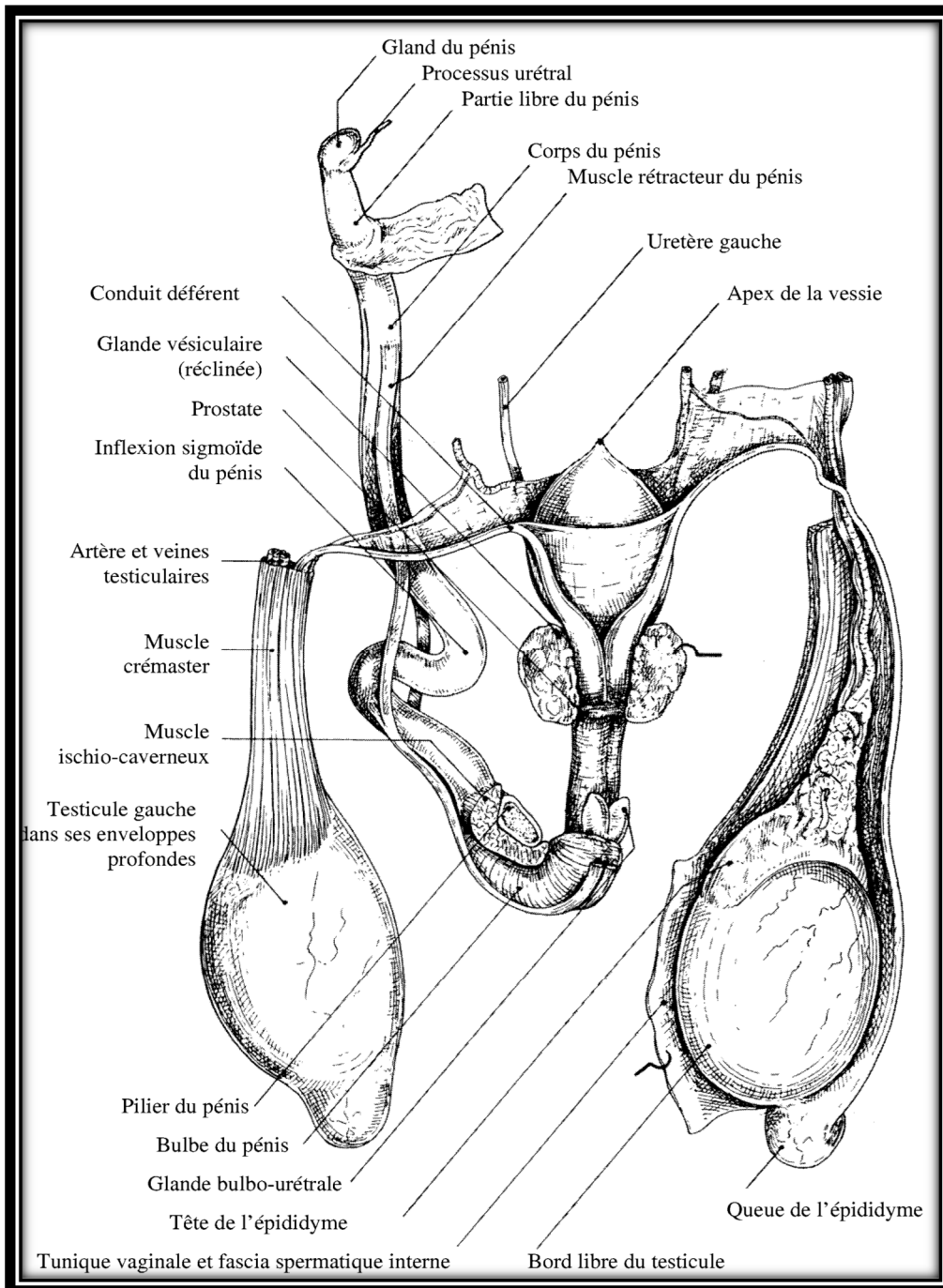
Dans son trajet, il s'engage dans le cordon spermatique en position médiale, puis arrivé en partie abdominale pelvienne, il décrit une courbe à concavité ventro-caudale, sur le côté du détroit cranial du bassin, à ce niveau, il se place en face dorsale de la vessie, se rapproche progressivement avec l'autre conduit déférent formant ainsi une ampoule: «ampoule différentielle» avant de se jeter dans l'urètre.

C'est un tube de quelques centimètres mais, il à une puissante musculature qui va présenter des contractions au moment de l'éjaculation. Ces contractions du canal déférent sont induites par les prostaglandines (**Craplet et Thibier, 1984 ; Barone, 1990**).

2- 3- L'urètre: est un long conduit impair servant à l'excrétion de l'urine et celle du sperme, il est divisé en deux parties anatomiquement distinctes (**Barone, 1990**):

- L'urètre pelvien logé dans le bassin,
- L'urètre extra-pelvien entièrement recouvert par l'albuginé et soutenu par deux cordons fibro- spongieux.

2- 4 - Le pénis: Est l'organe copulateur du mâle (**Vaissaire, 1977**). Il est de type fibro-élastique, mesurant 40 centimètres en moyenne, il porte à son extrémité un appendice vermiforme ; sa structure tissulaire lui permet de s'éjecter au moment de l'accouplement et de déposer la semence dans les voies génitales femelles (**Barone, 1990**). Il est formé par l'urètre pelvien auquel sont annexés des muscles et des formations érectiles (**Bonnes et al, 2005**).



☞ **Figure1-5 :** Appareil uro-génital isolé et étalé du bouc (d'après Chatelain 1987)

3. Les glandes annexes :

Elles sont chargées de l'élaboration du plasma séminal, qui assure la dilution, la nutrition et permet les mouvements des spermatozoïdes (Kolb,). Mélangé aux spermatozoïdes, il constitue le sperme dans l'urètre (**Luquet *et al*; Setchell, 1991 ; Bonnes *et al.*, 2005**).

3-1-Les vésicules séminales:

Les vésicules séminales font suite au canal déférent, situées dorsalement et un peu latéralement à ce dernier, entre la vessie et le rectum (**Barone, 1990**). Elles déversent leurs sécrétions dans l'urètre par l'intermédiaire du conduit éjaculateur (**Kolb; Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005**). Chaque glande vésiculaire est allongée, ovoïde, lobulée et son extrémité crâniale est libre et revêtu par le péritoine, qui descend plus au moins loin sur la partie moyenne de l'organe (**Barone, 1990 ; Getty**).

Leurs sécrétions constituent une grande partie du liquide séminale (60% du volume total du sperme) (**Bonnes *et al.*, 2005**). Il s'agit d'un liquide riche en fructose qui constitue une source d'énergie pour les spermatozoïdes selon White et Wales (1961) et **Bonnes *et al.* (2005)**, en acide citrique et en prostaglandines (**Setchell, 1991 ; Baril *et al.*, 2005**).

3-2-La prostate:

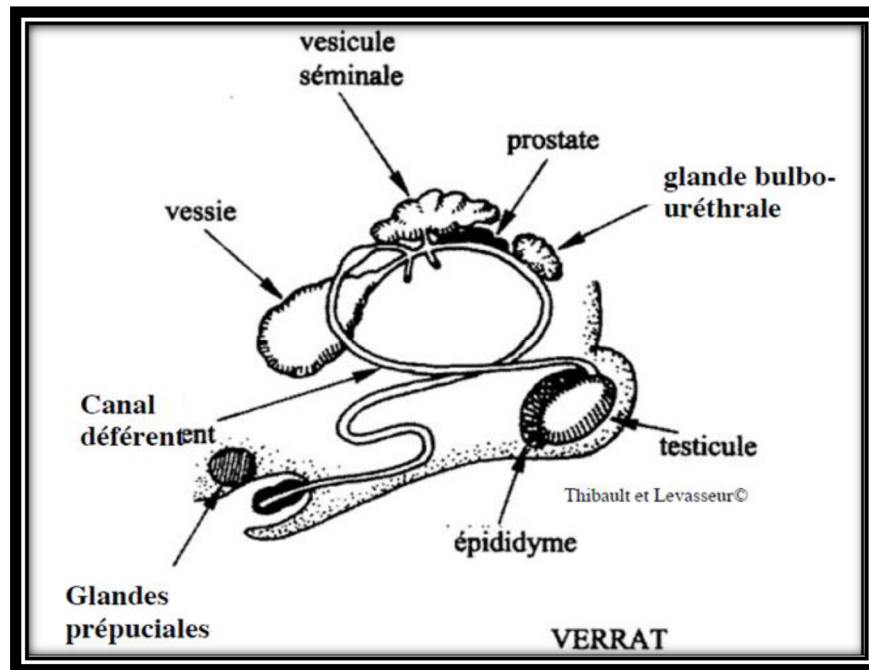
De 3 à 5 centimètres d'épaisseur, elle est située dans la paroi de l'urètre pelvien, il n'y a pas de partie conglomérée (corps) de la prostate, mais la partie disséminée est très développée. Chez le bélier, elle ne s'étend pas à la face ventrale de l'urètre. Le liquide prostatique étant riche en acides aminés, enzymes, fructose et surtout en Zinc (rôle bactéricide), contribue d'une grande part dans la formation du sperme (**Barone, 1990**).

3-3-Les Glandes bulbo-urétrales

Glande paire, appelée glande de Cowper, elle est peu volumineuse chez les petits ruminants, globuleuse, de taille d'une noisette et d'une largeur de 1cm (**Barone, 1990 ; Setchell, 1991**), étendu du revers médial de la tubérosité ischiatique à la face dorsale de la terminaison de l'urètre pelvien (**Barone, 1990**). Elle secrète un liquide clair visqueux à pH alcalin (pH=7,8) servant au nettoyage et à la lubrification de l'urètre juste avant l'éjaculation (**Barone, 1990 ; Noakes *et al.*, 2001**).

3 – 4 - La glande prépucciale_ : (ou glande de Tyson) libère les phéromones.

Le rôle de ces glandes annexes reste, cependant, controversé car leur ablation n'entraîne pas de stérilité. De plus, les spermatozoïdes prélevés au niveau de la queue de l'épididyme sont féconds. Selon **PHILIPPE *et al* (2010)**, les glandes annexes participent à la production des 3/4 du volume de l'éjaculat, les 25% restant étant produit par l'épididyme



☞ *Figure 1-6* : Glandes annexes chez les mâles des mammifères
(BARIL *et al.*, 1993)

II- La puberté et la spermatogénèse :

1. La puberté :

La maturité sexuelle est définie comme la production des premiers éjaculats de bonne qualité. Elle est marquée par l'acquisition du comportement sexuel, l'augmentation des synthèses de testostérone et de LH, le début des sécrétions des glandes annexes, le démarrage de la spermatogénèse et finalement l'émission des premiers éjaculats. Parallèlement à ces modifications, les glandes annexes et les organes liés à la fonction sexuelle augmentent de taille.

Le suivi régulier des concentrations hormonales sur des chevreaux de race Alpine, montre une augmentation lente de la testostéronémie au cours des deux premiers mois de vie, puis une élévation importante corrélée à une augmentation rapide de la taille des testicules et du poids de l'animal, pendant les deux mois suivant. A quatre mois, la testéronémie est équivalente à celle mesurée chez des boucs adultes en saison sexuelle [Corteel 1994]. Parallèlement à ce processus, on assiste à une augmentation des concentrations plasmatiques de LH et de FSH.

Les premiers comportements sexuels du chevreau (flairage de la vulve, coup de patte, chevauchement...) apparaissent à des âges variables en fonction des races: de quelques jours après la naissance (races européennes) à plus d'un an après (race damasquine).

Les premières saillies sont effectives à l'âge de 4-5 mois (races européennes) jusqu'à 15 mois (race damasquine) [Corteel 1994].

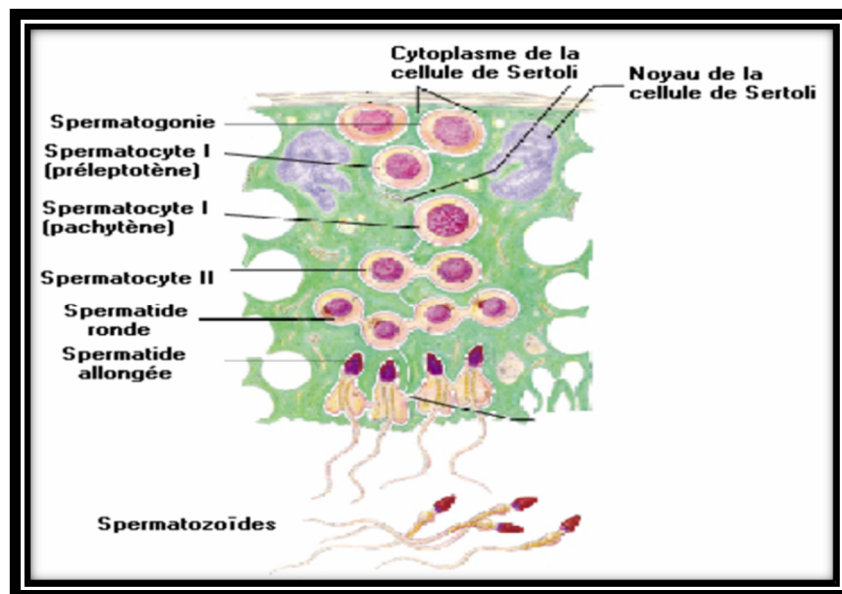
Entre 4 et 6 mois, **Corteel [1994]** a observé une augmentation rapide de la qualité et de la quantité du sperme de chevreaux alpins et poitevins. Cette étape marque le passage de l'état pubertaire (éjaculation des premiers spermatozoïdes) à la maturité sexuelle (production des premiers éjaculats de bonne qualité) permettant l'utilisation des animaux pour la reproduction.

L'âge de la puberté varie en fonction de la saison de mises-bas. Les chevreaux nés au printemps ont une puberté plus précoce que ceux nés en automne, en relation avec la saison sexuelle.

