

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

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

**UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET INSTITUT DES SCIENCES
VETERINAIRES DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE**

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

SOUS LE THEME

La maitrise de la reproduction chez les caprins

« Etude bibliographique »

PRESENTE PAR:

M^{elle} : BAARAB AMINA

ENCADREE PAR:

DR. BOUCIF .A



**ANNEE UNIVERSITAIRE
2014-2015**

**« Si la chèvre avait la queue plus longue,
elle pourrait balayer les étoiles »**

Proverbe Tchèque

Dédicaces

Louanges à Allah, seigneur de l'univers ; Que les salutations d'Allah soient sur son messager qu'il a envoyé en qualité de miséricorde universelle, ainsi que sur ses compagnons et ses frères jusqu'à la résurrection.

*Je dédie ce travail à mes très chers **grands parents** qui auraient été fière de ma réussite.*

A mes parents qui ont été toujours à mes côtés pour me soutenir et me donner le courage pour terminer mes études.

*Merci beaucoup **Papa** et **Maman** je vous aime beaucoup.*

A tous mes frères et sœurs qui m'ont beaucoup aidé dans la vie et m'ont soutenu

A toute la famille

A tous mes amis de la promotion (Juin 2015)

A mes enseignions

*Enfin A mon très cher pays "**L'Algérie**", j'espère pouvoir être à la hauteur pour lui rendre tous ce qu'il m'a donnés*

AMINA BAARAB

REMERCIEMENTS

Avant tout, nous remercions ALLAH le tout puissant de nous avoir accordé la force et le courage pour réaliser ce modeste travail, atteindre nos buts et réaliser ainsi un rêve et nous remercions notre prophète Mohammed.

Ce mémoire n'aurait jamais été entrepris ni achevé sans la patiente assistance, les savants conseils et orientations, les méticuleux contrôles et suivis, que nous ont prodigué notre encadreur, Monsieur BOUCIF.AHMED qui a accepté de m'encadrer. Merci pour sa gentillesse, ses conseils et ses attentions.

Nous tenons à exprimer nos plus sincères remerciements aux membres du jury de ce mémoire :

À Monsieur, qui me fait l'honneur de présider ce jury.

À Monsieur, qui a accepté d'être examinateur de ce travail.

Nous adressons un grand merci à monsieur pour sa collaboration.

C'est avec plaisir et reconnaissance que nous adressons nos remerciements à tous ceux qui ont participé à la réalisation de ce travail. En effet, l'élaboration d'un mémoire n'est jamais le fruit d'une seule personne, mais de toute l'équipe, même si un seul nom apparaît sur la première page.

Nous remercions enfin nos parents et nos familles pour leurs soutiens et encouragements tout au long de nos études. Nous vous aimons beaucoup.

BAARAB AMINA

Sommaire

Table des matières

Liste des figures.....	I
Liste des tableaux	V
Table des abréviations.....	VI

Partie bibliographique

Introduction.....	1
--------------------------	----------

Chapitre I : Introduction générale

Généralités sur les caprins	2
1/Systématique (Taxonomie)	2
2/Répartition et évolution des caprins dans le monde :	2
3/Les races caprines dans le monde	3
3.1/Les races.....	3
3.2/Les rameaux:	4
4/L'élevage caprin en Algérie	5
4.1/ La répartition géographique	5
4.2/ La population locale	5
4.2.2/La race Kabyle.....	6
4.2.3/La chèvre du M'Zab	6
4.3/La population croisée :	7
4.4/La population introduite :.....	7

Chapitre II : Rappels D'anatomie Et De Physiologie de la reproduction des Caprins

Anatomie des appareils reproducteurs :.....	8
I/L'appareil génital du bouc :.....	8
Présentation générale :.....	8
1/Le testicule et ses enveloppes :	8
1.1/Description, forme et consistance :	8
1.1.1/ Structure interne:	9
2/ Les enveloppes testiculaires.....	10

3/ L'épididyme et le conduit déférent :	11
4/ Les glandes annexes :	11
5/ L'urètre :	12
6/ Le pénis :	13
II/ L'appareil génital de la chèvre :	13
Présentation générale :	13
1/ Les ovaires et les trompes utérines :	14
1.1/ Conformation, forme et consistance :	14
1.2/ Structure interne de l'ovaire :	14
2/ L'utérus :	16
2.1/ Conformation, forme et consistance :	16
2.2/ Structure interne de l'utérus :	16
3/ Le vestibule du vagin :	18
4/ La vulve :	18
Physiologie de la reproduction :	18
1/ La saison sexuelle :	18
1.1/ Le repos sexuel du bouc :	19
1.2/ Le repos sexuel de la chèvre :	19
2/ La durée de la saison sexuelle et ses facteurs de variations :	19
2.1/ La latitude :	19
2.2/ La race :	20
2.3/ Les interactions entre individus :	20
4/ Le contrôle photopériodique de la saisonnalité sexuelle :	20
5/ La fonction sexuelle du bouc :	22
5.1/ La puberté :	22
5.2/ La spermatogenèse et la formation de la semence :	24
5.2.1/ La spermatogenèse :	24
5.3/ L'acquisition de la fécondance :	27
5.4/ Le plasma séminal :	27

5.5/ Les caractéristiques de la semence	28
5.6/ Régulation hormonale de la fonction sexuelle du bouc :	28
6/ La fonction sexuelle de la chèvre :	29
6.1/ La puberté :	29
6.2/ La folliculogénèse et l'ovulation :	30
6.2.1/ La folliculogénèse basale :	30
6.2.2/ La folliculogénèse terminale :	31
6.3/ Le cycle œstral :	34
6.3.1/ La durée du cycle :	34
6.3.2/ Les étapes du cycle œstral :	35
6.3.3/ La régulation hormonale de la fonction sexuelle de la chèvre :	37
6.3.4/ Les hormones en jeu :	37
6.3.5/ Les évènements endocriniens associés au cycle sexuel :	38

Chapitre III: Gestation et parturition

1/ La gestation :	41
1.1/ Caractéristiques de la gestation chez la chèvre :	41
1.2/ La durée de gestation :	41
1.3/ La taille de portée :	41
1.4/Le contrôle hormonal de la gestation :	42
1.4.1/ L'importance de la progestérone :	42
1.4.2/ Du corps jaune cyclique au corps jaune gestatif :	42
1.4.3/ Les principales variations hormonales au cours de la gestation :	43
1.4.3.1/ Les œstrogènes :	43
1.4.3.2/ L'hormone lactogène placentaire (PL) :	43
1.4.3.3/ Les protéines spécifiques de la gestation ou protéines sériques associées à la gestation :	45
1.5/ Les premières semaines de gestation :	45
1.6/ Le diagnostic de gestation :	45
1.6.1/ Les techniques disponibles :	45
1.6.1.1/ Dosage du sulfate d'œstrone :	46

1.6.1.2/ Dosage des protéines associées à la gestation (PAG) :.....	46
1.6.1.3/ Dosage de la progestérone :	47
1.6.1.4/ L'ultrasonographie :	47
2/ La mise-bas :	49
2.1/ Le déroulement de la parturition :	49
2.2/ Les prodromes :	49
2.2.1/ Phase 1 : initiation des contractions :	50
2.2.2/Phase 2 : expulsion du fœtus :	50
2.2.3/Phase 3 : expulsion des enveloppes fœtales :	50
2.2/ Contrôle de la parturition :	50
2.2.1/ L'initiation de la mise-bas :	50
2.2.2/ L'expulsion du fœtus :	51
2.2.3/ La délivrance :	51
2.3/ La surveillance et la préparation de la mise-bas :	51
2.4/ Déclenchement de la parturition :	51

Chapitre IV : La mise des animaux à la reproduction

1/ preparation des animaux avant la mise a la reproduction :.....	55
1.1/ Le choix des boucs et la stimulation sexuelle :	49
1.1.1/ L'examen du bouc et les critères de sélection :	55
1.1.2/ L'examen général du bouc :	55
1.1.3/ L'examen de l'appareil génital du bouc.....	56
1.1.4/ L'examen de la semence ou spermogramme	56
1.2/ Les techniques de prélèvement	56
1.2.1/Les examens macroscopiques et microscopiques	60
1.2.2/L'évaluation de la libido	61
1.2/ Le choix des femelles reproductrices	62
1.2.1/Le choix des chevrettes de renouvellement	62
1.2.1.1/La conformation	62
1.2.1.2/La condition corporelle	63

1.2.2/ Les critères de réforme des chèvres en lactation.....	63
--	----

Partie expérimentale

Induction, synchronisation et désaisonnement de l'activité sexuelle

Chapitre I : Matériel et méthodes

1/ Le protocole hormonal à base de progestagènes associés à l'ECG et aux prostaglandines	65
1.1/ Principes et mode d'action.....	66
2/ L'effet bouc.....	72
2.1/ Le principe	72
3/ Manipulation de la photopériode.....	74
3.1/ Principes : alternance de Jours Longs et de Jours Courts.....	74
3.2/ Méthodes et protocoles	76
3.2.1/ La phase « jours longs ».....	76
3.2.2/ La phase « jours courts ».....	77
3.3/ Les protocoles de désaisonnement	79
4/ L'association du traitement photopériodique avec traitement hormonal de synchronisation...81	
4.1/ Le principe	81
4.2/ protocole	81
5/ L'association du traitement photopériodique et de l'effet bouc.....	82
5.1/ Le principe.	82
5.2/ Le protocole	82
6/ Le traitement photopériodique associé au traitement progestatif (sans ECG et sans cloprosténol).....	83
6.1/ Le principe	83
6.2/ Le protocole	83
7/ La mise à la reproduction.....	85
7.1/ La détection des chaleurs	85
7.1.1/ Le principe	85
7.1.2/ Les méthodes et la mise en œuvre dans les élevages.....	85
7.1.3/ La préparation des boucs détecteurs.....	85
7.1.4/ L'organisation du travail.....	86
7.1.5/ traitement hormonal.....	86

Chapitre II : Résultats et discussion

1/ Traitement hormonal	91
1.1/ Les réponses des chèvres au traitement hormonal de synchronisation	93

1.2/ Les intérêts et les limites du protocole hormonal de synchronisation des ovulations	96
2/ l'effet bouc	97
2.1/ La réponse des femelles à l'effet bouc	97
2.2/ Les facteurs de variation de l'effet mâle.....	99
2.3/ Les intérêts et les limites.....	101
3/ Manipulation de la photopériode.	103
3.1/ Les réponses des animaux aux traitements	103
3.2/ Les intérêts et les limites.....	104
4/ / L'association du traitement photopériodique avec le traitement hormonal de synchronisation	108
4.1/ Les intérêts et les limites.....	108
5/ L'association du traitement photopériodique et de l'effet bouc	108
5.1/ Les intérêts et les limites.....	108
6/ Le traitement photopériodique associé au traitement progestatif (sans ECG et sans coprostérol) et à l'effet mâle	109
6.1/ Les intérêts et les limites.....	109
7/ La mise à la reproduction	112
7.1/ La détection des chaleurs	112
7.2/ Les intérêts et les limites de la détection des chaleurs.....	112
Conclusion	113
Références bibliographiques.....	114

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : La morphologie de la race de chèvre Arabe (Abria):	6
Figure 2 : La morphologie de la race de chèvre Kabyle :.....	6
Figure 3 : La morphologie de la race de chèvre du M'Zab:	7
Figure 4 : Morphologie de la race de chèvre Makatia.....	7
Figure 5 : Appareil génital du bouc en place, en vue latérale gauche.....	9
Figure 6 : Testicule et épидидyme droit du bouc, en vue caudale.....	9
Figure 7 : Structure interne du testicule, de l'épididyme et du cordon spermatique de bouc.....	12
Figure 8 : Représentation schématique des différentes enveloppes testiculaires en Vue caudale.....	12
Figure 9 : Appareil génital de la chèvre en place, en vue latérale gauche.....	15
Figure 10 : Conformation et structure de l'ovaire de la chèvre).....	15
Figure 11 : Appareil génital de la chèvre, isolé après ouverture dorsale du vagin et de la partie urogénitale, en vue dorsale.....	15
Figure 12 : Conformation intérieure de l'appareil génital de la chèvre après ouverture complète de l'utérus et du vagin.	17
Figure 13 : Variations saisonnières des ovulations et du comportement d'œstrus de la chèvre Alpine (adapté de Baril et <i>al.</i> 1993).	17
Figure 14 : Sécrétion de mélatonine au cours des saisons d'été et d'hiver.	23
Figure 15 : Contrôle de la photopériode sur le système nerveux central	23
Figure 16 : Augmentation des pulses de LH chez la chèvre suite à l'introduction d'un bouc (Chemineau 1989).....	23
Figure 17 : Les différentes étapes de la spermatogenèse chez le bouc	26
Figure 18 : Régulation hormonale de l'activité sexuelle chez le bouc.....	26
Figure 19 : Les étapes de la folliculogenèse basale	32
Figure 20 : Les étapes de la folliculogenèse terminale et son contrôle.....	32
Figure 21 : Croissance des follicules recrutés et leur régression au cours d'un cycle œstral constitué de 4 vagues folliculaires, chez une chèvre.....	32

Figure 22 : Diagramme du cycle œstral de la chèvre	36
Figure 23 : Régulation hormonale du cycle ovarien de la chèvre.....	36
Figure 24 : Profils hormonaux et cycle ovarien au cours du cycle sexuel chez la chèvre.	39
Figure 25 : Mise en place et maintien de la gestation	44
Figure 26 : Variations de la progestérone, des œstrogènes (œstrone), de la PAG caprine et de la prolactine maternelle (PLR) et fœtale (cPL) chez la chèvre gestante	44
Figure 27: Voie d'abord de l'échographie transrectale (a) et transabdominale (b)	48
Figure 28: Déclenchement de la parturition	53
Figure 29 : Phase d'expulsion du fœtus : le réflexe de Ferguson	53
Figure 30 : De la puberté vers la production de lait : les différentes étapes de conduite de la reproduction de la chèvre et du bouc	54
Figure 31 : Mesure de la circonférence du scrotum au moyen d'un ruban métrique.....	59
Figure 32 : Le boulier, un outil utilisé en centre de sélection pour estimer le volume testiculaire.....	59
Figure 33: Vagin artificiel(a) et prélèvement de la semence avec une femelle bout-en-train(b).	59
Figure 34 : Choix des chevrettes de renouvellement	64
Figure 35 : Causes de réforme de la chèvre laitière.	64
Figure 36 : Mode d'action du protocole avec une éponge de FGA posée pendant 11 jours une femelle	67
Figure 37 : Le protocole hormonal associant l'éponge de FGA, le cloprosténol et l'ECG.....	67
Figure 38: Le protocole hormonal standard.....	68
Figure 39 : La pose des éponges	70
Figure 40 : Injection de l'ECG et des prostaglandines.....	72
Figure 41 : Effet bouc : principe et méthode de mise en œuvre.	75
Figure 42 : Le traitement photopériodique et méthodes disponibles	75
Figure 43: Traitements photopériodiques adaptés aux différentes périodes de reproduction.....	75
Figure 44 : Protocole Jours Longs : 16 heures d'éclairage continu..	78

Figure 45 : Protocole Jours Longs : 16 heures consécutives de lumière incluant la lumière naturelle	78
Figure 46 : Protocole Jours Longs : méthode PhotINRA :	78
Figure 47 : Planning du traitement avec la mélatonine en association à l'effet mâle	78
Figure 48 : Protocoles de désaisonnement pour une reproduction (a) avant le 15 mai, (b) entre le 15 mai et 15 juillet, (c) après le 15 juillet	80
Figure 49 : Rétroplanning pour le protocole associant le traitement photopériodique et le traitement hormonal de synchronisation » ; exemple pour une mise à la reproduction avant le mois de mai	82
Figure 50 : pour le protocole associant le traitement photopériodique et l'effet bouc Effet bouc	84
Figure 51 :Rétroplanning pour le protocole associant le traitement photopériodique, la pose d'une éponge de FGA et l'effet bouc ; exemple pour une mise à la reproduction avant le mois de mai	84
Figure 52 : Organisation de la détection d'œstrus par la présentation individuelle des chèvres au bouc.....	87
Figure 53 : Un tablier en place sur un bouc.....	87
Figure 53 : Organisation de la détection d'œstrus par la présentation d'un lot de chèvres à un bouc équipé d'un tablier marqueur (Capri-IA, 2006)	88
Figure 55 : Organisation de la détection des chaleurs par la méthode simplifiée.....	88
Figure 56 : (1) Contention d'une chèvre prise au cornadis (2) Instruments pour l'insémination animale	90
Figure 57 : Etape de décongélation de la semence.....	90
Figure 58 : Préparation de la paillette.....	90
Figure 59 : Mise en place de la semence	90
Figure 60 : Distribution du moment de l'œstrus après le traitement éponge FGA -cloprosténol -ECG chez la chèvre	95
Figure 61 : Distribution des ovulations après le traitement éponge FGA - cloprosténol -ECG chez chèvres Alpine et Saanen.....	95
Figure 62 : Pourcentage d'œstrus tardifs (> 30 heures après le retrait de l'éponge) en fonction	

du pourcentage de molécules d'ECG liées aux anticorps, au moment du retrait de l'éponge	95
Figure 63 : Réponses physiologiques (ovulation et progestéronémie) des chèvres suite à l'introduction du bouc (J0)	99
Figure 64 : Les périodes de transition avec la saison sexuelle forment les périodes de réceptivité des chèvres à l'effet mâle	102
Figure 65 : Facteurs intervenant sur la qualité de l'effet mâle	102
Figure 66 : Disposition des néons pour un éclairage uniforme (Brice, 2003)	107
Figure 67 : Pose d'un implant de mélatonine (en sous-cutanée, à la base de l'oreille)	107
Figure 68 : Comparaison de la répartition des pics de LH induisant les premières ovulations fécondantes. Sans progestatifs, les ovulations fécondantes suivent en général un cycle court (d'après M. T. Pellicer-Rubio et al. 2009). Pour le traitement sans progestatif, le premiers pic de LH n'a pas été représenté ; les ovulations qui le suivent sont peu fertiles	107
Figure 69 : Planning de détection des chaleurs après traitement hormonal de synchronisation..	112

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Caractéristiques de la semence de bouc et de sa production	28
Tableau II : Durée de gestation et taille des portées chez différentes races.....	41
Tableau III : Taille de la portée chez les primipares et les multipares.....	41
Tableau IV: Sensibilité, spécificité, valeurs prédictives positive et négative (VPP ; VPN) du diagnostic de gestation précoce par dosage de la PAG par radio-immunologie par échographie transrectale (TR) (González et al. 2004)	47
Tableau V : Molécules disponibles et posologies pour l'induction de la mise-bas chez la chèvre	52
Tableau VI : Grille de notation de la motilité massale et de la motilité individuelle du sperme .	61
Tableau VII : production laitière.....	68
Tableau VIII : Mélatonine : posologie en fonction du sexe et de l'âge chez les caprins pour un implant de 18 mg.....	78
Tableau IX : Modalités pratiques d'utilisation des progestagènes (FGA : 45 mg) chez les caprins (traitements courts : 11 jours) (RE : retrait de l'éponge)	93
Tableau X : Protocoles de maîtrise de la reproduction et stratégies d'élevage.....	111

TABLE DES ABREVIATIONS

Abréviation	Signification
ABA	Agriculture Biologique
ABP	Androgen Binding Protein
AOC	Appellation d'Origine Contrôlée
ECG	Equine chorionic Gonadotropin
FGA	Flugestone Acetate
FSH	Follicle Stimulating Hormone
GnRH	Gonadotropin Releasing Hormone
GRC	Groupe Reproduction Caprine
IA	Insémination animale
INRA	Institut National de Recherche Agricole
IFN τ	Interféron tau
JC	Jour Court
JL	Jour Long
LH	Luteinizing Hormone
PAG	Pregnancy Associated Protein
PGF2 α	Prostaglandine F2 α
PSPB	Pregnancy Specific Protein B
TL	Traitement Lumineux
UNCEIA	Union Nationale des Coopératives agricoles d'Elevage et D'Insémination Animale.

Partie
bibliographique

Chapitre I :

Introduction Générale

Chapitre I : Introduction Générale

Généralités sur les caprins

La chèvre à toujours fait partie de la vie quotidienne de l'homme, où elle élevée essentiellement pour son lait, sa viande, et ses poils.

1. Systématique (Taxonomie) :

Selon Holmes-Pegler (1966), Babo (2000) et Fantazi, (2004), la chèvre domestique dont le nom scientifique *Capra hircus* est appartient à : L'embranchement des vertèbres du règne animal.

- Classe : Mammifères.
- Sous classe : Placentaires.
- Ordre : Artiodactyles.
- Sous ordre : Ruminants.
- Famille : Bovidae.
- Sous famille : Caprinés.
- Genre : *Capra*.
- Espèce : *Capra hircus*.

2. Répartition et évolution des caprins dans le monde :

Le cheptel caprin mondial est évalué par le F.A.O. à environ 768 millions de têtes en 2003, sous réserve des incertitudes évidentes de ce type d'estimation. Poursuivant son évolution et expansion, il aurait encore progressé de près de 2% par rapport à 2002. Depuis 1995, il s'est accru de plus de 100 millions de têtes (Barbin, Charroin, Chotteau, Cotto, Guesdon, Hélaine, Monniot, Perrot, Pothérat et You, 2005).

Nous n'observons que la grande concentration des caprins est dans les continents Asiatique (environ 63% de l'effectif mondial) et Africain (environ 30% de l'effectif mondial), alors que dans le continent européen, la France détient, derrière la Grèce et l'Espagne, le troisième cheptel européen de chèvres laitières. Par ailleurs, l'estimation de la production laitière est variable, et dépend essentiellement au système de production pratiqué par les pays. L'Europe produit 2433 millions de tonnes de lait, avec un effectif de 19 millions de têtes, alors que l'Afrique produit Moins malgré son effectif plus grand.

Chapitre I : Introduction Générale

3. Les races caprines dans le monde :

Avec plus de 768 millions de têtes, les caprins représentent le 4^{ème} troupeau de s animaux domestiques dans le monde, et se repartent en nombreuses races ou rameaux selon le continent.

3.1/ Les races :

La chèvre d'Europe:

Les races les plus répandues en Europe sont : Alpine, Saanen, et Maltaise.

La race Alpine :

C'est la race la plus répandue, originaire du massif d'Alpin de France et Suisse. Elle est de taille et de format moyens. Sa tête est triangulaire, plus souvent cornue. Les oreilles sont portées dressées en cornet assez fermé. La robe est à poil ras et de couleur très variée : allant du rouge clair au rouge foncé, avec des pattes noires. Les mamelles sont volumineuses, bien attachées, avec une peau souple et fine. L'Alpine est une forte laitière, qui supporte bien les différents modes d'élevages (Charron, 1986; Benalia, 1996; Babo, 2000; Gilbert, 2002; Fantazi, 2004).

La race Saanen:

Originaire de la vallée de Saane en Suisse. Sa robe est uniformément blanche, avec des poils courts, denses et soyeux. La tête souvent motte avec des pampilles et barbiche. Ses mamelles sont globuleuses, et larges. Elle est rustique et s'adapte facilement à la zone de zéro pâturage. La Saanen est une meilleur productrice du lait dans le monde, et donne surtout d'excellente chevreaux dont la viande est très appréciable (Holmes-Pegler, 1966; Quittet, 1977; Charron, 1986; Benalia, 1996; Babo, 2000; Gilbert, 2002; Fantazi, 2004).

La race Maltaise:

Dite aussi la chèvre de Malte. Elle est rencontre dans les régions des littoraux d'Europe, a un format moyen et une robe généralement blanche à poils longs. Sa tête est longue a profil droit, et souvent sans cornes avec des oreilles tombantes. C'est une bonne productrice du lait. Elle serait à la base de certaines chèvres laitières d'Italie, d'Afrique du Nord et même de Grèce (Holmes-Pegler, 1966; Charlet et Le-Jaowen, 1975; Fantazi, 2004).

Chapitre I : Introduction Générale

La chèvre d'Asie :

Les races les plus développées ont été et sont encore des races lainière; comme la race Angora, et la race Cachemire.

La race Angora:

Originnaire de la province d'Angora (de nos jours Ankara) en Turquie. C'est une race de format réduit, avec une petite tête, et des oreilles pendantes. La laine est blanche, la toison est bouclée ou frisée. Elle est rustique, et à un bon rendement lainier, suite à la production des fibres mohair de très haute qualité. Ses productions de viande et surtout de lait sont réduites (Holmes-Pegler, 1966; Quittet, 1977; Charlet et Le-Jaowen, 1975; Babo, 2000; Gilbert, 2002; Fantazi, 2004).

La race Cachemire:

Elle ne peut être élevée qu'au Cachemire (entre l'Inde et le Tibet). Elle est rustique, résiste surtout au climat froid. C'est une race de petit format, à production surtout lainière (Holmes-Pegler, 1966; Quittet, 1977; Fantazi, 2004).

La chèvre d'Afrique :

La population caprine d'Afrique est formée essentiellement par la race **Nubienne**, qui se caractérise par une taille moyenne, une tête étroite, avec des oreilles longues, larges, et pendantes. La robe est à poil court, de couleur roux plus au moins foncé. En l'Afrique du Nord, on trouve en plus, des sujets de la race **Syrienne**.

3.2/ Les rameaux :

D'après Charlet et Le-Jaowen, (1975) et Fantazi, (2004), on peut également classe les caprins en trois grands rameaux.

Le rameau kurde :

Ce rameau est formé par des animaux de taille moyenne, à poils longs et de bonne qualité, à cornes spiralées, à oreilles moyennes; l'aptitude à la production de la viande est assez bonne, mais faible pour le lait. Les principaux sujets de ce rameau appartiennent à la race **Angora** et à la population de type **Balkanique**.

Chapitre I : Introduction Générale

Le rameau Nubie-Syrien :

Ces sujets sont caractérisés par une taille assez élevée, des oreilles longues et tombantes, et une robe à poils courts. L'aptitude laitière est en général assez remarquable.

Le rameau pyrénéen :

La chèvre pyrénéenne est caractérisée par les poils longs, la grande taille, un fort squelette, et des cornes longues. C'est une productrice à la fois de viande et de lait mais leur importance va en diminuant devant le métissage avec les races améliorées. La variété la plus connue est la **Serrana**.

4. L'élevage caprin en Algérie :

En Algérie, l'élevage caprin compte parmi les activités agricoles les plus traditionnelles, associé toujours à l'élevage ovin, et localisé essentiellement dans les régions d'accès difficile. Il est estimé de 3.256.580 têtes dont 1.706.530 chèvres (Ministère de l'agriculture, 1998 cité par Khaldoun, Bellah, Amrani et Djennadi, 2001). Cette population est restée marginale et ne représente que 13% du cheptel national, avec 50% de chèvres (Nedjraoui, 2002).

4.1. La répartition géographique :

La répartition du cheptel caprin à travers le territoire national dépend de la nature de la région, du mode d'élevage, et de l'importance donnée à la chèvre. L'élevage caprin est concentré généralement dans les zones difficiles et les régions défavorisées de l'ensemble du territoire steppes, régions montagneuses et oasis. Il peut être aussi présent dans les exploitations agricoles de régions plus favorables comme les hautes plaines, les plaines intérieures et les piémonts des montagnes du Nord du pays (Abdelguerfi, 2003) avec un effectif faible. Le cheptel caprin Algérien est très hétérogène et composé par des animaux de population locale à sang généralement Nubien. Outre les populations locales, on trouve aussi des populations introduites, et des populations croisées

4.2. La population locale :

Est représentée essentiellement par la race Arabe, kabyle, et la chèvre du M'zab (Fantazi, 2004; Bey et Laloui, 2005).

Chapitre I : Introduction Générale

La race Arabe (Arbia):

C'est la race la plus dominante, se localisée surtout dans les hauts plateaux, les zones steppiques et semi-steppiques. Elle est subdivisée en deux sous types, l'un sédentaire et l'autre transhumant, comparativement au type transhumant, le type sédentaire possède des poils plus longs, 14 à 21cm contre 10 à 17cm pour le type transhumant. La race Arbia se caractérise par une taille basse de 50-70cm, une tête dépourvue de cornes avec des oreilles longues et pendantes. Sa robe est multicolore (noire, grise, marron) (Figure 1). La chèvre Arabe à une production laitière moyenne de 1,5 litre.

La race Kabyle:

C'est une chèvre autochtone qui peuple les massifs montagneux de la Kabylie, des Aurès et Du Dahra. Elle est robuste, massive, de petite taille d'où son nom « **Naine de Kabylie** ». La tête est cornue, avec des oreilles longues et tombantes. La robe est à poils longs et de couleurs variées : noir, blanc, ou brun. Sa production laitière est mauvaise, elle élevée généralement pour la production de viande qui y de qualité appréciable (**Figure 2**).



Figure 1 : Morphologie de la race de chèvre Arabia.



Figure 2 : Morphologie de la race De chèvre Kabyle

La chèvre du M'zab:

Dénommée aussi la chèvre rouge des oasis (Figure 3). Appelée également Touggourt, elle est originaire de M'tlili, dans la région de Ghardaïa mais peut toutefois être trouvée dans toute la partie septentrionale du Sahara Elle se caractérise par une taille moyenne de 60–65cm. Son corps est allongé, droit et rectiligne. Sa tête est fine et cornée, alors que sa robe est à poil court et de trois couleurs : chamois, noir et blanc (Abdelguerfi, 2003). Le chamois est le plus dominant, le noir forme une ligne régulière sur l'échine

Chapitre I : Introduction Générale

alors que le ventre est tacheté par le blanc et noir. Sa production laitière est bonne (2-3 litre/jours).

4.3. La population croisée :

C'est le résultat de croisement entre les races standardisées, tel que la race **Mekatia** ou **Beldia** qui se localise surtout dans les hauts plateaux. Elle se caractérise par un corps allongé, une robe polychrome (grise, beige, blanche, brune) à poils ras et fins, et des oreilles tombantes. Sa production laitière est bonne (Bey et Laloui, 2005).

La chèvre Makatia:

Localisée dans les hauts plateaux et le Nord de l'Algérie, elle est utilisée principalement pour la production de lait et de viande, appréciée aussi pour sa peau, c'est une race de grande taille et de couleurs variées (Figure 4).



Figure 3: Morphologie de la race de chèvre du M'zab



Figure 4 : Morphologie de la race de chèvre Makatia.

4.4. La population introduite:

Plusieurs races performantes tels que: Saanen; Alpine et Maltaise ont été introduites en Algérie pour les essais d'adaptation et d'amélioration des performances zootechniques de la population locale (production laitière et de viande).

Chapitre II :
Rappels d'anatomie et de
physiologie de la reproduction
des caprins

1. ANATOMIE DES APPAREILS REPRODUCTEURS

I. L'appareil genital du bouc

L'appareil reproducteur du mâle a pour fonction de produire des gamètes mâles, processus appelé spermatogenèse. De plus, il dépose la semence dans les voies génitales femelles lors de l'accouplement.

Présentation générale

L'appareil génital du mâle (figure 5) peut être subdivisé en trois parties (Barone, 1996):

- La section glandulaire : constituée des testicules droit et gauche ;
- La section tubulaire : formée par les voies de stockage et de transport du sperme jusqu'au sinus urogénital. L'épididyme, le conduit déférent et sa glande annexe (glande vésiculaire), présents de chaque côté, forment cette section.
- La section urogénitale : pour sa partie pelvienne correspond à l'urètre, un conduit impair auquel sont annexées la prostate et les glandes bulbo-urétrales. A cela s'ajoutent les formations érectiles constituant le pénis. Ce dernier correspond ainsi à la partie pénienne de la section urogénitale. Cette section est commune à la fonction de reproduction et à la fonction urinaire.

1. Le testicule et ses enveloppes

1.1. Description, forme et consistance

Les testicules, organes glandulaires ont deux rôles distincts : la spermatogenèse et la synthèse d'hormones sexuelles, les androgènes, principalement représentés par la testostérone. La forme du testicule de bouc est ovoïde avec le grand axe orienté verticalement. Sa couleur blanc bleuâtre correspond à celle de l'albuginée. La consistance, le poids et la taille sont variables selon la race, les individus, le stade physiologique et la période l'année. En période sexuelle, la glande est ferme et élastique. Le poids varie en moyenne de 130 à 160 grammes (Barone, 1996). La hauteur est comprise entre 7,5 et 11,5 cm, la largeur entre 3,8 à 6,8 cm et une épaisseur entre 3,5 et 6 cm. Le testicule présente deux faces, deux bords (bord épидидymaire et bord libre) et deux extrémités. La face latérale et la face médiale sont lisses et arrondies. Par ailleurs, l'orientation de cet organe est telle que sa face latérale et sa face médiale sont entièrement visibles sur une vue caudale et sur une vue crâniale respectivement. L'extrémité capitée est en continuité avec la tête de l'épididyme et reçoit l'attache du cône vasculaire. L'extrémité caudée est reliée à la queue de l'épididyme par le Ligament propre du testicule (Figure 6).

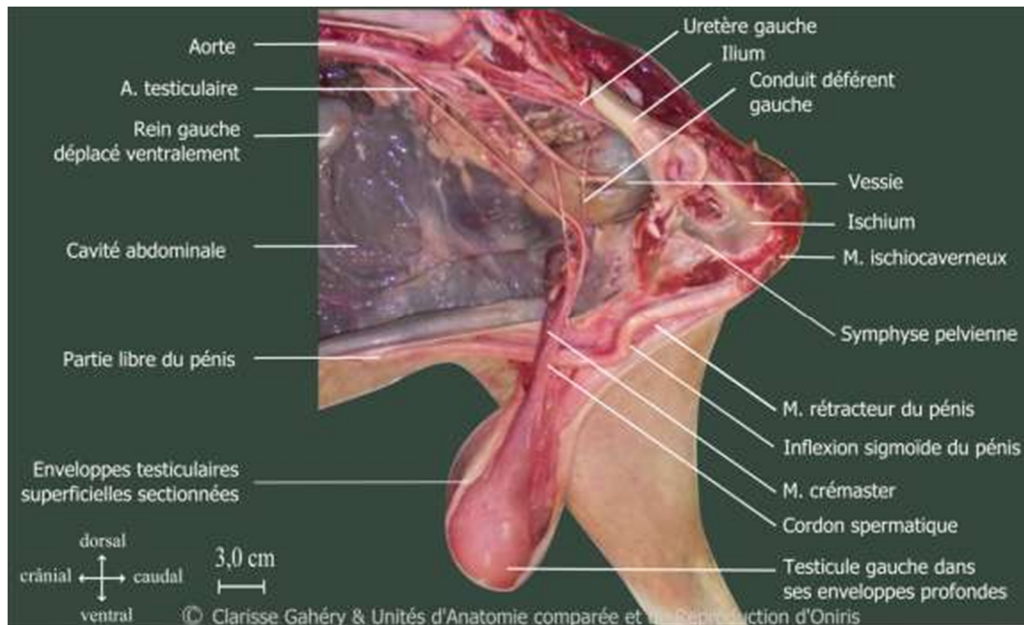


Figure 5 : Appareil génital du bouc en place, en vue latérale gauche (le bassin en place).

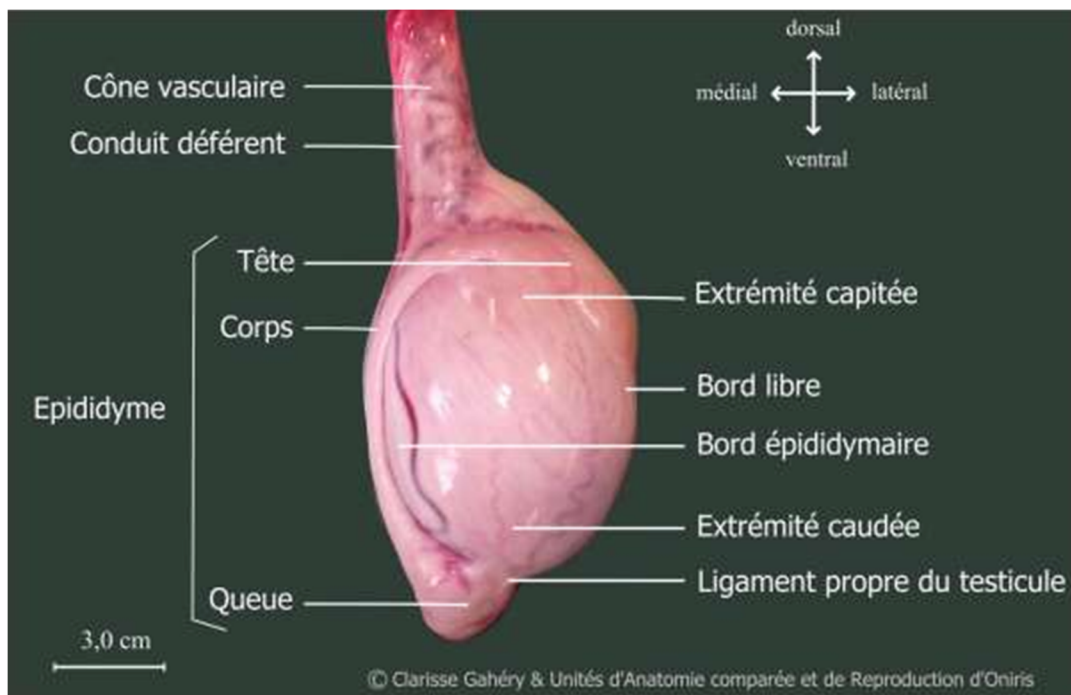


Figure 6 : Testicule et épидидyme droit du bouc, en vue caudale.

1.1.1. Structure interne

Le testicule est constitué d'une charpente fibreuse fine et blanchâtre : l'albuginée. Cette dernière est entourée de la feuille viscérale de la tunique vaginale. Le parenchyme testiculaire divisé en lobules est composé de tubes séminifères et de tissu interstitiel. Les tubes séminifères convergent vers le *rete testis* d'où sortent les conduits efférents (au nombre de

15 à 20, Smith et Sherman, 1994). Puis, ces derniers se joignent vers la tête de l'épididyme (Figure 7). Les tubes séminifères se composent d'un épithélium stratifié reposant sur une lame basale. Les spermatozoïdes sont libérés après leur formation dans la lumière du tube séminifère. Deux types cellulaires forment cet épithélium : les cellules de la lignée spermatogénique présentes à différents stades d'évolution et les cellules de Sertoli. Ces dernières assurent une fonction de soutien et de nutrition pour les cellules germinales. De plus, elles ont un rôle endocrinien. Par ailleurs, une lame basale isole les tubes séminifères du tissu interstitiel composé qui est composé des cellules de Leydig, de tissu conjonctif et de vaisseaux. Les cellules de Leydig sont le lieu de synthèse des hormones mâles.

2. Les enveloppes testiculaires

Les enveloppes testiculaires assurent le soutien et la protection des testicules et des tissus qui les entourent (Figure 8). De l'extérieur vers l'extérieur, on rencontre successivement le scrotum, le dartos et le fascia spermatique externe appartenant aux enveloppes superficielles (Barone, 1996).

➤ Le scrotum est un tissu cutané commun aux deux testicules, de taille importante et descendant jusqu'aux tarses. Il est épais et recouvert de poils rudes. La partie proximale du scrotum forme un rétrécissement appelé collet scrotal.

➤ Le dartos est un muscle lisse sous-cutané, plutôt épais chez le bouc.

➤ Le fascia spermatique externe est lâche.

Ensuite, le muscle crémaster avec le fascia spermatique interne et la tunique vaginale forment les couches profondes. Ces couches sont considérées comme des éléments en continuité respectivement avec le muscle oblique interne, le *fascia transversalis* et le péritoine pariétal, limitant ainsi la cavité abdominale.

➤ Le crémaster est un muscle, qui recouvre presque totalement la face caudale et déborde sur sa face crâniale, respectivement en regard de la face latérale et de la face médiale du testicule. Lors de sa contraction, il soulève le testicule auquel il est rattaché.

➤ Le fascia spermatique interne est peu épais.

➤ La tunique vaginale se prolonge vers la cavité abdominale en formant le canal vaginal. Le canal débouche dans la cavité abdominale au niveau de l'anneau vaginal en regard d'anneau inguinal profond.

3. L'épididyme et le conduit déférent

L'épididyme est l'organe de stockage et de maturation des spermatozoïdes. Sa structure est faite d'un long système canaliculaire contourné sur lui-même et maintenu dans un tissu conjonctif. C'est un organe allongé et plaqué caudalement au testicule, on distingue trois parties : la tête, le corps et la queue (Figure 6). La tête située à l'extrémité capitée du testicule est large et plate. Elle est solidarisée au testicule par les conduits efférents et par le ligament de la tête de l'épididyme. Le corps est libre et caudo-médial par rapport au testicule. La queue se place à l'extrémité caudée de la glande. Elle est solidaire du testicule par le ligament propre du testicule et fixée à la tunique vaginale par le ligament de la queue de l'épididyme. Il s'en échappe le conduit déférent.

Le conduit déférent poursuit son chemin jusqu'à l'urètre. Au début, il se trouve dans le cordon spermatique, où il est attaché par son méso au *mesorchium*, puis il va atteindre l'anneau inguinal profond. La partie abdomino-pelvienne forme une incurvation convexe, maintenue à la paroi par son méso, le pli du conduit déférent. Finalement, il arrive sur la face dorsale de la vessie et se termine sur la partie crâniale de l'urètre pelvien. A ce niveau, le conduit prend forme d'une ampoule, correspondant à l'épaississement glandulaire de sa paroi (6 à 7 cm de long, sur 4 à 5 mm de diamètre). Ensuite, en passant sous le corps de la prostate, l'ampoule se rétrécit et se termine en commun avec la glande séminale par le conduit éjaculateur. Chez le bouc, le conduit déférent mesure 40 à 60 cm de long (Barone, 1996).

4. Les glandes annexes

Les glandes annexes participent à la formation du plasma séminal. Leurs produits ont un rôle majeur dans l'apport de substrats énergétiques aux spermatozoïdes. Les glandes vésiculaires, annexées aux conduits déférents se situent dorsalement à leur terminaison, entre la vessie et le rectum. Elles mesurent 3 à 4 cm en longueur et 2 cm de large. Leur structure est lobulée et leur consistance est ferme (Barone, 1996). Les glandes annexes à l'urètre, constituées de la prostate et des glandes bulbo-urétrales s'abouchent dans sa partie pelvienne. La prostate du bouc ne possède pas de partie conglomérée (corps de la prostate), mais uniquement une partie disséminée, qui entoure complètement l'urètre. Les glandes bulbo-urétrales ou anciennement glandes de Cowper sont paires, globuleuses et leur largeur avoisine un centimètre. Elles sont disposées dorso-latéralement sur la partie caudale à l'urètre pelvien et elles débouchent dans le récessus urétral (élément disposé caudo-dorsalement à l'urètre entre l'urètre pelvien et l'urètre pénien) (Barone, 1996).

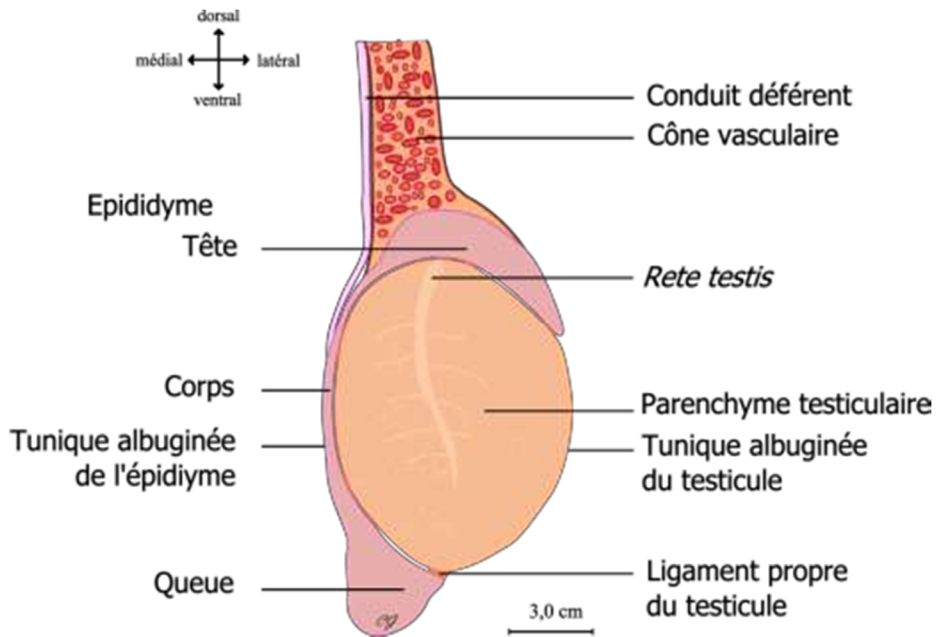


Figure 7 : Structure interne du testicule, de l'épididyme et du cordon spermatique de bouc (adapté de Barone, 1996).

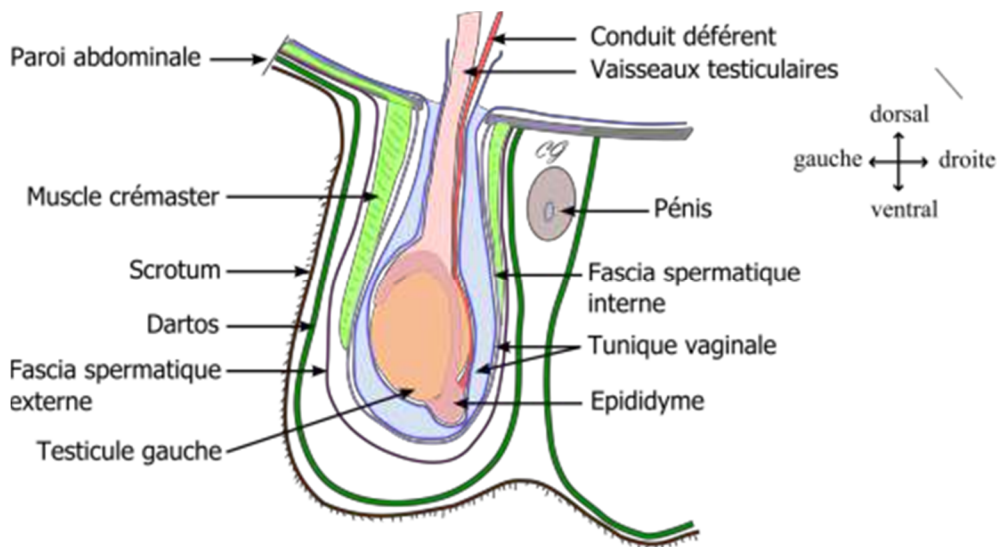


Figure 8 : Représentation schématique des différentes enveloppes testiculaires en vue caudale.

5. L'urètre

L'urètre est un organe impair assurant à la fois l'excrétion du sperme et de l'urine. On distingue classiquement deux parties : l'urètre pelvien qui chemine dans la cavité pelvienne et l'urètre pénien parcourant le pénis où il s'entoure d'un tissu érectile (Figure 5). Ce long conduit mesure une cinquantaine de centimètres chez le bouc. L'urètre pelvien

d'une longueur de 10 cm environ commence à la terminaison de la vessie. Puis, il reçoit très rapidement la terminaison des voies spermatiques. Sa paroi est épaissie par le muscle urétral. Ensuite, l'urètre pénien débute au niveau du périnée où il s'entoure de nouvelles formations érectiles. A son extrémité distale, le processus urétral est libre, vermiforme et long de 2,5 cm. La paroi du processus est munie d'une faible couche érectile, une structure permettant le redressement de l'urètre pénien au cours de l'érection sous afflux de sang. L'ostium externe de l'urètre est observable à l'extrémité du processus.

6. Le pénis

Le pénis est l'organe de l'accouplement. En outre, il a pour fonction de déposer la semence dans les voies génitales femelles. La partie fixe du pénis est plaquée le long de la paroi abdominale par un revêtement cutané. Ensuite, la partie libre est maintenue au repos dans le prépuce néanmoins, elle est extériorisée lors de l'accouplement. Le pénis mesure une quarantaine de centimètre (Figure 5) (Barone, 1996). Le pénis se divise en trois parties : la racine comportant le bulbe et le pilier, le corps et le gland.

II. L'appareil génital de la chèvre

La fonction principale de l'appareil génital femelle réside dans la production des gamètes, appelés ovocytes. Il est aussi le lieu de dépôt de la semence, le lieu de la fécondation, puis le site de la gestation. Enfin, il assure l'expulsion des fœtus.

Présentation générale

L'appareil reproducteur de la femelle se subdivise en trois parties comme chez le mâle (Barone, 1996) :

- la section glandulaire représentée par les ovaires droit et gauche,
- la section tubulaire constituée par trompes utérines droite et gauche, de l'utérus et du vagin,
- la section uro-génitale commune aux appareils urinaire et reproducteur comporte le vestibule du vagin et la vulve.

Les dimensions de l'appareil génital d'une femelle n'ayant jamais porté de chevreaux (nullipare) sont largement plus petites comparativement aux primipares et multipares (Lyngset, 1968a). Les ovaires sont situés très près du détroit crâniale du bassin, légèrement crânialement et médialement à la branche montante de l'ilium. L'utérus non gravide est contenu dans la cavité pelvienne. Le vagin est logé dans le tissu conjonctif de l'espace rétro-péritonéal. Le corps, le col de l'utérus et le vagin sont en contact dorsalement avec le rectum (Figure 9). De chaque côté, l'ovaire, la trompe utérine et l'utérus sont maintenus attachés à la

paroi de la cavité pelvienne par un méso : le ligament large. Les différentes parties de ce ligament sont nommées mesovarium, mesosalpinx, mesometrium soutenant d'un même côté respectivement l'ovaire, la trompe utérine et l'utérus (Figure 9).

1) **Les ovaires et les trompes utérines**

1.1) Conformation, forme et consistance

L'ovaire, organe pair assure une double fonction, la gamétogénèse et la synthèse d'hormones sexuelles. De consistance ferme, il est de couleur grisâtre chez la chèvre et généralement de forme ovoïde. Les dimensions varient de 15 à 20 mm pour la longueur et de 10 à 15 mm pour la largeur. Le poids moyen est de 2 grammes, mais cela peut être très variable (Barone, 1996). L'ovaire droit est généralement plus gros que l'ovaire gauche (Lyngset, 1968a). Lorsque les ovaires sont actifs, en saison sexuelle, ils peuvent présenter à leur surface des follicules et des corps jaunes. Ces structures font saillie sur la paroi et lui donnent ainsi une surface irrégulière. Le follicule, d'aspect spongieux, mesure jusqu'à 12 mm de diamètre (Barone, 1996). Les corps jaunes ont une couleur variant au cours du cycle ovarien : généralement plutôt rouge après l'ovulation, jaune lors de leur activité maximale et blanchâtre lors de la régression (Lyngset, 1968a ; Barone, 1996). Plusieurs corps jaunes fonctionnels peuvent être visibles en même temps sur un ovaire. Ils mesurent en moyenne 9 mm de diamètre. La trompe utérine ou oviducte est le conduit qui reçoit les ovocytes libérés par l'ovaire au niveau de l'infundibulum. En effet, ce dernier est ouvert sur la cavité abdominale et recouvre l'ovaire (Figure 11 et Figure 12). Ensuite les ovocytes migrent vers l'ampoule, le lieu de la fécondation. L'isthme faisant la jonction avec l'utérus participe à la remontée des spermatozoïdes vers l'ampoule pendant la phase ovulatoire. Les trompes utérines mesurent 12 à 16 cm de long avec un diamètre variant de 2 à 3 mm vers l'ampoule et de 0,5 à 1 mm au niveau de l'isthme (Barone, 1996). La trajectoire de ce conduit très mobile, décrivant de nombreuses flexuosités. Enfin, l'oviducte s'ouvre dans l'utérus par l'ostium utérin, mais cette jonction ne montre pas de démarcation nette chez la chèvre.

1.2) **Structure interne de l'ovaire**

La medulla ou zone vasculaire est la structure présente au centre de l'ovaire. Elle contient les vaisseaux arrivant par le hile, des fibres musculaires lisses et du tissu conjonctif. La zone périphérique correspond au cortex ou zone parenchymateuse, où se trouvent les follicules et les corps jaunes à différents stades d'évolution. L'ensemble est recouvert d'une albuginée (Figure 10). Les follicules sont des organites formés de cellules folliculaires et contenant l'ovocyte. Le corps jaune est l'évolution finale d'un follicule après l'ovulation.

Chapitre II : Rappels d'anatomie et de physiologie de la reproduction des caprins

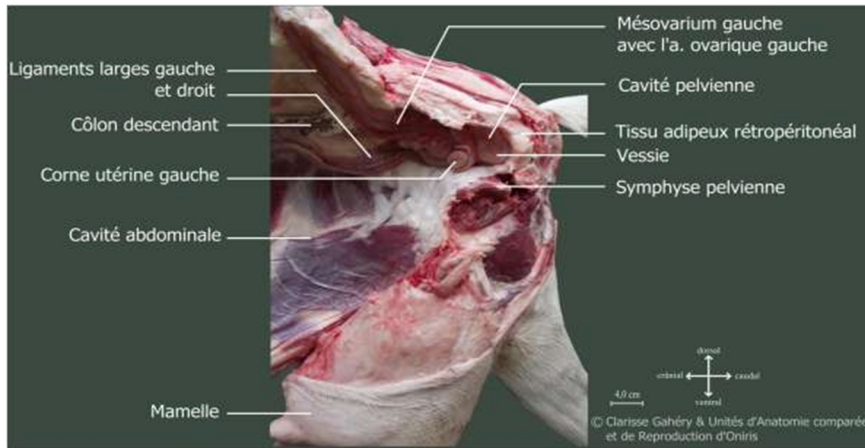


Figure 9 : Appareil génital de la chèvre en place, en vue latérale gauche.

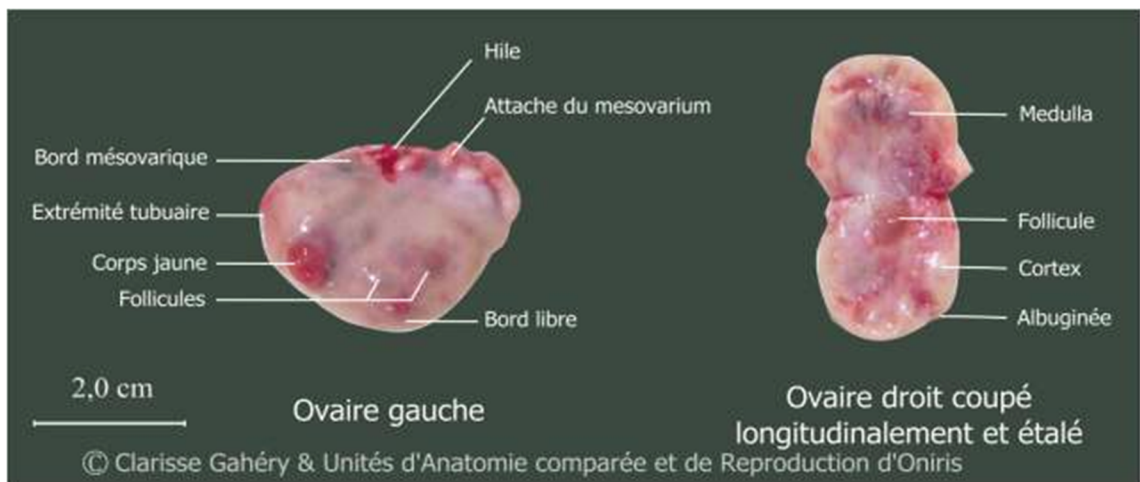


Figure 10 : Conformation et structure de l'ovaire de la chèvre (2,5 cm x 3,3 cm pour l'ovaire gauche et 2,0 x 2,0 cm pour l'ovaire droit).

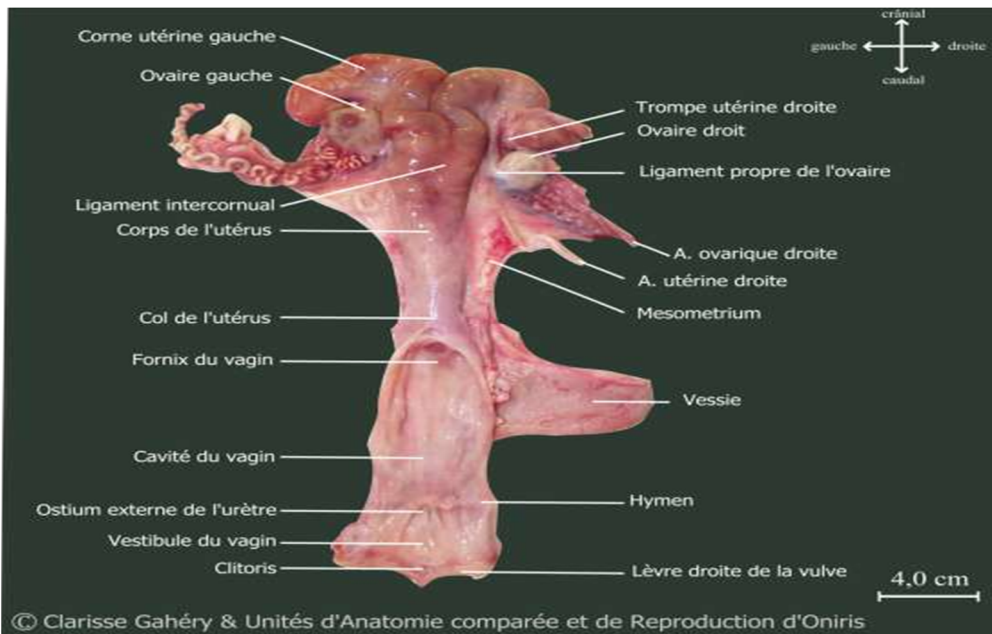


Figure 11 : Appareil génital de la chèvre, isolé après ouverture dorsale du vagin et de la

partie urogénitale, en vue dorsale.

2) L'utérus

2.1) Conformation, forme et consistance

L'utérus, appelé aussi matrice en langage courant se divise en trois entités : les cornes, le corps et le col (Figure 11). Les deux cornes ont un aspect de cône enroulé en spirale. Elles reçoivent les ovocytes après leur passage dans l'oviducte et elles abritent le développement des fœtus pendant la gestation. Avec l'aide de ses contractions musculaires, le fœtus est expulsé vers l'extérieur au moment de la mise-bas (Barone, 1996). Les cornes s'incurvent crânialement en hélice et elles se terminent de façon effilée et flexueuse. Leur diamètre diminue progressivement en direction des trompes utérines. Leur longueur varie selon la race et les individus, de 12 à 29 cm (Barone, 1996). La base des deux cornes est unie par du tissu conjonctif, le ligament intercornual (Figure 9). C'est pourquoi, à première vue, le corps utérin semble plutôt long. Cependant, cette impression est trompeuse, car elle résulte de l'association du corps utérin et de la partie caudale des cornes qui sont longuement accolées l'une à l'autre, dans le plan médian (Dyce et *al.* 2002). L'utérus est dit de conformation *bipartitus*.

Le corps de l'utérus est court, d'une longueur de 0,5 à 3,5 cm (Lyngset, 1968a). Sa taille est variable avec la parité de la femelle (nullipare vs pluripare). Le col de l'utérus ou *cervix* est facilement identifiable du reste de l'utérus par sa consistance dure et fibreuse. Sa longueur varie de 3 à 5 cm. La lumière du col est complètement fermée en dehors de l'œstrus par cinq à huit plis cervicaux de forme circulaire (Figure 12) (Lyngset, 1968a). D'autre part, il est peu saillant dans le vagin, son aspect change en fonction de l'âge, des individus et du moment du cycle œstral. Ainsi, lors de la période péri-ovulatoire le col devient très légèrement ouvert, sa muqueuse est œdématisée et un mucus est élaboré dans les replis, formant alors un milieu favorable pour le stockage des spermatozoïdes.

2.2) Structure interne de l'utérus

La section de la paroi des cornes et du corps met en évidence une muqueuse épaisse, l'endomètre. Ce dernier est gris rosé chez les chevrettes et devient avec le temps brun jaunâtre. Il est plissé et présente de nombreux petits reliefs pédiculés, appelés caroncules (Figure 12). Sur un utérus non gravide, les caroncules sont peu saillantes, mais elles acquièrent une forme particulière lors de la gestation (Barone, 1996). Une Pigmentation des caroncules est parfois observée chez certains individus (Lyngset, 1968a). 70 à 130 caroncules sont réparties dans les deux cornes, leur taille est plus grosse vers le corps et la

Chapitre II : Rappels d'anatomie et de physiologie de la reproduction des caprins

base des cornes (Constantinescu, 2001). Le myomètre est la partie musculaire de la paroi utérine. Outre les fibres musculaires, il contient des glandes utérines. L'activité de ces glandes est variable selon le stade du cycle œstral. Les sécrétions synthétisées par ces glandes jouent un rôle essentiel dans le développement de l'embryon. La paroi musculaire du col est très épaisse. Le col renferme des glandes cervicales produisant un mucus.

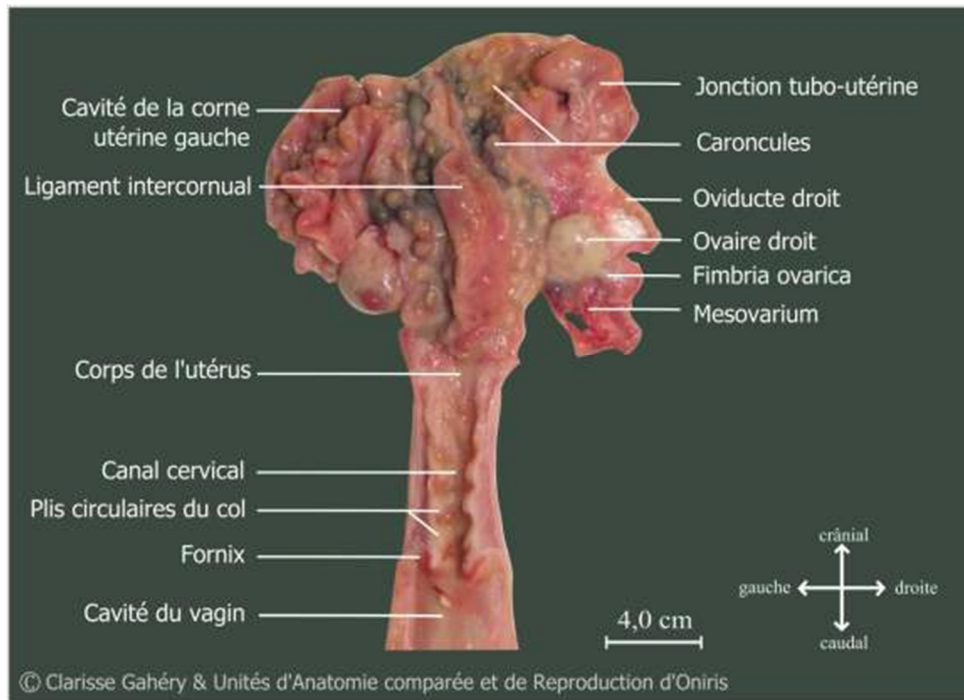


Figure 12 : Conformation intérieure de l'appareil génital de la chèvre après ouverture complète de l'utérus et du vagin.

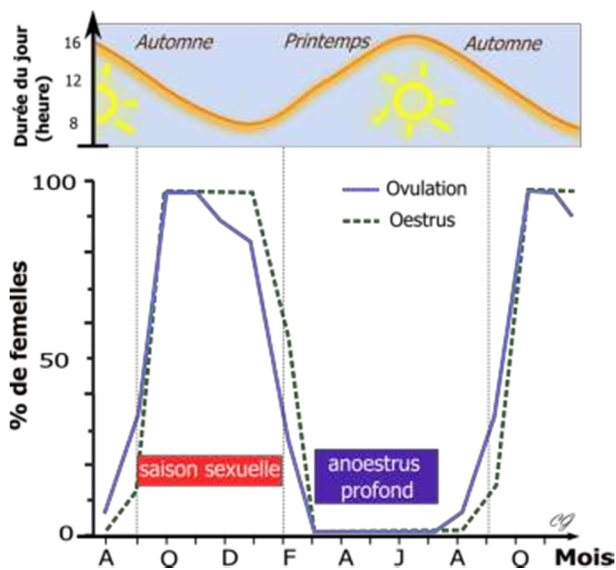


Figure 13 : Variations saisonnières des ovulations et du comportement d'œstrus de la chèvre Alpine (adapté de Baril et al. 1993).

3) **Le vagin**

Le vagin constitue avec le vestibule du vagin et les lèvres de la vulve, l'organe copulateur de la femelle : ceux-ci reçoivent le pénis lors de l'accouplement. Il est délimité crânialement par le col de l'utérus et caudalement par l'orifice de l'urètre et les vestiges de l'hymen (Figure 11). Il est impair et aplati dans le sens dorso-ventral. Il mesure en moyenne 7,5 cm (Lyngset, 1968a). Ses parois sont minces et très extensibles : elles se dilatent fortement pour laisser passer les fœtus (Barone, 1996). La muqueuse tapissant le vagin est de couleur jaune rosé et plutôt portée sur le rouge en période d'œstrus. Par ailleurs, elle est caractérisée par des plis longitudinaux. Autour du col utérin, le repli de la muqueuse crée un cul de sac circulaire appelé *fornix* (Figure 11). Chez la chèvre, le vagin est dépourvu de canaux de Gärtner, vestige du conduit mésonéphrotique. Par ailleurs, chez les ruminants, l'hymen est une cloison mince et incomplète qui tend à s'effacer avec l'âge.

Le vestibule du vagin

Le vestibule est un conduit large mesurant 2 à 3 cm. Sur le plancher, s'ouvre l'ostium externe de l'urètre. Ce dernier est étroit chez la chèvre, puis il est doublé vent râlement par un diverticule suburétral peu profond (Figure 11). Le vestibule du vagin est incliné vers la vulve, en direction ventro-caudale. Les parois sont moins extensibles que celles du vagin (Dyce *et al.* 2002). Il est tapissé intérieurement par une muqueuse rose jaunâtre, d'aspect finement granuleux correspondant à des nodules lymphatiques (Barone, 1996). D'autre part, la chèvre est dépourvue de glande vestibulaire majeure.

4) **La vulve**

La vulve est la partie externe de l'appareil génital femelle s'ouvrant au niveau du périnée. Elle est formée d'une paire de lèvres qui se joignent aux commissures dorsale et ventrale (Figure 11).

Le clitoris, très court est un équivalent rudimentaire du pénis. Il se situe en région inférieure et forme une courte pointe, cerclée à la base par un sillon représentant la fosse du clitoris.

PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

Reproduction et cycle de production de la chèvre

1- La saison sexuelle

L'espèce caprine manifeste une variation saisonnière de l'activité sexuelle qui est plus ou moins marquée selon la race, la latitude et d'autres facteurs environnementaux.

Lorsque la durée du jour s'allonge, l'activité de reproduction devient minimale voire nulle (Delgadillo et *al.* 1999).

1.1- Le repos sexuel du bouc

Les boucs en dehors de la saison de reproduction manifestent une diminution du comportement sexuel et de la spermatogenèse (Baril et *al.* 1993). Les phénomènes suivants sont observés :

- Le nombre de chevauchements et de saillies deviennent quasiment nul chez tous les mâles. Le temps de réaction est largement augmenté. (Baril et *al.* 1993).
- Le poids des testicules, un reflet de l'activité spermatogénique, est diminué. Une moyenne de 100 grammes par testicules est constatée en mars comparativement à plus de 150 grammes en septembre chez le bouc Alpin ou Saanen (Delgadillo et *al.* 1991).
- La qualité de la semence est altérée. La diminution de la motilité des spermatozoïdes est associée à une baisse sévère de leur fertilité (Delgadillo et *al.* 1992).

1.2- Le repos sexuel de la chèvre

La période d'œstrus (de mars à fin août en France) se traduit par l'absence de cyclicité sexuelle. Les femelles cessent de manifester des chaleurs et des ovulations pendant cette période (Figure 13). De plus, des œstrus sans ovulation et des ovulations silencieuses sont observés au début et à la fin de la saison sexuelle.

2- La durée de la saison sexuelle et ses facteurs de variations

Le moment d'apparition et la durée de la saison sexuelle varient selon plusieurs facteurs : la latitude, le climat, la race et la présence de partenaires sexuels.

2.1- 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. Par exemple, la chèvre Créole de Guadeloupe, race tropicale, ne marque pas de repos sexuel à l'exception d'une petite diminution pendant les mois de juin et juillet (Baril et *al.* 1993). Au contraire, la plupart des autres races expriment sous des latitudes tempérées ou subtropicales une activité sexuelle saisonnière marquée (Leboeuf et *al.* 2008). En France, la saison de reproduction commence en septembre et se termine à la fin de l'hiver vers mars (Fatet et *al.* 2011). Au contraire, en Australie, les chèvres se reproduisent entre avril et août (Restall, 1992). Pour la chèvre suédoise Landrace, la durée est courte puisque limitée aux mois d'automne (Fatet et *al.* 2011). De ces observations, on ne retient que l'activité sexuelle des caprins est en étroite relation avec les saisons caractérisées par la durée du jour.

2.2- La race

Le caractère saisonnier de la reproduction est sous l'influence de critères génétiques (Chemineau et *al.* 2010). Selon les races, les caprins montrent une saisonnalité plus ou moins marquée avec la possibilité ou non de modifier ce caractère en changeant de latitude. Par exemple, en Amérique du Nord, les chèvres Alpine, Saanen et LaMancha restent très saisonnées (d'août à février) alors que les races Anglo-nubienne ou Pygmée le sont très peu (Hafez, 1993 ; Amoah et *al.* 1996).

2.3- Les interactions entre individus

L'introduction d'un bouc dans un lot de chèvres quelques semaines avant le début présumé de l'œstrus, déclenche l'apparition de chaleurs. La saison de reproduction est alors avancée (Chemineau, 1989). Ce phénomène, appelé effet mâle est dû à la perception par les femelles de stimulus provoqués par le bouc ardent : odorat principalement, comportement sexuel et vocalises (Gelez et Fabre-Nys, 2004 ; Delgadillo et *al.* 2006)

Par ailleurs, la mise en contact de femelles induites en œstrus avec des chèvres en anœstrus déclenche l'ovulation pour ces dernières (Restall et *al.* 1995). Pareillement, des boucs en période de repos sexuel au contact de chèvres cyclées acquièrent une augmentation de leur comportement sexuel (Carrillo et *al.* 2011).

3- Le contrôle photopériodique de la saisonnalité sexuelle

Sous des latitudes hautes ou moyennes, le principal facteur environnemental affectant la saisonnalité est la variation de la photopériode. La photopériode se définit par la durée d'éclairement quotidien. La variation annuelle de la durée du jour et l'activité sexuelle des caprins évoluent en sens inverse (Figure 13).

- L'activité sexuelle se déclenche tandis que la durée d'éclairement quotidien diminue. Cela correspond à l'arrivée de l'automne sous nos latitudes.
- L'activité sexuelle diminue voire s'arrête lorsque les jours se rallongent au printemps.

La fonction sexuelle peut être induite artificiellement en manipulant la photopériode perçue par les animaux. Néanmoins, il a été observé qu'une succession de jours courts à des jours longs est nécessaire pour induire l'activité sexuelle. En effet, quand les chèvres sont exposées durablement à des jours courts, la cyclicité sexuelle ne persiste pas. Un état réfractaire au stimulus des jours courts se met alors en place. Pareillement, les jours longs ne sont pas indéfiniment inhibiteurs. Finalement, c'est le passé photopériodique qui détermine la stimulation du comportement sexuel, en comparaison avec le cycle circannuel (Chemineau

Chapitre II : Rappels d'anatomie et de physiologie de la reproduction des caprins

et *al.* 1992 ; Gómez-Brunet et *al.* 2010). La lecture de la photopériode s'effectue en comparaison avec le rythme circadien (rythme biologique endogène de 24 heures environ). Dans ce cycle circadien, il existe une phase où les animaux sont sensibles à la lumière. Elle est située 16 à 17 heures après l'aube et constitue le point de repère et entraîneur de ce cycle (Leboeuf et *al.* 2008). Ainsi, un jour long est perçu s'il y a l'existence d'une correspondance entre la présence de lumière et la phase photosensible

Plus généralement, l'intégration de la photopériode chez les mammifères est liée à la sécrétion d'une hormone : la mélatonine. L'information (éclairage ou obscurité) est captée par la rétine. Elle est ensuite transmise par voie nerveuse via les noyaux supra-chiasmatiques et les ganglions cervicaux supérieurs jusqu'à la glande pinéale ou épiphyse (Thiéry et *al.* 2002). Pendant la période nocturne, les pinéalocytes (cellules spécialisées de la glande pinéale) élaborent la mélatonine sous le contrôle d'enzymes, dont l'activité est sensible à la lumière. L'hormone est ensuite libérée dans la circulation générale (Chemineau et *al.* 1996). Elle est ainsi le messager permettant au système nerveux central d'interpréter le signal photopériodique. Chez les caprins, la production de mélatonine varie au cours des saisons (Figure 14). En automne les nuits deviennent longues, alors la mélatonine est sécrétée en grande quantité. Au contraire, lorsque les nuits se raccourcissent avec la venue du printemps, la sécrétion quotidienne est moindre (Chemineau et *al.* 1996).

La mélatonine, messagère de la variation photopériodique module l'intensité de la libération de la gonadolibérine. La diminution de la photopériode, corrélée à augmentation de la sécrétion de mélatonine, stimule la libération de GnRH (Figure 15) (Chemineau et *al.* 1996). D'autre part, l'intensité de la rétroaction négative exercée par l'œstradiol 17 β sur la sécrétion de LH est aussi saisonnière. En effet, la mélatonine module le rétrocontrôle de l'œstradiol : elle le renforce au cours des jours longs. Par conséquent la production de LH est moindre (Thiéry et *al.* 2002).

L'alimentation, la disponibilité alimentaire et le climat

Le climat, déterminé par la température et l'humidité, influence la saisonnalité de l'activité sexuelle des caprins, principalement chez les races peu saisonnées (Amoah et *al.* 1996). Par ailleurs, en milieu tropical, le manque de disponibilité alimentaire induit une période d'anœstrus et peut alors raccourcir la saison sexuelle. Après la saison de pluie, l'alimentation étant plus abondante, l'activité sexuelle reprend assez vite (Hafez, 1993). En effet, l'alimentation agit sur le système nerveux central. Ainsi, l'apport d'une ration riche en énergie provoque une augmentation de la FSH et de la taille des testicules ; une

augmentation de la fréquence des pulses de LH (effets observés six semaines après le début de la transition alimentaire ; Walkden-Brown et Bocquier, 2010). L'axe hypothalamo-hypophysaire est sensible à l'adéquation entre la disponibilité alimentaire et les réserves énergétiques corporelle. La leptine, molécule reflétant les réserves adipeuses stimule la sécrétion de LH et FSH (Walkden-Brown et Bocquier, 2010).

5- La fonction sexuelle du bouc

1. La puberté

La puberté se caractérise chez le mâle par les acquisitions successives de la spermatogenèse, de l'élaboration du sperme puis du comportement sexuel. Les premiers éjaculats féconds sont produits en moyenne vers l'âge de 4 à 6 mois (Hafez, 1993), cela correspond à des animaux pesant 40 à 70 % du poids vif adulte (Walkden-Brown et Bocquier, 2010). Néanmoins, la qualité de la semence à cet âge est très médiocre. Ensuite, le volume et la concentration spermatique de l'éjaculat augmentent peu à peu jusqu'à l'âge de 2 ans (Goyal et Memon, 2006). De même, la motilité massale et le pourcentage de spermatozoïdes motiles, deux critères de la qualité séminale, augmentent jusqu'à la maturité sexuelle et continuent à s'améliorer (Becker- Silva et *al.* 2000).

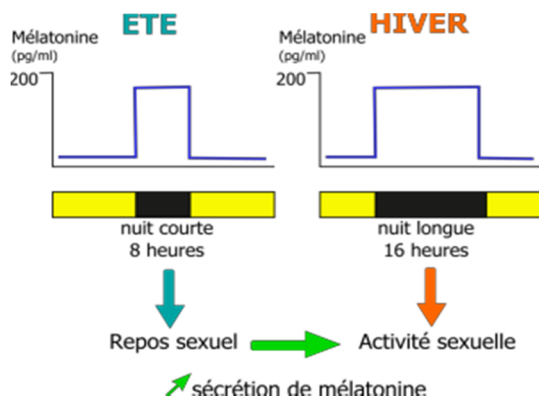


Figure 14 : Sécration de mélatonine au cours des saisons d'été et d'hiver (adapté de Chemineau et al. 1992).

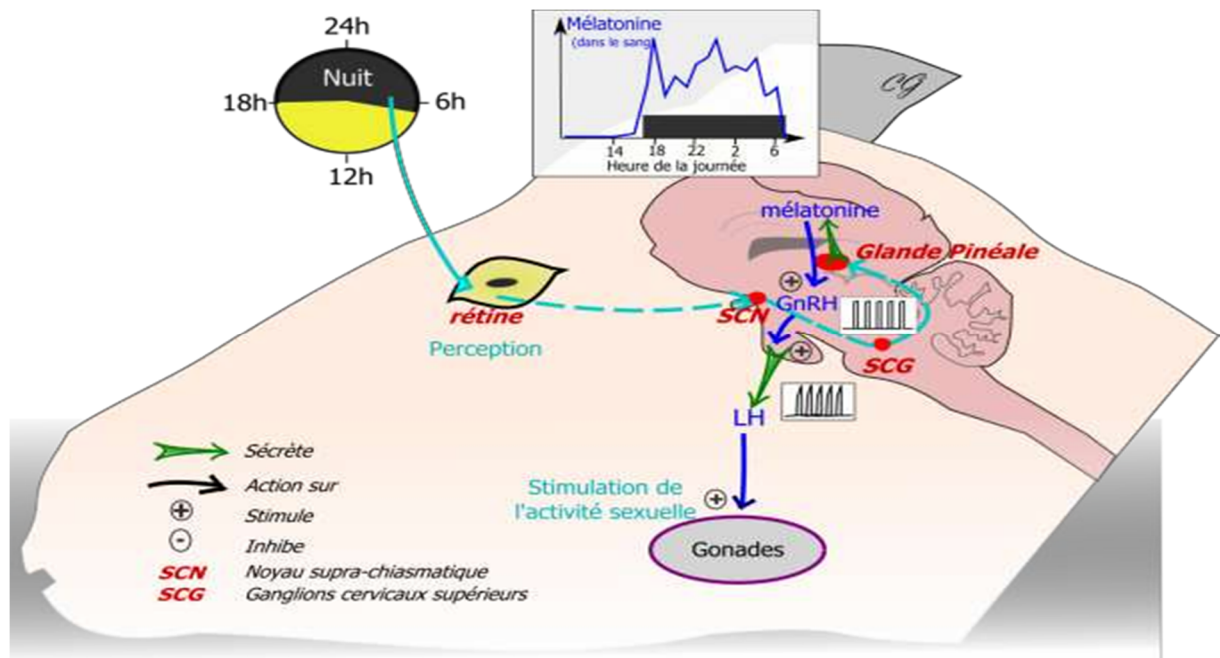


Figure 15: Contrôle de la photopériode sur le système nerveux central.

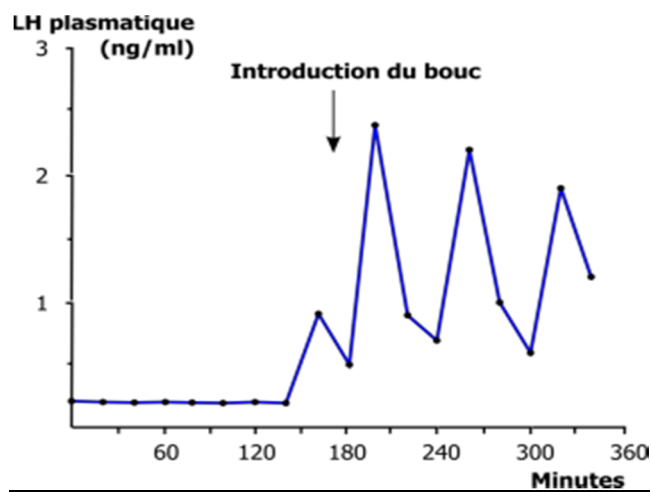


Figure 16: Augmentation des pulses de LH chez la chèvre suite à l'introduction d'un bouc (Chemineau 1989).

D'une part, l'apparition de la puberté est sous contrôle génétique. Par exemple, les boucs Nubiens sont pubères vers l'âge de 4 à 5 mois alors que les boucs de race Pygmée le sont vers 2 à 3 mois d'âge (Goyal et Memon, 2006). D'autre part, la venue de la puberté est aussi influencée par L'alimentation, le système d'élevage, la température, le photopériodisme et le poids corporel (Adam et Robinson, 1994). Les mâles bénéficiant d'une bonne alimentation et de bonnes conditions d'élevage sont sexuellement plus précoces que leur congénères du même âge (Delgadillo et *al.* 2007 ; Walkden-Brown et Bocquier, 2010).

2. La spermatogenèse et la formation de la semence

2.1. La spermatogenèse

La spermatogenèse est un phénomène continu débutant à la puberté, qui aboutit à la production d'un grand nombre de spermatozoïdes à la suite d'une séquence d'évènements cellulaires (divisions et différenciations cellulaires). Les tubes séminifères sont le lieu de fabrication des gamètes, où les cellules de la lignée spermatogénique sont associées à des cellules de soutien appelées cellules de Sertoli (Figure 17) (Thibault et Levasseur, 2001).

Les cellules souches (spermatogonies), situées en périphérie de l'épithélium séminal, se divisent continuellement par mitose pour conserver un pool constant de cellules. Des spermatogonies entrent en phase de différenciation pour donner des spermatocytes primaires (spermatocytes I) à la suite d'une mitose. Ensuite, deux méioses s'enchaînent pour former d'abord des spermatocytes secondaires (spermatocytes II), puis des spermatides. Ces dernières entament alors leur différenciation en spermatozoïdes, une étape appelée spermiogenèse. Lors de cette phase, les spermatides subissent de nombreuses modifications structurales : réorganisation du noyau, développement et mise en place de l'acrosome, assemblage des structures de la queue et réorganisation du cytoplasme. Les spermatozoïdes sont ensuite libérés dans la lumière du tube séminifère. Finalement, chaque spermatocyte produit quatre spermatozoïdes (Thibault et Levasseur, 2001).

Chapitre II : rappels d'anatomie et de physiologie de la reproduction des caprins

La durée de la spermatogenèse est constante pour une espèce au cours de la vie. Chez le bouc, il faut 52 jours pour obtenir des spermatozoïdes dans la lumière des tubes séminifères. Ensuite, il faut prendre en compte une dizaine de jours supplémentaires pour l'acquisition du pouvoir fécondant. Ainsi, on retiendra que deux mois sont nécessaires pour la formation de spermatozoïdes féconds.

La production journalière de spermatozoïdes ou DSP (Daily Sperm Production) est de l'ordre de 2,8 à 7,3 .10⁹ spermatozoïdes par jour et par testicule chez le bouc Alpin (Leboeuf et al. 2003) ; de 4,0 à 6,4 .10⁹ spermatozoïdes par jour et par animal chez le bouc Angora (Ritar et al. 1992). La DSP est fonction du rendement des divisions cellulaires, et de la périodicité des divisions des spermatogonies souches qui elle, est fixe. La périodicité est de l'ordre de 10,4 jours chez le bélier et 13,5 jours chez le taureau (Thibault et Levasseur, 2001). Le rendement des divisions des cellules souches varie notamment avec la saison (Delgadillo et al. 1995).

La spermatogenèse est un processus se déroulant à une température inférieure de 3 à 5°C par rapport à la température corporelle. Lors d'un état fébrile ou d'une température extérieure durablement haute, la spermatogenèse est alors affectée (Baril et al. 1993). L'alimentation est un autre paramètre touchant la production de spermatozoïdes par l'intermédiaire de l'axe hypothalamo-hypophysaire mais pas seulement. En effet, certains facteurs agissant directement sur le testicule et son activité ont été mis en évidence (Walkden-Brown et Bocquier, 2010). Des déficits de certaines vitamines (A, B et E), aminoacides ou en minéraux (Sélénium et Zinc) semblent être impliqués dans des cas d'inefficacité de ce processus (Courtens et al. 1998).

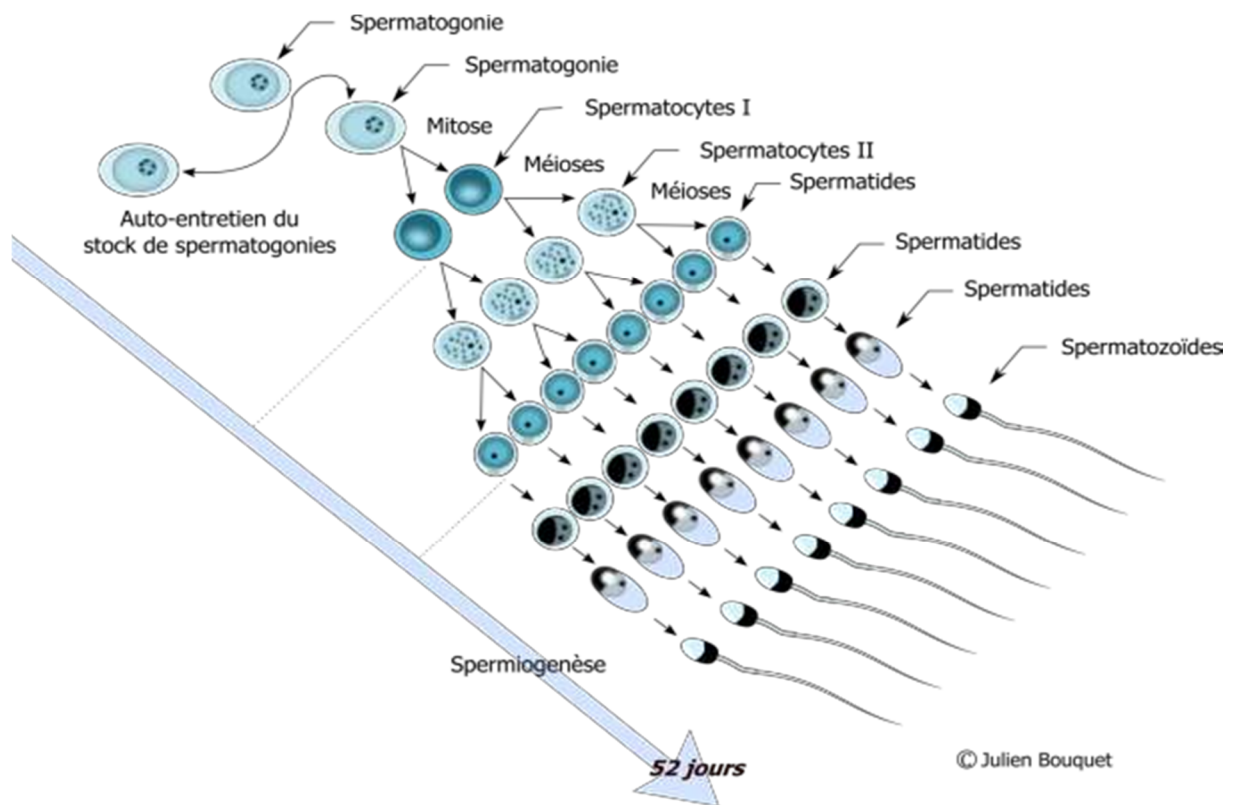


Figure 17 : Les différentes étapes de la spermatogénèse chez le bouc

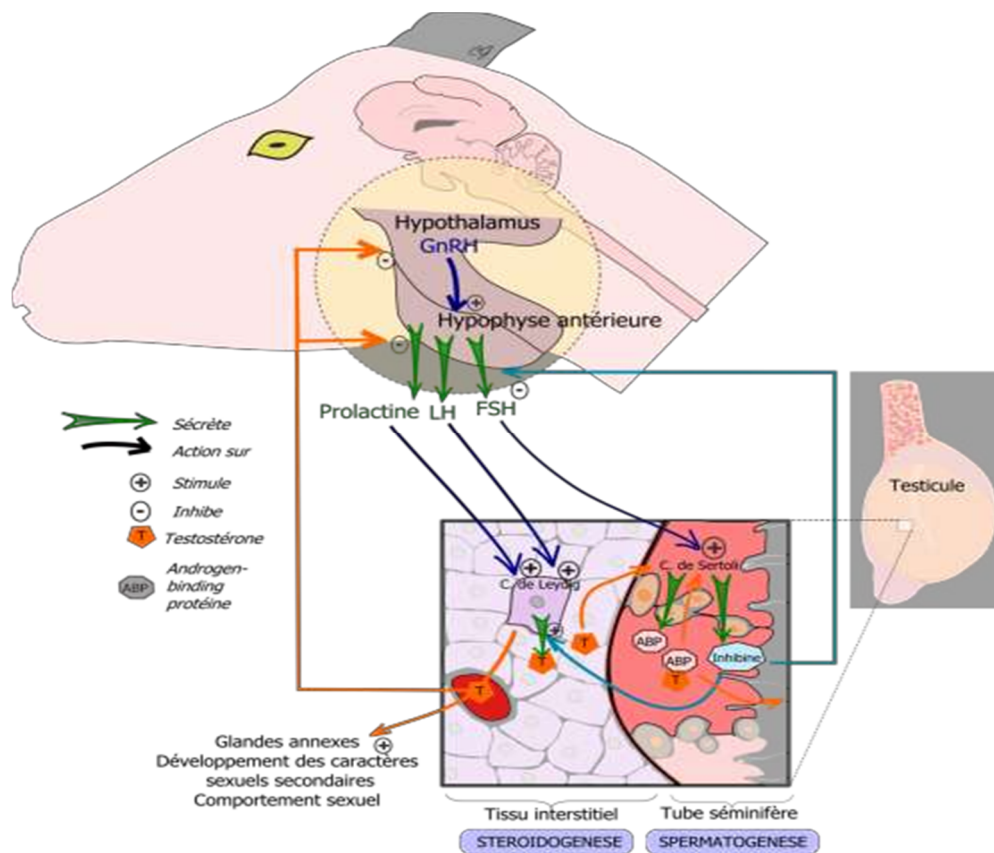


Figure 18 : Régulation hormonale de l'activité sexuelle chez le bouc (adapté de Thibault et Levasseur, 2001 ; Brinsko, 2007).

3. L'acquisition de la fécondance

À la sortie des tubes séminifères, les spermatozoïdes ne sont pas féconds. Ils sont d'abord transportés dans le liquide épидидymaire vers la queue de l'épididyme, où ils seront stockés jusqu'à l'éjaculation. Le transit se déroule sur 10 à 15 jours (Goyal et Memon, 2006) puis les spermatozoïdes peuvent survivre jusqu'à trois semaines dans la queue de l'épididyme (Thibault et Levasseur, 2001). A un temps donné, l'épididyme contient en moyenne 67 % du stock de spermatozoïdes dont 73 % d'entre eux sont réservés au niveau de la queue (Ritar et *al.* 1992). Au cours du passage épидидymaire, les spermatozoïdes subissent une maturation. Ainsi, quelques modifications morphologiques sont apportées sur le noyau et la membrane cytoplasmique. Les gamètes mâles acquièrent alors la capacité de mobilité du flagelle et l'aptitude à féconder.

4. Le plasma séminal

Le plasma séminal a pour rôle de transporter les spermatozoïdes et d'apporter divers éléments essentiels à leur survie (Baril et *al.* 1993). Les sécrétions des glandes annexes forment les $\frac{3}{4}$ du volume séminal. Ce dernier se forme lors de l'éjaculation : les spermatozoïdes quittent la queue de l'épididyme et rencontrent successivement les sécrétions de la prostate, des glandes vésiculaires et des glandes bulbo-urétrales. Elles ont un impact majeur sur la survie et la fécondance des spermatozoïdes (Courtens et *al.* 1998).

- La prostate apporte entre autre zinc et cholestérol qui sont utilisés par les gamètes.
- Les sécrétions de la glande vésiculaire apportent une grande contribution au volume du plasma séminal. Il est riche en fructose, la principale source d'énergie pour les gamètes.

Les sécrétions des glandes bulbo-urétrales sont riches en une phospholipase A, la BUSgp60 (ou aussi appelée enzyme de coagulation du jaune d'œuf). Les produits de l'activité enzymatique de cette lipase deviennent toxiques pour les membranes

- cytoplasmiques. La qualité des spermatozoïdes est alors détériorée (Pellicer-Rubio et Combarrous, 1998 ; Leboeuf et *al.* 2003). Cette particularité de la semence de bouc donne des contraintes pour sa conservation et le maintien de sa qualité après cryoconservation

5. Les caractéristiques de la semence

La semence correspond à la suspension des spermatozoïdes dans un liquide appelé plasma séminal. Les principales caractéristiques de la semence de bouc et de sa production sont présentées dans le Tableau I ci-dessous.

Tableau I : Caractéristiques de la semence de bouc et de sa production (Hafez, 1993 ; Leboeuf et al. 2003 ; Memon et al. 2006).

Aspect/Couleur	<i>variable selon la concentration</i> blanc nacré pour une semence de qualité
Volume (mL) par éjaculat	0,1 à 1,5 mL
Concentration moyenne (spermatozoïdes/mL)	$4 \cdot 10^9$ (2 – 5)
% de spermatozoïdes motiles	80 % (70-90%)
% de spermatozoïdes normaux	80 % (70-90%)
DSO (daily sperm output)	$2,96 \cdot 10^9$ +/- 0,36 spermatozoïdes chez les boucs Alpin et Saanen

Le volume d'un éjaculat est variable selon les saisons, l'âge et les rythmes de collecte de la semence (Manfredi et al. 1998). Il est élevé pendant la saison sexuelle puis il diminue par la suite (Leboeuf et al. 2003). La concentration spermatique est augmentée en dehors de la saison sexuelle (Corteel, 1977), c'est une tendance opposée aux autres paramètres. L'éjaculation quotidienne de spermatozoïdes (DSO) peut correspondre entre 40 et 80 % de la production quotidienne de spermatozoïdes (DSP), lorsque les boucs sont prélevés plusieurs fois par semaine (Leboeuf, et al. 2003). Le pourcentage de spermatozoïdes motiles est plus haut pendant la période de reproduction. Il existe des petites variations du pourcentage de spermatozoïdes anormaux : 5 à 8% pendant la saison et 10 à 18 % en dehors (Corteel, 1977 ; Leboeuf et al. 2003).

6. Régulation hormonale de la fonction sexuelle du bouc

Les principales hormones impliquées dans le contrôle de la fonction sexuelle du bouc sont d'origine testiculaire et hypothalamo-hypophysaire. La testostérone est une hormone stéroïdienne synthétisée par les cellules de Leydig. Ces cellules sont constitutives du tissu interstitiel testiculaire (Figure 18). L'hormone mâle est maintenue à une concentration élevée dans le parenchyme testiculaire grâce à sa liaison avec l'ABP (Androgen-Binding Protein). L'ABP est une protéine produite par les cellules de Sertoli (Thibault et Levasseur, 2001). Elle permet l'action des androgènes sur les cellules de Leydig et leur transport vers

Chapitre II: rappels d'anatomie et de physiologie de la reproduction des caprins

la lumière des tubes séminifères puis vers l'épididyme.

La testostérone régule la fonction sexuelle à plusieurs niveaux (Thibault et Levasseur, 2001):

- la spermatogenèse et la maturation des spermatozoïdes dans l'épididyme sont favorisées
- la stimulation des cellules de Sertoli ;
- la stimulation de la sécrétion des glandes annexes ;
- le développement et le maintien des caractères sexuels secondaires
- la libido.

La testostérone peut être transformée en œstradiol 17β dans les cellules de Sertoli par l'activité d'une aromatasase. Le repos sexuel est caractérisé par un fort rétrocontrôle négatif de l'œstradiol.

L'inhibine, hormone peptidique produite par les cellules de Sertoli, est impliquée dans la stimulation de la stéroïdogénèse.

La LH stimule les cellules de Leydig : chaque pic de LH est suivi rapidement par la libération de testostérone.

La FSH agit principalement sur les cellules de Sertoli, et donc sur la production d'inhibine et d'ABP. D'autre part, la FSH est essentielle pour initier l'activité sexuelle à la puberté et après la période de repos saisonnier.

L'hypophyse antérieure libère la prolactine, une hormone contrôlant l'activité des cellules de Leydig. La prolactine augmente le nombre de récepteurs à LH sur ces cellules ; ainsi elle amplifie l'action de la LH sur la synthèse de testostérone.

Enfin, l'inhibine et les hormones stéroïdiennes exercent un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire. D'une part, l'inhibine agit sur la libération de la FSH au niveau de l'hypophyse. D'autre part les stéroïdes agissent principalement sur la sécrétion et la libération de la LH.

6- La fonction sexuelle de la chèvre

5-1- La puberté

La puberté est la période correspondant à l'acquisition de la cyclicité sexuelle. Elle se manifeste par un premier œstrus chez la chevrette et intervient en moyenne entre le 5^{ème} et le 7^{ème} mois d'âge (Hafez, 1993). Toutefois, l'âge est très variable selon la race, le moment de naissance de la chevrette et le système d'élevage (Freitas et *al.* 2004). Les chèvres de race Pygmée sont pubères dès l'âge de 3 à 4 mois alors que les chevrettes Angora n'atteignent pas

Chapitre II: rappels d'anatomie et de physiologie de la reproduction des caprins

la puberté dès la première saison sexuelle mais seulement vers 18 à 20 mois (Hafez, 1993).

La présence d'une saison d'œstrus provoque l'apparition d'une relation entre la date de naissance et l'âge à la puberté. En France métropolitaine, les chevrettes de race Saanen ou Alpine acquièrent la maturité sexuelle dès l'âge de 7 mois si elles sont nées en début d'année. Les femelles nées après mars atteignent généralement la puberté qu'aux alentours de 16 à 18 mois d'âge.

L'alimentation et le développement corporel de la femelle ont aussi un rôle important sur l'acquisition de la maturité sexuelle. En effet, une ration inadéquate durant la période de croissance retarde le développement corporel et l'apparition de la puberté (Walkden-Brown et Bocquier, 2010). Pour les races peu saisonnées, l'apparition de la puberté est surtout liée au poids de l'animal, soit à partir de 45 % à 50 % du poids vif adulte (Freitas et al. 2004). Dans les faits, tout facteur retardant la croissance de la chevrete (maladies, rations insuffisantes, mauvaise transition au sevrage, etc.) a un impact négatif sur le moment d'apparition des premières chaleurs fertiles.

5-2- La folliculogénèse et l'ovulation

La folliculogénèse est l'ensemble des transformations que subit le follicule du stade fœtal jusqu'à l'évènement d'ovulation. Le follicule est l'organite contenant l'ovocyte. Tous les stades de développement sont observables dans l'ovaire sans cesse remanié.

Au cours du développement embryonnaire, la femelle acquiert un stock prédéfini de follicules primordiaux lors de l'ovogénèse. Néanmoins, beaucoup d'entre eux meurent déjà avant la puberté. La folliculogénèse est un phénomène continu puisque chaque jour, de petits follicules entrent en croissance. Le stock s'épuise donc petit à petit. La chevrete possède 24000 ovocytes à l'âge de 6 mois puis 2000 vers l'âge de 3 ans (Hyttel et al. 2010). En parallèle de la croissance folliculaire, l'ovocyte croît et acquiert des compétences par des processus de différenciation en adéquation avec les cellules qui l'entourent (Thibault et Levasseur, 2001).

1. La folliculogénèse basale

La folliculogénèse basale est un processus de développement long qui débute par l'activation de follicules primordiaux. Les ovocytes augmentent de taille et s'entourent de quelques cellules de granulosa pour former le follicule primaire. Au stade follicule secondaire ou pré-antral, deux couches cellulaires entourent l'ovocyte. Une thèque interne se forme et l'ovocyte s'entoure d'une zone pellucide. Quand le follicule atteint une taille de 0.20 mm, une cavité appelée *antrum* apparaît à l'intérieur de la granulosa et l'ovocyte est excentré. A

Chapitre II: rappels d'anatomie et de physiologie de la reproduction des caprins

ce stade, le follicule tertiaire est équipé d'une thèque externe. Tout au long de ce processus, une grande partie des follicules meurt par atresie (Figure 19, Thibault et Levasseur, 2001 ; Monniaux et *al.* 2009).

En parallèle, l'ovocyte réalise une grande partie de sa croissance et il acquiert la capacité à reprendre la méiose (blocage en fin de prophase). Il est entouré d'un massif de cellules appelé *cumulus oophorus*. La folliculogenèse basale est indépendante des hormones gonadotropes.

2. La folliculogenèse terminale

➤ Le développement des follicules dominants

La folliculogenèse terminale est un processus de croissance rapide du follicule ovulatoire sous le contrôle des gonadotropines. La croissance terminale se déroule par vagues. Ainsi, lors d'une vague Folliculaire, une cohorte de follicules (ceux qui ont un diamètre supérieur à 2 - 3 mm) se développe de façon synchrone, c'est le recrutement. Puis, lors de la sélection, le ou les follicules ovulatoires vont émerger parmi les follicules recrutés et continuent de se développer. Enfin, la dominance est une phase où les autres follicules vont régresser et où tout recrutement de nouveaux follicules est bloqué (Driancourt, 2001). Cependant, cette notion de dominance ne serait pas aussi marquée chez la chèvre par rapport à la vache (Ginther et Kot, 1994 ; Medan et *al.* 2005). Finalement, les follicules non sélectionnés s'atresient (Figure 20). Quant aux follicules dominants, deux issues sont possibles. Ils évoluent soit vers l'ovulation, soit vers l'atresie si cela a lieu pendant la phase lutéale. En parallèle, l'ovocyte finit sa croissance, subit des remaniements du noyau et acquière les capacités pour assurer un développement embryonnaire suite à la fécondation

➤ .Les vagues folliculaires

Les séquences 'recrutement-sélection-dominance', appelées vagues folliculaires se succèdent en continu (Figure 20). Elles se déroulent aussi bien pendant la phase lutéale que pendant la phase folliculaire. Pendant le cycle ovarien de la chèvre, on dénombre généralement 2 à 5 vagues (Ginther et Kot, 1994 ; Medan et *al.* 2005). Un cycle œstral d'une durée de 21 jours comporte souvent quatre vagues folliculaires. Dans ce cas, un nouveau recrutement a lieu tous les 5 à 7 jours (Rubianes et Menchaca, 2003). Les follicules ovulatoires proviennent fréquemment de la dernière vague, mais il arrive qu'ils soient issus deux vagues différentes. Les vagues folliculaires se poursuivent encore en début de gestation (Rubianes et Menchaca, 2003).

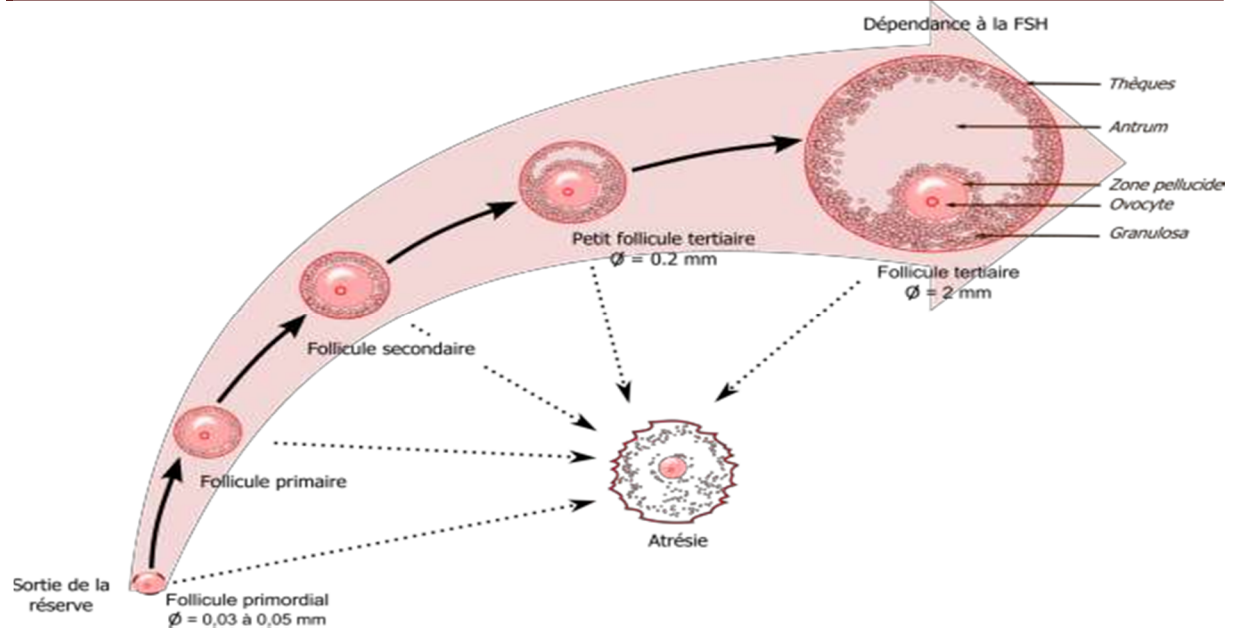


Figure 19 : Les étapes de la folliculogénèse basale.

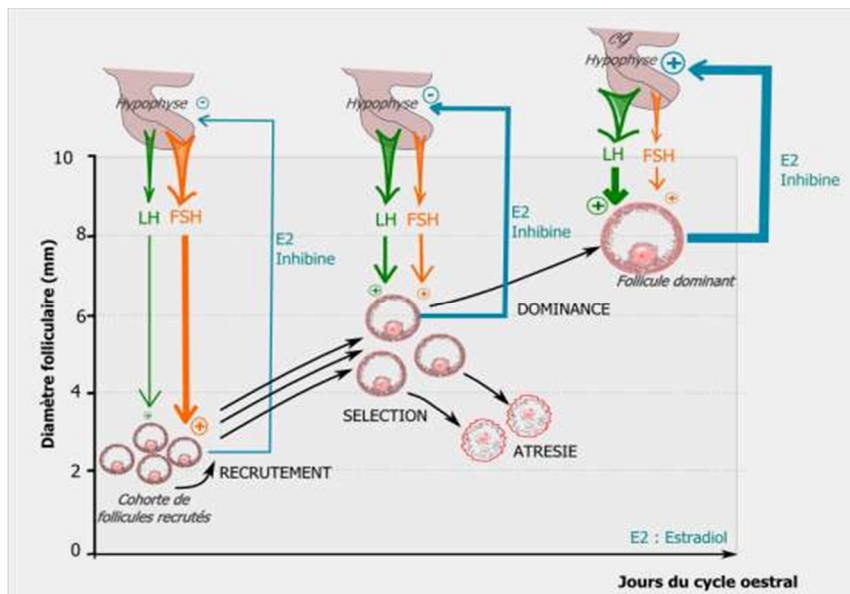
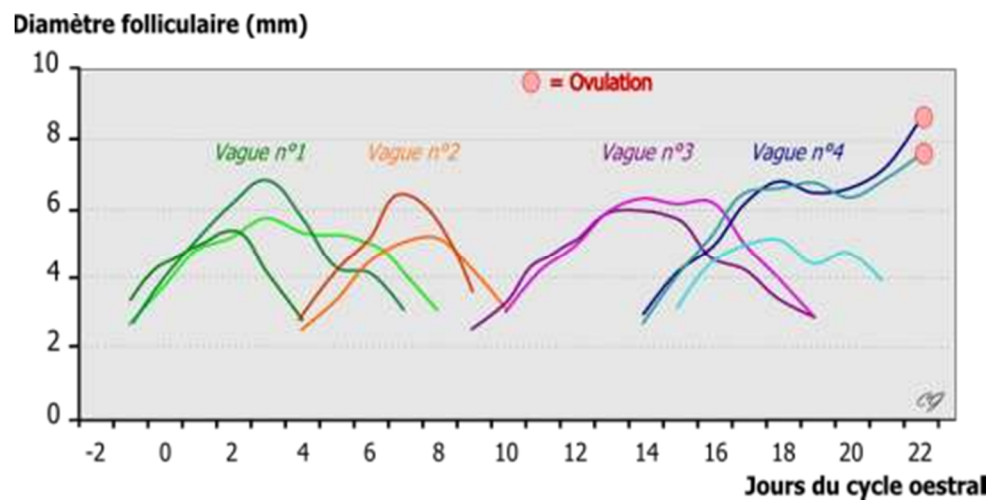


Figure 20 : Les étapes de la folliculogénèse terminale et son contrôle.



Chapitre II: rappels d'anatomie et de physiologie de la reproduction des caprins

Figure 21 : Croissance des follicules recrutés et leur régression au cours d'un cycle œstral constitué de 4 vagues folliculaires, chez une chèvre (Medan et *al.* 2005).

➤ **La régulation hormonale de la folliculogénèse terminale**

Le recrutement est sous le contrôle de la FSH. En effet, chaque vague folliculaire est précédée d'une augmentation de la concentration plasmatique de FSH (Figure 24) (Medan et *al.* 2005). Le développement des follicules ovulatoires jusqu'au stade pré-ovulatoire est stimulé par la LH.

Ensuite, la croissance des follicules recrutés augmente le taux d'œstradiol qui est synthétisé par les cellules de la thèque interne. La production d'inhibine s'élève aussi. Ces deux dernières hormones exercent un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire et font diminuer la libération de FSH. Sous la baisse de FSH, seuls les follicules ayant acquis suffisamment de sensibilité à cette hormone continuent leur développement. Les autres follicules de la cohorte s'atrophient. Alors, les follicules dominants libèrent de plus en plus d'œstradiol, phénomène à l'origine d'un rétrocontrôle positif. Il a été observé que les follicules ovulatoires correspondent souvent aux plus gros follicules lors du recrutement (Ginther et Kot, 1994). Une augmentation des pulses de LH apparaît et assure la suite du développement des follicules dominants. Avec les gonadotropines, de nombreux autres facteurs locaux et endocrinaux interviennent dans la régulation de la croissance folliculaire (Thibault et Levasseur, 2001).

➤ **L'ovulation et la formation du corps jaune**

L'ovulation est un processus complexe où les follicules ovulatoires libèrent leur ovocyte dans la cavité abdominale, au niveau de l'infundibulum. A ce stade le follicule dominant a fini sa croissance terminale, il a atteint un diamètre de 6 à 9 mm (Evans, 2003). Suite au pic de LH, plusieurs événements marquants se passent. Ils sont indispensables pour l'évolution future du follicule et de l'ovocyte (Drion et *al.* 1996 ; Monniaux et *al.* 2009):

- une reprise de la méiose de l'ovocyte : la première division méiotique se termine, puis se bloque en métaphase II. Il devient ovocyte II ;
- la rupture du pôle apical du follicule, résultant d'une fragilisation de la paroi folliculaire qui cède à l'augmentation de la pression intrafolliculaire ;
- une restructuration tissulaire et une différenciation cellulaire à l'origine de la formation du corps jaune. La stéroïdogénèse folliculaire est réorientée vers une production préférentielle de progestérone.

Par la suite, l'ovocyte est libéré 20 heures après le pic de LH, cette durée est plutôt

Chapitre II: rappels d'anatomie et de physiologie de la reproduction des caprins

constante dans l'espèce. La durée de fertilisation de l'ovocyte est limitée, de 10 à 25 heures chez la chèvre (Hafez, 1993). Le nombre de follicules ovulatoires est caractéristique de l'espèce et de la race. Un ensemble de mécanismes complexes de contrôle régule ce paramètre. La chèvre Angora présente 1,2 ovulations par œstrus et ce chiffre est un peu plus élevé pour les chèvres alpines et Saanen (Hafez, 1993). Outre les facteurs génétiques, le nombre d'ovulations par cycle est sous l'influence de l'environnement, de l'alimentation et en particulier de la note d'état corporel (Hafez, 1993 ; Walkden-Brown et Bocquier, 2010).

Enfin, le corps jaune fonctionnel se forme après l'ovulation. Sa mise en place implique de nombreux remaniements du follicule ovulatoire, sous le contrôle de prostaglandines (PGF_{2α} et PGE₂). Les cellules de la thèque interne et de la granulosa se lutéinisent et deviennent sécrétrices de progestérone (Thibault et Levasseur, 2001).

5-3- Le cycle œstral

Le cycle œstral se définit par l'ensemble des changements morphologiques et physiologiques des ovaires et du tractus génital menant à l'expression du comportement d'œstrus, puis à l'ovulation, à la préparation de la fécondation et à l'implantation de l'embryon (Fatet et *al.* 2011). La chèvre est une espèce polyœstrienne saisonnière.

5-3-1- La durée du cycle

En moyenne, un cycle dure 21 jours et plus généralement, entre 18 et 22 jours (Hafez, 1993). Des cycles courts et des cycles longs sont observables chez les chèvres. Selon une étude menée sur des Alpines, 14 % des cycles d'une saison de reproduction sont de courte durée (inférieure à 17 jours) et 9 % sont de longue durée (supérieure à 25 jours) (Chemineau et *al.* 1987 cité par Baril et *al.* 1993).

La fréquence élevée des cycles courts est une caractéristique de l'espèce caprine. Ils apparaissent principalement en début de saison, en période post-partum, après un avortement induit à l'aide d'injection de prostaglandines (Camp et *al.* 1983) et après des ovulations induites par effet bouc (Chemineau, 1989). Ces cycles sont associés à une lyse du corps jaune prématurée ou à l'absence d'ovulation (Camp et *al.* 1983). Dans les faits, les cycles courts sont observés après une période de repos des ovaires. Le follicule ovulatoire de « mauvaise qualité » entraîne la formation d'un corps jaune défectueux. Dans ce cas, le corps jaune ne sécrète pas suffisamment de progestérone pour inhiber une nouvelle ovulation. Ce dernier est donc lysé prématurément (Chemineau et *al.* 2006).

5-3-2- Les étapes du cycle œstral

Le cycle œstral se décompose en quatre phases (Figure 22) :

- ❖ Le pro-œstrus se déroule sur 3 à 4 jours.

C'est l'étape précédant la manifestation du comportement d'œstrus. Elle correspond à la phase de croissance folliculaire terminale de la vague ovulatoire.

- ❖ L'œstrus

C'est la période où la femelle exprime un comportement sexuel. La durée varie en moyenne de 24 à 48 heures avec l'âge, la variabilité individuelle, la race, la saison et la présence d'un mâle (Fatet et *al.* 2011). Pour les races Alpine et Saanen, l'œstrus s'étend sur 31 heures environ (Baril et *al.* 1993)

- ❖ Le post-œstrus se prolonge sur 16 à 18 jours.

Il correspond à la période d'activité d'un ou plusieurs corps jaunes après l'ovulation. Deux phases se différencient:

- ❖ le metœstrus : phase de croissance du corps jaune et d'augmentation de la progestéronémie ;
- ❖ le diœstrus : le corps jaune devenu stable, sécrète la progestérone jusqu'à la lutéolyse.

Le cycle ovarien se définit comme étant l'ensemble des changements de l'ovaire pendant le cycle œstral, dans le but de mener un ou plusieurs follicules jusqu'à l'ovulation. Il est décomposé en deux phases bien distinctes :

- 1) La phase folliculaire se passe sur 4 à 5 jours (Hafez, 1993). Elle correspond à la période de croissance terminale du ou des follicules ovulatoires

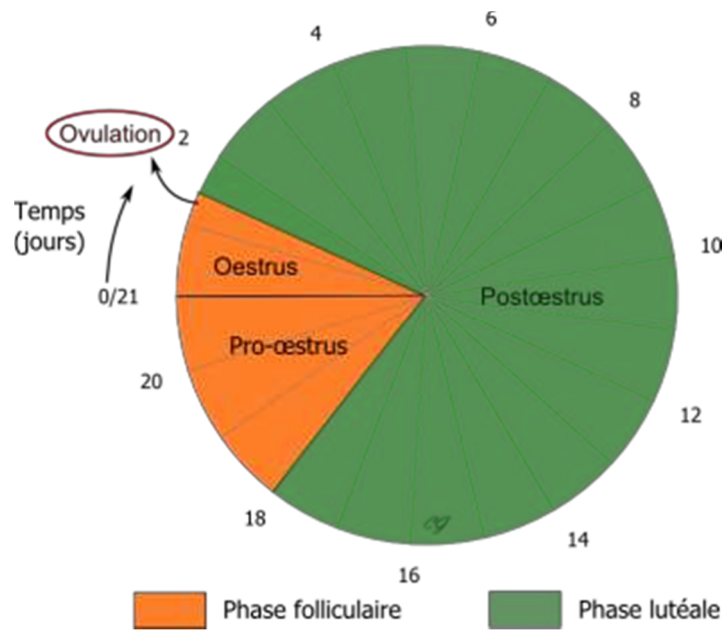
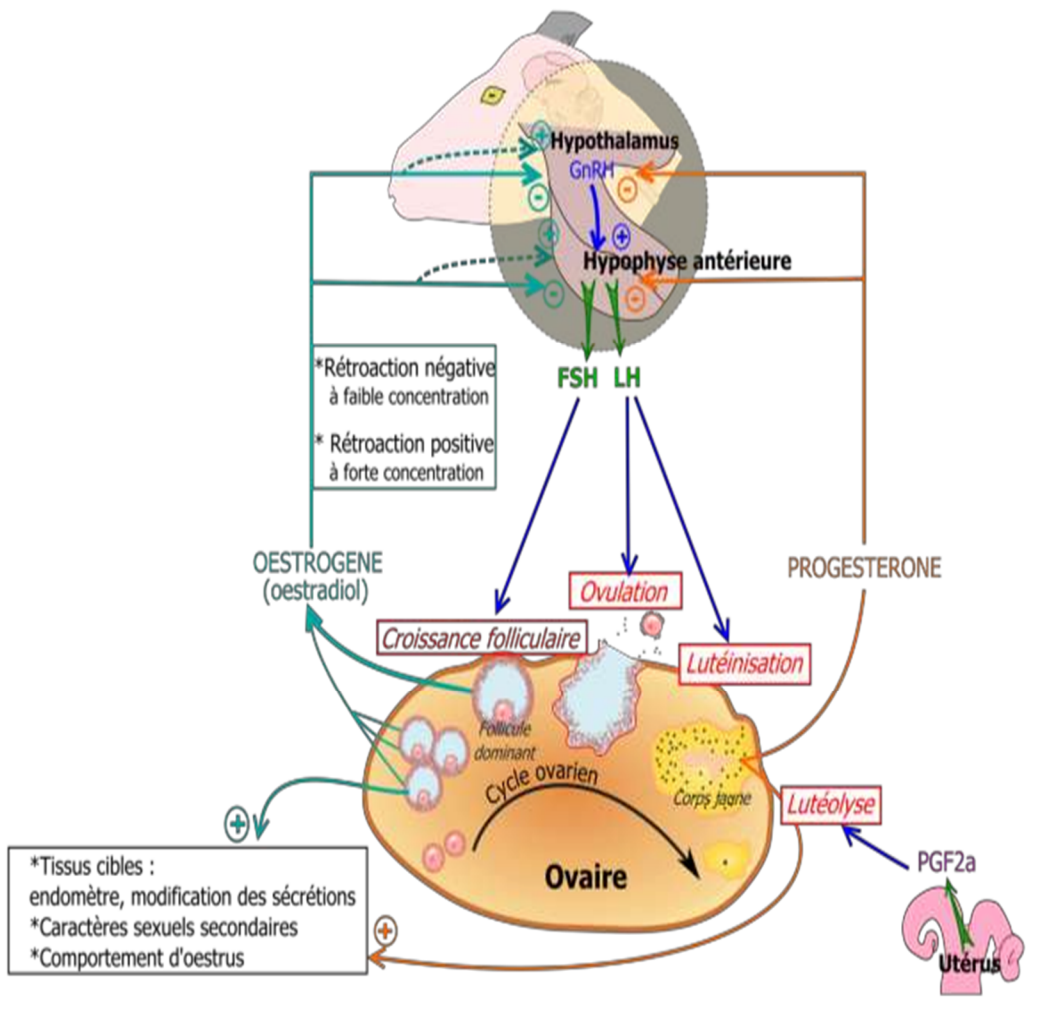


Figure 22 : Diagramme du cycle œstral de la chèvre.



Chapitre II: rappels d'anatomie et de physiologie de la reproduction des caprins

Figure 23 : Régulation hormonale du cycle ovarien de la chèvre.

L'ovulation a lieu de 24 à 36 heures après le début de l'œstrus (Hafez, 1993). Toutefois, ce délai est variable selon la race.

2) La phase lutéale d'une durée de 16 jours en moyenne, démarre après l'ovulation et correspond au développement et à l'activité du corps jaune (Hafez, 1993). En absence de fécondation, la fin de la phase lutéale est marquée par la lyse du corps jaune (lutéolyse) ainsi, un autre cycle reprend. Le tractus génital subit lui aussi des modifications lors du cycle œstral afin de faciliter le passage des spermatozoïdes, la fécondation et l'implantation d'un embryon. (Fatet et al. 2011)

Les muqueuses vaginale et utérine deviennent congestionnées et œdémateuses. Elles sécrètent une quantité importante de mucus, qui est clair au début et devenant plus visqueux et compact vers la fin de l'œstrus.

Le mucus du col utérin produit lors de l'œstrus est plus clair et plus pénétrable pour les spermatozoïdes.

5-3-3- La régulation hormonale de la fonction sexuelle de la chèvre

5-3-4- Les hormones en jeu

De nombreuses hormones sont impliquées dans le contrôle de l'activité ovarienne.

Trois niveaux de contrôle se distinguent :

1. L'axe hypothalamo-hypophysaire

Chez la femelle, l'hormone lutéinisante (LH) active la maturation des follicules et provoque l'ovulation, puis intervient dans la formation du corps jaune. La FSH stimule la croissance et la

Maturation des follicules ; un léger pic de FSH précède chaque vague folliculaire (Ginther et Kot,

1994) (Figures 23 et 24).

2. Les ovaires

Les gonades interviennent par la sécrétion d'hormones stéroïdiennes :

1. Les œstrogènes (dont l'œstradiol 17β) sont issus de la transformation des androgènes, sous l'action d'une aromatasé stimulée par la FSH. Cette synthèse a lieu dans les cellules de granulosa.

2. La progestérone est synthétisée principalement par les cellules du corps jaune sous la stimulation de LH.

3. L'inhibine un des peptides produit par les follicules, inhibe la sécrétion de FSH. La synthèse de l'inhibine dépend elle-même des hormones gonadotropes.

3. L'utérus

L'endomètre synthétise la prostaglandine $F_{2\alpha}$, une hormone impliquée dans la lutéolyse, en absence d'embryon.

5-3-5- Les évènements endocriniens associés au cycle sexuel

Pendant la phase folliculaire, avec la synthèse croissante d'œstradiol par le ou les follicule(s) dominant(s), la concentration devient suffisamment élevée pour déclencher le comportement d'œstrus. Par la suite, l'œstradiol sanguin atteint un seuil élevé lui permettant d'exercer un rétrocontrôle positif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire. Cette rétroaction positive induit une décharge importante de LH ; c'est le pic préovulatoire. Le pic se tient sur 8 à 10 heures et son maximum est atteint 10 à 15 heures après le début de l'œstrus (Chemineau et Delgadillo, 1994). Une décharge de FSH de moindre importance est aussi observée (Figure 24).

Le pic de LH induit l'ovulation 20 heures après et provoque la transformation des cellules folliculaires en cellules lutéales. Le corps jaune se développe sous l'action des facteurs lutéotropes, LH et prolactine. La prolactine induit et maintient les récepteurs à LH sur les cellules lutéales (Thibault et Lévassieur, 2001). Le corps jaune est à l'origine de l'augmentation de progestérone dans le sang. La Concentration maximale est atteinte vers le 13^{ème} jour et se maintient jusqu'au 16^{ème} jour du cycle. Pendant la phase lutéale, la progestéronémie s'élève et exerce un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire. Ainsi, les faibles fréquences et amplitudes de LH ne permettent aucune ovulation au cours des vagues folliculaires qui se succèdent vers les 16^{ème} -17^{ème} jours du cycle, la synthèse et la libération de prostaglandines $F_{2\alpha}$ ($PGF_{2\alpha}$) par l'utérus non gravide induit la lutéolyse. Avec la chute de la progestéronémie, le rétrocontrôle est levé. Ainsi, la croissance folliculaire augmente et par conséquent la synthèse d'œstradiol aussi.

En dehors de la saison sexuelle, l'œstradiol 17β exerce un rétrocontrôle négatif important sur l'axe hypothalamo-hypophysaire. L'absence de pic préovulatoire de LH empêche les ovulations et la formation de corps jaune. C'est pourquoi le niveau de progestérone est très bas en période d'anœstrus saisonnier.

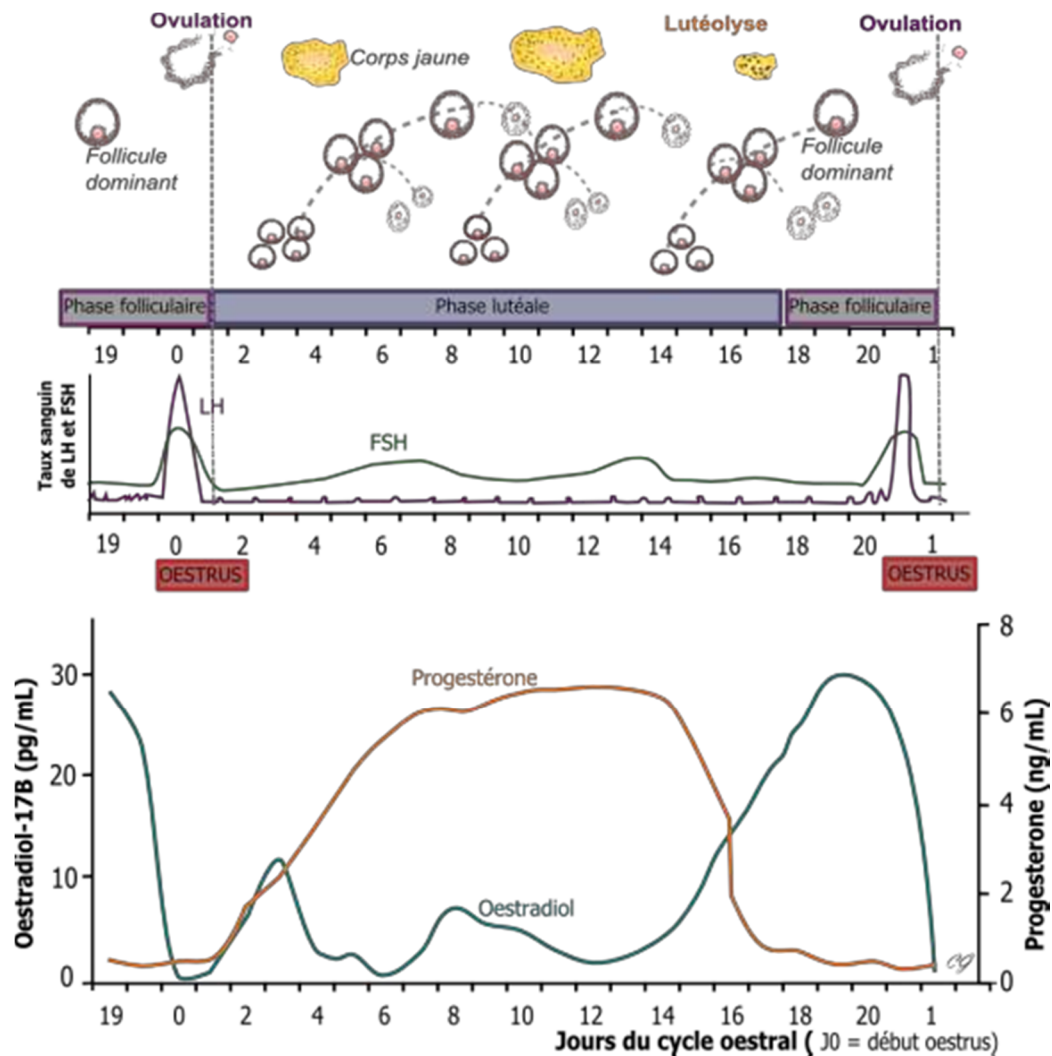


Figure 24 : Profils hormonaux et cycle ovarien au cours du cycle sexuel chez la chèvre (adapté de Baril *et al.* 1993 ; Medan *et al.* 2003).

Chapitre III:

Gestation et parturition

1/ LA GESTATION

1.1/ Caractéristiques de la gestation chez la chèvre

1.1.1/ La durée de gestation

La durée moyenne de la gestation chez la chèvre est de 149 jours, soit environ 5 mois (Hafez, 1993). Néanmoins, de petites variations sont observables en fonction de la race (Tableau II), du nombre de chevreau et des individus : une gestation peut s'étendre de 143 à 157 jours (Peaker, 1978 ; Ayres, 2006).

Tableau II : Durée de gestation et taille des portées chez différentes races (Hafez, 1993 ; Greyling, 2000).

Races	Durée de gestation	Taille de la portée
Alpine	152 j	1.8
Anglo-nubienne	148 j	2.1
Angora	150 j	1.2
Saanen	154 j	1.8
Boer	148 j	1.9

1.1.2/ La taille de portée

La chèvre porte généralement deux chevreaux (Peaker, 1978 ; Amoah et al. 1996). La taille moyenne d'une portée de primipare est plus petite que celle des multipares, puisque pour la plupart d'entre elles, la gestation est simple (un seul chevreau) (Tableau IV) (Peaker, 1978). Le taux de prolificité (rapport du nombre de chevreaux nés sur le nombre de chèvres ayant mis bas) est variable selon les races. Les chèvres Pygmées sont très prolifiques, avec un taux égal à 2,79, alors que pour les chèvres alpines et Saanen, le taux avoisine 1,8 (Tableau III) (Amoah et al. 1996).

Tableau III : Taille de la portée chez les primipares et les multipares (Peaker, 1978).

Taille de la portée	Répartition des gestations (% de gestation (<i>effectif</i>))		
	Primipares	Multipares	Total
1	51% (101)	20% (55)	33% (156)
2	44% (88)	60% (162)	54% (250)
3	5% (10)	18% (47)	12% (57)
4	0% (0)	2% (5)	1% (5)

Le contrôle hormonal de la gestation

L'importance de la progestérone

La progestérone est nécessaire au maintien de la gestation. Tout d'abord, la progestéronémie est faible de la saillie jusqu'au 6^{ème} jour (0,2 à 0,6 ng/ml) : c'est l'édification du corps jaune. Puis elle augmente notablement les trois semaines suivantes, pour se maintenir à un niveau élevé (6 à 8 ng/ml) jusqu'à la 19^{ème} semaine environ (Figure 26) (Thorburn et Schneider, 1972; Sousa *et al.* 2004).

Chez la chèvre, le ou les corps jaune(s) de gestation assure(nt) la synthèse de cette hormone tout au long de la gestation. Il n'y a pas de relais placentaire comme chez vache ou la brebis (Sheldrick *et al.* 1981). L'établissement et le maintien de la gestation s'accomplissent grâce aux interactions entre le *conceptus*, l'utérus et le corps jaune. La progestérone, indispensable pour la mise en place et le maintien de la gestation ; elle agit à plusieurs niveaux.

- ✓ L'axe hypothalamo-hypophysaire sur lequel elle exerce un rétrocontrôle négatif, ce qui entraîne un arrêt des cycles.
- ✓ L'utérus se caractérise par un développement des glandes de l'endomètre utérin. D'autre part, les contractions du myomètre sont bloquées, l'utérus reste à l'état quiescent.
- ✓ La mamelle, subit des modifications en fin de gestation : la progestérone stimule le développement des alvéoles des glandes mammaires.

Du corps jaune cyclique au corps jaune gestatif

Chez les ruminants, deux grands mécanismes contrôlent la transformation du corps jaune cyclique en corps jaune gestatif (Figure 25) (Thibault et Levasseur, 2001).

- Les hormones lutéotropes, la LH et la prolactine, interviennent et agissent en synergie. En effet, leurs actions sur le corps jaune sont toutes deux nécessaires pour obtenir une sécrétion suffisante de progestérone (Thibault et Levasseur, 2001).
- L'effet lutéolytique de la PGF2 α est bloqué par l'action du *conceptus* sur l'utérus. Un signal de reconnaissance de la gestation est produit par le trophoblaste à un stade

parturition

précoce. Ainsi, l'interféron τ (IFN τ) appelé trophoblastine est un des premiers acteurs essentiels pour le maintien du corps jaune. Il inhibe la sécrétion endométriale pulsatile de PGF 2α et limite l'expression du récepteur à l'ocytocine sur l'utérus. L'ocytocine ne peut donc plus activer la synthèse utérine de PGF 2α et sa libération. D'autre part, l'interféron τ stimule la sécrétion de prostaglandines E 2 , une autre hormone lutéotrope (Thibault et Levasseur, 2001).

- Les trophoblastes synthétisent l'IFN τ caprine entre le 14^{ème} et le 17^{ème} jour de gestation. Dès le 18^{ème} jour, au moment de l'implantation de l'embryon, la molécule n'est plus présente dans le milieu utérin (Guillomot et *al.*, 1998).

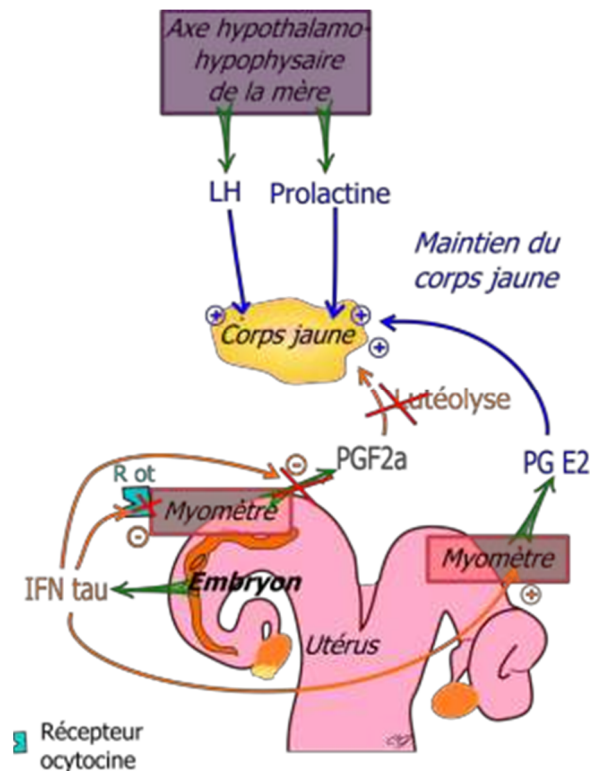


Figure 25 : Mise en place et maintien de la gestation.

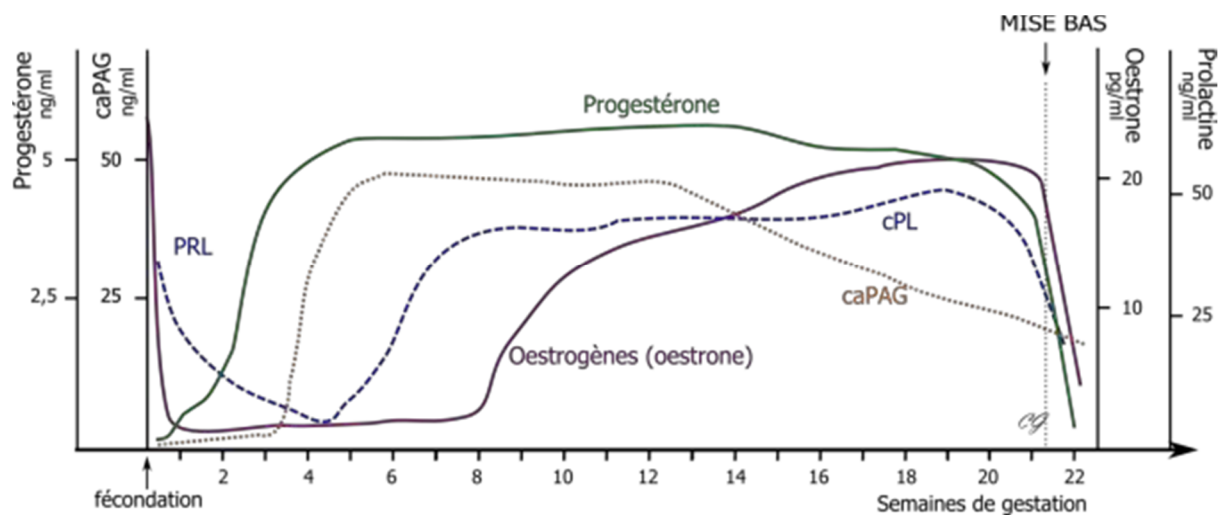


Figure 26 : Variations de la progestérone, des œstrogènes (œstrone), de la PAG caprine et de la prolactine maternelle (PLR) et fœtale (cPL) chez la chèvre gestante (d'après Kandiel et *al.* 2010 ; Thorburn et Schneider 1972 ; Gonzalez et *al.* 2000).

Les principales variations hormonales au cours de la gestation

Outre la progestérone, d'autres hormones subissent un changement de leur profil sécrétoire durant la gestation.

Les œstrogènes

Après un pic atteint avant l'ovulation, le taux d'œstradiol diminue au cours des 30 premiers jours de gestation. L'origine des œstrogènes dépend du stade de gestation. Au début, ils proviennent des ovaires. Ils sont ensuite produits par le placenta. Ainsi, le sulfate d'œstrone est le principal œstrogène présent dans la circulation maternelle durant la gestation. L'augmentation devient importante vers le 2^{ème} mois puis elle est maximale vers la 17^{ème} semaine. Le sulfate d'œstrone est détectable dans le sang ou dans le lait à partir de 40 à 50 jours de gestation (Sousa et *al.* 2004). Les œstrogènes assurent un environnement favorable au blastocyste, puis ils interviennent dans l'implantation, la croissance de l'utérus et le développement de la glande mammaire.

L'hormone lactogène placentaire (PL)

Cette hormone appelée aussi hormone chorionique somatomammotropine (CS) est sécrétée par le placenta ; plus précisément par les cellules binucléées trophoblastiques. Elle se détecte dans le sang maternel vers les 44-48^{ème} jours de gestation (Sousa et *al.* 2004). Ensuite, sa concentration augmente fortement jusqu'à atteindre son maximum entre les 110^{ème} et 130^{ème} jours (Currie et *al.* 1977 ; Byatt et *al.* 1992). Elle intervient pour le maintien et développement du fœtus puis pour la préparation des glandes mammaires.

Les protéines spécifiques de la gestation ou protéines sériques associées à la gestation

Les PSP (Pregnancy Specific Protein) ou PAG (Pregnancy Associated Glycoprotein) sont des marqueurs sériques de gestation. Il en existe différents variants. Ces protéines sont sécrétées par les cellules binucléées du placenta dès l'implantation. Elles deviennent détectables dans le sang maternel dès le 22 et 23^{ème} jour de gestation (3 à 5 ng/ml). La concentration augmente ensuite jusqu'à la 8^{ème} semaine (30 à 50 ng/ml), puis diminue légèrement pour se maintenir ensuite jusqu'à la mise-bas

Par ailleurs, une relation a été observée entre le taux plasmatique de PAG et le nombre de chevreaux (Gonzalez, et *al.* 2000 ; Sousa et *al.* 2004). Ces hormones protéiques peuvent persister dans le sang jusqu'à 50 jours après la parturition. A ce jour, leur rôle n'a pas encore été bien identifié. Néanmoins, le dosage de ces protéines peut être utilisé comme un moyen de diagnostic précoce de gestation et de mortalités embryonnaires (Humblotet *al.* 1999).

Les premières semaines de gestation

La phase d'implantation est une étape délicate ; il est recommandé de ne pas stresser et manipuler les animaux lors des premières semaines de gestation. Le parage des pieds, la vaccination, le changement de bâtiment, le curage de la litière et le changement de régime alimentaire doivent être prohibés. Le stress provoque une augmentation de la cortisolémie qui peut favoriser les mortalités embryonnaires (Romero-R et *al.* 1998). D'autre part, lors de fortes chaleurs, la mortalité embryonnaire précoce est plus élevée (Wolfenson et *al.* 2000 ; De Crémoux et *al.* 2005).

Le diagnostic de gestation

Traditionnellement, les éleveurs peuvent soupçonner une gestation lors d'absence d'un retour de chaleurs, d'une palpation de l'abdomen, d'un élargissement de l'abdomen ou encore d'un développement de la mamelle. Ces indications sont peu précises et/ou tardives (Haibel, 1990). De plus, un état de pseudogestation peut induire en erreur car les symptômes sont similaires à ceux d'une gestation. Pour ces raisons, il est important de procéder à un diagnostic de gestation permettant de répondre à ces problèmes.

Les techniques disponibles

En élevage caprin, l'objectif du diagnostic de gestation est de dépister rapidement les échecs à la fécondation afin de remettre à la reproduction les femelles non gestantes. Différentes techniques pour établir un diagnostic de gestation ont été décrites. Elles sont basées sur des critères cliniques ou des examens de laboratoire. Parmi les méthodes de laboratoire, on identifie les dosages hormonaux (sulfate d'œstrone, et l'hormone lactogène placentaire) et les dosages de protéines spécifiques de la gestation (PSPB ou PAG). D'autre part, les méthodes cliniques disponibles sont la palpation abdomino-rectale et l'ultrasonographie (Sousa et *al.* 2004).

Dosage du sulfate d'œstrone

Le diagnostic par dosage de sulfate d'œstrone repose sur l'augmentation plasmatique de l'hormone, directement liée à la sécrétion par les cellules placentaires. L'échantillon de sang ou de lait est réalisé à partir des 45^{ème} -50^{ème} jours de gestation (Sousa et *al.* 2004). Au 60^{ème} jour de gestation, les valeurs atteignent en moyenne $6,1 \pm 3,5$ ng/mL chez les femelles gestantes et restent basses pour les femelles non gravides, soit 0,6 ng/mL (Refsal et *al.* 1991). Bien que ce dosage donne un diagnostic positif de gestation, il est tardif et d'application limitée. En effet, à ce stade de gestation, on lui préfère l'échographie, une méthode moins coûteuse.

Dosage des protéines associées à la gestation (PAG)

La méthode repose sur la détection d'un signal embryonnaire précoce, persistant toute la gestation et présent dans la circulation générale de la mère gravide. La PAG ou PSPB est détectable à partir de la 3^{ème} semaine de gestation. Un dosage réalisé à 26 jours donne une très bonne exactitude du diagnostic (Tableau IV). Le test réalisé sur un prélèvement de sang ou de lait utilise la technique de radio-immunologie (Sousa et *al.*, 2004). La concentration sanguine est entre 3 et 5 ng/ml vers les 21-22^{ème} jours, et atteint 30 à 50 ng/ml vers la 8^{ème} semaine (Gonzalez et *al.*, 2000). Sur un échantillon de lait, le diagnostic est positif si la concentration est supérieure à 1,6 ng/ml à partir de 35 jours, avec une sensibilité de 100 % (González et *al.*, 2004).

En conclusion, c'est un test précis et fiable permettant de faire un diagnostic précoce de gestation.

Tableau IV : Sensibilité, spécificité, valeurs prédictives positive et négative (VPP ; VPN) du diagnostic de gestation précoce par dosage de la PAG par radio-immunologie, par échographie transrectale (TR) (González et *al.* 2004).

Jours après la saillie	Technique	Sensibilité	Spécificité	VPP	VPN
22	PAG par RIA	94.9 %	100 %	100 %	94.1%
26	Echographie TR	98.7 %	100 %	100 %	98.5 %
26	PAG par RIA	100 %	100 %	100 %	100 %

Dosage de la progestérone

Le diagnostic de non gestation par le dosage de la progestérone repose sur la différence de concentration entre un état de gestation et un état de non-gestation. Le prélèvement de sang est pris entre le 21^{ème} et 23^{ème} jour après la saillie. L'échantillon de sang est rapidement centrifugé, et dans le cas contraire le tube doit contenir de l'azide de sodium. En laboratoire, le dosage est réalisé par radio- immunologie (Sousa et *al.* 2004).

Un taux sanguin supérieur à 2 ng/mL laisse suspecter une gestation (Sousa et *al.* 2004). Un diagnostic négatif ne donne pas de doute. Cependant, il existe des cas de faux positifs qui peuvent être dus à une altération de cycle, à la présence d'un kyste lutéal ou d'un état de pseudogestation. C'est une méthode efficace pour donner précocement un diagnostic de non-gestation. Les chèvres concernées peuvent être mises à la reproduction sans prendre trop de retard. Néanmoins, le dosage de la progestérone nécessite de connaître la date exacte de saillie ou de l'insémination. Il est peu utilisé en élevage. Le cadre d'application est celui d'un suivi de fertilité chez les éleveurs présentant des problèmes de reproduction depuis plusieurs années consécutives sans raison évidente.

L'ultrasonographie

Le diagnostic par ultrasonographie ou échographie repose sur la visualisation d'images de l'utérus compatibles avec une gestation. Les images sont construites à partir de l'analyse des échos qui reviennent à la sonde. En fonction de leur nature, les tissus laissent traverser plus ou moins les ultrasons. A l'image les des zones noires (anéchoïques) correspondent aux tissus laissant passer les ultrasons. Les zones claires (hyperéchoïques) correspondent à des tissus réfléchissant l'ensemble des ultrasons (Mai, 1999). Une chèvre est dite gestante lorsque l'utérus contient un liquide, avec un ou plusieurs embryons vivants. Deux voies d'abord sont décrites : la voie transrectale et la voie transabdominale (Figure 27). Les images caractéristiques d'une gestation sont observées à partir de 25 jours en voie transrectale avec une spécificité et une sensibilité supérieures à 90 % (Tableau XII). A partir de 35 jours, l'échographie par voie transabdominale permet d'établir un diagnostic positif

avec une exactitude de 90 à 95 % et un diagnostic négatif avec une exactitude de 100 % (Mialot et *al.* 1991)

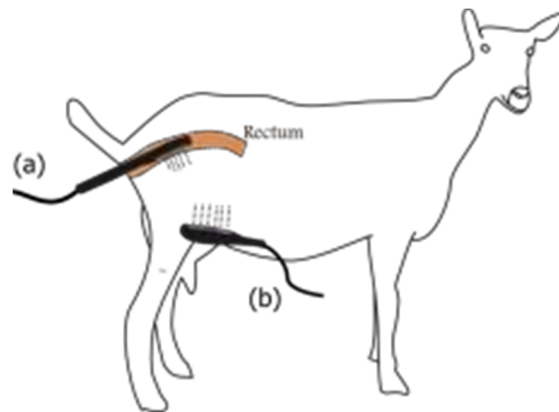


Figure 27: Voie d'abord de l'échographie transrectale (a) et transabdominale (b).

Les intérêts et les limites du diagnostic de gestation en élevage

L'échographie transabdominale, c'est un examen rapide, fiable et non invasif. De plus il permet aussi de déceler les pseudogestations et les mortalités embryonnaires.

Un diagnostic de gestation précoce permet une conduite rationnelle du troupeau (Mialot et *al.* 1991).

- Un diagnostic positif permet d'adapter la ration alimentaire pour les femelles gestantes et d'organiser les lots en fonction des stades de gestation.
- Un diagnostic négatif est intéressant pour remettre rapidement les chèvres à la reproduction avant la fin de la saison sexuelle ou les réformer après leur lactation (pour ne pas nourrir des animaux improductifs).
- C'est une aide à la prise de décision pour tarir les femelles au moment approprié (Sousa et *al.* 2004).

Finalement, la seule limite à cet examen est le coût de l'intervention.

2. LA MISE-BAS

La mise-bas ou parturition est l'expulsion du fœtus et de ses enveloppes, hors des voies génitales femelles. Elle est suivie d'une involution utérine et de la reprise de la cyclicité ovarienne. La plupart des mises-bas se déroulent **pendant la journée**, soit 80% entre 6 heures et 20 heures (Poindron et *al.* 2007). La parturition peut représenter une étape critique, qui dans la vie reproductive de la chèvre. C'est une période où il peut y avoir une forte mortalité chez la mère et chez les nouveau-nés. Il faut noter l'importance du suivi et

parturition

de la présence de l'éleveur dans le cadre de la filiation pour qu'il n'y ait pas d'échange de chevreau à la naissance.

La surveillance et la préparation de la mise-bas

En raison du groupage des mises-bas en élevage caprins, une préparation et une organisation du travail sont nécessaires. C'est une période qui demande beaucoup de surveillance de la part des éleveurs. En effet, il faut pouvoir intervenir rapidement si nécessaire, identifier les chevreaux et leur apporter les soins habituels. Le logement des chèvres doit être propre, sec et bien paillé. Par ailleurs, le logement des chevreaux est un lieu chauffé, propre, sec et bien ventilé (Smith et Sherman, 1994).

Le déroulement de la parturition

Les trois étapes de la parturition sont le déclenchement des contractions musculaires de l'utérus, l'expulsion du fœtus et l'expulsion des membranes fœtales. Un ensemble de signes appelés prodromes, annoncent l'imminence de la mise bas.

Les prodromes

Les signes annonciateurs d'une mise-bas sont assez discrets chez la chèvre. La femelle cherche à s'isoler du troupeau, se regarde les flancs et rumine par intermittence. La chèvre est agitée, se couche et se relève souvent, gratte la litière et urine en petite quantité. D'autre part, les ligaments sacro-sciatiques et sacro-iliaques se relâchent, le ventre est descendu légèrement et le dos se creuse. Les lèvres vulvaires se relâchent, se distendent et des glaires apparaissent à la vulve (Sambraus et Wittmann, 1989). Un début de production de lait avec l'apparition d'une tuméfaction de la mamelle peuvent être observé, mais ce n'est pas un indicateur fiable de mise-bas imminente (Ayres, 2006). Cette phase de préparation se déroule sur 2 à 12 heures, elle est généralement plus courte et plus discrète pour les pluripares.

Phase 1 : initiation des contractions

Au cours de la première phase, les contractions myométriales apparaissent, mais elles restent encore de faibles intensités. Le col se dilate et s'efface, le bouchon muqueux se liquéfie puis ce dernier apparaît à la vulve comme un mucus épais brun jaunâtre (Thibault et Levasseur, 2001).

Phase 2 : expulsion du fœtus

Une fois le col complètement dilaté, le placenta et le fœtus entrent en contact avec le vagin, alors la seconde phase du travail commence. Ainsi les contractions abdominales actives apparaissent, les contractions utérines sont plus fortes et la fréquence respiratoire de la chèvre augmente. Souvent, la chèvre se couche en décubitus latéral complet pour continuer à pousser. L'allantoïde se rompt et laisse échapper le liquide qui va lubrifier les voies génitales. Ensuite, la poche amniotique paraît à la vulve et à sa rupture, le chevreau est visible. Les lèvres vulvaires sont dilatées.

Quand le fœtus s'engage dans la filière pelvienne, les efforts de la femelle redoublent d'intensité. Souvent, la tête du fœtus sort en première, elle est suivie des membres antérieurs et l'ensemble du chevreau est ensuite expulsé. Le cordon ombilical est rompu par les premiers mouvements du chevreau.

La phase d'expulsion est d'une durée variable en fonction du nombre de fœtus et de l'état de la femelle, soit une à trois heures. Le délai entre le début du travail et la première expulsion est de moins de 20 minutes (Sambraus et Wittmann, 1989). Quand la gestation est multiple, la femelle prend des pauses de 5 à 20 minutes entre chaque expulsion.

Phase 3 : expulsion des enveloppes fœtales

Chez la chèvre, la délivrance se déroule dans l'heure qui suit le part.

Contrôle de la parturition

La mise-bas est initiée par le fœtus, impliquant une cascade d'évènements physiologiques qui aboutissent aux contractions du myomètre, à la dilatation du col et à l'expulsion du fœtus et de ses annexes embryonnaires.

L'initiation de la mise-bas

L'axe hypothalamo-hypophysio-surrénalien du fœtus est à l'initiation du processus. À l'approche de la mise-bas soit 13 à 11 jours avant, les glandes surrénales du fœtus augmentent leur production de

Cortisol. La cortisolémie s'élevant, l'hypophyse antérieure est stimulée par l'intermédiaire du CRF (Cortico Releasing Factor) et libère l'ACTH (Adrenal CorticoTropin Hormone). L'ACTH amplifie la production de corticoïdes. L'augmentation importante du cortisol sanguin fœtal (3 jours avant la parturition) est à l'origine d'une diminution du rapport progestérone/œstrogène chez la mère. Cet état est lié à deux processus : activation de la synthèse d'œstrogènes par le placenta et stimulation de la synthèse et libération de PGF_{2α} à l'origine de la régression du corps jaune (Currie et Thorburn, 1977 ; Battut et *al.*,

1996).

Les changements hormonaux lèvent le blocage des contractions du myomètre, qui était contrôlé par la progestérone (Figure 28). D'autre part, les œstrogènes favorisent le relâchement des tissus mous de la filière pelvienne et interviennent dans la maturation du col utérin (modification du tissu conjonctif) (Battut *et al.* 1996). Les PGF_{2α} agissent aussi sur la contraction du myomètre, la facilitation de dilatation du col utérin et la sensibilité de l'utérus à l'ocytocine. Ainsi, la diminution du rapport progestérone/œstradiol tient une place déterminante dans le déterminisme hormonal de la parturition.

Le point de départ de cette activation serait en lien avec un stress, mais le processus n'est pas encore élucidé.

▪ L'expulsion du fœtus

La pression exercée par le fœtus sur le col stimule des neurones sensitifs et provoque la libération réflexe d'ocytocine par la neurohypophyse (réflexe de Fergusson). L'ocytocine déclenche alors de puissantes contractions utérines engageant le fœtus dans la filière pelvienne. Puis, les contractions abdominales suivent les contractions utérines pour faciliter la sortie du fœtus (Figure 29).

La délivrance

Les contractions utérines diminuent en amplitude, cependant elles persistent pour permettre l'expulsion du placenta. Les cotylédons se désengrènent après avoir subi une maturation, notamment sous l'influence des prostaglandines.

Déclenchement de la parturition

L'arrêt de la gestation est possible à n'importe quel moment chez la chèvre car le corps jaune persiste toute la gestation. Chez les caprins, les molécules de choix sont les prostaglandines F_{2α} ou un analogue comme le cloprosténol (Tableau V) (Battut, 1996). Il est préférable d'attendre que les fœtus soient viables pour déclencher la parturition, soit vers 144 jours de gestation (Pugh, 2002). Il y a peu de conséquences sur le déroulement lié à l'induction réalisée dans ces conditions.

Tableau V : Molécules disponibles et posologies pour l'induction de la mise-bas chez la chèvre.

Molécules	Doses
Prostaglandine F_{2α}	- 5 à 10 mg en IM (Pugh, 2002)

- 15 mg en IM (mises bas dans les 30 à 35 heures) (Romano et *al.* 2001)

Cloprosténol - 75 à 100 µg/45 kg en IM (Pugh, 2002)

- 75 µg en IM (mises-bas entre 30 et 40 h après l'induction) (Batista et *al.* 2009)
- 100 µg puis 50 µg 10 heures après, en IM (mise-bas 36 heures après) (Battut, Bruyas, Fieni, et *al.* 1996).

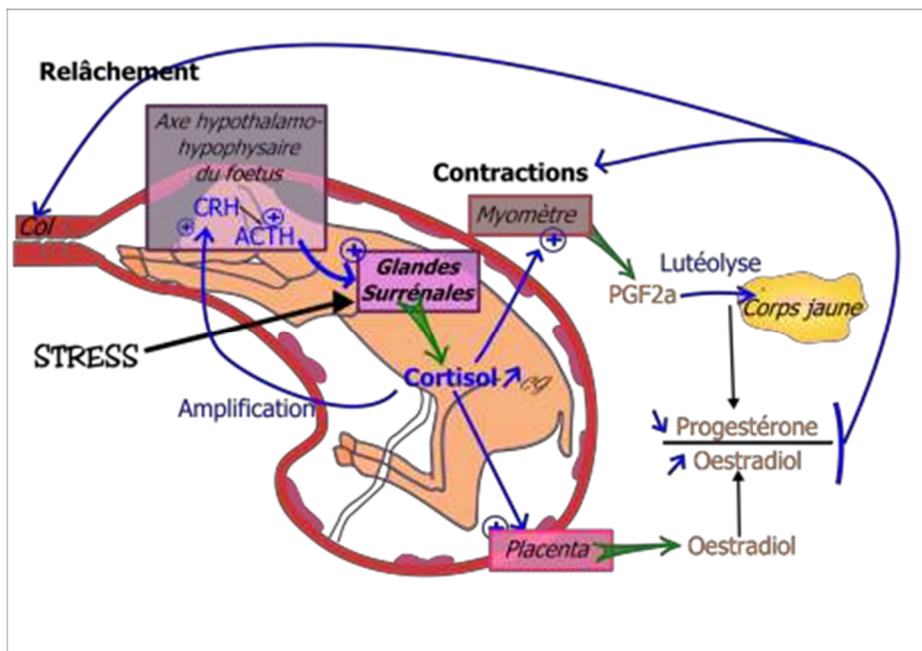


Figure 28 : Déclenchement de la parturition (adapté de Battut et *al.* 1996).

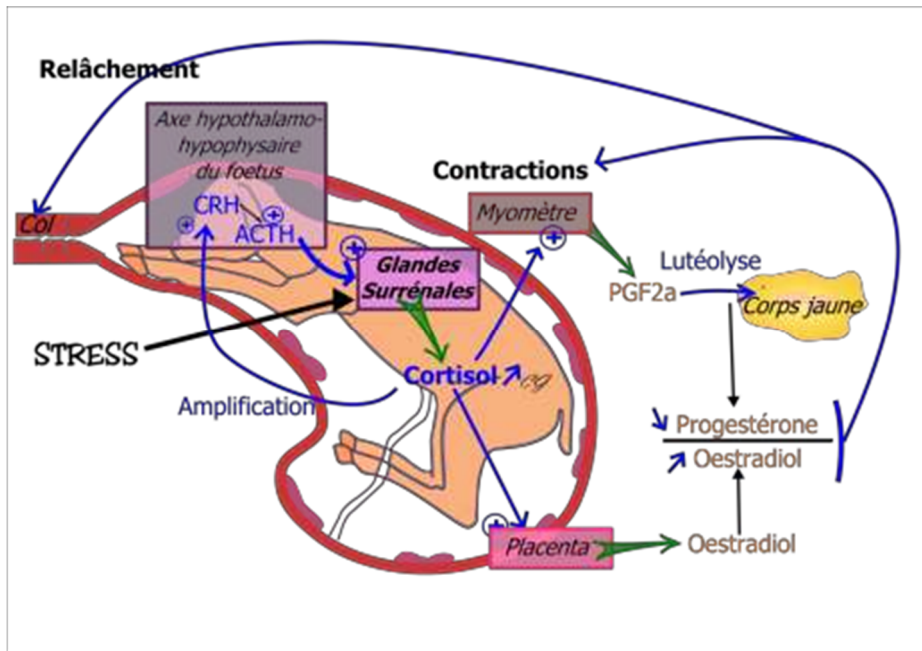


Figure 28 : Déclenchement de la parturition (adapté de Battut et *al.* 1996).

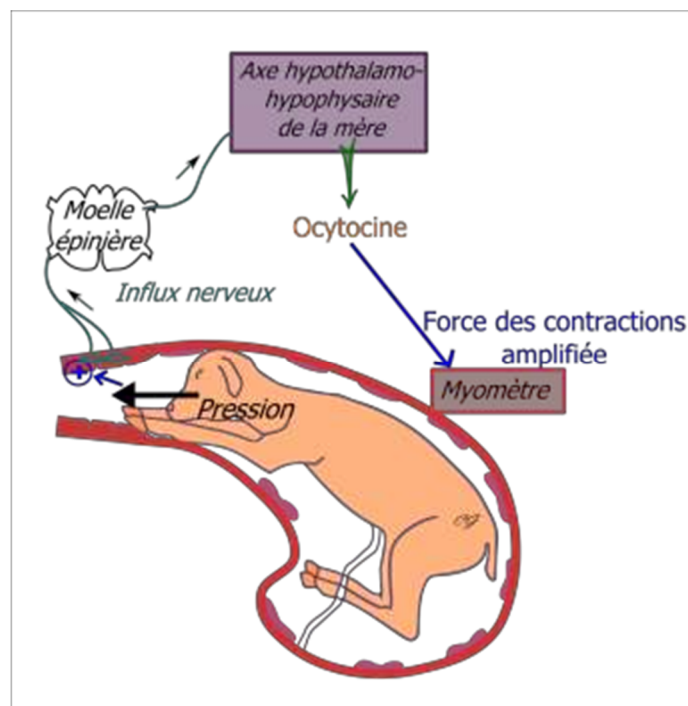


Figure 29 : Phase d'expulsion du fœtus : le réflexe de Ferguson.

L'utilisation des corticoïdes est peu indiquée du fait des conséquences post-partum sur la rétention placentaire. Avec leur emploi, la fréquence des rétentions placentaires est alors plus élevée (Battut et *al.* 1996). La toxémie de gestation est une des indications pour déclencher la mise-bas. Le déclenchement des mises-bas est un outil pour planifier les

parturitions et les grouper afin d'obtenir une meilleure organisation du travail et une meilleure surveillance.

Reproduction et cycle de production de la chèvre

Le cycle classique de production d'une chèvre laitière s'étale sur un an. Il se décompose en 10 mois de lactation et de deux mois de tarissement (durée très variable selon les systèmes d'exploitation). La chèvre mène une gestation par an, mais il arrive que certaines chèvres aient deux mise-bas pendant l'année. Les grandes étapes de la conduite de la reproduction sont représentées en relation avec le cycle de production dans la Figure 30.

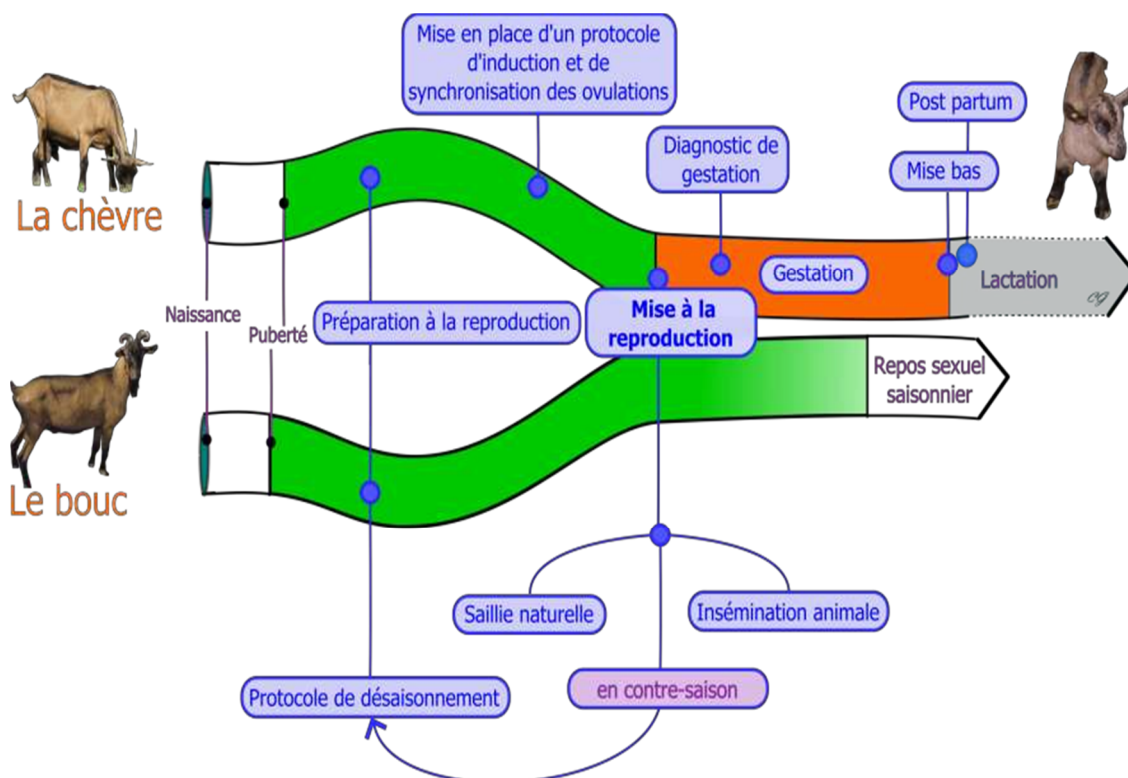


Figure 30 : De la puberté vers la production de lait : les différentes étapes de conduite de la reproduction de la chèvre et du bouc.

Chapitre IV :

La mise des animaux

à la reproduction

La mise à la reproduction

Préparation des animaux

Les semaines précédant la reproduction, représentent une période très importante destinée à la préparation des futurs reproducteurs. C'est une des premières conditions de réussite de la reproduction. En outre, la sélection des animaux reproducteurs est une étape cruciale afin d'identifier les animaux ayant des problèmes altérant la fertilité. Les nouveaux reproducteurs sont issus de l'auto renouvellement du troupeau ou d'un achat auprès d'un autre éleveur. L'achat doit s'accompagner de précautions rigoureuses. Il faut contrôler le statut sanitaire des animaux lors de l'entrée des animaux, puis les mettre en quarantaine pendant au moins 2 mois. A l'issue de cette surveillance, un nouveau contrôle sanitaire permet de s'assurer que les animaux ne développent pas de maladies après leur acquisition. Pour cela, il convient de définir avec l'éleveur les maladies recherchées, en fonction du type d'élevage et des objectifs sanitaires. Pendant la quarantaine, les animaux sont vaccinés et vermifugés si nécessaire.

Le choix des boucs et la stimulation sexuelle

Le nombre de boucs à préparer est fonction de la méthode de saillie (saillie naturelle ou insémination animale), de la saison, de l'âge des boucs. Il faut notamment prévoir de renouveler les boucs reproducteurs tous les trois ou quatre ans pour ne pas devoir les utiliser sur leurs propres filles (prévention de la consanguinité).

L'examen du bouc et les critères de sélection

C'est au moment de l'acquisition du bouc qu'il faut évaluer ses capacités de reproduction. En effet, deux mois minimum sont nécessaires pour traiter d'éventuels problèmes et rétablir la fertilité ou changer de mâle si besoins. La sélection des boucs reproducteurs commence par un examen général et un examen de l'appareil reproducteur (Memon et *al.* 2006).

L'examen général du bouc

Le bouc doit avoir un bon état corporel, c'est-à-dire qu'il ne doit être ni trop gras, ni trop maigre (Morand-Fehr et Sauvart, 1988). En effet, les réserves énergétiques doivent être suffisantes pour la période de lutte, très demandeuse en énergie (Mellado et *al.* 1996). Une note d'état corporel entre 3 et 3,5 est idéale (Memon et *al.* 2006). L'observation des membres et l'évaluation de la locomotion permettent d'écarter les animaux avec des défauts

Chapitre IV : La mise des animaux a la reproduction

d'aplombs ou d'autres atteintes de type arthrite, abcès de pied et piétin, qui compromettent l'efficacité des mâles à saillir (Ott et Memon, 1980 ; Smith et Sherman, 1994 ; Ridler et *al.* 2012). Un examen clinique consciencieux juge l'état de santé du bouc. L'absence d'hyperthermie est notamment vérifiée. L'absence de portage d'agents pathogènes abortifs (portage par la semence dans certains cas) est contrôlée par un examen clinique, par des tests sérologiques et par la connaissance du statut de l'élevage d'origine (Baril, et *al.* 1993). Le bouc reproducteur doit être un animal sain.

L'examen de l'appareil génital du bouc

➤ **Observation, palpation**

Les différentes parties de l'appareil génital sont examinées successivement à la recherche d'éventuelles anomalies telles une déformation, une douleur, une inflammation ou encore une cicatrice de vasectomie. L'examen commence par les premiers éléments observables, c'est-à-dire le fourreau et le scrotum. Ensuite, s'ensuit l'examen des testicules, des épидидymes et du pénis.

Les testicules, la présence de deux testicules bien en place dans le scrotum, sans adhérence est vérifiée. Les testicules sont palpés puis comparés l'un à l'autre : leur taille, la symétrie et leur consistance sont ainsi évaluées. Les variations de saison sont à prendre en compte. Ainsi, en saison sexuelle, les testicules doivent être ovales, gros, fermes à la palpation et symétriques (Ridler et *al.* 2012). L'objectif est de détecter une adhérence, une cryptorchidie, une atrophie testiculaire, des signes de dégénérescence¹ (consistance modifiée, testicule plus allongé et petit) ou des fibroses (consistance augmentée) (Memon et *al.* 2006).

L'épididyme : la tête, le corps et la queue de l'épididyme sont évalués sur leur taille, leur forme et leur consistance. Il faut porter attention aux boucs mottes (sans corne), car certains peuvent présenter des granulomes du conduit spermatique, lésions fréquemment présentes chez le mâle intersexué. Si cette anomalie est bilatérale, les boucs sont stériles.

Le pénis : l'examen de la partie libre se fait après une extériorisation manuelle. Les anomalies éventuellement rencontrées sont l'inflammation du pénis (balanite) associée ou non à celle de la muqueuse prépuce (balano-posthite) et un défaut de mobilité du pénis (phimosis et paraphimosis). Il faut porter attention à la présence de petits calculs dans l'urètre, un signe clinique de lithiase. Grâce à une palpation profonde le long du prépuce et de la zone périnéale, l'urètre pénien et en particulier le S pénien sont examinés (Smith et Sherman, 1994).

Chapitre IV : La mise des animaux à la reproduction

➤ Les examens complémentaires

Les examens complémentaires permettent de préciser et d'évaluer les capacités reproductives d'un bouc. La mesure de la circonférence scrotale et l'échographie, deux méthodes décrites ci-après sont néanmoins rarement entreprises dans les élevages.

Mesure de la circonférence du scrotum et du volume testiculaire

Ces méthodes non invasive sont peu documentées et peu de données sont disponibles à ce sujet chez les caprins. La circonférence scrotale (Figure 31) est un indicateur indirect du poids des testicules. Le poids testiculaire est directement corrélé à la production quotidienne de sperme (DSP : daily sperm production), à la quantité journalière de sperme éjaculé (DSO : daily sperm output) et à la concentration en spermatozoïdes (Ott et Memon, 1980 ; Ritar et al. 1992 ; Ahmed et al. 1997). Des boucs matures de race Saanen (poids vifs moyen de 60 à 75 kg) présentent une circonférence moyenne de 26,5 cm en saison sexuelle (Ahmed et al. 1997). La valeur de la circonférence scrotale varie en fonction de la saison, de la race et de l'âge des mâles. Le boulier est un outil de mesure du volume testiculaire. C'est une autre méthode pour évaluer l'activité spermatogénique du bouc. Elle consiste en une palpation comparative entre le testicule et les différentes boules du boulier dont le volume est connu. Pour un volume testiculaire donné, une production spermatique moyenne lui correspond. Cette méthode employée dans le centre de sélection et dans certaines études (Fresno et al. 2000).

Échographie des testicules et de l'épididyme

Cette technique peu invasive n'est actuellement pas utilisable sur le terrain (d'un point de vue économique et pratique). La technique est simple, mais elle demande une expérience pour l'interprétation des images. Une sonde de 5 MHz est appliquée contre la peau du scrotum, recouverte de gel échographique. Un à un, les tissus des deux testicules et épididymes sont parcourus. Différentes anomalies de structures peuvent être rencontrées : calcifications, structures de type kystique, structures nodulaires (néoplasie, infarctus) ou de lésions diffuses (orchite, hyperplasie) (DesCôteaux et al. 2009).

L'examen de la semence ou spermogramme

L'examen macroscopique et microscopique du sperme apporte une caractérisation quantitative et qualitative de la semence, afin d'évaluer la fertilité du bouc. Deux critères majeurs conditionnent la fertilité du mâle : la motilité des spermatozoïdes et la proportion de

Chapitre IV : La mise des animaux a la reproduction

spermatozoïdes normaux. D'une part, une motilité insuffisante ne permettra pas aux gamètes mâles d'atteindre l'ovocyte et, d'autre part les anomalies morphologiques donnent lieu à des spermatozoïdes incapables de féconder.

Les techniques de prélèvement

Deux techniques de prélèvement sont décrites : le vagin artificiel et l'électro-éjaculateur.

- Le vagin artificiel

Le manchon rempli d'eau chaude entre 42 et 45°C, le cône en caoutchouc et le tube de récolte sont maintenus à 37°C dans une étuve (Figure 33). Pour des raisons sanitaires, chaque bouc doit avoir son vagin. Pour commencer, une femelle, bête-en- train est placée devant le bouc. Si le stimulus de la femelle ne suffit pas, la présentation d'un autre bouc est souvent efficace par effet de compétition. Quand le bouc commence le chevauchement, l'opérateur dévie le pénis et l'introduit délicatement dans le vagin artificiel. La manipulation du pénis se fait indirectement par le fourreau, sans causer de douleur. L'éjaculat est ainsi récupéré au fond du cône dans un tube (Baril et *al.* 1993). Cette manipulation permet d'évaluer de la libido du bouc.

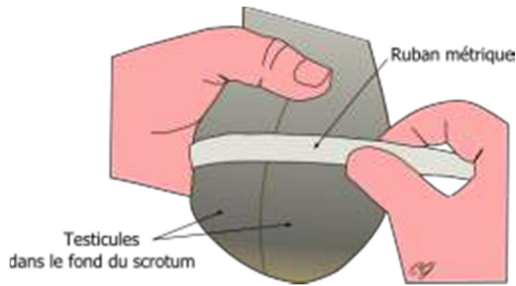


Figure 31 : Mesure de la circonférence du scrotum au moyen d'un ruban métrique. Les testicules sont maintenus fermement au fond du scrotum sans pression

Excessive. La mesure est faite au niveau le plus large en appliquant le ruban autour du scrotum.



Figure 32 : Le boulier, un outil utilisé en centre de sélection pour estimer le volume testiculaire.

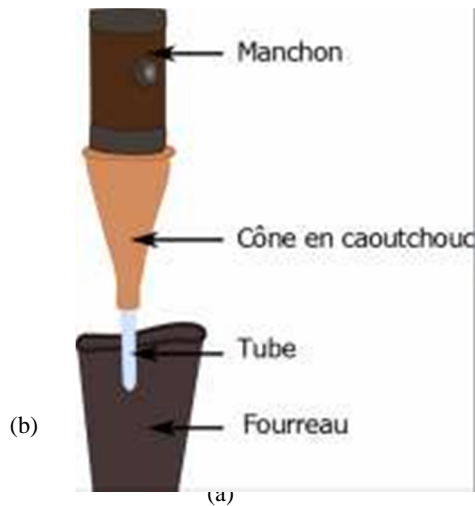


Figure 33 : Vagin artificiel (a) et prélèvement de la semence avec une femelle bout-en-train (b).

- L'électro-éjaculateur

Chapitre IV : La mise des animaux a la reproduction

Une sonde équipée d'électrodes est introduite dans le rectum après lubrification. Les stimulations provoquent l'éjaculation spontanée et ainsi la semence est récoltée. Cette technique est peu utilisée à cause des résultats variables. Le prélèvement obtenu est de qualité différente par rapport à la méthode du vagin artificiel : le volume prélevé est plus important et la concentration spermatique est plus faible (Leboeuf et *al.* 2003 ; Memon et *al.* 2006). De plus, cette technique est douloureuse pour les animaux.

Les examens macroscopiques et microscopiques

L'examen de la semence n'est pas réalisé en routine à la ferme. Cela se justifie par le fait que l'observation clinique permettant d'écartier de nombreuses causes d'infertilité (Ridler et *al.* 2012). Cet examen peut s'avérer utile pour investiguer un problème de performance de reproduction quand une infertilité d'un bouc est suspectée. En outre, ce contrôle est réalisé de façon systématique dans les centres de collectes de semence.

Les principaux critères quantitatifs et qualitatifs pris en compte sont la couleur de la semence, son volume, sa concentration spermatique, la motilité et la morphologie des spermatozoïdes (Memon et *al.* 2006). Les techniques d'examen sont décrites ci-après.

Le volume de l'éjaculat est estimé soit par lecture directe sur des tubes gradués soit par pesée.

La concentration est mesurée soit par un comptage direct avec une cellule de Thomas, soit un comptage indirect par spectrophotométrie ou colorimétrie.

La vitalité de la semence se définit par le pourcentage de spermatozoïdes motiles.

La motilité individuelle s'évalue avant ou après dilution. Une goutte de sperme dilué dans du lait écrémé est posée entre lame et lamelle, observée sous un microscope à contraste de phase, équipé d'une platine chauffante (37°C). Une note sur l'échelle de 0 (absence de mouvement de spermatozoïdes) à 5 (spermatozoïdes fléchant avec un mouvement rectiligne) est attribuée. La motilité individuelle est plus utilisée que la motilité massale pour évaluer la qualité d'une semence, (Tableau VI) (Baril et *al.* 1993).

La motilité massale s'évalue rapidement après le prélèvement. Une goutte de prélèvement frais est posée sur une lame puis observée au microscope à platine chauffante. En fonction de la qualité des mouvements de masse, la semence est notée sur une échelle allant de 0 (absence de mouvement) à 5 (mouvements avec tourbillons) (Tableau VII ; Baril et *al.* 1993).

Chapitre IV : La mise des animaux a la reproduction

La morphologie des spermatozoïdes et le pourcentage de spermatozoïdes réellement morts sont observés après coloration (éosine-nigrosine) d'une goutte de sperme posée sur une lame. , La coloration de la lame est un moyen de détecter la présence de cellules inflammatoires.

Tableau VI : Grille de notation de la motilité massale et de la motilité individuelle du sperme (Baril et *al.* 1993).

Note	Motilité massale	Motilité individuelle
0	Immobilité totale	Pas de déplacement des spermatozoïdes
1	Mouvements individualisés	Déplacement très lent ou pas de déplacement, tremblements du spermatozoïde, oscillations de la queue
2	Mouvements très lents	Déplacement lent, tremblements, mouvements inorganisés, quelques spermatozoïdes se déplacent plus rapidement
3	Motilité massale générale de faible amplitude	Les spermatozoïdes effectuent des déplacements curvilinéaires sans tremblement
4	Motilité massale rapide, sans tourbillons	Déplacement rapide, quelques cellules avec une trajectoire rectiligne, d'autres avec une trajectoire courbe
5	Motilité massale rapide, avec tourbillons	Déplacement rectiligne et rapide des spermatozoïdes

L'évaluation de la libido

La libido, définie par l'énergie sexuelle est une composante essentielle de la performance de reproduction d'un mâle. Elle est caractérisée généralement par le nombre de chevauchements entrepris par le mâle sur un temps imparti. Le bouc doit être capable de saillir une chèvre jusqu'à trois fois par semaine. Cependant, il est difficile de l'évaluer sur le temps d'un examen clinique. De nombreux tests ont été documentés chez les ovins, mais leur mise en œuvre et leur interprétation sont difficiles. Leur utilisation est donc peu courante sur le terrain (Ridler et *al.* 2012).

Le choix des femelles reproductrices

La constitution d'un nouveau lot de femelles à faire reproduire est assurée par l'introduction de chevrettes de renouvellement (nullipares) et par la réforme de chèvres en production. Le renouvellement se définit par l'entrée des chevrettes à leur première mise-bas dans le troupeau des chèvres soumises à la traite. Ce dernier paramètre est généralement

Chapitre IV : La mise des animaux à la reproduction

élevé, proche de 40 % (d'après une étude sur 93 élevages de plus de 100 animaux, (Réseau d'élevage caprin Poitou-Charentes, Vendée, Maine et Loire et Bretagne, 2011)).

Le choix des chevrettes de renouvellement

Idéalement, les chevrettes de renouvellement doivent mettre bas vers l'âge de 12-13 mois, afin qu'elles intègrent le troupeau de chèvres laitières à un stade de lactation équivalent. Ainsi, les chevrettes doivent être mises à la reproduction entre 7 et 8 mois.

Dans les élevages français, deux grands types de chevrettes sont produites (Morand-Fehr et *al.* 1996). D'une part, les chevrettes nées à l'automne (25 % de l'effectif), qui sont mises à la reproduction généralement à l'âge de 10-12 mois. D'autre part, les chevrettes nées en hiver, janvier à février (70 % de l'effectif) qui sont saillies pour la plupart vers l'âge de 8-9 mois (pubères à l'automne).

La conformation

Grâce à un premier tri réalisé entre la naissance et le sevrage, les chevrettes portant des tares sont écartées. Les anomalies principalement recherchées sont (Smith et Sherman, 1994): les trayons surnuméraires (causant une gêne à la traite), les défauts de mâchoires (prognathes), les hernies ombilicales.

Les malformations génitales. La plus commune est l'intersexualité, une anomalie génétique liée à l'absence de corne. Les femelles homozygotes PIS (-/-) sont toutes infertiles. Elle montre un développement des caractères sexuels de mâle : conformation plus large de la tête et du cou, odeur, comportement, avec un appareil génital externe ambiguë (vagin plus court, clitoris proéminent et allongement de la distance ano-génitale) (Lauvergne, 1969 ; Youngquist et Threlfall, 2006).

D'autres critères morphologiques sont parfois pris en compte : les aplombs, la capacité corporelle (« volume thoracique ») en vue d'optimiser la capacité d'ingestion, la robe comme par exemple la robe chamoisée de la chèvre Alpine.

La condition corporelle

Pour la réussite de la mise à la reproduction et pour l'optimisation des résultats de la future lactation, le développement corporel de la chevrete doit être satisfaisant (Bocquier et *al.* 1998). Il est recommandé de respecter un âge minimum de 7 mois pour faire saillir les jeunes femelles. Le poids de la femelle doit être égal ou supérieur à 50 % du poids vif de l'adulte selon Morand-Fehr et *al.* 1996 ou 65% selon (Smith, 2006). La note d'état corporel

Chapitre IV : La mise des animaux a la reproduction

optimale est comprise entre 2,5 et 3,25. Les femelles en-dessous d'une note de 2,25 ou au-dessus d'une note de 3,25 ne sont pas conservées (Morand-Fehr et *al.* 1996). Le poids moyen du lot doit être au-dessus du seuil de 53-54% du poids adulte.

Selon une enquête menée dans 28 élevages par le réseau d'élevage caprin Poitou-Charentes, Vendée, Maine et Loire et Bretagne, le premier critère de choix des chevrettes de renouvellement est la génétique pour 77 % des éleveurs de l'enquête (Figure 34).

Les critères de réforme des chèvres en lactation

Les critères de réforme portant sur le système reproducteur sont variables : un passé d'infertilité, d'infécondité, l'avortement, la pseudogestation, l'âge. Cependant, ce ne sont pas les causes prioritaires prises en compte par un éleveur de chèvres laitières. En effet, les éleveurs choisissent d'écarter en premier les femelles ayant une mauvaise performance laitière (Figure 35) (Bousquet, 2005).

Chapitre IV : La mise des animaux à la reproduction

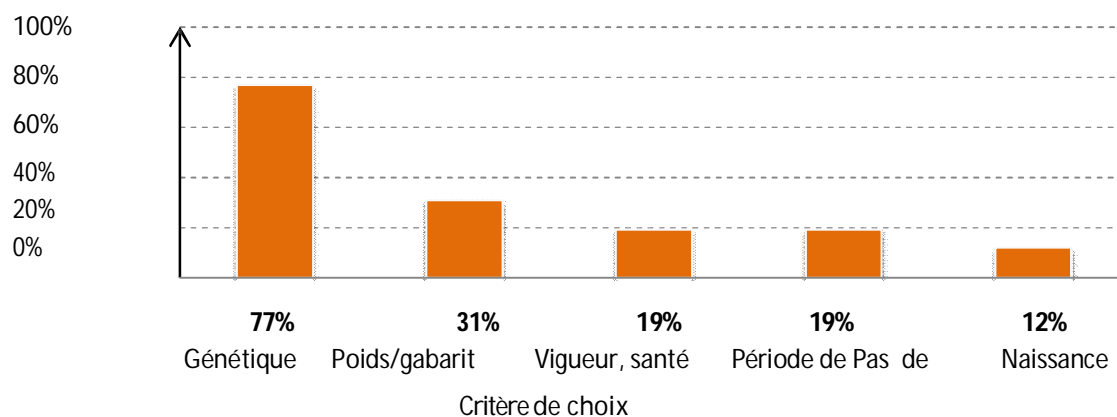


Figure 34 : Choix des chevrettes de renouvellement (enquête sur 28 élevages ; Réseau d'élevage caprin Poitou-Charentes, Vendée, Maine et Loire et Bretagne, 2011).

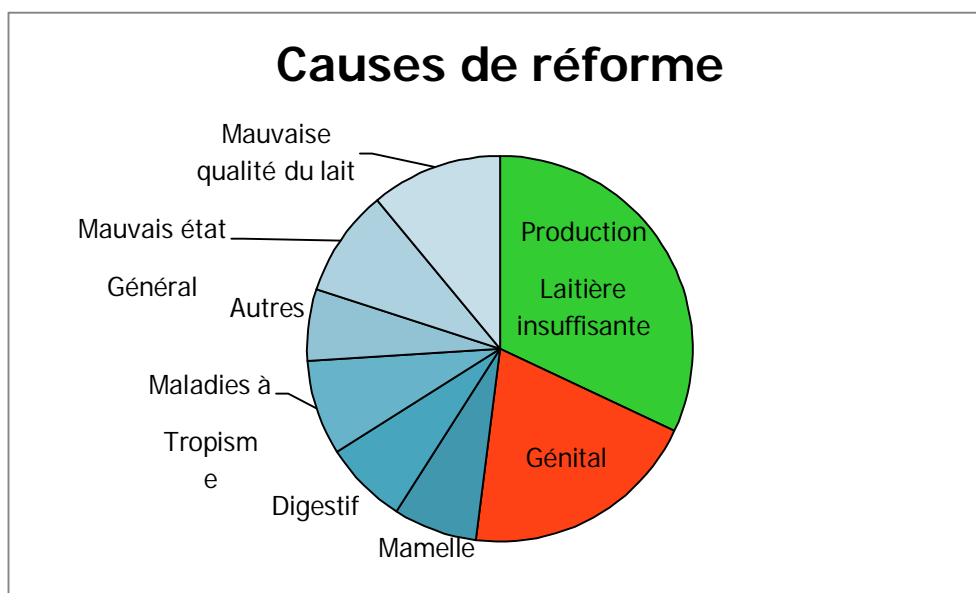


Figure 35 : Causes de réforme de la chèvre laitière (d'après une enquête sur 30 élevages caprins en Deux-Sèvres, Bousquet, 2005).

Partie *expérimentale*

**Induction, synchronisation et
désaisonnement de l'activité sexuelle**

Chapitre I :

MATERIEL ET METHODES

MATERIEL ET METHODES :

Différentes protocoles sont disponibles pour maîtriser la saisonnalité des caprins ; elles sont basées sur au moins une des trois techniques suivantes.

- Les traitements hormonaux agissent sur le cycle sexuel de la chèvre : ils permettent une synchronisation et/ou induction de l'œstrus et de l'ovulation.
- L'effet bouc et l'effet chèvres induites se basent sur un phénomène naturel.
- La manipulation de la photopériode par un traitement lumineux et/ou utilisation d'une hormone, la mélatonine permet de contourner les contraintes de la saisonnalité.
- Traitements combinés entre photopériode et traitement hormonal ou effet mâle

Les traitements hormonaux

Le traitement hormonal d'induction consiste à mimer certains des mécanismes endocriniens qui contrôlent le cycle sexuel afin d'induire l'ovulation. Il permet de synchroniser les oestrus en saison sexuelle ou d'induire et de synchroniser ceux-ci en dehors de cette période.

Le protocole hormonal à base de progestagènes associés à l'eCG et aux prostaglandines

Ce protocole est préconisé par l'INRA en France: C'est un dispositif actuellement utilisé chez les caprins en éponge vaginale imprégnée d'un progestagène, l'acétate de flugestone (FGA) (45 mg, Synchropart® de Céva ou 20 mg, Chronogest ® d'Intervet). Leur emploi peut être envisagé chez des femelles cyclées et non-cyclées (anoestrus saisonnier) en association ou non avec la PMSG et la PGF2alpha. Ce protocole a été étudié et validé pour mettre en place l'insémination animale à grande échelle dans les élevages (Corteel et *al.*, 1988).

Matériels

La première étape est d'abord de s'assurer de posséder tout le matériel avant de procéder à la pose des éponges.

- gants de latex;
- deux applicateurs pour les chèvres;

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

- applicateur pour les chevrettes;
- lubrifiant ou crème antiseptique;
- chaudière propre réservée spécifiquement à cette opération;
- eau tiède;
- désinfectant (« Iodovet » ou iode 4%) ;
- (Orospray, 1 flacon pour 80 éponges).
- La PMSG (uni-dose ou PMSG 6000) doit être conservée au réfrigérateur entre +2 et +6 °C). La dilution de la PMSG doit se faire au fur et à mesure du chantier.
- Utiliser des seringues et des aiguilles à usage unique : une seringue de 2 ml pour la PMSG et une seringue de 1 ml pour le cloprosténol. Changer d'aiguilles à chaque chèvre.
 - Les éponges et les flacons de prostaglandines doivent être stockés à l'abri de la lumière dans un endroit sec. L'antibiotique et l'antiseptique peuvent être conservés avec les éponges. Les éponges (conserver à l'abri de la lumière et de l'humidité). Les éponges disponibles sont: Syncro-Part 45 mg (Ceva) ou Chronogest Chèvres LC 20 mg (MSD Santé Animale) avec délai d'attente pour la livraison du lait pour cette dernière (36h à partir de la pose d'éponge).
- Ciseau ;

Principes et mode d'action :

L'éponge en matière synthétique libère continuellement le progestagène, qui est ensuite absorbée par la muqueuse vaginale et simule la phase lutéale (Figure 36). Ainsi, cette hormone exerce un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire par blocage de la croissance folliculaire terminale et de l'ovulation durant toute la durée du traitement.

L'éponge est laissée en place pendant 11 jours (Figure 37) (Petit, 2012). Une dose d'un analogue de prostaglandine F2 α (50 μ g de cloprosténol) est injectée 48 heures avant le retrait de l'éponge : les corps jaunes présents sont détruits. La chèvre reçoit une dose d'eCG au même moment que les prostaglandines : la croissance d'une vague folliculaire est stimulée. La posologie est adaptée à chaque chèvre, en fonction de sa parité,

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

sa production laitière et de la saison sexuelle (Tableau VIII). En saison sexuelle, la nécessité de l'eCG

Est discutée en fonction de la situation. La femelle est prête à être fécondée par saillie naturelle ou par insémination animale (IA). L'IA est réalisée à un moment déterminé : 43 heures +/- 2 heures après le retrait de l'éponge.

Les chevrettes sont déflorées (ou dépuçelées) au moins une dizaine de jours avant la pose de l'éponge. Le geste est simple : à l'aide d'un doigt ganté qui est introduit dans le vagin, l'hymen est rompu partiellement. Puis, l'applicateur prévu à cet effet est entré délicatement dans le vagin par des petits mouvements de rotation. L'applicateur doit être trempé dans une solution désinfectante avant son utilisation. Pour faciliter la pose et éviter les blessures, il est préférable d'immobiliser les chèvres dans un espace restreint de façon à éviter les bousculades. On amènera une à une les chèvres à la personne responsable de la pose. La pose dans un couloir de contention demeure la meilleure solution

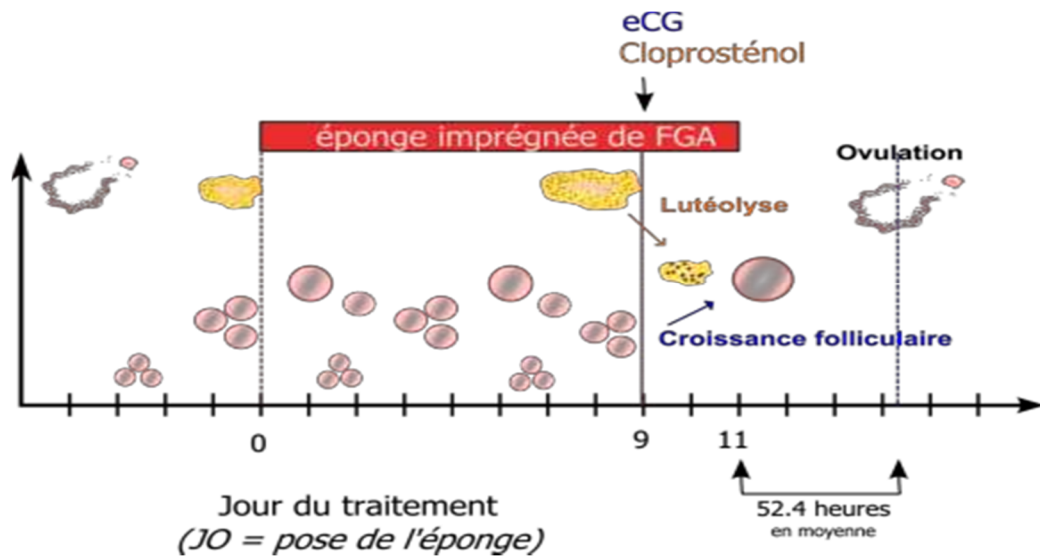


Figure 36 : Mode d'action du protocole avec une éponge de FGA posée pendant 11 jours (acétate de flugestone) et des injections de prostaglandines et d'eCG – exemple chez une femelle cyclée.

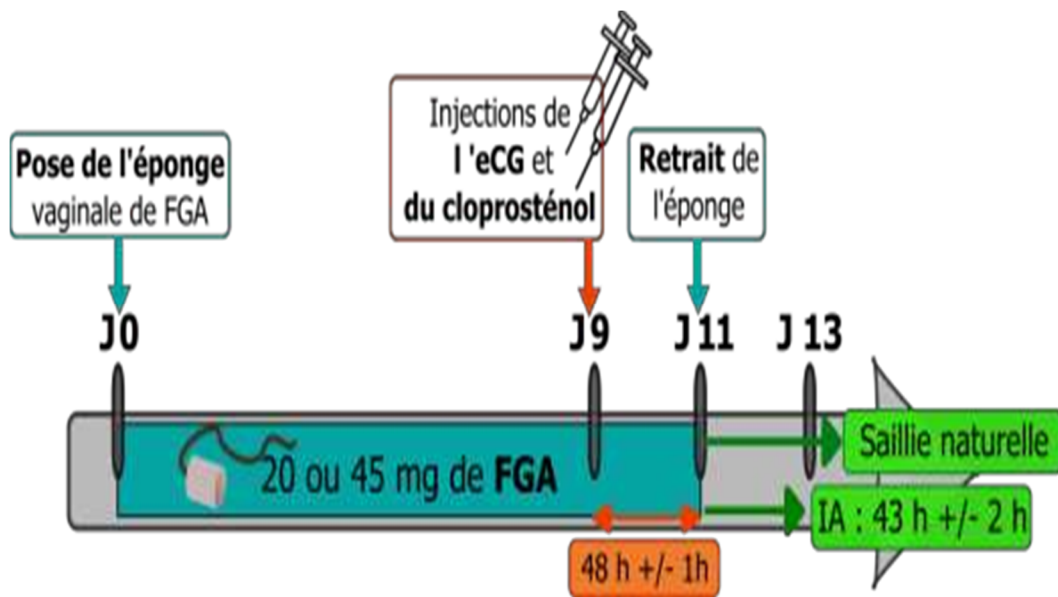


Figure 37 : Le protocole hormonal associant l'éponge de FGA, le cloprosténol et l'eCG

	Production de lait (kg/jour)	Saillie avant le 15/06	Saillie du 16/06 au 14/09
Primipares et Multipares	> 3.5	600 UI	500 UI
Nullipares	< 3.5	500 UI	400 UI
	--	300 UI	250 UI

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

Tableau VII : Posologie de l'eCG par animal, en fonction de la parité, de la production laitière et de la saison. (U.I. : unité internationale).

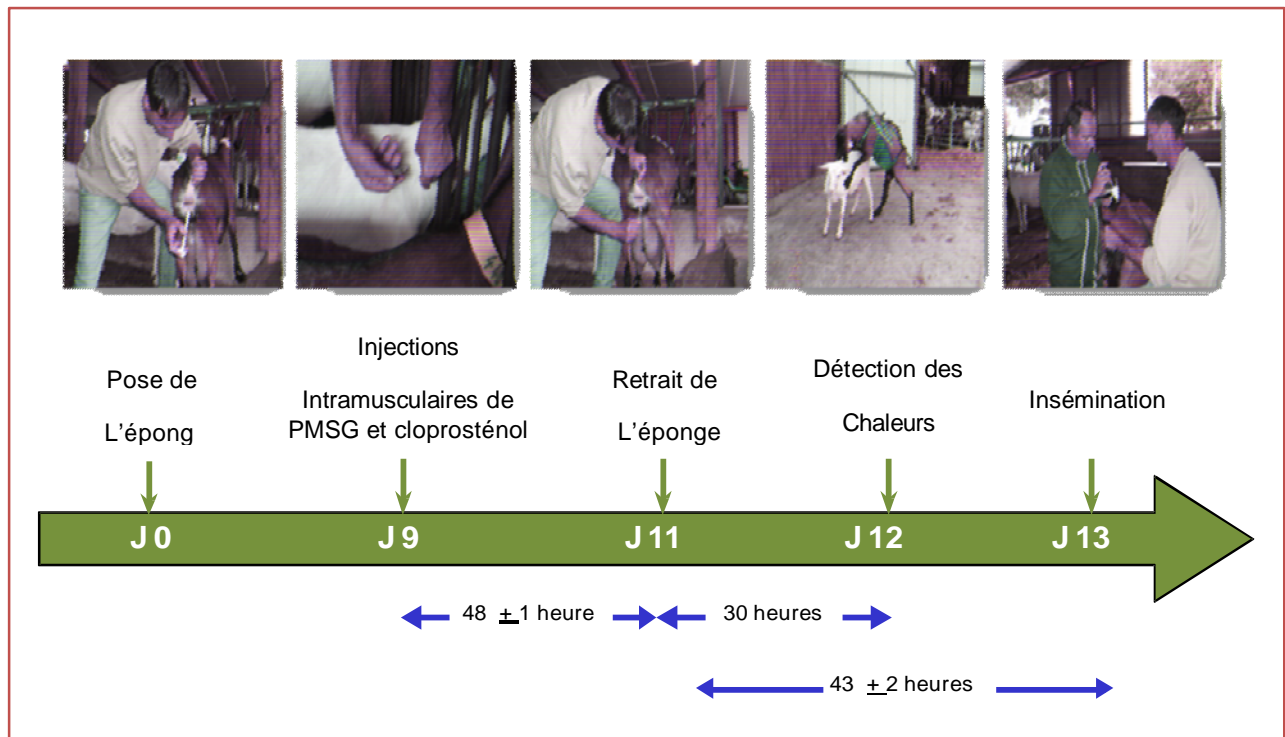


Figure 38: Le protocole hormonal standard

Le protocole le plus utilisé est le suivant :

J0 : pose de l'éponge

J9 : injection PMSG

J11 : retrait de l'éponge

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

J13 : insémination (43h après retrait de l'éponge) ou mise à la lutte

. Les étapes de la pose de l'éponge sont les suivantes :

- Etape 1: J0 : la pose de l'éponge A

La pose d'éponge est un chantier qui s'organise : les lots ont été préalablement constitués, les femelles sont contenues aux cornadis ou dans la salle de traite (Figure 38). Le matériel nécessaire est composé de l'applicateur adapté aux chèvres et son piston, des éponges, des ciseaux. Il faut prévoir un seau d'eau tiède contenant un antiseptique de type ammonium quaternaire. L'opérateur enfle des gants pour manipuler les éponges

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

imprégnées du progestagène. Avant de poser les éponges vaginales, il est recommandé d'asperger les éponges avec un spray antiseptique (Holospray®) ou un spray antibiotique (Orospray) et de laver la vulve avant d'introduire l'éponge. Cette recommandation vise à diminuer ou prévenir les impacts d'une infection vaginale (inflammation, adhérence...) sur les résultats de fertilité. D'une part, l'asepsie des manipulations n'est jamais parfaite et d'autre part l'éponge constitue un corps étranger induisant une réaction inflammatoire dans le vagin (Suárez et al., 2006 ; Sönmez et al., 2009). Cependant, le spray antibiotique est moins recommandé à cause des éventuels résidus. Après avoir écarté légèrement les lèvres de la vulve, l'applicateur est introduit délicatement dans le vagin avec un angle légèrement incliné vers le haut (figure 39) jusqu'à sentir une résistance afin d'éviter toute perforation du vagin. La chèvre demeure toujours sur ses quatre pattes lors de la pose, aucun support ou chevalet n'est donc nécessaire. L'éponge est insérée dans l'applicateur, en laissant la ficelle vers l'extérieur. Puis, à l'aide du piston, le dispositif vaginal est poussé dans le fond de l'applicateur et ensuite libéré dans le vagin. L'applicateur et le piston sont retirés en évitant de tirer la ficelle. Afin de limiter les pertes d'éponge, il est conseillé de couper la ficelle 4 cm en-dessous de la vulve. Entre chaque chèvre, le matériel de pose est laissé dans la solution désinfectante. Une échographie, réalisée au maximum 10 jours avant la pose de l'éponge, permet de détecter d'éventuelles pseudo-gestations. Les chèvres pseudo-gestantes sont écartées du protocole. Cette étape consiste à poser une éponge vaginale imprégnée de progestagène (45 mg d'acétate de fluorogestone pour les chèvres, 40 pour les chevrettes) pendant 11 jours \pm 1 jour. D'un mandrin interne pour pousser l'éponge au fond de la cavité vaginale. Les éponges vaginales sont mises en place grâce à un petit spéculum vaginal muni d'un applicateur spécifique à l'espèce caprine. Désinfecter l'applicateur entre chaque chèvre, Avant leur pose, les éponges doivent être pulvérisées d'un antiseptique (Holospray ; 1 flacon pour 150 éponges) ou d'un antibiotique. Les produits antiseptiques employés ne doivent pas contenir de l'alcool, du phénol ou du crésol qui altèrent l'acétate de flugestone des éponges (Petit, 2012)

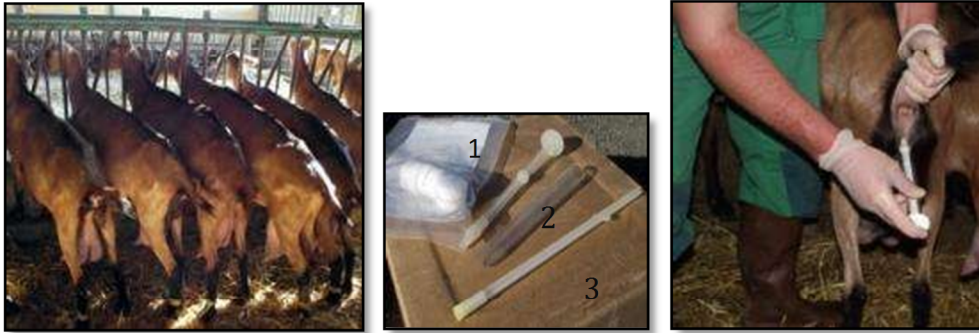
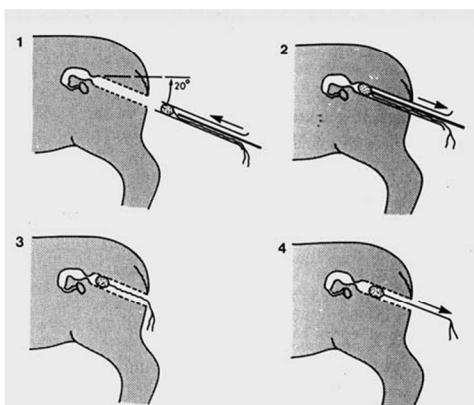


Figure 39 : La pose des éponges – (a) la contention – (b) le matériel : 1- éponges vaginales de FGA, 3- applicateur et 3 son piston – (c) introduction de l'applicateur dans le vagin (d) insertion de l'éponge dans l'applicateur – (e) désinfection entre chaque chèvre – (f) ponge en place (ficelle non coupée).



Procédure d'utilisation de l'éponge

1/ Toujours désinfecter le tube applicateur et les gants entre chaque chèvre dans un seau d'eau propre contenant de l'iode, (photo 1)

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

2/ Insérer l'éponge dans l'applicateur par l'extrémité non-biseautée, l'attache du fil du côté de l'opérateur (photo 2).



3/Insérer ensuite le poussoir pour faire glisser l'éponge jusqu' 'à environ 1 cm de l'extrémité biseautée. Le fil se trouve alors à l'intérieur du tube (photo 3)



4/Enduire légèrement le tube d'application avec un lubrifiant en gel ou une crème antiseptique de façon à faciliter l'insertion du tube (photo 4). Attention, une lubrification trop abondante du tube peut entraîner la perte de l'éponge;

Etape 2:J9: les injections intramusculaires de PMSG et de cloprosténol:

Avant de poursuivre le protocole, il est préférable de vérifier que les chèvres portent toujours leur éponge. Afin de faciliter le chantier, il est possible d'utiliser des flacons de PMSG 6000 associés à l'utilisation d'un pistolet doseur. Pour chaque chèvre, une dose de 50 μg de cloprosténol (un analogue de la prostaglandine $\text{F}_{2\alpha}$) soit 0,2 ml de solution (Estrumate, MSD Santé Animale) est injectée par la voie intramusculaire à la base du cou (Figure 53). La femelle reçoit en voie intramusculaire la dose d'eCG correspondante à sa parité, sa lactation et à la saison (Tableau VIII). L'eCG est une molécule fragile, alors pour assurer son efficacité il faut respecter la conservation au froid (+2 à + 8°C), la dilution avec le solvant juste avant l'utilisation et la posologie adaptée. L'eCG et le cloprosténol doivent être injectés 48h avant le retrait de l'éponge.

ATTENTION: la PMSG et le cloprosténol ne doivent pas être mélangés dans la même seringue. Utiliser une aiguille neuve pour chaque injection. Les injections se font en

intramusculaire, à la base de l'encolure : injecter la PMSG d'un côté et le cloprosténol de l'autre côté du cou.



Figure 40 : Injection de l'eCG et des prostaglandines 1) Préparation du matériel – 2) Injection en intramusculaire.

Etape 3 : J11 : le retrait de l'éponge

Le délai entre les injections et le retrait de l'éponge est de 48 ± 1 heures. Il doit être respecté scrupuleusement pour la réussite de la synchronisation. L'éponge est enlevée en tirant délicatement sur la ficelle. L'insémination est ensuite réalisée 43 à 45h après le retrait.

L'effet bouc

L'introduction du bouc dans le troupeau en période de repos sexuel provoque la venue en chaleur d'un certain nombre de chèvres dans un délai de deux semaines: c'est l'effet bouc.

Principe

Après une période d'isolement sensoriel complet, l'introduction d'un mâle sexuellement actif dans un troupeau de femelles provoque immédiatement une brusque augmentation de la fréquence et de l'amplitude des pics de LH. Les chèvres retrouvent ainsi une cyclicité ovarienne à condition de ne pas être trop éloignées de la saison sexuelle.

➤ L'isolement

Les boucs sont isolés des femelles au moins 3 semaines avant la période de reproduction. La séparation doit être totale : Les boucs sont placés dans un local situé à une distance minimale de 100 mètres du bâtiment des femelles. Le principe de 'ni vue, ni ouïe, ni odeur' entre femelles et mâles doit être scrupuleusement respecté. (figure41)Le non-respect de ces règles essentielles est une cause fréquente d'échec de l'effet mâle (Brice et Leboeuf, 2002).

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

Les stimulations sont principalement formées de l'odeur du mâle (et des phéromones), mais aussi des signaux auditifs, visuels et tactiles. Le stimulus olfactif est déterminant dans le déclenchement de l'activité de l'axe hypothalamo-hypophysaire. Seul, il est capable de provoquer les ovulations, mais avec une efficacité moindre par rapport à un contact complet (Chemineau, 1989 ; Walkden-Brown *et al.*, 1993a). Par ailleurs, il est possible de déclencher l'ovulation chez des chèvres en œstrus suite à la mise en contact avec un lot de femelles en œstrus induit (Restall *et al.*, 1995



➤ **L'introduction des boucs**

Avant leur introduction dans un lot de chèvres, les boucs entiers sont équipés d'un tablier empêchant les saillies. Certains éleveurs utilisent plutôt des boucs vasectomisés, les dispensant d'utiliser le tablier.

Le contact entre les boucs et les chèvres doit être complet et permanent. Généralement, il faut considérer 1 mâle pour 10 à 20 femelles cependant, le ratio est ajusté en fonction du contexte. En monte naturelle, 1 bouc pour 25 chèvres est suffisant alors que dans le contexte de l'IA sans traitement hormonal, il faut se baser sur un ratio de 1 mâle pour 10 femelles. La rotation des mâles dans les lots, 1 à 2 fois par jour est suggérée afin d'augmenter la stimulation des femelles par un effet de nouveauté. Dans ce même objectif, il est conseillé de placer plusieurs mâles dans un même lot. Le changement régulier de bouc permet en outre d'éviter des problèmes sanitaires liés aux irritations par l'urine qui se dépose sur le tablier.

➤ **La mise à la reproduction**

La saillie naturelle est la méthode souvent choisie du fait de l'imprécision du moment d'apparition des ovulations fécondantes. Néanmoins, l'insémination animale est envisageable sur détection de chaleurs. Pour cela, les femelles ne sont pas inséminées avant le 7^{ème} jour après l'introduction du bouc. L'éleveur doit surveiller les venues en chaleur et les faire inséminer dans les 12 à 24 heures après le début constaté des chaleurs (Figure 41).

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

L'IA est donc peu applicable car cela représente une forte contrainte pour l'éleveur et pour l'inséminateur car il doit se déplacer plusieurs fois sur une période de 5 à 6 jours. Néanmoins, c'est le seul protocole envisageable pour les élevages certifiés AB souhaitant pratiquer l'IA. En pratique, l'effet bouc est suivi de l'IA lorsqu'il est associé à un traitement hormonal et voire à un traitement photopériodique.

Manipulation de la photopériode

La manipulation de la photopériode permet de s'affranchir de la saisonnalité des caprins et de rendre possible la reproduction en contre-saison. ((Figure 42)

Principes : alternance de Jours Longs et de Jours Courts

L'induction d'une activité sexuelle en contre-saison nécessite de faire succéder une phase « Jours Longs » et une phase « Jours Courts ». En effet, après la saison sexuelle, les animaux deviennent réfractaires à l'action stimulatrice des jours courts. Les traitements de désaisonnement sont basés sur la perception d'une transition d'une phase de Jours Longs vers une phase de Jours Courts (Chemineau et *al.* 1992).

Les Jours Longs sont définis par une durée d'éclairement quotidien supérieure à 12 heures tandis que les Jours Courts correspondent à une photopériode inférieure à 12 heures. Néanmoins, la perception d'un jour court (ou d'un jour long) est relative, et s'interprète en fonction des jours précédents, c'est-à-dire qu'elle dépend du passé photopériodique (Brice, 2003).

En pratique, on est sûr que les animaux perçoivent un « Jour Long » (JL) avec 16 heures de lumière quotidienne. De même, un maximum de 8 heures d'éclairement par jour permet de s'assurer les animaux saisissent des « Jours Courts » (JC). Différentes techniques sont disponibles pour simuler une période de JL ou une période de JC (Figure 43). Ainsi en connaissant l'utilisation de chacune de ces techniques, il est possible d'établir le protocole adapté à la période de reproduction souhaitée (Figure 43).

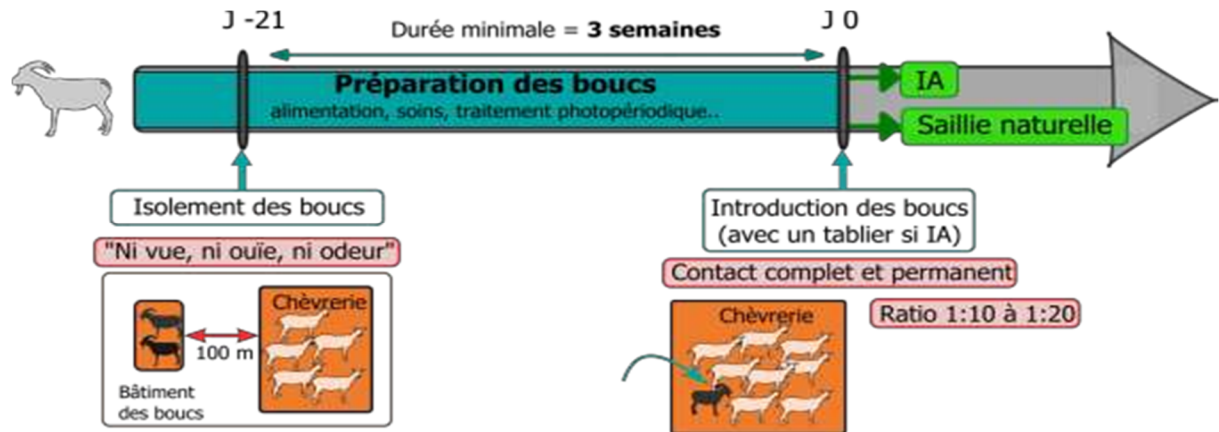


Figure 41 : Effet bouc : principe et méthode de mise en œuvre.

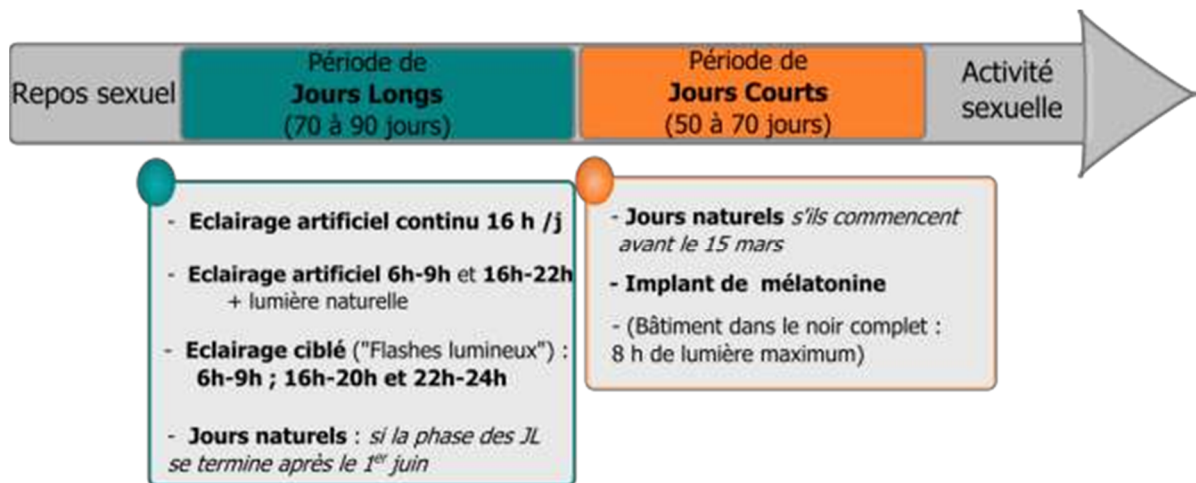


Figure 42: Le traitement photopériodique et méthodes disponibles.

Nov	Janv	Mars	Mai	Juil.	Sept.
TL	JN	IA / SN			
TL	JN	IA / SN			
TL	MEL	IA / SN			
TL	MEL	IA / SN			
	JN	MEL	IA / SN		
	JN	MEL	IA / SN		

Figure 43: Traitements photopériodiques adaptés aux différentes périodes de

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

reproduction. TL = traitement lumineux – JN = jours naturels - MEL = mélatonine – IA = insémination animale – SN = saillie naturelle.

Méthodes et protocoles

La phase « jours longs »

➤ **Durée d'efficacité**

Il est recommandé de respecter environ une période de 70 à 90 jours longs (Chemineau et *al.*, 1996 ; Brice, 2003). Il faut respecter le nombre de jours minimum pour défaire l'état réfractaire aux

« Jours Courts » pendant l'hiver (Chemineau et *al.* 1992).

Par ailleurs, si la phase de Jours Longs est trop longue, les animaux développent un état réfractaire à l'effet inhibiteur des Jours Longs : l'activité sexuelle reprend d'elle-même (Robinson et *al.* 1985). Les Jours Longs sont inhibiteurs de l'activité sexuelle pendant 120 à 150 jours (Malpaux et *al.* 1995).

➤ **Eclairage artificiel continu pendant 16 heures**

Le principe est simple, les animaux sont soumis à un éclairage artificiel pendant 16 heures consécutives par jour (Figure 44). Aucun apport de lumière ne doit avoir lieu en dehors de ces horaires.

➤ **Protocole PhotINRA (méthode des flashes)**

Chez les caprins, il existe une phase dite photosensible (période de sensibilité des animaux à la lumière), située 16 à 17 heures après l'aube. L'éclairement de cette période fait percevoir un jour long aux animaux (Chemineau et *al.* 1996). Le principe de la méthode dite des « flashes lumineux » consiste d'abord à fixer l'aube par un éclairage artificiel entre 6 et 9 heures du matin par exemple. Entre 16 heures et 20 heures les animaux sont à nouveau sous une lumière artificielle. Puis, une autre phase de lumière artificielle est appliquée aux animaux entre 22 et 24 heures, correspondant à la phase photosensible (Figure 45). Entre 20 h et 22 h, le bâtiment doit être complètement dans l'obscurité, autrement la photopériode serait trop longue.

La phase « Jours courts »

➤ **Durée d'efficacité**

Il faut respecter une durée de 50 à 70 jours pour la phase des « jours courts ». Un état réfractaire à la stimulation des Jours Courts se met en place environ 100 à 110 après le

premier jour court (Lincoln et Ebling, 1985 ; Corre et Chemineau, 1993).

➤ **Simulation des Jours Courts par implant de mélatonine**

On rappelle que la mélatonine est une substance naturellement produite la nuit, par la glande pinéale. Elle est l'hormone qui transmet l'information photopériodique. Un traitement hormonal avec la mélatonine en quantité suffisante permet de mimer des jours courts pour le système nerveux de l'animal, même s'il est soumis à une photopériode naturelle longue (Malpaux et *al.* 1995 ; Chemineau et *al.* 1996).

Le dispositif actuellement disponible est sous forme d'implant sous-cutané contenant 18 milligrammes de mélatonine. Il induit une augmentation plasmatique de mélatonine, sans modifier la production naturelle par la glande pinéale. La libération continue permet une concentration sanguine efficace (supérieure à 50 % Du taux nocturne endogène) du pendant au moins 60 jours (Malpaux et *al.* 1995). Chez certains individus, l'hormone est encore libérée 100 jours après la pose (Abecia et *al.* 2011). Actuellement, l'implant de mélatonine est disponible sous une seule forme commerciale (Mélovine®, Céva) qui ne dispose pas d'AMM (Autorisation de Mise sur le Marché) pour les caprins. Un seul implant est préconisé pour les femelles alors que pour les boucs il faut prévoir 3 implants (Arranz et *al.* 1995 ; Chemineau et *al.* 1996). D'après les recommandations du laboratoire, les boucs doivent être implantés sept jours plus tôt que les chèvres. Puis, ils sont mis au contact des femelles 49 jours après l'implantation pour obtenir un effet bouc (Figure 47 et Tableau VII) (Ceva Santé Animale, n.d.).

➤ **Simulation des jours courts par obscurcissement du bâtiment**

Le principe est de laisser passer la lumière dans le bâtiment d'élevage pendant 8 à 10 heures seulement (Brice, 2003). Toutes les entrées de lumière (fenêtres, portes, plaques translucides du toit...) doivent être bâchées. L'exposition à la lumière est prévue entre deux moments fixes, par exemple entre 8 heures et 16 heures. Pour apporter le jour, les portes et les fenêtres sont grandes ouvertes. La durée de la période des jours courts est au minimum de 70 à 90 jours en bâtiments obscurs (Brice, 2003).

Les protocoles de désaisonnement

L'activité sexuelle des boucs est induite en même temps que les chèvres pour la saillie naturelle et pour bénéficier de l'effet bouc.

➤ **Objectif : une reproduction avant le 15 mai (Figure 48)**

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

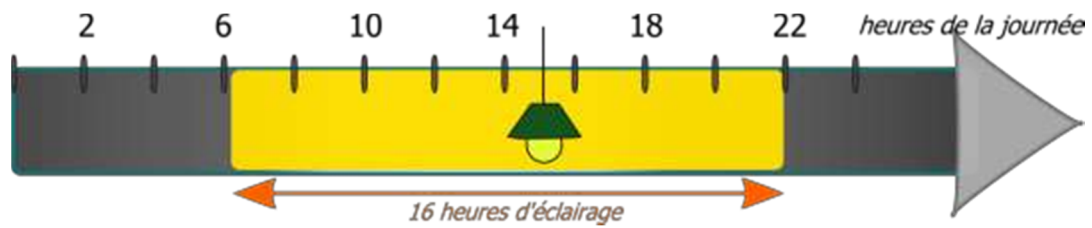


Figure 44 : Protocole Jours Longs : 16 heures d'éclairage continu.

➤ **Eclairage continu pendant 16 heures associant éclairage artificiel et lumière naturelle**

De même que le protocole précédant, 16 heures de lumière consécutives sont respectées mais en incluant la lumière naturelle (Figure 45). La consommation d'électricité est diminuée par rapport au protocole précédant.

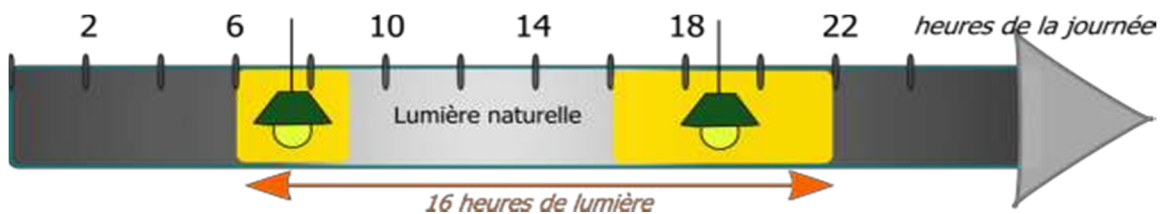


Figure 45: Protocole Jours Longs : 16 heures consécutives de lumière incluant la lumière naturelle.

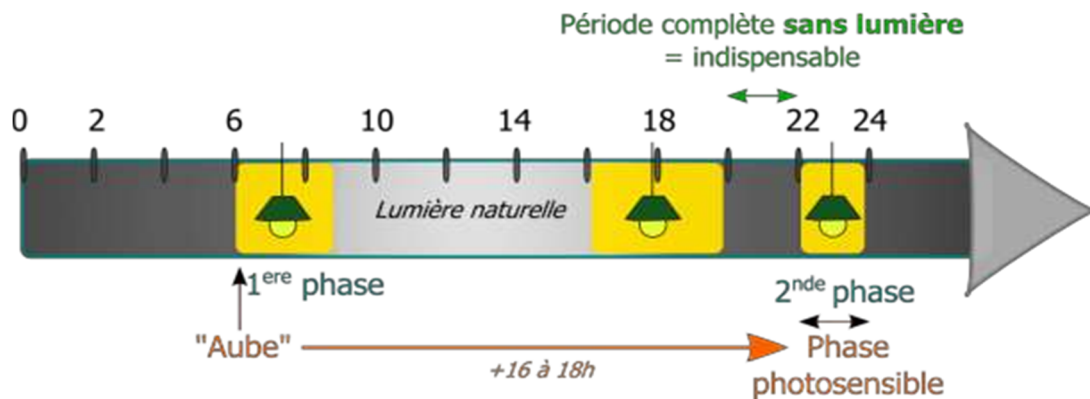


Figure 46: Protocole Jours Longs : méthode Phot INRA (Chemineau et al. 1992).

Tableau VIII : Mélatonine : posologie en fonction du sexe et de l'âge chez les caprins pour un implant de 18 mg (Brice, 2003).

Chèvre	Chevrette	Bouc
1 implant	1 implant	3 implants

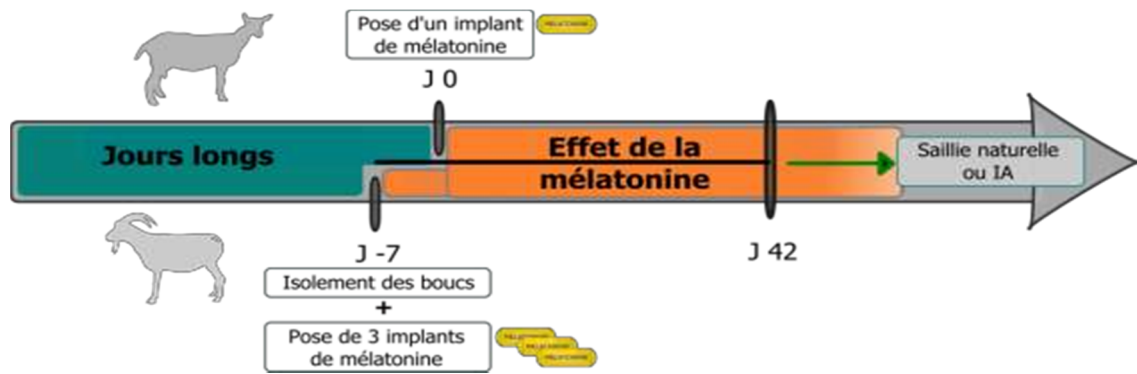


Figure 47 : Planning du traitement avec la mélatonine en association à l'effet mâle (Ceva Santé Animale, n.d.).

1. Les « jours longs » sont simulés par un éclairage artificiel
2. Les « jours courts » correspondent aux jours naturels

Quand le traitement JL se termine au plus tard le 15 mars, il ne semble pas nécessaire de recourir à un traitement JC artificiel. La transition entre JL artificiels et les jours naturels (relativement courts à cette époque de l'année) est suffisante pour stimuler l'activité sexuelle (Brice, 2003). De plus, la pose d'implant de mélatonine ne semble pas améliorer les résultats de fertilité (Chemineau et *al.* 1999 ; Pellicer-Rubio et *al.* 2007).

➤ **Objectif : une reproduction entre le 15 mai et le 15 juillet (Figure 48)**

1. Les « jours longs » sont simulés par un éclairage artificiel.
2. Les « jours courts » sont réalisés par l'implant de mélatonine (voire par l'obscurcissement de la chèvrerie).

Par conséquent, pour une mise à la reproduction un peu plus tardive (juin – juillet), les jours longs artificiels sont arrêtés en avril-mai (Chemineau et *al.* 1992).

➤ **Objectif : une reproduction après le 15 juillet ou en avance de saison (Figure 48)**

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

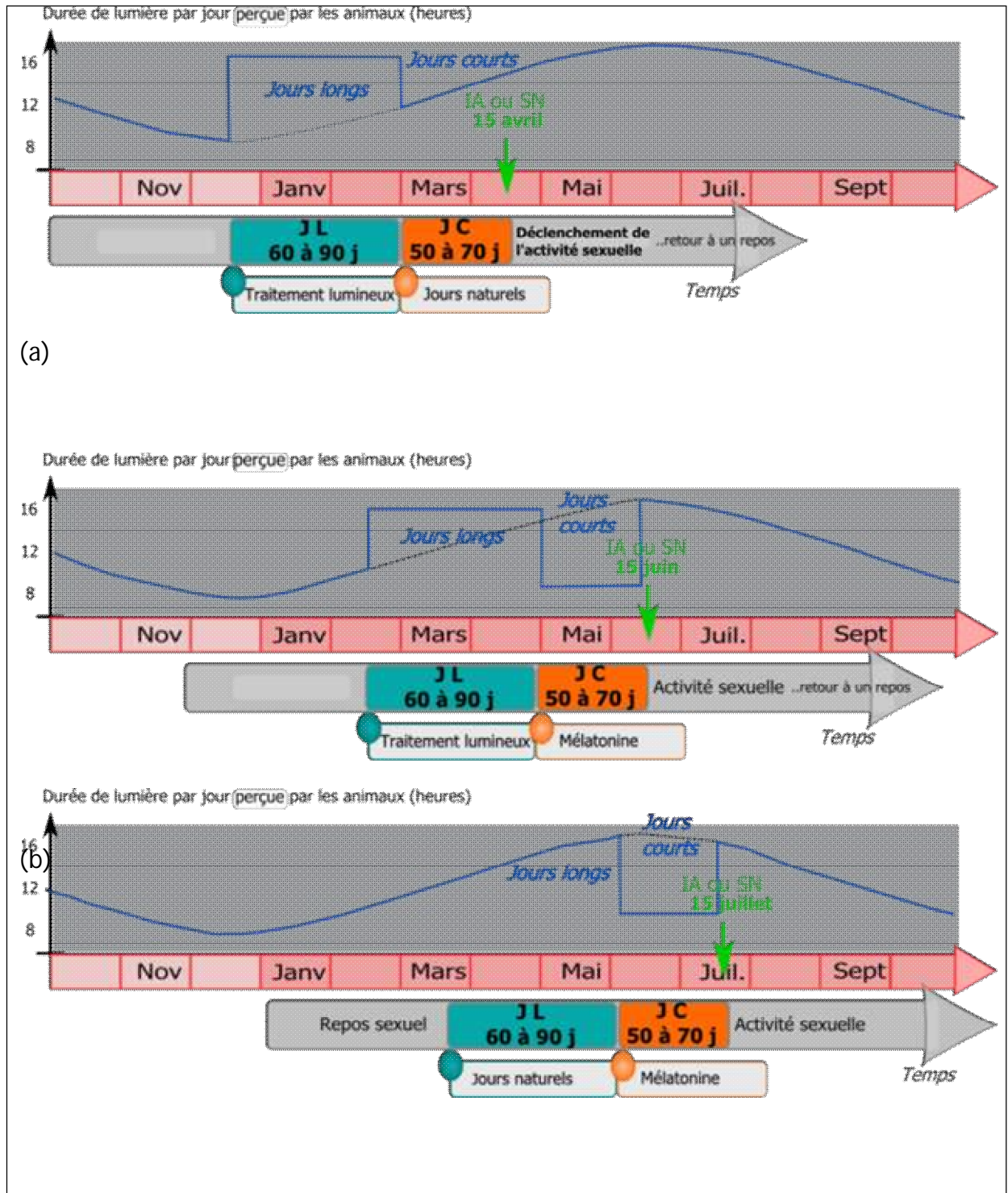


Figure 48 : Protocoles de désaisonnement pour une reproduction (a) avant le 15 mai, (b) entre le 15 mai et 15 juillet, (c) après le 15 juillet.

1. Les « jours longs » correspondent aux jours longs naturels, si la phase des jours courts commence en juin.
2. Les « jours courts » sont réalisés par l'implant de mélatonine (voire par l'obscurcissement de la chèvrerie).

Ainsi, la mélatonine employée seule n'avance la saison sexuelle que de 1.5 mois maximum pour des races très saisonnées (Chemineau et *al.* 1992).

➤ **Objectif : désaisonner les chevrettes**

Les chevrettes doivent être âgées de 7 mois minimum et leur développement corporel doit être suffisant avant d'être mises à la reproduction. Le traitement photopériodique est appliqué chez les chevrettes en respectant les conditions précédemment décrites. La pose d'implant de mélatonine est plus courante chez les nullipares que chez les chèvres laitières. Selon le laboratoire commercialisant ces implants, 60000 sont vendus chaque année en caprin, dont environ 80 % destinés aux chevrettes.

L'association du traitement photopériodique avec le traitement hormonal de synchronisation

Le principe

L'intérêt d'associer le traitement hormonal de synchronisation à un traitement photopériodique est d'entraîner une cyclicité ovarienne après l'induction d'une première ovulation chez les femelles en anœstrus.

Le protocole

Le traitement photopériodique adapté à la période de reproduction choisie, est appliqué aux animaux (Figure 49). Le protocole hormonal de synchronisation associant éponges de FGA et eCG est commencé environ 30 jours après la fin du traitement lumineux. L'objectif est d'inséminer 40 jours après la fin du traitement lumineux (UNCEIA et Capri-IA, 2004). La dose d'eCG habituellement recommandée peut être abaissée de 100 UI, les autres caractéristiques du protocole hormonal restent les mêmes. L'insémination est alors prévue 43 heures \pm 2 heures après le retrait de l'éponge (UNCEIA et Capri-IA, 2004). Les boucs rendus sexuellement actif par le désaisonnement sont introduits dans le lot de chèvres 3 semaines après l'IA, afin de féconder les femelles à nouveau en chaleur.

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

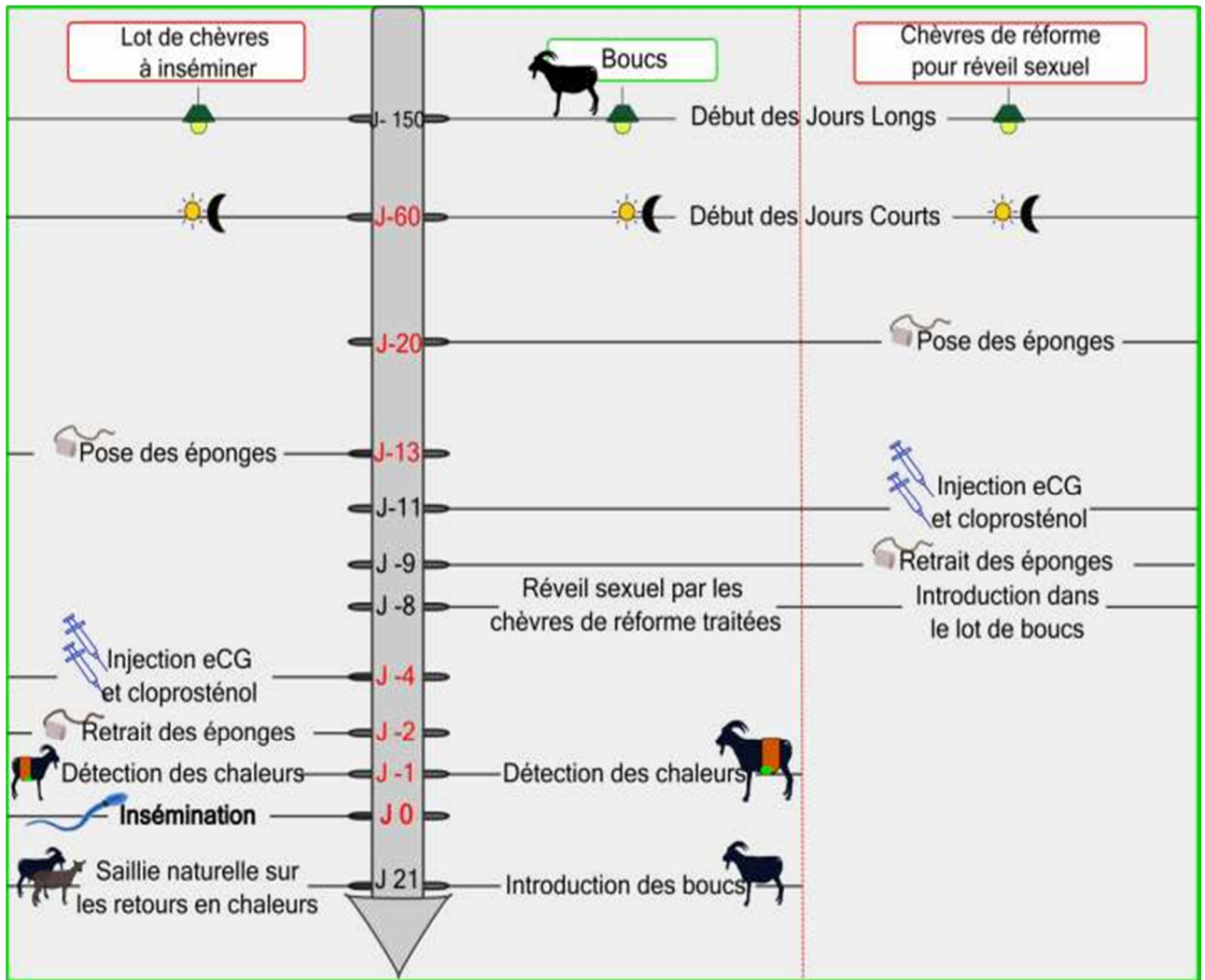


Figure 49 : Rétro planning pour le protocole associant le traitement photopériodique et le traitement hormonal de synchronisation » ; exemple pour une mise à la reproduction avant le mois de mai.

L'association du traitement photopériodique et de l'effet bouc

Le principe

Le traitement lumineux fait sortir les chèvres de l'anœstrus profond : elles deviennent réceptives à l'effet mâle produit par des boucs rendus sexuellement actifs.

Le protocole

Les femelles et les mâles sont tout d'abord soumis à un traitement photopériodique adéquat (Figure 50). Au début de la phase « jours courts », les boucs sont séparés des femelles. Les boucs sont ensuite introduits au milieu des chèvres entre 50 et 70 jours après la fin de la phase « des jours longs » (Chemineau et *al.* 1996). Si le délai entre l'introduction du mâle et la fin de la transition JL/JC est trop long, les chèvres deviennent cyclées d'elles-mêmes. Par conséquent l'effet bouc n'est pas efficace pour synchroniser les œstrus.

En saillie naturelle, les boucs préparés pour l'effet mâle sont ainsi prêts pour la reproduction. Il faut prévoir un sexe ratio un peu plus petit qu'en saison sexuelle, soit 1 bouc pour 10 femelles. Ils sont laissés avec les chèvres pendant au moins 45 jours. Un groupage de chaleurs est observé sur 3 jours. Le taux de femelles ovulant est très élevé, toujours supérieur à 90 %. Le taux de mise-bas en monte naturelle est supérieur à 80 %. L'activité ovarienne persiste au moins sur deux cycles (Brice, 2001 ; Pellicer-Rubio et *al.* 2007).

Cependant, la réponse à l'effet mâle est variable entre les élevages. Après le marquage, l'insémination est effectuée dans les 12 à 24 heures qui suivent. La détection des chaleurs est biquotidienne sur une période de 3 jours au moins.

Le traitement photopériodique associé au traitement progestatif (sans eCG et sans cloprosténol) et à l'effet mâle

Le principe

L'objectif est de bénéficier de l'effet mâle en contre-saison comme dans le protocole précédent tout en s'affranchissant des conséquences liées à l'apparition des cycles courts. En effet, une imprégnation avec des progestatifs de synthèse ou naturels annule l'apparition des cycles courts (Brice, 2001 ; López-Sebastian et *al.* 2007a ; Pellicer-Rubio et *al.* 2008). Le mode d'action n'est pas encore vraiment élucidé (Chemineau et *al.* 2006). L'apparition des chaleurs se concentre entre le 2^{ème} et 4^{ème} jour versus entre le 6^{ème} et 11^{ème} jour sans l'ajout de progestagènes (Brice, 2001).

Le protocole

Les animaux sont préparés à la reproduction par le traitement photopériodique approprié (Figure 70).

40 à 50 jours après le début des « Jours Courts », une éponge vaginale de FGA est mise en place sur l'ensemble du lot de chèvres dessaisonnées. Les éponges sont laissées pendant 11 jours.

Les boucs ardents sont introduits au milieu des femelles, le jour du retrait de l'éponge vaginale. Les mâles sont équipés préalablement d'un tablier muni d'un harnais marqueur. Dans le protocole validé par l'INRA, l'IA est fixée à 52 heures après le retrait de l'éponge sans détection de chaleurs (Pellicer-Rubio et *al.* 2009).

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

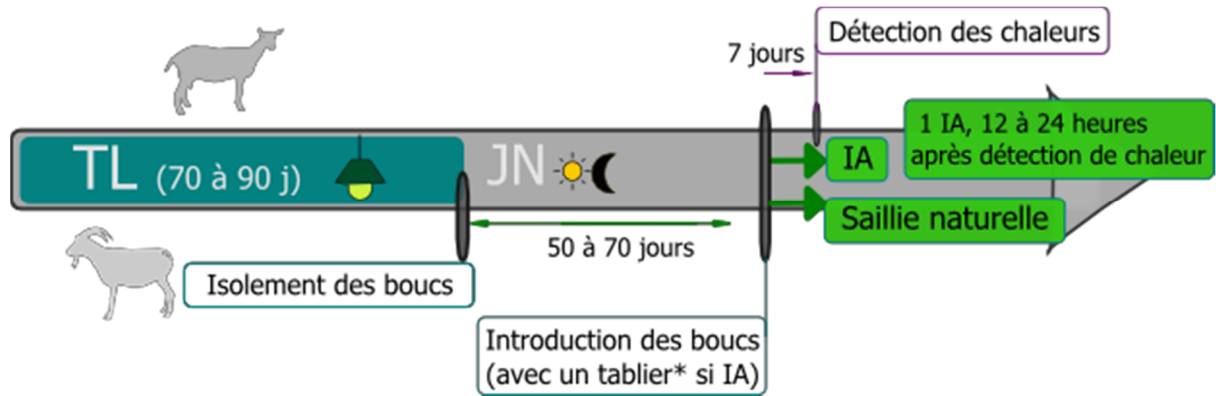


Figure 50 : Planning pour le protocole associant le traitement photopériodique et l'effet bouc ; exemple pour une mise à la reproduction avant le mois de mai. (TL : traitement lumineux – JN : jour naturels) - * Le tablier est marqueur selon la méthode de détection de chaleurs choisie.

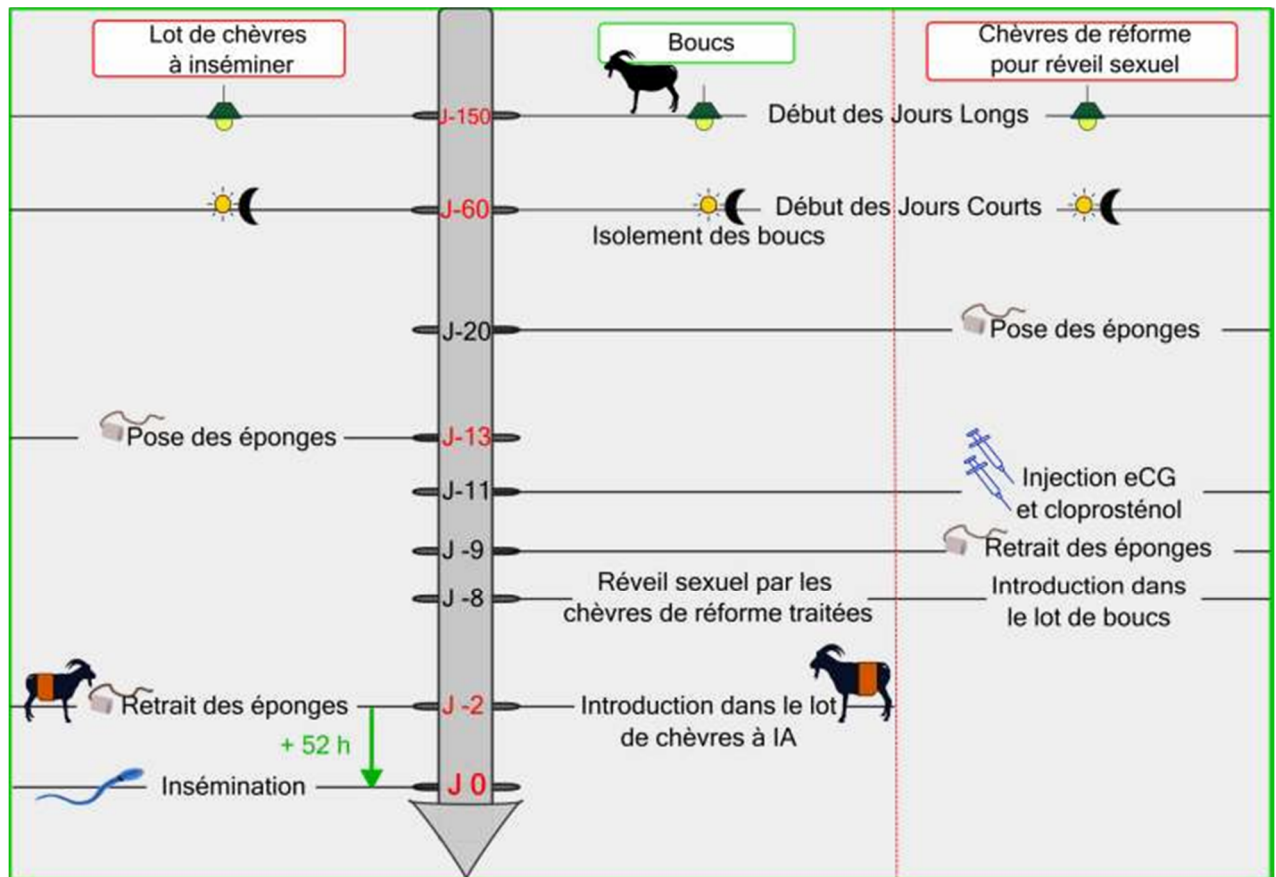


Figure 51: Rétroplanning pour le protocole associant le traitement photopériodique, la pose d'une éponge de FGA et l'effet bouc ; exemple pour une mise à la reproduction avant le mois de mai.

Il faut noter que la saillie naturelle n'a pas d'intérêt après ce type de protocole. En effet, dans ce cas l'ajout de progestagènes ne semble pas améliorer les résultats de fertilité en contre-saison. On observe seulement une fécondation plus précoce puisque les ovulations fécondantes ont lieu dans les 3 jours qui suivent l'introduction du bouc au lieu des 8^{ème} jours sans éponge de FGA (Brice, 2001 ; Pellicer-Rubio et *al.* 2007).

LA MISE A LA REPRODUCTION

Pour féconder une femelle, les spermatozoïdes, une fois déposés dans les voies génitales femelles, doivent parvenir jusqu'aux ovules. Dans les élevages caprins, le vecteur de la semence est soit le bouc par monte naturelle, soit l'homme au moyen d'instruments (insémination animale, aussi appelée insémination artificielle).

La détection des chaleurs

La détection des chaleurs est utilisée et recommandée dans un contexte d'insémination animale.

Le principe

Une chèvre en œstrus se caractérise par l'acceptation du chevauchement par le bouc. Le diagnostic de l'œstrus est réalisé par la mise en présence d'un mâle avec des femelles. En premier abord, l'acceptation du chevauchement est regardée comme un phénomène «tout ou rien», puisque la réponse est considérée comme positive (acceptation du chevauchement) ou négative (non-acceptation). Pourtant, des erreurs d'appréciation peuvent survenir, puisque certaines femelles expriment un comportement ambigu (Baril et *al.* 1993). D'autres signes comportementaux d'œstrus (agitation, bêlements, frétilllements de la queue, ...) aident au repérage des femelles en chaleur.

Les méthodes et la mise en œuvre dans les élevages

Les boucs sexuellement actifs, entiers ou vasectomisés sont les détecteurs de chaleurs les plus fiables en élevage. La vasectomie est une intervention chirurgicale consistant à sectionner les canaux déférents. Cette pratique est peu courante chez les caprins. Les mâles entiers sont équipés d'un tablier afin d'éviter les saillies (Figure 53).

La préparation des boucs détecteurs

Les mâles détecteurs doivent avoir eu une bonne préparation afin qu'ils soient sexuellement actifs. Les jeunes boucs (18 mois à 2 ans) sont privilégiés car ils sont plus ardents. Néanmoins, il est préférable qu'ils aient déjà servi aux saillies (Groupe Reproduction Caprine, 1995). En moyenne, il faut compter un bouc pour 15 chèvres environ.

Ce ratio est à adapter avec la saison et l'activité des boucs.

L'organisation du travail

L'INRA a décrit et validé deux protocoles décrits ci-après (Capri-IA, 2006). Ils consistent à équiper les boucs d'un tablier et de les présenter aux femelles soit en liberté, soit une par une. Pour autant, d'autres méthodes sont rencontrées dans les élevages comme le passage du bouc dans un couloir avec les femelles laissées prises au cornadis, mais elles sont moins précises.

➤ **Première méthode : présentation individuelle des chèvres au bouc.**

Les boucs sont équipés d'un tablier non marqueur (Figure 52). Puis, les chèvres sont présentées une à une au mâle. L'éleveur marque différemment celles qui sont en chaleur et celles qui ne le sont pas (Figure 52). Ainsi, les chèvres acceptant le chevauchement par le bouc sont clairement identifiées. Cependant, cette technique est très demandeuse en main-d'œuvre, et contraint l'éleveur à manipuler les animaux, de façon régulière et répétée.

➤ **Seconde méthode : détection en lot par un bouc**

Le bouc est muni d'un tablier marqueur (avec une craie de couleur) puis il est introduit dans le lot de chèvres. Les chèvres marquées sont retirées soit au fur et à mesure, soit deux fois par jour à l'occasion de la traite (Figure 54). Cette seconde méthode ne permet pas de connaître précisément le moment du chevauchement. Ces deux méthodes complètes, très contraignantes pour les éleveurs sont peu utilisées ; une version plus simplifiée a été mise au point pour faciliter la détection des chaleurs avant le chantier des inséminations.

➤ **La méthode simplifiée pour une détection après le traitement hormonal de synchronisation**

Dans un premier temps, les chèvres manifestant un comportement d'œstrus marqué sont repérées à l'aide de boucs placés à côté de l'enclos des chèvres (Figure 55). L'objectif est de déceler les femelles qui n'expriment pas ou peu de comportements d'œstrus. Dans un second temps, toutes les chèvres avec un comportement douteux sont regroupées et mises au contact du bouc muni d'un tablier marqueur. Les femelles marquées sont ensuite mises de côté (Figure 55). Cette méthode, plus facile et plus rapide que les précédentes, est toutefois moins précise car chaque femelle n'aura pas été présentée au bouc. Selon une enquête menée sur 821 élevages de la région Ouest, par Cagènes conjointement avec les pôles caprins, seulement 5 % de ces élevages appliquent la méthode complète contre 35 %

pour la méthode simplifiée. Cela signifie que 60 % d'entre eux ne font aucune détection de chaleurs (Tuauden, 2012).

➤ Autres méthodes décrites

La pose d'un tablier marqueur est peu utilisée dans les élevages. Or, cet outil permet à l'éleveur de passer moins de temps à l'observation des ces animaux. Il existe d'autres méthodes pas ou peu utilisées en France. Par exemple, une femelle traitée avec de la testostérone ou l'œstrogène (hormones dont l'utilisation est interdite en France chez les animaux de rente) peut remplacer le bouc détecteur. D'autre part, il est aussi rapporté l'utilisation d'un chiffon imprégné de l'odeur de bouc en rut (frotté contre les glandes odorantes), qui a été conservé dans un bocal hermétique, puis réchauffé avant d'être présenté aux chèvres (Nutti, 2006).

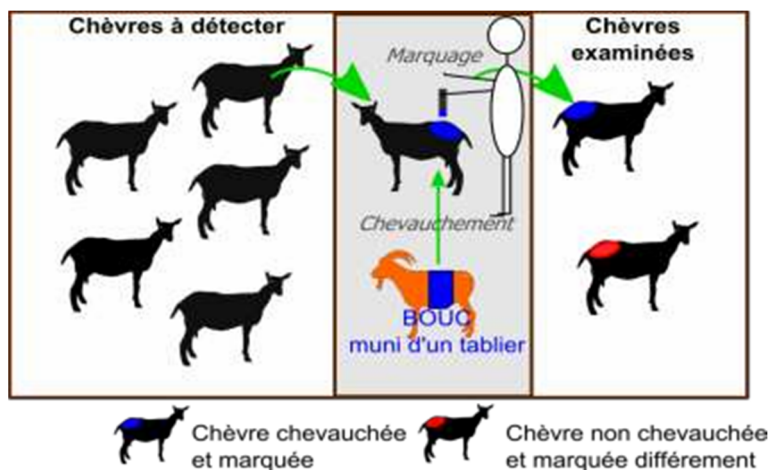


Figure 52: Organisation de la détection d'œstrus par la présentation individuelle des chèvres au bouc (Capri-IA, 2006).



Figure 53: Un tablier en place sur un bouc. Ce modèle ne doit être utilisé que pour une détection en présentation individuelle sous surveillance. Un

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES

autre modèle existe avec des sangles plaquant complètement le tablier contre le bouc, permettant libérer le mâle dans un lot de femelles sans

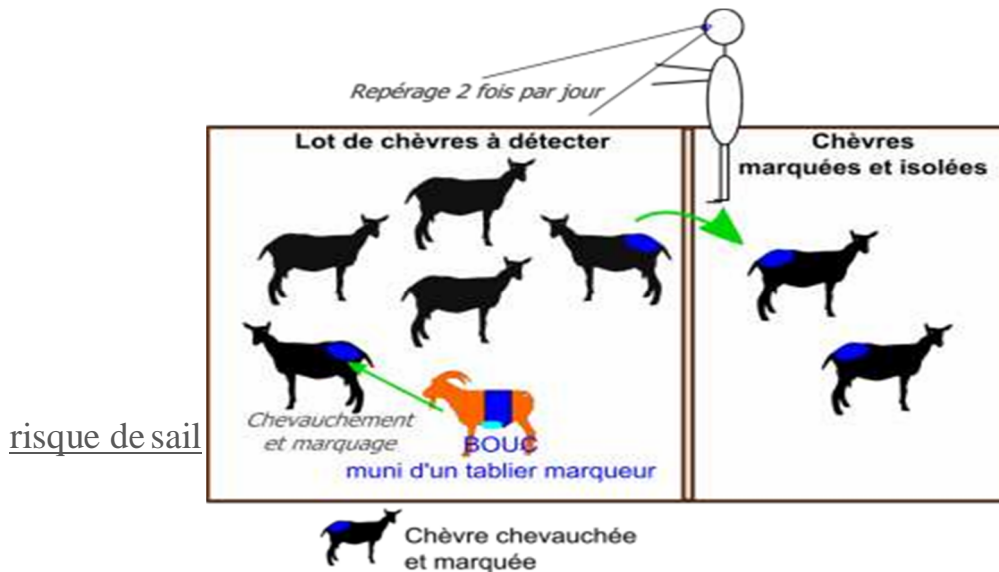


Figure 54 : Organisation de la détection d'œstrus par la présentation d'un lot de chèvres à un bouc équipé d'un tablier marqueur (Capri-IA, 2006).

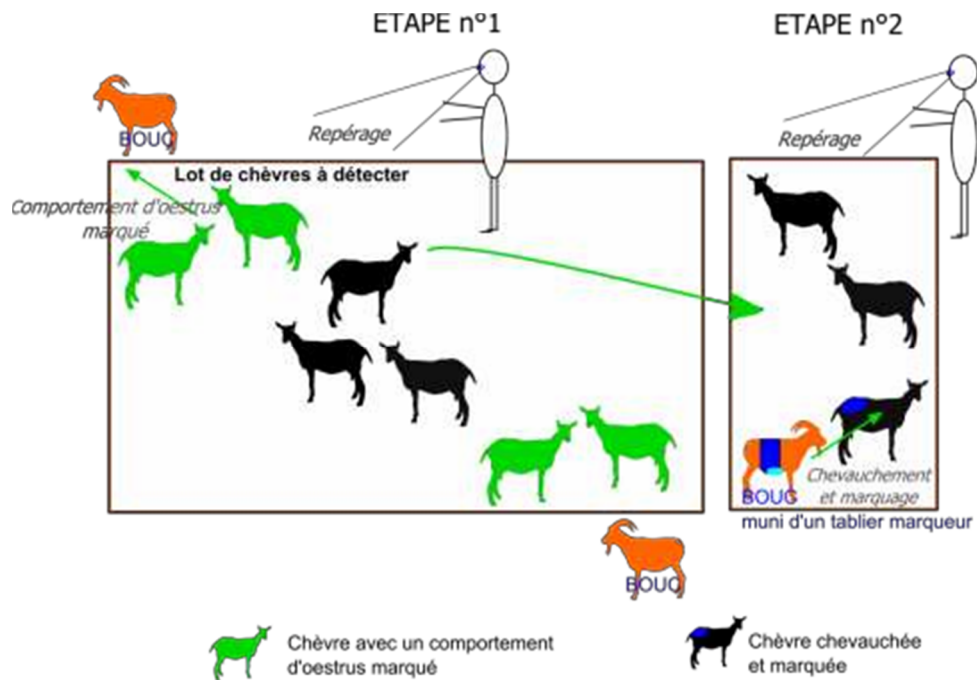


Figure 55 : Organisation de la détection des chaleurs par la méthode simplifiée (adapté de Capri-IA, 2006).

L'insémination en pratique

Préparation du chantier

Le système de contention des chèvres doit être efficace : blocage aux cornadis ou passage en salle de traite (Figure 56). En l'absence de tel dispositif, le recours à une chaise de contention est recommandé pour le confort des manipulateurs et de l'animal.

Préparation du matériel

L'équipement nécessaire se constitue d'un pistolet d'insémination, d'une gaine sanitaire, d'une paire de ciseaux, d'un spéculum, d'une pince hémostatique pour la manipulation des paillettes, d'un thermos pour la décongélation des paillettes et de la cuve d'azote liquide contenant les paillettes congelées (Figure 57). Une fois sortie de l'azote liquide, la paillette est décongelée en la plongeant 30 secondes dans l'eau à 37°C. Elle est ensuite essuyée et introduite dans le pistolet. L'extrémité de la paillette scellée est coupée, puis elle est recouverte avec une gaine protectrice. L'ensemble est bloqué par l'anneau du pistolet (Figure 58).

Mise en place de la semence

L'arrière train de la chèvre est surélevé. Le spéculum, désinfecté entre chaque femelle et muni d'une lumière, est introduit dans le vagin. Le pistolet est guidé vers l'entrée du col de l'utérus. Il est introduit le plus loin possible par des mouvements de rotation. Le sperme est expulsé et le pistolet retiré (Figure 59) (Baril et *al.* 1993).

Chapitre I : MATERIELL ET METHODES



Figure 56 : (1) Contention d'une chèvre prise au cornadis (2) Instruments pour l'insémination animale. *Décongélation à 37°C pendant 30 seconds*

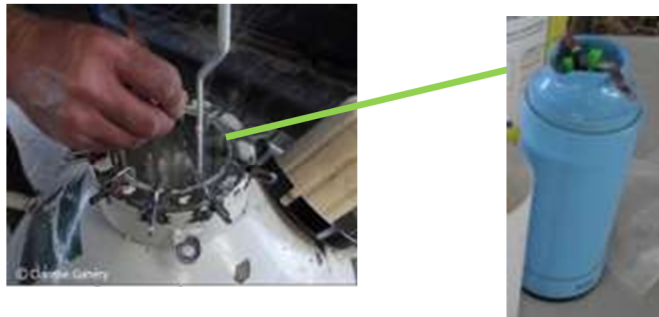


Figure 57 : Etape de décongélation de la semence.



Figure 58: Préparation de la paillette : (1) Mise en place de la paillette sur le pistolet – (2) Section de l'extrémité de la paillette – (3) Pose de la gaine sanitaire.



Figure 59 : Mise en place de la semence.

Chapitre II :

Résultats et discussion

Résultats et discussion

Le traitement hormonal

Le traitement hormonal n'induit pas la répétition d'œstrus à intervalles réguliers. Les femelles traitées en période d'anoestrus profond et qui ne sont pas fécondées ne reviennent en chaleur que plus tard, en saison sexuelle. Il est conseillé d'avancer les dates de mises bas progressivement, de 3 semaines au plus par an. Pour obtenir un taux de réussite satisfaisant, un minimum de cinq mois de lactation avant le traitement doit être respecté. Utilisés seuls, les progestagènes ne permettent pas de contrôler le moment de l'œstrus sur des chèvres à un stade physiologique inconnu ; à moins de mettre les progestatifs sur une durée couvrant entièrement une phase lutéale (soit 16 jours environ) (Holtz, 2005). C'est pourquoi avec l'utilisation d'un traitement court (durée de 11 jours), la destruction du corps jaune est maîtrisée par l'injection de prostaglandines F_{2α} (PGF_{2α}) ou d'analogues de synthèse (par exemple le cloprosténol).

Chez les *chèvres cyclées*, l'induction et /ou la synchronisation de l'œstrus peut être obtenue par un traitement combinant progestagènes et prostaglandine avec ou sans PMSG ou par une injection unique ou double de prostaglandine. La fertilité se trouve améliorée de 5 % par rapport à un traitement sans cloprosténol (61 vs 56). D'autres protocoles font usage d'implants de norgestomet (3 ou 6 mg) mis en place pendant 11 jours. Ils sont accompagnés d'une injection de 400 à 500 UI de PMSG et 50 mg de cloprosténol 24 h ou 48 h avant le retrait de l'implant. Une synchronisation de 94 % des animaux a été obtenue après une double injection de 8 mg de dinoprost à 11 jours d'intervalle, la deuxième chaleur apparaissant 53 heures en moyenne après la seconde injection de PGF_{2α} (Ott et al. Theriogenology 1980, 13, 341-345). Comparant l'effet d'une double injection à 11 jours d'intervalle de 100 mg de cloprosténol à celle d'une injection de 4 mg de buséréline suivie 5 jours plus tard de celle de 100 mg de cloprosténol, Beck et al. N'ont point enregistré de différences dans les paramètres de fertilité.

Chez les *chèvres non cyclées*, il est indispensable de prévoir un traitement complémentaire à base de PMSG (eCG). La dose de PMSG doit être adaptée à l'âge (les animaux jeunes sont plus sensibles que les animaux plus âgés), au niveau de production laitière, à la saison, à la race. Des traitements répétés risquent d'entraîner la formation d'anticorps anti-PMSG et réduire ainsi l'efficacité du traitement (BARIL et al. 1992). Il est conseillé de ne traiter une chèvre qu'une fois par an maximum.

Il faut également noter que ces traitements inducteurs appliqués en dehors de la saison de reproduction ne permettent pas l'obtention d'une insémination ou d'une saillie fécondante

Chapitre II: Résultats et discussions

chez les femelles non gestantes lors de l'œstrus induit car le plus souvent ces animaux retombent en anoestrus. La maîtrise de la phase lutéale peut chez les femelles cyclées être obtenue en faisant appel à la prostaglandine F2 α seule. Le cloprostenol est lutéolytique aux doses comprises entre 62 et 200 mg chez la chèvre. En ce qui concerne le dinoprost, le même effet est observé à la dose de 15 mg chez la chèvre quoique des doses de 1,25 mg ait également permis d'obtenir le même effet (In Berthelot et al. le Grand Livre des Prostaglandines 2002).

Actuellement, la dose de 50 mg de cloprostenol est la dose classiquement utilisée chez la chèvre (Brice et al. Le Point Vétérinaire 1997, 28, 1641-1647). Chez les petits ruminants, la prostaglandine n'induit la lutéolyse qu'entre le 5^{ème} et le 14^{ème} jour du cycle. La progestéronémie diminue au cours des 24 heures suivant l'injection, l'œstrus apparaissant chez la brebis dans un délai de 38 heures en moyenne. Ce délai est de 48 à 66 heures chez la chèvre Alpine cyclée, l'ovulation survenant +/- 8 heures après l'injection de la prostaglandine.

L'arrêt du traitement progestatif et la lutéolyse (s'il y a la présence d'un corps jaune fonctionnel) 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.

Cependant, la progestérone et la PGF2 α ne suffisent pas à eux seul pour induire une ovulation chez une femelle non cyclée (anoestrus saisonnier ou post-partum). L'activité de l'axe hypothalamo-hypophysaire étant trop faible, l'ovulation doit être induite par l'injection d'une hormone gonadotrope, l'eCG. L'eCG (équine Chorionic Gonadotropin), anciennement appelée PMSG (Pregnant Mare Sérum Gonadotropin) est une molécule extraite du sérum de la jument gravide. Son action FSH dominant active la croissance d'une vague folliculaire et la maturation des follicules ovulatoires (Figure 47). De plus, l'eCG augmente le taux de femelles en œstrus et avance le moment de l'apparition des chaleurs (Baril et Saumade 2000). Une dose trop élevée provoque une surperovulation ; on remarquera que c'est le but recherché dans le cadre des transferts d'embryons.

Le traitement le plus utilisé, et le plus efficace, comprend en plus de l'injection de PMSG, une injection de prostaglandines (PgF2 α) qui permet de limiter la durée de pose de l'éponge à 11 jours (au lieu de 17 à 21 jours) et de réduire le phénomène. Cette technique consiste à ne pas tarir et ne pas remettre à la reproduction certaines chèvres bonnes productrices en lactation. La production laitière ainsi que la qualité du lait ne sont pas altérés par le prolongement de la lactation (CHASTIN et al. 2001). Les lactations longues sont généralement associées au

Chapitre II: Résultats et discussions

Désaisonnement car elles permettent de réintégrer au troupeau les chèvres ayant mi-bas à contre-saison. Cependant certains éleveurs utilisent cette technique pour simplifier la conduite de troupeau: maintien dans le troupeau des bonnes laitières mais ayant des problèmes de reproduction, réduction du nombre de mises-bas chez les adultes, étalement de la production. Initialement, les traitements au moyen de progestagènes étaient de type long (17 à 21 jours). Cette méthode entraînant une meilleure manifestation des chaleurs mais une réduction de la fertilité a laissé la place aux traitements dits de type court (11 à 14 jours). Les modalités pratiques d'utilisation sont présentées dans le tableau VIII.

Tableau VIII : Modalités pratiques d'utilisation des progestagènes (FGA : 45 mg) chez les caprins (traitements courts : 11 jours) (RE : retrait de l'éponge) Hanzen

Parameters	Contre saison (avant le 15 juin)	Avance de saison (15 juin au 15 sept.)	Saison sexuelle (15 sept.au 15 déc.)
Moment d'injection de la PMSG	48 heures avant le RE	48 heures avant le RE	48 heures avant le RE
Moment d'injection de la PGF2 α	48 heures avant le RE	48 heures avant le RE	48 heures avant le RE
Dose de PMSG si production > 3.5 kg	600 UI	500 UI	500 UI
Dose de PMSG si production < 3.5 kg	500 UI	400 UI	400 UI
Moment dissemination : race Alpine	43 heures	43 heures	43 heures
Moment L'insémination : race Saanen	29 et 48 heures	45 heures	45 heures

Les réponses des chèvres au traitement hormonal de synchronisation

La quasi-totalité des chèvres répondent au traitement, quel que soit le moment de l'année. Entre 24 et 72 heures après le retrait de l'éponge, 98.1 % des femelles montrent des signes de chaleurs (acceptation du chevauchement) (Baril et *al.* 1993). Chez les nullipares (moyenne de 7.5 mois d'âge), les résultats obtenus sont similaires : 98 % des chevrettes ovulent (Bocquier et *al.* 1998). En saison sexuelle, sans eCG, plus de 70 % des femelles sont synchronisées avec un délai d'apparition de l'œstrus plus tardif et plus variable (Baril et Saumade, 2000).

➤ **Synchronisation de l'œstrus et des ovulations**

Les œstrus sont synchronisés et détectés en moyenne 33,0 heures après le retrait de l'éponge (Freitas et *al.* 1997). Malgré cette bonne synchronisation, il persiste une grande

Chapitre II: Résultats et discussions

variabilité du moment d'apparition de l'œstrus entre les individus, soit entre 12 à 72 heures après le retrait de l'éponge (Figure 60) (Baril et *al.* 1993). Des essais testant le changement du dosage de FGA ou la forme d'application n'ont pas montré de réduction de cette variabilité (Freitas et *al.* 1997; Chemineau et *al.* 1999). Les ovulations apparaissent en moyenne 52,5 heures après le retrait de l'éponge, sur un intervalle de 12 à 24 heures (Figure 61) Le délai entre le pic de LH et l'ovulation est plutôt constant, soit 22 heures en moyenne (18 heures – 24 heures). Néanmoins, l'écart entre le retrait de l'éponge et le pic de LH est variable entre les individus (Freitas et *al.* 1997).

➤ **La cyclicité selon la saison**

Les chèvres en œstrus profond répondent très bien au protocole. Néanmoins chez ces dernières, ce traitement ne permet pas d'entraîner une cyclicité ovarienne. Les chèvres qui ne sont pas gestantes après l'ovulation induite ne pourront l'être à nouveau qu'à la reprise de la cyclicité en saison sexuelle.

➤ **L'apparition d'anticorps anti-eCG**

Les chèvres développent des anticorps anti-eCG après plusieurs traitements hormonaux de synchronisation. Le taux d'anticorps est d'autant plus élevé que la chèvre a reçu un nombre important de traitements avec eCG (Roy et *al.* 1995). L'intensité et la durée de la réponse immunitaire varient entre les animaux. Cette variabilité individuelle est basée sur le polymorphisme génétique du complexe majeur d'histocompatibilité de type II (CMH II) (Maurel et *al.* 2003). Ces anticorps sont à l'origine d'œstrus plus tardifs et d'une diminution de la proportion de chèvres venant en chaleur (Baril et *al.* 1996 ; Drion et *al.* 2001). Le pic-pré-ovulatoire de LH est retardé ainsi que le moment de l'ovulation (Drion et *al.* 2001) (Figure 62). L'apparition des anticorps a donc un impact sur les résultats de fertilité après une insémination prévue 43 heures après le retrait de l'éponge car les ovulations sont trop tardives par rapport au moment de l'IA. Un seul traitement avec eCG par femelle et par an est recommandé (Chemineau et *al.* 1999).

Les intérêts et les limites du protocole hormonal de synchronisation des ovulations

➤ **Les intérêts**

Avec ce protocole, la synchronisation des ovulations est compatible avec une saillie par insémination animale, 43 heures après retrait de l'éponge pour l'ensemble des chèvres traitées. Cela en fait son principal intérêt. Il est applicable toute l'année, avec de bons résultats

Chapitre II: Résultats et discussions

de reproduction (Fatet et *al.* 2011). Etabli depuis de nombreuses années, il permet d'obtenir

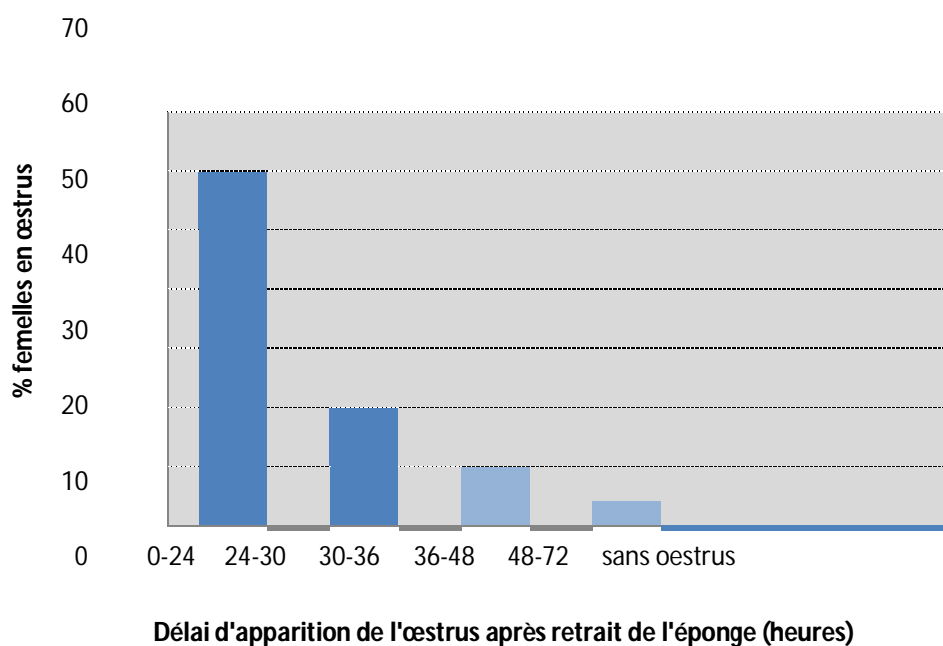


Figure 60 : Distribution du moment de l'oestrus après le traitement éponge FGA - cloprosténol - eCG chez la chèvre (Baril, Leboeuf, et *al.* 1993).

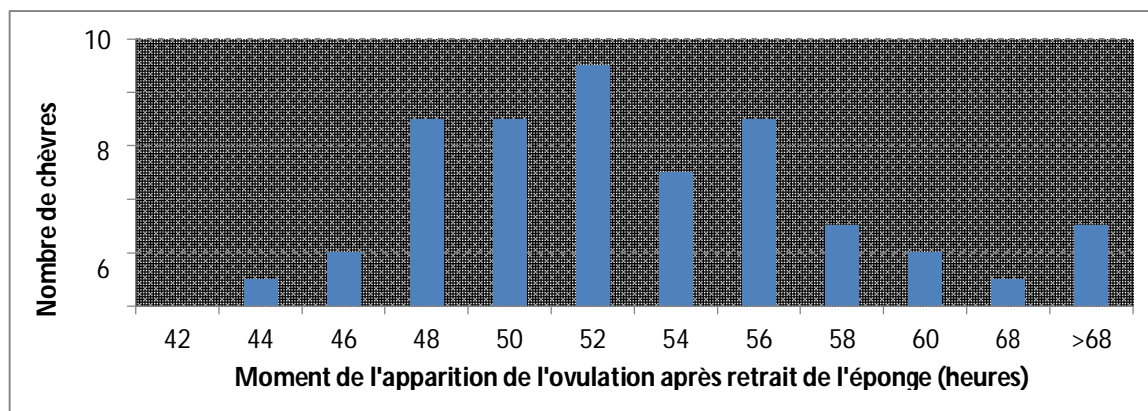
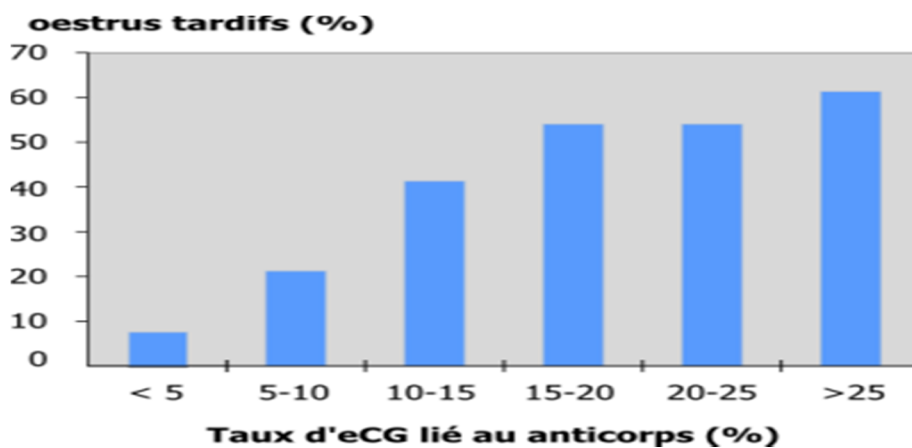


Figure 61 : Distribution des ovulations après le traitement éponge FGA - cloprosténol - eCG chez 47 chèvres Alpine et Saanen (Leboeuf et *al.* 1996).



Chapitre II: Résultats et discussions

Figure 62 : Pourcentage d'œstrus tardifs (> 30 heures après le retrait de l'éponge) en fonction du pourcentage de molécules d'eCG liées aux anticorps, au moment du retrait de l'éponge (Baril et al. 1996)

Des taux de fertilité de 60 à 65 % en insémination animale, dans les troupeaux français. Ainsi c'est une technique permettant le désaisonnement de la reproduction et de la production laitière. Par ailleurs, la réponse au traitement hormonal est satisfaisante sur des chevrettes pré-pubères (Bocquier et al. 1998).

➤ **Les limites**

En anœstrus profond, les femelles non fécondées sur l'ovulation induite, ne manifestent pas d'autres chaleurs ensuite. Il faut alors attendre la saison sexuelle pour la reprise de la cyclicité ovarienne. L'apparition d'anticorps anti-eCG retarde l'apparition de l'œstrus et diminue les résultats de fertilité à l'IA. Cependant, les conséquences de l'apparition des anticorps anti-eCG sont limitées en saillie naturelle. De part l'utilisation d'hormones, c'est un protocole qui n'est pas autorisé en Agriculture Biologique et dans certains cahiers des charges d'AOC. Enfin, la mise en place du protocole de synchronisation demande à l'éleveur un grand nombre d'interventions par animal.

La réponse des femelles à l'effet bouc

Cette méthode est d'autant plus efficace que les chèvres n'ont eu aucun contact (odeur, vue, son) avec le bouc depuis au moins un mois. L'effet bouc peut lever l'inhibition de l'anoœstrus à condition qu'il ne soit pas trop profond et que la stimulation par le mâle soit forte (un mâle pour 25 à 30 femelles).

En fin de période d'anoœstrus saisonnier, la présence du bouc provoque un groupage des chaleurs en deux périodes, 7-8 et 13-14 jours après l'introduction du mâle. Cet effet est multisensoriel, mais l'olfaction joue un rôle prépondérant et l'effet du mâle peut être au moins partiellement mimé par la mise en présence de toison de bouc ou par l'exposition à des extraits d'odeur de bouc. Le contact direct avec le mâle est plus efficace que sa simple proximité ou l'exposition à des extraits odorants. Le niveau d'activité des mâles intervient aussi probablement, des mâles rendus sexuellement actifs par l'administration de GnRH ou stimulés par un apport alimentaire étant plus efficaces. Il est possible que l'aspect physique différent des vieux boucs comparés aux jeunes mâles joue un rôle....Par l'effet mâle, deux pics de mises-bas sont généralement observés, cela correspond à deux pics de fécondations après l'introduction des boucs. Le pic préovulatoire de LH et l'ovulation sont observés 20 heures et 2,5 jours en moyenne respectivement, après l'introduction du bouc. La première

Chapitre II: Résultats et discussions

ovulation est accompagnée d'un comportement d'œstrus dans 60 % des cas (Chemineau 1989 ; Chemineau et *al.* 2006). Généralement, plus de 85 % des chèvres ovulent pendant les périodes de transition de saison (Figure 63) (Chemineau et *al.* 2006). Cependant cette première ovulation est très souvent infertile.

L'effet bouc se traduit par une ovulation rapide de 97% des chèvres (CHEMINEAU, 1989), au cours des 7 jours suivant l'introduction. Cette première ovulation induite est suivie : soit d'une phase lutéale de durée normale, soit d'une phase plus courte marquée par une lutéolyse précoce. Ce cycle court permet de rétablir l'activité ovarienne et le comportement qui lui est associé. En effet plus de 75 % des chèvres expriment ensuite un cycle œstral court (5 à 7 jours) (Chemineau, 1989). Il n'en reste pas moins que le taux de cycles courts est variable avec la profondeur de l'anœstrus, la condition corporelle des chèvres et leur alimentation (Chemineau et *al.* 2006). Le cycle court est suivi d'une deuxième ovulation, qui est toujours associée à l'expression d'un œstrus (vers le 7^{ème} jour après l'introduction du bouc). Finalement la cyclicité normale s'installe (Chemineau, 1989 ; Chemineau et *al.* 2006).

La faible activité des gonadotrophines durant l'anœstrus est à l'origine de la formation de follicules de mauvaise qualité. Le corps jaune se formant à l'issue de cette première ovulation est donc peu fonctionnel et produit peu de progestérone. Par conséquent, l'action des prostaglandines n'est pas assez inhibée et déclenche la lutéolyse prématurée (Chemineau et *al.* 2006).

Les saillies fécondantes se concentrent essentiellement entre le 5^{ème} et 10^{ème} jour et entre le 20^{ème} et 30^{ème} jour après l'introduction du bouc. On observe aussi, dans un nombre limité de cas, des chèvres qui répondent directement à l'effet mâle par un cycle normal c'est-à-dire un comportement d'œstrus et une ovulation fertile. Certaines chèvres pourront répondre par un cycle court ou un cycle normal mais de manière tardive ou ne pas répondre du tout.

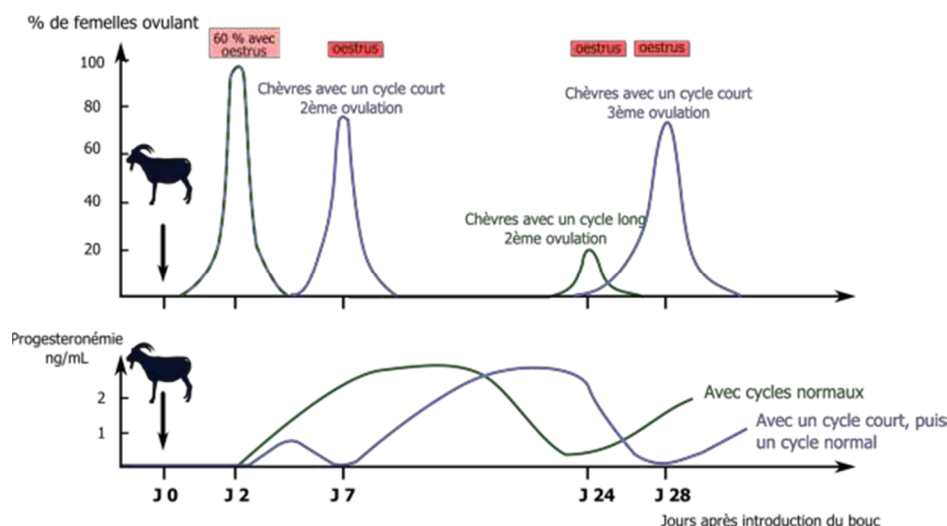


Figure 63 : Réponses physiologiques (ovulation et progestéronémie) des chèvres suite à l'introduction du bouc (J0) (adapté de Chemineau, 1989).

Les facteurs de variation de l'effet bouc

➤ **L'isolement**

Pour que l'effet bouc soit efficace, il est nécessaire que les chèvres et les boucs soient séparés totalement pendant au moins 3 semaines avant l'introduction d'un bouc. Selon certaines observations, le fait d'échanger les mâles présents avec les chèvres par de nouveaux boucs ardents, induit une reprise de la cyclicité chez les femelles (Véliz et *al.* 2006). Les femelles sont sensibles à l'arrivée de mâles non familiers. L'isolement doit être complet, tant au niveau visuel qu'au niveau de l'ouïe ou de l'odeur. (CHEMINEAU, 1989). On peut aussi stimuler le bouc quelques jours avant de le réintroduire parmi les chèvres en le mettant au contact d'une chèvre en chaleur. Les chèvres répondent bien à l'effet bouc lorsque leur anoestrus n'est pas trop profond, c'est-à-dire en début (juillet-août) ou en fin (mars-avril) de saison sexuelle.

➤ **La durée et la nature du contact**

Une durée de 15 jours minimum est suffisante (Véliz et *al.* 2002 ; Bedos et *al.* 2010). Le point important est le maintien d'une stimulation quotidienne. Alors que certaines observations suggèrent qu'un contact continu est indispensable pour obtenir une bonne réponse des femelles, d'autres tendent à dire que la présence permanente ne paraît pas nécessaire. En fait, des études réalisées au Mexique montrent que la présentation du bouc par intermittence, 4 heures par jour induit l'œstrus chez 80 % des femelles (races peu

Chapitre II: Résultats et discussions

saisonnées) (Delgadillo et *al.* 2009 ; Bedos et *al.* 2010). Néanmoins, en France ces résultats ne sont pas obtenus avec les races Saanen ou Alpine, l'origine de ces différences n'a pas encore été étudiée à ce jour (Fatet, 2012). Par ailleurs, le contact physique complet entre mâles et femelles donne de meilleurs résultats comparativement à un contact limité par une barrière ou un couloir (Chemineau, 1989).

➤ **La cyclicité des chèvres et saison**

La réponse des femelles pendant la saison sexuelle est très mauvaise, car les ovulations sont inhibées par la présence de corps jaunes cycliques. Cependant les effets ne sont pas nuls. La présence du bouc semble avoir une influence sur la distribution des œstrus parmi les chèvres cyclées (Delgadillo et *al.* 2009). La réceptivité des chèvres à l'effet mâle est dépendante du degré de saisonnalité. Pour des races très saisonnées,

Comme les races Saanen et Alpine en France, la réceptivité se situe au moment des périodes de transition entre anœstrus profond et cyclicité (Figure 64). Plus on s'éloigne de la saison, plus la fréquence des cycles courts est importante (Chemineau, 1989).

Néanmoins, pour des races peu saisonnées sous latitude subtropicale les résultats sont différents. Un bouc rendu actif sexuellement par un traitement photopériodique permet d'induire des chaleurs en période d'anœstrus profond (Delgadillo et *al.* 2006, 2009). Enfin pour les races très peu saisonnées (ex : Chèvre naine créole), l'effet mâle est efficace à tout moment de l'année.

➤ **Activité sexuelle des mâles et ratio mâle/femelle**

La qualité du stimulus donné par le mâle est le facteur déterminant pour une réponse ovulatoire efficace (Figure 65). Plus la libido est élevée, plus la proportion de femelles ovulant est haute. Les boucs stimulés par des femelles en œstrus avant leur utilisation améliorent la qualité de leur comportement sexuel (Walkden-Brown et *al.* 1993b). Par ailleurs, lorsque l'activité sexuelle du bouc est très bonne, le ratio mâle/femelle peut être diminué jusqu'à 1:40 sans effet sur la réponse des femelles (Carrillo et *al.* 2011).

Attention, pour un résultat optimal il faut veiller à ce que le nombre de boucs soit suffisant : 1 bouc pour 10 à 20 chèvres. De plus, il faut toujours mettre au moins deux boucs dans un même lot de femelles pour palier les incertitudes sur la qualité de la semence ou l'ardeur sexuelle du bouc.

Les intérêts et les limites de l'effet mâle

➤ **Les intérêts**

L'effet bouc est une technique d'induction et de synchronisation des ovulations. C'est une méthode sans hormone, efficace et avec un faible coût pour obtenir un groupage des mises bas. La période de mises-bas est avancée, c'est une technique de désaisonnement modérée. La fertilité obtenue est acceptable après un effet mâle (88 % pour la chèvre Alpine, sur saillie naturelle en août) (Chemineau, 1989).

➤ **Les limites**

Les cycles courts et l'existence de deux pics d'ovulation fécondante ne permettent pas une synchronisation suffisante des chaleurs pour pratiquer l'IA à un moment prédéterminé. Cependant, associé à d'autres méthodes de maîtrise du cycle œstral, l'effet mâle peut être conjugué plus facilement à une insémination animale.

L'effet mâle non couplé à une méthode de désaisonnement est cependant restreint aux périodes de transition repos-activité sexuelle. C'est finalement peu avantageux vis-à-vis du prix du lait. Enfin, la préparation du mâle doit être rigoureuse, en n'oubliant pas de stimuler son activité sexuelle. C'est pourquoi, l'effet bouc est

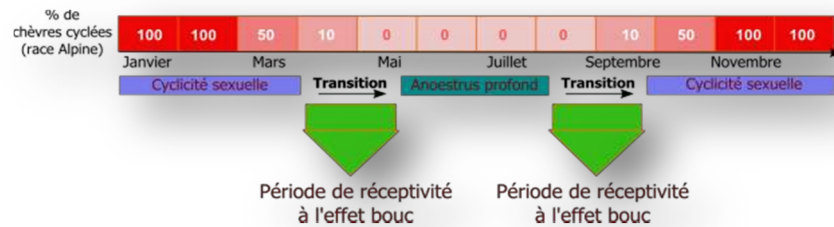


Figure 64 : Les périodes de transition avec la saison sexuelle forment les périodes de réceptivité des chèvres à l'effet mâle (adapté de Caillot et al. 2011).

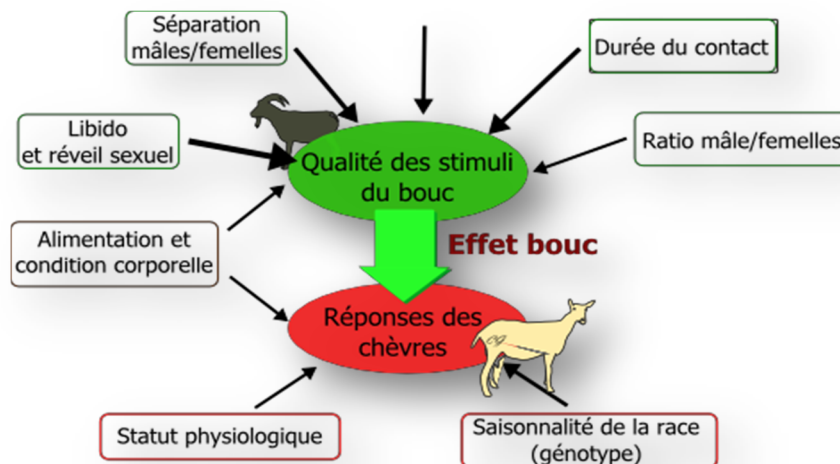


Figure 65 : Facteurs intervenant sur la qualité de l'effet mâle (d'après Walkden-Brown et al. 1993b ; J A Flores et al. 2000a).

Une technique qui se prévoit et qui se prépare quelques semaines à l'avance. L'effet mâle ne sera optimisé que moyennant le respect de quelques conditions préalables. « Stressantes » telles la tonte, les vaccinations, le déparasitage, la taille des ongles, le changement d'environnement

Compte tenu de la longueur du cycle spermatogénique (60 jours), la préparation des béliers commencera deux mois environ avant la lutte : examen du tractus génital, examen du sperme, augmentation de la surface d'hébergement pour augmenter l'activité physique, stimulation de l'ardeur sexuelle par mise en présence de femelles en chaleurs...

Chapitre II: Résultats et discussions

Mise en place d'un flushing chez les mâles et les femelles deux mois avant la lutte. Respecter un ratio mâle: femelle: pour les luttes de printemps, il est recommandé de ne pas dépasser 30 brebis par bélier. Pour les luttes d'automne, la proportion peut être de 40 à 50 brebis par bélier. Les jeunes béliers (18 à 20 mois), le nombre de brebis sera limité à 20 au printemps et à 30 en automne. Limiter en automne la lutte à 4 voire 6 semaines, au printemps à 2 mois. Mettre les agnelles et les chevrettes à la lutte séparément des animaux adultes. En cas de lutte en main, il faut prévoir un nombre plus élevé de boucs (un bouc pour 4 à 6 chèvres).

Les réponses des animaux aux traitements photopériodiques

➤ Les chèvres et chevrettes

L'application d'un traitement lumineux suivi de la pose d'un implant de mélatonine permet d'induire une activité sexuelle et de la maintenir pendant deux mois. En moyenne, 3 à 4 cycles ovulatoires peuvent se succéder (Chemineau et *al.*, 1988). Chez la chèvre Alpine, les ovulations spontanées débutent environ 80 jours après la transition « Jours longs – Jours Courts » et s'arrêtent 35 jours après le « passage Jours Courts » – « Jours Longs » (Chemineau et *al.*, 1988 ; Malpoux et *al.*, 1995).

Finalement, un désaisonnement associé un effet bouc permet d'obtenir une fertilité et une prolificité proches de celles obtenues en saison sexuelle sur saillie naturelle. Sans effet bouc, les performances restent relativement élevées (Chemineau et *al.*, 1996 ; Pellicer-Rubio et *al.*, 2007). Après une stimulation sexuelle à contre-saison, la resynchronisation avec la photopériode naturelle ne semble pas immédiate. Elle revient progressivement, mais la cyclicité sexuelle reste perturbée (Delgadillo et *al.* 2002 ; Zarazaga et *al.* 2011).

Par ailleurs, un retour en œstrus est observé 90 jours après la pose de l'implant de mélatonine (Brice, 2003). Concernant les chevrettes, peu d'informations sont publiées. Le traitement de désaisonnement et l'effet mâle sont efficaces pour déclencher la puberté des chevrettes nées pendant la saison sexuelle. La fertilité après saillie naturelle est environ de 67 % (Gateff et *al.* 2003). Selon Papachristoforou et *al.* 2007, la mélatonine associée à l'effet mâle donne des résultats comparables à ceux obtenus en saison sexuelle. La mélatonine aurait des effets bénéfiques sur la fertilité et la prolificité des agnelles, mais chez les chevrettes, cela n'a pas été vérifié.

➤ Les boucs

Après la transition « Jours longs »-« Jours Courts », la concentration de la testostérone

Chapitre II: Résultats et discussions

augmente progressivement à partir de la 4^{ème} semaine (Delgadillo et *al.* 2002). Par conséquent, la fonction sexuelle et la libido sont stimulées, permettant ainsi d'améliorer la qualité des stimulus du mâle (Delgadillo et *al.* 2006 ; Pellicer-Rubio et *al.* 2007). La production spermatique est augmentée: le volume de l'éjaculat et sa concentration sont plus élevés par rapport aux boucs non traités en période de repos sexuel (Delgadillo et *al.* 1991 ; Zarazaga et *al.* 2010). Par ailleurs, l'alternance continue d'une phase de deux mois de JL et d'une

Autre de deux mois de JC limite la baisse de l'activité sexuelle du bouc : les variations du poids testiculaire et de la production spermatique sont atténuées (Delgadillo et *al.* 1992). Ce protocole est actuellement employé par le centre de collecte de semences caprines (Capgènes).

➤ **Les effets secondaires**

Le traitement lumineux a un impact légèrement positif sur l'ingestion alimentaire et la production laitière en début de lactation (Brice, 2003). Une chute de poils est parfois constatée dans quelques élevages. Naturellement, la mue saisonnière est observée à la fin du printemps (Rouyet et Badinand, 2002 ; Brice, 2003). Les traitements lumineux auraient également un impact sur les femelles gestantes. Les conséquences apparaissent sur les chevrettes nées de ces gestations : l'arrivée de la puberté est décalée plus tard (d'après une étude sur 4 chèvres Saanen soumises à 20 heures de lumière quotidiennes au cours des deux derniers mois de gestation ; Deveson et *al.* 1992).

Les intérêts et les limites

Les intérêts

C'est une méthode d'induction et de maintien de l'activité sexuelle des caprins à contre-saison. La saison de reproduction peut être facilement avancée de 1 mois et ½ avec uniquement la mélatonine. Une cyclicité sexuelle est induite sur 2 mois au moins. Combinée à un traitement hormonal de synchronisation, cette méthode permet d'assurer une fécondation sur retour en chaleur et d'améliorer les résultats de fertilité globale par rapport au traitement hormonal de synchronisation utilisé seul. Chez les boucs, le traitement photopériodique provoque et maintient une forte activité spermatogénique, la saillie naturelle donne de bons résultats de fertilité. De plus, on peut obtenir l'abolition des variations saisonnières de l'activité sexuelle des boucs : la collecte de semence peut se faire toute l'année. La mise en œuvre des jours longs et la pose d'implant sont des manipulations

simples à réaliser. De plus, les traitements recommandés sont efficaces à condition d'une bonne application des protocoles.

Les limites

➤ **Limites pour la conduite de troupeau**

Un désaisonnement précoce entraîne un retour en repos sexuel après 2 à 3 mois d'activité sexuelle. De plus, la resynchronisation de l'activité sexuelle avec la saison de reproduction est perturbée. Si l'utilisation des boucs est prévue en saison, il ne faut désaisonner qu'une partie du groupe de mâles. Pour les élevages où deux lots de chèvres ont des périodes de mises-bas différentes, les deux groupes sont conduits dans deux bâtiments séparés. En effet il ne faut pas imposer le programme lumineux à l'ensemble de la chèvrerie. Une certaine rigueur de la part de l'éleveur dans l'application des protocoles est requise pour obtenir de bons résultats. L'inconvénient majeur du traitement lumineux, est la contrainte donnée aux horaires de travail. Certains éleveurs n'étant pas conscients de l'importance des phases obscures, ne respectent pas les protocoles. D'autre part, il faut mentionner l'impossibilité pour les élevages certifiés Agriculture Biologique d'avoir recours à la mélatonine ; un désaisonnement précoce est envisageable pour ces élevages.

➤ **Limites économiques**

L'aménagement des bâtiments pour le traitement lumineux et les implants de mélatonine représentent un coût non négligeable. Il existe des contraintes alimentaires au désaisonnement puisqu'il faut prévoir un stock de fourrage de bonne qualité pour l'automne et l'hiver, qui sont les périodes de fortes productions laitières. Cela peut apporter un coût supplémentaire (méthode de stockage des fourrages, recours à des concentrés...) (Guinamard, 2003). Avec le désaisonnement, les risques de dérive sont importants. Les conséquences économiques d'une mauvaise gestion de la reproduction ont des impacts conséquents : lactations écourtées, mises-bas étalées (organisation du travail plus difficile), réformes précoces, taux de renouvellement élevé... (Guinamard, 2003). Selon une enquête réalisée sur 536 élevages pratiquant le désaisonnement, le traitement lumineux (TL) associé aux jours courts naturels est choisi par 59 % d'entre eux. Il est suivi par le protocole TL + mélatonine, pour 20 % des élevages (Brice, 2003). Il existe une très grande variabilité des protocoles entrepris par les éleveurs. Finalement, seule une petite proportion d'entre eux, respecte les protocoles préconisés par l'INRA. Les erreurs sont diverses : non respect des « flashes » et des horaires d'éclairages, les boucs ne sont pas préparés ou ils sont introduits trop tôt après le début de la phase JC... (Rouyet et Badinand, 2002)

➤ **L'éclairage du bâtiment**

Pour respecter les horaires des différentes phases d'éclairage, le recours à un programmateur est ainsi fortement conseillé. Une intensité lumineuse de 200 lux au niveau des yeux des animaux est actuellement recommandée (Chemineau *et al.* 1992). Néanmoins, une intensité de 20 lux semblerait être suffisant pour inhiber la sécrétion de mélatonine (Laferte *et al.* 1997). Un éclairage uniforme est apporté par des tubes néons ou lampes halogènes apportant une lumière blanche (Figure 65). Quelques actions peuvent l'optimiser : blanchir les murs à la chaux ; maintenir un bon paillage ; nettoyer les néons et les plafonniers chaque année pour retirer la poussière et les salissures de mouches (Brice, 2003). La luminosité est contrôlée à l'aide d'un luxmètre en se positionnant à la hauteur des yeux des animaux (Figure 66).

➤ **La pose de l'implant**

L'implant de mélatonine se pose sous la peau à la base de l'oreille, à l'aide du pistolet prévu à cet effet. L'instrument est muni d'une aiguille et d'un guide dans lequel est glissée la cartouche de 25 implants. Un aide réalise une bonne contention de l'animal. Ensuite, l'opérateur introduit l'aiguille dans le tissu sous-cutané à la base de l'oreille. L'implant est libéré en appuyant sur la gâchette du pistolet, puis l'aiguille est retirée de l'animal (Figure 67). Sans progestatifs, les ovulations fécondantes suivent en général un cycle court (d'après M. T. Pellicer-Rubio *et al.* 2009). Pour le traitement sans progestatif, le premiers pic de LH n'a pas été représenté ; les ovulations qui le suivent sont peu fertiles . (Figure 68) Avant, de traiter l'animal suivant, l'aiguille est désinfectée. Soit elle est enlevée puis laissée tremper dans une solution antiseptique (type ammonium quaternaire ou chlorhexidine) ; soit l'aiguille est flambée avec un chalumeau pendant quelques secondes. Cette dernière méthode est plus adaptée pour le traitement d'un grand effectif (Brice, 2003).

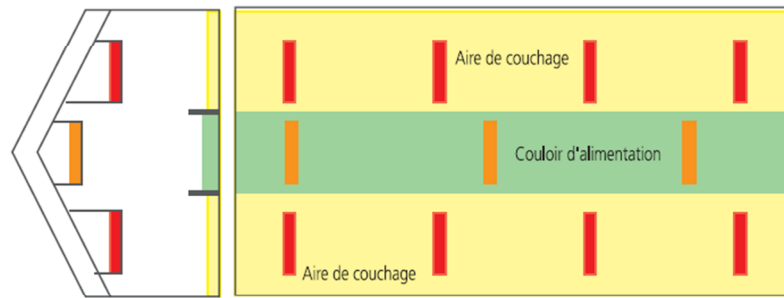


Figure 66 : Disposition des néons pour un éclairage uniforme (Brice, 2003).



Figure 67 : Pose d'un implant de mélatonine (en sous-cutanée, à la base de l'oreille).

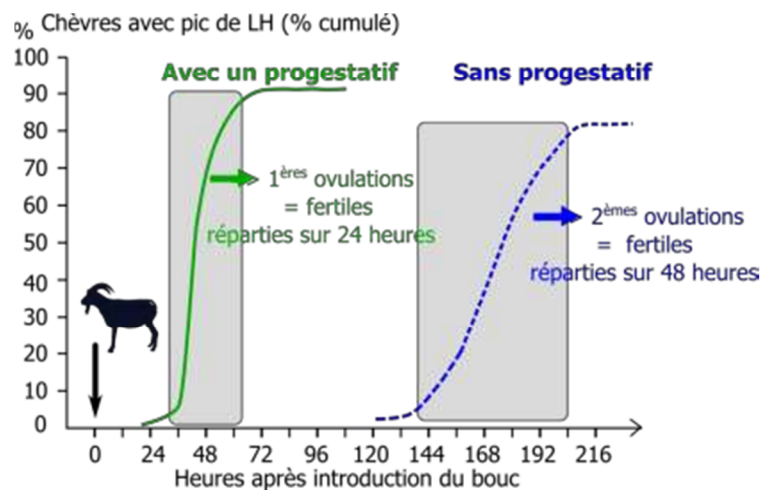


Figure 68 : Comparaison de la répartition des pics de LH induisant les premières ovulations fécondantes.

3 Eclairage artificiel continu pendant 16 heures

Les inconvénients de cette méthode sont dus à son coût (forte consommation d'électricité) et aux contraintes liées aux horaires de travail limités. En effet l'éleveur ne doit pas pénétrer dans la chèvrerie pendant les heures d'obscurité.

4 Simulation des jours courts par obscurcissement du bâtiment

Cette technique est applicable seulement dans des bâtiments fermés, que l'on peut facilement bâcher pour créer l'obscurité. Ces installations sont contraignantes : les périodes éclairées ne sont généralement pas compatibles avec les horaires de travail. L'aménagement d'un tel bâtiment est coûteux et peut avoir des conséquences sur les conditions d'ambiance du bâtiment (par exemple une mauvaise ventilation). L'efficacité de cette technique n'est pas démontrée en élevages et la mise en application est très variable selon les éleveurs. Cette pratique est très peu utilisée dans les élevages caprins en France (Pellicer-Rubio et *al.* 2009) et non recommandée.

5 Protocole PhotINRA (méthode des flashes)

Aucune étude expérimentale n'a validé la durée de cette phase obscure actuellement préconisée. Les résultats de ce traitement étant variables entre élevages, ce traitement est uniquement conseillé pour la monte naturelle seulement.

L'association du traitement photopériodique avec le traitement hormonal de synchronisation

Les intérêts et les limites

L'intérêt principal de ce protocole est pour la réalisation de l'IA à contre-saison. La fertilité totale du troupeau est augmentée par la fécondation sur un ou deux retour(s) en chaleur. La reproduction hors saison peut être facilement planifiée. Cependant, ce n'est pas un protocole compatible avec des conduites d'élevage interdisant l'emploi d'hormones.

L'association du traitement photopériodique avec le traitement hormonal de synchronisation

Les intérêts et les limites

Avec des mâles et des femelles bien préparés, les ovulations et la cyclicité ovarienne peuvent être induites en période d'anœstrus avec une très bonne réponse des femelles (Chemineau et *al.* 1996 ; Flores et *al.* 2000b ; Pellicer-Rubio et *al.* 2007). C'est une méthode alternative aux utilisations des hormones (seulement pour un protocole sans mélatonine). Le groupage relatif des chaleurs peut amener à utiliser l'insémination animale, en se basant sur la détection des chaleurs. Cependant, c'est très contraignant pour l'éleveur (détection des chaleurs biquotidienne pendant une semaine) et pour l'inséminateur. D'autre part il faut souligner la limite liée au sexe ratio élevé. Il faut posséder suffisamment de mâle pour assurer l'effet bouc et un roulement des mâles tous les jours. En saillie naturelle, le traitement

Chapitre II: Résultats et discussions

photopériodique est pratiquement indissociable de l'effet mâle ; sinon l'activité ovulatoire n'est pas déclenchée chez toutes les femelles (Chemineau et al. 1988).

Le traitement photopériodique associé au traitement progestatif (sans eCG et sans cloprosténol) et à l'effet mâle

Les intérêts et les limites

Les ovulations et la cyclicité ovarienne peuvent être induites en période d'anœstrus avec une très bonne réponse des femelles. Les progestatifs augmentent la synchronisation des ovulations fertiles induites par effet mâle : 95 % des chèvres ont un pic ovulatoire de LH sur 24 heures. L'insémination animale à temps fixe est possible sans faire de détection de chaleurs et de bons résultats de fertilité sont obtenus, ils sont similaires à ceux obtenus avec le traitement hormonal classique (López-Sebastian et al. 2007b ; Pellicer-Rubio et al. 2008, 2009). C'est un traitement de synchronisation utilisant moins d'hormones (absence d'eCG et de cloprosténol) que le protocole hormonal classique de synchronisation. Ce protocole a été validé par l'INRA il y a seulement quelques années, il est encore peu appliqué en élevage. De plus, les résultats restent encore variables entre les élevages (Brice, 2001). Avec la présence des progestagènes, ce protocole n'est cependant pas satisfaisant pour les éleveurs en Agriculture Biologique et pour certaines AOC.

Synthèse : quelles techniques pour quelles stratégies ?

Après avoir vu en détail les différents protocoles, un tableau de synthèse (Tableau X) est proposé ci-après, afin d'avoir une vue globale sur leurs avantages et leurs inconvénients. En effet, il s'agit d'identifier les méthodes disponibles correspondant au mieux aux objectifs recherchés par l'éleveur. Les principales stratégies sont reprises dans le tableau X :

- moment de la mise-bas : des mises-bas entre septembre et décembre permettent de bénéficier d'un prix du lait avantageux (dans ce cas, le recours à un traitement photopériodique est nécessaire). Une reproduction en saison sexuelle permet généralement d'assurer un bon taux de fertilité avec les saillies naturelles.
- Organisation du travail et recours à l'IA : la mise en place d'un protocole hormonal de synchronisation et/ou de l'effet mâle avec un traitement photopériodique permet l'induction et la synchronisation des ovulations. Attention, en contre saison, le traitement hormonal de synchronisation n'induit qu'une seule ovulation, ensuite les chèvres retombent en anœstrus.
- compatibilité avec l'agriculture biologique : les protocoles doivent être sans hormone. Le désaisonnement de l'activité sexuelle est possible avec les traitements lumineux uniquement ; l'insémination animale se réalise sur des chaleurs observées et groupées par un

Chapitre II: Résultats et discussions

effet mâle La mise des à la reproduction :

Place de la détection des chaleurs dans le cadre du traitement hormonal de synchronisation :

Après un traitement hormonal de synchronisation, certaines chèvres manifestent des œstrus trop tardifs par rapport au moment de l'IA. En écartant ces chèvres de l'IA, les résultats de fertilité peuvent être améliorés. La technique consiste à introduire le bouc 20 à 24 heures après le retrait des éponges vaginales. Puis, seulement les chèvres marquées (en chaleur) dans les 30 heures qui suivent le retrait de l'éponge sont inséminées (Figure 69). En pratique, le chantier de détection des œstrus se programme le soir car les IA se font le lendemain matin (UNCEIA et Capri-IA, 2004). Le comité technique du Groupe Reproduction Caprine cible essentiellement l'application de cette pratique dans les élevages avec des taux de fertilité sur IA congelée faibles (taux de fertilité < 50%).

Les intérêts et les limites de la détection des chaleurs

La détection des chaleurs trouve particulièrement son intérêt principal pour les inséminations animales (IA) sur les chaleurs naturelles et sur œstrus induits avec un traitement hormonal. Elles améliorent les résultats de fertilité (Tuauden, 2012) Cependant, il faut noter que cette opération représente une charge de travail supplémentaire pour l'éleveur. Il faut compter environ une heure de travail pour un lot de 50 à 60 chèvres lorsque le chantier est bien organisé. Une main-d'œuvre supplémentaire est nécessaire pour la gestion des grands lots (2 personnes pour des lots supérieurs à 30 animaux). Par ailleurs, l'aménagement d'un box approprié facilite des manipulations «non stressantes» et aisées des animaux (Groupe Reproduction Caprine, 1995).

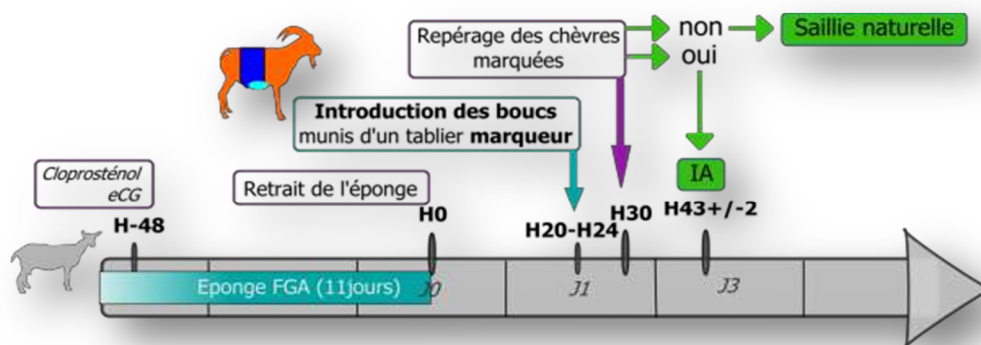


Figure 69 : Planning de détection des chaleurs après traitement hormonal de synchronisation

Chapitre II: Résultats et discussions

Tableau VIII : Protocoles de maîtrise de la reproduction et stratégies d'élevage.



• Protocole adapté



• Protocole peu adapté



• Protocole non adapté

	Période de mises-bas			Synchronisation des		Induction de la cyclicité en contre-saison	Compatibilité avec élevage sans hormones (AB, AOC...)
	Fév. à mai	Sept. à déc.	Déc. à janvier	chaleurs et des ovulations			
	Mise à la reproduction			Oui	Protocole adapté à l'IA		
	en contre- saison	en avance de saison	en saison				
	Avril à Juil.	Juillet à about	Sept. à déc.				
Traitement hormonal (FGA + eCG + cloprostérol)							
Effet mâle						 <i>en début de saison</i>	
Traitement photopériodique			-				 <i>oui sans mélatonine</i>
Traitement photopériodique+ traitement hormonal			-				
Traitement photopériodique+ effet bouc			-	 <i>relatif</i>			 <i>oui sans mélatonine</i>
Traitement photopériodique + effet mâle + éponge FGA			-				

Conclusion

L'espèce caprine présente quelques spécificités anatomiques et physiologiques concernant la fonction de reproduction. Le système reproducteur est en étroite relation avec les facteurs environnementaux, alimentaires, génétiques et sanitaires dont il faut prendre compte pour la conduite de la reproduction d'un troupeau. Ces différents éléments conditionnent les stratégies techniques et les méthodes de conduite du troupeau qui sont mises en œuvre pour optimiser la reproduction dans l'élevage. Ainsi, certaines de ces techniques sont bien connues par les éleveurs depuis des années, le traitement hormonal de synchronisation, le traitement photopériodique et l'IA en sont les exemples. Néanmoins, les résultats de fertilité attendus ne sont pas toujours présents. Les causes d'échec de la mise à la reproduction peuvent être liée à l'animal lui-même et/ ou une mauvaise application des protocoles. Depuis quelques années de nouvelles réflexions ont lieu sur la bonne application des techniques et sur la mise en place de nouveaux protocoles pour maîtriser le cycle de la chèvre. Ainsi, dans l'objectif de réduire ou supprimer les hormones exogènes, l'effet mâle et le traitement photopériodique prennent de plus en plus place dans les protocoles. Cette diversité des techniques disponibles est nécessaire pour répondre à la variété des systèmes d'élevage et des objectifs de production, pour s'adapter au marché et pour prendre en compte un mode de production spécifique.

Actuellement, il existe des recherches sur des alternatives au traitement hormonal standard pour une reproduction sur IA. Cela fait l'objet du projet européen Flock Reprod qui s'oriente sur le traitement lumineux et l'effet bouc. Les résultats à venir de cette étude apporteront plus de précisions sur la mise en œuvre de ces méthodes. D'autre part d'autres évolutions sont attendues dans le domaine de l'insémination animale. Des études sont orientées sur l'amélioration du taux de fertilité chez la chevrette après une IA et sur les technologies de la préparation de la semence. Ces différents outils de maîtrise, n'ayant pas tous les mêmes effets, peuvent être combinés afin de bénéficier de leur complémentarité. Cela permet notamment de répondre aux nouvelles problématiques, liées aux évolutions actuelles de la réglementation qui vise à limiter l'emploi des hormones. On tend vers une approche plus naturelle, basée sur l'effet mâle. Les éleveurs, selon leurs stratégies de conduite, leurs moyens, leur temps disponible et leurs convictions choisiront les méthodes qui correspondent à leurs attentes. La réussite du protocole repose sur le choix des femelles, sur le respect du calendrier de reproduction, sur les délais et les posologies du protocole et sur le respect des conditions d'utilisation des produits.

Références bibliographiques

- Abecia, J.A., Forcada, F., González-Bulnes, A., 2011. Pharmaceutical Control of Reproduction in Sheep and Goats. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice* 27, 67–79.
- Adam, C.L., Robinson, J.J., 1994. The role of nutrition and photoperiod in the timing of puberty, in: *Proceedings of the Nutrition Society. Presented at the Nutrition Society. Scientific meeting, Cambridge University Press, Nottingham*, pp. 89–102.
- Adams, D.S., Klevjer-Anderson, P., Carlson, J.L., McGuire, T.C., Gorham, J.R., 1983. Transmission and control of caprine arthritis-encephalitis virus. *Am. J. Vet. Res.* 44, 1670–1675.
- Ahmad, N., Noakes, D.E., Middleton, D.J., 1993. Use of ultrasound to diagnose testicular degeneration in a goat. *Vet Rec* 132, 436–439.
- Ahmed, M.M.M., Makawi, S.A., Gadir, A.A., 1997. Reproductive performance of Saanen bucks under tropical climate. *Small Ruminant Research* 26, 151–155.
- Amoah, E.A., Gelaye, S., Guthrie, P., Rexroad, C.E., 1996. Breeding season and aspects of reproduction of female goats. *Journal of Animal Science* 74, 723–728.
- Amoroso, E.C., Griffiths, W.F.B., Hamilton, W.J., 1942. The early development of the goat (*Capra hircus*). *J Anat* 76, 377–406.5.
- Argüello, A., Castro, N., Capote, J., Ginés, R., Acosta, F., López, J., 2003. Effects of refrigeration, freezing-thawing and pasteurization on IgG goat colostrum preservation. *Small Ruminant Research* 48, 135–139.
- Argüello, A., Castro, N., Capote, J., Tyler, J.W., Holloway, N.M., 2004. Effect of colostrum administration practices on serum IgG in goat kids. *Livestock Production Science* 90, 235–239.
- Argüello, A., Castro, N., Zamorano, M., Castroalonso, A., Capote, J., 2004. Passive transfer of immunity in kid goats fed refrigerated and frozen goat colostrum and commercial sheep colostrum. *Small Ruminant Research* 54, 237–241.
- Arranz, J.M., Lafrieffoul, G., Guerin, Y., Chemineau, P., 1995. Maitrise de la production spermatique des béliers par des traitements associant lumière et l'utilisation de mélatonine. *Renc. Rech. Ruminants* 2, 22–28.
- Autef, P., 2005. Parturition de la brebis - Manoeuvres obstétricales chez les ovins. *Le Point Vétérinaire* 50–55.
- Ayres, S.L., 2006. Chapter 82 - Reproductive health program, in: *Current Therapy in*

Large Animal Theriogenology (2nd Ed.). W.B. SAUNDERS, Saint Louis, pp. 535– 537.

- Babo D., 2000. Races ovines et caprines françaises. Editions France agricole, 1^e édition, p : 249-302
- Badis A., Guetarni D., Moussa-Boudjema B., Henni D.E., Tornadijo M.E. et Kihal M. 2004a. Identification of cultivable of lactic acid bacteria isolated from Algerian raw goat's milk and evaluation of their technological properties. *Food Microbiol.* 3: 72-78.
- Badis A., Guetrani D., Moussa-Boudjema B., Henni D.E. et Kihal M. 2004 b. Identification and technological properties of lactic acid bacteria isolated from raw goat milk of four Algerian races. *Food Microbiol.* 21: 579- 588.
- Badis A., Laouabdia-Sellami N., Guetarni D., Kihal M. et Ouzrout R. 2005. Caractérisation phénotypique des bactéries lactiques isolées a partir de lait cru de chèvre de deux populations caprines locales "Arabia et Kabyle". *Sci et Technol.* 23: 30-37.
- Bajhau, H.S., Kennedy, J.P., 1990. Influence of pre- and postpartum nutrition on growth of goat kids. *Small Ruminant Research* 3, 227–236.
- Barbin, Charroin, Chotteau, Cotto, Guesdon, Hélaine, Monniot, Perrot, Pothérat et You, 2005).
- Baril, G., Chemineau, P., Cognie, Y., Guérin, Y., Leboeuf, B., Orgeur, P., Vallet, J.C., 1993. Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins, étude FAO, Etude de FAO : Production et santé animale. FAO. 193p.
- Baril, G., Leboeuf, B., Saumande, J., 1993. Synchronization of estrus in goats: The relationship between time of occurrence of estrus and fertility following artificial insemination. *Theriogenology* 40, 621–628.
- Baril, G., Remy, B., Leboeuf, B., Beckers, J.F., Saumande, J., 1996. Synchronization of estrus in goats: The relationship between eCG binding in plasma, time of occurrence of estrus and fertility following artificial insemination. *Theriogenology* 45, 1553–1559.
- Baril G., Saumade J., 2000. Hormonal treatments to control time of ovulation and fertility of goats. Presented at the 7. International Conference on Goats, Institut de l'Élevage et l'Institut National de Recherche Agronomique, Tours (FRA), pp. 400– 405.
- Barone, R., 1996. Anatomie comparée des mammifères domestiques, tome 4.

Splanchnologie 2 : appareil uro-génital, foetus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale. Vigot.

- Batista, M., Niño, T., Alamo, D., González, F., Santana, M., Rodríguez, N., Cabrera, F., Gracia, A., 2009. Use of luproliol and cloprostenol for induction of parturition in pregnant goats. *Reproduction in Domestic Animals* 44, 83–87.
- Battut, I., Bruyas, J.F., Fieni, F., Tainturier, D., 1996. La mise bas : déterminisme, mécanisme et maîtrise pharmacologique. *Le Point Vétérinaire* 28, 911–916.
- Beach, F.A., 1976. Sexual attractivity, proceptivity, and receptivity in female mammals. *Hormones and Behavior* 7, 105–138.
- Becker-Silva, S.C., Marques, A.P., Andrade, P.V.D., 2000. Sexual development in Saanen bucks from birth to 12 months old., in: *International Conference on Goats, 7ème*. Presented at the International conference on goats, 7ème, France, pp.427–429.
- Bedos, M., Flores, J.A., Fitz-Rodríguez, G., Keller, M., Malpaux, B., Poindron, P., Delgadillo, J.A., 2010. Four hours of daily contact with sexually active males is sufficient to induce fertile ovulation in anestrus goats. *Horm Behav* 58, 473–477.
- Benalia M., 1996. Contribution à la connaissance de l'élevage caprin : synthèse bibliographique. Thèse Ing. Agr. (Tiaret), 72p.
- Bergman, A.J., Turner, C.W., 1937. The Composition of the Colostrum of the Dairy Goat. *Journal of Dairy Science* 20, 37–45.
- Bocquier, F., Leboeuf, B., Rouel, J., Chilliard, Y., 1998. Effet de l'alimentation et des facteurs d'élevage sur les performances de reproduction de chevrettes Alpines. *INRA Prod. Anim.* 11, 311–320.
- Bocquier, F., Leboeuf, B., Rouel, J., Chilliard, Y., 2000. Effet du niveau alimentaire et du protocole d'insémination sur les performances de reproduction de chevrettes Alpines. *Renc. Rech. Ruminants* 7, 221–223.
- Bonnes, G., Desclaude, J., Drogoul, C., Gadoud, R., Jussiau, R., Le Loc'h, A., Montméas, Robin, G., 2005. Chapitre 12 Les caprins, in: *Reproduction des animaux d'élevage*. Educagri Editions, Dijon, pp. 320–331.
- Bosu, W.T., Basrur, P.K., 1984. Morphological and hormonal features of an ovine and a caprine intersex. *Can J Comp Med* 48, 402–409.
- Boué, P., Leboeuf, B., Baril, G., Brice, G., 1998. L'insémination artificielle dans l'espèce caprine : les évolutions de la technique. *Renc. Rech. Ruminants* 5, 40–44.

- Bousquet, C., 2005. Pathologie caprine en Deux-sèvres : état des lieux et impact sur les niveaux de réforme et de mortalité.
- Braun, W., 2006. Chapter 73 - Parturition and dystocia in the goat, in: *Current Therapy in Large Animal Theriogenology* Vol. 2. Saunders. 555-558
- Bretzlaff, K.N., Romano, J.E., 2001. Advanced reproductive techniques in goats. *Vet. Clin. North Am. Food Anim. Pract.* 17, 421–434, viii.
- Brice, G., 2001. Maîtrise de la saisonnalité de la production laitière caprine par synchronisation des chaleurs sans traitement hormonal ou par un allongement de la durée de la lactation - *Compte rendu n° 2013112*.
- Brice, G., 2003. Le désaisonnement lumineux en production caprine. 40 p. Brice, G., Leboeuf, B., 2002. Le point sur... effet mâle, effet bouc. *La Chèvre* 29–33. Brinsko, S.P., 2007. Reproductive physiology of the male, in: *Textbook of Veterinary Physiology*. Saunders, pp. 517–525.
- Bruneteau, E., Leboeuf, B., 2008. Bilan de fertilité sur 11 années consécutives dans un troupeau expérimental caprin : comparaison de 2 modes de reproduction, insémination artificielle et saillie naturelle. *Renc. Rech. Ruminants* 15, 392–393.
- Bürstel, D., Meinecke-Tillman, S., Meinecke, B., 2002. Ultrasonographic diagnosis of fetal sex in small ruminants bearing multiple fetuses. *Veterinary Record* 151, 635–636.
- Byatt, J.C., Warren, W.C., Eppard, P.J., Staten, N.R., Krivi, G.G., Collier, R.J., 1992. Ruminant placental lactogens: structure and biology. *Journal of Animal Science* 70, 2911 – 2923.
- Caillat, H., Bouvier, F., Pellicer, M.T., Leboeuf, B., Baril, G., Malpoux, B., Bodin, L., 2011. Etude de la saisonnalité des chèvres de race Alpine et Créole maintenues hors-reproduction. *Renc. Rech. Ruminants* 18, 288–289.
- Camp, J.C., Wildt, D.E., Howard, P.K., Stuart, L.D., Chakraborty, P.K., 1983. Ovarian activity during normal and abnormal length estrous cycles in the goat. *Biol Reprod* 28, 673–681.
- Carrillo, E., Tejada, L.M., Meza-Herrera, C.A., Arellano-Rodríguez, G., Garcia, J.E., De Santiago-Miramontes, M.A., Mellado, M., Véliz, F.G., 2011. Response of sexually inactive French Alpine bucks to the stimulus of goats in oestrus. *Livestock Science* 141, 202–206.
- Castro, N., Capote, J., Alvarez, S., Argüello, A., 2005. Effects of lyophilized colostrum and different colostrum feeding regimens on passive transfer of immunoglobulin g in

- Majorera goat kids. *J. Dairy Sci.* 88, 3650–3654.
- Charlet P., Le Jaowen J-C., 1975. Les populations caprines du bassin méditerranéen : aptitudes et évolution. *CIHEAM - Options Mediterraneennes*, N° 35, 45-55.
- Charron G., 1986. La production laitière. Volume I, les base de la production. Lavoisier TEC et DOC., 347p
- Chartier, C., 2009. Pathologie caprine : du diagnostic à la prévention, Sine qua non. *ditions du Point Vétérinaire*, Rueil-Malmaison.
- Chemineau, P., Daveau, A., Maurice, F., Delgadillo, J., 1987. Effects of tropical photoperiod on sexual activity of Alpine goats, in: *International Conference on Goats*, 4ème. Brasilia, p. 269.
- Chemineau, P., Pelletier, J., Guérin, Y., Colas, G., Ravault, J.P., Touré, G., Almeida, G., Thimonier, J., Ortavant, R., 1988. Photoperiodic and melatonin treatments for the control of seasonal reproduction in sheep and goats. *Reprod Nutr Dev* 28, 409– 422.
- Chemineau, P., 1989. L'effet bouc : mode d'action et efficacité pour stimuler la reproduction des chèvres en anoestrus. *Productions animales* 2, 97–104.
- Chemineau, P., Malpoux, B., Delgadillo, J.A., Guérin, Y., Ravault, J.P., Thimonier, J., Pelletier, J., 1992. Control of sheep and goat reproduction: Use of light and melatonin. *Animal Reproduction Science* 30, 157–184.
- Chemineau, P., Delgadillo, J.A., 1994. Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins. *INRA Prod. Anim.* 7, 315–326.
- Chemineau, P., Baril, G., Leboeuf, B., Maurel, M.C., Roy, F., Pellicer-Rubio, M., Malpoux, B., Cognie, Y., 1999. Implications of recent advances in reproductive physiology for reproductive management of goats. *J. Reprod. Fertil. Suppl* 54, 129–142.
- Chemineau, P., Malpoux, B., Pelletier, J., Leboeuf, B., Delgadillo, J.A., Deletang, F., Pobel, T., Brice, G., 1996. Emploi des implants de mélatonine et des traitements photopériodiques pour maîtriser la reproduction saisonniere chez les ovins et les caprins. *Productions Animales* 9, 45–60.
- Chemineau, P., Pellicer-Rubio, M.-T., Lassoued, N., Khaldi, G., Monniaux, D., 2006. Male- induced short oestrous and ovarian cycles in sheep and goats: a working hypothesis. *Reprod. Nutr. Dev.* 46, 417–429.
- Chemineau, P., Bodin, L., Migaud, M., Thiéry, J., Malpoux, B., 2010. Neuroendocrine and Genetic Control of Seasonal Reproduction in Sheep and Goats. *Reproduction in*

- Domestic Animals 45, 42–49.
- Collias, N.E., 1956. The analysis of socialization in sheep and goats. *Ecology* 37, 228–239.
- Constant, S.B., LeBlanc, M.M., Klapstein, E.F., Beebe, D.E., Leneau, H.M., Nunier, C.J., 1994. Serum immunoglobulin G concentration in goat kids fed colostrum or a colostrum substitute. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 205, 1759–1762.
- Constantinescu, G.M., 2001. Guide to regional ruminant anatomy based on the dissection of the goat, 1st ed. ed. Iowa State University Press, Ames.
- Corre, S.L., Chemineau, P., 1993. Control of photoperiodic inhibition of luteinizing hormone secretion by dopaminergic and serotonergic systems in ovariectomized Ile-de-France ewes supplemented with oestradiol. *J. Reprod. Fertil.* 97, 367–373.
- Corteel, J.M., 1977. Production, storage and artificial insemination of goat semen, in: *Management of Reproduction in Sheep and Goats Symposium*. Madison, pp. 41–57.
- Corteel, J.M., Leboeuf, B., Baril, G., 1988. Artificial breeding of adult goats and kids induced with hormones to ovulate outside the breeding season. *Small Ruminant Research* 1, 19–35.
- Courtens, J.L., Alencar, A., Gatti, J.L., Dacheux, F., Dacheux, J.L., Guerin, Y., 1998. Factors affecting male fertility in domestic mammals. *Rencontres Recherches Ruminants* 5, 31–36.
- Currie, W.B., Kelly, P.A., Friesen, H.G., Thorburn, G.D., 1977. Caprine placental lactogen: levels of prolactin-like and growth hormone-like activities in the circulation of pregnant goats determined by radioreceptor assays. *J. Endocrinol.* 73, 215–226.
- Currie, W.B., Thorburn, G.D., 1977. Parturition in Goats: Studies on the Interactions Between the Foetus, Placenta, Prostaglandin F and Progesterone Before Parturition, at Term or at Parturition Induced Prematurely by Corticotrophin Infusion of the Foetus. *J. Endocrinol.* 73, 263–278.
- Dawson, L.J., Sahlu, T., Hart, S.P., Detweiler, G., Gipson, T.A., Teh, T.H., Henry, G.A., Bahr, R.J., 1994. Determination of fetal numbers in Alpine does by real-time ultrasonography. *Small Ruminant Research* 14, 225–231.
- De Crémoux, R., Brice, G., Boué, P., Leboeuf, B., 2005. Description des pratiques d'élevages mises en oeuvre dans les ateliers caprins lors de la canicule de 2003 et incidence sur la fertilité après insémination artificielle. *Renc. Rech. Ruminants* 12, 160.

- De Crémoux, R., Ribaud, D., Piacère, A., 2008. Facteurs de variations de la fertilité à l'insémination artificielle chez la chèvre : valorisation de la base de données nationale entre 2001 et 2005. *Renc. Rech. Ruminants* 370–371.
- De Santiago-Miramontes, M.A., Rivas-Muñoz, R., Muñoz-Gutiérrez, M., Malpaux, B., Scaramuzzi, R.J., Delgadillo, J.A., 2008. The ovulation rate in anoestrous female goats managed under grazing conditions and exposed to the male effect is increased by nutritional supplementation. *Animal Reproduction Science* 105, 409–416.
- Delgadillo, J.A., Leboeuf, B., Chemineau, P., 1991. Decrease in the seasonality of sexual behavior and sperm production in bucks by exposure to short photoperiodic cycles. *Theriogenology* 36, 755–770.
- Delgadillo, J.A., Leboeuf, B., Chemineau, P., 1992. Abolition of seasonal variations in semen quality and maintenance of sperm fertilizing ability by photoperiodic cycles in goat bucks. *Small Ruminant Research* 9, 47–59
- Delgadillo, J.A., Hochereau-de Reviers, M.T., Daveau, A., Chemineau, P., 1995. Effect of short photoperiodic cycles on male genital tract and testicular parameters in male goats (*Capra hircus*). *Reproduction, Nutrition, Development* 35, 549–558.
- Delgadillo, J.A., Canedo, G.A., Chemineau, P., Guillaume, D., Malpaux, B., 1999. Evidence for an annual reproductive rhythm independent of food availability in male creole goats in subtropical northern Mexico. *Theriogenology* 52, 727–737.
- Delgadillo, J.A., Flores, J.A., Véliz, F.G., Hernández, H.F., Duarte, G., Vielma, J., Poindron, P., Chemineau, P., Malpaux, B., 2002. Induction of Sexual Activity in Lactating Anovulatory Female Goats Using Male Goats Treated Only with Artificially Long Days. *J ANIM SCI* 80, 2780–2786.
- Delgadillo, J.A., Flores, J.A., Véliz, F.G., Duarte, G., Vielma, J., Hernandez, H., Fernandez, I.G., 2006. Importance of the signals provided by the buck for the success of the male effect in goats. *Reprod. Nutr. Dev.* 46, 391–400.
- Delgadillo, J.A., De Santiago-Miramontes, M.A., Carrillo, E., 2007. Season of birth modifies puberty in female and male goats raised under subtropical conditions. *Animal : an international journal of animal bioscience* 1, 858–864.
- Delgadillo, J.A., Gelez, H., Ungerfeld, R., Hawken, P.A.R., Martin, G.B., 2009. The “male effect” in sheep and goats--revisiting the dogmas. *Behav. Brain Res.* 200, 304–314.
- DesCôteaux, L., Gnemmi, G., Colloton, J.D., 2009. Guide pratique d'échographie pour

la reproduction des ruminants. Editions Med'Com. 239 p.

- Deveson, S., Forsyth, I.A., Arendt, J., 1992. Retardation of pubertal development by prenatal long days in goat kids born in autumn. *J Reprod Fertil* 95, 629–637.
- Doize, F., Vaillancourt, D., Carabin, H., Belanger, D., 1997. Determination of gestational age in sheep and goats using transrectal ultrasonographic measurement of placentomes. *Theriogenology* 48, 449–460.
- Driancourt, M.A., 2001. Regulation of ovarian follicular dynamics in farm animals. Implications for manipulation of reproduction. *Theriogenology* 55, 1211–1239.
- Drion, P., Ectors, F., Hanzen, C., Houtain, J.Y., Lonergan, P., Beckers, J.F., 1997. Régulation de la croissance folliculaire et lutéale : 2. ovulation, corps jaune et lutéolyse. *Le Point Vétérinaire* 28, 893–900.
- Drion, P.V., Furtoss, V., Baril, G., Manfredi, E., Bouvier, F., Pougard, J.L., Bernelas, D., Caugnon, P., McNamara, E.M., Remy, B., Sulon, J., Beckers, J.F., Bodin, L., Lebceuf, B., 2001. Four years of induction/synchronization of estrus in dairy goats: effect on the evolution of eCG binding rate in relation with the parameters of reproduction. *Reprod. Nutr. Dev* 41, 401–412.
- Drogoul, C., Gadoud, R., Joseph, M.M., Jussiau, R., