

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

**MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE -ALGER

المدرسة الوطنية للبيطرة - الجزائر

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

THEME

**APPLICATION DE LA TECHNIQUE
D'INSEMINATION ARTIFICIELLE
CHEZ LES OVINS**

**Présenté par: BEDRANI Larbi
KHERFI Mohamed
KHODJA Nahila**

Soutenu le: 28 JUIN 2006

Le jury

Président : Mr Kaidi R, Professeur, ISV de Blida.

Promoteur : Mme Temim-Kessaci S., Maître de Conférences, ENV d'Alger.

Examineur: Mr Souames S., Maître assistant, ENV d'Alger.

Examinatrice : Melle Chouya F., Maître assistant, ENV d'Alger.

Invité d'honneur : Mr Maghni, Directeur du CNIAAG, Baba-Ali.

Année universitaire : 2005/2006

Résumé

L'objectif de notre essai est 1) d'appliquer la technique d'insémination artificielle chez les ovins pour comparer son efficacité par rapport à la lutte libre et 2) évaluer la synchronisation des chaleurs à l'aide de nouvelles éponges vaginales dosées à 60mg de MPA (Acétate de Médroxyprogestérone) associées à différentes doses de PMSG afin de déterminer la dose optimale à injecter pour une fertilité maximale et un coût minimal. Les résultats obtenus chez des agnelles de race OULED DJELLAL montrent que les taux de fertilité et de fécondité sont significativement augmentés chez les femelles inséminées et synchronisées par rapport aux agnelles soumises à la monte libre, avec ou sans synchronisation préalable ($P < 0,01$). Dans nos conditions, la synchronisation à base des éponges vaginales (60mg de MPA) associée à une injection de 200UI de PMSG a donné les meilleurs taux de fertilité et de fécondité par rapport aux traitements avec 300 et 400 UI de PMSG.

Abstract

The aim of our study is 1) to apply the artificial insemination technique to the ovine ewe lambs to compare its efficiency with natural mating and 2) to evaluate the synchronization of the oestrus using new vaginal sponges impregnated with 60mg MPA. This treatment is associated to different doses of PMSG in order to determine the optimal dose to inject for a maximal fertility and a minimal cost. The results obtained in OULED DJELLAL ewes lamb show that rates of fertility and fecundity are significantly increased in the synchronized and inseminated females compared to the females oriented to natural mating with or without previous synchronisation ($P < 0,01$). In our conditions, the synchronization with vaginal sponges (60mg of MPA) associated to the dose of 200UI of PMSG gave the best rates of fertility and fecundity as compared with 300 and 400 UI of PMSG treatments.

Remerciements

Nous tenons à remercier :

Mr KAIDI Rachid, Professeur à la Faculté des Sciences Agro-Vétérinaires et Biologiques de l'Université Saad Dahlab de Blida, d'avoir bien voulu accepter de présider le jury.

Melle CHOUYA Farida, Maître-assistante à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alger pour avoir bien voulu examiner notre travail.

Mr SOUAMES Samir, Maître-assistant à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alger, pour avoir bien voulu examiner notre travail.

Mme TEMIM Soraya, Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alger, pour nous avoir dirigé et orienté, pour sa disponibilité permanente et ses précieux conseils prodigués tout au long de l'élaboration de ce travail.

Mr BOUDJENAH Hakim, Docteur Vétérinaire, pour sa précieuse collaboration, ses conseils efficaces, son entière disponibilité et surtout pour ses encouragements.

Mr BOUDJEKDI Abdelkrim, Chef des Départements au CNIAAG (le Centre National de l'Insémination Artificielle et de l'Amélioration Génétique), pour toute l'aide qu'il nous a apporté, ainsi que pour ses conseils et ses encouragements.

Nous remercions le CNIAAG et tout particulièrement son Directeur, le Docteur Meghni, pour avoir mis à notre entière disposition tout le matériel nécessaire quant à la réalisation de notre projet sans oublier Melle Takoucht Amel, Mr Ait ameur Mehdi et Mr Ghoul Mustapha.

Nous remercions également, Mrs Kherfi Hadj Bakir, Nacer et Mustapha, propriétaires de la ferme KHERFI FRERES, sans qui cet essai n'aurait pu avoir lieu : merci pour leur accueil et leur amabilité, sans oublier, l'aide précieuse de Ali et Ami Yahya.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1. Caractéristiques anatomiques des organes génitaux de la brebis.....	03
Tableau 2. Caractéristiques des organites ovariens chez la brebis.....	04
Tableau 3. Durée de la saison sexuelle chez certaines races d'ovins.....	06
Tableau 4. Principales hormones impliquées dans le cycle sexuel de la brebis.....	08
Tableau 5. Normes physiologiques chez les femelles de l'espèce ovines.....	10
Tableau 6. Nombre de femelles par lot selon l'âge du bélier et la saison sexuelle.....	11
Tableau 7. Détail des principales techniques de lutte.....	12
Tableau 8. Réponse, en fonction de l'âge, à l'effet mâle chez les femelles de race Barbarine à queue grasse, fin avril - début mai.....	18
Tableau 9. Niveaux alimentaires et réponse à l'effet mâle (début mai) chez les brebis de race Barbarine a queue grasse.....	18
Tableau 10. Réponse à l'effet mâle en fonction de l'intervalle mise bas- introduction des béliers dans le troupeau chez des brebis de race Barbarine a queue grasse ayant mis bas en octobre.....	19
Tableau 11. Modalités d'utilisation des éponges vaginales chez les ovins.....	20
Tableau 12. Doses indicatives de PMSG applicables pour quelques races ovines françaises.....	23
Tableau 13. Principales anomalies des spermatozoïdes.....	29
Tableau 14. Valeurs normales du spermogramme de bélier.....	30
Tableau 15. Exemple de calcul du volume de dilueur à ajouter.....	31
Tableau 16. Etapes de traitement de la semence de bélier destinée à la congélation.....	32
Tableau 17. Caractéristiques de production de semence de bélier.....	33
Tableau 18. Influence de la race, et les dimensions du col sur les résultats de l'IA cervicale.....	35
Tableau 19. Paramètres influençant les résultats de l'IA cervicale.....	36
Tableau 20. Influence du moment de l'IA (après le retrait des éponges) avec une semence congelée sur la fertilité.....	36
Tableau 21. Pourcentage de mises bas par rapport à la pénétration de l'outil d'insémination lors de l'IA chez les agnelles, primipares et multipares.....	37
Tableau 22. Influence du moment de l'IA sur les performances reproductives chez la brebis.....	38
Tableau 23. Résultats de l'analyse des caractéristiques nutritionnelles de l'aliment concentré distribué aux animaux pendant l'expérimentation.....	44
Tableau 24. Description du dispositif expérimental de l'essai.....	44
Tableau 25. Chronologie des différentes étapes de l'expérimentation.....	45
Tableau 26. Effectifs, âges, poids et notes d'état corporel des ovins utilisés pour l'expérimentation.....	55
Tableau 27. Nombre de gestations (moyennes \pm écart-type), taux de fertilité, de prolificité et de mortalité enregistrés dans les différents lots expérimentaux.....	55

LISTE DES FIGURES

Figure 1. Appareil reproducteur en place de la brebis.	02
Figure 2. Appareil génital de la brebis étalé après avoir été isolé et ouvert dorsalement.	03
Figure 3. Représentation, schématique de la structure interne de l’ovaire montrant la séquence du développement d’un follicule, l’ovulation, la formation et l’évolution du CJ (ovaire de femme)....	04
Figure 4. Représentation schématique de la combinaison des effets de l’âge et du mois de naissance sur l’expression de la puberté chez la brebis.	07
Figure 5. Schéma du cycle ovarien de la brebis.	07
Figure 6. Evolution des profils hormonaux au cours du cycle sexuel de la brebis.	09
Figure 7. Palpation lombaire pour la notation de l’état corporel.	15
Figure 8. Représentation schématique de la réponse à l’effet mâle chez la brebis.....	17
Figure 9. Les variations des taux de fertilité obtenus par IA, par rapport au moment de pose des éponges vaginales (FGA).....	21
Figure 10. Matériel utilisé pour la pose des éponges.	22
Figure 11. Pose d’une éponge vaginale chez une brebis.....	22
Figure 12. Retrait de l’éponge vaginale et injection de PMSG chez une brebis.....	22
Figure 13. Les différents composants du vagin artificiel utilisé chez les ovins.....	24
Figure 14. Mannequin boute-en-train.	25
Figure 15. Electro-éjaculateur.....	26
Figure 16. Nefelometre.....	28
Figure 17. Densimètre.....	29
Figure 18. Spéculum éclairant.....	34
Figure 19. Pistolets d’insémination et différents types de gaines.....	34
Figure 20. Moment optimal de l’IA chez les ovins.....	35
Figure 21. Cathéter d’insémination modifié de Milovanov.....	37
Figure 22. Matériel utilisé pour l’IA par voie laparoscopique.....	39
Figure 23. Le vagin artificiel utilisé pour la récolte de la semence.....	48
Figure 24. Aspect de la semence au microscope (grossissement x400).....	49
Figure 25. Conditionnement de la semence récoltée.....	50
Figure 26. L’acte d’insémination chez l’agnelle.....	51
Figure 27. Détection des retours de chaleurs chez les agnelles.....	52
Figure 28. Diagnostic de gestation par échographie.....	53
Figure 29. Nombre de gestations, nombre de mise bas (fertilité) et nombre de naissances (fécondité) des différents lots expérimentaux (moyennes ± écart-type).....	56

En Algérie, l'élevage ovin a depuis toujours occupé une place importante dans l'économie agricole du pays et fait en quelque sorte partie des coutumes locales. Le cheptel ovin algérien a été estimé, en 2005, à 18.777.117 têtes (Ministère de l'Agriculture ; Direction des Statistiques, 2005) dont la majorité appartient à la race Ouled Djellal.

L'élevage ovin algérien est en grande partie sous l'égide des nomades qui pratiquent un élevage extensif et traditionnel, mené souvent de manière archaïque avec une reproduction basée essentiellement sur la lutte libre (sans intervention de l'homme). Ceci se répercute sur les performances de reproduction qui restent faibles. L'amélioration de la productivité des élevages passerait par une modernisation des systèmes d'élevage et l'adoption des nouvelles biotechnologies de la reproduction.

A l'état actuel, la reproduction ovine souffre d'un manque d'intérêt, contrairement à la reproduction bovine qui elle est en plein essor grâce à l'introduction des biotechnologies à l'image de l'insémination artificielle et de la synchronisation des chaleurs.

Cette situation pourrait s'expliquer, d'une part, par le manque de sensibilisation des éleveurs ovins algériens aux nouvelles techniques, d'autre part, par le coût élevé inhérent à leur application, sans oublier le manque de maîtrise de ces procédés par le personnel technique (vétérinaires, éleveurs et techniciens).

Dans le cadre de cette étude, nous nous proposons d'appliquer la technique d'insémination artificielle dans un élevage ovin local de race Ouled Djellal afin de déterminer l'intérêt de son utilisation par rapport à la lutte libre. Nous examinons, en parallèle, l'efficacité d'un traitement de synchronisation par de nouvelles éponges vaginales (dosées à 60 mg de medroxyprogestérone) récemment introduites dans le marché algérien. Nous précisons enfin l'impact de différents niveaux d'apport de PMSG à injecter après retrait de ces éponges pour déterminer la dose optimale sur le plan économique et reproductif.

Dans le présent rapport, nous commençons par une étude bibliographique, puis nous détaillons le matériel animal utilisé et les différentes méthodes appliquées dans notre essai et enfin, nous exposons et discutons les principaux résultats obtenus.

Dans la présente synthèse bibliographique, nous rappellerons, en premier lieu et brièvement, les bases anatomiques et physiologiques de la fonction de reproduction de la brebis, puis nous exposerons succinctement les différentes techniques de lutte utilisées traditionnellement dans nos élevages ovins. En deuxième lieu, nous passerons en revue les différentes exigences auxquelles doivent répondre les géniteurs orientés vers l'insémination artificielle (IA), ainsi que les paramètres d'élevage les plus importants pour sa réussite. Enfin, une étude élargie sur l'IA sera développée.

I. Bases anatomiques et physiologiques de la reproduction chez la brebis

Comme chez toute les femelles mammifères, l'appareil reproducteur de la brebis assure : la production des gamètes femelles ou ovules, l'accueil et l'acheminement des gamètes mâles ou spermatozoïdes, la fécondation de l'ovule, le transit et l'implantation de l'oeuf fécondé, le développement de l'embryon puis du fœtus pendant la gestation et l'expulsion de ce dernier lors de la parturition (VAISSAIRE et al, 1977).

I.1. Anatomie de l'appareil reproducteur de la brebis

La représentation schématique, la situation topographique et quelques caractéristiques anatomiques de l'appareil génital de la brebis sont présentées dans les figures 1 et 2 et le tableau 1. En bref, l'appareil reproducteur comprend :

- Deux ovaires ou gonades femelles qui assurent l'élaboration des gamètes femelles (fonction exocrine) et la synthèse d'hormones femelles (fonction endocrine),
- Des voies génitales constituées de l'oviducte (lieu de la fécondation), l'utérus (organe de la gestation), le vagin et la vulve (organes d'accouplement).

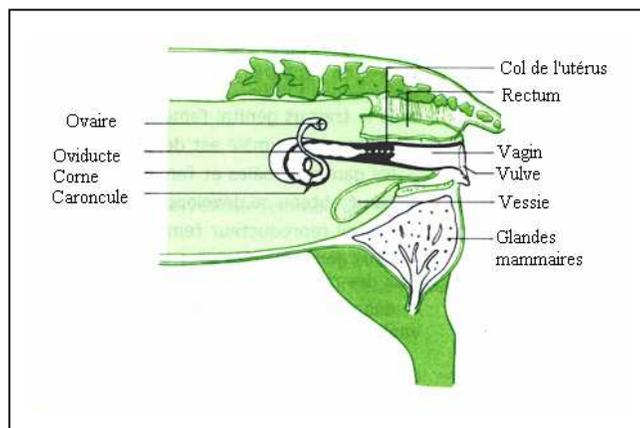


Figure 1 : Appareil reproducteur en place de la brebis (adapté de BONNES et al, 1988).

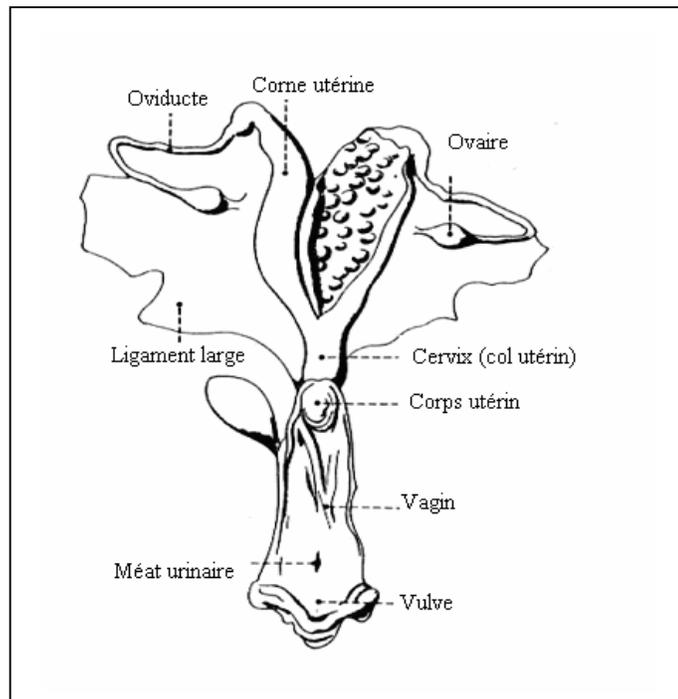


Figure 2 : Appareil génital de la brebis étalé après avoir été isolé et ouvert dorsalement (adapté de VAISSAIRE, 1977).

Tableau 1 : Caractéristiques anatomiques des organes génitaux de la brebis (adapté de HAFEZ, 1974; VAISSAIRE, 1977 ; BONNES et al, 1988).

Organes	Caractéristiques	
Ovaire	Poids	3-5 g
	Longueur	1,5 cm
	Epaisseur	1 cm
Oviducte	Longueur	15-19 cm
Utérus	Type	Bipartie
	Longueur des cornes	10-12 cm
	Longueur du corps	1-2 cm
	Endomètre	88-96 caroncules
	Longueur du col	4-10 cm
	Diamètre du col	2-3 cm
	Lumière du col	5-7 anneaux
Vagin	Longueur	10-14 cm
Hymen	Bien développé	
Vestibule	Longueur	2,5-3 cm

I.1.1. Les ovaires

Ce sont des organes pairs, de forme ovoïde ou sphérique, situés dans la cavité abdominale en région lombaire. Chaque ovaire est maintenu par le ligament large.

D'un point de vue histologique, l'ovaire est revêtu d'un épithélium cubique simple, sous lequel on distingue deux parties : une **zone médullaire** centrale, formée de tissu conjonctif dans lequel circulent les vaisseaux sanguins, les vaisseaux lymphatiques et les nerfs et une **zone corticale** périphérique constituée par un tissu conjonctif, le stroma ovarien qui se densifie sous l'épithélium pour former l'albuginée (BONNES et al, 1988).

Dans le stroma cortical se trouvent les **organites ovariens** qui sont (suivant leur évolution) : les **follicules primordiaux** ou follicules quiescents et les **follicules évolutifs** ou gamétogènes (follicules primaires, secondaires ou pleins, tertiaires ou cavitaires et les follicules mûrs ou de De Graaf) (voir Figure 3 et Tableau 2) (DRIANCOURT et al, 2001).

Tableau 2 : Caractéristiques des organites ovariens chez la brebis (BONNES et al, 1988)

Organites ovariens	Caractéristiques	
Follicules de DEGRAAF	Nombre	1-4
	Diamètre	5-20 mm
Corps jaune	Diamètre	9 mm
	Forme	Sphérique ou ovoïde

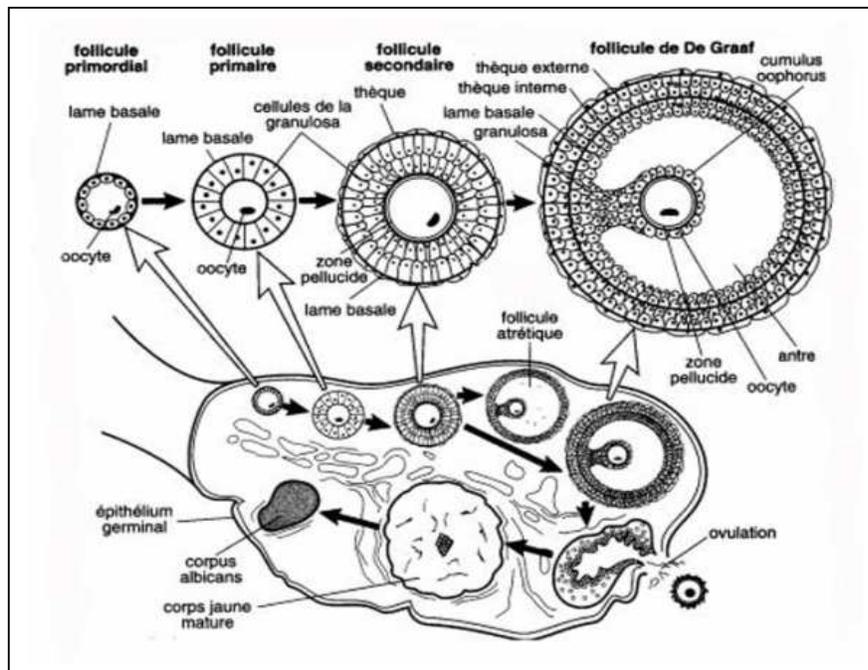


Figure 3 : Représentation, schématique de la structure interne de l'ovaire montrant la séquence du développement d'un follicule, l'ovulation, la formation et l'évolution du corps jaune (CJ) (ovaire de femme) (<http://www.theses.ulaval.ca/2005/22412/22412000.jpg>).

I.1.2. Les voies génitales :

*Les oviductes (ou trompes utérines ou trompes de Fallope ou salpinx) constituent la partie initiale des voies génitales femelles. Chaque oviducte comporte 4 segments : le **pavillon** (ou pré-ampoule), en forme d'entonnoir évasé qui s'ouvre en regard de la zone germinative de l'ovaire pour recueillir le ou les gamètes femelles lors de l'ovulation ; **l'ampoule**, portion légèrement dilatée où a lieu la fécondation (rencontre et fusion de l'ovule et du spermatozoïde) ; **l'isthme**, portion étroite et la portion intra-murale ou **jonction utéro-tubaire**, zone de jonction de l'oviducte et de la corne utérine correspondante (voir Tableau 1 et Figure 2) (BONNES et al, 1988).*

La fonction de l'oviducte est triple : glandulaire, ciliaire et contractile. L'oviducte recueille les ovocytes libérés par l'ovaire. Il livre passage aux spermatozoïdes qui remontent les voies génitales de la femelle après le coït. Il abrite la fécondation lorsqu'elle se produit, le début de segmentation du zygote et assure sa migration vers l'utérus (VAISSAIRE, 1977).

*L'utérus (ou matrice) est l'organe de la gestation. Il comprend 3 parties : **deux cornes utérines** dans lesquelles débouchent les oviductes ; **un corps** ou cavité utérine ; **un col** ou **cervix** constitué par un fort épaissement de la paroi du conduit génital et qui sépare la cavité utérine de celle du vagin (voir Tableau 1 et Figure 2). La paroi des cornes et du corps utérins comporte trois tissus : une muqueuse = **l'endomètre**, une musculuse = le **myomètre** et une séreuse = **l'adventice** (BONNES et al, 1988).*

*Le vagin et la vulve forment l'organe d'accouplement de la femelle et permettent le passage du fœtus à la mise bas. Le **vagin** est un conduit entièrement logé dans la cavité pelvienne. Son extrémité antérieure s'insère autour du col utérin. La limite entre le vagin et la vulve est délimitée par une cloison mince incomplète : **l'hymen** qui est bien développé chez la brebis. La **vulve**, partie commune à l'appareil génital et urinaire, comporte le **vestibule** et **l'orifice vulvaire** délimité par les **lèvres**. Le vestibule reçoit l'urètre en avant de l'hymen. A mi-longueur débouchent les **glandes de Bartholin** dont la sécrétion lubrifiante facilite l'accouplement. Au niveau de la commissure ventrale des lèvres vulvaires se trouve le **clitoris** qui est l'équivalent rudimentaire du pénis, dépourvu d'urètre mais pourvu de tissu érectile (voir Tableau 1 et Figure 2) (BONNES et al, 1988).*

I.2. Physiologie de l'activité sexuelle de la brebis

I.2.1. Le rythme de reproduction des brebis

Le rythme de reproduction des brebis est saisonnier. Il dépend de la variation de la durée du jour au cours de l'année. Ainsi, les brebis manifestent une activité sexuelle lorsque la durée du jour diminue (du début de l'été à la fin de l'automne) : c'est la *saison sexuelle*. Elles sont au repos sexuel

(*anoestrus saisonnier*) lorsque la durée du jour augmente (du début de l'hiver à la fin du printemps) (DONOVAN et al, 2001). Plusieurs facteurs comme la race (Tableau 3), le climat ou l'alimentation peuvent modifier la durée de la saison sexuelle. Par ailleurs, la durée et l'intensité de l'anoestrus varient d'une race à l'autre. Ainsi, certaines races de brebis présentent quelques chaleurs au printemps tandis que d'autres ont une saison sexuelle très courte (du mois d'août au mois de décembre) (BOUKHLIQ, 2002).

Tableau 3 : Durée de la saison sexuelle chez certaines races ovines (HAFEZ, 1974)

Races	Durée du cycle sexuel en jours (j)
Préalpe	260 j
Mérinos	200 j
Blackface	139 j
Southdown	120 j
Welsh	133 j
Leicester	131 j
Romney	171 j
Suffolk	189 j
Dorset	223 j

I.2.2. La puberté

La puberté (apparition de l'activité sexuelle cyclique chez l'agnelle) se manifeste, selon les races, à l'âge de 6 à 10 mois (HAFEZ, 1974). La figure 4 représente schématiquement la combinaison des effets de l'âge et du mois de naissance sur l'expression de la puberté chez la brebis. Elle met en évidence un effet de seuil important du mois de naissance (avant ou après le mois de mai) sur l'âge à la première saison sexuelle (BODIN et al, 1999). Si cet âge est atteint pendant l'automne, les agnelles manifesteront des chaleurs, mais cette première saison sexuelle sera très courte. Si par contre, il est atteint au printemps, les agnelles ne manifesteront pas de chaleurs, qui ne seront visibles que lors de la saison sexuelle suivante (BOUKHLIQ, 2002). Il est à noter que l'apparition des premières chaleurs chez les agnelles n'est pas une garantie de réussite de leur fécondation. Il faut qu'elles aient atteint au moins les 2/3 du poids d'une femelle adulte de même race pour pouvoir mener une gestation à terme (BRICE et PERRET, 1997).

I.2.3. Le cycle sexuel de la brebis

A partir de la puberté et durant la saison sexuelle, les brebis non gestantes manifestent une activité sexuelle *cyclique* : elles viennent régulièrement en chaleur tous les 17 jours en moyenne (DRIANCOURT et al, 2001). Cette durée de cycle, définie par l'intervalle entre l'apparition de deux manifestations de chaleurs consécutives, est une caractéristique de l'espèce et varie peu selon la race (MEYER et al, 2004). Les variations, quand elles existent, sont liées au poids des animaux, à

leur état physiologique, à des facteurs climatiques et saisonniers, ou éventuellement pathologiques (MEYER et al, 2004).

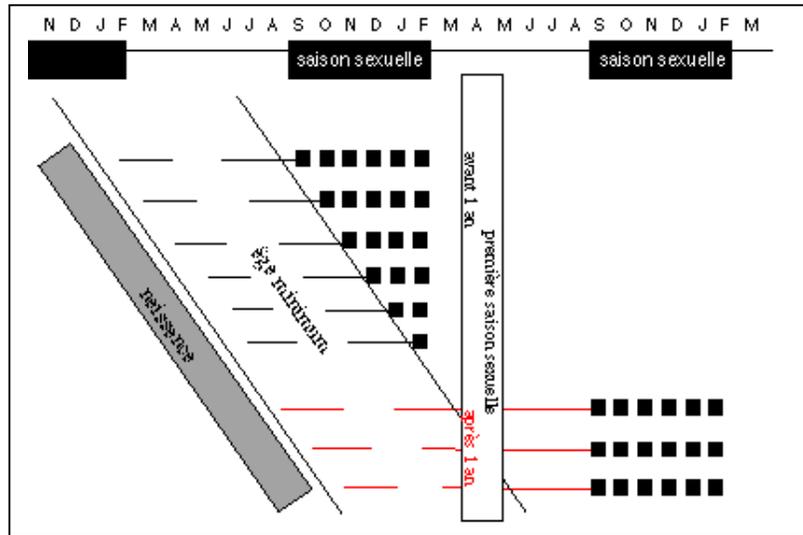


Figure 4 : Représentation schématique de la combinaison des effets de l'âge et du mois de naissance sur l'expression de la puberté chez la brebis (BODIN et al, 1999)

Comme chez les autres mammifères, le cycle de la brebis (17 jours en moyenne) se divise en deux phases: *une phase folliculaire*, relativement courte (3-4 jours), dans laquelle un ou plusieurs follicules entrent en maturation pour aboutir à l'ovulation (production de gamètes fécondables) et *une phase lutéale* (13-14 jours), période de formation et de fonctionnement du ou des corps jaunes (Figure 5).

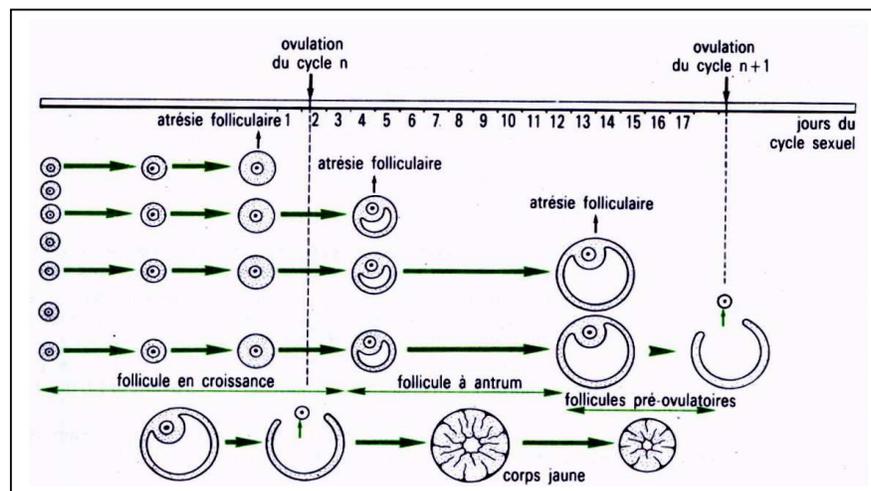


Figure 5 : Schéma du cycle ovarien de la brebis (adapté de BONNES et al, 1988)

Remarque : La croissance folliculaire est également représentée sur ce schéma

Le déroulement du cycle est contrôlé par l'interaction de plusieurs hormones (hypothalamique, hypophysaire, ovarienne et utérine) dont les principales actions sont rappelées dans tableau 4. Les profils hormonaux durant le cycle sexuel de la brebis sont représentés dans la figure 6.

Tableau 4 : Site de synthèse et rôles des principales hormones impliquées dans le cycle sexuel de la brebis (Synthèse de plusieurs auteurs).

Hormone (<i>nature chimique</i>)	Site de sécrétion	Rôles
Gonadotropin releasing hormone (GnRH) = Gonadolibérine (<i>polypeptide</i>)	Hypothalamus	Stimule la synthèse et sécrétion de LH Stimule la sécrétion de FSH
Luteinizing hormone (LH) = Lutropine ou hormone lutéinisante (<i>protide</i>)	Antéhypophyse	Assure la maturation folliculaire Provoque l'ovulation Induit la reprise de la méiose dans l'ovocyte Action lutéotrophique (induit la lutéinisation) Stimule la sécrétion de progestérone.
Follicle stimulating hormone (FSH) = Follitropine ou hormone folliculostimulante (<i>glycoprotéine</i>)	Antéhypophyse	Stimule la maturation folliculaire Stimule la sécrétion d'oestrogène S'oppose à l'atresie folliculaire
Les oestrogènes (<i>stéroïdes</i>)	Ovaire	Assurent le développement de toutes les structures génitales (oviducte, vagin, utérus...) Stimule la prolifération des cellules de l'endomètre Sensibilisent le myomètre au facteur ocytotique Augmentent la vascularisation et la perméabilité vasculaire Favorise la sécrétion d'une glaire cervicale fluide Induisent l'oestrus par action sur le SNC Induisent le type morphologique femelle Action anabolisante et mammogène
La progestérone (<i>stéroïde</i>)	Ovaire	Inhibe la maturation complète des follicules et l'ovulation Conditionne la descente de l'œuf dans l'oviducte Assure la préparation de l'utérus à la gestation (inhibe la motricité du myomètre, induit l'hyperplasie de l'endomètre, stimule le développement et les sécrétions des glandes utérines) Favorise la sécrétion d'une glaire cervicale visqueuse Inhibe la libido et intervient sur le comportement maternel Action mammogène Inhibe la décharge cyclique de GnRH
L'inhibine (<i>cytokine , polypéptide</i>)	Ovaire	Freine la sécrétion de FSH observées au cours de la phase folliculaire
Prostaglandine F2alpha (<i>écosanoïde</i>)	Utérus (endomètre)	Action lutéolytique
La mélatonine (<i>monoamine</i>)	Glande pinéale (épiphyse)	Action antigonadotrope Responsable du caractère saisonnier

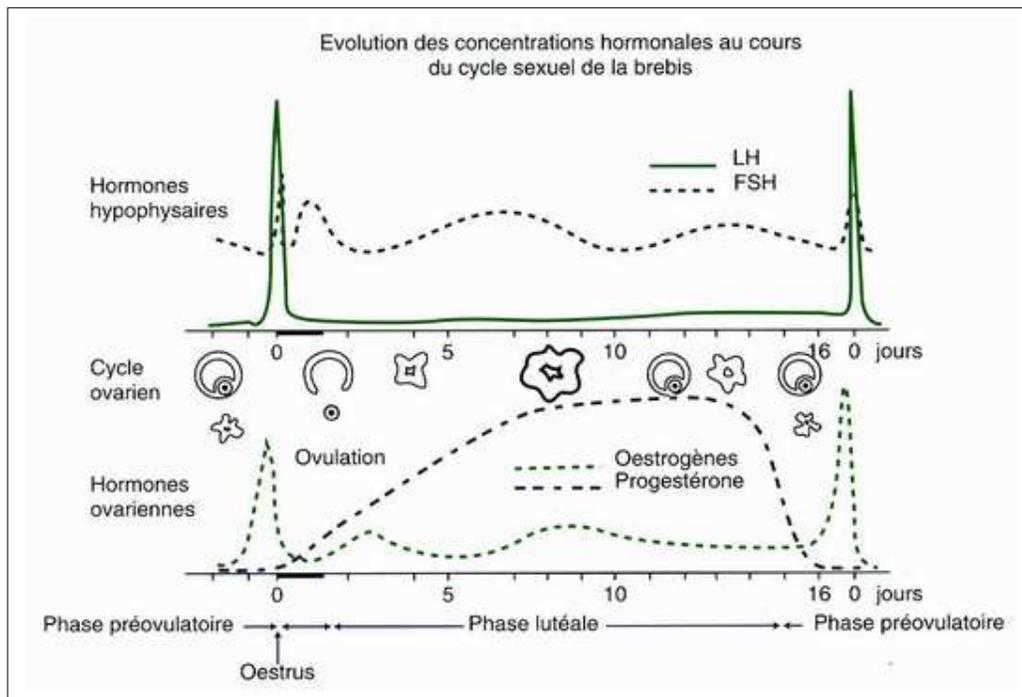


Figure 6 : Evolution des profils hormonaux au cours du cycle sexuel de la brebis
 (<http://www.refer.org.ma/ovirep/cours2/brebis.htm#cycle>)

En bref, la phase folliculaire, où la brebis est en imprégnation oestrogénique, se termine par les chaleurs et l'ovulation. Durant cette phase, l'hypothalamus secrète la GnRH qui va stimuler la production des hormones gonadotropes (FSH et LH). Ces dernières vont provoquer, dans l'ovaire, le déclenchement des dernières étapes du développement d'un ou de plusieurs follicules. Ces follicules produisent des œstrogènes responsables de l'apparition des chaleurs et de modification au niveau de l'endomètre en vue de d'une éventuelle gestation.

La fin de la phase folliculaire est marquée par l'éclatement du follicule et la libération de l'ovule environ 30 heures après le début des chaleurs chez les brebis : c'est l'ovulation. Elle est le résultat d'un pic sanguin de LH précédé quelques heures avant par un pic d'oestrogènes (HAFEZ, 1974).

Par la suite, le follicule ayant ovulé se transforme en corps jaune qui va produire de la progestérone tout au long de la phase lutéale, bloquant ainsi la libération hypophysaire de FSH et de LH (DRIANCOURT et LEVASSEUR, 2001).

L'absence d'embryon dans l'utérus suite à une non fécondation de l'œuf ovulé, entraîne, 13 à 14 jours après l'ovulation, la production de prostaglandine F₂α par l'utérus. Celle-ci provoque la destruction du corps jaune et l'arrêt de la production de progestérone. Le rétrocontrôle négatif sur la sécrétion des hormones hypophysaires sera alors levé et un nouveau cycle peut alors démarrer (HAFEZ, 1974).

La mélatonine, hormone épiphysaire, est le messager biochimique qui permet de traduire l'information photopériodique et par conséquent de mesurer la durée de l'éclairement quotidien.

Cette hormone est sécrétée uniquement pendant la phase obscure. Une durée de sécrétion longue est interprétée par les brebis comme un jour court ce qui déclenche leur activité sexuelle et ceci même si leurs yeux perçoivent des jours longs (ZAIEM et al, 2000). La mélatonine semble directement agir sur l'hypothalamus en inhibant la sécrétion de GnRH qui aura pour effet de bloquer les sécrétions de FSH et LH abaissant la concentration plasmatique d'oestrogènes, d'où absence de chaleurs pendant ces périodes (COUROT, 1988).

Par ailleurs, l'activité sexuelle de la brebis est stoppée par la gestation et ne recommence pas immédiatement après la mise bas en raison de *l'anoestrus post-partum* connu aussi sous le nom *d'anoestrus de lactation*. Sa durée varie en fonction de la race, du mode de conduite du troupeau et de la date de mise bas mais aussi de la durée de l'anoestrus saisonnier (BOUKHLIQ, 2002).

En conclusion de cette partie, le tableau 5 résume les principales normes physiologiques chez la brebis.

Tableau 5 : Normes physiologiques chez les femelles de l'espèce ovine (OUATTARA, 2001)

LES CHALEURS	Durée moyenne : 24 à 48H (il existe des variations en fonction de la race, de l'âge « <i>les brebis adultes ont des chaleurs plus longues que les antenaises et les agnelles</i> ».
LA GESTATION	Durée moyenne : 146 jours (140-152j).
L'INVOLUTION UTERINE	Elle est complète 20 à 30 jours après la mise bas .
L'OVULATION	Il a lieu 20 à 30 h après le début des chaleurs ; Ainsi chez les femelles dont les chaleurs ont été synchronisées ,l'ovulation a lieu 62±1h après l'arrêt du traitement, soit 29 à 30 h après le début des chaleurs.
L'AGE A LA PUBERTE	6 mois. ; elle apparaît lorsque le poids de la femelle correspond à 40 à 60% du poids adulte. Elle est précoce pour certaines races(ex : D'MAN Elle est tardive pour d'autres
DUREE DU CYCLE	14 à 19 jours .
DUREE DE GESTATION	5 MOIS ± 1 semaine.
AGE DE FERTILITE MAXIMALE	3 à 6 ans.
AGE A LA REFORME	5 à 9 ans.
AGE AU PREMIER AGNELLAGES	10 à 12 mois.

II. Les méthodes de lutte utilisées en élevage ovin

La lutte reste la technique la plus utilisée, même de nos jours, dans la reproduction ovine. Elle consiste à laisser la fécondation se faire naturellement par contact direct entre le mâle et la femelle. Il en existe les variantes suivantes : la lutte libre, la lutte par lots et la lutte en main. Ces différents procédés ont tous un point en commun : ils nécessitent la présence d'un nombre plus au moins important de mâles dans le cheptel. Celui-ci est déterminé en prenant en compte la saison sexuelle, l'âge des mâles et l'âge des femelles (SOLTNER, 1989). Il est à noter que la période propice à la lutte se situe entre août et décembre. La lutte s'étend plus généralement sur 40 jours (2 cycles œstraux) (OUATTARA, 2001).

II.1. La lutte libre

Pratiquée par 80% des éleveurs, elle consiste à laisser libres les brebis et les agnelles en présence des mâles. Cette technique est simple et peut donner parfois une bonne prolificité (SOLTNER, 1989). Elle présente toutefois les inconvénients suivants :

- ✓ La difficulté de rationaliser le calendrier d'agnelage
- ✓ L'impossibilité de contrôler la parenté
- ✓ L'impossibilité de détecter la stérilité éventuelle de certains béliers
- ✓ La baisse de fertilité du cheptel, si le bélier dominant présente lui-même des problèmes de fertilité.

II.2. La lutte par lots

Elle consiste à répartir le troupeau en lots de brebis et d'agnelles, et à les séparer de façon à avoir un groupe par bélier. Le mâle est mis au contact des femelles sur une période de 6 à 8 semaines selon les modalités présentées dans le tableau 6.

Tableau 6 : Nombre de femelles par lot selon l'âge du bélier et la saison sexuelle (OUATTARA, 2001)

	Nombre de femelles	
	En saison sexuelle	En contre saison
Bélier de moins de 2 ans	30	-
Bélier de plus de 2 ans	40 à 50	30 à 35

Cette technique permet un meilleur contrôle de la paternité et une bonne gestion de la période d'agnelage surtout en étant couplée à une synchronisation des chaleurs. Toutefois, une fertilité

moindre est constatée par rapport à la lutte libre, surtout en cas de problème de stérilité chez le mâle, sans compter le délaissement de certaines brebis par le mâle auquel elles sont confiées (SOLTNER, 1989). Ces problèmes peuvent être atténués par une permutation des mâles : une lutte de 7 à 8 semaines est assurée par un premier bélier ; 10 jours après son retrait, il est remplacé par un autre pour une lutte de rattrapage. Cette période est nécessaire pour le contrôle de la paternité.

II.3. La lutte avec monte en main

Les brebis en chaleur sont détectées grâce à un bélier vasectomisé ou muni d'un tablier empêchant la saillie, dit boute-en-train et habillé d'un harnais marqueur. Une fois détectée, chaque brebis est présentée individuellement à un mâle dans un enclos spécial.

Cette technique est intéressante dans la mesure où elle permet une sélection généalogique précise. Cependant elle présente plusieurs inconvénients. D'une part, le nombre de brebis par bélier par jour est peu important, il est au maximum de 10 pour un bélier adulte, et de 5 pour un bélier jeune. Une période de repos de l'ordre de 3 à 4 jours en saison sexuelle et de 7 jours en hors saison doit être respectée. D'autre part, cette technique est onéreuse car elle nécessite l'entretien d'un grand nombre de béliers surtout en contre saison (SOLTNER, 1989).

En conclusion de cette partie, les modalités pratiques, les avantages et les inconvénients des principales techniques de lutte praticables chez les ovins sont résumés dans le tableau 7.

**Tableau 7 : Détail des principales techniques de lutte
(OUATTARA, 2001)**

TYPE DE LUTTE	AVANTAGES	INCONVENIENTS
Lutte libre :béliers en permanences dans le troupeau	Simple, assez bonne prolificité et fertilité	*Agnelage étalée *Risque de combat entre les brebis *impossibilité de contrôler la parenté *fertilité réduite si bélier dominant stérile.
Lutte par lot :repartir le troupeau en lots de brebis ; (un seul bélier par lot) (lutte de 6 à 8 semaines) <u>en saison sexuelle</u> : 40-50 brebis par bélier adulte. <u>en contre saison</u> 30 à 35 brebis par bélier adulte.	*control de la paternité *gestion des périodes d'agnelage.	Fertilité moindre qu'en lutte libre.
Lutte avec monte en main : est utilisé seulement après synchronisation des chaleurs de façon a s'assurer que chaque brebis a été effectivement saillie ; Chaque brebis est saillie 2 fois(48 h et 60 h après le retrait des éponges <u>En saison sexuelle</u> : 10 brebis par béliers par jour puis repos de 3-4 jours <u>en contre saison</u> 5 brebis par bélier par jour puis un repos de 7 jours.	Sélection généalogique précise.	Très coûteuse.

III. L'insémination artificielle

III.1. Définition

L'insémination artificielle (IA) est une méthode de reproduction imaginée par l'homme qui supprime le contact entre les sexes et qui permet de faire se rejoindre les gamètes sans limite de temps et d'espace. Elle permet la création et la diffusion du progrès génétique dans les conditions techniques et économiques autrement inimaginables (PAREZ, 1987).

Sur le plan pratique, l'IA consiste à recueillir le sperme par un artifice variable, à le diluer et à le conserver avant de l'introduire dans les voies génitales de la femelle au moyen d'instruments appropriés (VAISSAIRE, 1977).

III.2. Historique

Les plus anciennes traces de l'IA apparaissent au XIV^e siècle chez les arabes, mais sa première utilisation réussie connue fut celle effectuée par le physiologiste Italien, SPALLANZANI (1782), qui après avoir inséminé artificiellement une chienne, obtint trois chiots. L'expression « insémination artificielle » a été utilisée pour la première fois par IVANOFF (1930), après l'avoir expérimentée chez les ovins. Après cette date, les découvertes inhérentes à cette technique ne vont que s'accélérer : AMANTEA (1914) a démontré avec les porcs, la possibilité de récolter un éjaculat complet avec un vagin artificiel.

Avant la première guerre mondiale, SALISBURY et PHILLYS proposent un dilueur à base de citrate de sodium et de jaune d'œufs pour conserver la semence à +4° C pendant 48 à 72 heures. En 1949, des chercheurs Anglais ont mis au point une méthode pratique pour congeler les spermatozoïdes afin de les conserver longtemps à des températures de glace sèche (-72°C) et plus tard dans de l'azote liquide (-196°C). Peu après, le français CASSOU mis au point, en 1951, une méthode universelle de conditionnement de la semence en paillette fine, avec une capacité de 0,5 et 0,25 ml. Ensuite, il inventa le pistolet d'insémination. L'IA en Algérie a débuté en automne 1945. Le premier veau de la vache « BAYA » est né en 1946 à l'étable du département de zootechnie au niveau de l'institut national agronomique d'Alger (SALHI, 2005).

III.3. Choix des animaux pour l'IA

Pour une bonne réussite de l'IA, le choix des géniteurs est un facteur clef. Ces derniers doivent répondre à plusieurs critères relatifs aux animaux eux-mêmes et aux conditions d'élevage. Les plus importants à prendre en compte sont les suivant :

III.3.1. L'âge

Les femelles orientées vers l'IA doivent être âgées d'au moins 7 mois. Dans les élevages où les femelles de renouvellement effectuent une partie de leur croissance à l'herbe, il est préférable d'attendre 9 à 10 mois d'âge (BRICE et PERRET, 1997). Les brebis ayant un âge compris entre 5 et 7 ans sont moins aptes à l'IA et sont donc orientées vers la saillie naturelle (BRICE et PERRET, 1997).

Concernant les mâles, il est admis qu'un jeune bélier proprement alimenté, et ayant une bonne hygiène de vie, peut être sujet à une première collecte à un âge avoisinant 7 à 8 mois (HAFEZ, 1974). Les résultats de BRIOIS et al (1988) confirment que les agneaux sont capables de produire un sperme suffisamment concentré pour être utilisé en IA dès l'âge de 7 à 8 mois, dès lors qu'ils sont soumis à un environnement lumineux favorable à partir de l'âge de 3 mois. Cette stimulation lumineuse est favorable à un bon développement testiculaire.

III.3.2. Le poids

Pour les femelles, il doit être égal au moins aux 2/3 du poids d'un adulte normal de même race (BRICE et PERRET, 1997). Pour les mâles, le poids doit être au moins supérieur à 50% du poids adulte (BARYL et al, 1993).

III.3.3. L'état corporel

Les individus des deux sexes doivent présenter un état intermédiaire, ni trop gras ni trop maigre. Un bélier de conformation moyenne montrera non seulement plus d'ardeur lors de la reproduction, mais aura aussi une meilleure spermatogenèse (MEYER et al, 2004).

Sur l'échelle de GUNN, basée sur l'appréciation de la proéminence des apophyses transverses et le développement des masses musculaires et adipeuses par une palpation dorsale et abdominale (Figure 7), une femelle ayant un état corporel intermédiaire a une note de 3 à 3,5 (BRICE et PERRET, 1997).

III.3.4. L'écart mise bas/ mise à la reproduction

Ce délai tient compte de l'involution utérine et du repos sexuel provoqué par la lactation qui peut se superposer à l'anoestrus saisonnier. Cet écart sera de l'ordre de 3 mois pour les mises bas intervenant entre février et mai et de 2 mois pour celles intervenant entre août et décembre (BRICE et PERRET, 1997). Il est à noter que seules les femelles ayant mis bas l'année précédente sont remises à la reproduction (MEYER et al, 2004).



**Figure 7 : Palpation lombaire pour la notation de l'état corporel.
(MEYER et al, 2004)**

III.4. Préparation des animaux pour l'IA

Elle portera sur les aspects suivants : l'alimentation, le traitement hygiénique et sanitaire des géniteurs ainsi que la préparation des femelles (synchronisation des chaleurs).

III.4.1. Le facteur alimentaire

Tant sur le plan quantitatif que qualitatif, l'alimentation constitue un facteur primordial dans la réussite de n'importe quel programme de reproduction. Des rations équilibrées conditionnent le bon développement corporel qui semble être un facteur plus important que l'âge dans l'apparition de la puberté (DERIVAUX, 1971 ; BONNES ET al, 1988 ; MEYER et al, 2004).

Une sous-alimentation provoque en général un syndrome hormono-sexuel se traduisant par une baisse de sécrétion des facteurs gonadotropes (DERIVAUX, 1971). Ainsi, une brebis, sous-alimentée durant sa première année de vie présentera une diminution des taux d'ovulation et de naissances multiples durant sa vie adulte (BARYL et al, 1993). Chez les brebis adultes, la sous-alimentation induit l'anoestrus ou la naissance de veaux morts en cas de conception (DERIVAUX, 1971).

Par ailleurs, la suralimentation a aussi un effet néfaste car elle favorise l'adiposité qui est reconnue comme un facteur défavorable à une bonne fertilité (DERIVAUX, 1971; HAFEZ, 1974). Chez les mâles, une alimentation carencée en énergie durant le stade de croissance peut induire un retard dans la puberté, et même une réduction de la masse testiculaire directement en rapport avec la fertilité du jeune bélier (HAFEZ, 1974). En outre, il y aurait chez le bélier, un indice de corrélation entre le poids testiculaire et la production de spermatozoïde égal à 0,84 ou 0,77 suivant la saison

(DERIVAUX, 1971). De même, il existerait un autre indice de corrélation entre le développement testiculaire et le poids corporel qui est de l'ordre de 0,93 (DERIVAUX, 1971).

En pratique, une supplémentation alimentaire (flushing) est additionnée à la ration de base environ 3 semaines avant la mise à la reproduction des femelles. Elle représente un complément énergétique à la ration de base de l'ordre de 10 à 15%, soit 300 à 400 g de céréales (BRICE et PERRET, 1997). Le flushing augmente le taux d'ovulation et le taux de prolificité s'il est maintenu après la nidation (BRICE et PERRET, 1997). Il peut également avoir une répercussion sur le nombre de conception gémellaire (DERIVAUX.J, 1971). Toutefois, il serait illusoire d'espérer de bons résultats pour des femelles ayant une note inférieure à 2. Celles-ci doivent subir une remise à niveau avant d'envisager une mise à la reproduction (BRICE et PERRET, 1997).

Pour les mâles, il est préconisé d'apporter 300 à 500g de concentré en complément à la ration un mois avant et pendant la période de récolte (quand celle-ci est répétée et prolongée dans le temps) (FERNANDEZ, 2003). En revanche, un complément de plus de 500g par jour est à proscrire car il y a risque d'urolithiase suite à la précipitation des phosphates (FERNANDEZ, 2003).

Il est à noter que pour des animaux ayant une note supérieure ou égale à 4, un supplément énergétique peut être défavorable (BRICE et PERRET, 1997). En outre, certains fourrages tels que les crucifères qui contiennent des substances goitrigènes et anémiantes ainsi que des légumineuses qui peuvent renfermer des substances œstrogéniques (coumestrol, isoflavone...) sont à utiliser avec précaution (BRICE et PERRET, 1997). Ainsi, une consommation élevée de ces deux fourrages en période reproductive induit des baisses de fertilité voire même des mortalités embryonnaires (BRICE et PERRET, 1997). Enfin, la mise à l'herbe pendant la phase reproductive constitue un stress et peut donc affecter la fertilité (MEYER et al, 2004).

III.4.2. Traitement hygiénique et sanitaire

La réussite de l'IA est tributaire d'un bon suivi sanitaire basé à la fois sur le dépistage, le traitement et surtout la prévention des maladies (BRICE et PERRET, 1997). Le déparasitage et la vaccination contre les maladies abortives s'imposent et doivent être effectués au moins une semaine avant la pose des éponges (BRICE et PERRET, 1997). Il est préconisé de tondre, chez la femelle, les régions anale, périnéale et la région de la queue, pour faciliter la pose des éponges et l'IA. Parallèlement, la tonte de la région du fourreau et du scrotum, chez le mâle, permettra d'éviter la contamination du vagin artificiel par les poils qui retiennent les impuretés (HAFEZ, 1974).

Il est à noter que le dépucelage des agnelles est préconisé au moins 8 jours avant la pose des éponges vaginales (MEYER et al, 2004). Cette opération aura pour effet de limiter, à la fois, les risques liés à la perforation de la muqueuse vaginale et ceux en rapport avec l'adhérence des éponges au vagin lors de la pose et du retrait (MEYER et al, 2004).

III.4.3. La synchronisation des chaleurs

Deux méthodes peuvent être envisagées : la méthode non hormonale en utilisant l'effet bélier et la méthode hormonale par utilisation de progestagènes ou de prostaglandines.

– *Utilisation de l'effet mâle* : Cette technique consiste à mettre en contact des mâles castrés et traités à la testostérone avec des femelles préalablement isolées (isolement de tous contact avec des mâles pendant une période au moins égale à 3 semaines) (THIMONIER et al, 2000). La plupart de ces dernières ovulent dans les 2 jours qui suivent l'introduction du mâle, mais sans présenter de chaleurs. Le cycle suivant cette ovulation est court et ne peut répondre à une fécondation. La brebis ne présentera de chaleurs fécondantes qu'après le 2^{ème} cycle ovulatoire car la durée de ce dernier redeviendra normale (THIMONIER et al, 2000). La réponse de la brebis à l'effet mâle est représentée dans la figure 8.

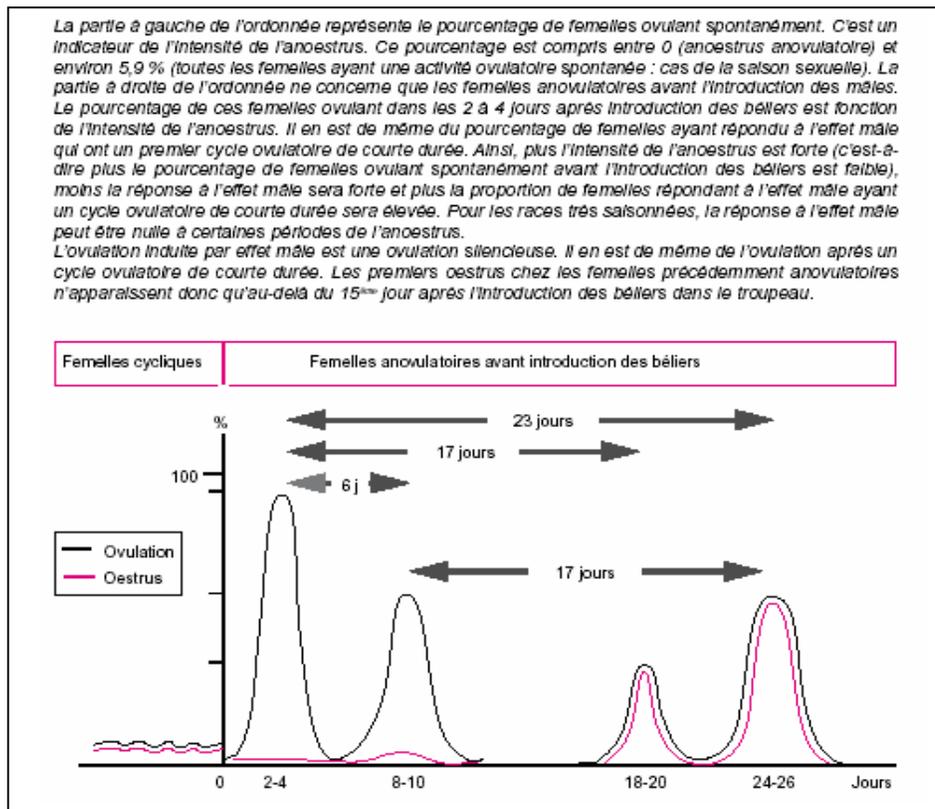


Figure 8 : Représentation schématique de la réponse à l'effet mâle chez la brebis (THIMONIER et al, 2000).

L'intensité de l'anoestrus est un paramètre important permettant de prévoir la réponse à l'effet mâle (THIMONIER et al, 2000). Elle varie en fonction de la race mais également avec l'état physiologique et l'âge des femelles (Tableau 8), le niveau nutritionnel (Tableau 9) et le moment de la saison d'anoestrus (Tableau 10).

Tableau 8 : Réponse, en fonction de l'âge, à l'effet mâle chez les femelles de race Barbarine à queue grasse, fin avril - début mai (THIMONIER et al, 2000).

Groupes	Brebis	Agnelles
Nombre de femelles	160	40
Pourcentage de femelles ovulant avant introduction des mâles	50,6 ^a	22,5 ^b
Nombre de femelles non ovulatoires pas avant introduction des mâles	79	31
Pourcentage de femelles non ovulatoires ovulant après introduction des mâles	97,5 ^a	74,2 ^b
Pourcentage de ces femelles ayant un cycle ovulatoire de courte durée	23,4	34,8

^{a,b} Pour une même ligne, les valeurs affectées de lettres différentes diffèrent significativement (P<0,05).

Tableau 9 : Niveaux alimentaires et réponse à l'effet mâle (début mai) chez les brebis de race Barbarine a queue grasse (THIMONIER et al, 2000).

Groupes ¹	BB	BH	HB	HH	MM
Nombre de femelles	25	24	25	24	24
Pourcentage de femelles ovulatoires avant IM ²	8,0 ^a	4,2 ^a	48,0 ^b	33,3 ^b	12,5 ^{ab}
Nombre de femelles non ovulatoires avant IM	23	23	13	16	21
Pourcentage de femelles non ovulatoires ovulant après IM	65,2 ^a	91,3 ^b	76,9 ^{ab}	87,5 ^{ab}	90,3 ^b
Pourcentage de ces femelles ayant un cycle ovulatoire IM de courte durée	53,3 ^a	76,2 ^a	20,0 ^b	21,4 ^b	31,6 ^b

^{a,b} Pour une même ligne, les valeurs affectées de lettres identiques ne diffèrent pas significativement (P<0,05).

¹ lots expérimentaux : BB = maintien d'un poids vif constant faible (environ $39 \pm 2,6$ kg) tout au long de la période expérimentale (- 9 semaines avant l'introduction des mâles à + 5 semaines après) ; HH = maintien d'un poids vif constant élevé (environ $52,5 \pm 3,5$ kg) tout au long de la période expérimentale ; MM = maintien d'un poids vif constant moyen (environ $45,8 \pm 1,6$ kg) tout au long de la période expérimentale. Les femelles HB, BH et MM ont le même poids vif moyen (voisin de 45kg) au moment de l'introduction des mâles dans le troupeau

²IM : introduction du mâle

Tableau 10. Réponse à l'effet mâle en fonction de l'intervalle mise bas- introduction des béliers dans le troupeau chez des brebis de race Barbarine a queue grasse ayant mis bas en octobre (THIMONIER et al, 2000).

Groupes	15 jours	25 jours	35 jours
Nombre de femelles	20	20	20
Pourcentage de femelles ovulatoires avant IM*	0 ^a	40 ^b	40 ^b
Nombre de femelles non ovulatoires avant IM	20	12	12
Pourcentage de femelles non ovulatoires ovulant après IM	70,0 ^a	91,7 ^{ab}	100,0 ^b
Pourcentage de ces femelles ayant un cycle ovulatoire après IM de courte durée	71,4 ^a	27,3 ^b	25,0 ^b

^{a,b} Pour une même ligne, les valeurs affectées de lettres identiques ne diffèrent pas significativement (P<0,05).

*IM : introduction du mâle

Chez les races très saisonnées (Ile-de-France, par exemple), l'effet mâle ne permet pas à lui seul d'induire un cycle sexuel. Il doit être associé au traitement hormonal d'induction et de synchronisation de l'oestrus. Dans ce cas, l'effet mâle est utilisé au retrait des éponges vaginales. Il permet un avancement d'environ huit heures du moment d'ovulation (BARYL et al, 1993). En conclusion l'effet mâle chez les ovins est une méthode pertinente et efficace pour induire, dans certaines limites toutefois, une période de reproduction à contre-saison ou avancer la période de reproduction. Elle demande des moyens peu importants et son coût est extrêmement faible en lutte naturelle. Elle exige surtout la mobilisation des connaissances que les éleveurs et les techniciens ont sur les races qu'ils utilisent dans un milieu donné. Elle demande aussi le savoir-faire de l'éleveur.

– *Utilisation des prostaglandines* : cette technique ne peut être envisagée que chez des femelles présentant des corps jaunes c'est-à-dire après le 5ème jour du cycle (MEYER et al, 2004). En pratique, 2 injections à 10-14 jours d'intervalle sont nécessaires pour réaliser la synchronisation des brebis. Les chaleurs apparaissent 36 à 48 heures après la deuxième injection (BARYL et al, 1993). Il existe une variabilité importante dans la fertilité à l'oestrus induit mais qui reste en général plus faible qu'après le traitement éponge (BARYL et al, 1993). Un autre inconvénient de ce traitement réside dans le fait qu'il est inutilisable chez des femelles non cycliques pendant les périodes anovulatoires. L'utilisation des PGF2- α chez des brebis D'man et Timahdite donne un pourcentage de réponse (oestrus) de 65% et 47% respectivement pour les 2 races et un taux de fertilité respectif de 35% et 13% après l'insémination à temps fixe, pour les 2 races (LAHLOU-KASSI et BOUKHLIQ, 1989).

– *Utilisation des progestagènes* : un progestagène est une substance analogue à la progestérone qui bloque le cycle oestral de la brebis en stoppant les décharges d'hormones gonadotropes empêchant ainsi l'ovulation (VILLEMIN, 1984). Le traitement avec des progestagènes combinés aux gonadotropines (PMSG ou eCG et GnRH) est utilisé pour avancer la saison sexuelle et pour synchroniser les chaleurs ou améliorer la prolificité (BRICE et PERRET, 1997). L'emploi des progestagènes se fait généralement chez les brebis par la pose d'éponges vaginales en polyuréthane imprégnées soit d'acétate de fluorogestone (FGA), ou bien de medroxyprogestérone (MPA). Toutefois, deux autres voies, à savoir sous cutanée et orale, peuvent aussi être utilisées avec d'autres analogues progestatifs (GASMI et GUEMROUD, 2005). Chez des brebis en anoestrus saisonnier et les agnelles prébupères, l'éponge vaginale joue le rôle d'un corps jaune artificiel. Au retrait de l'éponge, l'injection de gonadotrophine aura pour objet de compléter la décharge des hormones hypophysaires, et la reprise d'un cycle normal. Ce dernier est rarement suivi d'un 2^{ème} cycle si les animaux sont en état d'anoestrus profond (MEYER et al, 2004). Les modalités d'application de la technique des éponges sont présentées dans le tableau 11. Il semble que le moment de pose des éponges par rapport au cycle sexuel de la brebis a une incidence sur la fertilité surtout quand celle-ci est sujette à l'IA. Des résultats relatifs aux variations des taux de fertilité obtenus après IA en fonction du moment de pose des éponges vaginales sont présentés dans la figure 9.

Tableau 11: Modalités d'utilisation des éponges vaginales chez les ovins (MEYER et al, 2004)

Brebis agnelles (9 à 15 mois)*	Saison sexuelle	Contre saison
Type d'éponges à utiliser et durée de pose (le type d'éponge varie selon les laboratoires)	Eponges brebis 40 mg 14j Eponges agnelles 40 mg 14j ou Eponge unique 60 mg 14j (brebis agnelles)	Eponges brebis 30 mg 12j Eponges agnelle 30 mg 12j ou Eponge unique 60 mg 12j (brebis agnelles)
Injection de PMSG	Au retrait de l'éponge (300 à 600 UI)	Au retrait de l'éponge (400 à 700 UI)
Insémination artificielle	1 seule insémination artificielle : 55 h après le retrait (brebis) 52 h après le retrait (agnelle)	
Intervalle minimum entre la dernière mise bas et la pose d'éponge	60 jours	75 jours

*poids minimum 2/3 du poids adulte

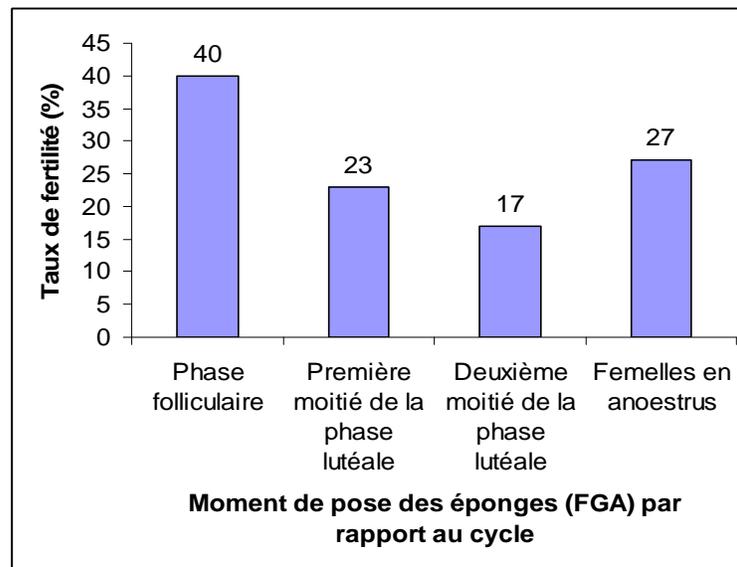


Figure 9 : Les variations des taux de fertilité obtenus par IA par rapport au moment de pose des éponges vaginales (FGA) (adapté de ABECIA et al, 2002).

L'utilisation des progestagènes dans les pays tempérés est très importante surtout pour l'induction des chaleurs en hors saison sexuelle dont la durée, dépendante de la race, peut être assez longue (LAHLOU-KASSI et BOUKHLIQ, 1989). En Afrique du nord et en région sahélienne, mise à part la race D'man qui montre un comportement sexuel constant tout au long de l'année, l'ensemble des autres races étudiées présentent une période de faible activité sexuelle et ovarienne au mois de mars (LAHLOU-KASSI et BOUKHLIQ, 1989).

En pratique, la pose des éponges se fait grâce à un applicateur composé d'un tube, d'un mandrin et d'un poussoir (Figure 10). Après désinfection, le tube et le mandrin sont insérés doucement dans le vagin. Le tube est laissé en place, et le mandrin est retiré. L'éponge, préalablement traitée avec un antibiotique, est placée dans l'extrémité arrière du tube avec la ficelle en arrière (Figure 11). L'éponge est ensuite poussée vers l'intérieur du vagin jusqu'au col à l'aide du poussoir. Une fois cet acte achevé, le tube est retiré doucement de quelques centimètres vers l'arrière pour expulser l'éponge. Enfin les deux instruments (poussoir et tube) sont retirés du vagin. Il faut veiller à ce que la ficelle reste bien en dehors du vagin. Dans le cas où il y a présence de résistance à l'insertion de l'applicateur, il faut vérifier avec le doigt la présence d'une éventuelle malformation (BARYL et al, 1993).

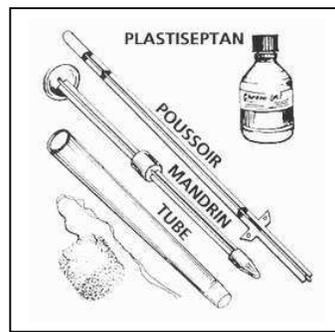


Figure 10 : Matériel utilisé pour la pose des éponges
(www.refer.org.ma/ovirep/cours4/lsynchro.htm)

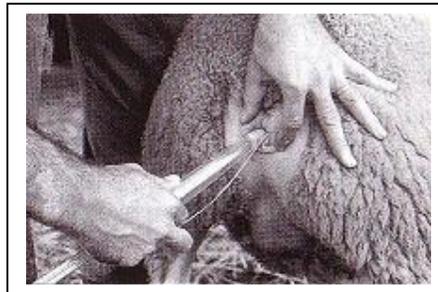


Figure 11 : Pose d'une éponge vaginale chez une brebis
(BRICE et PERRET, 1997)

Le retrait de l'éponge intervient généralement 12 à 14 jours après la pose, il se fait par une simple traction sur la ficelle vers le bas (Figure 12). Il est suivi, tout de suite après, d'une injection de PMSG en intramusculaire. En fonction de la dose administrée, la PMSG induira soit l'ovulation chez les femelles en anoestrus, soit une meilleure synchronisation des femelles en activité sexuelle, ou enfin une augmentation du taux de prolificité (BRICE et PERRET, 1997). Il est à noter que la dose de PMSG dépend aussi de la race de brebis utilisée. Le tableau 12 donne des doses indicatives applicables à certaines races.

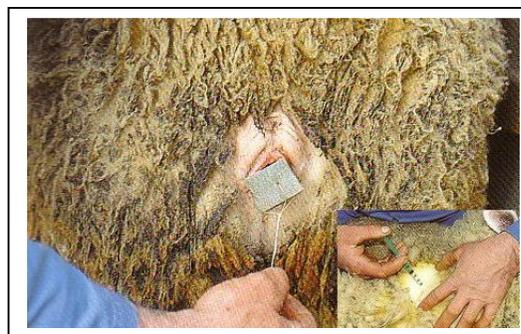


Figure 12 : Retrait de l'éponge vaginale et injection de PMSG chez une brebis
(BRICE et PERRET, 1997)

Tableau 12 : Doses indicatives de PMSG applicables pour quelques races ovines françaises (MEYER et al, 2004).

