

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

UNIVERSITE IBN KHALDOUN - 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

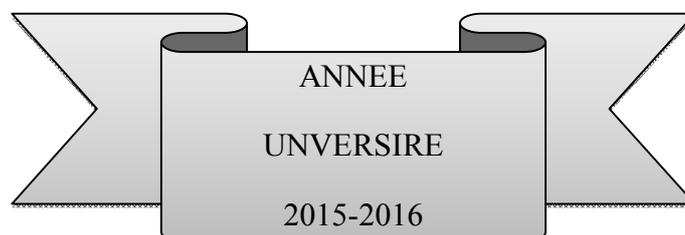
**L'insémination artificielle chez les ovins**  
**«Etude bibliographique»**

PRESENTE PAR :

BENAMOR NOURA  
TAOUAF IMENE

ENCADRE PAR :

DR. BOUCIF AHMED



# Remerciements

*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. Boucif Ahmed", pour leur disponibilité, leur encouragement, leur conseil.*

*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 et mes amies (notamment Fatima,yamina,Malika).*

*Enfin, j'exprime toute ma reconnaissance envers mes proches, qui ont eu la tâche ardue de me supporter pendant ces 5 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 .*



# *Dédicace*

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

*Je dédie ce modeste travaille aux personnes qui me sont les plus chères, ma très chère mère safia et mon père naceur, je ne serais jamais comment exprimer mes sentiments pour leur sacrifice, tendresse et affection qu'ils ont toujours accomplis avec dévouement pour me permettre de réussir à ma vie, je suis très reconnaissant à toutes les peines qu'ils se sont données pour mon éducation, qu'ils trouvent ici, l'expression de mon profonde respect.*

■ *A ma sœur Soni.a, mes frères Yahya Boubaker Mohamed et Benamer Ahmed Salah eldine Brahim et toute la famille.*

■ *A mes très chères amies Imene, Fatima, Yamina, Malika*

■ *A toutes ma famille Benamor, Messaadi*

■ *Je dédie ce travail aussi à l'ensemble des enseignants de primaire jusqu'à université son oublier mon encadreur*

■ *A toutes mes amies qui n'aiment de prés et de loin*

*Benamor Noura*



# Sommaire

Introduction.....	3
-------------------	---

## **PARTIE I : ANALYSE BIBLIOGRAPHIQUE**

### **CHAPITRE 1 : Rappel anatomo-physiologique de l'activité sexuelle mâle et femelle.**

Rappel anatomo-physiologique de l'activité sexuelle de bélier .....	3
1-Rappel anatomique .....	3
1-1-la section glandulaire.....	3
1-1-1-les testicules.....	3
1-1-2-les glandes annexes.....	5
-les vésicules séminales .....	5
-la prostate.....	7
-les glandes bulbo-urétrales .....	7
1-2-section tubulaire .....	7
1-2-1-l'épididyme.....	7
1-2-2-le canal déférent.....	8
1-3-le sinus uro-génital .....	8
1-3-1-l'rétre.....	8
1-3-2-le pénis .....	8
2-Rappel physiologique .....	9
2-1-fonction testiculaire.....	9
2-1-1-stroïdogénèse .....	9
2-1-2-spermatogénèse.....	10
2-1-2-1-le déroulement de la spermatogénèse .....	11
2-1-2-1-1-la spermatocytogénèse .....	11
2-1-2-1-2-la méiose .....	12
2-1-2-1-3-la spermiogénèse .....	13
2-2-la régulation hormonale et la spermatogénèse.....	16
2-3-formation du sperme .....	18
2-4-régulation thermique du testicule.....	18



# *Dédicace*

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

*Je dédie ce modeste travail aux personnes qui me sont les plus chères, ma très chère  
mère et mon père je ne serais jamais comment exprimer mes sentiments pour leur sacrifice,  
tendresse et affection qu'ils ont toujours accomplis avec dévouement pour me permettre de  
réussir à ma vie, je suis très reconnaissant à toutes les peines qu'ils se sont données pour  
mon éducation, qu'ils trouvent ici, l'expression de mon profond respect.*

- ▀ *A ma sœur Fatima, mes frères Lakhdar, Mohamed lotfi, Adel, Mohamed, et toute la  
famille.*
- ▀ *A mes très chères amies Noura, Fatima, Yamina,*
- ▀ *A toutes ma famille Taouef*
- ▀ *Je dédie ce travail aussi à l'ensemble des enseignants de primaire jusqu'à université son  
oublier mon encadreur*
- ▀ *A toutes mes amies qui n'aiment de près et de loin*

*Taouaf Imene*



-Rappel anatomo- physiologique de l'activité sexuelle de brebis.....	19
1-Rappel anatomique.....	19
1-1-section glandulaire.....	19
1-1-1-les ovaires.....	19
1-2-section tubulaire.....	21
1-2-1-oviducte.....	21
-le pavillon.....	21
-l'ampoule.....	21
-l'isthme.....	21
1-2-2-l'uterus.....	21
-L'endometre.....	21
-le myomètre.....	21
-col de l'utérin.....	21
1-3-sinus uro-génital.....	22
1-3-1-le vagin.....	22
1-3-2-vulve et vestibule vaginal.....	22
2-Cycle sexuel.....	24
2-1-le cycle oestrien.....	24
2-2- le cycle ovarien.....	24
2-2-1-au niveau comportemental.....	25
2-2-1-1-l'oestrus.....	25
2-2-1-2-détection de l'oestrus.....	25
2-2-2-au niveau de l'ovaire.....	25
2-2-2-1-la phase folliculaire.....	26
2-2-2-1-1-la folliculogenèse.....	26
2-2-2-1-2-ovulation.....	29
2-2-2-2-la phase luteale.....	29
2-2-2-2-1-mise en place du corps jaune.....	30
2-2-2-2-2-lutéolyse.....	30
2-2-3-au niveau hormonal.....	30
2-2-3-1-modification hormonale.....	30
2-2-3-2-les hormones ovariennes.....	31
-les oestrogenes.....	31
-la progesterone.....	33

2-2-3-3-les hormones de l'uterus .....	34
--	----

## **CHAPITRE2 : L'insémination artificielle et sa place en élevage ovin**

1-Généralités sur l'insémination artificielle .....	
1-1- Définition et importance.....	35
1-2- Historique de l'IA .....	35
2-L'insémination artificielle chez l'espèce ovine .....	36
2-1- Particularité de l'insémination artificielle ovine .....	36
3- Les différentes techniques d'insémination artificielle.....	37
3-1-Selon l'état de conservation de la semence .....	37
3-1-1-L'insémination avec de a semence fraiche.....	37
3-1-2-L'insémination avec semence réfrigérée.....	37
3-1-3-L'insémination avec semence congelée .....	37
3-2-Selon le lieu de depot de la semence.....	38
3-2-1-L'insémination inta- vaginal .....	38
3-2-2-L'insémination inta- utérine .....	38
4- Les avantages et limites del'IA .....	39
4-1-Les avantages.....	39
4-1-1- Génétiques .....	39
4-1-2- Zootechniques.....	40
4-1-3- Economiques .....	40
4-1-4- Sanitaires .....	41
4-1-5- Gestionnaire.....	41
4-2- Contraintes et limites de l'IA.....	42
5- Les étapes de l'IA ovine .....	42
5-1- Récolte et évaluation du sperme.....	43
5-2- Préparation et conservation de la semence .....	43
5-3- Préparation de la femelle .....	44
5-4-L'acte de L'insémination.....	44
5-5-Diagnostic de réussite de l'insémination .....	44

## Partie II: MATERIELS ET METHODES.

### Examen de mâle :

1-Examen de l'état général .....	46
2-Examen de l'appareil reproducteur .....	46
2-1-L'appareil génital externe.....	46
2-1-1-Conformation du scrotum.....	47
2-1-2-Palpation du contenu scrotal.....	47
2-1-3-Biopsie testiculaire.....	48
2-1-4-Détermination du volume scrotal.....	48
2-1-4-1-Interet de la méthode et facteurs de variation .....	48
2-2-L'appareil génital interne .....	49
la palpation transrectal.....	49
2-3-Les prélèvements .....	49
2-4-Les examens complémentaires .....	50
2-4-1-L'échographie .....	50
3-Méthodes de récolte du sperme.....	51
3-1-Le vagin artificiel.....	51
3-2-L'électro -éjaculation.....	54
4-Examen du sperme .....	56
4-1-Examen macroscopique.....	57
4-1-1-Volume.....	57
4-1-2-Aspect et consistance .....	58
4-1-3-Couleur .....	58
4-1-4-Viscosité,ph et poids spécifique.....	59
4-1-5-Recherche des polynucléaires.....	59
4-2-Examen microscopique du sperme .....	59
4-2-1-Détermination de la motilité massale.....	60
4-2-2- Détermination de la motilité individuelle .....	62
4-2-3—Détermination de la concentration .....	64
4-2-4-Examen morphologique .....	67
4-2-4-1-Principes généraux.....	67
4-2-5-Examen bactério-virologique .....	70
4-2-6-Examens complémentaires .....	70

### **PARTIE III : RESULTATS ET DISCUSSION.**

1-Effet de l'insémination artificielle sur la performance reproductrice de la brebis.....	71
2-Facteurs de variation de la réussite de L'A ovine.....	71
2-1-Facteurs liés au mâle.....	72
2-1-1-L'âge du bélier.....	72
2-1-2-La qualité de la semence.....	72
2-1-3-Le nombre de spermatozoïdes.....	73
2-1-4-L'effet male.....	73
2-2-Facteurs liés à la femelle.....	73
2-2-1-L'age de la brebis.....	73
2-2-2-La production laitière.....	74
2-2-3-Le stade physiologique.....	75
2-2-4-Le nombre de synchronisation.....	75
2-3-Facteurs de variation environnement aux de la réussite de l'IA.....	75
2-3-1-Facteurs liés à l'IA.....	75
2-3-1-1-Les préparation à l'IA.....	75
2-3-1-2-La préparation des paillettes.....	76
2-3-1-3-L'intervalle de temps entre la recollecte et l'IA.....	76
2-3-1-4-Inséminateur et matériel utilisé.....	76
2-3-2-Les facteurs lies aux conditions de l'IA.....	77
2-3-2-1-L'intervalle entre la mise bas et l'insémination.....	77
2-3-2-2-Effet de l'heur de l'IA.....	77
2-3-2-3-La méthode de synchronisation des chaleurs.....	77
2-3-2-4-L'écart entre le retrait des éponges et l'IA.....	78
2-3-2-4-Le lieu de dépôt de la semence.....	78
2-4-Les facteurs lies aux conditions d'élevage.....	78
2-4-1-L'alimentation.....	78
2-4-2-Le poids, note d'état corporel (NEC).....	79
2-4-3-La conduite sanitaire des femelle.....	80
2-4-4-L'année et la saison.....	80
a)la saison sexuelle.....	80
b) la contre saison.....	80
2-4-5-Le système d'élevage.....	81
2-4-6-la race.....	81

Conclusion .....	82
Référence bibliographique	
Résumé	

## Liste des figures

**FIGURE1** : Appareil génital mâle des petits ruminants d'après Dudouet (2003).

**FIGURE2** : Schéma d'un testicule.

**FIGURE3** : Coupe horizontale du testicule gauche et de ses enveloppes d'après Barone.

**FIGURE4** : Représentation schématique des principales étapes de la spermatogénèse chez le bélier.

**FIGURE5** : Les phases de la spermiogénèses d'après Soltner (2001).

**FIGURE6** : Régulation hormonale de la fonction sexuelle mâle (Van Der Molen et Coll ; 1975 ; BONNES ET AL ; 2005 ; Silverthon et al ; 2007).

**FIGURE7** : Anatomie du système reproducteur femelle.

**FIGURE8** : Schéma d'un ovaire.

**FIGURE9** : Vue interne du système reproducteur de (Barone, 2010).

**FIGURE10** : Les principales étapes de la croissance folliculaire (Monniaux et al, 1999).

**FIGURE11** : Schéma de l'évolution d'un follicule, du stade primordial au stade ovulatoire.

**FIGURE12** : Mécanisme de la lutéolyse chez les ruminants.

**FIGURE13** : Contrôle hormonale du cycle ovarien (PETERS et BALL ; 1994).

**FIGURE14** : Insémination transcervicale chez l'espèce ovine.

**FIGURE15** : Mensuration de la circonférence scrotale.

**FIGURE16** : Mensuration de la longueur de testicule.

**FIGURE17** : Tube de collecte

**FIGURE18** : Le vagin artificiel.

**FIGURE19** : L'électro-éjaculateur utilisé pour la collecte de semence.

**FIGURE20** : Estimation du volume et de l'apparence de l'éjaculat immédiatement après la collecte.

**FIGURE21** : Spermatozoïdes observés au microscope à platine chauffante (x40).

**FIGURE22** : Hématimètres utilisé pour le comptage des spermatozoïdes (cellule de Thoma à deux chambres).

**FIGURE23** : Un grand Carreau (Comporte 16petits Carreaux).

**FIGURE24** : Colorants (l'éosine à gauche et nigrosine à droite) utilisés pour la coloration des spermatozoïdes.

### **Liste des tableaux**

**TABLEAU 1** : Composition biochimique de quelques éléments du plasma séminal de bélier.

**TABLEAU2** : Les normes physiologiques chez le bélier.

**TABLEAU3** : Les normes physiologiques chez la brebis.

**TABLEAU4** : Détermination de la note de motilité individuelle des spermatozoïdes (Baril et al 1993).

## Liste des abréviations

**ABP** : Androgène Binding Protein.

**C°** : degré Celsius.

**Sec** : Seconde.

**CIA**: Centre d'insémination Artificiel.

**CIDR** :Controlled Internal Drug Release.

**Cm** : Centimètre.

**CMT** : Californien Mastitis Test.

**CNIAA** : Centre National de l'Insémination Artificielle et de l'Amélioration Génétique.

**ECG** : : hormone choriogonadotropine

**EPF** : Early Pregnancy Factor.

**FGF** : Fibroblaste Groth Factor.

**FSH** :Follicule Stimulating Hormone.

**G**:Gramme.

**GnRH**:Gonadotropine Releasing Hormone.

**H**: heure.

**IA**: insémination artificielle.

**ICSH** :Interstitial Cell Stimulating Hormone.

**IGF1** :Insuline Like Groth Factor.

**Jrs** : jours.

**Kg** : Kilogramme.

**LH** : luteinizing hormone

**Mg** : Milligramme.

**ml** : Millilitre.

**mm** : Millimètre

**MST** : Maladies sexuellement transmissibles.

**NET** : note d'état corporel.

**PMCG** : Pregnant mare serum gonadotropin.

**PS** : Périmètre Scrotal.

**PSPB** : Pregnancy-Specific Proteins B.

**SPZ** : Spermatozoïde.

# **Introduction**

La reproduction correspond à l'ensemble des processus permettant d'assurer la pénnité d'une espèce. Elle constitue en effet la clef de voûte de la création et de la diffusion du progrès génétique dont l'insémination artificielle est la technique de choix. En Algérie, l'élevage ovin constitue une véritable richesse nationale pouvant être appréciée à travers l'effectif élevé qui dépasse les 19 millions de têtes (MADR, 2015), et par la diversité de ses races. L'effectif ovin représente plus de 76 %, du total de l'effectif animal national, suivis par les caprins puis par les bovins qui ne représentent que moins de 8%.

L'élevage ovin compte pour 25 à 30% dans la production animale et 10 à 15% dans la production agricole en fournissant plus de 50% de la production nationale de viande rouge (Adamou et al 2005).

Le rôle socioéconomique de cet élevage est donc de plus en plus pris en compte depuis quelques années par rapport à celui des bovins compte tenu de l'avantage qu'il présente en matière d'investissement: en effet, l'espèce ovine présente une grande facilité dans son élevage, une très bonne adaptation aux conditions locales et elle, seule peut bénéficier des milliers' hectares de la steppe, et des pâturages des chaumes de céréales sur les hauts-plateaux qui constituent une source importante d'aliments.

Cependant les techniques d'élevage utilisées actuellement sont généralement rudimentaires et limitent considérablement les capacités productives de cette espèce ; on assiste à un faible taux de productivité ( Dekhili, 2010 ; Safsaf et Tlidjane., 2010) ajouté à un poids de carcasse relativement faible (Zouyed, 2005) ce qui concourt à une insuffisance de la production de viandes rouges.

De par ce constat, il devient indispensable de trouver les moyens d'amélioration de la productivité de notre cheptel ovin. Cette amélioration va de paire avec la maîtrise de la reproduction qui constitue la pièce maîtresse de l'efficacité économique de tout élevage.

Cela implique qu'il est grand temps de penser à remplacer les systèmes actuels d'élevage par d'autres plus performants, à l'image des pays grands producteurs d'ovins par la mise en place des méthodes modernes, basées sur des connaissances physiologiques très fondées à la fois sur la brebis et le bélier afin de résoudre les problèmes liés à l'amélioration de la productivité des élevages.

La principale de ces méthodes est l'insémination artificielle ; Elle permet de limiter le nombre des béliers utilisés en reproduction et constitue un moyen sûr de diffusion du progrès génétique par la voie mâle. L'insémination artificielle (IA) a connu un ddéveloppement rapide et universel depuis le début des années 50, ce qui en fait la technique de

reproduction la plus répandue dans le monde (Humblot, 1999). Si le principe de l'IA est simple, sa mise en œuvre et son développement à grande échelle dans les élevages exigent la mise au point de nombreuses techniques, concernant tant les mâles que les femelles et l'ajustement des modalités pratiques à chaque espèce animale.

En Algérie, la création de deux centres régionaux de l'insémination artificielle et de l'amélioration génétique (wilaya de Naâma 2006, et Biskra 2008) a permis l'introduction de cette technique dans l'espèce ovine et sa diffusion à l'échelle nationale.

Cette technique s'inscrit dans un programme global de maîtrise de la reproduction et de l'amélioration génétique des cheptels. A partir de l'an deux mille quatre à ce jour, le Centre National d'Insémination Artificielle et de l'Amélioration Génétique (CNIAAG), dans le cadre d'un projet de développement de l'élevage ovin, subventionne la synchronisation des chaleurs par pose des éponges vaginales. De ce fait, les vétérinaires praticiens synchronisent les chaleurs à grande échelle et les éleveurs sont de plus en plus à la recherche de cette technicité.

Le premier chapitre de la première partie de ce manuscrit consiste en une revue bibliographique basée sur des rappels anatomo-physiologiques sur les deux appareils génitaux du bélier et de la brebis. Le second chapitre présente les données sur l'insémination artificielle ovines et les facteurs de variation de la réussite de cette technique.

Dans la partie expérimente, nous réserverons un chapitre sur les moyens d'examen du bélier et de sa préparation à l'insémination suivi d'un chapitre étudiant les résultats et discussion des travaux menés sur cette technique et l'influence des facteurs sur sa réussite.

Ce travail a pour but d'étudier le fonctionnement de l'appareil reproducteur des béliers et de faire le point sur des connaissances concernant la technique d'insémination artificielle.

Les objectifs de ce travail consistent à :

1) Connaître les caractéristiques anatomo-physiologiques de l'appareil génital du bélier et de la brebis.

2) Evaluer la production quantitative et qualitative de la semence ovine ;

3) Déterminer les principaux facteurs de variation de la production de semence ;

4) Décrire les différentes techniques d'insémination artificielle ovine ;

5) Evaluer les performances zootechniques de reproduction des béliers géniteurs.

# Chapitre 1

Rappels anatomo-physiologie  
de l'activité sexuelle chez le  
mâle et la femelle

**I- Rappel anatomo-physiologique de l'activité sexuelle du bélier:****1- Rappel anatomique:**

L'appareil génital mâle est formé par l'ensemble des organes (figure1), chargés de l'élaboration du sperme et du dépôt de celui-ci dans les voies génitales de la femelle où se réalise la fécondation (**Barone, 1990**).

En général, il comporte trois grandes parties, dont chacune possède son équivalent dans l'appareil génital femelle qui sont : la section glandulaire, la section tubulaire et le sinus uro- génital.

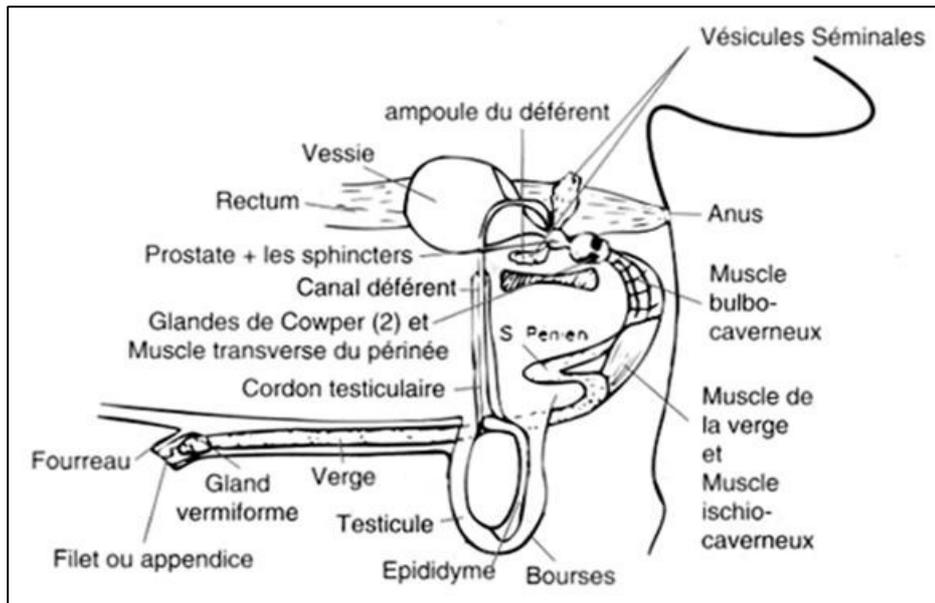
**1-1- Section glandulaire** : Elle comprend deux testicules et les glandes annexes :

**1-1-1- Les testicules:**

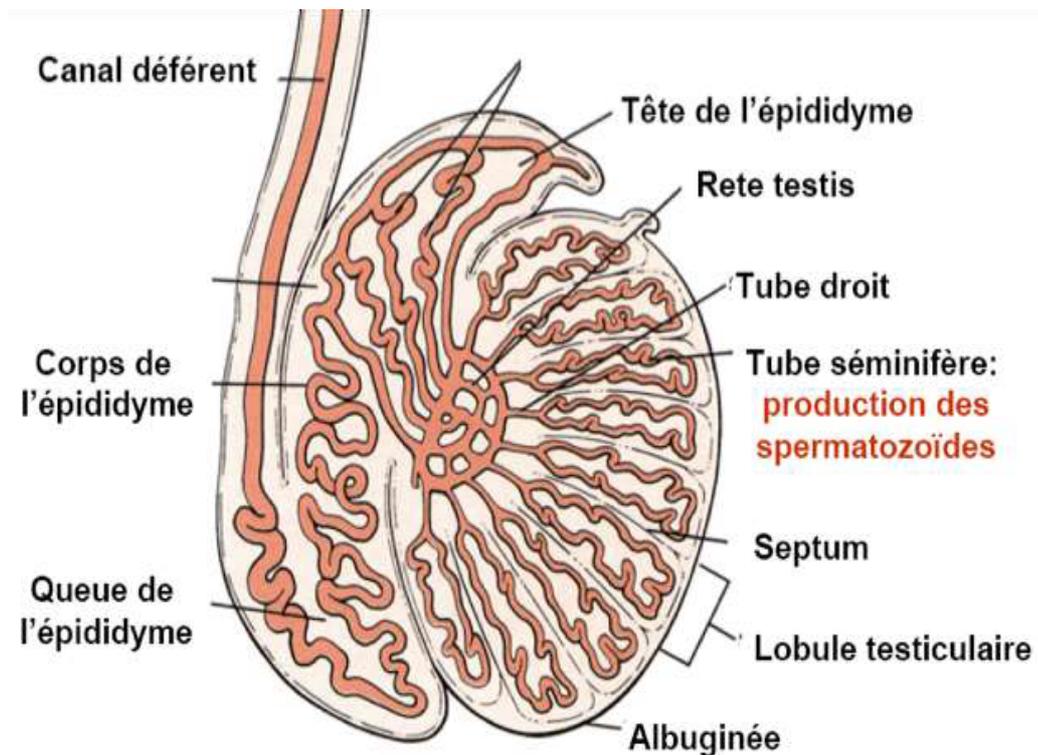
La région scrotale forme chez le belier une masse ovoïde, bilobée, longuement et verticalement pendante sous la région inguinale et attachée à la paroi abdominale inférieure.

Le testicule ou glande génitale(figure2), est un organe pair, très mobile dans les bourses, plus sphéroïde chez le bélier que chez le taureau, il est aussi plus volumineux et plus pesant en proportion ; son poids unitaire varie de 170 à 300 grammes ( Bonnes et al., 2005).

Sa taille, qui varie selon plusieurs facteurs (race, individus, stades physiologiques.....), est en moyenne de 10 cm de long, 6 cm de large, et 6 cm d'épaisseur ; le rapport poids du testicule/poids du corps chez le bélier est égal à 1/200 (Dadoune et Demoulin, 2001). Ce rapport est élevé comparativement au taureau (1/640) ( Dadoune et Demoulin, 2001).



**Figure 1:** Appareil génital mâle des petits ruminants d'après Dudouet (2003).



**Figure2 :** Schéma d'un testicule.

Le testicule est protégé par des enveloppes superposées et d'origines très différentes (figure3).

En surface se trouve le scrotum, qui est constitué par :

- Une peau mince, souple, recouverte de jarre, et formant un commun aux deux testicules pourvu d'un sillon médian : le raphé.
- Le dartos peu épais, constitué de fibres musculaires lisses et de fibres élastiques, et formant un sac autour de chaque testicule.

En intermédiaire se trouve la tunique fibreuse : tissu conjonctif sous cutané, très mobile.

En profondeur se trouve le crémaster ; ce muscle joue un rôle important dans la thermorégulation testiculaire par ses contractions qui permettent d'éloigner ou de rapprocher les gonades du corps. Le crémaster est localisé du coté externe de l'enveloppe fibro-séreuse cette dernière forme un sac allongé engainant le testicule, l'épididyme et le cordon testiculaire ( Bonnes et al, 2005).