2. La spermatogénèse :

La spermatogénèse est un mécanisme extrêmement complexe qui assure deux fonctions essentielles: la multiplication perpétuelle des spermatogonies souches pour la production de spermatozoïdes, et le renouvellement permanent de ces spermatogonies qui vont constituer le stock de «futurs» spermatozoïdes.

La spermatogénèse s'effectue dans l'épithélium séminal et aboutit à la formation, à partir de cellules germinales somatiques les spermatogonies, des spermatozoïdes.



☞ *Figure1-7* : spermatogénèse (Blancou et al. 2011)

1. Les étapes de la spermatogénèse :

Elle commence dès la vie fœtale avec la migration des cellules souches primordiales (gonocytes) et leur différenciation progressive en spermatogonies. A la puberté, les spermatogonies vont se diviser activement sous contrôle hormonal, et continueront tout au long de la vie de l'individu. On distingue, alors, au sein des tubes séminifères plusieurs phases :

1.1. Spermatogénèse

La spermatogénèse proprement dite est l'étape de prolifération des cellules souches (spermatogonies) par mitose pour conserver un stock constant de cellules, jusqu'à leur différenciation en spermatides. Les spermatogonies sont disposées en périphérie de l'épithélium séminal et entre les cellules de Sertoli avec lesquelles elles ont un contact étroit. Régulièrement, des spermatogonies rentrent en phase de différenciation pour donner des spermatocytes de premier ordre (spermatocytes I).

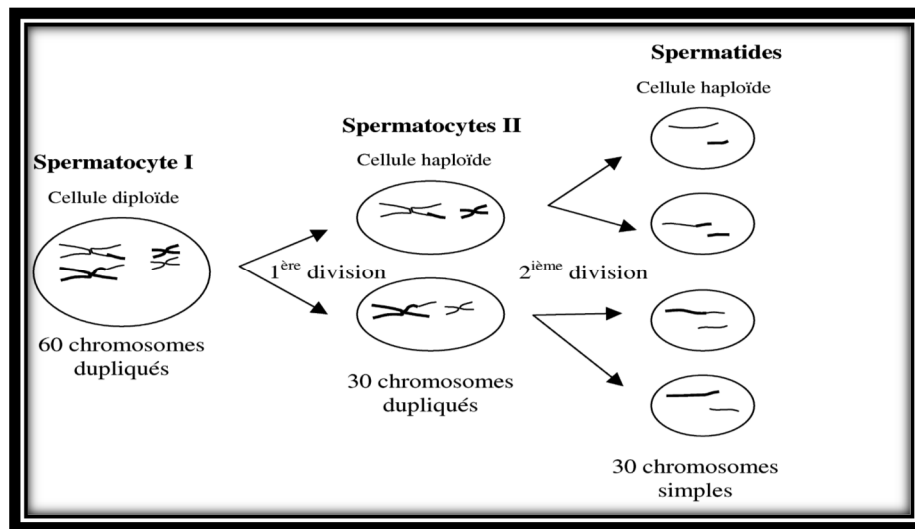
1.2. Méiose

La méiose est le processus durant lequel, il n'y a pas de changement du matériel génétique entre chromosomes homologues et il y'a production de spermatide haploïde (Johnson, 1991).

Au cours de la prophase de la méiose, cinq stades cellulaires successifs : leptotène, zygotène, pachytène, diplotène et diacinèse, apparaissent selon **Johnson (1991) et Noakes *et al.* (2001)**

La prophase est suivie par trois autres stades de division cellulaire : la métaphase, l'anaphase et la télophase (**Johnson, 1991**). La métaphase est caractérisée par l'alignement des paires de chromosomes homologues dupliqués de part et d'autre de la plaque équatoriale. Contrairement à une mitose normale où il y a alignement des chromosomes impairs dupliqués (**Johnson, 1991**). L'anaphase est caractérisée par la séparation des chromatides sœurs (ascension polaire). La télophase est caractérisée par la fin de l'ascension polaire, reconstitution des enveloppes nucléaires et formation de deux cellules filles haploïdes. A la fin de cette phase, les spermatocytes secondaires (II) ainsi formés contiennent la moitié du nombre de chromosomes présents dans les spermatocytes primaires (I), cette diminution du nombre de chromosomes est accompagnée d'une réduction du contenu en ADN qui passe de $4n$ ADN à $2n$ ADN (**Bonnes *et al.*, 2005**). Les spermatocytes II ont des noyaux sphériques avec des grains de chromatine de différentes tailles. Ces cellules restent en interphase que peu de temps (**Johnson, 1991**). Après une première division méiotique, une deuxième division s'installe et résulte de la production de spermatides avec un nombre haploïde de chromosomes

(Noakes *et al.*, 2001). Elle consiste en une prophase suivie d'une métaphase, anaphase et de télophase, d'où en résulte la séparation des chromatides sœurs dans deux cellules filles nettement plus petites : les spermatides, dont la charge en ADN est réduite en moitié (Bonnes *et al.*, 2005). Selon Baril *et al.* (1993), l'efficacité de la transformation des spermatocytes primaires peut être modifiée par des signaux tels que la lumière chez les races saisonnières.



☞ *Figure 1-8*: Etape de méiose de la spermatogénèse

1.3. 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 spermatogénèse 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 spermatogénèse 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).

2. Caractéristiques physiologiques de spermatozoïde :

Le spermatozoïde est le gamète chez les mâles, c'est la seule cellule programmée pour vivre hors de l'organisme (**SOLTNER, 2001**). C'est une cellule hautement spécialisée qui ne grossit plus et ne se divise plus. Découvert au microscope à Delf en 1677 par l'Hollandais Van Leeuwenhoek, il est aujourd'hui étudié jusqu'aux moindres détails au microscope électronique. Sur le plan anatomique il comprend (figure 6) :

- Une tête, essentiellement constituée du noyau à n chromosomes et recouverte d'une coiffe, l'acrosome, riche en enzymes qui facilitent la pénétration de l'ovule ;
- Une pièce intermédiaire, de nature cytoplasmique garnie de mitochondries, petites «centrale énergétique » source de l'extrême mobilité du spermatozoïde;
- Le flagelle, constitué de fibrilles contractiles. L'ondulation du flagelle lui permettra de monter à la rencontre de l'ovule en étonnant parcours d'obstacles.

Le flagelle présente, lui-même, trois parties successives :

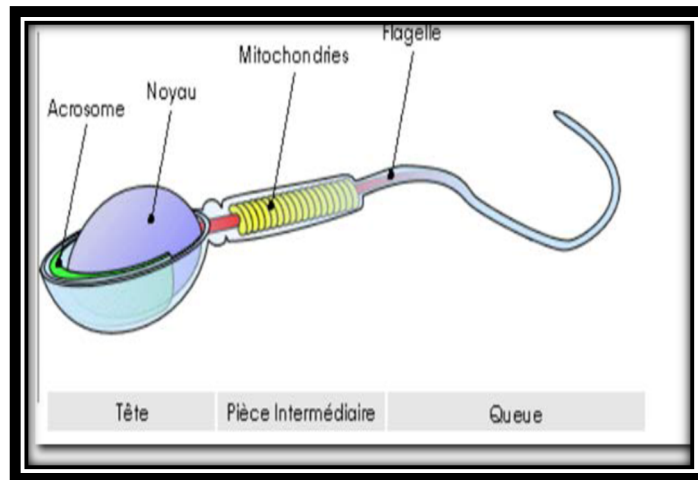
La pièce intermédiaire : Débute au niveau du centriole distal et se termine par un épaissement de la membrane cytoplasmique en partie caudale : c'est l'*annulus*. Elle contient les éléments fibrillaires présents au niveau du col et des mitochondries disposées en gaine spiralée (**Barone, 1978**).

La pièce principale : C'est la partie la plus longue de la queue. A son niveau, la gaine mitochondriale est substituée par une gaine fibreuse.

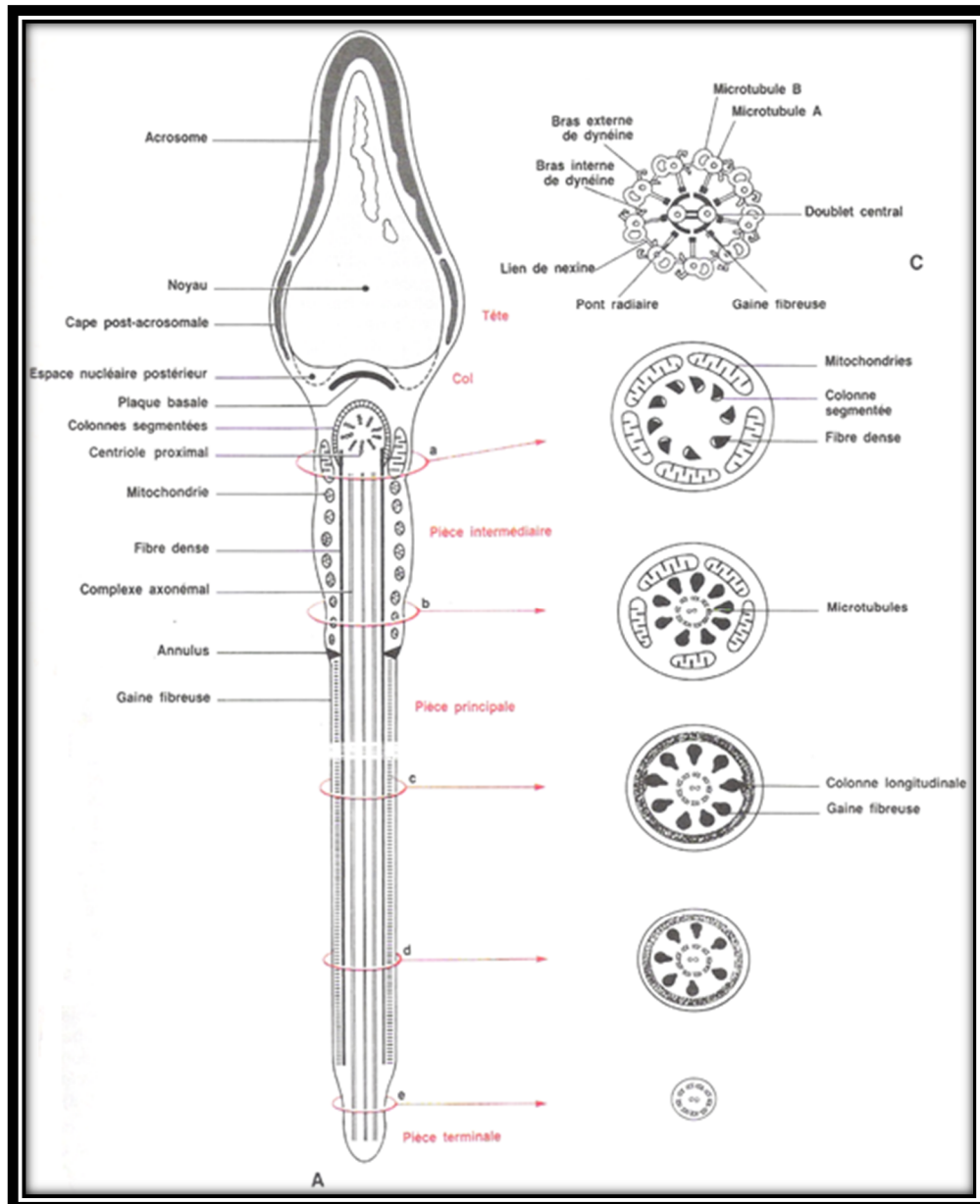
La pièce terminale : Ne contient que le filament axial avec une mince membrane remplaçant la gaine fibreuse (**Barone, 1978**).

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).



☞ *Figure1-9* : Structure d'un spermatozoïde
(MamNoury AMADOU SOULEY .P 36.2013)



☞ *Figure 1-10* : Ultrastructure du spermatozoïde (Dadoune, 1998).

3- Formation du sperme :

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**).

CHAPITRE 4 :

Anomalie de sperme et des spermatozoïdes



1- Le comportement sexuel :

1-1-Définition :

Le comportement sexuel est l'ensemble des activités externes apparentes des organismes, caractéristiques de l'espèce, qui implique chez deux individus indépendants, le mâle et la femelle, la coordination des conduites (comportement) avec les événements physiologiques (production de gamètes) permettant le succès de la reproduction de l'espèce [Thibault C., 1993].

La pauvreté d'information, concernant le comportement sexuel des caprins, est due à la fois à leurs indépendance et familiarisation. Ils sont capables de s'adapter à des conditions d'environnement variées et n'ont pas posé de problèmes majeurs aux éleveurs [Signoret J-P., Balthazart J., 1991].

Le comportement sexuel présente un intérêt évident dans l'amélioration des performances et la gestion des élevages caprins en diminuant la variabilité de la fertilité (40 à 85% après insémination artificielle) ou en contrôlant la période de reproduction.

Les performances d'un élevage dépendent de la reproduction, celle-ci dépend de la volonté et de la capacité des animaux à s'engager dans un comportement sexuel et à se féconder au bon moment [Gordon., I 1997].

1-2- les phases de comportement sexuel :

Peut-être décomposé en trois phases (figure : 2.1)

a- La phase d'attraction : Quelque soit la structure sociale, les partenaires sexuels ne sont pas en contact direct. Une recherche mutuelle est donc préalablement nécessaire à la mise en oeuvre de l'activité sexuelle [Fabre-nys , 2000].

