

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

**UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET
FACULTE DES SCIENCES AGRONOMIQUES ET VETERINAIRES
DEPARTEMENT DES SCIENCES VETERINAIRES**

MEMOIRE

Pour obtenir le diplôme du

MAGISTER

En Sciences Vétérinaires

Option : Reproduction animale

Thème

**VARIATIONS DE LA PRODUCTION SPERMATIQUE, INSEMINATION
ARTIFICIELLE ET DIAGNOSTIC DE LA GESTATION PAR ECHOGRAPHIE
CHEZ LES CAPRINS DE LA RACE LOCALE DANS LA REGION DE TIARET**

Présenté par :

TAHAR BELKACEM BELHAMITI

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

**UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET
FACULTE DES SCIENCES AGRONOMIQUES ET VETERINAIRES
DEPARTEMENT DES SCIENCES VETERINAIRES**

MEMOIRE

Pour obtenir le diplôme du

MAGISTER

En Sciences Vétérinaires

Option : Reproduction animale

Thème

**VARIATIONS DE LA PRODUCTION SPERMATIQUE, INSEMINATION
ARTIFICIELLE ET DIAGNOSTIC DE LA GESTATION PAR ECHOGRAPHIE
CHEZ LES CAPRINS DE LA RACE LOCALE DANS LA REGION DE TIARET**

Présenté par :

TAHAR BELKACEM BELHAMITI

Sous la direction de monsieur A. NIAR

Soutenu publiquement devant le jury :

Président :

Mr GUETARNI Djamel, Professeur à l'Université de BLIDA.

Directeur du mémoire :

Mr NIAR Abdellatif, Maître de conférences à l'Université de TIARET.

Codirecteur du mémoire :

Mr HAMMOUDI Si Mohammed, Chargé de cours à l'Université de TIARET.

Examineurs :

Mr HALBOUCHE Miloud, Maître de conférences à l'Université de MOSTAGANEM.
Mr BENALLOU Bouabdellah, Chargé de cours à l'Université de TIARET.

2006-2007

REMERCIEMENTS

Mes vifs remerciements vont, tout d'abord, à Dieu le tout puissant qui m'a aidé et m'a permis de réaliser ce modeste travail.

Je tiens à adresser mes remerciements à mon promoteur Mr NIAR Abdellatif, Maître de Conférences au Département des Sciences Vétérinaires de la Faculté des Sciences Agronomiques et Vétérinaires de l'Université Ibn-Khaldoun de Tiaret, d'avoir accepté la direction de ce mémoire et de m'avoir fait bénéficier de sa compétence et de sa disponibilité sans limitation aucune. Qu'il agrée ici l'expression de ma plus grande gratitude.

Une reconnaissance et un remerciement particuliers s'adressent à mon co-promoteur Mr HAMMOUDI Si Mohamed, Chargé de Cours au Département des Sciences Vétérinaires de la Faculté des Sciences Agronomiques et Vétérinaires de l'Université Ibn-Khaldoun de Tiaret, pour ses conseils, son aide et ses encouragements tout au long de la réalisation de ce travail.

Je remercie Mr GUETARNI Djamel, Professeur à l'Université de BLIDA qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de mémoire.

Mes remerciements vont également aux enseignants qui nous ont fait le plaisir et l'honneur de participer à notre jury de mémoire :

- Mr HALBOUCHE Miloud, Maître de conférences à l'Université de MOSTAGANEM.
- Mr BENALLOU Bouabdellah, Chargé de cours à l'Université de TIARET.

Veuillez croire en l'expression de notre profond respect.

Je tiens à remercier du fond du cœur Dr AÏT AMRANE Amar, Dr SELLES Sidi Mohamed, Mr YAHIA Ahmed, Mr MIHOUB Miloud, Mr KADDA Tayeb et Mr Boudjemâa pour leur collaboration durant la réalisation du travail.

Mes vives reconnaissances vont également aux docteurs BENIA Ahmed Redha, YAHIA Achour, MELIANI Samia et BOURABEH Akila.

Qu'il me soit donné l'opportunité d'exprimer mes sincères respects pour tous les enseignants qui m'ont formé et tous les travailleurs de l'ISV de l'université de Tiaret.

DEDICACES

A la mémoire du père HADJ M'Hamed, qui ses derniers moments de vie étaient une souffrance pour que je puisse arriver là. Que Dieu lui accorde sa miséricorde.

A mes plus chers proches :

- Ma mère qui ne cessera jamais de m'encourager.
- Mes frères et sœurs et leur famille.
- A toute la famille BELHAMITI.
- A la petite et la grande famille CHIADI.
- A toute la famille AIT AMRANE.

A la mémoire des chers cousins AZIZ et MOKHTARIA. Que Dieu ait grâce de leur âme.

A tous mes amis de Sidi Ali, de Dahmouni et ceux de la promotion 2001.

RESUME

Notre étude a pour objectif d'étudier les variations de la production spermatique des boucs de race locale d'une part, et les résultats de l'insémination artificielle des chèvres d'autre part. Cette expérience s'est déroulée à l'Institut des Sciences Vétérinaires de Tiaret du 1^{er} septembre 2005 au 31 août 2006 sur un effectif de 3 boucs et 11 chèvres, élevés séparément.

La semence des boucs est récoltée à l'aide d'un vagin artificiel trois fois par semaine (Samedi, Lundi et Mercredi). Quand celui-ci est préparé, les mâles sont conduits un par un vers la salle de récolte et mis en présence d'une femelle oestrogénisée et attachée.

Cela nous a permis de constater que la production spermatique varie au cours de l'année en atteignant sa moyenne mensuelle maximale en décembre avec $0,76 \pm 0,29$ ml et 0ml durant le mois de mai.

La production spermatique varie également selon les saisons: la moyenne saisonnière du volume spermatique est élevée durant l'automne et s'affaiblit pendant le printemps. Elle est de $0,64 \pm 0,32$ ml, $0,44 \pm 0,24$ ml, $0,102 \pm 0,16$ ml et $0,39 \pm 0,22$ ml respectivement pour l'automne, l'hiver, le printemps et l'été.

L'étude statistique des données montre que l'automne, ainsi que le printemps, diffère significativement des autres saisons ($P < 0,05$, $P = 0,0000$). Par contre, la différence entre l'été et l'hiver n'est pas significative ($P > 0,05$, $P = 0,38$).

Dans la seconde partie de notre travail qui consiste à étudier les résultats de l'insémination artificielle, un des boucs, muni d'un tablier, est utilisé, matin et soir, pour la détection des chaleurs de 10 chèvres, pendant une durée de 30 minutes. Chaque femelle détectée en oestrus est inséminée avec de la semence fraîche 12 et 24h après le début de celui-ci. Le taux de fertilité obtenu, déterminé par un non retour en chaleur durant les 24j suivant la date d'insémination, est de 70%.

En conclusion, la production spermatique des boucs de race locale varie au cours de l'année avec un maximum en automne et un minimum en printemps. Et l'insémination artificielle des chèvres offre à l'élevage un taux de fertilité encourageant.

Mots clés : volume spermatique, saison, boucs, race locale, détection d'oestrus, insémination artificielle.

ملخص

يتمثل الهدف من تجربتنا في دراسة تغيرات حجم مني التيس من السلالة المحلية من جهة، و نتائج تلقح المعز اصطناعيا، من جهة أخرى.

جرت التجربة في معهد العلوم البيطرية بمدينة تيارت ابتداء من 01 سبتمبر 2005 إلى غاية 31 أوت 2006 . كان عدد الحيوانات التي أجريت عليها الدراسة يتكون من ثلاث أنثى و واحدا عشرة عنزة كل في إسبلة.

تتم عملية استئصال المنى بواسطة مهبل اصطناعي ثلاث مرات في الأسبوع (السبت، الاثنين و الأربعاء). بعد عملية تحضير المهبل الاصطناعي، يؤخذ التيس إلى غرفة خاصة أين توجد أنثاه محقونة بالأسروجين.

أظهرت النتائج المحصلة عليها أن المعدل الشهري لإنتاج المنى يتغير خلال السنة، حيث يسجل أعلى معدل شهري في ديسمبر و أدناه خلال شهر مايو ($0,29 \pm 0,76$ مل و 0 على التوالي).

كذلك يتغير المعدل الفصلي لإنتاج المنى من فصل لآخر، فيرتفع في الخريف و يصل إلى أدنى مستوى في الربيع. يقدر المعدل الفصلي لحجم المنى ب $0,64 \pm 0,32$ مل، $0,44 \pm 0,24$ مل، $0,102 \pm 0,16$ مل و $0,39 \pm 0,22$ مل في الخريف، الشتاء، الربيع و الصيف على الترتيب.

أما التحليل الإحصائي للمعطيات فقد بين أن فصل الخريف و كذلك فصل الربيع يختلفان معنويا عن بقية الفصول، أما الشتاء و الصيف فان الفرق بينهما ليس معنويا.

في الطرف الثاني من دراستنا، استعملنا تيسا يحل منزرا لتشخيص حالة الشبق لعشر عنزات. تتم هذه العملية صباحا و مساء لمدة ثلاثين دقيقة. تلقح كل معزة اصطناعيا بعد 12 و 24 ساعة من بداية حالة الشبق.

سمحت لنا هذه التجربة من التحصل على نسبة خصوبة قدرها 70 بالمائة، تعرف هذه الأخيرة بعدم عودة حالة الشبق خلال 24 يوما من تاريخ التلقيح.

أخيرا، نستنتج أن إنتاج المنى لتيس السلالة المحلية يتغير خلال السنة فيكون حجم المنى مرتفعا في فصل الخريف ثم ينخفض إلى أدنى مستوى في فصل الربيع. كما نستنتج أن عملية التلقيح الاصطناعي عند المعز تمنح نتائج مشجعة لتربية المواشي.

كلمات المفتاح: حجم المنى، فصل، تيس، سلالة محلية، تشخيص الشبق، تلقح اصطناعي.

ABSTRACT

Our study aims at studying the variations of sperm production in local breed bucks on one hand, and the results of artificial insemination of female goats on the other hand. This experiment was carried on a total of 3bucks and 11female goats at the Veterinary Institute of Tiaret from September 1st 2005 till August 31st 2006. It is worthwhile to mention that the bucks were separated from the female goats.

The semen was collected three times a week with the aid of an artificial vagina (Saturday, Monday and Wednesday). When the artificial vagina was prepared, the bucks were introduced one by one to the collection room to be in contact with an oestrogenised and tied female goat.

This process revealed that the sperm production varied along the year. The maximal mean was reached in December and the minimal one in May ($0,76 \pm 0,29\text{ml}$ and 0ml respectively).

The seasonal sperm production varied also from one season to another. The seasonal sperm volume mean was the highest during Autumn and the lowest during Spring. It was $0,64 \pm 0,32\text{ml}$, $0,44 \pm 0,24\text{ml}$, $0,102 \pm 0,16\text{ml}$ and $0,39 \pm 0,22\text{ml}$ in Autumn, Winter, Spring and Summer respectively.

The statistical study of the data reveal that Autumn, as well as Spring, differ considerably from the other seasons ($P < 0,05$, $P = 0,0000$), but the difference is not significative between Summer and Winter ($P > 0,05$, $P = 0,38$).

In the second part of our study, one of the bucks dressed in an overall was used for 30minutes to detect the heat in 10female goats in the morning and in the afternoon. Each estrous detected female was inseminated with fresh semen 12 and 24hours after the onset of the estrus. The obtained fertility rate, which was determined by a non-return to heat 24days after the insemination, was 70%.

In conclusion, we can say to the sperm production of local breed bucks varies along the year with a maximum mean in Autumn and a minimal one in Spring.

Artificial insemination provides breeding with an encouraging fertility rate.

Key words: sperm volume, season, bucks, local breed, estrus detection, artificial insemination.

TABLE DES MATIERES

REMERCIEMENTS	
DEDICACES	
RESUME	
TABLE DES MATIERES	
LISTE DES FIGURES, TABLEAUX ET PHOTOS	
INTRODUCTION.....	16

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : Anatomie et histophysiologie de l'appareil génital du bouc

I. Les testicules.....	18
1. Anatomie et structure	18
1.1. Les enveloppes testiculaires	19
1.1.1. Le scrotum	19
1.1.1.1. La peau du scrotum.....	19
1.1.1.2. Le dartos.....	19
1.1.2. La celluleuse	20
1.1.3. Le crémaster	20
1.1.4. La fibreuse	20
1.1.5. La séreuse vaginale	20
2. Vascularisation et innervation testiculaire	20
2.1. L'artère testiculaire	20
2.2. La veine	21
2.3. Les lymphatiques	21
2.4. L'innervation testiculaire	21
3. Histophysiologie du testicule	21
3.1. Les tubes séminifères	21
3.2. Les cellules de Sertoli	22
3.2.1. Rôles des cellules de Sertoli	22
3.3. Les cellules de la lignée germinale	23
3.3.1. Spermatogenèse et cycle spermatogénétique	23
3.3.1.1. Phase de multiplication des spermatogonies	24
3.3.1.2. Phase de réduction et de maturation	24
3.3.1.3. Phase de la spermiogenèse	24

3.3.1.4. Cycle de l'épithélium séminal	26
3.4. Le tissu interstitiel	26
4. Contrôle neuroendocrinien de la spermatogenèse	26
5. Le spermatozoïde	27
5.1. La tête.....	27
5.2. Le col	28
5.3. Le flagelle	28
II. Les voies spermatiques	29
1. Structure anatomique	30
1.1. Les voies extra-testiculaires	30
1.1.1. L'épididyme	30
1.1.2. Le conduit déférent	30
1.1.3. Le conduit éjaculateur	30
1.1.4. L'urètre	30
1.1.5. Le pénis ou verge	30
2. Histophysiologie des voies spermatiques	31
2.1. Epididyme	31
2.2. Le canal déférent	32
2.3. Le pénis	32
III. Les glandes annexes	32
1. Structure anatomique	32
1.1. Les vésicules séminales.....	32
1.2. La prostate	32
1.3. Les glandes bulbo-urétrales ou de Cowper	32
2. Histophysiologie des glandes annexes	33
IV. Le sperme.....	33
CHAPITRE 2 : Anatomie et histophysiologie de l'appareil génital de la chèvre.	
I. Les ovaires	34
1. Anatomie et structure.....	35
1.1. Le revêtement de l'ovaire.....	35
1.2. La zone centrale	35
1.3. La zone périphérique.....	35
2. Vascularisation et innervation ovarienne	36

2.1. L'artère	36
2.2. La veine	36
2.3. Les lymphatiques	37
2.4. Les nerfs	37
3. Histophysiologie de l'ovaire	37
3.1. La fonction exocrine	37
3.1.1. L'ovogenèse	37
3.1.2. La folliculogenèse	39
3.1.3. L'atrésie folliculaire	40
3.1.4. L'ovulation.....	40
3.1.5. Le corps jaune	41
3.2. La fonction endocrine	42
II. Les voies génitales de la femelle	43
1. Anatomie et structure.....	44
1.1. Oviductes ou trompes utérines.....	44
1.1.1. Le pavillon ou infundibulum	44
1.1.2. L'ampoule	44
1.1.3. L'isthme.....	44
1.2. Utérus	44
1.2.1. Les cornes utérines	45
1.2.2. Le corps utérin	45
1.2.3. Le col utérin ou cervix.....	45
1.3. Le vagin	46
1.4. La vulve	46
2. Histophysiologie des voies génitales	46
2.1. Oviducte	46
2.2. L'utérus	47
III. La glande mammaire	47
IV. Le cycle sexuel de la femelle	48
1. Profil hormonal du cycle sexuel	50
2. La gestation	51
2.1. Profil hormonal de la gestation	51
V. La maîtrise artificielle du cycle sexuel	52
1. Méthodes zootechniques.....	52

1.1. L'effet mâle	52
1.2. Le flushing	53
1.3. La photopériode	54
2. Méthodes hormonales	55
2.1. Les oestrogènes	55
2.2. Les gonadotropines	55
2.3. Les prostaglandines.....	56
2.4. Les progestagènes	57

CHAPITRE 3 : Insémination artificielle et examen de la semence

1. Historique de l'IA.....	59
2. Avantages et inconvénient de l'IA	60
2.1. Avantages de l'IA	60
2.1.1. <i>Ordre génétique</i>	60
2.1.2. <i>Ordre économique</i>	60
2.1.3. <i>Ordre sanitaire</i>	61
2.2. Inconvénients et limites de l'IA	61
3. La conduite de l'élevage des mâles	61
4. La récolte du sperme.....	63
4.1. La récolte au vagin artificiel	63
4.1.1. La préparation du vagin artificiel	65
4.1.2. Entraînement des mâles pour la collecte	65
4.1.2.1. Mâles dont la semence n'a jamais été collectée	65
4.1.2.2. Mâles dont la semence a déjà été collectée auparavant	68
4.1.3. La collecte de la semence	69
4.2. La récolte par électroéjaculation	70
5. Examen de la semence	71
5.1. Examen macroscopique	71
5.1.1. Volume	71
5.1.2. La couleur du sperme	73
5.1.3. La consistance et l'aspect du sperme	74
5.2. Examen microscopique	74
5.2.1. La concentration	74
5.2.1.1. Le comptage directe par hématimètre	74

5.2.1.2. La spectrophotométrie	74
5.2.2. La motilité massale	75
5.2.3. La motilité individuelle des spermatozoïdes	76
5.2.4. Etude de la morphologie spermatique	76
5.2.4.1. Coloration totale	77
5.2.4.2. Coloration vitale	77
5.3. Examens biochimiques	79
5.3.1. La mesure du PH	79
5.3.2. Test de fructolyse	79
5.3.3. La réduction du bleu de méthylène	80
5.3.4. La thermorésistance	80
6. Conservation de la semence	80
6.1. La dilution de la semence	80
6.2. Conditionnement de la semence	82
6.3. Conservation de la semence	83
6.3.1. Conservation de la semence à l'état liquide	83
6.3.2. Conservation de la semence à l'état congelé	83
7. Mise en place de la semence ou insémination proprement dite	83
7.1. La décongélation de la semence	83
7.2. Les méthodes d'insémination	83
7.2.1. L'insémination cervicale	84
7.2.2. L'insémination intra-utérine par laparoscopie	85
7.3. Le moment d'insémination	86
7.3.1. Chaleurs induites	86
7.3.2. Chaleurs naturelles	87
7.3.2.1. La détection des chaleurs	87
8. Le diagnostic de gestation	88
8.1. Le retour en oestrus	89
8.2. La palpation abdominale	89
8.3. Les techniques biochimiques	89
8.3.1. Dosage de la progestérone	89
8.3.2. Dosage des oestrogènes	90
8.3.3. Dosage de l'hormone lactogène placentaire et des protéines de gestation	90
8.4. Les techniques biophysiques	91

8.4.1. Le diagnostic échographique	91
8.4.2. Technique d'examen	91
8.4.2.1. Echographie transcutanée	91
8.4.2.2. Echographie transrectale	93
9. Facteurs de variation de la fertilité après insémination	93
9.1. Le moment d'insémination	94
9.2. L'utilisation répétée du traitement hormonal	94
9.3. La réponse de l'ovaire au traitement hormonal	95
9.4. Le nombre et la qualité des spermatozoïdes inséminés	96
9.5. L'endroit du dépôt de la semence	96
9.6. La pseudogestation	96
9.7. L'alimentation	97
9.8. L'inséminateur	97
<u>PARTIE EXPERIMENTALE</u>	
I. MATERIELS ET METHODES	
1. Problématique	98
2. La localisation	99
3. Milieu et animaux	100
4. La récolte du sperme	100
4.1. La préparation du vagin artificiel	100
4.2. La préparation de la femelle	102
5. L'insémination artificielle	103
II. RESULTATS ET STATISTIQUES	
1. Variations de la production spermatique	107
2. Comparaison entre la durée du jour et la production spermatique	108
3. Variations saisonnières de la production spermatique	108
4. Variations de la couleur spermatique	116
5. Résultats de l'insémination artificielle	116
III. DISCUSSION	
1. Le volume spermatique	120
2. L'insémination artificielle	125
IV. CONCLUION	127
ANNEXES	
REFERENCES BIBLIOGRAPHIUE	138

LISTE DES FIGURES, TABLEAUX ET PHOTOS

FIGURES :

Figure 1.1 : Appareil génital du bouc	18
Figure 1.2 : Le testicule et ses enveloppes	20
Figure 1.3 : Structure histologique du tube séminifère	22
Figure 1.4 : Schéma représentatif des différentes fonctions des cellules de Sertoli	23
Figure 1.5: Représentation schématique des différentes étapes de la spermatogenèse chez les mammifères	25
Figure 1.6: Etapes de la spermiogenèse	25
Figure 1.7: Contrôle neuroendocrinien de la spermatogenèse	27
Figure 1.8 : Ultrastructure du spermatozoïde	29
Figure 1.9: Extrémité libre du pénis du bouc	31
Figure 2.1 : Appareil génital de la chèvre	34
Figure 2. 2 : Structure de l’ovaire	36
Figure 2.3 : Les différentes étapes de l’ovogenèse	38
Figure 2.4 : Les principales étapes de la croissance folliculaire	40
Figure 2.5 : La stéroïdogénèse chez la femelle	42
Figure 2.6 : Les voies génitales de la femelle	43
Figure 2.7 : Coupe sagittale de la mamelle d’une chèvre	48
Figure 2.8 : Répartition temporelle des mises bas après effet bouc au printemps	53
Figure 2.9 : Relations entre l'intervalle retrait de l'éponge -début de l'oestrus et le nombre de traitements reçus par les chèvres, et entre cet intervalle et la fertilité	56
Figure 3.1: Modèle d'un centre d'insémination artificielle des petits ruminants	62
Figure 3.2: Le vagin artificielle	64
Figure 3.3 : Variations saisonnières du nombre de saillies dans des tests de 10 minutes chez des boucs alpins non entraînés	67
Figure 3.4: Variations mensuelles de l'efficacité sexuelle chez les boucs (% de succès aux tests de récolte)	69
Figure 3.5: Différents types d'électro-éjaculateurs	71

Figure 3.6: Variations mensuelles du volume de l'éjaculat et de sa teneur en spermatozoïdes chez le bouc de race Alpine (n = 5 boucs âgés de 10 mois au début de l'étude) en France à 45° de latitude nord	75
Figure 3.7: Classification des différentes anomalies spermatiques.....	79
Figure 3.8: Schéma d'une paillette d'insémination artificielle	82
Figure 3.9: Méthode d'insémination artificielle cervicale	84
Figure 3.10: Méthode d'insémination artificielle par laparoscopie	86
Figure 3.11 : Bouc muni d'un tablier et d'un harnais marqueur.....	88
Figure 3. 12: Echographie transcutanée	92
Figure 3.13: Echographie transrectale	93
Figure 3.14 : Fertilité (pourcentage de chèvres mettant bas) après IA selon l'intervalle entre le retrait de l'éponge vaginale et le début de l'oestrus. a1 vs b et a2 vs c : P<0,01 ; a2 vs d : P<0,05	95
Figure 5.1 : Variations mensuelles de la production spermatique des boucs	107
Figure 5.2 : Comparaison entre la durée du jour et la production spermatique.....	108
Figure 5.3 : Variations saisonnière de la production spermatique des boucs	109
Figure 5.4 (a, b, c, d, e et f) : Représentation graphique de la comparaison entre les différentes moyennes saisonnières du volume spermatique.	112
Figure 5.5 : Variations mensuelles de la production spermatique de chaque bouc (a : bouc n°1 ; b : bouc n°2 ; c : bouc n°3)	114
Figure 5.6 : Variations saisonnières de la production spermatique de chaque bouc (a : bouc n°1 ; b : bouc n°2 ; c : bouc n°3)	115

TABLEAU :

Tableau 2.1 : La fréquence des cycles sexuelles en fonction de leur durée	49
Tableau 3.1 : la description de la motilité massale des spermatozoïdes	76
Tableau 3.2 : Exactitude du diagnostic de gestation à 21j	90
Tableau 3.3 : Fertilité des chèvres inséminées avec de la semence fraîche à différents moments du début de l'oestrus	94
Tableau 5.1 : Moyenne mensuelle du volume spermatique des boucs.....	107
Tableau 5.2 : Moyenne saisonnière du volume spermatique des boucs.....	109
Tableau 5.3 : Résultats de détection des chaleurs et de l'insémination artificielle des chèvres	117

PHOTOS :

Photo 4.1 : Vagin artificielle.....101

Photo 4.2 : Récolte et évaluation du volume de l'éjaculat.....102

Photo 4.3 : Bouc entier muni d'un tablier.....103

Photo 4.4 : Détection des chaleurs104

Photo 4.5 : Insémination artificielle exocervicale d'une chèvre.....105

Photo 5.1 : Echographie transrectale d'un fœtus de 41j118

Photo 5.2 : Cotylédons d'une gestation de 52j.....119

Photo 5.3 : Coupe horizontale du thorax d'un fœtus de 60j119

Photo 5.4 : Cœur d'un fœtus de 75j.....119

INTRODUCTION

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

La grande majorité de la population caprine mondiale est localisée dans les parties les moins industrialisées du monde, essentiellement, les régions rurales des zones tropicales et subtropicales avec les conditions d'élevages les plus difficiles.

En Algérie, l'effectif caprin représente 14% de celui des animaux d'élevage (Ministère de l'agriculture, 2000), avec 64% dans des zones difficiles telles que les régions sahariennes, les oasis et la steppe et 36% dans les régions montagneuses du nord du pays.

Dans notre pays, l'élevage caprin est toujours traditionnel, associé à celui des ovins et est rarement conduit en troupeaux homogènes. Sa production est destinée essentiellement à l'autoconsommation des éleveurs et au financement de l'exploitation.

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

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

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

Cette saisonnalité de la reproduction peut être, donc, un facteur limitant de la production surtout en système intensif (Holtz, 2005).

Chez les caprins comme chez les autres animaux domestiques, l'application des biotechnologies de la reproduction, à savoir la synchronisation des chaleurs, le diagnostic et le suivi de la gestation, l'insémination artificielle et le transfert embryonnaire, ont permis le passage de l'élevage traditionnel à l'élevage industriel en maîtrisant au mieux la reproduction.

Malgré son importance, l'élevage caprin est très méconnu en Algérie, que ce soit du point de vue de son organisation technique ou du fonctionnement de ses systèmes de production.

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

A la lumière des études faites dans différents pays (Exemple : les études de Chemineau P et al, 1996, 1998 et 1999 ; Leboeuf B et al, 1998 et 2003) et celles faites récemment dans notre pays (Exemple : Aït Amrane A, 2006 ; Yahia A, 2006) sur la reproduction caprine, nous souhaiterions, dans notre travail, élucider un tant soit peu la question relative aux caractéristiques de la reproduction caprine en Algérie, en étudiant :

- Les variations annuelles de la production spermatique des boucs de race locale.
- Le moment propice à la production d'une semence de bonne qualité.
- Le ou les facteurs susceptible(s) d'influencer la reproduction des boucs de race locale.
- Le taux de fertilité des chèvres locales après une insémination artificielle avec de la semence fraîche sur chaleurs naturelles.

CHAPITRE 1 :

ANATOMIE ET HISTOPHYSIOLOGIE

DE L'APPAREIL GÉNITAL MÂLE

L'appareil reproducteur mâle assure la production du sperme et le dépôt de celui-ci dans les voies génitales de la femelle (Barone, 1978).

Il comprend, chez les mammifères :

- Deux gonades ou testicules assurant :
 - L'élaboration des spermatozoïdes,
 - La sécrétion des hormones sexuelles mâles.
- Les voies spermatiques : épидидyme, canaux déférents, urètre et pénis.
- Les glandes annexes : vésicules séminales, prostate et glandes de Cowper (Bonnes et al, 1988) (**figure 1.1**).

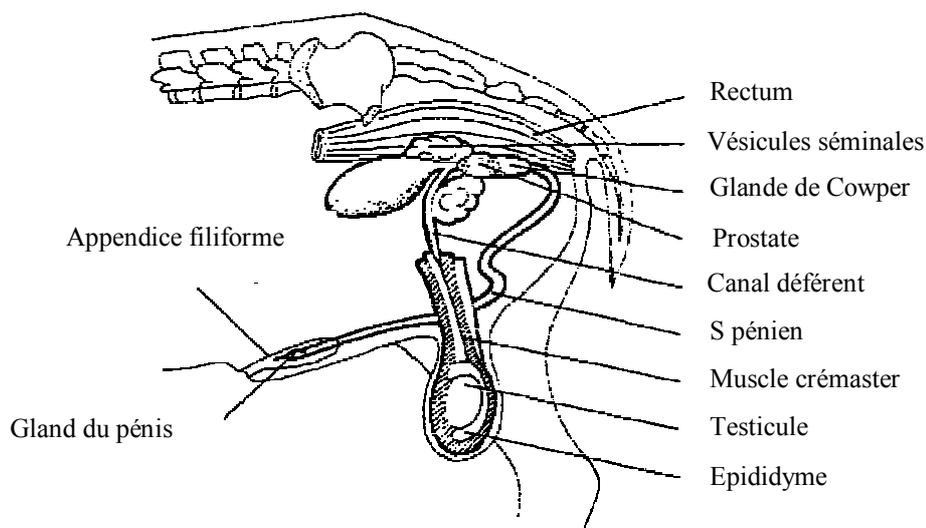


Figure 1.1 : Appareil génital du bouc (Corcy, 1991).

I. Les testicules :

1. Anatomie et structure :

Les testicules sont situés côte à côte au dessous de l'anneau inguinal en partie libre. Ils sont enveloppés par des bourses formant une masse ovoïde pendante, partiellement bilobée (Montane et Bourdelle, 1978).

Le testicule est recouvert d'une membrane fibreuse, résistante non élastique : *l'albuginée*. L'albuginée émet une série de lames conjonctives, qui le subdivisent en lobules logeant le tissu parenchymateux, et servant de support aux éléments vasculo-nerveux (Drion et al, 1993).

Les lobules sont au nombre de 200 à 300 par testicule. Ils contiennent un tissu glandulaire interstitiel et des tubes séminifères d'un diamètre de 120 à 300 μ . Ces derniers comprennent deux parties inégales, la plus importante est contournée et débute à la base du lobule par une extrémité en cul de sac (Barone, 1978).

Les travées conjonctives de l'albuginée convergent vers la face postérieure du testicule pour former le corps de Higmore où arrivent les canalicules issus des tubes séminifères qui s'y anastomosent et forment le rete testis. De ce dernier, partent 10 à 12 canaux efférents qui traversent l'albuginée et se réunissent pour former la tête de l'épididyme (Drion et al, 1993).

1.1. Les enveloppes testiculaires :

Chaque bourse est constituée de cinq plans membraneux : un premier superficiel formé par le scrotum qui est lui-même formé par la peau du scrotum et le dartos, trois autres profonds formés par le crémaster, la fibreuse et la séreuse vaginale, et un dernier intermédiaire formé par la tunique celluleuse (Vaissaire, 1977) (**figure 1.2**).

1.1.1. Le scrotum :

1.1.1.1. La peau du scrotum : représente l'enveloppe cutanée, unique, commune aux deux testicules. Elle est mince, glabre, adhérente au dartos, recouverte de poils grossiers et riche en glandes sébacées.

Une espèce de bouc brésilienne présente la particularité d'avoir un scrotum double, ce qui permet d'optimiser la thermorégulation par la séparation des deux sacs dartoïques (Drion et al, 1993).

1.1.1.2. Le dartos : est une enveloppe propre à chaque testicule. Il constitue l'appareil suspenseur des bourses. Les deux sacs dartoïques sont indépendants l'un de l'autre mais ils s'adossent sur la ligne médiane formant le *septum du scrotum* (Barone, 1978).

1.1.2. La celluleuse : représente un fascia lamelleux équivalent à un conjonctif sous cutanée. Elle permet une grande mobilité au testicule, le protégeant contre les compressions et les chocs (Vaissaire, 1977 ; Drion et al, 1993).

1.1.3. Le crémaster : est un muscle à contraction volontaire, étalé sur la face externe et les bords de la gaine vaginale. Sa contraction est à l'origine de l'ascension du testicule (Vaissaire, 1977).

1.1.4. La fibreuse : est constituée d'une partie externe fibreuse et d'une partie interne séreuse. Elle forme un sac pédonculé où logent le testicule et l'épididyme.

1.1.5. La séreuse vaginale : est une expansion du péritoine. Elle comprend un feuillet pariétal qui tapisse la face interne de la fibreuse et un feuillet viscéral qui recouvre le testicule et le cordon testiculaire (Drion et al, 1993).

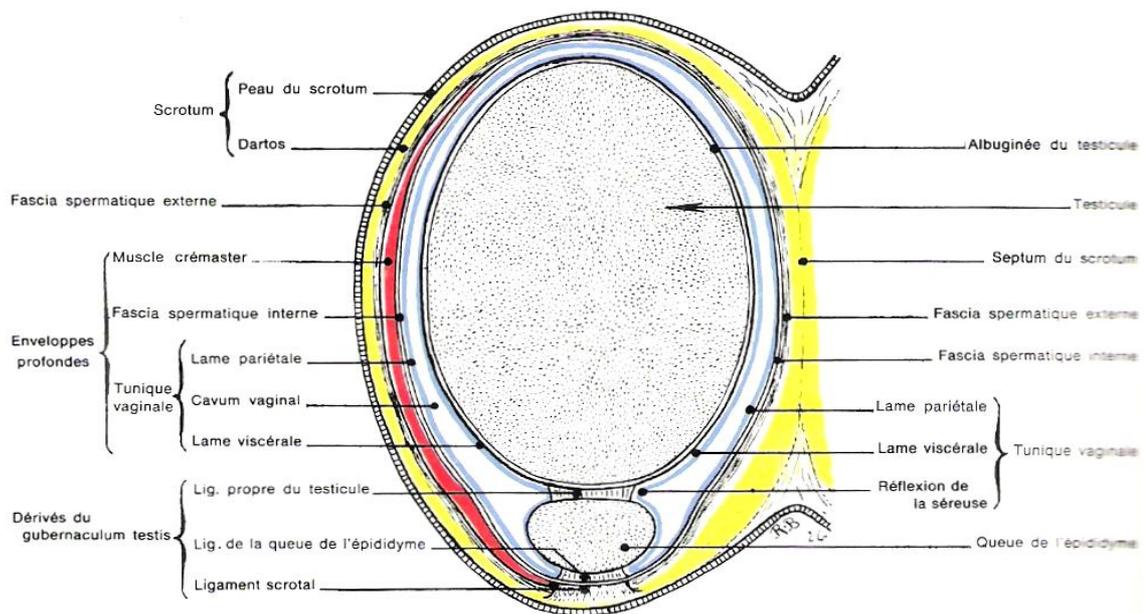


Figure 1.2 : Le testicule et ses enveloppes (Barone, 1978).

2. Vascularisation et innervation testiculaire :

2.1. L'artère testiculaire : est issue de l'aorte abdominale. Elle assure l'irrigation du testicule. A l'entrée du canal inguinal, elle se fléchit en d'amples boucles tout au long du cordon

spermatique, s'entremêlant avec un plexus veineux. Cette disposition est dite *cône vasculaire* dont la base repose sur le testicule.

A la surface testiculaire, l'artère spermatique se divise en branches qui pénètrent en profondeur pour former un réseau capillaire très riche (Barone, 1978).

2.2. La veine : le testicule est drainé par un ensemble de veinules situées sous l'albuginée qui reçoivent, à la surface du testicule, celles de la tête épидидymaire et s'engagent ainsi dans le cône vasculaire en se divisant en un réseau complexe : c'est *le plexus panpiniforme*. Ce réseau entoure étroitement les circonvolutions de l'artère spermatique et est à l'origine du refroidissement du sang arrivant au testicule.

A l'extrémité du cône vasculaire, la veine testiculaire draine l'ensemble des veines du cordon spermatique (Barone, 1978).

2.3. Les lymphatiques : dans les espaces intertubulaires existe un réseau lymphatique, plus au moins développé au contact des cellules de Leydig, qui est drainé par de gros vaisseaux efférents s'engageant dans le cône vasculaire (Barone, 1978).

2.4. L'innervation testiculaire : provient du plexus mésentérique caudal. Le scrotum, la tunique vaginale et le crémaster sont innervés indépendamment à partir du plexus lombosacré (Montane et Bourdelle, 1978).

3. Histophysiologie du testicule :

Le testicule assure deux fonctions importantes ; l'une assimilée à une fonction exocrine : c'est la production des gamètes mâles ou spermatozoïdes qui est assumée par les tubes séminifères, et l'autre endocrine : c'est la sécrétion d'hormones testiculaires assumée par le tissu interstitiel (Girod et Czyba, 1977).

3.1. Les tubes séminifères : sont au nombre de deux à quatre par lobule. Ils s'entourent d'une lame basale délimitante contenant parfois des cellules myoïdes contractiles. Leur paroi est constituée d'un épithélium stratifié, dont on cite deux types de cellules: les *cellules de la lignée germinale* et les *cellules de Sertoli*.

L'espace intertubulaire est occupé par des cellules endocrines isolées ou regroupées appelées *cellules de Leydig* (Dadoune et Demoulin, 2001) (**figure 1.3**).

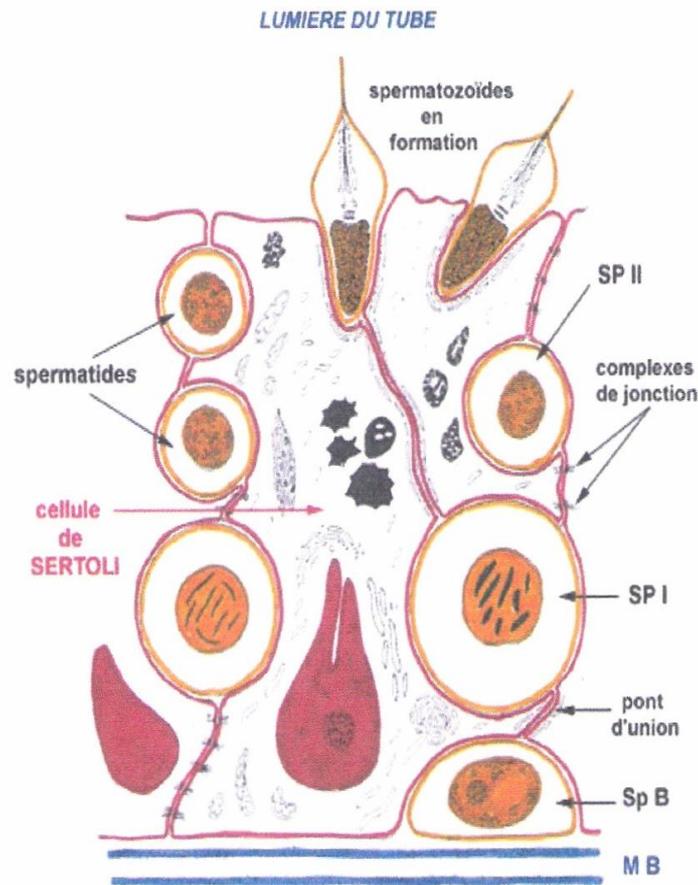


Figure 1.3 : Structure histologique du tube séminifère (Albert et Jean, 2001).

3.2. Les cellules de Sertoli : ce sont des cellules somatiques à fonction identique et aux structures semblables à celles de tous les vertébrés (Thibault et al, 1998). Elles ont une forme pyramidale reposant sur la membrane basale. Les cellules de Sertoli s'étendent sur la hauteur du tube séminifère et s'unissent, d'une part, entre elles par des jonctions serrées, et d'autre part, avec les cellules germinales par des jonctions d'ancrages (Dadoune et Demoulin, 2001).

3.2.1. Rôles des cellules de Sertoli :

Elles ne seront indispensables au bon déroulement de la spermatogenèse qu'après leurs différenciations. Les cellules de Sertoli assurent les fonctions suivantes (**figure 1.4**) :

↗ Support, protection et nutrition des cellules germinales : les cellules de Sertoli relient les cellules de la lignée germinale et les protègent des réactions immunologiques. Les échanges

métaboliques de ces dernières se font à travers le cytoplasme sertolien en raison de la non vascularisation de l'épithélium séminal.

⇨ Spermiation : leurs protéases cellulaires participent dans la libération des spermatozoïdes dans la lumière du tube séminifère.

⇨ Sécrétion et synthèse : outre les lactates et les pyruvates, sources d'énergie pour les cellules germinales, les cellules de Sertoli produisent aussi plusieurs protéines d'importances variables, entre autres l'**ABP** (Androgen-Binding-Protein) et l'**inhibine**.

⇨ Stéroïdogénèse : c'est le métabolisme de la testostérone en androstènedione, dihydrotestostérone et l'aromatation de la testostérone en 17 β oestradiol.

⇨ Phagocytose : c'est la destruction des corps résiduels et des cellules germinales dégénérées (Dadoune, 1998).

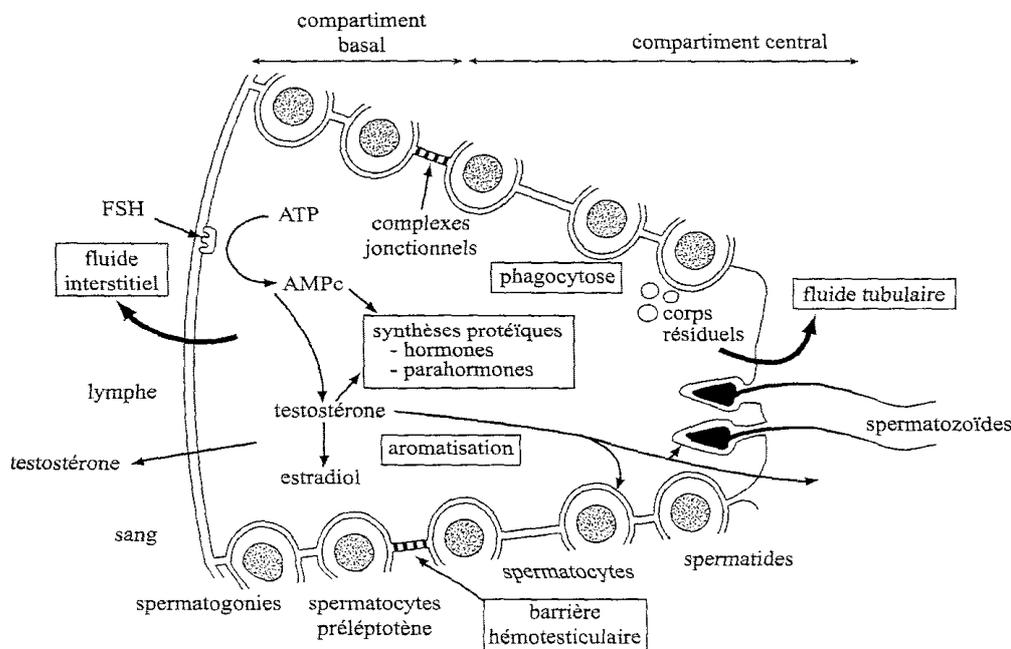


Figure 1.4 : Schéma représentatif des différentes fonctions des cellules de Sertoli (Dadoune et Demoulin, 2001).

3.3. Les cellules de la lignée germinale : sont les spermatogonies, les spermatocytes, les spermatides et les spermatozoïdes dérivant toutes des gonocytes.