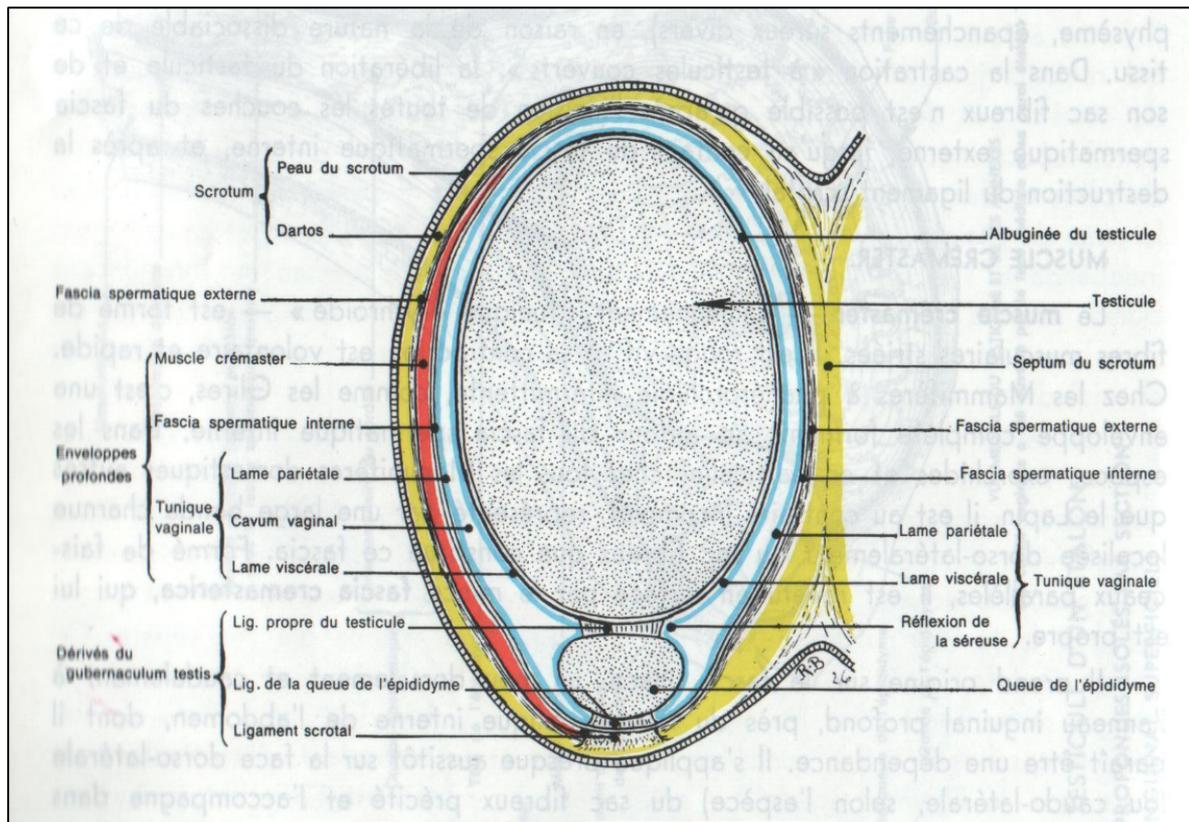
Plus profondément chaque testicule est revêtu d'une capsule fibreuse, l'albuginée, qui s'enfonce dans la profondeur du testicule pour constituer le corps de Highmore, perforé par des vaisseaux, et le rete testis. Entre l'albuginée et le corps de Highmore sont tendues des cloisons ou septa, souvent incomplètes qui délimitent environ deux à trois cents lobules testiculaires, chacun contenant 1 à 4 tubes séminifères (Dadoune et Demoulin, 2001).

### **1-1-2- 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).

### **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).



**Figure 3 :** Coupe horizontale du testicule gauche et de ses enveloppes d'après Barone.

PH( Semence total)	5,9-7,3
Fructose (ng/100 ml)	150-600
Sorbitol (ng/100 ml)	26-120
Acide citrique (ng/100 ml)	137
Acide ascorbique (ng/100 ml)	5
Inositol (ng/100 ml)	10-15
Acide glutamique (ng/100 ml)	76
Glycérophosphorylcholine (ng/100)	1 600-2 000
Sodium (nmoles/litre)	78
Potassium (nmoles/litre)	23
Calcium (nmoles/litre)	1,9
Magnésium (nmoles/litre)	2,4
Chlorure (nmoles/litre)	1

**Tableau1 :**Composition biochimique de quelques éléments du plasma séminal de bélier

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).

### **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).

### **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 sécrète 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).

### **1-2- section tubulaire:**

#### **1-2-1-L'épididyme**

C'est un organe allongé situé sur le pôle inférieur du testicule, long de 50 à 60 mètres (Barone, 1990) ou 80 mètres selon Setchell (1991). Il est très flexueux et se pelotonne une première fois au départ du testicule constituant ainsi la tête de l'épididyme, puis après un parcours plus au moins rectiligne, correspondant au corps de l'épididyme, il se pelotonne de nouveau formant ainsi sa queue avant d'aller déboucher dans le canal déférent (figure2) (Bonnes *et al.*, 2005).

Il constitue un lieu de stockage, de maturation et de remaniement des spermatozoïdes. Ces rôles sont déterminés par les androgènes (Craplet et Thibier, 1977 ; Voglmayr *et al.*, 1977 ; Noakes *et al.*, 2001). C'est au niveau de l'épididyme (le corps épидидymaire) que les spermatozoïdes acquièrent leur mobilité et leur pouvoir fécondant (Chevrier et Dacheux, 1988 ; Barone, 1990 ; Setchell, 1991 ; Baril *et al.*, 1993 ; Noakes *et al.*, 2001).

On reconnaît à l'épididyme une autre fonction qui consiste à l'augmentation de la concentration du sperme par réabsorption de la majeure partie du fluide du rete-testis (Setchell, 1991). Dans l'épididyme, le sperme se conserve fertile jusqu'à 40 jours après ce délai, les spermatozoïdes sont fragmentés et sont résorbés par les spermiophages (Hammond).

### **1-2-2- 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 déférentielle» avant de se jeter dans l'urètre.

C'est un tube de quelques centimètres mais, il a 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, 1977 ; Barone, 1990).

### **1-3- le sinus uro-génital : comprenant l'urètre et l'appareil copulateur**

**1-3-1- 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.

**1-3-2- 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 qui est spécifique à l'espèce ovine, 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).

## **2-Rappel physiologique :**

Le système reproducteur a pour fonction principale de veiller à la perpétuation de l'espèce, d'où son importance. Même si le système reproducteur n'est pas indispensable à la vie de l'animal, il est parfaitement intégré dans l'ensemble des organes corporels, et son fonctionnement correct nécessite une activité normale de tout l'organisme et plus particulièrement du système endocrinien.

### **2-1- La fonction testiculaire :**

Les testicules exercent une double fonction :

- La fonction endocrine ou la stéroïdogénèse et la fonction exocrine ou la spermatogénèse. Ces deux fonctions se déroulent respectivement dans les cellules de Leydig (tissu interstitiel) et au niveau des tubes séminifères; (Amann et Schanbacher, 1983).
- Fonction endocrine: production de testostérone par les cellules de Leydig, cette hormone stimule la spermatogénèse, la maturation des organes génitaux, l'apparition des caractères sexuels secondaires, suscite l'émergence de la libido, et participe au rétrocontrôle hormonal hypothalamo-hypophyso-gonadique; outre la testostérone, les cellules de Leydig sécrètent de l'œstradiol, en quantité variables selon les espèces (Robel, 2003).
- Fonction exocrine ou la spermatogénèse: production de spermatozoïdes dans les tubules séminifères. Associés aux sécrétions des glandes annexes, ils constituent le sperme, émis lors de l'éjaculation (Parapanov et Vargas, 2009).

#### **2-1-1- Stéroïdogénèse:**

Les testicules élaborent les androgènes dont le plus dominant est la testostérone (Desjardins, 1978). Ils produisent, aussi d'autres hormones dont l'inhibine, l'androgène binding protéine (ABP) (Amann et Schanbacher, 1983) et l'activine (Amann, 1993 cité par Bahhar, 1998 ; Hochereau-de Reviers *et al.*, 1995). Le rôle de l'ABP semble être de maintenir des concentrations élevées des androgènes dans la lumière des tubes séminifères et au niveau de l'épididyme (Noakes *et al.*, 2001).

Il favorise le transport et le contrôle des changements de la sécrétion de la testostérone, alors que l'inhibine (hormone protéique non stéroïdienne) inhibe la sécrétion de la FSH (qui a stimulé sa synthèse) (Amann et Schanbacher, 1983 ; Cognié, 1988 ; Burger et Igarashi, 1988 cité par McKeown *et al.*, 1997 ; Hadley, 1992 ; Bonnes *et al.*, 2005) et sans doute diminue la synthèse de la GnRH (Cognié, 1988 ; Hadley, 1992). L'activine a une action autocrine ou paracrine stimulante sur la sécrétion de la FSH (McKeown *et al.*)

La Puberté	6 à 8 mois.
Age de mise à la reproduction	12 mois.
La Fécondité	Est maximale à l'âge de 2 ans et demi.
Durée De L'éjaculation	< 1 sec.
Fréquence d'utilisation pour la saillie ou pour la production de SPZ	Plusieurs fois par jour.
Age à la Reforme	> 5 ans.

**Tableau2:** Les normes physiologiques chez le bélier.

### 2-1-2- Spermatogenèse:

La spermatogenèse est un processus chronologiquement long (figure4), qui à partir de cellules initiales basales (cellules de la ligné germinale mâle) des tubes séminifères, aboutit après mitose, méiose et différenciation en spermatozoïdes à la libération de spermatozoïdes mûrs dans la lumière des tubes séminifères (Amann et Schanbacher, 1983 ; Johnson, 1991).

Ainsi, l'épithélium séminifère est composé de trois types de cellules germinales : spermatogonies, les spermatocytes (primaires et secondaires) et les spermatides ( Noakes *et al.*, 2001) à chacune des quelles correspond une phase du cycle spermatogénétique : la spermatocytogenèse, la méiose et la spermiogenèse (Johnson, 1991).

Une fois le processus de la spermatogenèse déclenché, il ne s'arrête pas et se poursuit même chez les sujets âgés (Vaissaire, 1977). Au fur et à mesure que les lignées spermatogénétiques évoluent, d'autres entrent en activité dans la paroi des tubes séminifères des testicules.

### **2-1-2-1- Le déroulement de la spermatogenèse:**

Selon Barone (1990) et Johnson (1991), le cycle spermatogénétique est divisé en trois principales phases : la spermatocytogenèse, la méiose et la spermiogenèse.

#### **2-1-2-1-1- La spermatocytogenèse:**

Les gonocytes formées dans les cordons testiculaires au cours de la vie fœtale se transforment après la naissance (3 à 6 semaines) en spermatogonies (Hochereau-de Reviers *et al.*, 1995 ; Herrera-Alarcon *et al.*, 2007). Les spermatogonies souches stockées le long de la membrane basale des tubes séminifères, entre les cellules de soutien (précurseurs des cellules de Sertoli); Hochereau-de Reviers *et al.*, 1995 ; Noakes *et al.*, 2001) donnent par mitose d'une part des cellules filles qui deviennent des spermatogonies souches et d'autre part, d'autres cellules filles qui se divisent activement en spermatocytes (Johnson, 1991). Les tubes séminifères contiennent une population constante de cellules germinales estimée à plusieurs millions de spermatogonies (Chemineau *et al.*, 1991 cité par Bahhar, 1998). Une attention particulière, doit être donnée à l'environnement mitotique de spermatogonie incapable de se différencier et sa transformation en spermatogonie capable de se proliférer et initier le processus de la spermatogenèse ( Noakes *et al.*, 2001).

Trois types de spermatogonies originalement décrits par Johnson (1991) et Noakes *et al.* (2001) sont : les spermatogonies A (ou poussiéreuses), les spermatogonies intermédiaires et les spermatogonies B (ou croûtelleuses).

Les spermatogonies A sont situées au niveau de la lame basale, possédants de larges noyaux sphériques ou ovalaires, constitués de longs chromosomes (Johnson, 1991) avec une chromatine en très fines granulations (Barone, 1990).

Les spermatogonies B ou croûtelleuses sont situées en une position plus centrale, possédants des noyaux plus arrondis, constitués de chromosomes plus étroits que ceux des spermatogonies poussiéreuses (A) (Johnson, 1991) dont la chromatine forme des grains (aspect croûtelleux) (Barone, 1990). A l'issue de cette mitose, les spermatogonies B donnent naissance aux spermatocytes primaires qui ressemblent au début aux spermatogonies. Cinq différents sous types de spermatogonies sont observés (A1, A2, A3, B1 et B2) (Amann et

Schanbacher, 1983 ; Johnson, 1991). En revanche, chez les ovins, les spermatogonies A0, A1, A2, A3, In (intermédiaire), B1 et B2 apparaissent durant ce stade (Noakes *et al.*, 2001) représentant ainsi, six divisions mitotiques entre les spermatogonies souches (A0) et les spermatocytes primaires (Hochereau-de Reviers *et al.*, 1995 ; Noakes *et al.*, 2001)

Les spermatocytes primaires préleptotènes résultent de la division mitotique des spermatogonies B et restent attacher par des ponts intercellulaires ( Barone, 1990 ; Johnson, 1991).

Ces ponts entre cellules du même stade de développement, facilitent le développement ou la dégénérescence synchrone des cellules germinales, la différenciation de la spermatide haploïde avec un seul chromosome sexuel et/ou la phagocytose des résidus laissés après la spermiation (Johnson, 1991). La dégénérescence de spermatogonies permet de contrôler la production abondante de spermatocytes durant ou en dehors de la saison sexuelle (Johnson, 1991).

#### **2-1-2-1-2- La méiose:**

La méiose est le processus durant le quel, 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 metaphase, l'anaphase et la telophase ( Johnson, 1991). La metaphase 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 telophase 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.

### **2-1.2.1-3- La spermiogenèse :**

La spermiogenèse est la différenciation morphologique de spermatides issues de la deuxième division méiotique en spermatozoïdes.

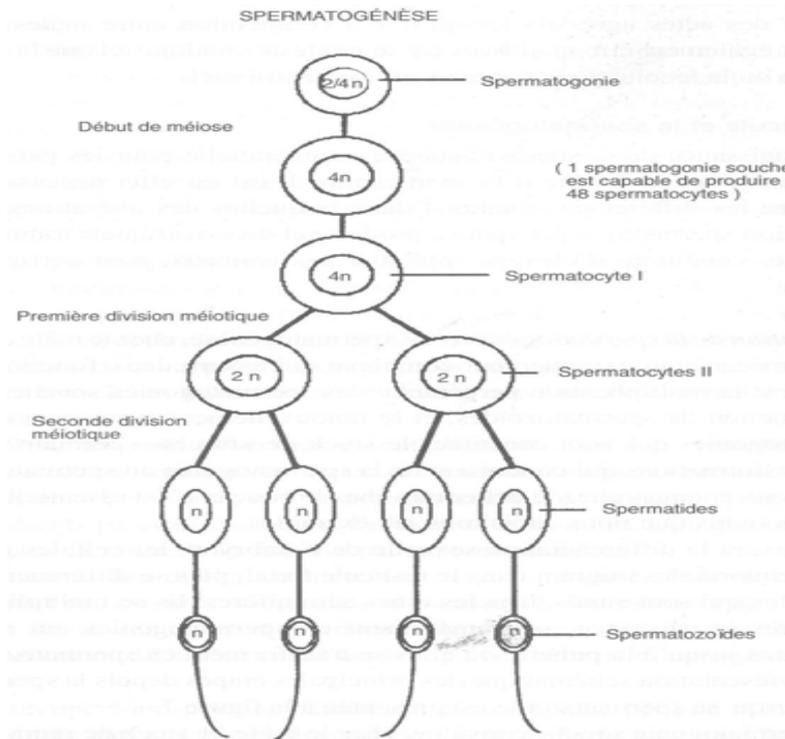
La spermatide, cellule sphérique possédant un noyau sphérique ((Gilles *et al.*, 2006.; Noakes *et al.*, 2001) se transforme en une cellule possédant une tête aplatie avec un noyau condensé et une queue nécessaire à la motilité (Johnson, 1991 ; Baril *et al.*, 1993).

Selon Barone (1990) et Johnson (1991), la spermatide se développe suivant quatre phases : Golgienne, de coiffe, de l'acrosome et de maturation.

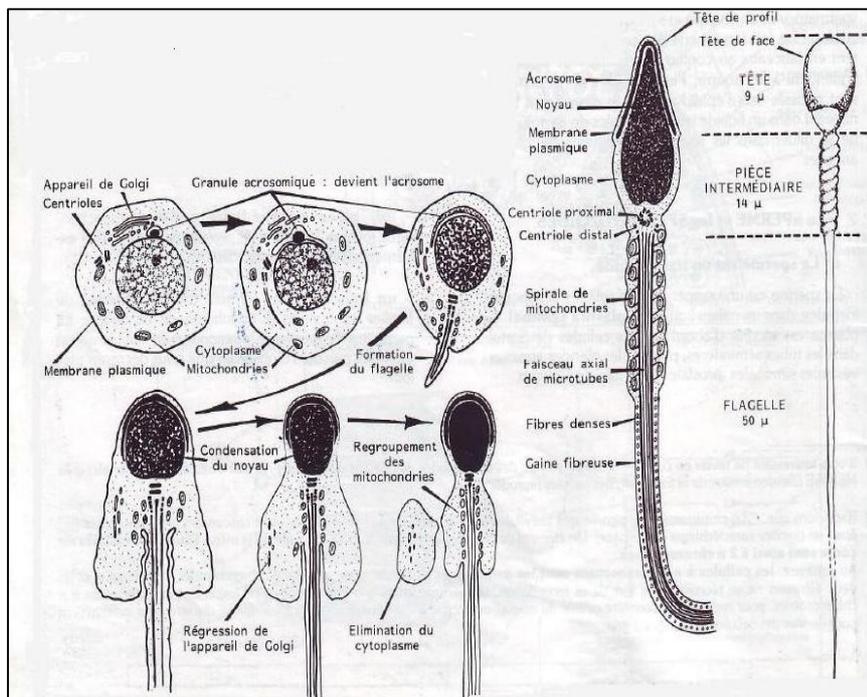
Les granules acromosomiques apparaissent à partir de l'appareil de Golgi et finissent par confluer pour former l'acrosome sur le noyau (figure5) (Noakes *et al.*, 2001 ; Bonnes *et al.*, 2005), constituant ce qu'on appelle couramment la coiffe ou le capuchon céphalique. Les centrioles migrent à proximité (centriole proximal) et à l'arrière du noyau (centriole distal) (Johnson, 1991 ; Bonnes *et al.*, 2005), qui délimite la portion du col où naissent divers filaments constituant le flagelle ( Bonnes *et al.*, 2005). Les mitochondries se rassemblent en arrière du noyau et s'ordonnent bout à bout en une sorte de chapelet enroulé en hélice autour du flagelle (Noakes *et al.*, 2001), sur toute la longueur de ce qui deviendra la pièce intermédiaire du spermatozoïde (Johnson, 1991). Une grande partie du cytoplasme trouvé dans la spermatide va être éliminé. Cet excès est éliminé sous forme de gouttelette cytoplasmique (Johnson, 1991 ; Bonnes *et al.*, 2005) qui n'est pas souvent perdue avant l'éjaculation chez les ovins (Amann, 1987 cité par Setchell, 1991). Les spermatozoïdes se forment ainsi dans les replis cytoplasmiques des cellules de Sertoli, en bordure de la lumière des tubes séminifères (Bonnes *et al.*, 2005). Selon Baril *et al.* (1993), chaque spermatogonie peut produire théoriquement 192 spermatozoïdes, mais réellement la production maximale est de 64 spermatozoïdes par spermatogonie (Johnson, 1991 ; Baril *et al.*, 1993). Les nombreuses dégénérescences sont à l'origine de cette différence selon Baril *et al.* (1993).

Quelques part dans les testicules, une spermatogonie entrent en spermatogenèse chaque seconde ce qui correspond de la libération continue de spermatozoïdes dans la lumière des tubes séminifères (Johnson, 1991). Les spermatozoïdes ainsi formés sont immobiles et acquièrent leur capacité de se déplacer et de fertiliser l'ovule au niveau de l'épididyme (Amann et Schanbacher, 1983 ; Setchell, 1991 ; Noakes *et al.*, 2001).

Le spermatozoïde est une cellule hautement différenciée de 50 à 80  $\mu\text{m}$  de longueur et comportant trois parties principales : la tête, la pièce intermédiaire, et le flagelle. Sa taille et sa forme varient selon les espèces (Douet, 2000).



**Figure 4:** Représentation schématique des principales étapes de la spermatogénèse chez le bélier



**Figure 5 :** Les phases de la spermiogénèse d'après Soltner (2001)

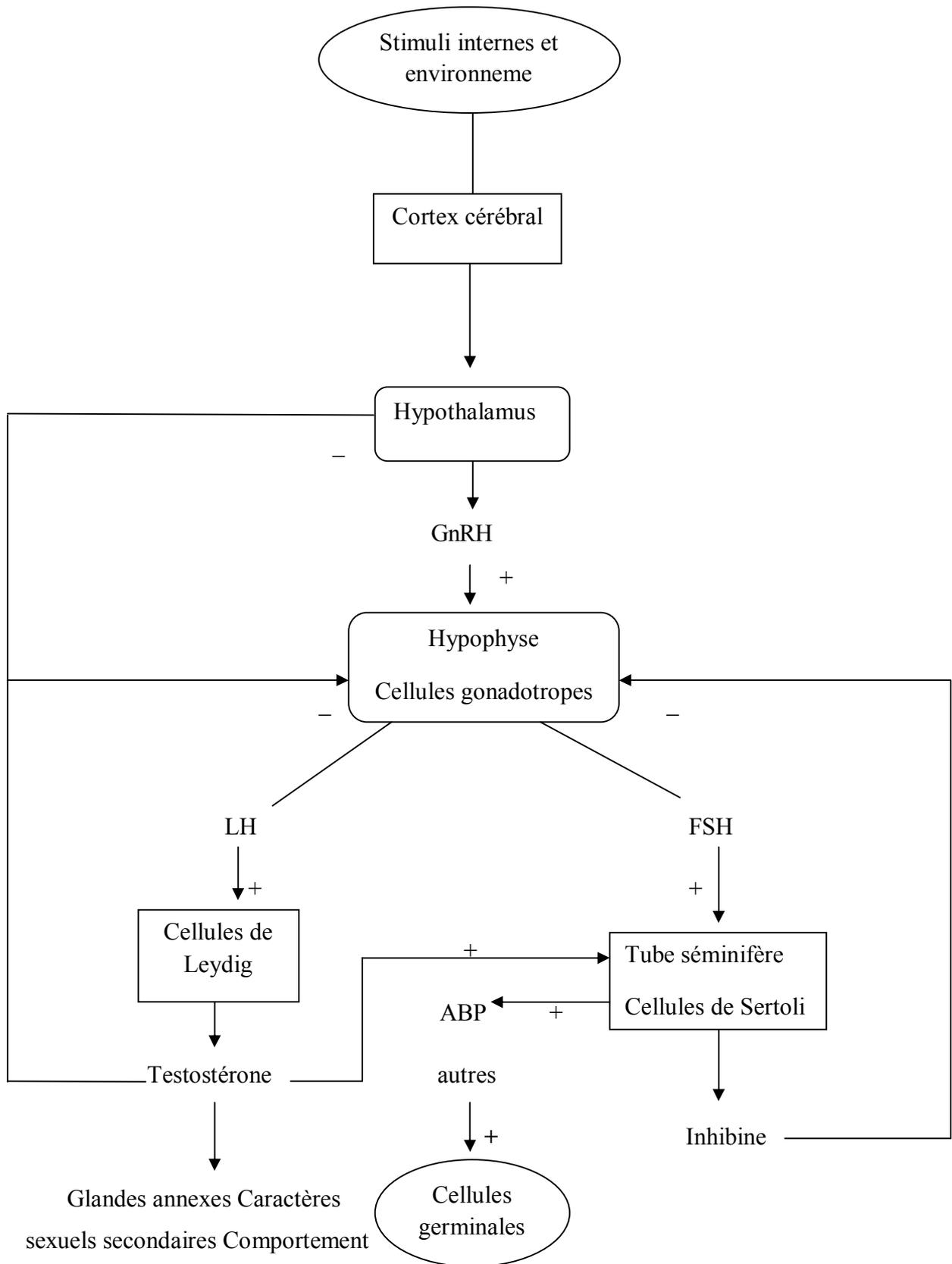
**2-2- Régulation hormonale de la spermatogenèse :**

Les différentes étapes de la spermatogenèse sont sous contrôle de l'axe gonadotrope, classiquement hiérarchisé sur le modèle de la figure n°6. La gonadolibérine, ou GnRH (Gonadotropin- Releasing Hormone), de l'hypothalamus contrôle la sécrétion de deux gonadotrophines hypophysaire, la LH (Luteinizig Hormone), ou ICSH (Interstitial Cell Stimulating Hormone), et la FSH (Follicule Stimulating Hormone), qui agissent en retour de façon trophique sur les gonades. La LH intervient essentiellement en contrôlant la production de testostérone des cellules de Leydig, alors que la FSH agit directement sur les cellules de Sertoli qui jouent un rôle important dans le contrôle du métabolisme et de la différenciation des cellules germinales. En effet sous l'influence de FSH, elles secrètent différents composés intervenant dans la nutrition des cellules de la lignée germinale, ainsi que de nombreux facteurs spermatogénétiques et endocrines, parmi lesquels

- Une inhibine ou une activine, inhibant ou activant, selon le cas, en rétroaction la production des gonadotrophines hypophysaires ainsi que les productions des cellules de Leydig ;

- Un facteur de liaison des androgènes : ABP (Androgènes Binding Protein), liant la testostérone et assurant son maintien en concentration élevée dans les fluides tubulaires et épидидymaires ;

- Différents facteurs de croissance et de différenciation des spermatogonies tels que : les FGF  $\alpha$  et  $\beta$  (Fibroblast Growth Factor), l'IGF1 (Insulin-like Growth Factor), et l'Interleukine II, etc. (Gilles et al., 2006 ; Silverthorn et al).



