

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 SUPERIEURE VETERINAIRE – ALGER

المدرسة الوطنية للبيطرة - الجزائر

PROJET DE FIN D'ETUDES

EN VUE DE L'OBTENTION

DU DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE

Transfert embryonnaire chez les caprins :

Technique et Résultats

Présenté par :

Bendakir Siham

Bouaziz Yasmine Sarah

Soutenu le : 14/06/2015

Devant le jury composé de:

Dr. LAMARA A.	Maître de conférences B	ENSV	Alger	Président
Dr. IDRES T.	Maître assistant A	ENSV	Alger	Promoteur
Dr. BENHENIA K.	Attaché de recherche	CRBr	Constantine	Examineur
Dr. BOUDJELLABA S.	Maître assistant A	ENSV	Alger	Examineur

Année universitaire : 2014/2015

REMERCIEMENTS

Nous remercions Dieu le tout puissant de nous avoir accordé la santé, la volonté et le courage d'entamer et de terminer ce travail.

Nos sincères remerciements et notre haute considération vont spécialement :

A notre président de jury *monsieur Lamara.A.*, maître de conférences A. à l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger pour nous avoir fait l'honneur d'accepter de présider notre jury. Hommage respectueux.

A notre promoteur *monsieur IDRES T.*, maître assistant à l'école nationale supérieure vétérinaire d'Alger pour avoir accepté de nous encadrer et de diriger ce travail.

A monsieur BENHENIA K., attaché de recherche au CRBr pour nous avoir fait l'honneur d'accepter d'être membre de notre jury.

Nos sincères remerciements et notre gratitude vont aussi à *monsieur BOUDJELLABA S.*, maître assistant à l'école nationale supérieure vétérinaire d'Alger qui a accepté de juger ce travail en tant qu'examineur.

Nos remerciements au *Dr. BOUDJENAH A.*, directeur général de l'institut technique des élevages, qui nous a ouvert les portes de son institution.

Nous tenons aussi à remercier *mademoiselle BOUZERDE S.*, *monsieur ATIF* et tout le personnel de l'ITELv qui, par leur disponibilité quotidienne, ont fait que ce travail puisse voir le jour.

Nos remerciements vont aussi à tous nos professeurs, nos enseignants et toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin au bon déroulement de ce travail, en espérant n'avoir oublié personne...

BENDAKIR SIHAM

BOUAZIZ YASMINE SARAH

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail à :

A ma très chère mère

Affable, honorable, aimable : Tu représente pour moi le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi. Tu as fait plus qu'une mère puisse faire pour que ses enfants suivent le bon chemin dans leur vie et leurs études.

A mon père bien aimé

Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer l'amour, l'estime, le dévouement et le respect que j'ai toujours eu pour toi. Rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être.

Tu as été mon binôme et mon véritable promoteur et sans toi papa ce travail n'aurait pas pu voir le jour.

A mes sœurs Imene et Nesrine

En témoignage de l'attachement, de l'amour et de l'affection que je porte pour vous. Je vous dédie ce travail avec mes vœux de bonheur, de santé et de réussite.

A mon très cher frère Oussama

A mon unique petit frère qui a de tout temps été aux petits soins pour moi. Je te souhaite un avenir plein de joie, de bonheur, de réussite et de sérénité. Je t'exprime à travers ce travail mes sentiments de fraternité et d'amour.

Une spéciale dédicace à ma copine Batouuula

Pour toi que j'ai rencontré un jour et que j'aimerais toujours. Je ne pourrais jamais te remercier de tout ce que tu donnes par amitié.

Aux personnes qui m'ont toujours aidé et encouragé qui était toujours à mes côtés, et qui m'ont accompagné durant mon chemin d'étude, mes aimables amies : à toi **Moufida** « **Ida Ida** », **yasmine**, **Nour**, **amina** et **Liloucha**.

SIHAM.

DÉDICACES

A mes parents qui m'ont entouré d'amour et de tendresse je dédie cet humble travail qui n'est que le fruit de votre aide, conseil et encouragements.

A ma mère, ma sœur, ma confidente, ma meilleure amie

A mon père, la personne qui a sacrifié sa vie pour moi, qui a relevé le défi d'assurer mon confort et mes études, l'homme que j'aime et j'aimerai jusqu'au jour où mon cœur cessera de battre.

A mon petit frère gâté Rimka et à toutes ma famille maternelle dont je cite les familles Younsi, Azzi et khlolladi.

Ma famille paternelle dont je cite : Les "Bouaziz" et Abalou.

Je remercie mes amies : siham, mina, lilou, cici, zinouba, minoucha

Sans oublier les uniques : batoula Tiq. Et moufi Ida.

Et surtout "mon espoir" qui était d'un soutien énorme dans les coups durs et qui a su comment me rebouster et quand il fallait.

A mes grands-parents qui nous ont malheureusement quitté, que j'espère sont fières de leurs enfants et du devenir de leurs petits-enfants.

A tous ceux que je n'ai pas cités, tous ceux qui par leur présence à mes côtés étaient d'une valeur inestimable.

YASMINE

Liste des abréviations

® : Produit

♀ : femelle

♂ : mâle

° : degré

% : pourcentage

ng : nano gramme (10^{-12})

µg : microgramme (10^{-10})

g : gramme

kg : kilogramme

LH : luteinising hormone

FSH : follicule stimulating hormone

n chromosome : 23 chromosomes

P4 : progestérone

CJ : corps jaune

PGF2α : prostaglandine F2α

IA : insémination artificielle

FGA : acétate de fluorogestone

PMSG : pregnant mare serum gonadotropin

IM : intramusculaire

IV : intraveineuse

cf : conformation

N.D : nom déposé

D : donneuse(s)

R : receveuse(s)

cm : centimètre

ATB : antibiotique

PBS : phosphate buffred salin

BSA : bovine serum albumine

eCG : equine chorionic gonadotrophin

BCS : scoring

ml : mililitre

JL : jour(s) lent(s)

JC : jour(s) court(s)

Lux : unité de mesure d'intensité de lumière

INRA

MAP : médroxyprogestérone

UA : unité Armour

DMSO : diméthylsulfoxyde

PAG : pregnant associated glycoprotein

cPL : caprine placental lactogen

Liste des figures :

Figure 01 : Proportion de chèvres présentant un œstrus (en vert) ou une ovulation (en rouge) selon le mois de l'année dans un troupeau de chèvres Alpines (n=15). (adapté de Fatet et al, 2010; Baril et coll, 1993).....	02
Figure 02 : Représentation schématique de l'action du photopériodisme sur la reproduction (Brice, 2003).....	06
Figure 03 : Variation de la durée de la photopériode naturelle et de l'activité sexuelle de la chèvre (Brice, 2003).....	07
Figure 04 : Représentation schématique de l'effet de la photopériode et donc de la sécrétion de mélatonine sur l'activité sexuelle (source : Idele).....	07
Figure 05 : Schéma représentant l'ovogénèse chez la chèvre.....	09
Figure 06 : Représentation schématique de l'évolution d'un follicule primordial en follicule de De Graaf en passant par les stades intermédiaires de follicule primaire, secondaire et tertiaire.....	09
Figure 07 : Régulation de la folliculogénèse terminale, sécrétion de gonadotropines et facteurs de rétrocontrôle au cours des phases de recrutement ; sélection et dominance.....	11
Figure 08 : Représentation des principaux événements de la folliculogénèse terminale au cours de la phase folliculaire.....	11
Figure 09 : Représentation schématique des différents événements physiologiques au cours du cycle sexuel chez la chèvre (Adapté de Fatet et al., 2010).....	13
Figure 10 : Régulation endocrinienne de la fonction de reproduction chez la chèvre.....	15
Figure 11 : Protocole « Jours Long », exemples de protocole des flashes en vue d'un traitement lumineux (méthode INRA).....	28
Figure 12 : Protocole hormonal standard « protocole de synchronisation à base de progestagène ».....	33
Figure 13 : Protocole de synchronisation des chaleurs à base de prostaglandine F2 α (Grimard, 2003).....	34
Figure 14 : méthode de collecte chirurgicale des embryons.....	44
Figure 15 : Lieu d'insertion des instruments lors de la collecte sous contrôle endoscopique (vue abdominale).....	45
Figure 16 : Collecte par technique laparoscopique avec sonde de Cassou IMV.....	45
Figure 17 : Récapitulatif des méthodes en fonction des délais après la reproduction.....	52
Figure 18 : Pesée des femelles (clichés personnels).....	57
Figure 19 : Examen échographique des femelles sélectionnées (clichés personnels).....	58
Figure 20 : Injection d'un antibiotique aux femelles sélectionnées (clichés personnels).....	60
Figure 21 : Administration d'un antiparasitaire interne et externe (clichés personnels).....	60
Figure 22 : Préparation alimentaire des animaux sélectionnés (clichés personnels).....	61
Figure 23 : Les femelles présélectionnées pour l'expérimentation (clichés personnels).....	62
Figure 24 : Matériel nécessaire pour la pose d'éponge.....	63
Figure 25 : PMSG utilisée pour la Superovulation des donneuses (clichés personnels).....	63
Figure 26 : La PGF2 α utilisée dans le traitement de synchronisation (clichés personnels).....	63
Figure 27 : matériel chirurgical (clichés personnels).....	64
Figure 28 : table inclinable utilisée pour la contention de l'animal.....	64

Figure 29 : la sonde de Foley utilisé lors de la collecte (clichet personnel).....	64
Figure 30 : Matériel utilisé pour la collecte et le transfert embryonnaire (clichet personnel).....	64
Figure 31 : Placement de l'éponge vaginale dans l'applicateur (clichets personnels).....	65
Figure 32 : lubrification de l'applicateur avant son introduction (clichets personnels).....	65
Figure 33 : pose de l'éponge vaginale (clichets personnels).....	66
Figure 34 : ficelle à l'extérieur après la pose d'éponge, (clichets personnels).....	66
Figure 35 : injection en IM de PGF2a (clichets personnels).....	66
Figure 36 : reconstitution de la PMSG, (clichets personnels).....	66
Figure 37 : retrait de l'éponge à J9 (clichets personnels).....	67
Figure 38 : vérification de l'éponge après son retrait (clichets personnels).....	67
Figure 39 : Saillie des donneuses (clichets personnels).....	67
Figure 40 : injection de l'anesthésique (clichets personnels).....	68
Figure 41 : préparation du site opératoire (clichets personnels).....	68
Figure 42 : extériorisation des ovaires et comptage des CJ, (clichets personnels).....	69
Figure 43 : Ponction de la jonction uterotubaire, (clichets personnels).....	69
Figure 44 : injection de liquide de collecte « lavage des cornes utérines » (clichets personnels).....	69
Figure 45 : Suture de l'incision opératoire; recherche des embryons (clichets personnels).....	69
Figure 46 : les structures observées sous la loupe binoculaire (clichets personnels).....	70

Liste des Tableaux :

Tableau 01 : La physiologie de reproduction chez la chèvre en quelques chiffres. (Chanvallon et Renée 2012).....	04
Tableau 02 : Tableau récapitulatif des organes et hormones impliqués dans la fonction de reproduction.....	14
Tableau 03 : Modalités d'administration de la PMSG.....	32
Tableau 04 : données relatives aux femelles sélectionnées.....	59
Tableau 05 : les mâles sélectionnés.....	59
Tableau 06 : sélection finale des femelles pour l'expérimentation.....	62

Chapitre 01 : BASES PHYSIOLOGIQUES SUR LA REPRODUCTION CAPRINE

I. RAPPEL SUR LA REPRODUCTION DE L'ESPECE CAPRINE.....	01
I.1.Valeurs standards pour le mâle et la femelle.....	01
I.1.1. La puberté et l'âge de la mise à la reproduction.....	01
I.1.2. La saison sexuelle.....	02
I.1.3. Durée de l' oestrus et du cycle œstrale.....	02
I.1.4. Durée de gestation.....	03
I.1.5. Age à la première mise bas.....	03
I.1.6. L'intervalle entre chevrotage.....	03
I.2. Cycle sexuel de la chèvre.....	04
I.2.1. Facteurs influençant endogènes et exogènes.....	04
I.2.1.1. Les facteurs endogènes.....	04
I.2.1.1.1. La race.....	04
I.2.1.1.2. L'état corporel.....	05
I.2.1.1.3. L'état sanitaire.....	05
I.2.1.1.4. L'état physiologique.....	05
I.2.1.1.5. L'allaitement.....	05
I.2.1.1.6. La sécrétion de la mélatonine.....	06
I.2.1.2. Les facteurs exogènes.....	06
I.2.1.2.1. La photopériode.....	06
I.2.1.2.2. La latitude.....	07
I.2.1.2.3. Le climat (La température).....	08
I.2.1.2.4. L'alimentation.....	08
I.2.2. Ovogénèse et folliculogénèse.....	08
I.2.2.1. L'ovogénèse.....	08
I.2.2.2. La folliculogénèse.....	09
I.2.2.2.1. Phase non gonado- dépendante.....	10
I.2.2.2.2. Phase gonado- dépendante.....	10
I.2.3. Ovulation.....	11
I.2.4. Activités lutéales.....	12

I.2.5. Hormones ovariennes et la régulation endocrinienne.....	13
I.3. Spermatogénèse : facteurs de variation de la spermatogénèse.....	15
II. FECONDATION.....	16
II.1. Moment optimum de la saillie.....	16
II.2. Méthodes de saillie.....	16
II.2.1.Méthodes naturelles.....	16
II.2.1.1. Controlée (Lutte en main).....	16
II.2.1.2. Monte libre.....	17
II.2.1.3. Monte en lots.....	17
II.2.2. Insémination artificielle.....	17
II.3. Fécondation proprement dite.....	18
Chapitre 02 : TRANSFERT EMBRYONNAIRE CHEZ LES CAPRINS	
I. DEFINITION DU TRANSFERT EMBRYONNAIRE.....	19
II. PRINCIPE ET HISTORIQUE DU TRANSFERT EMBRYONNAIRE.....	19
III. INTERET DU TRANSFERT EMBRYONNAIRE.....	20
IV. SELECTION DES SUJETS.....	20
IV.1. Sélection des femelles donneuses et receveuses.....	20
IV.2. Sélection des mâles reproducteurs.....	21
V. PREPARATION DES ANIMAUX.....	22
V.1. Préparation des femelles.....	22
V.1.1. Préparation alimentaire.....	22
V.1.2. Préparation sanitaire.....	22
V.1.3. Préparation hormonale.....	23
V.1.3.1. Synchronisation de l'œstrus.....	23
V.1.3.1.1. Définition.....	23
V.1.3.1.2. Intérêt et Avantages.....	24
V.1.3.1.3. Inconvénients.....	24
V.1.3.1.4. Facteurs de variation de la réussite des traitements de synchronisation des chaleurs.....	24
V.1.3.1.5. Méthodes zootechniques.....	26
V.1.3.1.5.1. Effet bouc.....	26

V.1.3.1.5.2. Traitement lumineux.....	27
V.1.3.1.5.3. Alimentation : « Flushing »	29
V.1.3.1.6. Méthodes hormonales.....	29
V.1.3.1.6.1. Implants de mélatonine.....	30
➤ Avantages et inconvénient.....	30
V.1.3.1.6.2. Eponges vaginales.....	31
➤ Avantages et inconvénients.....	33
V.1.3.1.6.3. Lutéolyse par les prostaglandines F2 α	34
➤ Avantages et inconvénients.....	35
V.1.3.2. Superovulation des donneuses.....	35
V.1.3.2.1. Avantages et inconvénients.....	36
▪ PMSG.....	36
▪ FSH.....	36
V.1.3.2.2. Protocole.....	37
V.1.3.2.2.1. L'eCG (equin chorionic gonadotropine)	37
V.1.3.2.2.1.1. Induction de la superovulation.....	37
V.1.3.2.2.1.2. Problème de follicules anovulatoires.....	38
V.1.3.2.2.1.3. Tentative de réduction des inconvénients.....	38
V.1.3.2.2.1.3.1. Serum anti-PMSG.....	38
V.1.3.2.2.2. FSH (follicule stimulating hormone)	39
V.1.3.2.2.2.1. Sialisation de FSH.....	40
V.1.3.2.2.3. Résultats chiffrés.....	40
V.2. Préparation des mâles.....	41
V.2.1. Préparation alimentaire.....	41
V.2.2. Préparation sanitaire.....	41
V.2.3. Entraînement des jeunes mâles.....	41
VI. SAILLIE ET FECONDATION DES FEMELLES DONNEUSES.....	42
VII. COLLECTE DES EMBRYONS.....	42
VII.1. Définition et principe général de la collecte.....	42
VII.2. Préparation à la collecte.....	42
VII.2.1. Préparation de la salle d'opération.....	42

VII.2.2. Traitement narcotique et préparation des donneuses à la collecte.....	43
VII.3. Modes opératoires.....	43
VII.3.1. Récolte invasive « chirurgicale »	43
VII.3.2. Récolte non invasive « par endoscopie ».....	44
VII.4. Devenir des embryons après la collecte.....	46
VII.4.1. Recherche des embryons.....	46
VII.4.2. Tri et sélection des embryons.....	46
VII.4.3. Transfert proprement dit.....	47
VII.4.4. Différentes techniques de transfert.....	47
VII.4.4.1. Transfert chirurgical (invasif)	47
VII.4.4.2. Transfert endoscopique (non invasif)	47
VIII. CRYOCONSERVATION DES EMBRYONS.....	48
IX. GESTATION.....	49
IX. 1. Etape de la gestation.....	49
IX.2. Durée de gestation et facteurs influençant.....	49
IX.3. Endocrinologie de la gestation.....	50
IX.3.1. Sécrétion de progestérogène.....	50
IX.3.2. Sécrétion d'œstrogène.....	50
IX.4. Diagnostic de gestation.....	51
IX.4.1. Diagnostic précoce.....	51
• L'observation des retours en chaleurs.....	51
• Dosage de la progestérogène.....	51
• P.S.P.B (Pregnant Specific Protein B) ou P.A.G (Pregnant associated Glycoprotein).....	51
• L'écographie.....	52
IX.4.2. Diagnostic tardif.....	53
• Hormone lactogène placentaire cPL (caprine Placental Lactogen)	53
• Œstrogènes.....	53
• Le palper abdominal.....	53
IX.5. Mesures à prendre durant la gestation.....	54
X. MISE BAS.....	54
PARTIE EXPERIMENTALE	
I. INTRODUCTION.....	56
II. OBJECTIF DE L'ETUDE.....	56

III. LIEU ET PERIODE DE TRAVAIL.....	56
III.1. Données générales sur l’Institut Technique des Elevages (ITELv)	56
III.2. Périodes de travail.....	57
III.2.1. Etapes pré-expérimentales.....	57
III.2.1.1. Sélection des animaux.....	57
- Pesées et évaluation des BCS.....	57
- Identification de l’âge.....	58
- Examen échographique.....	58
III.2.1.2. Préparation sanitaire et alimentaire des animaux sélectionnés.....	59
III.2.1.2.1. Antibiothérapie.....	60
III.2.1.2.2. Traitement antiparasitaire.....	60
III.2.1.2.3. Préparation alimentaire.....	60
III.2.2. Etapes expérimentales.....	61
IV. MATERIEL ET METHODE.....	61
IV.1. Matériels.....	61
IV.1.1. Matériel biologique (effectif)	61
IV.1.2. Matériel non biologique.....	62
IV.1.2.1. Matériel de maîtrise hormonale.....	62
IV.1.2.2. Matériel de transfert (matériel chirurgical)	63
IV.2. Méthodes.....	65
IV.2.1. Synchronisation et superovulation des donneuses.....	65
IV.2.2. Collecte et transfert des embryons.....	68
IV.2.2.1. Traitements narcotiques.....	68
IV.2.2.2. Mode opératoire	68
IV.2.2.3. Collecte des embryons.....	68
IV.2.2.4. Recherche, évaluation et tri des embryons.....	69
IV.2.2.5. Le transfert embryonnaire proprement dit.....	70
V. RESULTATS OBTENUS.....	70
V.1. Performances des femelles soumises à l’essai.....	70
V.2. Résultats des traitements hormonaux.....	71
V.2.1. Synchronisation des chaleurs.....	71
V.2.2. Superovulation des donneuses.....	71

V.2.3. Transfert d'embryons.....	71
VI. DISCUSSION.....	72
VI.1. Matériels (biologique et non biologique) et méthode.....	72
VI.2. Performances des femelles.....	72
VI.3. Résultats des traitements hormonaux.....	72
VI.3.1. Synchronisation des chaleurs.....	72
VI.3.2. Superovulation des donneuses.....	73
VII. CONCLUSION.....	73
VIII. PERSPECTIVE ET RECOMMANDATIONS.....	73

ETUDE
BIBLIOGRAPHIQUE

INTRODUCTION GENERALE

La domestication de la chèvre remonte à l'antiquité. L'élevage caprin à travers le monde était au départ de type traditionnel et offrait à la communauté un apport nutritionnel appréciable à travers la consommation de la viande et de la production laitière de ce ruminant.

Les produits de l'élevage caprin sont d'autant plus appréciés que cet animal ne nécessite aucun entretien particulier et est de nature à s'adapter aux reliefs et aux climats les plus extrêmes.

L'élevage caprin n'est pas spécifique à une région donnée, la chèvre est présente sur tous les continents et l'effectif caprin à travers le monde a été estimé à 924 millions de têtes (FAO, 2011).

En Algérie, l'élevage caprin demeure une activité agricole à prédominance traditionnelle, souvent associé à l'élevage ovin qu'il complète. Cet élevage connaît un accroissement modéré, passant de 3,5 millions de têtes en 2000 à 4,3 millions en 2010.

L'effectif caprin représente à peine 14% de l'effectif des animaux d'élevage marqué par une prédominance de l'espèce ovine représentant 78% du total (MADR, 2010).

Si au départ, l'élevage caprin était du type traditionnel, il s'est ensuite intensifié et un soin particulier a été porté en vue de mieux maîtriser la reproduction, en particulier chez les femelles hautes productrices grâce à l'apport de plusieurs techniques particulièrement les biotechnologies de la reproduction (Zarrouk et al, 2001). Cependant, dans les pays ayant une avancée considérable dans l'exploitation des ressources caprines telle que la production de fromage de chèvre, en l'occurrence, la France, l'Italie, la Grèce...etc., l'introduction des biotechnologies liées à la reproduction, telles que l'insémination artificielle et le transfert embryonnaire, dans les élevages, a contribué à cette avancée.

L'espèce Caprine se présente en Algérie sous la forme d'une mosaïque de populations très variées appartenant toutes à des populations traditionnelles. La plus dominante de ces populations est la chèvre Arabe « type ARABIA » dite population Arabo-maghrébine. Elle se localise surtout dans les hauts plateaux, les zones steppiques ou semi steppique et présente un format peu développé, brun foncé avec des poils longs et absence des cornes. La chèvre Arabe a une production laitière moyenne de 1,5 litre par jour, elle est principalement élevée pour la viande de chevreaux même si son lait, produit en faible quantité, représente un intérêt indéniable. La chèvre ARABIA est aussi saisonnée. (Nouara, 2010). (Madani T., *et al*, 2002).

Les biotechnologies de la reproduction font appel à la sélection d'animaux génétiquement supérieurs permettant ainsi l'accélération du progrès génétique, l'amélioration de la précision de la

sélection, le raccourcissement de l'intervalle entre générations et l'augmentation de l'intensité de sélection. Elles sont, actuellement, en plein développement chez l'espèce caprine (Georges. M, 2008).