3.3.1. Spermatogénèse et cycle spermatogénétique : c'est l'ensemble des divisions et des différenciations des spermatogonies souches qui aboutissent à la production des spermatozoïdes. La spermatogénèse se déroule dans la lumière du tube séminifère de manière centripète (**figure 1.5**).

3.3.1.1. Phase de multiplication des spermatogonies : situées près de la membrane basale, ces cellules ont un noyau arrondi, foncé à chromatine finement dispersée, et désignées par *Ad* (Dark, type A). Par mitose, elles donnent une spermatogonie *Ad* et une spermatogonie *Ap* (pâle, type A) appelée aussi « *poussiéreuse* » ayant une chromatine plus claire toujours finement dispersée. La division de celle-ci aboutit aux spermatogonies *B* ou « *croûteuses* ». Les spermatogonies croûteuses se divisent une à trois fois pour donner des « *spermatocytes du premier ordre* » ou « *spermatocytes I* » (George, 1996).

3.3.1.2. Phase de réduction et de maturation : le spermatocyte I devient une grande cellule ovale et entre par la suite en division méiotique aboutissant à la formation de deux « *spermatocytes du deuxième ordre* » ou « *spermatocytes II* » possédant la moitié du stock chromosomique : c'est la première division de la méiose (réductionnelle). Sa prophase compte cinq étapes : *leptotène*, *zygotène*, *pachytène*, *diplotène* et *diacinèse*. Suite à la deuxième division de la méiose, chaque spermatocyte II donne deux nouvelles cellules appelées « *spermatides* » (Vaissaire, 1977).

3.3.1.3. Phase de la spermiogenèse : les spermatides ne se divisent pas mais subissent une série de modifications aboutissant à la libération des spermatozoïdes : c'est la *spermiogenèse*. Elle se déroule de la façon suivante (**figure 1.6**) :

- Réorganisation du noyau : il s'aplatit latéralement, se dirige vers le pôle acrosomique et sa condensation se poursuit.
- Développement du système acrosomique : sur le pôle antérieur du noyau, s'étalent des vésicules provenant du système golgien pour former l'acrosome.
- Assemblage des structures du flagelle : les formations flagellaires apparaissent à partir du col marqué par le centriole distal (Dadoune, 1998 ; Albert et Jean2001).

La spermiation est l'étape finale de la spermatogenèse : c'est la libération des spermatozoïdes dans la lumière du tube séminifère (Vaissaire, 1977).

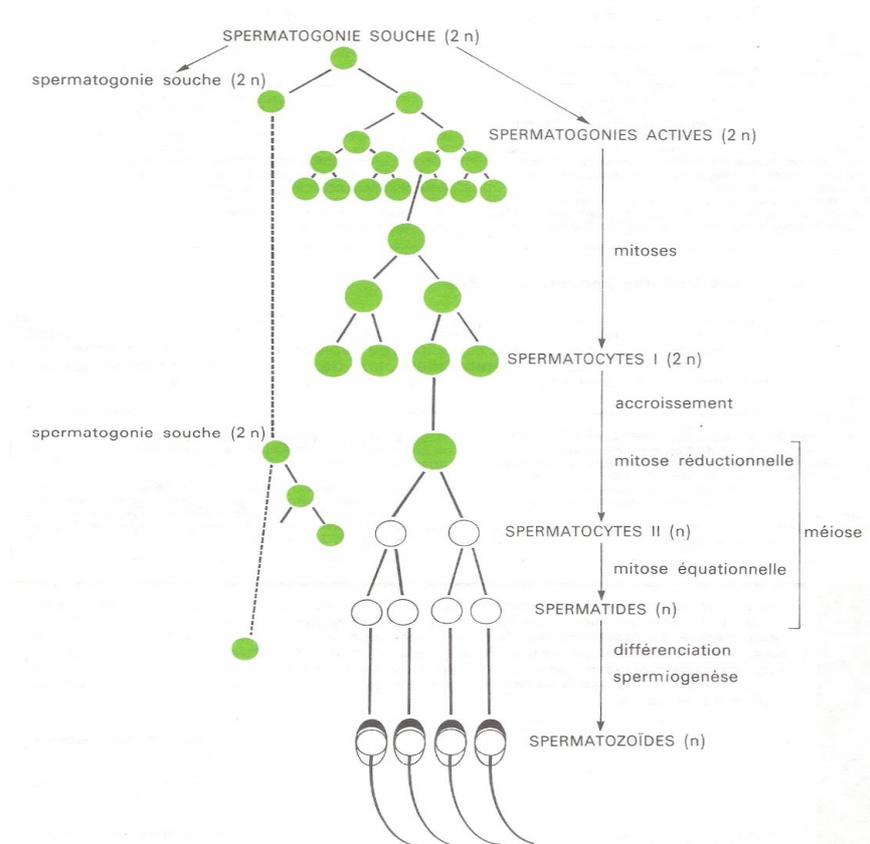


Figure 1.5: Représentation schématique des différentes étapes de la spermatogenèse chez les mammifères (Bonnes et al, 1988).

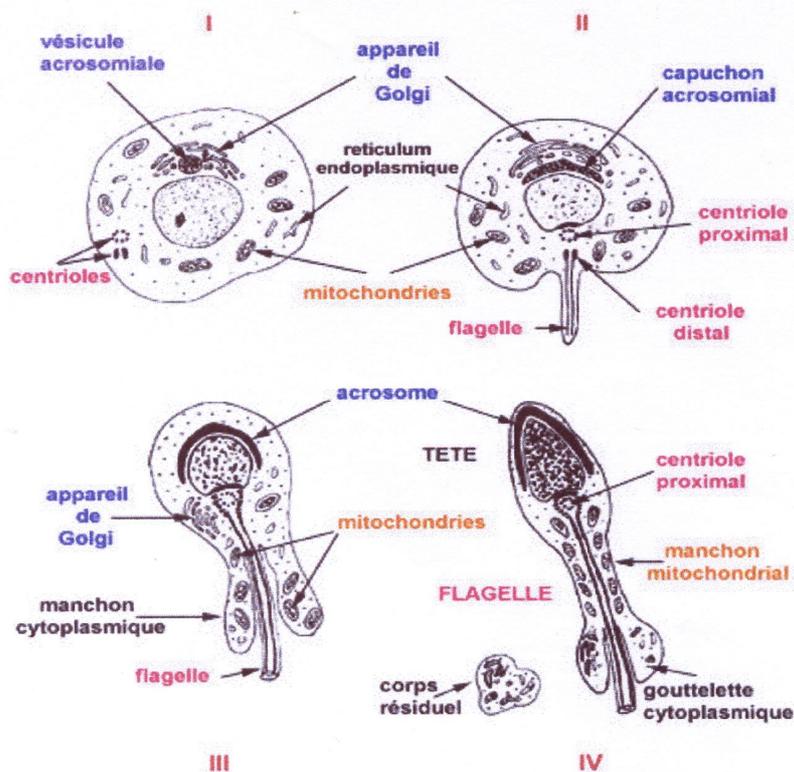


Figure 1.6: Étapes de la spermiogénèse (Albert et Jean, 2001).

3.3.1.4. Cycle de l'épithélium séminal :

« La succession dans le temps de ces associations cellulaires en une même partie du tube constitue le cycle de l'épithélium séminifère » (Thibault, 1993).

3.4. Le tissu interstitiel :

Isolées ou groupées en amas, les cellules de Leydig occupent les espaces intertubulaires en rapport étroit avec les capillaires sanguins et lymphatiques (Poirier et Chevreau, 1970). Elles ont une forme polyédrique avec cytoplasme dense et noyau arrondi. Leur ultrastructure montre une capacité de stéroïdogénèse. Elles secrètent les androgènes sous forme de testostérone et de dihydrotestostérone (Dadoune, 1998).

4. Contrôle neuroendocrinien de la spermatogenèse :

Le déclenchement et le maintien de la spermatogenèse sont sous la dépendance de **FSH** et de **LH** (Parez, 1964).

La GnRH, sécrétée de manière pulsatile par des neurones hypothalamiques, stimule la sécrétion hypophysaire, elle-même pulsatile, de deux autres hormones FSH et LH.

La FSH exerce son action au niveau de l'épithélium séminal et au niveau des cellules de Sertoli qui secrètent l'*ABP* et l'*inhibine*. Cette dernière exerce un feed-back négatif sur la sécrétion de FSH, en agissant soit sur les neurones hypothalamiques, soit sur les noyaux hypophysaires (Vaissaire, 1977).

La LH ou ICSH agit sur les cellules de Leydig et stimule la sécrétion de la testostérone. Celle-ci se lie au niveau du cytoplasme sertolien à l'*ABP* dont le complexe ainsi formé stimule le développement de l'épithélium séminal.

La testostérone circulante stimule le tractus génital et les glandes annexes, d'une part, et inhibe par retroaction négative la sécrétion de LH, d'autre part (Drion et al, 1993).

Ainsi, les oestrogènes testiculaires contrôlent la sécrétion des hormones gonadotropes (Vaissaire, 1977) (**figure 1.7**).

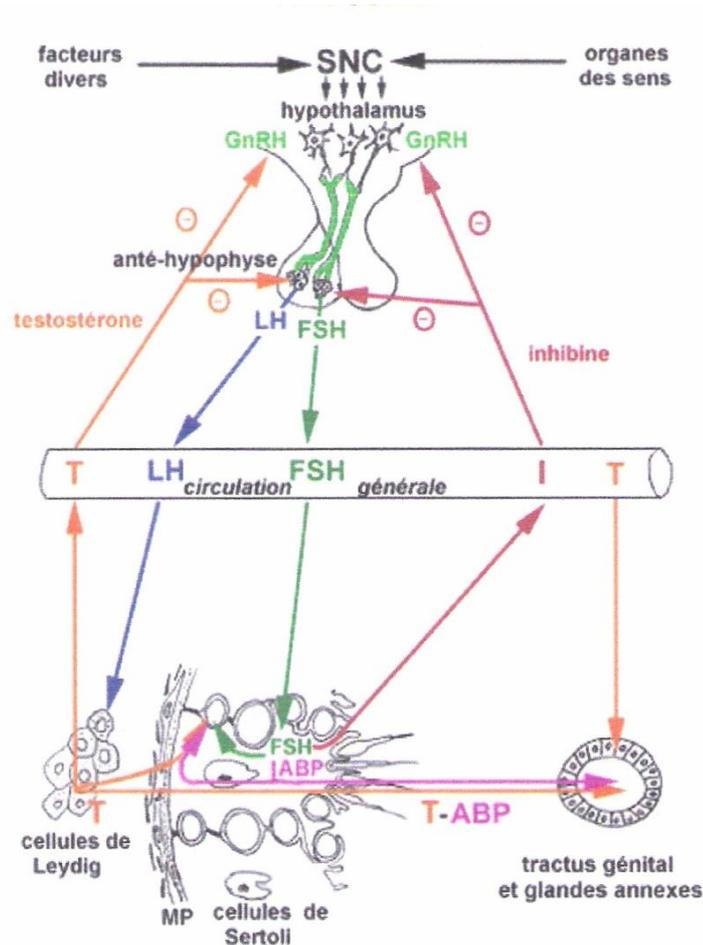


Figure 1.7: Contrôle neuroendocrinien de la spermatogénèse (Albert et Jean, 2001).

5. Le spermatozoïde :

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

C'est une petite cellule allongée, très mobile, de longueur variable selon les espèces (60 à 65 μ chez le bouc) (Altman, 1962). Elle se constitue d'une tête et d'un flagelle réunis par un col très bref (**figure 1.8**).

5.1. La tête : chez le bouc, elle présente une forme massive, longue de 8 μ et large de 4,5 à 5 μ . Elle est constituée essentiellement du noyau à chromatine dense dont les deux tiers antérieurs sont recouverts par l'acrosome (Thibault, 1975). Le segment antérieur de ce dernier contient la « *Hyaluronidase* » qui digère le matériel unissant les cellules du cumulus oophorus, tandis

que le segment postérieur renferme l'*acrosome* dont le rôle est la perforation de la zone pellucide de l'œuf (Drion et al, 1993).

5.2. Le col : c'est une courte partie cytoplasmique (2 à 3 μ) contenant une plaque basale, le centriole proximal, 9 fibres denses disposées autour d'un complexe filamentueux axial (axonème) qui comprend 9 paires de tubules périphériques et une paire de tubules centraux. Le tout s'entoure d'une gaine mitochondriale, elle-même entourée d'une mince couche cytoplasmique (Vaissaire, 1977).

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

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

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

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

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

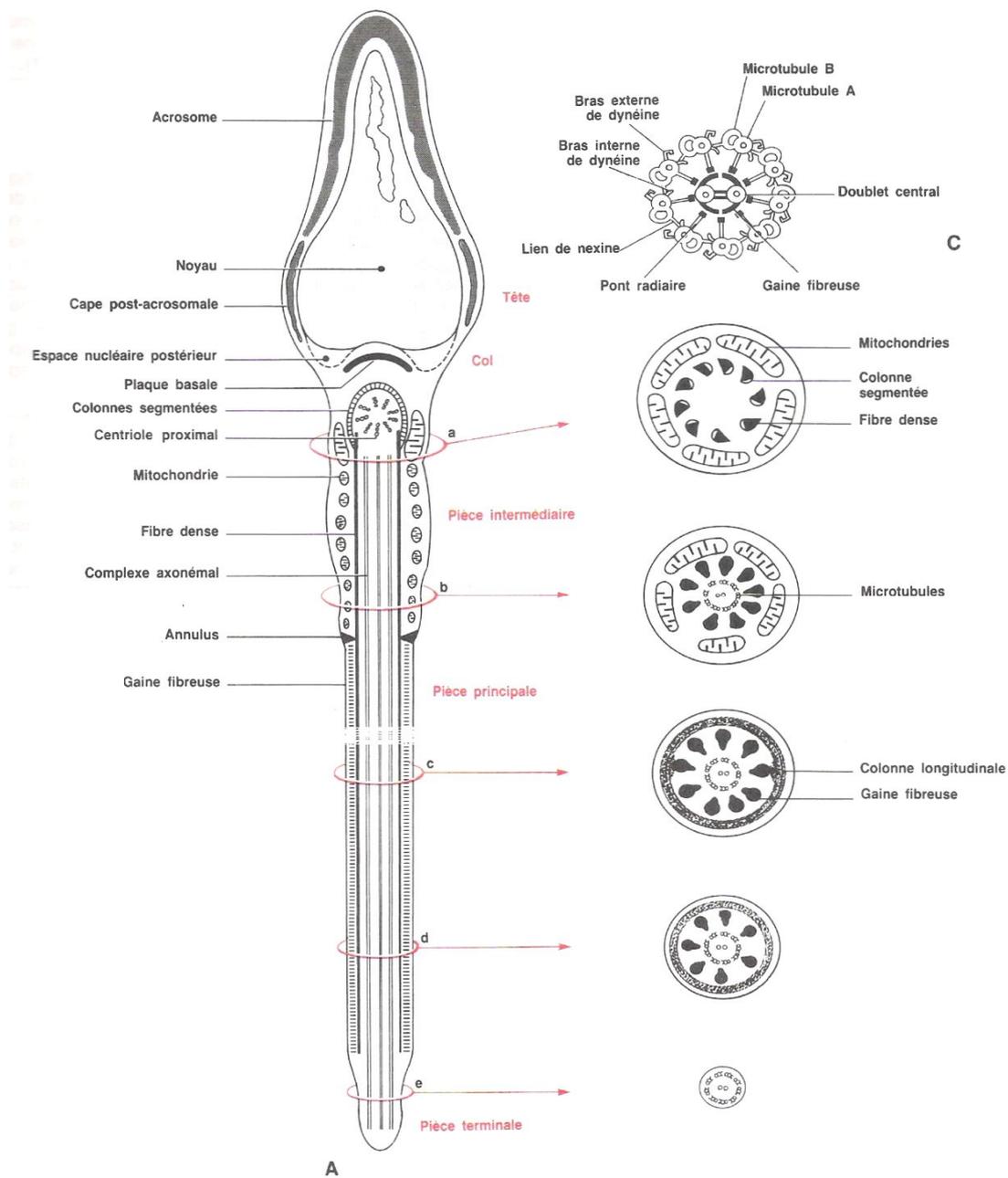


Figure 1.8 : Ultrastructure du spermatozoïde (Dadoune, 1998).

II. Les voies spermatiques

Après leur élaboration dans les tubes séminifères, les spermatozoïdes seront évacués grâce à un ensemble de canaux : ce sont les voies excrétrices du sperme. Ces voies comprennent une partie intra-testiculaire (tubes séminifères droits et rete-testis) et une partie extra-testiculaire (Girod et Czyba, 1977).

1. Structure anatomique:

1.1. Les voies extra-testiculaires :

1.1.1. L'épididyme : c'est un organe allongé, logeant le bord postérieur du testicule et coiffant ses deux extrémités. Il est fait d'un canal étroitement pelotonné et se divise en trois segments :

- Une tête dans laquelle pénètrent les canaux efférents ;
- Un corps étroit et allongé ;
- Une queue de laquelle part le canal déférent (Vaissaire, 1977).

1.1.2. Le conduit déférent : ou canal déférent, fait suite à la queue de l'épididyme et s'étend jusqu'à l'urètre. D'une longueur d'environ 40cm, il traverse le canal inguinal et la fosse iliaque, puis il s'infléchit vers la face dorsale de la vessie (Girod et Czyba, 1977).

Chez le bouc, le canal déférent se termine par une dilatation de 6 à 8cm de longueur appelée *ampoule déférentielle* (Nickel et al, 1973).

1.1.3. Le conduit éjaculateur : c'est un conduit très bref qui résulte de l'union entre le conduit déférent et celui de la vésicule séminale. Il débouche dans la partie initiale de l'urètre (Barone, 1978).

1.1.4. L'urètre : c'est un long conduit impaire qui sert à l'excrétion, à la fois, de l'urine et du sperme. Il se divise en deux portions :

- La portion intra-pelvienne : part de la vessie, reçoit le débouché des canaux déférents et sort du bassin. Elle est dépourvue de formations érectiles ;
- La portion extra-pelvienne ou pénienne : est faite de tige érectile (corps caverneux) accolée à une gaine de tissu érectile (corps spongieux) et dépourvue de glandes (Vaissaire, 1977).

1.1.5. Le pénis ou verge : le pénis du bouc mesure 40 à 55cm, il est mince, cylindrique, moins érectile et se termine en pointe à son extrémité libre (Altman, 1962 ; Hafez, 1968).

Le pénis offre à l'étude deux parties (**figure 1.9**) :

- Une partie fixe formant une double inflexion en forme d'un S : c'est le S pénien ou inflexion sigmoïde ;

- Une partie libre terminée par un renflement recourbé en croché nettement asymétrique : c'est le gland. Le tube urétral se prolonge, sous la face inférieure du gland, d'un appendice vermiforme (Vaissaire, 1977).

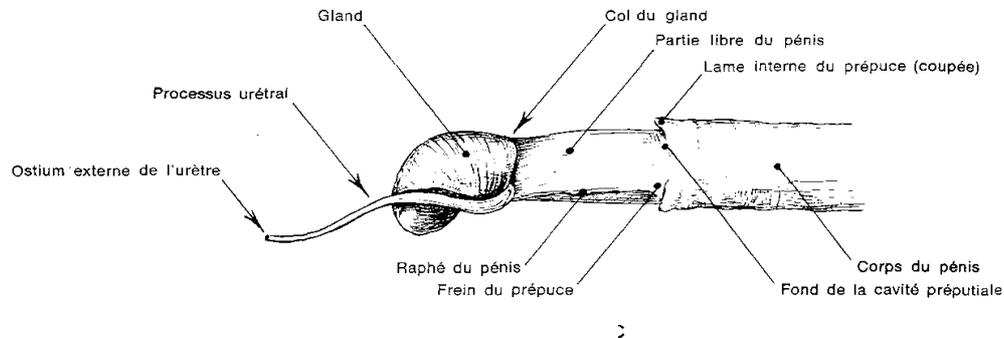


Figure 1.9: Extrémité libre du pénis du bouc (Barone, 1978).

2. Histophysiologie des voies spermatiques :

2.1. Epididyme :

La paroi du canal épидидymaire est faite d'un épithélium pluristratifié entouré de fibres musculaires lisses à contraction péristaltique régulière (Setchell et al, 1994). Cette structure permet à l'épididyme d'accomplir deux principales fonctions envers les spermatozoïdes :

➤ Le transport : le transit des spermatozoïdes à travers l'épididyme est sous la dépendance de la diminution de la pression intra-luminale en allant vers la queue d'une part, et de la contraction des cellules musculaires de la paroi, d'autre part.

➤ La maturation : cette fonction est assurée par les cellules épithéliales qui sécrètent de nombreuses substances assurant la nutrition des spermatozoïdes, l'acquisition de leur mobilité (glycoprotéines, concentration de la carnitine plasmatique), et de leur pouvoir fécondant. La carnitine est transformée en acétylcarnitine utilisée comme substrat énergétique pour la motilité spermatique (Jeulin, Lewin, 1996).

Les cellules épидидymaires produisent également un facteur décapacitant des spermatozoïdes qui empêche l'expression prématurée de leur pouvoir fécondant (Dacheux F, Dacheux J-L, 2001).

2.2. Le canal déférent :

Il joue, en plus de son rôle de voie spermatique, un rôle physiologique assez semblable à celui du canal épидидymaire (Drion et al, 1993).

2.3. Le pénis :

Les tissus érectiles sont faits d'espaces sanguins, de tissu conjonctif fibro-musculaire entouré d'une albuginée. L'afflux sanguin à leur niveau est à l'origine de l'érection du pénis (Vaissaire, 1977).

III. Les glandes annexes :

Aux voies spermatiques se lient des formations glandulaires appelées glandes annexes. Ces dernières y déversent leurs produits de sécrétion : ce sont les vésicules séminales, la prostate et les glandes bulbo-urétrales ou de Cowper (Girod, Czyba 1977).

1. Structure anatomique:

1.1. Les vésicules séminales :

Ce sont des organes pairs, allongés et ovoïdes avec une surface irrégulièrement lobulée. Leur extrémité crâniale est libre, tandis que leur extrémité postérieure est étirée et se termine par un canal excréteur. Ce dernier fusionne en partie avec celui du conduit déférent constituant ainsi le conduit éjaculateur qui débouche dans l'urètre (Barone, 1978).

1.2. La prostate :

Bien qu'elle existe chez tous les mammifères, elle est, chez le bouc, peu volumineuse, de couleur jaunâtre avec une portion disséminée au tour de l'urètre (Cuq, 1973 ; Drion et al, 1993).

1.3. Les glandes bulbo-urétrales ou de Cowper :

De forme globuleuse chez les ruminants, ces glandes siègent dorsalement, de chaque côté de l'urètre, écartées crânialement et rapprochées caudalement. Elles sont recouvertes par un muscle compresseur (Drion et al, 1993).

2. Histophysiologie des glandes annexes :

Les glandes annexes sécrètent, sous l'effet des androgènes, des substances nécessaires à la survie des spermatozoïdes (Vaissaire, 1977).

Les vésicules séminales sont la source de substrats énergétiques des spermatozoïdes et de protéines de natures diverses. Chez le bouc, leurs sécrétions sont riches en fructose, acide citrique et contiennent également des prostaglandines (Dacheux F, Dacheux J-L, 2001).

Les produits de sécrétions prostatiques sont riches en ions de zinc, en acide citrique et en protéines à activité protéasique.

Les glandes de Cowper émettent un fluide clair et visqueux qui sert comme un lubrifiant (Dacheux F, Dacheux J-L, 2001).

IV. Le sperme

Le produit de l'éjaculation est appelé sperme, il est constitué de deux fractions :

- ♦ Une fraction cellulaire constituée par les spermatozoïdes produits par les testicules ;
- ♦ Une fraction liquide appelée plasma séminale, faite de sécrétions testiculaires et des sécrétions des glandes annexes (Vaissaire, 1977 ; Soltner, 1993).

Chez le bouc, le sperme apparaît comme un liquide épais, crémeux et inodore avec une viscosité plus élevée que celle du taureau (Vaissaire, 1977).

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

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

CHAPITRE 2 :

ANATOMIE ET HISTOPHYSIOLOGIE

DE L'APPAREIL GENITAL FEMELLE

Malgré sa constitution en organes similaires à ceux de l'appareil génital mâle, celui de la femelle est, outre l'élaboration des gamètes et des hormones sexuelles, le siège de la fécondation, de la gestation, de la parturition et de la lactation (Vaissaire, 1977).

Il est constitué de :

- ↗ Deux gonades ou ovaires élaborant les gamètes et les hormones sexuelles de la femelle ;
- ↗ Les voies génitales dont : - l'oviducte : abrite la fécondation ;
 - l'utérus : lieu de la gestation ;
 - le vagin et la vulve : organes d'accouplement (Bonnes et al, 1988) (**figure 2.1**).

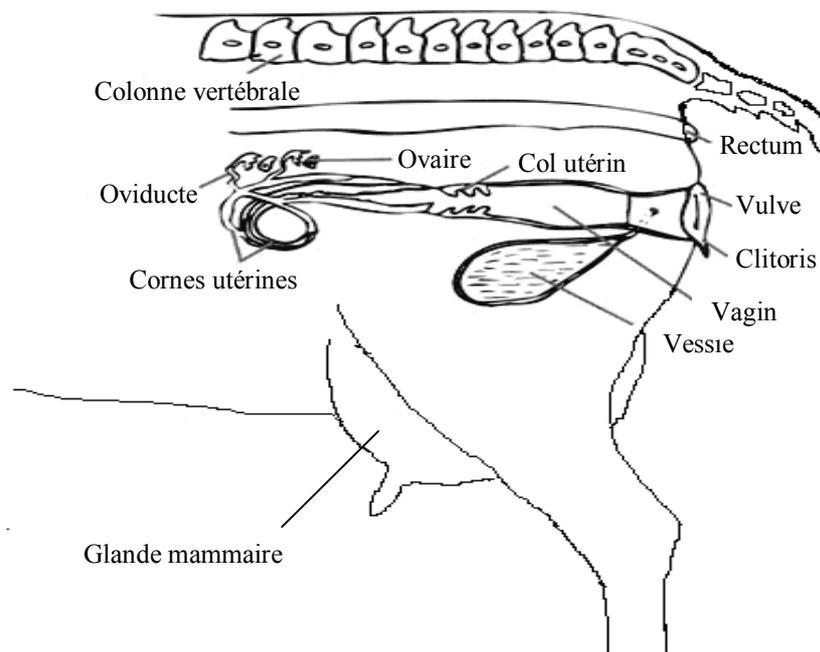


Figure 2.1 : Appareil génital de la chèvre (Corcy, 1991)

I. Les ovaires :

La glande génitale femelle ou ovaire est un organe pair doué d'une double fonction :

- ♦ Fonction gamétogène (exocrine) : élaboration et libération des gamètes femelles ;

♦ Fonction hormonogène (endocrine) : synthèse d'hormones commandant l'activité génitale de la femelle (Vaissaire, 1977).

1. Anatomie et structure :

Suspendu à l'extrémité crâniale du ligament large (mésovarium), l'ovaire se situe près du pubis un peu crânialement au col de l'ilium. Il est de forme ovoïde plus ou moins aplatie d'un côté à l'autre et de couleur blanc rosée ou grisâtre.

La consistance de l'ovaire est ferme et peu élastique, elle peut devenir rénitente par la présence de follicules ovariens (Barone, 1978).

Chez la chèvre, l'ovaire présente les dimensions suivantes :

- ♦ Poids : 1,02g ;
- ♦ Longueur : 1-1,8cm ;
- ♦ Largeur : 0,72-1,8cm ;
- ♦ Epaisseur : 0,85-1,12cm (Altman, 1962 ; Lyngset, 1968).

L'ovaire est fait, sous un revêtement de structure peu variable, d'un support conjonctif ou stroma contenant les autres constituants qui se répartissent en deux zones : l'une centrale ou médullaire et l'autre périphérique ou cortical (cortex) (Barone, 1978) (**figure2.2**).

1.1. Le revêtement de l'ovaire : il est fait d'un épithélium cubique simple superficiel. La densification du stroma à sa face interne constitue l'albuginée qui est mal délimitée en profondeur.

1.2. La zone centrale : appelée également la zone vasculaire ou medulla, elle s'ouvre au niveau du hile. La zone médullaire est formée du stroma conjonctif et de fibres musculaires lisses et est riche en artères et veines ovariens lui donnant un aspect spongieux. Ces dernières sont responsables de la vascularisation corticale. La medulla contient également des éléments nerveux (Barone, 1978).

1.3. La zone périphérique : de nature parenchymateuse, le cortex est fait d'une densification du stroma elle-même soutenue par des fibres réticulées et des cellules particulières, et d'un

système vasculaire de type capillaire. La grande élasticité du stroma permet l'évolution périodique des organites ovariens (follicule ovarien et corps jaune) (Cross et Mercer, 1993).

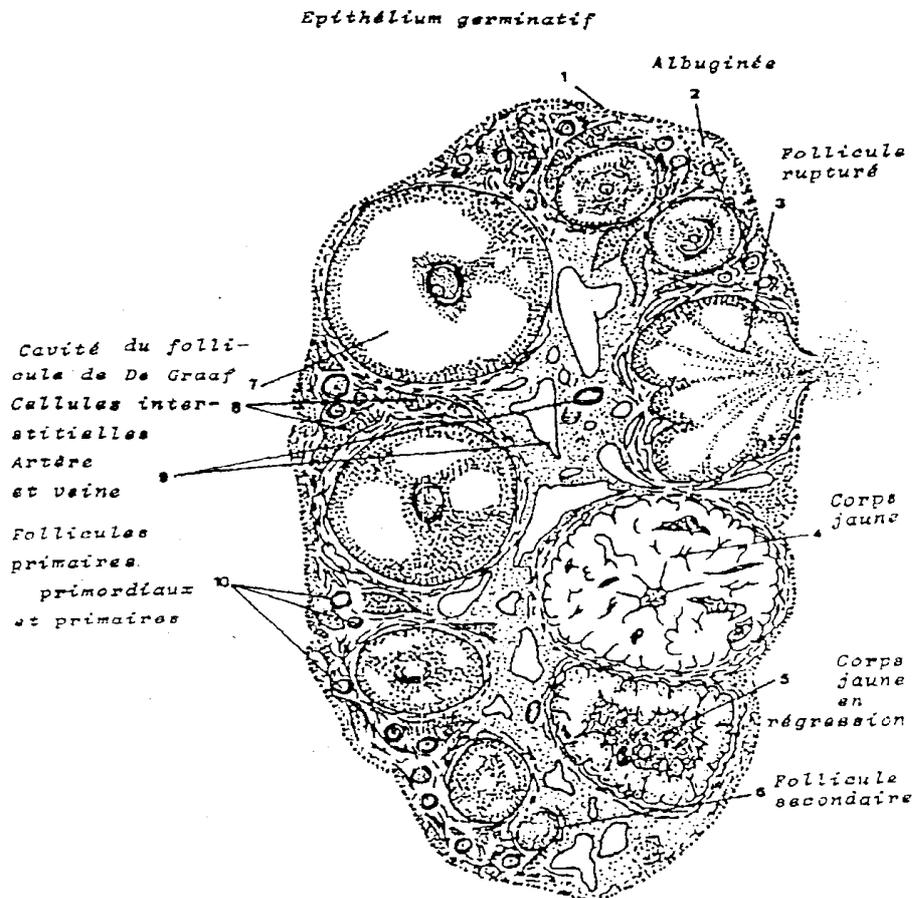


Figure 2. 2 : Structure de l'ovaire (Drion et al, 1993).

2. Vascularisation et innervation ovarienne :

2.1. L'artère: un vaisseau né à la partie caudale de l'aorte abdominale est responsable de l'irrigation sanguine de l'ovaire : c'est l'artère ovarienne. Elle se porte dans le bord crânial du ligament large et se divise, avant sa pénétration dans l'ovaire, en branches flexueuses. Ces dernières se mêlent avec celles du plexus veineux (Barone, 1978).

2.2. La veine: la veine ovarienne naît d'un réseau à larges mailles formé par l'ensemble des veines de l'ovaire qui drainent la zone parenchymateuse vers la zone vasculaire. Elle est volumineuse, peu flexueuse et gagne le bord crânial du mésovarium (Barone, 1978).

2.3. Les lymphatiques : les vaisseaux lymphatiques sont particulièrement abondants autour des follicules mûrs. Ils se collectent, se mêlent au plexus veineux et aboutissent au-delà du hile aux nœuds lymphatiques.

2.4. Les nerfs : l'ovaire est soumis à une innervation sympathique et parasympathique. Le plexus ovarique est constitué de nombreux grêles faisceaux anastomosés (Barone, 1978).

3. Histophysiologie de l'ovaire :

Chez la femelle, l'ovaire a une double fonction ; la première exocrine assurant la maturation et l'émission cyclique du gamète femelle ou ovocyte, et la deuxième endocrine permettant l'imprégnation hormonale de l'appareil reproducteur, état indispensable à la fécondation de l'ovocyte et à l'implantation du zygote.

3.1. La fonction exocrine : la production d'un ovule ou ovogenèse se déroule à l'intérieur d'un amas cellulaire appelé follicule. Cependant, l'évolution de ce dernier ou folliculogenèse aboutit à sa phase terminale à l'expulsion d'un ovule ; on parle alors de l'ovulation. Le follicule ayant ovulé forme un massif cellulaire appelé le corps jaune.

L'ovogenèse et la folliculogenèse se déroulent de manière simultanée. Contrairement au mâle, la femelle produit, lors de l'oogenèse pendant la vie embryonnaire, un nombre définitif d'ovule dont ce stock n'est pas renouvelable (Baril et al, 1993).

3.1.1. L'ovogenèse : c'est l'ensemble des processus de multiplication et de différenciation cellulaire qui, à partir d'une cellule initiale ou gonocyte, aboutissent à la production d'un ovule apte à être fécondé par un spermatozoïde (Maillet, 1974).

Elle se déroule en trois phases (**figure 2.3**) :

➤ Phase de multiplication : au début du stade de la gonade différenciée, les gonocytes se transforment en ovogonies. Ces dernières entrent en méiose de manière spontanée ou sous l'influence vraisemblable d'un facteur mésonéphrotique appelé MIS (Meiosis Inducing Substance) (Westergaard et al, 1985).

Les ovocytes du premier ordre qui résultent restent bloquer au stade de la prophase sous l'influence d'un autre facteur provenant des cellules granuleuses nommé OMI (Oocyte Maturation Inhibitor) (Sirard et al, 1985).

➤ Phase de croissance : durant cette phase, l'ovocyte bloqué en prophase commence à s'accroître en taille.

➤ Phase de maturation : cette phase débute à partir de la puberté. Chez la plupart des mammifères, la maturation ovocytaire consiste en l'achèvement de la première division de la méiose (division réductionnelle) qui aboutit à l'expulsion de l'ovocyte du deuxième ordre et le premier globule polaire (cellules à n chr). L'ovocyte du deuxième ordre entame immédiatement la deuxième division de la méiose (division équationnelle) tout en restant bloqué au stade de la métaphase (Vaissaire, 1977).

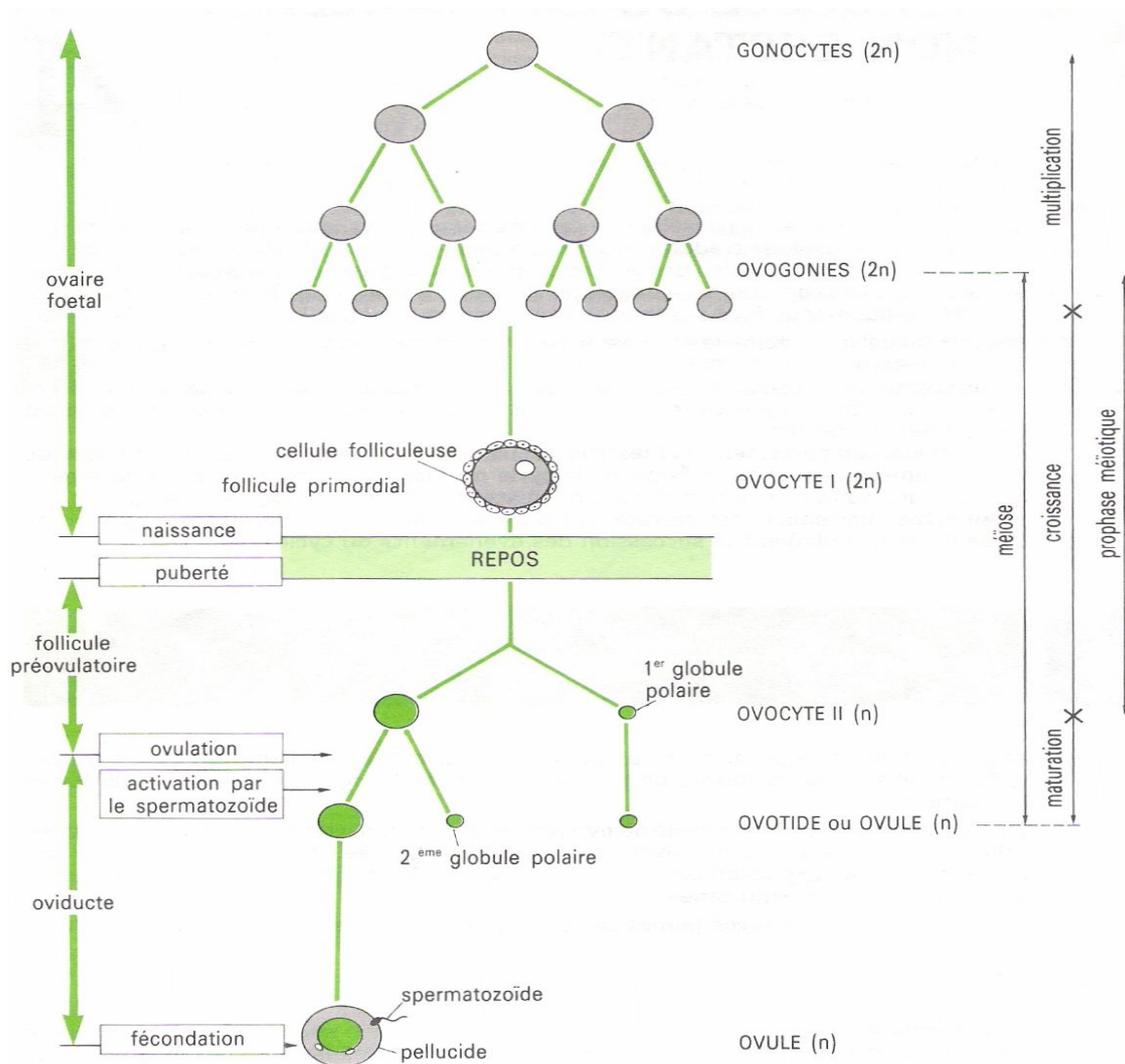


Figure 2.3 : Les différentes étapes de l'ovogenèse (Bonnes et al, 198).

3.1.2. La folliculogenèse : la folliculogenèse est l'ensemble des différentes étapes du développement folliculaire aboutissant, soit à sa déhiscence au moment de l'ovulation, soit à son involution (Driancourt et al, 2001). Elle évolue par vagues au nombre de 4, à 3 à 4j d'intervalle au cours d'un cycle oestral de 23j (Zarrouk et al, 2001) (**figure 2.4**).

L'ovocyte du premier ordre s'entoure d'une membrane basale et de quelques cellules folliculaires constituant ainsi un « *follicule primordial* ». Ce dernier devient *primaire* lorsque l'ovocyte s'entoure d'une couche complète de cellules cuboïdales.

La prolifération des cellules folliculaires et leur organisation en couches entraînent la formation d'un « *follicule secondaire* » dans lequel, l'ovocyte occupe toujours une position centrale. A ce moment, la membrane basale se transforme en membrane dite de Slavjanski. Une nouvelle couche de cellules apparaît à la surface du follicule, ce sont les cellules de la thèque. L'apparition progressive d'espaces liquidiens entre les cellules folliculaires et leur confluence donne naissance à l'antrum et le follicule se qualifie alors en « *tertiaire* ».

Les étapes citées ci-dessus se déroulent indépendamment des hormones gonadotropes et cette évolution est dite « *croissance folliculaire basale* ».

Un grand nombre de follicule à antrum (diamètre de 0,2mm chez la brebis (Dufour et al, 1979)) entre en croissance : c'est le recrutement. Ce dernier dépend de la présence d'hormones gonadotropes, on parle alors de la « *croissance folliculaire terminale* ».

Parmi les follicules recrutés, un nombre identique au futur taux d'ovulation, poursuit sa croissance tandis que les autres arrêtent leur développement et deviennent atrétique : c'est la sélection. La poursuite de la croissance des follicules sélectionnés constitue la dominance (Baril et al, 1993).

L'accroissement, en nombre des cellules folliculaires et en volume de la cavité antrale, entraîne la formation d'un follicule mûr encore nommé follicule de DEGRAAF (Drion et al, 2003).

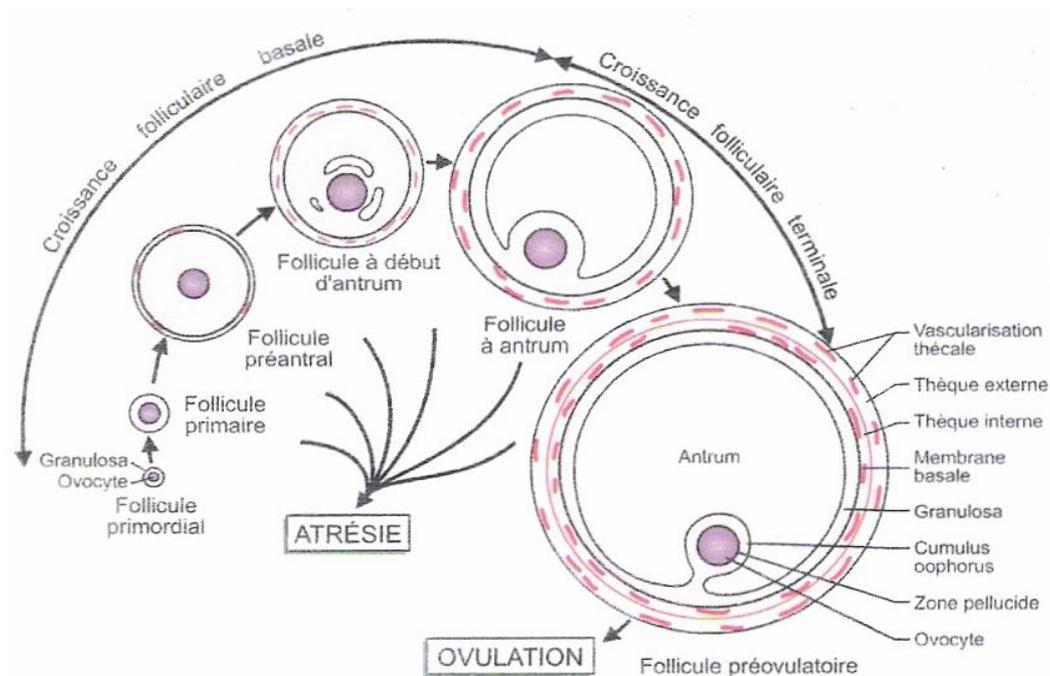


Figure 2.4 : Les principales étapes de la croissance folliculaire (Monniaux et al, 1999).