Races	Âge	Etat physiologique	Dose recommandée en contre saison (en UI)
Romanov	Adulte	Sèches Allaitantes > 60j post partum	300 350
	Agnelles de 8 mois		250
Texel	Adultes	Sèches Allaitantes > 60j post partum	Mars - avril : 650 Mai - juillet : 600 700
	Agnelles de 8 mois		400
	Agnelles de 12 à 14 mois		450
Suffolk, Île-de-France, Hampshire	Adultes	Sèches Allaitantes > 60j post partum Taries	600 700 650
	Agnelles de 8 mois		500
	Agnelles de 13 à 14 mois		550
Pré-Alpes, Lacaune	Adultes	Sèches Allaitantes > 60j post partum Taries	500 600 550
	Agnelles de 8 mois		450
	Agnelles de 12 à 14 mois		500

III.5. Les différentes étapes de l'IA

La technique d'IA fait appel à différentes étapes qui sont dans l'ordre : la récolte de la semence de bélier, suivie de son traitement et son conditionnement et enfin l'insémination proprement dite.

III.5.1. La récolte de la semence

Au cours de cette première phase, un prélèvement de sperme est opéré chez un mâle en utilisant certains artifices eux-mêmes dépendants de la technique de récolte. Pour une IA réussie, il est essentiel d'utiliser un équipement et une méthodologie adéquat permettant des récoltes répétées sans affecter ni la libido du reproducteur ni ses caractères productifs et reproductifs (FERNANDEZ, 2003). La qualité de la semence et le nombre de spermatozoïdes viables sont deux paramètres cruciaux dépendants en grande partie de cette phase. En effet, une semence improprement récoltée ne peut être améliorée en laboratoire. Un entraînement régulier des mâles doit être entrepris au moins 3 semaines avant le début de la collecte. Ceci aura pour effet, tout d'abord de sélectionner les béliers les plus aptes à la collecte, et ensuite d'habituer ces derniers à leur nouvel environnement et aux opérateurs chargés de la collecte (DONOVAN et al, 2001).

a) *Techniques de récolte de la semence chez le bélier*

Théoriquement plusieurs techniques peuvent être utilisées : soit la récolte de la semence après le coït (post-coïtum) par aspiration à l'aide d'éponges ou d'aspirateurs vaginaux, soit la récolte par des fistules spermatiques ou des ponctions génitales (méthodes invasives). Soit enfin, en utilisant un vagin artificiel, ou en procédant par électro-éjaculation. Ces deux dernières techniques, étant les plus utilisées en pratique, seront spécifiquement détaillées ci-après.

– *L'utilisation du vagin artificiel :*

Pour la réalisation de cette technique, il faut un vagin artificiel (Figure 13), un boute-en-train (Figure 14) (soit un mannequin, soit une femelle en chaleur) et un opérateur chargé de la collecte.

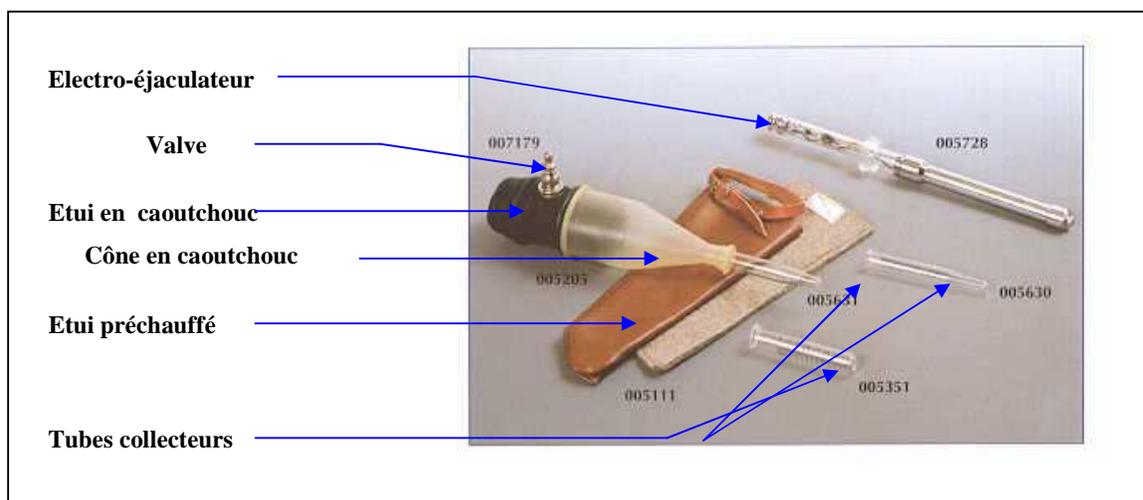


Figure13 : Les différents composants du vagin artificiel utilisé chez les ovins.
<http://www.imvusa.com/ovine/collection.htm>

Le vagin artificiel est conçu de façon à simuler les mêmes conditions de pression, de température et de lubrification présentes dans le vagin d'une femelle et qui sont favorables à une éjaculation (HAFEZ, 1974). Son modèle de base est formé d'un cylindre en gomme plus au moins dur avec une double paroi fournissant ainsi une chambre qui peut recevoir de l'air et de l'eau. Ces derniers sont introduits via une valve et contribuent à établir une pression et une température favorables. Un deuxième cylindre en gomme élastique, plus long, est introduit dans le précédent. Ses bords, une fois à l'extérieur, sont rabattus vers l'arrière et fixés à l'étui à l'aide de bagues, contribuant ainsi à la formation d'une deuxième chambre ayant le même rôle que la précédente. Par une extrémité, un manchon en caoutchouc est attaché au cylindre, l'autre extrémité est reliée à un tube collecteur en verre. Un étui préchauffé est souvent utilisé pour garder une température favorable le plus longtemps possible, quand le mâle tarde à venir (FERNANDEZ, 2003).

Le boute-en-train (Figure 14) a pour rôle de stimuler l'instinct libidinal du bélier. Peuvent être utilisés soit un mannequin sur lequel le vagin artificiel est fixé, soit une femelle en chaleur, mais à ce moment un opérateur doit se charger du vagin artificiel.

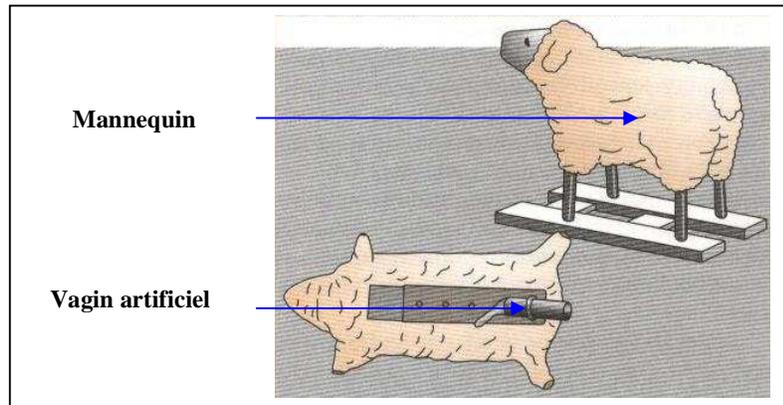


Figure 14 : Mannequin boute-en-train (FERNANDEZ, 2003).

Au moment de la collecte, le bélier doit tout d'abord être habitué à ce type d'exercice grâce à un entraînement préalable qui débute toujours avec des femelles en chaleurs (FERNANDEZ, 2003). La collecte se fera dans un enclos exempt de tout élément pouvant conduire l'animal au stress. Le vagin est d'abord assemblé. La chambre du cylindre est alors remplie d'eau chaude (température de l'eau comprise entre 40-50°C avec un optimum de 42°C) (FERNANDEZ, 2003). La pression est réglée par insufflation d'air à partir de la valve du cylindre. L'extrémité qui sert d'entrée au pénis est lubrifiée avec de la vaseline stérile dans le but de faciliter l'introduction de l'organe. Le collecteur en verre n'est mis en place qu'à l'approche de l'utilisation du vagin. Il faut veiller à ne pas laisser des gouttes d'eau se condenser à l'intérieur du collecteur car une fois mélangées à l'éjaculat, elles provoquent la mort d'un grand nombre de spermatozoïdes. En pratique, le tube est laissé dans un four à 40-50°C, ou bien il est monté, et l'ensemble du vagin est introduit dans un étui préalablement chauffé.

Pour la collecte, l'opérateur se place à droite de la femelle ou du mannequin, tient le vagin avec sa main droite, et de l'autre main oriente le pénis vers l'entrée du vagin à l'aide de la peau du prépuce. Le pénis ne doit en aucun cas être touché pour éviter les risques de contamination (Mc Kay, 1991). Dans certains cas, le bélier refusera de monter, alors la patience est de mise et l'application de certaines astuces, telles que le changement du boute-en-train, de son emplacement, ou l'introduction d'un autre mâle dans l'enclos, peuvent être autant de stimuli efficaces (HAFEZ, 1974).

Il est à noter que d'une part, 3 à 8 éjaculats espacés de 15 minutes peuvent être recueillis en une journée. Le bélier observera un repos de 24 à 48 heures une fois par semaine. Pour un mâle nouvellement introduit, l'eau utilisée dans le vagin doit être à une basse température. En effet, lorsque un reproducteur est habitué à des températures élevées, les stimuli du coït baissent ce qui exige d'élever d'avantage la température ; celle-ci peut alors arriver à des niveaux nocifs (HAFEZ, 1974). D'autre part, la stimulation libidinale avec des fausses montes et la présence d'un autre mâle contribuent à accroître le nombre de spermatozoïdes (HAFEZ, 1974).

– *Ejaculation induite (électro-éjaculation) :*

Cette méthode permet d'obtenir un prélèvement de la semence à partir d'un bélier sans intervention des mécanismes sensoriels et psychiques de l'éjaculation. Elle consiste à induire l'émission de sperme par stimulation électrique du centre éjaculateur à l'aide d'un appareil dit l'électro-éjaculateur (Figure 15).



Figure 15 : Electro-éjaculateur
([www.medata-systems.co.uk/ Document/ramjob.htm](http://www.medata-systems.co.uk/Document/ramjob.htm))

Cette technique est particulièrement intéressante chez le bélier en raison de la distribution particulière des branches nerveuses provenant du plexus mésentérique postérieur (qui innerve les testicules, l'épididyme, le canal déférent, et les ampoules de Henle) et de l'hypogastrique postérieur (qui innerve les glandes génitales annexes). Selon HAFEZ (1974), une stimulation électrique des glandes vésiculaires et de l'ampoule du canal déférent, via le rectum, peut induire un écoulement de sperme.

Dans cette technique, le bélier est maintenu debout ou couché sur une table. Le prépuce est d'abord nettoyé et le creux du rectum est enduit d'une solution saline (chlorure de sodium à 3-5%) pour permettre une meilleure conductivité électrique. L'électrode bipolaire est recouverte de vaseline puis introduite dans le rectum. L'organe copulateur est extériorisé à l'aide d'une graisse spéciale et son extrémité placée directement dans le tube collecteur. Trois à quatre stimuli à voltage croissant sont nécessaires pour induire une éjaculation (anonyme, 2003). Ainsi, trois stimuli de 2,5,

et 8 volts induisent le plus souvent une éjaculation (HAFEZ, 1974). L'application rythmique des stimulations électriques permet, dans l'ordre, de provoquer les sécrétions des glandes annexes, puis l'éjaculation. Les sécrétions des glandes annexes étant très abondantes, elles doivent être éliminées pour éviter d'avoir une semence trop diluée (FERNANDEZ, 2003).

III.5.2. Traitement et conditionnement de la semence

Cette phase consiste en une analyse macroscopique, microscopique et biochimique de la semence (FERNANDEZ, 2003). Les processus de contrôle et de conditionnement doivent être exécutés le plus rapidement possible, et ce pour préserver la qualité initiale de la semence collectée.

a) Analyse macroscopique de la semence

Elle porte sur les paramètres suivants : le volume, la couleur, la consistance, la viscosité, et le poids spécifique.

Le volume de l'éjaculat dépend de l'individu (âge, taille, état physiologique, en saison ou hors saison sexuelle), du nombre de collectes, des méthodes de récolte et des facteurs d'élevage (hygiène et alimentation). Un volume normal doit être compris entre 0,8 et 1,1ml (FEARNANDEZ, 2003).

La couleur de la semence est blanchâtre chez le bélier. Un éjaculat opaque indique une forte concentration en spermatozoïdes. Certaines contaminations modifient la couleur du sperme : couleur jaunâtre lors de présence d'urine ou de pus, une couleur rouge ou rosée lors de présence de globules rouges ou d'antiparasitaires. Une tonalité jaunâtre peut apparaître lors de présence d'un dérivé de riboflavine (Vitamine B₂) dans la semence. Une opacité trop accentuée, ou une apparence caséuse peuvent évoquer d'une dégénérescence testiculaire ou une infection de l'appareil reproducteur (HAFEZ, 1974; FERNANDEZ, 2003).

La consistance du sperme est laiteuse ou lacto-crémeuse (FERNANDEZ, 2003).

La viscosité dépend en grande partie de la concentration en spermatozoïdes et de la composition minérale et organique du plasma séminal. Chez le bélier, le sperme est peu visqueux. Toutefois, la semence obtenue par électro-éjaculation est très visqueuse, en raison d'une exposition plus ou moins prolongée des glandes annexes aux décharges électriques (HAFEZ, 1974; FERNANDEZ, 2003).

Le poids spécifique est directement lié à la concentration en spermatozoïdes. Ce paramètre est également influencé par le nombre de spermatozoïdes viables (plus lourds que les non viables). Ce poids est en moyenne de 1,038 chez le bélier (BARYL et al, 1993).

b) Analyse microscopique de la semence

Elle porte sur l'observation de la mobilité (de masse, et individuelle), de la concentration et les anomalies des spermatozoïdes. Elle nécessite l'utilisation d'un microscope muni d'une plaque chauffante et de préférence à contraste de phase ou à contraste d'interférence différentielle (KLEMM, 1991). L'examen microscopique présente une certaine subjectivité du fait qu'il est basé sur une estimation et suppose donc un minimum d'expérience.

La mobilité : la mobilité de masse est appréciée par la mise d'une goutte de sperme sous microscope à faible grossissement. Cette mobilité s'exprime sous forme de vagues ou d'ondulations résultat direct des mouvements de dispersion-réunion des spermatozoïdes. L'analyse de la mobilité individuelle permet de compléter la précédente, elle se fait généralement après une dilution au 1/10 avec du sérum physiologique, suivie d'un examen sous microscope à fort grossissement. L'observation consistera à donner une estimation du pourcentage de spermatozoïdes mobiles. La mobilité est notée sur une échelle de 1 à 5 (FERNANDEZ, 2003).

La concentration : paramètre clé à partir duquel est fixé le nombre de femelles pouvant être inséminées par l'éjaculat récolté après dilution. Le moyen le plus simple d'apprécier ce paramètre est l'estimation de la densité optique ou de la turbidité par un nefelomètre (Figure 16) ou un densimètre optique (Figure 17) (HAFEZ, 1974). Une semence normale de bélier présentera une concentration allant de 2 à 10 x 10⁹ spermatozoïdes/ml (MEYER et al, 2004).



Figure 16 : Nefelometre
(<http://www.prizmalab.com/images/upload/nepha-rob.jpg>)



Figure 17 : Densimètre
 (<http://www.sci-support.com/images/300/1139.jpg>)

Les anomalies de la morphologie des spermatozoïdes : elles touchent les différentes parties du spermatozoïde à savoir, la tête, le cou, la pièce intermédiaire et le flagelle. Ces anomalies peuvent siéger au niveau d'une seule ou de plusieurs parties. Le comptage du nombre de spermatozoïdes se fait grâce à un hématimètre ou un colorimètre après coloration à l'éosine (qui colore uniquement les spermatozoïdes anormaux ou morts) (SOLTNER, 1989). Les anomalies majeures sont présentées dans le tableau 13.

Tableau 13 : Principales anomalies des spermatozoïdes
 (adapté de HANZEN, 2000)

Lésions majeures	
<i>Tête</i>	<i>Queue</i>
Lésion en bouton de l'acrosome	Gouttelette cytoplasmique proximale
Aspect piriforme	Enroulement total
Vacuoles nucléaires (lésion en diadème)	Aspect en tire-bouchon
Absence de queue	
Lésions mineures	
<i>Tête</i>	<i>Queue</i>
Micro et macrocéphalie	Gouttelette cytoplasmique distale
	Extrémité de la queue recourbée
	Implantation abaxiale

Enfin, chez les mâles peu fertiles, il apparaît dans la semence des cellules testiculaires de desquamation, ou même des cellules sexuelles qui ne sont encore qu'au stade de spermatocyte ou de spermatide (SOLTNER, 1989 ; FERNANDEZ, 2003).

c) L'analyse biochimique

Le pH est un paramètre biochimique importants car il conditionne la survie des spermatozoïdes. En effet, chez le bélier, la concentration élevée en spermatozoïdes fait chuter rapidement le pH du sperme (utilisation anaérobie du fructose et production d'acide lactique). L'incidence de cette chute peut être néfaste sur la motilité des spermatozoïdes et nécessite une manipulation rapide de la semence après la récolte. D'autres tests biochimiques en relation avec l'activité métabolique des

spermatozoïdes comme le test de la fructolyse en anaérobie, la réduction du bleu de méthylène, peuvent aussi être pratiqués (FERNANDEZ, 2003).

En résumé, un éjaculat normal de bélier présentera les caractéristiques citées dans le tableau x. (avec une fréquence de 7 à 25 récoltes, et un repos de 48 heures par semaine)

**Tableau 14 : Valeurs normales du spermogramme de bélier
(Adapté de MEYER et al, 2004).**

Critère	Valeurs normales
<i>Dimensions :</i>	
Longueur totale	75 à 80 μ
Longueur de la tête	9 μ
Largeur de la tête	5 μ
Longueur de la pièce intermédiaire	14 μ
Longueur de la pièce principale et terminale	40 à 45 μ
Aspect	Blanchâtre ou blanc jaunâtre
pH	6,9
Volume	1ml (0,5 à 2ml)
Concentration	2 à 10 x 10 ⁹ spermatozoïdes/ml
Mobilité	70 à 90% spermatozoïdes mobiles
anormaux	5 à 15% spermatozoïdes anormaux

d) Dilution et conservation de la semence

- Conservation sous forme liquide

Le plasma spermatique ne peut garantir la survie des spermatozoïdes que pendant une courte période car il subit des variations métaboliques (production d'acide lactique à partir de la fructolyse). La dilution de l'éjaculat avec un milieu adéquat permet d'une part, de préserver la viabilité des spermatozoïdes et leur pouvoir fécondant *in vitro*, et d'autre part, d'inséminer un nombre important de femelles à partir d'un seul éjaculat (HAFEZ, 1974 ; SOLTNER, 1993). Le milieu de dilution de sperme de bélier doit avoir une pression osmotique en accord avec celle de la semence (même concentration en sels minéraux) ; il doit contenir, d'une part, des substances tampon qui permettent de maintenir le pH invariable et neutre, et d'autre part, des substances nutritives en quantité suffisante et couvrant la période de conservation. Enfin, il doit être exempt de tout produit bactérien ou organisme infectieux défavorables à la survie des spermatozoïdes et même au tractus génital femelle (BARYL et al, 1993).

De nos jours, les dilueurs les plus utilisés sont à base de lait écrémé de vache additionnés de jaune d'œuf à raison de 5 à 15%, d'antibiotiques (pénicilline et streptomycine), et de glycérine dans le cas où la semence est destinée à la congélation (FERNANDEZ, 2003). Le jaune d'œuf apporte

des substances nutritives et des tampons qui permettent de maintenir la pression osmotique du milieu et des lécithines qui protègent le sperme des virements brusques de température (FERNANDEZ, 2003).

Le processus de dilution se fait en plusieurs étapes : *une prédilution de l'éjaculat* (addition d'un volume de dilueur équivalent à celui de la semence récoltée) (BARYL et al, 1993) qui permettra le calcul de la concentration finale requise (voir l'exemple dans le Tableau 15), suivie de l'addition du volume final de dilueur (BARYL et al, 1993).

Tableau 15 : Exemple de calcul du volume de dilueur à ajouter (BARYL et al, 1993) :

Etapes de calcul	
Volume de l'éjaculat	$V_0 = 1,2 \text{ ml}$
Concentration spermatique initiale	$C_0 = 4600 \times 10^6 \text{ spz/ml}$
Nombre de spermatozoïdes collectés	$N_0 = V_0 \times C_0 = 5520 \times 10^6 \text{ spz}$
Concentration finale souhaitée	$CF = 1600 \times 10^6 \text{ spz/ml}$
Volume final total à la concentration souhaitée	$VF = N_0 / CF = 3,45 \text{ ml}$
Dilueur ajouté à la prédilution	$V_1 = V_0 = 1,2 \text{ ml}$
Volume final de dilueur à ajouter	$V = VF - V_0 - V_1 = 1,05 \text{ ml}$

Durant ces opérations, il est impératif de réduire progressivement la température du mélange (semence et dilueur) pour éviter un choc thermique. La température de la semence initialement à 32°C au moment de la collecte doit être abaissée à 15°C (BARYL et al, 1993 ; FERNANDEZ, 2003). En pratique, la prédilution doit se faire immédiatement après la collecte, avec un dilueur à 28-30°C. Le mélange est ensuite plongé dans un bain-marie ou une étuve à cette même température. Après la dilution finale, le mélange est placé dans un verre plein d'eau à 28-30°C, dans lequel une ampoule d'acide acétique congelée a été placée quelques secondes auparavant. Le tout est mis dans une étuve à +15°C. La semence doit être alors utilisée dans les huit heures qui suivent (BARYL et al, 1993).

Intervient ensuite l'étape de conditionnement de la semence (mise en paillettes). Après homogénéisation du contenu du tube collecteur, les paillettes peuvent être remplies soit avec un appareil de conditionnement, soit par aspiration buccale. Le principe est le même pour les deux méthodes, la semence est aspirée dans la paillette jusqu'à ce qu'elle atteigne le bouchon en polyvinyle. Ce dernier forme une barrière étanche. Il est nécessaire de laisser un espace d'un centimètre rempli d'air à l'autre extrémité afin de pouvoir obturer la paillette avec de la poudre de polyvinyle. Après séchage, la paillette est prête à l'emploi (BARYL et al, 1993).

- *Conservation sous forme congelée :*

L'utilisation de la semence congelée dans l'espèce ovine reste restreinte, car d'une part elle est plus onéreuse et d'autre part, elle est jusqu'à 20% moins fécondante que la semence fraîche (BARYL et al, 1993). Cette baisse de fécondité serait attribuée à une réduction de la motilité des spermatozoïdes après congélation et serait potentiellement amplifiée par le traitement hormonal de synchronisation des chaleurs (Blake et al, 1988). Ainsi, ces auteurs ont obtenu un taux de mise bas de 46,5% chez des brebis inséminées par voie cervicale sans synchronisation préalable avec de la semence congelée (dose utilisée : 0,4 à 0,7cc ; concentration en spermatozoïdes : 160 à 180 x 10⁶ spermatozoïdes) (Blake et al, 1988).

Les différentes étapes nécessaires au traitement de la semence de bélier en vue de sa congélation sont répertoriées dans le tableau 16.