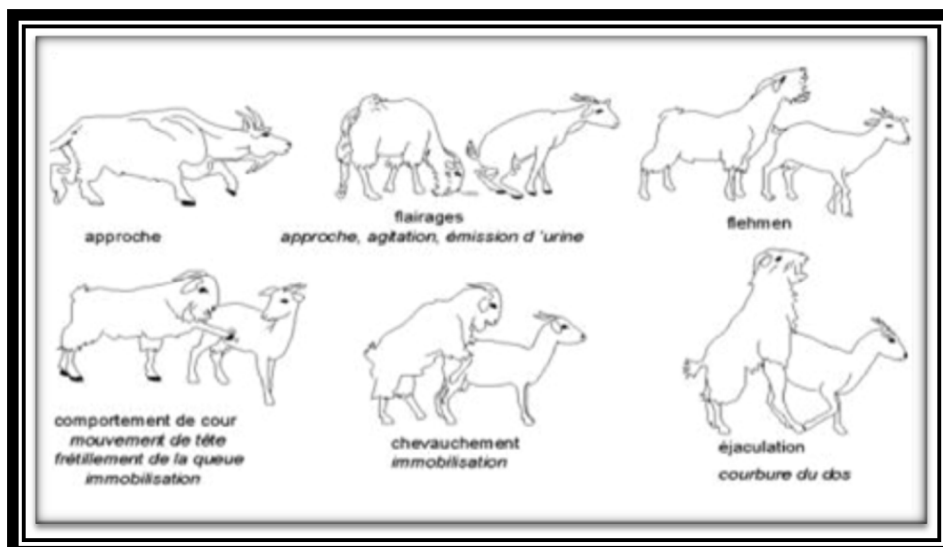
La prise de contact des partenaires repose, soit sur l'émission active ou passive de signaux spécifiques qui rendent la femelle attractive pour le mâle, soit sur une activité de recherche sélective de la femelle à partir de signaux émis par le mâle : conduite désignée sous le nom de proceptivité [Signoret J-P., et al ,1997].

Des modifications anatomiques, des émissions sonores et des postures spécifiques sont des indicateurs de l'état physiologique des partenaires. L'immobilisation posturale de la femelle constitue le signal visuel d'identification de l'état d'oestrus. Elle semble être renforcée par la reconnaissance olfactive, qui joue un rôle déclencheur pour le comportement sexuel, par l'intermédiaire des phéromones : indicateurs chimiques de l'état des partenaires.

b- La phase appétitive: Est marquée par l'adoption d'une posture de la tête allongée dans le prolongement du dos, les oreilles couchées. Lui succède en général une étape d'identification olfactive par flairage de la zone ano-génitale de la femelle qui est suivie, notamment si la

femelle urine, par une mimique particulière, la lèvre supérieure retroussée, appelée "flehmen". Pendant cette phase, les boucs présentent fréquemment un comportement d'auto-marquage olfactif : le mâle se cambre, tourne le mufler vers son pénis et s'asperge la barbe d'urine. Si la femelle accepte ces premières approches, le bouc placé en retrait de la femelle se livre éventuellement à un comportement de cour avec une rotation de la tête vers la femelle, une émission sonore brève et de basse fréquence et un mouvement de la patte antérieure en extension vers la partenaire. Chez les boucs d'élevage comme chez les caprins sauvages, l'importance de cette phase appétitive dépend beaucoup des individus, de leur motivation, du contexte, du moment de la saison de reproduction, de la valeur stimulante de la femelle et de sa réaction.

c-La phase consommatoire : Celle-ci se concrétise par des tentatives d'accouplement après une période de locomotion pendant laquelle le mâle entre en érection puis par un chevauchement avec intromission et éjaculation. Chez le bouc, l'éjaculation suit en général la première intromission. Elle est de courte durée (de l'ordre de la seconde) et est accompagnée d'un coup de rein et d'un mouvement de la tête vers l'arrière avec éventuellement décollerment des membres postérieurs. Après l'éjaculation, le bouc présente souvent une diminution d'activité sexuelle, mais il n'existe pas réellement de phase réfractaire. Si de la nourriture est présente, le mâle va souvent s'adonner à un comportement alimentaire. **ROUGER (1970)** considère ces deux activités comme alternatives : quand l'une augmente, l'autre diminue. Ces périodes typiques du comportement sexuel mâle, peuvent aussi comprendre des actes agressifs lorsqu'il y a compétition entre mâles. Elles peuvent également être modifiées par le mode de conduite tel que la monte en main ou la récolte de la semence au vagin artificiel.



☞ *Figure 2-1* : Comportement sexuel du bouc (BARIL et al, 1993)

2. Régulation hormonale de la fonction sexuelle :

Les principales hormones impliquées dans la régulation de la fonction sexuelle chez le bouc ont plusieurs origines : testiculaire, hypothalamo-hypophysaire et épiphysaire.

La testostérone, synthétisée par les cellules de Leydig, contrôle les caractères sexuels spécifiques du mâle. La spermatogenèse, les sécrétions des glandes annexes et le comportement sexuel sont directement sous son influence. Elle régule également les caractères sexuels secondaires (développement musculaire, odeurs...).

Les cellules de Sertoli produisent l'inhibine et l'ABP qui se lie à la testostérone et la transporte vers l'épididyme. Le rôle de l'ABP n'est pas encore totalement élucidé. La GnRH est produite par l'hypothalamus sous l'action des facteurs environnementaux, en particulier la photopériode. L'épiphyse synthétise et sécrète la mélatonine pendant les périodes d'obscurité. La sécrétion de mélatonine influe sur la libération de LH (stimulée en jours courts et inhibée en jours longs) [Chemineau et Delgadillo 1994].

2.1. Mécanisme de régulation

La GnRH stimule la synthèse et la libération de FSH et de LH par l'hypophyse. Ces dernières agissent au niveau du testicule, la FSH active la spermatogenèse et la production par les cellules de Sertoli, d'inhibine et d'ABP. La LH stimule la synthèse d'androgènes par les cellules de Leydig [Derivaux et Ectors 1985]. L'antéhypophyse, sous le contrôle de l'hypothalamus, produit la prolactine (PRL) qui exerce son action sur les cellules de Leydig en augmentant la synthèse de testostérone, en augmentant le nombre de récepteur à LH et en favorisant la fixation de LH sur ses récepteurs [Dadoune et Demoulin 2001].

2-2-Le mécanisme de la mélatonine sur la sécrétion des hormones de reproduction :

Les variations saisonnières de l'activité sexuelle sont liées à la sécrétion d'une hormone : La mélatonine. L'information photopériodique (éclairage ou obscurité) est captée au niveau de l'œil par la rétine. Elle est ensuite transmise par voie nerveuse jusqu'à la glande pinéale. Celle-ci sécrète la mélatonine qui est le messager permettant au système nerveux central d'interpréter le signal photopériodique.

La mélatonine est sécrétée uniquement la nuit. Au printemps, lorsque les nuits sont courtes, la sécrétion est moindre. Au contraire, en automne, la durée de la nuit augmentant, la sécrétion devient plus importante ce qui stimule la fonction de reproduction.

Les variations de l'activité sexuelle résultent de changements de sécrétion des hormones gonadotropes, LH (hormone lutéinisante) et FSH (hormone folliculo-stimulante) [Chemineau et al, 1998]. La saison influence la fréquence des épisodes de libération de LH (sécrétion pulsatile) qui est la caractéristique la plus importante de la sécrétion de cette

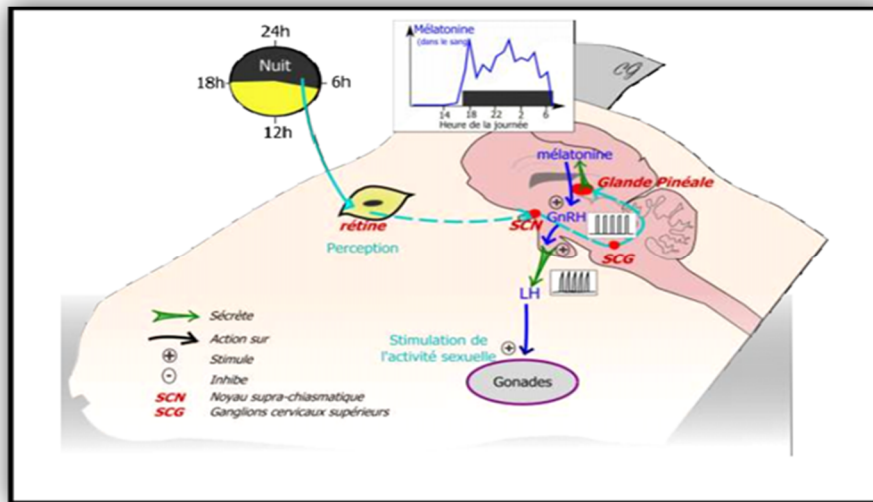
hormone, par deux mécanismes complémentaires : l'un est dépendant des stéroïdes gonadiques, l'autre est indépendant de ceux-ci [**Chemineau et al ; 1990**] (figure 2-2) :

- Un effet indirect de la lumière sur la saisonnalité : un changement de sensibilité au rétrocontrôle négatif de l'œstradiol. Des boucs Cashmere australiens castrés, porteurs d'un implant sous-cutané qui libère une quantité constante d'œstradiol 17 β , manifestent une variation saisonnière de LH parallèle à celle d'animaux entiers, alors que les boucs castrés sans implant d'œstradiol ne montrent aucun changement au cours de l'année [Berbigier, 1988]. Chez la brebis ou le bélier castré, la sécrétion pulsatile de LH est plus faible pendant la saison de repos sexuel que pendant la saison sexuelle (1 vs 2 pulses par heure chez la brebis castrée [**Chemineau et al , 1990**], [**Setchell, Waits , 1964**], [**Ortavant , Loir, 1978**]. Cette différence de sécrétion de LH entre saisons de repos et d'activité sexuels est très fortement accrue en présence d'œstradiol ou de testostérone [**Chemineau et al , 1990**], [Chemineau et al , 1998], [**Smith , 1970**]. Ainsi, chez la brebis ovariectomisée traitée avec un implant d'œstradiol délivrant des taux analogues à ceux observés en milieu de phase folliculaire, on observe 1 pulse toutes les 12 à 24 heures pendant la saison d'anoestrus contre 1 pulse toutes les 30 minutes pendant la saison sexuelle [**Chemineau et al, 1998**]. Par conséquent, les changements de sensibilité à l'œstradiol chez la femelle et à la testostérone chez le mâle sont le principal mécanisme responsable de la saisonnalité de la reproduction. Ces variations de sensibilité à l'œstradiol sont à l'origine d'un modèle expérimental très largement utilisé : la brebis ovariectomisée et traitée avec un implant sous-cutané délivrant une quantité constante d'œstradiol. Les concentrations plasmatiques de LH qui sont mesurées chez cet animal reflètent les modifications de sensibilité à l'œstradiol et sont parfaitement corrélées aux variations d'activité ovulatoire chez la femelle entière [**Chemineau et al , 1998**]. La fréquence des pulses de LH (Hormone Lutéinisante) de l'hypophyse est plus faible au printemps qu'en automne [**Belhinos, 1992**]. L'interruption de la cyclicité ovarienne à la fin de la saison sexuelle résulte de l'inhibition photopériodique de la sécrétion de LH. Les variations saisonnières de la LH sont commandées par des modifications de l'intensité de la rétroaction négative des stéroïdes, particulièrement de l'œstradiol 17 β : l'intensité de la rétroaction négative exercée par l'œstradiol 17 β sur la sécrétion de LH est aussi saisonnière. En effet, la mélatonine module le rétrocontrôle de l'œstradiol : elle le renforce au cours des jours longs. Par conséquent la production de LH est moindre [**Casamitjana , 1998**].

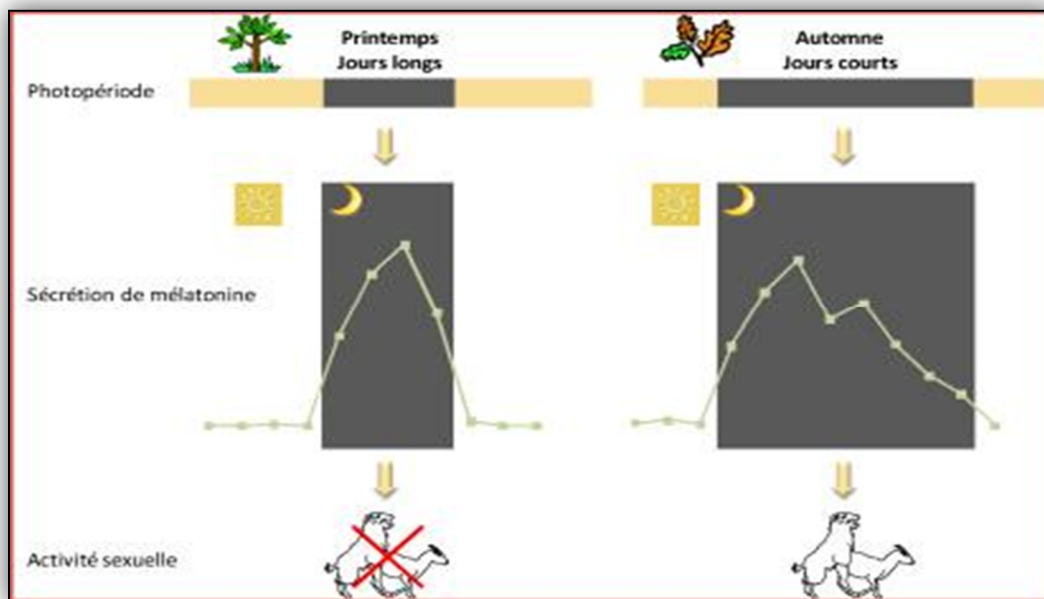
- Un effet direct de la photopériode mis en évidence chez des brebis ovariectomisées. Chez ces animaux, l'intervalle entre les pulses de LH est de 70 minutes en juillet (en anoestrus) et de 40 minutes en novembre (en œstrus) [**Ortavant , Loir, 1978**]. La mélatonine,

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 [Chouguar , 1993].

La photopériode agit donc sur la reproduction en modifiant directement la pulsatilité de LH et en modifiant la sensibilité du système nerveux central au rétrocontrôle négatif de l'œstradiol.



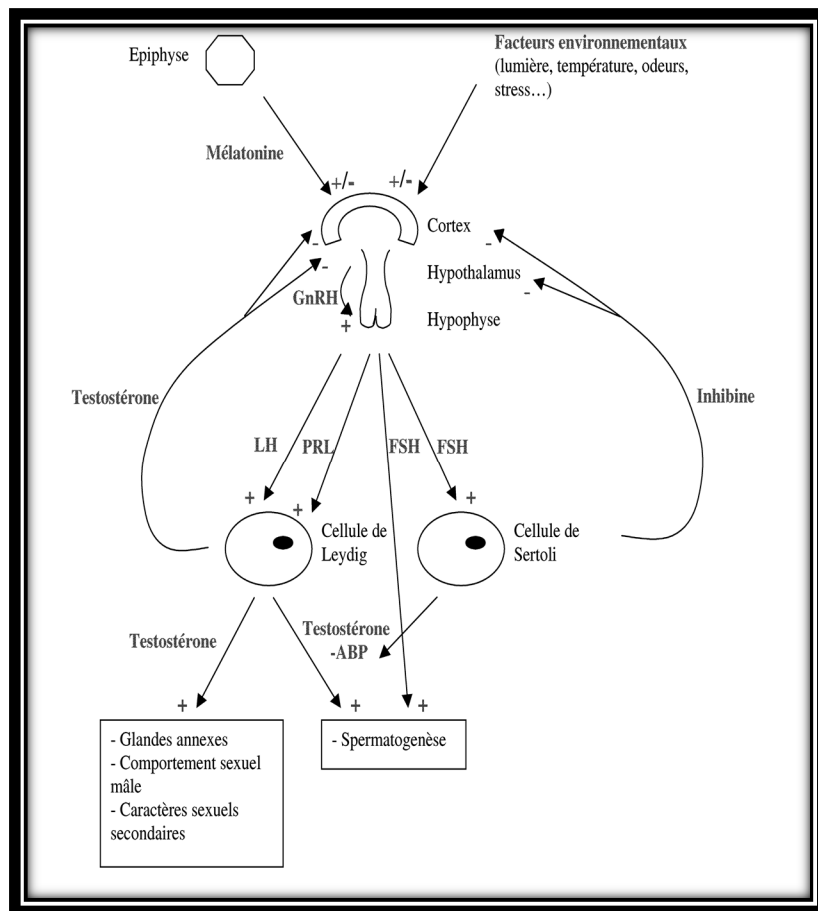
☞ **Figure 2-2** : les voies nerveuses de la transmission de la photopériode de l'œil à la glande pinéale chez les mammifères [Ouali ,1984].



☞ **Figure 2-3** : Représentation schématique de l'effet de la photopériode et donc de la sécrétion de mélatonine sur l'activité sexuelle (Knight, 1977)

De nombreuses autres hormones comme les hormones thyroïdiennes, surrénaliennes, pancréatiques interviennent aussi dans la régulation des fonctions testiculaires directement ou indirectement [Dadoune et Demoulin 2001].

Deux rétrocontrôles négatifs au niveau du cortex et de l'hypothalamus, via la testostérone et l'inhibine régulent la fonction sexuelle [Derivaux et Ectors 1985].



☞ **Figure 2-4:** Régulation hormonale de la fonction de reproduction chez le mâle (Julie GUILLOT , 2002).

1- Le comportement sexuel :

1-1-Définition :

Le comportement sexuel est l'ensemble des activités externes apparentes des organismes, caractéristiques de l'espèce, qui implique chez deux individus indépendants, le mâle et la femelle, la coordination des conduites (comportement) avec les événements physiologiques (production de gamètes) permettant le succès de la reproduction de l'espèce [Thibault C., 1993].

La pauvreté d'information, concernant le comportement sexuel des caprins, est due à la fois à leurs indépendance et familiarisation. Ils sont capables de s'adapter à des conditions d'environnement variées et n'ont pas posé de problèmes majeurs aux éleveurs [Signoret J-P., Balthazart J., 1991].

Le comportement sexuel présente un intérêt évident dans l'amélioration des performances et la gestion des élevages caprins en diminuant la variabilité de la fertilité (40 à 85% après insémination artificielle) ou en contrôlant la période de reproduction.

Les performances d'un élevage dépendent de la reproduction, celle-ci dépend de la volonté et de la capacité des animaux à s'engager dans un comportement sexuel et à se féconder au bon moment [Gordon., I 1997].

1-2- les phases de comportement sexuel :

Peut-être décomposé en trois phases (figure : 2.1)

a- La phase d'attraction : Quelque soit la structure sociale, les partenaires sexuels ne sont pas en contact direct. Une recherche mutuelle est donc préalablement nécessaire à la mise en oeuvre de l'activité sexuelle [Fabre-nys , 2000].

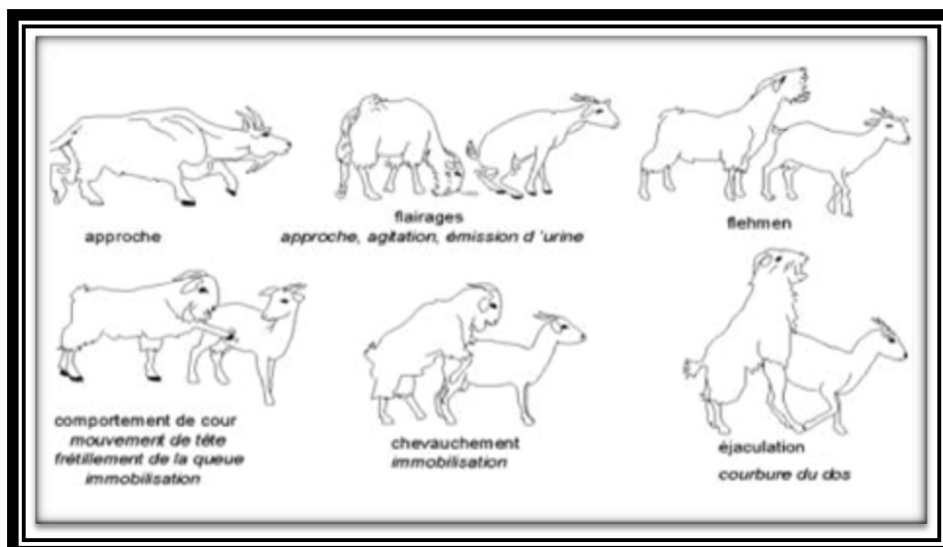
La prise de contact des partenaires repose, soit sur l'émission active ou passive de signaux spécifiques qui rendent la femelle attractive pour le mâle, soit sur une activité de recherche sélective de la femelle à partir de signaux émis par le mâle : conduite désignée sous le nom de proceptivité [Signoret J-P., et al ,1997].

Des modifications anatomiques, des émissions sonores et des postures spécifiques sont des indicateurs de l'état physiologique des partenaires. L'immobilisation posturale de la femelle constitue le signal visuel d'identification de l'état d'oestrus. Elle semble être renforcée par la reconnaissance olfactive, qui joue un rôle déclencheur pour le comportement sexuel, par l'intermédiaire des phéromones : indicateurs chimiques de l'état des partenaires.

b- La phase appétitive: Est marquée par l'adoption d'une posture de la tête allongée dans le prolongement du dos, les oreilles couchées. Lui succède en général une étape d'identification olfactive par flairage de la zone ano-génitale de la femelle qui est suivie, notamment si la

femelle urine, par une mimique particulière, la lèvre supérieure retroussée, appelée "flehmen". Pendant cette phase, les boucs présentent fréquemment un comportement d'auto-marquage olfactif : le mâle se cambre, tourne le mufler vers son pénis et s'asperge la barbe d'urine. Si la femelle accepte ces premières approches, le bouc placé en retrait de la femelle se livre éventuellement à un comportement de cour avec une rotation de la tête vers la femelle, une émission sonore brève et de basse fréquence et un mouvement de la patte antérieure en extension vers la partenaire. Chez les boucs d'élevage comme chez les caprins sauvages, l'importance de cette phase appétitive dépend beaucoup des individus, de leur motivation, du contexte, du moment de la saison de reproduction, de la valeur stimulante de la femelle et de sa réaction.

c-La phase consommatoire : Celle-ci se concrétise par des tentatives d'accouplement après une période de locomotion pendant laquelle le mâle entre en érection puis par un chevauchement avec intromission et éjaculation. Chez le bouc, l'éjaculation suit en général la première intromission. Elle est de courte durée (de l'ordre de la seconde) et est accompagnée d'un coup de rein et d'un mouvement de la tête vers l'arrière avec éventuellement décollerment des membres postérieurs. Après l'éjaculation, le bouc présente souvent une diminution d'activité sexuelle, mais il n'existe pas réellement de phase réfractaire. Si de la nourriture est présente, le mâle va souvent s'adonner à un comportement alimentaire. **ROUGER (1970)** considère ces deux activités comme alternatives : quand l'une augmente, l'autre diminue. Ces périodes typiques du comportement sexuel mâle, peuvent aussi comprendre des actes agressifs lorsqu'il y a compétition entre mâles. Elles peuvent également être modifiées par le mode de conduite tel que la monte en main ou la récolte de la semence au vagin artificiel.



☞ *Figure 2-1* : Comportement sexuel du bouc (BARIL et al, 1993)

2. Régulation hormonale de la fonction sexuelle :

Les principales hormones impliquées dans la régulation de la fonction sexuelle chez le bouc ont plusieurs origines : testiculaire, hypothalamo-hypophysaire et épiphysaire.

La testostérone, synthétisée par les cellules de Leydig, contrôle les caractères sexuels spécifiques du mâle. La spermatogenèse, les sécrétions des glandes annexes et le comportement sexuel sont directement sous son influence. Elle régule également les caractères sexuels secondaires (développement musculaire, odeurs...).

Les cellules de Sertoli produisent l'inhibine et l'ABP qui se lie à la testostérone et la transporte vers l'épididyme. Le rôle de l'ABP n'est pas encore totalement élucidé. La GnRH est produite par l'hypothalamus sous l'action des facteurs environnementaux, en particulier la photopériode. L'épiphyse synthétise et sécrète la mélatonine pendant les périodes d'obscurité. La sécrétion de mélatonine influe sur la libération de LH (stimulée en jours courts et inhibée en jours longs) [Chemineau et Delgadillo 1994].

2.1. Mécanisme de régulation

La GnRH stimule la synthèse et la libération de FSH et de LH par l'hypophyse. Ces dernières agissent au niveau du testicule, la FSH active la spermatogenèse et la production par les cellules de Sertoli, d'inhibine et d'ABP. La LH stimule la synthèse d'androgènes par les cellules de Leydig [Derivaux et Ectors 1985]. L'antéhypophyse, sous le contrôle de l'hypothalamus, produit la prolactine (PRL) qui exerce son action sur les cellules de Leydig en augmentant la synthèse de testostérone, en augmentant le nombre de récepteur à LH et en favorisant la fixation de LH sur ses récepteurs [Dadoune et Demoulin 2001].

2-2-Le mécanisme de la mélatonine sur la sécrétion des hormones de reproduction :

Les variations saisonnières de l'activité sexuelle sont liées à la sécrétion d'une hormone : La mélatonine. L'information photopériodique (éclairage ou obscurité) est captée au niveau de l'œil par la rétine. Elle est ensuite transmise par voie nerveuse jusqu'à la glande pinéale. Celle-ci sécrète la mélatonine qui est le messager permettant au système nerveux central d'interpréter le signal photopériodique.

La mélatonine est sécrétée uniquement la nuit. Au printemps, lorsque les nuits sont courtes, la sécrétion est moindre. Au contraire, en automne, la durée de la nuit augmentant, la sécrétion devient plus importante ce qui stimule la fonction de reproduction.

Les variations de l'activité sexuelle résultent de changements de sécrétion des hormones gonadotropes, LH (hormone lutéinisante) et FSH (hormone folliculo-stimulante) [Chemineau et al, 1998]. La saison influence la fréquence des épisodes de libération de LH (sécrétion pulsatile) qui est la caractéristique la plus importante de la sécrétion de cette

CHAPITRE 3 :

Examen de la semence



La récolte du sperme est la première opération à réaliser dans la technique de l'insémination artificielle et/ou de son examen. Chez le bouc, elle se fait par deux méthodes communes pour toutes les espèces animales. La première est celle du vagin artificielle (**Djabakou et al, 1984 ; Meyer et Yasso, 1990**) et la seconde est l'électro-éjaculation (**Derivaux et Ectors, 1986**).

La collecte de sperme est réalisée en présence d'une chèvre. Afin de stimuler le mâle, la femelle est maintenue en œstrus permanent à l'aide d'une injection de 100 µg de benzoate d'œstradiol, une fois par semaine. Le sperme est collecté à l'aide d'un vagin artificiel, rempli d'eau à 55°C et conservé dans une étuve à 37°C afin que les spermatozoïdes ne subissent pas de choc thermique [**Refsal, 1986**].

La fréquence des collectes habituellement appliquée dans les centres d'insémination est de deux fois par semaine. Une fréquence de cinq fois par semaine augmente la production hebdomadaire de spermatozoïdes (10.6 et 22.4 x 10⁹ spz/semaine/animal, respectivement) [Corteel 1978]. Cependant, un intervalle de 2 ou 3 jours entre chaque collecte de sperme est préférable pour augmenter la survie des spermatozoïdes après congélation et décongélation [**Boué et Corteel 1992**].



Photo 3-1 : Vagin artificiel

Photo 3-2 : Le vagin artificiel près à l'emploi



Photo 3-3: Collecte de semence du bouc qui donne un coup de rein

1. Caractéristiques physico-chimiques et morphologiques du sperme :

1.1. Aspect quantitatif du sperme :

Le volume du sperme est variable suivant les espèces et au sein d'une même espèce suivant l'état physiologique du mâle, l'individu, l'âge, la saison, la race, la fréquence des récoltes, les facteurs hygiéniques, sanitaires et alimentaires. Chez les espèces comme le cheval, le porc, le chien, le sperme est abondant et peu concentré, contrairement aux espèces comme le bœuf, le mouton, le lapin où il est peu abondant mais très concentré. Le volume du sperme est généralement plus réduit chez le jeune que chez l'adulte. Le tableau 2-1 présente les volumes et nombre de spermatozoïdes de quelques espèces.

La mesure du volume de l'éjaculat s'effectue par lecture directe à l'aide des graduations du tube de collecte. La lecture se fait sans tenir compte de la partie mousseuse de l'éjaculat. 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.



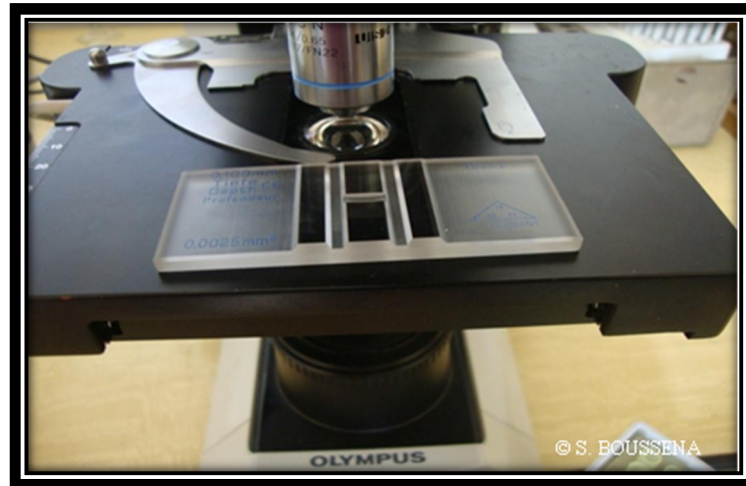
☞ *Photo 3-4:* Estimation du volume et de l'apparence de l'éjaculat

☞ *Tableau 3-1:* Volume et nombre de spz (spermatozoïde) par éjaculat et par espèce

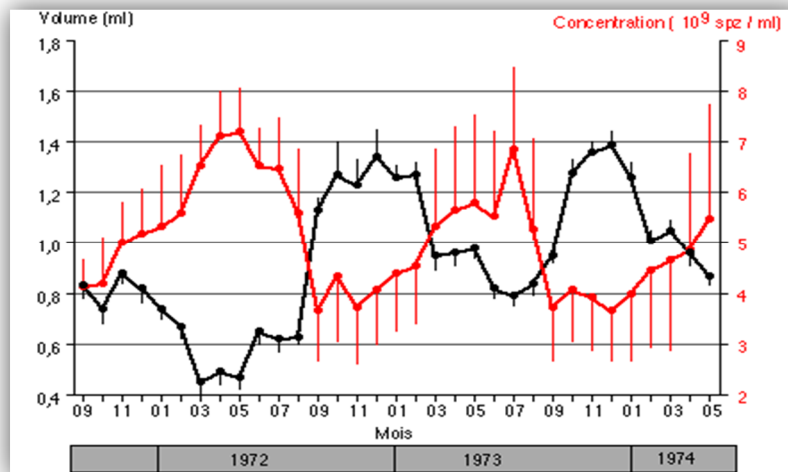
(Source: PHILIPPE *et al.*, 2010)

	Volume de l'éjaculat (en ml)	Nombre de spz par éjaculat
Verrat	250 (150-500)	Quelques dizaines de milliards
Etalon	70 (30-300)	Quelques milliards
Chien	6 (1-15)	Quelques milliards
Taureau	4(2-10)	Quelques milliards
Bélier	1 (0,7-2)	Quelques milliards

La concentration est évaluée en utilisant un hématimètre qui permet d'effectuer sous le microscope, le comptage des spermatozoïdes contenus dans un volume du sperme dilué. On peut également mesurer la turbidité de celui-ci à l'aide d'un photo-colorimètre en se référant à une courbe étalon.



☞ **Photo3-5:** Hématimètre utilisé pour le comptage des spermatozoïdes (Cellule de Thoma à deux chambres).



☞ **Figure 3-1:** Variations mensuelles du volume de l'éjaculat et de sa teneur en spermatozoïdes chez le bouc de race Alpine (n = 5 boucs âgés de 10 mois au début de l'étude) en France à 45° de latitude nord (adapté de Corteel 1977).

Le volume spermatique varie selon les espèces, et même dans l'espèce. Dans ce dernier cas, il sera en rapport avec l'état physiologique du mâle, l'individu, la race, le développement corporel, le nombre de saillies ou de récolte et la méthode de récolte.

Le bouc a un sperme très concentré mais peu abondant dont le volume est de 1ml et la concentration est de $3,5 \times 10^9$ spz/éjaculat (Dérivaux, 1971 ; Hafez, 1974). Chez le jeune de 7 à 10 mois, le volume peut osciller entre 0,2 et 0,5ml et de 0,6 à 2ml chez le bouc adulte (Setchell, 1977 ; Corteel, 1988).

1.2. Aspect physique du sperme :

1.2.1. Aspect, consistance et couleur du sperme

Le sperme normal est un liquide crémeux, épais, légèrement jaunâtre ou grisâtre selon les espèces, consistant en une suspension de spermatozoïdes dans le plasma séminal. Cette consistance varie selon les espèces. Chez le taureau, il est de consistance laiteuse et de coloration blanchâtre. Chez le bélier et le bouc, il est de consistance laiteuse et de coloration blanc-jaunâtre.

Le sperme devient de plus en plus clair au fur et à mesure que sa concentration en spermatozoïdes diminue.

Plus souvent blanchâtre, la couleur du sperme peut être modifiée pour des raisons physiologiques (concentration) mais le plus souvent pathologiques. Les variations de coloration peuvent également être dues soit par la présence de pus, d'urine ou d'éléments sanguins dégénérés.

1.2.2. Odeur du sperme

Le sperme serait inodore sauf s'il est contaminé (urine), il dégage alors une odeur qui rappellerait en général, l'odeur d'os frais râpé.

1.2.3. Viscosité et pH du sperme

La viscosité du sperme dépend de la concentration en spermatozoïde, de la charge et de la conductivité électrique c'est-à-dire de la concentration des ions.

La mesure du pH doit être immédiate, le sperme s'acidifiant rapidement étant donné la formation d'acide lactique. Sa valeur normale doit être comprise entre 6,5 et 6,8. Le tableau VI donne le pH du sperme de quelques espèces .

Tableau 3-2: pH du sperme chez quelques espèces_(Herve, 2011)

	Taureau	Bélier	Verrat	Etalon	Chien	Lapin
pH	6,9 (6,4-7,8)	6,9 (5,9-6,3)	7,5 (7,3-7,9)	7,4 (6,2-7,8)	6,4 (6,1-7)	7 (6,6-7,5)

Tableau 3-3 : Classement du sperme en fonction de l'examen macroscopique: Recommandations de la société de Theriogenology (Elmore, 1985).

Couleur	Turbidité	Consistance et viscosité	Concentration prévue en spermatozoïdes	Qualité attribuée au sperme
Blanc	Opaque	Crémeuse et visqueuse	750 millions à 2 milliards	Très bonne
Blanc	Opaque	Faiblement visqueuse	400 à 750 millions	Bonne
Blanc sale	Légèrement	Laitieuse	250 à 400 millions	Assez bonne à moyenne
Grisâtre	Translucide	Aqueuse	Inférieure à 200 millions	Mauvaise

1.3. Aspect qualitatif du sperme

1.3.1. Motilité

1.3.1.1. Motilité d'ensemble

D'après l'hypothèse que seul le spermatozoïde très mobile pouvait atteindre l'ovule et le féconder, la mesure de la motilité a constitué dès le début de la mise en pratique des tests basés sur les caractéristiques morphologiques du sperme, le test de qualité du sperme le plus courant. Son contrôle est simple et rapide. C'est une appréciation sous microscopie de l'intensité du mouvement des spermatozoïdes qui peut être faite aux différentes étapes de la préparation de la semence. L'observation doit se faire très rapidement car la motilité du sperme pur à la température du microscope diminue au bout de quelques secondes (HASSANE, 2007).

La motilité est notée subjectivement en utilisant une échelle de 0 à 5 sur l'intensité des vagues observées. Elle traduit le taux de spermatozoïdes vivants et demeure un critère complémentaire du bilan morphologique (ISSA, 2000).

Elle varie en fonction du bélier (bouc) et en fonction de l'âge (ISSA, 2000). Selon LABUSSERIE, (1989 - 1990) les éjaculats dont la note est inférieure à 4 présentent une fécondance plus faible (60,9 %).

Tableau 3-4: Echelle de motilité massale

Note	Motilité massale
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 rapide, avec tourbillons

1.3.1.2. Motilité individuelle

Sur la semence diluée en contrôlant parfaitement la température, une appréciation subjective du pourcentage des spermatozoïdes en mouvement et l'intensité de leur déplacement est possible. Une méthode plus objective consiste à éclairer la préparation par un faisceau laser et à analyser la lumière diffusée, dont chacune des variations de fréquence est proportionnelle à la vitesse de déplacement des spermatozoïdes réflecteurs (effet DOPPLER).

1.4. Etude de la morphologie spermatique :

C'est le second test qualitatif après la motilité. 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.

✓ **Coloration totale** : elle 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**).

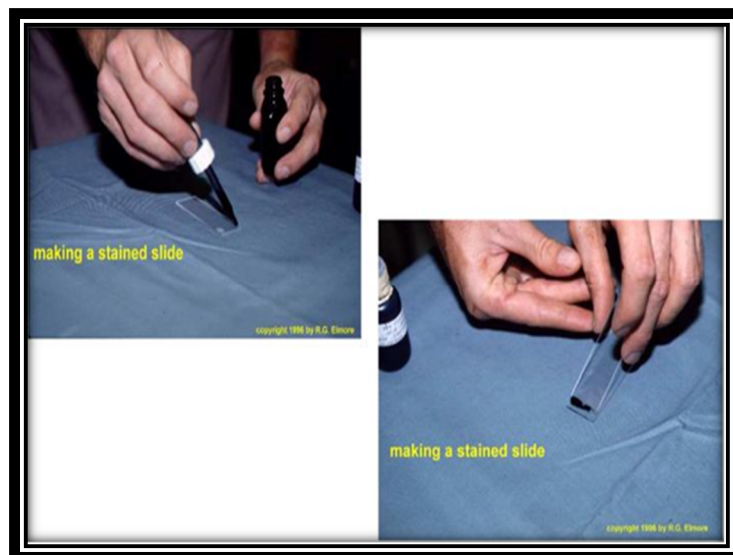
✓ **Coloration vitale** : cette technique permet la détermination du pourcentage des spermatozoïdes morts par rapport aux vivants, et la coloration la plus utilisée est celle de *l'éosine nigrosine*.



☞ *Photo3-6*: Colorants (l'éosine à gauche et nigrosine à droite) utilisés pour la coloration des spermatozoïdes.

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**).



☞ *Photo3-7* : Coloration de frottis

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

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).

De nombreuses études faites chez le bélier indiquent que les températures élevées (supérieures à 29 – 30°C) affectent négativement la qualité de la semence, avec une diminution de la motilité et du pourcentage des cellules mobiles et une augmentation du taux des spermatozoïdes anormaux (Dutt et Hamm, 1975).

L'exposition des mâles quelques heures à 29°C pendant 3 jours ou à 30°C pendant 2 jours augmente la proportion des spermatozoïdes anormaux (Colas, 1980). Ces températures n'auront pas d'effets si elles ne durent qu'un seul jour. Au contraire, une exposition très courte, mais intense (6 heures à 40°C) peut être suffisante pour provoquer une dégénérescence spermatique (Chemineau et al, 1990).

Les spermatozoïdes anormaux apparaissent dans l'éjaculat au cours de la seconde semaine post-traitement et leur pourcentage augmente au fur et à mesure qu'augmente la durée du traitement (Smith, 1970).

L'augmentation de la température testiculaire sera à l'origine de dégénérescences spécifiques, avec apparition d'anomalies à des stades critiques et précis du cycle spermatogénétique. (Chemineau et al, 1990).

En effet, la température ambiante n'influe pas uniformément sur les animaux, certains sont très sensibles aux variations thermiques, tandis que d'autres semblent peu affecter et continuent à produire une semence de bonne qualité (Colas et al, 1986).

2. Pourcentage des anomalies et des morts :

La détermination se fait sur de la semence que l'on soumet 30 secondes à une coloration différentielle, généralement constituée de bleu d'aniline (4%) et d'éosine (1%) dissout dans un tampon phosphaté à PH = 6,78. Les spermatozoïdes morts se colorent en rose en totalité ou en partie à cause de la perméabilité des membranes céphaliques alors que les vivants apparaissent incolores. Plusieurs types d'anomalies peuvent être identifiées. La figure 14 récapitule un certain nombre d'entre elles.

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 quelle que 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**).

3. La détermination des formes anormales et pathologiques :

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

Pour obtenir une *estimation* valable, il importe que le calcul porte au moins sur 500 *spermatozoïdes*. Le pourcentage des formes anormales est fourni par la formule suivante : $X = n \times 100 / N$ (n= nombre de spz anormaux ; N = nombre total de spz).

EX : Ainsi, si sur 500 Spz, 20 sont anormaux, la formule serait : $20 \times 100 / 500 = 4 \%$.

NB : Tout sperme renferme toujours une certaine proportion de formes anormales, mais la fécondité n'en est guère influencée si ce pourcentage est suffisamment réduit, et ne dépasse pas 10 %.

4. Examen bactério-virologique :

Il doit être réalisé lorsque l'on suspecte une infection du tractus génital et plus spécialement lorsque le sperme est pollué par des polynucléaires. Normalement le sperme est stérile mais il peut être contaminé par les conditions de la récolte. Au nombre des germes saprophytes on note *Bacillus subtilis*, *Corynebacterium*, Entérocoques, *Protéus*, Entérobactéries. L'identification d'un germe ne le rend pas nécessairement responsable de l'affection. L'examen doit être corrélé avec les autres examens macroscopiques et microscopiques.