**Figure 6:** regulation hormonale de la fonction sexuelle mâle (Van Der Molen et Coll;1975;BONNES ET AL.;2005;Silverthorn et al.;2007)

### **2-3- Formation du sperme :**

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. Le spermatozoïde est une cellule hautement différenciée de 50 à 80 µm de longueur et comportant trois parties principales : la tête, la pièce intermédiaire, et le flagelle. Sa taille et sa forme varient selon les espèces (Douet, 2000).

### **2-4- Régulation thermique du testicule :**

Chez le bélier, espèce exorchide, les testicules descendent dans le scrotum à partir de la 12<sup>ème</sup> semaine de la vie fœtale (Gayrard, 2007) ; la température au niveau scrotal est plus basse que celle du corps de 3 à 5°C ; Ainsi la spermatogénèse ne peut se dérouler complètement qu'à cette température, et si elle atteint la température du reste du corps, pendant seulement quelques heures, l'animal devient stérile environ 14 jours plus tard (Dadoune et Demoulin, 2001 ; Boukhliq, 2002).

Cette position extra abdominale est modulable par le jeu du crémaster ; à basse température, le testicule remonte jusque dans le trajet inguinal alors que le relâchement scrotal est complet pour les températures élevées. De plus, le sang artériel est refroidi par des échanges à contre-courant au niveau du plexus pampiniforme formé par les veines testiculaires. En outre, la peau du scrotum chez le bélier est riche en glandes sudoripares, et contient également quelques thermorécepteurs qui mettent en route les mécanismes corporels de thermorégulation, un échauffement du scrotum chez cet animal déclenche une polypnée thermique (Ruckebusch, 1981 ; Boukhliq, 2002).

**II- Rappel anatomo- physiologique de l'activité sexuelle de brebis :**

**1- Rappel anatomique :** les différents organes reproducteurs chez les brebis (figure7) comprennent les ovaires, les oviductes, l'utérus, le cervix, le vagin et la vulve.

L'appareil génital de la brebis comporte trois grandes parties (BARONE, 1990).

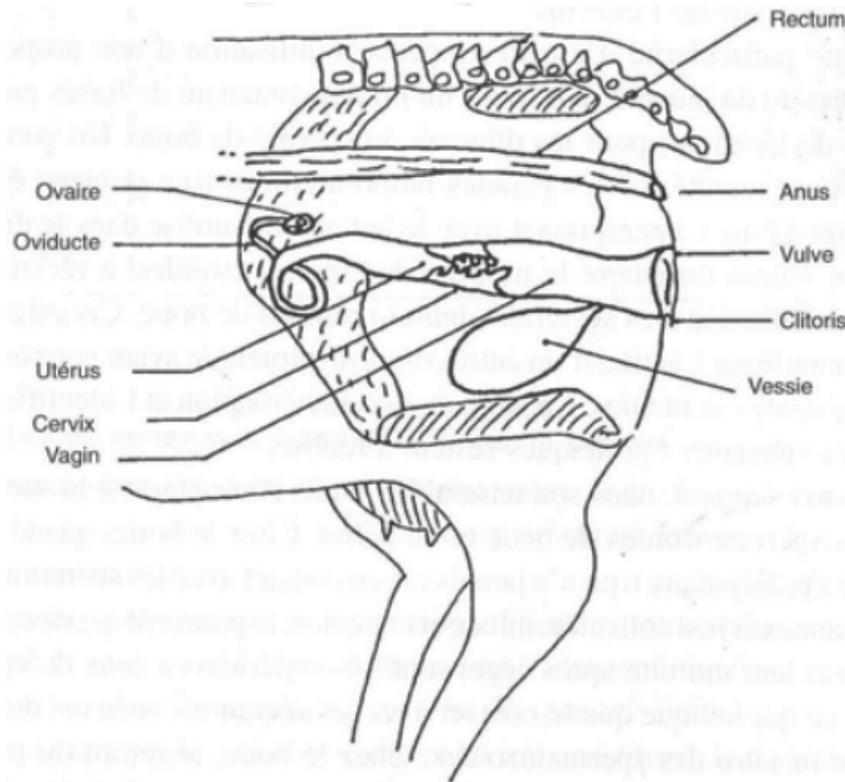
- La section glandulaire constituée par les ovaires.
- La section tubulaire constituée par les oviductes et l'utérus.
- Le sinus urogénital ou section copulatrice, comprenant le vagin la vulve.

**1-1- Section glandulaire:****1-1-1- Les ovaires**

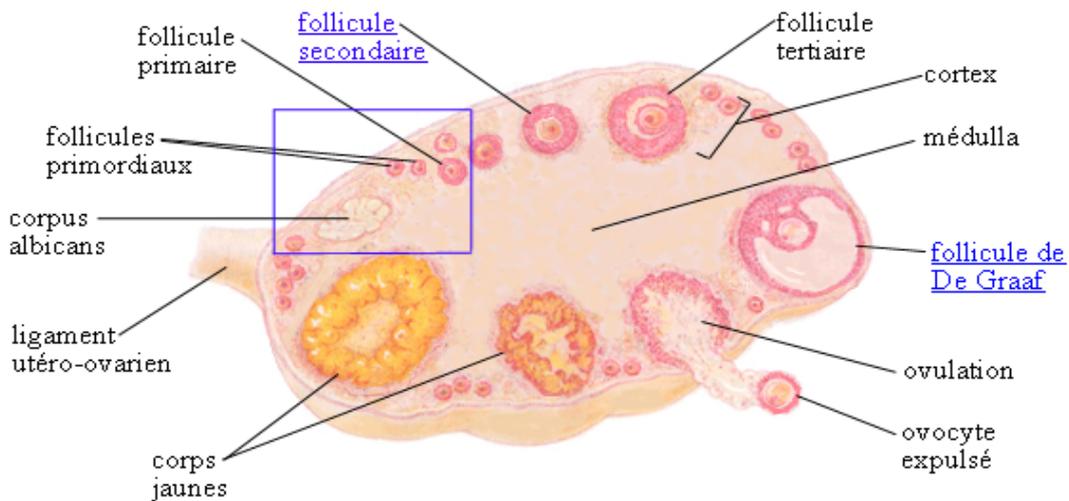
Aux nombre de deux, les ovaires gauche et droit, ils sont aplaties de forme ellipsoïde ou ovoïde. Ils sont situés dans l'épaisseur du ligament large et ils sont plus petites et moins lourdes que les testicules de forme aplatie. Chacun d'eux mesure 15 à 20mm de long et 10 à 15mm de large et leur poids individuel dépend de la saison et du moment du cycle oestrien et il est compris entre 3 et 5g (BARONE, 1990)

Au niveau de la zone corticale se trouvent les follicules primordiaux et les follicules évolutifs qui sont les follicules primaires, secondaires, tertiaires et les follicules de De Graaf.(figure8).

La zone médullaire est formée de tissu conjonctif, de vaisseaux sanguins, les vaisseaux lymphatiques et les nerfs (BARONE, 2001).



**Figure 7** : Anatomie du système reproducteur femelle



**Figure 8**: schema d'un ovaire.

**1-2- Section tubulaire:****1-2-1- oviducte:**

Appelé aussi salpinx ou trompes de Fallope (figure 9). C'est un organe tubulaire qui va de l'ovaire à la corne utérine correspondante. C'est un tube plus long chez la brebis que chez la vache (BARONE, 2001). Il est logé dans le ligament large avec 10 à 15 cm de long dont la moitié appartient à l'isthme il (BARONE, 1990). Chaque oviducte comprend trois portions:

- **Le pavillon** : ou bourse ovarienne ou infundibulum (pré ampoule), en forme d'entonnoir à une surface d'environ 6 à 10 cm<sup>2</sup> chez la brebis dont l'ouverture du pavillon est rattachée en seul point central à l'ovaire (BARONE, 1990).
- **L'ampoule:** Il représente la partie la plus longue et la plus large de l'oviducte. L'ampoule est le lieu de rencontre des spermatozoïdes et de l'ovule (lieu de fécondation).
- **L'isthme** : C'est la partie la plus courte et la plus étroite de l'oviducte. Il est directement relié à l'utérus par la jonction utéro-tubaire. L'isthme est la portion la plus rétréci qui joue le rôle de filtre physiologique dans la remontée des spermatozoïdes jusqu'à l'ampoule.

**1-2-2- l'utérus:** Il est constitué de trois parties (figure 5): les deux cornes utérines (10 -15 cm de long), le corps utérin (1 -3 cm de long), et le cervix (4-10 cm de long, et de 2-3 cm de diamètre). L'endomètre et le myomètre composent la paroi utérine.

**a- L'endomètre:**

Comprend de 80 à 100 caroncules de tissu conjonctif dont la structure ressemble à celle du stroma ovarien et des glandes utérines réparties dans l'endomètre dont la structure est tubulaire. Ces glandes sont plus nombreuses dans les cornes utérines que dans le cervix.

**b- Le myomètre:**

C'est la partie musculaire de la paroi utérine, il est composé de muscles circulaires et longitudinaux dont l'activité varie avec le stade du cycle (BARONE et al, 1990).

**c- col de l'utérin:**

Le col de l'utérus ou cervix est un canal étroit séparant l'utérus du vagin. Il est normalement fermé, il ne s'entrouvre qu'au moment de l'œstrus. Alors qu'il est très ouvert lors de la mise bas (SOLTNER, 1993).

Le col de l'utérus est long de 4cm il est placé en position inférieure .A sa partie supérieure, on trouve un cul de sac vaginal large de 1.5cm, à la partie inférieure la muqueuse plancher de la région la plus postérieure du col se soulève en un pli en forme de fer à cheval qui participe a la fermeture de ces organes (CRAPLET et THIBIER ,1984).

### **1-3- sinus urogénital:**

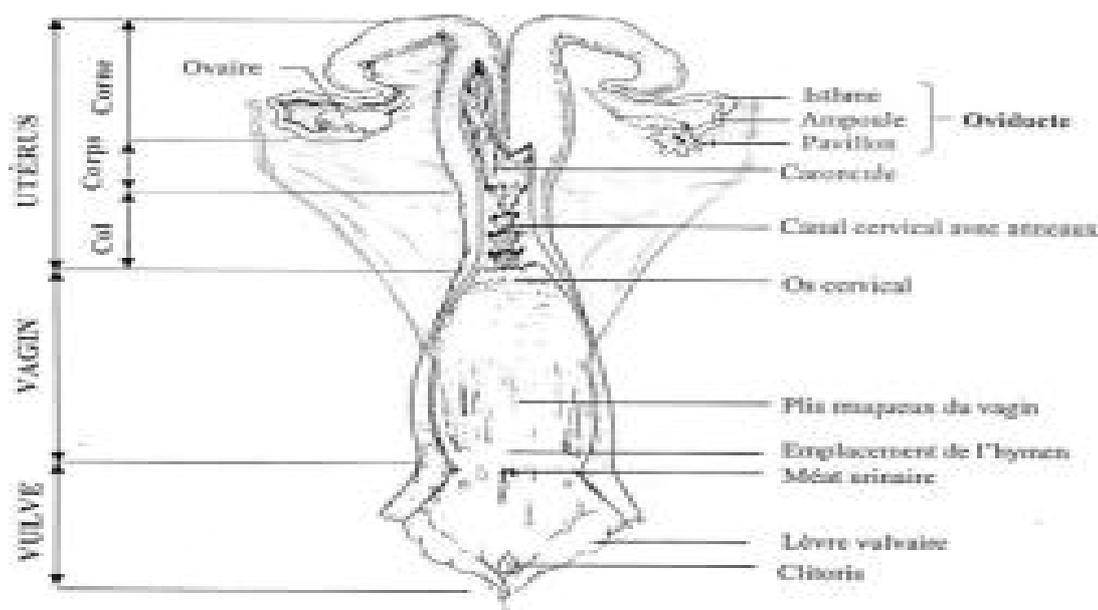
#### **1-3-1- le vagin:**

C'est l'organe copulateur de la femelle (BARONE, 1990).C'est un conduit musculo-membraneux de 10 à 12 cm de long, ces parois sont minces et plissées, en contact de l'une avec l'autre qui peuvent se dilater considérablement au moment de la mise bas (SOLTNER, 1993).

#### **1-3-2- vulve et vestibule vaginal:**

C'est le lieu ou débouche la vessie par le méat urinaire, ainsi que les canaux excréteurs des glandes de Bartholin. Le vestibule vaginal dont la longueur est d'environ le quart de celle du vagin (SOLTNER, 1993).

L'ouverture vulvaire qui forme une fonte ovale limitée par deux lèvres, dont la commissure supérieure répend à l'anus par le périnée et la commissure inférieure loge le clitoris (CRAPLET et THIBIER, 1984)



**Figure 9:** Vue interne du système reproducteur de (Barone, 2010).

Les chaleurs	<i>Durée moyenne</i> : 24 à 48 H Il existe des variations en fonction de la race, de l'âge « les brebis adultes ont des chaleurs plus longues que les agnelles et les
La gestation	<i>Durée moyenne</i> : 146 jours (140-152j)
L'involution utérine	Elle est complète 20 à 30 jours après la mise bas.
L'ovulation	Il a lieu 20 à 30 h après le début des chaleurs ; Ainsi chez les femelles dont les chaleurs ont été synchronisées l'ovulation a lieu $62 \pm 1h$ après l'arrêt du traitement, soit 29 à 30 h après le début des chaleurs.
L'âge de la puberté	A 6 mois elle apparaît lorsque le poids de la femelle correspond 40 à 60% du poids adulte. Elle est précoce pour certaines races (ex : D'MAN .Elle est tardive pour d'autres.
Durée du cycle	14 a 19 Jours
Durée de gestation	5 Mois $\pm$ 1 Semaine.
Age de fertilité Maximale	3 à 6 Ans.
Age a la réforme	5 à 9 Ans.
Age au premier Agnelage	10 à 12 Mois.

**Tableau3 :** Normes physiologiques chez la brebis

**2- Cycle sexuel:**

L'appareil reproducteur de la brebis présente au cours et pendant toute la période d'activité génitale, des modifications morphologiques et physiologiques connues sous le nom de cycle sexuel. Cette activité sexuelle est sous le contrôle des hormones gonadotropes hypothalamo-hypophysaire.

La durée de cycle sexuel chez la brebis est de 16 à 17 jours. Le cycle oestral est subdivisé en deux phases inégale : la phase folliculaire et la phase lutéale.

La phase folliculaire, d'une durée de 3 à 4 jours, est caractérisée par la croissance terminale, la maturation folliculaire, le pic préovulatoire d'hormone luténisante et de l'ovulation.

La phase lutéale, d'une durée de 13 à 14 jours, correspond à la formation et au fonctionnement du corps jaune, et à sa lutéolyse en l'absence de fécondation (THIBAUT, 1991).

L'activité sexuelle se manifeste tous les 17 jours en moyenne dont l'intervalle entre chaleur constitue le cycle sexuel (CRAPLET et THIBIER, 1984).

Du point de vue physiologique, c'est le résultat de variations hormonales hypothalamo-hypophyso-ovarienne (GORDON, 1997).

Le déroulement du cycle sexuel est contrôlé par les hormones émises par L'hypophyse , les ovaires et l'utérus.

Le cycle sexuel comprend: Le cycle oestrien et Le cycle ovarien: (LEGRAND et al 1993).

**2-1- Le cycle oestrien:**

Il est défini comme étant l'intervalle entre deux périodes de chaleurs Consécutives a une durée d'environ 17 jours. La durée des chaleurs varie de 36 à 40 h. Quant à l'ovulation, elle survient 35 à 40 h après le début des chaleurs.

**2-2- Le cycle ovarien:**

Il a une durée moyenne de 17j avec des écarts en allant de 16 à 19 jours, Le cycle sexuel se traduit par un ensemble de modifications: Au niveau du comportement, de l'ovaire et au niveau hormonal.

**2-2-1- Au niveau comportemental :****2-2-1-1- L'œstrus:**

C'est la période de manifestation apparente du cycle sexuel, pendant laquelle la femelle accepte le chevauchement. La durée de l'œstrus varie (DUDOLTET, 2000) avec l'âge de l'animal (elle est plus longue chez les adultes que chez les agnelles) et des races (Les races prolifiques ont des chaleurs plus longues). Les chaleurs s'accompagnent de signes spécifiques :

- excitation, agressivité .
- congestion de la vulve.
- sécrétion filante au niveau de la vulve.
- baisse de production.

**2-2-1-2- Détection de l'œstrus:**

L'œstrus est le plus souvent considéré comme le moment clé à la saillie. La détection de l'œstrus permet, de mieux maîtriser une partie du processus de reproduction. A l'inverse de plusieurs autres espèces animales, les manifestations extérieures des chaleurs sont difficiles à identifier chez la brebis, Ce qui rend la détection de l'œstrus, une tâche délicate, et oblige le recourt a des moyens comme (BARIL et al. 1993). :

- La mesure de pH du mucus cervico-vaginal et / ou la mesure de l'élasticité du mucus vaginal sont deux méthodes indirectes ayant permis de déterminer l'œstrus chez la brebis avec plus de précision (OBOUNOU, 1990).

- La mise en présence d'un mâle vasectomisé, ou castré,
- La mise en présence d'une femelle androgénisée;
- La mise en présence d'un mâle intact muni d'un tablier empêchant la saillie.

On peut aussi munir le mâle, ou la femelle androgénisée, d'un harnais portant un crayon marqueur qui laissera une trace sur le dos des femelles acceptant le chevauchement (DERIVAUX et ECTORS, 1980).

**2-2-2- Au niveau de l'ovaire:**

Les ovaires remplissent une fonction exocrine ou gamétogenèse caractérisée par l'élaboration et la libération des ovules ainsi qu'une fonction endocrine ou hormogène qui

commande outre toute activité génitale femelle. Durant le cycle ovarien, on observe des modifications histologiques synchrones de la phase folliculaire ou Folliculogénèse, et de la phase lutéale qui s'observe au moment de la lutéolyse ou de la gestation. (BARIL et al. 1993). Les manifestations ovariennes, au cours du cycle sexuel, ont une durée de 17 jours chez la brebis, qui peut être décomposé en deux phases:

#### **2-2-2-1- La phase folliculaire:**

Elle est de 3 à 4 jours et se termine par les chaleurs et l'ovulation. Les hormones gonadotropes (FSH et LH) produites par l'hypophyse vont provoquer dans l'ovaire le déclenchement des dernières étapes du développement d'un ou plusieurs follicules.

Des follicules produisent des œstrogènes qui vont entraîner l'apparition des chaleurs. La fin de la phase folliculaire est marquée par l'éclatement du follicule qui libère alors l'ovule: c'est l'ovulation, environ 30 heures après le début des chaleurs. Cette phase est de courte durée, de l'ordre de 2 à 3 jours appelée aussi phase oestrogénique (CRAPLET et THIBIER, 1984).

#### **2-2-2-1-1- La Folliculogénèse:**

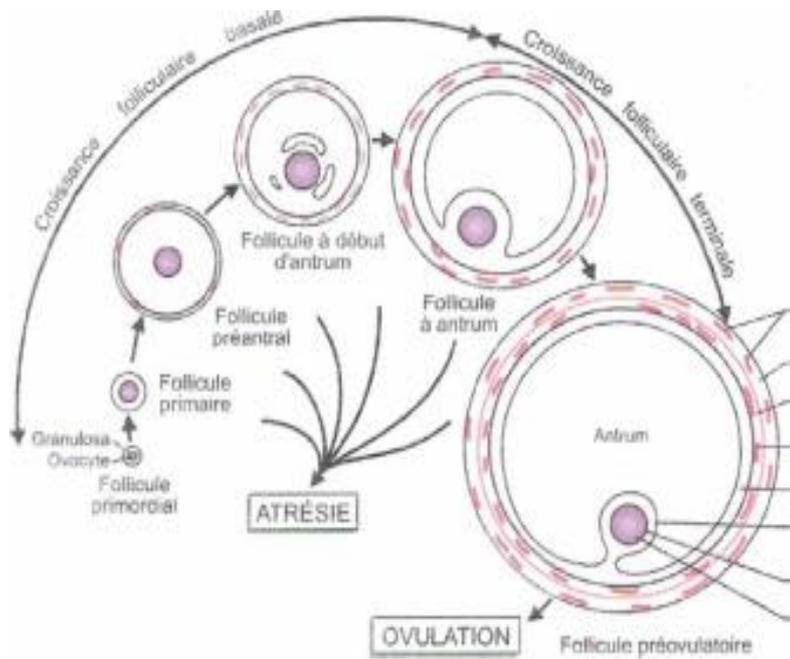
La Folliculogénèse est la succession des différentes étapes du développement du follicule depuis le moment où il sort de la réserve jusqu'à sa rupture au moment de l'ovulation ou son involution.(figure10 et11). Chez la brebis, l'effectif folliculaire à la naissance d'environ 160.000 (THIBAUT et ai, 1991). Le temps de croissance depuis la sortie de la réserve jusqu'à l'ovulation est d'environ 180 jours chez la brebis, 13 jours jusqu'à l'apparition de l'antrum, environ 45 jours jusqu'à l'ovulation (CRAPLET et THIBAUT, 1984).

La population de follicules ovulatoires chez la brebis se renouvelle au 6 jours du cycle par une succession de croissance et de régression folliculaire appelée vague. Chez la plupart des mammifères, une phase de croissance rapide succède à une phase de croissance lente. La phase de croissance rapide n'intéresse que le follicule ovulatoire, follicule ayant atteint une taille maximum, qui est de 8 mm diamètre chez la brebis. Tous les follicules constituant la vague ne pourront arrive au stade de follicule ovulatoire. L'atrésie ou involution folliculaire constitue le devenir de la majorité des follicules présents dans l'ovaire.

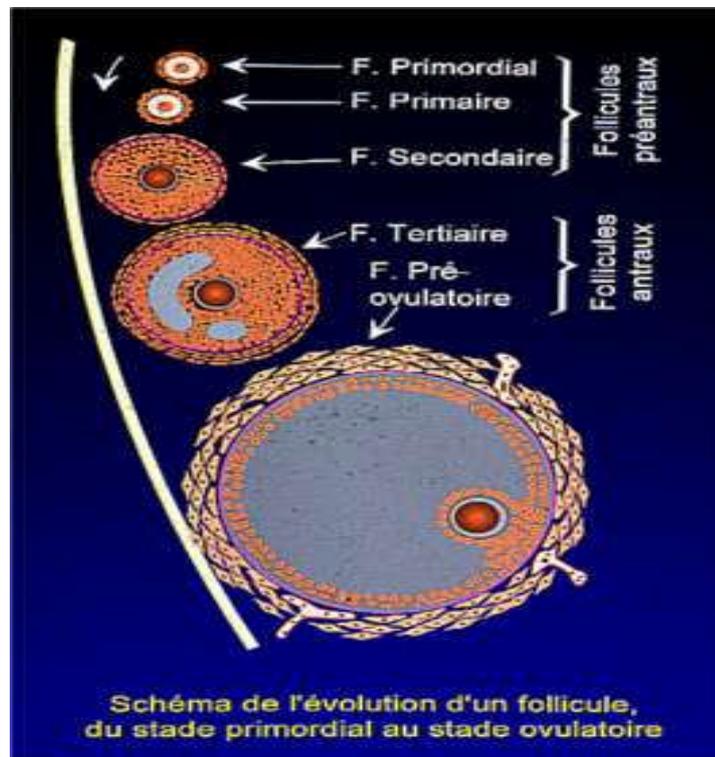
A chaque cycle un groupe de follicules gonado-dépendants ayant un diamètre supérieur à 2mm rentrent en croissance terminale (FORTUNE, 1994). C'est la phase de recrutement. Un certain nombre arrive au stade pré ovulatoire alors que les autres subissent

l'atrésie (phase de la sélection). Ensuite la phase de dominance correspond à larégression des follicules recrutés et l'arrêt du recrutement des petits follicules. Les petits follicules dominants vont entamer un processus de maturation qui les conduira à l'atrésieou à l'ovulation. L'émergence d'un ou de plusieurs follicules ovulatoires ou follicule dominant est associé à l'atrésie des autres follicules recrutés ; et au blocage du recrutement de nouveaux follicules: c'est la dominance.L'atrésie est la destinée de la majorité des follicules (DRIANCOURT et al., 1991 ; FORTUNE, 1994). Arrivé à la fin de sa croissance, le follicule dominant est capable de répondre à une élévation brutale et importante de gonadotropines par un remaniement complet de sa structure, conduisant à sa rupture et à la libration d'un ovocyte fécondable : C'est l'ovulation (figure 6) qui se produit dans la deuxième moitié de l'oestrus , 20 à 30 heures après le début des chaleurs (THIBAUT et LEVASSEUR, 1991).

La durée de l'œstrus varie avec l'âge, la race et la saison des femelles, variant de 18 à 72 heures dont la moyenne est de 36 heures (EVANS et ROBINSON, 1980).



**Figure 10 :** Les principales étapes de la croissance folliculaire. (Monniaux et al,1999)



**Figure 11 :** Schéma de l'évolution d'un follicule, du stade primordial au stade ovulatoire .

**2-2-2-1-2- Ovulation :**

VAISSAIRE (1977), a défini l'ovulation comme étant: la libération d'une ou plusieurs gamètes femelle ovocytes ou ovules, prêtes à être fécondés après la rupture de follicule de Graaf à la surface de l'ovaire. On parle également de ponte ovarique ou ponte ovulaire.

Le follicule dominant ou follicule ovulatoire la fin de sa croissance est capable de répondre à une décharge importante de gonadotrophines. On assiste alors à des modifications morphologiques, cytologiques et métaboliques conduisant à la rupture puis à la libération d'un ovocyte fécondable, c'est l'ovulation.

