

REPUBLIQUE ALGERIENNE
POPULAIRE



241THV-2

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET
DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE « SAAD DAHLAB » BLIDA

FACULTÉ DES SCIENCES AGROVÉTÉRINAIRES ET
BIOLOGIQUES
DÉPARTEMENT DES SCIENCES VÉTÉRINAIRES

PROJET DE FIN D'ETUDES
EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE
DOCTEUR EN SCIENCES VÉTÉRINAIRE

Thème

*INFLUENCE DE LA SAISON ET DE LA RACE SUR LES
PARAMETRES SPERMATIQUE DU BELIER ET ESSAI
D'INSEMINATION ARTIFICIELLE INTRA UTERINE
AVEC DE LA SEMENCE REFRIGEREE.*

Présenté par :

- ❖ *MECHICHE Riadh.*
- ❖ *ZAROURI Mohamed.*

Devant le jury:

- ❖ **PRÉSIDENT:** Dr FERROUKH
- ❖ **PROMOTEUR:** Dr GHARBI
- ❖ **EXAMINATEURS :** Dr DJERDOUH
Dr KELANAMEUR

Promotion 2008/ 2009

Remerciements :

Il nous est très agréable d'avoir ce mémoire en remerciant toutes les personnes qui nous apporté leurs soutiens pour l'élaboration de ce modeste travail, en particulier :

- ❖ Mr HARBI S. : notre promoteur pour ces conseils, sa disponibilité et pour tous les efforts qu'il a déployé.*
- ❖ A tous les personnels de le laboratoire pour leurs collaborations, ainsi les personnels de la station expérimentale en particulier : Ami ABD EL KADER, Ami M'HAMED et Mme TADJINE.*
- ❖ Nos vifs remerciements vont au président et membres de jury qui ont accepté de juger ce travail.*
- ❖ Tous nos enseignants qui ont contribué à notre formation.*
- ❖ Enfin, à tous ceux qui nous ont soutenu de près ou de loin on leurs dis merci mille fois.*

MOHAMED & RJADH

Dedicace

- ✚ A la mémoire de mes grands-parents.
- ✚ A mes très chers parents qui ont toujours été là pour moi, et qui m'ont donné un magnifique modèle de labeur et de persévérance. J'espère qu'ils trouveront dans ce travail toute ma reconnaissance et tout mon amour.
- ✚ A mon très cher frère Anis et mes chères sœurs.
- ✚ A ma grande mère Khadouja.
- ✚ A mes tantes et à mes oncles.
- ✚ A chaque cousins et cousines.
- ✚ A mes meilleurs amis, en particuliers : Alaedine, Hamid, Mehdi, Hamza, El Walid, Omar, Maamar, Meriem, Imene, Chahrazed, Assia, Asma, soumia, Souad, et Yesmine.
- ✚ Et a mon frère ami, mon partenaire de ce modeste travail Riadh.

Je dédie ce mémoire.

H.A.P.O.U.R.I. Mohamed

DEDICACE

Je dédie ce modeste travail en signe de respect et de reconnaissance :

- ❖ *A la mémoire de mes grands parents.*
- ❖ *A ma mère qui est un être cher, celle qui ma bercer d'un amour sincère.*
- ❖ *A mon père de qui je tiens ma fierté et ma persévérance*
- ❖ *A ma tante, symbole de source et de sagesse.*
- ❖ *A mon frère Zohir et mes chères sœurs ma richesse sur cette terre.*
- ❖ *A toute ma grande famille.*
- ❖ *A tous mes amis, en particulier : Mohamed, Hamza, Walid, Anis, Fetteh, Amine, Fouzia et Imene.*

MECHICHE Riadh.

ABSTRACT:

Small ruminants and especially sheep are seasonal variations of their sexual activities. The influences of season and breed on sperm production of the ram and the assessment of fertility after artificial insemination with fresh chilled semen have been the object of our study.

In a first work, driving tests for males harvesting the seed using an artificial vagina was made in four rams, ram Hamra race, a race Ouled Djellal and two cross breed.

We then studied the influence of race and season of autumn, winter and spring on sperm parameters: the volume, and individual massale motility and sperm concentration.

Our results show that the volume of the ejaculate of rams' Hamra ', Ouled Djellal 'and' cross' is more important ($p < 0.05$) in autumn and spring than in winter. The ram race 'Hamra' produces sperm volume (1.40 ± 0.34 ml) significantly ($p < 0.05$) than that of the race 'Ouled Djellal' (1.10 ± 0.31 ml). This difference in volume is significantly higher ($p < 0.001$) by contribution to rams of the breed cross (0.88 ± 0.40 ml). For the parameter and individual motility massale, we did not observe any significant differences among races and between sison studied. Finally, the sperm was significantly ($p < 0.001$) more concentrated in autumn and spring than in winter.

In a second work, twelve ewes were synchronized by the insertion of vaginal sponges (40 mg FGA) for 14 days and injection of 500 IU of ECG on the day of withdrawal of the latter. The sheep were divided into three groups: the sheep of the lot 01 (control) are mated naturally, and lots 2 and 3 were artificially inseminated with endoscopy with fresh chilled semen to $+ 5^{\circ} \text{C}$, respectively, and diluted with skim milk AI OVIXcell and intrauterine was conducted between 51 hours and 53 hours after withdrawal of the vaginal sponge.

The results of the detection of heat show that the start of oestrus is on average 35.8 ± 3.42 h after the withdrawal of sponges and the synchronization rate is 83.33%. Ultrasonographic diagnosis of pregnancy shows fertility (66.66%) following the practice of breeding and natural (58.33%) after use of intrauterine IA.

It appears that the fertility obtained in this study belongs to the range reported by various authors, which is very satisfactory for a first test.

Keywords: Rams, semen, season, race, conservation, artificial insemination, fertility.

م ا خ ص

تتميز المجترات و بالأخص الأغنام بتغيرات موسمية لنشاطها الجنسي. الهدف من مذكرتنا هذه دراسة تأثير الفصول و السلالات على إنتاج الكباش للحيوانات المنوية و كذا تقييم الخصوبة بعد التلقيح الاصطناعي بسائل منوي جديد و مبرّد.

في المرحلة الأولى من العمل، قمنا بمحاولات تدريب الذكور من أجل جمع المنى بواسطة مهبل اصطناعي، اقتصر ذلك على أربع كباش: واحد من فصيلة "حمرا"، و آخر من فصيلة "ولاد جلال" و اثنين من فصيلة هجينة.

و بعدها قمنا بدراسة تأثير الفصيلة و مواسم السنة: الخريف ، الشتاء و الربيع على خصائص المنى التالية: حجم السائل المنوي، الحركة الكتلية و الفردية للحيوانات المنوية و تركيز السائل المنوي.

تظهر نتائجنا أن حجم قذف المنى لكل من كباش الفصائل: "حمرا"، "ولاد جلال" و "الهجينة" يرتفع ($p > 0,05$) في فصلي الربيع و الخريف مقارنة بفصل الشتاء. ينتج كباش الفصيلة "حمرا" كمية منى (1.40 ± 0.34 مل) أكبر ($p > 0,05$) من كباش فصيلة "ولاد جلال" (1.10 ± 0.31 مل). الاختلاف بين هذين الحجمين أكبر بكثير ($p > 0.001$) مقارنة بكباش الفصيلة الهجينة (0.88 ± 0.40 مل). فيما يخص الحركة الكتلية و الفردية للحيوانات المنوية لم نلاحظ أي تغيير بالنسبة للفصول أو الفصائل. أما تركيز السائل المنوي فهو ($p > 0.001$) مرتفع في فصلي الخريف و الربيع مقارنة بفصل الشتاء.

في المرحلة الثانية من العمل، قمنا بإدراج الإسفنجة المهبليّة (40 ملغ FGA) لدى اثنا عشر نعجة متزامنة لمدة 14 يوما وحقن 500 وحدة عالمية من eCG يوم نزع الاسفنجات. قسّمت الاثني عشرة نعجة على ثلاث مجموعات: تمّ التزاوج طبيعيا بالنسبة للمجموعة 1 (شاهد)، أما المجموعتين 2 و 3 فقد تمّ تلقيحها اصطناعيا بواسطة المنظار الداخلي ب منى جديد مجمد في +5° و مخفف بواسطة الحليب منزوع الدسم و الـ: OVIXcell على الترتيب. تمّ التلقيح الاصطناعي داخل الرحم بعد 51 إلى 53 ساعة من نزع الاسفنجات المهبليّة.

نتائج الكشف عن الحرارة تبين أن بداية الدورة النزوية تبدأ 35.8 ± 3.42 ساعة بعد نزع الاسفنجات المهبليّة بمعدل تزامن يتراوح 83.33%. تشخيص الحمل عن طريق الأشعة فوق الصوتية يظهر خصوبة بمعدل 66.66% بعد تزاوج طبيعي و بمعدل 57.14% باستعمال التلقيح الاصطناعي داخل الرحم.

يبدو أن معدلات الخصوبة التي تحصلنا عليها في هذه الدراسة تنتمي لمجالات المعدلات المذكورة من طرف العديد من المؤلفين و بالتالي فهي جد مرضية بالنسبة لتجربة أولى.

الكلمات الرئيسية: كباش، منى، فصل (موسم)، فصيلة، تخزين، تلقيح اصطناعي، خصوبة.

RESUME

Les petits ruminants et plus particulièrement les ovins présentent des variations saisonnières de leurs activités sexuelles. L'influence de la saison et de la race sur la production spermatique du bélier, ainsi que l'évaluation de la fertilité après insémination artificielle avec de la semence fraîche réfrigérée ont fait l'objet de notre étude.

Dans un premier travail, des essais d'entraînement des mâles pour la récolte de la semence au moyen d'un vagin artificiel ont été réalisés chez quatre béliers, un bélier de race Hamra, un de race Ouled djellal et deux de race croisée.

Nous avons par la suite étudié l'influence de la race et des saisons de l'automne, Hivers et printemps sur les paramètres spermatiques suivants : le volume, la motilité massale et individuelle et la concentration en spermatozoïdes.

Nos résultats montrent que le volume de l'éjaculat des béliers 'Hamra', 'Ouled djellal' et 'croisés' est plus important ($p < 0,05$) en automne et printemps qu'en hiver. Le bélier de race 'Hamra' produit un volume spermatique ($1,40 \pm 0,34$ ml) significativement ($p < 0,05$) élevé que celui de la race 'Ouled Djellal' ($1,10 \pm 0,31$ ml). Cette différence de volume est significativement plus élevée ($p < 0,001$) par rapport aux béliers de la race croisée ($0,88 \pm 0,40$ ml). Pour le paramètre motilité massale et individuelle, nous n'avons pas observé de différences significatives chez les races étudiées et entre saisons. En fin, le sperme est significativement ($p < 0,001$) plus concentré en automne et au printemps qu'en hiver.

Dans un deuxième travail, douze brebis ont été synchronisées par la pose d'éponge vaginale (40 mg de FGA) pendant 14 jours et l'injection de 500 UI d'eCG le jour du retrait de ces dernières. Les brebis ont été réparties en trois lots : les brebis du lot 1 (témoin) sont saillies naturellement et les lots 2 et 3 ont été inséminées artificiellement sous endoscopie avec de la semence fraîche réfrigérée à $+ 5^{\circ} \text{C}$ et diluée respectivement avec du lait écrémé et OVIXcell. L'IA intra-utérine a été réalisée entre 51 heures et 53 heures après retrait de l'éponge vaginale.

Les résultats de la détection des chaleurs montrent que le début de l'oestrus est en moyenne de $35,8 \pm 3,42$ h après le retrait des éponges et le taux de synchronisation est de 83,33%. Le diagnostic échographique de la gestation montre une fertilité de (66,66%) suite à la pratique de la saillie naturelle et (58,33%) après utilisation de l'IA intra-utérine.

Il apparaît que la fertilité obtenue dans la présente étude appartient à la fourchette signalée par les différents auteurs, ce qui est très satisfaisant pour un premier essai.

Mots clés : Béliers, sperme, saison, race, conservation, insémination artificielle, fertilité.

II.1) Examen échographique des brebis.....	37
II.2) Synchronisation des chaleurs	37
II.3) Détection des chaleurs	37
II.4) Récolte, conservation et conditionnement de la semence	38
II.4.1) Préparation du lait pour le traitement de la semence	38
II.4.2) Le calcul de la dilution finale	38
II.4.3) Conservation de la semence après traitement avec les dilueurs.....	38
II.4.4) Conditionnement de la semence traitée dans les paillettes d'insémination artificiel	39
II.5) Examen endoscopique des ovaires et insémination artificielle	39
II.6) Saillie naturelle	41
II.7) Diagnostic de gestation	41

RESULTATS II

ESSAI D'INSEMINATION ARTIFICIELLE INTRA-UTERINE

III.1) Evaluation des paramètres spermatiques	42
III.2) Expression des chaleurs chez les brebis	42
III.2.2) Examen endoscopique des ovaires	43
III.2.3) Détermination du taux de gestation.....	44

CHAPITRE III

DISCUSSION GEBERALE

I. Entraînement des béliers pour la récolte du sperme	45
II. Variations saisonnières du sperme	45
II.1. Volume	45
II.2. Motilité massale	46
II.3. Motilité individuelle	46
II.4. Concentration du sperme	47
III. Expression des chaleurs chez les brebis synchronisées	48
IV. Insémination artificielle et moment d'IA	48
V. Conservation du sperme	49

CHAPITRE IV

CONCLUSION

Conclusion.....	50
Références bibliographiques	

II.1.2) Matériel et produits de récolte du sperme	25
II.1.2) Produits et matériel d'induction des chaleurs	26
II.2. Méthodes.....	26
II.2.1. Sélection des béliers.....	26
II.2.2. Induction des chaleurs	27
II.2.3. Entraînement des béliers.....	27
a. Préparation du bélier	27
b. Récolte du sperme	27
b.1) Préparation du vagin artificiel.....	27
b.2) Technique de la récolte de la semence	28
II.2.4. Evaluation ou contrôle du sperme	28
A. Contrôle macroscopique	28
B. Contrôle microscopique	29
1. La motilité massale	29
b. La motilité individuelle	29
c. Détermination de la concentration.....	29
E. Analyses statistiques	29

RESULTATS I

INFLUENCE DES VARIATIONS SAISONNIERES et DE LA RACE SUR LES PARAMETRES SPERMATIQUES DES BELIERS DE RACE LOCALES

1-Volume du sperme	30
2-Motilité massale.....	31
3-Motilité individuelle	31
4- Concentration du sperme	32

CHAPITRE II :

ESSAI D'INSEMINATION ARTIFICIELLE INTRA UTERINE

I) Matériel et méthodes.....	34
I.1) Animaux	34
I.1.1. Béliers.....	34
I.1.2. Brebis	34
II) Appareillage, instruments et produits.....	35
II.1) Matériel échographique.....	35
II.2) Produits de synchronisation des chaleurs : Les hormones utilisés sont	35
II.3) Produits et matériel de récolte de la semence	35
II.4) Matériel de la conservation du sperme	35
II.5) Matériel de conditionnement de la semence	35
II.6) Matériel de l'endoscopie et d'insémination artificielle	36
II.7) Instruments et produits de préparation du champ opératoire et des soins post opératoire.....	36
II) Méthodes	37

E) Examen bactériovirologique du sperme	17
F) Evaluation biochimique du sperme.....	17
F.1) Test de fructolyse	17
F.2) Test de réduction du bleu de méthylène	17
F.3) Test de thermorésistance	17
F.4) Autres tests de qualité de semence	18

CHAPITRE IV

INSEMINATION ARTIFICIELLE CHEZ LES OVINS

I. introduction	19
II. Déroulement de l'IA.....	19
II.1. Insémination au sens strict.....	19
A) Technique d'insémination exo cervicale	19
B) Technique d'insémination sous contrôle endoscopique	19
III. Insémination et conservation du sperme	20
III.1) Insémination avec du sperme frais	20
III.2) insémination avec du sperme congelé	20
III. 3) Moment d'IA.....	20
IV. Paramètres susceptibles de modifier Les résultats d'IA.	21
A) Nombre de spermatozoïdes inséminés.....	21
B) Qualité des spermatozoïdes inséminés	21
C) Mâle utilisé pour l'IA.	21
D) Œstrus naturel ou synchronisé	21
E) Lieu de dépôt de la semence	21
F) Intervalle entre la dernière mise bas et insémination artificielle: production de lait.....	21
G) Age des femelles inséminées	22
H) Saison d'insémination artificielle	22
I) Niveau d'alimentation, température, stress.....	22
V) Diagnostic de gestation et réussite de l'insémination.....	22

PARTIE EXPERIMENTALE

Objectifs	23
-----------------	----

CHAPITRE I :

ETUDE DE LA VARIATION SAISONNIERE DU SPERME.

I) Lieu et période de L'expérimentation	24
II) Matériel et méthodes	24
II.1. Matériel	24
II.1.1) Animaux	24
A) Les Béliers	24
B) Brebis.....	24

II.1. Spermatogenèse	05
II.1.a) Cycle spermatogénétique	05
II.1.b) Régulation de la spermatogenèse	06
II.2. Caractéristiques du comportement sexuel	06
a) Flairages ano- génitaux	06
b) Le flehmen	06
c) Les approches ritualisées	06
d) Montes.....	06
e) L'intromission et l'éjaculation	07
f) La récupération post-copulatoire	07
II.3. Facteurs d'influence sur l'activité reproductive du bélier	07
II.3.A) Facteurs environnementaux	07
a) Effet de la saison	07
b) Effets de photopériode	08
c) Effets de l'environnement thermique	08
d) Effets des régimes alimentaires	09
e) Effet de l'environnement social	10
f) Effet de santé des béliers	10
e) Effet de l'âge.....	10
II.3.B) Facteurs génétiques	10
a) Qualité de la semence	10
b) Taille testiculaire	11
c) Comportement sexuel	11

CHAPITRE III

RECOLTE, EXAMENS ET ÉVALUATION DU SPERME

I. Méthodes de récolte de sperme	12
I. 1) Récolte par le vagin artificiel	12
I. 2) Récolte par électro-stimulation ou électroéjaculateur	12
II) Evaluation de sperme	13
II.1) Evaluation macroscopique	13
A) Volume	13
B) Aspect et consistance	13
C) Couleur	13
D) pH	14
II.2) Evaluation microscopique	14
A) La motilité	14
A.1) La motilité massale	14
A.2) La motilité individuelle	14
B) La Concentration de l'éjaculation	15
B.1) La concentration par hématimètre	15
B.2) La Spectrophotométrie	15
C) Etude morphologique du sperme	16
C.1) Colorations totales.....	16
C.2) Colorations vitales	16
❖ Technique de coloration à la Nigrosine Eosine	16
D) Mesure de pourcentage de spermatozoïdes vivants, morts, et anormaux	16

LISTE DES TABLEAUX	
LISTE DES FIGURES	
LISTE DES PHOTOS	
LISTE DES ABREVIATIONS	

Introduction générale	01
-----------------------------	----

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I RACES OVINES ALGERIENNES

I- Introduction	02
II. Les races ovines algériennes	02
A. Les races principales	02
1) La race Ouled Djellal (arabe blanche)	02
2) La race Rumbi	02
3) La race Hamra (Beni-Ighil)	02
B. Les races secondaires	03
1) La race Berbère	03
2) La Targuia-Sidaou	03
3) La race Barbarine	03
4) La D'men	03

CHAPITRE II

ANATOMIE DE L'APPAREIL REPRODUCTEUR ET PHYSIOLOGIE SEXUELLE DU BELIER

I. ANATOMIE DE L'APPAREIL REPRODUCTEUR MALE	04
1) Les testicules	04
2) Les voies génitales	04
3) L'épididyme	04
4) Canal déférent	04
5) Les orifices éjaculateurs	04
6) L'urètre	04
7) Le pénis	04
8) Les glandes annexes	05
8-a) Les vésicules séminales	05
8.b) La prostate	05
8.c) Glande de Cowper ou glandes bulbo-urétrales	05
II. PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ LE BELIER	05

LISTE DES TABLEAUX

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE :

Tableau 01 : Effectif des principales races ovines locales.....	02
Tableau 02 : Age à la puberté de certaines espèces.....	05
Tableau 03 : Influence de la durée d'éclairement sur la production de spermatozoïdes de bélier.....	08
Tableau 04 : Influence des carences alimentaires sur la reproduction chez le mâle.....	09
Tableau 05 : Consistance de concentration du sperme chez le bélier.....	13
Tableau 06 : Description de la motilité massale des spermatozoïdes.....	14
Tableau 07 : Détermination de la note de la motilité individuelle.....	15
Tableau 08 : Moment de l'insémination des brebis en fonction du type d'IA	20

PARTIE EXPERIMENTALE

Tableau 09 : Age, poids et NEC des béliers.....	24
Tableau 10 : Variations saisonnière du volume (ml) de sperme éjaculé par les béliers Hamra, Ouled djellal et Croisés.....	30
Tableau 11 : Variation saisonnière de la motilité massale de sperme éjaculé par les béliers Hamra, Ouled djellal et Croisés.....	31
Tableau 12 : Variations saisonnière de la motilité individuelle du sperme éjaculé par les béliers Hamra, Ouled djellal et Croisés.....	32
Tableau 13 : Variations saisonnière de la concentration du sperme chez les béliers Hamra, Ouled djellal et croisés.....	33
Tableau 14 : poids, âge et note d'état corporel des brebis.....	34
Tableau 15 : résultats de la détection de début des chaleurs.....	42
Tableau 16 : dénombrement des follicules pré ovulatoires.....	43
Tableau 17 : taux de gestation.....	44

LISTE DES FIGURES

Figure (01): Variation saisonnière du sperme de bélier des trois races (Hamra, Ouled Djellal, croisé)..... 30

Figure (02): variation saisonnière de la motilité massale du sperme de bélier de trois races (Hamra, Ouled Djellal, croisé)..... 31

Figure (03): Variation saisonnière de la motilité individuelle du sperme de bélier de trois races (Hamra, Ouled Djellal, croisé)..... 32

Figure (04) : Variation saisonnière de la concentration du sperme de bélier de trois races (Hamra, Ouled Djellal, croisé)..... 33

Figure (05) : Protocole de synchronisation, récolte de sperme, et Insémination..... 41

LISTE DES PHOTOS

Photo 01 : Matériel utilisé pour le traitement du sperme.....	25
Photo 02 : Lame de NEUBAUER.....	25
Photo 03 : Les éléments du vagin artificiel.....	26
Photo 04 : Matériel de synchronisation des chaleurs.....	26
Photo 05 : Contrôle de la température du vagin.....	28
Photo 06 : Lubrification avec la vaseline.....	28
Photo 07 : Technique de récolte du sperme.....	28
Photo 08 : Matériel d'endoscopie.....	36
Photo 09 : Pistolet d'insémination artificielle.....	36
Photo 10 : Détection des chaleurs.....	38
Photo 11 : Mise en paillette de la semence.....	39
Photo 12 : Examen endoscopique des ovaires.....	40
Photo 13 : Insémination artificielle intra utérine.....	40
Photo 14 : Saillie naturelle d'une brebis du lot 01.....	41
Photo 15 : Follicule pré ovulatoire.....	43
Photo 16 : Image échographique d'une gestation de 30 jours d'une brebis du lot 01.....	44

LISTE DES ABREVIATIONS

cm : Centimètre.

eCG : equine Chorionic Gonadotropin.