Diverses études ont démontré la présence d'une flore bactériologique variée et bondante dans le sperme de certaines espèces domestiques, les bactéries Gram – étant les plus fréquentes. Il existe une *flore commensale non spécifique* dans le tractus urogénital et en particulier au niveau du diverticule préputial de certains mâles en bonne santé, *Corynebacterium* et *Actinomyces pyogenes* étant les plus souvent isolés, le second ayant été associé à l'apparition de cystites chez les femelles. D'autres contaminations que vénériennes sont également possibles : hygiène des locaux, hygiène des prélèvements de sperme, du matériel de prélèvement. En ce qui concerne les *agents pathogènes spécifiques*, *Brucella* est le germe majeur identifié. Des avis beaucoup plus réservés ont été émis en ce qui concerne l'identification possible dans le sperme des leptospires, *Erysipelothrix*, *Serpulina*, *Haemophilus*, *Actinobacillus*, *Pasteurella*, *Mycoplasma* et *Ure plasma*. En ce qui concerne les virus, on a isolé dans certaines semences des agents responsables de la maladie d'Aujesky, de la fièvre aphteuse, de la maladie vésiculeuse, du parvovirus, mais aussi des

entérovirus, des adéno et réovirus. La présence ou l'absence du virus ne signifie pas cependant que le sperme puisse constituer un facteur de risque épidémiologique de transmission de la maladie. Ce risque existe de manière plus ou moins nette pour tous les virus précités.

5. Examens complémentaires :

La glycolyse et la respiration constituent les deux principales activités métaboliques des spermatozoïdes. Elles sont étroitement dépendantes de la concentration et de la motilité des spermatozoïdes. En l'absence d'oxygène, les spermatozoïdes trouvent leur principale source d'énergie dans le métabolisme des hydrates de carbone et du fructose notamment, présent en grandes concentrations dans les vésicules séminales. **L'index de fructose** se définit comme la quantité de fructose (mg) utilisée par un milliard de spermatozoïdes en une heure à 37°C. Sa valeur normale est comprise entre 1.4 et 2.

D'autres tests complémentaires peuvent être réalisés en vue d'évaluer l'intégrité de la membrane plasmique (coloration à l'éosine-nigrosine, au moyen de fluorochromes, test hypo-osmotique), de l'acrosome (examen direct ou indirect après induction de la réaction acrosomiale), du noyau (test de décondensation de la chromatine).

CHAPITRE 4 :

Anomalie de sperme et des spermatozoïdes



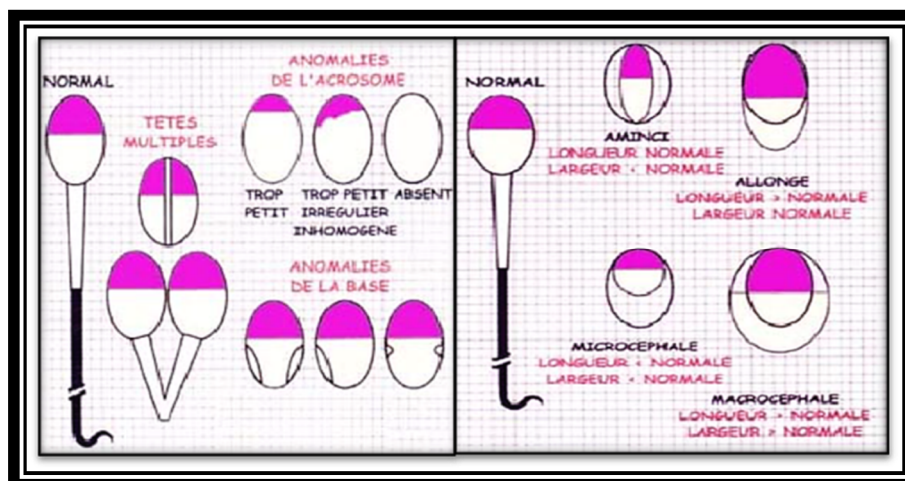
Il est important de détailler les différentes phases de la spermatogenèse, sachant que c'est durant celle-ci que peut apparaître une partie des anomalies responsables de la mauvaise qualité du sperme. Les anomalies morphologiques des spermatozoïdes peuvent intéresser, simultanément ou isolément, leurs divers constituants : la tête, le col, la pièce intermédiaire, la partie principale et la queue. Les lésions du spermatozoïde peuvent également être qualifiées de majeures ou de mineures selon qu'elles exercent ou non un effet négatif sur la fertilité.

1-Les anomalies spermatiques :

Les anomalies morphologiques des spermatozoïdes peuvent être dites primaires (1) si elles trouvent leur origine pendant la phase de spermatogenèse (testicule) ou secondaires (2) si elles surviennent pendant leur phase de maturation (épididyme). La majorité des lésions du spermatozoïde sont dites primaires, également, elles sont les plus graves car compromettant grandement la fertilité des spermatozoïdes. 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).

1-1-Anomalies de la tête :

La tête peut présenter des anomalies de forme, de dimensions, de duplication, de position ou de structure de l'acrosome.



☞ *Figure 4-1*: Représentations schématisques des anomalies de la tête selon la classification de David modifiée (Auger et Eustache, 2000).

1.1.1. Les lésions en bouton de l'acrosome :

Cette anomalie s'identifie sur la 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. Elle exerce un effet négatif majeur sur la fertilité.

1.1.2. Tête piriforme ou fuselée :

C'est une des anomalies de la tête la plus fréquemment rencontrée (10 % des taureaux de 2 à 12 ans concernés). Le plus souvent, l'aspect piriforme résulte de l'aspect plus effilé de la zone post acrosomique, 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.

1. 1.3. 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.

1.1.4. 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.

1. 1.5. Vacuoles nucléaires :

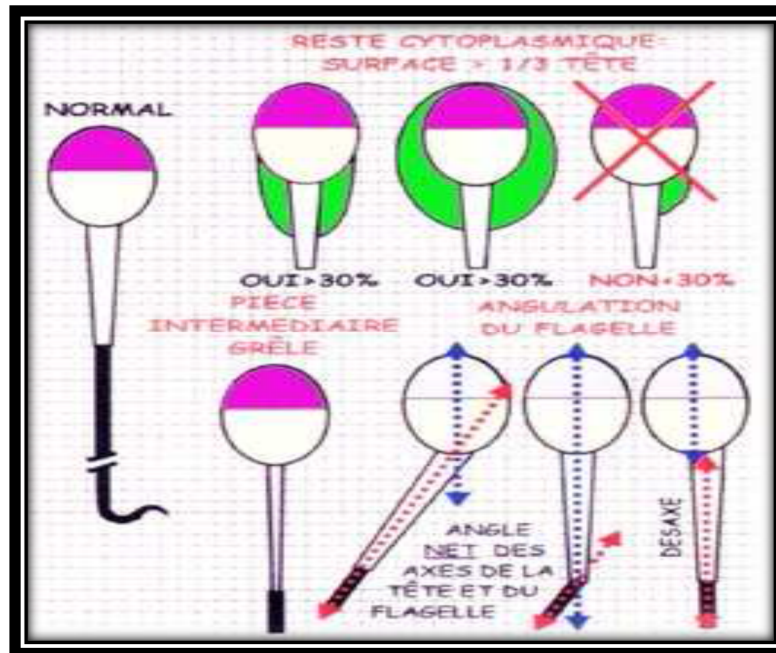
Cette anomalie consiste en la formation de vacuoles unique ou multiples, de taille variable dans le noyau. Elles sont localisées à l'apex ou se rassemblent en un diadème à la jonction acrosomique et post-acrosomique. Une coloration Feulgen du noyau et un grossissement x 1000 en facilitent l'identification. Ces vacuoles résultent de l'invagination de la membrane nucléaire dans le cytoplasme.

1.1.6. Condensation anormale de l'ADN :

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.

1-2-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



☞ **Figure 4-2** : Représentation schématique des anomalies de la pièce intermédiaire selon la classification de David modifiée (Auger et Eustache, 2000).

1.2.1. Courbure de l'extrémité :

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.

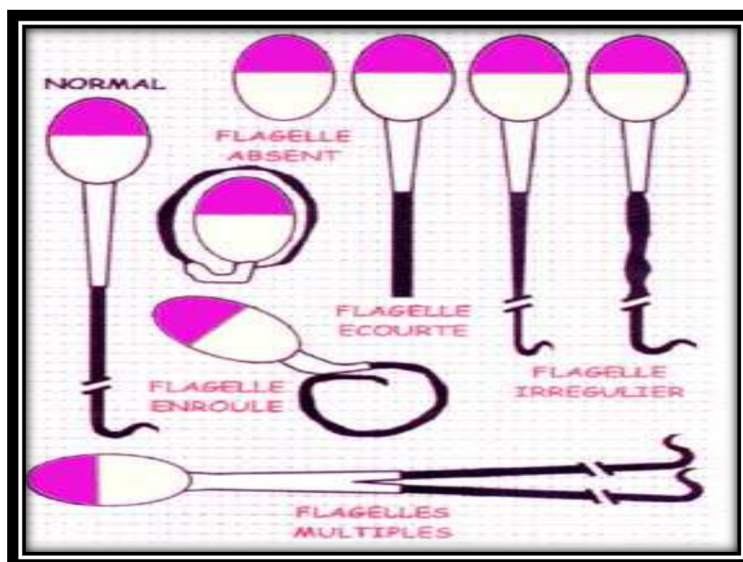
1.2.2. Pièce intermédiaire en U ou en arc-en-ciel :

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

1.2.3. 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.

1-3- Les anomalies de la Queue :



☞ **Figure 4-3** : Représentation schématique des anomalies du flagelle selon la classification de David modifiée (Auger et Eustache, 2000).

1.3.1. Les Gouttelettes cytoplasmiques :

Les gouttelettes cytoplasmiques (2 à 3 microns), lésions très fréquentes, peuvent être localisées en position proximale près de la tête du spermatozoïde ou en position distale au bout de la pièce intermédiaire. 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 épидidymaire 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 est souvent associée à d'autres anomalies, tandis que celle d'une gouttelette distale est associée à un trouble 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.

1.3.2. Les lésions dites de Dag :

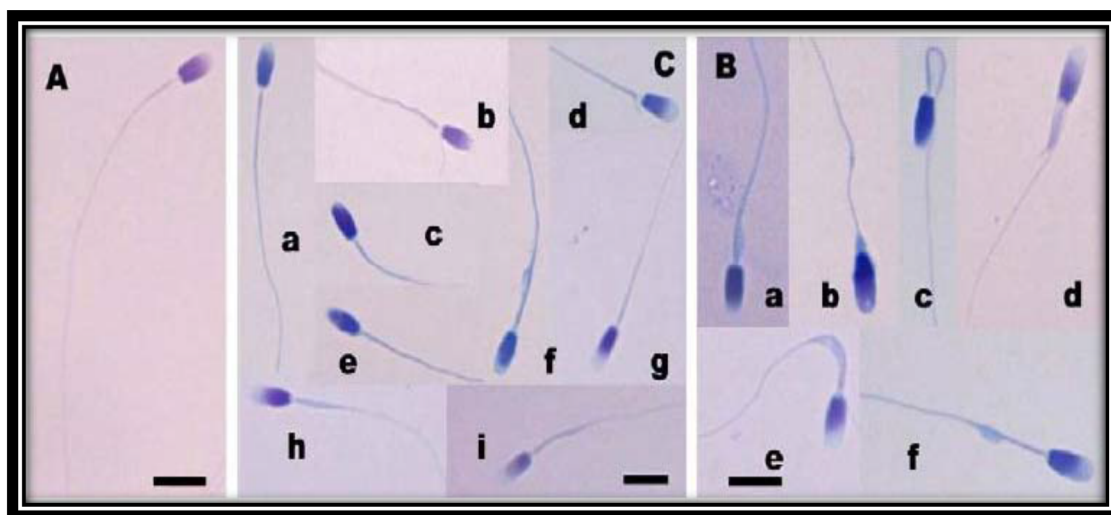
Le signe majeur de cette lésion concernant la partie intermédiaire de la queue consiste en la rupture ou fracture de ses éléments constitutifs. Il en résulte son aspect spiralé voire plissé à distinguer du DMR. Cette lésion serait due à un gène récessif.

1.3.3. 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.

1.3.4. Queue en moignon :

Un 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 anomalie a également été décrite chez l'homme et l'étalon. Cette lésion semble être irréversible. La cause n'en est pas connue.



☞ *Figure 4-4* : observation de spermatozoïdes en utilisant un banc Diff-Quick.

A représente un spermatozoïde normale. B représente des anomalies acrosomiques : Vacuolisation, macro ou micro-acrosome, réaction acrosomique, knobbed acrosome. C présente des anomalies de la Pièce intermédiaire : gouttelette proximale, gouttelette au niveau de la pièce intermédiaire (PI), PI accrochée, double PI, PI accolée avec du cytoplasme, gouttelette distale.

Tableau 4-1: Classification des anomalies du spermatozoïde de chien (d'après Freshman, 2002).

ANOMALIES DU SPERMATOZOÏDE		
	Anomalies primaires	Anomalies secondaires
Anomalies de tête	Tête piriforme Tête amincie Tête allongée Tête petite (microcéphali) Tête géante (macrocéphal) 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 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

2- Facteurs de variation de la production de semence :

1- La saison et le photopériodisme :

A l'exception des régions équatoriales, les animaux sont exposés à des changements saisonniers des conditions environnementales (température, éclairage et nourriture) qui permettent ou non leur reproduction (**Malpaux et al, 1996 ; Balthazart et Fabre-Nys, 2001 ; Malpaux, 2001**).

Les ovins sont qualifiés de reproducteurs en jours courts, l'augmentation de la durée de la phase obscure du rythme nyctéméral entraîne une décharge de la mélatonine pendant l'obscurité, cette hormone sécrétée par la glande pinéale est responsable de la traduction du message lumineux chez les animaux (**Goodman et al., 1982 ; Cameron., 2008**), en agissant au niveau central sur l'activité de l'axe hypothalamo-hypophysaire, elle augmente la pulsativité de LH et ainsi la production d'androgènes et donc des caractères sexuels tertiaires (**Malpaux et al, 1996 ; Locatelli et Mermillod, 2005**).