Tableau 16 : Etapes de traitement de la semence de bélier destinée à la congélation (BARYL et al, 1993)

	Durée	Etapes
J-1		Préparation des dilueurs
J ^a	30s	Collecte du sperme Prédilution de l'éjaculat avec le dilueur 1b (28-30°C) et analyse
	10mn	Dilution finale avec le dilueur 1(28-30°C), bouchage et homogénéisation de la solution. Placer le tube de collecte dans un verre plein d'eau (28-30°C)avec un thermomètre. Placer le tout dans un réfrigérateur (+6°C)
	2h 10mn	Ajouter la 1 ^{ère} partie du dilueur 2 ^c (+4°C)
	2h 30mn	Ajouter la 2 ^{ème} partie du dilueur 2 (+4°C)
	4 h	Conditionnement de la semence en paillettes moyennes (0,50ml) et congeler dans les vapeurs d'azote pendant 8mn. Conserver dans l'azote liquide.

^aJ : jour de la récolte de la semence.

^bDilueur 1 : solution à base de lactose et de jaune d'œuf.

^cDilueur 2 : lait écrémé glycérolé.

NB :Le glycérol prévient la formation de cristaux qui sont défavorable aux spermatozoïdes.

En résumé, la production de semence ovine est caractérisée par les paramètres cités dans le tableau 17.

**Tableau 17 : Caractéristiques de production de semence de bélier.
(BONNES ET AL, 1988).**

Caractéristiques	Valeurs
Fréquence des récoltes	quotidienne
Volume moyen d'un éjaculat	1
Nombre de spermatozoïdes en milliard par cm ³	3,5 à 4
Nombre de spermatozoïdes vivants par dose, en millions	400
Nombre de doses par éjaculat	8
Volume d'une dose	0,25
Température de conservation de la semence fraîche	+15°C
Durée de conservation de la semence fraîche	10 heures
Possibilité de congélation	-

III.5.3. L'insémination proprement dite

L'IA chez les ovins peut être soit vaginale, cervicale, transcervicale, ou enfin intra-utérine (DONOVAN et al, 2001).

a) L'IA vaginale consiste à déposer la semence fraîche au niveau de la partie terminale du vagin sans toutefois tenter de rechercher l'entrée du col. Son utilisation chez l'espèce ovine reste très réduite et les taux du succès sont très variables (DONOVAN et al, 2001).

b) L'IA cervicale consiste à déposer la semence à l'entrée du col utérin. En effet, l'insémination intra-utérine est impossible chez la brebis à cause de la configuration de son conduit cervical. Ce dernier dessine de nombreux plis qui rendent la pénétration du pistolet d'insémination très difficile voire impossible (BONNES et al, 1988). Le matériel nécessaire à son exécution est présenté dans les figures 18 et 19. Le détail de la réalisation de la technique d'IA par voie cervicale est exposé en annexe (Annexe 1).

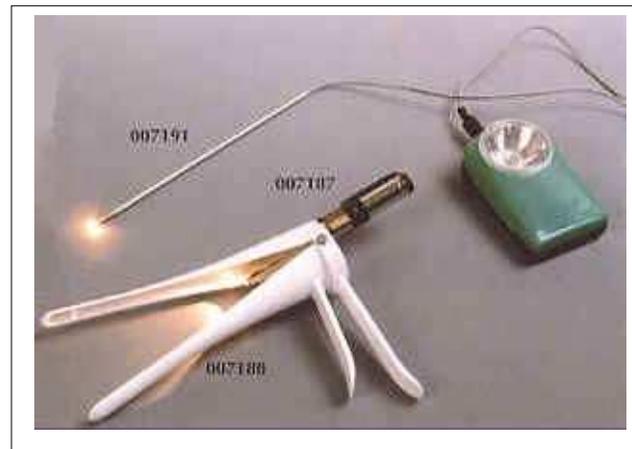


Figure 18 : Spéculum éclairant.
(www.imvusa.com/ovine/insemination.htm)



Figure 19 : Pistolets d'insémination et différents types de gainés
(www.imvusa.com/ovine/insemination.htm).

Le moment optimal pour une seule IA se situe, chez la brebis, au environs de 55 ± 1 heure après le retrait de l'éponge et à 50 ± 1 heure chez les agnelles. Si deux IA sont envisagées au cours du même oestrus, elles peuvent être effectuées 50 et 60 heures après le retrait des éponges (Figure 20) (BARYL et al, 1993). Si une semence fraîche est utilisée, une seule paillette contenant 400 millions de spermatozoïdes suffit, alors que deux paillettes sont nécessaires (soit 900 millions de spermatozoïdes) dans le cas d'une semence congelée.

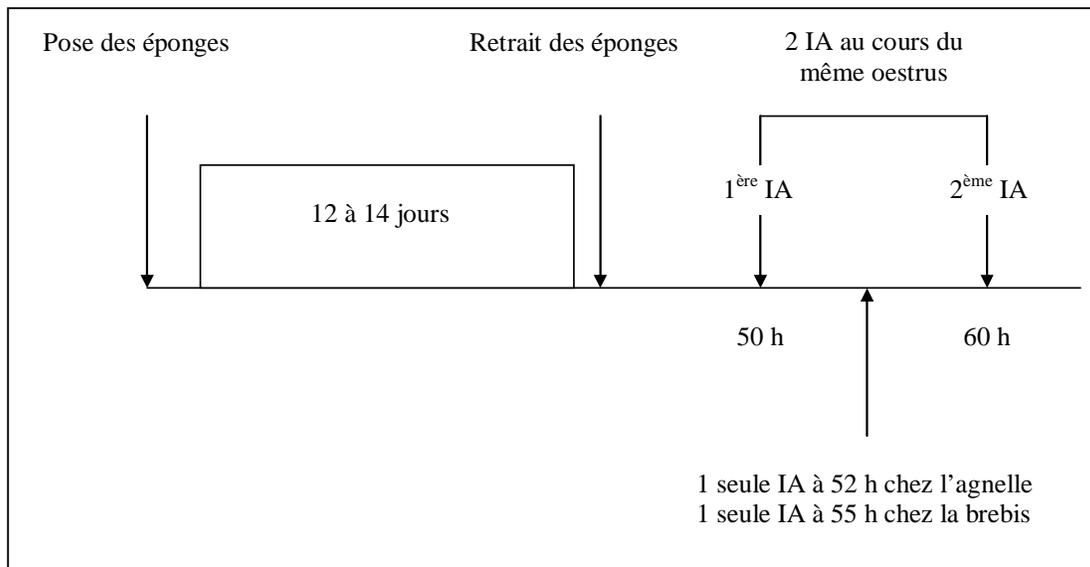


Figure 20 : Moment optimal de l'IA chez les ovins (BARYL et al, 1993).

Cette technique est relativement simple et peu coûteuse, et permet d'obtenir un taux de conception de 65 à 75% après utilisation d'une semence fraîche, et un autre de 10 à 30% avec une semence congelée (DONOVAN et al, 2001). Ce taux reste, toutefois, tributaire de certains facteurs comme la race (Tableau 18), la saison sexuelle, le moment et le nombre d'IA (Tableau 20) et surtout le traitement de synchronisation des chaleurs. L'influence individuelle ou couplée de ces facteurs peut être constatée à partir des résultats figurant dans le tableau 19. Il est à noter que la différence de résultats due à la race est attribuée par certains auteurs aux dimensions du col (DONOVAN et al, 2001). En effet, plus les mensurations de ce dernier sont peu importantes, plus la fertilité augmente et ce lors de l'utilisation des deux types de semence (Tableau 18).

Tableau 18 : Influence de la race, et des dimensions du col sur les résultats de l'IA cervicale (DONOVAN et al, 2001).

Races	Fertilité (%)		Dimensions du col		
	Semence fraîche	Semence congelée	Longueur (cm)	Largeur (cm)	Nombre d'anneaux
Finn Landrace	100	77	7.7 ± 0.43	0.8 ± 0.07	4.5 ± 0.24
Suffolk	57	18	10.2 ± 0.45	1.1 ± 0.07	5.4 ± 0.25
Texel	67	30	9.6 ± 0.33	1.2 ± 0.05	5.3 ± 0.19
S.Blackface cross	80%	43	8.3 ± 0.40	1.0 ± 0.06	5.2 ± 0.23

Tableau 19 : Paramètres influençant les résultats de l'IA cervicale (Synthèse de plusieurs auteurs).

Races	pays	Périodes (mois)	Traitements de synchronisation	Taux de réussite (%)	Références
Rosa aragonesa	Espagne	Décembre	F ^a : FGA + 400UI eCG (Foligon)	40	ABECIA et al, 2002
			L ₁ ^b :FGA + 400UI eCG (Foligon)	23	
			L ₂ ^c :FGA + 400UI eCG (Foligon)	17	
			A ^d : FGA + 400UI eCG (Foligon)	27	
Mérinos	France	Mars	FGA + 450UI PMSG	48	LOPEZ et al, 1980
MERINOSx ROMANOV	France	Mars	FGA + 450UI PMSG	66	
Autres ^e	France	Mars	FGA + 450UI PMSG	60	
D'man	Maroc	-	FGA + 400UI PMSG	21,7	LAHLOU-KASSI et BOUKHLIQ, 1989
			PGF2 α	35	
Timahdite	Maroc	-	FGA + 400UI PMSG	39,1	
			PGF2 α	13	

^aF : la synchronisation des chaleurs intervient durant la phase folliculaire du cycle sexuel.

^bL₁ : la synchronisation des chaleurs intervient durant la première moitié de la phase lutéale.

^cL₂ : la synchronisation des chaleurs intervient durant la deuxième moitié de la phase lutéale.

^dA : la synchronisation des chaleurs intervient chez des femelles en anoestrus saisonnier.

^eAutres : Manchegas, FI Mérinos X Romanov X Mérinos et brebis FI Mérinos X Mérinos.

Enfin, l'utilisation de la semence congelée dans d'IA cervicale reste peu pratiquée même si elle donne un taux de fertilité acceptable avec certaines races comme la Finn Landrace et la Belclare. Celui-ci semble être également influencé par le moment et le nombre d'IA avec ce même type de semence (Tableau 18) (DONOVAN et al, 2001).

Tableau 20 : Influence du moment de l'IA (après le retrait des éponges) avec une semence congelée sur la fertilité (DONOVAN et al, 2001).

Moment de l'IA	Taux de gestation
57h	34%
63h	33%
57 & 63h	43%

c) L'IA transcervicale consiste à saisir le col et à le rétracter jusqu'au vagin avec une paire de forceps, pour permettre l'introduction d'un instrument d'insémination dans le canal cervical. Le taux de conception avec cette technique atteint des valeurs situées entre 57% (DONOVAN et al, 2001) et 72% (McKusick et al, 1999). Ce taux reste tributaire de la profondeur de pénétration de l'outil d'insémination, et du statut reproductif de la femelle (agnelle, primipare, ou multipare) (Tableau 21) (SZABADOS et al, 2005).

Tableau 21 : Pourcentages de mises bas par rapport à la pénétration de l'outil d'insémination lors de l'IA chez les agnelles, primipares et multipares (SZABADOS et al, 2005).

Profondeurs de pénétration de l'outil d'IA ^a	Pourcentages de mise bas		
	agnelles	primipares	multipares
<1cm	37.8%	50.0%	14.3%
1-1.5 cm	55.4%	43.3%	50.0%
1.5-2 cm	75.5%	51.6%	56.6%
2-2.5 cm	78.7%	67.0%	60.0%
2.5-3 cm	83.3%	85.5%	53.2%
3-3.5 cm	71.4%	76.3%	74.5%
3.5-4 cm	83.3%	68.4%	80.0%
>4 cm	0,0%	0,0%	70.0%

^a cathéter d'insémination modifié de Milovanov (**Figure 21**).



Figure 21 : Cathéter d'insémination modifié de Milovanov (SZABADOS et al, 2005).

Cette technique nécessite une manipulation importante du col et peut donc réduire les chances de conception chez la brebis, surtout lors de traumatismes (DONOVAN et al, 2001).

d) La voie laparoscopique consiste à déposer la semence au niveau d'une corne utérine après une laparotomie et une exploration abdominale par endoscopie. Cette technique offre trois avantages majeurs : elle améliore la fertilité lors d'utilisation de semence congelée, elle utilise un nombre moindre de spermatozoïdes (jusqu'à 10 fois moins) (HANZEN, 2000) et enfin, elle permet à la semence d'échapper aux dispositifs de sélection du tractus génital femelle (le pH vaginal, la glaire cervicale et la réaction macrophagique) (CLOS et MULLERY, 1998). Le taux de réussite de l'IA par voie laparoscopique peut atteindre 70% (BIDON, 1988). Ainsi, plusieurs résultats montrent que l'IA intra-utérine permet d'obtenir des taux de fécondité comparables voire supérieurs à ceux obtenus avec une IA classique (cervicale) (FIENI et al, 1993). Le moment optimum pour l'IA par voie laparoscopique se situe entre 40 et 70 heures après le retrait des éponges (FERNANDEZ, 2003). FINDLATER et al (1988) préconisent d'inséminer 60 heures après le retrait chez des brebis synchronisées à l'aide d'éponges imprégnées de FGA et traitées ensuite avec 400 UI de PMSG (Tableau 22).

Tableau 22 : Influence du moment de l'IA sur les performances reproductives chez la brebis (FINDLATER et al, 1988).

	48 heures	60 heures	72 heures
Fertilité (%)	62	63	44
Fécondité (%)	170	195	165

En pratique, l'IA par voie laparoscopique peut se faire selon deux techniques dites *française* et *australienne* dont les procédures de réalisation sont détaillées en annexe (Annexe 1). Le matériel utilisé est présenté dans la figure 22.

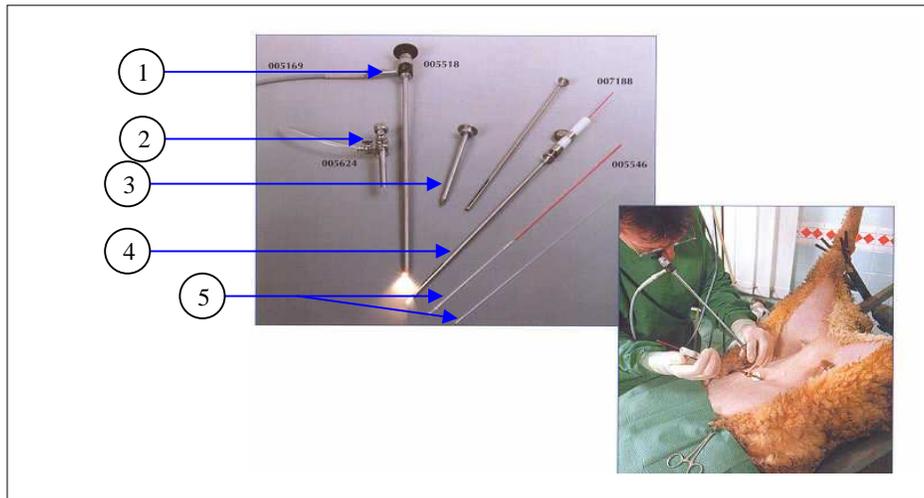


Figure 22 : Matériel utilisé pour l'IA par voie laparoscopique.
 (www.imvusa.com/ovine/lapinsemination.htm)

1 : Endoscope éclairant à vision directe, raccordé a une source d'air filtré, 2 : Trocart,
 3 : trocart avec plongeur, 7mm, 4 : Transcap avec guide, 5 : Aspic pour paille.

III.6. Avantages et inconvénients de l'IA

Les avantages de cette technique sont nombreux :

- *L'amélioration génétique* : L'IA permet une diffusion plus large et plus rapide d'allèles génétiquement et économiquement intéressants à partir d'un reproducteur performant. Ceci est rendu possible vu que, d'une part, 10 à 15 femelles peuvent être fécondées avec un même éjaculat, après dilution. D'autre part, la semence, quand il est possible de la congeler, voyage plus facilement et permet de féconder des brebis même longtemps après la mort du reproducteur. Il est à noter que le sperme de bélier est très sensible au froid, et que son exposition prolongée aux basses températures diminue de sa fertilité (FERNANDEZ, 2003).

- *La protection sanitaire* : L'IA laisse une faible probabilité à la propagation de maladies sexuellement transmissibles en raison, du suivi sanitaire rigoureux des mâles reproducteurs, du contrôle poussé de la semence récoltée et de l'utilisation exclusive de matériel jetable par l'inséminateur (FERNANDEZ, 2003).

- *L'organisation de la reproduction et la gestion de l'élevage* : L'IA associée à l'induction et à la synchronisation des chaleurs, permet à l'éleveur une meilleure gestion du calendrier d'agnelage et de lactation dans les zones de production laitière et même une production d'agneaux à contre saison avec une moyenne acceptable (FERNANDEZ, 2003).

Quand aux inconvénients ils sont surtout d'ordre économique :

- *Le coût des doses d'éjaculat*, en rapport avec le nombre de paillettes produites à partir du faible volume de semence récoltée.

- *Le coût important de l'application de l'IA* car elle s'effectue sur un effectif de brebis plus ou moins important et nécessite le déplacement d'un inséminateur.

- *Nécessité d'une synchronisation préalable des chaleurs* qui représente une charge et un coût supplémentaires.

- *Efficacité moindre par rapport à la monte naturelle*. En effet, les résultats obtenus par cette technique ne répondent toujours pas aux exigences de l'éleveur. Ceci n'est le plus souvent pas dû à la technique elle-même, mais à une mauvaise maîtrise des paramètres de reproduction par l'éleveur (l'alimentation, l'état sanitaire des animaux...etc).

III.7. Paramètres pouvant modifier les résultats de l'IA

Bon nombre de facteurs peuvent avoir des conséquences directes sur les résultats de l'IA :

- *Le nombre de spermatozoïdes inséminés*: Le nombre total de spermatozoïdes inséminés par femelle est un des principaux facteurs capables de diminuer la fertilité. En effet, 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 (BARYL et al, 1993). Ainsi, pour dépasser une fertilité de 65% chez des femelles synchronisées par traitement hormonal et inséminées avec une semence fraîche de bélier conservée moins de 8 heures (+15°C), le nombre optimal de spermatozoïdes totaux est de 400×10^6 (BARYL et al, 1993). Si la semence est stockée de 8 à 10 heures, il est recommandé d'utiliser 500×10^6 spermatozoïdes par IA. Lorsque de la semence congelée est utilisée, avec IA cervicale, il est nécessaire d'employer 900×10^6 spermatozoïdes (BARYL et al, 1993).

- *La qualité des spermatozoïdes utilisés pour l'IA* : La fertilité de la semence fraîche est fortement tributaire du pourcentage de spermatozoïdes anormaux. Ainsi, plus ce dernier est élevé plus la fertilité de la semence est faible (HAFEZ, 1974 ; BARYL et al, 1993).

- *Le mâle utilisé pour l'IA*: 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 (HAFEZ, 1974; BARYL et al, 1993).

- *Oestrus naturel ou synchronisé*: Il est en général plus facile d'atteindre une fertilité élevée en inséminant des femelles en oestrus naturel qu'en inséminant des femelles en oestrus 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'oeuf et du corps jaune qui peuvent être plus faibles après oestrus synchronisé (BARYL et al, 1993).

- *Le lieu de dépôt de la semence* : Il apparaît maintenant clairement que le lieu de dépôt de la semence est l'un des facteurs les plus importants susceptibles de modifier profondément le taux de fertilité. Lorsque la semence liquide de bélier est déposée dans le vagin au lieu du cervix, la fertilité est plus faible d'environ 10%. Quand, la semence est déposée directement dans les cornes utérines, il est possible de diviser par dix environ le nombre total de spermatozoïdes (BARYL et al, 1993).

- *L'âge des femelles inséminées* : La fertilité maximale des femelles est située entre 1,5 et 3 ans d'âge. Après cinq ans, 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 (HAFEZ, 1974; BARYL et al, 1993).

- *La saison* : ce facteur est surtout important chez les races saisonnées. En effet, la fertilité est généralement plus faible chez des femelles synchronisées par voie hormonale pendant la saison d'anoestrus comparée à celle de brebis traitées et inséminées pendant la saison sexuelle. Cette baisse de fertilité est également liée à une baisse saisonnière de la fécondance de la semence du bélier (BARYL et al, 1993).

- *Le niveau d'alimentation, la température et le stress* : Le niveau d'alimentation est capable de modifier la fertilité de l'IA (BARYL et al, 1993). Dans des troupeaux où l'alimentation est de niveau insuffisant ou peu approprié, les résultats sont en général mauvais. Un niveau d'alimentation trop élevé peut également être néfaste à la fertilité (HAFEZ, 1974). La température et le stress peuvent aussi provoquer une réduction de la fertilité des femelles inséminées (BARYL et al, 1993 ; FERNANDEZ, 2003).

- *L'inséminateur* : La fertilité après IA varie également selon l'inséminateur, sans que l'on puisse clairement identifier les raisons des différences entre techniciens. Cet effet est également souvent confondu avec un effet élevage, puisque ce sont souvent les mêmes inséminateurs qui interviennent dans les mêmes troupeaux d'une année sur l'autre. Il convient cependant de vérifier régulièrement les taux de fertilité par inséminateur afin d'identifier ceux ayant les moins bons résultats et d'entreprendre avec eux une démarche de recherche des causes possibles de cette situation (BARYL et al, 1993).

Notre essai a un double objectif :

1) Appliquer la technique d'insémination artificielle chez l'espèce ovine et comparer son efficacité par rapport à la lutte libre.

2) Evaluer l'efficacité de la synchronisation des chaleurs par des éponges dosées à 60 mg de médroxyprogestérone (ESPONJAVET®, Laboratoires HIPRA, Espagne) nouvellement introduites dans le marché algérien et déterminer, après retrait de ces dernières, la dose optimale de PMSG à injecter pour avoir un taux de fertilité maximum et un coût de traitement minimum.

I. Lieu, situation géographique et climat

Notre expérimentation a été réalisée au niveau de l'exploitation KHERFI FRERES située à 27 km de la daïra de GUERRARA, wilaya de GHARDAÏA.

La wilaya de GHARDAÏA se situe dans le centre de la partie nord du Sahara avec une superficie de 86,105 km² et une altitude moyenne de 468 m. Le milieu physique et climatique de la wilaya sont de type saharien. Le climat se distingue par de grandes amplitudes entre les températures du jour et de la nuit et de l'été et de l'hiver. La moyenne minimale de cet écart est de 13°C. La pluviométrie de la région est de 60 mm par an en moyenne.

Notre expérimentation s'est déroulée du 16 décembre 2005 au 16 juin 2006 ; soit une durée de 6 mois. L'essai a été conduit en collaboration avec le centre du CNIAAG (Centre National d'Insémination Artificielle et d'Amélioration Génétique) de Baba – Ali, Alger.

II. Animaux et conditions d'élevage

Cent quarante trois (143) ovins de race Ouled Djellal ont fait l'objet de cette expérimentation. Ces animaux appartiennent à un grand troupeau de 700 ovins, conduit selon un mode semi-intensif.