FGA: Acétate de fluorogestone.

FSH: Follicule Stimulating Hormone.

g : Gramme.

GnRH: Gonadotropin Releasing Hormone.

IA: Insémination artificielle.

IM : Intramusculaire.

LH : Luteinizing Hormone.

ml : millilitre.

PMSG : Prgnant Mare Serum Gonadotropin.

spz : Spermatozoïdes.

°C : Degré Celsius.

INTRODUCTION

GENERALE

Introduction générale:

Le principal objectif de la reproduction des animaux domestiques est d'assurer le renouvellement des générations dans un but économique déterminé : la production de viande, de lait ou de laine selon les espèces ou les races et, dans certaines cas particuliers, la fourniture d'animaux de haute valeurs individuelle.

Sous les latitudes moyennes et élevées, les ovins et les caprins sont des espèces saisonnées, dont la période principale d'activité sexuelle se situe en automne. Leur reproduction est contrôlée par l'amplitude de la variation de la durée du jour au long de l'année (ORTAVANT, 1985). Les effets de la photopériode s'exercent par le relais du système nerveux centrale qui module la sécrétion des hormones gonadotropes (pulsatilité de LH, niveau de FSH). Chez le male, ces changements hormonaux contrôlent la production de spermatozoïdes par les testicules avec un maximum en automne et un minimum au printemps. En revanche, dans certains pays des béliers et des boucs peuvent produire en grande quantité de la semence de bonne qualité et de s'accoupler tout au long de l'année.

Ainsi, la variation de la fertilité des troupeaux ovins au cours de l'année est souvent attribuée à la faible réceptivité de la femelle à certaines périodes. Or, même dans le cas où les chaleurs sont induites et synchronisées, ces variations saisonnières persistent. Celles-ci pourraient être le résultat d'une variation de la fécondance du sperme des béliers utilisés. Plusieurs auteurs ont en effet rapporté que cette fécondité est soumise à l'influence de la photopériode tant sur le plan qualitatif (SALAMON et ROBINSON, 1962 ; ALBERIO 1976 ; COLAS, 1979 ; MEHOUACHI, 1983) que quantitatif (MAHOUACHI, 1983 ; DUFOUR et al., 1984). Et à notre connaissance, en Algérie, peu de travaux ont été consacrés à l'étude de l'influence des variations saisonnières sur les paramètres spermatiques des béliers de races locales.

L'insémination artificielle est devenue une technique de routine largement répandue pour la reproduction animale. L'extension de cette technique chez les ovins est liée à la mise au point d'une méthode de conservation du sperme.

Chez les ovins, la nécessité d'inséminer les brebis avec un grand nombre de spermatozoïdes est une limite importante au développement de l'insémination artificielle. Pour cette espèce, plusieurs travaux ont tenté d'inséminer les brebis directement dans la cavité utérine en réduisant de manière importante le nombre de spermatozoïdes déposés, tout en maintenant un niveau élevé de fécondation.

En effet, l'insémination intra-utérine sous endoscopie au travers la paroi abdominale avec de la semence fraîche ou congelée est devenue une technique très efficace (55 à 60% d'agnelage) (COUROT et al, 1991). Cependant, en Algérie on ne possède aucune indication concernant la fertilité des brebis inséminées artificiellement avec du sperme frais après synchronisation des oestrus par traitement progestatif.

Dans cette optique que nous avons abordé l'étude de l'influence de la saison et de la race sur les paramètres spermatiques des béliers et l'évaluation de la fertilité des brebis après insémination artificielle avec de la semence fraîche réfrigérée.

CHAPITRE I

**INFLUENCE DES VARIATIONS SAISONNIERES
ET DE LA RACE SUR LES PARAMETRES
SPERMATIQUES DES BELIERS**

I- Introduction:

L'ovin est l'espèce de ruminants la plus répandue dans notre pays vu l'importance de son effectif qui représente 81,6% du troupeau, comparativement aux caprins 11,4%, aux bovins 6,4% et aux camélidés 0,6% (MAP, 1998). L'effectif ovin a été estimé en 2004 à 18.293.300 têtes dont près de 12.314.998 reproductrices (MAP, 2004). Cela est peut être du à la domestication du mouton qui remonte à la plus haute antiquité et aux conditions climatiques qui sont favorables au développement de cette espèce.

II. Les races ovines algériennes :

Les races ovines algériennes sont réparties en deux classes : races principales et races secondaires (CHELLIG, 1992).

A. Les races principales :

Selon CHELLIG (1992), il y'a trois races : la race Ouled Djellal, la race Rumbi et la race Hamra. La répartition des principales races ovines locales est rapportée dans le tableau (01).

Tableau (01) : Effectif des principales races ovines locales (MAP, 2004).

Race	Femelle	Males	total
Ouled Djellal	5.337.770	3.050.154	8.387.924
Hamra	3.355.170	1.525.077	4.880.247
Rumbi	2.440.123	915.046	3.355.169
Total	11.133.063	5.490.278	16.623.341

1) la race Ouled Djellal (arabe blanche) :

Est la plus importante et la plus intéressante, car elle forme presque la moitié de l'effectif total avec plus de 8.3 million de têtes (MAP, 2004). Cette race est introduite en Algérie au XIème siècle, du Hidjez par Ben Hillel. Elle est résistante aux zones arides, elle supporte la marche sur de longues distances mais elle craint le froid. Elle-même se divise en plusieurs types, dont on cite le type Hodna (le plus lourd) et le type Ouled Djellal (le type marcheur).

2) La race Rumbi :

A les mêmes caractéristiques que la race blanche de Ouled Djellal, avec les membres et la tête fauves. Elle est robuste, les pattes sûres, les sabots durs et les cornes sont énormes chez les béliers. Cette race est adaptée à la marche, également aux sols rocaillieux secs et elle supporte mieux le froid.

3) La race Hamra (Beni-Ighil) :

C'est la meilleure race à viande en raison de la finesse de son ossature et de la rondeur de ses lignes (gigots et cotes). Elle est très demandée par les français sous le nom du « MOUTON MAROCAIN ». Elle est de petites tailles à ossature fine et aux formes arrondies. La tête et les pattes sont rouge acajou foncé, la toison est blanche et tassée.

B. Les races secondaires :

Les races dites secondaires sont estimées à 1.669.959 têtes. Ce cheptel est inégalement réparti sur le territoire national avec 75% de l'effectif localisé dans la steppe. Elles sont représentées par quatre races : Berbères, Barbarine, D'men et Targuia-Sidaou (CHELLIG, 1992).

1) la race Berbère (mouton des montagnes du tell):

Elle est de petite taille, à l'aine mécheuse blanche brillante. D'un effectif de 1.000.000 de têtes, elle est localisée dans la chaîne montagneuse du nord algérien.

2) La race Barbarine :

Localisée à Oued Souf, est à grosse queue, apparentée au mouton tunisien et asiatique avec un effectif approximatif de 50.000 têtes.

3) La D'men :

Est une race saharienne répandue dans les oasis du Sud-ouest algérien, à l'aine grossière qui couvre le haut du corps seulement et à queue fine, elle est très prolifique, son effectif est estimé à 30.000 têtes.

4) La Targuia-Sidaou :

Elevée par les touaregs, elle est recouvertes de poils, n'a pas de laine avec une queue longue et fine. Elle semble qu'elle est d'origine du Soudan, son effectif est de 20.000 têtes.

CHAPITRE II

ANATOMIE DE L'APPAREIL REPRODUCTEUR ET PHYSIOLOGIE SEXUELLE DU BELIER

I. ANATOMIE DE L'APPAREIL REPRODUCTEUR MALE :

Chez les mammifères domestiques l'appareil génital mâle est formé par l'ensemble des organes chargés de l'élaboration du sperme et du dépôt de celui-ci dans les voies génitales femelles où a lieu fécondation. (KOLB, 1975).

1. Les testicules :

Au nombre de deux, d'un poids 250 à 300 g, c'est le lieu d'élaboration des gamètes mâles et sécrétion d'hormones sexuelles. Enveloppés par les bourses, ils sont placés à l'extérieur de la cavité abdominale. Selon WAITS, (1969) cité par VAISSAIRE, (1977) la température des testicules est inférieure à la température corporelle d'environ 2 à 4 °C.

2. Les voies génitales :

Elles assurent la maturité des spermatozoïdes et l'acheminement du sperme vers les voies génitales femelles.

3. L'épididyme :

Faisant suite aux canaux efférents du testicule, il prend naissance à l'extrémité supérieure de l'organe, long le bord postérieur du testicule jusqu'à son extrémité inférieure, se recourbe vers le haut et se continue par le canal déférent. Son diamètre augmente progressivement de son début à son extrémité postérieure, mesurant entre quarante et soixante mètres. (BARONE, 1978 ; THIBault, 1969).

4. Canal déférent :

Ce canal s'engage dans le trajet inguinal ou il contribue à former le cordon testiculaire, il pénètre dans l'abdomen puis dans le bassin formant un très léger renflement pelvien avant de se terminer à l'origine de l'urètre par l'orifice éjaculateur. (VAISSAIRE, 1977).

5. Les orifices éjaculateurs :

Ils forment deux ouvertures elliptiques placées côte à côte à l'extrémité postérieure de l'urètre, et ils constituent les ouvertures communes aux canaux déférents et aux vésicules séminales. (VAISSAIRE, 1977).

6. L'urètre :

Ce canal s'étend dans le bassin, s'unit au corps caverneux et contribue à former ainsi la verge. Un sphincter puissant l'entoure. Sa portion intra pelvienne offre des glandes annexes telle que la prostate et les glandes de Cowper au de deux ou trois. (VAISSAIRE, 1977).

7. Le pénis :

Long de 40 cm, il est de type fibro-élastique dans sa partie inférieure, il décrit une double inflexion en forme de « S ».

8. Les glandes annexes

Leurs sécrétions représentent environ les trois quarts du plasma séminal d'un éjaculat. (BARONE, 1978).

8.a) Les vésicules séminales :

Ce sont des organes glandulaires durs composés de gros lobes séparés par des cloisons musculaires. (GRAU et WALTER, 1975).

Les vésicules séminales sont la source de substrats énergétiques pour les spermatozoïdes lors de l'éjaculation : acide citrique et fructose. (DACHEUX F. et DACHEUX J-L., 2001).

8.b) La prostate :

Peu développée, elle est située sous le sphincter urétral entre l'urètre et le muscle qu'elle déborde légèrement en avant et au-dessus de la terminaison des canaux déférents sous forme d'un petit renferment glandulaire transversal (1cm L x 3cm 1) de couleur jaune grisâtre. (VAISSAIRE, 1977).

8.c) Glande de Cowper ou glandes bulbo-urétrales :

Les glandes de Cowper sont globuleuses, larges d'un centimètre et recouvertes par leurs muscles compresseurs et le muscle bulbo-caverneux. Elles s'ouvrent de chaque côté dans le cul de sac de bulbe par un seul orifice. (MONTANE et BOURDELLE, 1978).

II. PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ LE BELIER :

II.1. Spermatogenèse :

Elle est définie comme l'ensemble des transformations biologiques et physiologiques que subit une cellule germinale souche diploïde pour devenir un spermatozoïde à « n » chromosomes prêt à la fécondation. La spermatogenèse a lieu au niveau du testicule, se déclenche à la puberté et se poursuit même chez l'animal âgé. L'âge de la puberté est variable selon les espèces. (cf. tableau 02).

Tableau (02) : âge à la puberté de certaines espèces.

Males	Age a la puberté
Taureau	9 à 12 mois
Bélier	2 à 6 mois
Bouc	5 à 6 mois
Étalon	12 à 24 mois
Lapin	6 à 7 mois

II.1.a) Cycle spermatogénétique :

Les spermatogonies souches se renouvellent constamment en effet, une spermatogonie subit une évolution différente des autres, au lieu d'aboutir à la formation de spermatozoïdes,

elle donne une autre spermatogonie souche qui sera à l'origine d'un autre cycle. (ORTAVANT, 1958).

Le cycle spermatogénétique démarre avant que le précédent ne soit terminée, ainsi plusieurs cycles évoluent au même temps, décalés d'un temps comptant entre eux ; d'après ORTAVANT, (1958). Un cycle spermatogénétique du bélier dure en moyenne de 49 jours.

II.1.b) Régulation de la spermatogénèse :

Le déclenchement et le maintien spermatogénèse sont sous la dépendance de la FSH et LH. En effet l'hypophysectomie entraîne l'arrêt de la spermatogénèse (PAREZ, 1964). Par ailleurs un récepteur testiculaire pour FSH a été mis en évidence par MEANS, (1975) cité par VAISSAIRE, (1977).

La travaux de ROMNEERT et THEMME, (1986) cité par HAMOULI, (1987) ont montré que la LH stimule la biosynthèse des androgènes testiculaire par l'activation du système adényl cyclase AMPC et pour NIESTING et al., (1984) cité par HAMOULI, (1987), la LH participe à la régulation de la spermatogénèse en synergie avec la FSH.

La cellule de Sertoli active la synthèse de la protéine ABP (Androgène Binding Proteine), et la testostérone provenant des cellules de Leydig entre dans la cellule de Sertoli et se lie à la ABP. Ce complexe ABP testostérone agit sur les cellules germinales (STEINBERGER, 1976 ; et NIESHLAG et al.) cité par MELBOUSSI, (1992). Montrent que le développent des tubes séminifère ainsi que la maturation de la lignée spermatogénétique se font grâce à l'intervention essentielle de FSH après action la cellule de Sertoli.

II.2. Caractéristiques du comportement sexuel :

Les caractéristiques des séquences de comportement sexuel sont les suivantes :

- a) **Flairages ano-génitaux :** dans la majorité des cas, ceux-ci représentant le premier contact direct entre les deux partenaires. Ils sont généralement de courte durée et réapparaissent, de temps en temps, dans les autres séquences pré copulatoires. (BOUKHLIQ, 2002).
- b) **Le flehmen :** qui consiste en une position debout, immobile du mâle, la tête en position horizontale qu'il peut balancer lentement d'un côté sur l'autre, la nuque tendue et la lèvre supérieure repoussée. Cette réponse n'est pas fréquemment liée à la motivation sexuelle puisque ce comportement est souvent observé après flairage de l'urine émise par le partenaire sexuel, mais également par le mâle lui-même. La durée du flehmen varie de 10 secondes à une minute. (BOUKHLIQ, 2002).
- c) **Les approches ritualisées :** ou sollicitation des femelles par les mâles, sont caractérisées par une approche avec la tête tournée sur le côté, des mouvements d'une patte antérieure et d'émission sonores particulière (spectaculaire chez le bouc). Il est fréquent d'observer une répartition de ces proches, ce qui provoque une immobilisation tonique de la femelle en oestrus, et au contraire, une fuite de la femelle non en oestrus. (BOUKHLIQ, 2002).
- d) **Montes :** sont observées essentiellement quand les femelles sont immobiles et sont souvent associées à des mouvements pelviens et des érections. Leur durée et leur nombre avant l'accouplement dépendent de différents paramètres comme l'efficacité et la motivation des mâles et comme la taille de la femelle par rapport au mâle. (BOUKHLIQ, 2002).

e) **L'intromission et l'éjaculation** : sont de la courte durée. L'éjaculation est associée au moment de l'expulsion de la semence, d'un mouvement de rein vers l'avant et d'un mouvement de la tête vers l'arrière. (BOUKHLIQ, 2002).

f) **La récupération post-copulatoire** : est aussi appelée période réfractaire. Sa durée est variable et dépend de l'espèce, la race, de l'individu, et de sa motivation, mais aussi d'autres stimulations comme le changement de partenaire. Cette période réfractaire est caractérisée par une absence quasi-totale de mouvement après l'éjaculation, qui peut être suivie par une prise alimentaire. (BOUKHLIQ, 2002).

Ces périodes typiques du comportement sexuel mâle, peuvent aussi comprendre des actes agressifs lorsqu'il y a compétition entre mâles. Elles peuvent être modifiées par le mode de conduite tel que la monte en main ou récolte de semence au vagin artificiel. (BOUKHLIQ, 2002).

II.3. Facteurs influençant sur l'activité reproductive du bélier :

L'activité sexuelle et la spermatogénétique du bélier varient énormément sous l'effet de plusieurs facteurs qui sont susceptibles d'agir et influencer sur le déroulement de la gamétogenèse ainsi que sur le comportement sexuel et la qualité du sperme. Selon leurs sites d'action et leurs origines, ces facteurs peuvent être classés de la manière suivante :

II.3.A) Facteurs environnementaux :

a) Effet de la saison :

La plupart des femelles domestiques montrent une périodicité sexuelle, surtout dans l'espèce ovine, les mâles en général ne manifestent que faiblement cette variation (SHELTON, 1978).

Sous les latitudes moyennes et élevées, la spermatogenèse ne s'arrête pas, mais le nombre des spermatozoïdes produits par le testicule diminue à certaines saisons de l'année ; ainsi une gamme de testicules de bélier 'Ile de France', produit 12.2 million spermatozoïdes en automne contre seulement 9.3 million au printemps, et ce à cause de la diminution du rendement de la spermatogenèse (COLAS, et al., 1981).

Les modifications saisonnières de l'activité spermatique entraînent des changements importants du poids testiculaire, chez le bélier 'Ile de France' ou le testicule pesait 200g au mois de mai et plus de 300g au mois d'août (CHEMINAEU et TERQUI, 1986).

Autre caractéristique séminale très importante consiste en une augmentation de la fréquence des spermatozoïdes porteurs d'anomalies morphologiques, chez certains mâles le pourcentage de spermatozoïdes anormaux peut atteindre plus de 70 % durant certaines périodes de l'année, entraînant une stérilité temporaire des animaux. Cette caractéristique se répète chaque année pour les mêmes animaux au printemps et en été (COLAS et al., 1986).

Outre les effets sur les productions et les caractéristiques spermatiques, certains auteurs ont décelé une augmentation du comportement sexuel pendant le printemps chez les béliers et boucs aussi, sauf s'ils sont entraînés régulièrement (ROUGER, 1974).

En revanche les béliers des races tropicales et subtropicales, s'ils sont alimentés correctement ne manifestent pas de variations saisonnières de leur activité spermatogénétique et comportementale ; dans telles régions, c'est beaucoup plus l'effet de la température chaude qui entraînera l'apparition de spermatozoïdes anormaux et morts (MEHOUACHI, 1984).

b) Effets de la photopériode :

Les travaux de COLAS et al., (1948), montrent que le nombre de spermatozoïdes récoltés sur un bélier ainsi que leur qualité dépendent beaucoup de la durée d'éclairement. Pendant la période contre-saison, on améliore de façon sensible les performances des mâles quant ils sont soumis à un régime lumineux favorable (décroissant), pour assurer le même nombre d'insémination, on a donc besoin de moins de géniteurs qu'auparavant, il en résulte une économie substantielle pour les centres d'insémination (COLAS, 1984). La sensibilité à la lumière varie selon les béliers.

Selon COLAS (1980), la proportion d'anomalies est élevée de la mi-Février à la fin de mai. Elle atteint son maximum au mois de mars, elle peut agir sur la motilité massale du sperme. L'augmentation de la durée d'éclairement entraîne donc l'apparition dans le sperme de nombreuses anomalies.

D'après ORTAVANT (1958) cité par COLAS (1980), la lumière exerce aussi une action sur la spermatogenèse. Celui l'incite à penser que toute race dont l'activité testiculaire est fortement influencée par la photo période doit de même subir des variations saisonnières très marquées dans la qualité des éjaculats produit. Certains chercheurs ont déduit que les animaux soumis à une faible durée d'éclairement quotidienne présentent une augmentation du poids des testicules et des réserves spermatiques, de même le volume moyen des éjaculats et le nombre total de spermatozoïdes sont plus élevées quand les béliers ont été soumis à une durée d'éclairement décroissante. (cf. Tableau 03) (ORTAVANT et THIBOULT, 1956 ; ORTAVANT et COLAS, 1987).

Tableau (03) : influence de la durée d'éclairement sur la production de spermatozoïdes de bélier (ORTOVANT, 1961).

Ordre d'éclairement	Poids moyen de la carcasse (Kg)	Poids d'un testicule (g)	Réserve épидидymaires (10 ⁹ épидидyme) spermatozoïdes
Jours courts	49.4	285	62.5
Jours longs	47.5	224	48

La diminution du nombre de spermatozoïdes résulte en fait de la dégénérescence d'un certain nombre de cellules germinales. (ORTAVANT, 1961).

En résumé, COLAS (1984) estime que l'utilisation photopériodique chez le bélier peut atteindre les plus hautes performances à la fois chez le mâle (d'avantage de spermatozoïdes, meilleurs qualité de gamètes) et chez la femelle (augmentation du taux de fécondité) après insémination artificielle.

c) Effets de l'environnement thermique :

Chez tous les mammifères et en particulier chez les ovins, la température testiculaire est plus basse que la température corporelle. Pour le bélier, elle est de 33 °C pour les testicules, et de 39.5 °C pour la température corporelle. (SETCHELL, 1977).

La qualité de sperme subit aussi des modifications sous l'effet de la température mais a degrés moins par rapport à la photopériode (COLAS, 1980). Les travaux de cet auteur montrent que l'action des températures maximales tout étant bien dissociative de celle de la lumière, et moins d'être négligeable, il suffit que les animaux soient exposés quelques heures à 29 °C

pendant 3 jours consécutifs pour que la proportion de la spermatozoïdes anormaux augmente. Par contre ces températures ne sont suivies d'aucun effet lorsqu'elles durent qu'un seul jour. L'effet maximum de la température sur le sperme n'apparaît qu'au delà d'un mois environ, ce qui confirme les résultats de DUTT et HAMM (1957). Cet effet se traduit par une augmentation du pourcentage d'anomalies comme l'avait signalé plusieurs auteurs tels que (DUTT et HAMM, 1957 ; RATHORE et YEATE, 1967 ; RATHORE, 1986 cités par COLAS, 1980).

d) Effets des régimes alimentaires :

L'alimentation a un rôle primordial dans les phénomènes de reproduction. Il est connu chez les ovins, et en particulier chez le bélier, que la croissance testiculaire est étroitement corrélée à la vitesse de croissance corporelle. En conséquence, une sous alimentation qui réduira la vitesse de croissance corporelle, produira un retard dans l'apparition de puberté. Au contraire des jeunes mâles soumis à un régime alimentaire de haut niveau, atteindront la puberté plutôt, et poids plus élevé, que ceux soumis à un régime de bas niveau (COUROT et al., 1971).

Selon ALHASS, BRYANT (1982) cités par COLAS et al., (1982). Le changement de régime de régime alimentaire ne modifie pas chez l'adulte la qualité des gamètes mais il affecte la taille du testicule, le poids de l'épididyme et par conséquent la production spermatique. Selon OLAN et al., (1978) cités par COLAS (1986). La distribution d'un supplément riche en protéines azotées (Luzerne) à des béliers sous alimentés induit une croissance de la gonade de 20 à 30 g par semaine. (cf. Tableau 04).

Tableau (04) : influence des carences alimentaires sur la reproduction chez le mâle
(THIBOUVILLE, 1982).