Chez le bélier, les variations saisonnières de la spermatogénèse se traduisent par des modifications du volume et du poids des testicules (qui reflètent l'activité spermatogénétique) (**Dacheux et al 1981 ; Baril et al., 1993 ; Meyer, et al., 2004**), et de la sécrétion de testostérone qui a des conséquences sur le comportement sexuel (**Rouger 1974, Ortavant et al 1988 ; cités par Thimonier et al., 2000**). Par exemple chez le bélier Soay, une race très primitive du Nord de l'Ecosse, la taille testiculaire, la concentration plasmatique en FSH et en testostérone, ainsi que la libido et le comportement d'agressivité, atteignent leur maximum entre août et décembre, saison du «rut» chez cette race (**Lincoln 1979 ; cité par Chemineau et al., 2009**). Chez le bélier Ile-de-France, le poids testiculaire et la production de spermatozoïdes par testicule (mesuré directement à la sortie de celui-ci), varient, respectivement, de moins de 200g et 1 milliard par jour en mars, jusqu'à plus de 300 g et 5 milliards par jour en septembre, respectivement (**Ortavant et al 1985 ; cité par Chemineau et al., 2009**). Toutefois, contrairement à ce que l'on observe pendant l'anœstrus saisonnier des brebis, l'activité sexuelle des mâles n'est jamais nulle. Un bon niveau d'activité sexuelle peut même être maintenu par un entraînement régulier (**Boukhliq 2002**).

En effet sous les latitudes moyennes et élevées, la spermatogénèse ne s'arrête pas, mais en dehors de la saison sexuelle la fréquence des spermatozoïdes porteurs d'anomalies morphologiques augmente (**Folch, 1984**), et le nombre total de spermatozoïdes par éjaculat diminue plus rapidement avec le numéro d'ordre des éjaculats successifs, que pendant la saison sexuelle (**Baril et al., 1993**).

Chemineau et al., (1996^a, 1996^b, 2009) montrent qu'un avancement de la croissance testiculaire et une amélioration de la production spermatique peuvent être obtenus par l'utilisation d'implant de mélatonine ou de traitement photopériodique chez les petits ruminants.

Pour nos races ovines locales, Chellig, (1992), Mehouchi, (1995) et Boudjenane, (2004) trouvent que la plupart des femelles sont en activité sexuelle entre les mois de Mai et Décembre ; pour les mâles, la saisonnalité de l'activité sexuelle est peu marquée, et les béliers sont capables de produire de la semence durant toute l'année, cependant des variations quantitatives et qualitatives ont été observées (**Mehouchi, 1995 ; Ghozlane et al., 2005 ; Boucif, et al., 2007**).

2- L'âge et le stade physiologique :

Selon Nicolino et Forest (2001), les critères reconnus pour fixer l'âge à la puberté : premier œstrus 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**).

Snowder et al., (2002) constatent qu'il existe un effet positif de l'âge sur la libido des jeunes béliers. Ces mêmes auteurs ajoutent que l'effet de la performance sexuelle des mâles sur les caractéristiques de la production séminale et de la fertilité est controversé (**Mickelsen et al., 1982 ; Matos et Thomas, 1991 ; cités par Snowden et al., 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**).

3- L'alimentation, le poids et l'état général :

Il existe une forte relation entre nutrition et reproduction (**Brown, 1994**). Par exemple une croissance insuffisante de l'individu liée à une malnutrition peut retarder l'augmentation de la fréquence des pulses de LH qui caractérise l'éveil pré-pubertaire de la fonction gonadotrope. Ce mécanisme semble étroitement lié aux concentrations périphériques de leptine (**Counis et al., 2001**), hormone principalement synthétisée et sécrétée par le tissu adipeux, impliquée dans la régulation centrale de plusieurs fonctions dont l'activité reproductrice (**Chemineau et al., 1999 ; Blache et al., 2006**).

Brown (1994) rapporte que les apports énergétiques élevés ont des effets bénéfiques sur l'avancement de l'âge de puberté, et la production de sperme, il s'ensuit une augmentation de la taille des testicules et de la production de spermatozoïdes chez les animaux jeunes et adultes. Cependant la consommation excessive peut avoir des effets nocifs sur la reproduction. Selon Boukhliq (1993) et Boukhliq et Martin (1997), la supplémentation alimentaire avec une composante énergétique (16.4 mégajoules/kg) et protéique (337.5g protéine brute/kg matière sèche) stimule la sécrétion pulsatile de la LH, et la sécrétion tonique de la FSH. Elle augmente, aussi, la circonférence scrotale (1centimètre par semaine).

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 fœtale 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.

Tilton et al., (1964) ; cités par Foot, (1978) trouvent que chez des jeunes béliers âgés de 14 mois une restriction énergétique et protéique de 25%, pendant une période de six mois, n'entraîne aucun effet ni sur la qualité et la quantité de semence produite ni sur la libido.

L'influence des maladies du reproducteur sur la production spermatique ultérieure est toujours évidente. **Toe et al., (1994)** rapportent un effet négatif très significatif sur la qualité de la semence produite par des béliers atteints d'orchite ou d'épididymite. Dans le cas d'une infection, la mise en action du système immunitaire peut être associé à une diminution de la fréquence des pulses de LH (**Counis et al., 2001**). Toute température corporelle supérieure à 39,5°C indique qu'un état fébrile est passant, et l'on doit s'attendre à l'apparition des spermatozoïdes anormaux dans les semaines suivantes.

4 -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.

5- Les agents toxiques :

Sweeney et al. (2007) rapportent qu'une exposition à l'octyphenol (peinture détergent montrant des propriétés œstrogéniques) de la naissance du jeune mâle à son sevrage tend à diminuer la motilité de son sperme à la puberté .

Gunn et Gould, (1970) ; cités par Foot (1978) ajoutent que l'exposition à certaines substances telles que le cadmium peut réduire ou inhiber la spermatogénèse.

6- Facteurs génétiques :

Les facteurs environnementaux impliqués dans les variations de l'activité sexuelle et de la production de semence, sont toujours modulés par la race et les individus (**Balthazart et Fabre-Nys, 2001**). L'effet génétique est, donc, important dans les différentes composantes de l'activité sexuelle et gamétogenèse des béliers.

Références Bibliographiques



REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

1. AUGER, J; EUSTACHE, F. Standardisation de la classification morphologique des spermatozoïdes humains selon la méthode de David modifiée. *Andrologie*, 2000, 10, 358-373.
2. 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.
3. Balthazart, J., Fabre-Nys, C., (2001). Le comportement sexuel. In Thibault, C., Levasseur, M-C. (ed), la reproduction chez les mammifères et l'Homme, 610-637pp. Coédition INRA-Ellipses.
4. Baril G, Chemineau P, Cognié Y, 1993. « Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins ».
5. Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guerin Y., Leboeuf B., Orgeur P., Vallet J. C., 1993. □Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins□. FAO 1993. 235p. 333-356.
6. BARIL G., CHEMINEAU., COGNIE Y., GUERIN Y., LEBOEUF B., ORGEUR P. et VALLET JC., 1993. Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins.- Rome : FAO.- Production et Santé Animales.-261-273
7. Baril, G., Chemineau, P., Cognie, Y., Guérin, Y., Leboeuf, B., Orgeur, P., Vallet, J-C., (1993). Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture. FAO, Rome, Italy. 125P.
8. Barone R., 1978. « Anatomie comparée des mammifères domestiques ». Tome 3, splanchnologie, Fascicule 2, appareil urogénital, 951p. p89-447.
9. Barrone, 2001 Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4 splonchnologie II, 3e édition, édition VIGOT 23, rue de l'Ecole de Medcine 75006 paris, 895 pages.
10. Belhinos. H., 1992. □Méthodes de contrôle de la fonction sexuelle chez le bélier et choix des reproducteurs□. Thèse. Ing. INA. El harach.
11. Berbigier P., 1988. □Bioclimatologie des animaux domestiques en zones tropicales□ I.N.R.7

12. 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.
13. Blache, D., Zhang, S., Martin, G.B., (2006).Dynamic and integrative aspects of the regulation of reproduction by metabolic status in male sheep.Reprod. Nutr. Dev. 46. 379-390.
14. BLANCOU P., BACH J et HERVE J., 2010-2011. Physiologie de l'appareil reproducteur. u.v. 61 : physiologie et physiopathologie.-Paris : Oniris.- Département DBPSA.-55
15. Bonnes G, Desclaude J, Drogoul C, Gadoud R, Jussiau R, Le Loc'h A, Montaméas L, Robin G, 1988. « Reproduction des mammifères d'élevages ». Collection INRAP. Edition foucher, 239p, p7-96.
16. Bonnes, G., Desclaude, J., Drogoul, C., Gadoud, R., Jussiau, R., Montméas, L., et al., (2005).Reproduction des animaux d'élevage. Educagri édition, deuxième édition,
17. Bonnes, G., Desclaude, J., Drogoul, C., Gadoud, R., Jussiau, R., Montméas, L., et al., (2005).Reproduction des animaux d'élevage. Educagri édition, deuxième édition,
18. Boucif, A., Azzi, N., Tainturier, D., Niar, A., (2007).Variations saisonnières des paramètres reproductifs chez les béliers de deux races locales algériennes.Renc. Rech. Ruminants, 14.
19. Boudjenane, I., (2004).Systèmes accélérés de reproduction chez les ovins.Bulletin mensuel d'information et de liaison du PNTTA (Programme National de Transfert de Technologie en agriculture) Bulletin réalisé à L'Institut Agronomique et Vétérinaire - Hassan II.
20. Boué P, Corteel J.M, 1992. «Aptitude of male goat sperm to withstand freezing. Combined effects of season and time of sexual rest between two successive semen collections» In : Lokeshar R.R. (ed), Recent Advances in goat Production. Proc. 5th Intl. Conf. on Goat, New-Delhi, vol 2, 1042-1045.
21. Boukhliq, R., (2002).Cours en ligne sur la reproduction ovine.Institut Agronomique et vétérinaire Hassan II - MAROC.
22. Boukhliq, R., (1993).Rôles de la photopériode et de la nutrition dans le contrôle de la fonction de reproduction chez le mouton.Thèse pour le diplôme Ph D de l'university of western Australia (Résumé de la thèse).
23. Boukhliq, R., Martin, G.B., (1997).Nutrition and reproduction in the ram in a Mediterranean environment.CIHEAM - Options Méditerranéennes, 227-232.

24. Brown, B. W., (1994).A review of nutritional influences on reproduction in boars, bulls and rams.Reprod. Nutr. Dev Volume. 34, pages 89-114.
25. Cameron, J., (2008).Guide de référence sur la photopériodePublications techniques : Université Laval. Faculté des sciences de l'agriculture et de l'alimentation. Canada, 138P.www.agr.gc.ca
26. Casamitjana Ph., 1998. □Facteurs d'infertilité chez les petits ruminants□. Journées national GTV. La reproduction (SNTGV).
27. Chatelain E. Atlas d'anatomie de la chèvre Capra hircus L. Versailles Ed. INRA Publications 1987 : p151.
28. Chauvin R., 1969. Psychophysiologie. II. □Le comportement animal□. Vol 1, Masson.
29. Chavette P, 1992. « Examen de la fonction génitale de l'étalon » Rec. Med. Vét., 168 (6/7), 395-410.
30. Chellig, R.,(1992).Les races ovines algériennes.OPU. 1992, 80 P.
31. Chemineau P. Delgadillo JA. Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins. INRA Prod. Anim. 1994, 7 : 315-326.
32. Chemineau P., Malpaux B., Delgadillo J. A., Leboeuf B., 1998. □Photopériodisme et reproduction chez les caprins□. INRA, neuroendocrinologie sexuelle.
33. Chemineau P., Malpaux J., Delgadillo J.A., Guerin Thiminier Y., 1990. « Effet de la lumière et de la température sur la reproduction des petits ruminants » (journée de l'association pour l'étude de la reproduction animale).
34. Chemineau, P., Malpaux, B., Brillard, J.-P., Fostier, A., (2009).Saisonnalité de la reproduction et de la production chez les poissons, oiseaux et mammifères d'élevage.INRA Prod. Anim., 22 (2), 77-90.
35. Chemineau, P., Cognie, Y., Heyman, Y., (1996)a.Maîtrise de la reproduction des mammifères d'élevage.Production animale hors série, 5-15.
36. Chemineau, P.,Malpaux, B., Pelletier, J., Leboeuf, B., Delgadillo ,J.A., Deletang , F., Pobel,T., Brice,G., (1996)b.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.
37. Chemineau, P., Malpaux, B., Brillard, J.-P., Fostier, A., (2009).Saisonnalité de la reproduction et de la production chez les poissons, oiseaux et mammifères d'élevage.INRA Prod. Anim., 22 (2), 77-90.

38. Chemineau, P., Blanc, M., Caraty, A., Bruneau, G., Monget, P.,(1999).Sous-nutrition, reproduction et système nerveux central chez les mammifères : rôle de la leptineINRA Prod. Anim., 12 (3), 217-223.
39. Chouguar R., 1993. □Étude bibliographique de l'influence de la température et de la photopériode sur la fonction sexuelle du bélier□. Thèse. Ing. INA. El harach
40. Colas G, Guerin Y, Lemaire Y, Montassier Y, Despierres J, 1986. « Variations saisonnières du diamètre testiculaire et de la morphologie des spermatozoïdes chez le bélier Vandéen et chez le bélier Texel » Reprod. Nutr. Develop. 26 (3), 863-875.
41. Colas G., 1980. « Variations saisonnières de la qualité du sperme chez le bélier “île de France » I étude de la morphologie cellulaire et de la motilité massale□. Reprod. Nutr. Develop. 20 (06, 1789-1799).
42. Corteel J.M, 1977. « Symposium on management of reproduction in sheep and goat ». Madison (Wisc., USA).July 24-25, pp. 41-57.
43. Corteel J.M, 1981. « Collection, processing and artificial insemination of goat semen » dans « Goat production » de Gall C., Academic press.
44. Corteel J.M, Baril G, Leboeuf B, Marcellier N, 1978. «Voies disponible pour augmenter l'utilisation des meilleurs boucs ». 4ème journée, Rech. Ovine et caprine, 358-366. Edition Inra-Itovic, Paris.
45. Corteel J.M, Leboeuf B, Baril G, 1988. «Artificial breeding of adult goat and kids induced with hormone to ovulate outside the breeding season». Small Rum. Res., 1, 19-35.
46. Corteel JM. Collection, processing and artificial insémination of goat semen. In : Gall C. Goat Production Londres Ed. Academic Press Inc. 1981: 171-191.
47. Corteel JM. Quelques aspects de la reproduction des caprins. Rapport préparé pour le colloque sur l'utilisation et l'amélioration du cheptel caprin polonais. Jastrzebiec, Novembre 1994: 4-23.
48. 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.
49. Craplet C., Thibier M; 1984.le mouton ; production, reproduction, génétique alimentation maladies. Tome IV. Ed. Vigot, paris, 575p.