Nous appelons biotechnologie de l'embryon l'ensemble des techniques mises au point à partir des connaissances de base acquises sur le développement de l'embryon. Elles se sont développées dans un premier temps au niveau de l'espèce bovine à partir des années 80. Depuis, l'application de ces techniques s'est élargie à d'autres espèces (brebis, chèvre, jument) pour devenir aujourd'hui une pratique largement vulgarisée et maîtrisée dans beaucoup de pays (Hanzen. Ch., 2013).

Le transfert embryonnaire (TE) est une technique d'avenir qui permet de rapides progrès génétiques. Cette technologie a pu voir le jour grâce aux connaissances accumulées sur la physiologie de la reproduction des mammifères domestiques, notamment à partir des progrès décisifs obtenus avec le contrôle hormonal de la croissance folliculaire et celui du moment de l'ovulation.

Utilisé comme vecteur du progrès génétique dans les schémas de sélection, le transfert embryonnaire permet, dans les pays développés, une augmentation des performances de production au niveau individuel et donc à l'échelle de l'élevage (Petersen et Hanzen, 1977 ; Menissier, 1982). Dans les pays du tiers monde, le TE trouve ses avantages dans l'introduction de races génétiquement supérieures par l'utilisation de femelles indigènes en tant que receveuses, les embryons transférés acquièrent, de ce fait, une immunisation passive contre les germes présents dans leur nouvel environnement (Youssao *et al.*, 2000).

L'Algérie accuse un retard indéniable en matière de biotechnologies de l'embryon. L'emploi de ces techniques dans nos élevages est rare voire inexistant s'agissant des petits ruminants. Les quelques travaux effectués dans ce domaine se limitent à des sujets de thèses de doctorat, de mémoires de magistère et de fin d'étude. Aussi, le transfert embryonnaire et toutes les étapes préalables qui s'y rattachent, demeurent au stade expérimental s'agissant de notre cheptel caprin, d'où l'intérêt du développement de cette technique tant sur le plan de la recherche théorique que sur celui de la pratique pour contribuer à l'amélioration de cette filière.

Le choix du thème de notre travail s'est inscrit dès le départ dans cette démarche.

Par ce travail de recherche, nous avons ambitionné de participer à la maîtrise progressive du processus du TE et de vulgariser cette technique à travers nos exploitations agricoles spécialisées et participer, de ce fait, à la modernisation et à l'intensification de l'élevage caprin en Algérie.

CHAPITRE I :
BASES PHYSIOLOGIQUES SUR LA REPRODUCTION
CAPRINE

I. RAPPEL SUR LA REPRODUCTION DE L'ESPECE CAPRINE

L'espèce caprine, comme les espèces ovine et équine, se distingue des autres espèces d'élevage par le caractère saisonnier de la reproduction. Chez les caprins, la saison de reproduction, période où l'activité sexuelle est maximale, correspond à la période des jours décroissants ; le reste de l'année où l'activité sexuelle est faible ou nulle (période de jours longs) est qualifié d'anœstrus saisonnier (Gilbert Bonnes 2005).

I.1.Valeurs standards pour le mâle et la femelle

I.1.1. La puberté et l'âge de la mise à la reproduction

La puberté est la période qui correspond à l'acquisition de la fonction de reproduction. Chez le mâle, la puberté est associée à une augmentation de la sécrétion de testostérone, à la spermatogénèse et au comportement sexuel (Zarrouk *et al.* 2001). Les jeunes boucs sont pubères à l'âge de **4 à 6** mois ; c'est la période pendant laquelle le mâle représente 30 à 40% du poids adulte et où la copulation et l'éjaculation de spermatozoïdes viables se reproduisent (Jainudeenet *al.*, 2000). Il est cependant conseillé d'attendre l'âge de 7 mois pour une première mise à la reproduction. À cet âge, le mâle atteint 40 à 60% du poids adulte. Une grande variabilité est observée entre races (Renée de Crémoux et Chanvallon, 2011).

Chez la femelle, la puberté correspond à l'âge à la première ovulation. La chevrette exprime ses premières chaleurs vers **6 à 7** mois, mais la puberté peut débuter dès l'âge de 4 mois (Chanvallon et Crémoux, 2012). Cependant, il existe de fortes variabilités d'une chèvre à l'autre selon son propre développement, son état général, sa race, le niveau alimentaire, la période de naissance de la chevrette et la coexistence des boucs avec les chèvres d'une façon permanente ou temporaire (Fellah Trade, 2005). En général, la puberté ne peut se déclencher qu'en saison sexuelle et n'est atteinte que pour un poids de 40 à 60% du poids adulte, soit entre 5 et 18 mois. Il est d'ailleurs conseillé de ne mettre à la reproduction que les chevrettes ayant atteint un développement suffisant, soit 28 à 35 kg selon les races et la saison de naissance de la femelle (Crémoux et Audrey Chanvallon, 2012).

I.1.2. La saison sexuelle

Les caprins ont une activité sexuelle saisonnière. La saison de reproduction correspond à la période des jours décroissants car les caprins sont sensibles à la photopériode c'est-à-dire aux changements de la durée d'éclairement quotidien ce qui explique que les chèvres viennent naturellement en chaleurs d'août à décembre. Chez la chèvre, la saison de reproduction ou saison sexuelle, est la période au cours de laquelle l'activité sexuelle se déclenche et les cycles sexuels se succèdent régulièrement (Gilbert *bonnes et al.*, 2005). Elle débute en automne lorsque la durée du jour diminue, après le solstice d'été, et diminue ensuite pour s'arrêter lorsque les jours augmentent au printemps représentant ainsi l'ancestrus saisonnier (Renée de Crémoux et Audrey Chanvallon 2012). Chez le bouc, l'activité testiculaire est modifiée sous l'influence de la durée du jour. Le taux de la testostérone et le volume de la semence atteignent un maximum de septembre à février (Chemineau et Delgadillo, 1994).

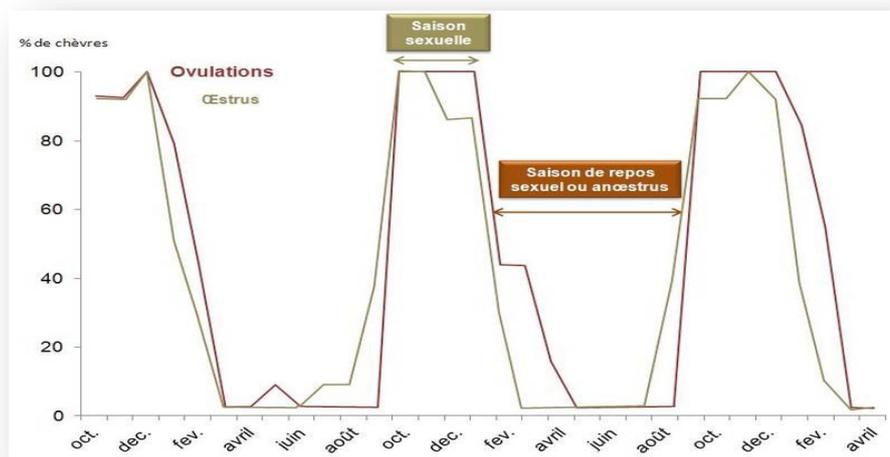


Figure 01 : Proportion de chèvres présentant un œstrus (en vert) ou une ovulation (en rouge) selon le mois de l'année dans un troupeau de chèvres Alpines (n=15). (adapté de Fatet et al, 2010; Baril et coll, 1993).

I.1.3. Durée de l' oestrus et du cycle œstrale

La durée moyenne du cycle sexuel est de **21jours** chez la chèvre avec d'importantes variations en fonction de la race et du moment de la saison sexuelle (Zarrouk et al., 2001). Cependant , en début de saison sexuelle, on observe chez la chèvre trois catégories de cycles (Nathalie Ardouin 2013) :

- Des cycles courts de **5 à 7** jours (dans **10%** des cas)
- Des cycles normaux de **16 à 27** jours (dans **80%** des cas)
- Des cycles longs de **25 à 35** jours (dans **10%** des cas)

Les chaleurs d'une chèvre durent en moyenne **36 heures**, mais cette durée peut varier de 24 à 48 heures (Muriel Bernadou et Eric Sonié, 2009). L'expression des chaleurs est associée à la sécrétion préovulatoire de la LH (Luteinising hormone) et à l'ovulation, cette dernière a lieu environ **36 heures** après le début des chaleurs (délai oestrus-ovulation : entre 20 et 48 h) (Crémoux et Chanvallon 2011).

I.1.4. Durée de gestation

La gestation est la période qui s'écoule entre la fécondation et le chevrotage dure en moyenne chez la chèvre **150 jours**, soit environ **5 mois**, cette durée peut varier jusqu'à 13 jours en fonction de l'âge de la chèvre, de la race et de la taille de la portée (FSE et MAP 2012).

I.1.5. Age à la première mise bas

L'âge au premier chevrotage est en moyenne de **12 mois**, puisque les premières chaleurs apparaissent à l'âge de 5 à 7 mois (Fellah Trade 2005).

I.1.6. L'intervalle entre chevrotage

L'anœstrus de lactation est théoriquement observé après chaque mise bas. Il est caractérisé par l'absence d'ovulation **25j** environ après le chevrotage. La femelle ne pourra pas être fécondé qu'après 2 mois à partir de la mise bas, donc l'intervalle entre chevrotage est d'environ **7 mois** (Fellah Trade 2005).

**Tableau 01 : La physiologie de reproduction chez la chèvre en quelques chiffres.
(Chanvallon et Renée 2012).**

La puberté	5-6 mois pour le jeune bouc 6-7 mois pour la chevrette (poids conseillé de la mise à la reproduction:35kg) Attention, forte variabilité!
Le cycle sexuel	21 jours (de 16 à 28 jours)
La phase folliculaire du cycle	3-4 jours
La phase lutéale du cycle	16-17 jours
Les chaleurs	36 heures (de 24 à 48 heures)
La durée de gestation	152 jours (\pm 10 jours)

I.2. Cycle sexuel de la chèvre

Le cycle sexuel est la manifestation de l'activité sexuelle cyclique des femelles, recouvre à la fois le cycle ovarien et le cycle œstrien.

I.2.1. Facteurs influençant endogènes et exogènes

I.2.1.1. Les facteurs endogènes

I.2.1.1.1. La race

Les différences raciales sont étroitement liées à leurs milieux et aux conditions climatiques, et par extension à la situation géographique (Kumar *et al.*, 1997).

A titre d'exemple , la race Alpine s'adapte au climat méditerranéen ou semi aride ; alors que, la race Saanen préfère les climats tempérés et supporte mal le froid (Zerrouk *et al.*, 2001).

Corteel 1971 a montré une différence de saison sexuelle entre les différentes races présentes en Guadeloupe (Créole, Alpine, Barbarienne).

I.2.1.1.2. L'état corporel

Le poids conditionne un développement adéquat des structures anatomiques assurant la fonction de reproduction. Les femelles ayant donc un bon état corporel doivent avoir en conséquence une meilleure activité sexuelle.

I.2.1.1.3. L'état sanitaire

La présence de toute maladie va se répercuter négativement sur le déroulement de la reproduction chez la chèvre.

I.2.1.1.4. L'état physiologique

Chez les chevrettes et les chèvres tarées, les cycles commencent et se terminent un mois plus tard que chez les races en lactation (Zarrouk *et al.*, 2001).

La période post-partum est un moment de l'année où le cycle sexuel normal est perturbé. Durant cette période, les phénomènes physiologiques liés au cycle sont ralentis.

De même que pour la vache, pour obtenir un pourcentage de conception optimal, la période minimale entre le chevrotage et la première saillie doit être de 60 à 80 jours, de façon à permettre à tous les mécanismes physiologiques de se rétablir (Renou Camille, 2012).

I.2.1.1.5. L'allaitement

La prolactine et l'allaitement inhibent la sécrétion de la GnRH (Gonadotrophine Releasing Hormone), ce qui va bloquer l'axe hypothalamo- hypophysaire et induit donc un blocage du cycle sexuel de la femelle.

Les opioïdes sont des facteurs de stress sécrétés lors de l'allaitement et provoquent à leur tour un blocage de l'axe hypothalamo-hypophysaire et donc du cycle.

I.2.1.1.6. La sécrétion de la mélatonine

Les variations saisonnières de l'activité sexuelle sont liées à la sécrétion d'une hormone : la mélatonine. L'information photopériodique (éclairage ou obscurité) est captée au niveau de l'œil par la rétine. Elle est ensuite transmise par voie nerveuse jusqu'à la glande pinéale. Celle-ci sécrète la mélatonine qui est le messager permettant au système nerveux central d'interpréter le signal photopériodique (Jacques Lubert, 2012).

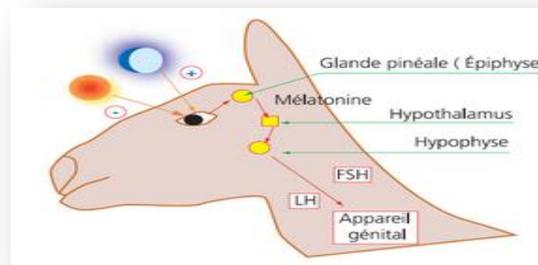


Figure 02 : Représentation schématique de l'action du photopériodisme sur la reproduction (Brice, 2003).

I.2.1.2. Les facteurs exogènes

I.2.1.2.1. La photopériode

La reproduction des caprins est saisonnière, cela signifie que l'activité de reproduction des chèvres est restreinte à une période de l'année et se déroule au cours des jours courts parce que cette espèce est sensible à la photopériode ; c'est pourquoi l'espèce caprine est appelée une espèce de « jours courts » (Chanvallon et Crémoux, 2011).

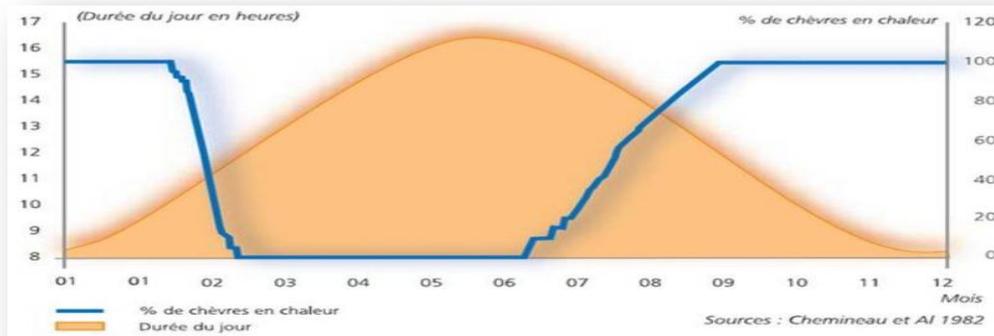


Figure 03 : Variation de la durée de la photopériode naturelle et de l'activité sexuelle de la chèvre (Brice, 2003).

La mélatonine est sécrétée uniquement la nuit. Au printemps, lorsque les nuits sont courtes, la sécrétion est moindre. Au contraire, en automne, la durée de la nuit augmentant, la sécrétion devient plus importante ce qui stimule la fonction de reproduction (Chanvallon et Renée de Crémoux 2011).

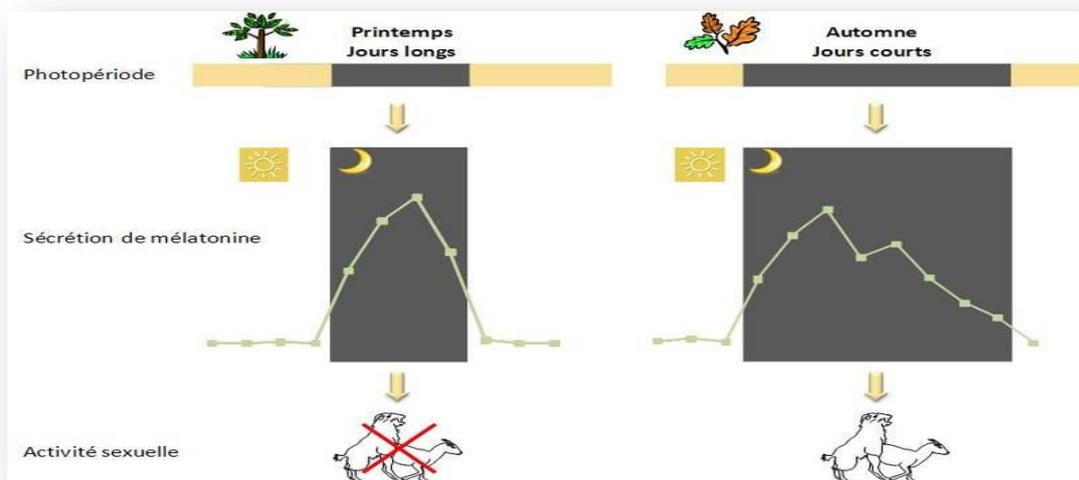


Figure 04 : Représentation schématique de l'effet de la photopériode et donc de la sécrétion de mélatonine sur l'activité sexuelle (source : Idele).

I.2.1.2.2. La latitude

La durée de la saison sexuelle diminue en s'éloignant de l'équateur. Ainsi en zone équatoriale, les caprins se reproduisent toute l'année (Baril *et al.*, 1993). Au contraire, dans les régions tempérées, la chèvre exprime une activité sexuelle saisonnière marquée (Ouin, 1997).

I.2.1.2.3. Le climat (La température)

Des températures élevées peuvent réduire l'activité sexuelle durant quelques mois. La température n'a qu'un rôle secondaire sur la variation de l'activité sexuelle chez la chèvre. En automne, des températures élevées retardent le début de la saison de reproduction, des températures fraîches l'avancent (Gilbert Bonnes *et al.*, 2005).

I.2.1.2.4. L'alimentation

Une alimentation carencée, insuffisante et ne répondant pas aux besoins de l'animal à une période donnée a des répercussions directes sur la fonction de reproduction en général et sur le cycle œstrien en particulier (Signoret JP., 1979), nous observons, lors d'une sous alimentation extrême, une diminution de la sécrétion des gonadotropines et une baisse voir même arrêt de la fonction gonadique (Thibault et Levasseur, 1979).

I.2.2. Ovogénèse et folliculogénèse

La fonction de l'ovaire est de produire à chaque cycle un ou plusieurs ovules aptes à être fécondés et générés des embryons viables. Deux processus étroitement imbriqués et contrôlés par des facteurs paracrines, endocrine et environnementaux, l'ovogénèse et la folliculogénèse (Bichat 2012).

I.2.2.1. L'ovogénèse

L'ovogénèse est l'ensemble des processus qui transforment la cellule germinale initiale ou ovogonie, diploïde ($2n$ chromosomes), en une cellule apte à être fécondée, l'ovocyte (ovocyte secondaire ou ovule) haploïde (n chromosome). Ce processus est discontinu, il débute au cours de la vie fœtale et se termine à la sénilité (Nathalie Ardouin 2013). Au cours de la succession des cycles, certains ovocytes iront jusqu'à la maturation et à l'ovulation (<0.1%), tandis qu'une très grande majorité dégènera dans les follicules atresiques (plus de 99%).

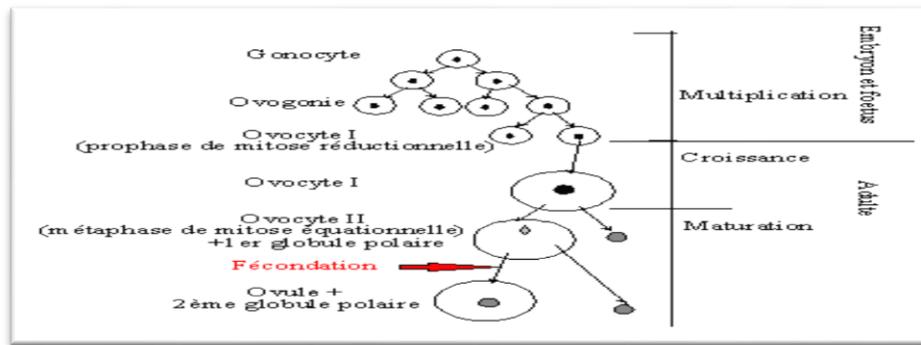


Figure 05 : Schéma représentant l'ovogénèse chez la chèvre

I.2.2.2. La folliculogénèse

La folliculogénèse est un phénomène continu qui représente l'ensemble du développement et de transformation du follicule primordial depuis sa sortie de la réserve ovarienne jusqu'à sa rupture (l'ovulation, <0.1%) ou son atresie (99,9%) (Thibault et Levasseur 2001).

Du point de vue fonctionnel, la dynamique folliculaire peut être scindée en deux phases successives et d'égale importance, la première basale, indépendante des hormones gonadotropes et la seconde, terminale, étroitement liée aux variations de sécrétion de ses dernières (Driancour M.A., 2001).

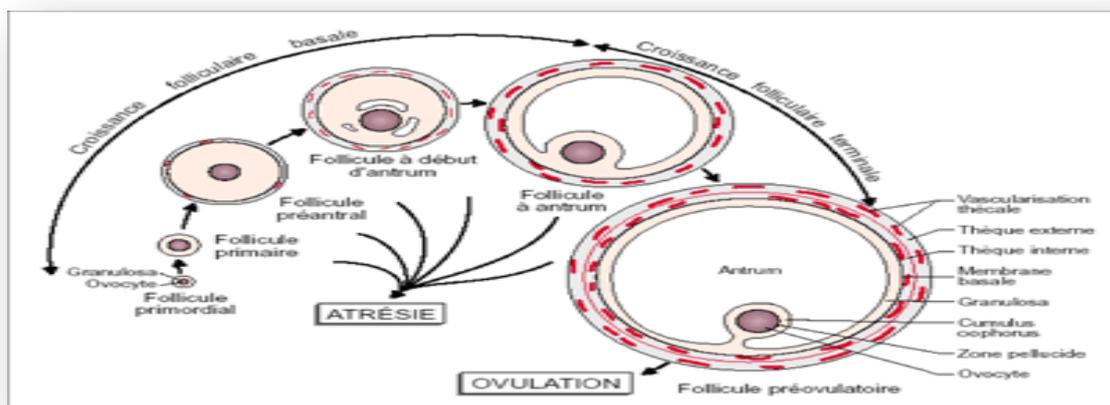


Figure 06 : Représentation schématique de l'évolution d'un follicule primordial en follicule de De Graaf en passant par les stades intermédiaires de follicule primaire, secondaire et tertiaire.

I.2.2.2.1. Phase non gonado- dépendante

Indépendante de variation des taux d'hormones hypophysaires. Cette phase correspond à la croissance folliculaire basale représentée par la transformation d'un pool de follicule pré-antraux en follicule recruté pouvant être ovulé, elle se déroule au début de la phase lutéale et est régulée par des facteurs de croissance locaux (Bichat 2012).

I.2.2.2.2. Phase gonado- dépendante

La phase gonado dépendante aussi appelée folliculogénèse terminale débute lorsque les follicules en fin de croissance deviennent sensibles aux gonado-stimuline, autrement dit, elle est étroitement dépendante de la présence de FSH (Follicule Stimulating Hormone) et pour les stades avancés de maturation des follicules préovulatoires ; de LH (Luteinising Hormone). Elle se déroule pendant la phase folliculaire (dure 4 à 5 jours) en trois phases successives :

- **Phase de recrutement** : (FSH dépendante) : Dès le début du cycle sexuel, une augmentation du taux de FSH induit l'apparition d'une vague folliculaire, une cohorte de follicule à antrum est recrutée et commence sa croissance. Deux à trois vagues folliculaires peuvent être recrutées au cours d'un cycle pendant la phase folliculaire (Nathalie Ardouin 2013)
- **Phase de sélection** : Seuls un à trois follicules sont sélectionnés dans chaque cohorte et poursuivent leur développement grâce à l'augmentation de leur propre sensibilité à la FSH (accroissement du nombre de récepteurs et compétition entre follicules pour la captation de la FSH disponible). La croissance des autres follicules de la cohorte est bloquée suite au rétrocontrôle négatif exercé sur le niveau de FSH (en agissant sur l'axe hypothalamo-hypophysaire) par les œstradiols et l'inhibine secrétées par les follicules sélectionnés (Julie Couailler 2005).
- **Phase de dominance** : (LH dépendante) : Le ou les follicules destinés à ovuler sont appelés « follicules dominants ». Leur devenir dépend du moment du cycle où ils sont produits : pendant la phase folliculaire, la croissance terminale s'achève par une ovulation alors que pendant la phase lutéale, les follicules dominants subissent l'atrophie consécutivement à l'influence de progestérone (P4) sur la LH (Nathalie Ardouin 2013).