3.1.3. L'atrésie folliculaire : l'atrésie ou involution folliculaire est le devenir de la majorité des follicules ovariens des mammifères, car 99% de ceux entrant en croissance dégèrent (Monniaux et al, 1999). Elle se produit à n'importe quel moment de la folliculogenèse et est contrôlée par une mort cellulaire programmée appelée **apoptose** (Drion et al, 2003).

L'atrésie folliculaire se caractérise particulièrement par la mise en évidence de pycnose dans les cellules de la granulosa ou par la présence d'un processus dégénératif au niveau ovocytaire (Kruip, Dieleman, 1982 ; Hirshfield, 1989 ; Cataldo, Guidice, 1992).

3.1.4. L'ovulation : c'est la libération d'un ou de plusieurs ovocytes aptes à être fécondés par le ou les spermatozoïdes, suite à la rupture d'un ou de plusieurs follicules arrivant au terme de leur maturation (Vaissaire, 1977). Chez la chèvre, l'ovulation est spontanée et a lieu 30 à 36h après le début des chaleurs (Cartier, 1983).

Après le pic de la LH (décharge ovulante), la synthèse d'hormones protéolytiques augmente, il se produit alors :

- ♦ Une dissociation des cellules du cumulus oophorus de celle de la granulosa ;

- ♦ La rupture des différentes couches de la thèque ;
- ♦ L'altération de la membrane basale séparant la granulosa de la thèque.

En outre, l'épithélium ovarien se desquame, il apparaît donc, une zone avasculaire appelée *stigma* au niveau de laquelle se produira la déhiscence folliculaire (Bonnes et al, 1988).

3.1.5. Le corps jaune : c'est un organite ovarien transitoire destiné, en effet, à dégénérer plus ou moins rapidement selon qu'il y ait ou non fécondation et gestation. Il est constitué de petites et grandes cellules qui proviennent respectivement d'une transformation morphologique et fonctionnelle des cellules de la thèque et de la granulosa du follicule ayant ovulé (Auletta, Flint, 1988 ; Niswender et al, 2000).

L'évolution morphologique et fonctionnelle du corps jaune passe par trois étapes successives:

➤ **La lutéogenèse** : est la période nécessaire à l'installation du corps jaune. Une hémorragie vient combler le follicule ovulant et les cellules de la thèque et de la granulosa se mêlent. Ces cellules subissent une lutéinisation et seront en contact direct avec des vaisseaux sanguins néoformés (Vaissaire, 1977).

➤ **La lutéotrophie** : est la période pendant laquelle le corps jaune maintient son aptitude fonctionnelle. Pendant cette phase, les petites cellules, très sensibles aux pulses de la LH, sécrètent des petites quantités de progestérone, tandis que, les grande cellules, indirectement sensibles aux pulses de la LH, en sécrètent de grandes quantités (Baril et al, 1993). Chez la chèvre, cette période s'étale du 9^e au 12^e jour du cycle (Vaissaire, 1977).

➤ **La lutéolyse** : lors d'un cycle non fertile, le corps jaune régresse sous l'effet de différents facteurs lutéolytiques. Il devient une masse fibreuse ou fibrohyaline dite *corps blanc* ou *corpus albicans* (Barone, 1978). La lutéolyse n'est pas attribuée à une diminution de facteurs lutéotropes (LH et PRL), car des injections pulsatiles de LH ne l'empêchent pas (Leymarie et Martal, 2001). Cependant, les prostaglandines utérines, notamment la PGF2 α , provoquent la lutéolyse. Ils empêchent l'utilisation des gonadotropines par le corps jaune en créant une vasoconstriction ovarienne (Vaissaire, 1977).

S'il y a gestation, le corps jaune se maintient et évolue en corps jaune gestatif (Bonnes et al, 1988). Cela est dû à une intervention, d'une part, de l'embryon qui inhibe la sécrétion de la $PGF2\alpha$ bloquant ainsi la lutéolyse, et d'autre part, le maintien de l'action lutéotrope des hormones hypophysaires (LH et PRL) (Leymarie et Martal, 2001).

3.2. La fonction endocrine : en plus de son activité exocrine gamétogène, l'ovaire assure, sous le contrôle d'hormones gonadotropes, la sécrétion d'hormones essentiellement stéroïdes. L'apparition et l'évolution de l'activité stéroïdogène dans les follicules ovariens sont imputées à l'acquisition, par les cellules de la granulosa et de la thèque interne, de récepteurs spécifiques aux hormones gonadotropes (Dupoy, 1993). Ces cellules diffèrent par leur équipement enzymatique.

Selon Hall (1986) et Miller (1988), les cellules de la granulosa sont dépourvues de l'enzyme P450C17 ; de ce fait, elles ne peuvent donc synthétiser les androgènes (A et T), précurseurs des estrogènes (E1 et E2). Alors pour se faire, elles importent les androgènes à partir des cellules thécales qui peuvent convertir le cholestérol en progestérone et en testostérone.

Les cellules de la thèque ont des récepteurs de la LH stimulant la conversion du cholestérol en prégnénolone, tandis que celles de la granulosa ont des récepteurs de la FSH contrôlant ainsi l'aromatisation des androgènes en estrogènes.

Dans la granulosa du follicule préovulatoire, la FSH induit les récepteurs de la LH qui stimule la sécrétion de la progestérone (Robel, 2001) (**figure 2.5**).

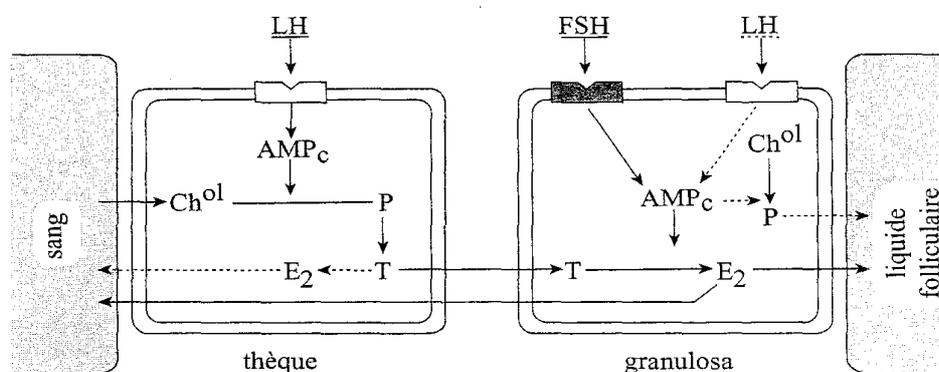


Figure 2.5 : La stéroïdogénèse chez la femelle (Robel, 2001).

D'autre part, la stéroïdogénèse ovarienne est régulée par l'intervention d'autres facteurs ovariens de natures différentes: *l'inhibine, l'activine, la follistatine et les facteurs de croissance* (TGFa ET-b, IGF-1 et EGF) (Drion et al, 1993).

II. Les voies génitales de la femelle :

On regroupe sous la dénomination de tractus génital femelle un ensemble d'organes qui interviennent à des titres différents dans la physiologie de la reproduction. L'organisation générale du tractus génital femelle n'est pas comparable à celle du tractus mâle : en particulier, la notion des voies excrétrices de l'élaboration exocrine de l'ovaire n'aurait guère de signification ; quant aux glandes, elles font partie intégrante de la paroi des organes du tractus femelle (**figure 2.6**).

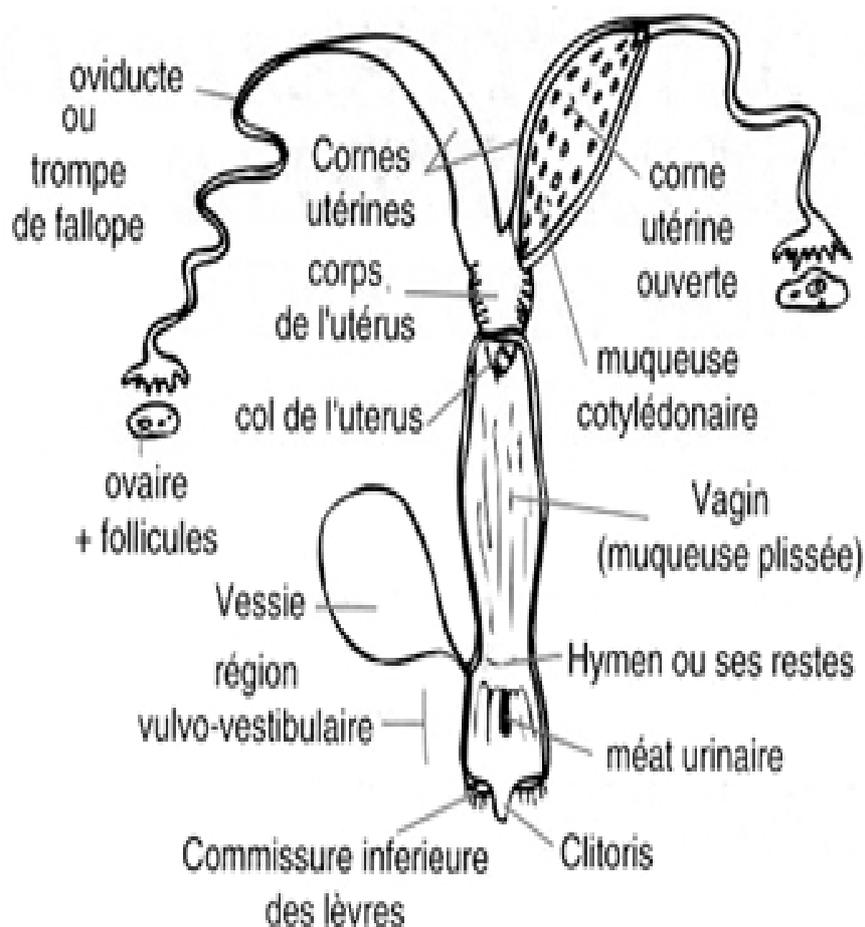


Figure 2.6 : Les voies génitales de la femelle (Boukhlik, 2002).

1. Anatomie et structure :

1.1. Oviductes ou trompes utérines : c'est la partie initiale des voies génitales de la femelle. Le salpinx ou trompe de fallope est un conduit flexueux, pair et étroit. Chez la chèvre, sa longueur est de 12 à 16cm et son diamètre extérieur est, au niveau de l'ampoule, de 2 à 3cm et de 0,5 à 1cm au niveau de l'isthme (Barone, 1978).

Chaque oviducte se compose des segments suivants :

1.1.1. Le pavillon ou infundibulum : il s'ouvre dans la bourse ovarique. Il peut s'appliquer sur le bord libre de l'ovaire pour recueillir le ou les gamètes émis par l'ovaire au moment de l'ovulation (Bonnes et al, 1988). Chez les petits ruminants, il est relativement plus large et moins long.

1.1.2. L'ampoule : c'est la partie la plus dilatée de la trompe, elle fait suite à l'infundibulum. Chez la chèvre, l'ampoule présente des flexuosités amples et irrégulières. Elle est le siège de la fécondation (Barone, 1978).

1.1.3. L'isthme : il fait suite à l'ampoule sans démarcation nette. Il présente une cavité étroite, et sa terminaison, peu distincte, se raccorde à la corne utérine de manière progressive (Barone, 1978).

La paroi de l'oviducte est constituée par la superposition de couches tissulaires, on distingue de la périphérie à la lumière :

- Une séreuse épaisse qui contient les vaisseaux et les nerfs.
- Une musculuse faite de deux couches de cellules musculaires lisses. Chez les ruminants, la couche externe est longitudinale et la couche interne est circulaire.
- Une muqueuse plissée formée par un épithélium cylindrique simple. Celui-ci comprend des cellules ciliées et des cellules sécrétrices non ciliées, reposant sur un tissu conjonctif aglandulaire richement vascularisé (Vaissaire, 1977).

1.2. Utérus : c'est l'organe de la gestation. L'utérus est un organe creux de couleur jaune rosée parfois rougeâtre. Son poids, sa consistance et ses dimensions varient en fonction de l'état physiologique de la femelle.

La chèvre a un utérus bipartitus, il est fait de deux longues cornes qui s'unissent caudalement en une courte partie appelée corps. Celui-ci communique avec le vagin par le col.

1.2.1. Les cornes utérines : elles font suite aux oviductes et mesurent 10 à 12cm de longueur (Bressou, 1978 ; Soltner, 1993). Les cornes utérines sont spiralées, longuement accolées par leur base et ne présentent qu'un seul ligament intercornual.

1.2.2. Le corps utérin : c'est un court cylindre, il mesure, chez la chèvre, 2 à 3cm de longueur (Barone, 1978).

1.2.3. Le col utérin ou cervix: il est constitué par un fort épaissement de la paroi du conduit génital. Le col s'interpose entre les cavités utérine et vaginale. Celles-ci communiquent entre elles par un étroit canal cervical (Vaissaire 1977).

Remarque : chez la chèvre, le col est très difficilement franchissable au court de l'oestrus. Donc, les inséminations cervicales sont rares, alors, on se limite à déposer la semence à l'entrée du col. De plus, il est préférable d'effectuer une insémination artificielle à l'entrée du col plutôt que d'endommager le cervix qui est très délicat, car de petites hémorragies peuvent être néfastes pour la survie des spermatozoïdes (Marquis, 1990).

Comme tous les organes creux, l'utérus comporte de la périphérie à la lumière :

- Une séreuse de nature fibreuse enveloppant l'utérus, en continuité avec le ligament large. Elle tient l'utérus suspendu dans la cavité abdominale.

- Une musculuse ou myomètre, faite de deux couches musculaires. La couche superficielle est formée par des fibres musculaires lisses longitudinales, tandis que la couche profonde est constituée de fibres musculaires circulaires qui se renforce au niveau du col.

Entre ces deux couches existe une couche moyenne vasculaire constituée par un important plexus vasculaire mêlé à des faisceaux de fibres élastiques (Vaissaire, 1977).

Chez les ruminants, la face interne de l'utérus se caractérise par des formations particulières nommées *les cotylédons*. Chez la chèvre, ces dernières sont polymorphes : les gros sont plats et les petits ressemblent à ceux de la brebis qui sont creusés en leur centre.

La liaison entre les cotylédons et les enveloppes embryonnaires forme le placenta assurant ainsi les échanges entre le fœtus et sa mère (Thibault et al, 1998).

1.3. Le vagin : c'est un conduit cylindroïde qui s'étend du col de l'utérus à la vulve, il constitue avec elle l'organe d'accouplement de la femelle permettant ainsi le passage du fœtus à l'occasion de la parturition (Drion et al, 1993).

La paroi vaginale comporte :

- Une adventice faite d'un tissu conjonctif dense pourvu de fibres élastiques.
- Une musculature constituée essentiellement de fibres musculaires lisses circulaires et longitudinales, et des fibres élastiques
- Une muqueuse comprenant un épithélium pavimenteux stratifié kératinisé et un chorion de tissu conjonctif dépourvu de glandes (Vaissaire, 1977).

1.4. La vulve : est le sinus urogénital de la femelle, sa morphologie permet de voir le vestibule vaginal ou cavité vulvaire et l'ouverture vulvaire dont les lèvres et le clitoris représentent les organes génitaux externes.

L'épithélium de la cavité vulvaire est pavimenteux stratifié, reposant sur un chorion riche en glandes et en muscles constricteurs (Vaissaire, 1977).

2. Histophysiologie des voies génitales :

2.1. Oviducte : la structure de l'oviducte lui permet d'assurer les fonctions suivantes :

En premier lieu, l'infundibulum, suite à la turgescence de l'organe au moment de l'oestrus, tend à coiffer l'ovaire et recueillir l'ovule libéré. Les battements des cils des cellules ciliées engendrent un courant de sérosité qui achemine l'ovule vers l'ampoule, endroit de la fécondation. L'ascension des spermatozoïdes jusqu'à l'ampoule est assurée, d'une part, par la mobilité propre des spermatozoïdes, et d'autre part, par la contraction de la musculature de l'oviducte.

S'il y a fécondation, le zygote en segmentation aura une vie tubaire de 4 à 5j durant lesquels sa nutrition serait assurée par les élaborations des cellules sécrétrices (Barone, 1978).

2.2. L'utérus : au niveau de l'utérus, l'endomètre joue un rôle majeur dans le phénomène de l'implantation et de la constitution du placenta.

La contraction du myomètre, sous dépendance hormonale, intervient au moment de la parturition (Vaissaire, 1977).

Lors de l'ascension spermatique, les spermatozoïdes traversent le mucus sécrété par les glandes utérines : c'est la capacitation. Chez les ruminants, cette dernière n'a lieu que dans l'utérus et les trompes. Elle débute au niveau du col par élimination du plasma séminal, puis trois autres mécanismes se mettent en jeu :

- ↻ L'enlèvement des protéines liées à la membrane plasmique du spermatozoïde par les glycosaminoglycane des voies génitales femelle.
- ↻ L'enlèvement du cholestérol libre par l'albumine et la lipoprotéine HDL présentes dans les sécrétions génitales.
- ↻ Le remaniement de chaînes oligosaccharidiques de protéines intramembranaires par des enzymes présentes dans le milieu génital (Thibault, 2001).

III. La glande mammaire :

Les mamelles constituent la plus remarquable caractéristique des mammifères. Ce sont des glandes exocrines, sous cutanés, spécialisées dans la sécrétion lactée en vue d'allaiter les nouveaux nés (Vaissaire, 1977).

Au jeune âge, les mamelles sont ébauchées. Elles se développent à la puberté et atteignent leur croissance maximale en fin de gestation et leur activité sécrétrice débute après la mise bas (Bouricha, 2003).

Les mamelles de la chèvre sont volumineuses, piriformes et pendantes dans la région inguinale. Elles se terminent par deux trayons indépendants ou cartiers (Vaissaire, 1977).

La glande mammaire se constitue par l'assemblage de trois tissus :

- ↻ Un tissu conjonctif.

⇒ Un tissu sécrétoire qui constitue la glande mammaire proprement dite. Il est fait d'alvéoles, endroit de la synthèse lactée, et de canaux évacuant le lait produit.

⇒ Un tissu adipeux essentiellement sous-cutané (**figure 2.7**).

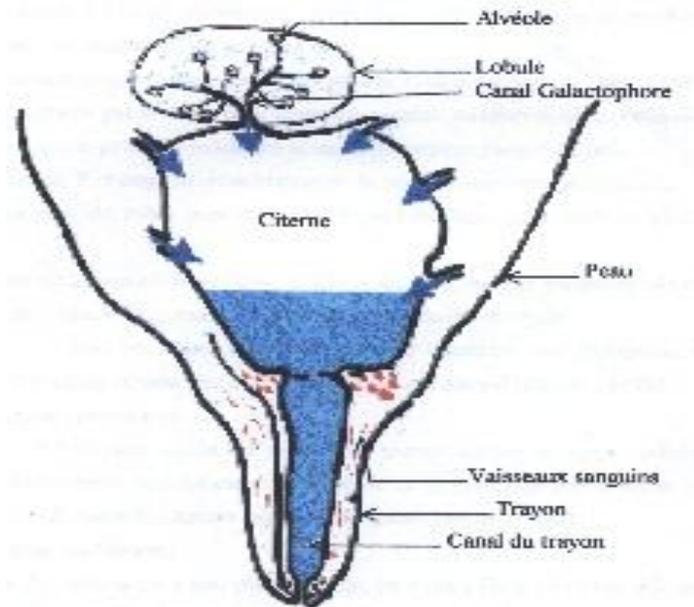


Figure 2.7 : Coupe sagittale de la mamelle d'une chèvre (Broqua et al, 1998).

IV. Le cycle sexuel de la femelle :

A partir de la puberté, l'appareil génital femelle présente, au cours et pendant toute la période d'activité sexuelle, des modifications structurales se produisant toujours de la même façon et revenant à intervalle périodique suivant un rythme bien défini. Ces modifications sont connues sous le nom de "cycle sexuel". Elles ne sont interrompues que par la gestation (Dérivaux, 1971).

Selon Drion et al, (1993), la chèvre est une espèce saisonnière polyoestrienne chez qui, les cycles n'apparaissent qu'à une période déterminée de l'année, à moins qu'il n'y ait interruption dès le premier cycle par suite d'une fécondation.

Chez la chèvre, la durée moyenne du cycle est de 21j ; cependant, il existe dans l'espèce caprine une fréquence importante de cycles de durée anormale. Seulement 77% des chèvres alpines présentent une durée considérée comme normale (de 17 à 25j), 14% d'entre

elles ont une durée courte (< 17j), et les 9% restantes ont une durée longue (> 25j) (Baril et al, 1993).

Durée des cycles en jours	162 cycles ; Alpine et Toggenbourg	114 cycles ; Barbrrie	134 cycles ; Créole guadeloupéenne	63 cycles ; Alpine en Guadeloupe
1-4	10,5	-	3,0	6,3
5-10	16,0	28,1	14,2	4,8
11-16	8,0	2,6	6,7	3,2
17-22	42,6	57,0	47,0	77,7
23-28	8,6	6,1	13,4	3,2
29-34	0,6	2,6	6,0	-
35-47	6,2	3,5	4,5	3,2
43-100	7,4	-	5,2	1,6

Tableau 2.1 : La fréquence des cycles sexuelles en fonction de leur durée (Marquis, 1990).

En fonction de l'évolution ovarienne, le cycle sexuel peut également être divisé en deux phases :

- a) La phase folliculaire : chez la chèvre, elle dure 2 à 3j et correspond à la période recrutement – sélection – dominance de la croissance folliculaire terminale jusqu'à l'ovulation,
- b) La phase lutéale : d'une moyenne de 16j (15 à 17j). elle s'étend de l'ovulation jusqu'à la fin de la lutéolyse (Zarrouk et al, 2001 ; Driancourt, Levasseur, 2001).

Habituellement, un cycle sexuel est divisé en quatre phases :

- a) Le pro-oestrus : période préparatoire au chaleur,
- b) L'oestrus : période d'acceptation du mâle,
- c) Le metoestrus : installation du corps jaune et d'un état prégravidique de l'utérus,
- d) Le dioestrus : phase d'activité du corps jaune (Drion et al, 1993).

L'oestrus, seule période visible du cycle, dure 24 à 48h. Cette variation est sous l'influence de différents facteurs, entre autres, la race, l'âge, la saison et la présence des mâles. Comparée avec les autres races de chèvres domestiques, la race Angora a un oestrus court de 24h (Zarrouk et al, 2001).

La chèvre exprime d'avantage son comportement oestral que la brebis. En chaleur, elle est agitée exerçant une stimulation du partenaire ; en premier lieu, elle refuse l'approche du mâle, tandis que ses approches envers lui se poursuivent accompagnées de frétillement de la queue, de bêlement et souvent d'émission d'urine. Cette attitude stimule encore le bouc, et la femelle finit par lui accepter en s'immobilisant lors du chevauchement. La chèvre peut exhiber un comportement d'homosexualité, elle chevauche les autres femelles en oestrus (Fabre-nys, 2000).

1. Profil hormonal du cycle sexuel :

Contrairement au mâle, le comportement sexuel de la femelle est spécifiquement hormono-dépendant ; la sécrétion et l'action des hormones sont nécessaires pour le déclenchement et l'expression de l'oestrus.

Pendant la phase lutéale, la progestérone exerce un retrocontôle négatif dans la régulation de la LH. Celle-ci se trouve alors sécréter en pulse de faibles amplitudes (Chemineau P et al, 1988). Vers le 16^{ème}-17^{ème} j du cycle, les prostaglandines utérines PGF2 α provoque la lutéolyse, alors, il se produit une chute de la progestérone qui sera à l'origine d'une augmentation de la fréquence et de l'amplitude des décharges de LH (Horton et Polyser, 1976 ; Mori et Kano, 1984 ; McGracken et al, 1999).

Les hormones gonadotropes, principalement FSH, assurent la croissance des follicules dont le diamètre est supérieur à 1mm (Akusu et al, 1986). Ils commencent à sécréter des quantités croissantes de l'oestradiol 17 β (Mori et Kano, 1984). Ce dernier s'élève dans la circulation sanguine exerçant, également par rétrocontrôle positif, une décharge hypophysaire massive de LH : c'est le pic préovulatoire (Dial et al, 1985). Il est à signaler que la FSH est également libérée massivement en même temps que la LH et pour la même durée.

Cette décharge préovulatoire de gonadotropines est à l'origine d'une lutéinisation du follicule et d'un arrêt de la sécrétion d'oestradiol, conduisant à l'ovulation qui se produit alors 20h après le pic préovulatoire de LH (Zarrouk et al, 2001).

Cependant, le follicule se transforme en corps jaune, celui-ci sécrète la progestérone en partie sous l'influence de la pulsativité élevée de la LH jusqu'au jour 7 du cycle

(Sutherland et Lindsay, 1991). C'est le milieu de la phase lutéale et un nouveau cycle recommence.

Remarque : en plus de son rôle dans la satiété, l'équilibre énergétique et la thermorégulation, la **leptine**, hormone sécrétée par le tissu adipeux, occupe une place importante dans le développement et la régulation de la reproduction en agissant sur l'axe hypothalamo-hypophysio-gonadique. La leptine règle la sécrétion hypothalamique pulsatile de la LHRH (Luteinizing Hormone Releasing Hormone). Elle module la sécrétion des gonadotropines hypophysaires, agit directement sur les gonades et contribue, chez la femelle, au contrôle de l'ovulation (Bruneau et al, 1999).

2. La gestation :

Après la fécondation, l'établissement et le maintien d'une gestation sont rendus possibles grâce aux interactions entre le fœtus, l'utérus et le corps jaune ovarien qui préviennent la régression structurale et fonctionnelle du corps jaune (Zarrouk et al, 2001).

Chez la chèvre, la demi vie du corps jaune est étendue grâce à un facteur sécrété par le trophoblaste du 14^{ème} au 17^{ème} j de gestation. Ce facteur inhibe la sécrétion pulsatile de la PGF2 α (Bazer et al, 1997).

Selon Bonnes et al. (1988), le placenta de la chèvre est conjunctivo-chorial de type cotylédonnaire. Une constatation faite chez elle est que le placenta ne sécrète pas la progestérone car l'ovariectomie bilatérale faite à n'importe quel moment de la gestation, provoque un avortement (Zarrouk et al, 2001).

La durée de la gestation de la chèvre va de 144 à 152j, elle est liée d'avantage au poids qu'à la taille de la portée (Baril et al, 1993).

2.1. Profil hormonal de la gestation :

La progestérone est essentielle au maintien de la gestation en contrôlant les contractions utérines. Elle intervient également dans le processus de l'implantation. La progestérone possède une activité immunosuppressive empêchant en partie le rejet du fœtus (Gérard, 2001).

Le placenta sécrète les oestrogènes surtout pendant les deux derniers tiers de la gestation. Il sécrète également une hormone qui appartient à la famille de la prolactine : c'est l'hormone lactogène placentaire.

Les protéines associées à la gestation sont d'origine placentaire, utilisées chez les ruminants comme marqueurs sériques de la gestation. Leur dosage permet d'éviter les faux positifs suite à un diagnostic de non gestation par la progestérone. Ce test est très fiable pour repérer les chèvres en pseudogestation (Thibault, Levasseur, 2001). Chez la chèvre, les PAG sont détectables dès le 24^{ème} j de gestation, leur taux augment à partir de la troisième semaine et diminue à partir de la 9^{ème} semaine de gestation (Zarrouk et al, 2001).

V. La maîtrise artificielle du cycle sexuel :

Les caprins des pays tempérés manifestent d'importantes variations saisonnières de leur activité sexuelle sous l'effet de différents facteurs, essentiellement la photopériode. Cependant, il existe une activité sexuelle maximale s'étendant, généralement, d'août à janvier, et une période d'activité sexuelle minimale de février à juillet (Hanzen, 2004).

Au contraire, les races tropicales et subtropicales peuvent se reproduire pendant toute l'année ou mettre bas en des périodes précises, en relation avec des facteurs environnementaux autres que la photopériode (Lebœuf et al, 2003).

Chez la chèvre, les variations de l'activité sexuelle s'expriment par l'existence d'une période d'anoestrus dit saisonnier dont sa durée varie en fonction des races.

Le contrôle du cycle sexuel de la femelle a pour but la synchronisation des chaleurs en saison sexuelle, d'une part, et l'induction d'une activité sexuelle à contre saison, d'autre part.

Les méthodes classiques de la maîtrise de la reproduction se divisent en deux catégories : zootechniques et hormonales (Hanzen, 2004).

1. Méthodes zootechniques :

1.1. L'effet mâle : en dehors de la saison sexuelle, la simple introduction du bouc au sein d'un groupe de chèvre peut induire l'ovulation dans les 2 jours qui suivent (Baril et al, 1993). Cette

ovulation se succède d'un cycle, soit de durée normale, soit de courte durée. Près des deux tiers des chèvres manifestent un oestrus dès la première ovulation, et la seconde est toujours associée à un oestrus, même si le cycle ovulatoire est de courte durée (Chemineau et al, 2001).

L'effet bouc nécessite, préalablement, un isolement total des deux sexes pendant au moins 3 semaines « *ni vue, ni ouïe, ni odeur* ». Ses résultats dépendent de la profondeur de l'anoestrus, de la nature et de la qualité de la stimulation, de la race et de l'état physiologique des femelles (Monniaux, 2003).

Selon Baril et al. (1993), l'oestrus induit n'est pas suffisamment synchronisé pour réaliser une insémination artificielle à heure fixe, de ce fait, la détection des chaleurs doit être réalisée. Chez la chèvre Féral australienne, cette dernière a permis, après l'introduction des mâles, l'obtention d'une fertilité élevée (75%) suite à une IA avec de la semence fraîche (**figure 2.8**).

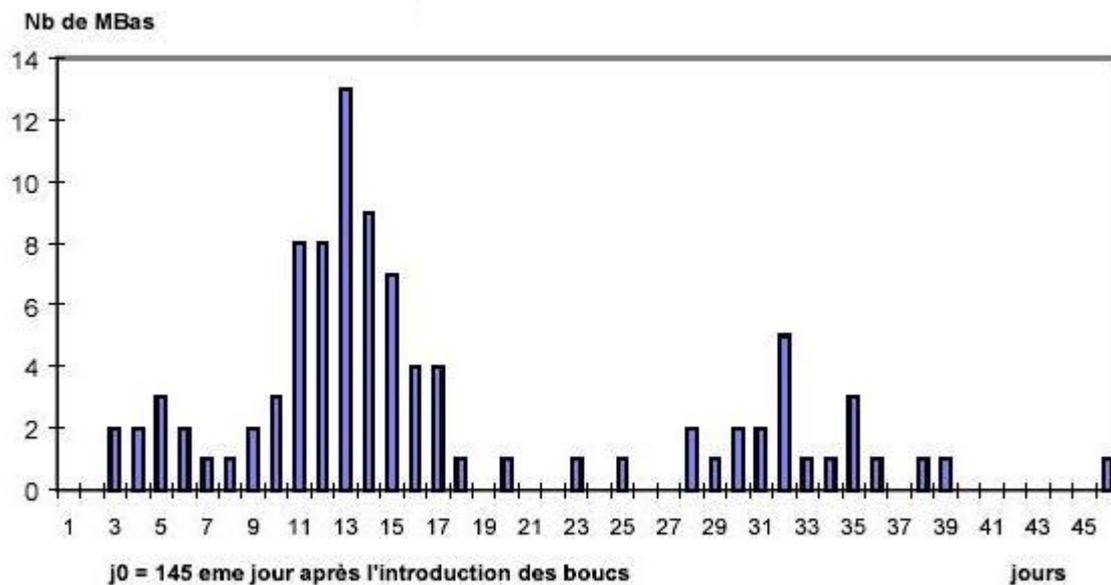


Figure 2.8 : Répartition temporelle des mises bas après effet bouc au printemps (Groupe Reproduction Caprine, 1997).

1.2. Le flushing : il s'agit d'une augmentation temporaire du niveau énergétique de la ration de façon à compenser une alimentation insuffisante ou un mauvais état corporel, car le poids vif a une influence déterminante sur le taux d'ovulation (Hanzen, 2004).

Bocquier et al, (1998), constate, sur un ensemble d'essais, qu'il existe une relation positive ($r = 0,27$, $n = 14$ lots) entre la fertilité et le poids moyen des chevrettes de race Alpine au moment de l'IA.

1.3. La photopériode : les caprins des races Saanen et Alpine présentent des variations saisonnières de leur activité sexuelle tant chez le mâle que chez la femelle. Ces dernières sont étroitement liées à la variation de la durée de la phase claire et de la phase sombre des jours, les jours courts (8h de lumière/j) stimulent, chez la femelle, l'activité ovulatoire et, chez le mâle, la production spermatique, tandis que les jours longs les inhibent (Chemineau et al, 1998).

Cependant, aucune photopériode constante (longue ou courte) ne permet le maintien d'un état d'anoestrus ou d'activité sexuelle permanente. Seule, l'alternance entre jours longs et jours courts permet le contrôle de l'activité sexuelle saisonnière en induisant l'activité ovarienne et testiculaire en contre saison (Hanzen, 2004).

Le traitement photopériodique a pour principe de faire croire aux animaux percevoir, en automne ou en hiver, un jour long, donc, il sera suffisant d'éclairer la phase photosensible pour que les animaux puissent lire le jour long. Chez les caprins, la phase photosensible se situe 16 à 18h après l'aube (Chemineau et al, 1996).

Remarque : la phase photosensible est le moment privilégié de la période nocturne dont l'éclairement provoque la lecture d'un jour long.

En pratique, il est conseillé de réaliser une aube fixe artificielle par un éclairage artificiel du bâtiment. Si l'éclairage naturel devient suffisant, celui-ci est stoppé puis redémarré de 22 à 00h, soit 16 à 18h après l'aube si elle est fixée à 6h00. L'éclairage est apporté par des tubes fluorescents ou des lampes halogènes qui fournissent 200lux au minimum au niveau des yeux des animaux (Chemineau et al, 1992b ; Brice, 2003).

Chez les caprins, il est nécessaire que le traitement JL soit poursuivi par un traitement JC. Ces derniers peuvent être naturels si le traitement JL s'achève avant la fin février ou la mi-mars, ou mimés par l'insertion d'implants sous cutanées de mélatonine (Chemineau et al, 1998).

Dans ce cas, l'usage des boucs en lutte naturelle, traités de la même façon que les chèvres, permet l'obtention d'une activité ovulatoire et d'un comportement oestral nécessaire à l'atteinte d'une fertilité et d'une prolificité voisines de celles observées en saison sexuelle normale.

Le traitement JL doit avoir une durée au moins égale à 2mois. La fertilité des chèvres Alpines est significativement différente entre celles soumises à seulement 1mois de JL (du 5/janvier au 6/février) et celles soumises à 2mois de JL (du 5/décembre au 6/février) : 48 vs 71% (Chemineau et al, 1996).

2. Méthodes hormonales :

De nombreuses hormones, utilisées seules ou associées, permettent de synchroniser et/ou d'induire l'ovulation à des moments bien précis après l'arrêt du traitement.

2.1. Les oestrogènes : les oestrogènes ont été utilisées en premier lieu pour induire l'apparition des chaleurs, mais les oestrus obtenus sont souvent inconstants et les ovulations aléatoires.

Ces substances sont abandonnées du fait de l'existence des effets secondaires suite à leur utilisation, tels que la formation des kystes ovariens et/ou l'apparition d'un comportement de nymphomanie (Marquis, 1990).

Chez les bovins, les oestrogènes s'utilisent en association avec les progestagènes, soit sous forme d'injection dans le cas d'implant sous cutané, soit sous forme de capsule insérée au dispositif intra-vaginal (Grimard et al, 2003).

2.2. Les gonadotropines : les gonadotropines jouent un rôle essentiel dans le contrôle des activités endocrines des gonades par le système nerveux central.

La PMSG peut être utilisée, elle provoque, indirectement, la croissance folliculaire et l'ovulation sans manifestations oestrales. Cependant, leur utilisation revêt un grand intérêt en association aux progestagènes.

Maurel et al. (1999), montrent que l'injection de 500 UI d'eCG induit la synthèse d'anticorps anti-eCG dès le premier traitement. En forte concentration, ces derniers sont corrélés avec une diminution de la fertilité après IA, due à un retard du moment d'apparition des chaleurs, du pic préovulatoire de LH, et par conséquent du moment de l'ovulation.

Ainsi le pourcentage des chèvres venant en oestrus traitées pour la deuxième fois au cours de l'année est plus faible qu'après le premier traitement (45 vs 71%) (Baril et al, 1992) (**figure 2.9**).

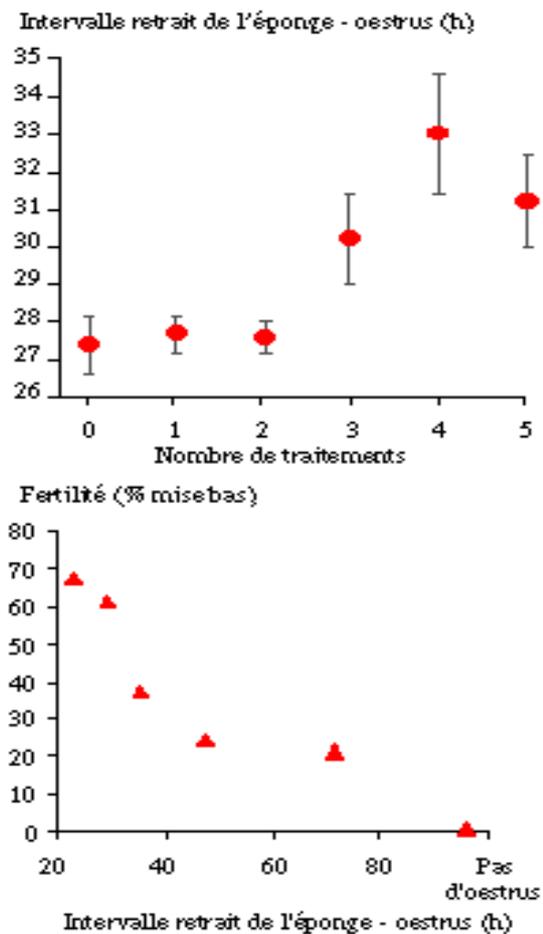


Figure 2.9 : Relations entre l'intervalle retrait de l'éponge -début de l'oestrus et le nombre de traitements reçus par les chèvres, et entre cet intervalle et la fertilité (d'après Baril et al 1993).

2.3. Les prostaglandines : l'effet lutéolytique est la clé de son utilisation, donc le contrôle de l'ovulation par les prostaglandines ne se fait qu'en période de reproduction.

L'injection d'une seule dose appropriée de PGF2 α (Corteel, Leboeuf, 1990) ou de l'un de ses analogues est efficace pour provoquer la lutéolyse, à condition qu'un corps jaune fonctionnel

soit présent, cependant, chez les petits ruminants, la lutéolyse n'est possible qu'entre le 5^e et le 14^e j du cycle. Actuellement la dose classique utilisée chez la chèvre est de 50mcg de cloprosténol (Brice et al, 1997).

Pour être sûr que toutes les femelles du groupe soient à un stade sensible du cycle, l'injection de deux doses de PG à 10 à 11j d'intervalle est recommandée (Holtz, 2005).

Les prostaglandines peuvent être utilisées en association avec les progestagènes et éventuellement la PMSG dans le but d'induire et/ou de synchroniser les chaleurs. L'administration des PG 48h avant la suspension du traitement progestatif améliore la fertilité de 5% (61 vs 56%) (Hanzen, 2004).

2.4. Les progestagènes : les progestagènes ont pour but le blocage du cycle oestral. Ils exercent un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire et diminuent les concentrations circulantes de FSH et de LH (Grimard et al, 2003). L'arrêt du traitement sera à l'origine d'une chute de la progestéronémie et d'une libération subséquente des gonadotropines hypophysaires de qui dépendra la maturation folliculaire (Leboeuf et al, 1998).

En premier lieu, la progestérone naturelle était injectée à la dose de 10mg/j ou 30 à 40mg tous les 4j pendant 19j, mais les résultats ainsi obtenus étaient fort aléatoire (Marquis , 1990).

Actuellement, des pessaires vaginaux contenant des progestagènes sont utilisés. Ce sont, soit des éponges imprégnées de FGA (Fluorogestone Acetate) ou de MAP (Medroxyprogetérone Acetate), soit des dispositifs en forme de Y enduits de silicone (CIDR : Controlled Internal Drug Release) imprégnés également de progestérone. Des implants sous cutanés, imprégnés d'un progestagène de synthèse à haut potentiel '*Norgestomet*', constitue une alternative aux pessaires vaginaux. Ils peuvent être insérés sous la peau de l'oreille ou au-dessous de la queue (East, Rowe, 1989 ; Freitas et al, 1997b). Les implants sous cutanés, conçus pour les bovins, peuvent être coupés en deux pour leur usage chez les caprins.

Ces traitement peuvent, également, être appliqués aux chevrettes à condition qu'elles doivent avoir un développement corporel suffisant (Corteel et al, 1993).

Les éponges vaginales contiennent 45mg de FGA pour les chèvres primipares ou multipares, et seulement 40mg pour les nullipares.

Initialement, le traitement progestatif s'étendait sur 18j, période assez longue pour q'un corps jaune subisse une régression chez toutes les femelles traitées (Corteel et al, 1988). L'administration prolongée des progestagènes était, chez la brebis, à l'origine d'une perturbation de la remontée des spermatozoïdes dans les voies génitales de la femelle (Quinlivan, Robinson, 1969).

Pour raccourcir la durée du traitement jusqu'à entre 5 et 12j, une dose de PG est injectée, soit au début, ou plus communément en fin ou 24 à 48h avant la fin du traitement progestatif (Holtz, 2005). Les PG synchronisent mieux les oestrus et les ovulations par la lutéolyse d'un corps jaune éventuellement présent à la fin du traitement progestatif (Leboeuf et al, 1998). Celui-ci s'accompagne d'une injection d'eCG, soit au moment du retrait des progestagène, soit 48h avant. La dose d'eCG dépend de la saison, la race, la parité, l'état corporel, la lactation, l'effet mâle et autres facteurs environnementaux (Bretzlaff, Romano, 2001).

Chez les caprins, comme chez les autres espèces d'animaux domestiques, le contrôle de la reproduction offre des avantages pour les exploitations agricoles, tels que :

- Le programme des mises bas à une période précise de l'année (alimentation et commercialisation),
- La limitation dans le temps des périodes de mise bas (groupes homogènes),
- La manipulation et le stockage du matériel génétique par l'utilisation de l'insémination artificielle et du transfère embryonnaire (Chemineau et al, 1996).

CHAPITRE 3 :

EXAMEN DE LA SEMENCE ET

INSEMINATION ARTIFICIELLE

Examen de la semence et insémination artificielle

L'application des biotechnologies de la reproduction permet l'accélération du progrès génétique (Nicholas, 1996 ; Vivanco-Mackie, 2001). Certaines de ces techniques accroissent la sélection différentielle (insémination artificielle et transfert embryonnaire), tandis que d'autres accélèrent le développement en diminuant l'intervalle de générations (Baldassare et Karatzas, 2004).