La rupture de la paroi du follicule résulte de l'action des enzymes protéolytiques (collagénase, glycoamidase) secrétés in situ (LEGRAND et ai, 1993).

La sécrétion de LH est caractérisée par une sécrétion basale avec des pulses ou fréquences qui varient selon l'augmentation ou le ralentissement de l'activité sexuelle. Ainsi la période pré ovulatoire sera caractérisée par un pic de LH très important. Le taux de l'ovulation varie avec l'âge, la période de l'année et de l'état de nutrition. La période séparant deux ovulations est en moyenne 2 heures (DERIVAUX et ECTORS, 1989).

Chez la brebis, la concentration de LH au moment du pic pré ovulatoire est de 50-150 mg/ml (DERIVAUX et ECTORS, 1989) alors que sa concentration de base est de 1-5 mg/ml (DERIVAUX et ECTORS, 1999).

**2-2-2-2- La phase lutéale :**

Après l'ovulation le follicule de De GRAAF se transforme en corps jaune. Cette phase lutéale est caractérisée par la maturation du corps jaune et un fort taux de progestérone qui atteint un maximum aux environs du 6ème jours après l'ovulation. Celle-ci secretée tout au long de la phase lutéale prépare l'utérus pour l'implantation de l'embryon et bloque ainsi la libération d'hormones gonadotropes par l'hypophyse.

Si la brebis n'a pas été fécondée, la phase lutéale est interrompue au bout de 13 à 14 jours et laisse place à une nouvelle phase folliculaire. La Production de Prostaglandine par l'utérus et la diminution de la progestérone par la destruction du corps Jaune; la libération des hormones gonadotropes par l'hypophyse peut alors reprendre et donc à un nouveau cycle sexuel (THIBAUT et LEVASSEUR, 1991).

**2-2-2-2-1- Mise en place du corps jaune:**

Le follicule ovulatoire, après rupture et expulsion de l'ovocyte et d'une partie Des cellules de la granulosa porte le nom de follicule déhiscent. Suite à une Transformation morphologique et fonctionnelle des cellules de la thèque interne et de La granulosa, le follicule déhiscent se constitue en corps jaune cyclique. Histologiquement, deux types de cellules se mêlent les unes aux autres, des Grandes cellules lutéales proviennent de la granulosa et les petites cellules lutéales de la thèque interne.

**2-2-2-2-2- Lutéolyse:**

Si l'ovocyte n'est pas fécondé, le corps jaune cyclique, du fait de la baisse du taux de progestérone plasmatique et sous l'action de facteurs lutéolytique régresse Devenant une masse fibrohyaline appelée corpus albicans. Tous ces phénomènes sont observés au niveau de l'ovaire bien après la fin du cycle.(figure12).

**2-2-3- au niveau hormonal:**

L'élévation du taux basal et de la fréquence des pulses de LH en phase pré Ovulatoire provoque une hausse du taux d'œstradiol et marque le début de la décharge ovulatoire (KARG, 1983).

La FSH provoque le développement de l'ovaire, l'accroissement et la maturation des follicules, favorise la prolifération de la granulosa . A elle seule, la FSH ne peut provoquer l'ovulation mais elle prépare l'ovaire a l'action de la LH et stimule la sécrétion d'œstrogène.

Au cours de la phase lutéale du cycle, chez la brebis, le taux de la FSH est de 5-6ng/ml et de 10-15ng/ml durant l'œstrus (DERIVAUX et ECTORS, 1989). Le contrôle de la sécrétion de FSH est assuré par la GnRH, l'œstradiol et l'inhibine qui est le facteur inhibiteur principal de la sécrétion de la FSH.

**2-2-3-1- modification hormonale:**

Le déroulement du cycle sexuel nécessite l'intégrité du fonctionnement de l'axe hypothalamo- hypophyso-ovario- utérin. Sous l'influence du système neveu et de stimuli externe, plusieurs hormones sont associées au cycle sexuel.

**2-2-3-2- Les hormones ovariennes:**

Ils sont représentés essentiellement par les œstrogènes qui sont synthétisés par le follicule et par la progestérone qui est libérée par le corps jaune (figure13) (DERIVAUX et ECTORS, 1989).

**a) Les œstrogènes:**

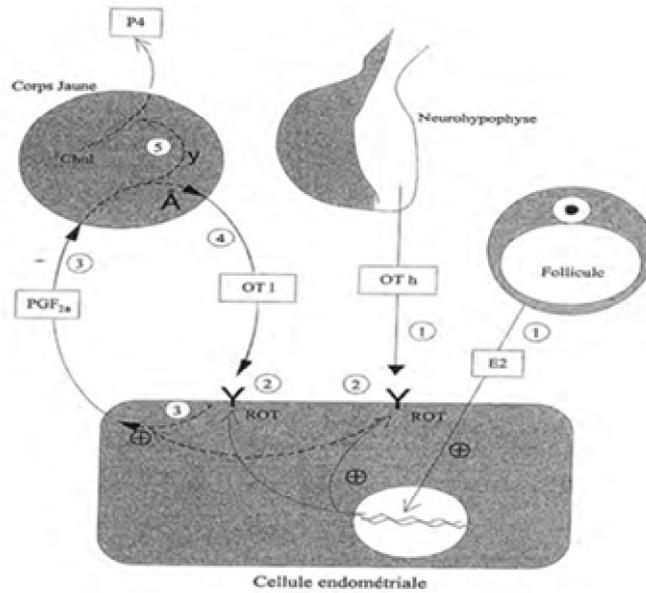
Sont représentés classiquement par :

L'œstradiol 17 B (E<sub>2</sub>17B) : il est considérée comme la véritable hormone de la femelle, cette hormone est synthétisée pendant la croissance folliculaire, la quantité la plus importante est secrétée par le follicule pré ovulatoire (BARIL et al. 1993).

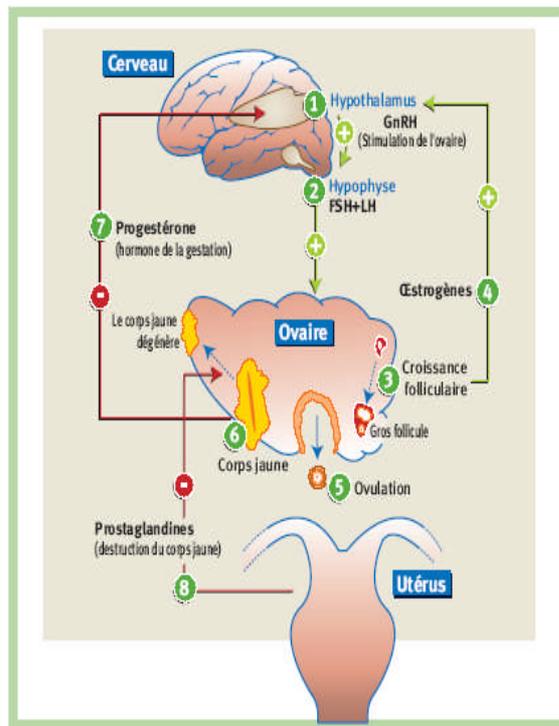
La synthèse des œstrogènes chez la plupart des espèces nécessite la présence simultanée de la thèque interne synthétisent des androgènes. A partir du cholestérol, ces androgènes sont ensuite aromatisés en œstradiol par les cellules de la granulosa. Sous le contrôle des hormones gonadotropes, la sécrétion d'œstrogène surtout l'œstradiol varie au cours du cycle sexuel de la brebis. De 3 mg/ml pour le taux de base, il atteint 25mg au pic œstral (DERIVAUX et ECTORS, 1989).

Il existe deux pics principaux : le premier a lieu 2 à 3 jours avant l'œstrus (pendant la phase folliculaire) et le deuxième est observé vers le quatrième jour de la phase lutéale. Leur dégradation se fait au niveau du foie mais l'appareil digestif participe aussi au catabolisme et les résidus sont excrétés par les reins, la peau (sueurs), la mamelle (lait) et le foie (bile). Les œstrogènes ont des actions diverses :

- Déclenchement de l'œstrus, stratification et carnification de la muqueuse vaginale, augmentation du péristaltisme de l'oviducte et de l'utérus et tuméfaction de la vulve.
- Les œstrogènes agissent successivement dans deux sens opposés au niveau de l'hypophyse:
  - Feed back négatif pendant la plus grande partie du cycle.
  - Feed back positif responsable de la décharge ovulante en fin de cycle (LABUSSIÈRE, 1990).



**Figure 12 :** Mécanisme de la lutéolyse chez les ruminants



**Figure 13 :** Contrôle hormonal du cycle ovarien (PETERS et BALL, 1994).

La synthèse des œstrogènes chez la plupart des espèces nécessite la présence simultanée de la thèque interne synthétisent des androgènes.

A partir du cholestérol, ces androgènes sont ensuite aromatisés en œstradiol par les cellules de la granulosa. Sous le contrôle des hormones gonadotropes, la sécrétion d'œstrogène surtout l'œstradiol varie au cours du cycle sexuel de la brebis. De 3 mg/ml pour le taux de base, il atteint 25mg au pic œstral (DERIVAUX et ECTORS, 1989). Il existe deux pics principaux : le premier a lieu 2 à 3 jours avant l'œstrus (pendant la phase folliculaire) et le deuxième est observé vers le quatrième jour de la phase lutéale. Leur dégradation se fait au niveau du foie mais l'appareil digestif participe aussi au catabolisme et les résidus sont excrétés par les reins, la peau (sueurs), la mamelle (lait) et le foie (bile). Les œstrogènes ont des actions diverses :

Déclenchement de l'œstrus, stratification et carnification de la muqueuse vaginale, augmentation du péristaltisme de l'oviducte et de l'utérus et tuméfaction de la vulve.

➤ Les œstrogènes agissent successivement dans deux sens opposés au niveau de l'hypophyse:

- Feed back négatif pendant la plus grande partie du cycle.
- Feed back positif responsable de la décharge ovulante en fin de cycle (LABUSSIÈRE, 1990).

Contrôle de la synthèse et libération de la prostaglandine par l'utérus avant la lutéolyse.

- Effet sur les glandes mammaires en fin de gestation qui conduit à la mise en route de la production lactée après la parturition.
- Effets généraux positifs sur le métabolisme qui facilitent la croissance corporelle (BARIL et al. 1993).

#### **b) La progestérone:**

Après l'ovulation, la formation du corps jaune commence et elle se met à sécréter activement la progestérone (SOLTNER, 1993). Cette dernière agit d'une part sur l'axe hypothalamo-hypophysaire en exerçant un rétro contrôle négatif afin d'interdire toute nouvelle libération de FSH et LH (LABUSSIÈRE, 1990). Le lieu principal de la dégradation est le foie ; Le rein et l'utérus interviennent accessoirement (DERIVAUX et ECTORS, 1989).

Pendant le cycle sexuel, le taux de sécrétion progestérone durant la phase lutéale est de 3 mg/ml alors qu'il est de 0,5 mg/ml pendant la phase œstrale.

Les niveaux les plus élevés de progestérone pendant la phase lutéale sont associés à un taux d'ovulation plus élevé (CAHILL et al. 1981).

La progestérone a des actions diverses :

- Blocage des ovulations.
- Préparation de l'œstrus à l'implantation de l'embryon.
- Développement de la glande mammaire pendant la gestation.
- Sensibilisation du système nerveux à l'action des œstrogènes pour l'induction du comportement d'œstrus.

### **2-2-3-3- Les hormones de l'utérus:**

Les prostaglandines sont un ensemble de molécules de nature lipidique synthétisées par de nombreuses cellules sécrétrices de l'utérus, elles sont présentent dans presque tous les tissus de l'organisme des mammifères dans l'utérus.

La prostaglandine ( $PGF_2\alpha$ ) synthétisée à partir de l'acide arachidonique, est essentielle à la lutéolyse (AUTELLA et FLINT, 1988). La prostaglandine a une double action lutéolytique (lyse du corps jaune) et musculotrope permettant le contrôle du cycle (maitrise), de la gestation (Avortement) et de parturition(induction)(FONTAINE et CADORE ,1995).

# Chapitre2

L'insémination artificielle et  
sa place en élevage ovin

## **I- Généralités sur l'insémination artificielle**

### **1-1- Définition et importance:**

L'insémination artificielle (IA) est la biotechnologie de reproduction la plus utilisée dans le monde (Benlekhel *et al.*,2004). C'est le moyen de diffusion du progrès génétique dans les élevages par la voie mâle (ThibaultetLevasseur2001). L'IA par définition est une technique qui consiste à déposer le sperme au moyen d'uninstrument, au moment le plus opportun et à l'endroit le plus approprié du tractus génital femelle. Sauf qu'elle doit être précédée d'une synchronisation des chaleurs (l'œstrusest induit par traitement hormonal) elle permet à la fois l'exploitation rationnelle et intensive et une plus large diffusion de la semence des meilleurs géniteurs testés pour leurs potentialités zootechniques.

L'insémination permet de tirer partie du pouvoir fécondant de la semence des mâles. C'est ainsi que, suivant les espèces, les mâles peuvent avoir plusieurs centaines de milliers de descendants par an (taureaux), quelques milliers (boucs) ou quelques centaines (béliers). En monte naturelle, un mâle n'a généralement qu'une dizaine de descendants par an. Dans ces chiffres réside tout l'intérêt de l'insémination.

### **1-2- Historique de l'IA:**

L'IA a connu donc un développement rapide et universel depuis le début des années 50, ce qui en fait la technique de reproduction assistée la plus répandue dans le monde (Humblot, 1999). Au départ l'IA était utilisée par les arabes au XIVème siècle, mais elle ne fut réellement appliquée qu'en1779 par le physiologiste italien Lauro Spallanzani. Laméthode fut ensuite reproduite un siècle plus tard par Albrecht, Millais et en France par Repiquet. C'est cependant au début du 20<sup>ème</sup> siècle qu'Ivanov et ses collaborateurs en Russie développent la méthode en mettant au point levagin artificiel et pratiquant les premières inséminations artificielles chez les ovins. Les américains lancèrent l'IA en1938soit quelques années après les danois.

C'est, cependant, avec lamise au point par Poldge et Rowsonen 1952 de la congélation du sperme que l'IA a pris réellement son essor. Elle s'est développée chez les bovins à partir de 1945-50; elle s'est ensuite étendue auxovins, porcins et caprins, avant de connaître une véritable explosion chez les espèces avicoles à partir des années 1965-75.

Au niveau mondial, il se fait actuellement environ 100 millions d'inséminations par an pour les bovins, et plus de 300 millions pour les espèces avicoles. La technique est également utilisée en aquaculture (poissons et crustacés) et en apiculture (David., 2008).

## **2- L'insémination artificielle chez l'espèce ovine**

Pour l'espèce ovine l'introduction de l'IA, même avec une faible proportion, induit un accroissement considérable du progrès génétique. L'un des exemples les plus spectaculaires est celui de l'augmentation de la production laitière des brebis Lacaune du Rayon de Roquefort qui est passée de 113 litres par lactation en 1970 à 260 litres en 1995. Dans le même temps, le nombre d'IA a progressé de 20 000 en 1971 à 340 000 en 1994, et la totalité des éleveurs sélectionneurs utilisent actuellement l'IA (David, 2008).

### **2-1- Particularité de l'insémination artificielle ovine:**

L'espèce ovine est caractérisée par sa saisonnalité qui se traduit par une période de collecte de semence des béliers et d'insémination courte.

L'insémination ovine repose principalement sur l'utilisation de la semence fraîche avec une durée de vie très limitée ce qui restreint par la suite sa diffusion. Le recours à cette technique est due à la faible fertilité de la semence congelée (10-20%) (Druart *et al.* 2009). Le même auteur confirme que la congélation, en plus d'induire une mortalité cellulaire, diminue fortement l'aptitude des spermatozoïdes mobiles à traverser le col de l'utérus.

Une autre spécificité ovine est le dépôt de la semence au niveau vaginal ou excervical car l'anatomie du col de l'utérus de la brebis rend quasi impossible l'insémination transcervicale.

Le col de l'utérus constituant une barrière sélective de la semence dessine de nombreux replis qui rendent le canal cervical très sinueux et empêche une insémination intra-utérine. L'obtention d'une bonne fertilité avec de la semence conservée nécessite actuellement de réaliser une insémination intra-utérine sous contrôle endoscopique en déposant directement la semence dans l'utérus. Cependant, le coût et la technicité requise pour l'IA intra-utérine ne permettent pas une application en routine à grande échelle.

### 3- Les différentes techniques d'insémination artificielle:



**Figure 14** : Insémination transcervicale chez l'espece ovine

Plusieurs types d'insémination artificielle sont distingués selon la technique ou le lieu d'insémination

**3-1- Selon l'état de conservation de la semence :** Il existe trois types de techniques d'insémination

#### **3-1-1- Insémination avec de la semence fraîche:**

Cette technique est mise en œuvre en cas d'incompatibilité d'humeur entre reproducteurs, ou pour prévenir les maladies sexuellement transmissibles (MST). Elle est utilisée surtout pour les étalons. On doit respecter les étapes suivantes :

- Diluer le sperme avec un dilueur à base de lait écrémé additionne de sulfamides (la concentration finale doit être de 1.6 milliards spz par ml).
- Refroidir la semence progressivement jusqu'à 15°C dans un bain-marie.
- Conditionner la semence dans des paillettes de 0.25 ml (chaque paillette doit contenir environ 400 millions de spermatozoïdes)

**3-1-2- Insémination avec semence réfrigérée:** utilisée en cas d'éloignement géographique des reproducteurs.

**3-1-3- Insémination avec semence congelée:** Elle consiste à conserver le patrimoine génétique des mâles de valeur, à améliorer les races et de faciliter les échanges internationaux (éviter la quarantaine).

L'IA avec semence congelée permet te une conservation presque indéfiniment de la semence. Cette dernière peut donc être distribuée n'importe où à travers le monde sans contrainte de temps ou de transport. De plus, elle rend l'utilisation de la semence d'un mâle qui n'est plus en service ou qui serait décédé, possible. Mais contrairement à la semence réfrigérée, le taux de gestation obtenu avec le sperme congelé est plus variable à cause du stress de congélation et décongélation (longévité réduite) ce qui constitue le problème majeur de cette technique. Aussi, il existe certains mâles dont la semence nerésiste pas du tout à la congélation comme la semence du bélier (Druartetal.,2009). Deplus, le processus de congélation et décongélation du sperme implique des installations (réservoir de nitrogène liquide, etc.) entraînants des coûts importants.

On doit respecter les conditions et les étapes suivantes :

- Utiliser un dilueur à base de jaune d'œuf et de lactose (Milieu de Nagase et Graham)  
Diluer le sperme au 1/5
- Refroidir le sperme dilue en 2 h à 4°C
- Ajouter 4% de glycérol et permettre un temps d'équilibration (2 h)
- Mise en paillette
- En conclusion, les trois types d'insémination sont utilisés étant donné leurs avantages.

**3-2- Selon le lieu de dépôt de la semence**: Il existe deux types d'insémination:

**3-2-1- L'insémination intra-vaginale**: c'est la technique la plus classique et la plus simple, mais on note une baisse significative du taux de gestation et de la prolificité. Letaux de fertilité dépasse rarement 50%.

**3-2-2- L'insémination intra-utérine**: Elle dispose plusieurs modes dont celui utilisant la palpation abdominale pour guider le cathétérisme du col utérin qui nécessite une bonne technicité du vétérinaire. Cette technique en revanche a montré de bons résultats (environ70% de réussite).

Pour les femelles difficiles à inséminer, il existe la vagino-scopie (matériel spécifique) où les deux modes chirurgicaux que sont la cœlioscopie et la laparotomie (anesthésie générale, tonte, ouverture de la cavité abdominale) sont utilisés, ça permet d'inséminer le plus près possible du site de fécondation. L'IA intra-utérine est surtout utilisée chez les ovins, elle est lourde et ne permet d'inséminer moyennement que 25 brebis à l'heure (Hanzen.,2010).

#### 4- Avantages et limites de l'insémination artificielle

L'insémination artificielle des ovins présente des avantages pour la conduite des troupeaux et a des conséquences génétiques au niveau des exploitations et à celui des organisations professionnelles (schémas de sélection). Toutefois, ces avantages peuvent être contrebalancés par des contraintes qui limitent son intérêt.

##### 4-1- Avantages

**4-1-1- Génétiques:** Le principal intérêt pour l'éleveur est l'amélioration génétique où l'IA lui permet d'accéder à des géniteurs de haut niveau, de diversifier ses géniteurs mâles, et d'adapter leurs caractéristiques (race, nature et niveau des performances...) à celles des femelles de son troupeau et à ses objectifs de production. Par les connexions qu'elle instaure entre les troupeaux (Thibault et Levasseur 2001), l'IA permet une gestion collective du patrimoine génétique. Elle rend possible sa diffusion rapide, et contribue également à son obtention.

Cette amélioration génétique a essentiellement deux objectifs:

- production de jeunes femelles pour le renouvellement du troupeau, et
- production de jeunes pour l'abattage.

Dans ce dernier cas il est possible de réaliser des croisements terminaux pour pouvoir bénéficier des effets directs et d'hétérosis et de profiter ainsi de la valeur ajoutée du produit vendu sur le marché. Dans ce sens, l'IA permet la multiplication des génotypes, sans multiplier le nombre de reproducteurs mâles du troupeau.

- Pour l'évaluation et le choix des géniteurs.

LIA permet l'établissement de connexions entre troupeaux. Elle accroît la précision de l'estimation de la valeur génétique des femelles et des autres mâles utilisés en saillie naturelle. l'IA permet d'améliorer l'efficacité du testage en ferme sur descendance, par une meilleure prise en compte de l'effet élevage. Chaque géniteur est utilisé dans un grand nombre de troupeaux et le nombre de géniteurs par troupeau s'accroît. Toutefois, le testage sur descendance entraîne de longs intervalles entre générations et les mâles testés sont alors ou trop vieux ou morts lors de la connaissance de leur valeur génétique. L'utilisation de semence congelée pendant les premières années d'âge est alors d'un intérêt considérable pour un schéma de sélection puisque les mâles peuvent procréer un grand nombre de descendants après leur mort.

- Pour la diffusion des géniteurs confirmés.

L'IA améliore l'efficacité des accouplements raisonnés (les meilleurs mâles fécondant les meilleures femelles), qui sont la clé de voûte de tous les programmes d'amélioration génétique. Comparée à la saillie naturelle, la pression de sélection de ces meilleurs mâles s'accroît, puisque chacun d'entre eux est diffusé dans plusieurs troupeaux (autrement, au moins un géniteur par troupeau est nécessaire) et produit un grand nombre de descendants. Par ailleurs, l'IA rend plus facile et accroît la diffusion du progrès génétique non seulement au sein des troupeaux sélectionneurs, mais également en dehors du schéma de sélection.

- Pour la diffusion plus rapide et plus large de génotypes rares ou de génotypes exotiques.

L'IA permet de multiplier intensivement et rapidement des génotypes dont un faible nombre de représentants est disponible localement. C'est le cas des animaux importés ou de leur semence. Utilisée avec une mise en place intra utérine (par voie laparoscopique) la diffusion de la semence peut devenir très large.

#### **4-1-2- Zootecniques :**

L'IA assure l'amélioration de la gestion intra troupeaux avec l'assurance d'un contrôle de paternité, le choix des dates de mises bas et la possibilité de reproduction à contre saison en tirant plein les avantages des techniques de synchronisation de l'œstrus.

L'IA permet l'amélioration des fécondations chez certaines espèces. Chez les mammifères, les taux de fécondation enregistrés après IA sont égaux ou légèrement inférieurs à ceux obtenus par accouplement naturel (Thibault et Levasseur 2001). Néanmoins la mise au point de cette technique nécessite pour son développement de nombreuses connaissances scientifiques et techniques dans des domaines variés: Manipulations du sperme et Insémination proprement dite, mais aussi plus globalement la maîtrise de la reproduction.

#### **4-1-3- Economiques:**

L'IA a un double avantage économique pour l'éleveur. Elle le dispense de l'entretien des mâles adultes et de renouvellement; et lui permet d'obtenir une semence provenant de mâles sélectionnés pour leurs valeurs génétiques sans avoir à les acquérir à prix élevé.

**4-1-4- Sanitaires:**

Les reproducteurs utilisés pour la production de semence sont sous contrôle sanitaire et leurs semences également passent par des contrôles rigoureux avant sa mise en paillettes. La semence contient également des antibiotiques capables de détruire quelques bactéries dans le tractus génital femelle. L'IA évite donc, sans nul doute, les maladies sexuellement transmissibles (MST) par les mâles.

**4-1-5- Gestionnaires**

Le premier avantage d'ordre gestionnaire est celui de la gestion génétique, intra-troupeau. Vu les conditions de production et les besoins des éleveurs, beaucoup de races ne sont plus adaptées à la majorité des élevages d'une part et dans les élevages où la monte en main n'est pas possible d'autre part.

L'IA est le seul moyen privilégié de reproduction qui permet de continuer d'exploiter ces races in situ et de préserver le patrimoine génétique de toutes les races par la constitution systématique de stocks de semence ou d'embryons.

Dans ces troupeaux il est également facile de féconder des groupes de femelles par des mâles de différents génotypes, par exemple de féconder des jeunes femelles avec des mâles de croisement terminal et les femelles adultes avec des mâles destinés au remplacement.

Le deuxième avantage d'ordre gestionnaire est que l'IA permet de tirer plein avantage des techniques de synchronisation de l'oestrus (choix des dates de mise bas, possibilité de reproduction à contre saison, etc.). Elle permet donc d'éviter le maintien d'un nombre de mâles important sur l'exploitation. L'IA rend possible la reproduction quand les mâles sont indisponibles pour assurer les saillies naturelles.

Dans les cas de reproduction à contre saison, le comportement sexuel et la production spermatique des reproducteurs peuvent être faible en ferme, alors que les mâles des centres d'IA choisis et entraînés pour leurs aptitudes à produire de la semence ou soumis à des traitements photopériodiques, produisent de la semence de bonne qualité, même pendant la contre saison.

De la même façon, l'utilisation de la semence congelée permet l'emploi de spermatozoïdes de bonne qualité, congelés durant la saison sexuelle précédente.