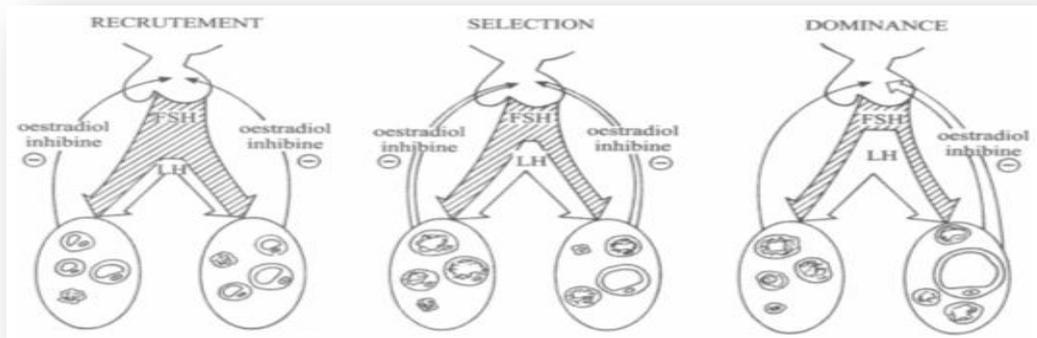


Figure 07 : Régulation de la folliculogénèse terminale, sécrétion de gonadotropines et facteurs de rétrocontrôle au cours des phases de recrutement ; sélection et dominance.

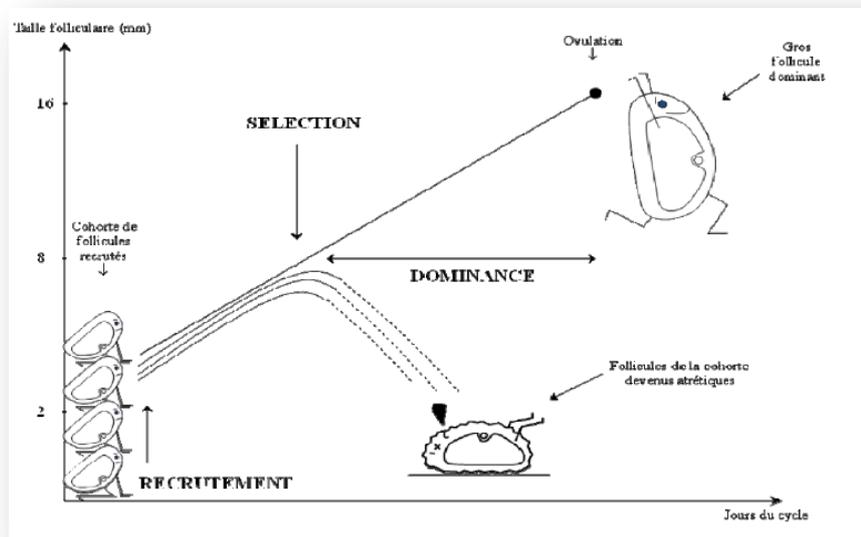


Figure 08: Représentation des principaux évènements de la folliculogénèse terminale au cours de la phase folliculaire (Driancourt,2001).

I.2.3. Ovulation

L'ovulation est un phénomène physiologique continu qui débute à la puberté et correspond à l'expulsion d'un ou de plusieurs gamètes femelles, au stade ovocyte II, aptes à être fécondés après rupture d'un ou de plusieurs follicules préovulatoires (Nathalie Ardouine 2013).

L'ovulation a lieu environ **22 heures** après le pic préovulatoire de LH qui est une forte augmentation de la fréquence et de l'amplitude des décharges de LH.

La connaissance du moment de l'ovulation par rapport aux chaleurs est importante pour déterminer le moment optimum de l'accouplement ou de l'insémination artificielle. L'ovulation a lieu environs **32 à 36 heures** après le début des chaleurs (Boissard.K *et al.*, 2008).

Deux ovules et plus sont émis pendant l'œstrus. Le taux d'ovulation augment avec l'âge, puis diminue graduellement. Généralement, le taux d'ovulation est plus élevé en début de saison sexuelle (Zarrouk *et al.*, 2001).

I.2.4. Activités lutéales

Les activités lutéales est le terme caractérisant tout ce qui se rapporte au corps jaune (CJ) de l'ovaire. Le processus de formation du CJ est consécutif à celui de l'ovulation. C'est le pic de LH qui, en plus d'induire l'ovulation, provoque la lutéinisation des cellules de la granulosa. Des changements biochimiques les rendent capables de produire la progésterone (Nathalie ardouine 2013).

La formation de corps jaune aussi appelée la lutéogénèse se déroule juste après l'ovulation et elle dure chez la chèvre **4 à 5 jours**. A cette phase le CJ est insensible aux prostaglandines **F2 α (PGF2 α)** (facteurs de lutéolyse), il est appelé CJ hémorragique. Cinq jours après l'œstrus, le corps jaune devient cyclique, sécrétant des quantités importantes de progésterone ce qui permettent la préparation de l'utérus à l'implantation de l'embryon s'il ya fécondation. Cette phase appelée phase lutéotrope dure en moyenne **11 jours** (Bruneteau.E *et al.*, 2008).

Le maintien du corps jaune cyclique en dehors de la gestation est assuré par des hormones lutéotropes d'origine hypophysaires, à savoir, la LH et la prolactine (Thibault et levasseur, 2001).

Le corps jaune a une durée de vie relativement limitée si la femelle n'est pas fécondée, le cas échéant, un phénomène de blocage de la lutéolyse viendra faire persister le corps jaune cyclique qui sera alors gestatif (Leymarie et Martal, 2001). Une fois la gestation reconnue par l'organisme maternel, ce dernier inhibe la lutéolyse, ce qui assure le maintien de la sécrétion de la progésterone, élément indispensable sans qui la gestation ne pourrait être menée à terme (Thibault et Levasseur, 2001).

En l'absence de fécondation, le CJ subit la lutéolyse, phénomène cyclique aboutissant à la lyse du corps jaune « par les prostaglandines (PGF2 α) produite par l'endomètre » et, par conséquent, à la levée du feed-back négatif exercé sur l'axe hypothalamo- hypophysaire, un nouveau cycle ovulatoire peut alors commencer (Auletta et Flint, 1988).

Divers protocoles de maîtrise des cycles sexuels furent élaborés en se basant sur les spécificités morphologiques et fonctionnelles du corps jaune, des hormones et facteurs susceptibles d'avoir une action sur ce dernier.

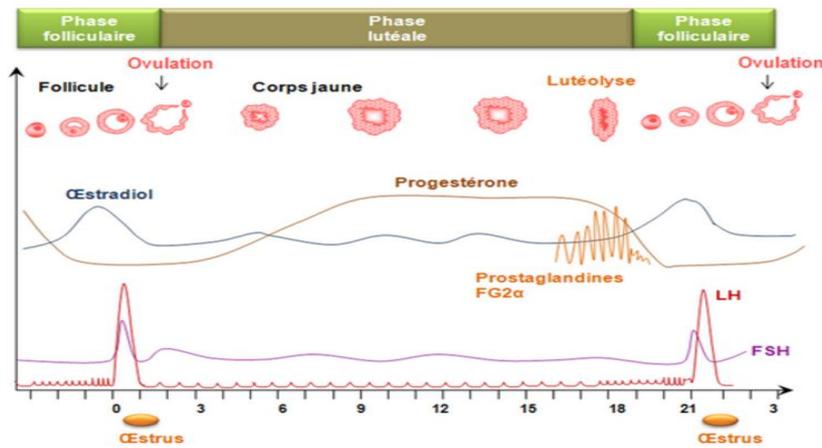


Figure 09 : Représentation schématique des différents événements physiologiques au cours du cycle sexuel chez la chèvre (Adapté de Fatet et *al.*, 2010)

I.2.5. Hormones ovariennes et la régulation endocrinienne

Le cycle sexuel est régulé par un ensemble de mécanismes hormonaux faisant intervenir des hormones hypothalamo-hypophysaires (Gonadolibérine : GnRH ; Gonadotropines : FSH et LH) et des hormones stéroïdiennes (œstradiol, progestérone) (Audrey Chanvallon et Renée, 2012). Cette régulation est considérée comme le pivot de la physiologie de la reproduction. Cette régulation est sous l'influence de stimuli internes ou externes dont le principal est la durée du jour chez l'espèce caprine. Ces stimuli contrôlent le rythme de la mélatonine qui, lui même est responsable de la régulation de la sécrétion de GnRH ce qui va déclencher la cyclicité des chèvres (Bordères.F *et al.*, 2008).

Au début de la phase folliculaire, les œstrogènes exercent un feed-back négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire du fait de leur faible taux circulant, vers la fin de cette phase, le phénomène inverse est observé, les œstrogènes, à la faveur de l'augmentation de leurs taux, stimulent par rétroaction positive la sécrétion hypothalamique de GnRH (induction du pic de la libération de la GnRH) et par conséquent celle des gonadotropines par l'hypophyse (induction du pic préovulatoire des gonadotropines) (Drion et Backers, 1996).

La libération de la FSH et de la LH est directement régie par la décharge pulsatile de la GnRH. La libération de ces hormones agissent sur l'ovaire en assurant notamment la croissance folliculaire et

l'ovulation. Cette croissance folliculaire s'accompagne de la sécrétion d'œstradiol qui stimule à son tour la libération des gonadotropines (Audrey chauvallon et Renée, 2012).

Pendant la phase lutéale, la croissance folliculaire se poursuit mais la sécrétion de la P4 par le corps jaune ainsi formé exerce un feed-back négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire en bloquant la production de GnRH, FSH et LH, ce qui inhibe l'ovulation (Leboeuf.B *et al.*, 2008).

Un accroissement de la sécrétion des $PGF2\alpha$ en absence de gestation donne le signal de la lutéolyse. La chute brutale de P4 suite à cette lutéolyse permet la levée de l'inhibition exercée sur l'axe hypothalamo-hypophysaire et le redémarrage d'un nouveau cycle.

Tableau 02 : Tableau récapitulatif des organes et hormones impliqués dans la fonction de reproduction

Organe	Hormone sécrétée	Rôle
Glande pinéale	Mélatonine	Régule les rythmes biologiques, sécrétée la nuit
Hypothalamus	GnRH	Stimule la libération de LH et FSH par l'hypophyse
Hypophyse	LH	Stimule la maturation des follicules et des ovocytes, l'ovulation et le développement lutéal
Hypophyse	FSH	Stimule la croissance folliculaire
Ovaire	Oestradiol	Contrôle l'expression de l'oestrus
Ovaire	Progestérol	Permet le maintien de la gestation
Utérus	Prostaglandines ($PGF2\alpha$)	Assure la dégradation du corps jaune à la fin de la phase lutéale

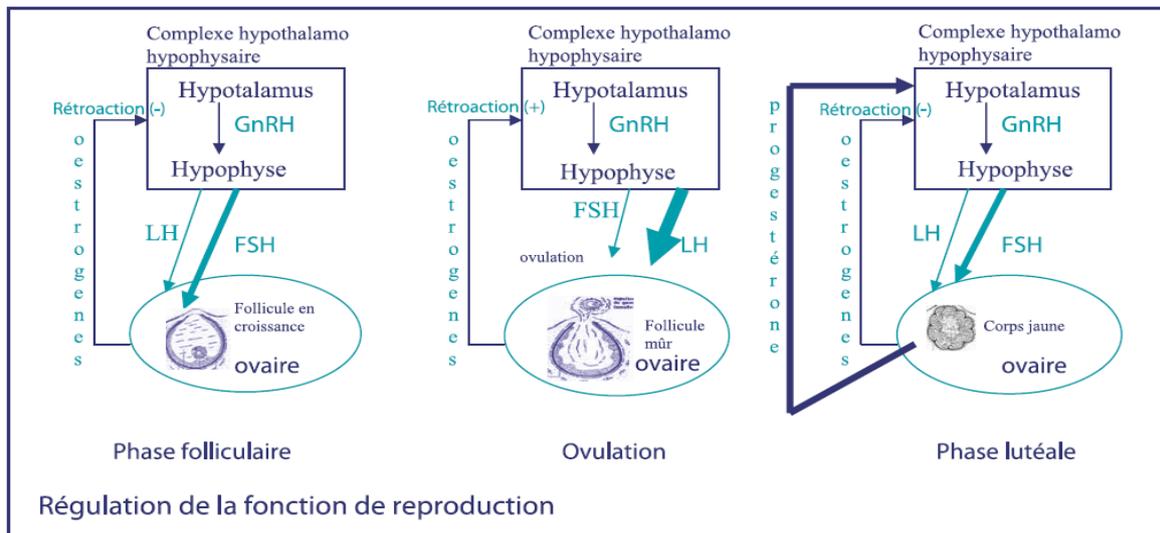


Figure 10 : Régulation endocrinienne de la fonction de reproduction chez la chèvre

I.3. Spermatogénèse : facteurs de variation de la spermatogénèse

La spermatogénèse est l'ensemble des processus de multiplication et de différenciation qui aboutit à la production des spermatozoïdes chez le mâle. Elle se déroule de manière continue à partir de la puberté et dure 02 mois chez le bouc.

Bien que les boucs puissent se reproduire toute l'année, il existe des variations saisonnières de leur comportement sexuel et de la production spermatique. En période de jours croissants, nous constatons : une baisse de l'ardeur sexuelle du bélier, une diminution du diamètre du testicule, de la production spermatique et une augmentation du pourcentage de spermatozoïdes anormaux (Nathalie Ardouin 2013).

La spermatogénèse est sous la dépendance de plusieurs facteurs (Trade fellah 2005) :

- la durée de la photopériode : les caprins ont une activité sexuelle maximale en période de jours courts décroissants (automne).
- l'activité sexuelle de la femelle à travers des stimuli olfactifs résultant de l'œstrus et des stimulations visuelles.
- Le niveau alimentaire : les excès ou carences énergétiques, azotés, en minéraux ou en vitamines, ont des effets négatifs sur la spermatogénèse.
- l'état sanitaire de l'appareil génital et l'état général de l'animal, ont une influence sur la spermatogénèse.

II. FECONDATION

II.1. Moment optimum de la saillie

La mise en place des spermatozoïdes dans l'appareil génital femelle est réalisée lors de la saillie. Cependant, il est important de déterminer le moment optimum d'intervention (saillie) pour maximiser les chances de réussite de la fécondation et suggérer des saillies dans la période où la femelle est fécondable.

Des règles pratiques, particulières à chaque espèce peuvent être établies en tenant compte de (Nathalie Ardouin 2013) :

- La durée des chaleurs : **36 heures** en moyenne chez la chèvre
- Le moment de l'ovulation : **32 à 36 heures** après le début des chaleurs
- La durée de survie des gamètes dans l'appareil génital femelle :
 - Gamète mâle : **30-48 heures**
 - Gamète femelle : **16-24 heures** après l'ovulation

Le moment le plus propice pour la saillie ou l'insémination artificielle se situe entre **6 et 24 heures** après le début des chaleurs, autrement dit, la mise en place de la semence doit être réalisée dans la seconde partie de l'œstrus pour assurer la fécondation (Zarrouk *et al.*, 2001).

II.2. Méthodes de saillie

La mise en place de la semence peut être réalisée de deux façons :

- Par saillie naturelle, appelée lutte chez les caprins ;
- Par insémination artificielle.

II.2.1. Méthodes naturelles

II.2.1.1. Controlée (Lutte en main)

La lutte en main encore appelée « monte en main » ou « monte dirigée » consiste à présenter les femelles détectées en chaleurs une à une au bouc pour les saillir. Cette technique est surtout utilisée après une synchronisation des chaleurs. C'est la technique qui donne les meilleurs résultats car elle permet une utilisation rationnelle du bouc. Une chèvre est généralement présentée au bouc 2 à 3 fois par jour, ce qui augmente le taux de

réussite et certifie la paternité. Il faut cependant limiter le nombre de saillies entre 3 et 6 par bouc et par jour.

Ce système permet d'enregistrer et de contrôler les saillies, donc la paternité des futurs reproducteurs mais il est nettement plus exigeant en temps de travail (Paradale Magali 2012).

II.2.1.2. Monte libre

C'est le mode de reproduction le plus couramment utilisé. La monte en liberté consiste à placer un ou plusieurs mâles dans un troupeau de femelles durant toute la période de la saison sexuelle afin qu'ils en assurent les saillies. Elle permet d'obtenir dans l'ensemble, une bonne fécondité mais ne permet ni la détermination de la paternité ni le regroupement des mises bas.

Il faut prévoir 1 bouc pour 25 à 30 chèvres avec 6 à 7 saillies par bouc et par jour, il va sans dire qu'il faut séparer les chevrettes des chèvres au moment de lutte et noter les dates d'introduction et de retrait des boucs.

Cette monte libre peut également être utilisée en combinaison avec l'insémination artificielle et la monte en main pour assurer les éventuels retours en chaleurs.

II.2.1.3. Monte en lots

Elle consiste à introduire un bouc dans un lot de femelles ayant ou non subi un traitement de synchronisation des chaleurs, avec la rotation des mâles dans le lot tous les 15 jours. Dans cette méthode, nous notons globalement une moindre fécondité qu'en lutte libre.

Le taux de fertilité en monte naturelle est de 85 à 95% (Paradal Magali 2012).

II.2.2. Insémination artificielle

L'insémination artificielle caprine permet de diffuser largement le patrimoine génétique des boucs améliorateurs et donc les performances technico-économiques de l'élevage.

L'insémination artificielle (IA) en semence congelée est presque systématiquement réalisée après traitement hormonal de synchronisation des chaleurs et presque toujours en dehors de la saison sexuelle.

Les chèvres sont inséminées **43heures** après le retrait de l'éponge vaginale, la semence est déposée à l'aide d'un pistolet inséminateur à l'entrée du col de l'utérus.

Comparativement à la monte naturelle, les résultats obtenus en IA caprine restent très moyens avec un taux de fertilité d'environ 60% seulement (Paradal Magali 2012).

II.3. Fécondation proprement dite

La fécondation est la fusion des gamètes mâle et femelle après une succession d'évènements dans les voies génitales femelles. Cette fusion aboutit à la formation d'une cellule unique à 2n chromosomes : le zygote.

Elle a lieu dans l'ampoule de l'oviducte où l'ovocyte atteint quelques heures après l'ovulation.

La cellule formée subit les premières divisions cellulaires qui sont les premières étapes de la vie du produit de la conception (Nathalie Ardouin 2013).

CHAPITRE II :
TRANSFERT EMBRYONNAIRE CHEZ LES CAPRINS

I. DEFINITION DU TRANSFERT EMBRYONNAIRE

La production d'embryons in vivo et le transfert de ceux-ci dans une receveuse font partie des techniques de pointe de la maîtrise de la reproduction et de la diffusion du progrès génétique.

Le transfert embryonnaire est une méthode de reproduction artificielle permettant de diffuser le patrimoine génétique par la voie femelle. Cette méthode consiste à prélever après fécondation les embryons (d'une origine génétique donnée) encore libre dans l'appareil génital d'une femelle, dite donneuse, pour les transplanter dans l'utérus d'une autre femelle appelée porteuse ou receveuse. Celle-ci assurera la gestation jusqu'à son terme (Nibart, 1991).

Les embryons peuvent être obtenus soit in vivo, éventuellement après superovulation de la femelle donneuse, soit in vitro après fécondation in vitro. La mise en place peut se faire soit sans congélation préalable des embryons, les receveuses étant alors amenées au même stade du cycle que la donneuse, soit avec congélation auquel cas la synchronisation n'est pas nécessaire (Nathalie Ardouin, 2013).

II. PRINCIPE ET HISTORIQUE DU TRANSFERT EMBRYONNAIRE

Le premier transfert d'embryons rapporté a été réussi chez l'espèce lapine par Walter Heape de l'Université Cambridge en 1890. Ce n'est que 40 ans plus tard, soit en 1930, que ces mêmes travaux ont pu être reproduits. Chez les animaux domestiques, cette technique est pratiquée chez la vache, la jument, la chèvre et la brebis (Roger Sauvé, 2005).

Le transfert embryonnaire est pratiqué en Europe depuis le début des années 1980 et permet aux éleveurs du monde entier de développer, d'échanger et de valoriser la génétique de leur élevage.

En race caprine laitière, le transfert embryonnaire est une technique récente développée depuis 1986 par l'équipe physiologistes de l'INRA. Chez la chèvre, cette technique ; malgré son potentiel toujours grandissant ; n'est pas encore une intervention routinière (Paule.J et al, 2000).

La France occupe une place de tout premier plan mondial, tant par sa technologie éprouvée que par l'importance économique qu'elle représente : près de 30 000 embryons transférés en 2010, soit environ 40% de l'activité en Europe (Fotolia, 2011).

En Algérie, les techniques de biotechnologies de la reproduction chez l'espèce caprine y compris le transfert embryonnaire sont peu développées et ne sont réalisées que dans le cadre de la recherche.

Contrairement aux bovins, la pratique de la transplantation embryonnaire chez les petits ruminants est plus récente et moins développée sur le terrain. La différence technique majeure avec les bovins est due à la taille de l'animal qui ne permet pas une manipulation de l'appareil génital sans pratiquer une laparotomie (ouverture de l'abdomen) pour la collecte et le transfert (Alain Nivot, et *al.*, 2002).

III. INTERET DU TRANSFERT EMBRYONNAIRE

La production d'embryon, en association avec le transfert embryonnaire présente de multiples intérêts ; principalement d'ordre génétique, sanitaire et commercial.

Sur le plan génétique, l'intérêt premier du transfert embryonnaire est d'accroître la descendance des femelles d'élite ou, en d'autres termes, les femelles jugées les meilleures sur le plan génétique (Gilbert Bonnes et *al.* 2005).

Sur le plan sanitaire, le transfert embryonnaire présente l'avantage d'offrir une garantie optimale sur le plan médical et en termes d'assurance et de prévention. En effet, l'enveloppe pellucide qui entoure l'embryon âgé de six à sept jours, lui garantit une protection sans faille contre les agents infectieux (AVFRATE2002). Cette technique constitue le moyen le plus sûr en terme sanitaire pour la transmission de matériel génétique entre exploitations agricoles, pays et continents. En outre, celle-ci présente des avantages indéniables sur le plan pratique comparativement au déplacement d'animaux avec toutes les contraintes de transport, de la quarantaine et des procédures administratives et sanitaires complexes et contraignantes (Fotolia, 2011).

Sur le plan économique et commercial, la facilité de transport de centaines d'embryons (d'un endroit à un autre, ou d'un pays à un autre) comparativement aux contraintes liées au déplacement d'animaux vivants, permet de faire des économies d'échelle importantes, d'où la rentabilité avérée sur le plan commercial des échanges internationaux de génétique (AVFRATE 2002 ; Bonnes et *al.*, 2005)

IV. SELECTION DES SUJETS

IV.1. Sélection des femelles donneuses et receveuses

Les femelles donneuses comme les femelles receveuses éligibles au processus de transfert embryonnaire doivent répondre à des critères spécifiques permettant de garantir le maximum de succès à l'opération.