Carences alimentaires	Comportement sexuel	Caractères du sperme
Carence en protéine chez les jeunes	absent	azoospermie
Carence en protéine chez les adultes	libido	Vitalité des spermatozoïdes, anomalies morphologiques
Carence en en phosphore	libido	Mortalité des spermatozoïdes
Carence en Zinc (Zn)	Retard de puberté	Azoospermie
Carence en cuivre (Cu)		Carence liée à la carence en Zn
Carence en (Co)		Carence liée à la carence en Zn
Carence en (M)	Libido, retard de puberté	Mobile
Avitaminose A chez les jeunes	retard de puberté	Motilité
Avitaminose A chez les adultes	libido	Anomalies morphologiques
Avitaminose D	retard de puberté, libido	
Avitaminose E	Blocage de la spermatogenèse	azoospermie

BRONGUIARD (1984), cité par COLAS et al. (1986), montre que la distribution d'un surplus alimentaire très tôt permet d'obtenir à un age égal, une gonade plus développée. Selon les travaux de SKINNER et RAWSON (1968) cité par COLAS et al. (1986), à un age identique,

les animaux mieux nourris produisent une meilleure semence. Aussi, la sous nutrition énergétique ou protéique chez le bélier entraîne une diminution du volume et de la concentration de l'éjaculat. (ALBERIO, 1976).

e) Effet de l'environnement social :

Selon MULET et al. (1964), (1966) ; ROTORIUS (1967), cité par ALBERIO (1976), l'absence d'un contact hétérosexuel des agneaux et l'augmentation de la densité des animaux dans leur logement peuvent déclencher l'apparition plus fréquente d'un comportement homosexuel. Il a été démontré aussi que des béliers maintenus en présence de femelles en état d'oestrus présentent une augmentation des niveaux de testostérone circulant et du désir d'accouplement pendant la saison de reproduction.

f) Effet de santé des béliers :

L'influence des maladies du reproducteur sur la production spermatique ultérieure est toujours évidente, liée principalement à une augmentation de la température et apparition d'un état fébrile qui entraînera dans les semaines qui suivent l'infection, même après guérison, l'apparition de spermatozoïdes anormaux dans sa semence. Toute température corporelle supérieure à 39.5 °C indique qu'un état fébrile est passant, et on doit s'attendre à l'apparition des spermatozoïdes anormaux dans les semaines suivantes (ALBERIO, 1976).

g) Effet de l'âge :

Il a été montré que le facteur déterminant de la fonction de reproduction est l'âge. SKINNER et RAWSON, (1968) ont montré que la quantité de la semence ovine varie avec l'âge. ALBERIO, (1976) a montré que le volume du sperme et le nombre total de spermatozoïdes varient en fonction d'âge, alors que la concentration ne varie pas.

II.3.B) Facteurs génétiques :

Les effets des facteurs environnementaux sont modulés par la race et les individus. Par conséquent le facteur génétique a une influence sur l'activité sexuelle et gamétogénétique des béliers.

a) Qualité de la semence :

Des différences raciales ont été mise en évidence pour la plupart des caractéristiques spermatiques (volume et concentration en spermatozoïdes, de l'éjaculat, anomalies spermatiques, pourcentage de cellules vivantes) et pour la production spermatique quotidienne. Ainsi les béliers 'Ile de France' ont une production spermatique plus élevée que les béliers 'Romanov'. (LAND et ROBINSON, 1985).

Il existe aussi des variations entre mâles dans le pourcentage de spermatozoïdes anormaux. Au printemps, dans les races saisonnées quelques mâles produisent un pourcentage élevé de spermatozoïdes anormaux près de 100%, alors que les autres ne sont qu'à 15%. L'héritabilité de ce caractère est plus au moins élevée 0.42, celle du volume est près de 0.43 et celle de la concentration est de 0.07. (LAND et ROBINSON, 1985).

b) Taille testiculaire :

Les races les plus prolifiques ont tendance à avoir un développement testiculaire plus précoce et plus rapide que les races non prolifiques 'Ile de France', 'Dorset-horn'. L'héritabilité est assez élevée 0.5. (LAND et ROBINSON, 1985).

c) Comportement sexuel :

C'est un caractère important et complexe à considérer, des déférences raciales dans le nombre de saillies par mâle ont été noté chez le 'Mérinos' plus faible que le 'Finnois' et le temps de réaction 'Texel' plus rapide que 'Dorset-horn'. L'héritabilité est assez élevée 0.30. (KILGOUR et al., 1984).

CHAPITRE III

RECOLTE EXAMEN ET EVALUATION DU SPERME

I. METHODES DE RECOLTE DE SPERME :

La méthode la plus communément employée est celle du vagin artificiel, l'autre méthode utilisée est celle de l'électroéjaculation.

I. 1) Récolte par le vagin artificiel :

Le premier à avoir utilisé et mis au point cet appareil fut MILOVANOV, (1986). Le vagin artificiel à usage ovin consiste en :

- Un cylindre extérieur en matière rigide comme le PVC mais de préférence on utilise le caoutchouc dur et isolant thermique (20cm x 5.5 cm).
- Un cylindre intérieur ou chemise en latex dépassant 2.5cm à 3 cm les bords de cylindre externe qu'on rabat sur celui-ci.

La cavité close limitée par les deux cylindres réalise une chambre circulaire en communication avec l'extérieur par l'ajustage du cylindre extérieur. La température au moment d'emploi doit se situer entre 42 et 45 °C.

La méthode ou la technique de récolte chez les béliers est simple, mais elle exige certains impératifs :

- Eviter la contamination de la semence durant la récolte.
- Préparer le vagin artificiel correctement à une température et une pression adéquates.
- Utiliser du matériel stérile, nettoyé et préchauffé à 37 – 38 °C.

Le vagin artificiel n'est utilisé avec succès que chez les béliers entraînés au préalable 4 semaines au moins. Cette période d'entraînement dépendra de plusieurs facteurs liés au comportement sexuel du bélier, à son âge et son expérience sexuelle, et finalement de la dextérité de l'opérateur, qui devra être patient et connaissant bien les différents tempéraments des béliers à récolter. (SALAMON, 1976 ; DERIVEAUX et ECTORS, 1986).

L'avantage de l'usage du vagin artificiel chez les béliers consiste en la possibilité de réaliser des récoltes fréquentes en une journée du fait des grandes réserves spermatiques estimées à plus de 30 milliards de spermatozoïdes, donc on peut réaliser jusqu'à 08 récoltes par jours. (KUZNECOVA et al., 1986 ; ORTAVANT, 1986).

I. 2) Récolte par électro-stimulation ou électroéjaculateur :

Le bélier répond très bien à la méthode de collecte par électroéjaculation. L'électrode couramment employée est celle dite électrode rectale, il existe plusieurs types mais le plus utilisé sont celle de BAILEY et RUAKURA. L'avantage que possède cette méthode est qu'on peut récolter n'importe quel animal indépendamment de la libido ou des autres entraves, l'empêchant à servir le vagin artificiel.

Il ne faut parfois que 03 à 04 stimulation de 10 à 15 Volts, pour provoquer l'éjaculation. (DERIVAUX et ECTORS, 1986). La quantité de sécrétion accessoire est réduite et la concentration du sperme est sensiblement identique à celle constatée lors de la récolte par vagin artificiel. (MARTIN, 1982 ; EVANS et MAXWELL, 1987). La méthode est d'application très pratique dans l'espèce ovine.

II. Évaluation du sperme :

Selon PAREZ et DUPLUN, (1978), l'évaluation du sperme est la première opération à effectuer au laboratoire, son but est l'appréciation des différentes caractéristiques biologiques du sperme plus ou moins reliées à son pouvoir fécondant. Deux méthodes d'évaluations ont lieu, la première macroscopique et la deuxième microscopique.

II.1) Evaluation macroscopique :

A) Volume :

La quantité de sperme varie selon les espèces et pour une espèce donnée, selon l'état physiologique de l'individu, l'âge, la saison, les méthodes de récolte, la race ou encore les conditions sanitaires et alimentaires. (HANZEN, 2007).

La mesure du volume de l'éjaculat s'effectue par lecture directe à l'aide des graduations du tube de collecte ou pipette. La majorité des béliers éjaculent une moyenne de 1.0 ml avec une variation de 0.5 à 2 ml. (MAXWELL et EVANS, 1987 ; HAFEZ, 1987).

La quantité du sperme obtenue par électroéjaculateur est légèrement supérieure à celle récoltée par le vagin artificiel. (BARIL et al., 1993).

B) Aspect et consistance :

La consistance du sperme dépend du rapport entre deux composantes séminales le spermatozoïde et plasma séminal.

Les échantillons à forte consistance contiennent beaucoup plus de spermatozoïdes que se a faible consistance. (SALAMON, 1976 ; HAFEZ, 1987).

On a pu développer en Australie un système de notation pour les différentes consistances donnant directement le nombre de spermatozoïdes par ml (cf. tableau 05).

Tableau (05) : consistance de concentration du sperme chez le bélier. (SALAMON, 1976)

Score	Consistance	Nombre spermatozoïdes moyenne $10^9/ml$	Variation du Nombre spermatozoïdes moyenne $10^9/ml$
5	Crémeuse épaisse	5.0	4.5 – 6.0
4	Crémeuse	4.0	3.5 – 4.5
3	Crémeuse fine	3.0	2.5 – 3.5
2	Laitieuse	2.0	1.0 – 2.5
1	Brumeuse	0.7	0.3 – 1.0
0	Aqueuse claire	insignifiant	Insignifiant

C) Couleur :

Dès l'obtention de l'éjaculat, on doit contrôler à l'œil nu dans le tube de récolte et ce pour apprécier sa couleur.

Le sperme normal chez le bélier est de couleur blanche laiteuse ou bien crémeuse pâle. La présence de sang va donner une couleur rosâtre et celle-ci peut arriver lors de traumatisme du pénis pendant la récolte. Une couleur grise ou brunâtre indique une contamination du tractus génital du bélier. (MAXWELL et EVANS, 1987 ; HAFEZ, 1987).

Le sperme devra aussi être contrôlé pour son odeur surtout lors de la récolte par électroéjaculateur ou l'on peut avoir une contamination urinaire (SALAMON, 1976 ; BARIL et al., 1993).

D) PH :

L'activation de la semence dépend de la proportion des sécrétions des glandes accessoires et de la quantité d'acide lactique produite, elle-même fonction du nombre métabolique cellulaire. (MANN, 1954). Une alcalinité excessive du sperme est un signe de faible fécondité, la stérilité est atteinte à un PH = 8.6. (MANN, 1954).

II.2) Evaluation microscopique :

A) La motilité :

Selon DERVEAUX, (1971) cité par VAISSAIRE, (1977) la motilité permet d'apprécier la vitalité des gamètes et reflète leurs mouvements ondulatoires.

A.1) La motilité massale :

C'est une mesure rapide et facile qui nécessite un examen microscopique de la semence, dès celle-ci est collectée.
Le principe est le suivant : une goutte de sperme pur est observée sur une lame de microscope chauffée à 37 °C au faible grossissement (x 40). La motilité massale est appréciée par le mouvement des spermatozoïdes en vague dont on évalue subjectivement l'importance de 0 à 5. (cf. tableau 06).

Tableau (06) : description de la motilité massale des spermatozoïdes. (SALAMON, 1976).

Note	Description
5	Très bonne motilité : vague et tourbillons, mouvements très rapides, les spermatozoïdes ne peuvent pas être vu individuellement.
4	bonne motilité : mouvement rigoureux, de 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 individualisés peuvent être observés. 45 – 65% de spermatozoïdes sont actifs.
2	motilité très faible : 20 à 40% de spermatozoïdes sont actifs ou vivants, leur motilité est très faible, il y a pas de vagues formées.
1	Très faible motilité : très peu de spermatozoïdes montrent des signes de vie sans mouvement progressifs
0	Pas de motilité : tous les spermatozoïdes sont morts.

A.2) La motilité individuelle :

L'estimation visuelle de la motilité individuelle des spermatozoïdes est réalisée en même temps que l'estimation précédente du pourcentage de spermatozoïdes mobiles. Par

conséquent, elle est effectuée dans les mêmes conditions de température et de grossissement. Ces deux testes (pourcentage de spermatozoïdes mobiles, motilité individuelle des spermatozoïdes) sont surtout utilisés pour apprécier une semence congelée et dégelée. (HAFEZ, 1987. BARIL et al., 1993) (cf. tableau 07).

Tableau (07) : détermination de la note de la motilité individuelle. (HANZEN, 2007).

Note	Motilité individuelle des spermatozoïdes
4	Un sperme de très bonne qualité : doit posséder au moins 80 à 100 % de spermatozoïdes mobiles.
3	Un sperme de bonne qualité : aura 60 à 79 % de spermatozoïdes mobiles.
2	un sperme de qualité correcte : aura 40 à 59 % spermatozoïdes mobiles.
1	Un sperme de faible qualité : aura moins de 40 % spermatozoïdes mobiles.

B) La Concentration de l'éjaculat :

La concentration exprime le nombre de spermatozoïdes par millilitre cette valeur à beaucoup d'importance pour juger la qualité du sperme. Diverses méthodes sont utilisées à cet effet :

La numérotation directe a l'hématimètre, la néphélométrie, ou spectrophotométrie, spermodensimétrie et consistance de la semence.

B.1) La concentration par hématimètre :

Celle-ci suppose une dilution préalable dans un milieu susceptible de disperser et tuer les spermatozoïdes, telle que les solutions saline de Na Cl à 3% ou solution formolées à 1%. Une dilution de 1/100 à 1/200 est conseillée pour le sperme du bélier. (SALAMON, 1976 ; HAFEZ, 1987 ; BARIL et al., 1993).

Les hématimètres utilisés sont variables mais souvent ils ont les mêmes caractéristiques consistant en des cellules de comptage, tels que les cellules de MALASSEZ, de THOMA ou de NEUBAUER.

Chez les béliers la concentration spermatique varie e fonction de plusieurs facteurs et elle oscille entre 02 à 06 milliards spermatozoïdes /ml. (VAISSAIRE, 1977 ; HAFEZ, 1987 ; BARIL et al., 1993).

B.2) La Spectrophotométrie :

C'est une technique très efficace et rapide. Le principe générale est de mesurer la densité optique (à une longueur d'onde de 500 nm) de la solution salée et formolée précédente contenant les spermatozoïdes et de la comparer a un blanc (ne contenant pas de spermatozoïdes). Apres avoir effectuer un étalonnage de l'appareil grâce eu comptage hématemétrique de 20 à 50 échantillons de différentes concentrations connues en spermatozoïdes, on tracera une courbe standard on utilisant l'équation de régression linéaire. C'est une méthode qui peut présenter des difficultés de l'interprétation lorsque le sperme contient un nombre important de leucocytes ou de cellules épithéliales. (DERIVEAUX et ECTORS, 1986).

C) Etude morphologique du sperme :

L'étude morphologique des éléments figurés du sperme nécessite le recours aux préparations colorées. Diverses méthodes de colorations sont utilisées, les unes ont simplement pour objet de mieux faire apparaître la morphologie générale des spermatozoïdes, les autres dites coloration vitales permettent de différencier les spermatozoïdes vivants des spermatozoïdes morts. (DERIVEAUX et ECTORS, 1986).

C.1) Colorations totales :

Les unes dites simples dont celles de Williams, Geamsa et de Karras, ces dernières se concentrent beaucoup plus sur la structure de la tête des spermatozoïdes et la pièce intermédiaire. (DERIVEAUX et ECTORS, 1986 ; HAFEZ, 1987).

C.2) Colorations vitales :

Il s'agit de méthodes colorations différentielles permettant de déterminer le pourcentage de spermatozoïdes morts par rapport aux vivants. Parmi les quelles on note celle faite par la solution d'opale bleu et celle de l'Eosine Nigrosine cette dernière est la plus utilisée.

❖ Technique de coloration à la Nigrosine Eosine :

Cette technique consiste en l'utilisation de colorant composé selon HANZEN, (2007), comme suit : Eosine 3,3 g, Nigrosine 20 g, citrate de sodium 1.5g, eau distillée 300 ml. Mélanger et chauffer (la Nigrosine se dilue mieux de l'eau à 40 °C) la solution jusque dissolution, et ajuster le pH à 6.8 – 7 si nécessaire. Laisser reposer quelques jours, filtrer et maintenir au réfrigérateur.

Pour la coloration de la semence et préparation des lames on suit les étapes suivantes : (HANZEN, 2007)

- Placer huit gouttes de la solution dans un tube au bain marie à 37 °C.
- Placer deux gouttes de sperme dans le même tube.
- Agiter, et après 05 minutes d'équilibration, faire un frottis sur une lame à 37°C.
- Sécher la préparation aussi vite que possible pour réduire l'effet du choc hypotonique induite par le colorant.

Pour déterminer le pourcentage de cellules mortes et avec anomalies morphologiques, on place sur la table du microscope et laisser la lumière directe, différents champs de la même préparation sont examinés, compter environ 150.

Les spermatozoïdes colorés en partie ou en totalité en rouge ou en rose sont considérés comme morts au moment de la coloration. (DERIVEAUX et ECTORS, 1986).

D) Mesure de pourcentage de spermatozoïdes vivants, morts, et anormaux :

Cette détermination requiert la numération de tous les spermatozoïdes rencontrés dans le champ microscopique, puis la numération des formes anormales. Pour obtenir une estimation assez significative on compte 150 à 200 cellules et le pourcentage des formes anormales et mortes sont calculées ainsi :

$$X = (n \times 100) / N$$

- n : nombre de spermatozoïdes anormaux repérés.
- N : nombre de spermatozoïdes totaux comptés.

Tout sperme contenant moins de 20 – 30 % de cellules mortes et pas plus de 15% de cellules anormales est considéré comme bon. (COLAS, 1980).

E) Examen bactériovirologique du sperme :

Il doit être réalisé lorsque l'on suspecte une infection du tractus génital et plus spécialement lorsque est pollué par les polynucléaire. Normalement le sperme est stérile mais il peut être contaminé par les conditions de la récolte. Au nombre des germes saprophytes on note *Bacillus subtilis*, *Corynebacterium*, *Enterocoques*, *Proteus*, *Enterobacteries*. L'identification d'un germe ne le rend pas nécessairement responsable de l'infection. L'examen doit être corrélé avec les autres examens macroscopiques et microscopiques. (HANZEN, 2007).

F) Evaluation biochimique du sperme

F.1) Test de fructolyse :

En l'absence d'oxygène, comme tel est le cas de stockage in vitro, les spermatozoïdes trouvent leur principale source d'énergie dans le métabolisme des hydrates de carbone et notamment du fructose, qui est le sucre le plus fréquent présent dans le sperme du bélier. L'incubation anaérobie d'un échantillon de sperme fraîchement éjaculé s'accompagne simultanément d'une diminution progressive de sa teneur en fructose et d'un enrichissement du milieu en acide lactique.

De ce principe on a mis au point la technique de l'index de fructolyse que l'on peut définir comme étant la quantité de fructose exprimé en mg utilisé par 10^9 spermatozoïdes en une heure à 37.6°C.

Ainsi l'index de fructolyse d'un sperme de bonne qualité est estimé entre 1.4 à 2, celui-ci présente une corrélation significative avec la concentration et la mobilité des spermatozoïdes. La fructolyse est nul chez les sujets azéotropiques et nécrospermiques, et elle est fortement réduite dans les spermes peu fertiles (DERIVEAUX et ECTORS, 1986).

F.2) Test de réduction du bleu de méthylène :

Le test de réduction du bleu de méthylène et certains tests apparentés ont pour objet d'apprécier l'activité de la déshydrogénase du sperme. Il repose sur la détermination du temps nécessaire pour obtenir la décoloration dans les conditions standard d'incubation et en anaérobiose. La technique consiste à mélanger 0.2 ml du sperme avec 0.1 ml de bleu de méthylène et 0.8 ml du dilueur, couvrir à la paraffine et laisser reposer dans un bain mari 46° à 56°C, noter le temps de décoloration. Un bon sperme se décolore en moins de 10 min, plus le temps dépasse les 15 minutes plus la qualité du sperme est médiocre. (MILOVANOV, 1986 ; DERIVAUX et ECTORS, 1986).

F.3) Test de thermorésistance :

Les spermatozoïdes ont besoin de plusieurs heures après l'éjaculation pour atteindre le lieu de la fécondation chez la femelle. Leur pouvoir fécondant est, par conséquent, en partie lié à leur aptitude à survivre dans le tractus génital femelle. A partir de ces observations en a

pensé à mettre au point un test de thermorésistance in vitro en reproduisant les conditions de température corporelle et génitale de la femelle.

La semence est diluée de façon à avoir entre 80-300 millions de spermatozoïdes /ml, placée au bain marie 37-38°C, le taux de cellules vivantes sera apprécié au début du test et 03 heures après (DERIVAUX et ECTORS,1986, HAFEZ , 1987).

F.4) Autres tests de qualité de semence :

Beaucoup d'autres test différents sont utilisés pour apprécier la qualité de la semence tels que : l'intégrité de l'acrosome, test du GOT (Glutamic Oxaloacetic Transaminase), aptitude des spermatides à se déplacer dans différents milieux y compris le mucus cervicales. Cependant ces tests sont très objectifs mais très coûteux nécessitent un personnel et des laboratoires spécialisés.

Dans les conditions d'élevages ovin,d'habitude les caractéristiques quantitatives et qualitatives de la semence sont appréciés pour les critères suivant : le volume , le pH la couleur et la consistance, la concentration , la motilité massale et individuelle,le pourcentage de spermatozoïdes morts par rapport aux vivant et anomalies morphologiques.

CHAPITRE IV

INSEMINATION ARTIFICIELLE
CHEZ LES OVINS

I. Introduction:

L'intensification de la conduite des élevages, l'augmentation de la fertilité, la lutte contre les maladies transmissibles au moment de la monte, ainsi que l'emploi optimum des reproducteurs sélectionnés pour améliorer les performances des races locales et augmenter les productions, on contribue notamment au développement à l'insémination artificielle (VARODIN et al., 1977).

II. Déroulement de l'insémination artificielle :

Quatre grandes étapes sont nécessaires à la réalisation de l'IA : la récolte du sperme, la préparation et la conservation de la semence, la préparation de la femelle, et l'insémination au sens strict. (INGRID, 2008).

- ❖ la récolte du sperme.
- ❖ la préparation et la conservation de la semence.
- ❖ la préparation de la femelle.
- ❖ insémination au sens strict.

II.1. Insémination au sens strict :

L'insémination consiste à la dépose de la semence le plus en avant possible dans les voies génitales femelles. L'optimum est un dépôt en avant du col de l'utérus mais les particularités anatomiques de cet est aisé en bovin, équin ; mais ce dernier est pratiquement infranchissable chez les ovins et les caprins. Une dépose intra-utérine est possible pour ces espèces par coelioscopie (EVANS et MAXWELL, 1987).

A) Technique d'insémination exo cervicale :

L'arrière-train de l'animal est soulevé et la vulve au besoin nettoyée. Le spéculum est introduit et le col de couleur rose ou rouge repéré sur le plancher du vagin. L'extrémité du pistolet est guidée vers le col dans lequel il est introduit le plus loin possible par des mouvements de rotation. Le sperme est expulsé et le pistolet retiré. Le spéculum est désinfecté entre les animaux. La réussite de l'insémination tient d'avantage au choix du moment par rapport à l'ovulation qu'à une manipulation particulière du col. (HANZAN, 2009).

B) Technique d'insémination sous contrôle endoscopique :

L'endoscopie est une technique d'exploration interne incluant un système optique utilisant les propriétés de propagation de la lumière dans une fibre de verre. Les femelles sont soumises à une diète de 24 heures afin de réduire l'encombrement du tractus digestif, et de faciliter la localisation et la manipulation instrumentale de l'appareil génital. L'insémination est réalisée en plaçant l'animal en décubitus dorsal, cranialement incliné à 45°, le champ opératoire est tendu puis désinfecté, les zones de ponction sont insensibilisées par une anesthésie locale. L'introduction des trocars s'effectue de part et d'autre de la ligne blanche. Après mise en place des instruments et la localisation du tractus génital, la semence est déposée dans chacune des cornes utérines. Les trocars sont ensuite retirés, un antibiotique est appliqué sur chaque point de ponction. (VALLET et al., 1991).

III. Insémination et conservation du sperme :

III.1) Insémination avec du sperme frais :

Le sperme est diluer le plus souvent avec un dilueur à base de lait écrémé additionné de sulfamides (la concentration finale doit être de 1.6 milliards de spermatozoïdes par ml), il sera par la suite conservé dans une bouteille isotherme à 15°C pendant 10 heures (ROQUES, 1989).

III.2) Insémination avec du sperme congelé :

Les spermatozoïdes sont dilués, à une concentration de 1 milliards par ml, dans une solution à base de lait écrémé puis refroidis à +4°C. Une fois cette température atteinte, une seconde dilution est opérée avec le dilueur au lait contenant du glycol (7%), pour obtenir une concentration finale de 50 millions de spermatozoïdes par ml. Après cette opération, la semence est conditionnée en paillettes est réalisée par abaissement progressif de la température de +4°C à -196°C, en 5 minutes, en le plaçant dans des vapeurs d'azote liquide, avant de les immerger dans celles-ci (LEBOEUF et al, 1998).

III. 3) Moment d'IA:

Pour la semence fraîche, le délai maximum entre la récolte et l'insémination est de 10h. Sur chaleurs naturelles, on pratique 2 inséminations artificielles à 12h d'intervalle (BOUKHLIQ, 2002).

Sur chaleurs induite avec des éponges vaginales, on pratique une seule insémination artificielle en moyenne de 55 h après le retrait de l'éponge chez les brebis et 50 h chez les agnelles (FIENI et al, 1991) (cf. tableau 08).

Tableau (08) : Moment de l'insémination des brebis en fonction du type d'IA (EVANS et MAXWELL, 1987).

Type d'œstrus	Type d'IA	Moment optimal d'IA
Naturel	Cervicale ou vaginale	12h-18h après le début des chaleurs
Synchronisé	Cervicale ou vaginale	Simple : 55h Double IA : 48h-50h et 58h-60h après retrait
	Intra utérine	60-66h après retrait
	Intra utérine après super ovulation	36h-48h(ou mieux 44-48) après retrait

VI. Paramètres susceptibles de modifier les résultats d'insémination artificielle :

Beaucoup de facteurs sont susceptibles de modifier le résultat de l'insémination artificielle. Ces différents facteurs, sont présentés ci-dessous selon (INGRID, 2008).

A) Nombre de spermatozoïdes inséminés:

Le nombre total de spermatozoïdes inséminés par femelle est un des principaux facteurs capables de diminuer la fertilité. Il est nécessaire de connaître, dans une race donnée, pour des femelles synchronisées dans des conditions données et avec des conditions précises de stockage, le seuil à franchir pour obtenir une fertilité correcte.

Avec de la semence fraîche de bélier conservée moins de huit heures (à +15°C) après la collecte et inséminée chez des femelles synchronisées par des traitements hormonaux, le nombre optimal de spermatozoïdes totaux pour dépasser une fertilité de 65 pour cent est de 400×10^6 . Si la semence est stockée de huit à 10 heures, il est recommandé d'utiliser 500×10^6 spermatozoïdes par insémination artificielle.

B) Qualité des spermatozoïdes inséminés :

Dans l'espèce ovine, la fertilité de la semence fraîche est fortement corrélée avec le pourcentage de spermatozoïdes anormaux de la semence; plus le pourcentage d'anormaux est élevé, plus la fertilité est basse. Il peut être considéré qu'au printemps pour une race saisonnée, à chaque augmentation de 10 % des spermatozoïdes anormaux correspond une diminution de 8 % de fertilité.

C) Mâle utilisé pour l'insémination artificielle :

Même avec des conditions fixes de collecte et de conservation, il subsiste une variabilité importante de la fertilité individuelle des mâles. Chez le bélier adulte, la fertilité varie de 33 % à plus de 70 % au printemps et de 60 à 80 % à l'automne.

D) Œstrus naturel ou synchronisé :

Il est en général plus facile d'atteindre une fertilité élevée en inséminant des femelles en œstrus naturel qu'en inséminant des femelles en œstrus synchronisé par voie hormonale. Cela peut être dû à l'effet dépressif des hormones sur la survie des spermatozoïdes dans le tractus génital femelle et/ou à la qualité de l'œuf et du corps jaune qui peuvent être plus faibles après œstrus synchronisé.

E) Lieu de dépôt de la semence :

Lorsque la semence liquide de bélier est déposée dans le vagin au lieu du cervix, la fertilité est plus faible d'environ 10 % mais si la semence est déposée directement dans les cornes utérines, il est possible de diviser par dix environ le nombre total de spermatozoïdes.

F) Intervalle entre la dernière mise bas et insémination artificielle: production de lait

Chez la brebis, lorsque les femelles sont encore en train d'allaiter leurs agneaux, la fertilité après traitement hormonal est réduite. Le taux de fertilité s'accroît progressivement

avec le temps. Un minimum de 60 et 90 jours post-partum est recommandé respectivement pour l'insémination artificielle intra-utérine.

G) Age des femelles inséminées :

La fertilité maximale des femelles est située entre 1,5 et 3 ans d'âge. Après cinq ans d'âge, la fertilité diminue progressivement. Les femelles très jeunes peuvent être moins fertiles que les adultes, mais les mêmes taux de fertilité peuvent être atteints si elles sont inséminées au bon moment après le retrait de l'éponge avec le nombre correct de spermatozoïdes.

H) Saison d'insémination artificielle :

La fertilité est généralement plus faible pendant la saison d'œstrus (même si les femelles sont synchronisées par voie hormonale), que si elles sont traitées et inséminées pendant la saison sexuelle.

I) Niveau d'alimentation, température, stress :

Dans des troupeaux où l'alimentation est de niveau insuffisant ou peu appropriée, les résultats sont en général mauvais. Un niveau d'alimentation trop élevé peut également être néfaste sur la fertilité, des brebis grasses ont une fertilité réduite par rapport aux brebis normales. La température et le stress peuvent aussi provoquer une réduction de la fertilité des femelles inséminées.

V) Diagnostic de gestation et réussite de l'insémination:

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

- Le plus précoce connu jusqu'à présent est la mise en évidence d'un facteur sérique : Early Pregnancy factor (EPF) par le test d'inhibition de rosette. L'EPF peut être détecté dans la circulation sanguine dès 24h post-insémination chez la brebis et la vache et dès 48h chez la jument.
- Le dosage de progestérone peut être réalisé dès le 17ème jour après IA chez la brebis et dès le 18ème chez la vache et la jument. Mais ce diagnostic précoce manque de spécificité (90.6%) (El AMIRI et al., 2003).
- L'observation du retour en chaleur.
- L'échographie peut être réalisée dès le 30ème jour chez la brebis après IA.
- Dosage des hormones fœtales (PSPB) est réalisables dès le 30ème jour après IA en bovin et dès le 20ème jour en ovine.
- Enfin le diagnostic le plus tardif est celui de la mise bas. S'il y a naissance d'un petit avec un intervalle de temps insémination-mise bas correspondant à la durée de gestation de l'espèce, alors l'IA est considérée comme réussite ; sinon c'est un échec. Cette mesure est la plus fréquemment utilisée en routine chez les petits ruminants (MATOS et al., 1997).

PARTIE
EXPERIMENTALE

OBJECTIFS

Nous avons visé par le présent travail les objectifs suivant :

- Etude de l'influence de la saison et de la race sur les paramètres spermatiques des béliers.
- Evaluation de la fertilité des brebis après insémination artificielle intra-utérine avec de la semence fraîche réfrigérée.

CHAPITRE I

RACES OVINES ALGERIENNES

I) LIEU ET PERIODE DE L'EXPERIMENTATION :

L'expérimentation s'est déroulée au sein de la station expérimentale de l'université SAAD DAHLAB (Blida). Elle a concernée trois saisons (automne, hivers et printemps) de l'année 2008-2009.

II) MATERIEL ET METHODES :

II.1. Matériel :

II.1.1) Animaux :

A) Les Béliers :

Pour notre expérimentation quatre béliers ,(01) bélier de race Hamra, (01) béliers de race Ouled Djellal et (02) béliers de race croisée ont été sélectionnés à partir d'un cheptel composé de 14 béliers. Les renseignements relatifs à l'identification des quatre béliers sont reportés dans le tableau (09).

Tableau (09) : Age, poids et NEC des béliers.

Béliers		Age (ans)	Poids (Kg)	Note d'état corporel
Hamra	H	9	70	4
Ouled Djellal	OJ1	4	81	3,5
Croisée	C1	3	62	3
	C2	5	73	3,5
	Moyenne	4	67.5	3,25

L'âge et le poids moyen du bélier de race Hamra sont 9 ans et 70 kg, alors que ceux de Ouled Djellal sont respectivement 4 ans et 81 Kg. Pour les béliers croisés l'âge moyen et le poids moyen sont de 4 ans et 67,5 kg respectivement. La note d'état corporel de tous les béliers sélectionnés varie de 3 à 4 points.

B) Brebis :

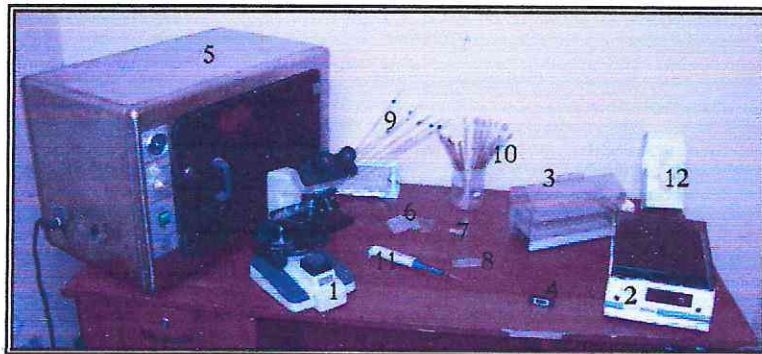
A chaque essai de récolte de sperme été choisie une brebis vide. Au total on a utilisé quatre brebis de race croisée.

L'ensemble du cheptel (béliers et brebis), en plus de la mise au pâturage, recevait une alimentation constituée d'une ration de base « foin d'avoine » et une ration complémentaire a base de "concentré". Le déparasitage des animaux de la station a été réalisé auparavant avec des antiparasitaires (Valbazen^(ND)) et (Ivomec^(ND)) par le vétérinaire de la station expérimentale.

II.1.2) Matériel et produits de récolte du sperme :

Le matériel utilisé pour la récolte et l'évaluation du sperme est présenté ci-dessous (cf. Photo 01).

- Un Vagin artificiel.
- Un Microscope optique.
- Une Platine chauffante.
- Un Bain marri.
- Un Thermomètre.
- Une Etuve.
- Les lames et lamelles.
- La lame de NEUBAUER (cf. Photo 02).
- Les Tubes à essai.
- Les Pipettes pasteur.
- Les Pipette graduées
- Une Micropipettes.
- La vaseline.
- L'alcool chirurgical.
- Les Gants.
- Une Corde de contention.
- Le savon de Marseille.
- De l'eau distillée stérile.



- | | |
|------------------------|-----------------------|
| 1. Microscope optique. | 2. Plaque chauffante. |
| 3. Bain marrie. | 4. Thermomètre. |
| 5. Etuve. | 6. Lames. |
| 7. Lamelles. | 8. Lame de NEUBAUER. |
| 9. Pipettes graduées. | 10. Pipettes pasteur. |
| 11. Micropipettes. | 12. Gants. |

Photo 01 : Matériel utilisé pour le traitement du sperme

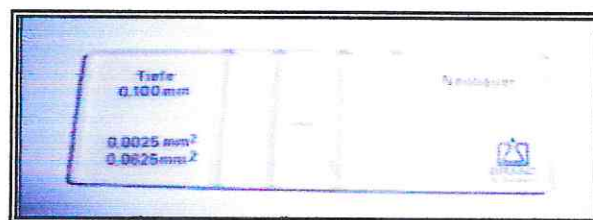
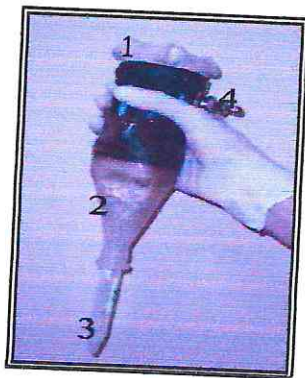


Photo 02 : Lame de NEUBAUER.

Influence des variations saisonnières et de la race sur les paramètres spermatiques des béliers

- Les éléments du vagin artificiel sont présentés dans la photo 03:



1. Cylindre.
2. Cône récupérateur.
3. Tube de récolte graduée.
4. Soupape.
5. Capote.



Photo 03: Les éléments du vagin artificiel.

II.1.2) Produits et matériel d'induction des chaleurs :

Les produits et le matériel utilisé pour l'induction des chaleurs chez les brebis sont les suivants (cf. photo 4) :

1. Eponges vaginales : imprégnées chacune de 40 mg d'acétate de fluorogestone (FGA), ce produit est commercialisé sous le nom de Chronogest^(ND).
2. Benzoate d'oestradiol.
3. Applicateur des éponges.
4. Antibiotique spray : Terramycine.
5. Désinfectant de l'applicateur : Permanganate de potassium.
6. Vaseline.



1. Applicateur des éponges
2. Eponge vaginale.
3. Vaseline.
4. Benzoate d'oestradiol.

Photo 04: Matériel de synchronisation des chaleurs

II.2. Méthodes :

II.2.1. Sélection des béliers :

Les quatre béliers ont été sélectionnés après un examen général et spécial de l'appareil reproducteur, tout en se basant sur les critères suivants :

- Poids corporel convenable.
- Bon état sanitaire.
- Bon aplomb.

Influence des variations saisonnières et de la race sur les paramètres spermatiques des béliers

- Bon développement de l'appareil reproducteur et absence d'anomalie apparentes.
- Récolte facile du sperme.

II.2.2. Induction des chaleurs :

L'induction des chaleurs chez les brebis consiste en la mise en place d'une éponge vaginale (40 mg de FGA) pendant 6 jours et une injection de 20 mg de benzoate d'oestradiol, le jour de retrait de l'éponge.

Après immobilisation de la brebis et désinfection de sa vulve, l'applicateur lubrifié avec de la vaseline était introduit jusqu'au fond du vagin, tout en évitant le traumatisme du méat urinaire. L'éponge vaginale était ainsi mise en place et l'applicateur pouvait être retiré soigneusement laissant le fil entre les deux lèvres vulvaires.

II.2.3. Entraînement des béliers :

Cette opération nécessite un certain nombre d'heures de travail et beaucoup de patience. Deux personnes étaient chargées des collectes. L'entraînement pour la collecte au vagin artificiel était toujours réalisé dans un même box. Pour les premières récoltes la présence d'une brebis en chaleur et immobilisée était indispensable d'une part pour attirer et stimuler la libido des males et d'autre part pour les habituer à se familiariser avec la voix de l'opérateur et l'odeur de ses vêtements.

a. Préparation du bélier :

Avant de procéder à l'opération de la récolte du sperme, on coupe à ras les poils du prépuce. Le fourreau et le prépuce sont ensuite nettoyés avec de l'eau et du savon de Marseille, puis ils sont rincés plusieurs fois avec du sérum physiologique afin d'éviter en cas d'érection une souillure du prélèvement.

b. Récolte du sperme :

La récolte de sperme était effectuée a concerné deux mois de chaque saison (automne : novembre - octobre; hivers : fin décembre – début mars ; printemps : avril - mai). Nous avons réalisé en moyenne deux collectes par mois.

b.1) Préparation du vagin artificiel :

Avant chaque utilisation, les éléments du vagin artificiel sont soigneusement lavés avec du savon de Marseille et rincés avec de l'eau distillée, puis avec de l'alcool chirurgical. Après, assemblage des éléments du vagin artificiel, ce dernier est rempli avec de l'eau chaude (40 à 50 °C) grâce à l'orifice de la soupape (cf. photo 05). Le vagin artificiel est ensuite enveloppé avec du papier aluminium et mis dans une étuve ayant une température de 45 °C.

Juste avant la récolte, le vagin est retiré de l'étuve et un cône récupérateur avec son tube en verre gradué est fixé à l'une des extrémités du vagin.

Au moment de la récolte l'extrémité du vagin qui reçoit le pénis du bélier, est induite de vaseline stérile (cf. photo 06). En fin, le tube et le cône récupérateur sont enveloppés avec une capote en tissu de coton.

Influence des variations saisonnières et de la race sur les paramètres spermatiques des béliers

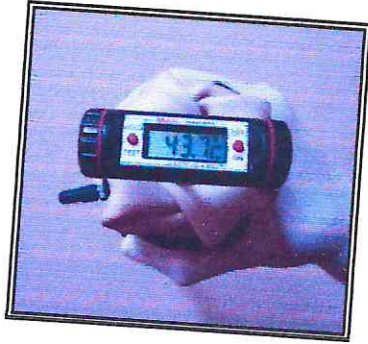


Photo 05 : Contrôle de la température du vagin



Photo 06 : Lubrification du vagin avec la vaseline

b.2) Technique de la récolte de la semence :

Une fois que le bélier est mis en contact avec une brebis « bout en train » l'opérateur se place à côté de l'animal et à l'instant où le male chevauche la femelle puis se cabre, le pénis du bélier est dévié vers le côté et est placé rapidement dans l'extrémité lubrifiée du vagin. Dès que l'éjaculation est terminée, l'opérateur retourne le vagin artificiel et le sperme s'écoule dans le tube collecteur (cf. photo 07).



Photo 07 : Technique de récolte du sperme.

II.2.4. Evaluation ou contrôle du sperme :

Aussitôt après la récolte, le tube de sperme est transporté au laboratoire et mis dans un bain marie (37° C) pour être sujet à une série de contrôle qui va nous permettre d'apprécier sa qualité.

A. Contrôle macroscopique :

Le contrôle macroscopique se fait juste après la récolte, ce contrôle permet d'apprécier le volume et la couleur du sperme.

- **Volume :** La mesure du volume de l'éjaculat s'effectue par la lecture à l'aide des micropipettes une fois que la graduation des tubes de collecte utilisés n'est pas plus visible et ne donne pas la mesure exacte du volume.

Influence des variations saisonnières et de la race sur les paramètres spermatiques des béliers

- La couleur : Habituellement jaune blanchâtre, laiteux ou crémeux, on recherchait les anomalies de couleur notamment la coloration rose due à la présence de sang en nature dans le sperme, et la coloration brunâtre due à la présence de sang altéré ou grisâtre qui signe la présence de pus.

B. Contrôle microscopique :

A l'aide d'un microscope à contraste, la motilité massale, la motilité individuelle et la concentration en spermatozoïdes ont été évaluées.

1. La motilité massale :

Pour mesurer la motilité massale, une goutte de sperme pure était déposée sur une lame préchauffée (34°C). L'observation était faite très rapidement sous microscope (grossissement de x 100) afin d'évaluer les mouvements en masse des spermatozoïdes, les vagues formées et leurs importances. La mesure était faite en utilisant une échelle de notes subjectives allant de 0 à 5 selon la méthode de (SALAMON, 1976).

b. La motilité individuelle :

Les caractéristiques de la mobilité spermatique ont été évaluées en déposant une goutte de 10 microlitres de semence entre lame et lamelle et observée sous microscope avec un grossissement de x 400. Après le dépôt de la goutte, l'estimation du pourcentage de spermatozoïdes mobiles, la vigueur de la mobilité était rapidement estimée par l'examen visuel successif de 5 champs. Cette estimation tient compte de la vitesse de déplacement des spermatozoïdes, de la trajectoire rectiligne et des mouvements latéraux selon les critères décrits par (HANZEN, 2007).

c. Détermination de la concentration :

Les différentes étapes à suivre pour un comptage sur la lame NEUBAUER sont les suivantes :

- Prélèvement de 0.01 ml de sperme pure et dilution dans 4ml de Chlorure de Sodium 3%.
- Faire adhérer une lamelle sur la lame de NEUBAUER.
- Dépôt d'une goutte (0.01) de sperme dilué sur la bordure de la lamelle. La gouttelette, par capillarité, se répartit alors entre lame et lamelle.
- Mettre la lame de NEUBAUER (en veille à la maintenir horizontal) sur la platine du microscope sous contraste de phase avec un grossissement de (G x 400). Le champ du microscope couvre généralement la surface d'un grand carreau.
- Comptage des spermatozoïdes sur au moins un grand carreau de la lame de NEUBAUER.

Formule de calcul :

$$\text{La concentration spermatique} = \frac{\text{Nombre de spz} \times \text{dilution (400)} \times \text{facteur de conversion (10}^3\text{)}}{\text{Nombre des grands carrés (4)} \times \text{volume de chaque carré (0.1 ml)}}$$

E. Analyses statistiques :

A l'aide d'un logiciel statistica version 6, nous avons effectué le calcul de:

- ❖ La moyenne et l'écartype.
- ❖ La comparaison de moyennes entre les saisons et entre les races.

CHAPITRE II

**ESSAI D'INSEMINATION
ARTIFICIELLE INTRA-UTERINE**

L'objectif principal de cette partie expérimentale est la maîtrise et la mise en œuvre de l'insémination artificielle intra-utérine. Elle était réalisée au niveau de la station expérimentale de l'université de Blida durant la période allant du 01 Avril 2009 jusqu'au 16 Avril 2009.

I) Matériel et méthodes :

I.1) Animaux :

I.1.1. Béliers :

Pour la récolte de sperme, un (1) bélier de race Ouled Djellal était sélectionné parmi les béliers déjà choisis dans le premier travail (chapitre I).

I.1.2. Brebis :

Douze (12) brebis de race Ouled Djellal ont été choisies à partir du cheptel ovin de la station expérimentale. Les brebis ont été réparties en trois lots, le lot (01) représente le lot témoin qui était saillie naturellement ; le lot (02) était inséminé avec une semence conservé dans un dilueur a base de lait et en fin le lot (03) était inséminé avec une semence conservé dans un dilueur a base d'OVIXcell.

Les renseignements relatifs à l'identification des brebis sont reportés dans le tableau (14).

Tableau (14) : poids, age et note d'état corporel des brebis.

Lots	Brebis	Poids (kg)	Age (ans)	NEC
Lot1 (n=4)	B1	42	2	3
	B2	40	1.5	3
	B3	41	1	2.5
	B4	39	1.5	3
Moyenne		40,5±1.29	1.5±0.70	2.87±0.25
Lot 2 (n=4)	B5	25	1	2
	B6	45	1.5	2.5
	B7	42	1.5	3
	B8	45	2	4
Moyenne		39,25±9.60	1.5±0.40	2.87±0.85
Lot 3 (n=4)	B9	39	3	2
	B10	42	1.5	3
	B11	39	2	3
	B12	53	2	3
Moyenne		43.25±6.65	2.12±0.62	2.75±0.5

Le poids moyen des brebis du lots 01, 02 et 03 est respectivement de 40,5±1.29 kg, 39,25±9.60 kg, 43.25±6.65 kg ;alors que leur age moyen est respectivement de 1.5±0.70 ans ;1.5±0.40 ans; 2.12±0.62 ans. La note d'état corporel des brebis varie de 2 à 4 points.

L'ensemble du cheptel (brebis et béliers), en plus de la mise au pâturage, recevait une alimentation constituée d'une ration de base « foin d'avoine » et d'une ration complémentaire a base de concentré. Le déparasitage des animaux de la station a été réalisé auparavant avec

des antiparasitaires (Valbenzen ^(ND)) et (Ivomec ^(ND)) par le vétérinaire de la station expérimentale.

II) Appareillage, instruments et produits :

II.1) Matériel échographique :

Un échographe est utilisé pour le diagnostic de gestation et pour le choix des brebis vides à inséminer, cet échographe est de type pie médicale 100Lc pourvu d'une sonde bi fréquence 6/8 MHz.

II.2) Produits de synchronisation des chaleurs : Les hormones utilisés sont :

- **Eponges vaginales :** imprégnées chacune de 40 mg d'acétate de fluorogestone (FGA), commercialisées sous le nom de (CHRONOGEST ^(ND)).
- **PMSG :** Conditionné dans des boîtes contenant des flacons de lyophilisat (1000 UI) et des flacons de solvant, ce produit est commercialisé sous le nom de (FOLLIGON ^(ND)).

II.3) Produits et matériel de récolte de la semence :

Pour la récolte du sperme, nous avons utilisé le même matériel et les mêmes produits décrits dans le chapitre I.

II.4) Produits et Matériel de la conservation du sperme :

- Lait.
- OVIXcell.
- Acide acétique.
- Réfrigérateur.
- Récipient en verre.

L'OVIXcell a été spécialement fabriqué par IMV technologie (France) pour conserver la semence ovine fraîche. Ce dernier est composé de :

- Eau
- Sels
- Sucres
- Electrolytes
- Glycérol
- Antibiotiques
- Protéines végétales

II.5) Matériel de conditionnement de la semence :

Nous avons utilisé des :

- Paillettes d'insémination de 0.25 ml.
- Viso tube pour paillettes.
- Poudre d'alcool polyinylique pour le bouchage des paillettes.
- Thermos.

II.6) Matériel de l'endoscopie et d'insémination artificielle :

- Une table de contention inclinable.
- Endoscope avec vision directe (0%), diamètre 6.5mm (STORZ).
- Générateur de lumière froide à intensité variable. (STORZ).
- Câble de fibre optique (STORZ).
- Trocart avec canule a piston et orifice pour l'insufflation d'air (trocart de 7mm de diamètre recevant l'endoscope). (STORZ).
- Trocart avec canule de 5mm recevant la pince a préhension. (STORZ).
- Pompe avec filtre et commode de pompe au pied (STORZ).
- Tuyau de connexion entre la pompe et le robinet d'arrivée de l'air fixé sur le trocart recevant l'endoscope.
- Pince à préhension atraumatique.
- Transcap formé d'une poignée en plastique, un corps creux.
- Aspïc
- Palpateur.

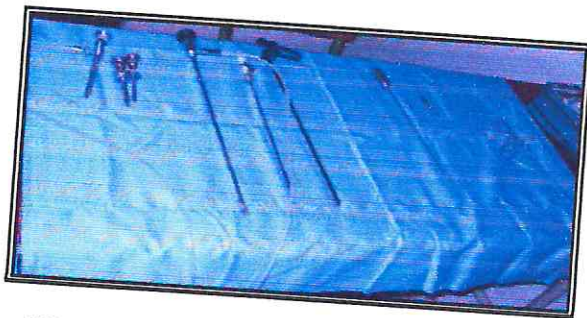


Photo 08 : Matériel d'endoscopie.

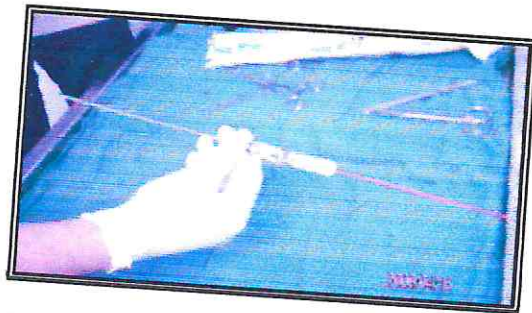


Photo 09: Pistolet d'insémination artificielle.

II.7) Instruments et produits de préparation du champ opératoire et des soins post opératoire :

Le matériel utilisé pour la préparation du champ opératoire et pour les soins post opératoires est cité ci-dessous :

- Lame de rasoir et rasoir.
- Savon de Marseille.
- Eponge.
- Champs de tissu.
- Pinces pour la fixation des champs.
- Ciseaux.
- Alcool iodique.
- Alcool chirurgical.
- Lames de bistouri.
- Porte de lame.
- Aiguilles et porte aiguilles.
- Pince hémostatique.
- Sonde cannelée.
- Fils de sutures résorbable (Vicryl décimale EP/2 et 5) et non résorbable (EP/6).
- Pré anesthésique (Xylazine^(ND)).
- Anesthésique local (Xylocaine^(ND)).

- Anesthésique général (Kétamine ^(ND)).
- Antibiotique injectable et sous forme de spray.

II) METHODES :

Notre protocole expérimental comporte les étapes suivantes :

1. Examen Echographique.
2. Synchronisation des chaleurs.
3. Détection des chaleurs.
4. Récolte, conservation et conditionnement de la semence.
5. Examen laparoscopique et Insémination intra-utérine.
6. Saillie naturelle.
7. Diagnostic de gestation.

II.1) Examen échographique des brebis:

Deux examens échographiques à un intervalle de vingt jours ont été réalisés sur toutes les brebis du cheptel de la station expérimentale afin de sélectionner 12 brebis vides .Pour cela nous avons utilisé les deux voies : transrectale et transabdominale, comme décrites par KAHN (1994).

Pour la première voie, les brebis ont été examinées en position couchée et debout, la sonde bifréquence 6/8 MHz a été fixée à un tube en (PVC) ce qui permet l'introduction de la sonde et sa manipulation externe.

Pour la deuxième voie, transabdominale, les brebis ont été examinées en position debout. la sonde enduite de gel est appliquée en avant de la mamelle de préférence à droite, orientée dorso-caudalement, et pressée modérément sur la paroi abdominale.

Pour l'utérus non gravide, on recherchait ce dernier dans la région de l'apex de la vessie, l'échogénicité de sa paroi est homogène et grossièrement granuleuse. Si l'animal était gestant, même la possibilité de visualiser les vésicules embryonnaire (zones anéchogènes circulaire) voire les embryons, les placentomes qui apparaissaient comme de petites zones échogènes .

II.2) Synchronisation des chaleurs :

Elle a consisté en la mise en place des éponges vaginales imprégnées de 40mg de FGA pendant 14 jours. Une injection de 500 UI de PMSG était effectuée le jour du retrait de l'éponge.

II.3) Détection des chaleurs :

La détection des chaleurs commençait 24 heures après le retrait du dispositif intra vaginal. Elle été réalisée a l'aide de deux béliers muni chacun d'un tablier pour éviter la saillie et à raison d'une demi heure d'observation chaque 4 heures. Toutes brebis restant immobile lors du chevauchement étaient considérée en chaleur. (cf. photos n° 10).



Photo 10 : acceptation de chevauchement lors de détection des chaleurs

II.4) Récolte, conservation et conditionnement de la semence :

Pour la récolte et l'évaluation qualitative et quantitative de la semence, nous avons utilisé les mêmes méthodes présentées dans le chapitre I.

II.4.1) Préparation du lait pour le traitement de la semence :

La préparation du lait écrémé pour la conservation du sperme nécessite les étapes suivantes :

- 100 ml d'eau distillée stérile.
- Chauffer à 60°C.
- Refroidir à 20 à 25°C.
- Dissoudre 11.1g de poudre de lait de vache écrémé.
- Faire bouillir au bain marri pendant 15 minutes.
- Refroidir à température ambiante.
- Ajouter 0.11g de streptomycine et 100.000 UI de pénicilline.
- Conserver à + 4°C pendant 2 ou 3 jours au maximum.

II.4.2) Le calcul de la dilution finale :

L'addition du volume final de dilueur se fait juste après le calcul de la concentration finale requise, le complément nécessaire de dilueur est ajouté selon les calculs suivants :

- Volume de l'éjaculat : V_0
- Concentration spermatique par ml : C_0
- Nombre de spermatozoïdes collectés : $N_0 = V_0 \times C_0$
- Concentration finale souhaitée : 400×10^6 spz/ml
- Volume final total à la concentration souhaitée : $VF = N_0 / CF$
- Dilueur ajouté au pré dilution : $V_i = V_0$
- Volume final de dilueur à ajouter : V_d
- Volume final de dilueur à ajouter dans chaque tube :
 - $T1 = V_d / 2$
 - $T2 = V_d / 2$

II.4.3) Conservation de la semence après addition des dilueurs :

Après fermeture et homogénéisation de la solution, les tubes de collecte (T1, T2) sont placés dans un récipient plein d'eau (28 à 30 °C) avec une ampoule congelée d'acide acétique,

on met le tout au réfrigérateur (+5°C) pendant une demi heure afin d'équilibrer les spermatozoïdes.

II.4.4) Conditionnement de la semence dans les paillettes d'insémination artificielle :

Après un temps d'équilibration du sperme à 5° C, la semence est sortie du réfrigérateur puis conditionnée dans des minis paillettes de (0.25 ml) par aspiration (cf photo 11). Les différentes paillettes identifiées (lait et ovixcell) sont séparés puis boucher avec de la poudre a alcool polyvinylique et remise dans un thermos contenant une ampoule d'acide acétique congelée.

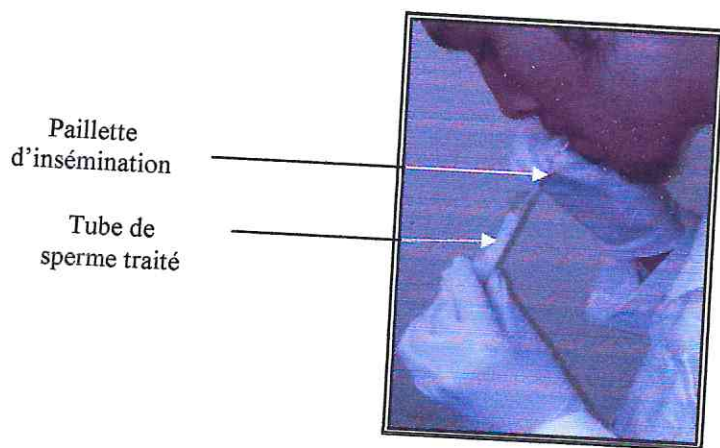


Photo 11 : mise en paillette de la semence.

II.5) Examen endoscopique des ovaires et insémination artificielle :

Les brebis étaient mises à la diète pendant 24 heures qui précèdent l'intervention. Une fois la paroi abdominale ventrale, cranialement à la mamelle, tondue, puis désinfectée ; une tranquillisation était faite en intra musculaire avec une dose de 0.1 mg/kg de xylazine.

L'animal était placé en décubitus dorsal sur la table de contention à plan inclinable, la tête vers le bas avec un angle de 45°-60° par rapport à l'horizontale afin de faciliter l'accessibilité et la manipulation des organes génitaux, les zones de ponction sont désensibilisées par une anesthésie locale (xylocaïne). Deux incisions de la peau abdominale ventrale étaient effectuées 3 à 4 cm de part et d'autre de la ligne blanche et 5 à 7 cm cranialement à la mamelle. Une canule de 7mm de diamètre, munie de son trocart, était introduite à travers la première incision, le trocart était ensuite remplacé par l'optique de l'endoscope. Un pneumopéritoine était pratiqué permettant ainsi la visualisation et la manipulation du tractus génital. La deuxième canule de 5mm, recevant une pince atraumatique était introduite au niveau de la seconde incision, afin de manipuler les ovaires et dénombrer les follicules pré ovulatoires. (cf. photo 12).

Optique de l'endoscope

Pistolet d'insémination

Trocart

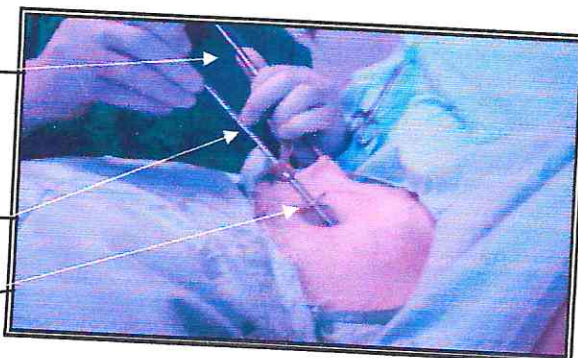


Photo 12 : Examen endoscopique des ovaires.

Après l'examen ovarien, la pince à préhension est retirée du second trocart afin de pouvoir placer le pistolet d'insémination. L'insémination artificielle intra utérine a été faite entre 51h 30 et 53 h après le retrait des éponges vaginales.

Dans un premier temps, la paillette est sortie du thermos et son bouchon d'alcool polynylique est coupé. Elle est introduite dans l'aspic et ajustée avec un jonc. Ainsi chargé, l'aspic est introduit dans le transcap et son extrémité bloquée dans le joint torique. Un jonc de petit diamètre est introduit par la partie supérieure de la poignée du transcap, passe sous la molette dentée, dans la paillette pour prendre appui sur le bouchon usine. La bonne mobilisation de ce dernier est visualisée par l'apparition d'une goutte de sperme au niveau de l'aiguille de l'aspic.

Le transcap tenu de la main droite (droitier) est introduit à l'intérieur du second trocart. Les cornes utérines sont déroulées et immobilisées avec le palpateur. Le corps du transcap est alors poussé à travers le palpateur afin de découvrir l'aiguille de l'aspic. Celle-ci ponctionne la paroi utérine à mi-distance entre la jonction uterotubaire et la bifurcation utérine sur la grande courbure. Le pouce de la main droite mobilise la roulette du transcap afin de propulser le jonc et donc le bouchon usine à l'intérieur de la paillette. La moitié de la semence est ainsi déposée dans une des cornes utérines. L'aiguille est retirée de la corne, de nouveau protégée par le palpateur pour renouveler la même opération sur la seconde corne utérine (CF Photo n° 13).

Juste après avoir terminé les points d'insertion des trocarts ne sont pas suturés mais désinfectées par dépôt d'un spray à base d'antibiotique. La brebis est replacée à l'horizontal, détaché, et déposée au sol.

De la pénicilline-streptomycine était injecté en IM pendant quatre jours afin d'éviter les infections.

Corne utérine

Pistolet d'insémination

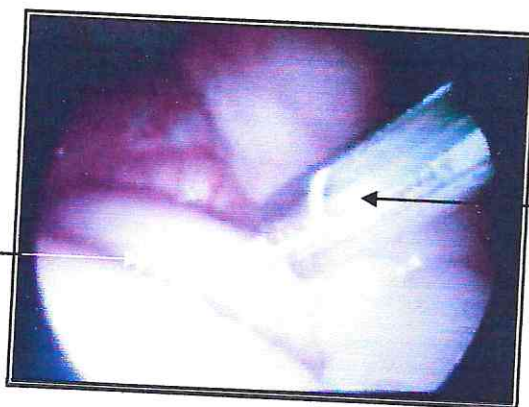


Photo 13 : Insémination artificielle intra utérine

Essai d'insémination artificielle intra utérine

La figure ci-dessous illustre les différentes étapes du protocole expérimental :

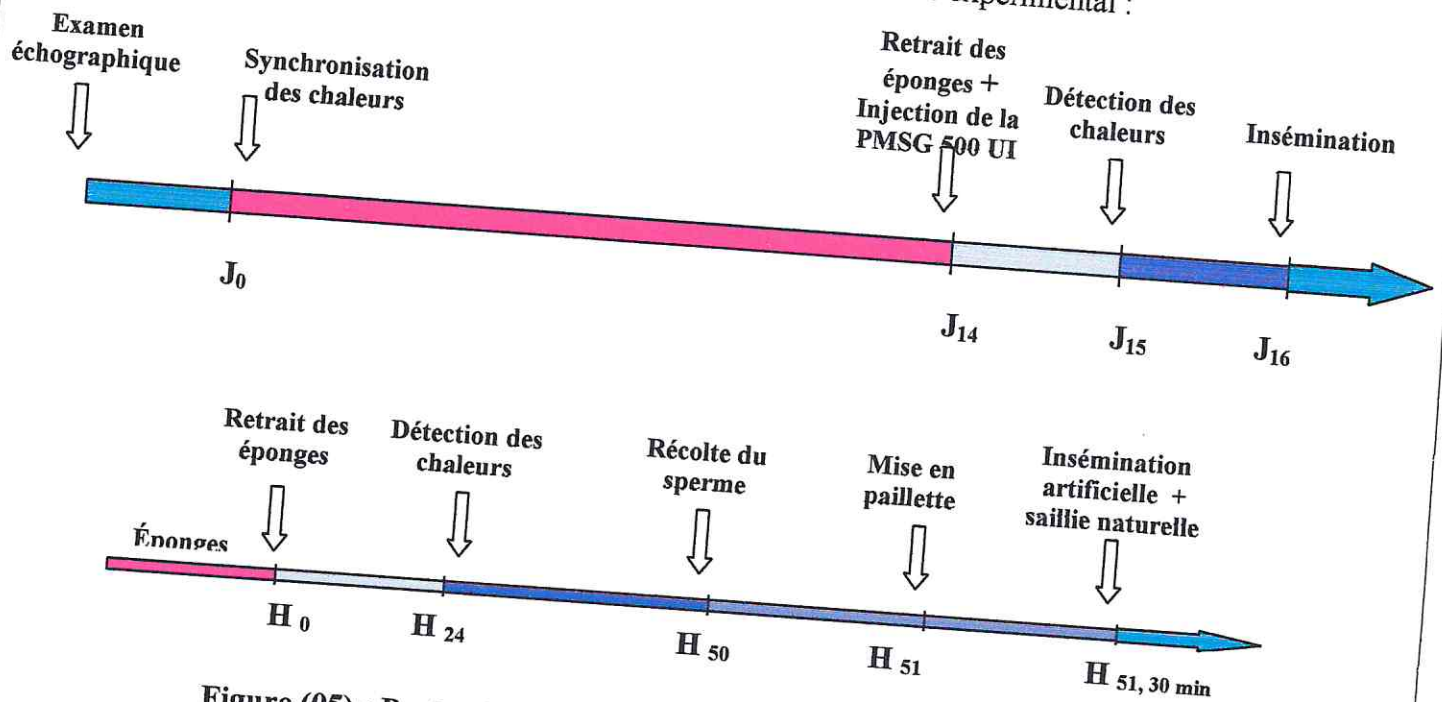


Figure (05) : Protocole de synchronisation, récolte de sperme, et Insémination.

II.6) Saillie naturelle :

Les quatre (4) brebis du lot 1 ont été saillies en main juste après l'examen endoscopique, le même bélier récolté est utilisé pour la saillie naturelle (CF. photo 14).



Photo 14: saillie naturelle d'une brebis du lot 01

II.7) Diagnostic de gestation :

Le diagnostic de gestation était réalisé à l'aide d'un examen échographique transrectal, deux fois, le premier 20 jours et l'autre 35 jours après insémination selon la même technique décrite dans le premier chapitre.

Les résultats des essais de récolte obtenus durant les trois saisons (automne, hivers, printemps) sont présentés comme suit:

1. Volume du sperme :

Les résultats de la détermination du volume de sperme chez les trois béliers sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau (10) : Variations saisonnières du volume (ml) de sperme éjaculé par les béliers Hamra, Ouled Djellal et Croisés.

Paramètre spermatique	Béliers	Saison			Moyenne
		Automne	Hiver	Printemps	
Volume	H1	1,56±0,05	1,06±0,40 ^a	1,56±0,25	1,40±0,34
	OJ	1,12±0,35	0,87±0,23 ^b	1,31±0,17	1,10±0,31
	Cr	1,08±0,37	0,66±0,28 ^c	0,86±0,43	0,88±0,40

Les moyennes de la même ligne ou de la même colonne suivies de lettres sont significativement différentes.

Le bélier de race Hamra produit un volume spermatique (1,40± 0,34 ml) significativement ($p<0,05$) élevé que celui de la race Ouled Djellal (1,10±0,31ml). Cette différence de volume est significativement plus élevée ($p<0,001$) par rapport à la race croisée (0,88±0,40ml). Cependant, nous n'avons pas trouvé de différence significative entre le bélier de race Ouled djellal et croisée ($p=0,09$).

Par ailleurs, ce paramètre subit des variations saisonnières significatives dans le cas des trois races. Le volume de l'éjaculat du bélier Hamra est plus important en automne et printemps qu'en hiver ($p<0,05$). Le volume spermatique chez le bélier Ouled djellal est significativement élevé en printemps qu'en hiver ($p<0,05$). Alors que celui des béliers croisés est significativement élevé ($p<0,05$) en automne qu'en hiver.

La figure ci-dessous illustre les variations saisonnières du volume de sperme des béliers des trois races.

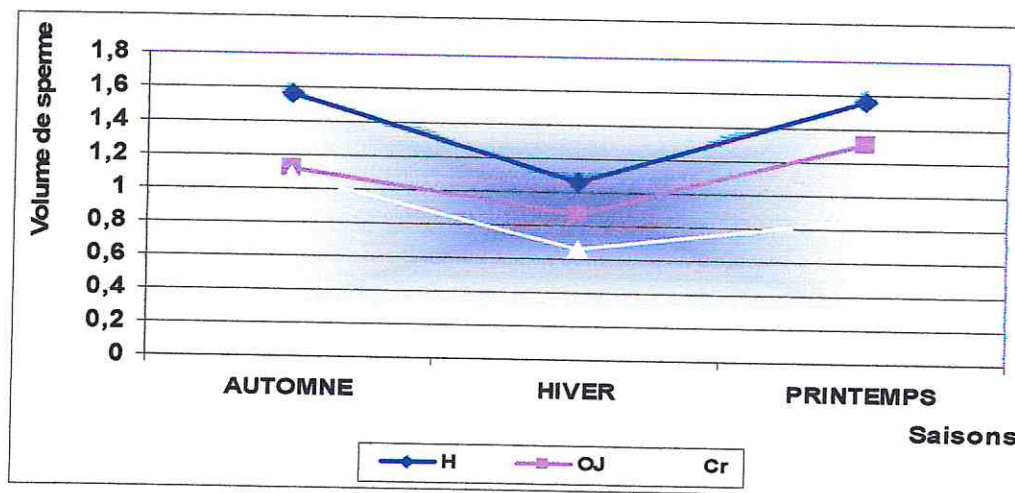


Figure (01): Variation saisonnière du sperme de bélier des trois races (Hamra ,Ouled djellal , croisé)

2. Motilité massale :

Les résultats de l'évaluation de la motilité massale du sperme chez les trois béliers sont reportés dans le tableau ci-dessous:

Tableau (11) : Variations saisonnières de la motilité massale de sperme éjaculé par les béliers Hamra, Ouled djellal et Croisés.

Paramètre spermatique	Béliers	Saison			Moyenne
		Automne	Hiver	Printemps	
Motilité massale	H	4,33±0,57	4,5±0,57	4±0,18	4,27±0,64
	OJ	4±0,81	4,12±0,44	4,83±0,4	4,4±0,63
	Cr	4±1	4,66±0,57	4,54±0,68	4,42± 0,76

Nos résultats montrent que la motilité massale est semblable pour l'ensemble des béliers et qu'elle n'est pas influencée par la saison.

La figure ci-dessous illustre les variations saisonnières de la motilité massale du sperme des béliers des trois races.

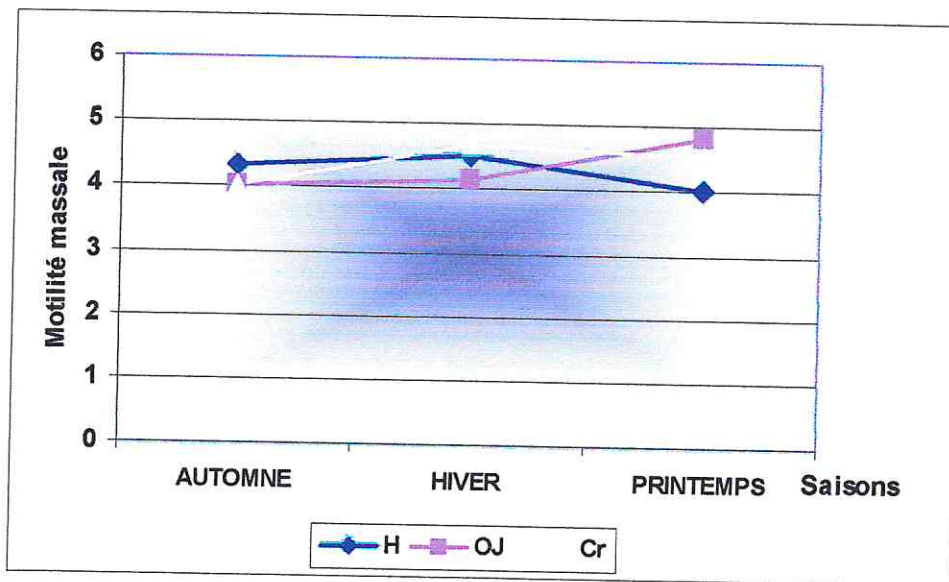


Figure (02): variations saisonnières de la motilité massale du sperme de bélier de trois races (Hamra, Ouled djellal, croisé).

3. Motilité individuelle :

Les résultats de l'évaluation de la motilité massale du sperme chez les trois béliers sont reportés dans le tableau (12)

Tableau (12): Variations saisonnières de la motilité individuelle du sperme éjaculé par les béliers Hamra, Ouled djellal et Croisés.

Paramètres spermatiques	Béliers	Saison			Moyenne
		Automne	Hiver	Printemps	
Motilité individuelle (%)	H	80±10	85±5,77	72,5 ±17,07	79,09±12,21
	OJ	80±14,14	73,58±13,41	85±5,41	80±11,33
	Cr	72±20,49	86,66±5,77	78,18±8,73	77,89±12,72

Nos résultats montrent que la motilité individuelle des béliers Hamra et Ouled djellal est légèrement supérieure à celle des béliers de race croisée (79,09±12,21 et 80±11,33 Vs 77,89±12,72).

Quoi que non significative, la motilité individuelle est faible chez le bélier de race:

- Hamra au printemps.
- Ouled djellal en hiver.
- Croisée en automne.

La figure ci-dessous illustre les variations saisonnières de la motilité individuelle du sperme des béliers des trois races.

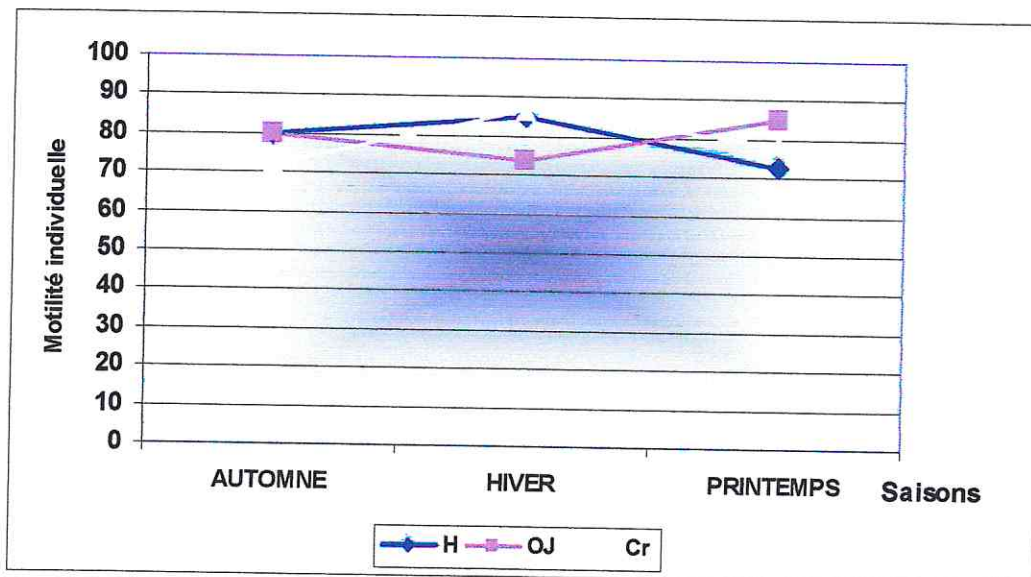


Figure (03): Variations saisonnières de la motilité individuelle du sperme de bélier de trois races (Hamra, Ouled Djellal, croisé).

4. Concentration du sperme :

Les résultats de la détermination de la concentration du sperme chez les trois béliers sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau (13) : Variations saisonnière de la concentration du sperme chez les béliers Hamra, Ouled Djellal et croisés.

Paramètres spermatiques	Béliers	Saison			Moyenne
		Automne	Hiver	Printemps	
[c]spz x 10 ⁹ /ml	H1	4,4±0,34 ^a	2,6±0,26 ^{ab}	5,43±0,98 ^c	4,14±1,35
	OJ	4,75±3,55 ^a	3,61±2,71 ^{ab}	8,8±3,14 ^c	5,88±3,84
	Cr	4,17±2,65 ^a	2,81±1,57 ^{ab}	4,67±3,29 ^c	4,24±2,88

Les moyennes de la même ligne ou de la même colonne suivies de lettres sont significativement différentes.

Nos résultats montrent que le bélier de race Ouled djellal est plus performant que ceux de la race Hamra et croisée puisque la concentration du sperme est presque toujours plus importante pendant les trois saisons. Cependant, cette différence reste non significative.

Pour les trois races, on retrouve l'effet de la saison sur ce paramètre. Nous avons constaté que le sperme de bélier des trois races est significativement ($p < 0,001$) plus concentré en automne et au printemps qu'en hiver.

La figure ci-dessous illustre les variations saisonnières de la de la concentration du sperme des béliers des trois races

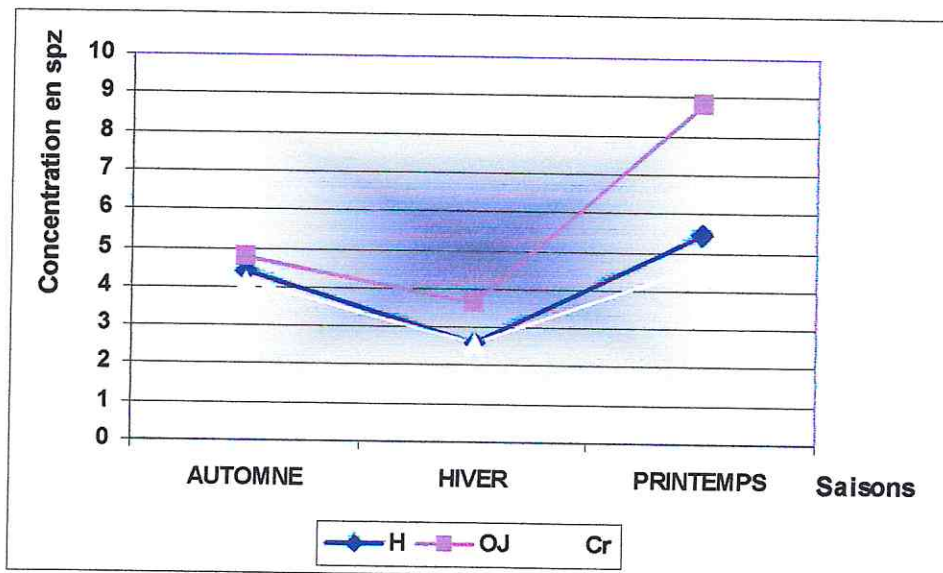


Figure (04) : Variations saisonnières de la concentration du sperme de bélier de trois races (Hamra, Ouled Djellal, croisé).

I.) Evaluation des paramètres spermatiques :

L'évaluation du sperme récolté réalisé le jour de l'insémination artificielle, nous a permis de révéler les résultats suivants :

Bélier	Volume	Motilité massale	Motilité individuelle	Couleur	Concentration	Volume du dilueur lait	Volume du dilueur ovixcell
Ouled djellal	1ml	5	>80%	Crémeux	$5,37 \times 10^9$ spz /ml.	6,2 ml	6,2 ml

Le sperme récolté a présenté une très bonne Motilité massale et individuelle. La concentration obtenue ($5,37 \times 10^9$ spz/ml), nous a permis d'ajouter 6.2 ml de chaque dilueur. Le nombre de paillette (0.25ml) à la concentration de 100×10^6 spz, ainsi obtenu est de 26 paillettes pour chaque dilution.

II) Expression des chaleurs chez les brebis :

Les résultats de la détection des débuts des chaleurs des brebis sont rapportés dans le tableau (15) ci-dessous.

Tableau (15) : résultats de la détection de début des chaleurs.

Lots de brebis		Intervalle : retrait – début des chaleurs (heures)
Lot1	B1	(-)
	B2	40
	B3	39
	B4	38
	Moyenne	39 ± 1
	Taux	75 %
Lot2	B5	38
	B6	39
	B7	30
	B8	33
	Moyenne	35 ± 4.24
	Taux	100 %
Lot 3	B9	33
	B10	33
	B11	35
	B12	(-)
	Moyenne	33.66 ± 1.15
	Taux	75 %
Taux moyen		83.33 %
Moyenne globale		35.8 ± 3.42

Nous avons remarqué que les chaleurs ont débutées 35.8 ± 3.42 h après le retrait des éponges chez l'ensemble des brebis, et le taux de synchronisation étaient de 83.33%. Les brebis du lot

03 sont venues en chaleurs précocement par rapport au lot 1 et 2 (33.66 ± 1.15 Vs 39 ± 1 et $35 \pm 4.24^\circ$)

On note aussi que les antenaises n'ont pas été détectées en chaleurs, une dans le lot 01 et une dans le lot 02 des brebis se qui donnent des taux synchronisation de 75%.

III) Examen endoscopique des ovaires :

Les résultats du dénombrement des follicules préovulatoires, juste avant l'insémination artificielle sont reportés dans le tableau suivant :

Tableau (16) : dénombrement des follicules pré ovulatoires.

Lots de brebis		Nombre des follicules pré ovulatoire		
		Ovaire droit	Ovaire gauche	Moyenne
Lots 1	B1	/	/	/
	B2	1	1	1
	B3	2	1	2
	B4	1	1	1
	Moyenne	$1,33 \pm 0.57$	1	$1,33 \pm 0.57$
Lot2	B5	1	0	1
	B6	1	3	2
	B7	1	1	1
	B8	0	1	1
	Moyenne	$0,75 \pm 0.5$	$1,25 \pm 1.25$	$1,25 \pm 0.5$
Lot3	B9	0	2	1
	B10	0	1	1
	B11	0	1	1
	B12	/	/	/
	Moyenne	0	1.33 ± 0.57	1
Moyenne globale		$0,7 \pm 0.67$	$1,2 \pm 0.78$	$1,2 \pm 0.42$

Nous avons constaté que le nombre moyen des follicules pré ovulatoires chez les brebis des lots 01,02 et 03 est respectivement de $1,33 \pm 0.57$, $1,25 \pm 0.5$ et 1. Le nombre moyen des follicules préovulatoires pour l'ensemble des brebis est de $1,2 \pm 0.42$

La photo ci-dessous illustre l'endoscopie d'un ovaire porteur d'un follicule pré ovulatoire (cf. photo 15).

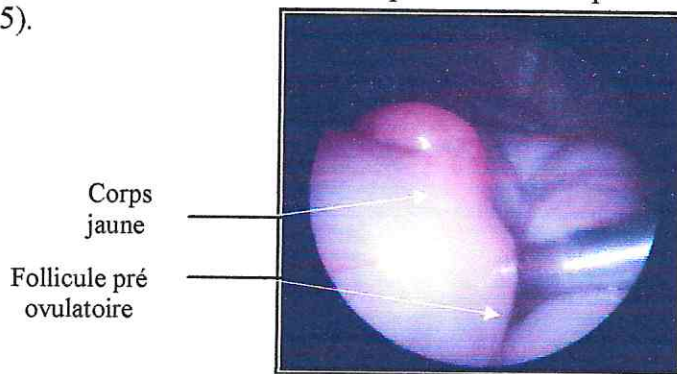


Photo 15 : Follicule pré ovulatoire.

IV) Détermination du taux de gestation :

Les résultats de diagnostique de gestation sont présentés dans le tableau (17)

Tableau (17) : taux de gestation

Lots	brebis	Gestation
Lot 01	B1	/
	B2	(+)
	B3	(+)
	B4	(-)
Taux de gestation (%)		66,66
Lot 02	B5	(-)
	B6	(+)
	B7	(+)
	B8	(-)
Taux de gestation (%)		50
Lots 03	B9	(+)
	B10	(-)
	B11	(+)
	B12	/
Taux de gestation (%)		66,66
Taux de gestation total(%)		60

A partir des résultats montrés dans le tableau ci-dessus (17), on a trouvé que le taux de gestation global est de 60%. Les brebis des lots 01, 02 et 03 ont présentés respectivement des taux de gestation de 66,66%, 50% et 66,66%.

La photo ci-dessous (16) montre une gestation de 30 jours chez une brebis du lot 01.

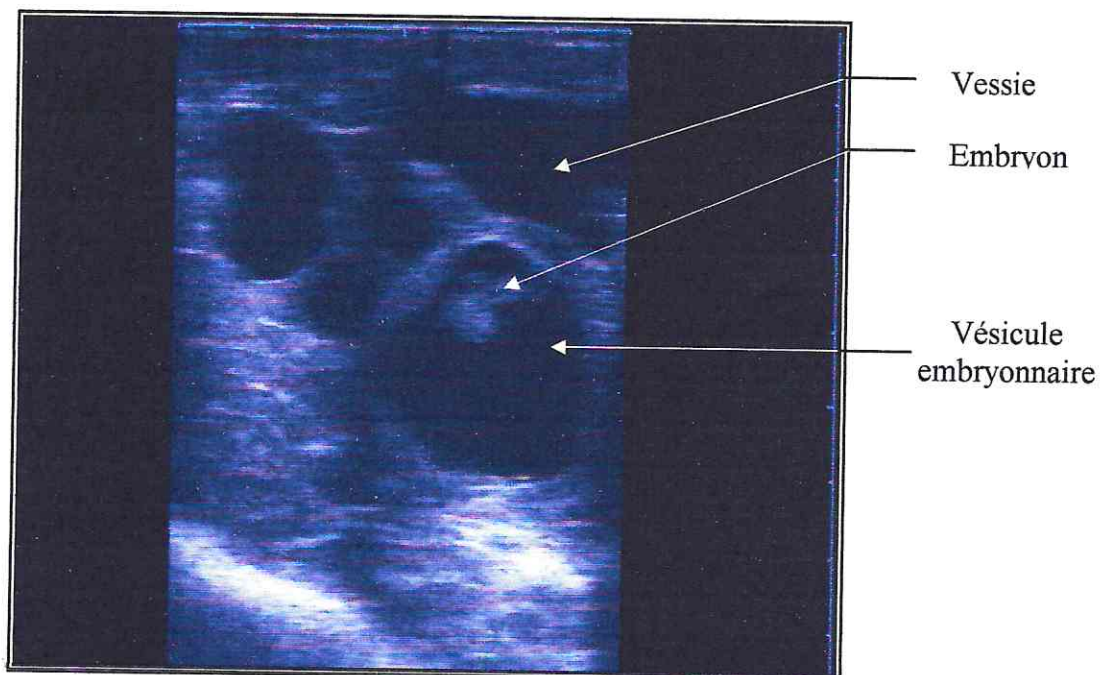


Photo 16 : Image échographique d'une gestation de 30 jours d'une brebis du lot 01.

CHAPITRE III

DISCUSSION GENERALE

I. Entraînement des béliers pour la récolte du sperme :

Dans notre étude l'opération d'entraînement des mâles pour la récolte de sperme a nécessité un certain nombre d'heures (deux mois) de travail et beaucoup de patience. Les mêmes constatations ont été révélées par TIBARY et al., (1987) qui estime cette période d'entraînement à l'éjaculation dans le vagin artificiel pendant un mois. Ce ci peut être expliqué par le fait que nos béliers ne sont pas habitués pour la saillie, et cela malgré que la période de nos essais a débuté pendant la saison sexuelle où la motivation sexuelle est à son maximum comme rapporté par BARIL et al., (1993).

II. Variations saisonnières du sperme :

II.1. Volume :

Nos résultats révèlent que le volume de l'éjaculat des béliers 'Hamra', 'Ouled djellal' et 'croisés' est plus important en automne et printemps qu'en hiver ($p < 0,05$). Ces résultats indiquent qu'à l'instar des autres races étudiées, nos béliers sont plus performants en période d'automne et printemps et il semble que l'effet de la photopériode est moins intense.

Selon KAFI et al., (2003), le volume spermatique des béliers de race 'Karakul' en Iran augmenté de manière significative à partir de la fin de l'été et est resté élevé au cours de l'automne. La plus haute valeur de la moyenne du volume de sperme ($1,6 \pm 0,5$ ml) a été enregistré en Décembre. Une diminution significative dans la moyenne du volume de sperme ($0,9 \pm 0,1$ ml) a été observée entre mi printemps et fin été. Les mêmes constatations ont été évoquées par COLAS et al. (1990) sur des béliers de 'Île de France' ; MANDIKI et al., (1998) sur des béliers 'Suffolk', et KARAGIANNIDIS et al., (2000) sur des béliers de 'Chios' et 'Friesian'.

En effet, l'étude de Darbeida (1980, 1984) réalisée sur l'évolution de la testostéronémie au cours de l'année chez le bélier Ouled djellal a montré que la testostéronémie subit une augmentation à partir de février- mars pour atteindre le maximum en juillet puis une diminution qui devient effective à partir d'octobre, sachant que l'évolution du volume est étroitement liée à celle de la testostéronémie nous pouvant dire que nos résultats corroborent avec ceux de Darbeida (1980).

Le faible volume du sperme observé en hiver chez l'ensemble des béliers étudiés, semble être liées aux fortes restrictions alimentaires pratiquées au niveau de la station expérimentale pendant cette période. Selon THWAITES et HANNAN, (1989) le volume spermatique diminue chez les béliers 'Mérinos' si ces derniers sont soumis à un régime alimentaire faible. Aussi, AMIR et al., (1986) ont rapporté que des béliers convenablement alimentés, ne présentent pas de variation importantes de leur volume spermatique durant l'année.

Le bélier de race 'Hamra' produit un volume spermatique ($1,40 \pm 0,34$ ml) significativement ($p < 0,05$) élevé que celui de la race 'Ouled Djellal' ($1,10 \pm 0,31$ ml). Cette différence de volume est significativement plus élevée ($p < 0,001$) par rapport aux béliers de la race croisée ($0,88 \pm 0,40$ ml).

Nos constatations sont semblables à celles rapportées par ISSA et al., (2001) qui indique que le volume de sperme collecté chez les béliers 'Peuls' et 'Touaregs' a été supérieur à celui collecté chez des jeunes béliers 'Romanov'. Cette différence avec les races expliquée par

ISSA et al., (2001) peut être liée au rythme de collecte, à l'âge, au poids et à l'alimentation des animaux.

II.2. Motilité massale :

Pour le paramètre motilité massale, nous n'avons pas observé de différences significatives chez les races étudiées et entre saisons. Les mêmes constatations ont été décrites en milieu tropical nigérian par KUMI-DIAKA et al (1985) chez les races 'Udda', 'Balami', et 'Yankassa'. En revanche, en milieu européen, BOLLAND et al., (1985); KUMI-DIARA, et al., (1985) rapportent une sensibilité à la variation saisonnière et à la photopériode chez les béliers de la race 'Merinos', 'Texel', et 'Suffolk' respectivement.

Toute fois il faut signaler que les valeurs de la motilité massale varient en fonction des races, du climat et des différentes latitudes. Par ailleurs, la mesure de ce paramètre telle qu'elle est pratiquée reste un critère subjectif.

Les études réalisées au Soudan par MAKAWI S et al, (2007) ont montré que les béliers de race 'Kabachi' et 'Hamari', présentaient des valeurs de motilité massale plus élevées pendant l'automne et que ces dernières sont faibles au cours de l'été. Ces résultats confirment les conclusions similaires d'autres auteurs chez d'autres races (DUFOUR et al., 1984; DAADER A.H., 1987; SACKMANN et SCHONE, 1990; ALSAYED, 2001).

Aussi, KADI et al., (2003) ont rapporté que le mois et la saison ont un effet significatif sur la motilité massale. La motilité massale des échantillons de sperme de l'automne était nettement plus élevée par rapport aux valeurs obtenues dans les autres saisons.

Une baisse de la motilité massale en hiver a été signalée chez les races 'Peuls' et 'bicolores' (ISSA et al., 2001) qui peut être due : à une faible maturation épидidymaire (FOURNIER DELPECH, 1979) ou des effets négatifs des amplitudes thermiques journalières élevées et les taux d'humidité faibles (LINDSAY, 1969) qui caractérisent les mois de décembre à avril au Sahel.

En effet, il existe une relation entre la motilité massale et la fertilité du troupeau (CORTEEL, 1994) une semence de bonne qualité doit avoir une motilité massale supérieure ou égale à la note de trois (3) (COLAS, 1980) dans notre cas 4, pour des notes inférieures à ce seuil, le taux de la fertilité diminuerait et dans ce cas la proportion de cellules vivantes qui est corrélée à la motilité serait insuffisante pour avoir bonne fertilité après insémination artificielle.

II.3. Motilité individuelle :

Nos résultats montrent que la motilité individuelle des béliers Hamra et Ouled djellal est légèrement supérieure à celle des béliers de race croisée ($79,09 \pm 12,21$ et $80 \pm 11,33$ Vs $77,89 \pm 12,72$). Quoique non significative, la motilité individuelle est faible chez le bélier de race:

- Hamra au printemps.
- Ouled djellal en hiver.
- Croisée en automne.

Contrairement à la considération générale que la qualité du sperme est meilleure pendant la saison de reproduction, dans notre étude, il a été constaté que la motilité des spermatozoïdes individuelle a été variable d'une saison à l'autre chez les trois races. Les études faites sur la race de 'Ouled Djellal' par ROUCHICHE, (1994), montrent que la motilité individuelle subit des variations au cours de l'année. Une élévation a été notée durant la période Avril – Mai puis une chute dès le mois de Mai, cette chute devient effective au mois de Juin et atteint des valeurs très basse le reste de l'année. En revanche, MANDIKI et al. (1998), rapportent que la motilité du sperme ne varie pas beaucoup avec la saison,

II.4. Concentration du sperme :

La variation de la concentration spermatique au cours des trois saisons a été observée chez les trois races. En effet, le sperme est significativement ($p < 0,001$) plus concentré en automne et au printemps qu'en hiver. Un tel résultat a été aussi observé par GHOZLANE et al., (2005) chez la race 'Ouled Djellal'.

Par contre les expériences de ROUCHICHE, (1994) sur la race 'Ouled Djellal' montrent une diminution de la concentration au automne avec augmentation au printemps et le même résultat a été signalé par MEHOUACHI et KHALDI, (1987) sur la race 'Barbarine' de la Tunisie dans des conditions identiques (climat) et sous une latitude basse presque similaire à la notre.

La diminution de la concentration spermatique pendant la période d'hivers chez tous les béliers est vraisemblablement liée à une restriction alimentaire.

Il est à noter que le bélier de la race 'Ouled djellal' a des concentrations spermatiques en période de printemps supérieures à celle des béliers de la race 'Hamra' et 'Croisée'.

Selon AZZI, (2001) il existe une variation de la concentration spermatique au cours de l'année chez la race 'Hamra' et 'Ouled djellal', avec différence entre les deux races selon la saison. Ce même auteur, rapporte que les béliers de la race 'Hamra' ont eu des concentrations spermatiques en période d'été supérieurs à celles des béliers de la race 'Ouled djellal', cependant c'est l'inverse en hiver et printemps. Cette augmentation de la concentration spermatique pendant l'été des béliers de la race 'Hamra' par rapport au béliers de la race 'Ouled Djellal' semble liée à la rusticité de la race 'Hamra' vis-à-vis des forts chaleurs.

Durant notre expérimentation tous les béliers ont montré un comportement différent concernant la sensibilité aux variations de la photopériode, car une augmentation de la concentration au printemps a été observée malgré que la photopériode soit défavorable sur ce paramètre. Nos résultats offrent une similitude avec ceux de (ZIDANE et NIAR, 1998) qui confirment par une courbe d'agnelage réalisée sur des troupeaux ovins de race 'Hamra', 'Ouled djellel', 'Rembi' que les pics des naissances enregistrer au mois de novembre, décembre, et janvier correspondants aux luttés de printemps et de l'été, par contre les taux les plus bas sont ceux qui correspondent aux luttés d'hiver.

Il est possible que les gonades des béliers de nos races soient peu affectées par la variation de la photopériode. Il libère donc dans la lumière du tube séminifère des quantités de spermatozoïdes plus au moins moindre durant l'hiver par rapport au printemps et l'automne. Ce caractère peu saisonnier est également observé chez la race 'Awassi' (AMIR et VOLCANI, 1965).

Dans notre étude, la concentration spermatique pendant l'automne et printemps, évolue parallèlement avec l'augmentation du volume. Ces deux derniers paramètres, le volume et la concentration spermatique, sont d'une grande importance pour la fertilité du troupeau ovin; ainsi leur variation saisonnière est influencée essentiellement par l'alimentation, elle même par le climat et les fortes chaleurs.

III. Expression des chaleurs chez les brebis synchronisées :

Les résultats de la détection des chaleurs montrent que le début de l'oestrus est en moyenne de $35.8 \pm 3.42h$ après le retrait des éponges chez l'ensemble des brebis. Le taux de synchronisation est de 83.33%.

Nos résultats sont inférieurs à ceux rapportés par DOMINGUES et al, (1991) qui indiquent que le taux de synchronisation de l'oestrus après utilisation de 500 UI de PMSG est de 100%.

Nous avons noté que les brebis du lot 3, sont venues en chaleurs précocement par rapport au lot 1 et 2 ($33.66 \pm 1.15h$ Vs $39 \pm 1h$ et $35 \pm 4.24h$). Et que les antenaises n'ont pas été détectées en chaleurs, une dans le lot 1 et l'autre dans le lot 2 se qui donne des taux de synchronisation de 75%. Il nous semble que ces antenaises ne sont pas encore pubères.

En effet, nos résultats relatifs à la durée d'oestrus sont comparables à ceux de COGNIE et al, (1970) et BRICE et al, (1984) qui rapportent que les brebis rentrent en chaleur en moyenne 36 heures après la fin du traitement avec une dose de 500 UI.

Selon, COGNIE et al, (1970) l'injection de la PMSG réduit l'intervalle fin de traitement-apparition de l'oestrus. Cette réduction varie de 5 à 14 heures selon la dose de PMSG et la saison.

Cependant, nos résultats sont tardives par rapport à ceux observés chez la race 'Suffolk' ($22.7 \pm 3.1h$) comme rapporté par OKADA et al, (2000). Et précoces comparés à ceux observés par RIESENBERG et al, (2000) qui rapportent que 100 % des brebis viennent en chaleurs 40 heures après une injection de PMSG pratiqué le jour du retrait de l'éponge.

Il a été souligné que l'administration de PMSG a augmenté le nombre de follicules (TOTEDA et al, 1991). Toutefois, (HOROZ et al., 2003) n'ont pas observé de différence significative lors de l'utilisation de 600 UI de PMSG.

IV) Insémination artificielle et moment d'IA:

Nous n'avons pas trouvé de grandes différences entre les résultats de la fertilité suite à la pratique de la saillie naturelle (66,66%) et l'IA (58.33%). Un tel résultat a été déjà signalé par GONZALEZ LOPEZ et al., (1980) qui rapportent que la fertilité obtenue après insémination artificielle avec de la semence fraîche est semblable à celle que l'on peut obtenir par monte naturelle chez des brebis 'Mérinos' en période d'oestrus saisonnier.

Diverses expériences ont permis de préciser le meilleur moment d'insémination (48 ou même 60h après retrait d'éponge vaginale) et la dose optimale de semence a utilisée, les deux facteurs dépendant d'ailleurs l'un de l'autre. Il est nécessaire que le dépôt des spermatozoïdes s'effectue à un moment bien précis par rapport à l'ovulation. C'est là sans doute l'origine des bons résultats observés chez les brebis traitées avec du FGA et l'hormone PMSG dont les effets de synchronisation sont bien connus (BARIL, 1993).

Selon MENCHACA et RUBIANES, (2004) le moment de l'ovulation suite à un protocole de traitement chez les petits ruminants survient environ 60 heures après le retrait éponge, ainsi des IA effectuées après cette dernière affecte sensiblement le taux de gestation (Maxwell et Salamon, 1993). En effet, la période de temps pour le transport des spermatozoïdes à travers le tractus reproducteur femelle devraient être considérés comme un facteur influant sur le taux de gestation chez les brebis soumises à une IA à partir de 54 heures.

Selon BISTER, (2002) le meilleur moment d'insémination artificielle après un traitement de synchronisation des chaleurs est de 54 h après retrait de l'éponge. En revanche, MENCHACA et al., (2005) obtiennent une bonne fertilité suite à une IA pratiquée à 48h. Aussi, le taux moyen de fertilité, de l'ordre de 50 % a été obtenu lors d'IA réalisée entre 51 et 55 heures selon GONZALEZ LOPEZ, (1980). Ce qui apparaît semblable à nos résultats.

La fertilité obtenus après insémination intra-utérine sous endoscopie varie selon les races, elle est de 45%, 55% et 60.97% et 65% chez les races 'Churra', 'Sarda', 'Merinos' et 'castellana' respectivement (ABROUG, 2000; SANNA et al., 1995 ; ÁLVAREZ GARCIA,2000 ;EVANS, 1991). Il apparaît que la fertilité obtenue dans la présente étude appartient à la fourchette signalée par ces différents auteurs et qui est très satisfaisante pour un premier essai.

V) Conservation du sperme:

Nous n'avons pas trouvé une différence en terme de fertilité lors d'utilisation d'une semence diluée avec du lait par rapport à celle diluée avec OVIXcell. Ce ci peut être expliqué par le faible nombre de femelles utilisées. Cependant, il faut signaler que parmi les particularités du deuxième dilueur en l'occurrence OVIXcell, est son aptitude à conserver une semence fraîche de plus de 24h, d'une part et d'autre part il permet d'éviter la transmission de maladie grâce à sa composition en protéines végétales.

Il faut signaler que le lait écrémé constitue un bon dilueur, cependant ses qualités protectrices à l'égard de la semence dépendent de la température. Utilisé à +4°C ; il n'assure plus un aussi bon maintien du pouvoir fécondant selon SALAMON et ROBINSON (1962).

Ainsi, il est à noter qu'un sperme dilué dans des milieux ordinaires et conservé à + 5 ° C doit être utilisé dans les 12 heures qui suivent la collecte, afin d'éviter un effet négatif de la durée de conservation sur le taux de conception (MENCHACA et al., 2005). Selon ce même auteur un taux de gestation acceptable (54,0%) peut être obtenu en utilisant un sperme frais conservé pendant 12 heures à 5 ° C quant il est déposé au niveau du col de l'utérus au moyen d'une seule IA réalisée 48 heures après le retrait d'éponge. En revanche, une conservation du sperme pendant 24 heures affecte sensiblement le taux de conception, ce taux devient plus faible (34,5%).

En fin, cette étude nous permet de dire que les spermatozoïdes de bélier 'Ouled djellal' refroidis à une température à + 5 ° C conservent un pouvoir fécondant satisfaisant, lorsqu'ils sont déposés dans l'appareil génital de brebis soumises à un traitement FGA + PMS.

CHAPITRE IV

CONCLUSION

Conclusion :

Notre travail a permis de rapporter dans un premier temps l'influence des variations saisonnières et de la race sur les paramètres spermatiques des béliers de race 'Hamra', 'Ouled Djellal', et 'Croisée' et dans un deuxième temps les résultats de fertilité après insémination intra-utérine en utilisant une semence fraîche réfrigérée à +5°C.

Nos résultats révèlent que nos béliers sont plus performants en période d'automne et printemps car le volume de l'éjaculat des béliers de race 'Hamra', 'Ouled djellal' et 'croisés' est plus important en automne et printemps qu'en hiver et il semble que l'effet de la photopériode est moins intense. Ainsi, Le bélier de race 'Hamra' produit un volume spermatique significativement élevé que celui des deux autres races.

Pour le paramètre motilité massale, nous n'avons pas observé de différences significatives chez les races étudiées et entre saisons. Contrairement à la considération générale que la qualité du sperme est meilleure pendant la saison de reproduction, dans notre étude, il a été constaté que la motilité des spermatozoïdes individuelle a été variable d'une saison à l'autre chez les trois races étudiées.

Nous avons aussi constaté que la concentration spermatique varie au cours des trois saisons chez les trois races. En effet, le sperme est significativement plus concentré en automne et au printemps qu'en hiver.

Les résultats de la détection des chaleurs montrent que le début de l'oestrus est en moyenne de 35.8 ± 3.42 h après injection de 500 UI le jour du retrait des éponges. Le taux de synchronisation ainsi obtenu est de 83.33%.

Nous n'avons pas trouvé de grandes différences entre les résultats de la fertilité suite à la pratique de la saillie naturelle (66,66%) et l'IA (58.33%). Il apparaît que la fertilité obtenue dans la présente étude appartient à la fourchette signalé par ces différents auteurs et qui est très satisfaisante pour un premier essai.

Nous n'avons pas trouvé une différence en terme de fertilité après saillie naturelle ou lors d'utilisation d'une semence diluée avec du lait par rapport à celle diluée avec OVIXcell, ce qui nous laisse conclure que les spermatozoïdes de bélier Ouled djellal refroidis à une température à +5°C conservent un pouvoir fécondant satisfaisant, lorsqu'ils sont déposés dans l'appareil génital de brebis soumises à un traitement FGA + PMS. Et l'insémination à 51 heures après retrait d'éponge vaginale pourrait être le moment idéal pour une insémination intra-utérin.

En fin, nos observations ne sont pas en accords avec les conclusions généralement admises chez les ovins qui sont considérés comme des espèces sexuellement de jours courts, on peut aussi penser que la théorie photopériodique d'espèce de jours court n'est applicable ni à toutes les races ovines ni dans tous les biotopes.

Il en ressort que la période de forte production spermatique, plus particulièrement le volume et la concentration spermatique est constatée en printemps et en automne et que nos béliers sont capables de produire une semence acceptable quantitativement et qualitativement durant ces différentes saisons (printemps, automne et hiver), ce qui rend possible une production permanentes de semence pour l'insémination artificielle.

Références

Bibliographiques

Références bibliographiques :

ABDELHAKEM AA, GRAHAM EF, VAZQUEZ IA., (1991) : Studies on the presence and absence of glycerol in unfrozen and frozen ram semen: fertility trials and the effect of dilution methods on freezing ram semen in the absence of glycerol. *Cryobiology* 1991 ;28:36-42.

ALBERIO R., (1976) : Rôle de la photopériode dans le développement de la fonction de reproduction chez l'agneau 'Il de France', de la naissance à 21 mois (thèse doctorat 3eme cycle Paris VI).

ALSAYED, A.A., (2001) : Seasonal influence on reproductive traits and artificial insemination results of Sudan desert rams. Ph.D Thesis. University of Khartoum, Sudan.

AMIR D., et VOLCANI R., (1965) : deasonnal fluactuations in the sexual activity of 'Awassi', German mutton 'Merinos' 'Corriedale', 'Border Leicester' and 'Dorset Horn' rams. *J ; Agric. Sci* 64. 121-125.

AMIR D., GACITUA H., RON M., LEHERE AR. (1986) : seasonal variation in semen characteristics and the fertility of finn cross rams. *Animal reproduction and obstetrics*. 6 th ed. 1vol ; 641 p ; p 550-559.

Archive de document de la FAO : www.fao.org/docrep/009/t0121F08.htm.

AZZI N., (2001) : variations de l'activité reproductive et spermatique durant l'année chez les bélier de races 'Ouled Djellal' et 'Hamra' étude clinique et suivi histologique. Thèse magister.

BARIL G., CHEMINEAU P., COGNIE Y., GUERIN Y., LE BŒUF B., ORGEUR P VALLET JC(1993) :manuel de formation pour l'insémination artificiel chez les ovins et caprins .Rome ,FAO ;N°83 230p.

BARONE, (1978) : anatomie comparée des mammiferes domestiques. Tome 3, splanchnologie, fascicule 2, appareil urogenital-Fœtus et ses annexes 951p.p89-266.

BARREL G.K. et LAPWOOD K.R., (1979) : Effets of various lighting regimes and pinealectomy on semence production in romney rams. *J. Reprod. Fertil.*, 57 : 273-279.

BODIN L., DRION P. V., REMY B., BRICE G., COGNIÉ Y., et al., (1997): Anti-PMSG antibody levels in sheep subjected annually to oestrus synchronisation. *Reprod. Nutr. Dev.* 37, 351-360.

BODIN L., ELSEN J. M., HANOCQ E., FRANÇOIS D., LAJOURS D., et al. (1999) : Génétique de la reproduction chez les ruminants. *INRA Prod. Anim.* 12, 87-100.

BOLAND M.P., AL-KAMALI A.A., CROSBY T.F., HAYNES N.B., HOWLES C.M., KELLEHER D.L., GORDON I., (1985) : The influence of breed season and photoperiod on semen characteristics, testicular size, libido and plplasma hormone concentrations in rams. *Anim. Reprod. Sci.*, 9: 241-252.

BOUKHLIQ Rachid(2002): Cours en ligne sur la reproduction ovine-institut agronomique et vétérinaire Hassan II.

BRIOIS, M., 1980: « L'insémination artificielle dans la zone de Roquefort ». IX Congreso internacional de Reproduccion Animal e I.A.

CHELLIG R., (1992) : les races ovine algériennes OPU Alger , p 80.

CHEMINAEU et TERQUI M., (1986) : sensivity of reproduction pential to environmental factors in sheep and goats. In nuclear and related techniques for improving productivity of indigenous animals in harsh environments. Agence internationale de l'énergie atomique, Vienne : p 75-89.

CHMINEAU P.; TERQUI M ., (1986): sersivity of reproduct potential to envirenmonmental Factors in sheep and goats. In nuclear and related techniques for improving productivity of indigenous animals in harsh environments. Agence Internationale de l'énergie atomique, vienne : p75-89.

COLAS G et GUERIN Y., (1980) : variations saisonnieres de la qualité du sperme chez le bélier 'Ile de France'. Etude de la morphologie cellulaire et de la motilité massale. Nutr. Repro. Dev 20, 1789-1799.

COLAS G. (1980) : variation saisonnière de la qualité du sperme chez le bélier 'Ile de France'. Etude de morphologie cellulaire et de la motilité massale. Reprod. Nutr.Dev.20 (6), 1787.1799.

COLAS G. ; PERSONNIC D. ; COURT M.; ORTAVANT R. ; (1975) : influence du rythme de récolte sur la production de spermatozoïdes chez les jeunes béliers 'Romanav'. Ann zootech, : 198-198.

COLAS G. ; GUERIN X. ; MONTASSIER J., (1981) : variations saisonnières de la qualité du sperme chez béliers 'Ile de France', II : relation avec les critères qualitatifs observés In vitro. Reprod .Nurt. Dev 21(9).399-407.

COLAS G., (1984) : utilisation du photopériodisme chez le bélier (9eme journée recherche ovine et caprine) (ITOVIC).

COLAS G., GUERIN Y., LEMAIRE Y, MONTASSIER, DESPIERRES J. (1986) : variations saisonnière du diamètre testiculaire et de la morphologie des spermatozoïdes chez le bélier vendéen et le bélier Texel.repr.nutr.Dév.26,(3) 863-875.

COLAS G., GUERIN Y., BRIOIS M., et ORTAVANT R., (1987) : photopériode contrôle of testicular growth in the ram lamb. Animal reproduction science. N° 5c (256-262).

COLAS G., GUERIN Y., CLANET V., ROQUES J.M., et ALBERIO.R., (1984): Utilisation du photopériodisme chez le bélier (9eme journée recherche ovine et caprine) (ITOVIC).

COLAS G., PERSONNIC C., COUROT M., ORTHOVANT R., (1975) : influence du rythme de récolte sur la production de spermatozoïde chez le jeune bélier 'Romanov'. Ann. Zoot 24 (2) p-p (189_198).

COLAS G., PERSONNIC D., COUROT M., ORTAVANT R., (1975) : Influence du rythme de récolte sur la production de spermatozoïdes chez le jeune bélier Romanov. *Ann. Zootech.*, 2 : 189-198.

COLAS, G., LEFEBVRE, J., GUERIN, J., (1990) : Father–male offspring transmission of seasonal variations in testis diameter and percentage of abnormal sperm in the Ile-de-France rams: male offspring born in February. *Reprod. Nutr. Dev.* 30, 589–603.

COLAS, GUERIN, MONTASSIER, (1981) : variations saisonnières de la qualité du sperme chez le bélier 'Ile de France'. II. Fécondance : relation avec les critères qualitatifs observés in vitro. *Repro. Nutr. Dev* 21(9). 399-407.

CORTEEL J.M., (1994) : La reproduction du mâle de l'espèce caprine. In : 9e réunion nationale sur l'élevage caprin, La Paz, Basse Californie, Bcs, Mexique, 27-30 septembre 1994, 24 p.

COUROT M et HOCHERAU-DE-REVIERS MT, (1971): influence de développement corporel sur la spermatogenèse chez l'agneau. *Ann. Biol. Animale, Biochim, BIophys.* 5,145.

D.A. REDMER, R.G. HAUGEN, T.K. STENBAK, D.R. ARNOLD, M.J. TOUTGES, H.R. BERGINSKI, C. NAVANUKRAW, W. LIMESAND, J.D. KIRSCH, K.C. KRAFT, J.J. BILSKI, A.T. GRAZUL-BILSKA, D.D. GOURLEY, R.L. RIESE et L.P. REYNOLDS, (2000) : Effects of Gonadotropin Treatment on Incidence of Estrus and Pregnancy Rate in Ewes Synchronized with Synchro-Mate-B (SMB) and Subjected to Laparoscopic Artificial Insemination (LAI) During the Breeding Season.

DAADER, A.H., F. EL-KARIB, I.F. MARAI AND S.A. EL-JIBOURI, (1987) : Ram semen characteristics as affected by some climatic elements in sub-tropical conditions. *Egyptian J. Anrm. Prod.*, 25: 105-116.

DACHEUX F. et DACHEUX J-L., (2001) : la reproduction chez les mammifères et l'homme.

DAUZIER L.,(1956): Quelques résultats sur l'insémination artificielle des brebis et des chèvres en France. III Congr. Int.Reprod., Cambridge, 12-14.

DAUZIER L., THIBAUT C., WINTEMBERGER S., (1954): Conservation du sperme de bélier après dilution et maintien de son pouvoir fécondant. *Ann.Endocrin.*, 15, 341-350.

DAVID I., (2008) : Analyse génétique et modélisation de la production de semence et de la réussite de l'insémination artificielle en ovin.

DERIVEAUX et ECTORS, (1986) : reproduction chez les animaux domestiques. Vol 2 académie ed. p 1141.

DOMINGUES FDEZ-Tejerina J.C., MIRO-Roig J., CARBAJO RUDEA M.: Induction and synchronization of oestrus during seasonal anoestrus in improved Ripollésa ewes by means of FGA-impregnated vaginal sponges and PMSG injections. *Anim Breed Abstr* 1991.