Les biotechnologies de la reproduction permettent, aux animaux à haut potentiel génétique, de produire plus de descendants que de ce qui est possible en reproduction naturelle. D'ailleurs, en combinaison avec la synchronisation hormonale des chaleurs et de l'ovulation, certaines de ces techniques permettent d'avoir, chez les espèces saisonnières telle que les caprins, des mises bas et des lactations en dehors des périodes d'activité sexuelle (Corteel et al, 1988 ; Chemineau et Cognié, 1991).

L'insémination artificielle est la biotechnologie de reproduction la plus largement utilisée dans le monde (Maxwell et Evans, 1987). Considérée comme l'un des outils de diffusion du matériel génétique performant, l'IA est appliquée principalement pour assurer l'amélioration génétique rapide et sûre des animaux domestiques (Baldassare et karatzas, 2004).

Elle consiste à déposer le sperme dans l'endroit le plus convenable des voies génitales femelle et au moment le plus opportun sans qu'il y ait un acte sexuel (Haskouri, 2001).

1. Historique de l'IA :

Les arabes utilisaient, au 14^{ème} siècle, l'IA chez la jument et ce grâce à ABOU BAKR ENNACIRI, mais c'est seulement à la fin du 18^{ème} siècle que les premières inséminations des mammifère ont été rapportées (Haskouri, 2001).

En 1719, le physiologiste italien Lauro Spallanzani injecta du sperme dans le vagin d'une chienne en chaleur, laquelle accoucha de 3 chiots 62j plus tard. Un siècle après, Albrecht, Millaiset et Repiquet reproduisirent la même méthode.

La mise au point, au début du 20^{ème} siècle, du vagin artificiel par Ivanov et ses collaborateurs, et en 1952 de la congélation du sperme par Poldge et Rowson, a permis à l'IA de prendre son réel essor (Yahimi, 2003).

2. Avantages et inconvénient de l'IA :

L'IA des caprins présente des avantages pour la conduite des troupeaux et a des conséquences génétiques au niveau des exploitations et à celui des organismes professionnels. Toutefois, cette technique présente en contre partie des contraintes pouvant limiter son utilisation.

2.1. Avantages de l'IA : ils peuvent être d'ordre génétique, économique et sanitaire.

2.1.1. Ordre génétique : l'éleveur bénéficie du principal intérêt de cette technique à savoir l'amélioration génétique par une exploitation rationnelle et intensive de la semence des meilleurs géniteurs (Haskouri, 2001).

Donc, l'IA permet une diffusion rapide dans le temps et dans l'espace du progrès génétique. Ceci facilite l'identification rapide de géniteurs de très hautes performances génétiques grâce au testage sur descendants.

En fonction de son type d'élevage et la production animale désirée, l'éleveur a la grande possibilité de choisir les caractéristiques du mâle (Benlekhal et al, 2000).

2.1.2. Ordre économique : sur le plan de la conduite du troupeau, l'IA permet d'accomplir les avantages des techniques de maîtrise de l'activité sexuelle de la femelle, en l'occurrence la synchronisation des chaleurs. Donc, elle permet la diminution du nombre des mâles à utiliser en reproduction et leur valorisation en production de viande (Baril et al, 1993).

L'IA peut être une substitution de la saillie naturelle dans le cas où les mâles sont indisponibles, c'est le cas de la reproduction à contre saison chez les espèces saisonnières, car en cette période, les mâles peuvent avoir un comportement sexuel et une production spermatique faibles. Cependant, les mâles des centres d'IA entraînés pour produire de la

semence ou soumis à des traitements photopériodiques procurent une semence de bonne qualité en contre saison. Ces manipulations peuvent être remplacées par l'utilisation de la semence produite et conservée durant la saison sexuelle (Baril et al, 1993).

Gordon, (1997), signale que chez les ovins l'IA permet d'éviter un faible taux de conception pouvant survenir suite à une subfertilité des béliers.

2.1.3. Ordre sanitaire : l'IA permet d'éviter la propagation des maladies contagieuses et/ou vénériennes grâce au non contact physique entre les deux partenaires. Les centres producteurs de semence exigent des normes sanitaires strictes pouvant réduire considérablement le risque de transmission des maladies par la voie mâle (Haskouri, 2001).

2.2. Inconvénients et limites de l'IA : à côté de ces nombreux avantages de cette technique de reproduction, il existe certaines contraintes qui les contrebalancent.

Il s'agit du faible nombre de géniteurs nécessaires à chaque génération et du changement de l'expression de certains caractères, notamment de reproduction.

L'utilisation d'un nombre restreint de reproducteurs peut être à l'origine :

- D'une diminution de la variabilité génétique,
- D'une diffusion possible de tares héréditaires ou de maladies non contrôlées,
- D'un accroissement du taux de consanguinité affectant les caractères naturels.

L'insémination artificielle est un itinéraire technique qui va du mâle à la femelle. Elle inclut essentiellement : la conduite d'élevage des mâles, la récolte du sperme, l'évaluation de la semence, le conditionnement et la conservation des doses d'IA et enfin la mise en place proprement dite de ces doses chez les femelles fécondables (Guillouet et al, 2000).

3. La conduite de l'élevage des mâles :

Un centre d'IA doit permettre la production de semence la plus élevée possible et dans les meilleures conditions. Pour cela, il doit renfermer un bâtiment d'élevage des mâles d'une seule espèce de préférence.

Les boucs doivent être logés dans des box individuels de 1,8m² en évitant les combats et les blessures dus au coups de cornes (de Montigny et Lequenne, 1975 ; Baril et al, 1993). Toutefois, pour des raisons économiques, les boucs peuvent être élevés en groupe. Appliquée en période prépubère, cette dernière pratique d'élevage est nuisible à leur futur comportement sexuel, en particulier ceux qui seront collectés au vagin artificiel. Elle est à l'origine d'une augmentation de la latence à l'éjaculation et essentiellement l'apparition d'un comportement homosexuel qui conduit à une inhibition des mâles en présence de femelles. Cependant, les boucs dominants sont les plus actifs à servir le vagin artificiel tandis que les boucs dominés en sont les moins efficaces.

Au contraire, l'élevage des boucs en groupes hétérosexuels a un effet favorable vis-à-vis la production spermatique (Orgueur et al, 1990).

Le bâtiment d'élevage doit être connecté à une salle conçue pour la récolte du sperme. Celle-ci donne également passage à un laboratoire où se réalise le traitement de la semence et son stockage en chambre froide (Baril et al, 1993) (**figure 3.1**).

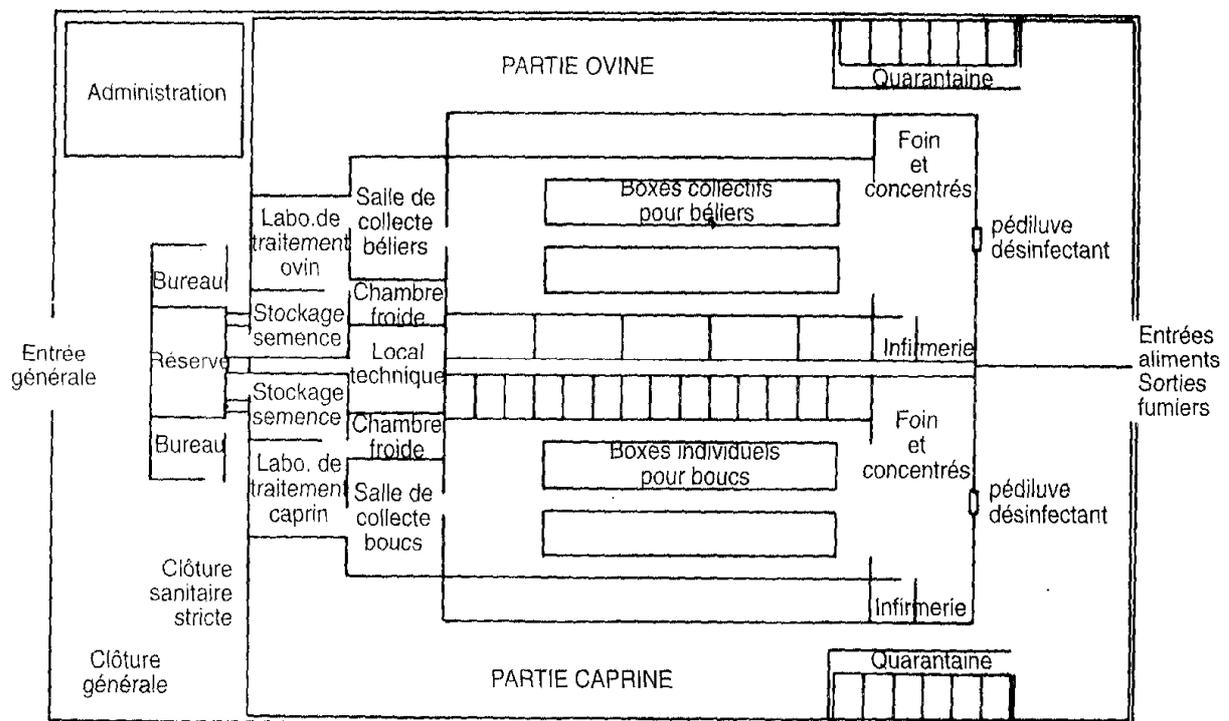


Figure 3.1: Modèle d'un centre d'insémination artificielle des petits ruminants (Baril et al. 1993)

Initialement développée chez le bélier, l'utilisation des traitements photopériodiques a permis de contrôler l'activité de reproduction des boucs dans les races saisonnées (Pelletier et al, 1988 ; Delgadillo et al, 1992).

L'alternance d'une période de jours longs (16h de lumière/8h d'obscurité) pendant 1 à 2mois et d'une période de jours courts (8h de lumière/16hd'obscurité) pendant 1 à 2mois diminue les variations saisonnières de l'activité sexuelle en évitant la baisse saisonnière du poids testiculaire et de la production spermatique (Chemineau et al, 1988).

Delgadillo et al, (1991, 1992), constatent que les boucs subissant un traitement pareil produisent, au cours des deux premières années de traitement, 55 à 69% plus de doses d'I.A que les boucs témoins non traités.

4. La récolte du sperme :

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

4.1. La récolte au vagin artificiel : C'est la méthode la plus largement utilisée en raison de la facilité de collection et du confort de l'animal (Shoenian, 2005).

Cette méthode permet :

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

Le vagin artificiel a été mis au point par Milovanov. Cette appareil, simple et pratique, permet de rassembler toutes les conditions naturelles présentées par les voies génitales femelle pendant le coït et de recueillir rapidement un éjaculat non souillé (Derivaux et Ectors, 1986).

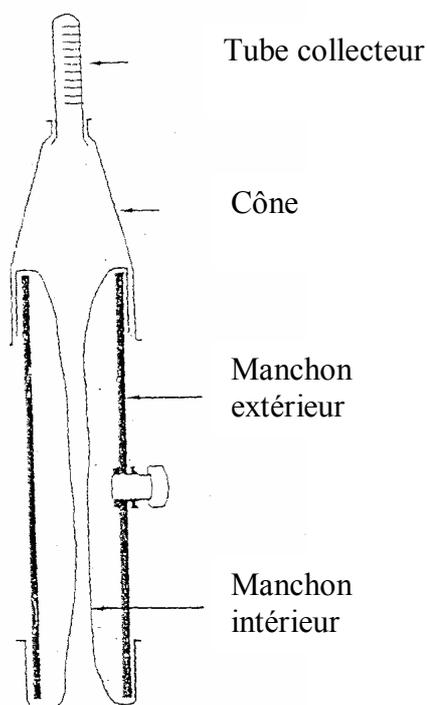
Le vagin artificiel a une forme et des dimensions en rapport avec l'espèce pour laquelle il est conçu, en tenant compte de la conformation du pénis et de la taille de l'animal.

Il est constitué dans la majorité des espèces de :

- Un cylindre extérieur en matière rigide, le plus souvent en caoutchouc dur et épais (isolation thermique) ou en substance plastique, pourvu d'une ouverture fermée par un bouchon.
- Un cylindre intérieur ou chemise en latex ou en caoutchouc artificiel. Il est mince et souple et est introduit dans le cylindre externe et ses extrémités rabattues et maintenues par un élastique ou par un anneau en caoutchouc.

La cavité close qui se forme entre les deux cylindres réalise une chambre circulaire communicant avec l'extérieur par l'ajutage du cylindre extérieur.

L'une des extrémités du vagin artificiel reste ouverte permettant l'intromission de l'organe copulateur du mâle, tandis que sur l'autre se fixe un cône en caoutchouc qui se prolonge d'un tube en verre ou mieux en plastique gradué servant à récolter le sperme (Shoenian, 2005 ; Hanzen, 2006) (**figure 3.2**). Parfois, le cône en caoutchouc porte un orifice permettant le départ de l'air de manière à éviter un excès de pression à ce niveau. Certains vagins artificiels sont équipés d'un thermomètre.



(b)

Figure 3.2: Le vagin artificielle ((a) Perez et Duplin, 1987; (b) Goelz, 1999).

Dans beaucoup de cas, le vagin artificiel est protégé d'un revêtement assurant, d'une part, la préservation de l'échantillon du choc thermique, et d'autre part, la protection du dispositif d'éventuels dommages (Shoenian, 2005).

Remarques :

- *Il est important que le pénis ne contacterait pas le tube collecteur afin d'éviter la contamination de l'échantillon.*
- *Un vagin artificiel long est à l'origine d'une diminution du volume de l'éjaculat, car le sperme enduit les parois de l'appareil.*
- *La largeur du vagin artificiel sera à l'origine d'une diminution de la stimulation du mâle à l'éjaculation du fait de la pression lâche exercée sur son organe copulateur.*

4.1.1. La préparation du vagin artificiel :

Au moment de son utilisation, la chambre circulaire du vagin artificiel est remplie d'eau à 44 – 45°C en quantité suffisante de manière à créer une pression rappelant celle du vagin naturel (Hanzen, 2006).

L'extrémité servant à la pénétration du pénis est enduite d'un lubrifiant, facilitant ainsi l'intromission de l'organe. Cependant, en excès, celui-là peut s'accumuler dans le tube collecteur et contaminer le sperme rendant les examens de la semence difficiles.

Les températures élevées de l'eau peuvent léser l'organe copulateur du mâle qui, par la suite, refuse d'effectuer des montes.

Une surpression du vagin artificiel est à éviter, car, elle peut ne pas céder passage au pénis et sera à l'origine d'un éclatement du cylindre interne. En regardant son ouverture, un remplissage correct se traduit par la simulation d'une fente vulvaire (Hanzen, 2006).

4.1.2. Entraînement des mâles pour la collecte :

4.1.2.1. Mâles dont la semence n'a jamais été collectée : c'est une opération qui nécessite beaucoup de travail et de patience.

Chez les races saisonnées, l'entraînement commence, de préférence, pendant la saison sexuelle, là où la motivation sexuelle est maximale, ou chez les jeunes animaux dès qu'ils entrent en puberté. Il est très important que ce travail soit assuré par la personne qui fasse les futures collectes, au même endroit où les animaux seront collectés.

Puisqu'ils sont élevés en box individuel, les boucs sont exposés un par un devant une femelle immobilisée, de préférence en oestrus naturel ou induit. Chez la chèvre, le comportement oestral peut être maintenu par des injections 3, 2 voire 1 fois par semaine de 100µg de benzoate d'oestradiol (Baril et al, 1993). On peut également utiliser des femelles castrées, des mâles ou des mannequins. Une stimulation sexuelle appropriée permet l'obtention d'une éjaculation avec un volume, une concentration et une motilité élevés (Shoenian, 2005).

Alors, la réaction des mâles envers la femelle est différente ; donc, on peut avoir :

▲ Des mâles qui manifestent des éléments du comportement sexuel. Dans ce cas, l'opérateur réalise une approche calme. Si, malgré la présence humaine le bouc continue à chevaucher la femelle, le vagin artificiel peut être présenté dès que le mâle serait en position d'accouplement. Le bouc peut éjaculer directement ou redescend sans éjaculation. Dans ce dernier cas, l'animal revient de lui-même pour chevaucher la femelle et servir le vagin artificiel. Si, même après le deuxième essai la récolte n'est pas possible, l'opérateur laisse le bouc saillir la femelle et en même temps il le stimule de la voix, ce qui peut inciter le bouc à renouveler ce type de comportement.

▲ Des mâles peu motivés montrent seulement des tentatives d'accouplement. La collecte est tentée à chaque fois que le mâle essaye de chevaucher la femelle. Le détachement de la femelle et son passage devant le mâle, le changement de la femelle et l'encouragement du mâle par la voix peuvent améliorer la stimulation sexuelle (Baril et al, 1993).

▲ Certains mâles ne manifestent aucun comportement sexuel et leur semence ne peut pas être collectée au vagin artificiel. Leur proportion de 8,7% a été mesurée au hasard dans un groupe de 46 boucs Alpines et Saanen, chez qui une diminution de la libido était évidente à l'âge de 5 à 6 mois (Corteel, 1981) (**figure 3.3**).

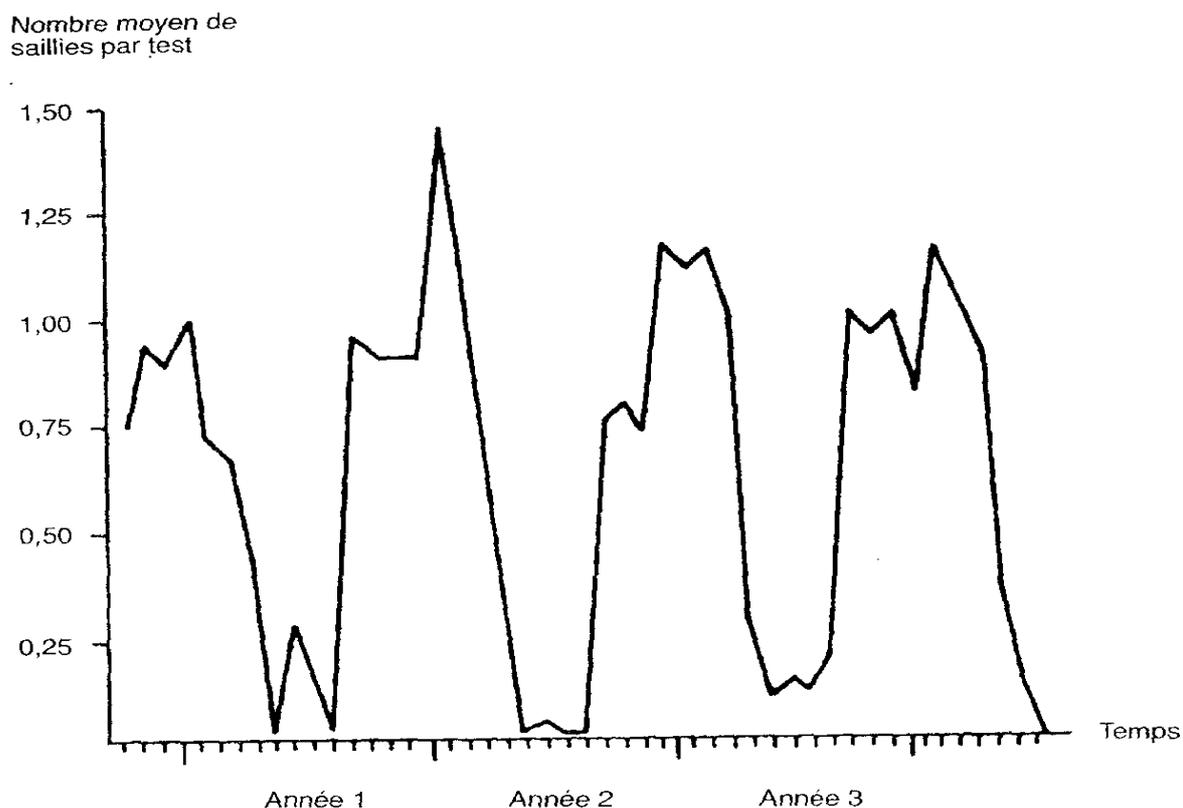


Figure 3.3 : Variations saisonnières du nombre de saillies dans des tests de 10 minutes chez des boucs alpins non entraînés (Rouger, 1974).

Cette inhibition peut être due à la présence humaine, à l'homosexualité ou aux éventuels problèmes sanitaires.

En présence de l'homme, peu de boucs manifestent une inhibition de leur comportement sexuel, dans le cas échéant, ces mâles reçoivent un entraînement spécial en vue de les familiariser avec la voix et l'odeur des vêtements de l'opérateur. Celui-ci doit porter, de préférence, des vêtements de couleur sombre plutôt que de couleur vive. Ces boucs peuvent

être utilisés avec d'autres mâles pour la détection des chaleurs, ce qui peut stimuler leur motivation sexuelle.

L'homosexualité, conséquence de l'élevage des boucs en groupes, se traduit par une inhibition du comportement sexuel du mâle en présence de la femelle. Dans une situation pareille, l'utilisation des mâles boute-en-train, au lieu d'une femelle, sera bénéfique pour la collecte de semence.

Les atteintes douloureuses de l'appareil génital, les arthrites et toutes infections générales sont susceptibles de diminuer l'activité sexuelle. Le piétin et les abcès des pieds entraînent, presque toujours, une dégénérescence spermatique sévère ; les épидидymites peuvent être à l'origine d'une stérilité totale ou partielle (Chapelet et Thibier, 1976 ; Petrenkov, 1978, cités par Ould Saïdi, 1991).

4.1.2.2. Mâles dont la semence a déjà été collectée auparavant : généralement, ces mâles ne manifestent pas de problèmes comportementaux, même après un repos de plusieurs mois, si le redémarrage de la collecte aura lieu en saison sexuelle.

Chez les boucs à activité sexuelle saisonnière, quoique manifestent un comportement sexuel normal en saison de reproduction, les chevauchements et les accouplements cessent de se produire chez tous ou quelques uns d'entre eux pendant plusieurs semaine voire mois, en contre saison (Shank, 1972).

Chez ceux qui continuent à chevaucher et accoupler au-delà de la période d'activité sexuelle, un accroissement significatif du temps de réaction est toujours observé (Corteel, 1977).

En dépit de la saisonnalité des montes, la semence peut être obtenue avec le vagin artificiel pendant toute l'année chez quelques races saisonnières telles que l'Alpine et la Poitevine. Ceci est possible avec des mâles manifestant un comportement sexuel normal et entraînés à servir le vagin artificiel dès l'âge de 5mois au rythme de deux collectes par semaine en jour et heurs fixes (**figure 3.4**).

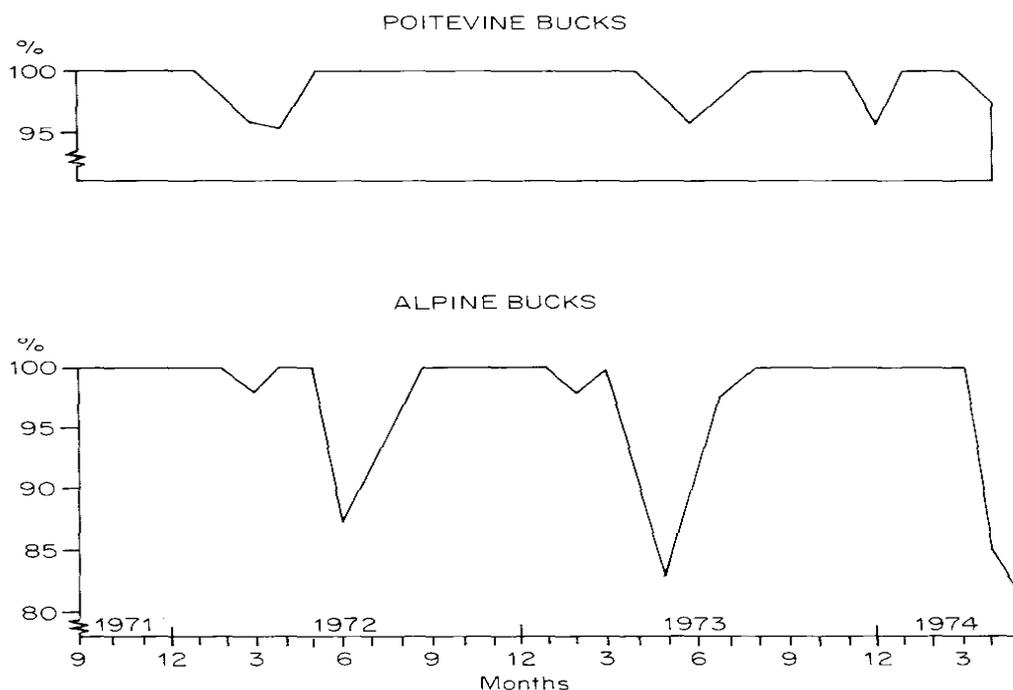


Figure 3.4: Variations mensuelles de l'efficacité sexuelle chez les boucs (% de succès aux tests de récolte) (Corteel, 1981).

4.1.3. La collecte de la semence :

Du fait de leur élevage en case individuel, chaque bouc, dont sa partie abdominale et son fourreau sont nettoyés, est conduit directement de son box jusqu'à la salle de collecte, où une femelle boute-en-train est alors immobilisée. Les mâles peuvent également être collectés dans leur box.

L'opérateur s'agenouille à côté du mâle. Lors du chevauchement, celui-là dévie le pénis du bouc, en le manipulant au niveau du fourreau, vers l'ouverture du vagin artificiel dirigé de bas en haut selon un angle de 45° et légèrement vers l'extérieur (Hanzen, 2006). Il est nécessaire de mettre le vagin artificiel dans le prolongement du pénis afin d'assurer une intromission complète de l'organe.

Après cela, l'animal éjacule immédiatement, le vagin est alors retourné de manière à recueillir le sperme dans le tube collecteur.

Il est important que le temps de contact entre la semence et le caoutchouc du cône soit le plus court possible (de Montigny, 1987).

En pratique, il est recommandé de respecter un intervalle de deux jours entre les collectes pendant la première moitié de la saison sexuelle, et de trois jours durant la seconde moitié de celle-ci (Boué et Corteel, 1992).

Selon Corteel et al, (1978), sous les hautes latitudes et durant la saison sexuelle, une augmentation de deux à sept collectes hebdomadaires triple le nombre des spermatozoïdes obtenus par semaine.

A la suite de chaque récolte, le vagin artificiel doit être démonté, lavé et rincé. Ses pièces devraient être imbibées pendant 5 minutes en alcool de isopropyle (Shoenian, 2005). Il est recommandé de le maintenir dans une étuve à 45°C et ne le remplir que dans les minutes précédant le prélèvement.

4.2. La récolte par électro-éjaculation :

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

L'électro-éjaculation consiste en une stimulation électrique des nerfs érecteurs et éjaculateurs provoquant l'émission du sperme (Goelz, 1999). L'électro-éjaculateur est fait d'une électrode bipolaire et d'une source de courant alternatif à un bas ampérage (**figure 3.5**).

Après évacuation des matières fécales, l'électrode est introduite dans le rectum au dessus des glandes accessoires. Chez le bouc, l'émission de 3 ou 4 stimulations de 2,5 à 8 volts provoque l'éjaculation (Gomes, 1977).

La collecte par électro-éjaculation permet l'obtention des éjaculats de volume important et de concentration en spermatozoïdes plus faible, mais sans diminution de la motilité de ces derniers (Akusu et al, 1984).

Nunes, (1982), rapporte que le plasma séminal a un effet délétère sur la conservation in vitro des spermatozoïdes, de ce fait, l'électro-éjaculation n'est pas préconisé chez le bouc. Cependant, les connaissances actuelles de l'anatomie et de la physiologie de l'appareil génital

du bouc ont permis à cette technique de procurer un sperme avec un ratio de plasma séminal normal (Corteel, 1981).



Figure 3.5: Différents types d'électro-éjaculateurs (Goelz, 1999).

5. Examen de la semence :

Après que le sperme ait été collecté du mâle, la prochaine étape sera de le traiter. L'évaluation de la qualité du sperme est l'examen de divers paramètres macroscopiques, microscopiques ou biochimiques dont leur concordance permet de tirer de conclusions valables.

5.1. Examen macroscopique :

5.1.1. Volume : la mesure du volume de l'éjaculat s'effectue par la lecture directe à l'aide de graduations du tube de collecte sans tenir compte de sa partie mousseuse (Baril et al, 1993).

Le volume de l'éjaculat dépendra de divers facteurs, à savoir, l'âge, la saison et la fréquence de récolte (Maxwell et Evan, 1987 ; Hafez, 1987).

Cependant, quand le volume de l'éjaculat augmente ou diminue, ces changements sont, en grande partie, dues aux changements de la quantité des sécrétions épидидymaires et des glandes annexes (Corteel, 1977). Selon Setchell, (1977) et Taure, (1988), le volume de l'éjaculat varie entre 0,2 et 0,5ml chez les jeunes boucs de 7 à 10mois, et entre 0,6 et 2ml chez les adultes.

Chez les boucs des races saisonnées, le comportement sexuel, le volume testiculaire et la production spermatique sont influencés par les changements photopériodiques (Ortavant, 1977 ; Laubser et al, 1982 ; Branca et Cappai, 1989). Ainsi, on observe une augmentation de l'activité alimentaire au printemps au détriment d'une diminution de l'activité sexuelle (Rouger, 1974).

Peu d'études ont été réalisées chez le bouc pour évaluer la production spermatique. Les informations disponibles sur la D.S.P (Daily Sperm Production) indiquent que celle-ci varie entre $5,5$ et $14,5 \times 10^9$ spz avec de faibles variations saisonnières entre races (Derashri et al, 1992 ; Walkden-Brown et al, 1994a).

La quantité de spermatozoïdes collectée par jour ou D.S.O (Daily Sperm Out-put), selon un rythme intensif de deux collectes par jour pendant neuf jours, représente de 40 à 80% de la D.S.P. La D.S.O des boucs de races Alpine et Saanen est de $2,96 \pm 0,36 \times 10^9$ spz. (Delgadillo et al, 1993).

En saison sexuelle, la D.S.P des mâles Angora atteint $4,0$ à $6,4 \times 10^9$ spz. Dans cette race, les réserves épидидymaires en spermatozoïdes sont elles-mêmes corrélées avec le poids testiculaire ($r = 0,5$, $p = 0,01$), et avec le nombre de spermatozoïde du testicule ($r = 0,42$, $p = 0,07$), mais non avec le poids de l'épididyme (Ritar et al, 1992).

La mesure de la circonférence scrotale constitue la méthode indirecte la plus simple et la plus efficace pour l'estimation du volume testiculaire et de la production spermatique, car chez les boucs cachemire australiens, ces derniers sont étroitement corrélés avec la circonférence scrotale ($r = 0,88$ et $r = 0,72$, respectivement).

Chez le bouc australien de race cachemire, Walkden-Brown et al, 1994b, constatent que la reprise de l'activité sexuelle en fin d'été et à l'automne s'accompagne d'une augmentation du poids vif, de la circonférence scrotale, de l'intensité de l'odeur sexuelle, de la concentration plasmatique de testostérone, ainsi qu'une diminution de la quantité de nourriture ingérée.

Les boucs de race Alpine et Poitevine ont un volume d'éjaculat élevé en automne et en hiver, c'est-à-dire pendant la saison sexuelle. Ensuite, le volume diminue pour atteindre des

valeurs minimales au printemps et en été, c'est-à-dire en période de repos sexuel (Leboeuf et al, 2003).

A des latitudes tempérées, l'effet de la durée quotidienne d'éclairage se traduit, chez le bouc, par de variations saisonnières de sécrétions exocrines et endocrines des gonades, de leurs poids et diamètre, du comportement sexuel, de la composition du plasma séminal et de la quantité et la qualité des éjaculats (Alberio, 1976 ; Colas et al, 1981-1985-1986 et 1988).

Sous les climats tropicaux et subtropicaux, la température peut être un facteur limitant les capacités de reproduction. Ainsi, le volume et la concentration de spermatozoïdes dans les éjaculats sont diminués en périodes de haute température.

Quand la température ambiante augmente, le nombre maximum d'éjaculat obtenu en une heure diminue. L'effet de la température sur la libido ne se manifeste qu'à partir de la deuxième semaine avec une chute maximale à la troisième semaine (Smith, 1970).

5.1.2. La couleur du sperme : chez la plupart des espèces animales, la couleur du sperme peut varier du blanc clair au jaune brillant (Ezekwe, 1988a). Chez le bouc, le sperme est de couleur blanc jaunâtre. Cette coloration est due à la présence d'un pigment lipochrome élaboré par la vésicule séminale.

La présence d'éléments anormaux dans le sperme peut être à l'origine d'une modification de sa couleur, et on peut avoir, donc :

- Une couleur jaune, due à la présence d'urine ou de pus, et dans ce cas, le pouvoir fécondant de la semence peut être complètement compromis.
- Une couleur rosée ou rougeâtre, traduisant l'existence de sang frais ou l'administration de phénothiazine.
- Une couleur bleuâtre, résultat d'une diminution de la concentration ou de l'administration de bleu de méthylène.
- Une coloration brunâtre ou grise indique une contamination du tractus génital du mâle (Hafez, 1987 ; Maxwell et Evans, 1987).

5.1.3. La consistance et l'aspect du sperme : chez les caprins, le sperme est un liquide épais, crémeux, inodore et assez visqueux (Marquis, 1990). La consistance de la semence est fonction du rapport entre les spermatozoïdes et le plasma séminal. Ainsi, le sperme de forte consistance contient beaucoup plus de spermatozoïdes que celui de faible consistance (Salamon, 1976 ; Hafez, 1987).

5.2. Examen microscopique :

5.2.1. La concentration : c'est un critère important pour le jugement de la qualité de la semence. La concentration d'un éjaculat exprime le nombre de spermatozoïdes par millilitre de sperme.

L'appréciation de la couleur peut être une méthode empirique pour l'évaluation de la concentration. Ainsi, une couleur jaune très claire signifie une concentration inférieure à 1 milliard de spz/ml. En revanche, un sperme blanc ivoire peut exprimer une concentration supérieure ou égale à 3 – 4 milliards de spz/ml (Marquis, 1990).

Cette évaluation subjective peut être complétée par d'autres méthodes, à savoir :

5.2.1.1. Le comptage directe par hématimètre : il consiste en une dilution préalable du sperme dans une solution susceptible de disperser et de tuer les spermatozoïdes, tels que le NaCl à 3% ou solution de formaldéhyde à 1%. Pour le sperme de bouc, un taux de dilution de 5% est conseillé (Hanzen, 2006). Généralement, les hématimètres se différencient par les cellules de comptage, il existe, alors, les cellules de Malassez, de Thoma, de Naubouer ou de Türk.

5.2.1.2. La spectrophotométrie : ou néphélométrie, c'est la méthode universelle utilisée dans les centres d'insémination artificielle. Elle consiste à apprécier la concentration en spermatozoïdes, en évaluant l'opacité de la suspension au moyen d'un spectrophotomètre ou colorimètre (Dumont, 1996).

Chez les races saisonnées, la concentration spermatique suit une évolution inverse de celle du volume, elle est élevée en dehors de la saison de reproduction et faible en saison sexuelle. Ces variations sont le reflet de la synthèse et de la sécrétion des glandes annexes. Celles-ci sont stimulées par la testostérone qui est élevée en saison sexuelle et basse en contre saison (Baril et al, 1993) (**figure 3.6**).

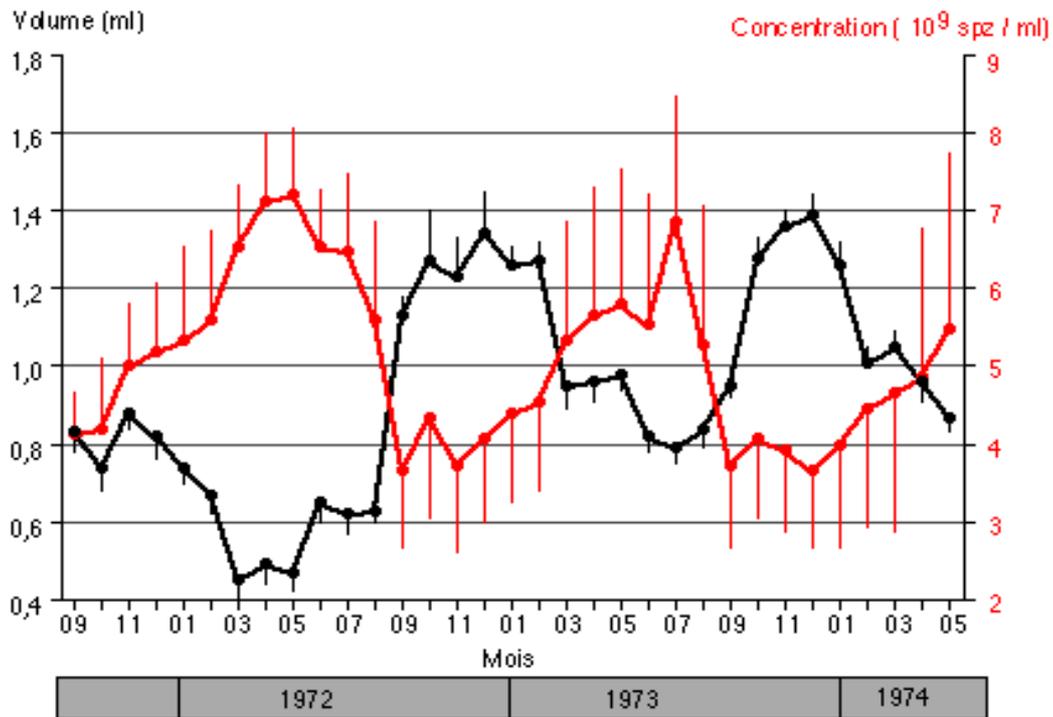


Figure 3.6: Variations mensuelles du volume de l'éjaculat et de sa teneur en spermatozoïdes chez le bouc de race Alpine ($n = 5$ boucs âgés de 10 mois au début de l'étude) en France à 45° de latitude nord (adapté de Corteel 1977).

5.2.2. La motilité massale: c'est une mesure rapide et facile. La motilité massale est le résultat des mouvements ondulatoires des gamètes. Cet examen se fait de la manière suivante :

On dépose une goutte de sperme pur sur une lame préchauffée et placée sur la platine chauffante du microscope (37 à 38°C), sous un faible grossissement (x 80). L'observation doit être rapide, car à cette température, la motilité massale diminue au bout de 15 à 20 secondes.

L'utilisation d'une échelle allant de 0 à 5 permet de noter la qualité de la semence, selon le tableau ci-dessous (Maxwell et Evans, 1987 ; Baril et al, 1993) (**tableau 3.1**).

Note	Description
5	Très bonne motilité : vagues et tourbillons, mouvements très rapides ; les spermatozoïdes ne peuvent pas être visionner individuellement.
4	Bonne motilité : mouvements rigoureux, vagues et tourbillons ne sont pas aussi évidents qu'en score 5.
3	Motilité massale faible : il n'y a pas ou il y a peu de vagues lentes ; les spermatozoïdes peuvent être individualisés. 45-65% des spermatozoïdes sont actifs.

2	Motilité très faible : 20 à 40% des spermatozoïdes sont actifs ou vivants, leur motilité est très faible. Absence de vagues.
1	Très faible motilité : très peu de spermatozoïdes montrent des signes de vie sans mouvements progressifs.
0	Pas de motilité : tous les spermatozoïdes sont morts.

Tableau 3.1 : la description de la motilité massale des spermatozoïdes (Salamon, 1976).

Beaucoup d'auteurs convertissent cette note à un pourcentage fictif de spermatozoïdes mobiles, ce dernier est estimé après observation microscopique de 05 champs d'une goutte de semence diluée.

Pour une observation convenable, la dilution doit être entre 60 et 200 x 10⁶ spz/ml, sous un grossissement x 200 (Baril et al, 1993).

5.2.3. La motilité individuelle des spermatozoïdes : cette évaluation est réalisable en même temps que l'estimation du pourcentage des spermatozoïdes mobiles, d'ailleurs, elles sont effectuées dans les mêmes conditions de grossissement et de température (Hafez, 1987 ; Baril et al, 1993).

Chez les races à activité sexuelle saisonnière, le taux des spermatozoïdes mobiles est élevé pendant la saison sexuelle et faible en dehors de celle-ci (Delgadillo, 1990). Pendant la saison de reproduction, la motilité spermatique est élevée ; ainsi, un éjaculat moyen contient 85 à 95% de spermatozoïdes normaux dont leur motilité individuelle est la plus élevée de l'année.

En général, les variations saisonnières de la motilité, évaluées en condition définies, sont associées aux variations saisonnières correspondantes de la fertilité (Corteel, 1976a).

5.2.4. Etude de la morphologie spermatique : c'est le second test qualitatif après la motilité. Il apprécie la qualité du sperme au travers du nombre de spermatozoïdes atypiques, qui indique

une baisse de sa viabilité. Ce test est réalisé en recourant aux différentes préparations colorées.

5.2.4.1. Coloration totale : elle a pour objectif de faire mieux apparaître la morphologie générale du spermatozoïde. Elle peut être simple (bleu de méthylène, bleu de toluidine, violet de gentiane et la fuschine) ou double (williams, giemsa et karras).

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

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

Les frottis sont réalisés en mélangeant une goutte de colorant avec une goutte de sperme. Cependant, l'acrosome ne peut pas être évalué sur ce type de préparation, et seule une lecture, en milieu humide de préparation des gamètes fixés au formol en contraste de phase, le permet (Chavette, 1992).

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

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

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

De nombreuses études faites chez le bélier indiquent que les températures élevées (supérieures à 29 – 30°C) affectent négativement la qualité de la semence, avec une

diminution de la motilité et du pourcentage des cellules mobiles et une augmentation du taux des spermatozoïdes anormaux (Dutt et Hamm, 1975).

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

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

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

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

Les anomalies morphologiques des spermatozoïdes peuvent intéresser, simultanément ou isolément, leurs divers constituants : la tête, le col, la pièce intermédiaire, la partie principale et la queue. Elles peuvent être classées en anomalies spermatiques majeures et mineures (**figure 3.7**).

anomalies majeures des spermatozoïdes

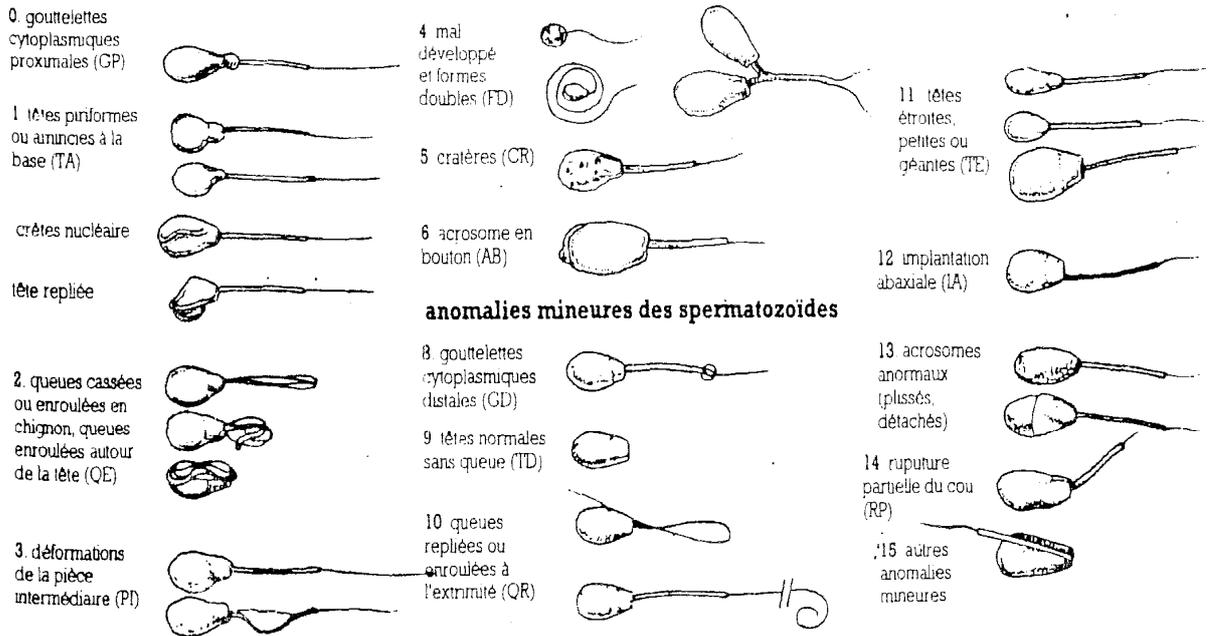


Figure 3.7: Classification des différentes anomalies spermatisques (Dumont, 1996).