#### **4-2- Contraintes et limites:**

Bien que cette technique soit sans aucun doute un outil puissant pour la gestion du patrimoine génétique ; Toutefois, son efficacité est contrebalancée par les contraintes suivantes:

- Une diminution de la variabilité génétique, qui est le risque le plus fréquent, et qui doit être gardé présent à l'esprit lorsqu'un programme de sélection est mis en route, et les reproducteurs de la première génération doivent venir d'origines les plus diverses possibles;
- Une diffusion de dé faits héréditaires ou d'une maladie non contrôlée (ou inconnue) est toujours possible. En effet, une anomalie chromosomique peut être rapidement et largement diffusée dans une population par le biais de l'IA;
- Un accroissement du taux de consanguinité.
- La conservation de la semence sous sa forme fraîche limite la durée de stockage, l'insémination avec la semence fraîche doit être réalisée dans les 10 heures qui suivent la collecte pour obtenir une fertilité maximale. Ceci a des répercussions techniques et économiques sur les Centres d'insémination artificielle vu la dispersion des élevages et leur éloignement vis-à-vis de ces derniers.
- Paradoxalement, l'utilisation de la synchronisation des oestrus et de l'IA perturbe le fonctionnement des schémas de sélection sur les aptitudes de reproduction. En effet, la prolificité naturelle et induite (de femelles mettant bas après synchronisation de l'oestrus) n'est pas contrôlée par les mêmes gènes. Il est donc nécessaire de modifier les enregistrements à réaliser en ferme, pour pouvoir estimer la valeur génétique de la prolificité naturelle.

#### **5- Les étapes de l'IA ovine:**

Différentes étapes sont nécessaires avant de pouvoir procéder à l'acte de l'insémination lui-même, c'est-à-dire à la dépose de la semence du mâle dans les voies génitales de la femelle: Collecte de la semence, Evaluation de sa qualité, préparation (dilution et conditionnement) et conservation (semence fraîche ou congelée dans l'azote liquide à -196°C).

### **5-1- Récolte et évaluation du sperme:**

Elle consiste à récolter les béliers 2 fois à 15 min d'intervalle et récupérer la semence dans un tube de collecte via un vagin artificiel (12 cm de longueur). L'érection et l'éjaculation sont généralement stimulées par la présence d'un boute-en-train, plus rarement, il est possible d'avoir recours à l'électro éjaculation mais elle peut modifier la qualité du sperme. L'évaluation de la qualité du sperme est appréciée par une série d'examen macroscopiques (volume, aspect consistance, couleur, viscosité, ph, poids spécifiques) et microscopiques (motilité massale, motilité individuelle, concentration, pourcentage des spermatozoïdes vivants et leurs morphologies) ainsi que la viabilité des spermatozoïdes. Après la collecte, la semence est rapidement contrôlée (mesure de la motilité massale, du volume et de la concentration) afin d'éliminer les éjaculats de qualité (fécondance) jugée insuffisante et de déterminer le taux de dilution du sperme en vue de la préparation des paillettes.

### **5-2- Préparation et conservation de la semence**

La semence fraîche présente une durée de conservation limitée, ce qui restreint considérablement les possibilités de l'IA ovine. Des solutions techniques sont recherchées pour lever cette contrainte. Dans cette espèce, les deux principaux dilueurs de semence fraîche sont le dilueur lacté composé d'eau, de poudre de lait et d'antibiotiques et le dilueur à base de lactose et de jaune d'œuf (Barile*et al.*,1993). Une fois diluée, la semence est refroidie à 15°C puis conditionnée en paillettes de 0.25ml (1.2 à 1.6 milliards de spermatozoïdes par ml). La durée de vie des spermatozoïdes étant courte, il est recommandé d'effectuer l'insémination dans les 8 heures suivant la collecte (en insémination naturelle leur durée de fertilité est estimée à 30-48H).

On doit contrôler les variables suivantes:

- volume
- mobilité massale
- concentration en spermatozoïdes

Seuls seront conservés les éjaculats ayant:

- une note de mobilité supérieure à 4.5 (sur une échelle de 0 à 5)
- une concentration en spermatozoïdes d'au moins 2 milliards par ml

### **5-3- Préparation de la femelle:**

Les brebis doivent être oestrogénisées ou recevoir un traitement hormonal de synchronisation afin que l'ovulation soit concomitante de l'insémination. La synchronisation des brebis, consiste à la pose durant 14 jours d'une éponge vaginale imprégnée d'un progestagène de synthèse (l'acétate de fluorogestone) et à l'injection d'hormone choriogonadotropine équine (ECG, dénommée aussi PMSG) au retrait de l'éponge. Le progestagène a pour but de bloquer la décharge de LH (déclencheur de l'ovulation), la PMSG provoque un pic d'œstradiol qui déclenche le pic pré-ovulatoire de LH et l'ovulation dans les deux jours. La durée de fertilité de l'ovule de la brebis est estimée à 15-24H (David, 2008). L'insémination est réalisée 52 à 55H après le retrait de l'éponge (Laurence et Pottier, 2009).

### **5-4- L'acte d'insémination:**

Elle consiste à la dépose de la semence le plus en avant possible dans les voies génitales femelles, mais les particularités anatomiques impliquent une insémination extra-cervicale. Une dépose intra-utérine est possible pour cette espèce par cœlioscopie en cas de semence congelée (Evans et Maxwell, 1987).

En ce qui concerne l'organisation de l'insémination chez les ovins, une seule IA est réalisée par cycle et les fécondations sur retour en chaleur sont assurées par de la monte naturelle.

L'application de l'IA nécessite une mise au point de matériels d'insémination adaptés et une bonne maîtrise de la gestuelle d'insémination. Les brebis sont inséminées une ou deux fois à l'aide de paillettes de sperme frais dilué, contenant environ 400 milliards de spermatozoïdes (un éjaculat moyen de bélier permet donc de constituer une dizaine de doses).

### **5-5 - Diagnostics de réussite de l'insémination:**

Il existe de nombreux diagnostics de réussite de l'insémination, mais ils ne sont pas tous utilisés en routine. Ces derniers diffèrent sur la méthode utilisée et le stade de gestation où ils sont réalisés.

- Le diagnostic de gestation le plus précoce connu jusqu'à présent est la mise en évidence d'un facteur sérique: l'Early Pregnancy factor (EPF) par le test d'inhibition de rosette. L'EPF apparaît quelques heures après la fécondation dans les Ang de la plupart des espèces animales dont la brebis (Clarke et al., 1980).

- Ce Test, n'est pas utilisé en routine car il est très peu spécifique (4%) et onéreux.
- Le dosage de progestérone peut être réalisé dès le 17<sup>ème</sup> jour après IA chez la brebis. Mais ce diagnostic précoce manque de spécificité. Il offre des valeurs d'exactitude de diagnostic de gestation de 90% tandis que le diagnostic de non gestation est proche de 100% (ElAmiri.2008). Les limites de ce test résident dans l'obligation de connaître avec précision la date de la saillie ou d'IA.

L'observation du retour en chaleur est le diagnostic le moins onéreux mais il est peu sensible et peut être difficile à mettre en œuvre.

- Le dosage des hormones fœtales (PSPB) est réalisable dès le 20<sup>ème</sup> jour après IA chez les ovins dans le sang et dès le 32<sup>ème</sup> jour dans le lait.
- Le diagnostic de gestation par échographie est largement répandu.

C'est un examen peu invasif et fiable. L'échographie peut être réalisée dès le 30<sup>ème</sup> jour chez la brebis. Le diagnostic de gestation par palpation transrectale ou abdominale est un peu plus tardif et dépend de la technicité de l'opérateur.

- Le dosage d'œstrogène est un test tardif réalisable à partir du 100<sup>ème</sup> jour chez la brebis.
- Enfin le diagnostic le plus tardif est celui de la mise bas. S'il y a naissance d'un petit avec un intervalle de temps insémination-mise bas correspondant à la durée de gestation de l'espèce, alors l'insémination est considérée comme réussie; sinon c'est un échec (Matos et *al.*, 1997). N'étant pas effectué au même temps de gestation, les différents tests n'ont pas la même interprétation. Le test d'inhibition de rosette est un test de réussite de la fécondation tandis que l'observation de la mise bas signifie qu'il y a eu réussite de la fécondation, de la nidification, de la survie du fœtus. Le fait de multiplier les tests à différents moments de la gestation permet d'identifier les causes d'échec de l'IA (résorption embryonnaire précoce ou avortement) (Bodin *et al.*, 1999).

# **Partie expérimentale**

**Examen de mâle :****1 -Examen de l'état général:**

Il est de la responsabilité du vétérinaire de procéder à un examen général de l'animal pour en préciser notamment l'état corporel, la présence des caractères sexuels secondaires, la nature des matières fécales,

L'examen de l'appareil locomoteur revêt une importance essentielle puisque les animaux seront amenés à parcourir parfois de longues distances au pâturage et que lors de la saillie, c'est sur les membres postérieurs (jarrets, colonne vertébrale) que reposera l'entièreté du poids de l'animal.

On veillera à identifier dès que possible des lésions à caractère héréditaire telles que la contracture des gastrocnémiens.

**2 - Examen de l'appareil reproducteur :****2-1- L'appareil génital externe :**

Cet examen se réalisera dans un endroit calme, bien éclairé voire chauffé. Il a pour but de vérifier la conformation du **scrotum**, la consistance et la mobilité de son contenu et son volume. Pour ce faire, le praticien se placera derrière ou à côté de l'animal. Le scrotum sera abordé progressivement pour habituer l'animal à la présence de la main et éviter une rétraction réflexe des testicules dans le scrotum. Cet examen sera complété par celui du fourreau et de son extrémité poilue (calculose).

Occasionnellement lors d'inflammation par exemple (posthite), le **prépuce** peut présenter des modifications de volume, de sensibilité ou de température

L'**urètre** extra pelvien se palpe facilement en enfonçant les doigts, le pouce étant opposé aux autres doigts, au niveau du périnée 30 cm environ en dessous de l'anus. La seconde courbure de l'S pénien est ainsi palpée. La première courbure est palpée au-dessus des testicules près des anneaux inguinaux.

L'examen du pénis en nécessite l'extériorisation naturelle ou manuelle. Celle-ci peut être obtenue par l'injection d'acépromazine (10 mg / 100 kgs) (la xylazine est inefficace). On observera ainsi sa couleur, sa longueur, la présence éventuelle de lésions (bride, tumeurs, adhérences..) ou de sécrétions anormales.

**2-1-1- Conformation du scrotum:**

Normalement, le scrotum comporte un rétrécissement au-dessus des testicules. Un aspect trop droit de cette zone de localisation du plexus pampiniforme peut interférer avec la thermorégulation du testicule et donc avec la spermatogenèse. Cette interférence peut également être constatée en cas de dépôt excessif de graisse dans le cordon testiculaire

**2-1-2- Palpation du contenu scrotal:**

Dans un second temps on procédera à la palpation du contenu scrotal à savoir le testicule mais aussi la queue, le corps et la tête de l'épididyme.

Ces différentes structures présentent des variations interspécifiques de disposition, de volume et de poids. La contraction du cremaster fait prendre aux testicules une position plus verticale.

La consistance testiculaire se trouve diminuée lors de dégénérescence et augmentée en cas d'hypoplasie ou d'inflammations chroniques.

Elle est habituellement plus nette chez les jeunes *taureaux*. De même, la mobilité des testicules peut être altérée par la présence d'adhérences ou de brides inflammatoires acquises ou congénitales plus localisées, de varicocèles, d'abcès, de dépôts de graisse. Normalement la palpation des testicules est indolore.

L'**épididyme** peut être dilaté en cas de spermastase ou douloureux en cas d'inflammation. La tête de l'épididyme sera plus aisément palpée chez certains *taureaux*. Le corps de l'épididyme est palpé en position médiane plus aisément si le testicule contralatéral est repoussé vers le haut. La queue de

L'épididyme est nettement proéminente à la base du testicule. Des différences de consistance et de taille entre la gauche et la droite peuvent indiquer un état inflammatoire. Des cas d'aplasie segmentaire uni ou bilatérale ont été décrits.

La palpation manuelle du scrotum est essentielle. Elle peut néanmoins être complétée par un examen échographique ou thermographique ou tonométrique (mesure indirecte de la consistance, méthode peu utilisée).



**Photo 15** : Mensuration de la circonférence Scrotal.



**Photo 16**: Mensuration de la Longueur \_detesticule

### **2-1-3- Biopsie testiculaire:**

### **2-1-4- Détermination du volume scrotal:**

#### **2-1-4-1- Intérêt de la méthode et facteurs de variation :**

Le volume scrotal est classiquement déterminé par la mesure du périmètre scrotal au moyen d'un ruban métrique. Ce paramètre revêt une importance pratique indéniable. En effet, il existe une corrélation étroite entre le périmètre (PS) et le poids des deux testicules (0.89) (Coulter et Foote, Theriogenology ; 1979,11,297-311).

De même, ce poids testiculaire est étroitement et directement corrélé avec la production journalière de sperme et sa qualité. On a également observé que ce paramètre à une valeur prédictive du moment d'apparition de la puberté supérieure à l'âge ou au poids et cela quelle que soit la race de l'animal.

On a observé des coefficients de corrélation compris entre 0.66 et 0.97 entre le périmètre scrotal et les performances de reproduction (âge au premier vêlage, fertilité) de la descendance femelle des *taureaux*. Enfin, son héritabilité est comprise entre 0.3 et 0.7 selon les études (moyenne 0.4) et est plus constante que les caractéristiques de l'éjaculat.

Le volume testiculaire se calcule à partir du PS au moyen de la formule suivante :  $V = 0.0396 \times \text{longueur} \times \text{PS}^2$ .

Le périmètre scrotal est essentiellement influencé par deux facteurs : la nutrition et la race.

La croissance testiculaire est maximale au moment de la puberté, celui-ci étant étroitement conditionné par la nature du régime alimentaire.

On a observé qu'un régime riche en énergie administré depuis la naissance jusque l'âge d'un an est sans effet sur la qualité du sperme. Il ne semble pas en être de même après cet âge. En effet, un tel régime est alors de nature à favoriser des troubles de la croissance, une augmentation du risque d'inflammation de la paroi du rumen, d'abcès hépatiques, d'adénites, d'épididymites et une diminution de la qualité du sperme.

## **2-2- L'appareil génital interne:**

### **la palpation transrectale :**

Il a pour but d'évaluer le volume du cordon spermatique intra-abdominal, les dimensions de l'anneau inguinal, le volume, la fermeté et la sensibilité des glandes annexes ainsi que l'urètre.

Les ampoules des canaux déférents sont peu palpables.

En cas d'inflammation, les **vésicules séminales** sont élargies et perdent leur aspect lobulé. Cette pathologie se rencontre plus fréquemment chez les jeunes individus. Un état inflammatoire se traduira par la présence dans un frottis spermatique d'un ou plusieurs neutrophiles par champ microscopiques (agrandissement 1000). Certaines anomalies congénitales ont été décrites : aplasie, hypoplasie, kystes.

Un prélèvement des sécrétions vésicales (recherche bactériologique) peut être réalisé par aspiration en introduisant un cathéter dans le canal de l'urètre et en massant simultanément les glandes vésicales. L'identification d'*Actinomyces pyogenes* est la plus fréquente.

Les **glandes bulbo urétrales** sont enfouies dans le muscle du même nom et ne sont habituellement pas palpables. Chez le taureau, leur longueur est de 2 à 3 cm et leur épaisseur comprise entre 1 et 2 cm.

La **prostate** est palpée comme une zone légèrement épaissie située transversalement à l'extrémité antérieure de l'urètre.

La **portion intra pelvienne du pénis** est le plus souvent la structure la plus aisément palpée d'autant qu'à la palpation manuelle elle est le plus souvent pulsatile étant donné les contractions du muscle urétral qui entoure l'urètre.

## **2-3- Les prélèvements :**

Leur importance est réelle. En effet, les maladies vénériennes revêtent chez le mâle un caractère beaucoup plus subclinique que chez la femelle. Ces prélèvements sont réalisés directement ou par lavage de la cavité préputiale.

Le prélèvement direct s'effectue chez le *taureau* sur le pénis préalablement extériorisé ou à l'aide de tampons de gaze fixés sur une tige rigide pour en permettre l'introduction dans la cavité préputiale. On lui préfère le plus souvent le prélèvement indirect.

Cette méthode est réalisée par injection de 50 à 100ml de sérum physiologique ou de milieu de culture dans le fourreau au moyen d'une canule plastique (30 cm). L'orifice préputial est rasé et lavé.

La canule est introduite d'une main au fond de la cavité tandis que la seconde obture l'extrémité du fourreau. Ce dernier est ensuite massé d'arrière en avant pour que le liquide en atteigne les différentes parties. Le flacon est abaissé et le liquide recueilli par gravitation.

## **2- 4- Les examens complémentaires:**

### **2-4 -1- l'échographie:**

Les mesures prises par échographie sont en ce qui concerne les glandes accessoires 80 % inférieures à celles obtenues après abattage des animaux. La raison peut en être trouvée dans l'effet des muscles striés entourant la plupart de ces glandes. *Les glandes bulbourethrales* apparaissent hyperéchogènes et ovoïdes. Leur périphérie constituée d'une capsule apparaît à l'échographie comme une zone plus blanche. Les contractions du muscle bulbospongieux sont responsables des variations de diamètre observées. La *prostate* apparaît hyperéchogène au niveau du col de la vessie. Son corps est constitué de deux lobes d'un cm environ. L'image échographique est rectangulaire avec des bords sombres et une image interne d'un gris homogène parsemée de petites zones plus anéchogènes de type liquidien. Selon l'incidence, il est possible d'identifier sous la prostate les conduits excréteurs des vésicules séminales. *Les ampoules des canaux déférents* sont rondes ou ovales en section transversale. Elles sont entourées d'une couche musculaire, grisâtre à l'échographie. Leur lumière anéchogène représente 10 à 60 % de leur diamètre total. *Les vésicules séminales* se trouvent latéralement à proximité du col de la vessie. De forme irrégulière, souvent en S, elles se présentent sous la forme de zones hyperéchogènes séparées par des zones moins échogènes. Elles sont entourées par une membrane nettement plus échogène. L'image échographique du parenchyme des *testicules* apparaît homogène et moyennement échogène. Le corps d'Highmore, zone (centrale chez le taureau mais plus périphérique chez l'étalon) de convergence des tubes séminifères est plus

échogènes et en particulièrement visible en coupe longitudinale sous la forme d'une zone blanchâtre d'une épaisseur de 2 à 4 mm.

La tunique vaginale n'est identifiable que lors de l'accumulation de liquides en excès (hydrocèle par exemple). Le plexus pampiniforme se présente sous la forme de structures tubulaires circonvoluées anéchogènes (coupes dans l'artère et veine testiculaire) au-dessus du pôle dorsal du testicule.

Le canal déférent n'y est pas identifiable. La queue et la tête de l'épididyme sont visibles par échographie. Le corps de l'épididyme et le canal déférent, sont plus difficiles à identifier. (Référence : Ginther O.J. Ultrasonic imaging and animal reproduction in cattle. Book3 Equiservices publishing 1998) .

### **3- Méthodes de récolte du sperme:**

La récolte du sperme constitue la première opération de l'insémination artificielle et/ou de son examen. Le vagin artificiel constitue le moyen classiquement utilisé quelque soit l'espèce animale.

L'électro-éjaculation est également d'application dans les espèces bovine, ovine, canine et les volailles. Il est également possible chez la jument de recueillir le sperme directement dans le vagin. Enfin, citons pour mémoire la récolte de sperme par massage des vésicules séminales chez le *taureau*.

#### **3-1- Le vagin artificiel :**

Appareil simple et pratique, le vagin artificiel comporte deux parties. Un cylindre extérieur en matériel rigide le plus souvent en caoutchouc dur et épais (isolation thermique) ou en plastique muni d'une ouverture fermée par un *bouchon*.

Sa longueur est d'environ 34 cm et son diamètre externe compris entre 6 et 8 cm. La chemise intérieure en latex ou en caoutchouc artificiel est introduite dans le cylindre externe et ses extrémités rabattues et maintenues par un élastique.

La cavité ainsi formée par le cylindre externe et la chemise interne est remplie d'eau à 41-42°C en quant suffisante pour obtenir une pression équivalente à celle du vagin de la femelle. Une extrémité du vagin artificiel est lubrifiée : elle servira à introduire le pénis ; sur l'autre est fixée un cône en caoutchouc au bout duquel est adapté un tube en verre ou mieux en plastic gradué pour recueillir le sperme. Certains vagins artificiels sont équipés d'un thermomètre.

**Matériel**

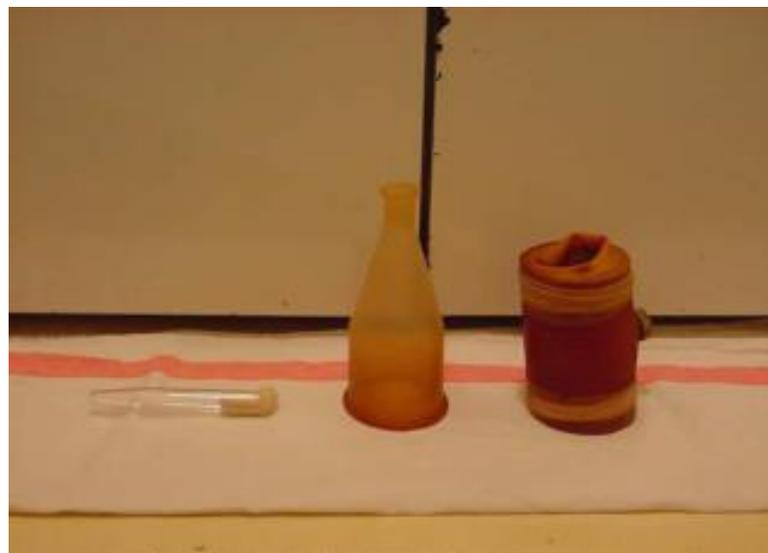
**et**

**méthodes**

**Examen du mâle**



**Photo17**: Tube de collecte ( $4 \pm 0,1$ ml).



**Photo 18** : le vagin artificiel

Le vagin artificiel comporte trois parties : une partie externe rigide d'un diamètre de 6.5 cm et une longueur comprise entre 26 et 40 cm selon l'âge de l'animal ; une partie interne constitué d'un manchon en caoutchouc de 50 cm de long et un cône récepteur en caoutchouc sur lequel sera fixé le tube collecteur. L'ensemble sera fixé au moyen de deux lanières en caoutchouc. Si le vagin choisi n'est pas adapté, il risque de le blesser, souillant ainsi le prélèvement ou entraînant un risque de refus de l'animal pour les prélèvements ultérieurs.

Le type de vagin artificiel est comparable à celui utilisé chez le *taureau* mais est de dimensions plus réduites. Sa température doit se situer entre 41 et 44°C.

La récolte se fera autant que possible dans un endroit calme pour éviter toute situation stressante à l'animal et sur un sol non glissant et non pulvérulent (contamination du prélèvement) pour assurer un saut optimal de l'animal et le confort de l'opérateur.. Le recours à un animal boute en train est préférable mais non indispensable. Cet animal sera idéalement placé dans un travail de contention dégageant l'arrière train. Les centres d'insémination utilisent des mannequins (vache mécanique). Une vache peut être utilisée.

L'inconvénient est le risque de saillie naturelle. Sa résistance dépendra de son état de chaleurs.

L'animal de monte peut être une brebis en chaleurs ou non, un *bélier* ou une brebis traitée aux œstrogènes. Les *béliers* peuvent être entraînés à donner du sperme en-dehors de la période de reproduction proprement dite.

Trois à huit éjaculats espacés de 15 minutes peuvent être ainsi recueillis en une journée.

Un mâle peut être utilisé pour des animaux entraîné .On veillera à réaliser le prélèvement dans de bonnes conditions hygiéniques : lavage de l'extrémité du fourreau, désinfection du vagin artificiel.

Deux à trois fausses montes seront réalisées avant le prélèvement proprement dit. Elles sont de nature à améliorer les principales caractéristiques du sperme (volume, nombre de spermatozoïdes vivants) et à augmenter l'état d'excitation du *male*.

Lors du cabrer de l'animal, le pénis sera dirigé au moyen de la main appliquée sur le fourreau vers l'ouverture du vagin artificiel celui-ci étant dirigé de bas en haut selon un angle de 45° et légèrement vers l'extérieur.

L'excitation sensorielle de la chaleur humide entraîne le réflexe d'intromission dans L'éjaculation proprement dite est le plus souvent immédiate, rapide et même parfois brutale. Si tôt après, le *male* redescend. Une fois le prélèvement réalisé, le vagin est retourné de manière à recueillir le sperme dans le Ce dernier sera le cas échéant protégé d'un choc

thermique éventuel par de l'ouate, du tissu ou une autre enveloppe iso thermique. Lors du prélèvement, on évitera toute déviation excessive du pénis. Habituellement, deux prélèvements seront réalisés au cours de même séance.

### **3-2- L'électro-éjaculation:**

La méthode est le plus souvent appliquée aux animaux qui faute d'érections normales, de lésions articulaires ou du refus du vagin artificiel ne peuvent être récoltés au moyen d'un vagin artificiel. Utilisé pour la première fois par Eckart chez le chien en 1863, le procédé fut amélioré par Laplaud et Cassou en 1945.

L'électro-éjaculation consiste à provoquer l'émission de sperme par l'excitation électrique des nerfs érecteurs et éjaculateurs. Elle est réalisée sur animal debout ou couché.

L'appareillage comporte une sonde rectale de forme ogivale munie d'électrodes bipolaires parcourues d'un courant d'intensité moyenne mais de bas voltage, alimentées par batterie ou par secteur au moyen d'un transformateur, ce dernier permettant d'avoir une tension constante. Le rhéostat permet de faire varier les caractéristiques du courant de manière à obtenir le cycle nécessaire à l'obtention de l'écoulement du sperme. Les impulsions électriques de 0.3 A durent 1.5 sec et sont espacées de périodes de repos de 1.5 sec.