Il convient de choisir des femelles ayant un développement corporel suffisant, étant donné que les chèvres qui sont en bon état d'embonpoint ont des taux d'ovulation élevés et des pertes embryonnaire faibles.

Le choix des donneuses repose essentiellement sur leur potentiel génétique, leur conformation, sur l'état physiologique et l'état sanitaire ; additionnellement aux exigences de l'intégrité du tractus génital et de la régularité de la reproduction (Ouanane. B et Lakhdissi.H, 1993).

En outre, il est souhaitable de prendre en considération d'autres paramètres tels que :

- Les femelles retenues doivent avoir mis-bas au cours de la saison de reproduction précédente (fertilité avérée).
- Les femelles présentant des écoulements vaginaux ; pouvant révéler une métrite ; sont à éliminer de la sélection.
- Une sélection peut être réalisée sur la configuration ovarienne, plus ou moins favorable à la superovulation.
- Les femelles donneuses doivent être indemnes de toute maladie contagieuse (Baril et al. 1993).

Une attention toute particulière doit être apportée à la sélection des chèvres receveuses. En effet, avant d'exprimer leur qualité maternelle, elles devront assurer le développement de l'embryon dans de bonnes conditions. La qualité de l'appareil reproducteur est très importante dans le choix d'une receveuse. Toute femelle présentant un défaut externe ou interne de l'appareil reproducteur ne doit pas être retenue comme receveuse. L'existence de cycles réguliers, l'installation systémique d'un corps jaune et une bonne imprégnation progestéronémique sont autant de points positifs permettant d'obtenir un bon taux de gestation après transfert. Par ailleurs, les femelles receveuses doivent présenter un parfait état sanitaire afin de ne pas contaminer les jeunes auxquels elles donneront naissance (Philippe.M –Oliver Mozer 2001).

A noter qu'on doit vérifier, au préalable, l'état physiologique (absence de gestation) des femelles (donneuses et receveuses) en pratiquant une échographie qui permettra de ne soumettre aux traitements aucune femelle gestante.

IV.2. Sélection des mâles reproducteurs

Le potentiel reproducteur de mâle dépend non seulement de la qualité séminale mais aussi de la libido et de l'habileté de monte.

Les reproducteurs mâles sont toujours choisis pour différents critères recherchés. Pour ces derniers, la fertilité élevée, la bonne vigueur de croissance et la grande taille sont toujours recherchées.

Il faut noter qu'il est primordial de vérifier l'intégrité de l'appareil génital pour sélectionner les mâles reproducteurs (El Amir B et al. 2007).

V. PREPARATION DES ANIMAUX

V.1. Préparation des femelles

V.1.1. Préparation alimentaire

En complément des besoins d'entretien, la chèvre a besoin d'un apport alimentaire additionnel rendu nécessaire par son état reproductif.

Il est nécessaire d'assurer la couverture de la totalité des besoins (d'entretien et de production) énergétiques, azotés, les besoins en minéraux et en vitamines aussi bien chez les donneuses que chez les receveuses (Baril.G et Brebion.P, 1993).

Chez la chèvre, le poids vif avant la lutte, a une influence déterminante sur le taux d'ovulation, la fertilité et la prolificité. De plus, la prise de poids avant la lutte est un facteur d'amélioration des performances de reproduction (Nathalie Ardouin, 2013).

Le Flushing (suralimentation des chèvres) consiste à augmenter temporairement le niveau énergétique de la ration, de façon à compenser les effets d'un niveau alimentaire insuffisant ou d'un mauvais état corporel. En pratique, l'apport de **200 à 400 g** de concentré supplémentaire par chèvre et par jour, quatre semaines avant et trois semaines après la lutte, aussi bien pour les donneuses que pour les receveuses, permet d'augmenter le taux d'ovulations et de réduire la mortalité embryonnaire (Hanzen.Ch, 2010).

V.1.2. Préparation sanitaire

Afin d'assurer un maximum de réussite, il est nécessaire de réunir les conditions sanitaires idoines à titre préventif et/ou curatif aussi bien pour les donneuses que pour les receveuses.

Un programme de vaccination sera établi un à trois mois avant la lutte en fonction des risques sanitaires exposant les élevages à des pathologies, notamment contagieuses.

Des traitements anti- parasitaires (interne et externe) à large spectre seront envisagés un mois avant le début de traitement.

Afin d'éviter tout stress et toute bousculade, les diverses opérations de tonte ou de parage des pieds seront également réalisées un mois avant la lutte (Vetroch 2009).

V.1.3. Préparation hormonale

Les traitements hormonaux spécifiques des donneuses et des receveuses lors de transfert embryonnaire sont destinés à induire ou synchroniser l'œstrus et la superovulation (donneuses) ou l'ovulation (receveuses) à un moment prédéterminé. Ces traitements réalisent en fait une maîtrise temporaire de l'activité ovarienne en mimant plus ou moins les mécanismes qui contrôlent les cycles sexuels (Raillancourt.D et Lefebvre, 2003).

V.1.3.1. Synchronisation de l'œstrus

V.1.3.1.1. Définition

La synchronisation des chaleurs est définie comme étant une méthode consistant à contrôler, à l'aide de traitements adaptés, les phases du cycle sexuel de la femelle ; le but étant de provoquer, à un moment désiré, l'expulsion d'un ou de plusieurs ovocytes arrivés à maturité et donc naturellement fécondables.

La synchronisation et l'induction de l'œstrus chez les donneuses permettent d'obtenir des embryons au même stade de développement, pour l'ensemble du lot traité. Pour les receveuses, cette méthode a pour but de faire coïncider leur stade physiologique avec celui de l'âge des embryons à transférer, condition d'une bonne reprise de leur développement après transfert (Baril.G et Brebion.P, 1993).

En terme pratique, la synchronisation de l'œstrus d'un groupe de femelles met en jeu deux alternatives pour modifier les cycles œstraux (Khiati Baghdad, 2012) :

- Suppression du développement folliculaire par le maintien d'une phase lutéale artificielle suffisante. Après l'arrêt de cette phase, tous les animaux entrent dans la phase folliculaire d'une manière synchronisée.
- Induction de la régression du corps jaune, de telle sorte que les animaux entrent dans la phase folliculaire du cycle à la même période et seront synchronisés à l'œstrus suivant.

V.1.3.1.2. Intérêt et Avantages

Diverses méthodes peuvent être utilisées afin de contourner les mécanismes physiologiques naturels liés à l'activité reproductrice saisonnière de la chèvre. Le recours à ces méthodes répond à plusieurs objectifs (Fanny Thuault 2012) :

- ✓ Prévoir et organiser rationnellement les périodes de mises bas
- ✓ Avancer la saison de reproduction afin d'intensifier le rythme des chevrotages
- ✓ Limiter les périodes improductives en réduisant les périodes d'œstrus
- ✓ Augmenter la prolificité des femelles et accélérer le progrès génétique en permettant une utilisation plus large de l'insémination artificielle.
- ✓ Obtenir des chevrettes qui auront un développement suffisant à la saison de reproduction suivante.
- ✓ Mise au point de nouvelles biotechnologies de l'embryon ou de conservation du patrimoine génétique.

V.1.3.1.3. Inconvénients

Bien que la synchronisation soit créditée de nombreux avantages, il faut relever, par contre, que celle-ci présente quelques inconvénients, notamment son coût qui demeure bien plus élevé, comparativement à d'autres techniques, en plus de représenter une charge de travail relativement importante. Un autre aspect problématique avec cette technique est que les résultats peuvent varier considérablement d'une année à l'autre, en fonction de nombreux facteurs, notamment la race, la saison et la femelle elle-même (François Castonguay, Ph. D, 2013).

S'il demeure entendu que la synchronisation des chaleurs facilite le travail de l'éleveur, elle n'améliore pas, en revanche, la fertilité. D'ailleurs, la fertilité est légèrement inférieure chez les femelles synchronisées par rapport à celles dont la venue en chaleur est naturelle (SCP, 2009).

V.1.3.1.4. Facteurs de variation de la réussite des traitements de synchronisation des chaleurs

Les traitements de maîtrise des cycles ne doivent pas être envisagés sans prendre en compte les facteurs de variation de la réussite à l'œstrus induit. Ces facteurs sont soit liés à l'animal ou à la

conduite d'élevage. Ils ne sont pas spécifiques des traitements de maîtrises des cycles. Ils influencent la reproduction (Clément Mestdagh, 2008).

*Facteurs liés à l'animal :

- **Cyclicité avant le traitement :** Les femelles cyclées ont un taux de gestation plus élevé que celles en anœstrus avant traitement ; autrement dit ; les chèvres cycliques répondent mieux au traitement (Vincent Chicoineau, 2007).
- **Stade du cycle au début du traitement :** La fertilité à l'œstrus induit varie en fonction du stade du cycle auquel le traitement de synchronisation est mis en place. La fertilité est sensiblement moins faible chez les animaux traités durant la fin de leur cycle comparativement à ceux traités en début de leurs cycles (Ballery Rachel, 2005).
- **Parité :** Les chevrettes ont une fertilité à l'œstrus induit supérieure à celle des chèvres. Ceci s'explique surtout par le fait que les chevrettes ont une meilleure cyclicité au moment de la mise en place du traitement de synchronisation.

Les primipares ont en général une fertilité à l'œstrus induit inférieure à celle des multipares du fait de leur sensibilité plus importante aux conditions défavorables (Vincent Chicoineau, 2007).

- **Race :** Les races naturellement désaisonnées ont une fertilité plus élevée en contre saison après le traitement. En général, les races paternelles obtiennent des résultats de fertilité inférieurs (François Castonguay, Ph. D, 2013). Toutefois, il est difficile de comparer les races entre elles, car il est impossible de dissocier les facteurs raciaux de ceux liés à l'environnement où à la conduite d'élevage.

*Facteurs liés aux conditions d'élevage :

- **Effets de l'alimentation :** L'alimentation est un facteur essentiel de la réussite des traitements d'induction et de synchronisation des chaleurs, non seulement au moment de la mise à la reproduction, mais également tout au long du cycle de reproduction. On peut évaluer les effets de l'alimentation par la note d'état corporel et les variations du poids des femelles (Chicoineau.V, 2007).
- **Saison :** Les chèvres étant des animaux à activité sexuelle saisonnière, il est tout à fait logique que le degré de réussite du traitement de synchronisation des chaleurs est sensiblement modifié selon qu'il soit pratiqué durant la saison de reproduction ou en dehors de celle-ci. Etant donné que les chèvres manifestent naturellement de prédispositions marquées à la reproduction en saison sexuelle, il va de soi que la fertilité à l'œstrus induit est plus élevée durant

cette période. La fertilité après le traitement est donc plus importante lorsque les femelles sont cyclées que lorsqu'elles sont en anœstrus.

Classiquement, les méthodes de contrôle de la reproduction caprine se répartissent en deux catégories, les unes dites zootechniques et les autres hormonales :

V.1.3.1.5. Méthodes zootechniques

V.1.3.1.5.1. Effet bouc

L'effet le plus important et le plus étudié des interactions mâle et femelle est la rupture de l'anœstrus saisonnier ou effet mâle. La présence du bouc influence les mécanismes physiologiques de la reproduction de la chèvre dans deux circonstances, en fin de période d'anœstrus et lors des chaleurs (Bonnes et al, 2005).

L'effet mâle ou effet bouc, consiste à introduire un mâle sexuellement actif au milieu d'un groupe de femelles non cycliques mais réceptives.

C'est actuellement la seule technique permettant d'induire et de grouper les chaleurs en dehors de la saison sexuelle sans avoir recours aux hormones (Audrey Chanvallon, 2014).

Plusieurs chercheurs ont émis l'hypothèse selon laquelle, le bouc produit un stimulus olfactif (phéromone) qui stimule l'axe hypothalamo-hypophysio-ovarien de la chèvre et la fait sortir de son anœstrus (Delgadillo et al, 2000).

Pour que la stimulation soit efficace, il est nécessaire que les chèvres et les boucs soient complètement séparés un mois au moins avant l'introduction du bouc pour l'effet mâle. L'isolement des animaux doit être total, tant au niveau visuel qu'au niveau de l'ouïe, du contact et de l'odeur (Chemineau, 1989).

La durée de contact nécessaire à la stimulation des femelles doit être respectée. Dans la pratique, l'animal stimulus doit être présent au moins deux semaines dans le troupeau avant l'introduction de boucs de lutte. On peut également stimuler le bouc quelques jours avant de le réintroduire parmi les chèvres en le mettant au contact d'une chèvre en chaleur (Bonnes et al, 2005).

Pour un résultat optimal il faut veiller à ce que le nombre de boucs soit suffisant : 1 bouc pour 10 à 20 chèvres.

Dans la majorité des cas, l'effet mâle se traduit par l'apparition chez les femelles d'un cycle court dans lequel se produit des ovulations synchrones dans les 2 à 4 jours après l'introduction du bouc. Elles sont en générale silencieuses s'est-à-dire non accompagnée d'un comportement de chaleur. Le

cycle court dure 5 à 7 jours. Il est suivi d'un second cycle fertile et d'une seconde ovulation accompagnée d'un comportement de chaleur, 7 à 9 jours après l'introduction du mâle (Audrey Chanvallon, 2014). Il faut noter que l'activité ovarienne et le comportement d'œstrus sont rétablis à condition que l'on ne soit pas trop éloigné de la saison sexuelle.

Cet effet bouc outre son action de groupage des chaleurs, permet de réduire la durée de l'anœstrus saisonnier, la reprise de l'activité sexuelle et l'amélioration de la fertilité (Delgadillo et al, 2000).

Un effet identique appelé « effet chèvres induites » est obtenu par la présence de chèvres en chaleurs après induction ou synchronisation hormonale des chaleurs. La venue en chaleurs de ces chèvres peut entraîner l'apparition décalée des chaleurs chez les autres femelles (en anœstrus) du troupeau. Cet effet est, cependant, moins important que l'effet mâle, mais peut le compléter (Nathalie Ardouin, 2013).

V.1.3.1.5.2. Traitement lumineux

Les changements graduels de la durée du jour (photopériode) au cours de l'année, contrôlent les variations saisonnières de la reproduction des caprins. La manipulation de la photopériode permet de maîtriser la saisonnalité et de rendre possible la reproduction en dehors de la saison sexuelle (Audrey Chanvallon, 2012).

Le traitement lumineux est fondé sur la prise en compte de l'incidence de la durée quotidienne d'éclairement sur la reprise ou l'arrêt de l'activité sexuelle de la chèvre. Ce traitement ; qui doit être appliqué aux mâles et aux femelles ; visent à induire un décalage de la période d'activité sexuelle d'animaux saisonnés. Il permet de stimuler l'activité sexuelle des mâles (comportement, production et qualité de la semence) et des femelles (œstrus, ovulation), en dehors de la saison sexuelle (Renée de Crémoux, 2008).

Le principe du traitement photopériodique (lumineux) consiste à soumettre les animaux à une alternance de jours longs « **JL** » (un jour de **16h** d'éclairement quotidien) et de jours courts « **JC** » (**8 à 12h** d'éclairement / j) à des moments de l'année très précis pour simuler l'alternance qui existe dans les conditions naturelles entre le printemps et l'automne (Chemineau et al, 1992 ; Audrey Chanvallon, 2012).

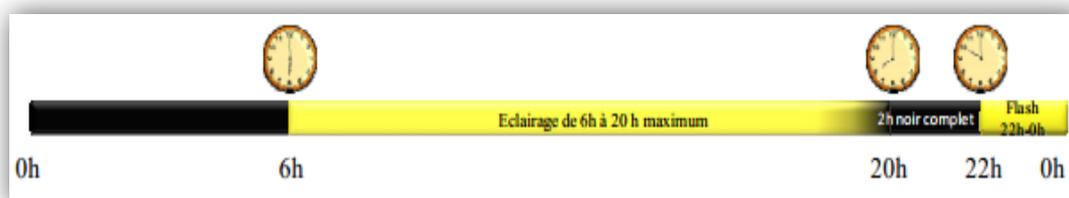
Il est possible de simuler des jours longs en apportant un éclairage supplémentaire aux animaux. Un éclairage à des périodes privilégiées au cours de la journée (en début de journée, à l'aube puis pendant la phase photosensible située 16 à 18 heures plus tard) est suffisant pour que les

animaux aient « l'impression » d'être soumis à des jours longs et réagissent physiologiquement de la même façon (Renée de Crémoux, 2008).

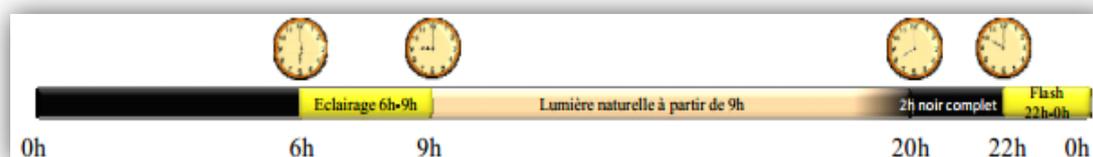
En bâtiments ouverts (dans lesquels les animaux continuent à percevoir la lumière naturelle), il convient de réaliser une aube fixe artificielle (éclairage de **6h** à **9h** du matin) puis un éclairage nocturne (éclairage de la phase photosensible) d'une durée de **2 heures** (de **22h** à **minuit**) appelé « Flash » qui commence 16 heures après l'aube fixe. A signaler :

- qu'avant le flash, il est impératif d'appliquer une période de noir complet pendant au moins **2h**.
- que la lumière naturelle au milieu de la journée peut être utilisée à condition d'avoir un bâtiment où les animaux perçoivent au moins 200 lux (Audrey Chanvallon, 2012 ; Renée de Crémoux, 2008).

L'éclairement en jours long est apporté par des néons (ou tube fluorescents) fournissant au moins 200 lux au niveau des yeux des animaux. Cet éclairage supplémentaire mime une journée aussi longue qu'une journée d'été. Ce traitement de JL artificiels doit être appliqué pendant **90 jours** consécutifs (75 j minimum) (Renou Camille, 2012).



Exemple 01 : éclairage artificiel de 6h à 20h maximum, noir complet de 20h à 22h puis flash de 22h à minuit.



Exemple 02 : éclairage de 6h à 9h, noir complet de 20h à 22h puis flash de 22h à minuit. La lumière naturelle au milieu de la journée peut être utilisée à condition d'avoir un bâtiment où les animaux perçoivent au moins 200 lux.

Figure 11 : Protocole « Jours Long », exemples de protocole des flashes en vue d'un traitement lumineux (méthode INRA).

Il est possible de réaliser artificiellement des jours courts en bâtiment ouvert :

- Par insertion d'un implant sous-cutané de mélatonine, lorsque le traitement de jours longs s'arrête après la mi-mars.
- Par le retour à une photopériode naturelle courte, lorsque les jours naturels font suite à un traitement « jours longs » s'achèvent avant la mi-mars (Renée de Crémoux, 2008).

Les boucs aussi doivent subir un traitement lumineux équivalent à celui des chèvres. Ils sont ensuite introduits parmi les femelles entre **30 et 70 jours** après la fin de stimulation des jours longs (Renou Camille, 2012).

Chez les chèvres laitières élevées en bâtiment ouvert, l'utilisation de la succession « flash » puis mélatonine, suivie par un « effet bouc » induit une activité ovulatoire et œstrienne suffisante pour obtenir une fertilité et une prolificité proche de ceux qu'elles sont obtenues pendant la saison sexuelle normale (Chemineau et al., 1992).

V.1.3.1.5.3. Alimentation : « Flushing »

L'action de l'alimentation se manifeste aux différentes périodes de la vie productive, principalement la période pré et post saillie. Une augmentation contrôlée de l'alimentation, connue sous le nom de « Flushing », stimule les ovulations (Besselievre, 1986).

Un « flush alimentaire » commencé quelques semaines avant la saison d'accouplement et maintenu longtemps après la fécondation, permet d'accroître le taux d'ovulation et d'améliorer sensiblement la prolificité des chèvres en réduisant la mortalité embryonnaire (Thibier, 1984).

Le « Flushing », peut se faire par l'apport de 300 à 400g d'aliments concentrés en plus de la ration nécessaire pour l'entretien pendant les 3 à 4 semaines qui précède et qui suivent la lutte (Oujagir et al, 2011).

V.1.3.1.6. Méthodes hormonales

Le traitement hormonal consiste à mimer les mécanismes hormonaux contrôlant le cycle sexuel afin d'induire et de synchroniser l'œstrus et l'ovulation à un moment prédéterminé quelle que soit la saison sexuelle et le stade physiologique (femelles cycliques ou non cycliques) (Gahery, 2012). Trois grands types de protocoles hormonaux de synchronisation de chaleurs chez la chèvre sont connus :

V.1.3.1.6.1. Implants de mélatonine

La mélatonine est une hormone produite par la glande pinéale pendant la nuit. Chez les petits ruminants, l'allongement des nuits entraîne une augmentation de la sécrétion de mélatonine, à l'origine du déclenchement de l'activité sexuelle (SCP, 2013).

Les jours courts peuvent être mimés par une libération constante de mélatonine sous forme d'implants sous cutanés. La méthode « **Mélovine®** » consiste à déposer sous la peau, à la base de l'oreille gauche des chèvres, un implant contenant de la mélatonine. Il permet le largage progressif de la mélatonine dans l'organisme pendant 60 à 90 jours. Cependant, la dose de mélatonine libérée par l'implant doit permettre d'obtenir des concentrations voisines des niveaux observés pendant la période de jours courts soit 20 pg/ml. Ainsi, les chèvres et les boucs interprètent cette imprégnation longue de mélatonine comme des nuits d'automne même si leurs yeux perçoivent des jours longs. Cela provoque une stimulation de la libération pulsatile de LH et une reprise de l'activité sexuelle (Bonnes et *al.*, 2005 ; Renou Camille, 2012).

Une lutte naturelle est alors possible et les boucs sont introduits dans les lots traités **6 semaines** après la pose de l'implant. Le traitement est aussi appliqué aux boucs ; la dose préconisée est de 3 implants dans ce cas (Nathalie Ardouin, 2013).

Notez qu'il ya deux protocoles possible : soit un traitement sans synchronisation (lutte naturelle), soit un traitement avec synchronisation (insémination artificielle ou lutte naturelle). Notez également que cette méthode doit être associée à un traitement photopériodique (SCP, 2013).

➤ **Avantages et inconvénients**

L'utilisation d'un implant sous-cutané de mélatonine permet d'obtenir une cyclicité sexuelle sur des chèvres hors saison et un déclenchement plus précoce de la saison de reproduction chez les races très désaisonnées, ainsi qu'une amélioration des performances de reproduction. (Lassoued et *al.*, 2008).

Néanmoins, le traitement à base de mélatonine présente certains inconvénients, notamment :

- Son coût élevé;
- Son espacement dans le temps comparativement à d'autres protocoles qui peuvent être mis en place dans un laps de temps relativement plus court.

V.1.3.1.6.2. Eponges vaginales

Les traitements hormonaux à base de progestagène qui utilisent des éponges vaginales sont les protocoles les plus utilisés et les plus efficaces.

Les éponges vaginales peuvent contenir de l'**acétate de fluorogestone** (FGA) ou d'**acétate de médroxyprogéstérone** (MAP).

L'acétate de fluorogestone incorporé dans les éponges vaginales est un progestagène de synthèse qui simule la phase lutéale du cycle.