5.3. Examens biochimiques :

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

Après la collecte, le rythme de diminution du PH permet l'évaluation de la qualité du sperme (Derivaux et Ectors, 1986).

5.3.2. Le test de fructolyse : les spermatozoïdes, stockés in vitro en anaérobiose, métabolisent le fructose présent dans le plasma séminal.

L'index de fructolyse s'exprime par la quantité en milligramme de fructose assimilée par 10^9 spz en une heure à 37,6°C. Il est significativement corrélé avec la concentration et la motilité spermatique.

Ainsi, un sperme de qualité a un index de fructolyse variant entre 1,4 et 2 (Derivaux et Ectors, 1986).

5.3.3. La réduction du bleu de méthylène : ce test apprécie la déshydrogénase du sperme. Après coloration au bleu de méthylène, un sperme de bonne qualité se décolore en moins de 10 minutes, au contraire, un sperme de qualité médiocre ne l'a qu'en dépassant les 15 minutes (Milovanov, 1986).

5.3.4. La thermorésistance : c'est la détermination de l'aptitude des spermatozoïdes à survivre en conditions thermiques comparables à celles de l'appareil génital femelle.

La semence est diluée pour avoir entre 80 et 300 millions de spz/ml et placée dans un bain-marie à 37 - 38°C. Le taux des cellules vivantes est déterminé au début du test et 3 heures après (Hafez, 1986).

Dans le but de mieux apprécier la qualité de la semence, d'autres tests peuvent être utilisés, il s'agit, entre autres, de l'intégrité de l'acrosome, le test GOT (Glutamic Oxaloacetic Transaminase) et l'aptitude des spermatozoïdes à se déplacer dans différents milieux y compris le mucus cervical (Baril et al, 1993).

6. Conservation de la semence :

En IA, la semence non diluée peut être utilisée, si les donneurs et l'équipement sont disponibles au sein du centre d'IA. Cependant, il est nécessaire d'agir rapidement pour prévenir l'épuisement et l'assèchement de la semence. C'est pourquoi, dans la plupart des cas, la semence diluée et conservée est utilisée (Corteel, 1981).

6.1. La dilution de la semence : elle permet de réaliser, à partir d'un seul éjaculat, l'insémination d'un nombre important de femelles et assurer la survie des spermatozoïdes pendant un certain temps (Marquis, 1990). Elle se fait dans des milieux qui doivent, surtout :

- ◇ assurer un apport énergétique pour les spermatozoïdes ;
- ◇ éviter les variations du PH, grâce à des substances tampon (Magistrini et al, 1997).

Après des années, les techniques utilisées pour la préservation de la semence bovine étaient le seul modèle disponible utilisé chez les caprins (Corteel, 1992).

Chez les mammifères, le jaune d'œuf ou le lait écrémé sont fréquemment utilisés dans les dilueurs du fait de leur rôle protecteur contre le choc froid des spermatozoïdes, mais, la conservation de la semence du bouc dans ces milieux constitue un problème pour la survie des gamètes (Leboeuf et al, 2003).

Roy, 1957 et Iritiani et Nishikawa, 1961, ont mis en évidence une enzyme sécrétée par les glandes bulbo-urétrales dans le plasma séminal appelée Egg Yolk Coagulating Enzyme (EYCE).

Plus récemment, Nunes, 1982, a montré qu'une protéine (SBU III), sécrétée par ces mêmes glandes, avait un effet négatif sur la survie in vitro des spermatozoïdes en présence de constituants lactés du dilueur.

L'enzyme coagulant le jaune d'œuf (EYCE) possède une activité phospholipase A hydrolysant la lécithine du jaune d'œuf en acides gras et lysolécithine (Roy, 1957 ; Iritiani et Nishikawa, 1972) qui sont toxiques pour les spermatozoïdes (Aamdal et al, 1965).

La protéine SBU III est un monomère de 55 – 60Kda Nglycosyl, appelée BUSgp60. Elle possède une activité triglycéride lipase (Pellecier-Rubio et al, 1997). Elle est à l'origine d'une diminution du taux des spermatozoïdes mobiles et de la motilité, une altération de l'acrosome et la mort des spermatozoïdes épидидymaires dilués dans du lait écrémé. En hydrolysant les triglycérides résiduels de ce dernier, la SBU III génère des produits de lipolyse cytotoxiques (acides gras) (Pellecier et Combarous, 1998).

Toutefois, afin d'accroître le taux de survie des spermatozoïdes après décongélation, la cryopréservation de la semence de bouc dans de telles conditions impose l'élimination de la quasi-totalité du plasma séminal : c'est le lavage du sperme (Leboeuf et al, 2003).

Le lavage du sperme constitue en la séparation des spermatozoïdes du plasma séminal après dilution au 1/10 de celui-là dans une solution de lavage, et centrifugation pendant environ 15minutes. Le surnageant est éliminé et le lavage est répété une deuxième fois, afin d'éliminer la totalité du plasma séminal (Marquis, 1990).

L'utilisation des inhibiteurs spécifiques de la BUSgp60 pourrait améliorer la cryopréservation de la semence caprine non lavée.

Les dilueurs les plus largement utilisés pour la conservation de la semence du bouc sont, soit à base de lait écrémé déshydraté reconstitué et de glucose (0,5 M) (Corteel, 1974 et 1975 ; Leboeuf et al, 2001), soit à base de tris-glucose- acide citrique-jaune d'œuf (Salamon et Ritar, 1982). Plus récemment, des dilueurs commerciaux avec des composés non biologiques ont été développés pour améliorer la conservation de la semence (Hinsh et al, 1997 ; Gil et al, 2003).

La dilution de la semence s'effectue en deux temps :

- 1^{ère} dilution de la semence, après centrifugation à la température de 20°C ;
- 2^{ème} dilution de la semence, après son refroidissement à 4°C avec une vitesse de 0,5°C/minute. Au cours de cette dilution, 8% de glycérol est ajoutée à la solution afin de protéger les spermatozoïdes du choc thermique au moment de la congélation.

6.2. Conditionnement de la semence : le sperme est, généralement, stocké en paillettes de chlorure de polyvinyl, de 0,5 ou 0,25ml. L'une des extrémités des paillettes est obstruée par deux bouchons, entre lesquels s'interpose de la poudre d'alcool polyvinylique. Les paillettes sont remplies par aspiration, et l'autre extrémité s'obstrue en la trompant dans de l'alcool polyvinylique (Marquis, 1990) (**figure 3.8**).

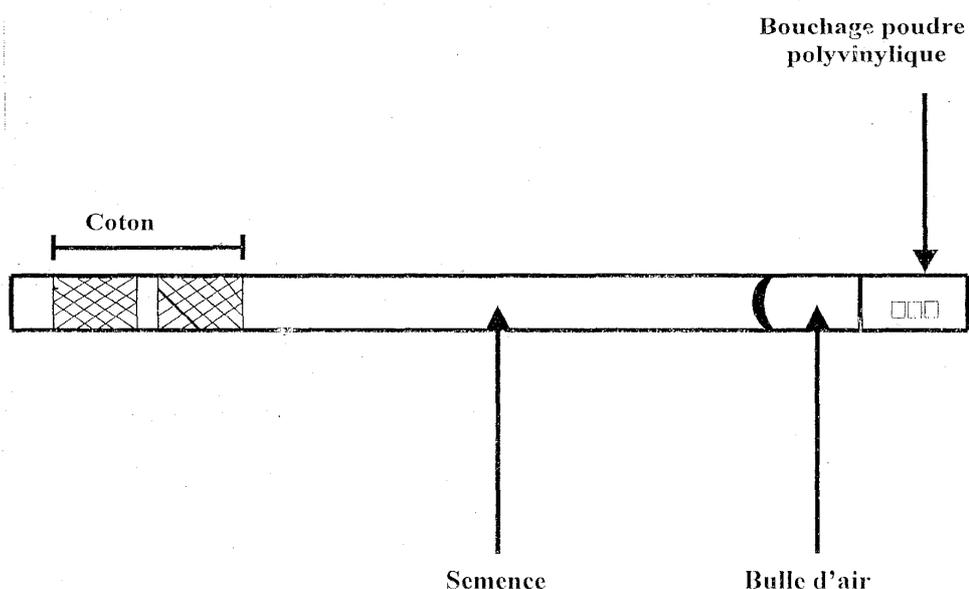


Figure 3.8: Schéma d'une paillette d'insémination artificielle (Derivaux et Ectors, 1986).

(Derivaux et

6.3. Conservation de la semence :

6.3.1. Conservation de la semence à l'état liquide : le sperme du bouc peut être conservé à des températures allant de 2 à 15°C, le plus souvent à 4°C. Actuellement, pour la préservation de la semence à l'état liquide à 4°C, les milieux à base de lait écrémé sont les plus utilisées (Leboeuf et al, 2003).

Après IA, la fertilité peut atteindre 75% pour des durées de conservation inférieures à 12heures, elle diminue progressivement à 63% après 28heures, jusqu'à atteindre 34% après 72heures de conservation (Leboeuf, 2001).

6.3.2. Conservation de la semence à l'état congelé : la congélation peut se faire à l'aide d'une machine dans laquelle la température est programmée, ou en manipulant les paillettes de la manière suivante :

- Paillette moyennes de 0,5ml : maintenues 5min. à 4cm au dessus du niveau d'azote liquide, puis plongées directement dans celui-ci.
- Paillettes fines de 0,25ml : maintenues 2min à 16cm, puis 3min à 4cm au dessus du niveau d'azote liquide et finalement, les plongées directement dans celui-ci (Baril et al, 1993).

Remarque : un maintien de la semence à plus 5°C, en présence de glycérol, est nécessaire avant d'amorcer la descente vers les températures de congélation (Adamou-N'daye et al, 2003).

7. Mise en place de la semence ou insémination proprement dite :

7.1. La décongélation de la semence : une fertilité suffisante était obtenue en décongelant la semence du bouc à une température de 37°C (Corteel, 1974 ; Salamon et Ritar, 1982).

Cependant, Andersen, 1969 et Tuli et al, 1991, montrent qu'une décongélation de la semence du bouc à une température de 70 à 75°C pendant 7 à 10secondes permet d'obtenir un taux de survie des spermatozoïdes supérieur à celui observé après décongélation à 35 – 40°C durant 20 à 30secondes. Cette méthode n'est pas utilisée en pratique du fait de sa difficulté d'application.

7.2. Les méthodes d'insémination : l'insémination des chèvres suppose un minimum de contention individuelle manuelle, ou au moyen de cornadis ou de salle de traite.

Deux méthodes d'insémination artificielle sont utilisées en production caprine :

7.2.1. L'insémination cervicale : la contention de l'animal en position verticale est de nature à faciliter l'intervention. La chèvre est maintenue de façon à ce qu'elle ne repose que sur ses pattes antérieures, les pattes postérieures étant maintenues dans l'air par un aide. Le spéculum, introduit dans le vagin, permet le repérage du col sur le plancher du vagin (Boukhlik, 2002) (**figure 3.9**).

L'extrémité du pistolet ou de la pipette d'insémination est guidée vers le col dans lequel elle est introduite par des mouvements de rotation. Le col des chèvres est très difficilement franchissable au cours de l'oestrus, alors, la semence est généralement déposée à l'entrée du col. Donc, il est préférable d'effectuer une IA à cet endroit plutôt que d'endommager le cervix, car ses hémorragies peuvent être néfastes aux spermatozoïdes (Marquis, 1990).

Convenablement réalisée, l'insémination des chèvres avec de la semence fraîche permet l'obtention d'un taux de fertilité comparable à celui de la lutte naturelle (Holtz, 2005). Le taux de conception en IA cervicale varie, en fonction de la saison d'insémination, entre 50 et 70% (Amoah et Gelaye, 1997).



Figure 3.9: Méthode d'insémination artificielle cervicale (<http://www.caprigene-france.com/IA-caprine-en-France.htm>)

7.2.2. L'insémination intra-utérine par laparoscopie: cette deuxième méthode nécessite l'utilisation d'un endoscope pour faciliter le dépôt de la semence, fraîche ou congelée, directement dans les cornes utérines (Amoah et Gelaye, 1997).

Cette technique n'exige, en dépit de la complexité du matériel et de la spécialisation des opérateurs, que l'utilisation d'un dixième du nombre des spermatozoïdes de l'éjaculat (Holtz, 2005).

Le matériel utilisé pour l'IA par laparoscopie est constitué de :

- Un endoscope rigide de 41cm de long et 6,5mm de diamètre qu'on place dans l'abdomen à l'aide d'un trocart de 15cm de long et 7mm de diamètre.
- Un transcap, lui-même constitué de trois parties.
- L'aspic présente à son extrémité distale une très fine aiguille de 5mm de long. Il est destiné à recevoir une paillette de 0,25ml par son extrémité proximale.
- Un trocart de 5mm de diamètre pour le transcap (Marquis, 1990).

L'animal est posé sur une table en décubitus dorsal et incliné crânialement selon un angle de 45°. L'abdomen est insufflé avec de l'air ou d'un gaz inerte. Deux ouvertures sont pratiquées dans la paroi abdominale au moyen du trocart, permettant le passage de l'endoscope et du transcap. La semence est ainsi déposée dans la lumière utérine en perforant la paroi des cornes utérines, avec l'aspic, à 5cm de la bifurcation (Ritar et Ball, 1991 ; Jackson, 1993 ; Holtz, 2005) (**figure 3.10**).

En général, avec l'insémination artificielle par laparoscopie, des taux de conception encourageants ont été enregistrés, un taux supérieur à 80% a été réalisé (Amoah et Gelaye, 1990 ; Ritar et al, 1990, Vallet et al, 1992).

Cette technique, même si elle donne effectivement de meilleurs résultats, est difficile à appliquer, ce qui en réduit les possibilités d'utilisation à grande échelle (Gabina, 1990).

Sohnery et Holtz, (2005), ont récemment décrit une autre méthode d'insémination exclusivement utilisée pour leurs troupeaux. Elle consiste à déposer la semence profondément dans les cornes utérines à travers le cervix.

- 1 = Trocart et canule recevant les instruments d'optique
- 2 = Trocart et canule recevant les instruments d'IA
- 3 = Champ opératoire
- 4 = Ligne abdominale médiane

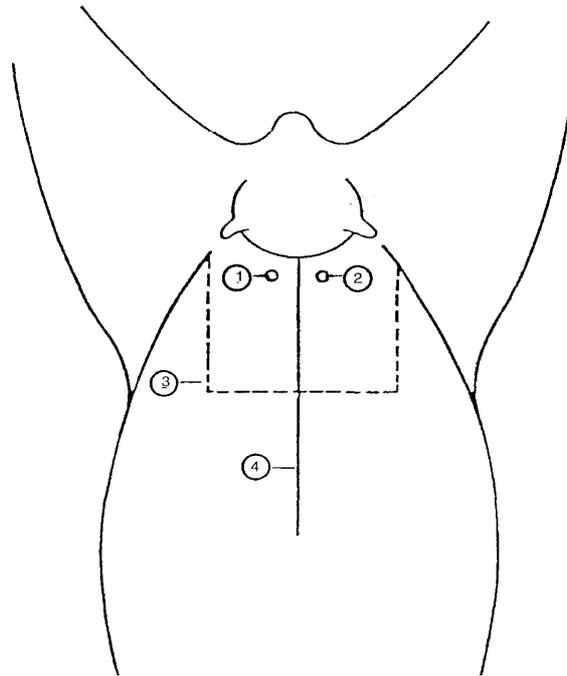


Figure 3.10: Méthode d'insémination artificielle par laparoscopie (Baril et al, 1993).

7.3. Le moment d'insémination :

7.3.1. Chaleurs induites : la mise au point progressive du traitement hormonal a permis de passer de deux à une seule insémination sans diminution significative de la fertilité (Leboeuf et al, 1998). Après un traitement d'induction et/ou de synchronisation des chaleurs, le meilleur moment pour une seule insémination est $45 \pm 1h$ de la fin du traitement (Baril et al, 1993).

Les chèvres Alpine et Saanen, primipares et multipares sont inséminées, respectivement, une seule fois à $43 \pm 2h$ et $45 \pm 2h$, après le retrait des éponges vaginales (Corteel et Leboeuf, 1990). Les nullipares des deux races sont inséminées à $45 \pm 2h$ après l'arrêt du traitement (Corteel et al, 1993).

Selon le CRAAQ en 2002, l'insémination des chèvres adultes peut avoir lieu entre 43 et 48h de la fin du traitement, avec un retard de 2h pour les chevrettes.

Toutefois, cet horaire n'est valable qu'aux races pour lesquelles il a été testé, sinon, il sera recommandé de tester différents horaires d'insémination, ou bien, préciser le moment de la décharge ovulante (Baril et al, 1993).

7.3.2. Chaleurs naturelles: les meilleurs résultats de fécondation sont obtenus avec l'insémination artificielle entre 12 et 24h après le début de chaleurs, du moment que l'ovulation survient 24 à 36h après celui-ci, l'ovule survit 12 à 24h, les spermatozoïdes 24 à 48h et leur migration dure de 5 à 25h (Marquis, 1990 ; Groupe Reproduction Caprine, 2001).

7.3.2.1. La détection des chaleurs : que le service soit naturel (saillie naturelle) ou artificiel (IA), la détection précise des chaleurs est essentielle pour obtenir de bons résultats de reproduction. Elle revêt une grande importance dans le programme d'IA, surtout lorsque la semence provient des mâles de hautes valeurs génétiques (Wattaux, 1996 ; Haskouri, 2001).

La détection de l'oestrus est généralement basée sur le critère de réceptivité de la femelle subissant un chevauchement par le mâle. Celui-là, en première approche, est un phénomène « tout ou rien », puisque la réponse est considérée comme positive (acceptation du chevauchement) ou négative (non acceptation) (Baril et al, 1993).

Chez les petits ruminants, différentes méthodes pratiques sont utilisées pour la détection de l'oestrus. Cependant, son observation visuelle reste la méthode la plus ancienne et la plus couramment utilisée (Haskouri, 2001). Elle se base sur la mise en présence, d'un mâle vasectomisé ou d'un mâle entier muni d'un tablier empêchant la saillie, et le repérage par un observateur, des femelles acceptant le chevauchement (Hanzen, 2006) (**figure 3.11**). Des femelles androgénisées ou des mâles castrés peuvent également être utilisés.

Pour être efficace, une observation de 20 à 30minutes, matin et soir, sera nécessaire. Il est possible de faciliter cette détection en munissant l'animal détecteur d'un harnais portant un crayon marqueur, ce dernier marque le dos de la femelle acceptant le chevauchement.

Il est important d'utiliser des mâles suffisamment actifs avec un ratio de 1bouc pour 20chèvres. Une fois la femelle sera détectée en oestrus, elle doit être sortie du lot pour ne pas perturber le bouc pour la suite des opérations (Monniaux, 2003 ; Hanzen, 2004).

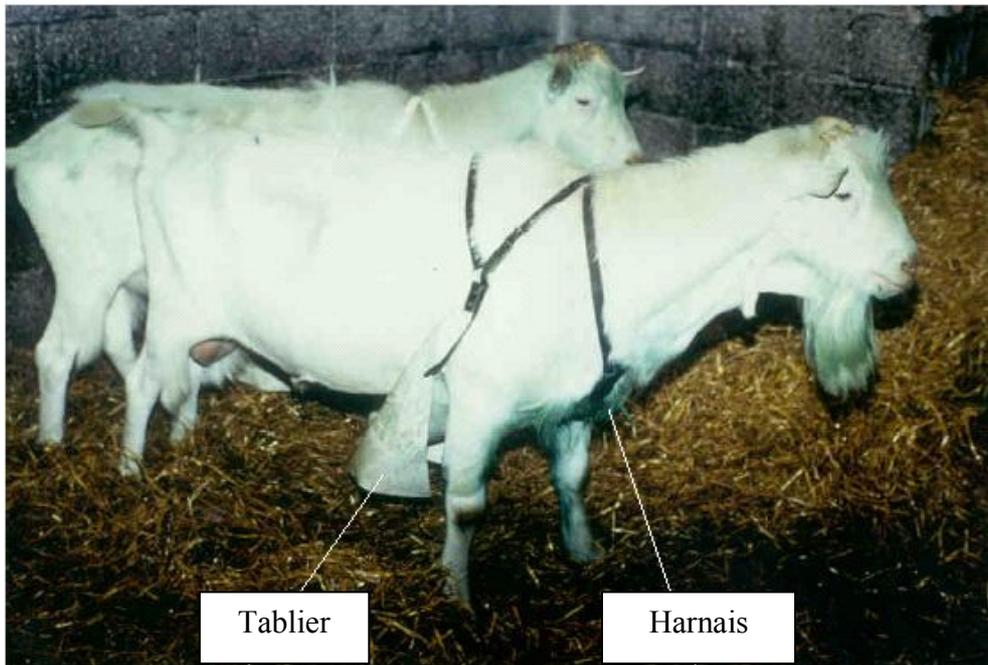


Figure 3.11 : Bouc muni d'un tablier et d'un harnais marqueur (Groupe reproduction caprine, 2001)

D'autres méthodes peuvent également être utilisées pour la détection des chaleurs, à savoir :

- Empêcher l'intromission pénienne par différentes méthodes (fixation et déviation du pénis)
- Appliquer de la peinture
- Détecteurs électroniques de chevauchement.

Cette dernière technique utilise des puces électroniques d'identification. Le mâle est pourvu d'un tablier équipé d'un lecteur qui détecte, à chaque chevauchement, la puce électronique de la femelle et enregistre son numéro d'identification. Les données sont ensuite transférées, par liaison sans fil, pour être enregistrées (Damien, 2006).

8. Le diagnostic de gestation :

La présence d'une gestation après insémination est un élément essentiel de la prévision de la reproduction (Chemineau et al, 2001).

Chez les petits ruminants, le diagnostic précoce de gestation, la détermination du stade de gestation et du nombre des fœtus, voir de leur aspect normal ou non, constitue pour l'éleveur autant d'opportunité de mieux gérer son troupeau (Hanzen, 2006).

Il permet de détecter, au plus tôt, les saillies ou les inséminations artificielles infructueuses, de repérer les cas d'infertilité et d'effectuer les réformes aux moments opportuns (El Amiri et al, 2003).

Différentes méthodes de diagnostic sont utilisées, à savoir, le retour en oestrus et la palpation abdominale, et les techniques biochimiques et biophysiques.

8.1. Le retour en oestrus : c'est la méthode classique la plus simple et la plus facile du diagnostic de gestation. Elle se base sur le retour en chaleur, un cycle après l'insémination artificielle ou la saillie naturelle, des femelles non gestantes (Chemineau et al, 2001).

Cette méthode est d'une bonne précision pendant la saison où les femelles sont naturellement cycliques. Au contraire, pendant l'anoestrus saisonnier, plusieurs femelles non gestantes ne reviennent pas en chaleur et retombent en anoestrus, ce qui est à l'origine d'une confusion entre femelles gestantes et femelles en anoestrus (Monniaux, 2003).

8.2. La palpation abdominale : elle ne peut se réaliser que pendant la deuxième moitié de la gestation. Cette méthode consiste à détecter la présence du fœtus en le faisant déplacer dans le liquide amniotique (Baril et al, 1993), mais elle n'est pas toujours aisée, compte tenu de la tension de la paroi abdominale.

8.3. Les techniques biochimiques :

8.3.1. Dosage de la progestérone : il s'agit d'un test précoce qui permet de déterminer l'état de non gestation de la chèvre.

La progestérone est mesurée dans le sérum ou le plasma sanguin et dans le lait, 21 ou 22j après IA. Le niveau de cette hormone étant élevé chez la chèvre gestante et faible chez celle non gestante (Bretzlaff et al, 1989).

Les prélèvements du sang (5ml avec anticoagulant) et du lait (20ml en début de traite du soir) doivent être gardés aux frais et acheminés rapidement vers le laboratoire (Baril et al, 1993).

Le dosage hormonal s'effectue par radio-immunologie ou méthode ELISA avec un seuil de positivité de 1,5ng/ml pour le prélèvement sanguin, et 4,5ng/ml pour le prélèvement du lait (Lebon, 1985).

L'exactitude de cette technique peut se détailler comme suit :

- (-) négatif : non gestation, fiable à 95%.
- (+) positif : gestation avec mise bas dans 75 à 85% (Baril et al, 1993) (**tableau 3.2**).

Lait UNCEIA 1985	Exactitude (+)	87,3% (982 chèvres)
	Exactitude (-)	94,0% (323 chèvres)
	Douteux (0)	5,5% (76 chèvres)
Sang SEIA-INRA 1985	Exactitude (+)	84,6% (800 chèvres)
	Exactitude (-)	95,0% (301 chèvres)

Tableau 3.2 : Exactitude du diagnostic de gestation à 21j (Marquis, 1990)

8.3.2. Dosage des oestrogènes : c'est un test tardif (à partir de 60j) qui se base sur le dosage, dans le sang ou le lait, de sulfate d'oestrone produit par les enveloppes fœtales (McArthur et Geary, 1986). Chez les caprins, il est possible de mesurer le niveau des oestrogènes, éliminées avec les matières fécales, dans quelques crottes prélevées du rectum (Sindermann et al, 1992).

Le degré d'exactitude de cette méthode est de 98% pour les tests négatifs, et de 93% pour les tests positifs.

En outre, le dosage des oestrogènes permet de prédire le nombre des foetus (Sardjana et al, 1988).

8.3.3. Dosage de l'hormone lactogène placentaire et des protéines de gestation : chez les ruminants, la PSPB (Pregnancy Specific Protein B) est détectable à partir de 25j de gestation ;

il en est de même de la PAG (Protein Associated Glycoprotein) ou de l'hormone lactogène placentaire (Chemineau et al, 2001).

Vers la 3^{ème}-4^{ème} semaine de gestation, le niveau plasmatique des PAG devient nettement différent de celui des chèvres non gestantes, pouvant servir comme base de diagnostic de gestation (Holtz, 2005).

8.4. Les techniques biophysiques :

8.4.1. Le diagnostic échographique :

Chez la chèvre, différentes méthodes d'échographie sont utilisées, depuis de nombreuses années, pour le diagnostic de gestation. Les techniques en mode A et Doppler, utilisées dans le passé, ne permettaient pas la visualisation du fœtus (pas d'image), mais le mettaient en évidence indirectement par une courbe d'amplitude caractéristique, ou par une modulation de fréquence perceptible auditivement ou visuellement (Wolfgang, 1994).

L'échographie bidimensionnelle est supérieure aux méthodes ne fournissant pas d'image par sa plus grande exactitude pour le diagnostic de gestation et par la possibilité de compter les fœtus et de déceler les signes de vie des fœtus (Buckrell, 1988 ; Jardon, 1988 ; Bretzlaff et Romano, 2001).

8.4.2. Technique d'examen: l'appareil génital peut être visualisé, soit par voie transcutanée avec application externe de la sonde sur le ventre, soit par voie transrectale avec introduction de la sonde dans le rectum (Fowler et Wilkins, 1985).

Le choix de la méthode est en fonction du diagnostic à poser, du type de sonde disponible et des conditions de travail, dans le cas de grands troupeaux. Des sondes convexes, linéaires ou sectorielles à 3,5 à 5MHz peuvent être utilisées dans les deux techniques ; en pratique, les sondes sectorielles s'adaptent mieux à l'échographie transcutanée et les sondes linéaires à l'échographie transrectale (Wolfgang, 1994).

8.4.2.1. Echographie transcutanée : dans cette technique, la sonde est appliquée entre les cuisses, immédiatement en avant de la mamelle. A cet endroit, le pelage est si réduit que la tonte ne sera pas nécessaire.

Pour le simple diagnostic de gestation ou de non gestation, la sonde est appliquée immédiatement avant la mamelle, sans que la tonte soit nécessaire. A partir du 100^{ème} jour de gestation, la détermination précise du nombre des fœtus se fait en examinant les deux côtés de l'abdomen, une tonte préalable d'un rayon de 20 à 40cm autour de la mamelle sera indiquée (Fowler et Wilkins, 1985).

Le diagnostic de gestation peut se faire sur animal debout, couché ou assis, en débutant par l'examen du côté droit.

Le faisceau d'ultrason est dirigé vers le haut et légèrement vers l'arrière et le milieu en avant de la mamelle, immédiatement avant le sinus inguinal. Une légère pression est appliquée sur la sonde contre le ventre en direction de la vessie (Wolfgang, 1994) (**figure 3.12**).

Pour l'obtention d'une bonne image, un gel de contact est appliqué, sur la fenêtre de la sonde si l'animal est debout, ou directement sur la peau si l'animal est couché ; un jeûne de 12h pourrait être nécessaire (Buckrell, 1988).

Le point de départ d'un diagnostic de gestation est la visualisation de la vessie, laquelle apparaît comme un organe creux anéchogène de forme caractéristique.

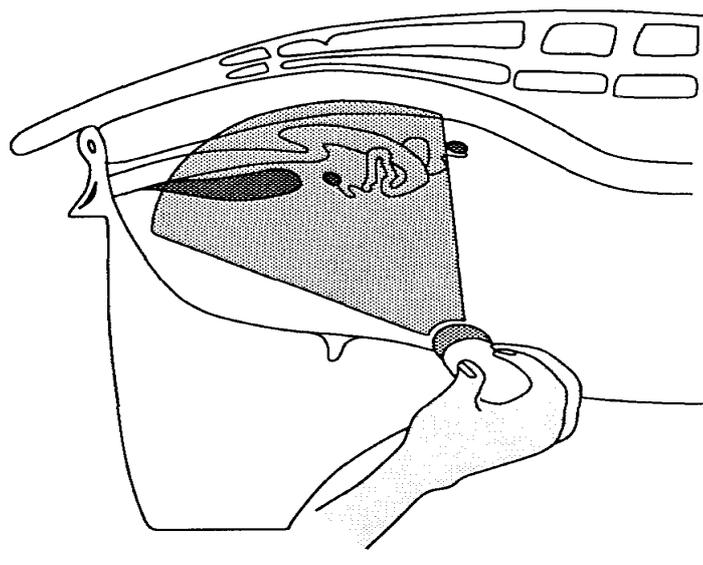


Figure 3. 12: Echographie transcutanée (Wolfgang, 1994)

8.4.2.2. Echographie transrectale : elle se fait à l'aide d'une sonde pouvant s'introduire dans le rectum. Dans cette technique, l'immobilisation de l'animal est nécessaire. Après élimination des matières fécales et lubrification de la sonde, celle-ci est introduite d'environ 15cm le long du plancher rectal jusqu'à apparition de la vessie. Cette dernière découverte, la sonde est oscillée d'environ 45° d'un côté à l'autre, le faisceau d'ultrason dirigé vers le bas. La sonde est poussée lentement vers l'avant jusqu'à l'apparition de l'utérus (Wolfgang, 1994) (**figure 3.13**).

En dépit du prix élevé de l'appareillage, cette technique est certainement la plus intéressante en ce moment.

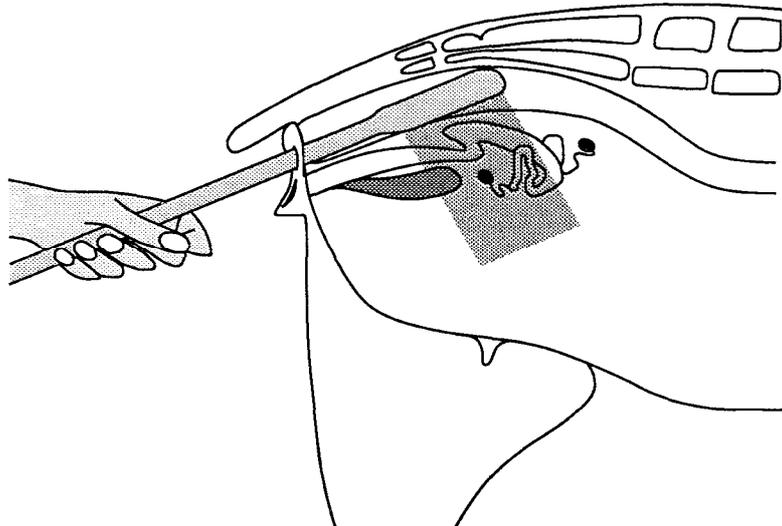


Figure 3.13: Echographie transrectale (Wolfgang, 1994).

9. Facteurs de variation de la fertilité après insémination :

Autour d'une fertilité moyenne, après insémination artificielle, d'environ 62,4% (n=17438 ; Leboeuf 1992), il existe une variabilité importante selon les lots et les élevages, malgré les précautions prises au niveau du choix des femelles et dans l'application du traitement hormonal. 25% des lots inséminés présentent une fertilité inférieure à 50%, et dans 20% des lots, elle était supérieure à 70% (Leboeuf et al, 1998).

Cette variabilité peut être imputable à de nombreux facteurs :

9.1. Le moment d'insémination : la fertilité des chèvres, inséminées à différents moments du début de l'oestrus, indique que l'insémination doit être faite au début des chaleurs (**voir tableau 3.3**), en accord avec le moment d'ovulation, la durée de transport et de survie des spermatozoïdes et des ovules dans les voies génitales femelles (Corteel, 1981).

La fertilité des chèvres est élevée lorsqu'elles sont inséminées avant qu'après l'ovulation (Ritar et al, 1990).

Généralement, les caprins ovulent quelques heures après la fin des chaleurs (Goel et Agrawal, 2003). Chez les chèvres égyptiennes locales, l'ovulation survient environ 27h après le début de l'oestrus (Salama, 1972). En utilisant la technique laparoscopique, Jarosz et al, (1971), observent l'ovulation $4,23 \pm 0,25$, $3,10 \pm 0,18$ et $2,11 \pm 0,16$ j après l'apparition du comportement oestral chez la race Toggenburg, Pygmy et celle de leur croisement, respectivement.

Selon Leboeuf et al, (1994), l'ovulation survient, chez la chèvre, entre 44 et plus de 68h après l'arrêt de leur traitement d'induction et/ou de synchronisation, avec une moyenne de $52,5 \pm 4,5$ h.

Cela pourrait expliquer la variabilité de la fertilité après IA, surtout dans le cas où celle-ci est réalisée à un moment fixe par rapport à la fin du traitement hormonal (Maurel et al, 1992) (**tableau 3.3**).

Heures entre début d'oestrus et insémination	Pourcentage des chèvres mettant bas	Nombre des chèvres
0-12	70	742
12-24	63	646
24	47	248

Tableau 3.3 : Fertilité des chèvres inséminées avec de la semence fraîche à différents moments du début de l'oestrus (Corteel, 1981).

9.2. L'utilisation répétée du traitement hormonal : la plupart des oestrus tardifs (plus de 30h après le retrait de l'éponge) sont due à l'action d'anticorps anti-PMSG, apparus après

l'administration répétée du traitement au cours de la vie de la chèvre ; la fertilité après IA et alors faible (Leboeuf et al, 1998).

De plus, suite à l'IA réalisée à un temps précis après l'arrêt du traitement hormonal, le taux de mise bas des femelles, venues en oestrus plus de 30h après la fin du traitement (33% ; n=108), est inférieur ($P < 0,01$) à celui observé chez les chèvres venues en oestrus avant 30h (65% ; n=520) (Maurel et al, 1992) (**figure 3.14**).

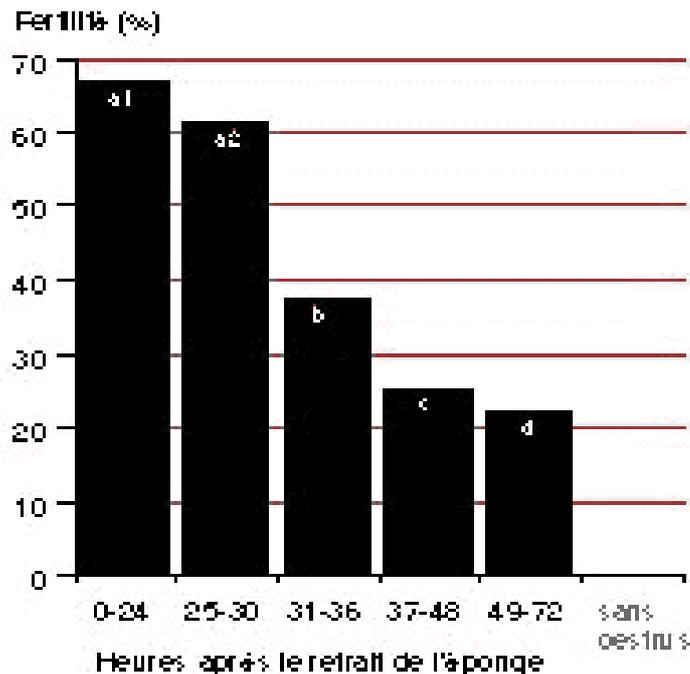


Figure 3.14 : Fertilité (pourcentage de chèvres mettant bas) après IA selon l'intervalle entre le retrait de l'éponge vaginale et le début de l'oestrus. a1 vs b et a2 vs c : $P < 0,01$; a2 vs d : $P < 0,05$ (Leboeuf et al, 1998).

Actuellement, en l'absence d'alternative à la PMSG, il est recommandé, aux éleveurs, de ne traiter les chèvres qu'une seule fois par an et de pratiquer une détection des chaleurs 30h après la fin du traitement, afin de ne pas inséminer inutilement celle qui ne sont pas en chaleur.

9.3. La réponse de l'ovaire au traitement hormonal: une étude récente montre que moins de 5% des chèvres n'ovulent pas à la suite du traitement. Ce pourcentage peut atteindre, dans certains cas, 20 à 30%, ce qui constitue alors une cause de faible fertilité pour l'élevage considéré (Groupe Reproduction Caprine, 1995).

9.4. Le nombre et la qualité des spermatozoïdes inséminés: le nombre total des spermatozoïdes à inséminer, après synchronisation hormonal de l'oestrus, varie entre 100 et 200 million de spz (Corteel et Leboeuf, 1990).

Dans l'espèce caprine, la motilité individuelle des spermatozoïdes conservés à l'état liquide apparaît liée à la fertilité ; l'insémination des femelles avec de la semence de faible motilité (inférieure à 3,5) peut induire une diminution de la fertilité de 20% (Baril et al, 1993).

9.5. L'endroit du dépôt de la semence : encore, le taux de fertilité est en rapport avec le site d'insémination dans le tractus génital femelle. Avec l'insémination artificielle cervicale, la fertilité et la fécondité s'améliorent en déposant la semence de plus en plus en avant dans les voies génitales de la femelle (Ritar et al, 1990).

L'insémination artificielle intra-utérine par voie exocervicale augmente la fertilité de 10% en comparaison avec l'insémination artificielle cervicale (Baril et al, 1993).

Paulenz et al, (2005) ; ont étudié les effets de l'insémination artificielle cervicale et vaginale, avec de la semence conservée à la température ambiante, sur la fertilité des chèvres laitières Norvégiennes. La première technique permet l'obtention d'un taux de non-retour à 25j et de mises bas de 87,0 et 78%, et la seconde 85,5 et 74,3%, respectivement. La différence entre les deux techniques n'était pas significative. Cependant, l'IA vaginale est simple, rapide et peu coûteuse en comparaison avec d'autres méthodes, en donnant des résultats de fertilité encourageants.

9.6. La pseudogestation : après IA, la fertilité des chèvres peut être réduite suite à l'existence de pseudogestation au moment du traitement d'induction des chaleurs.

La pseudogestation se caractérise par la persistance d'un corps jaune et l'accumulation de fluides dans l'utérus (Pieterse et Taverne, 1986). Elle est observée chez 3 à 4% des chèvres, mais son taux peut atteindre les 20% (Leboeuf et al, 1994 ; Brice et al, 2003).

Une étude récente a montré que, chez des chèvres inséminées artificiellement, plus de 50% des pseudogestions, identifiées par échographie environ 45j après IA, font suite à une mortalité embryonnaire tardive.

9.7. L'alimentation : les résultats de fertilité des troupeaux caprins ayant recours à l'IA sont parfois décevants. L'alimentation, par le niveau de couverture des besoins énergétiques et azotés qu'elle autorise, et par le dérèglement hormonal que tout excès peut entraîner, est souvent présentée comme responsable de ces résultats, au même titre que bon nombre d'autres facteurs (Leclerc, 2001).

9.8. L'inséminateur : l'expérience de l'inséminateur apparaît importante pour l'obtention d'un bon niveau de fertilité, celle-ci augmente avec le nombre de chèvres inséminées annuellement par agent (Marquis, 1990).

Ces variations du taux de réussite d'IA ne doivent pas être imputées exclusivement à l'inséminateur, elles peuvent être associées à d'autres facteurs de variation de la fertilité.

PARTE EXPERIMENTALE

MATERIELS ET METHODES

1. Rappel des objectifs :

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

Différents facteurs sont susceptibles d'influencer l'expression de cette activité reproductive, à savoir :

- ▲ Facteurs environnementaux : photopériode, température, structure sociale et état nutritionnel.
- ▲ Facteurs internes : taux des hormones stéroïdes, race et individu.

La photopériode est le principal entraîneur de la fonction de reproduction, ses variations sont responsables, chez la plupart des espèces animales, de l'alternance entre une saison d'activité et une saison de repos sexuel. Chez les boucs de race saisonnée, le comportement sexuel, le volume testiculaire et la production spermatique sont influencés par les changements photopériodiques.

Les caprins originaires des zones tempérées manifestent d'importantes variations saisonnières de leur activités sexuelle. Dans les deux sexes, il existe une période d'activité sexuelle maximale qui s'étend, en général, d'octobre à janvier et une période d'activité minimale de février à septembre.

Sous les climats tropicaux et subtropicaux, la température peut être un facteur limitant les capacités de reproduction des boucs. Ainsi, le volume et la concentration en spermatozoïdes des éjaculats sont diminués en période de hautes températures.

En Algérie, la production spermatique des boucs de race locale au cours de l'année est imparfaitement élucidée et reste encore confuse. Pour cette raison, nous voudrions bien dans notre étude de porter importance à :

- Etudier les variations annuelles de la production spermatique des boucs de race locale.

- Déterminer le moment propice à la production d'une semence de bonne qualité.
- Déterminer le ou les facteurs susceptible(s) d'influencer la reproduction des boucs de race locale.
- Déterminer le taux de fertilité des chèvres locales après une insémination artificielle avec de la semence fraîche sur chaleurs naturelles.