50. Dacheux F., Dacheux J-L., 2001. « L'épididyme et les glandes annexes » dans «La reproduction chez les mammifères et l'homme » de Thibault C et Levasseur M-C. INRA, édition ellipses.
51. Dacheux, J.L., Pisselet, C., Blanc, M.R., Hochereau-de Reviers, M.T., Courot, (1981). Seasonal variations in rete testis fluid secretion and sperm production in different breeds of ram. *J. Reprod. Fertil.*, 61, 363-371.
52. 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.
53. Dadoune JP. Demoulin A. Chap. 13: Structure et fonctions du testicule In : Thibault C. Levasseur MC. La Reproduction chez les Mammifère et l'Homme Paris Ed. INRA 2001 : 256-289.
54. Dadoune J-P., 1998. «Histology». Médecine-Science. Flammarion. P462.
55. Delgadillo Sanchez JA. Abolition des variations saisonnières de l'activité sexuelle chez le bouc par des traitements photopériodiques. Th. D. Physiologie, Biologie des organismes et des populations Montpellier, Université des sciences et techniques du Languedoc. 1990: 119p.
56. Derashri et al. Reproduction in bucks, spermatogenesis, duration of seminiferous epithelium cycle and germ cells degeneration. Pre-Conference Proceedings, Abstract of Contributory Paper. Suinter. Conf. on Goats, New-Delhi, Mars 1992, vol I : p263.
57. Dérivaux F, Ectors J, 1986. « Reproduction chez les animaux domestiques ». 3ème édition cabay louvain-la-neuve, Belgique.
58. Dérivaux J, 1971. « Reproduction chez les animaux domestiques ». Tome 1 et 2. Edition Déronaux, Liège.
59. Derivaux J. Ectors F. Reproduction chez les animaux domestiques Louvain-la-Neuve Ed. Cabay 1985: 1141p.
60. Djabakou K, Fimmen H.O, Battger M, 1984. «Examination of bull semen at Creat». Trypanotolerance and animal production, Aventionou (Togo), 3, 40-44.
61. Douet, D-G.N., (2000). Congélation de sperme de mammifères, application aux antilopes. Thèse Docteur vétérinaire. Ecole nationale de Nantes 111P
62. Dutt R.H, Hamm P.T, 1975. « Effect of exposure to high environmental temperature and shearing on semen production of rams in winter » *J. Anim. Sci.* 16, 329-334.
63. ELMORE; RG. Evaluating bulls for breeding soundness: concentration and motility of semen *Veterinary Medicine*, 1985, 80, 80-84.

64. Fabre-nys C., 2000. □Le comportement sexuel des caprins□: contrôle hormonal facteurs sociaux, INRA prod. Anim., 13, 11-23.
65. Folch, J., (1984).The influence of age, photoperiodism and temperatur on semen production of Rams.In Courot, M., (ed) the male in farm animal reproduction.EEC programme of co-ordination of recherche on animal production. Commission of the european communities coordination of agricultral research.
66. Foote, R.H., (1978).Factors influencing the quantity and quality of semen harvested from bulls, rams, boars and stallions.J Anim Sci 47 Supp 2 : 1-11
67. FRESHMAN, J.L.Semen collection and evaluation.Clinical Techniques in Small Animals Practice, 2002, 17, 104-107
68. 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.
69. Ghozlane, F., Ziki,B., Yakhlef, H., (2005).Variations saisonnières des caractères quantitatifs du sperme de bélier de race Ouled-Djellal. Renc. Rech. Ruminants, 12. 164.
70. Gonzalez R., Poindron P., Signoret J. P., 1988. □Temporal variation in LH and testosterone responses of rams after the introduction of oestrus females during the breeding season□ .j. reprod fertil, 83,201-208
71. Goodman, R., Bittman, E., Foster, D., Karsch, F., (1982).Alterations in the control of Luteinizing Hormone pulse frequency underlie the seasonal variation in estradiol negative feedback in the eweBiology of Reproduction, 27, 580-589.
72. Gordon., I 1997. □Controlled reproduction in sheep and goats□. CAB International publ. UK.
73. Hafez E.S.E, 1974. « Reproduction in farm animals ». 1vol., Lea-Febiger, 3e édition., 480p
74. Hafez E.S.E, 1987. « Reproduction in farm animals » 1vol. Leo-Febiger, 5ème éd., 633p.
75. 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.
76. Hanzen Prof. Ch. 2009 La propédeutique de l'appareil reproducteur et l'examen du sperme des ruminants
77. 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.

78. HASSANE O., 2007. Essais de congélation de la semence de zébu Azawak. Production animale. Memoire : Ingenieur des techniques agricoles :-Niamey Faculté d'agronomie.- Université Abdou moumouni.- 37p.
79. Hemeida NA. et al. Ductuli efferentes in the epididymis of boar, goat, ram, bull and stallion. Am. J. Vet. Res. 1978, 39 : 1892-1900.
80. HERVE J., 2011. Rapprochement sexuel et Fécondation. Aspects physiopathologiques. Cours UV 61-Oniris France. Accès internet: <http://www.oniris.be>.
81. In Land. R. B, et Robinson. D. W., (éds), □Genetic of reproduction in sheep□. Butterworth, Londres. P. 343-345.
82. ISSA M., 2000. Etude de la variation saisonnières des caractéristiques morphologiques du sperme et endocrinologie sexuelle du bélier peulhs et touaregs. Thèse de doctorat de spécialisation, physiologie de la reproduction : Niamey (Université Abdou Moumouni).
83. JOHNSON, L. (1991) Spermatogenesis. In: CUPPS, P.T. (Ed.) Reproduction in domestic animals. 4th Ed., Academic Press, Inc. San Diego. New York. Boston. London. Sydney. Tokyo: 670 p. 202. KAFI,
84. Julie GUILLOT , 2002 ; la calcification testiculaire chez les boucs de centres d'insemination artificielle
85. Katongole C. B; Naftolin F., Short R. V., 1971. □Relation sheep between blood levels of luteinizing hormone and testosterone in bulls and effects of sexual stimulations□. J. Endocrinol. 50, 457-466.
86. Kheradmand, A., Babaei H., Ali Batavani, Rooz., (2006).Effect of improved diet on semen quality and scrotal circumference in the ram. Veterinarski Arhiv 76 (4), 333-341.
87. Knight t.w., 1977. □Methods of indirect estimation of testis wight and sperms numbers in Merinos and Romanov rams□. NZ.J. Agr. Res 20:291-5.
88. LABUSSIERIE J., 1990. Physiologie de la reproduction des mammifères domestiques et application zootechniques. Accès internet: <http://www.oniris.be>.
89. Ladewig et al., 1980. □Flehmen in male goats: role in sexual behavior-behav.neuralbiol□, 3a, 312-322.
90. Locatelli, Y., Mermillod, P., (2005).Caractéristiques et maîtrise de la fonction de reproduction chez les cervidés. INRA Prod. Anim., 18 (1), 3-25.
91. Malpaux, B., Vigui, C., Thiéry, J.C., Chemineau, P., (1996).Contrôle photopériodique de la reproduction. INRA Prod. Anim., 9 (1), 9-23.

92. Malpaux, B., (2001). Environnement et rythmes de reproduction. In Thibault, C., Levasseur, M-C. (ed), la reproduction chez les mammifères et l'Homme, 699-724pp. Coédition INRA-Ellipses.
93. Malpaux, B., Vigui, C., Thiéry, J.C., Chemineau, P., (1996). Contrôle photopériodique de la reproduction. INRA Prod. Anim., 9 (1), 9-23.
94. MamNoury AMADOU SOULEY ..2013 , caracteristiques spermatiques du bouc du sahel au NIGER.P 36
95. Marquis P-H, 1990. « Synchronisation de l'oestrus et insémination artificielle dans l'espèce caprine ». Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. Thèse pour le doctorat vétérinaire, diplôme d'état. 156p.
96. Mehouchi, M., (1995). Caractéristiques de reproduction chez les béliers de race Barbarine et Noire de Thibar. CIHEAM - Options Méditerranéennes, 35-41.
97. Meyer C, Yasso , 1990. «Rapport annuel 1990». Bouaké (Côte d'ivoire), institut des savanes, 11p.
98. 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.
99. Mickelsen W. Memon MA. Infertility and diseases of the reproductive organs of bucks. In : Youngquist R. Current Therapy in Large Animal Theriogenology Philadelphie Ed. WB. Saunders Company 1997: 489-493.
100. MOGICATO G et MONNEREAU., 2005. Appareil génital male des mammifères domestiques. Promotion D1. Toulouse. [en ligne]. Accès internet: [http //www.oniris-nantes.fr](http://www.oniris-nantes.fr).
101. 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-Ellipses.
102. Noakes D. E., Parkinson T. J. and England G.C.W. (2001): Arthur's Veterinary Reproduction and Obstetrics. 8th Edition. SAUNDERS - Elsevier Limited. 868p.
103. Noakes D. E., Parkinson T. J. and England G.C.W. (2001): Arthur's Veterinary Reproduction and Obstetrics. 8th Edition. SAUNDERS - Elsevier Limited. 868p.
104. Ortavant R., Loir., 1978. □The environment as a factor in farm animals. 4ème world congress of animal production□, 20-26 April 1978, Bnenos Aires. Vol. pp. 423-451.
105. Ouali F., 1984. □Composante génétique de la fonction sexuelle□. Héritabilité des caractères du spermogramme et de la morphologie testiculaire chez les ruminants. Thèse Maîtrise ES Sciences ENVA 61p.

106. PHILIPPE B., BACH J-M. et JULIE H., 2010. Physiologie de l'appareil de reproduction, ONIRIS. accès Internet : <http://www.oniris-nantes.fr>.
107. 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.
108. 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.
109. ROUGER Y., 1974. □ Etude des interactions de l'environnement et des hormones sexuelles dans la régulation du comportement sexuel des bovidae □. Thèse de doctorat d'Etat de l'université de Rennes.
110. 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.
111. SANFORD., et al ., 1974. □ Influence of sexual activity on serum levels of LH and testosterone in the ram □. *Can. J. Anim. Sci.* 54, 579-585.
112. SETCHELL B. P., WAITS G.M.H., 1964. □ Effect of locale heating on blood flow and metabolism and the testis of the conscious ram □. *J. Reprod. Fert.* 8, 339.
113. SETCHELL B.P, 1977. « Male reproductive organs and semen ». Extrait de Cole H.H. « reproduction in domestic animals » third edition, 230-255.
114. SETCHELL B.P, 1991. « Male reproductive organs and semen ». Extrait de Cole H.H. « reproduction in domestic animals » third edition, 230-255
115. SIGNORET J-P., LEVY F., NOWAK R ., ORGEUR P., SCHAAL B., 1997. □ Le rôle de l'odorat dans les relations interindividuelles des animaux d'élevage □, *INRA prod. anim.* 10, 339-348.
116. SIGNORET J-P., BALTHAZART J., 1991. Dans □ la reproduction chez et les mammifères et l'homme □, le comportement sexuel, 786p, p513-536, édition marketing.
117. SMITH J.F, 1970. « The effect of temperature on characteristics of semen ram » *Austr. J. Agri. Rev.*, 22, 481-490.
118. 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.
119. SOLTNER D., 2001. Reproduction des animaux d'élevages. - 3e édition. - Paris : Sciences et techniques Agricoles. - 223p. - (collection sciences et techniques agricole)

120. Stevens A. Lowe J. Chap. 17: Appareil génital masculin In : Stevens A. Lowe J. Histologie Paris Ed. Pradel 1993 : 304-321.
121. Sweeney, T., Fox, J., Robertson, L., Kelly, G., Duffy, P., Lonergan, P., Doherty, J. O., Roche, J-F., Evans, N.P., et al. (2007). Postnatal exposure to octylphenol decreases semen quality in the adult ram. *Theriogenology* 67, 1068.
122. Thibault C., 1993. «La reproduction des vertébrés».
123. Thimonier, J., Cognie, Y., Lassoued, N., Khaldi, G., (2000). L'effet mâle chez les ovins : une technique actuelle de maîtrise de la reproduction. *Production animale*, 13, 223,231.
124. Toe, F., Lahlou-Kassi, A., Mukasa-Mugerwa, E., (1994). Semen characteristics of Ile-de-France rams of different age and physical condition. *Theriogenology* 42, 2.321-326.
125. Vaissaire, J.P., (1977). Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoires. Editions Maloine S.A, éditeur PARIS, 457 p.
126. Walkden-Brown S. W., Restall B. J., Scaramuzzi R. J., Martin G. B., Blackberry M.A., 1997. Seasonality in male Australian Cashmere goats: long term effects of castration and testosterone or oestradiol treatment on changes in LH, FSH and prolactin concentrations, and body growth. *Small ruminant Res.*, 26, 239-252.



LISTE DES ABREVIATIONS

ml:	milliliter.
ABP:	Androgen Binding Protein.
FSH:	Folliculo Stimulating Hormon.
LH:	Luteinising Hormon.
GnRH :	Gonadotrophic Releasing Hormon.
ADN :	Acide Désoxyribonucléique.
cm :	Centimètre.
PRL:	Prolactin.
IA :	Insémination Artificielle.
°c :	Degree Celsius.
ATP :	Adénosine Tri Phosphate
% :	pourcentage
Spz :	spermatozoïde