Le principe de ce traitement est d'introduire pendant un temps donné chez l'animal une source exogène de progestagène (éponge vaginale) afin de mimer la présence d'un corps jaune. L'éponge exerce un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire assurant ainsi le blocage de la croissance folliculaire terminale et de l'ovulation durant toute la durée du traitement (Maizel, 2006 ; Stéphanie Coyral-Castel, 2013).

Cette technique est appliquée selon une modalité dite de **traitement court**, qui grâce à l'effet lutéolytique de la prostaglandine F2 α (PGF2 α) permet de raccourcir la durée de pose de l'éponge à **11 jours** (au lieu de 17 à 21 jours) (Bonnes et *al.*, 2005)

Ce traitement est réalisé en plusieurs étapes :

- Etape 1 : **La pose de l'éponge**

L'éponge vaginale imprégnée de progestagène est mise en place pendant **11 jours \pm 1jour**. Cependant, la dose de FGA contenue dans l'éponge vaginale est de **45 mg** pour les chèvres primipares ou multipares, elle est de seulement **40 mg** pour les nullipares. (Corteel et al., 1988)

- Etape 2 : **Les injections intramusculaires de PMSG et de cloprosténol (PGF2 α)**

Les injections de PMSG et de cloprosténol ont lieu à **J9 (J0** : date de pose de l'éponge). La PMSG est une hormone qui stimule la croissance terminale et la maturation des follicules en induisant le pic préovulatoire de LH. Cependant, la progestérone et la PGF2 α ne suffisent pas à eux seuls pour induire une ovulation chez les femelles non cyclées (anœstrus saisonnier). L'activité de l'axe hypothalamo-hypophysaire étant trop faible, l'ovulation doit être induite par l'injection d'une hormone gonadotrope : l'eCG (équine Chorionic Gonadotrophin), anciennement appelée PMSG. Son action FSH dominante active la croissance folliculaire et la maturation des follicules ovulatoire (Baril et *al.* 2000).

Chez la chèvre primipare ou multipare, la dose conseillée de PMSG est en fonction de la période de traitement et du niveau quotidien de production laitière durant le mois qui précède le traitement.

Tableau 03: Modalités d'administration de la PMSG

Parité	Production laitière	Contre saison (< 15 juin)	Avance saison et saison sexuelle (15 juin- 15 décembre)
Primipares	> 3,5 kg/ j	600 UI	500 UI
Et			
Multipares	<= 3,5 kg/ j	500 UI	400 UI
Nullipares	/	300 UI	250 UI

Le cloprosténol est un analogue de la prostaglandine F_{2α} qui assure la dégradation d'un éventuel corps jaune encore fonctionnel en fin de traitement. La dose utilisée est de **50µg** de produit actif soit **0,2 ml** de solution injectée (Estrumate®) (Coyral Stéphanie, 2013).

- Etape 3 : **Le retrait de l'éponge**

Le retrait de l'éponge doit être pratiqué **48 heures ± 1heure** après l'injection de PMSG et de cloprosténol soit à **J11**.

L'arrêt du traitement progestatif simule la fin de la phase lutéale. Cet arrêt, en association avec la lutéolyse, provoquent une chute brutale de la progestéronémie. Ce changement hormonal provoque la levée du rétrocontrôle négatif, ainsi, la croissance d'une vague folliculaire est stimulée. Par la suite, l'œstrus puis l'ovulation sont déclenchés (Leboeuf, 1998).

- Etape 4 : **La détection des chaleurs**

Les chaleurs sont détectées dans les **30 heures** qui suivent le retrait de l'éponge. Cette étape permet d'écarter de la saillie les chèvres qui n'auraient pas répondu au traitement.

• Etape 5 : Insémination artificielle ou saillie naturelle

L'insémination artificielle doit être effectuée **43 ± 2 heures** après le retrait de l'éponge, quelle que soit la race.

Pour les saillies naturelles, **2 saillies** sont réalisables : la première **36h** et la deuxième **48h** après le retrait de l'éponge. (Flavie Chapsal, 2000)

* Ce protocole est synthétisé donc comme suit :

J0 : Pose des éponges

J9 : Injection de PMSG + cloprostérol

J11 : Retrait des éponges

J12 : Détection des chaleurs (28 à 30h après le retrait de l'éponge)

J 13 : Insémination ou mise à la lutte

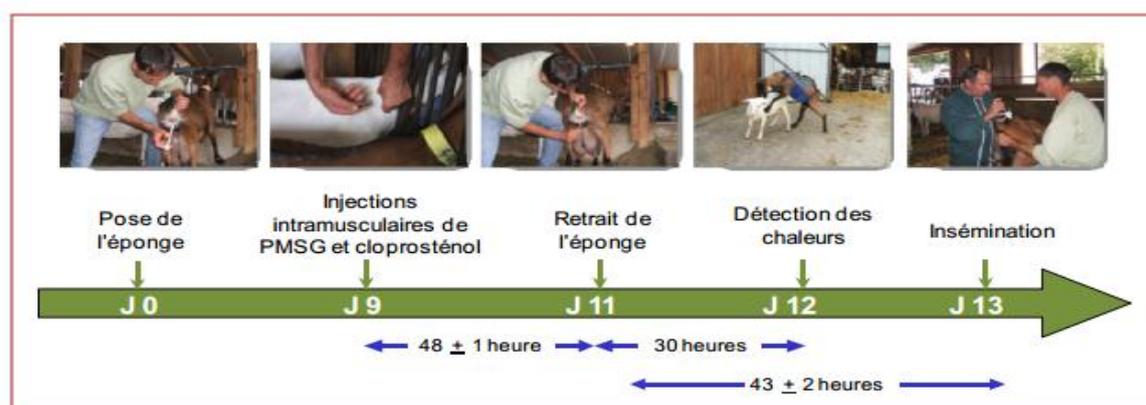


Figure 12 : Protocole hormonal standard « protocole de synchronisation à base de progestagène »

Il faut signaler ; qu'on plus de l'éponge vaginal ; il existe d'autres dispositifs permettent la diffusion progressive de l'hormone (Progestagène) :

- Les **CIDR**® (Controlled Internal Drug-Releasing device) contiennent de la **progestérone pure** sous forme d'un sel de silicate,
- Les **implants sous cutanés** contiennent du **Norgestomet**. (Maizel, 2006).

➤ **Avantages et inconvénients**

La technique de synchronisation ou d'induction des chaleurs s'appuyant sur l'utilisation de l'éponge a connu un grand succès ; elle est relativement efficace en tout temps de l'année et permet :

- D'induire les chaleurs en toute saison,
- De pratiquer l'IA en facilitant la surveillance des chaleurs,
- De grouper les mises-bas,
- D'obtenir des mises-bas précoces,
- De multiplier et diffuser rapidement le progrès génétique.

Cette technique présente également des inconvénients. Le principal inconvénient demeure son coût élevé, en plus de représenter une charge de travail relativement importante. En outre, la pose de l'éponge peut entraîner d'éventuelle infection avec l'apparition d'adhérences avec la muqueuse vaginale, si des précautions d'hygiène rigoureuses ne sont pas respectées. En fin, le résultat escompté risque de ne pas être atteint en cas de perte des éponges (François Castonguay, 2004 ; Renée de Crémoux, 2008).

V.1.3.1.6.3. Lutéolyse par les prostaglandines F2 α

La prostaglandine F2 α (PGF2 α) est une hormone produite par plusieurs tissus de l'organisme. L'utérus en produit une grande quantité à la fin du cycle œstral. Son effet est la dégénération du ou des corps jaunes et le déclenchement des chaleurs. La PGF2 α est efficace pour induire la lutéolyse à condition que la femelle ait des cycles œstraux normaux et que le corps jaune soit suffisamment mature (Michel Lemelin, 2002).

Chez la chèvre, la lutéolyse par PGF2 α peut se faire entre le 6^{ème} et le 17^{ème} jour du cycle. La technique la plus répandue consiste en **2 injections** séparées de 11 à 14 jours. Lors de la seconde injection, toutes les chèvres sont en phase lutéale avec corps jaune sensible à la PGF2 α . (Maizel, 2006).

Malgré la lutéolyse rapide, l'intervalle entre l'injection et les chaleurs est variable et dépend du stade de croissance du follicule au moment du traitement.



Figure 13 : Protocole de synchronisation des chaleurs à base de prostaglandine F2 α (Grimard, 2003).

➤ **Avantages et inconvénients**

Le traitement à base de prostaglandine permet ; grâce à l'application de deux injections de PGF2 α ; de synchroniser les chaleurs des femelles traitées.

Mais, La synchronisation aux prostaglandines n'est utilisable sauf dans le cas de troupeaux dont la cyclicité est élevée ; autrement dit ; les PGF2 α ne peuvent pas être utilisées chez les femelles non cyclique pendant les périodes anovulatoires, ce qui va à l'encontre de l'objectif initial de déclencher l'œstrus chez toutes les femelles d'un lot. Par ailleurs, la synchronisation obtenue avec les prostaglandines n'est pas optimale car elle n'entraîne pas de synchronisation folliculaire ; par conséquent l'expression des chaleurs intervient sur une durée assez longue (Fournier et Driancourt., 2007).

Chez la chèvre, il existe une variabilité importante dans la fertilité à l'œstrus induit, mais en général, la fertilité après un traitement à base de prostaglandine est plus faible qu'après le traitement éponge.

V.1.3.2. Superovulation des donneuses

Le transfert embryonnaire est une technique assez coûteuse à mettre en place, aussi, la maîtrise du cycle notamment la stimulation ovarienne chez les femelles donneuses doit être minutieuse.

La superovulation des femelles donneuses est un phénomène provoqué artificiellement par un apport exogène d'hormones gonadotropes qui agissent en repêchant les follicules vouées à l'atréisie et en favorisant le développement des follicules plus jeunes. Elle induit une réponse ovarienne se traduisant ainsi par un développement folliculaire et des ovulations allant au-delà du standard moyen de l'espèce (Chupin et Procrusseur, 1982 ; Nibart, 1991 ; Saumande, 1995).

Chez la chèvre, la superovulation est initiée à la fin de la phase lutéale ou d'un traitement progestatif combiné à une injection de PgF2 α .

Deux groupes gonadotropes sont essentiellement utilisés :

- les gonadotropines hypophysaire dont l'hormone folliculostimulante (FSH) et l'hormone lutéinisante (LH),
- La gonadotropine sérique de jument gravide (PMSG) actuellement appelée eCG

V.1.3.2.1. Avantages et inconvénients

▪ **PMSG**

Utilisée pendant longtemps comme l'hormone de référence dans la superovulation, la PMSG permet ; en plus de la synchronisation des ovulations ; d'obtenir (si elle est administrée en forte dose) une augmentation de la quantité de follicules préovulatoire et du nombre d'ovulation grâce à son action stimulante sur l'ovaire. En d'autre terme, l'administration de doses élevées de PMSG entraîne une superovulation et, par conséquent, la formation de nombreux blastocystes utilisés lors de transfert embryonnaire (Medvet, 2014).

Du fait de sa demi-vie relativement longue, l'eCG représente une facilité d'emploi, autrement dit, l'avantage de l'utilisation de cette gonadotrophine est sa simplicité, puisque une seule injection suffit à induire la superovulation (Cognié et Baril, 2002).

En contrepartie de la longue demi-vie de cette gonadotrophine, les niveaux élevés de PMSG encore en circulation au-delà de l'œstrus provoquent une activité folliculaire anormale à ce stade, qui perturbe le cycle ovarien, l'environnement hormonal pendant la fécondation et les premières phases de développement embryonnaire. Ces effets ont comme conséquence générale une faible production d'embryons de bonne qualité. Cette hormone est donc de moins en moins utilisée pour l'induction de la superovulation (Baril.G et Brebion.P, 1993).

L'injection de PMSG si elle est répétée plusieurs années de suite peut induire chez la chèvre, comme chez la brebis, la sécrétion d'anticorps anti- PMSG réduisant ainsi l'efficacité du traitement. Ces derniers sont à l'origine de la plupart des œstrus tardifs (plus de 30 heures après le retrait de l'éponge) et occasionnent une baisse de fertilité (Stéphanie Coyral, 2013).

▪ **FSH**

Le principal avantage de l'utilisation de la FSH dans la production d'embryon est le taux d'ovulation supérieur comparé aux gonadotropines sériques (PMSG). En effet, l'utilisation des extraits hypophysaire permet d'obtenir un plus grand nombre d'embryons collectés et transférables (en moyenne 1 de plus par collecte) (Bartmann et al, 1992 ; Nibart et al. 1997 cités par Lafri, 2003).

La FSH par contre présente l'inconvénient d'avoir une demi-vie très courte d'où la nécessité de pratiquer des injections bi journalière pendant trois ou quatre jours.

Cependant, il existe une variabilité de la réponse au traitement de superovulation, cela peut être expliqué ; selon certains auteurs ; par le fait que la réponse à la superovulation peut diminuer au cours de la répétition de traitements. En effet, l'abaissement de la réponse ovarienne après le 3^{ème} traitement est d'origine immunitaire (apparition d'anticorps anti-FSH) (Drions et al. 1998). Mais, Dorn et al (1991) n'ont pas enregistré de différences significatives de la réponse ovarienne suivant des traitements répétés avec des préparations de FSH.

De façon générale, le résultat global est plus intéressant lors de l'utilisation de la FSH comparativement à l'utilisation de la PMSG.

V.1.3.2.2. Protocole

V.1.3.2.2.1. L'eCG (equin chorionic gonadotropine)

Anciennement appelée PMSG (Pregnant mare serum gonadotropine), l'eCG (Equin Chorionic gonadotropine) est une hormone gonadotrope de structure glycoprotéique présente dans le sang de la jument gravide entre 40^{ème} et 120^{ème} jours de gestation. Elle possède une activité biologique mimant celle de la FSH et de la LH avec toutefois une activité FSH plus marquée (2/3 FSH et 1/3 LH), mais il existe cependant une grande variabilité du rapport FSH/LH selon le stade de la gestation de la jument (Gordon, 1996 ; Hanzen.Ch, 2013).

L'importance de l'acide sialique dans la fraction glucidique de l'eCG (13%) participe à sa protection de la dégradation hépatique et rénale, ce qui expliquerait sa demi-vie très longue (120h chez la vache, 22 à 64h chez la chèvre) d'où sa facilité d'emploi (Ouattara Moumouni, 1990).

Extraite du sérum de la jument gravide, l'eCG est la première gonadotrophine utilisée pour obtenir une superovulation, et l'unique hormone possédant les deux activités biologiques de la FSH et de la LH (Ghozlane.F, 2013).

V.1.3.2.2.1.1. Induction de la superovulation

Le traitement gonadotrope utilisé pour l'induction de la superovulation a lieu généralement en fin de traitement progestatif (ce qui correspond à la phase folliculaire du cycle œstrien), autrement dit, l'eCG est administré en dose unique sur œstrus induit ou synchronisé (Baril et al. 1993).

Chez la chèvre, une injection de PMSG est réalisée en IM 48h avant la fin du traitement progestatif. La dose couramment utilisée varie de 750 à 1500 UI selon race et la saison de traitement (Baril et al. 1993).

V.1.3.2.2.1.2. Problème de follicules anovulatoires

En raison de sa demi-vie relativement longue, l'eCG ; en plus de son action superovulatoire ; provoque une stimulation excessive et continue de l'ovaire. Cette dernière action est à l'origine de la formation de nombreux follicules anovulatoires qui entraînent à leur tour une perturbation du cycle ovarien et des anomalies de fécondation (Moore et Whyman, 1980).

Par ailleurs, la stimulation de la croissance folliculaire par l'eCG persiste bien après le pic de LH (ovulation) entraînant de ce fait une sécrétion élevée d'œstradiol modifiant ainsi l'environnement utérin et, par-là même, le développement embryonnaire (Boland et al, 1991).

Les inconvénients résultant de ces effets cumulés expliquent les faibles performances obtenues avec l'utilisation de l'eCG (Cognié et Baril, 2002).

V.1.3.2.2.1.3. Tentative de réduction des inconvénients

V.1.3.2.2.1.3.1. Serum anti-PMSG

Afin de limiter les effets négatifs de la longue demi-vie de la PMSG, l'utilisation du sérum anti-PMSG 5 à 6h après le pic de LH a été recommandée.

Produit à partir du sérum de mouton, le sérum anti-PMSG a pour objet d'inhiber l'action de PMSG et ce faisant le développement d'une seconde vague de croissance folliculaire et d'éviter la formation de follicules kystiques (Ponsart et al., 2004). En effet, l'administration d'anticorps anti-PMSG provoquerait indirectement l'atrésie des follicules non ovulés avec une chute concomitante

d'œstradiol. Par contre, l'injection trop précoce de l'anticorps inhibe complètement la superovulation (Ghozlane.F, 2013).

Globalement, les résultats en terme de nombre d'ovulation et du nombre d'embryons transférables seraient alors améliorés par l'injection d'anticorps anti-PMSG 48 à 60h après l'injection de PGF2 α soit juste après le pic préovulatoire de LH (Dieleman *et al.*, 1989).

En conclusion, il est déconseillé de traiter une chèvre plus d'une fois par an. Trois traitements durant la carrière de la chèvre semblent être un maximum pour garantir de bons résultats (Stéphanie Coyral-Castel, 2013).

V.1.3.2.2. FSH (follicule stimulating hormone)

La FSH est l'hormone la plus fréquemment employée pour induire la superovulation chez les petits ruminants, il s'agit de la gonadotropine la plus largement répandue chez l'ensemble des mammifères vue que c'est l'hormone de Folliculogénèse par excellence (Baril *et al.*, 1993).

La FSH est une gonadotrope de nature glycoprotéique sécrétée par le lobe antérieur de l'hypophyse des mammifères et dont l'hypophyse de porc et de mouton constitue la source la plus importante de FSH.

Actuellement, la FSH provenant d'extraits purifiés d'hypophyse de porc (FSH-P) est la plus utilisée à la place de l'eCG pour espérer atteindre des taux élevés de superovulation. (Ouattara Moumouni, 1990). Cependant, si la collecte doit être répétée sur la même donneuse, de la FSH ovine (oFSH) ou caprine (cFSH) doit être utilisée au lieu de FSH porcine (pFSH), du fait de l'apparition d'anticorps contre la pFSH, qui limite la réponse superovulatoire des femelles (Chemineau *et al.*, 1999).

L'efficacité de traitement de superovulation est sous l'influence de la quantité de FSH et les proportions LH/FSH présent dans les préparations commerciales (Ouattara Moumouni, 1990). Selon les travaux de Chupin et Coll., 1984 cités par Ouattara, 1990, le taux moyen d'ovulation et le nombre d'embryon transférables augmentent quand la dose de LH diminue.

Possédant une demi-vie relativement courte (**5 à 6h**) étant donné leur moindre richesse en acide sialique (5%), les extraits hypophysaires (pFSH) doivent faire l'objet d'injections répétées (Hanzen.Ch, 2013).

Chez les donneuses ; en vue d'obtenir une superovulation ; la FSH est administrée de manière fractionnée et décroissante en intramusculaire en doses bijournalière à 12 heures d'intervalle (matin et soir) au cours des 3 derniers jours du traitement progestatifs soit à **J9, J10 et J11** (Fieni et al, 1994 ; Hanzen Ch, 2013).

Les doses totales de FSH les plus souvent préconisées chez la chèvre sont comprises entre **16 et 21 mg Armour** soit 160 à 120mg de FSH pure (Sachant que 1mg Armour = 1unité Armour « UA » = 10mg FSH Pure). Cette dose est administrée comme suit « pour la dose 16mg » : (en UA **4-4, 2-2, 2-2**) avec addition de **67µg** de LH porcine aux deux dernières injections de FSH (Baril et al. 1993).

V.1.3.2.2.1. Sialisation de FSH

La FSH est l'hormone idéale pour induire la superovulation du fait de son efficacité au regard des résultats satisfaisants qu'elle donne comparativement à la PMSG. Mais, en raison de sa demi-vie relativement courte, l'utilisation de la FSH nécessite des injections à répétition rendant ainsi le travail fastidieux.

Dans le but de dépasser cet inconvénient en permettant un allongement de la demi-vie de la FSH, des chercheurs ont préconisé la sialisation de cette hormone. Cette méthode consiste à enrober les radicaux de la molécule (FSH) par l'acide sialique afin d'éviter sa dégradation rapide par le foie et les reins et d'allonger ainsi sa demi-vie, ce qui facilite son utilisation.

V.1.3.2.2.3. Résultats chiffrés

Suite au traitement hormonal d'induction ou de synchronisation de l'œstrus, environ 95% des chèvres manifestent des chaleurs et des ovulations ce qui démontre que cette méthode est très efficace. Dans une étude récente, il a été observé que moins de 5% des chèvres n'ovulent pas à la suite du traitement. Cependant, dans certains cas, ce pourcentage atteint 20 à 30%. Cette situation constitue alors une cause de faible fertilité pour l'élevage considéré (Renée de Crémoux, 2008).

Le traitement hormonal est associé à l'IA dans 35% des cas. Après ce traitement, la fertilité moyenne sur IA est d'environ 65%. On observe cependant une variabilité très importante (25 à 85% de réussite) selon les lots et les élevages (Flavie Chapsal, 2000).

D'après Chemineau, 1988, l'effet bouc se traduit par une ovulation rapide de 97% des chèvres. Cependant, l'introduction des boucs parmi les femelles pour l'effet mâle (1 pour 30 femelles en moyenne) pendant 4 années de suite dans un troupeau de chèvre laitière de race Saanen a donné une fertilité moyenne de 63%.

Après le traitement de superovulation, la majorité des femelles répondent positivement au traitement avec un pourcentage plus élevé lors de l'utilisation de la FSH (90%). Cependant, lors de l'utilisation répétée de la PMSG, la fertilité diminue jusqu'à 5% au bout du cinquième traitement (elle est d'environ 80% lors du premier traitement).

En outre, l'induction répétée de la superovulation avec pFSH provoque chez les caprins, une diminution de la réponse ovulatoire due à l'apparition d'anticorps anti pFSH. Cette diminution est observée chez 40 à 50% des chèvres dès le troisième traitement pFSH et pour 70 à 80% en quatrième à cinquième traitement (Baril et *al.* 1993).

V.2. Préparation des mâles

V.2.1. Préparation alimentaire

Dans le cadre d'une préparation à la reproduction ; pour les mâles comme pour les femelles ; les apports alimentaires doivent être augmenté de 15% pendant la période de reproduction afin de stimuler la reprise de l'activité sexuelle et la spermatogénèse.

Un flushing est mis en place pour une efficacité reproductrice maximale, il doit commencer au moins **deux mois** avant les premières saillies et se poursuivre pendant toute la période de monte.

Un apport vitaminique (**A, D3, E**) est fortement conseillé au minimum **3 à 4 semaines** avant les saillies (GRC, 1995 ; Renée de Crémoux, 2008).

V.2.2. Préparation sanitaire

Deux mois avant la lutte, les boucs doivent subir un déparasitage interne et externe en utilisant des traitements antiparasitaires à large spectre.

Un programme de vaccination est mis en place 2 à 3 mois avant la mise à la reproduction selon le risque sanitaire de l'élevage.

Une antibiothérapie à titre préventif est également indiquée pour éviter d'éventuelles atteintes bactériennes (ANOC, 2005; Lafari.M et Harkat.S, 2007).

V.2.3. Entraînement des jeunes mâles

Quelques jours avant la lutte, les jeunes boucs vont subir un entraînement de telle manière que nous les laissons chevaucher des chèvres en chaleur une à deux fois/jour pendant deux jours. Cela permet de connaître leur ardeur et la qualité de la semence sera également améliorée (Lafari.M et Harkat.S, 2007).