L'expérience que nous avons menée s'est déroulée au chef lieu de la wilaya de Tiaret, dans le parc d'animaux de l'Institut des Sciences Vétérinaires.

L'étude s'est prolongée pendant une année, elle a débuté le 01/09/2005 et est terminée le 31/08/2006.

Elle comporte l'investigation d'un important facteur de la fonction de reproduction, à savoir l'étude des variations saisonnières de la production spermatique du bouc de race locale dans la région de Tiaret, et l'insémination artificielle des chèvres avec de la semence fraîche.

2. La localisation :

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

Tiaret s'étend sur les pentes du Djebel Guezoul à une altitude de 1086mètres, une latitude de 35°15' N et une longitude de 1°26' E (<http://www.tv5.org>).

Les hauteurs au dessus du col de Guertoufa culminent à 1196mètres, à 1121mètres pour Sidi Khaled et à 1221mètres pour Djebel Guitna, au nord du champ de tir (<http://www.oranie.com>).

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

Au cours de l'année d'expérimentation, le climat a été caractérisé par une moyenne annuelle d'humidité de 65,83% et une pluviométrie de 413,5ml.

Durant cette même période, les valeurs moyennes des températures minimales et maximales varient, respectivement, entre - 0,3 et 11°C en hiver et entre 14,7 et 36,1°C en été.

La durée de la phase clair du jour varie entre 9,43h, dans le solstice d'hiver, et 14,23h dans le solstice d'été, avec une différence de 4,49h (Station Météorologique Aïn Bouchekif, 2006)

3. Milieu et animaux :

Le lot de caprin subissant l'expérimentation était constitué de 03 boucs et 11 chèvres. L'âge des animaux varie entre 03 et 05ans pour les mâles et entre 04 et 06ans pour les femelles.

Les boucs et seulement une femelle ont été identifiés et introduits dans le parc d'animaux de l'ISVT le 25 juin 2005. Les 10 autres chèvres y étaient le 26 septembre 2005.

Les animaux ont subi un examen général et un examen spécial de l'appareil reproducteur, avec des tests de dépistage de la brucellose.

Ils ont été déparasités à l'aide d'une association d'antiparasitaire injectable (Ivermectine 1% : Ivomec, à raison de 1ml/50kgPV) et buvable (Albendazol 1,9% : Valbazen 1,9%, à raison de 2ml/10kgPV), et vaccinés contre l'entérotoxémie (Coglavax, à raison de 2ml/animal).

Les boucs et les chèvres sont maintenus, pendant toute la durée de l'expérimentation, dans deux box différents avec absence de tout contact physique entre mâle et femelle, à l'exception du moment de travail. Ils reçoivent une alimentation fixe à base d'orge broyée, à raison de 550 g/A/j. Le fourrage et l'eau sont distribués à volonté. Un complément minéralo-vitaminique est incorporé dans la ration de manière à couvrir ses déficits.

4. La récolte du sperme :

Dans une salle réservée à la récolte du sperme, en utilisant un vagin artificielle, celle-ci a eu lieu 3 fois par semaine, à un intervalle d'un jours entre chaque séance (Samedi - Lundi - Mercredi).

4.1. La préparation du vagin artificiel : cet appareil mesure 24cm de long et 6cm de diamètre, muni d'un cône et d'un tube collecteur gradué en plastique (**photo 4.1**).



Photo 4.1 : Vagin artificielle.

A l'aide d'une plaque chauffante, l'eau est amenée à une température de 55°C, de manière à créer, au moment du remplissage du vagin artificiel, une température favorable à l'éjaculation (45°).

Par temps froid, la température de l'eau peut être élevée jusqu'à 70°C et un réchauffement préalable de l'appareil est nécessaire. La température de l'eau est mesurée avec un thermomètre.

Le vagin artificiel est rempli d'environ 150ml d'eau, ce volume a permis de créer une pression suffisante sur l'organe copulateur du mâle.

L'extrémité du vagin artificiel servant à la pénétration du pénis est enduite de vaseline.

4.2. La préparation de la femelle : la femelle boute-en-train est maintenue en oestrus par l'injection, deux fois par semaine, de 1mg de benzoate d'oestradiol.

Pour faciliter la récolte, la femelle est généralement attachée au mûr.

Après la préparation du vagin artificiel et l'attachement de la femelle, les mâles sont lâchés un par un pour être récoltés. L'opérateur, à genou à côté de la femelle, lance le vagin en direction du fourreau à chaque fois que le bouc chevauche la chèvre.

Si l'éjaculation se produit, le vagin est mis en position verticale, pour avoir la totalité de l'éjaculat dans le tube collecteur. Le volume est mesuré directement sur celui-ci par lecture des graduations (**photo 4.2**).



Photo 4.2 : Récolte et évaluation du volume de l'éjaculat.

Les valeurs ainsi obtenues sont enregistrées dans un tableau (**voir annexe 1, 2, 3, 4, 5 et 6**).

Le vagin artificiel est désinfecté, après chaque utilisation, avec du permanganate de potassium.

5. L'insémination artificielle :

Les chèvres sont inséminées sur chaleurs naturelles avec de la semence fraîche, déposée juste à l'entrée du cervix.

Les 10 chèvres à inséminées ont reçu, le lendemain de leur introduction, une injection intramusculaire de 500 μ g de cloprostenol (soit 2ml d'Estrumate : prostaglandine de synthèse). Six d'entre elles ont avorté dans les 72h suivant le traitement.

Donc, l'insémination artificielle des chèvres est différée de 8 semaines, période suffisante pour une complète involution utérine.

Cependant, la détection des chaleurs a débuté le 21 novembre 2005, en utilisant un bouc entier muni d'un tablier empêchant la saillie naturelle (**photo 4.3**).



Photo 4.3 : Bouc entier muni d'un tablier.

La détection des chaleurs a eu lieu deux fois par jour (matin et soir) pendant une durée de 30min. en dehors de la distribution d'alimentation (**photo 4.4**).



Photo 4.4 : Détection des chaleurs.

Une fois la femelle détectée en oestrus (immobilisation lors du chevauchement, frétaillement de la queue, flairage du mâle,...etc), elle sera sortie du box pour permettre au bouc de détecter l'ensemble des femelles. Ensuite, cette femelle est répertoriée, de même que le moment d'apparition des chaleurs, dans un tableau. Une double insémination exocervicale est réalisée 12 et 24h après le début des chaleurs (**voir tableau 5.3**).

Dans les instants précédant l'insémination, la femelle en oestrus est utilisée pour récolter le mâle. Une fois la semence obtenue, un co-opérateur soulève la femelle de ses membres postérieurs. Le col bien visible en ce moment, est visualisé à l'aide d'un spéculum lubrifié et introduit dans le vagin. Grâce à une pipette, quelques gouttes de sperme sont

aspirées du tube collecteur et déposées à l'entrée du col ; puis la femelle est relâchée (photo 4.5).



Photo 4.5 : Insémination artificielle exocervicale d'une chèvre.

La détection des chaleurs s'est prolongée sans interruption jusqu'à 24j après la date d'insémination de la dernière chèvre, ceci permet de détecter les femelles revenues en chaleur pouvant être réinséminées. Cette pratique nous a permis de calculer un important paramètre de reproduction qui est le taux de fertilité ; un autre paramètre, le taux de prolificité, est calculé après les mises bas des chèvres. Selon Casamitjana (1998), ces taux se définissent comme suit :

➤ La fertilité : C'est le pourcentage du nombre des femelles mettant bas par rapport au nombre de femelles mises à la lutte et présentes à la mise bas.

➤ La prolificité : C'est le taux du nombre de petits nés par rapport au nombre de femelles mettant bas.

Un diagnostic échographique de gestation est réalisé pour l'ensemble des femelles à différents moments de la gestation (**voir annexe 7**). Pour la méthode transcutanée, on a utilisée l'échographe SIGMA 110 Light et pour la méthode transrectale, l'appareil utilisé est de type Pie Medical Falcon 100.

RESULTATS ET STATISTIQUES

1. Variations de la production spermatique :

Les résultats enregistrés dans notre étude montrent que la production spermatique culmine au mois de décembre avec une moyenne mensuelle de $0,76 \pm 0,29$ ml. Elle subit une diminution nette en janvier atteignant la valeur de $0,478 \pm 0,18$ ml. Au cours des mois de février et de mars, la production spermatique diminue progressivement jusqu'à atteindre la moyenne mensuelle de $0,17 \pm 0,19$ ml en avril et s'annule complètement en mai.

Une valeur de $0,08 \pm 0,036$ ml est enregistrée en juin, à partir de laquelle, la production spermatique augmente d'une manière presque constante ($0,17$ ml/mois) et arrive à $0,61 \pm 0,11$ ml en Septembre. Celle-ci diminue en Octobre, puis augmente de nouveau (tableau 5.1 ; figure 5.1).

Mois	Sep	Oct	Nov	Déc	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Jui	Jui	Aou
Moyenne Mensuelle	0,61	0,58	0,66	0,76	0,47	0,39	0,28	0,17	0	0,08	0,25	0,42
Ecartype	0,11	0,17	0,21	0,29	0,17	0,09	0,05	0,19	0	0,03	0,05	0,1

Tableau 5.1 : Moyenne mensuelle du volume spermatique des boucs.

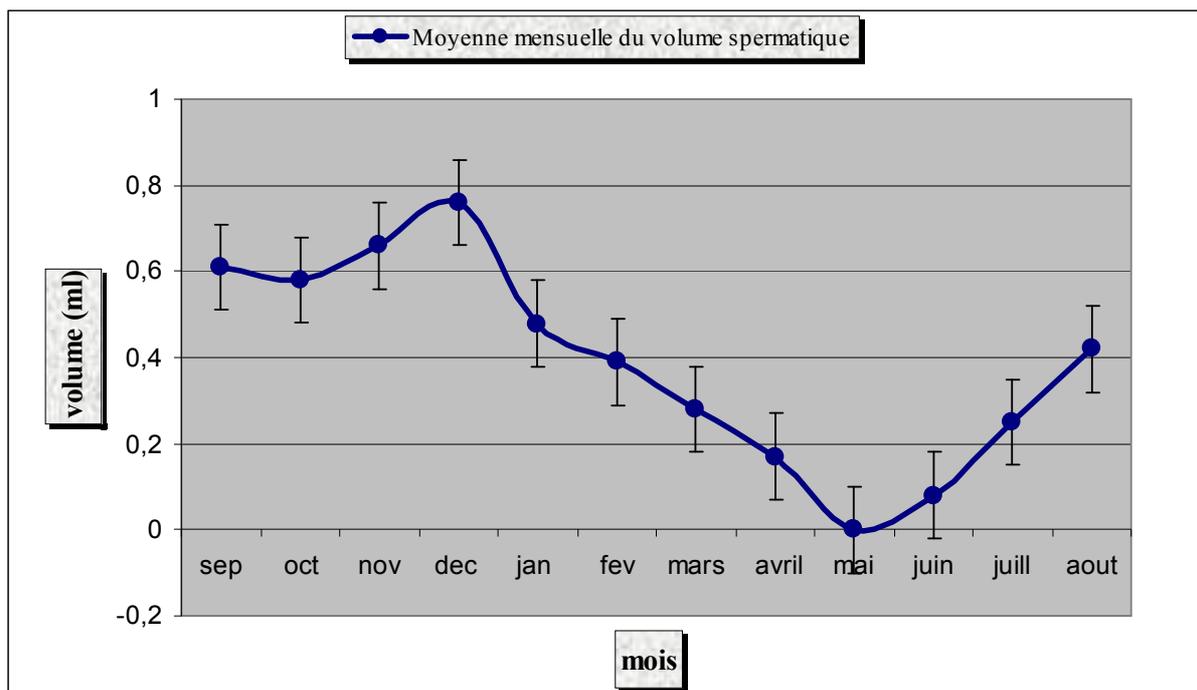


Figure 5.1 : Variations mensuelles de la production spermatique des boucs.

2. Comparaison entre la durée du jour et la production spermatique :

A l'exception des mois d'octobre et de juin, la production spermatique et la durée du jour évoluent inversement ; la première augmente au moment où la seconde diminue et vice-versa (**figure 5.2**).

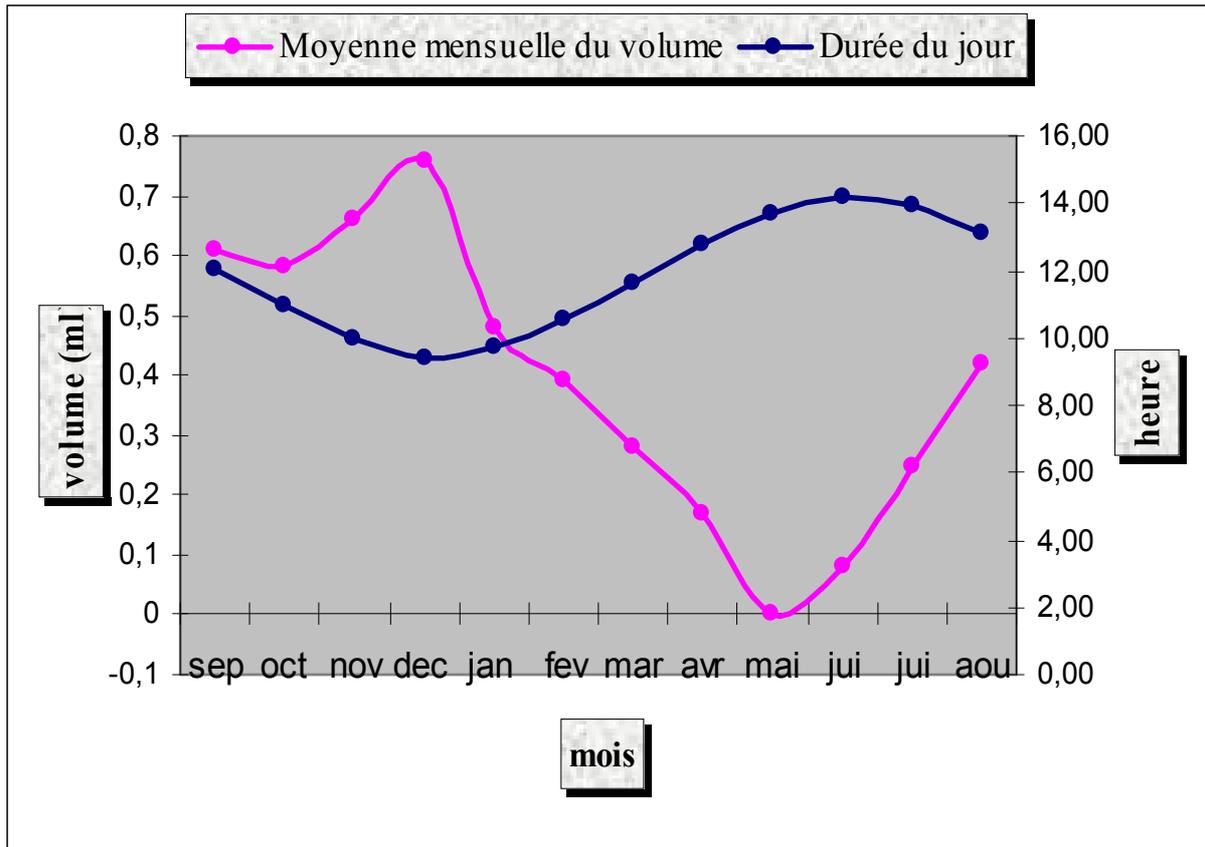


Figure 5.2 : Comparaison entre la durée du jour et la production spermatique.

3. Variations saisonnières de la production spermatique :

L'automne est marqué par une production spermatique maximale avec une moyenne saisonnière de $0,64 \pm 0,33$ ml. Elle diminue en hiver ($0,44 \pm 0,24$ ml) jusqu'à atteindre le minimum au printemps ($0,102 \pm 0,16$ ml), puis elle augmente en été et atteint une moyenne saisonnière de $0,39 \pm 0,22$ ml (**tableau 5.2 ; figure 5.3**).

Saison	Automne	Hiver	Printemps	Été
Moyenne saisonnière	0,64	0,44	0,10	0,39
Ecartype	0,33	0,24	0,16	0,22

Tableau 5.2 : Moyenne saisonnière du volume spermatique des boucs.

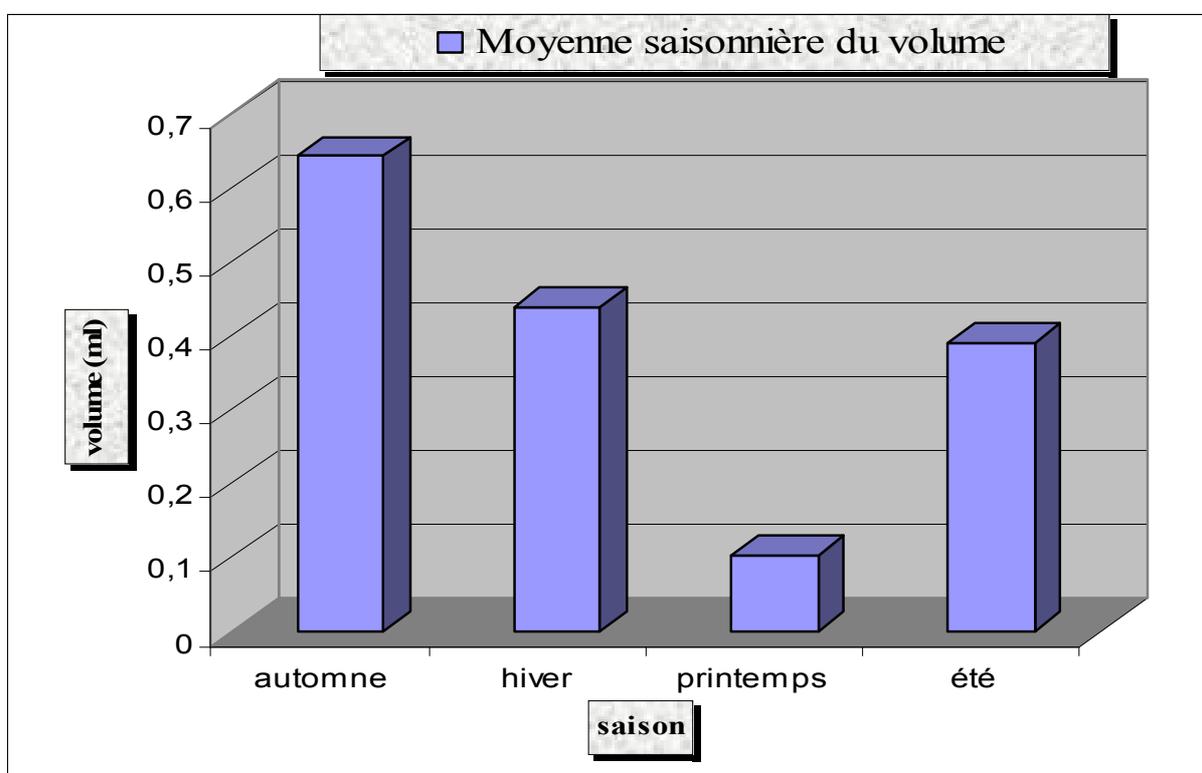


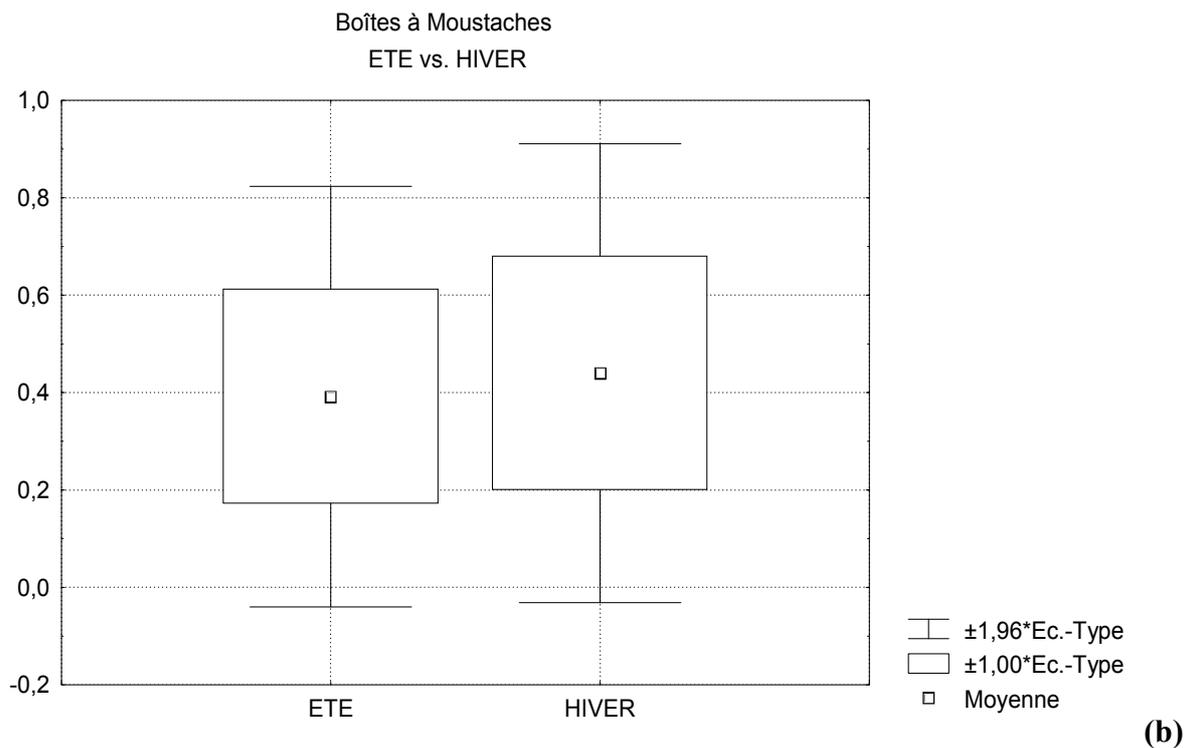
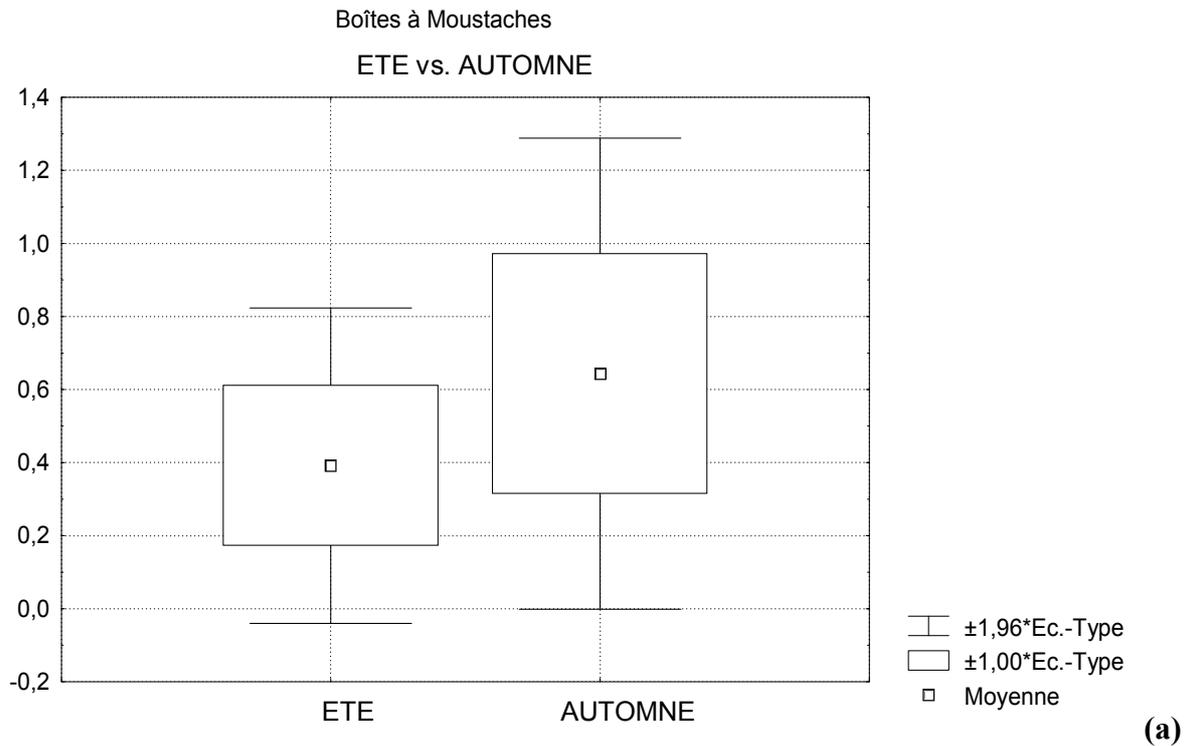
Figure 5.3 : Variations saisonnière de la production spermatique des boucs.

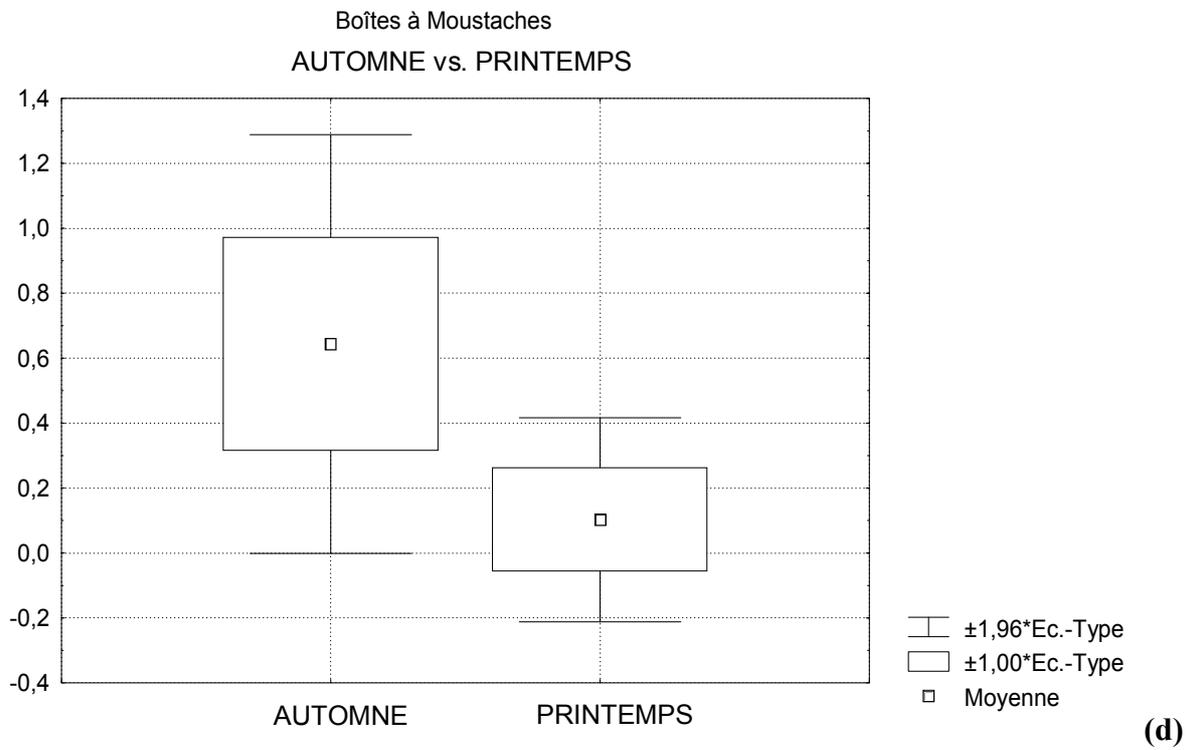
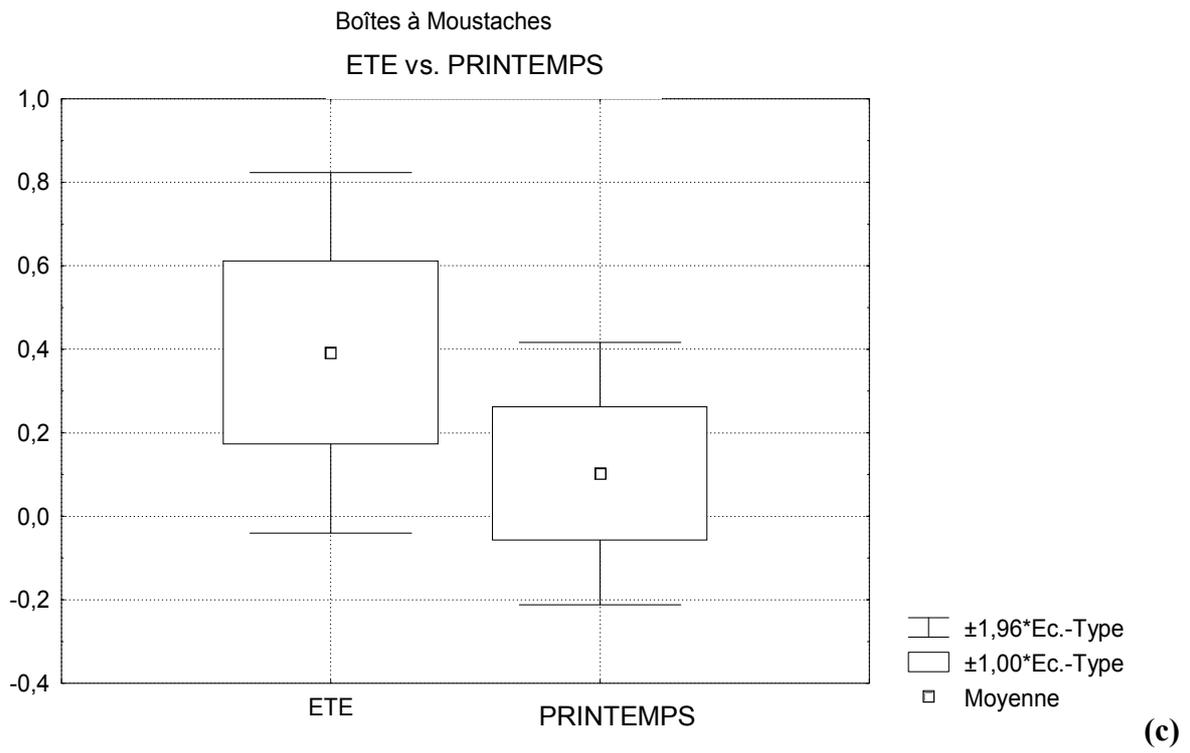
En utilisant le logiciel STATSTICA 06, l'analyse des moyennes saisonnières par le test d'indépendance montre que :

- La moyenne saisonnière de la production spermatique en automne diffère significativement de celle obtenue en été, en hiver et au printemps ($p = 0,00029$, $p = 0,0037$, $p = 0,00000$ respectivement).
- La différence est très hautement significative entre la moyenne de la production spermatique du printemps et celle des autres saisons ($p = 0,00000$).

- Les moyennes saisonnières de la production spermatique de l'été et celle de l'hiver ne diffèrent pas significativement ($p = 0,38$).

Voilà ci-dessous un ensemble de graphique (boîte à moustaches) qui montre les résultats de l'analyse statistique (**figure 5.4**).





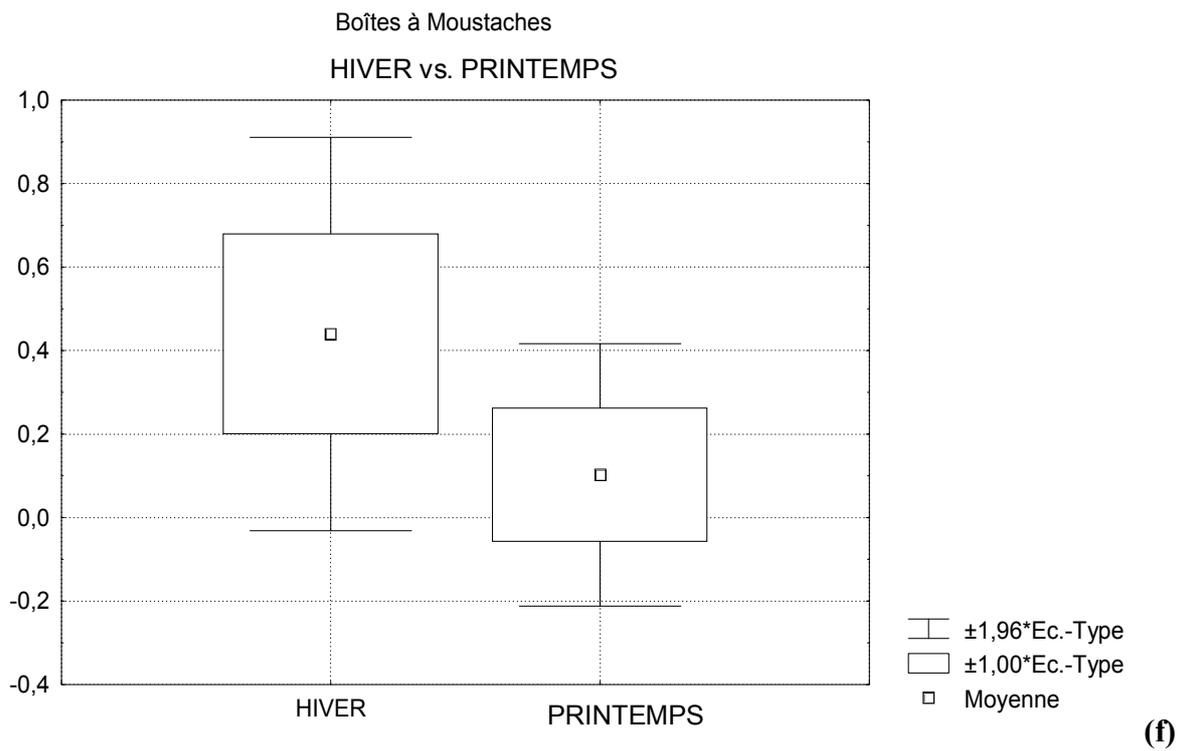
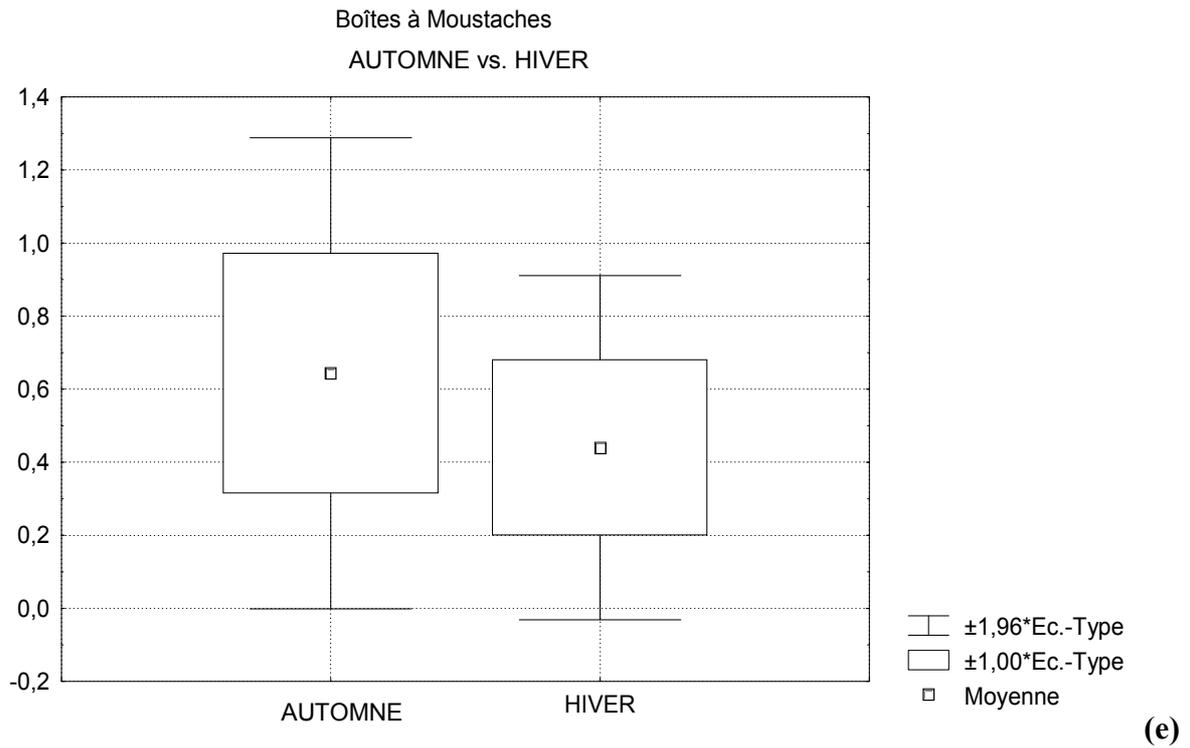
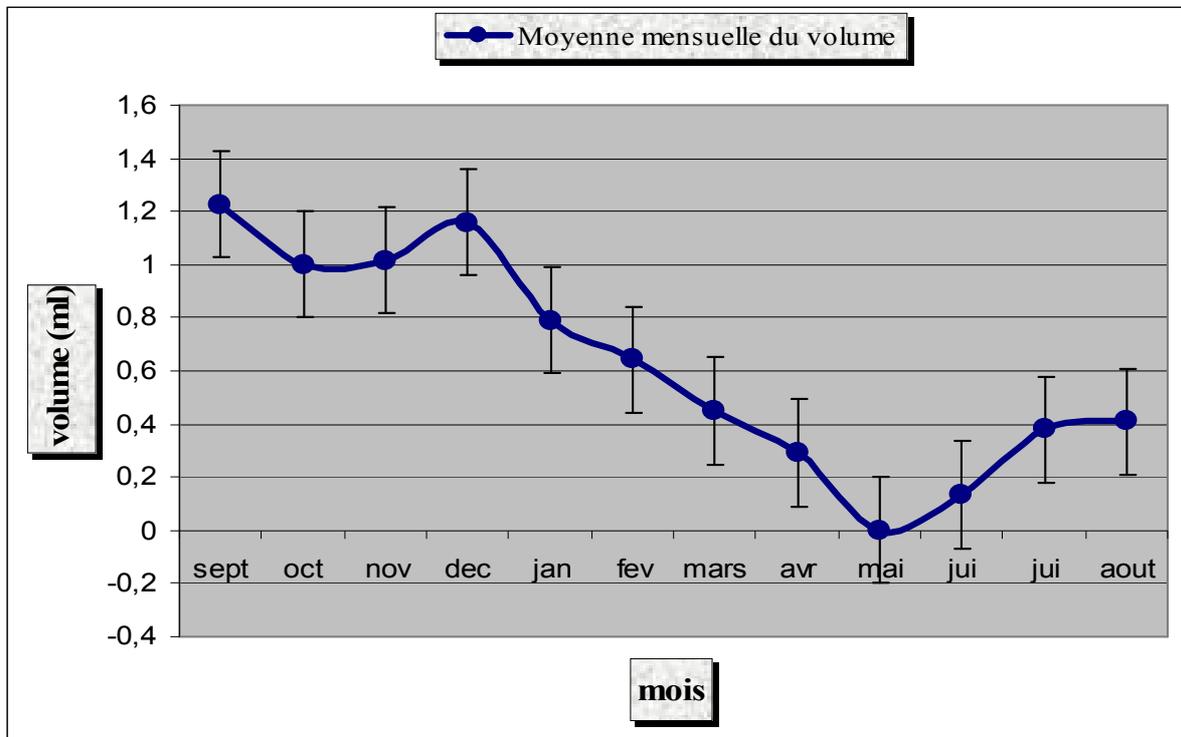
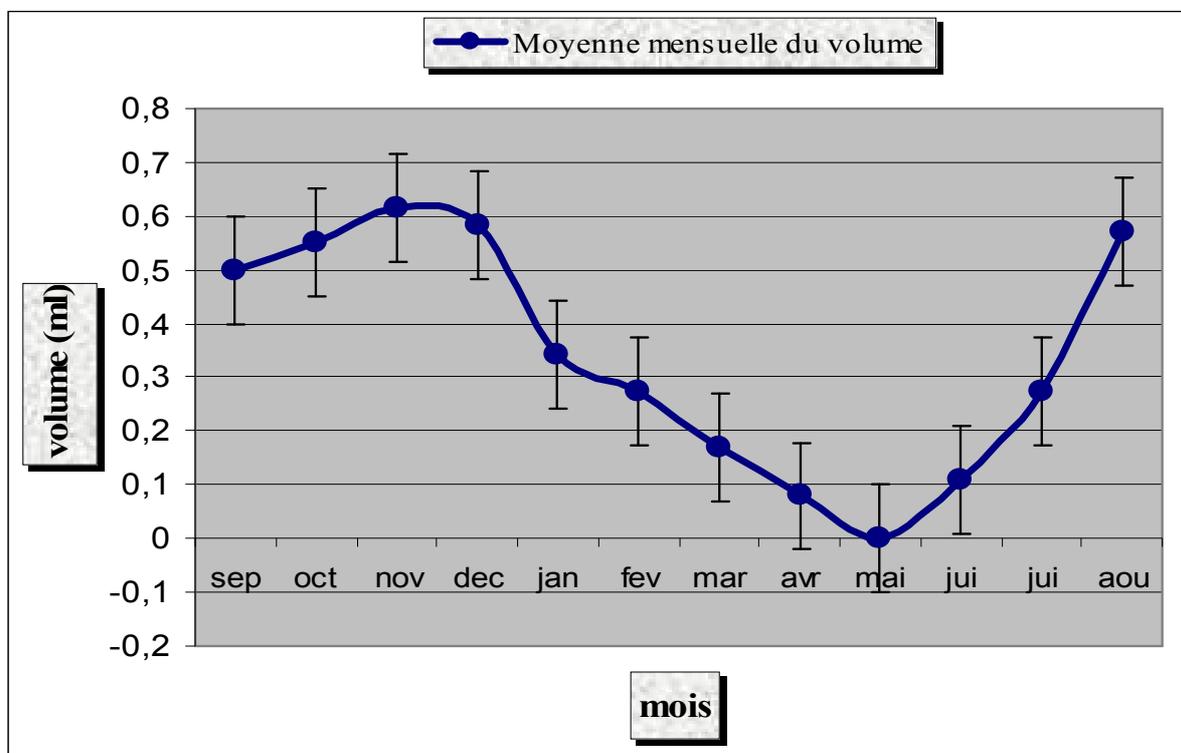


Figure 5.4 (a, b, c, d, e et f) : Représentation graphique de la comparaison entre les différentes moyennes saisonnières du volume spermatique.

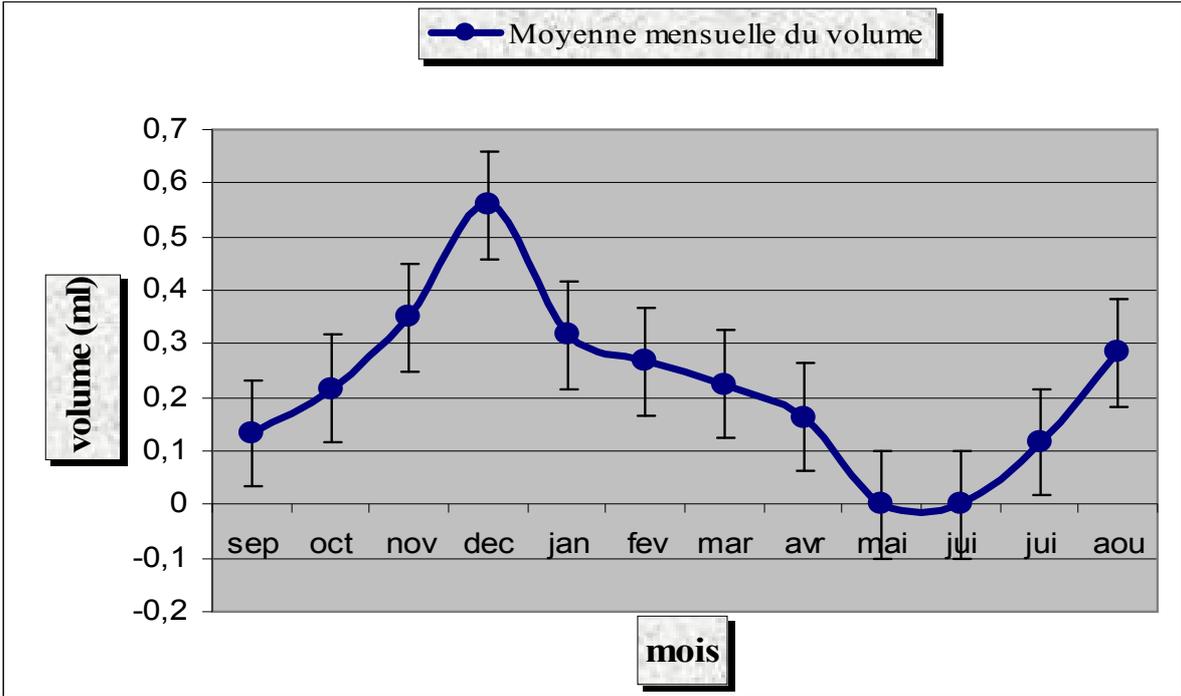
Les variations mensuelles et saisonnières de la production spermatique de chaque bouc sont représentées ci-dessous. Leur évolution est similaire pour les trois boucs à l'exception de quelques remarques (**figure 5.5 ; figure 5.6**).



(a)

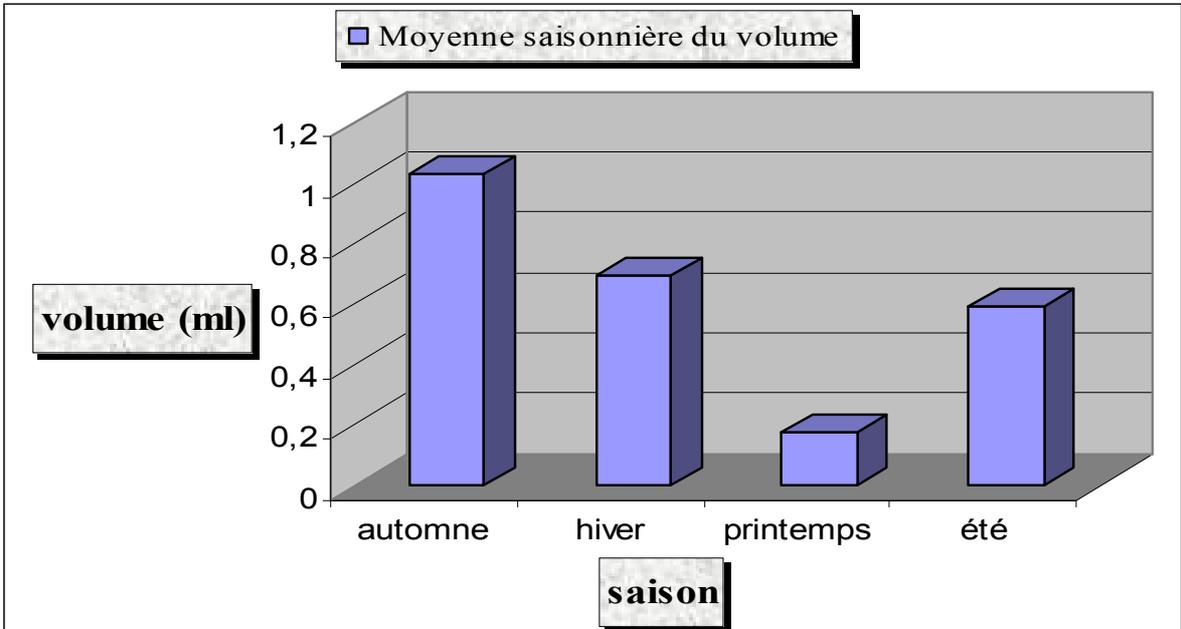


(b)

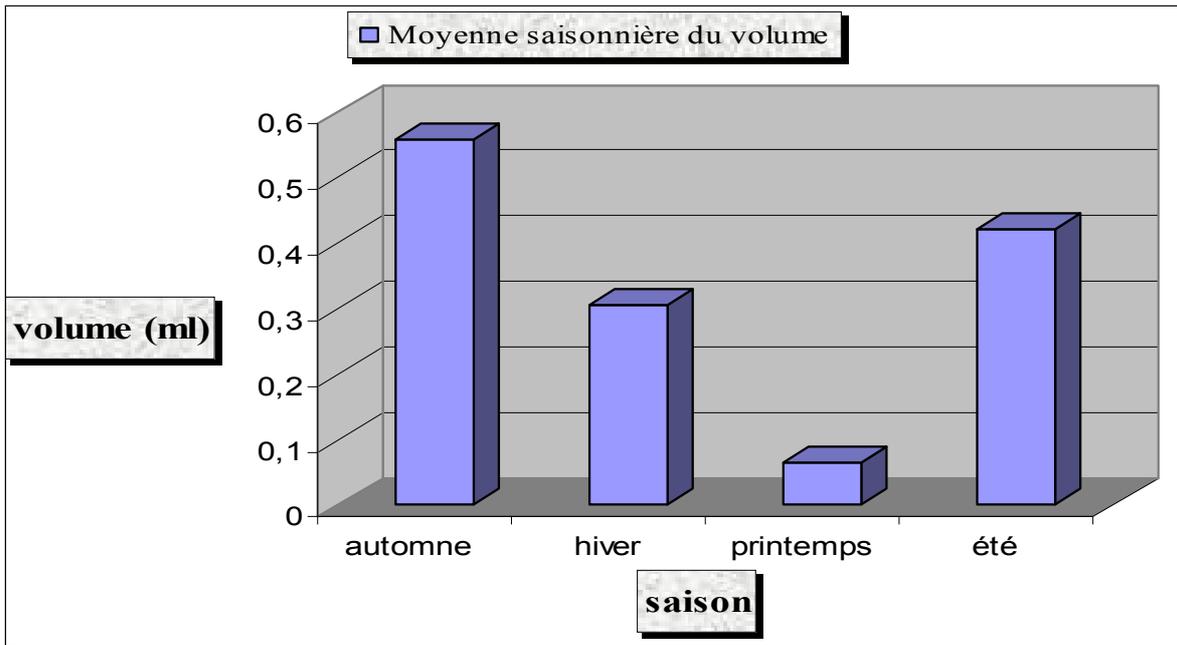


(c)

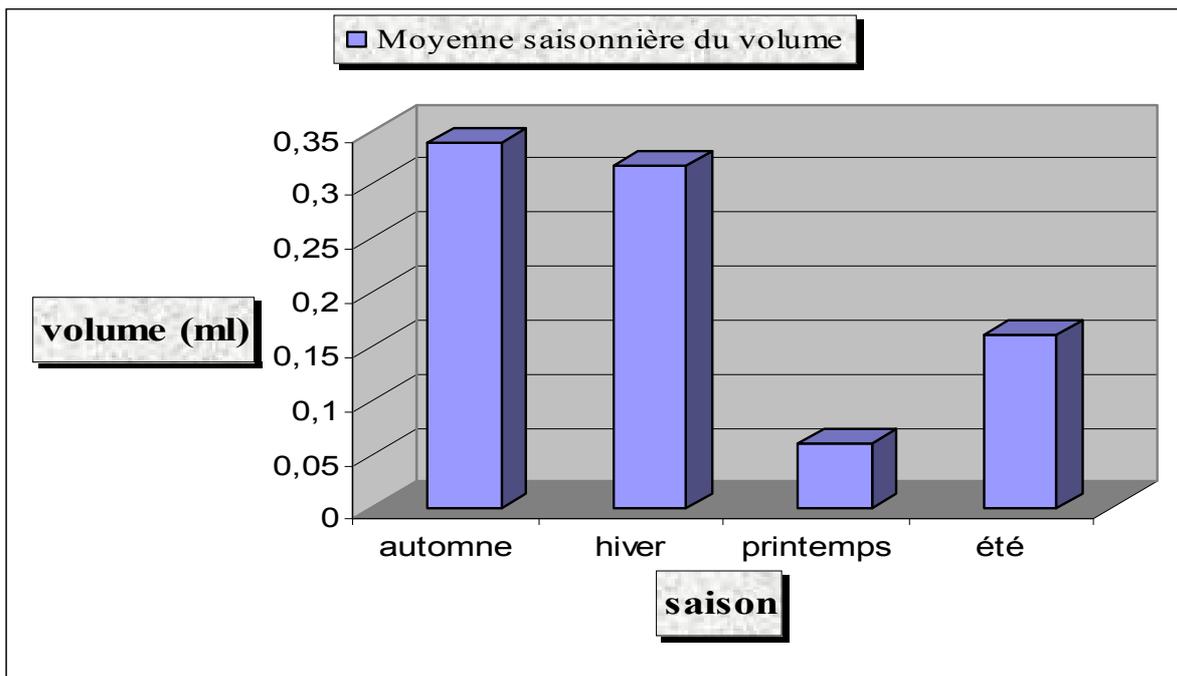
Figure 5.5 : Variations mensuelles de la production spermatique de chaque bouc (a : bouc n°1 ; b : bouc n°2 ; c : bouc n°3).



(a)



(b)



(c)

Figure 5.6 : Variations saisonnières de la production spermatique de chaque bouc (a : bouc n°1 ; b : bouc n°2 ; c : bouc n°3).

4. Variations de la couleur spermatique :

Au début de l'expérimentation, c'est-à-dire aux mois de septembre et d'octobre, la semence est de couleur blanc jaunâtre et de consistance laiteuse.

Au fur et à mesure du rapprochement du mois de décembre, sa couleur devient jaunâtre à jaune luisant au moment où le volume est à son maximum et sa consistance augmente et devient lactocrémeuse.

A partir du mois de janvier, la diminution du volume spermatique s'accompagne d'un virage de la couleur vers le clair en devenant blanc jaunâtre à blanchâtre en avril. Au cours de cette même période, la consistance de la semence redevient laiteuse.

En juin, le redémarrage de la production spermatique est marqué par une couleur grisâtre et une consistance aqueuse de la semence, puis, ces deux paramètres changent et ensuite, celle-ci apparaît blanc jaunâtre et de consistance laiteuse en août.

Selon nos observations :

- La latence à l'éjaculation évolue inversement au volume spermatique. Elle est élevée de mars à juin et diminuée d'août à janvier. Le lâché des mâles ensemble pour la récolte permet de diminuer, et de manière remarquable, la durée de la latence à l'éjaculation.

- L'apparition du comportement d'homosexualité, conséquence de l'élevage des boucs en groupe, nous a obligé d'utiliser, quelques fois, le mâle dominé boute-en-train pour effectuer la collecte de semence.

5. Résultats de l'insémination artificielle :

Dans cette seconde partie de notre expérimentation, nous nous sommes intéressés à l'étude de deux paramètres de reproduction, à savoir le taux de fertilité et le taux de prolificité.

Pour ce faire, les résultats de la détection des chaleurs et de l'insémination artificielle sont enregistrés dans le tableau ci-après (**tableau 5.3**).

N°ch/age	DAC	HAC	DIA	HIA	DRC	Mise bas
65	21/11/05	14h	22/11/05	7h-19h	25/11/05 7h	Retour
59	21/11/05	14h	22/11/05	7h-19h	26/11/05 19h	Retour
64	22/11/05	19h	23/11/05	7h-19h		132j//2f
51	23/11/05	7h	23/11/05 24/11/05	19h 7h		135j//1f
66	24/11/05	7h	24/11/05 25/11/05	19h 7h		134j//2f
52	25/11/05	7h	25/11/05 26/11/05	19h 7h		143j//1m
65 IA retour	25/11/05	7h	25/11/05 26/11/05	19h 7h		146j// 1m+1f
50	26/11/05	7h	26/11/05 27/11/05	19h 7h	02/12/05 7h	Retour
49	26/11/05	7h	26/11/05 27/11/05	19h 7h		143j//1m
59 IA retour	26/11/05	19h	27/11/05	7h 19h		145j//1f
48	27/11/05	7h	27/11/05 28/11/05	19h 7h		127j//1f
50 IA retour	02/12/05	7h	02/12/05 03/12/05	19h 7h		135j//1m
54	31/12/05	19h	01/01/06	7h 19h		Avortement 02/04/06

N°ch : numéro de chèvre.

DAC : date d'apparition des chaleurs.

HAC : heure d'apparition des chaleurs.

DIA : date d'insémination artificielle.

HIA : heure d'insémination artificielle.

DRC : date du retour en chaleur.

Tableau 5.3 : Résultats de la détection des chaleurs et de l'insémination artificielle des chèvres.

La détection des chaleurs nous a permis de révéler un retour en chaleur précoce de certaines chèvres se produisant en des moments variables :

☞ La chèvre n°65 est revenue en chaleur 4j au-delà de la première insémination.

☞ La chèvre n°59 est revenue en chaleur 5j au-delà de la première insémination.

☞ La chèvre n°50 est revenue en chaleur 6j au-delà de la première insémination.

Donc, le taux de fertilité des chèvres, évalué sur la base d'un non retour en chaleur après l'insémination artificielle, est de 70%.

Les naissances ont débuté le 04/04/06 et ont terminé le 21/04/06, avec une durée moyenne de gestation de 137,7j et un taux de prolificité de 120%.

- Observations :

- La durée moyenne de l'oestrus est de 28,8h, car 4 chèvres avaient un oestrus d'environ 24h et 36h pour les 6 autres.

- Le bouc montre toujours un intérêt sélectif envers les femelles, il courtise d'avantage celle dont les signes d'oestrus sont bien marqués.

Pour le diagnostic de gestation, l'utilisation de l'échographie à différents moments de celle-ci nous a permis de mettre en évidence l'état de gravidité des femelles en visualisant le fœtus ou l'un de ses organes et les modifications anatomiques de la matrice.

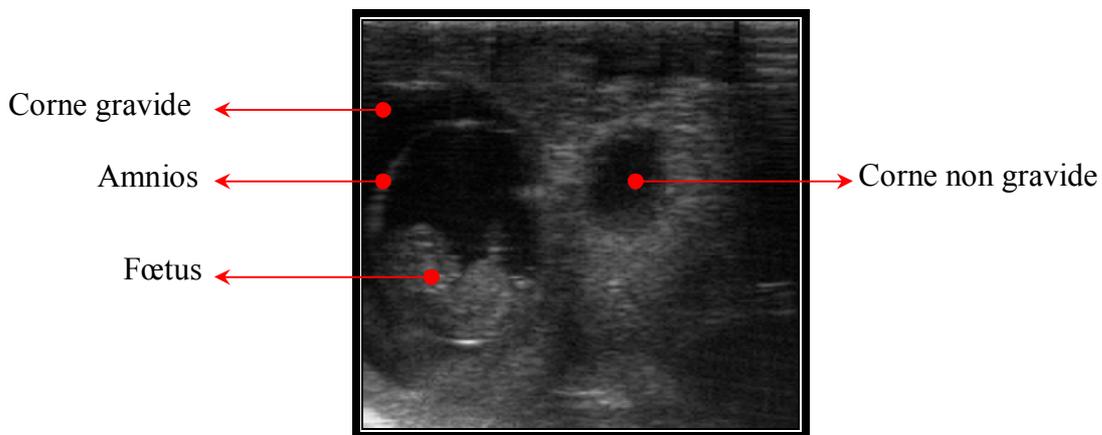


Photo 5.1 : Echographie transrectale d'un fœtus de 41j.

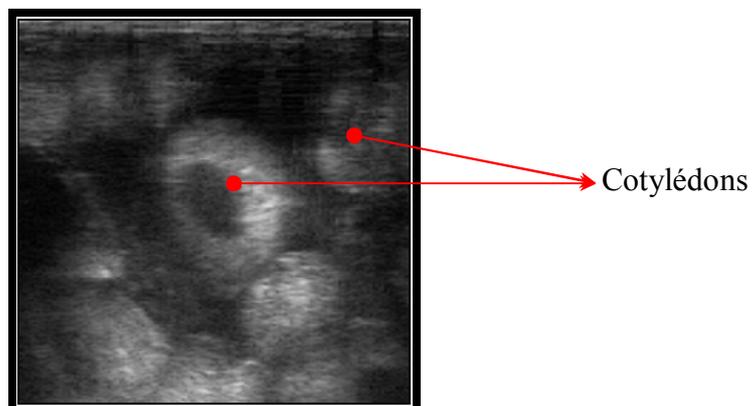


Photo 5.2 : Cotylédons d'une gestation de 52j.

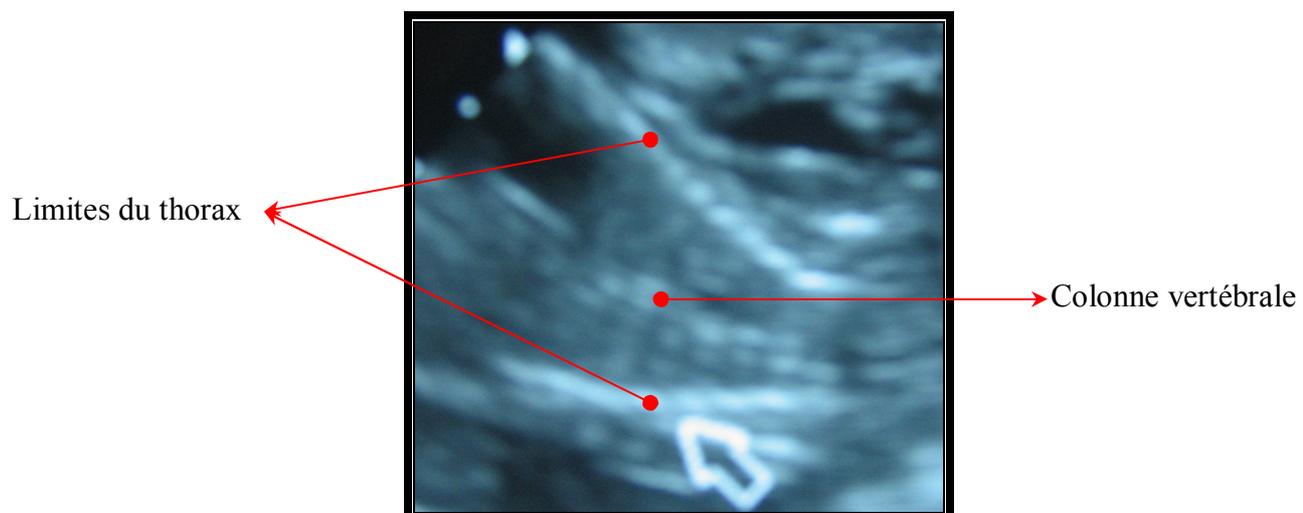


Photo 5.3 : Coupe horizontale du thorax d'un fœtus de 60j.



Photo 5.4 : Cœur d'un fœtus de 75j.

DISCUSSION

1. Le volume spermatique :

Dans notre étude, les résultats obtenus montrent que la production spermatique augmente pendant la saison d'été et d'automne, puis elle commence à régresser en hiver et essentiellement au printemps. Seulement au mois de mai, la production spermatique s'annule pour l'ensemble des boucs étudiés.

Nos résultats vont de pair avec les études faites sur des boucs originaire de la même région.

En Algérie, chez le bouc de race locale vivant dans la région de Tiaret, la circonférence scrotale augmente pendant les saisons de l'été et de l'automne, puis s'ensuit une diminution en hiver et particulièrement durant le printemps. La valeur maximale est atteinte en septembre ($27,67 \pm 0,17\text{cm}$) et la minimale en avril et en mai ($25,18 \pm 0,11\text{cm}$ et $25,25 \pm 0,17\text{cm}$, respectivement).

Chez cette même race, les variations mensuelles du comportement sexuel des boucs sont moins nettes mais elles évoluent de manière similaire à celle de la circonférence scrotale (Aït Amrane, 2006).

Cet auteur constate au cours de son étude que la latence à la deuxième éjaculation augmente de façon nette à partir du mois de janvier et jusqu'au mois d'avril, coïncidant avec la diminution de la circonférence scrotale et du comportement sexuel. En plus, le sperme de consistance laiteuse entre les mois de février et mai devient de plus en plus crémeux à partir du mois de juin.

Les travaux de Yahia (2006), portant sur l'étude de l'activité sexuelle de la chèvre locale dans la région de la Kabylie, montrent que la majorité des oestrus détectés se concentrent dans les mois d'octobre, novembre et décembre, puis ces oestrus diminuent jusqu'au mois de juin.

Cet auteur constate que le pourcentage des femelles manifestant des comportements d'oestrus au moins une fois par mois augmente progressivement jusqu'aux mois de d'octobre

et novembre où il touche son maximum (85,7%), par la suite ce taux diminue jusqu'à son minimum en mai et juin (14,3 et 7,14% respectivement). Cependant, l'activité sexuelle de la femelle suit une évolution fortement semblable à celle du bouc.

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

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

Donc, les boucs locaux du Mexique (région subtropicale) sont sensibles aux variations de la photopériode, et la même constatation est faite chez nos boucs étudiés.

Chez les caprins des latitudes moyennes et élevées, la principale période d'activité sexuelle se situe en automne, et le printemps représente la saison du repos sexuel se prolongeant jusqu'au milieu de l'été (Ortavant et al, 1985).

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

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

Le suivi de l'activité sexuelle des boucs Alpins indique que les éléments de la séquence du comportement sexuel varient en fonction des saisons. La fréquence des saillies

est maximale d'octobre à janvier et minimale le reste de l'année (quasiment nulle) (Rouger, 1974).

Chez les boucs de races Alpine et Saanen, dont la semence est collectée au vagin artificiel deux fois par semaine, il existe des variations saisonnières du taux de réussite à la collecte (Corteel, 1977), et de la latence à l'éjaculation (Delgadillo et al, 1991) ; chez six boucs des deux races suivis pendant deux années consécutives celle-là est de 100% d'octobre à avril et diminue de 20% entre mai et août.

Chez ces mêmes boucs, le poids testiculaire, en étroite corrélation avec la production spermatique, est bas de janvier à avril et haut de septembre à décembre (Delgadillo et al, 1991).

Ces variations du comportement sexuel et du poids testiculaire s'associent à des changements importants du volume et de la concentration de l'éjaculat, une baisse de la motilité individuelle et de la fécondance des spermatozoïdes est également observée entre avril et août (Corteel, 1977 ; Delgadillo et al, 1992).

Les boucs de races Alpine et Poitevine ont des éjaculats de volume élevé en automne et en hiver, c'est-à-dire pendant leur période d'activité sexuelle. Ces volumes diminuent par la suite pour atteindre un minimum au printemps et en été.

Des boucs de race Saanen élevés en conditions climatiques tropicales au Soudan maintiennent la saisonnalité de leur reproduction, en dépit de faibles variations de la durée du jour en cette latitude (15°30'N, 32°E). Cependant, une différence significative de leur circonférence scrotale est observée entre l'automne, l'hiver et l'été (26,54cm, 25,54cm et 23,88cm respectivement). En outre, le volume du mélange des éjaculats obtenus après plusieurs récolte est plus élevé en automne que pendant les autres saisons (Ahmed et al, 1997).

Chez le bouc cachemire australien, le poids testiculaire et la production des spermatozoïdes sont étroitement corrélés avec la circonférence scrotale. La reprise saisonnière de son activité sexuelle en fin d'été et à l'automne s'accompagne d'une augmentation du poids vif, de la circonférence scrotale, de l'intensité de l'odeur sexuelle et de la concentration

plasmatique de testostérone, avec une diminution de la nourriture ingérée (Walkden-Brown et al, 1994b).

L'étude des variations saisonnières de la testostérone plasmatique des boucs de race Vérata et Malgueña menée en Espagne montre l'existence d'une saisonnalité et d'une influence photopériodique sur la sécrétion de la testostérone. La testostéronémie la plus élevée est enregistrée pendant la diminution de la photopériode avec des différences entre saison pour les deux races. Pendant l'hiver et le printemps, les taux de la testostérone plasmatique sont plus faibles ($P < 0,01$) que pendant l'été et l'automne, autrement dit, durant l'augmentation de la photopériode la testostéronémie est plus faible ($P < 0,01$) que pendant sa diminution (Pérez et Mateos, 1994). Ces résultats sont similaires à ceux obtenus dans notre étude en matière de variations et d'influence photopériodique.

Delgadillo et al. (1999), concluent que le bouc Créole au nord mexicain, constamment nourri, manifeste une activité sexuelle saisonnière avec un maximum se produisant entre mai et décembre.

Chez ces boucs, les valeurs minimales du poids testiculaire (90g) et de la concentration plasmatique de la testostérone (0,1ng/ml) ont été observé entre janvier et février respectivement, tandis que les pics de ces deux paramètres ont été enregistrés en juillet et août (145g et 10ng/ml respectivement).

Egalement, la latence à l'éjaculation varie au cours de l'année, elle diminue entre mai et novembre (96sec) et atteint le pic en avril (183sec). Le nombre minimal de spermatozoïdes par éjaculat survient entre les mois de février et avril ($1,4 \times 10^9$ spz/éjaculat), alors que leur nombre maximum est observé entre mai et septembre ($2,8 \times 10^9$ spz/éjaculat). La motilité spermatique est faible entre janvier et avril (environ 3,04) et élevée entre mai et novembre (environ 3,55). Le pourcentage des spermatozoïdes vivants diminue entre janvier et avril jusqu'à la valeur 68% puis augmente de nouveau entre mai et novembre (80%).

De ce fait, la saison sexuelle en zones subtropicales débute environ 04 mois avant celle des zones tempérées et la période d'activité est plus longue (08 vs 05 mois), ce qui s'accorde avec les résultats que nous avons obtenues sur nos boucs dans notre région.

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

Au contraire de l'espèce caprine, l'évolution de la production spermatique des béliers dans la région de Tiaret est différente de celle des boucs. Le volume moyen des éjaculats est de $0,97 \pm 0,27$ et $0,96 \pm 0,24$ ml respectivement pour les béliers Ouled Djellal âgés de 4 à 6ans. Il est de $0,60 \pm 0,05$ et de $0,69 \pm 0,12$ ml respectivement pour les béliers Hamra âgés de 4 à 6ans. Les valeurs maximales du volume spermatique ont été obtenues pendant l'automne, le printemps et l'été (Azzi, 2001).

Walkden-Brown et al. (1994b), signalent que chez les mâles Créole de la Guadeloupe, le diamètre testiculaire ne varie pas au cours de l'année.

Les valeurs élevées de la circonférence scrotale des boucs British sont observées durant l'été et l'automne.

En terme de la conduite de l'élevage des boucs, nous avons fait quelques observations semblables à ceux rapportées par Casteilla et al (1987).

L'élevage des boucs en groupe de même sexe est néfaste à leur futur comportement sexuel, particulièrement ceux dont la semence sera collectée au vagin artificiel. Cet effet se traduit par une augmentation de la latence à l'éjaculation et le développement d'un comportement homosexuel intense pouvant aller à l'inhibition des mâles placés en conditions hétérosexuelles.

A la différence de ce qui a été constaté dans notre études, la température peut être un facteur limitant les capacités de reproduction des boucs élevés en régions tropicale et subtropicale, car chez ces derniers, le volume et la concentration des spermatozoïdes dans les éjaculats sont diminués pendant les périodes de hautes températures (Leboeuf et al, 2003).

2. L'insémination artificielle :

Chez les petits ruminants, l'insémination artificielle est systématiquement associée aux traitements hormonaux de synchronisation des chaleurs. Toutefois, l'IA continue à se développer, que ce soit pour l'espèce ovine ou caprine, dans un contexte peu favorable (concurrence pour la viande ovine, surproduction pour le lait). Les taux moyens de fertilité après IA sont jugés satisfaisants, malgré des variations importantes entre les élevages (Brice et al, 2003).

Dans notre étude, nous avons obtenu un taux de conception de 70% déterminé par un non retour en chaleur à 24j de la date d'insémination, et un taux de prolificité de 1,2. La durée moyenne de la gestation est de 137,7j, et pour l'oestrus, elle est de 28,8h.

En France, environ 60 000 chèvres ont été inséminées avec de la semence congelée déposée profondément dans le tractus génital de la femelle, après un traitement d'induction d'oestrus et d'ovulation (95% d'entre eux en avant de la saison de reproduction). Le taux de conception obtenu était de 65% (Leboeuf et al, 1998).

L'insémination artificielle de 17 438 chèvres de race Alpine et Saanen avec de la semence congelée, après un traitement d'induction des chaleurs permet l'obtention d'un taux de fertilité de 62% (Leboeuf, 1989).

D'après Bocquier et al (1998), la fertilité après insémination artificielle est en moyenne positivement reliée au poids vif de la chèvre avant sa mise aux régimes alimentaires haut et bas 25j avant et 21j après l'IA. Cependant, les taux de mise bas sont compris entre 61 et 69%, en rapport avec le régime alimentaire (Haut : 68,0%, n = 103 vs Bas : 61,8%, n = 89).

Le comité technique du groupe reproduction caprine (1997) rapporte que la moyenne de la fertilité de l'insémination artificielle est d'environ 62% avec une variabilité importante entre lots et élevages (25 à 85%).

Notre résultat est plus faible que celui obtenu par Paulenz et al. (2005). L'insémination artificielle de 217 chèvres laitière norvégienne âgées entre 6 mois et 7,5 ans sur chaleur naturelle donne un taux de non retour en chaleur après 25j et un taux de mise bas de

87,0 et 78,0% respectivement pour l'insémination cervicale, et 85,5 et 74,3% respectivement pour l'insémination vaginale.

Ritar et al. (1990), obtiennent un taux de gestation de 39,1, 63,3 et 52,1% suite à l'insémination d'un lot de chèvre par la voie cervicale et deux autres lots par laparoscopie (pellets et paillettes).

CONCLUSION

Les caprins de race locale vivant dans la région de Tiaret manifestent d'importantes variations dans leur production spermatique. Cette dernière semble être influencée par la durée de la photopériode, les jours décroissants sont stimulateurs de la production spermatique, tandis que les jours croissants sont inhibiteurs de celle-ci.

En effet, les variations saisonnières de la production spermatique montrent, qu'au contraire du printemps, l'automne est la saison de la production d'une semence de bonne qualité (volume et couleur). L'été et l'hiver sont caractérisés par des valeurs moyennes de celle-ci. Cependant, la production du sperme ne s'annule qu'en partie en printemps.

L'augmentation du volume spermatique s'accompagne d'une augmentation de la consistance de la semence et d'une diminution de la latence à l'éjaculation, alors que sa diminution s'accompagne d'effets inverses.

L'élevage des boucs en groupe peut être à l'origine d'une perturbation de leur activité sexuelle avec un virage de celle-ci vers un comportement d'homosexualité et une inhibition de la motivation sexuelle des mâles mis en conditions hétérosexuelles.

La détection biquotidienne des chaleurs permet de substituer la saillie naturelle par l'insémination artificielle, car, l'insémination artificielle des chèvres en oestrus naturel avec de la semence fraîche offre à l'élevage un taux de fertilité encourageant.

Pour avoir une idée plus claire et bien précise sur la reproduction des boucs de race locale, nous souhaiterions bien que notre modeste travail soit complété par :

- L'étude des variations de la concentration plasmatique des différentes hormones contrôlant l'activité sexuelle des boucs, au cours de l'année.
- L'étude des différents facteurs influençant la production spermatique, surtout la saison, en utilisant les manipulations photopériodiques des boucs.
- L'étude de l'aptitude de la semence du bouc de race locale à la conservation à court et à long terme.
- L'étude de la fertilité des troupeaux au cours de l'année à travers des programmes de saillie naturelle ou d'insémination artificielle.
- L'étude des différents facteurs de réussite de l'insémination artificielle.

ANNEXES

LISTE DES ABREVIATIONS

- ml : millilitre.
- μ : Micron.
- ABP : Androgen Binding Protein.
- FSH : Folliculo Stimulating Hormon.
- LH : Luteinising Hormon.
- GnRH : Gonadotrophic Releasing Hormon.
- ICSH : Interstitial Cell Stimulating Hormon.
- ADN : Acide Desoxyribonucléique.
- cm : Centimètre.
- g : Gramme.
- chr : Chromosome.
- j : Jour.
- mm : Millimètre.
- h : Heure.
- PRL : Prolactine.
- PGF2 α : ProstaglandineF2 α .
- A : Androsténédione.
- T : Testosterone.
- E1 : Oestrone.
- E2 : Oestradiol.
- TGF : Transforming Growth Factor.
- EGF : Epidermal Growth Factor.
- IGF : Insulin-like Growth Factor.
- HDL : High Density Lipoprotein.
- PAG : Protein Associated Glycoprotein.
- IA : Insémination Artificielle.
- JL : Jour Long.
- JC : Jour Court.
- vs : Versus.
- PMSG : Pregnant Mare Serum Gonadotropin.

UI : Unité Internationale.
eCG : Equine Chorionic Gonadotropin.
mcg : Milli centigramme.
PG : Prostaglandine.
mg : Milligramme.
m² : Mètre carré.
°c : Degré Celsius.
DSP : Daily Sperm Production.
Spz : Spermatozoïde.
DSO : Daily Sperm Out-put.
Nacl : Chlorure de sodium.
min : Minute.
PV : Poids Vif.
ng : Nanogramme.
MHz : Mégahertz.
sec : Seconde.

Tableaux des variations de la production spermatique (volume en ml).

Annexe 1

Mois	Septembre					
Semaine	1sem			2sem		
Récolte	test1	test2	test3	1test	2test	3test
Bouc 1	1	1	1.4	1.3	1.4	0.9
Bouc 2	0.7	0.6	0.4	0.6	0.8	0
Bouc 3	0	0	0	0	0.4	0
moyenne	0.56666667	0.53333333	0.6	0.63333333	0.86666667	0.3
moyenne H			0.56666667			0.6
moyenne M						

Mois	Septembre					
Semaine	3sem			4sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	1.9	1.4	1.5	1.5	0	1.4
Bouc 2	0.5	0.6	0.6	0.6	0	0.6
Bouc 3	0.2	0.2	0.2	0.3	0	0.3
moyenne	0.86666667	0.73333333	0.76666667	0.8	0	0.76666667
moyenne H			0.78888889			0.52222222
moyenne M						0.61944444

Mois	Octobre					
Semaine	1sem			2sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0	0	1.4	1	1.4	1.3
Bouc 2	0.7	0	0.6	0.8	0.6	0.6
Bouc 3	0.4	0	0.4	0.4	0.4	0.5
moyenne	0.36666667	0	0.8	0.73333333	0.8	0.8
moyenne H			0.38888889			0.77777778
moyenne M						

Mois	Octobre					
Semaine	3sem			4sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	1.4	1.4	1.4	0	1.4	1.3
Bouc 2	0.7	0.6	0.6	0	0.7	0.7
Bouc 3	0	0	0	0	0	0.5
moyenne	0.7	0.66666667	0.66666667	0	0.7	0.83333333
moyenne H			0.67777778			0.51111111
moyenne M						0.58888889

H: hebdomadaire

M: mensuelle

Tableaux des variations de la production spermatique (volume en ml).

Annexe 2

Mois	Novembre					
Semaine	1sem			2sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	1.3	1.4	1.5	1	0	1
Bouc 2	0.6	0.8	0.8	0.6	0.7	0
Bouc 3	0	0.6	0.7	0	0.7	0
moyenne	0.63333333	0.93333333	1	0.53333333	0.46666667	0.33333333
moyenne H			0.85555556			0.44444444
moyenne M						

Mois	Novembre					
Semaine	3sem			4sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0	1.3	1	1.2	1.2	1.3
Bouc 2	0	0.2	1.5	0.8	0.7	0.7
Bouc 3	0	0	0.5	0.6	0.6	0.5
moyenne	0	0.5	1	0.86666667	0.83333333	0.83333333
moyenne H			0.5			0.84444444
moyenne M	absence de l'animalier					0.66111111

Mois	Décembre					
Semaine	1sem			2sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	1.4	2.5	1.4	1.2	0.9	0.9
Bouc 2	0.7	0.9	0.9	0.6	0	0.6
Bouc 3	0.7	0.8	0.8	0.5	0.5	0.5
moyenne	0.93333333	1.4	1.03333333	0.76666667	0.46666667	0.66666667
moyenne H			1.12222222			0.63333333
moyenne M						

Mois	Décembre					
Semaine	3sem			4sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0.9	0.9	0	1.4	1.4	1
Bouc 2	0.6	0.6	0	0.7	0.8	0.6
Bouc 3	0.5	0.5	0	0.7	0.7	0.5
moyenne	0.66666667	0.66666667	0	0.93333333	0.96666667	0.7
moyenne H			0.44444444			0.86666667
moyenne M						0.76666667

H: hebdomadaire

M: mensuelle

Tableaux des variations de la production spermatique (volume en ml).

Annexe 3

Mois	Janvier					
Semaine	1sem			2sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0.9	0.9	0.7	0.9	0.9	0
Bouc 2	0.6	0.4	0.4	0.4	0.4	0
Bouc 3	0.5	0.4	0.4	0.4	0	0
moyenne	0.66666667	0.56666667	0.5	0.56666667	0.43333333	0
moyenne H			0.57777778			0.33333333
moyenne M						

Mois	Janvier					
Semaine	3sem			4sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0	0.7	1	0.9	1.2	1.4
Bouc 2	0	0	0.6	0.5	0.6	0.2
Bouc 3	0	0	0.7	0.5	0.5	0.4
moyenne	0	0.23333333	0.76666667	0.63333333	0.76666667	0.66666667
moyenne H			0.33333333			0.68888889
moyenne M						0.48333333

Mois	Février					
Semaine	1sem			2sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0.9	0.7	0.6	1	0	0.2
Bouc 2	0.2	0.3	0.2	0.4	0	0.2
Bouc 3	0.4	0.4	0	0.3	0	0.3
moyenne	0.5	0.46666667	0.26666667	0.56666667	0	0.23333333
moyenne H			0.41111111			0.26666667
moyenne M						

Mois	Février					
Semaine	3sem			4sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0.6	0.6	1	0.6	0.5	1
Bouc 2	0.4	0.4	0.4	0.3	0.2	0.3
Bouc 3	0.3	0.3	0.4	0.3	0.2	0.3
moyenne	0.43333333	0.43333333	0.6	0.4	0.3	0.53333333
moyenne H			0.48888889			0.41111111
moyenne M						0.39444444

H: hebdomadaire

M: mensuelle

Tableaux des variations de la production spermatique (volume en ml).

Annexe 4

Mois	Mars					
Semaine	1sem			2sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	1	0.5	0.6	0.3	0.3	0.5
Bouc 2	0.2	0.1	0.2	0.2	0.1	0.2
Bouc 3	0	0	0.2	0.2	0.2	0.2
moyenne	0.4	0.2	0.33333333	0.23333333	0.2	0.3
moyenne H			0.31111111			0.24444444
moyenne M						

Mois	Mars					
Semaine	3sem			4sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0.4	0.4	0.1	0.6	0.4	0.3
Bouc 2	0.2	0.2	0.1	0.25	0.2	0.1
Bouc 3	0.2	1	0.5	0.1	0.1	0
moyenne	0.26666667	0.53333333	0.23333333	0.31666667	0.23333333	0.13333333
moyenne H			0.34444444			0.22777778
moyenne M						0.28194444

Mois	Avril					
Semaine	1sem			2sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0	1	0.9	0.8	0.4	0.4
Bouc 2	0	0.25	0.25	0	0.2	0
Bouc 3	0	0.7	0.25	0.7	0.3	0
moyenne	0	0.65	0.46666667	0.5	0.3	0.13333333
moyenne H			0.37222222			0.31111111
moyenne M						

Mois	Avril					
Semaine	3sem			4sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0	0	0	0	0	0
Bouc 2	0.25	0	0	0	0	0
Bouc 3	0	0	0	0	0	0
moyenne	0.08333333	0	0	0	0	0
moyenne H			0.02777778			0
moyenne M						0.17777778

H: hebdomadaire

M: mensuelle

Tableaux des variations de la production spermatique (volume en ml).

Annexe 5

Mois	Mai					
Semaine	1sem			2sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0	0	0	0	0	0
Bouc 2	0	0	0	0	0	0
Bouc 3	0	0	0	0	0	0
moyenne	0	0	0	0	0	0
moyenne H			0			0
moyenne M						

Mois	Mai					
Semaine	3sem			4sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0	0	0	0	0	0
Bouc 2	0	0	0	0	0	0
Bouc 3	0	0	0	0	0	0
moyenne	0	0	0	0	0	0
moyenne H			0			0
moyenne M						0

Mois	Juin					
Semaine	1sem			2sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0	0	0.25	0.25	0.2	0.2
Bouc 2	0	0.2	0.2	0.2	0.1	0.1
Bouc 3	0	0	0	0	0	0
moyenne	0	0.06666667	0.15	0.15	0.1	0.1
moyenne H			0.07222222			0.11666667
moyenne M						

Mois	Juin					
Semaine	3sem			4sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0.2	0.2	0.2	0	0	0.1
Bouc 2	0.1	0.1	0.1	0.2	0	0
Bouc 3	0	0	0	0	0	0
moyenne	0.1	0.1	0.1	0.06666667	0	0.03333333
moyenne H			0.1			0.03333333
moyenne M						0.08055556

H: hebdomadaire

M: mensuelle

Tableaux des variations de la production spermatique (volume en ml).

Annexe 6

Mois	Juillet					
Semaine	1sem			2sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0.25	0.25	0.25	0.3	0.3	0.5
Bouc 2	0.1	0.2	0.2	0.25	0.25	0.25
Bouc 3	0	0	0.3	0.3	0.3	0.25
moyenne	0.11666667	0.15	0.25	0.28333333	0.28333333	0.33333333
moyenne H			0.17222222			0.3
moyenne M						

Mois	Juillet					
Semaine	3sem			4sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0.5	0.4	0.6	0.4	0.4	0.4
Bouc 2	0.25	0.2	0.4	0.4	0.3	0.5
Bouc 3	0.25	0	0	0	0	0
moyenne	0.33333333	0.2	0.33333333	0.26666667	0.23333333	0.3
moyenne H			0.28888889			0.26666667
moyenne M						0.25694444

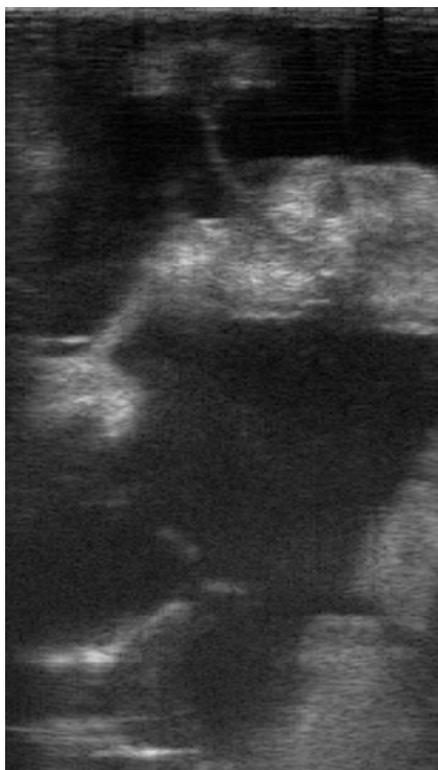
Mois	Août					
Semaine	1sem			2sem		
Récolte	1test	2test	3tes	1test	2test	3test
Bouc 1	0.3	0.3	0.4	0.4	0.3	0.3
Bouc 2	0.6	0.25	0.6	0.6	0.5	0.5
Bouc 3	0	0.4	0.7	0	0	0.1
moyenne	0.3	0.31666667	0.56666667	0.33333333	0.26666667	0.3
moyenne H			0.39444444			0.3
moyenne M						

Mois	Août					
Semaine	3sem			4sem		
Récolte	1test	2test	3test	1test	2test	3test
Bouc 1	0.4	0.4	0.5	0.6	0.5	0.5
Bouc 2	0.5	0.5	0.6	0.8	0.7	0.7
Bouc 3	0.3	0.3	0.4	0.4	0.4	0.4
moyenne	0.4	0.4	0.5	0.6	0.53333333	0.53333333
moyenne H			0.43333333			0.55555556
moyenne M						0.42083333

H: hebdomadaire

M: mensuelle

Annexe 7



(a)



(b)



Echographie transrectale :

- (a)** Gestation de 52j : cotylédons et placenta.
- (b)** Gestation de 42j : corne gravide avec embryon et corne non gravide.
- (c)** Gestation de 64j : thorax et colonne vertébrale.

(c)



Membre d'un fœtus.



Limites du crâne d'un fœtus.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

Aamdal J, Lyngset O, Fossum K, 1965. « Toxic effect of lysolecithin on sperm » A preliminary report. *Nordic vet. Med.*, 17, 633-634.

Adamou-N'daye E.M, Gbangbouche A.B, Adjoui A, Jondet R, 2003. « Cryopréservation de la semence de taureau de race Borgou au Bénin » *Revue Méd. Vét.*, 154, 1, 3-8.

Ahmed M.A.G, Mohammed J.T, Rami T.K, 2003. « Factors affecting semen characteristics and scrotal circumference in Damascus bucks » *Small Ruminant Research* 53, 141-149.

Ahmed M.M.M, Makawi S.A, Gadir A.A, 1997. « Reproductive performance of Saanen bucks under tropical climate » *Small Ruminant Research* 26, 151-155.

Aït amrane A, 2006. « Variations saisonnières de l'activité sexuelle des boucs de race locale dans la région de Tiaret » Mémoire de magister, spécialité : Physiologie de la gestation et de la lactation, Université SAAD Dahleb, Blida.

Akusu M.O, Agiang E.A, Egbunike G.N, 1984. «Ejaculate and plasma characteristics of west African Dwarf (WAD) buck». 10th Intl Congr. Anim. Reprod. A.I. June 10-14- Illinois, vol. 2, Abstract n° 50.

Akusu M.O, Osuagwuh A.I.A, Akpokodje J.U, Egbunike G.N, 1986. «Ovarian activities of the west African goat (caprahircus) during oestrus». *J. Rprod. Fert.*,78, 459-462.

Alberio R, 1976. « Rôle de la photopériode dans le développement de la fonction de reproduction chez l'agneau "Île de France" de la naissance à 21 moi » Thèse doctorat 3^e cycle, INRA de Tours, France.

Albert et Jean., 2001. «Biologie du développement» .5^{ème} édition de l'abrégé.

Altman P.L, et coll, 1962. « Growth » *Biol. Handbooks*, 1 vol, Fed. Am. Soc. Exp. Biol. Washington, 608p.

Amoah E.A, Gelaye S, 1990. « Control of reproduction in the goat » In: S. Gelaye, E.A. Amoah, B.K. Lilji, and B. Torando (Ed.) *Proc. 1990 Goat production symp.* P51. Fort valley, GA.

Amoah E.A, Gelaye S, 1997. « Biotechnological advances in goat reproduction » *J. Anim. Sci.*, 75, 578-585.

Andersen K, 1969. « Insemination with frozen semen in goat » *European Ass. Anim. Prod. Meeting*, Helsinki, june 1969, 2, 23-26.

Aulleta F.J, Flint A.P.F, 1988. «Mechanisms controlling corpus luteum function in sheep, cows, non human primates and women, especially in relation to the time of luteolysis». *Endocr. Rev.*, 9, 88-106.

Azzi N.E, 2001. « Variations de l'activité reproductive et spermatique durant l'année chez les béliers de race Ouled Djellel et Hamra. Etude clinique et suivi histologique » Mémoire de magister, Option : Reproduction vétérinaire. Centre universitaire de Tiaret.

Baldassare H, Karatzas C.N, 2004. «Advanced assisted reproduction technology (ART) in goats». Animal reproduction science, volumes 82-83, pages 255-566.

Baril G, Remy B, Vallet J.C, Beckers J.F, 1992. «Effect of repeated use of progestagen-PMSG treatment for oestrus control in dairy goat out of breeding season». Reprod. Domestic Anim., 27, 161-168.

Baril G, Chemineau P, Cognié Y, 1993. «Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins ».

Barone R., 1978. « Anatomie comparée des mammifères domestiques ».Tome 3, splanchnologie, Fascicule 2, appareil urogénital, 951p.p89-447.

Bazer F.W, Spencer T.E, Ott T.L, 1997. «Interferon tan: a norel pregnancy recognition signal». A.J.R.I., 37, 412-420.

Benlekhal A, Manar S, Ezzahiri A, Bouhaddane M, 2000. «L'insémination artificielle: une biotechnologie au service des éleveurs ». Publié par « Terre et vie » et « Transfert de technologie ».

Bocquier F, Leboeuf B, Rouel J, Chilliard Y, 1998. « Effet de l'alimentation et des facteurs d'élevage sur les performances de reproduction de chevrettes alpines ». INRA Prod. Anim., 11, 311-320.

Bonnes G, Desclaude J, Drogoul C, Gadoud R, Jussiau R, Le Loc'h A, Montaméas L, Robin G, 1988. « Reproduction des mammifères d'élevages ». Collection INRAP. Edition foucher, 239p, p7-96.

Boué P, Corteel J.M, 1992. «Aptitude of male goat sperm to withstand freezing. Combined effects of season and time of sexual rest between two successive semen collections» In : Lokeshar R.R. (ed), Recent Advances in goat Production. Proc. 5th Intl. Conf. on Goat, New-Delhi, vol 2, 1042-1045.

Boukhlik R, 2002. « Cours en ligne sur la reproduction ovine » Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II. Département de reproduction animale.

Bouricha Z, 2003. « Suivi histologique et cytologique de la fonction sexuelle chez les caprins en Algérie ». Thèse de magister en sciences vétérinaires (option reproduction). Université de Blida.

Boyazoglu J, Hatziminaoglou I, Morand-Fehr P, 2005. « The role of goat in the society: Past, present and perspectives for the future » Small Ruminant Research, volume 60, issue 1-2, pages 13-23.

- Branca A, Cappai P, 1989.** « Osservazioni sul controllo della riproduzione nelle specie caprina: esperienze effettuate in Sardegna ». Symp. Intl. La riproduzione nei piccolo ruminante: basi fisiologiche e aspetti applicative, Varese, 115-129.
- Bretzlaff K.N, Elmore R.G, Nuti L.C, 1989.** « Use of an enzyme immunoassay to determine concentrations of progesterone in caprine plasma and milk » J. Am. Vet. Med. Ass. Vol 194, 5, 664-669.
- Bretzlaff K.N, Romano J.E, 2001.** « Advanced reproductive techniques in goats » Vet. Clin. North Am. Food Anim. Proct. 17, pp. 421-434.
- Bressou H, 1978.** « Anatomie régionale des animaux domestiques. Tome II ». Edition J-B. BAILLIERE. Paris.
- Brice G, Leboeuf B, Boue P, Sigwald J.P, 1997.** «L'insémination artificielle chez les petits ruminants ». Le point vétérinaire, 28, 1641-1647.
- Brice G, 2003.** « Le photopériodisme en production caprine ». Groupe reproduction caprine.
- Brice G, Broqua C, Lebœuf B, 2003.** « La pseudogestation chez la chèvre laitière » Point Vét. ; 34 (237) : 50-52.
- Broqua. C, Bossis. N, Cherbounier. J, Poupin. B, Fouilland. C, Jenot. F, Lauret. A et Letourneau. P, 1998.** « La mamelle. Anatomie et sécrétion du lait ». L'éleveur de chèvre. Vol. 4
- Bruneau G, Vaisse C, Caraty A, Monget P, 1999.** «La leptine : une clé pour la reproduction». Médecine/sciences, 15 : 191-6.
- Buckrell B, 1988.** « Applications of ultrasonography in reproduction in sheep and goats » Theriogenology 29, 71-84.
- Cartier S, 1983.** «Physiologie de la reproduction chez la, aspect pratique de son endocrinologie». Thèse Alfort.
- Casamitjana P, 1998.** « Facteurs d'infertilité chez les petits ruminants » Journée nationale GTV. La reproduction (SNGTV).
- Casteilla L., Orgeur P., Signoret J. P., 1987.** « Effects of rearing conditions on sexual performance in practical use ». Appl. Anim. Behav. Sci., 19: 111-118.
- Cataldo N.A, Guidice L.C, 1992.** «Insulin like growth factor binding protein profiles in human ovarian follicular fluid correlated with follicular functional status». J. Clin. Endocrinol. Metab., 74: 821-9.
- CRAAQ : Centre de Références en Agriculture et Agroalimentaire du Québec, 2002.** « la rentabilité individuelle : un projet collectif » 1^{er} colloque sur la chèvre. Hôtel universel Best Western. Drummondville

Chavette P, 1992. « Examen de la fonction génitale de l'étalon » Rec. Med. Vét., 168 (6/7), 395-410.

Chemineau P, Martin G.B, Saumaude J, Normant E, 1988. « Seasonal and hormonal control of pulsatile LH secretion in the dairy goats ». Caprahircus. J. Reprod. Fert. 89, 91-98.

Chemineau P., Malpaux J., Delgadillo J.A., Guerin Thiminier Y., 1990. « Effet de la lumière et de la température sur la reproduction des petits ruminants » (journée de l'association pour l'étude de la reproduction animale).

Chemineau P, Cognié Y, 1991. « Training manual on artificial insemination in sheep and goat ». FAO, Rome, Italy.

Chemineau P, Malpaux B, Guerin Y, Maurice F, Daveau A, Pelletier J, 1992b. « Lumière et mélatonine pour la maîtrise de la reproduction des ovins et des caprins ». Annales de zootechnie, 41, 247-261.

Chemineau P, Delgadillo J.A, 1994. « Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins » INRA. Prod. Anim. 7 (5), 315-326.

Chemineau P, Malpaux B, Pelletier J, Leboeuf B, Delgadillo J.A, Deletang F, Pobel T, Brice G, 1996. « Emploi des implants de mélatonine et des traitements photopériodiques pour maîtriser la reproduction saisonnière chez les ovins et les caprins ». INRA Prod. Anim., 9 (1), 45-60.

Chemineau P, Malpaux B, Delgadillo J.A, Leboeuf B, 1998. « Photopériodisme et reproduction chez les caprins ». INRA, neuroendocrinologie sexuelle, physiologie de la reproduction, 37380 Nouzilly, France.

Chemineau P, Cognié Y, Thimonier J, 2001. « La maîtrise de la reproduction des mammifères domestiques » dans « La reproduction chez les mammifères et l'homme » Ed : Thibault C, Levasseur M.C, Edition INRA Ellipses.

Colas G., 1980. « Variations saisonnières de la qualité du sperme chez le bélier "île de France" I étude de la morphologie cellulaire et de la motilité massale ». Reprod. Nutr. Develop. 20 (06, 1789-1799).

Colas G, Guerin Y, 1981. « Variations saisonnières de la qualité de sperme chez le bélier "Île de France" ». Fécondance : relation avec les critères quantitatifs observés in vitro » Reprod. Nutr. Develop. 21 (3), 399-407.

Colas G, Guerin Y, Claner V, Solari A, 1985. « Influence de la durée d'éclairement sur la production et la fécondance des spermatozoïdes chez les béliers adultes Île de France » Reprod. Nutr. Develop. 25 (1), 101-111.

Colas G, Guerin Y, Lemaire Y, Montassier Y, Despierrez J, 1986. « Variations saisonnières du diamètre testiculaire et de la morphologie des spermatozoïdes chez le bélier Vandéen et chez le bélier Texel » Reprod. Nutr. Develop. 26 (3), 863-875.

Colas G, Lefebvre J, Guerin Y, 1988. « Recherche d'une prévision précoce de l'amplitude des variations saisonnières sur le diamètre testiculaire et du pourcentage des spermatozoïdes anormaux chez les béliers Île de France » I. animaux né en février. *Reprod. Nutr. Develop.* 28 (3A), 589-601.

Corcy J-C 1991. «La chèvre». La maison rustique ed paris p256 p143, 144.

Corteel J.M 1974. « Viabilité des spermatozoïdes de bouc conservés et congelés avec ou sans leur plasma séminal : effet du glucose » *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, 14, 741-745.

Corteel J.M 1975. « Effet du "lavage" sur la conservation des spermatozoïdes de bouc à basse température » *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, 15, 525-528.

Corteel J.M, 1976a. *Ann. Zootech.* 25, 567-571.

Corteel J.M, 1977. « Symposium on management of reproduction in sheep and goat ». Madison (Wisc., USA). July 24-25, pp. 41-57.

Corteel J.M, Baril G, Leboeuf B, Marcellier N, 1978. «Voies disponible pour augmenter l'utilisation des meilleurs boucs ». 4^{ème} journée, Rech. Ovine et caprine, 358-366. Edition Inra-Itovic, Paris.

Corteel J.M, 1981. « Collection, processing and artificial insemination of goat semen » dans « Goat production » de Gall C., Academic press.

Corteel J.M, 1988. «Collection processing and artificial insemination of goat semen». Extrait de Goat production, Gall C., 223-241.

Corteel J.M, Leboeuf B, Baril G, 1988. «Artificial breeding of adult goat and kids induced with hormone to ovulate outside the breeding season». *Small Rum. Res.*, 1, 19-35.

Corteel J.M, Leboeuf B, 1990. «Evolution technico-économique de l'insémination artificielle caprine ». *Elev. Insem.*, 237, pp 3-17.

Corteel J.M, 1992. « Involvement of seminal plasma in goat sperm preservation » In: V International conference on goat, New-Delhi Pre-conference Proceeding invited papers. Vol II, Part II. P290. Everest press A 791/1, Amar Puri, Nabi Karim, Delhi, India.

Corteel J.M, Leboeuf B, Broqua B, 1993. «Identification de facteurs favorables à la fertilité des chevrettes inséminées au cours d'un oestrus induit par voie hormonales ». *Elevage et insémination*, 255, 1-8.

Cross P.C, Mercer K.L, 1993. «Ultrastructure cellulaire et tissulaire. Approche fonctionnelle». Traduit à l'anglais par Demef J.F et Hammont S, 1995.

Cuq P, 1973. *Rev. Elev. Méd. Vét. Pays Trop.*, 26, 21a-48a.

Dacheux F., Dacheux J-L., 2001. « L'épididyme et les glandes annexes » dans «La reproduction chez les mammifères et l'homme » de Thibault C et Levasseur M-C. INRA, édition ellipses.

Dadoune J-P., 1998. «Histology». Médecine-Science. Flammarion. P462.

Dadoune J-P., Demoulin A., 2001. «Structure et fonction du testicule» dans “La reproduction chez mammifères et l’homme” de C. THIBAUT, Levasseur édition marketing, p 256 à 288.

Damien H, 2006. « Une nouvelle méthode de détection des chaleurs » Réussir la chèvre. Mai-Juin.

Delgadillo J.A, 1990. « Abolition des variations saisonnières de l’activité sexuelle chez le bouc par des traitements photopériodiques » Thèse Montpellier, France, 119p.

Delgadillo J.A, Leboeuf B, Chemineau P, 1991. « Surcease of seasonality of sexual behaviour and sperm production in bucks by short photoperiodic cycle ». Theriogenology 36. (5), 755-770.

Delgadillo J.A, Leboeuf B, Chemineau P, 1992. « Abolition of seasonal variations in semen quality and maintenance of sperm fertilizing ability by short photoperiodic cycle in he-goat ». Small Ruminant Research, 9, 47-59.

Delgadillo J.A, Leboeuf B, Chemineau P, 1993. « Maintenance of sperm production in bucks during the third year of short photoperiodic cycle » Reprod. Nutr. Dev., 33, 609-617.

Delgadillo J.A, Canedo G.A, Chemineau P, Guillome D, 1999. « Evidence for an annual reproductive rhythm independent of food availability in male creole goats in subtropical northern Mexico » Theriogenology 52: 727-737.

Delgadillo J.A, Cortez M.E, Duarte G, Chemineau P, Malpoux B, 2004. « Evidence that the photoperiod controls the annual changes in testosterone secretion, testicular and body weight in subtropical male goat » Reprod. Nutr. Dev. 44, 183-193.

de Montigny G, Lequenne D, 1975. « Observation sur la croissance et le comportement sexuel de jeunes boucs élevés en lots ». 1^{ère} journée Rech. Ovine et caprine, 18-22. Edition Inra-Itovic, Paris.

de Montigny G, 1987. «Insémination artificielle. De réel progrès ». la chèvre, SPEOC (éd), 159 : 16-18.

Derashri H.J, Pathak A.K, Bansal K.K, Sharma A.K, Verma S.K, 1992. « Reproduction in buck. 2. Daily sperm out-put, extra-gonadal sperm reserve, daily sperm production rate and seminiferous tubule length ». Pre-conference Proceeding, Abstract of contributory papers, vol.1, 264, 5th Intl. conf. on goats, New-Delhi, March 2-8.

Dérivaux J, 1971. « Reproduction chez les animaux domestiques ». Tome 1 et 2. Edition Déronaux, Liège.

Dérivaux F, Ectors J, 1986. « Reproduction chez les animaux domestiques ». 3^{ème} édition cabay louvain-la-neuve, Belgique.

Dial G, Wiseman B.S, Ott R.S, Smith A.L, Hixon J.E, 1985. «Absence of sexual dimorphism in the goat: induction of luteinizing hormone discharge in the castrated male and female and in the intersex with estradiol benzoate». *Theriogenology*, 23, 351-360.

Djabakou K, Fimmen H.O, Battger M, 1984. «Examination of bull semen at Crete». *Trypanotolerance and animal production, Aventionou (Togo)*, 3, 40-44.

Driancourt M.A, Gougeon A, Monniaux D, Royère D, Thibault C, 2001. «Folliculogenèse et ovulation» dans «La reproduction chez les mammifères et l'homme» de Thibault C et Levasseur M-C. INRA, édition ellipses.

Driancourt M.A, Levasseur M.C, 2001. «Cycles estriens et cycles menstruels» dans «la reproduction chez les mammifères et l'homme» de Thibault C et Levasseur M.C. INRA, édition ellipses.

Drion P-V, Beckers J.F, Ectors F, 1993. «Physiologie de la reproduction». Université de Liège, Faculté de médecine vétérinaire.

Dufour J, Cahill L.P, Mauleon P, 1979. «Short and long term effects of hypophysectomy and unilateral ovariectomy on ovarian follicular populations in sheep». *J. Reprod. Fert.*, 57, 301.

Dumont P, 1996. «Appréciation de la fonction sexuelle du taureau reproducteur» *Le point vétérinaire*, 28, 1617-1628.

Dupoy J-P., 1993. «Hormones et grandes fonctions», tome2, pages512, p419-445, ed marketing.

Dutt R.H, Hamm P.T, 1975. «Effect of exposure to high environmental temperature and shearing on semen production of rams in winter» *J. Anim. Sci.* 16, 329-334.

East N.E, Rowe J.D, 1989. «Subcutaneous progestin implants versus intra-vaginal sponges for dairy goat estrus synchronisation during the transitional period». *Theriogenology* 32, pp. 921-928.

El Amiri B, Karen A, Cognié Y, Sousa N.M, Hornick J.L, Szenci O, Beckers J.F, 2003. «Diagnostic et suivie de gestation chez la brebis: réalités et perspectives» *INRA Prod. Anim.*, 16, 79-90.

Ezekwe A, 1988a. «Ejaculate characteristic of two breeds of tropical bulls N'dama and Muturu» *Joint seminar on animal of African countries, Addis-Ababa.*

Fabre-nys C, 2000. «Le comportement sexuel des caprins : contrôle hormonal et facteurs sociaux». *INRA. Prod. Anim.*, 13, 11-23.

Fowler D.G, Wilkins J.F, 1985. «Developing a field technique for determining litter number during pregnancy in sheep» *Miscellaneous Bulletin 10, Dep. Of Agriculture New South Wells.*

Freitas V.J, Ba G, Martin G.B, Saumande J, 1997b. «Physiological limits to further improvement in the efficiency of oestrus synchronisation in goat». *Reprod. Fertil. Dev.*, 9, pp. 551-556.

Gabina D, 1990. « Les nouvelles techniques de reproduction et les programmes de sélection chez les ovins laitiers » *Option Méditerranéenne*, sér. A/n°12, les petits ruminants et leur production laitière dans la région méditerranéenne.

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

Gérard C, 2001. «Immunologie de la gestation» dans «La reproduction chez les mammifères et l'homme» de Thibault C et Levasseur M.C. INRA, Editions ellipses.

Gil J, Rodriguez-Irazaqui M, Lundeheim N, Soderuist L, Rodriguez-Martinez H, 2003. « Fertility of ram semen frozen in bioexcell and used for cervical artificial insemination » *Therigenology* 59, pp. 1157-1170.

Girod C, Czyba J-C 1977. «Biologie de la reproduction». Simep édition, 356p, p11-120.

Goel A.K, Agawal K.P, 2003. « Ovulation in Jakhrana goat native to tropical climates » *Small ruminant research*, volume 50, Issue 1-2, page 209-212.

Goelz J.L, 1999. « L'examen de reproduction du bélier » *Sheep latter international* vol 19, numéro5.

Gomes W.R, 1977. «Artificial insemination». Extrait de Cole H.H. «Reproduction in domestic animals». 3^{ème} édition, 257-261.

Grimard B, Humblot P, Pontet A.A, Chastant S, Constant F, Mialot J, P, 2003. «Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovines». *INRA Prod. Anim.*, 16 (3), 211-227.

Gordon I, 1997. «Controlled reproduction in sheep and goats ». CAB INTERNATIONAL, 450p.

Groupe Reproduction Caprine, 1995. « Traitement hormonal d'induction et de synchronisation de l'oestrus en vue d'une insémination artificielle » CAPRI-IA, CAPRIGENE, CONTROLE LAITIER, INTITUT DE L'ELEVAGE, INRA, U.N.C.E.I.A. Journée technique du 4 avril.

Groupe Reproduction Caprine, 1997. «Effet bouc et chèvres induites ». CAPRI-IA, CAPRIGENE, CONTROLE LAITIER, INTITUT DE L'ELEVAGE, INRA, U.N.C.E.I.A.

Groupe Reproduction Caprine, 1997. « Traitement hormonal d'induction et de synchronisation de l'oestrus en vue d'une insémination artificielle » CAPRI-IA, CAPRIGENE, CONTROLE LAITIER, INTITUT DE L'ELEVAGE, INRA, U.N.C.E.I.A.

Groupe Reproduction Caprine, 2001. « Insémination sur chaleur naturelle » CAPRI-IA, CAPRIGENE, CONTROLE LAITIER, INTITUT DE L'ELEVAGE, INRA, U.N.C.E.I.A. Journée technique du 4 avril.

Guillouet P, Tribout T et coll., 2000. « Analyse de facteurs de production spermatique chez les mammifères». Journée scientifique de la physio, production et conservation de la semence pour l'insémination artificielle, novembre.

Hafez E.S.E, 1968. «Reproduction in farm animals». 1 vol, Lea-Febiger, Philadelphia, 2^e édit, 440p.

Hafez E.S.E, 1974. « Reproduction in farm animals ». 1vol., Lea-Febiger, 3^e édition., 480p.

Hafez E.S.E, 1987. « Reproduction in farm animals » 1vol. Leo-Febiger, 5^{ème} éd., 633p.

Hall P.F, 1986. « Cytochromes P450 and the regulation of steroid synthesis». Steroids, 48, 131-196.

Hanzen C 2004. « L'anoestrus saisonnier des petits ruminants ». cours de reproduction, université de Liège, Belgique.

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

Haskouri H, 2001. «Gestion de la reproduction chez la vache: insémination artificielle et détection des chaleurs». Institut agronomique et vétérinaire Hassen II, département de la reproduction animale et de l'insémination artificielle. L'année académique 2000-2001.

Hinsh E, Hinsh K.D, Boehm J.G, Schill W.B, Mueller-Schlaesser F, 1997. « Functional parameter and fertilization success of bovine semen cryoconserved in egg yolk free and egg yolk containing extenders » *Reprod. Dom. Anim.* 32pp, 143-149.

Hirshfield A.N, 1989. «Rescue of atretic follicles in vitro and in vivo». *Biol. Reprod.*, 40, 181-190.

Holtz W, 2005. « Recent development in assisted reproduction in goat» *Small ruminant research*, volume 60, issue 1-2, pages 95-110.

Horton E.W, Polyser N.L, 1976. «Uterine luteolytic hormone : a physiological role for prostaglandine F2 α ». *J. Am. Physiol.*, 56, 595-651.

<http://www.caprigene-france.com/IA-caprine-en-France.htm>.

<http://www.oranie.com>

<http://www.tv5.org>

Iritiani A, Nishikawa Y, 1961. « Studies on the egg yolk coagulating factors in goat semen » II properties of the coagulating factor and influential condition for coagulation. *Proc. Siver. Jubilee Lab. Anim. Husbandry, Kyoto university*, 97-104.

Iritiani A, Nishikawa Y, 1972. « Studies on the egg yolk coagulating enzyme (phospholipase) in goat semen » IX. Enzyme concentration in the semen collected from the cowper's gland removed goat. *Memories college Agriculture Kyoto University*, 101, 57-63.

Jackson P, 1993. « Laparoscopic procedures » In: Jackson P (Ed.) Embryotransfer in sheep and goat. Pp126. University of Sydney, N.S.W,Australia.
individuelle : un projet collectif » 1^{er} colloque sur la chèvre. Hôtel universel Best Western.

Jardon C, 1988. « Utilisation actuelle du diagnostic de gestation en élevage chez la brebis » Recl. Méd. Vét. Ec. Alfort, 164, 135-140.

Jarosz S.J, Deano R.J, Dukelow W.R, 1971. « The reproductive cycle of the African Pygmy and Toggenburg goat » J. Reprod. Fertil. 24, pp. 119-123.

Jeulin C, Lewin L.M, 1996. « role of free carnitine and acetyl-L-carnitine in post-gonadal maturation of mammalian spermatozoa ». Hum, Reprod, Uptake, 2, 87-102.

Kruip T.A.M, Dieleman S.J, 1982. «Microscopic classification of bovine follicles and its validation by micro-morphological and steroid biochemical procedures». Reprod. Nutr. Develop., 22, 3, 465-473.

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

Leboeuf B, 1989. « L'insémination artificielle caprine en France, état actuel et perspectives d'avenir » In : G Enne and G.F Greppu (Ed) C.R. Symp. Int. Sur la reproduction chez les petits ruminants : Bases physiologiques et aspects applique. Dec. 15, Varese, Villa Ponti. Pp. 87-113.

Leboeuf B, Ranaud G, DeFontaubert Y, Broqua B, Chemineau P, 1994. « Echographie et pseudogestation chez la chèvre » 7th Inter. Meeting on Animal Reprod. Murcia, Espagne, 6-9juillet, 251-255.

Leboeuf B, Manfredi E, Boue P, Piacère A, Brice G, Baril G, Broqua C, Humblot P, Terqui M, 1998. «L'insémination artificielle et l'amélioration génétique chez la chèvre laitière en France ». INRA Prod. Anim., 11, 171-181.

Leboeuf B, 2001. « Insémination artificielle caprine: état de l'art » III congresso Iberico de Reproduçoa Animal, Porto, 6, 7 et 8 de jullio de 2001, 89-107.

Leboeuf B, Bernelas D, Bonné J.L, Forgerit Y, (INRA Rouillé), Magistrini M (INRA Nouzilly), 2001. « Effet de la phosphocaséinate endogène sur la conservation de la semence caprine fraîche » Journée technieue caprine du 4avril.

Leboeuf B, Restall B, Salamoun S, 2003. «Production et conservation de la semence de bouc pour l'insémination artificielle ». INRA Prod. Anim., 16 (2), 91-99.

Lebon C, 1985. « Etude de la progestérone chez la chèvre et application au diagnostic précoce de gestation » Thèse Nantes.

Leclerc M.C, 2001. « Relation 'alimentation - résultat de fertilité' dan 262 troupeaux caprins du centre-ouest pratiquant l'insémination artificielle » Institut d'élevage, Journée technique du 4 avril.

Leymarie P, Martal J, 2001. «Du corps jaune cyclique au corps jaune gestatif» dans «La reproduction chez les mammifères et l'homme» de Thibault C et Levasseur M-C. INRA, édition ellipses.

Lyngset O, 1968. Acta. Vet. Scand. 9, 208-222, 245-252, 268-276, 308-315, 364-375.

Magistrini M, Guitton E, Le vern Y, Nicolle J.C, Vidament M, Kerboeuf D, Pakmer E, 1997. «New staining methods for sperm evaluation estimated by microscopy and florocytometry» The theriogenology, 48, 1229 – 1235.

Maillet M et coll., 1974. «Histophysiologie de l'appareil génital féminin». voll. Gauthier villard, 253p.

Marquis P-H, 1990. «Synchronisation de l'oestrus et insémination artificielle dans l'espèce caprine». Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. Thèse pour le doctorat vétérinaire, diplôme d'état. 156p.

Maurel M.C, Leboeuf B, Baril G, Bernelas D, 1992. «Determination of the preovulatory LH peak in dairy goats using an ELISA kit on farm» 8th Scientific Meeting of AETE., Lyon, 11-12 Sept. 126.

Maurel M.C, Magallon T, Combarous Y, Leconte F, Guillou F, 1999. «Manipulations zootechniques de l'axe gonadotrope» dans «Gonadotropines». INRA, unité PRMD, CR. Activités 1995-1999.

Maxwell W.M.C, Evans G, 1987. «Salamon's artificial insemination of sheep and goats». Butterworths, Sydney, Australia, 102p.

McArthur C.P, Geary, A, 1986. «Field evaluation of a pregnancy immunoassay for the detection of oestrone sulphate in goats» J. Endocrinol. 110, pp. 133-136.

Mc. Donald Me, 1980. «Veterinary endocrinology and reproduction». Lea et Febiger edition 3rd 560 p.

McGracken J.A, Custer E.E, Lamsa J.C, 1999. «Luteolysis: a neuroendocrine mediated event». Physiol. Rev. Apr, 79, 263-323.

Meyer C, Yasso , 1990. «Rapport annuel 1990». Bouaké (Côte d'Ivoire), institut des savanes, 11p.

Miller W.L, 1988. «Molecular biology of steroid hormone synthesis». Endocr. Rev., 9, 295-318.

Milovanov V. 1986. «Techniques de récolte du sperme» dans «la reproduction chez les animaux domestiques» de Derivaux J, Ectors F. vol2. Academia ed. p565-614.

Ministère de l'agriculture, 2000. «L'agriculture dans l'économie nationale» 42p.

Monniaux D, Maudon-pépin B, Monget p, 1999. «L'atrésie folliculaire : un gaspillage programmé». Médecine – Science : n°2, vol15.

Monniaux D, 2003. «Effet bouc, effet chèvre induite ». UMR physiologie de la reproduction et du comportement. Reproduction caprine. INRA.

Montane L., Bourdelle E., 1978. «Anatomie régionale des animaux domestiques II». Les ruminants, 2^{ème} ed, 1vol, 473p, JB BAILLIERE éd paris.

Mori Y, Kano Y, 1984. « Changes in plasma concentration of LH, progesterone and oestradiol in relation to the occurrence of luteolysis, oestrus and time of ovulation in the shiba goat » *Caprahircus. J. Reprod. Fert.*,72, 223-230.

Nicholas F.W, 1996. « Genetic improvements through reproductive technology » *Anim. Reprod. Sci.*, 42, pp, 205-514.

Nickel R et coll., 1973. « The viscera of the domestic mammals » 1vol. Verlagpaul parey, 401p.

Niswender G.D, Juendel J.L, Silva P.J et al, 2000. «Mechanisms controlling the function and life span of the corpus luteum». *Physiol. Rev.*, 80, 1-29.

Nunes J, 1982. «Etude des effets du plasma séminal sur la survie in vitro des spermatozoïdes de bouc ». Thèse doctorat, université Pierre et Marie Curie, Paris, 33p.

Orgueur P, Mimouni P, Signoret J.P, 1990. « The influence of rearing conditions on the social relation ship of young male goats ». (*Capra hircus*). *Apl. Anim. Behav. Sci.*, 27, 105-113.

Ortavant R, 1977. « Photoperiodic regulation of reproduction in the sheep » In: Management of reproduction in sheep and goat. Symposium, Madison, 24-25july, 58-71.

Ortavant R, Pelletier J, Ravault G.P, Thimonier J, Volland-Nail P, 1985. « Photoperiodic : main proximal and distal factor of the circannual cycle of reproduction in the farm mammals » In : *Oxford Rev. Reprod. Biol.*, vol.7, 305-345.

Ould Saïdi A, 1991. « Etude de l'influence de quelques dilueurs sur les paramètres de la semence du bélier conservé à 4°C ». Thèse d'ing. USTB Blida.

Parez M, 1964. *Rec. Méd. Vét.*, 140, 269-277. Dans «Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoires». Vaissaire J-P, 1977.

Parez M, Duplin J.M, 1987. « L'insémination artificielle bovine (reproduction et amélioration génétique) » Edité par I.T.E.B et U.N.C.E.I.A Paris (France), p 17-82.

Paulenz H, Söderquist L, Aduøy T, Soltun K, Saether P.A, Fjellsøy K.R, Andersen Berg K, 2005. « Effect of cervical and vaginal insemination with liquid semen stored at room temperature on fertility of goat » *Animal Reproduction Science* 86, 109-117.

Pellecier-Rubio M.T, Magallon T, Combarnou Y, 1997. « Deterioration of goat sperm viability in milk extenders is due to a bulbourethral 60-kilodalton glycoprotein with triglyceride lipase activity » *Biol. Reprod.*, 57, 1023-1031.

- Pellecier-Rubio M.T, Combarous Y, 1998.** «Deterioration of goat spermatozoa in skimmed milk-based extenders as a result of oleic acid released by the bulbourethral lipase BUSgp60 » J. Reprod. Fertil., 112, 95-105.
- Pelletier J, Chemineau P, Delgadillo J.A, 1988.** «Seasonality of sexual activity and its photoperiodic control in the adult ram and he-goat». Proc. 11th. Intl. Cong. Anim. Reprod. A.I. 25-30juin, Dublin, vol5, 211-219.
- Perèz B, Mateos E, 1995.** « Seasonal variations in plasma testosterone levels in Vèrata and Malgueña bucks » Small Ruminant Research 15, 155-162.
- Pieterse M.C, Taverne M.A.N, 1986.** « Hydrometra in goat diagnosis with real time ultrasound and treatment with prostaglandin or axitocin » Theriogenology 26, 813-821.
- Poirier J, Chevreau J, 1970.** «Feuillets d'histologie humaine». Fasc. 5. Maloine, Paris, 97p.
- Quinlivan T.D, Robinson J.J, 1969.** «Number of spermatozoa in the genital tract after artificial insemination of progestagen treated ewes». J. Reprod. Fert., 19, 73-86.
- Ritar A.J, Ball P.D, O'May P.J, 1990.** « Artificial insemination of cashmere goats: effects on fertility and fecundity of intravaginal treatment, method and time of insemination , semen freezing process, number of motile spermatozoa and age of females » Reprod. Fertil. Dev., 2pp, 377-384.
- Ritar A, Ball A, 1991.** « Fertility of young cashmere goat after laparoscopic insemination » J. Agric. Sci., 117:271.
- Ritar A.J, Mandoza G, Salamon S, White I.G, 1992.** « Frequent semen collection and sperm reserve of the male Angora (Capra-hircus) » J. Reprod. Fert., 95, 97-102.
- Robel P, 2001.** «La stéroïdogénèse: les enzymes et leur régulation de leur expression génomique » dans «La reproduction chez les mammifères et l'homme » de Thibault C et Levasseur M-C. INRA, édition ellipses.
- Rouger Y, 1974.** « Etude des interactions de l'environnement et des hormones sexuelles dans la régulation du comportement sexuel de bovidae ». Thèse de doctorat science Naturelle, Université de Rennes, 197p.
- Roy A, 1957.** « Egg yolk coagulating enzyme in the semen and cowper's gland of the goat » Nature, 179, 318.
- Salama A, 1972.** « Ovarian changes in goats during oestrus » Indian J. Anim. Sci. 42, pp. 436-438.
- Salamon S, 1976.** « Artificial insemination in sheep » Animal husbandary department university of Sydney, 139p.
- Salamon S, Ritar A.J, 1982.** « Deep freezing of Angora goat semen: effects of diluents composition and method and rate of dilution on survival of spermatozoa » Aust. J. Biol. Sci., 35, 295-303.

Sardjana K.W, Tainturier D, André F, 1988. « Etude du sulfate d'oestrone dans le plasma et dans le lait au cours de la gestation et du post-partum chez la chèvre » Revue de médecine vétérinaire, 139, 827-835.

Setchell B.P, 1977. «Male reproductive organs and semen». Extrait de Cole H.H. « reproduction in domestic animals » third edition, 230-255.

Setchell B.P, Maddocks S, Brooks D.E, 1994. «Anatomy, vasculature, innervation and fluids of reproductive male tract». In «The physiology of reproduction». Second edition, Knobil E, Neil J.D, coord., Raven press Ltd, NY, 1063-1175.

Shank C.C, 1972. Z. Tierpsychol. 30, 488-528.

Shoenian S, 2005. «Reproduction in the ram». Prolongation de coopérative du Maryland. Université de maryland.

Sindermann B, Sohnerly B, Holtz W, 1992. « Pregnancy detection in goat by faecal oestrogen determination » In: R.R Lokeshwar, Editor, Recent advances in goat production, Nutan Printers, New-Delhi, pp. 1400-1403.

Sirard M.A, Florman H.M, Leiberied-Rutledge M.L, 1985. «Timing of nuclear progression and protein synthesis of meiotic maturation of bovine oocytes». Biol. Reprod., 40, 1257-1263.

Smith J.F, 1970. « The effect of temperature on characteristics of semen ram » Austr. J. Agri. Rev., 22, 481-490.

Sohnerly B, Holtz W, 2005. « Transcervical deep cornual insemination of goats » J. Anim. Sci., 83, pp. 1543-1548.

Soltner D, 1993. « Zootechnie générale, tome 1., la reproduction des animaux d'élevage ». Edition INRA, science et technique agricole.

Station Météorologique Aïn Bouchekif, 2006.

Sutherland S.R.D, Lindsay D.R, 1991. « Ovariectomised does do not require progesterone priming for oestrus behaviour ». Reprod. Fert. Rev., 3 (6), 679-84.

Taure O, 1988. « Insémination: Capri I.A, récolte et sème ». La chèvre, 167, 36-39.

Terqui M, 1998. «L'insémination artificielle et l'amélioration génétique chez la chèvre laitière en France ». INRA Prod. Anim., 11, 171-181.

Thibault C, 1975. «La fécondation». 1 vol. Masson (1995). 20.

Thibault C., 1993. «La reproduction des vertébrés».

Thibault C, Beaumont A, Levasseur M-C, 1998. « La reproduction des vertébrés ». Edition MASSON, Paris.

Thibault C 2001. « La fécondation » dans « la reproduction chez les mammifères et l'homme » de Thibault C et Levasseur M-C. INRA, édition ellipses.

Thibault C, Levasseur M-C, 2001. « La reproduction chez les mammifères et l'homme ». INRA, Editions Ellipses.

Thimonier J, 1989. « Contrôle photopériodique de l'activité ovulatoire chez la brebis. Existence de rythme endogène » Thèse doctorat, Science de la vie. Université de Tours, 112p.

Tuli R.K, Smidt-Boulain R, Holtz W, 1991. « Influence of thawing temperature on viability and release of glutamic oxaloacetic transaminase in frozen semen from Boar goat » Anim. Reprod. Sci., 25, 125,131.

Vaissaire J-P., 1977. «Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoires». MALOINE S.A. EDITEUR. 457p, p81-276.

Vallet J.C, Ba G. Leboeuf B, Perrin J, 1992. « Insémination artificielle intra-utérine sous contrôle laparoscopique chez les petits ruminant domestiques » Ann. Zootech. 41, pp. 305-309.

Vivanco-Mackie H.W, 2001. «Transferencia embrionario en ovinos y caprinos» dans Palma G, (ed)., Biotechnology of reproduction. Edicione INTA, Buenos-Aires.

Walkden-Brown S.W, Restall B.J, Norton B.W, Scaramuzzi R.J, 1994a. « The “female effect” in Australian Cashmere goats: effect of season and quality of diet on the LH and testosterone response of buck to oestrous does ». J. Reprod. Fertil., 100, 521-531.

Walkden-Brown S.W, Restall B.J, Taylor W.A, 1994b. « Testicular and epididymal sperm content in grazing cashmere bucks: Seasonal variation and prediction from measurements in vivo » Reprod. Fert. Dev., 6, 727-736.

Wattaux M.A, 1996. « Détection des chaleur, saillie naturelle et insémination artificielle » Institut Babcock pour la recherche et le développement international du secteur laitier. Université de Wisconsin à Madison.

Westergaard L, Callesen H, Hyttel P, 1985. « Meiosis inducing substance (MIS) in bovine preovulatory follicule ». Zuchthygiene, 20, 217-221.

Woflgang K, 1994. « Atlas de diagnostic échographique – Examen gynécologique et reproduction Equin, bovin, ovin, caprin, porcine, chien, chat » Maloine, 75006, Paris.

Yahia A, 2006. « Etude du cycle oestral et saisonnalité de la reproduction des chèvres locales dans la région de la Kabylie » Mémoire de magister en physiologie de la gestation et de la lactation, université SAAD Dahleb, Blida.

Yahimi A, 2003. «Evaluation de la fonction sexuelle de taureau reproducteur “race locale“ et essai sur la cryoconservation du sperme ». Université SAAD Dahleb, Blida. Thèse de magister, option : reproduction animale.

Zarrouk A, Souilem O, Drion P-V, Beckers J-F, 2001. « Caractéristiques de la reproduction de l'espèce caprine ». Ann. Méd. Vet, 145, 98-105.