Tous les ovins sélectionnés (125 femelles et 18 mâles) présentaient un état général plus que satisfaisant (ni trop maigres, ni trop gras) avec une note d'état corporel comprise entre 3,5 et 4 et ne révélaient aucune pathologie. Tous les animaux boitant, blessés ou accidentés ont été écartés de notre sélection. Il en est de même pour toutes les femelles présentant une anomalie de l'appareil génital (au moment de la pose des éponges vaginales).

Les 125 femelles utilisées étaient toutes des agnelles, âgées de 8 à 10 mois et pesaient entre 30 et 35 kg, soit les deux tiers de leurs poids d'adulte. Ces agnelles ont été préalablement isolées des mâles, durant une période supérieure à 2 mois.

Les 18 béliers choisis étaient âgés de 17 à 20 mois et pesaient entre 60 et 70 kg. Ces béliers initialement destinés pour la récolte de sperme en vue de l'IA et pour la monte naturelle n'ont pu finalement être utilisés que pour cette dernière. En effet, l'échec à l'entraînement (voir plus loin) nous a conduit à récolter la semence de 5 autres béliers étrangers au troupeau. Ces mâles sont de la race OULED DJELLAL avec un âge moyen de 15 – 17 mois, un poids moyen de 50 – 55 kg et une note d'état corporel de 3 – 3,5.



L'alimentation de tous les animaux est à base de plantes sahariennes, consommées à l'occasion de la sortie journalière du troupeau, complétées par de l'ensilage d'orge, de la paille et de l'aliment concentré, distribués en bergerie. L'aliment concentré, produit localement au niveau de la ferme, a été analysé par le Laboratoire de l'ONAB (le bulletin d'analyse est présenté en annexe). Les résultats de l'analyse (Tableau 23) révèlent la bonne qualité de cet aliment, mises à part ses faibles teneurs en matières minérales et en calcium qui ont été de ce fait corrigées (ajout de calcaire et utilisation de pierre à lécher).

Tableau 23 : Résultats de l'analyse des caractéristiques nutritionnelles de l'aliment concentré distribué aux animaux pendant l'expérimentation.

Analyse	Résultat (%)
Matière grasse	3,16
Protéines brutes	18,19
Cellulose	3,77
Calcium	0,43
Phosphore	0,68
Matières minérales	4,45

Enfin, pour les besoins de notre essai, le régime alimentaire a été enrichi de 300 gr de concentré par tête, ce supplément faisant office de flushing.

III. Dispositif expérimental

Les 125 agnelles sélectionnées pour l'essai ont été réparties en 5 lots homogènes (n=25) décrits dans le tableau 24. En bref, le premier lot (baptisé **T**) n'a reçu aucun traitement hormonal et a évolué dans des conditions d'élevage naturelles comparables à ce qui se fait communément sur le terrain (pas de synchronisation d'œstrus et lutte libre). Les agnelles des 4 autres lots (baptisés **S1**, **S2**, **S3** et **S4**) ont été soumises à un traitement de synchronisation des chaleurs à l'aide d'éponge imprégnées d'un progestatif (voir détails plus loin), suivi d'une injection de PMSG. Celle-ci a été administrée à la dose de 200 UI pour le lot S1, 300 UI pour le lot S2 et 400 UI pour les lots S3 et S4. Par la suite, les agnelles des lots S1, S2 et S3 ont été orientées vers la monte naturelle (18 béliers pour 100 agnelles), alors que celles du groupe S4 ont été soumises à une insémination artificielle.

Tableau 24 : Description du dispositif expérimental de l'essai.

Lots	T	S1	S2	S3	S4
Effectif, n=	25	25	25	25	25
Synchronisation*	Non	Eponges	Eponges	Eponges	Eponges
Injection de PMSG #	Non	200UI	300UI	400UI	400UI
Mode de reproduction	Monte naturelle	Monte naturelle	Monte naturelle	Monte naturelle	Insémination artificielle

* Eponges vaginales dosées à 60 mg d'acetate de medroxy-progestérone et laissées en place durant 14 jours

Injection de PMSG au moment du retrait des éponges

IV. Déroulement de l'essai

Les différentes étapes suivies durant notre expérimentation sont résumées dans le tableau 25. Les modalités pratiques de chaque étape sont précisées dans l'ordre de leur réalisation dans les parties qui suivent.

Tableau 25. Chronologie des différentes étapes de l'expérimentation

Dates	Étapes
Le 16/12/05	Recensement, sélection (125 agnelles et 18 béliers)
Le 16/12/05	- Identification des animaux expérimentaux (pose de boucles) - Pose des éponges vaginales pour les agnelles à synchroniser - Mise au contact des agnelles témoins avec les béliers
Du 23 au 30/12/05	Essais d'entraînement des béliers en vue de la récolte de la semence
Le 30/12/05	Retrait des éponges et injection des différentes doses de PMSG selon les lots
Le 01/01/06	- Récolte, traitement et conditionnement de la semence pour l'IA - Lâcher des béliers pour la lutte libre (lots S1, S2 et S3)
Le 01/01/06 (de 17 à 18h30)	Application de l'IA proprement dite aux agnelles du lot S4
Du 01/01/06 au 16/06/06	Suivi des gestations ; enregistrement des données de reproduction pour celles menées à terme (mise bas, taille des portées, mortalité des agneaux...)

IV.1. Synchronisation des chaleurs

La synchronisation des chaleurs concerne toutes les agnelles sauf celles appartenant au lot témoin qui n'a bénéficié d'aucun traitement hormonal. Ces dernières ont été mises au contact des béliers dès le premier jour de manipulation des agnelles des autres lots : c'est – à – dire le jour de la pose des éponges.

IV.1.1. Identification préalable des agnelles à synchroniser

L'étape d'identification des agnelles est réalisée en même temps que la mise en place des éponges vaginales. Elle se fait par la pose de boucles à 4 chiffres et à l'aide d'une pince. Pour cela, la contention des agnelles se fait par un aide qui serre contre lui l'animal tout en soulevant le membre antérieur avec la main gauche et la queue avec la main droite, en même temps qu'un autre aide pose une boucle d'identification comportant quatre chiffres au niveau de l'oreille gauche de l'animal.

IV.1.2. La technique de pose de l'éponge

Avant de commencer l'opération proprement dite, il est préconisé de porter des gants.

Pour commencer, nous mettons l'applicateur spécifique à l'agnelle (Intervet) (voir figure 10) dans un seau contenant un désinfectant (Permanganate de Potassium). Entre temps, nous procédons au nettoyage de la région vaginale avec une serviette propre imbibée de ce même désinfectant puis nous retirons l'applicateur du seau et après l'avoir séché et lubrifié, nous l'introduisons dans le vagin de la manière suivante : écartier les lèvres vulvaires, puis introduire l'applicateur de façon à former un angle de 45° avec le plancher du vagin pour enfoncer l'applicateur dans un mouvement rotatoire.

Avant la pose de l'éponge (ESPONJAVET®, Laboratoires HIPRA, SA.-17170 Amer, GIRONA, Espagne, AMM n° 1076.07.1.49), nous devons d'abord libérer le passage au niveau vaginal grâce à un mandrin que nous introduisons à l'aide du tube de l'applicateur.

Une fois le passage libéré, nous retirons le mandrin pour laisser place à l'éponge que nous faisons glisser à l'aide du poussoir (piston) au fond du vagin, tout en veillant à laisser le fil du retrait pendant à l'extérieur.

Nous vérifions la bonne position de l'éponge au niveau du vagin en se basant sur la longueur du fil. Ces éponges sont laissées en place pendant 14 jours chez les agnelles.

IV.2. Entraînement des béliers en vue de la récolte de sperme

Nous procédons à la préparation des béliers après la pose des éponges.

Les 18 béliers retenus pour notre expérimentation sont isolés des autres mâles de l'exploitation et reçoivent un supplément vitaminique : injection unique d'AD3E en intra musculaire à la dose de 5cc par animal. Ces béliers sont soumis à un entraînement dans le but de récolter leur sperme suivant le protocole expérimenté par le CNIAAG, décrit ci-après. La récolte du sperme se fait par vagin artificiel.

Le bélier est préparé et stimulé par deux fausses montes réalisées comme suit : il est présenté à une brebis attachée et en chaleurs soit naturelles (détectée par le bélier boute-en-train) soit induites par l'oestradiol (une injection de 1 ml de valirate d'oestradiol, en intra musculaire ; les chaleurs apparaissent 36 heures après l'injection). Ainsi, le mâle sera dressé suivant des horaires de récoltes programmées.

Cette opération a duré plus de 8 jours mais n'a débouché sur aucun résultat. Le bélier est connu pour son comportement timide lors du coït surtout en présence du récolteur ou du spectateur. De même, la nature craintive de ces animaux et le stress qu'ils éprouvaient en notre présence surtout les premier jours, les conduisaient à fuir et des fois même à foncer directement sur les murs et les

clôtures. La seule solution permise, était d'essayer d'habituer les animaux à notre présence, d'abord, par un frottement journalier de plusieurs heures et par la distribution de l'aliment après un jeûne d'une demi journée, opéré par nos soins.

Au bout du 8^{ème} jours, les animaux s'alimentaient de nos mains mais le comportement qu'ils avaient face à notre approche lui n'avait pas changé. Seule l'arrivée de nouveaux béliers en provenance de Sétif, qui étaient élevés en bergerie et habitués donc à une présence rapprochée des humains nous a permis d'effectuer des récoltes de semence.

VI.3. Retrait des éponges et injection de PMSG

Pour cela, la contention des agnelles se fait de la même manière que pour la pose des éponges lors de la synchronisation des chaleurs.

Le retrait de l'éponge se fait de la manière suivante : nous saisissons le fil de retrait avec la main gantée. Après deux tours autour de l'index, ce fil est tiré doucement vers le bas pour éviter une projection du liquide vaginal sur le visage. Puis l'éponge est jetée dans un seau préparé pour cet usage.

Le retrait de l'éponge est suivi de l'injection intramusculaire de PMSG (Prégnant Mare Sérum Gonadotropine, MARQUE) à des doses différentes selon les lots : 200UI pour le lot S1, 300UI pour le lot S2 et 400UI pour les lots S3 et S4.

IV.4. L'insémination artificielle

Dans cet essai, nous avons appliqué l'IA par la voie cervicale. Nous avons toutefois et en parallèle, procédé à l'IA par voie laparoscopique dans un but d'apprentissage de la technique (Annexe 4).

IV.4.1. Etapes de préparation

Ces opérations interdépendantes ont été réalisées 48 heures après le retrait des éponges et en prévision d'une insémination artificielle avec une semence fraîche. Cette dernière devait se faire 52 heures après le retrait des éponges. Il est à noter que le lâcher des béliers destinés à la monte libre pour les lots S1, S2 et S3 s'est fait le matin du même jour.

La récolte de sperme :

Comme précédemment expliqué, l'échec de l'entraînement des mâles initialement sélectionnés pour l'IA nous a conduit à utiliser des béliers, au nombre de 5, nouvellement accueillis dans la ferme. Ceux-ci étaient déjà habitués au frottement avec les humains. Pour leur stimulation, nous avons utilisé 2 femelles en chaleur. La technique de récolte était celle du vagin artificiel décrite ci-dessous. Le matériel que nous avons utilisé est présenté dans la figure 23.

Le vagin artificiel est d'abord préparé et rempli avec une eau dont la température avoisine les 42°C. La pression est réglée par insufflation d'air à travers la valve qui se trouve à sa partie proximale. Ensuite, le cône en caoutchouc est relié au cylindre à sa partie distale. Enfin, un tube de récolte, gradué et stérile, est relié au cône à sa partie étroite. Le tout est recouvert d'un étui préchauffé en cuir.



Figure 23 : Le vagin artificiel utilisé pour la récolte de la semence.

La femelle est maintenue fixe par un aide, l'opérateur se met à sa droite en tenant le vagin lubrifié par de la vaseline de la même main. Pour obtenir une semence de bonne qualité, nous procédons d'abord à au moins deux fausses montes préalables puis nous laissons le bélier monter pour la récolte. A ce moment, l'orientation de son pénis vers le vagin artificiel se fait par simple et rapide saisie de la peau du prépuce. L'éjaculation est marquée par un coup de rein caractéristique. Une fois obtenue, la semence est conduite rapidement au laboratoire pour y subir différentes phases de traitement. Celui – ci a été installé au sein même de la bergerie (matériel entreposé à l'arrière d'un véhicule utilitaire) pour réaliser le traitement de la semence dans les meilleurs délais afin d'éviter la détérioration de la qualité du sperme (analyses réalisées environ 10 à 15 minutes, après la récolte). Notons, enfin, que nous disposons de deux vagins artificiels pour les 11 récoltes effectuées en 48 heures.

Traitement et conditionnement :

Une fois la semence récoltée, nous procédons à sa pré-dilution avec un même volume de dilueur soit : 1ml de dilueur (LAICIPHOSÉ IMV) à une température de 38°C pour 1 ml d'éjaculat (Figure 24). Par la suite, avec une pipette Jensen, nous déposons une goutte de cette semence entre lame et lamelle et nous l'examinons à l'aide d'un microscope à plaque chauffante, d'abord à faible grossissement (x100) pour apprécier la motilité massale. Cette dernière se manifestait sous forme de

tourbillons à l'intérieur du mélange. Ensuite nous l'examinons à fort grossissement (x400) pour évaluer la viabilité des spermatozoïdes. Tous les éjaculats contenant un fort taux de spermatozoïdes anormaux ont été écartés de notre sélection.

La concentration en spermatozoïdes n'a pu être effectuée car le spectrophotomètre montrait une défektivité, vu les résultats illogiques qu'il donnait. Pour palier à cela, nous avons préconisé un balayage à fort grossissement pour essayer d'apprécier, d'une part la viabilité, mais aussi la motilité individuelle en général.



Figure 24 : prédilution de la semence avant analyse.

Après analyse, seuls 6 éjaculats ont été retenus sur les 11 semences récoltées. Ils avaient tous une note inférieure à 4.

Devant la qualité moyenne de ces éjaculats, le taux de dilution a été revu à la baisse afin de tenter d'augmenter le nombre de spermatozoïdes par paillette.

Une fois la dilution faite, les tubes contenant les mélanges ont été bouchés, puis plongés dans une eau dans laquelle baigne une ampoule d'acide acétique. Le but recherché était de faire chuter la température de 37 à 20°C dans une période avoisinant les 20 minutes.

Ensuite est intervenue la phase de conditionnement (Figure 25). Des paillettes de 0,25ml ont été utilisées. Le remplissage s'est d'abord fait à l'aide d'une conditionneuse, mais vu la faible quantité de semence, et dans un souci d'éviter le gaspillage, nous avons eu recours au pipetage buccal.

Les paillettes obtenues étaient au nombre de 37, elles ont été conservées à une température de 15°C jusqu'au moment de l'insémination.



Figure 25 : conditionnement de la semence récoltée.

Préparation du pistolet :

Pour la préparation du pistolet, nous avons procédé de la manière suivante :

- 1) Retirer le pistolet d'insémination de son coffret, préparer le lubrifiant et enfiler les gants.
- 2) Insérer le piston à l'autre extrémité du pistolet
- 3) Choisir une paillette, puis en tenant le corps externe du pistolet et le mandrin entre le pouce et l'index, insérer la paillette jusqu'au fond de l'adaptateur en un mouvement de torsion en laissant à peine dépasser l'extrémité.
- 4) Tenir la gaine au dessus du pistolet et la glisser lentement tout le long dans le barillet bloquant ainsi la gaine par une légère torsion de verrouillage.
- 5) Appuyer légèrement sur le piston jusqu'à l'apparition d'une goutte, le pistolet est ainsi prêt à être utilisé pour inséminer.

IV.4.2. Insémination artificielle proprement dite

Elle a eu lieu le 1^{er} janvier 2006, à partir de 17h, c'est-à-dire 52 heures après le retrait des éponges.

La technique est simple : après chargement du pistolet d'insémination, l'arrière train de la femelle est soulevé, la vulve nettoyée au besoin. Ensuite le spéculum, préalablement lubrifié, est introduit dans le vagin ; le conduit est éclairé à l'aide d'une lampe de poche (Figure26).

Une fois le col localisé, la pointe du pistolet est introduite le plus loin possible à l'intérieur de ce dernier sans forcer. Une fois la limite atteinte, la semence est évacuée.

Notons, que dans notre cas, la difficulté résidait dans la détection du col. En effet, celui-ci avait une petite taille car toutes les femelles destinées à l'insémination artificielle étaient des agnelles. De plus, la présence d'une quantité importante de mucus, signe de chaleurs, réduisait le champ de vision. L'élimination de ce dernier s'est faite par drainage à l'aide du spéculum et par un simple mouvement vers le bas.



Figure 26 : l'acte d'insémination chez l'agnelle.

Un nombre total de 25 agnelles a été ainsi inséminé en l'espace d'une heure et demie.

IV.5. Diagnostic et suivi des gestations

Pour l'ensemble des femelles inséminées ou soumises à la lutte libre, le diagnostic de gestation est établi selon deux méthodes :

IV.5.1 La surveillance des retours en chaleurs

Cette méthode traditionnelle consiste à surveiller les retours de chaleurs chez les agnelles 15 jours après l'insémination ou le lâcher des béliers. Comme les manifestations de chaleurs sont discrètes chez la brebis, la détection de leur retour se fait par l'introduction du bélier dans l'enclos des agnelles (Figure 27).



Figure 27 : Détection des retours de chaleurs chez les agnelles

IV.5.2 Le diagnostic de gestation par échographie

L'échographe est un moyen de diagnostic précoce de gestation (vers le 35^e jour). Dans cet essai, nous avons utilisé un échographe pourvu d'une sonde sectorielle de 7,5MHz (rayon de 13 cm max), pour diagnostiquer les gestations à partir du deuxième mois après la mise à la reproduction des agnelles.

Avant de procéder à l'échographie, les agnelles sont soumises à une diète hydrique préalable de 24h. Un aide contentionne l'agnelle en décubitus dorsal. La région abdominale est lavée avec de l'eau puis un gel spécial (gel conducteur) est appliqué à ce niveau et sur la sonde de l'échographe. Avec cette sonde, nous balayons lentement la zone de projection des cornes utérines tout en fixant des yeux l'écran de l'échographe. Nous commencerons le plus souvent par la corne droite car la fréquence des gestations est plus grande à ce niveau.

Sur l'écran de l'échographe, nous essayons de détecter toute masse blanchâtre qui pourrait renseigner sur la présence d'un fœtus (Figure 28).

a)



b)



c)



Figure 28 : Diagnostic de gestation par échographie.

- a) Acte de diagnostic de gestation par échographie ;
- b) Lecture du résultat sur l'écran de l'échographe ;
- c) Fœtus ovin de 2 mois.

V. Mesures des performances de reproduction

Pour évaluer les résultats de notre essai, nous avons déterminé, pour chaque lot expérimental, les taux de fertilité, de fécondité, de prolificité et les taux de mortalité des agneaux. Ces différents paramètres ont été calculés selon les formules suivantes :

$$\text{Taux de fertilité} = \frac{\text{Nombre de mise bas X 100}}{\text{Nombre d'agnelles mises à la reproduction}}$$

$$\text{Taux de prolificité} = \frac{\text{Nombre d'agneaux nés X 100}}{\text{Nombre de mise bas}}$$

$$\text{Taux de fécondité} = \frac{\text{Nombre d'agneaux nés X 100}}{\text{Nombre d'agnelles mises à la reproduction}}$$

$$\text{Taux de mortalité des agneaux} = \frac{\text{Nombre d'agneaux morts X 100}}{\text{Nombre d'agneaux nés}}$$

VI. Analyses statistiques

Les différents résultats sont décrits par la moyenne et l'erreur standard (SE, calculée à partir de la déviation standard SD selon la formule $SE = SD/n^{0,5}$ ou n représente l'effectif de chaque lot). Les moyennes obtenues sont comparées par le test T de Student. Le seuil de signification choisi est d'au moins 5%. Toutes ces analyses sont effectuées à l'aide du programme StatView (Abacus Concepts, 1996, Inc., Berkeley, CA94704-1014, USA).

Dans cet essai, nous avons appliqué la technique de l'insémination artificielle chez la brebis pour évaluer son intérêt par rapport à la monte naturelle et testé l'efficacité de la synchronisation des chaleurs par de nouvelles éponges récemment introduites dans le marché algérien (dosées à 60 mg de MPA). Nous avons également examiné l'incidence de différents niveaux d'apport de PMSG à injecter après retrait de ces éponges afin de déterminer la dose optimale sur le plan économique et reproductif.

Dans le tableau 26, nous présentons les caractéristiques des ovins sélectionnés pour notre essai. Les animaux ont été répartis dans les différents lots expérimentaux de manière homogène d'un point de vue âge, poids et notes d'état corporel.

Tableau 26 : Effectifs, âges, poids et notes d'état corporel des ovins utilisés pour l'expérimentation (valeurs moyennes).

	Effectifs	Âges	Poids	Notes d'état corporel
Agnelles	125	8 – 10 mois	30 – 35 kg	3,5 – 4
Béliers destinés à la monte	18	17 – 20 mois	60 – 70 kg	3,5 – 4
Béliers destinés à l'IA	5	15 – 17 mois	50 – 55 kg	3 – 3,5

Pour évaluer les résultats des différents traitements, nous avons mesurés pour chaque lot les paramètres suivants : taux de gestation, taux de fertilité, taux de prolificité et taux de mortalité des agneaux. Les valeurs obtenues sont présentées dans le tableau 27 et la figure 29.

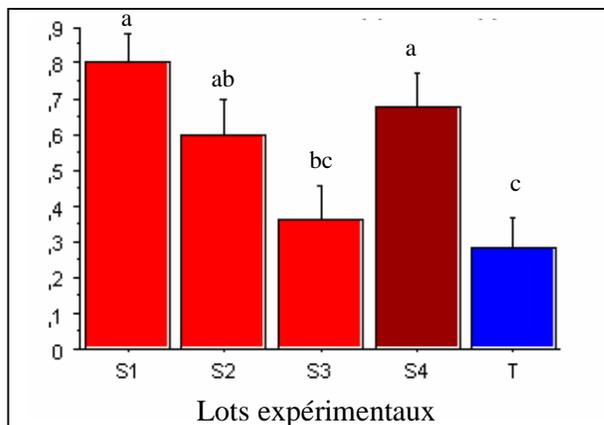
Tableau 27. Nombre de gestations (moyennes ± écart-type), taux de fertilité, de prolificité et de mortalité enregistrés dans les différents lots expérimentaux* .

Lots	T	S1	S2	S3	S4
Nombre de gestations	0,28 ± 0,092 ^c	0,80 ± 0,082 ^a	0,60 ± 0,100 ^{ab}	0,36 ± 0,098 ^{bc}	0,68 ± 0,095 ^a
Fertilité (%)	16 ^b	64 ^a	40 ^{ab}	24 ^b	56 ^a
Fécondité (%)	16 ^b	64 ^a	40 ^{ab}	24 ^b	60 ^a
Prolificité (%)	100	100	100	100	107
Mortalité (%)	0	6,25	0	0	6,67

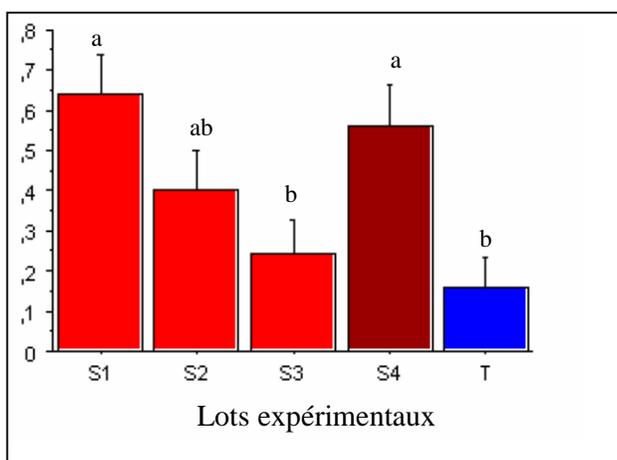
* les traitements appliqués pour chaque lot sont décrits dans le texte.

^{a, b, c} les valeurs suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes (P<0,05).

Nombre de gestations



Nombre de mise bas (fertilité)



Nombre de naissances (fécondité)

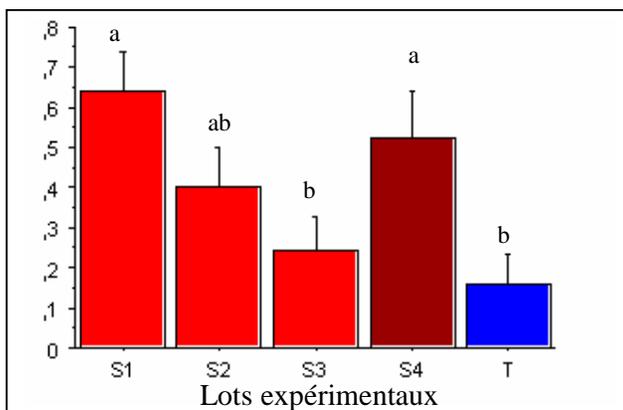


Figure 29 : Nombre de gestations, nombre de mise bas (fertilité) et nombre de naissances (fécondité) des différents lots expérimentaux (moyennes ± écart-type).

- Lot T : agnelles non synchronisées et soumises a la monte naturelle.
- Lot S1, S2, S3 : agnelles synchronisées et traitées respectivement avec 200, 300, et 400 UI de PMSG et soumises a la monte naturelle.
- Lot S4 : agnelles synchronisées et traitées avec 400 UI de PMSG et soumises à l'IA

Pour déterminer l'effet de la synchronisation...

Nous comparons les résultats obtenus dans les lots synchronisés et traités avec différentes doses de PMSG (200UI pour le lot S1, 300UI pour le lot S2 et 400 UI pour le lot S3) par rapport à ceux enregistrés dans le lot T où les agnelles ne reçoivent aucun traitement hormonal.

Nos résultats montrent que les taux de gestation obtenus chez les lots synchronisés S1 et S2 sont supérieurs à ceux obtenus chez le lot T (agnelles non synchronisées). En effet, ces taux augmentent significativement d'un facteur de 1,86 ($P < 0,0001$) pour le lot S1 et d'un facteur de 1,14 ($P < 0,02$) pour le lot S2 par rapport au lot T.

De même, nous observons que dans le lot S3, le taux de gestation augmente de 28% par rapport au lot T. Toutefois cette variation n'atteint pas la signification statistique.

De la même manière, nous pouvons remarquer que les taux de fertilité et de fécondité obtenus chez le lot S1 sont triplés de manière significative par rapport au lot T ($P < 0,001$). Ces mêmes taux tendent à être améliorés pour le lot S2 : +150% comparés au lot T ($P = 0,06$). Quand au lot S3, la fertilité et la fécondité ne sont pas significativement modifiées par rapport au lot T (+50%, $P = 0,55$).

Par ailleurs, au vu de nos résultats, nous pouvons constater que le taux de prolificité est identique pour les lots T, S1, S2 et S3 (taux de 100%) alors qu'il est de l'ordre de 107% pour le lot S4.

Enfin, dans nos conditions, une seule mortalité a été enregistrée au niveau du lot S1 et du lot S3.

Concernant l'impact du traitement de PMSG ...

Nos résultats montrent qu'en diminuant la dose de PMSG de 400UI (lot S3) à 300UI (lot S2), le nombre de gestations semble augmenter de 67% ($P = 0,07$) alors que les taux de fertilité et de fécondité ne sont pas significativement modifiés (+67%, $P = 0,2$).

En revanche, en réduisant davantage la dose administrée de PMSG (200UI), le taux de gestation est significativement amélioré de 122% ($P < 0,01$) et les taux de fertilité et de fécondité sont nettement augmentés (+167%, $P < 0,01$) par rapport au lot S3 recevant la dose de 400UI de PMSG.

Concernant l'effet du mode de reproduction (monte naturelle ou IA) ...

Nous constatons que sur les 25 agnelles synchronisées et inséminées (lot S4), 14 ont mis bas de 13 portées simples et une portée gémellaire, contre 6 portées simples dans le lots S3 (monte libre). L'IA a donc permis d'augmenter significativement le taux de gestation par rapport aux agnelles synchronisées et soumises à la monte naturelle (+89%, $P<0,01$).

De la même manière, les taux de fertilité et de fécondité sont également augmentés de manière significative chez les femelles inséminées (lot S4) par rapport au lot S3+ : +133% ($P<0,01$) pour la fertilité et +150% ($P<0,05$) pour la fécondité.

L'amélioration de tous ces paramètres est nettement plus prononcée lorsque nous comparons les agnelles inséminées et synchronisées (lot S4) à celles élevées dans les conditions naturelles (lot T). Ainsi, l'augmentation atteint 143% pour le taux de gestation ($P<0,01$), +250% pour la fertilité ($P<0,001$) et +275% pour la fécondité ($P<0,01$) entre les lots S4 et T.

Initialement, le but de notre essai était d'évaluer les performances de reproduction ovine suite à l'utilisation de l'insémination artificielle couplée à une synchronisation des chaleurs. Nous avons également testé différentes doses de PMSG afin de déterminer la plus efficace en terme de fertilité et de coût.

Concernant le traitement de synchronisation des chaleurs ...

Les résultats que nous avons obtenus montrent que, dans nos conditions, la synchronisation des chaleurs avec les éponges dosées à 60mg de MPA améliore les performances de reproduction des agnelles et ce quelque soit la dose de PMSG administrée.

Notons toutefois que la prolificité de ces agnelles synchronisées n'est pas affectée.

Au vu de nos résultats, les meilleures performances de reproduction en terme de taux de gestation, de fertilité et de fécondité, sont obtenues avec la plus faible dose de PMSG injectée, soit 200UI. Ainsi, et contre toute attente, nous avons réussi à réduire de moitié la dose usuellement pratiquée sur le terrain et qui est de 400UI, sans pour autant affecter les performances de reproduction du cheptel.

Des résultats comparables ont été obtenus dans une étude marocaine réalisée sur des brebis de race Touabire synchronisées à l'aide d'éponges imprégnées de FGA et soumises à la lutte libre (LAHLOU-KASSI et BOUKHLIQ, 1989). Cette étude révèle que de meilleurs taux de fertilité sont obtenus avec de faibles doses de PMSG : 77,5% avec 100UI de PMSG contre 50% avec 200UI de PMSG.

Rappelons, à cet effet, qu'il n'existe pas de dose universelle de PMSG à injecter ; celle-ci doit être adaptée en fonction de la race, du poids et du statut physiologique de la brebis (MEYER et al, 2004). Il semble d'ailleurs que pour les races rustiques et subtropicales, des doses plus faibles conviendraient par rapport à celles préconisées chez les races de pays tempérés qui sont le plus souvent améliorées (MEYER et al, 2004).

Notons également que l'augmentation de la dose de PMSG n'est pas forcément synonyme de meilleure fertilité puisque celle-ci est la résultante de plusieurs facteurs dont le plus important est la race (MEYER et al, 2004).

Concernant la technique d'insémination artificielle...

Dans notre essai, l'application de l'IA chez les agnelles synchronisées a permis d'obtenir un taux de fertilité de 56%. Ce taux est comparable à ceux obtenus chez les races saisonnées d'Europe : 57% pour la Suffolk et 67% pour la Texel (DONONVAN et al, 2001).

Un point important est à souligner : dans nos conditions, l'IA améliore considérablement la fertilité des agnelles synchronisées. Il est vrai que de tels résultats sont rarement mentionnés dans la littérature. En effet, les taux de fertilité enregistrés après IA sont en général plus faible par rapport à ceux obtenus chez des femelles en lutte libre (LAHLOU-KASSI et BOUKHLIQ, 1989 ; MANAR et al, 1988). Toutefois, TIBARY et al (1988) montrent également que chez des brebis de race Timahdite, synchronisées avec de la FGA et 400UI de PMSG, la fertilité est améliorée par l'IA par rapport à la monte naturelle: augmentation de l'ordre de 95%.

Par ailleurs, les paramètres de reproduction que nous enregistrons chez les agnelles élevées en conditions naturelles sont faibles par rapport aux performances connues de la race Ouled Djellal.

En effet, nous avons obtenu dans nos conditions des taux de fertilité et de fécondité de 16% avec un taux de prolificité 100% alors que les taux habituels de cette race se situent entre 73 et 93% pour la fertilité, entre 75 et 115% pour la fécondité et entre 102 et 126% pour la prolificité (CHOUYA, 2002).

De tels résultats pourraient s'expliquer par différentes raisons :

- ✓ D'une part, toutes les femelles utilisées dans notre essai étaient des agnelles donc, mises à la reproduction pour la première fois. De ce fait, nous ne disposons d'aucune garantie de leur fertilité. Nous ne pouvons pas, non plus exclure la présence d'infertilités imputables à une immaturité ou à des anomalies congénitales de leur appareil génital.
- ✓ D'autre part, nous pouvons émettre l'hypothèse d'une fertilité médiocre des béliers utilisés pour la monte. En effet, leurs compétences reproductives ne sont pas connues.

Signalons enfin, la présence d'un décalage entre le nombre de gestation et le nombre de mises bas pour l'ensemble des lots expérimentaux. Ce décalage pourrait être lié à la baisse d'apport alimentaire survenue au cours de l'expérimentation (rupture du stock d'ensilage pendant une durée d'un mois). Cette baisse d'alimentation pourrait être à l'origine d'un stress responsable de morts embryonnaires précoces chez les agnelles.

En conclusion...

Notre essai a permis de démontrer que l'application de l'insémination artificielle reste une alternative intéressante et efficace pour améliorer les performances de reproduction et la gestion de l'élevage ovin. A l'image des programmes initiés en faveur de la filière bovine, un plan de subvention jumelé à une large campagne de vulgarisation auprès des éleveurs, devraient permettre de diffuser largement l'IA dans nos élevages ovins et de bénéficier, ainsi, des avantages qu'elle offre sur les différents plans (génétique, sanitaire, économique ...).

Dans nos conditions, l'emploi des nouvelles éponges dosées à 60 mg de MPA se révèle être positif en terme d'efficacité de la synchronisation des agnelles de race Ouled Djellal.

Enfin, nous trouvons que la dose de 200UI de PMSG est suffisante voire meilleure que des doses supérieures pour optimiser la fertilité des agnelles synchronisées par ce type d'éponges. Cette dose revêt un intérêt économique tout particulier car elle permet de réduire de moitié le coût des traitements sans pour autant altérer les performances reproductives.

D'autres expériences réalisées dans d'autres conditions (femelles plus âgées, de race différentes ou bien sous des contraintes climatiques différentes) devraient confirmer ces données.

ANNEXE 1 :

Modalités pratiques de l'IA

1) L'IA cervicale

La réalisation de l'IA débute par la préparation de la paillette. Dans le cas d'une semence congelée, sortir la paillette de l'azote liquide à l'aide d'une pince, la plonger directement dans un bain-marie (37-38°) pendant 15 à 30 secondes, l'essuyer avec du papier sec puis l'introduire dans le pistolet d'insémination. Couper à environ 1 cm, à partir de la partie où se trouve le bouchon coloré, puis placer une gaine munie d'un anneau qui bloque la paillette. L'opérateur maintient le tout sous ses vêtements, pour garder une température favorable. Dans le cas d'une semence fraîche, effectuer les mêmes étapes, mais cette fois la paillette est sortie du thermos, pour être directement placée dans le pistolet d'insémination (BARYL et al, 1993). L'acte nécessite un minimum de contention. L'arrière train de l'animal est soulevé (Figure 30), la vulve est nettoyée au besoin. L'opérateur introduit le spéculum, préalablement lubrifié, en écartant les lèvres vulvaires avec ses doigts. Une fois le spéculum à l'intérieur, il l'écarte par pression sur ses deux poignées. Ensuite, il repère l'entrée du col. Celui-ci est au stade de fleur épanouie chez la femelle en chaleur. Une fois l'entrée du col localisée, l'opérateur introduit l'extrémité du pistolet sous la petite lèvre et la fait avancer le plus loin possible vers l'avant grâce à des mouvements de rotation. Quand il n'est plus possible d'introduire plus loin l'extrémité du pistolet, ce dernier est alors retiré de quelques millimètres et la semence est expulsée par une poussée lente du piston. Une fois ce travail terminé, la femelle est relâchée, le spéculum est nettoyé, désinfecté puis séché avant d'être utilisé sur une autre brebis (BARYL et al, 1993).



Figure 30. Contention et insémination par voie cervicale chez la brebis

(HANZEN, 2000)

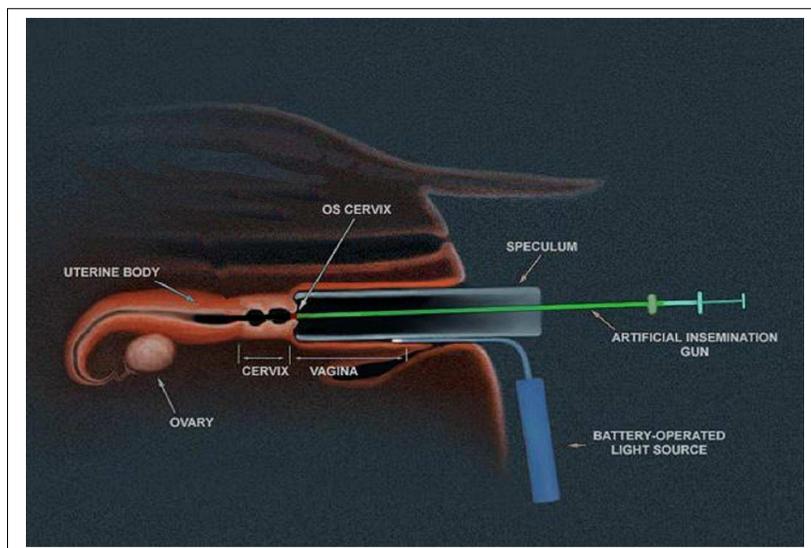


Figure31. Dépôt de la semence chez une brebis.

2) L'IA par voie laparoscopique

Une mise à jeun de 24 heures est requise avant l'opération. L'animal est d'abord immobilisé sur une table, par l'attache de ses quatre membres (Figure 32).

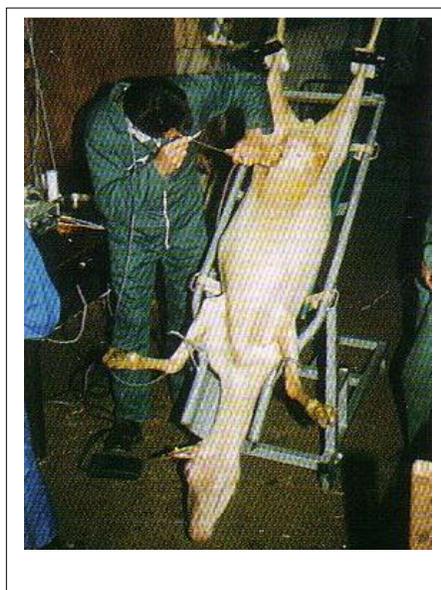


Figure 32. Immobilisation de la brebis en vue d'une IA par voie laparoscopique.

(BRICE et PERRET, 1997)

La laine est alors tondue en avant de l'attache de la mamelle. La crasse et la graisse sont enlevées en lavant la peau avec un savon antiseptique ou un détergent. La peau est ensuite stérilisée avec un antiseptique puis un anesthésique local est injecté par voie sous cutanée 5-7cm devant la

mamelle, 3 - 4 cm de chaque côté de la ligne médiane (BARYL et al, 1993). Le choix des sites d'injection doit se faire en évitant les vaisseaux sanguins. La brebis est présentée en levant l'arrière train selon un angle de 40° environ par rapport à l'horizontale. Le trocart, la canule et l'endoscope (sauf l'oeilleton) sont immergés dans une solution stérilisante non corrosive. L'endoscope est connecté à la source lumineuse. La canule de 7 mm est reliée à la bonbonne de gaz (air ou gaz carbonique) ou à une pompe. Munie de son trocart, la canule de 7 mm est insérée dans la cavité abdominale à gauche de la ligne médiane. Le trocart est retiré puis remplacé par l'endoscope. Le pneumopéritoine peut alors commencer; seul un petit volume d'air ou de gaz est nécessaire pour rendre le contenu abdominal visible, car un pneumopéritoine excessif provoque une gêne pour l'animal. Le trocart et la seconde canule recevant les instruments d'insémination sont alors insérés à droite de la ligne blanche. L'utérus est situé immédiatement en dessous ou devant la vessie. Dans certains cas, le volume de la vessie ne permet pas l'accès direct aux cornes utérines. Il est donc nécessaire d'avoir recours à une pince non traumatisante, introduite dans la seconde canule et permettant la manipulation de la vessie et l'accès au tractus génital. Pour l'IA, un assistant prépare le matériel d'insémination, décongèle la semence et monte la paillette dans l'aspic (BARYL et al, 1993).

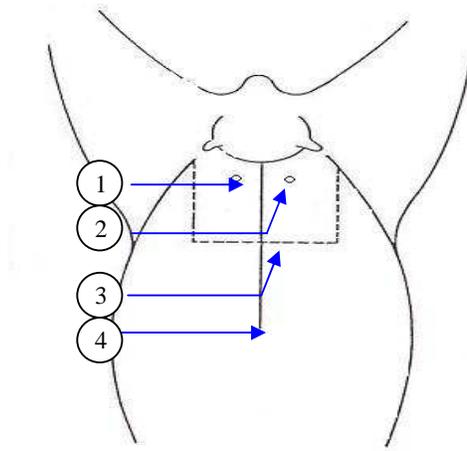


Figure 33. Lieux d'insertion des instruments chirurgicaux (BARYL et al, 1993).

- | |
|--|
| <p>1 : Trocart et canule recevant les instruments d'optique.
 2 : Trocart et canule recevant les instruments d'IA.
 3 : champ opératoire.
 4 : ligne abdominale médiane.</p> |
|--|

Ensuite deux techniques peuvent être utilisées, l'une dite technique australienne, et l'autre française.

a) Technique australienne :

Matériel utilisé :

L'équipement de base pour l'insémination est une pipette de verre ou de plastique qui a un diamètre interne de 2 mm, externe de 4,5 mm et 30 cm de long. Un assistant prépare une pipette d'IA en prenant environ 0,3 ml d'air, suivi du volume requis de semence. L'opérateur peut guider alors l'extrémité de la pipette vers une corne utérine. La pipette est introduite en ponctionnant la paroi utérine à mi chemin entre la bifurcation des cornes utérines et la jonction uterotubaire. Le piston de la seringue est alors poussé afin d'expulser la semence dont le mouvement peut être observé dans la pipette. La pipette est retirée et la même opération est répétée sur l'autre corne utérine (BARYL et al, 1993).

b) Technique française :

Matériel utilisé :

Le matériel d'insémination spécifique est composé d'un transcap, d'un palpateur et d'un aspic.

Le transcap est composé de deux parties:

- une poignée en plastique qui permet son maintien et qui est traversée longitudinalement par un jonc de faible diamètre, de 34 cm de long et qui est actionnée par une roue dentée;
- un tube creux en acier inoxydable, de 3,5 mm de diamètre et de 23 cm de longueur qui vient se visser à la base de la poignée pour écraser un joint torique assurant l'étanchéité.

Le palpateur recouvre le corps du transcap, il est constitué d'une tubulure en inox de 28 cm de long et de 5 mm de diamètre, évasée à son extrémité proximale et présentant une fenêtre à son extrémité distale.

L'aspic prend place à l'intérieur du corps du transcap. C'est une tubulure en plastique, à usage unique, de 3 mm de diamètre et de 31 cm de long. Ouvert à son extrémité proximale, l'aspic est équipé d'une aiguille très fine à son extrémité distale, de 5 mm de long et de 0,7 mm de diamètre, qui permet la ponction de la corne utérine. Cette aiguille est protégée par un manchon en plastique. L'aspic qui est maintenu dans le corps du transcap par l'écrasement du joint entre la poignée et le corps du transcap reçoit la paillette d'insémination de 0,25 ml. Le jonc permet de positionner correctement la paillette dans l'extrémité distale de l'aspic. Le transcap est introduit à l'intérieur de la cavité abdominale à travers un trocart de 5 mm de diamètre (BARYL et al, 1993).

Une fois la semence déposée dans la corne, le matériel est retiré doucement. Un antibiotique à large spectre est administré par voie générale, est un autre par voie locale au niveau des plaies.

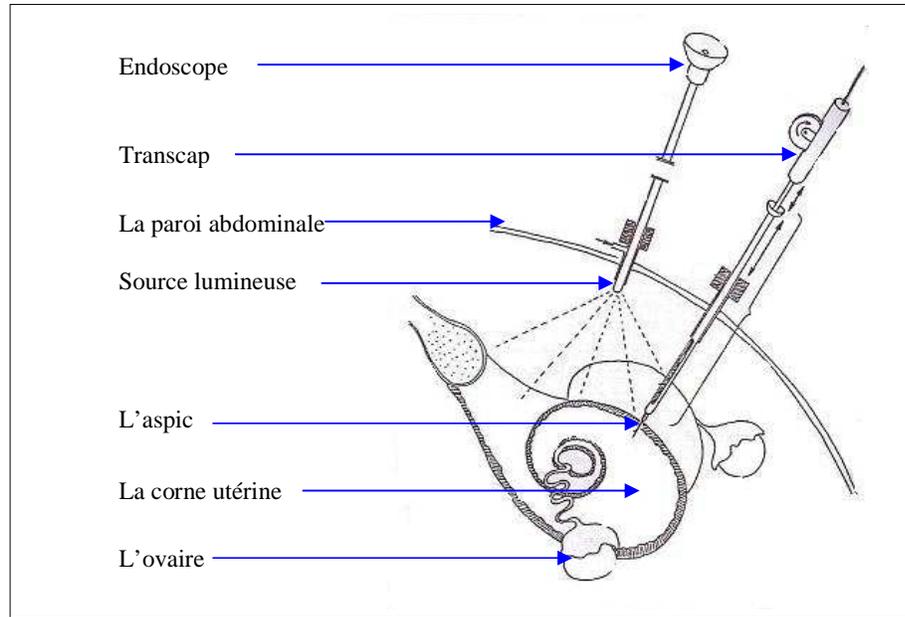


Figure 34. Instruments de l'IA par voie laparoscopique en place sur une femelle.
(BARYL et al, 1993).

ANNEXE 2 :**Notice des éponges utilisées pour la synchronisation des chaleurs (ESPONJAVET® , HIPRA)**

COMPOSITION PAR EPONGE : Acétate de médroxyprogestérone 60 mg

INDICATIONS :

Brebis, Jeunes brebis, Chèvres : Synchronisation de l'œstrus, induction de l'activité cyclique en période d'œstrus si ESPONJAVET est utilisée ensemble avec la PMSG (GONASER).

POSOLOGIE ET MODE D'ADMINISTRATION :

Brebis, jeunes brebis, Chèvres : 1 éponge/animal.

Les éponges doivent être placées à l'aide d'un applicateur. Celui-ci doit être désinfecté avant son emploi en utilisant des sels d'ammonium quaternaire.

L'éponge doit rester dans le vagin pendant 12-14 jours.

Pendant la période d'œstrus les éponges doivent être retirées au bout de 14 jours en administrant simultanément une injection intramusculaire de 500 UI de PMSG (GONASER) en brebis ; en jeunes brebis et chèvres la dose de PMSG à administrer doit être 100 UI inférieure à celle administrée aux brebis. La PMSG ne doit pas être administrée avant le retrait de l'éponge ni 6 heures ou plus après le retrait de l'éponge, puisque cela peut causer une diminution de l'ovulation.

Les animaux doivent être saillis 48 heures après le retrait des éponges. Il faut éviter toute source de stress avant et après la saillie. Les animaux qui n'ont pas été couverts d'une façon satisfaisante lors de la première chaleur auront à nouveau leurs chaleurs au bout de 15-17 jours. Ce deuxième œstrus peut être synchronisé de la même façon que le premier.

PRECAUTIONS D'EMPLOI :

Les animaux doivent être sexuellement mûrs et en bonnes conditions physiques. Si on utilise des primipares, celles-ci doivent être âgées d'au moins 7 mois et peser 70% de leur poids futur comme adultes.

Quand l'application des éponges en jeunes brebis ou chevrettes est difficile (hymen excessivement résistant, malformations...) ne pas forcer l'introduction de l'applicateur, mais réaliser un massage ou une rupture manuelle de l'hymen si cela s'avérait nécessaire.

UTILISATION PENDANT LA GESTATION ET LA LACTATION :

Son utilisation pendant la gestation n'est pas indiquée.

Il est possible d'induire les chaleurs en femelles en lactation mais l'efficacité est moindre. Il est nécessaire de laisser un délai minimum de 60 jours entre la mise bas et l'introduction des éponges pendant la période sexuelle et de 75 jours en période d'œstrus.

CONTRE-INDICATIONS :

- Ne pas administrer à des animaux prouvés sensibles à la médroxyprogestérone.
- Ne pas administrer chez les femelles malades ou ayant des pertes vaginales suite à un avortement.

EFFETS SECONDAIRES :

En certains cas peuvent apparaître des vaginites et/ou adhérences entre la muqueuse et l'éponge.

SURDOSAGE :

De par son mode d'administration il est pratiquement impossible qu'il y ait un surdosage.

La présence d'éponges pendant de longues périodes peut causer une irritation vaginale et des altérations endométriques.

REMARQUE SPECIALE :

La médroxyprogestérone ne constitue pas un moyen thérapeutique et curatif de la stérilité.

DELAÏ D'ATTENTE :

Nul.

OBSERVATIONS :

- Les utilisateurs doivent mettre des gants protecteurs pendant la manipulation des éponges.
- Tenir au frais, au sec et à l'abri de la lumière.
- Une fois utilisées les éponges doivent être détruites d'une manière sûre.
- Dispenser sous prescription vétérinaire.
- La durée de validité du produit est de 24 mois après la date de fabrication.

PRESENTATION :

Sac de 25 éponges.

AMM Maroc n° 0693.2/00

AMM Algérie n° 1076.07.1.49

Reg. n° 247/0855-ESP

BATCH: 1B2T-1
DOM: APR-2005
EXP: APR-2007



USAGE VETERINAIRE

LABORATORIOS HIPRA, S.A. - 17170 AMER (GIRONA) SPAIN

700065-00

ANNEXE 3 :

Résultats des analyses réalisées sur l'aliment utilisé dans notre expérimentation

Fax émis par : 0021329853593

GEP KHERFI-FRERES

09/06/06 04:48 Pg: 1



المؤسسة العمومية للتغذية و تربية الدواجن

شركة ذ.أ. رأس مال الاجتماعي 4.800.000.000 دج

Au Capital Social de 4.800.000.000 DA

UNITE LABORATOIRE

Ref : N° 88 /2006

BULLETIN D'ANALYSE

Date de réception : 04/03/2006 B-18	Origine du produit : G.A. KHERFI FRERES	Référence LABO/ 3401-01
Nature du produit : Concentré V.L. GEP	Demandeur : G.A. KHERFI FRERES	D.A. N° : 04 du 04/03/2006
Date de Prél. : /	Analyses demandées : Physico-chimiques	
Date de Fab. : /		

ANALYSE	RESULTAT DE L'ECHANTILLON	NORME DE LA METHODE D'ANALYSE
Humidité %	-	NA 1291-1994
Matières Minérales %	4,45	NA 650-1994
Matières Grasses %	3,16	NA 654-1992
Protéines brutes %	18,19	NA 652-1992
Cellulose %	3,77	Directive Européenne
Calcium %	0,43	AFNOR
Phosphore %	0,68	NA 657-1992
Insolubles chlorhydriques	-	NA 651-1992

Conclusions : Produit de bonne qualité. à l'exception des teneurs des Matières Minérales et du Calcium qui sont relativement bas.

Date d'effet

04/03/2006

المدير وحدة المختبر
 Directeur de l'Unité Laboratoire
 السيد عبد الحميد
 Mr. ABED Mohamed

المقر الاجتماعي بالطرق الأرومية العلية - جسر قسنطينة - الجزائر. الهاتف : 213 (0) 21-28-32-32 الفاكس : 213 (0) 21-28-34-32
 Siège Social : Quatre chemins de Kouba - Gué de Constantine - Alger. Tél : (213) 021- 28-32-32 Fax : (213) 021- 28-78-44

ANNEXE 4 :

Application de l'IA par voie laparoscopique réalisée au cours de notre essai.

Avant de procéder à l'intervention de la laparoscopie, les brebis sont soumises à un jeûne d'une demi-journée (vidange de l'appareil digestif).

Le jour de l'opération, un aide contentionne la brebis en décubitus dorsal. La zone en avant des mamelles est lavée et rasée, puis l'animal est placé en décubitus dorsal sur une table de contention avec les quatre membres entravés. La zone en avant de la mamelle est d'abord désinfectée, trois fois de suite, à l'alcool en alternance avec l'alcool iodé puis avec du dakin.

La brebis est tranquilisée avec de l'Acépromazine (VETRANQUIL®) à la dose de 0,5 cc en intra musculaire au niveau de la cuisse.

Un champ opératoire ne laissant apparaître que la zone désinfectée recouvre la moitié postérieure de la brebis. Nous procédons à la mise en place du grand trocart avec son mandrin dans le flanc gauche à 2 ou 3 cm de la veine mammaire avec un angle de 45° par rapport au plancher de l'abdomen. La ponction doit être franche et sans brutalité.

De l'air est insufflé dans l'abdomen, le trocart est retiré et l'endoscope prend le relais pour une première exploration rapide. Celui-ci est maintenu avec le pouce et l'index et le mandrin avec l'annulaire et l'auriculaire.

Le faisceau lumineux de l'endoscope projeté sur la paroi abdominale permet d'orienter la mise en place d'un 2^{ème} trocart (plus petit que le premier). Cette ponction se fera en évitant les ramifications des veines mammaires. Le transcap est alors introduit et l'aspic est poussé.

D'un léger coup précis et franc, l'aiguille (aspic) ponctionne la paroi de la corne utérine en prenant soin d'éviter les petites veines. Le pouce de la main droite glisse sur la roulette du transcap et chaque corne reçoit la moitié du contenu d'une paillette.

L'endoscope avec le mandrin sont retirés lentement.

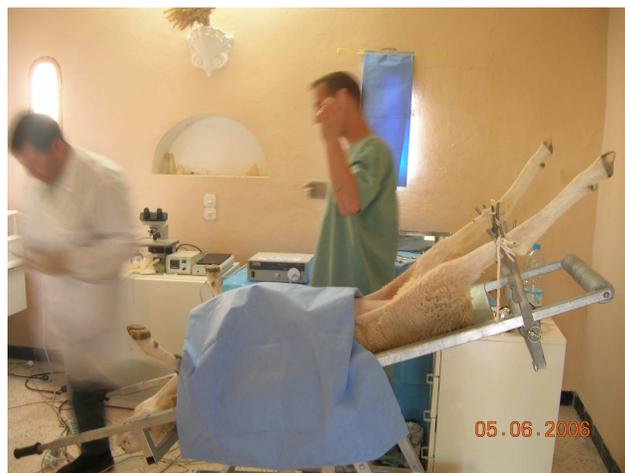
Une injection d'antibiotiques est effectuée en intra musculaire (Pénicilline et Streptomycine) ainsi qu'une désinfection des points d'incision non suturés.

La brebis est repositionnée à l'horizontale, détachée et déposée au sol.

Contention de la femelle sur la table.



Asepsie



Mise en place du premier trocart



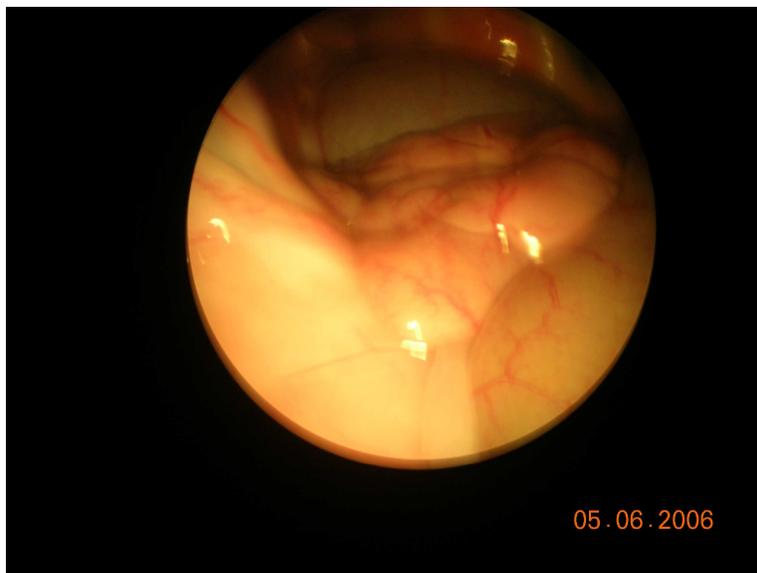
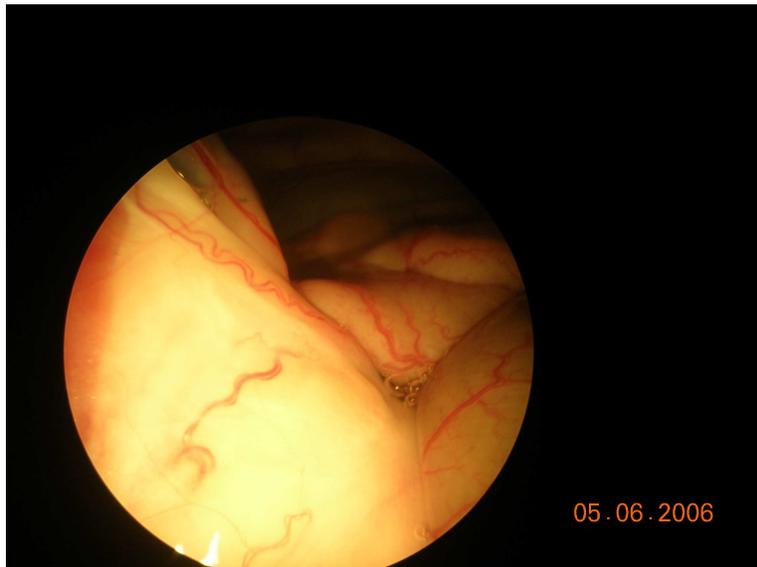
Lavage et rasage du champ opératoire



Mise en place du transcap



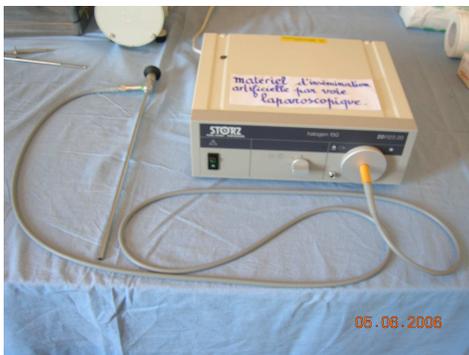
Aspect de la cavité abdominale vu à travers l'endoscope.



Exploration de l'abdomen à l'aide de l'endoscope.



Matériel utilisé pour l'IA par la voie laparoscopique.



Mise en place du deuxième trocart.



- Abecia J.A, Forcada F., Zúñiga O.& Valares J.A. (2002)** The effect of progestagen treatment on sheep reproductive performance at different phases of the oestrous cycle. *Animal Research*, 51, pp149-155.
- Baryl G., Chemineau P., Cognie Y., Guérin Y., Leboeuf B., Orgeur P. & Vallet J.C. (1993)** In: Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et caprins. FAO. 233p.
- Bidon B.M. (1988)** Influence of modern techniques of reproduction on methods of genetic improvement introductory remarks. In: 3^{ème} Congrès mondial de reproduction et sélection des ovins et bovins à viande, Paris (FRA), 1988/06/19-23. Proceedings: Volume 1, INRA Editions, pp 53-58.
- Blake J.L, Griffin J.B, Capaul E., De Luca A., Vater A. (1988)** Non-surgical insemination of sheep with deep-frozen semen. . In: 3^{ème} Congrès mondial de reproduction et sélection des ovins et bovins à viande, Paris (FRA), 1988/06/19-23. Proceedings : Volume 1, INRA Editions, pp 180-182.
- Bodin L., Elsen J.M, Hanocq E., François D., Lajous D., Manfredi E., Mialon M.M., Boichard D., Foulley J.L., Sancristobal-Gaudy M., Teyssier J., Thimonier J.& Chemineau P. (1999)** Génétique de la reproduction chez les ruminants. *INRA Productions Animales*, 12 (2), pp 87-100.
- Bonnes G., Desclaude J., Drogoul C., Gadoud R., Jussiau R., LeLoc'h A., Montméas L. & Robin G. (1988)** In: *Reproduction des Mammifères d'élevage*, Collection INRAP, Les Editions Foucher, Paris (France), 239p.
- Brice G. & Perret C. (1997)** In : *Guide de bonnes pratiques de l'insémination artificielle ovine*. Institut de l'Élevage Editions, Paris (France), 64p.
- Briois M., Belloc J.P., Guerin Y. & Colas G. (1988)** L'insémination artificielle ovine dans le rayon du roquefort. In: 3^{ème} Congrès mondial de reproduction et sélection des ovins et bovins à viande, Paris (FRA), 1988/06/19-23. Proceedings : Volume 1, INRA Editions, pp 183-185.
- Chouya F. (2002)** Etude des modalités d'introduction des techniques de maîtrise de la reproduction au sein des systèmes d'élevage ovins de la zone des hautes plaines sétifiennes. Mémoire de Magistère de l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alger, 147p.

- Clos J. & Muller .Y, (1998)** In : La reproduction, gestation, lactation et maîtrise de la reproduction. Nathan Editions, Paris (FRA), 191p.
- Courot M. (1988)** Techniques modernes de reproduction. In: 3^{ème} Congrès mondial de reproduction et sélection des ovins et bovins à viande, Paris (FRA), 1988/06/19-23. Proceedings : Volume 1, INRA Editions, pp 59–78.
- Derivaux J. (1971)** In : Reproduction chez les animaux domestiques, Tome 3: Pathologie. Editions DEROUAUX (Belgique), 242p.
- Donovan A., Hanrahan J.P., Lally T., Boland M.P., Byrne G.P., Duffy P., Lonergan P & O'Neill D.J, (2001)** AI for sheep using frozen-thawed semen. Rapport de fin de projet, ARMIS 4047. Faculty of Agriculture, University College Dublin Belfield, Dublin (Ireland) 43p.
- Driancourt M.A. & Levasseur M.C. (2001)** Cycles oestriens et cycles menstruels. In : La reproduction chez les mammifères et l'homme, Thibault C & Levasseur MC ed, INRA, Ellipse, Paris (France), pp 680-693.
- Driancourt M.A., Gougeon A., Moniniaux D., Royere D. & Thibault C. (2001)** Folliculogénèse et ovulation. In : La reproduction chez les mammifères et l'homme, Thibault C & Levasseur MC ed, INRA, Ellipse, Paris (France), pp 316-347.
- Fernandez. J (2003)** In : Technicien en élevage.tome1. Cultural S.A. (Espagne), 232p.
- Fieni F., Roques J.M., Tainturier D., Bruyas J.F., Bugginm M. & Daubie M. (1993)** L'insémination artificielle intra-utérine sous contrôle endoscopique chez les petits ruminants: une technique d'avenir. In: DIOP PEH. Maîtrise de la reproduction et amélioration génétique des ruminants, apports des technologies nouvelles, Les Nouvelles Editions Africaines du Sénégal, pp 91-107.
- Findlater R.C.F., Haresign W., Curnock R.M & Beck N.FG, (1988)** Effect of tuning of intra uterine insemination with frozen-thawed semen on fertility in ewes. In: 3^{ème} Congrès mondial de reproduction et sélection des ovins et bovins à viande, Paris (FRA), 1988/06/19-23. Proceedings : Volume 1, INRA Editions, pp 194–196.
- Gasmi F. & Guemroud L. (2005)** Synchronisation des chaleurs chez la brebis. Mémoire de projet de fin d'étude. Ecole nationale vétérinaire, Alger, 66p.

- González López J., Brice G., Jardon, C. & Espejo Díaz M. (1980)** Insémination artificielle de brebis avec de la semence fraîche récoltée à grande distance du lieu d'insémination. CIHEAM - Options Méditerranéennes ; pp 129–134.
- González López J., Espejo Díaz M., Brice, G. & Jardon, C. (1980)** Insémination artificielle de brebis avec de la semence fraîche récoltée à grande distance du lieu de l'insémination. CIHEAM- Options Méditerranéennes, pp 125–133.
- Hafez E.S.E. (1974)** In: *Reproduction in farm animals*. 3^{ème} édition. Lea et Fabiger, 480p.
- Hanzen C.H. (2000)** L'insémination artificielle chez les ruminants, les équidés et les porcins. Notes de cours du 2^{ème} Doctorat, Faculté de Médecine Vétérinaire de Liège (Belgique), Chapitre 28 (cours en ligne : <http://www.fmv.ulg.ac.be/oga/dloads/notes.html>).
- Klemm S. (1991)** Conditionnement de la semence. Contrôle de la qualité. In : *Manuel technique de l'insémination artificielle bovine*. Association canadienne des éleveurs de bétail, Ontario, CANADA, pp 37-41.
- Lahlou-Kassi A. & Boukhliq R. (1989)** Manipulation de la saison sexuelle chez le mouton. In : *Conference of bamenda (Cameroon) 1989/01/18-25*. Proceedings: Wilson R.T. & Azeb M (eds), 1989, African Small Ruminant Research Network, ILCA, Addis Ababa (Ethiopia), pp 18-25.
- Manar S. Tibary A, Boukhliq R et Adnani M. (1988)** Synchronisation des chaleurs et essai d'insémination artificielle chez des brebis de race locale. *Proceeding de la Journées de l'Association Nationale de la Production Animale*, 1988/03/10-11, Rabat (Maroc).
- Mc Kay G.W. (1991)** Anatomie du tractus génital, récolte de la semence. *Manuel technique de l'insémination artificielle bovine*. Association Canadienne des éleveurs de bétail, Ontario (CANADA) pp 33-41.
- McKusick B.C, Crooks, A.E. Gottfredson R.G., Zelinsky R.D. & Thomas D.L. (1999)** Comparison of two artificial insemination methods in Rambouillet ewes. *Proceedings of the NCR Technical Committee Madison (USA)*, pp 21-23.
- Meyer C., Faye B. & Karembe H. (2004)** In : *Guide de l'élevage du mouton méditerranéen et tropical*. France. CEVA Santé Animale, Cirad-emvt, 155p.

- Ouattara I. (2001)** La gestion de la reproduction dans un élevage ovin. Rapport clinique. Institut Agronomique & Vétérinaire Hassan II, Département de reproduction et d'obstétrique vétérinaire (Maroc), Avril 2001, 15p.
- Parez M & Duplan. M. J. (1987)** In: L'insémination artificielle bovine. ITEB, UNCEIA, Paris (France), 256p.
- Salhi A. (2005)** Approche descriptive génétique et reproductive des races bovines laitières : cas de la Metidja. Thèse d'Ingénieur, Institut National Agronomique d'Alger, 120p.
- Soltner D. (1993)** In : Zootechnie générale. Tome 1, La reproduction dans animaux d'élevage. Collection science et techniques agricoles. ANGER (France), 228p.
- Szabados T., Gergátz E., Vittinger E., Tasi Zs. & Gyökér E. (2005)** Lambing rate as a function of artificial insemination depth in ewe lambs, primiparous and multiparous ewes. Acta Agraria Kaposváriensis, 9 (1), pp 41-49.
- Thimonier J., Cognie Y., Lassoued N. & Khaldi G. (2000)** L'effet mâle chez les ovins : une technique actuelle de maîtrise de la reproduction. INRA Productions Animales, 13(4), pp 223–231.
- Tibary A & Manar S. (1988)** Factors affecting oestrus synchronisation in two Moroccan breeds of sheep. Proceedings of the 11th International Congress on Animal Reproduction and Artificial Insemination 1: 462.
- Vaissaire J.P. (1977)** Morphologie et histophysiologie comparée des appareils génitaux. In : Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire. Maloine S.A. Editeur. (France), 457 p.
- Villemin V. (1984)** In : Dictionnaire des termes vétérinaires et zootechniques, 3^{ème} édition. Vigot, Paris (France), 470p.
- Zaiem I., Chemli J., Slama H. & Tainturier D. (2000)** Amélioration des performances de reproduction par l'utilisation de la mélatonine chez la brebis à contre saison en Tunisie. Revue de Médecine Vétérinaire, 151 (6), pp 517–522.

Documents électroniques [en ligne]

- 1) <http://www.imvusa.com\ovine\collection.html>
- 2) <http://www.imvusa.com\ovine\insemination.html>
- 3) <http://www.imvusa.com\ovine\lapinsemination.html>
- 4) <http://www.medata-systems.co.uk/ Document/ramjob.html>
- 5) <http://www.prizmalab.com/images/upload/nepha-rob.jpg>
- 6) <http://www.refer.org.ma/ovirep/cours2/brebis.htm#cycle>
- 7) <http://www.refer.org.ma\ovirep\cours4\lsynchro.html>
- 8) <http://www.sci-support.com/images/300/1139.jpg>
- 9) <http://www.theses.ulaval.ca/2005/22412/22412000.jpg>

ERRATUM :

Tableau 27 page 55 : Mortalité du lots S4 = 6.67.

Page 57 : une seule mortalité a été remarquée sur le lot S1 et S4.