Il est nécessaire de stimuler les mâles avant le début de mise à la reproduction par une présentation quotidienne d'une chèvre en chaleur ce qui permet de réveiller leurs ardeur sexuelle et de les rendre aptes à réaliser des saillies répétées ; condition majeure dans le cas de fécondation par saillie naturelle (Pradal Magali, 2014).

VI. SAILLIE ET FECONDATION DES FEMELLES DONNEUSES

La maîtrise de la fécondation des ovocytes résultant de l'induction de superovulation est un point clé déterminant de la reproduction in vivo d'embryon de qualité. La fécondation des donneuses peut être obtenue soit par saillie naturelle, en monte libre ou contrôlée, soit par insémination artificielle, la semence fraîche ou congelée pouvant être mise en place par voie cervicale ou directement in utéro sous contrôle laparoscopique (Baril.G et *al*, 1993).

A signaler que chaque femelle doit être saillie au moins 2 fois à 12 heures d'intervalle pendant l'œstrus.

VII. COLLECTE DES EMBRYONS

VII.1. Définition et principe général de la collecte

Après leur passage de l'oviducte vers l'utérus (J4-J5), les embryons sont collectés aux stades « morula compactée » à « blastocyste » 6 à 8 jours après la saillie (J0) et presque toujours à **J7** chez la chèvre (Cognie.y et *al*. 2001).

Les embryons sont récoltés par « lavage successifs » des 2 cornes utérines. Une solution physiologique adaptée est injectée à l'une ou l'autre des extrémités de la corne utérine. Le flux créé par l'injection de cette solution entraîne les embryons à l'extrémité opposée de la corne utérine où ils sont récupérés par un cathéter, avec le milieu de collecte (Baril et *al*. 1993).

VII.2. Préparation à la collecte

VII.2.1. Préparation de la salle d'opération

La salle de chirurgie où va se dérouler la récolte et le transfert des embryons doit être propre, bien désinfectée et équipée du matériel et des instruments opératoires nécessaires pour l'intervention chirurgicale.

Quelque soit la méthode utilisée, le matériel est au préalable stérilisé et la collecte doit être réalisée de manière aseptique.

VII.2.2. Traitement narcotique et préparation des donneuses à la collecte

Dans la perspective d'une anesthésie générale, les femelles sont soumises à une diète hydrique 18 à 24 heures avant la collecte.

Préalablement à l'acte chirurgical, la tranquillisation de l'animal est nécessaire. Elle est obtenue soit par l'administration de 0,1mg/kg de Xylazine par voie intraveineuse ou par l'administration de 0,05mg/kg d'acépromazine. L'anesthésie générale est induite par l'injection de 4 à 6mg/kg de l'association tilétamine zolazépam (Zoletil 100 ND) ou par l'utilisation de protocole Xylazine (0,15mg/kg) / Kétamine (4mg/kg) en IV avec relais gazeux. Si l'anesthésie gazeuse n'est pas disponible, on peut utiliser un protocole xylazine (0,22mg/kg)/Kétamine (5,5mg/kg) en administrant la moitié de la dose en IV et l'autre moitié en IM. En ce qui concerne la collecte laparoscopique, il est possible de la réaliser sous anesthésie générale, mais le plus souvent nous utiliserons juste une tranquillisation par voie intraveineuse associé à une anesthésie locale traçante (Maizel, 2006).

L'animal anesthésié est placé sur une table de contention en décubitus dorsal avec une inclinaison antéro-postérieure de 30 à 45°. Le champ opératoire (la région abdominale en avant de l'attache de la mamelle) est soigneusement rasé, lavé puis désinfecté à l'aide de l'alcool iodée (Brebion.P et *al.*, 1993).

VII.3. Modes opératoires

En raison de la difficulté de franchir le col de l'utérus et de l'impossibilité de manipuler les cornes utérines par palpation transrectale chez les petits ruminants, les embryons sont le plus souvent

récoltés par laparotomie abdominale (collecte chirurgicale) ou sous contrôle endoscopique (collecte par endoscopie) (Baril et al, 1993).

VII.3.1. Récolte invasive « chirurgicale »

Une incision de 8 à 10 cm est effectuée sur la ligne blanche en avant de l'attache de la mamelle, elle permet d'extérioriser les cornes utérines et de dénombrer les corps jaunes présents sur les ovaires (indiquant le nombre théorique d'embryons à récolter). Le rinçage de chaque corne utérine est réalisé séparément.

Une ponction effectuée à la base de la corne utérine, quelques cm au dessus de la bifurcation, permet l'introduction de la sonde de Folley (cathéter à deux voies). Le ballonnet situé à l'extrémité de la sonde est ensuite gonflé assurant ainsi la fixation de la sonde et l'étanchéité de la corne évitant de ce fait le reflux du liquide vers le vagin.

A l'autre extrémité de la corne, près de la jonction utéro-tubaire, une seconde ponction est réalisée, par laquelle un cathéter (aiguille épicroânienne) est introduit dans la lumière de l'oviducte. Cette dernière sera ensuite occluse soit par pression des doigts ou par pose d'un clamp vasculaire assurant ainsi une bonne étanchéité. 40 à 50 ml de liquide de collecte ou PBS (phosphate buffered saline) maintenu à 37°C est injectés à l'aide d'une seringue au niveau de l'oviducte entraînant le rinçage successif de la corne. A l'extrémité de la sonde de Folley, les embryons sont recueillis dans un tube de collecte.

Après la récolte, le ballonnet est dégonflé et les points de ponction créés sur les cornes utérines sont suturés par un fil résorbable. Enfin, les plans chirurgicaux sont ainsi suturés après introduction d'un antibiotique en solution dans la cavité abdominale (Baril et al. 1993 ; Fieni et al. 2000). Cette technique est la méthode de récupération des œufs la plus utilisée chez les petits ruminants. Elle a pour avantage l'efficacité de la collecte avec un taux de récupération élevé des embryons (70 à 90%) mais, elle entraîne des adhérences, limitant à 2 ou 3 la répétition de l'opération (Cognié et Baril, 2002).

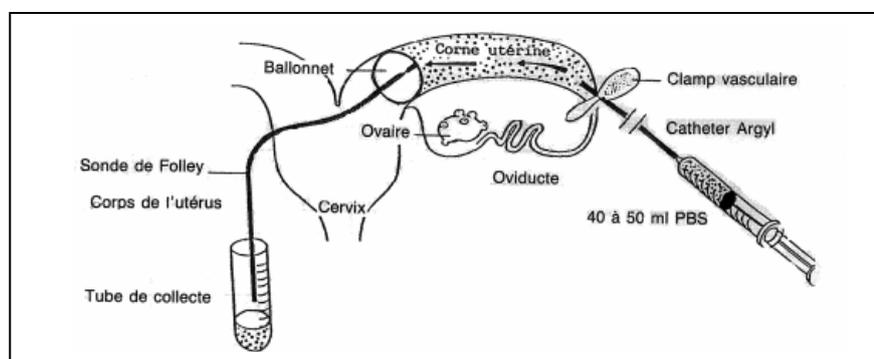


Figure 14 : méthode de collecte chirurgicale des embryons

VII.3.2. Récolte non invasive « par endoscopie »

Cette méthode a été développée chez les petits ruminants afin d'améliorer les possibilités de répétition de la collecte chez les femelles donneuses permanentes.

La paroi abdominale est ponctionnée en trois endroits pour :

- Introduire l'endoscope et créer un pneumopéritoine en insufflant de l'air filtré ;
- Introduire une pince atraumatique pour la manipulation du tractus génital ;
- Introduire une sonde 3 voies (sonde de Cassou IMV) par où sera injecté le liquide de collecte.

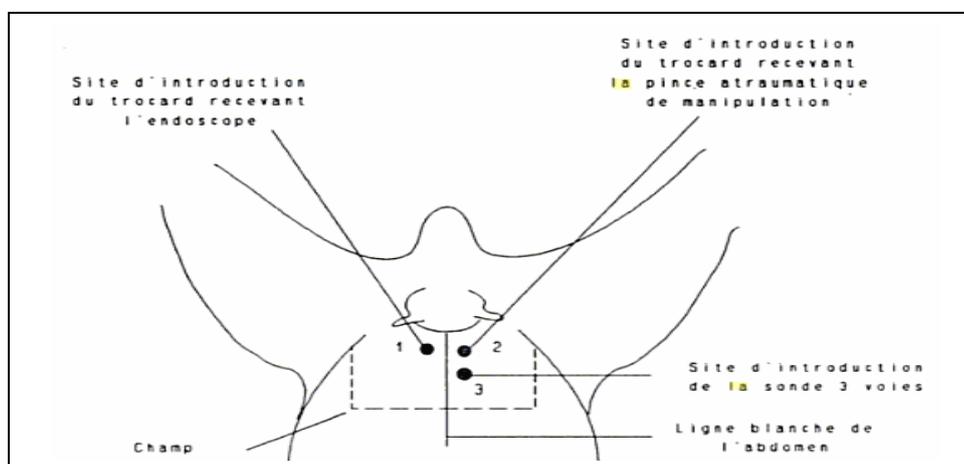


Figure 15 : Lieu d'insertion des instruments lors de la collecte sous contrôle endoscopique (vue abdominale).

Le ballonnet fixé sur la sonde (voie 1) est alors gonflé pour obstruer la lumière utérine à la base de la corne, et le cathéter flexible de la seconde voie est poussé jusqu'au tiers supérieur de la corne (le plus près possible de la jonction utéro tubaire).

L'injection de 40 à 50ml de milieu de collecte est ensuite réalisée dans la corne avant de les récupérer via la 3^{ème} voie de la sonde. Afin d'éviter la remontée du milieu de collecte vers l'oviducte, nous placerons par précaution la pince atraumatique juste au niveau de la jonction utéro-tubaire avant de flusher (Baril et al, 1993 ; Maizel, 2006).

Le taux d'œufs récolté par cette technique est inférieur de 10 à 15 % à celui obtenu par chirurgie, mais la répétition de la collecte par endoscopie ne provoque ni la diminution du taux d'embryon collectés ni l'apparition des adhérences post-opératoires. (Baril, 1995).

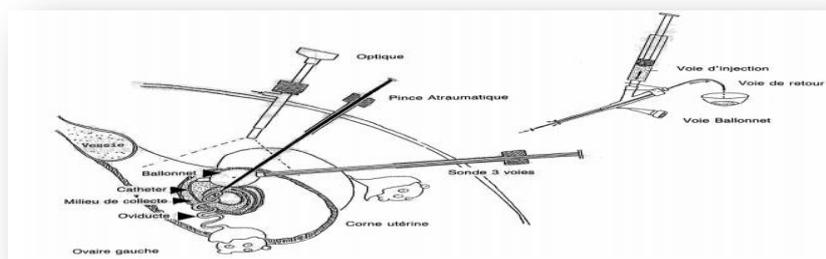


Figure 16 : Collecte par technique laparoscopique avec sonde de Cassou IMV.

VII.4. Devenir des embryons après la collecte

VII.4.1. Recherche des embryons

Considérée comme l'une des étapes les plus laborieuses, la recherche des embryons doit être effectuée dans de bonnes conditions sanitaires, avec du matériel stérilisé et à température constante. Elle débute par le décantage de liquide de collecte. Lors de cette opération, le liquide de décantation doit être dans un bain Marie afin d'assurer une température de 37°C.

Avant d'entamer la recherche des embryons, l'opérateur réduit le volume du liquide collecté et ne garde que les 2/10 qui seront disposés dans des boîtes de Pétrie préalablement quadrillées afin de faciliter la recherche des embryons à la loupe binoculaire.

La recherche peut ainsi commencer. Les embryons sont recherchés à l'aide d'une loupe binoculaire au faible grossissement (x10) en observant les carreaux sous la loupe un à un. Une fois l'embryon repéré, il est aspiré à l'aide d'une micropipette pour être déposé dans des cupules contenant de PBS enrichi de 4% d'albumine sérique bovine (BSA) ou 10% de sérum de veau fœtal nécessaires à la survie des embryons. Une fois regroupés et dénombrés, l'opérateur peut procéder au contrôle de leur qualité (Brebion et al, 1993 ; Fieni et al, 2000).

VII.4.2. Tri et sélection des embryons

La qualité de l'embryon est en général estimée d'après son aspect morphologique. Une parfaite intégrité de la zone pellucide (embryon sphérique) et le degré du développement embryonnaire par rapport au jour de la collecte sont les principaux facteurs pris en considération (Baril et al., 1993).

Après un examen sous la loupe binoculaire à un grossissement plus élevé (x60 à 80), les structures récoltées sont réparties en trois classes : ovocytes non fécondés, embryon dégénérés ou normaux. Selon leurs caractères morphologiques, les embryons normaux sont définis comme étant excellents, bons moyens ou mauvais. Seuls les embryons excellents, bons et certains moyens sont transférables (Fieni *et al.*, 2000).

Les embryons sélectionnés sont ensuite montés dans des paillettes en moyen d'un système d'aspiration. Les paillettes sont ensuite mises à 37°C en attendant le transfert des embryons.

VII.4.3. Transfert proprement dit

Le transfert des embryons est effectué chez les chèvres receveuses dont l'œstrus a été préalablement synchronisé avec celui de la donneuse.

Dans le cas du transfert direct des embryons sans cryoconservation intermédiaire, le délai séparant la collecte de la remise en place chez les receveuses ne devrait pas excéder 2 heures. Pour le transfert d'embryons qui ont été conservés dans l'azote liquide, le délai entre décongélation et transfert doit être réduit au minimum, soit environ 20 à 30 minutes.

Pour obtenir un taux de réussite élevé, il est conseillé de transférer deux embryons par receveuse. Les embryons sont mis en place dans le tiers supérieur de la corne utérine, c'est-à-dire dans la partie proximale de la jonction utéro-tubaire (Baril *et al.*, 1993 ; Maizel.C, 2006).

VII.4.4. Différentes techniques de transfert

La mise en place des embryons, une fois collectés, classés et conditionnés peut se faire soit par voie laparotomique (chirurgicale) ou par voie laparoscopique (par endoscopie).

VII.4.4.1. Transfert chirurgical (invasif)

La préparation de l'animal et son anesthésie sont les mêmes que celles décrites dans la méthode de collecte chirurgicale.

Une laparotomie médiane est pratiquée le long de la ligne blanche, elle permet l'accès à l'abdomen et l'extériorisation des cornes utérines. L'opérateur repère par la suite la corne ipsilatérale à l'ovaire portant un corps jaune où les embryons seront transférés. Après avoir ponctionné la paroi de la corne utérine dans son tiers supérieur à l'aide d'une aiguille à pointe mousse, la paillette contenant en général deux embryons est insérée dans l'orifice de ponction, puis par action sur le microaspirateur, les embryons sont expulsés délicatement dans la lumière cornuale. Une fois le transfert effectué, un antibiotique à large spectre est versé dans la cavité abdominale puis, le péritoine et la peau sont suturés (Baril et *al*, 1993 ; Tainturier et *al*, 2000 ; Maizel, 2006).

VII.4.4.2. Transfert endoscopique (non invasif)

Après anesthésie de la receveuse, le champ opératoire est préparé comme décrit pour la collecte.

Deux ponctions sont effectuées 2 à 3cm de part et d'autre de la ligne blanche crânialement à la mamelle, la première sert à mettre en place la canule d'endoscope, et la deuxième pour introduire une pince atraumatique qui permet de saisir la corne ipsilatérale au corps jaune fonctionnel repéré. La paroi utérine est ensuite ponctionnée dans le dernier tiers de la corne à l'aide d'une aiguille de « Mintz » préalablement insérée sur la ligne blanche. Un cathéter, relié à une seringue à insuline est alors inséré dans la lumière utérine et les embryons sont délicatement déposés. Enfin, les instruments sont retirés et les points de ponction sont alors suturés (Brebion et *al*, 1993 ; Maizel.C, 2006).

VIII. CRYOCONSERVATION DES EMBRYONS

Aujourd'hui, grâce aux énormes progrès réalisés, la cryoconservation des embryons fait partie des biotechnologies de pointe. Elle est très vite apparue comme une solution intéressante, venant à bout des gaspillages d'embryons surnuméraires ou à la réquisition de receveuses, qui, à la fin ne se verront pas recevoir d'embryons.

Grâce à ses avantages économiques, sanitaires et génétiques, cette technique est indispensable pour développer le transfert embryonnaire en permettant le transport et la commercialisation des embryons, la constitution de banque d'embryons et une très grande souplesse d'utilisation (Guinot, 2005).

La cryoconservation est une technique de congélation des embryons qui implique la présence d'un cryoprotecteur et un contrôle du changement de phase (liquide-solide et inversement). Elle a pour but d'arrêter leur métabolisme de façon réversible et de permettre ainsi leur conservation pour un temps indéfini (de quelques semaines à plusieurs années), à l'état solide, tout en maintenant la viabilité de l'embryon après décongélation (Baril et al, 1993).

La cryoconservation doit permettre le ralentissement, voire l'arrêt de tous les phénomènes biologiques. La température de conservation la plus utilisée et celle de l'azote liquide (-196°C) ; à cette température ; les mouvements moléculaires sont très réduits et tous les réactions chimiques et enzymatiques sont inhibées. Cependant, à cette température, l'eau, constituant majeur de l'embryon, est sous forme solide. Le problème de la cryoconservation réside donc dans le fait d'atteindre des températures très basses et d'en revenir sans trop de dommages, c'est-à-dire de permettre à l'embryon, lors du réchauffement, de revenir à un état liquide viable (Bouroche-Lacombe.A 2001 ; Maizel. C, 2006).

Il existe deux techniques de cryoconservation (Guinot, 2005 ; Maizel, 2006) :

- La congélation lente : Cette méthode est basée sur l'équilibration progressive entre les cryoprotecteurs et le compartiment aqueux de l'embryon. Un refroidissement lent (0,2°C/min) en présence de glycérol ou de DMSO (Diméthyl Sulfoxyde) comme cryoprotecteur est utilisé, avant le stockage des embryons dans de l'azote liquide (-196°C).
- La vitrification : C'est une nouvelle technique de cryoconservation qui est maintenant la plus utilisée chez les petits ruminants. Elle consiste à plonger très rapidement les embryons dans l'azote liquide.

IX. GESTATION

La gestation correspond à la période de la vie de la femelle qui s'écoule entre la fécondation et la mise-bas, autrement dit, elle commence de la saillie fécondante et prend fin à la parturition.

IX. 1. Etape de la gestation

La gestation comprend deux parties d'intégrales importances : la progestation, période pendant laquelle l'embryon mène une vie libre dans l'utérus, et la gestation proprement dite qui suit l'implantation, ou nidation, de l'embryon dans l'utérus (Nathalie Ardouin, 2013).

IX.2. Durée de gestation et facteurs influençant

Chez la chèvre, la durée moyenne de la gestation est de **150 jours** soit environ **5mois** avec des extrêmes compris entre 140 et 159 jours. En outre, cette durée est influencée par : (Gilbert Bonnes et al, 2005)

- La race : les race Black Bengal et la naine se distinguent par une durée de gestation plus courte ;
- L'âge de la femelle : les jeunes femelles (primipares) ont une durée de gestation plus courte ;
- La taille de la portée : la durée de gestation est plus longue pou les portées simple que pour les portées multiples.

IX.3. Endocrinologie de la gestation

L'équilibre endocrinien de la gestation chez la chèvre est très complexe et fait intervenir une multitude d'hormones dont les importantes sont la progestérone, et le sulfate d'œstrone, l'hormone lactogène placentaire et les protéines associées à la gestation (Zarrouk et *al.*, 2001).

IX.3.1. Sécrétion de progestérone

Le rôle indispensable de la progestérone dans le maintien de la gestation est connu depuis longtemps. Lorsqu'une femelle a été fécondée, les concentrations de progestérone dans le lait ou le plasma restent élevées pendant toute la durée de la gestation grâce à l'intervention de l'interféron tau, signal embryonnaire des ruminants qui empêche la lutéolyse (Sousa et *al.*, 2004).

Il est à remarquer que chez la chèvre, la sécrétion de progestérone est quasiment exclusivement d'origine ovarienne.

Dés le 21-22^{ème} jour de gestation, le niveau de progestérone dans le sang et dans le lait des femelles gestantes diffère de celui des non gestantes. De ce fait, un dosage de progestérone pratiqué à partir de prélèvements de sang ou de lait et effectué 21-22^{ème} jour après la saillie permet un diagnostic précoce chez la chèvre. (Gilbert bonnes et *al.*, 2005). Selon BonDyrant (1981), une progestéronémie supérieure à **1,4 ng/ml** entre les jours 19 et 22 après fertilisation indiquait que la chèvre était gestante, par contre lorsqu'elle est de 1 ng/ml la femelle est vide.

Cependant, cette technique montre ses limites. En effet chez la chèvre, la progestérone n'est indicatrice que de l'activité lutéale et semble plutôt être efficace comme diagnostic de non-gestation à 80 -100%. (Williams, 1986).

IX.3.2. Sécrétion d'œstrogène

L'existence d'une unité fœto-placentaire développée et fonctionnelle s'accompagne d'une augmentation du taux d'œstrogène dans la circulation périphérique chez la chèvre.

Le dosage des œstrogènes dans le plasma sanguin permet de déterminer si la femelle est gestante ou pas. Chez la chèvre, ce stéroïde est détectable dans le sang ou dans le lait à partir des 45-50 jours de gestation. Quand ce dosage a lieu entre 100 et 110 jours de gestation, 99% des femelles diagnostiquées gestantes (<0,3 ng/ml) mettent bas.

En conclusion, le diagnostic de gestation par mise en évidence de sulfate d'œstrone est une méthode d'application limitée et tardive mais, cette méthode peut être utilisée dans le cadre d'un suivi de gestation (Baril *et al.*, 1993 ; Sousa *et al.*, 2004).

IX.4. Diagnostic de gestation

Différentes méthodes cliniques et de laboratoire sont utilisables pour établir un diagnostic de gestation chez les petits ruminants. Cependant, il existe des méthodes précoces et des méthodes tardives. Le choix de la méthode repose sur sa précocité, sa fiabilité et sa praticité. Plus la méthode est précoce plus elle est intéressante pour le diagnostic de gestation. (Audrey Chanvallon, 2014).

IX.4.1. Diagnostic précoce

Le diagnostic précoce de la gestation et son suivi revêtent une particulière importance lorsqu'ils sont appliqués aux receveuses des embryons. Parmi les méthodes utilisables :

- **L'observation des retours en chaleurs**

Cette méthode, simple et précoce, est la plus utilisée dans la pratique. Elle se base sur l'observation des retours en chaleurs des femelles 17 à 23 jours après l'insémination ou la saillie naturelle. Le retour en œstrus après transfert est un indice certain de non gestation, mais l'absence de retour en chaleur peut non pas correspondre à une gestation.

La fiabilité de cette méthode, considérée comme méthode de diagnostic de gestation au sens strict, est donc liée à la qualité de la détection des chaleurs (Nathalie Ardouin, 2013 ; Audrey Chanvallon, 2014).

- **Dosage de la progestérone**

La méthode de laboratoire la plus précoce pour diagnostiquer une gestation est le dosage de la progestérone dans le sang ou dans le lait 21 à 22 jours après la saillie (Sousa et *al.*, 2004).

- **P.S.P.B (Pregnant Specific Protein B) ou P.A.G (Pregnant associated Glycoprotein)**

Les glycoprotéines associées à la gestation (PAG), aussi connues comme protéines spécifiques de la gestation (PSPB) sont synthétisées par le placenta dès la 3^{ème} semaine de gestation et jusqu'à la mise bas. Elles sont dosables dans le plasma dès le 22^{ème} jour après la saillie, ce qui rend le test précoce et fiable pour diagnostiquer la gestation (Derivaux et *al.*, 2000 ; Bonnes et *al.*, 2005).