Le voltage est progressivement augmenté de 6 à 21 volts au bout d'une trentaine d'impulsions. Un second cycle est ensuite éventuellement recommencé selon les réactions présentées par l'animal et notamment, la contraction des crémasters et la remontée des testicules voire de faibles contractions du train postérieur.

La durée totale est comprise entre 5 et 10 minutes et le volume collecté entre 10 et 30 ml. Cependant, il est préférable de régler l'intensité et la fréquence des stimulations en observant le comportement de l'animal et de son appareil. Il existe divers types d'électro-éjaculateur.

Leur choix dépend largement de préférences personnelles. On se souviendra néanmoins que les sondes de large diamètre induisent une plus forte réponse à la stimulation pour une impulsion électrique donnée que les sondes de petit diamètre.

Il semble que pour les *taureaux* pesant entre 550 et 900 kgs des sondes de diamètre compris entre 6.5 et 7.5 cm constituent un compromis idéal.

Les sondes modernes comportent trois électrodes séparées d'un cm et situées sur la partie ventrale de la sonde. La disposition des électrodes tout autour de la circonférence de la sonde (anciens modèles) entraînerait une stimulation excessive des muscles du train postérieur.

Ces sondes devraient être introduites dans le rectum en deux temps : sur 2/3 de leur longueur environ jusqu'au moment où le pénis s'extériorise et complètement ensuite pour induire l'éjaculation. L'animal sera placé dans un travail de contention. L'extrémité du fourreau sera nettoyée et ses poils coupés pour éviter toute contamination. Une palpation manuelle du rectum permet de le débarrasser de ses matières fécales, de masser les vésicules pour en extraire partiellement le liquide séminal et de préparer ainsi l'animal aux stimulations électriques.

Un drainage du rectum au moyen de 2 à 3 litres d'eau salée facilite l'évacuation du rectum et augmente le contact entre l'électrode et la paroi rectale.

La sonde est lubrifiée au moyen de vaseline et progressivement introduite dans le rectum. Lors des 10 premières impulsions, une fraction liquide transparente peut être observée. C'est le liquide séminal qui n'est le plus souvent pas recueilli. La fraction devient ensuite plus crémeuse.

Elle est collectée au moyen d'une éprouvette placée au bout d'un entonnoir fixé à un manche. Au besoin, le pénis sera sorti pendant les stimulations en repoussant vers l'avant la courbure sigmoïde.

Le cas échéant, son extrémité peut être saisie pour récolter le sperme. Cette façon de faire permet de contrôler les stimulations sur le pénis.

Les qualités du sperme recueilli ne sont pas modifiées par le type de prélèvement utilisé. Un volume plus important de sperme est habituellement recueilli par électroéjaculation.

L'aptitude à la congélation et le pouvoir fécondant sont comparables. La tranquillisation préalable de l'animal avant la stimulation réduit les chances de prélèvement.

Le vagin artificiel augmente le risque de lésions de la verge. Le problème majeur de l'électroéjaculateur réside dans le fait que 25 % des jeunes *taureaux* et 2 % des *taureaux* âgés de plus de deux ans s'affaissent en cours de prélèvement suite à la tétanisation des membres postérieurs. L'investissement d'un vagin artificiel est 5 fois moindre que celui d'un électroéjaculateur. Le *bélier* répond très bien et plus rapidement que le *taureau* à la méthode de collecte par électroéjaculation. L'animal est maintenu debout ou couché sur une table. Le pénis et son appendice terminal filiforme sont extériorisés et introduits dans le tube de récolte avant que ne survienne l'éjaculation qui en général apparaît au bout de trois à quatre stimulations de 2 à 8 volts.



**Photo19:** L'électro-éjaculateur utilisé pour la collecte de semence

#### 4- Examen du sperme:

L'évaluation de la qualité du sperme d'un animal vise en fait à rencontrer trois objectifs : le premier est d'identifier les animaux infertiles, le second est d'évaluer la fertilité d'un animal antérieurement infertile et le troisième à détecter les animaux dont la fertilité est supérieure.

En pratique, seuls les deux premiers objectifs sont susceptibles d'être atteints, étant donné la multiplicité des facteurs responsables du troisième.

La fertilité d'un mâle dépend de la capacité de celui-ci à former un nombre suffisant de spermatozoïdes qui seront déposés au moment optimal et à l'endroit anatomique optimal du tractus génital femelle pour optimiser leur contact avec l'ovocyte, en permettre la fertilisation et le développement embryonnaire.

Deux types de facteurs séminaux sont susceptibles d'interférer avec la fertilité d'un mâle compte tenu de l'interaction existante entre la quantité et la qualité d'un sperme.

Certains défauts qualitatifs peuvent être compensés par une augmentation de la quantité de sperme. Ainsi en est-il de leur mobilité qui si elle est insuffisante les empêche d'atteindre l'endroit de fécondation, de leur durée de vie voire de certaines anomalies morphologiques.

D'autres au contraire ne peuvent être compensés. Ils sont associés à l'incapacité du spermatozoïde à féconder l'ovocyte ou à permettre le développement des premiers stades embryonnaires.

La plupart des anomalies morphologiques appartiennent à cette catégorie.

La connaissance du mécanisme de transport du sperme dans les voies génitales femelles permet de mieux appréhender les relations existantes entre la qualité du sperme et la fertilité. Deux phases doivent être distinguées dans la migration du sperme vers l'endroit de fécondation. La première phase d'une durée de quelques minutes fait directement suite à l'insémination. Elle concerne essentiellement les spermatozoïdes non viables.

La seconde est plus soutenue et dure environ 6 heures. Elle concerne davantage les spermatozoïdes viables. En effet, le col, les cornes utérines et la jonction utéro-tubaire voire l'ovocyte exercent un certain rôle de filtre à l'encontre des spermatozoïdes anormaux, non viables.

Classiquement, la détermination de la qualité du sperme en suppose le prélèvement préalable et ensuite l'évaluation de divers paramètres d'examen macroscopique, microscopique ou biochimique de valeur inégale dont seule la concordance permet de tirer des conclusions valables.

#### **4-1- Examens macroscopiques :**

##### **4-1-1- Volume :**

C'est un facteur secondaire d'appréciation, même si une quantité normale collectée est un indice favorable. Chez les espèces à déposition vaginale, cas du bélier, le volume est peu abondant mais très concentré, en général les secondes éjaculations d'une même session de collecte sont plus abondantes que les premières (Eduardo Villena et al, 2003). Le volume d'éjaculation moyenne d'un bélier varie entre 0,7 ml et 2 ml, la valeur la plus fréquente est de l'ordre de 1 ml (Lacroix, 1976).



**Photo20:** Estimation du volume et de l'apparence de l'éjaculat immédiatement après la collecte

#### 4-1-2- Aspect et consistance :

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. Il devient plus clair au fur et à mesure que sa concentration en spermatozoïdes diminue.

Le sperme du *taureau* et du *bélier* est de consistance laiteuse et de coloration blanchâtre. Le sperme de *bélier* est blanc crémeux, plus dense et plus opaque que celui du *taureau*.

#### 4-1-3-Couleur :

Le plus souvent blanchâtre, la couleur des spermes peut être modifiée pour des raisons physiologiques (concentration) mais le plus souvent pathologiques. Certains animaux ont un sperme de couleur jaunâtre imputable à la présence d'un lipochrome provenant des vésicules séminales et dont la présence est sans rapport avec l'alimentation. Cette couleur jaune peut également résulter de la présence de pus ou d'urine ce qui compromet le pouvoir fécondant du sperme. La coloration rosée ou rougeâtre résulte de la présence de sang ou peut faire suite à l'administration prolongée de phénothiazine.

Quelques gouttes ou ml de sang peuvent parfois apparaître à la fin de l'éjaculation. Elles disparaissent le plus souvent spontanément et n'interfère pas avec la fécondation. Leur présence résulte vraisemblablement de ruptures de micro vaisseaux. Le plus souvent la présence d'éléments figurés du sang n'interfère pas avec la fertilité étant donné la présence dans le plasma séminal d'hémagglutinines qui éliminent ces corps étrangers par agglutination. La coloration brunâtre témoigne de la présence d'éléments sanguins dégénérés. La coloration bleuâtre résulte d'une faible concentration ou de l'administr.

#### **4-1-4- Viscosité , pH et poids spécifique :**

La **viscosité** dépend de la concentration en spermatozoïdes. Comparée à l'eau distillée (1), la viscosité du sperme de *taureau* est de 3.7. Elle dépend également de sa conductibilité électrique c'est-à-dire de sa concentration en ions.

La mesure du **pH** (pHmètre, papier indicateur) 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. D'une manière générale, les spermatozoïdes forts concentrés et riches en fructose accusent une diminution plus rapide du pH que les autres du fait de l'accumulation plus rapide d'acide lactique due à une glycolyse plus intense ce qui indirectement témoigne leur meilleure qualité.

Chez le bélier, le pH normal est légèrement acide 6.85. Il devient alcalin chez les sujets stériles ou peu féconds. Il est corrélé à la concentration et à la vivacité du sperme, plus un sperme est concentré, plus son pH est acide et peut atteindre 5.9 (Derivaux et Ectors,1989)

Le **poids spécifique** dépend du rapport entre la concentration en spermatozoïdes et le volume du plasma séminal. Il est de 1.035 chez le *taureau*.

ration de bleu de méthylène.

#### **4-1-5- Recherche des polynucléaires :**

Il est possible de réaliser sur le sperme le test de Schalm (CMT Californien Mastitis Test). Pour ce faire 0.5 ml de sperme sera mélangé à 2.5 ml de Teepol. Le degré de gélification sera noté comme pour le lait.

#### **4-2- Examen microscopique du sperme :**

Comme son nom l'indique, cet examen fait principalement appel au microscope. Il existe néanmoins d'autres méthodes moins classiques pour compléter la collecte

d'informations permettant de procéder à une évaluation aussi précise que possible de la qualité d'un éjaculat.

Le lecteur intéressé consultera avec profit une synthèse parue sur ce sujet (Garner D.L. Ancillary tests of bull semen quality. Vet.Clinics. North Amer.Food, Anim.Pract, 1997,13,313-330).

L'examen microscopique sera réalisé autant que faire se peut dans les minutes suivant le prélèvement et selon la nature des examens microscopiques en respectant les conditions thermiques optimales.

Il est également possible de conserver à plus long terme (1 mois) un échantillon de sperme en en diluant 0.5 à 1 ml dans une solution saline et formolée avant son stockage au réfrigérateur (Solution de Hancock) (Tableau 5).

L'examen microscopique permettra et notamment de poser le diagnostic de l'une ou l'autre anomalie dont il est important de rapporter les définitions.

On parlera d'*asthénospermie* ou d'asthénozoospermie si la motilité individuelle est inférieure à 30 % ou si la note de motilité massale est inférieure à 2.

On parlera d'*azoospermie* en cas d'absence de spermatozoïdes dans l'éjaculat. On parlera de *nécrospermie* si l'on observe une proportion élevée de spermatozoïdes morts. L'oligospermie traduit une concentration faible en spermatozoïdes ( $< 300.000 / \text{mm}^3$ ).

La *teratospermie* ou teratozoospermie traduit la présence d'une proportion élevée en spermatozoïdes anormaux ( $> 30 \%$ ).

#### **4-2-1- Détermination de la motilité massale :**

L'emploi du terme motilité et non mobilité signifie que les spermatozoïdes se meuvent par eux-mêmes et ne se déplacent pas passivement. Motilité est la traduction littérale de l'anglais motility.

La motilité du spermatozoïde est due à la contraction du filament axial. L'examen de la motilité doit se faire le plus rapidement possible après le prélèvement en le maintenant rigoureusement à une température voisine de 38°C.

La progression des spermatozoïdes est habituellement rectiligne. Au cours de leur déplacement, ils subissent une rotation autour de leur grand axe.

Dans la queue de l'épididyme, les spermatozoïdes sont immobiles. Leur motilité dépend de leur présence dans un milieu de pH et de température normale, renfermant en quantités adéquates nutriments et ions, conditions offertes une fois qu'ils sont présents dans les sécrétions séminales. On comprend ainsi aussi pourquoi leur motilité peut facilement

être inhibée en cours de prélèvement par la présence de contaminants chimiques sur les lames, ou d'urine.

La motilité massale dépend essentiellement de trois facteurs : la concentration, le pourcentage de spermatozoïdes mobiles et de la vitesse de déplacement des spermatozoïdes. Ils doivent être pris en considération dans l'interprétation du score de la motilité massale.

Chez le *taureau*, l'intensité et le nombre des mouvements se traduisent par de véritables vagues observables après dépôt d'une goutte de sperme sur une lame préchauffée et son examen au faible grossissement (40 à 125) si possible au moyen d'un microscope à contraste de phase. Sur une échelle d'évaluation de 1 à 4, un sperme de très bonne qualité (4) montre des tourbillons noirs et rapides. S'il est de bonne qualité (3), ces tourbillons seront moindres et plus clairs.

S'il est de qualité correcte, les tourbillons ne sont plus visibles et on devine la présence d'une mobilité individuelle (2). S'il est enfin de mauvaise qualité, il n'y a plus voire presque plus de mobilité individuelle (1).

Il n'est habituellement pas nécessaire de poursuivre les examens si le sperme a une mobilité massale de 1. A l'inverse, en cas d'absence de mobilité massale, l'examen doit être complété par l'examen de la mobilité individuelle.

En général, on a tendance à sous-estimer une bonne mobilité massale et à la surestimer quand elle est mauvaise. L'examen de la motilité massale ne donne qu'une idée fort approximative du pourcentage de spermatozoïdes mobiles. Mieux vaut donc recourir à l'examen de la motilité individuelle.

Ceux-ci sont notés subjectivement sur une échelle de 0 à 5:

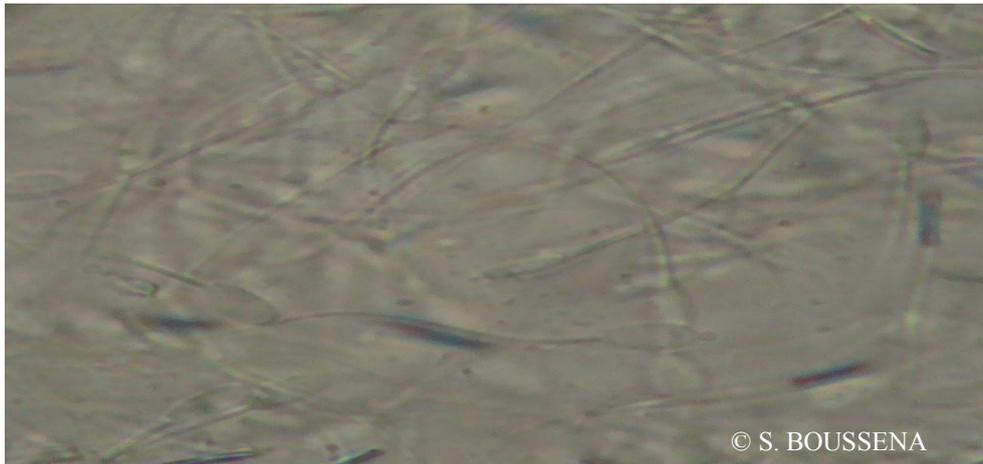
- Mouvements tourbillonnaires : 5 ;
- Mouvements amples et rapides : 4 ;
- Mouvements limités : 3 ;
- Mouvements faibles : 2 ;
- Mouvements très légers : 1 ;
- Pas de mouvements : 0 (Douet, 2000).

On conserve les éjaculats ayant une motilité supérieure ou égale à 3,5 et 4, selon les centres d'insémination.

Il faut noter que l'intensité des vagues est beaucoup plus importante dans les mêmes conditions chez le bélier que chez le taureau (Lacroix, 1976).

**4-2-2- Détermination de la motilité individuelle:**

L'estimation visuelle de la motilité individuelle est réalisée dans les mêmes conditions de température que la mobilité massale, sur une goutte du sperme pur ou dilué au 1/10 (10%) (selon la concentration de l'éjaculat) dans une solution de chlorure de sodium à 9 ‰ entre la lame et la lamelle, observé au moyen grossissement X 40 et noté comme pour la mobilité massale sur une échelle de 0 (aucun mouvement des spermatozoïdes) à 5 (spermatozoïdes "fléchants" avec un mouvement rectiligne) (tableau 11) (Baril *et al.*, 1993; Marco-Jiménez *et al.*, 2005).



**Photo21:** Spermatozoïdes observés au microscope à platine chauffante (X 40).

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

**Tableau 4 :** Détermination de la note de motilité individuelle des spermatozoïdes (Baril *et al.*, 1993).

#### 4-2-3- Détermination de la concentration :

La concentration exprime le nombre de spermatozoïdes par  $\text{mm}^3$ .

Elle peut être déterminée directement par comptage des spermatozoïdes au moyen d'une cellule hématimétrique ou indirectement par comparaison visuelle du sperme à des solutions standard, par comptage électronique ou encore par néphélométrie (ou néphéléométrie).

Cette méthode est universellement utilisée dans les centres d'IA. Elle consiste à apprécier la concentration en spermatozoïdes en évaluant l'opacité de la suspension au moyen d'un spectrophotomètre ou d'un colorimètre.

Cette opacité peut cependant être indirectement augmentée suite à la présence de débris cellulaires. Cette méthode est moins exacte chez les espèces dont le plasma séminal présente de grandes variations d'opacité (*verrat, étalon*). La cellule de Thomas (hemocytomètre) offre le double avantage être bon marché et de voir les spermatozoïdes.

La numération directe se fait au moyen d'un hématimètre. Ce type de numération suppose la dilution préalable du sperme dans une solution susceptible de disperser et de tuer les spermatozoïdes : solution de chlorure de sodium à 3 % ou solution de formaldéhyde à 1 % (solution de Hancock). Le taux de dilution dépend de la concentration apparente du sperme. On conseille une dilution de 1 % pour les spermatozoïdes de *taureau*, de *bélier* et de *bouc*.

Il existe différents types d'hématimètre qui se caractérisent notamment par leur surface (S) et la profondeur de leur chambre de numération (P) : Malassez (S: 5  $\text{mm}^2$ , P : 0.2 mm), Thoma (S : 1  $\text{mm}^2$ , P:0.1 mm), Neubauer (S : 9  $\text{mm}^2$ , P: 0.1mm) et Türk (S: 9  $\text{mm}^2$ , P: 0.1 mm).

L'hématimètre est constitué d'une lame de verre, creusée d'une petite cuvette dont le fond est garni d'un quadrillage.

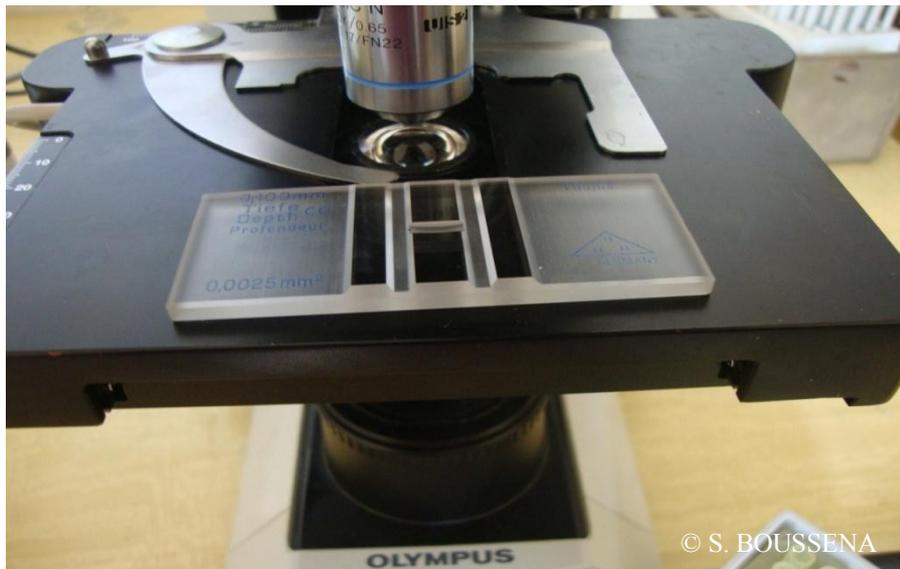
La cellule de Thoma comporte un quadrillage de 16 grands carrés comprenant chacun 16 petits carrés. La surface des grands carrés est égale à 1  $\text{mm}^2$ . La chambre de numération a une hauteur de 0.1 mm. Après dépôt d'une goutte de sperme et son recouvrement par une lamelle, le nombre de spermatozoïdes est déterminé au grossissement 10 x 40 sur une surface correspondant à 4 grands carrés.

Par convention, on ne prend en compte que les têtes des spermatozoïdes situés à l'intérieur des deux lignes parallèles délimitant chaque grand carré ou dont la tête se trouve sur les lignes gauche et supérieure délimitant un grand carré.

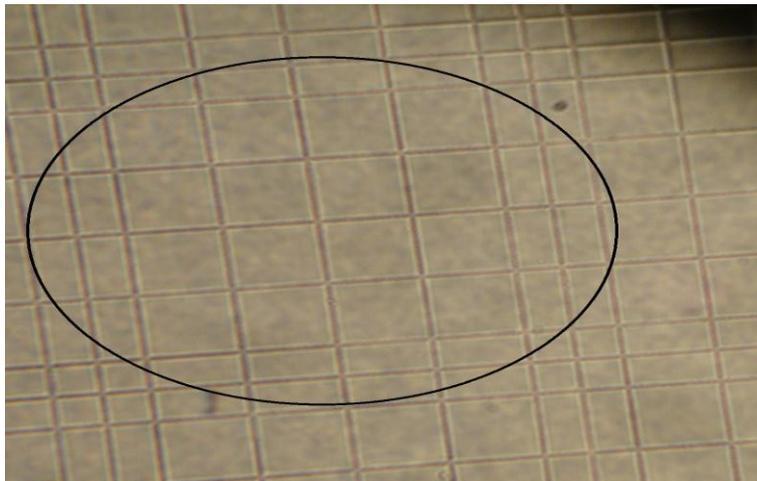
Le calcul de la concentration se fait de la manière suivante :

$$\text{Concentration} = N \times 4 \times 10 \times D$$

- N est le nombre de spermatozoïdes comptés dans 4 grands carrés (pour le verrat les spermatozoïdes sont le plus souvent dénombrés sur 10 grands carrés et la règle de trois est appliquée pour compter les spermatozoïdes sur l'ensemble des carrés).
- 4 puisque l'hématimètre comporte 16 grands carrés d'une surface totale égale à 1 mm<sup>2</sup>
- 10 puisque la hauteur de la chambre de numération est égale à 0.1 mm
- D c'est-à-dire le degré de dilution



**Photo22:** Hématimètre utilisé pour le comptage des spermatozoïdes (Cellule de Thoma à deux chambres).



**Photo23:** Un grand carreau (comporte 16 petits carreaux).

#### **4-2-4-Examen morphologique :**

##### **4-2-4-1- Principes généraux :**

L'examen morphologique nécessite la coloration du sperme. Pour ce faire, une goutte de sperme est déposée à l'extrémité d'une lame et étendue en couche mince au moyen d'une autre lame inclinée à 45°.

La préparation est séchée à l'air libre en quelques minutes. Le frottis est ensuite fixé par immersion dans une solution d'alcool méthylique ou dans une solution de formaline à 5%.

La fixation à l'air libre est également possible comme celle consistant à passer rapidement le frottis au-dessus d'une lampe à alcool. Tout choc thermique sera néanmoins évité pendant ces préparations.

Les éjaculats trop concentrés seront avantageusement dilués. Certaines colorations ont pour objet de mieux faire apparaître la morphologie du spermatozoïde (coloration totale), les autres dites vitales permettent de différencier les spermatozoïdes morts et vivants.

Parmi les *colorations totales*, certaines sont dites simples (encre de Chine, bleu de méthylène, bleu de toluidine, violet de gentiane, fuschine...) : elles fournissent une coloration uniforme des spermatozoïdes tandis que les secondes dites double (Giemsa, Williams) et font mieux apparaître les différences structurales au niveau de la tête, de l'acrosome ou de la pièce intermédiaire.

La coloration à l'encre de Chine est dite négative car les spermatozoïdes apparaissent en clair sur le fond noir de l'encre de Chine. La préparation en est simple : le frottis réalisé au moyen du mélange d'une goutte de sperme et d'une goutte d'encre de Chine est laissé séché à l'air libre. Cette coloration identifie bien la forme de la tête ainsi que la présence éventuelle d'une gouttelette protoplasmique.

La *coloration vitale* a pour principe d'utiliser un colorant qui ne traverse que les membranes des cellules mortes (éosine, rose Bengale, vert de Crésyl) et un colorant de fond qui facilite la lecture (bleu de méthylène, nigrosine). La coloration éosine-nigrosine est classiquement utilisée. On évitera la formation d'artefacts en respectant les principes suivants : éviter tout choc thermique en opérant à 37°C (platine chauffante, étuve thermostatique) ; utiliser des colorants en solution isotonique de pH égal à 6,8, standardiser la durée de la coloration, employer un mélange sperme-colorant compris entre 1/1 et 1/20.

## Préparation de la solution éosine-nigrosine

- Eosine 3.3 g
- Nigrosine 20.0 g
- Citrate de sodium 1.5 g (pour réduire l'effet hypotonique du colorant vital)
- Eau distillée : 300 ml
- Mélanger et chauffer la solution jusqu'à dissolution
- Ajuster le pH à 6.8-7 si nécessaire
- reposer quelques jours, filtrer et maintenir au réfrigérateur.

Remarque : la nigrosine se dilue mieux dans de l'eau à 40°C.

## Principe de la coloration vitale à l'éosine-nigrosine

- Solution d'éosine-nigrosine maintenue au réfrigérateur
- Placer huit gouttes de la solution dans un tube au bain-marie à 37°C
- Placer deux gouttes de sperme dans le même tube
- Agiter
- Après 5 minutes d'équilibration, faire un frottis sur une lame à 37°C
- Sécher la préparation aussi vite que possible pour réduire l'effet du choc hypotonique induit par le colorant

**Remarque** : il existe de nombreuses variations de ce protocole portant sur les doses, les concentrations et les temps de contact différents.