- DUFOUR, J.J., M.H. FAHMY et F. MINVIELLE, (1984) :** Seasonal changes in breeding activity, testicular size, testosterone concentration and seminal characteristics in rams with long and short breeding season. *J. Anim. Sci.*, 58: 416-422.
- DUTT R.H. et HAMM P.T., (1957) :** effect of exposure of high environmental temperature and shearing on semen production of rams in winter. *Journal of animal. Science* 16, 328-334.
- DUTT R.H. et HAMM P.T., (1957) :** effect of exposure to high environmental temperature and shearing on semen production of rams in Winter. *J. Anim. Sci* 16 ; 329-251.
- Evans G, Maxwell C. (1987):** Salamon 's artificial insemination of sheep and goats. Sidney: Butterworth. pp.66-76, 158-161.
- EVANS, G., (1988) :** Current Topics in Artificial Insemination of Sheep, *Aust. J. Biol. Sci.*, 41 : 103-116.
- EVANS, G., ROBINSON,T.J ; (1980):** The control of fertility in sheep: endocrine and ovarian responses to progesterones-PMSG treatment in the breeding season and in anoestrus. *J. Agric. Sci.*94, 69-88.
- EVERETT R.W., BEAN B., FOOTE R.H., (1978) :** Sources of variation of semen output, *J. Dairy Sci.* 61 (1978) 90-95.
- FIENI F.BUGGIN M.TAINTURIER D. BRUYAS J. F. ET MERCIER A. (1991) :** utilisation de l'insémination artificielle intra utérine chez la chèvre synchronisée et chez la chèvre superovulée. *Bull.des GTV.*
- FOURNIER DELPECH S., COLAS G., COUROT M., ORTAVANT R., (1979) :** Epididymal sperm maturation in the ram: motility, fertilizing ability and embryonic survival after uterine artificial insemination in the ewe. *Ann. Biol. Anim. Biochem. Biophys.*, 19: 597-605.
- G. Baril, P. Chemineau, Y. Cognie, Y. Guerin, B. Leboeuf, P. Orgeur et J-C Vallet :** Manuel de formation pour insémination artificielle chez les ovins et les caprins. Institut national de la recherche agronomique (INRA).
- GALINA, M.A., MORALES, R., SILVA, E., LOPEZ, B., (1996) :** Reproductive performance of Pelibuey and Blackbelly sheep under tropical management systems in Mexico. *Small Rumin. Res.* 22, 3 1-37.
- GARDON, (1997) :** controlled reproduction in sheep and goats. Vol 2 CAB international 450 p.
- GASTONGUAY F., DUFOUR J.J., LAFOREST J.P., et L.M. DEROY (1999) :** Synchronisation des chaleurs avec la GnRH pour Utilisation en Insémination chez les Ovins.
- GHOZLANE F., ZIKI B., YAKHLEF H., (2005) :** Variations saisonnières des caractères quantitatifs du sperme de bélier de race Ouled-Djellal.
- GOKCEN H., UNAL E.F., TUMEN H., NAK D., (1992):** Investigation on the oestrous

induction synchronization and the fertility of ewes during anestrus and breeding season. UU J Faculty Vet Med, 2, 7 1-79.

GONZALEZ LOPEZ, J., ESPEJO DIAZ, M., SERRANO GARRIDO, A., ALVAREZ MARTINEZ, J (1987): Increasing lambing frequency by means of techniques for controlling the oestrous cycle in Merino and MerinoXRomanov ewes. Anim Breed Abstr 1987, 55, 503

Gonza, A., Wang, H., Carruthers, T.D., Murphy, B.D. Mapletoft, R.J.,(1994): Superovulation in the cow with pregnant mare serum gonadotrophin: Effects of dose and antipregnant mare serum gonadotrophin serum. Can. Vet. J. 35 (March), 158-162.

GONZALEZ, J., MATEOS, E., ESPEJO, M., ALVAREZ, J., (1980): « Sincronizacion del celo en ganado ovino. Influencia de : Duracion del tratamiento, época y sistema de cubricion, estado fisiologico del animal y dosis de PMSG » IX Congreso Internacional de Reproduccion Animal e IA.

GONZALEZ, R.A., FOOTE, W.C., DE ALBA, J., (1984): Niveles de progesterona y hormona luteinizante durante e ciclo estrual y la gestacion en ovejas Peibuey. Rev. Mex. Prod. Anim. 16, 47- 51.

Gonzalez, R.A., Murphy, B.D. Ortega, E., (1990): Factors affecting the productive potential of Peibuey sheep. IN: Livestock Reproduction in Latin America: Effects of season and parturition on reproductive performance, Joint FAO-IAEA Division of Nuclear Techniques in Food and Agriculture, Vienna, Austria, pp. 335-350.

GONZALEZ, R.A., MURPHY, B.D. ORTEGA, E., (1990): Factors affecting the productive potential of Peibuey sheep. IN: Livestock Reproduction in Latin America: Effects of season and parturition on reproductive performance, Joint FAO-IAEA Division of Nuclear Techniques in Food and Agriculture, Vienna, Austria, pp. 335-350.

GONZALEZ, R.A., MURPHY, B.D., (1988): Effects of GnRH on luteinizing hormone release and onset of cyclic ovarian activity postpartum in Peibuey ewes. Can. J. Anim. Sci. 68, 359-366.

GONZALEZ, R.A., MURPHY, B.D., (1991): Circannual estrous intervals and episodic secretion of luteinizing hormone and autumnal progesterone and ovulation rate in cycling Peibuey ewes continuously exposed to teaser rams. In: Wildeus, S., (Ed.), Hair Sheep Research Symposium, The University of the Virgin Islands, AES, St. Croix, US, pp. 307-314.

GONZALEZ, R.A., MURPHY, B.D., De ALBA, J., MANNS, J.G., (1987): Endocrinology of the postpartum period in the Peibuey ewe. J. Anim. Sci. 64, 1717-1724.

GONZALEZ-REYNA, A., FOOTE, W.C., DE ALBA, J., (1983): Reproduction in Peibuey sheep. In: Fitzhugh, H.A., Bradford, G.E., (Eds.), Hair Sheep of Western Africa and the Americas: A Genetic Resource for the Tropics. Westview, Boulder CO, pp. 75-78.

GULYUZ F., KOZAT S.: Synchronization of oestrous in sheep and the effect of PMSG dose on lambs number. Y Y U J Faculty Vet Med 1995, 6, 64-66.

- KUNIJY YAMAKI, MAYUKO MORISAWA, ALBERTO RIBADULLA, et JUNKO KOJIMA, (2003) :** Sheep Semen Characteristics and Artificial Insémination by Laparoscopy Laboratory of Animal Breeding and Genetics, Graduate School of Agricultural Science, Tohoku University, Aobaku, Sendai, 981-8555, Japon (Received, September, 2003).
- HAFAZ ESE., BADRELDIN A.L., DARWISH Y.H., (1955) :** variations in the semen characteristics of sheep in the subtropics. *Journal Agric. Sci* 45,283-292.
- HAFEZ E.S.E. (1993):** Reproductive cycles. In : *Reproduction in Farm Animals*. Hafez E.S.E (Ed), Lea & Febiger, Philadelphia., pp. 94-113.
- HAFEZ ESE., (1987) :** reproduction in farm animals, 1 Vol , Leo-FEBIGER, 5 eme ed, 633p.
- HAFEZ, E.S.E., (1952):** Studies on the breeding season and reproduction in the ewe. *J. Agric. Sci.* 42, 189-265.
- HAMOULI Z., (1987) :** étude des variations saisonnières et nycthéméral de la testostémie et de la prolactimémie chez le bélier taadmit. Djelfa (T, M USTHB).
- HANIF M. et WILLIAMS H.L., (1991):** The effects of melatonin and light treatment on the reproductive performance of yearling sufolk rams. *Br. Vet. J.*, 1991, 147, 49-56.
- HANZAN Ch., (2009) :** L'insémination artificielle chez les ruminants.
- HARESIGN, KHALID, et SCARAMUZZI () :** development of transcervical ai in sheep project report to HCC.
- HOROZ H., KASIKCI G., AK K., AKLAN S., SONMEZ C.:** Controlling the breeding season using melatonin and progesterone in Kivircik ewes. *Turk J Vet Anim Sci* 2003, 27, 301-305.
- HOUGHTON, J.A.S., LIBERATI, N., SCHRICK, F.N., TOWNSEND, E.C., DAILEY, R.A., INSKEEP, E.K., (1995):** Day of estrous cycle affects follicular dynamics after induced luteolysis in ewes. *J. Anim. Sci.* 73, 2094-2101.
- IBRAHIM, S.A., (1997) :** Seasonal variations in semen quality of local and crossbred rams raised in the United Arab Emirates. *Anim. Reprod. Sci.* 49, 161±167.
- ISSA M., YENIKOYE A., MARICHATOU H., et BANOIN M. (2001) :** Spermogramme de béliers Peuls bicolores et Touaregs : influence du type génétique et de la saison. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 2001, 54 (3- 4) : 269-275.
- JC Vallet, G Baril, B Leboeuf, J Perrin (1991):** Insémination artificielle intra uterine sous controle laparoscopique chez les petits ruminants domestiques.
- KAFI M., SAFDARIAN M., ET HASHEMI M., (2004) :** Seasonal variation in semen characteristics, scrotal circumference and libido of Persian Karakul rams. *Small Ruminant Research* 53 (2004) 133–139

- KARAGIANNIDIS A., VARSAKELIB S., ALEXOPOULOS C., AMARANTIDIS I., (1999)** : Seasonal variation in semen characteristics of Chios and Friesian rams in Greece.
- KARAGIANNIDIS, A., VARSAKELI, S., ALEXOPOULOS, C., et AMARANTIDID, I., (2000)** : Seasonal variation in semen characteristics of Chios and Friesian rams in Greece. *Small Rumin. Res.* 37, 125-130.
- KILGOUR R.J., PURVIS I.W., PIPER L.R., ATKINS K.D., (1984)** : heritabilities of testis size and sexual behaviour in males and their genetic correlation with measure of female reproduction. In Land R.B. and Robinson D. Ed *Genetics of reproduction in sheep*. Butterworth, LONDRE p 343-345.
- KOLB E., (1975)** : physiologie des animaux domestiques Ed. vigot frères. Paris.
Krajinovic M., Stancic B., Naq E.: Fertility of ewes treated with PMSG and vaginal sponges containing progesterone (during the breeding season). *Anim Breed Abstr* 1985, **53**, 1405.
- KUMI-DIAKA J., ADESIYUN. A.A, SEKONI V., EZEOKDI C.D., (1985)** : scrotal dimensions and ejaculate characteristics of three breeds of sheep in tropical nigeria. *Theriogenology*, 23 : 671-677.
- KUZNECOVA et al., (1986)** : technique de récolte. In DERIVEAUX G. ECTORS F. reproduction chez les animaux domestiques. Vol 2 académie ed. p 570.
- LAND R.B. et ROBINSON D.W., (1985)** : genetics of reproduction in sheep. Butter worth, Londres 427p.
- LANGFORD G.A., MARCUS G.J., BATRA T.R. (1982)**: Seasonal effects of PMSG and number of inseminations on fertility of progestagen-treated sheep. *J Anim Sci* 1983, **57**, 307- 312.
- LANGFORD G.A.**: Influence of PMSG and time of artificial insemination on fertility of progestogen-treated sheep in confinement. *J Anim Sci*, **54**, 1205-1211.
- LINCOLN G.A. et EBLING F.J.P., (1985)**: Effect of constant-release implants of melatonin on seasonal cycles in reproduction, prolactin secretion and moulting in rams. *J. Reprod. Fertil.*, 1985, 73, 241-253.
- LINDSAY D.R., (1969)** : Sexual activity and semen production of rams at high temperatures. *J. Reprod. Fert.*, **18**: 1-8.
- MAKAWI S.A., ELSHANF B.A., ET. BABIKER E.A., (2007)** : Effect of Season on Freezability of Semen from Two Breed-Types of Desert Sheep in the Sudan *Journal of Animal and Veterinary Advances* 6 (7): 846-849, 2007. ISSN: 1680-5593.
- MANDIKI S.N.M., DERYCKE G., BISTER J.L., PAQUAY R., (1989)** : influence of season and age on sexual maturation parameters of 'Texel', 'Suffolk' and 'Ile de France' rams. 1. testicular size, semen quality and reproductive capacity. *Small rumin. Res.* 28, 67-79.

- MANN T., (1954)** : biochimie du sperme ed. Presses. Universitaire de France.
- MARCO-JIMENEZ F., PUCHADES S., GADEA J., VICENTE J.S., et VIUDES-DE-CASTRO M.P, (2005)**: Effect of semen collection method on pre- and post-thaw Guirra ram spermatozoa.
- MARICHATOU H., YENIKOYE A., BANOIN M., (1993)**. Etude de quelques caractéristiques morphologiques du sperme de béliers Peuls blancs et Touaregs. In : Bourzat D. Ed. sci., Actes du Comité scientifique de Garoua, Cameroun, 15-20 février 1993. Montpellier, France, Cirademvt, p. 33-41.
- MARTIN ICA, (1982)** : fellowship thesis RCVS.
- MATHEVON M., BUHR M.M., DEKKERS J.C., (1998)** : Environmental, management, and genetic factors affecting semen production in Holstein bulls, *J. Dairy Sci.* 81 (1998) 3321-3330.
- MATOS C. A., THOMAS D. L., GIANOLA D., PEREZ-ENCISO M. ET YOUNG L. D (1997)**: Genetic analysis of discrete reproductive traits in sheep using linear and nonlinear models: I. Estimation of genetic parameters. *J. Anim. Sci.* 75,76-78.
- MATOS C.A., THOMAS D. L., GIANOLA D., PEREZ-ENRICO M. ET YOUNG L. D (1997)**: Genetic analysis of discrete reproductive traits in sheep using linear and nonlinear models: II. Goodness of fit and predictive ability. *J. Anim. Sci.* 75, 88-94.
- MAXWELL, G., (1984)** : Current problems and future potential of artificial insémination programs, In "Reproduction in Sheep", Camb. Univ. Press.
- MAXWELL WMC ET SALAMON S. (1993)**: Liquid of ram semen: a review. *Reprod. Fertil. Dev.* 5,613-638.
- MAXWELL WMC. HEWITT LI, (1986)** : A comparison of vaginal, cervical and intrauterine insemination of sheep. *J Agric Sci Camb* 1986:106:, 191-193.
- MAXWELL WMC, BUTLER LG, WILSON HR (1984)**: Intra-uterine insemination of ewes with frozen semen. *J Agric Sci (Camb)* 102,233-235.
- MAXWELL WMC, SALAMON S. (1993)**: Liquid storage of ram semen: a review. *Reprod Fertil Dev*, 5:613-638.
- MAXWELL WMC, SALAMON S. (1995)**: Frozen storage of ram semen. II. Causes of low fertility after cervical insemination and methods of improvement. *Anim Reprod Sci*, 38:1-36.
- MAXWELL WMC, SALAMON S. (2000)**: Storage of ram semen. *Anim Reprod Sci*, 62:77-111.
- MEANS AR., (1975)** : mechanisms of action of follicle stimulating hormone FSH in the testis. Vol 4 pp 163-188 Ed. A Djonson and WR Gomes. Academic press. N.Y.

- MEHOUCHE M. et KHALDI G. (1987)** : variation saisonnières de la production spermatique chez les béliers de races Barbarine et noire de Thibar : INRA de Tunisie.
- MEHOUCHE M., ET KHALDI G. (1978)** : variations saisonnières de la reproduction spermatique chez les béliers de la race 'Barbarine' et Noire de 'Thibar' : INRA de Tunisie.
- MEKONNEN G., BOLAND M.P., CROSBY T.F., HAYNES N.B., (1990)**: Fertility in rams following chronic GnRH treatment or exposure to different photoperiods. Anim Breed Abstr 1990, **58**, 2792.
- MENCHACA A, GIL J, OLIVERA J, RUBIANES J. (2003)**: effect of body condition score at time of service on fertility and fecundity in artificially inseminated ewes (in Spanish). In: Abstracts of the V international Symposium on Animal reproduction, 2003, Cordoba, Argentina: The Symposium.pp.404.
- MENCHACA A, RUBIANES E. (2004)**: New treatments associated with timed artificial insemination in small ruminants. Reprod Fertil Dev, 16:403-414.
- MENCHACA A, RUBIANES E., (2003)**: The pattern and manipulation of ovarian follicular growth in goats. Anim Reprod Sci, 78:271-287.
- MILJKOVIC V., PETRUJKIC T., VUJOSEVIC J., MRVOS P., MIHAJLOVSKI P., PREDOJEVIC M., NAUMOV N., TANEV D., STANOJEVIC T., JOVANOVIC V., (1989)**: Contemporary aspects of physiology of reproduction and artificial insemination in small ruminants. Vet Glas 1989, **43**, 875-8 82.
- MILOVANOV V., (1986)** : Technique de récolte de sperme. In DERIVEAUX G. ECTORS F. reproduction chez les animaux domestiques. Vol 2 académie ed. p 565-614.
- MURPHY, B.D., MAPLETOFT, R.J., (1989)**: Folliculogenesis and super-ovulation in the cow. Proceed. Amer. Vet. Assn., Phoenix, AR, pp. 1-20.
- OLLERO M., MUINO-BLANCO T., LOPEZ-PEREZ M.J., CEBRIAN-PEREZ J.A., (1996)** : Viability of ram spermatozoa in relation to the abstinence period and successive ejaculations, Int. J. Androl. 19 (1996) 287-292.
- ORTAVANT R., (1958)** : le cycle spermatogénétique chez les béliers, these Doct. ES-sciences Paris 1 Vol 127 p.
- ORTAVANT R., (1961)** : réponses spermatogénétiques du bélier à différentes durées d'éclaircissement. IV^{ème} Cong. Int. Repro. Anim. Lahaye 1961.
- ORTAVANT R., (1986)** : technique de récolte. In DERIVEAUX G. ECTORS F. reproduction chez les animaux domestiques. Vol 2 académie ed. p 565-586.
- PAREZ M. et DUPLUN J.M., (1978)** : insémination artificielle bovine. Reproduction, amélioration génétique. Ed. ITEB et UNCEIA. Pp 17-99.

- PAULENZ H, SÖDERQUIST L, ÅDNØY T, FOSSEN OH, ANDERSEN BERG K., (2003):** Effect of milk- and TRISbased extenders on the fertility of sheep inseminated vaginally once or twice with liquid ram semen. *Theriogenology*, 60:759-766.
- RATHORE A.K. et YEATE N.T.M., (1967) :** morphological changes in rams spermatozoa to heat stress. *Vet Rec* , 81, 343-345.
- RODRIGUEZ-MARQUEZ, J. HIDALGO, G. RODRIGUEZ, M. MORALES-PIÑERO, (2007) :** Intrauterine Artificial Insemination in Sheep Via Laparoscopic with Frozen Semen in Straws and Pellets. APPA - ALPA - Cusco, Perú, 2007.
- ROQUES J.M., (1991) :** L'insémination intra utérine chez la brebis. *Bulletin des GTV*, 5, 75,81. 105-116.
- ROUCHICHE M., (1994) :** Influence des variations saisonnières sur les paramètres qualitatifs et quantitatifs du sperme de bélier de race 'Ouled Djellal', sperme frais, semence diluée réfrigérée à + 4°C.
- ROUGER Y., (1974) :** étude des interactions de l'environnement et des hormones sexuelles dans la régulation du comportement sexuel chez les bovidae. Université de Rennes, France. 197p, (thèse).
- RUBIANES E, MENCHACA A., (2003):** The pattern and manipulation of ovarian follicular growth in goats. *Anim Reprod Sci*, 78:271-287.
- SACKMAN, H.J. ET P. SCHONE, (1990):** Semen quality and quantity of Mouflon ram throughout the year. *Zeitschrift-furjagwissen Schaft*, 36: 226-235.
- SALAMON S, MAXWELL WMC., (1995):** Frozen storage of ram semen. II. Causes of low fertility after cervical insemination and methods of improvement. *Anim Reprod Sci*, 38:1-36.
- SALAMON S, MAXWELL WMC., (2000):** Storage of ram semen. *Anim Reprod Sci*, 62:77-111.
- SALAMON S. ROBINSON T. J., (1962):** Studies on artificial insemination of Merino Sheep. I. The effects of frequency and season of insemination, age of the ewe rams and milk diluents of lambing performance. *Aust J. Agric. Res.*
- SALAMON S., (1976) :**Artificial insemination in sheep. Animal husbandary department university of Sydney 139p.
- SETCHELL B.P., (1977) :** Male reproductive organs and seven. Dans : reproduction in domestic animals. Cole, H.H cupps, P.T. (eds), Academic press, New York p 299-156.
- SETCHELL B.P.,(1977) :** male reproductive organs and seven. In reproduction in domestic animals éd col H.H cuppes PT Academics press, N.Y. p 229-256.
- SHELION M., (1978) :** reproductions and breeding in sheep and goats *J.Dairy sci* 31.991.

- SHELTON. M., (1978) :** reproduction and breeding in sheep and goats J. Dairy.Sci 61 : 994.
- SKINNER J.O. et RAWSON LEA, (1968) :** puberty in 'suffolk' and 'cross-breed' rams. J. repro, Fert 16,16 pp 479-490.
- SMYTH P. et GORDON I., (1967) :** seasonal and breed variation in the semen characteristics of ram in Ireland. Irish. Vet. J. 21 :222-233.
- TERRIL C.E., (1940):** Comparison of ram semen collection obtained by three different methods for artificial insemination. Proc. Amer. Soc. Anim. 33rd. Ann. Mtg. Texel, Suffolk and Ile-de-France rams: 1. Testicular size, semen quality and reproductive capacity, semen quality and reproductive capacity. Small Rumin. Res. 28, 67±79.
- THIBAUT, (1969) :** fécondité et stérilité du male, 1 Vol, MASSON. P323-332.
- THIBIER M., (1981) :** techniques agricoles N° 3.
- THIBOUVILLE C., (1982) :** fertilité et infertilité chez les béliers liés au facteurs non infectieux. Thèse Doct. Vétérinaire pp 65-81.
- THWAITES C.J. et HANNAN G.D., (1989) :** the effects of frequency of ejaculation and undernutrition on the size and toneof the ramis testes. Anim. Reprod. Sci 19, 29 – 35.
- THWAITES C.J. et HANNAN G.D., (1989) :** the effects of frequency of ejaculation and undernutrition on the size and tone of the ramis testes. Amin. Repro. Sci 19, 29-35.
- TIBARY A., BOUKHLID R., ADNANE M., et TOE F., (1987):** impotence de l'examen du bélier en gestion de la reproduction ovine. Variation physiologiques de la qualité du sperme et dominantes pathologiques.
- TONETTA, S.A., DIZEREGA, G.S., (1989):** Intragonadal regulation of follicular maturation. Endocrine Rev. 10, 205-229.
- TOTEDA F., FACCIOLONGO A.M., MANCHISI A., MARTEMUCCI G.(1991):** Effects of PMSG dose and presence of the male on the oestrus in cyclic ewes. Anim Breed Abstr 1991, 59, 344.
- TUMEN H., GOKCEN H., DOGAN I., (1992):** Field trials on estrus synchronization and artificial insemination in sheep I. The effect of cronolone containing vaginal sponges or prostaglandin F2 alpha on synchronization and fertility. U U J Faculty Vet Med 1992, 3, 113-119.
- VAISSAIRE J. P., (1977) :** sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire. Ed. Maloine. Paris.
- VARODIN, M. (1977) :** Responsabilidad legal de veterinarian en la prhctica de la IA.
- WEBSTER J.R., SUTTIE J.M., VEENVLIET B.A., MANLEY T.R. et LITTLEJOHN R.P. (1991) :** Effect of melatonin implants on secretion of luteinizing hormone in intact and castrated rams. J. Reprod. Fert., 1991, 92, 21-31.

ZELEKE M, GREYLING J.P.C., SCHWALBACH L.M.J., MULLER T., ERASMUS J.A.(2005): Effect of progestagen and PMSG on oestrous synchronization and fertility in Dorper ewes during transition period. *Small Rumin Res* 2005, **56**, 47- 53.

ZIDANE K. et HIAR A., (1998) : suivi clinique et histologique des parametres de la reproduction chez la brebis. Thèse magister p 82.

2008/2009