Pour une sensibilité optimale, le diagnostic doit être réalisé, chez l'espèce caprine, le 28^e jour après l'insémination ou la saillie naturelle à partir d'un prélèvement sanguin et à partir du 32^e jour dans le lait.

En conclusion, la détermination des PAG au 22^{ème} jour suivant la saillie chez la chèvre est sans doute la méthode la plus rapide et la plus fiable de diagnostic précoce de la gestation. La sensibilité est de 100% pour un dosage effectué à partir des 37 e-38 e jours de gestation et de 92% entre 29 et 30 jours. (Calero et *al.*, 2000 ; Audrey Chanvallon, 2014).

- **L'échographie**

Plusieurs systèmes d'ultrasonographie ont été employés pour le diagnostic de gestation chez les petits ruminants ces 30 dernières années. Aujourd'hui, seule l'échographie de type B (pour brillance ou bidimensionnelle) ou échotomographie par voie trans-abdominale est utilisée. Cette technique permet non seulement d'effectuer un diagnostic précoce de gestation mais aussi de déterminer le nombre de fœtus et d'estimer leur âge. (El Amiri Bouchra, 2008; Nathalie Ardouin, 2013).

L'échographie est réalisable dès le 35^{ème} jour de gestation pour obtenir une exactitude satisfaisante. Cependant, il faut attendre le 45^e jour si nous voulons effectuer le dénombrement des embryons. Cette méthode est un constat de gestation dont la fiabilité est très haute. L'exactitude des constats négatifs et positifs est respectivement de 90 à 97% pour un examen réalisé 28 à 31 jours après la mise à la reproduction, elle atteint pratiquement 100% entre le 46^{ème} et le 106^{ème} jour de la gestation (Audrey Chanvallon, 2014).

En conclusion, l'utilisation de l'échographie permet d'effectuer un diagnostic précoce, mais les coûts en réduisent l'usage.

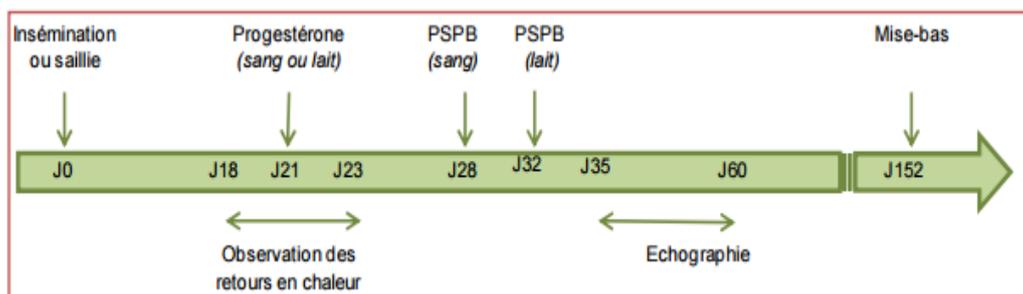


Figure 17 : Récapitulatif des méthodes en fonction des délais après la reproduction

IX.4.2. Diagnostic tardif

Le diagnostic tardif de gestation est d'importance égale avec le diagnostic précoce, il permet de confirmer la gestation et de suivre son déroulement. Parmi les méthodes utilisées nous citons des méthodes hormonales et des méthodes cliniques.

- **Hormone lactogène placentaire cPL (caprine Placental Lactogen)**

Appelée aussi somatomammotropine chorionique, la cPL est sécrétée par le trophoblaste et intervient dans le développement du fœtus et des glandes mammaires.

Cette hormone est détectable dès le 45^{ème} jour de la gestation dans le sang maternel, son taux augmente graduellement pour atteindre un pic au cours du dernier tiers de la gestation. Chez la chèvre, le dosage de cette hormone peut être utilisé pour diagnostiquer la gestation à partir de 60 jours. Son apparition tardive restreint son utilisation à un diagnostic tardif de gestation.

L'intérêt du dosage de l'hormone lactogène placentaire chez la chèvre est de suivre l'évolution de la gestation depuis le moment de son apparition (45^e jour) jusqu'à la parturition. (Derivaux et al., 2000 ; Zarrouk et al., 2001 ; Bonnes et al., 2005).

- **Œstrogènes**

La méthode hormonale la plus tardive pour diagnostiquer la gestation est le dosage des œstrogènes. La détermination du niveau circulant d'œstrogène à 100 jours de gestation peut être considérée comme un bon diagnostic tardif de gestation (Baril et al., 1993).

Quoique un peu tardif, le test œstrogénique ne manque pas d'intérêt puisqu'il permet de s'assurer de la vitalité fœtale durant la période qui couvre les deux derniers tiers de la gestation (Gonzalez et *al.*, 2000).

- **Le palper abdominal**

Le développement du ventre de la femelle gestante, qui va s'accroître avec le déroulement de la gestation, est un signe imprécis de la gestation qui n'est utilisé que pendant les dernières semaines de la gestation (Nathalie Ardouin, 2013). La palpation manuelle de l'abdomen ne permet de détecter la présence de fœtus qu'à partir des 3^{èmes} ou 4^{èmes} mois de gestation. De plus, la pratique de cet examen nécessite une certaine dextérité, et sa fiabilité reste dépendante de l'opérateur. L'examen consiste à déceler la présence du fœtus dans la poche du liquide amniotique, en exerçant avec la main gauche une pression sur la partie gauche de l'abdomen afin de repousser le fœtus en direction de la main droite positionnée sur la partie opposée (Baril et *al.*, 1993).

IX.5. Mesures à prendre durant la gestation

La gestation est une période sensible nécessitant des soins particuliers à l'effet de mener la gestation à terme. De la saillie à la mise bas, la gestation doit être bien conduite afin : (CAPSUD, 1999).

- D'adapter la ration en lactation pour la reconstitution des réserves corporelles si elles n'ont pas été suffisamment faites avant la saillie ;
- De maintenir les chèvres dans un état corporel satisfaisant :
 - Pour préparer la prochaine lactation ;
 - Pour avoir des chevreaux sains et vigoureux à la naissance ;
- De tarir dans de bonnes conditions, pour assurer un bon état sanitaire des mamelles.

Durant la phase embryonnaire, qui correspond aux trois premières semaines de la gestation, les stress ; qui peuvent provoquer des pertes embryonnaires ; sont à éviter (Funny Thuault, 2012).

Au cours de la gestation, le tarissement est un événement clef, il a lieu deux mois avant le chevrotage. Il permet un bon développement des chevreaux et de maintenir ainsi les réserves de gras corporel de la mère (CAPSUD, 1999).

Il faut accorder une attention particulière à l'alimentation de la femelle gestante, surtout au cours des six dernières semaines de gestation. Un Steaming qui consiste à un régime intensif trois semaines avant et trois semaines après la mise bas est alors préconisé, il a pour but de diminuer la

mortalité des produits lors d'une naissance multiples, et de préparer la femelle à la lactation (Carl. J et Kees van den. B, 2004).

X. MISE BAS

La mise bas ou parturition correspond à l'ensemble des phénomènes mécaniques et physiologiques qui aboutissent à l'expulsion du ou des fœtus et de leurs annexes chez une femelle parvenue au terme de sa gestation. Une mise bas qui se déroule sans intervention de l'homme est qualifiée de normale ou eutocique. L'ensemble des phénomènes mécaniques qui contribuent au processus de mise bas est placé sous un contrôle endocrinien. Ce contrôle résulte de la rupture de l'équilibre qui s'est établi pendant la gestation (Bonnes et *al.*, 2005).

Dans l'espèce caprine, la mise bas est appelée chevrotage. Elle a lieu souvent au lever du jour, plus rarement la nuit.

Le chevrotage se déroule en trois phases successives :

- Phase de préparation : dans laquelle apparaissent les signes annonciateurs de chevrotage ;
- Phase de contraction utérine et dilatation cervicale ;
- Phase d'expulsion

Le fœtus est libéré en 2 ou 3 heures au maximum. La délivrance se produit normalement une demi-heure à une heure après la naissance du dernier chevreau (Zarrouk et *al.*, 2001).

Les chevreaux sont très fragiles durant la période néo-natale où ils subissent le plus fort taux de la mortalité. Pour prémunir les chevreaux, l'ingestion rapide du colostrum, le réchauffement et la désinfection du cordon ombilical sont vivement recommandés (Funny Thuault, 2012).

PARTIE

EXPERIMENTALE

I. INTRODUCTION

Le transfert embryonnaire chez les caprins n'est pas encore une intervention routinière en Algérie. A l'instar de toutes les techniques de biotechnologie de la reproduction, la transplantation embryonnaire n'est qu'à ses débuts et reste confinée au niveau des centres spécialisés où elle est pratiquée à titre expérimental ou pour les besoins de la formation. Elle demeure donc peu vulgarisée et encore moins utilisée au niveau des élevages algériens.

II. OBJECTIF DE L'ETUDE

L'objectif de notre travail est d'impliquer le transfert embryonnaire chez une population locale caprine « ARABIA ».

A travers notre essai, nous avons voulu également maîtriser la mise en place d'un protocole de synchronisation de donneuses et de receveuses de cette population et d'apprécier la réponse au traitement de superovulation.

III. LIEU ET PERIODE DE TRAVAIL

III.1. Données générales sur l'Institut Technique des Elevages (ITELv)

Notre travail a été réalisé au niveau de la station expérimentale de l'Institut Technique des Elevages de Baba- Ali sur une période s'étalant du **26 Avril 2014** au **21 Mai 2014**.

L'ITELv est situé dans la plaine de la Mitidja (Amrane, 1990), La station est limitée à l'est par Oued El Harrach, à l'ouest par la voie ferrée Alger-Oran, au nord par la localité des Zouines et au sud par les habitations de la cité Baba Ali.

Afin de pallier aux périodes de disettes et de rupture d'aliment concentré, la ferme cultive des fourrages verts (Luzerne, Bersim, Sorgho, Ray-grass et Orge) assurant ainsi un stock alimentaire sous forme d'ensilage ou de fourrage fané (Amrane, 1990).

En plus des élevages et des cultures fourragères, l'ITELv est un institut de démonstration et de production de semence, il prodigue aussi des sessions de formations destinées aux éleveurs, aux techniciens en cours de formation, aux étudiants et même aux vétérinaires dans le cadre de la formation continue.

III.2. Périodes de travail

Sur le plan chronologique, notre essai a été divisé en deux grandes étapes à savoir l'étape pré-expérimentale et l'étape expérimentale proprement dite. Cette dernière comprend, à son tour, trois grands volets, induction et synchronisation des chaleurs, stimulation ovarienne et collecte-transfert des embryons produits.

III.2.1. Etapes pré-expérimentales

Destinées à sélectionner et à préparer les animaux qui feront l'objet de l'essai.

III.2.1.1. Sélection des animaux

Ce travail de sélection a été réalisé le **26 Avril 2014**.

Au total, 12 femelles ont été présélectionnées pour faire partie de l'essai.

Nous avons procédé à différents examens afin d'arriver à une sélection finale.

Ces examens consistent en :

- Pesées et évaluation des BCS

La femelle doit atteindre les 2/3 de son poids adulte pour qu'elle soit mise à la reproduction. A cet effet, toutes les femelles ont été pesées afin d'identifier celles qui sont éligibles à cette opération de reproduction.

La superovulation, la fécondation et la gestation exigent que la femelle soit en bon état d'embonpoint et ce afin de garantir la réussite de chaque étape de notre essai. Une note de l'état corporel (BCS) a été donc attribuée à chacune des femelles, ce qui nous permettra de sélectionner les femelles ayant une note supérieure ou égale à 2,5.



Figure 18 : Pesée des femelles (clichés personnels)

- **Identification de l'âge**

Nous avons veillé à ce que toutes les femelles faisant partie de l'expérimentation doivent atteindre l'âge de la reproduction. Nous avons choisi les femelles présentant un âge moyen c'est-à-dire ni trop jeunes ni trop âgées. Autrement dit, nous préférons les femelles pluripares car ce critère est le témoin d'une fertilité avérée.

- **Examen échographique**

Les femelles objets de l'essai étant élevées en stabulation libre et en contact permanent avec les mâles, leur statut gestationnel était inconnu.

Nous avons alors soumis les femelles sélectionnées à un examen échographique. Cette opération nous a permis d'identifier les femelles vides (négatives) de celle gestantes (positives).



Figure 19 : Examen échographique des femelles sélectionnées (clichés personnels)

Ces dernières, au nombre de deux, et présentant un bouton embryonnaire, témoin d'un début de gestation, ont été éliminées.

A la fin, l'exploitation de ces données nous a permis de sélectionner un lot de 10 femelles :

- 2 donneuses
- 8 receveuses

Tableau 04 : données relatives aux femelles sélectionnées

L'écho- graphie	BCS personnel	Numéros de la boucle (♀)	Poids (kg)	Donneuse ou receveuse
(-)	2	082009 (F4116)	31,400	R
(-)	2,5	1220005 (12034)	32,200	R
(+)	2,5	0920010 (F06)	37,000	/
(-)	2,5	1220015 (XY02)	37,400	R
(-)	3	1220012 (12011)	33,000	R
(-)	2,5	0820011 (F27/9)	44,000	R
(-)	3,25	0920011 (YA01)	34,600	D
(-)	2,5	0820008 (F09)	32,000	R
(-)	2	0920005	37,000	D
(-)	2	0920004 (F37/10)	31,000	R
(+)	2,5	1220011 (12032)	28,600	/
(-)	2,25	S.N*	26,600	R

(+): positive ⇒ présence de bouton embryonnaire

(-): négative ⇒ les cornes sont vides

*: Sans numéro sachant que la femelle a plus de 3ans.

Pour assurer la saillie des donneuses, nous avons également sélectionné quatre mâles, et ceux en fonction de l'intégrité de l'appareil reproducteur, de la fertilité élevée, de la vigueur de croissance et de l'habilité de monte.

Tableau 05 : les mâles sélectionnés

Numéro de la boucle (♂)	Note
0670002 (M23/9)	+
1070001 (12022)	‡
0870001 (M2002)	-
1170001 (12045)	+

III.2.1.2. Préparation sanitaire et alimentaire des animaux sélectionnés

Le **27 Avril 2014**, nous avons procédé à la préparation des sujettes sélectionnées. Il s'agit d'une antibiothérapie, d'un traitement antiparasitaire et d'une préparation alimentaire.

III.2.1.2.1. Antibiothérapie

Afin d'éviter toute éventuelle atteinte bactérienne durant l'essai, une antibiothérapie d'ordre préventif a été instaurée aux femelles qui font l'objet de l'expérimentation.

Pour empêcher toute infection bactérienne, nous avons choisi un antibiotique à large spectre et à longue durée d'action qui est la Terramycine longue action (TMLA®).

La dose injectable était calculée en fonction du poids de l'animal, à raison de 01ml pour 10 kg de poids vif en intramusculaire (IM).



Figure 20 : Injection d'un antibiotique aux femelles sélectionnées (clichés personnels)

III.2.1.2.2. Traitement antiparasitaire

Afin de traiter ou prévenir une éventuelle parasitose asymptomatique, nous avons utilisé le « Panacur 2,5% ND » comme suspension antiparasitaire interne et le « Sébacil 50% ND » comme antiparasitaire externe.



Figure 21 : Administration d'un antiparasitaire interne et externe (clichés personnels)

III.2.1.2.3. Préparation alimentaire

Consiste en un flushing qui est une suralimentation énergétique instaurée et administrée aux animaux soumis à l'essai quatre semaines avant et trois semaines après la lutte.



Figure 22 : Préparation alimentaire des animaux sélectionnés (clichés personnels)

Une vitaminothérapie complémentaire à base de vitamines A, D3 et E en solution injectable a été administrée à l'ensemble des animaux.

- * Il y'a eu lieu de signaler que le jour même, la tente des femelles sélectionnées a été réalisée à l'effet de faciliter les différentes manipulations ultérieures.
- * Comme pour les femelles, les mâles sélectionnés ont également bénéficié d'une préparation sanitaire et alimentaire.

III.2.2. Etapes expérimentales

Après sélection et préparation des femelles, nous avons entamé les protocoles expérimentaux. Ces derniers se sont déroulés sur trois étapes successives, à savoir une étape d'induction et de synchronisation des chaleurs, une étape de superovulation et enfin une étape de collecte et de transfert d'embryons produits. Ces étapes seront détaillées un peu plus loin dans le texte (cf. section méthode).

IV. MATERIEL ET METHODE

IV.1. Matériels

IV.1.1. Matériel biologique (effectif)

Au cours de cet essai, 12 femelles de race ARABIA au total ont été présélectionnées pour faire partie de l'expérimentation.



Figure 23 : Les femelles présélectionnées pour l'expérimentation (clichés personnels)

Après les examens qui ont été effectués, nous avons gardé 10 femelles : deux donneuses et huit receveuses. Les deux autres chèvres ont été écartées car présentant un début de gestation à l'examen échographique.

Tableau 06 : sélection finale des femelles pour l'expérimentation

Ordre	Numéro de la boucle (♀)	Age
①	1220011 (12032)	2 ans
②	1220005 (12034)	2 ans
③	0920011 (YA01)	5 ans
④	0820008 (F09)	6 ans
⑤	1220015 (YX02)	2 ans
⑥	0820009 (F41/26)	6 ans
⑦	SN (YAR01)	>3 ans
⑧	0920005	5 ans
⑨	0920004 (F37/10)	5 ans
⑩	0820005 (F27/09)	6 ans

IV.1.2. Matériel non biologique

IV.1.2.1. Matériel de maîtrise hormonale

Le traitement hormonal mime certains événements physiologiques du cycle naturel qui conduit à l'ovulation. A cet effet, nous avons utilisé des éponges vaginales commercialisées sous le nom «Synchro-part ® » et imprégnée chacune de 40 mg d'Acétate de Fluorogestone FGA

(progestagène). Ces éponges sont aspergées d'un spray antibiotique (oxytétracycline) afin de limiter les risques d'infection locale lors de la pose de celles-ci.

Nous avons besoin également d'un applicateur adapté aux petits ruminants (mandrin et poussoir) pour la pose de ces éponges.

Cette opération a nécessité également l'utilisation d'une solution antiseptique de Permanganate de potassium et l'huile de paraffine comme lubrifiant.



Figure 24: Matériel nécessaire pour la pose d'éponge

Nous avons utilisé également quatre flacons de Cloprosténol « Estrumate® » (analogue de synthèse de la PGF₂α) de 02 ml chacun, et une boîte de PMSG...6000 UI soit 50 ml de solution.



Figure 25 : PMSG utilisée pour la Superovulation des donneuses (clichés personnels)



Figure 26 : La PGF₂α utilisée dans le traitement de synchronisation (clichés)

IV.1.2.2. Matériel de transfert (matériel chirurgical)

Le transfert embryonnaire chirurgical chez les caprins, objet de notre essai, a nécessité la prise de plusieurs mesures préparatoires à l'effet d'optimiser la réussite de cette opération.

Le matériel indispensable à la réalisation de notre essai a été réparti comme suit :

- Le matériel propre à l'intervention chirurgicale
- Le matériel propre à la collecte et le transfert embryonnaire proprement dit.

Tout d'abord, la contention de l'animal pour l'intervention est obtenue au moyen d'une table inclinable à 30° (afin de dégager la sphère pelvienne) sur laquelle l'animal est mis en décubitus dorsal.

La salle de chirurgie doit être propre et bien désinfectée. Pour les besoins de l'anesthésie, nous avons utilisé le « Zoletil 50 ND ».

Pour l'intervention chirurgicale, nous avons eu recours à la trousse de chirurgie des tissus mous contenant tous les instruments nécessaires (pincés à champs, pincés hémostatiques et atraumatiques, écarteurs, sonde cannelée, bistouris, lame de bistouris, ciseaux et fils de suture).

Nous avons utilisé également des champs opératoires, des solutions désinfectantes (Bétadine, alcool et eau oxygénée), des gants stériles et un antibiotique en solution et en spray.



Figure 27 : Matériel chirurgical nécessaire (clichés personnels)



Figure 28 : table inclinable utilisée pour la contention de l'animal

S'agissant du matériel de la collecte et du transfert, nous avons eu recours à une sonde de Foley, des tubules épicroâniens et des seringues de différents volumes pour gonfler le ballonnet et injecter le liquide de collecte. Comme liquide de collecte, nous avons utilisé le PBS.



Figure 29 : la sonde de Foley utilisé lors de la collecte (clichés personnel)



Figure 30 : Matériel utilisé pour la collecte et le transfert embryonnaire (clichés personnel)

En outre, nous avons utilisé le matériel nécessaire pour la récupération, la recherche, le tri et le conditionnement des embryons à savoir des boîtes de Pétri quadrillées et non quadrillées, une plaque chauffante et un bain marie ($T^\circ : 37^\circ\text{C}$), des cupules, une loupe binoculaire et des paillettes destinées à recevoir des embryons collectés et sélectionnés.

IV.2. Méthodes

IV.2.1. Synchronisation et superovulation des donneuses

Le protocole que nous avons utilisé est synthétisé comme suit :

J0 : Pose des éponges

J9: Injection de PMSG + Cloprosténol

J11 : Retrait des éponges

J12: Détection des chaleurs (28 à 30h après le retrait de l'éponge)

J 13 : Saillie des donneuses

Le protocole utilisé pour la synchronisation des chaleurs des chèvres est un protocole court à base de progestagène. Il consiste en la mise en place d'éponges vaginales imprégnées de 40 mg de FGA. Cette étape est le point sensible de la préparation des femelles.

-J0 : Pose des éponges vaginales : Ce travail a été effectué le **01 Mai 2014**

L'applicateur utilisé a été préalablement désinfecté entre chaque utilisation en le plongeant dans une solution antiseptique de Permanganates de potassium diluée dans de l'eau. La région périnéale a été également désinfectée par cette solution. Nous procédons par la suite à la mise en place de l'éponge vaginale qui a été auparavant introduit dans l'applicateur (tout en veillant à ce que la ficelle reste à l'extérieur).



Figure 31 : Placement de l'éponge vaginale dans l'applicateur (clichés personnels)



Figure 32 : lubrification de l'applicateur avant son introduction (clichés personnels)

Un aide immobilisait la chèvre pendant que nous introduisons l'applicateur dans la cavité vaginale. Ce dernier a été préalablement lubrifié avec l'huile de paraffine et introduit jusqu'à ce que nous buttions contre le plafond, à ce moment il était immobilisé, et le poussoir mis en place au fond du vagin tout en veillant à ce que la ficelle reste à l'extérieur du vagin.



Figure 33 : pose de l'éponge vaginale (clichés personnels)



Figure 34 : ficelle à l'extérieur après la pose d'éponge, (clichés personnels)

- ✓ Toute femelle ayant reçue l'éponge est identifiée par un marquage.
- ✓ A signaler que 10 femelles au total ont reçu l'éponge vaginale.

-J9 : *Injection de la PGF2 α (Estrumate ®) : Ce travail a été fait le **10 Mai 2014**

48 heures avant le retrait de l'éponge et afin de regrouper les chaleurs et les ovulations, et d'induire une lutéolyse, une injection en IM de PGF2 α à raison de 1ml par chèvre a été effectuée chez les donneuses et les receveuses.