La dilution préalable du sperme (2 gouttes dans 0.5 ml de sérum physiologique ou de dilueur) en facilitera l'examen morphologique. Une goutte de sperme dilué et coloré sera placée à l'extrémité d'une lame chauffée pour en faire l'étalement. Cela permet d'obtenir par champ microscopiques 15 à 25 spermatozoïdes, nombre optimal pour en faire l'analyse morphologique.

Dans ces conditions en effet, le fond du frottis est suffisamment coloré et permet de bien distinguer les spermatozoïdes. Si le sperme est particulièrement dilué, il faudra centrifuger préalablement le prélèvement.

L'examen sera idéalement réalisé avec un objectif à immersion et au grossissement 1000 à 1250. 100 spermatozoïdes seront comptés voire plus si le nombre de spermatozoïdes est plus important.

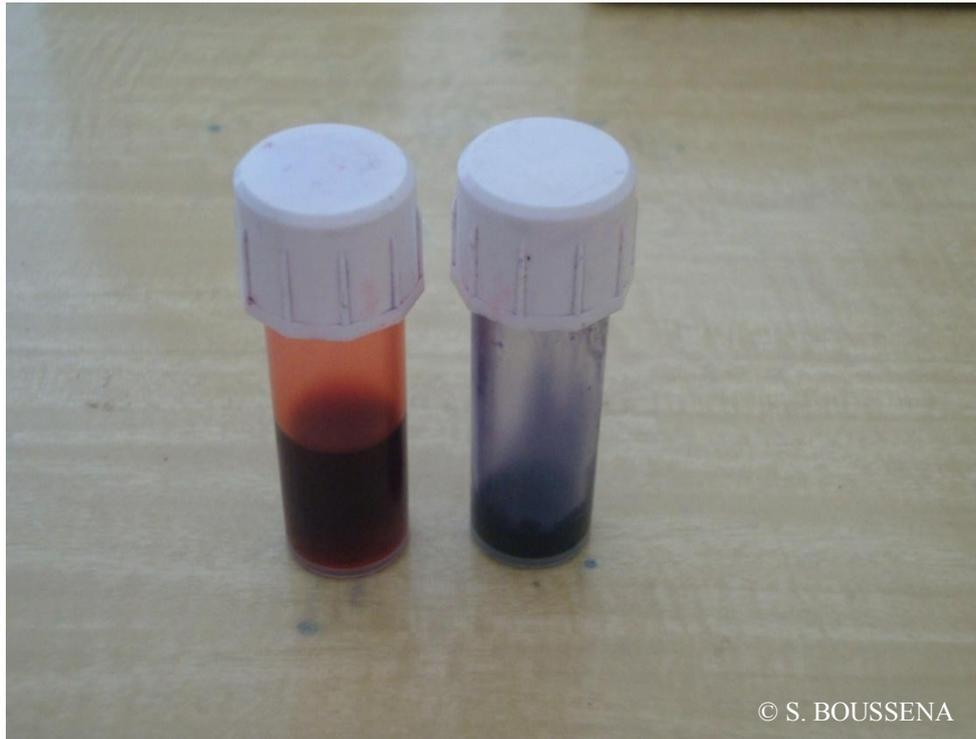
Les spermatozoïdes morts seront colorés en rouge, l'éosine y ayant pénétré étant donné les modifications de perméabilité membranaire.

La coloration vitale à base d'éosine, nécessite l'utilisation d'une concentration élevée de ce colorant (10 mg/ml) pour évaluer en microscopie optique l'exclusion du colorant.

A cette concentration, l'éosine est toxique et ce faisant entraîne une sous-évaluation de la proportion des cellules vivantes.

Le recours à des fluoro-chlorés tel que le colorant Hoechst 33258 constitue une méthode alternative qui réduit le risque d'altération des spermatozoïdes.

Le fluorochrome se fixe spécifiquement sur l'ADN (De Leeuw et al. J.of Andrology, 1991, 12,112-118 ; Tshering et al. Elevage et Insémination, 1992, 6,249).



**Photo24:** Colorants (l'éosine à gauche et nigrosine à droite) utilisés pour la coloration des spermatozoïdes.

**4-2-5- 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, *Proteus*, 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.

**4-2-6-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 fructolyse 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).

**Résultats**

**et**

**discussion**

## **1- Effet de l'insémination artificielle sur les performances reproductives de la brebis**

L'objectif principal dans une exploitation ovine est de produire deux voir trois agneaux par brebis tout les deux ans, ceci ne peut être effectué que grâce à une bonne fertilité des animaux, un facteur qui demeure très important pour une production efficace dans les troupeaux ovins.

L'utilisation de l'IA assure de son côté l'obtention d'une descendance de qualité et entraîne de plus courts intervalles entre les agnelages, ces conséquences entraînent bien évidemment des gains économiques significatifs pour les exploitations ovines, donc il ne reste qu'à maîtriser la fertilité chez les femelles et les facteurs qu'ils les affectent. La fertilité chez les femelles est le résultat d'une combinaison du potentiel génétique, de facteurs liés à la brebis (l'âge, l'état physiologique...etc.) et de plusieurs facteurs environnementaux incluant la nutrition, l'état de santé et le niveau de gestion des brebis.

(Bocquier *et al.*, 1993) ont rapporté que la fertilité augmente avec l'augmentation de la note de l'état corporel (NEC). Comme, il a été démontré également que la fertilité et la prolificité diminuent lorsque l'état corporel d'une brebis est inférieur à 2,5 au moment de la saillie. Cependant, les femelles trop grasses (note supérieure à 4) ont des fertilités plus faibles par action défavorable de la leptine et de l'insuline sur la croissance folliculaire (BRICE, PERRET., 1997).

Alors que (Grimard *et al.*, 2006) n'ont pas trouvé de relation significative entre la variation de la NEC et la réussite de l'IA, quand une relation positive a été montrée par (Roche 2007).

Donc un bon état corporel reflétant une nutrition adéquate est nécessaire pour avoir de meilleurs taux de fertilité. A cet effet, des quantités équilibrées d'énergie et de protéines sont indispensables pour le maintien de l'activité ovarienne et la cyclicité chez la brebis.

Le moment de l'IA pourrait toutefois avoir un effet sur la prolificité puisque le dépôt de la semence trop tôt ou trop tard par rapport à l'ovulation ferait en sorte que les ovules trop jeunes ou trop vieux ne seraient pas fécondables.

## **2- Facteurs de variation de la réussite de l'IA ovine:**

La réussite de l'IA est liée à plusieurs facteurs d'origine animale ou environnementale. Puisque les deux individus du couple interviennent dans les différentes étapes de la reproduction, la réussite de l'insémination est dépendante des facteurs spécifiques soit du mâle soit de la femelle ou communs aux deux sexes. On peut donc considérer que la réussite de l'IA

est sous la dépendance de deux caractères distincts: la fécondance du mâle d'une part et la fertilité de la femelle d'autre part plus tous les facteurs liés à la conduite d'élevage.

### **2-1- Facteurs liés au male:**

Le bélier est extrêmement négligé dans les analyses des résultats de l'IA pourtant il est évident qu'il a un rôle primordial à jouer dans la réussite de cette opération et tout comme la brebis, sa production spermatique peut être influencée par plusieurs facteurs. Dans le cadre de l'IA, un mâle insémine de nombreuses femelles d'où la fécondance des mâles constitue donc un point critique dans la réussite d'un schéma de sélection (Colenbrander *et al.*, 2003). Néanmoins, peu d'études ont analysé la liaison entre les caractéristiques du mâle et sa fécondance du fait de la faible part de variabilité de la réussite de l'insémination imputable au mâle et par le manque de retour d'informations relatives à celui-ci (Boichard et Manfredi., 1994).

#### **2-1-1- L'âge du bélier**

Les bons taux de fertilité de certains béliers sont expliqués par le facteur âge. Ce sont des béliers adultes (4ans) avec un taux de fertilité de (48% à 52%) par rapport aux antenais (33% à 39%). Il a été signalé également que la réussite de l'insémination repose sur la qualité de la supériorité de quelques béliers par rapport aux autres.

#### **2-1-2- La qualité de la semence :**

La fécondance du mâle est évaluée généralement au niveau de l'éjaculat (qualités de la semence). Etant donné que le processus de reproduction est complexe, l'évaluation de la fécondance du sperme révèle n'est pas aisée. Un bon éjaculat correspond donc à beaucoup de spermatozoïdes aptes à l'insémination des femelles (concentration, volume, motilité,... adéquates).

Dans l'espèce ovine, la fertilité de la semence fraîche est fortement corrélée avec le pourcentage de spermatozoïdes anormaux de la semence ; plus le pourcentage d'anormaux est élevé, plus la fertilité est basse ; au printemps pour une race saisonnée, à chaque augmentation de 10% de spermatozoïdes anormaux correspond une diminution de 8% de fertilité (BRICE, PERRET., 1997 ; CASAMITJANA., 1996 ; FAIR et al.,2005).

### **2-1-3- Le nombre total de spermatozoïdes**

Le nombre total des spermatozoïdes inséminés par femelle est un des principaux facteurs capables d'affecter la fertilité. Avec de la semence fraîche de bélier conservée pendant 10 heures (à +15°C) après la collecte et inséminée chez des femelles synchronisées par des traitements hormonaux, le nombre optimal de spermatozoïdes totaux pour dépasser une fertilité de 65% est de 100x10<sup>6</sup>, si on utilise la voie cervicale (ROQUES J-M., 1991).

Lorsque la semence congelée est utilisée avec une I.A. en intra-utérine, le nombre de spermatozoïdes requis est de 100x10<sup>6</sup> (ROQUES J-M., 1991).

### **2-1-4- L'effet mâle**

La séparation mâles/femelles permet à ces dernières de redevenir plus sensibles aux phéromones de ces premiers lorsqu'ils sont réintroduits : La réintroduction d'un mâle à forte libido après une période de séparation d'au moins un mois, améliore l'œstrus des femelles (THIMONIER J et al., 2000 ; TOUKOU Y., 1992).

L'effet bélier a une importance non négligeable sur la reprise de la cyclicité des femelles et d'un coût moindre que l'utilisation d'hormones.

## **2-2- Facteurs liés à la femelle:**

La majeure partie des études de la réussite de l'IA portent uniquement sur l'étude de la fertilité des femelles vraisemblablement parce que les événements reproducteurs de la femelle influencent plus la réussite de l'insémination que ceux du mâle (Foote., 2003).

### **2-2-1- L'âge de la brebis**

La fertilité maximale des femelles est située entre 2 et 4 ans d'âge. Après cinq ans, la fertilité diminue progressivement. Le taux d'ovulation et de fertilisation des ovules diminue légèrement chez les brebis âgées alors que la mortalité embryonnaire augmente provoquant une baisse de la prolificité vers l'âge de 5 à 6 ans. Ces observations varient évidemment en fonction des races et des conditions d'élevage (BARIL G et al ., 1993). Le taux de réussite de l'IA diminue donc progressivement avec l'âge. De meilleurs résultats ont été obtenus chez les antenaises (60%) par rapport aux jeunes brebis (36,36%) et aux brebis adultes (42,05%).

Les brebis âgées entre deux et cinq ans ont obtenu des taux de fertilité semblables, tandis que celles de plus de cinq ans montraient un taux de fertilité significativement plus faible (P = 0,04). Mais les résultats ne sont pas les mêmes que lors d'une reproduction

naturelle où les femelles très jeunes sont moins fertiles que les adultes, on peut améliorer le taux de fertilité après IA si les brebis sont inséminées au bon moment après le retrait de l'éponge (50h pour les antenaises et 55h pour les adultes).

Lors de la reproduction naturelle, la fertilité des brebis augmente progressivement jusqu'à l'âge de 4 ans puis diminue lentement lorsque les animaux prennent de l'âge. Ceci a été confirmé par d'autres auteurs (Nadarajah et al 1988, Stalhammar *et al.*, 1994; Anel *et al.*, 2006 ; Grimard *et al.*, 2006) qui ont montré chez différentes espèces, que la probabilité de réussite de l'insémination diminue avec l'âge de la femelle.

Dans différentes espèces, il a été montré que la probabilité de réussite de l'insémination diminue avec la parité et/ou l'âge de la femelle (Nadarajah et al.,1988; Stalhammar et al.,1994; Anel et al.,2006; Grimard et al., 2006).

Cela peut être lié à une diminution de la réponse des brebis à la synchronisation par production d'anticorps anti-PMSG résultante des synchronisations précédentes (Bodin 1997), par la diminution de la qualité des gamètes femelles ou par un dérèglement de la phase lutéale (Garcia-Ispuerto 2007).

### **2-2-2- La production laitière:**

Plus la production laitière est forte plus le bilan énergétique est négatif au moment de l'insémination (Grimard *et al.*, 2006). L'intervalle de temps entre la mise bas précédente et l'insémination est donc un facteur de variation important de la fertilité des femelles chez les différentes espèces. Les brebis allaitantes ont montré le moindre taux de réussite par rapports aux brebis non allaitantes et aux antenaises, chose qui est confirmée par plusieurs auteurs :

(Wallace *et al.*, 1989 ; Rubianes *et al.*, 1996 ; Goulet., 2000). Ceci est du au temps nécessaire au repos de l'appareil génital femelle et à la reconstitution des réserves corporelles. Plus cet intervalle est long, plus la probabilité de réussite de l'insémination est élevée (Anel *et al.*, 2006; Grimard *et al.*, 2006).

(Castonguay 2005) a démontré que lorsque les femelles sont en phase d'allaitement, la fertilité après traitement hormonal est réduite, physiologiquement parlant, durant la période post-partum l'environnement utérin devient défavorable à l'établissement et au maintien de la gestation résultant du déséquilibre hormonal produit par la lactation, également le transport du sperme est limité ce qui diminue la fertilisation des ovules.

### **2-2-3- Le stade physiologique**

La fertilité de la brebis varie également en fonction de son stade physiologique. Ainsi, dans les deux premiers mois suivant l'agnelage, la fertilité est faible et elle s'accroît à mesure que l'on s'éloigne de l'agnelage. Afin d'optimiser les résultats de fertilité et de prolificité, on recommande que les femelles aient été séparées de leurs agneaux depuis au moins dix jours et que l'intervalle entre la mise à la reproduction et le dernier agnelage soit d'au moins 70 jours en saison sexuelle et 80 jours en contre-saison (BODIN L et al ., 1993 ; BRICE G, PERRET G. ,1997).

La répartition des brebis par lot et par état physiologique a été montrée que 60% du total des antenaises inséminées ont été fécondées, suivi par les brebis non allaitantes avec 40% du total et les brebis allaitantes avec 35% du total. La supériorité des antenaises est à l'origine des mêmes causes citées précédemment dans le facteur âge. Pour le cas des brebis adultes, le taux de réussite supérieur observé chez les non allaitantes est due à l'effet négatif de l'allaitement sur les performances de reproduction (Goulet., 2000 et Castonguay., 2007), cet effet négatif de l'allaitement est expliqué par l'action de la prolactine qui est considérée comme un agent responsable de l'acyclicité (Mandiki *et al.* , 1988, Mandiki *et al.* , 1990).

### **2-2-4- Le nombre de synchronisation**

Le nombre de synchronisation déjà effectué est très important dans la carrière de la brebis a observé que les brebis déjà synchronisées réussissent plus l'IA que les brebis jamais synchronisées. Par conséquent ces résultats peuvent être expliqués probablement par le fait que le fait que le nombre de synchronisation effectué par les brebis n'a pas encore atteint un seuil qui incite une réponse immunitaire à la synchronisation et n'a pas affecté par la suite la réussite de l'IA.

## **2-3- Facteurs de variation environnementaux de la réussite de l'insémination:**

### **2-3-1- Facteurs liés à l'insémination:**

#### **2-3-1-1- Les préparations à l'insémination:**

La préparation et le déroulement de l'IA sont des points critiques dans sa réussite. Les spermatozoïdes vigoureux doivent être correctement inséminés au moment opportun. Il est possible de distinguer deux types de facteurs de variation: le mode de préparation des paillettes (dilueur, taux de dilution) et le déroulement de l'insémination (inséminateur, lieu de dépôts de la semence...).

L'obtention de faibles taux de fertilité après IA peut être simplement origine d'une mauvaise préparation des brebis. La sélection et la préparation des femelles doivent se faire plusieurs semaines avant l'opération. Ce laps de temps permet de bien préparer les femelles et notamment de réaliser les interventions appropriées: vaccination, vermifugation, taille des onglons, administration de vitamines.

### **2-3-1-2- La préparation des paillettes:**

La semence ovine peut être conservée sous trois formes: congelée (-196°C), réfrigérée (5°C) ou fraîche (15°C). Quoique, le pouvoir fécondant du sperme s'en trouve affecté, selon (Donovan *et al.*, 2004, Fernandez-Abella *et al.*, 2003 et Findlater *et al.*, 1991), le taux de réussite de l'IA intra-vaginale en semence congelée n'est pas satisfaisant (Salamon et Maxwell., 2000). Ceci est lié à une diminution de la survie des spermatozoïdes dans l'utérus ou à une augmentation de la mortalité embryonnaire précoce (Maxwell et Salamon., 1993). Les dilueurs modifient les mouvements des spermatozoïdes (Bouguera., 2005), ils permettent de prolonger la durée de vie de la semence ainsi que de l'utiliser pour un nombre important de brebis. Le dilueur utilisé pour la conservation des spermatozoïdes peut affecter aussi la réussite de l'IA puisqu'il augmente le temps de survie des spermatozoïdes et conserve leur pouvoir fécondant (Giletal.,2000; D'Alessandro *et al.*, 2001; Gil *et al.*,2003a; Gil *et al.*,2003b; Cheng *et al.*,2004). Enfin, le type de semence utilisée peut jouer un rôle dans sa conservation. (Guérin *et al.*, 2003) ont montré la possibilité d'utiliser du sperme épидидymaire qui présente l'avantage d'avoir une longue durée de conservation à 4°C.

### **2-3-1-3- L'intervalle de temps entre la collecte et l'IA:**

Chez les ovins, les inséminations se réalisent presque exclusivement avec de la semence fraîche par voie vaginale. Plus la dépose de la semence est profonde, plus la probabilité de réussite de l'insémination augmente (Salvador., 2005)

### **2-3-1-4- Inséminateur et matériel utilisé:**

La technicité de l'inséminateur semble intervenir sur le lieu de dépôts, ce qui affecte le taux de réussite de l'IA. L'effet inséminateur est significatif dans de nombreuses études (Donovan *et al.*, 2004; Anel *et al.*, 2005; Garcia-Ispierto., 2007). Outre la technicité de l'inséminateur le matériel utilisé peut intervenir aussi (Kaabi *et al.*, 2006) montrent que chez les ovins, un cathéter courbe pénètre plus loin dans le col qu'un cathéter droit.

### **2-3-2- Les facteurs liés aux conditions de l'IA.**

#### **2-3-2-1- L'intervalle entre la mise bas et l'insémination**

Il est conseillé de ne pas inséminer des brebis trop rapidement après la mise bas précédente. En effet, il faudrait attendre au moins 70 jours post-partum en saison sexuelle et 80 jours post-partum en contre saison chez les brebis de race bouchère. De nombreuses études, notamment celle de DUVAL a démontré qu'une insémination trop précoce par rapport à la mise bas précédente peut entraîner de mauvais résultats de fertilité.

#### **2-3-2-3- Effet de l'heure de l'IA**

L'heure de l'insémination se révèle comme étant un facteur important dans le cadre de l'élaboration d'un protocole d'insémination par laparoscopie. Mais il a été rapporté que les pourcentages de réussite sont similaires après la répartition des brebis selon l'heure de l'insémination, cela indique que ce facteur n'a pas une grande influence sur la réussite de l'IA. L'insémination en fonction du moment de la venue en chaleur des brebis n'a pas permis d'améliorer le taux de fertilité par rapport à des IA à temps fixe suivant l'arrêt du traitement progestatif. Le traitement de courte durée (5 j) n'a pas été supérieur au traitement de longue durée (14 j). Des taux de fertilité similaires ont été rapportés. Par contre, la prolificité et l'efficacité ont montré des interactions variables des résultats entre les traitements.

Le protocole avec IA à heure fixe, 48 h après le retrait du CIDR, serait à privilégier puisqu'il nécessite une moins grande charge de travail et est plus facile à réaliser en pratique. La détection des chaleurs des brebis est une étape du protocole d'insémination qui devrait être conservée puisqu'elle permet de diminuer les coûts et améliore grandement l'efficacité de la technique.

#### **2-3-2-4- La méthode de synchronisation des chaleurs**

La pose et le retrait des éponges nécessitent une bonne compétence de la part de l'opérateur car les résultats varient alors de plus ou moins 1,7% (BRICE G., PERRET G., 1997).

La durée de « traitement » et le type d'éponge vaginale utilisée a une importance fondamentale pour le bon déroulement des opérations et pour assurer une bonne synchronisation des chaleurs. En saison sexuelle, il est conseillé d'utiliser des éponges de 40mg de cronolone (acétate de fluorogestone) laissées pendant 14 jours aussi bien sur les brebis que sur les agnelles.

En contre saison, il vaut mieux utiliser des éponges de 30mg de cronolone sur les brebis laissées pendant 12 jours alors que pour les agnelles il est conseillé de procéder comme en saison sexuelle (BRICE G., PERRET G., 1997 ; INSEM OVIN page consultée en Août 2005).

### **2-3-2-5- L'écart entre le retrait des éponges et l'I.A.**

Le retrait de l'éponge est également une étape cruciale car elle doit être prévue en fonction de l'heure d'I.A. ; il est souvent associé à une injection de PMSG dans le but d'augmenter la proportion de femelles venant en chaleurs et surtout d'augmenter le taux d'ovulation (BRICE G ; PERRET G., 1997).

Des études réalisées par (COGNIE Y., 1988) démontrent que chez la brebis le délai idéal entre le retrait des éponges et l'I.A, se situe aux alentours de 48 à 62 heures

### **2-3-2-6- Le lieu de dépôt de la semence**

Le lieu de dépôt de la semence est un facteur susceptible de modifier le taux de fertilité. Lorsque la semence liquide de bélier est déposée dans le vagin au lieu du cervix, la fertilité est plus faible d'environ 10% (BARIL G et al., 1993). Quand chez la brebis, la semence est déposée directement dans les cornes utérines, il est possible de diviser par dix environ le nombre total de spermatozoïdes pour obtenir une bonne fertilité (BARIL G et al., 1993 ; BRICE G ; PERRET G., 1997 ; SIMON JL., 1994).

## **2-4- Les facteurs liés aux conditions d'élevage**

### **2-4-1- L'alimentation**

L'alimentation participe à la levée de l'anoestrus car en bilan énergétique positif, l'insuline, par le biais de récepteurs sur l'axe hypothalamique, influence la pulsativité de GnRH, elle-même responsable de la reprise de l'activité sexuelle (BRICE G ; PERRET G., 1995).

De plus, chez la brebis, l'augmentation du niveau nutritionnel avant l'œstrus (Flushing) accroît le taux d'ovulation ; par contre la sous-alimentation énergétique et protéique augmente les pertes ovulaires par non fécondation et mortalité embryonnaire. Certaines plantes fourragères, comme par exemple le trèfle violet, contiennent des phytoestrogènes qui peuvent affecter négativement les fonctions de reproduction. Les problèmes causés vont de l'infertilité temporaire à permanente.

**2-4-2- Le poids , note d'état corporel (NEC) :**

L'état corporel des femelles est un facteur déterminant dans l'obtention de bonnes performances. Une bonne méthode d'appréciation de l'état corporel doit être simple à mettre en œuvre et donner des résultats fiables et répétables. Les notes sont définies sur la base de repères anatomiques précis et de caractéristiques identifiables par palpation de la région lombaire de l'animal au niveau du rein pour l'attribution de la note synthétique. La définition claire de chacun des points permet d'établir une échelle de notation qui varie de 0 à 5 (BRICE G ; PERRET G., 1997).

Le niveau d'alimentation présenté par la NEC est capable de modifier la fertilité après IA. Les meilleurs taux de fertilité ont été observés chez les brebis ayant une NEC supérieure à 2.75 alors que pour les brebis ayant des  $NEC < 2$  où le niveau alimentaire est peu approprié, les résultats sont en général mauvais.

Les différents résultats publiés montrent un taux de réussite d'insémination supérieur chez les brebis à EC bon et moyen par rapport aux maigres. Ces résultats ont permis de distinguer la classe d'EC à note  $>2.75$  comme la classe qui donne les meilleurs taux de réussite de l'IA (ref).

La relation entre la NEC au moment de l'IA et la réussite de cette dernière est variable en fonction des études. Il n'existe pas de relation significative entre ces variables pour (Grimard *et al.* , 2006), tandis que (Roche 2007) rapporte une relation positive.

Cette relation peut être en partie expliquée par les corrélations génétiques positives existantes entre l'indice de condition corporelle et la réussite de l'IA (Pryce et Harris., 2006). En revanche, il existe un consensus sur la relation entre les variations de condition corporelle et la réussite de l'insémination. Une relation significativement négative est observée entre la perte de poids depuis la mise bas précédente et la réussite de l'IA (Butler., 1998; Roche., 2007).

(Bunge *et al.* , 1990) notent que sur des jeunes béliers entre 5 et 7 mois, la probabilité de réussite de l'insémination est plus faible chez des mâles issus de portées de jumeaux que chez des mâles issus de simples portées. Cette association pouvant être la conséquence d'un poids plus élevé des mâles issus de simple portée et donc d'une puberté plus précoce chez ces derniers.

### **2-4-3- La conduite sanitaire des femelles**

Il est important de choisir des femelles en bonne santé, exemptes de maladies, de parasites et dont le dernier agnelage n'a pas posé de problèmes telles que dystocies, mammites etc. Certains problèmes à l'agnelage peuvent causer des infections au niveau du système reproducteur comme la vaginite et la métrite avec comme conséquences une stérilité temporaire ou même permanente.

Les traitements anti-parasitaires, les vaccinations sont bénéfiques à la fertilité. Cependant, si toutes ces interventions sont bénéfiques, elles doivent, pour être efficaces et ne pas avoir de conséquences sur la fertilité, être réalisées au moins deux semaines avant la saillie ou l'I.A. En effet, dans le cas contraire, elles constituent un stress indéniable (BARIL Get al., 1993 ; BRICE G. , 2002).

### **2-4-4- L'année et la saison:**

La fertilité des ovins varie grandement en fonction de la période de l'année. Traditionnellement on identifie deux saisons spécifiques :

- a- La saison sexuelle:** pour les ovins, celle-ci s'échelonne du mois d'août à la fin novembre. Elle correspond à une période où la durée du jour est décroissante. Il est prouvé que la mélatonine ou hormone de la nuit, induit les cycles sexuels chez les ovins contrairement à d'autres espèces. En effet, la mélatonine est sécrétée à ce moment-là, elle diminue la rétroaction négative des œstrogènes sur l'axe hypothalamo-hypophysaire et permet donc la libération pulsative de GnRH, induisant la reprise de l'activité ovarienne.
- b- La contre-saison:** comme son nom l'indique, cette période est symétriquement l'opposé de la première. Elle s'installe de fin mars à fin juin. Pendant celle-ci, la durée du jour est croissante, et la faible sécrétion de mélatonine plonge alors la brebis dans un anoestrus saisonnier. Cette saison est donc défavorable à une I.A. sur chaleurs naturelles (BRICE G et al. ,1997 ; MARIA J et al., 2002).

L'année et la saisonnalité sont parmi des facteurs de variation majeurs de la réussite de l'insémination. (Colas *et al.* , 1985 ; Chemineau *et al.*, 1996 et Abecia *et al.* , 2007) montrent que le fait de simuler les jours courts chez les femelles par pose d'un implant de mélatonine augmente le taux de réussite. Lorsque l'insémination se déroule en semence fraîche, l'année et la saison sont systématiquement identiques pour le mâle et la femelle d'un couple. Dans ce cas, il est difficile d'identifier lequel des deux caractères est influencé par ces facteurs.

Dans une étude sur la relation entre photopériodisme et fécondance du sperme, il a été mis en évidence une amélioration de la fécondance des béliers en lumière décroissante par rapport à des béliers en lumière croissante (Colas *et al.*, 1985).

#### **2-4-5- Le système d'élevage:**

L'effet élevage est l'un des facteurs de variation importante de la réussite de l'IA pour différentes espèces. Plus il ya des différences de localisation géographique entre élevages, plus il existe des différences de conduite entre troupeaux. Cette hypothèse va dans le sens des résultats de (Garcia-Ispierro 2007) pour lequel l'effet élevage n'était pas significatif sur la réussite de l'IA dans une étude où tous les élevages étaient homogènes du point de vue de la gestion de leurs animaux.

#### **2-4-6- La race:**

Selon l'étude de ( David2008), le taux de réussite de l'IA pour quelques races françaises varie d'une race à une autre, il est de 48% à 57% selon la race(David.,2008) : 48% (Texe), 49% (Blancdu Massif Central ), 54% (Vendéen) , 55% (Manech Tête Noire), 57% (Basco-Béarnaise et Manech tête Rousse) et 67% pour la race Lacaune.

# **Conclusion**

Cette étude n'est qu'un début de recherche bibliographique dans le domaine de reproduction animale par la mise en évidence de l'importance de l'insémination artificielle chez l'espèce ovine.

A la fin de cette étude nous concluons ce qui suit :

- La réussite de l'IA est un caractère dépendant des deux individus du couple, son succès n'est possible que si le mâle produit et éjacule un sperme fécondant et si la femelle ovule au bon moment un ovocyte viable et possède un tractus génital compatible avec la survie des spermatozoïdes permettant la fécondation de l'ovocyte et le développement du fœtus.
- La fertilité du troupeau est un paramètre de première importance dans la rentabilité d'un élevage ovin dont le premier souci de tout éleveur est d'assurer la reproduction de son troupeau et de trouver le reproducteur mâle qu'il utilisera. De ce fait, l'insémination artificielle est l'une des techniques modernes de reproduction chez les ovins d'où elle est utilisée à grande échelle depuis longtemps dans plusieurs pays du monde.
- La sélection dans l'espèce ovine de même que pour les autres ruminants est historiquement dépendante des techniques artificielles de reproduction dans le but d'accroître son faible rendement reproductif. Elle permet notamment la dissémination rapide du potentiel génétique d'un mâle améliorateur sur de grands groupes de femelles. Ceci aboutit à une augmentation des performances globales de plusieurs troupeaux de race pure. Pour atteindre ces objectifs, il est donc important de connaître le contexte d'utilisation de ces techniques afin de comprendre comment elles participent à la diffusion du progrès génétique.
- L'insémination artificielle avec semence congelée a été utilisée depuis quelques années au Canada dans l'objectif d'améliorer la génétique des troupeaux et de réduire le taux de consanguinité. Cependant, son utilisation nécessite l'élaboration d'un protocole de synchronisation des chaleurs très efficace. Cependant, l'utilisation de semence congelée présente divers inconvénients et limites parmi lesquels on peut citer :
  - -La nécessité d'une sélection des béliers sur l'aptitude à la congélation de leur semence ;
  - -Le tri des éjaculats avant et après la congélation suite aux taux de rejet
  - (20 et 40 %) respectivement ;
  - -Le nombre élevé de spermatozoïdes par dose dans certaines techniques ;

- -Le coût largement supérieur de la production de ces doses de semence congelée par rapport à celles de semence fraîche, dû aux plus forts besoins de main d'œuvre et au prix élevé de certains composants utilisés dans les diluants ;
- La plus grande complexité au moment de la mise en place ce qui élève aussi les coûts.

De même, de très nombreux facteurs souvent liés les uns aux autres sont susceptibles de modifier les résultats de l'IA en aboutissant à une réduction de la fertilité des femelles inséminées.

Au vu de ces résultats, l'utilisation de la semence congelée chez les ovins s'avère donc une procédure beaucoup plus complexe que chez les bovins. Une des raisons de la faible fertilité réside dans la fragilité des spermatozoïdes du bélier au processus de congélation et décongélation et la difficulté du passage des spermatozoïdes décongelés dans le cervix chez la brebis.

Ceci suggère la nécessité d'étudier la rentabilité génético- économique des différentes stratégies d'utilisation de la semence congelée dans les programmes de sélection des ovins laitiers. Néanmoins, l'un des moyens de surmonter ce problème réside sur l'utilisation d'une nouvelle technique par insémination intra utérine.

Il s'agit d'une technique chirurgicale mineure, simple et rapide à réaliser pour un vétérinaire ayant de l'expérience. Cependant, l'efficacité d'un protocole d'insémination doit être analysée par les résultats de fertilité et de prolificité et ultimement par les résultats de productivité en évaluant le moment de l'insémination idéal.

De plus, l'élaboration d'un protocole d'insémination avec la semence congelée chez la brebis nécessite une induction des chaleurs chez un maximum de brebis dans un intervalle de temps rapproché afin de pouvoir créer un chantier d'insémination efficace.

En fin, la réussite de l'IA reste un facteur clé pour la maîtrise de la reproduction et la mise en œuvre des schémas de sélection.

**Références**

**bibliographiques**

**Références bibliographiques**

1. Abecia J.A., Valaresa J.A., Forcada F., Palacin I. et Martin S. (2007). The effect of melatonin on the reproductive performance of three sheep breeds in Spain. *Small Ruminant Research*, **69**, 10-16.
2. Allaoui A, 2011-2012. Etude des principaux facteurs de variation de production de semence par les béliers géniteurs de race oueled djellal
3. Amann et Schanbacher, 1983 .Physiology of male reproduction. *J. Anim. Sci.*, *57*:380-403.
4. Anel L., Alvarez M., Martinez-Pastor F., Garcia-Macias V. Et Anel E. (2006). Improvement strategies in ovine artificial insemination. *Reproduction in Domestic Animals*, *41*, 30-42.
5. Autella F.J., Flint A.P.F; 1988. Mechanism controlling corpus luteum function in sheep, cows, non human primates and women, especially in relation to the time of luteolysis. *Endocrine. Rev*, *9*: 88- 106.
6. BAHHAR, K. (1998) Etude de l'avènement de la puberté chez le chevreau Noir de Montagne du Maroc : développement corporelle et testiculaire. Mémoire. 3<sup>ème</sup> Cycle Biologie. Animale. IAV Hassan II, Rabat, Maroc., 124p.
7. Barrone, 2001 Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4 splonchnologie II, 3e édition, edition VIGOT 23, rue de l'Ecole de Medcine 75006 paris, 895 pages.
8. 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, Rome, 231p
9. BATTUT I., BRUYAS J-F., FIENI F. (1996) La mise bas : déterminisme, mécanisme et maîtrise pharmacologique *Rev. Point vét.*, 28 numéro spécial, 67-72
10. Benlekhel A., Manar S., Ezzahiri A. et Bouhaddane A. (2000). L'insémination artificielle des bovins: une biotechnologie au service des éleveurs. *Transfert de Technologie en Agriculture*, *65* , p.4

## INSEMINATION ARTIFICIELLE OVINE    REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

---

11. Belkasmi F, 2011-2012 .Université Ferhat Abbes Sétif 19000 -ALGERIE- Effet de la synchronisation et de l'insémination artificielle sur la productivité de l'élevage ovin dans la région semi aride algérienne
12. BODIN L., ELSEN J.M., HANOCQ E., FRANCOIS D. (1999) Génétique de la reproduction chez les ruminants INRA Prod. Anim., 12, 87-100
13. Boichard D. et E. Manfredi (1994). Genetic analysis of conception rate in French Holstein cattle. *Acta Agriculturae Scandinavica Section A, Animal Science*, 44, 138-145.
14. Boufeldja S, Benkerrache M, 2012-2013, synchronisation des chaleurs et l'insémination artificielle chez les ovins.
15. Boukhliq, R., (2002). Cours en ligne sur la reproduction ovine. *Institut Agronomique et vétérinaire Hassan II -MAROC*.
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. Bunge R., Thomas D.L. et Stookey J.M. (1990). Factors affecting productivity of ram bouillet ewes mated to ram lambs. *Journal Animal Science*, 68, 2253-2262.
18. Butler W.R. (1998). Effect of protein nutrition on ovarian and uterine physiology in dairy cattle. *Journal Dairy Science*, 81, 2533-2539.
19. BRICE G. (2002) Synchronisation des chaleurs chez les ovins et les caprins Rev. Point vét Publi-information-CEVA, 33, 51
20. BRICE G., JARDON C., VALLET A. (1995) Le point sur la conduite de la reproduction des ovins Edité par l'Institut de l'élevage, Paris, 79p.
21. BRICE G., LEBOEUF B., BOUE P. (1997) L'insémination artificielle chez les petits ruminants Rev. Point vét., 23, 185, 43-49 .
22. BRICE G., PERRET G. (1995) Effet de la PMSG liés aux traitements répétés de synchronisation sur la reproduction ovine In : institut de l'élevage, INRA (EDS). 2ème rencontres recherches ruminants, Paris, 391-393

23. BRICE G., PERRET G. (1997) Guide de bonnes pratiques de l'insémination artificielle ovine Edité par l'Institut de l'Elevage, Paris, 64p
24. CAHILL, L.P. & MAULEON, P. 1980. Influences of season, cycle and breed on Follicular growth rates in sheep. *J. Repr. Fert.*, 58: 321-328.
25. CASAMITJANA Ph. (1994) Physiologie et maîtrise de la reproduction chez les ovins *Rev. Bulletin des G.T.V.*, 3, 71-80
26. CASAMITJANA Ph. (1996) L'infécondité chez les petits ruminants *Rev. Point Vét.*, 28 numéro spécial, 159-164
27. CHEMINEAU P., COGNIE Y., HEYMAN Y. (1996) Maîtrise de la reproduction des mammifères d'élevage INRA Prod. Anim. (page consultée en juin 2005), <http://www.inra.fr>
28. Chemineau P., Cagnie Y., Guerin Y., Orgeur P. et Vallet J. C. (1991) Training manual on artificial insemination in sheep and goats. in *FAO Animal Production and Health. Paper n° 83*, R. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Italy, pp.222.
29. Cheng F.P. ,Wu J.T.,Chan J.P., Wang J.S.,Fung H.P.(2004). The effect of different extenders on post-thaw sperm survival, acrosoma integrity and longevity cryopreserved semen of Formosan Sikadeer and Formosan Sambardeer. *Theriogenology*,61, 1605-1616.
30. Ch. Hanzen 2009-2010 L'insémination artificielle chez les ruminants
31. CH.Hanzen,2013-2014.la propédeutique de l'appareil reproducteur et l'examen du sperme des ruminants.
32. Chevrier et Dacheux, 1988. Maturation des spermatozoïdes de bélier : Etude préliminaire du mouvement flagellaire caractéristique des formes de transition du corps de l'épididyme. *Reprod.Nutr.Dévelop.*,28:1301-1305.
33. Clarke F.M., Morton H., Rolfe B.E. et Gidley-Baird A.A. (1980). Partial characterization of early pregnancy factor in the sheep. *Journal of Reproduction Immunology*,2, 97-101.
34. COGNIE Y. (1988) Nouvelles méthodes utilisées pour améliorer les performances de reproduction chez les ovins *Rev. INRA Prod. Anim.*, 1, 83-92

35. COGNIE Y., SCHIRAR A., MARTINET J., POULIN N., MIRMAN B. (1984) Activité reproductrice et maîtrise de l'ovulation chez la brebis In : 9ème journée de la recherche ovine et caprine, Paris, 109-133
36. Colas G., Guerin Y., Clanet V. et Solari A.(1985).Influence of the photoperiod on the production and fecundity of spermatozoa in the adult Ile-de-France ram. *Reproduction Nutrition Developpement*, 25, 101-111.
37. Colenbrander B.,Gadella B.M.et Stout T.A. (2003).The predictiv evalue of semen an alysisin the evaluation of stallionfertility.*ReproductionDomesticAnimal*,38, 305-311.
38. Craplet C., Thibier M; 1984.le mouton ; production, reproduction, génétique alimentation maladies. Tome IV. Ed. Vigot, paris, 575p.
39. 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.CoéditionINRA-Ellipses.
40. Dadoune,J-P.,Demoulin,A.,(2001). Structure et fonction du testicule In *Thibault ,C.,Levasseur, M-C.(ed), la reproduction chez le smammifères et l'Homme*, 756-289pp.CoéditionINRA-Ellipses.
41. David,I.,(2008). Analyse génétique et modélisation de la production de semence et de la réussite de l'inséminationartificielleenovin. *Thèse Docteur d'Agro paris tech. Institut des sciences et industries du vivant et de l'environnement.Paris.208P*.
42. DEGOIS E. (1985) Le bon moutonnier Flammarion, La Maison Rustique, Paris, 343p
43. Douet,D-G.N.,(2000). Congélation de sperme de mammifères, application aux antilopes. *Thèse Docteur vétérinaire. Ecole nationale de Nantes111P*
44. DERIVAUX J., ECTORS F. (1986) Reproduction chez les animaux domestiques Cabay, Louvain-la neuve, 1141p
45. Druart,X.,Guérin,Y., Gatti,J-L., Dacheux,J-L.,(2009). Conservation de la semence ovine. *InraProd.Anim.*,22(2),91-96.

## **INSEMINATION ARTIFICIELLE OVINE    REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES**

---

- 46.** DRIANCOURT MA., GOUGEON A., ROYERE D et coll. (1991) La fonction ovarienne  
In : la reproduction chez les mammifères et l'homme INRA, 273-298
- 47.** DRION PV. (1996) Régulation de la croissance folliculaire et lutéale : folliculogénèse et  
atrésie Rev. Point Vét., 28 numéro spécial, 37-47
- 48.** DUVAL D. (1971) Les moutons à tête noire Th. : Med. Vét. : Ecole Nationale  
Vétérinaire de Lyon, 55p
- 49.** Eduardo Villena, F., Jose Jimenez, R.M., Mendoza, E., Lopez, J.C., (2003). Technicien en  
élevage. *Editions Cultural, S.A Tome 2, MADRID-Espagne, 226p.*
- 50.** EL AMIRI B., KAREN A., COGNIE Y., SOUSA N.M. (2003) Diagnostic et suivi de  
gestation chez la brebis : réalités et perspectives Rev. INRA Prod. Anim., 16, 79-90
- 51.** Evans G ; Maxwell W.M .C ; 1987 .Samon's artificial insemination of sheep and goats  
Sydney : Butterworth. FAIR S., HANRAHAN JP., O'MEARA CM., DUFFY P. (2005)
- 52.** Differences between Belclare and Suffolk ewes in fertilization rate, embryo quality and  
accessory sperm number after cervical or laparoscopic artificial insemination Theriogenology,  
63(7), 1995-2005
- 53.** FIENI F., ROQUES JM., TAINTURIER D., BRUYAS JF. (1992) Utilisation du contrôle  
endoscopique pour l'insémination intra-utérine chez les petits ruminants Rev. Rec. Med. Vét.,  
168, 3/4, 295-302
- 54.** Fortune J.E. (1994): Ovarian follicular growth and development in mammals. Biology of  
Reproduction .
- 55.** Gayrard V. (2007) : Physiologie de la reproduction des mammifères. Polycopié ENV  
Toulouse.
- 56.** GLEIZE H. (1973) L'insémination artificielle dans l'espèce ovine Th. : Méd.Vét. : Ecole  
Nationale Vétérinaire de Toulouse, 111p
- 57.** GORDON I. (1997) Controlled reproduction in farm animals (volume 2) CAB  
International, Wallingford, 450p

- 58.** GUILLAUMONT O. (1995) L'insémination artificielle ovine Th. : Méd. Vét. : Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes, 116p
- 59.** HADLEY, M.E. (1992) Endocrinology. 3rd Ed. Prentice Hall, Englewood Cliffs, New Jersey, USA (Ed.) : 608p.
- 60.** HERRERA-ALARCÓN, J., VILLAGÓMEZ-AMEZCUA, E., GONZÁLEZ-PADILLA, G., JIMÉNEZ-SEVERIANO, H. (2007) Stereological study of postnatal testicular development in Blackbelly sheep. *Theriogenology*, 68, 4: 582-591.
- 61.** Hocherau-de Reviere, M.T., Blanc, M.R., Colas, G. & Pelletier, J. 1984. Parameters of male fertility and their genetic variation in sheep. In Land, R.B. & Robinson, D.W. (éds), *Genetics of reproduction of sheep*. Butterworth, Londres, p. 301-314.
- 62.** Humblot P. (1999). Utilisation de l'insémination artificielle et du transfert embryonnaire en France, leur impact sur la limitation des problèmes sanitaires. *Biotechnologies de la reproduction animale et sécurité sanitaire des aliments*, France (Paris), 11-14
- 63.** INRAP (1998) Reproduction des mammifères d'élevage Edition Foucher, Paris, 239p
- 64.** INSEM OVIN (page consultée en Août 2005) Maîtrise de l'oestrus et de l'ovulation en vue de l'IA <http://www.insemovin.fr>
- 65.** 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,
- 66.** Kaabi M., Alvarez M., Anel E., Chamorro C.A., Boixo J.C., de Paz P., Anel L. (2006). *Theriogenology*, 66, 1876-1883
- 67.** LOBB DK., DORRINGTON J. (1992) Intra ovarian regulation of follicular development Rev. Animal Reproduction Science, 28, 343-354
- 68.** MARIA J., STEPHEN W., WALKDEN-BROWN A. (2002) Determinants of the annual pattern of reproduction in mature male Merino and Suffolk sheep: responses to a nutritional stimulus in the breeding and non-breeding seasons Rev. Reproduction, Fertility and Development, 15(1), 1-9

69. MORROW A. (1980) Current therapy in theriogenology W.B. Saunders company, Philadelphia, 1287p
70. Matos C.A., Thomas D.L., Gianola D., Perez-Enciso M. et Young L.D. (1997). Genetic analysis of discrete reproductive traits in sheep using linear and non-linear models: II. Goodness of fit and predictive ability. *Journal of Animal Science*, 75, 88-94.
71. Monniaux D., Mandon-Pepin B. and Monget P. (1999): Follicular atresia, a programmed stage. *Med. Sci. (Paris)*, 15, 157-166.
72. Noakes D. E., Parkinson T. J. and England G.C.W. (2001): *Arthur's Veterinary Reproduction and Obstetrics*. 8th Edition. SAUNDERS - Elsevier Limited. 868p.
73. Parapanov, R., Vargas, J., et al., (2009). Spermatogenèse et perturbateurs endocriniens: étude sur la qualité du sperme en Suisse *Fondation andrologie, biologie, endocrinologie, reproduction (Faber) en Suisse*.
74. PERRET G., BRICE G., (1995) Intérêt et développement de l'I.A. dans la production ovine In : institut de l'élevage, INRA (EDS). 2ème rencontres recherches ruminants, Paris, 446p
75. PERRET G., LAGRIFFOUL G. (2004) Compte rendu annuel sur l'insémination artificielle ovine, campagne 2003 Edité par l'Institut de l'élevage, Paris, 31p
76. PICARD-HAGEN N., BERTHELOT X., (1997) Maîtrise hormonale des cycles chez les petits ruminants *Rev. La semaine vétérinaire supplément*, 847, 8-10
77. PICARD-HAGEN N., CHEMINEAU P., BERTHELOT X. (1996) Maîtrise des cycles sexuels chez les petits ruminants *Rev. Point Vét*, 28 numéro spécial, 111-116
78. Robel, P., (2001). La stéroïdogénèse : les enzymes et la régulation de leur expression génomique. In *Thibault, C., Levasseur, M-C. (ed), la reproduction chez les mammifères et l'Homme, 144-154pp. Coédition INRA-Ellipses*.
79. ROQUES JM. (1991) Contrôle de filiation nouveautés en insémination artificielle Association pour l'étude de la reproduction animale, Maisons-Alfort, 19p

- 80.** ROQUES J-M. (1991) L'insémination intra-utérine chez la brebis Rev. Bulletin des G.T.V., 5, 75-78
- 81.** ROQUES JM., CHAGNON P. (1995) Pratique de l'insémination intra-utérine sous contrôle endoscopique chez la brebis In : institut de l'élevage, INRA (EDS). 2ème rencontres recherches ruminants, Paris, 447-448
- 82.** Ruckebusch Yves (1981): Physiologie, pharmacologie, thérapeutiques animales. Ed. Maloine S.A. Paris. 611p.
- 83.** Silverthorn, D, U., Ober, W, C., Garrison, C, W., Silverthorn, A, C., Johnson, B, R., (2007). Physiologie humaine. Une approche intégrée. *Pearson education France, 976 P.*
- 84.** Soltner, D., (1993). La reproduction des animaux d'élevage. *Editions : Collection Sciences et techniques agricoles, tome 1, 232 p.*
- 85.** SIMON JL. (1994) Infertilité des troupeaux ovins Rev. Bulletin des G.T.V., 3
- 86.** SPEEDY AW. (1992) Progress in sheep and goat research international, Wallingford, 280
- 87.** SPINDLER F. (1958) L'économie agricole d'une petite région d'Alsace: Le Sundgau 206p
- 88.** THIBAUT C., LEVASSEUR MC., HUNTER RHF (1993) ,Reproduction in mammals and man., Edition ellipses, Paris, 801p
- 89.** Thibault C. et Levasseur M.C. (2001). La reproduction chez les mammifères et l'homme. Ed. INRA Ellipses, France (Paris) p. 928.
- 90.** Titouche A. (06/03/2009). Craintes des éleveurs. Filières lait et aviculture. *ElWatan*
- 91.** THIMONIER J., COGNIE Y., LASSOUED N., KHALDI G. (2000) L'effet mâle chez les ovins : une technique actuelle de maîtrise de la reproduction Rev. INRA Prod. Anim., 13 (4), 223-231
- 92.** TOUKOU Y. (1992) Détermination du moment de l'ovulation sur oestrus induit et oestrus naturel chez deux races de brebis nigérienne : la race Targui et la race Peule blanche Th. :Méd. Vét. : Dakar 22, 77p

## **INSEMINATION ARTIFICIELLE OVINE    REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES**

---

**93.** Van Der Molen, H.J., Coll, (1975). Contrôle neuroendocrinien du testicule. *Journal of Reproduction and Fertility*44, 351-362.

**94.** Vaissaire, J.P., (1977). Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoires. *Editions Maloine S.A, éditeur PARIS, 457 p.*

## Résumé

Ce travail rentre dans la préparation d'un projet de fin d'étude en vue de la préparation du diplôme de docteur vétérinaire. Il est basé sur une étude bibliographique montrant l'importance de l'insémination artificielle ovine dans la transmission du progrès génétique. Cette étude nous a permis d'identifier les différentes techniques d'insémination artificielle par la semence fraîche et congelée d'une part et de relever son impact sur les performances reproductives chez les brebis inséminées d'autre part.

*Il a été rapporté que :*

- L'insémination artificielle (IA) réalisée avec de la semence réfrigérée représente la technique de reproduction sur laquelle sont aujourd'hui basés les programmes de sélection.
- L'IA avec semence congelée par voie cervicale demande un coût supérieur par rapport aux résultats obtenus avec de la semence fraîche. Le problème de la congélation de la semence du bélier réside dans la viabilité et la motilité réduites des spermatozoïdes lors de la décongélation, ce qui réduit le nombre de spermatozoïdes viables dans le cervix.
- L'insémination intra-utérine avec de la semence congelée appliquée par laparoscopie demeure la seule technique montrant un taux de fertilité intéressant. Néanmoins, cette technique chirurgicale est très lente et difficile à être appliquée au niveau de l'exploitation ce qui en réduit les possibilités de son utilisation à grande échelle.
- De nombreux facteurs liés aux deux sexes et à leur conduite d'élevage ont été rapportés comme facteurs influençant le taux de réussite de l'insémination artificielle chez les ovins.

Les résultats rapportés dans les travaux discutés dans cette étude seront comparés à l'avenir à des études expérimentales menées chez des ovins de races locales afin de tester l'impact de l'insémination artificielle dans les élevages ovins en Algérie.