***Injection de PMSG (superovulation des donneuses) :** Afin d'obtenir une superovulation des donneuses, un apport exogène de FSH est indispensable. Dans notre essai, les femelles donneuses ont subis, à J9 du protocole, un traitement de superovulation basé sur une injection seule de 700 UI de PMSG soit 6ml de solution ; sachant que la PMSG est commercialisée sous forme de deux flacons : un lyophilisat et un solvant ce qui nécessite la reconstitution du produit avant son utilisation.

Les receveuses à leur tour ont reçu une injection de 400UI de PMSG soit 3,5 ml de solution afin d'assurer la dominance d'un gros follicule qui donnera par la suite un corps jaune a même d'assurer une progestéronémie satisfaisante au maintien de la gestation.



Figure 35 : injection en IM de PGF2a (clichés personnels)



Figure 36 : reconstitution de la PMSG, (clichés personnels)

-J11 : Retrait des éponges : réalisé le **12 Mai 2014**

A signaler que deux femelles avaient perdu leurs éponges avant la superovulation, c'est pour cela qu'ils nous ont resté que 08 femelles sur 10.

Au 11ème jour du protocole, le retrait des éponges a été effectué aussi bien pour les donneuses que pour les receveuses. Nous veillons à vérifier la présence d'une quelconque sécrétion pathologique sur les éponges



Figure 37 : retrait de l'éponge à J9 (clichés personnels)



Figure 38 : vérification de l'éponge après son retrait (clichés personnels)

-J12 : Détection des chaleurs

Les chaleurs apparaissent 28 heures à 30 heures après le retrait des éponges.

-J13 : Saillie des donneuses : **14 Mai 2014**

48 heures après le retrait des éponges vaginales et après venue des donneuses en chaleurs, leur saillie a été assurée par les boucs préalablement sélectionnés, une lutte en main contrôlée a donc été réalisée. Les chèvres étaient présentées individuellement aux boucs, une fois le coup de rein, signe éminent d'une éjaculation, constaté, la chèvre est retirée du bouc.

Pour chaque donneuse, deux saillies sont effectuées afin d'optimiser les chances de fécondation de tous les ovocytes ovulés.



Figure 39 : Saillie des donneuses (clichés personnels)

IV.2.2. Collecte et transfert des embryons

-J20 : collecte : 21/05/2014

La récolte des embryons a été faite 07 jours après la saillie des donneuses, ceci correspond à l'entrée dans la cavité utérine des embryons qui sont au stade blastocyste (stade à l'issue duquel les embryons deviennent transférables).

La collecte des donneuses dans notre travail a été réalisée selon la méthode dite « chirurgical ».

IV.2.2.1. Traitements narcotiques

Pré-anesthésie: Injection de 0,05 mg/Kg d'Atropine ;

Afin d'obtenir une anesthésie générale efficace, 4-6mg/kg de l'association Tilétamine Zolazépam (ZOLETIL ND) sont injectés en IV.

IV.2.2.2. Mode opératoire

Les chèvres ont été mises à la diète hydrique la veille du jour de collecte.

Après tranquillisation, la donneuse a été installée en décubitus dorsal sur la table opératoire à plan inclinable.

Une fois rasée en région ventrale juste crânialement à la mamelle, le site opératoire a été nettoyé et désinfecté au moyen d'alcool chirurgical et de Bétadine, nous avons ensuite mis en place les champs opératoires au niveau du lieu de l'incision.



Figure 40 : injection de l'anesthésique (clichés personnels)



Figure 41 : préparation du site opératoire (clichés personnels)

IV.2.2.3. Collecte des embryons

Une laparotomie de 4-5cm a été effectuée au-dessus de la ligne blanche, à un travers de main de la base de la mamelle vers l'ombilic.

La peau, les plans musculaires sous-jacents et le péritoine étaient incisés. Après recherche des cornes utérines, les ovaires étaient extériorisés et les corps jaunes étaient comptés (leur nombre est un excellent moyen de prévision du nombre d'embryons susceptibles d'être collectés).



Figure 42 : extériorisation des ovaires et comptage des CJ, (clichés personnels)



Figure 43 : Ponction de la jonction uterotubaire, (clichés personnels)

Une fois les cornes utérines extériorisées, elles ont été ponctionnées au niveau de leur base à l'aide d'une sonde cannelée, en vue d'y introduire la sonde de Folley (sonde à deux voies), le ballonnet de cette dernière a été ensuite gonflé au moyen d'une seringue remplie d'air afin d'assurer une parfaite étanchéité et le maintien de la sonde.

A diamètre très fin, l'oviducte a été ponctionné avec une aiguille épicroânienne reliée à un cathéter relié à son tour à une seringue remplie de 20-40 ml de PBS, la corne a été ainsi rincée en injectant le contenu de la seringue. Ensuite, la totalité du liquide injecté (contenant les embryons) a été récupérée dans un flacon à la faveur de son passage par la sonde de Folley. La même opération est effectuée sur la corne opposée.



Figure 44 : injection de liquide de collecte « lavage des cornes utérines » (clichés personnels)



Figure 45 : Suture de l'incision opératoire; recherche des embryons (clichés personnels)

Une fois la récolte terminée, le point de ponction qui avait permis l'introduction de la sonde a été suturé par des points simples.

Et en fin, nous avons procédé à la suture des plans musculaires et de la peau après administration in situ d'une solution d'ATB.

IV.2.2.4. Recherche, évaluation et tri des embryons

Le milieu de récolte récupéré était laissé à décanter, les 8/10 du volume étaient siphonnés et la quantité restante était ensuite versée dans des boîtes de Pétrie préalablement quadrillées. La recherche pouvait alors commencer en observant les carreaux sous la loupe binoculaire (à

grossissement x12) un à un. Une fois l'embryon repéré, il est transféré dans des cupules contenant du PBS enrichi en 4% de BSA. Les embryons sont ensuite montés dans des paillettes au moyen d'un système d'aspiration. Les paillettes sont mises à 37°C en attendant le transfert d'embryon.



Figure 46 : les structures observées sous la loupe binoculaire (clichés personnels)

IV.2.2.5. Le transfert embryonnaire proprement dit

Le transfert des embryons dans les receveuses peut se faire soit par la voie laparoscopique ou par la voie laparotomique.

Pour le transfert par voie chirurgicale, la préparation des receveuses et leur contention est la même que celle des donneuses. L'opérateur procède alors à l'extériorisation des cornes utérines, la corne ipsilatérale de l'ovaire porteur du corps jaune est ponctionnée à l'aide d'une sonde cannelée afin de pouvoir y insérer l'extrémité de la paillette contenant les embryons, cette dernière est montée sur un pistolet de transfert pour petits ruminants. Et par la suite, il asperge l'abdomen avec un ATB, puis il suture les plans musculaires.

V Résultats obtenus

V.1 Performances des femelles soumises à l'essai

Les femelles utilisées lors de notre expérimentation étaient préalablement sélectionnées en fonction, entre autre, de leurs performances zootechniques, l'une des performances retenue est la production laitière.

Le tableau ci-dessous reprend les moyennes de productions lactières de chaque femelle sélectionnée pour l'étude

V.2 Résultats des traitements hormonaux

Numéro de la boucle(♀)	Moyenne PL (L)
0920004 (F37/10)	>1l / an
120005	
0820008 (F09)	
0920011 (YA01)	<1l/an
1220015 (12034)	
0820009 (F41/16)	
YAR01	

V.2.1 Synchronisation des chaleurs

Les sept femelles utilisées lors de notre expérimentation sont venues en chaleur à des intervalles différents.

Numéro de la boucle(♀)	Intervalle retrait-venue en chaleurs (h)
0920004 (F37/10)	36
0920011 (YA01)	34
120005	32
YAR01	30
0820008 (F09)	30
0820009 (F41/16)	29
1220015 (12034)	28
Moyenne des intervalles	31,3

V.2.2 Superovulation des donneuses

A la faveur d'une échographie abdominale, l'état des ovaires des deux donneuses est apprécié afin de d'avoir une idée sur l'efficacité du traitement de superovulation et poser une prédiction du nombre d'embryons susceptibles d'être récoltés.

Les deux chèvres donneuses présentaient des zones anéchogènes sur les ovaires de l'une des donneuses laissant penser qu'il s'agissait de corps jaunes (synonymes d'une ovulation), la seconde donneuse, quant à elle, présentait des structures apparemment lisses.

V.2.3 Transfert d'embryons

Au septième après la saillie des donneuses, nous avons procédé à la mise en place de l'atelier de transfert.

Au cours de la récolte des embryons de la première donneuse, celle-ci succomba sous l'effet de l'anesthésie générale en dépit du respect des doses injectées.

La seconde donneuse présentait des ovaires petits et lisses, dépourvus de toute structure visible.

VI. DISCUSSION

VI.1. Matériels (biologique et non biologique) et méthode

Le choix des donneuses conditionne, pour beaucoup, la réussite de tout programme de transfert embryonnaire dont l'intérêt fondamental est d'ordre génétique.

Le choix de la race que nous avons utilisé était pour but d'assimiler les différentes étapes et les techniques utilisées lors du transfert chez la race locale « ARABIA » et de tester ses performances de reproduction.

L'utilisation d'éponges vaginales comme moyen de synchronisation semble être efficace en tenant compte de la venue en chaleurs des femelles traitées.

Nous avons utilisé de la **PMSG** pour la superovulation, pour son protocole facile et rapide (une seule injection au lieu de 06 si nous avons utilisé de la FSH) et pour son catabolisme lent dû à sa composition de 13% d'acide sialique lui offrant une demi-vie beaucoup plus longue quoi que le résultat obtenu était inattendu voire médiocre.

Nous avons opté pour la collecte d'embryon par **laparotomie** car l'endoscopie nécessite de l'expérience comparée à la technique chirurgicale en plus du nombre élevé d'embryon récolté lors de l'utilisation de cette technique.

VI.2 Performances des femelles

La production laitière recueillie durant notre étude expérimentale est à l'image de la moyenne de la production laitière de la race Arabia rapportée par Zeddami en 2012.

La faible production laitière de la race Arabia est imputable au fait qu'elle ne soit pas une race sélectionnée à cet effet. Le caractère le plus prisé de cette race est sa rusticité et son pouvoir d'adaptation aux conditions climatiques et aux parcours impraticables.

VI.3. Résultats des traitements hormonaux

VI.3.1. Synchronisation des chaleurs

Comme décrit dans les résultats, toutes les chèvres utilisées dans notre expérimentation ont manifesté leurs chaleurs attestant de l'efficacité du traitement de synchronisation des chaleurs, cependant les intervalles séparant le retrait des éponges et le début des manifestations œstrales est disparates entre les femelles, cette différence pourrait être due aux variations de la maturation folliculaire entre les femelles, ce phénomène est tributaire de divers facteurs tels que l'âge, le rang de lactation, la parité....etc.

VI.3.2. Superovulation des donneuses

La superovulation des donneuses s'est soldée par un résultat infructueux se manifestant par des ovaires petits et lisses. Ce résultat est dû au fait que les femelles, soumises à des injections répétées de PMSG ont fini par développer des anticorps dirigés contre la PMSG rendant ainsi cette dernière inefficace.

VII. CONCLUSION

Le transfert embryonnaire est une technique d'avenir qui, lorsque son emploi est bien raisonné, permet d'accroître la vitesse du progrès génétique. C'est pourquoi il est en particulier très utilisé dans le cadre des schémas collectifs de sélection.

En Algérie, les techniques de biotechnologie de la reproduction chez l'espèce caprine sont peu développées et ne sont réalisées que dans le cadre de la recherche. Pourtant dans les pays développés, elles ont permis d'augmenter rapidement l'effectif des animaux de rente ayant un potentiel génétique très recherché en plus l'amélioration génétique d'un troupeau.

VIII. PERSPECTIVE ET RECOMMANDATIONS

- Effectuer le transfert sur des femelles qui n'ont jamais été opérées ou bien de préférence via endoscopie
- Utiliser de la FSH au lieu de la PMSG même si le protocole est long mais néanmoins les extraits hypophysaires se sont révélés plus efficaces que les gonadotropines chorioniques représentées par l'eCG et nous sommes plus ou moins sûrs d'avoir des résultats positifs en évitant le risque d'anticorps anti PMSG
- Entraîner les mâles 03 jours avant la saillie des femelles
- Utiliser les femelles receveuses synchronisées pour leur transférer des embryons cryoconcernés lors d'absence de récolte d'embryons.

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

Audrey Chanvallon et Renée de Crémoux, (2011) : institut de l'élevage- la physiologie de la reproduction caprine. 8p 5-6.

Auletta F.J., Flint APF, (1988), Mechanisms controlling corpus luteum junction in sheep, cows, goats, non human primates and women, especially in relation with the moment of luteolysis, endocrinology review, (1988), 8, 88-106.

Ballery Rachel, (2005) : Mise au point sur les protocoles de maîtrise des cycles chez les ruminants, ENV de Lyon.

Baril G. et Brebion P, Chesne P (1993) : Manuel de formation pratique pour la transplantation embryonnaire chez la brebis et la chèvre INRA : physiologie de la reproduction.

Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guérin Y ; Lebouf B ; Orgeur P ; Vallet J.C ; (1993) : Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. Etude FAO production et santé animales. 193 p.

Baril G., Saumade J., (200), hormonal treatments to control time of ovulation and fertility on goats. Presented at the 7. International conference on goats, institute de l'élevage et l'Institut National de Recherche Agronomique, Tours (FRA).Pp. 400-405

Bichat (2012) : Perspectives des cellules souches en médecine de la reproduction 171-172-173.

Boissard K., Bordères F , Bruneteau E, Leboeuf B (2008) : Rappel sur le fonctionnement et la maîtrise du cycle sexuel de la chèvre, centre de ressource et documentation caprine. Légide n° 51.

Chemineau P., et Delgadillo J.A, (1994) : Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins. INRA productions animales. 7, 315-326.

Chemineau P, Pelletier J, Guerin Y, Colas g, Revault JP, toure G, Almeida G, Thimonir J, Ortavant R, (1988) : Photopériodeic and melatonin treatments for the control of seasonal reproduction in sheep and geat, reprod Nutr Dev, 1988, 28 (2B), 409-22.

Chemineau P., Malpaux B., Guerin Y., Maurice F., Daveau A., Pelletier J., (1992) : Lumière et mélatonine pour la maîtrise de la reproduction des ovins et des caprins. Annales de Zootechnie, 41, 247-261.

Chicoineau Vincent (2007) : Thèse comparaison de l'efficacité du traitement de synchronisation des chaleurs 80p 30-45-46.

Corteel F., Fabre-nys C., (1997): Le comportement sexuel des caprins: contrôle hormonal et facteurs sociaux_ production animale. INRA, 38, 240-246.

Dardente H., (2012) : Melatonin dependant timing of seasonal reproduction by the pars tuberalis : pivotal roles for long daylengths and thyroid hormones. Journal of neuroendocrinology 24(2), 249-266.

Delgadello JA., Flores JA., Pondron P., Perz villanuera JA., Martinez De la Escalera G., 2000 : photopériodic treatment of bucks markedly improves, the reponse of seasonally anovulatory goats to the « male effect » 7^{ème} conférence international sur les caprins, 15-18 Mai, Tour INRA.

Driancourt M.A., et al., (1991), Folliculogénèse et ovulation, In : Thibult et Levasseur. La reproduction chez les mammifères et l'homme. Edition Elipses INRA, Paris, 928 p.

Driancourt MA, (2001) : Régulation of ovarian follicular dynamics in farm animals. Implication for manipulation of reproduction. Teriogenology, 55, 1211-1239.

Drion P.V., Backers J.F (1996). Régulation de la croissance folliculaire et lutéale. Point vétérinaire, volume 28, numéro spécial, 37-47.

Fanny Thuault (2012) : La reproduction chez les caprins, 19p 3-5-8-14.

Fellah Trade (2005) : Refferentiel- technique- caprin, conduite de la reproduction des caprins , l'Association Nationale Ovin et Caprin.Maroc.

Fotolia (2011) : France génétique élevage.org/biotechnologies de la reproduction.html.

Gahery P.C., (2012) : La reproduction des caprins, maîtrise et mise en œuvre dans les élevages réalisation d'un recueil sur support DVD. Thèse vétérinaire Nante, 246p.

Gilbert bonnes., Jenine Desclaude, Carole Drogoul, Raymond Gadoud, Roland Jussiau, André le loc'h, Luis Montméas et Gisèle Robin (2005) : reproduction des animaux d'élevage 407 p 330-333.

Gordon I., (1996): Reproduction in Cattle and buffaloes. Vol I, Cab International, UK.

Hanzen. Ch (2009) : Rappels anatomophysiologiques relatifs à la reproduction des ruminants

Jean- baptiste Barbry (2012) : Diagnostic de gestation chez les ruminants : dosage des protéines associées à la gestation dans le sang et le lait. 132p, 60,100.

Khiati Baghdad (2012) : Etude des performances reproductives de la brebis et la chèvre, 288p 98-100, 120.

Kumar A., Wang Y, Lu N, Matzuk M.M., (1997) : Follicule stimulating hormone is required for ovarian follicle maturation but not male fertility. Nat Gent, 12, 201-195.

Leboeuf B., Manfredi E., Boué P., Piacère A., Brice G., Baril G., Broqua C., Humblot P., Terqui M., (1998) : L'insémination artificielle et l'amélioration génétique chez la chèvre laitière en France INRA Production Animales 11 (3), 171-181.

Madani T. ; Abbas K. Bencheik E.H, Meraouche L. (2002) : Systèmes d'élevages associés à l'agriculture dans les hautes plaines de Setif : étude des caractéristiques des exploitations agricole des caprins, recherche agronomique n°10.79-94.

Maizel C., (2006): Production et transfert d'embryons in vivo chez la chèvre de race Boer. Thèse vétérinaire, Alfort, 137p.

Menassol J.B., onjagirl., Malpeaux B., Scaramuzzi R.J., (2011). Nutrition affects naturel or induced seasonal reproductive transitions in the ewe, 27^{ème} colloque scientifique de l'association Européenne de transfert embryonnaire (AETE), 9-10 september 2011 Chester, england

Muriel Bern., Adoun et Eric Sonié, (2009) : domaine de tourelles, reproduction- ferme des Tourelles.

Nathalie Ardouin., (2013) : reproduction des animaux d'élevage 3^{ème} édition, conduite et gestion de reproduction des mammifères d'élevage. 410, 34-50, 66-76.

Ouin S., (1997), Influence de la reproduction dessaisonnée des caprins sur les résultats techniques et économiques des élevages. INRA Production Animales. 10 (4), 317-326.

Paradal Magali, (2012) : Le guide de l'éleveur de chèvres : de la maîtrise à l'optimisation du système de production p 122-123-124-125-126.

Philippe-Oliver –Mozer (2001) : La transplantation embryonnaire chez des juments en anœstrus.

Renée de Crémou et Audrey Chanvallon (2011) : Physiologie de la reproduction chez l'espèce caprine, groupe reproduction caprine.

Renée de Crémoux (2008) : Les techniques de reproduction chez les caprins ; synthèses rédigées à partir des fiches éditées par le groupe reproduction caprin.

Renou camille (2012) : Les particularités de l'élevage caprin, guide à l'usage du vétérinaire rural VETAGRO SUP, CAMPUS vétérinaire de Lyon 92p, 20.

Roger Sauvé (2005), ordre des médecins vétérinaire du Québec.

Saint Dizier M., Chastant S., Mailard (2104) : livre la reproduction animale et humaine.

Signoret JP (1979) : Effet de la présence du mâle sur les mécanismes de reproduction chez la femelle des mammifères. Reproduction, nutrition et développement. 20, 457-468

Stéphanie Coyral Castel ., (2013) : Le traitement hormonal d'induction et de synchronisation de l'œstrus, reproduction caprine.

Tamboura Hamidou, Layasawadogo, Aissata wereme : Caractéristiques temporelles et endocriniennes de la puberté et du cycle œstral chez la chèvre, Institut de l'environnement et de recherches agricoles (INRA). 03B, P71-92, faculté de sciences et techniques.

Thibault C., Levasseur MC, (1979) : La fonction ovarienne chez les mammifères, MASSON éditions : Paris.

Thibault C., Levasseur MC, (2001) : La reproduction chez les mammifères et l'homme, INRA éditions : Paris 928 p.

Whymane D., Moore R.W., (1980): Effect of PMSG and prostaglandin F2 analogue Cloprosténol, on superovulation, fertilization and egg transport in ewe. *Journal of reproduction and Fertility*, 55, 481-488.

Zarrouk A. ; Soulièm O., Drion P.V., Beckers J.F. (2001) : Caractéristique de la reproduction de l'espèce caprine, *Ann.Méd.Vet*, 2001,145,98-105.

Résumé

Le transfert embryonnaire est une biotechnologie de la reproduction assistée qui permet de rapide progrès génétique. La pratique de cette technique chez les petits ruminants y compris l'espèce caprine est plus récente et moins développée sur le terrain.

L'avènement du transfert embryonnaire a mis à contribution l'apport génétique femelle d'élite en leur permettant d'avoir un plus grand nombre de descendance de qualité sanitaire contrôlée. La synchronisation des chaleurs des femelles donneuses et receveuses et la superovulation des donneuses sont un préalable indispensable à la réussite d'un transfert embryonnaire.

Notre travail a pour objectif de nous permettre de découvrir et d'assimiler les différentes étapes et les techniques utilisées dans un transfert embryonnaire chez la chèvre de race ARABIA.

A signaler qu'en Algérie, les différentes techniques de reproduction assistées chez l'espèce caprine, à l'image de transfert embryonnaire, ne sont encore qu'au stade expérimental.

Mots clés : Biotechnologies de la reproduction, transfert embryonnaire, l'espèce caprine, synchronisation des chaleurs, superovulation, donneuse, receveuse, race ARABIA.

Abstract

Embryonic transfer is a biotechnology assisted reproduction that allows rapid genetic progress. The practice of this technique in small ruminants, including goats is newer and less developed in the field.

The advent of embryonic transfer has provided the elite female genetic supplementation, by allowing them to have a more controlled sanitary quality descendant.

The heat synchronization of donor and recipient animals and superovulation of donors is a prerequisite for a successful embryo transfer.

Our work is intended to enable us to discover and assimilate the different steps and techniques used in embryonic transfer in goat of ARABIA breed.

It should be noted that in Algeria, various assisted reproductive technologies in the goats' breed, embryonic transfer image, are still experimental.

Key words: biotechnologies of reproduction, embryonic transfer, goats, ARABIA breed

ملخص

يعتبر نقل الاجنة واحدة من بين التكنولوجيات الحيوية المساعدة على الانجاب و الذي يسمح بمنح تقدم جيني سريع. في الواقع, تطبيق وممارسة هذا الأسلوب على المجترات الصغيرة, بما فيها الماعز هو أكثر حداثة و أقل نموا في هذا المجال.

قدوم تقنية نقل الاجنة ساهم بشكل كبير في نشر الصفات الوراثية المطلوبة و الحصول على ذرية ذات جودة صحية مثالية و هذا من خلال استعمال نخبة من الاناث ذات الصفات الوراثية العالية.

تزامن شيق الحيوانات المانحة والمتلقية وفرط إباضة الاناث المانحة هي شروط أساسية لضمان نجاح نقل الاجنة.

عملنا يهدف الى السماح لنا باكتشاف واستيعاب مختلف الخطوات والتقنيات المستخدمة في نقل الاجنة عند سلالة من الماعز "العربية".

يجدر الاشارة الى ان مختلف التقنيات المساعدة على الانجاب في الماعز, على غرار تقنية نقل الاجنة لا تزال في مرحلة تجريبية في الجزائر.

كلمات مفتاح : بيوتكنولوجيا التكاثر, نقل الاجنة, الماعز, تزامن الشيق, مانحة, متلقية, سلالة "العربية".

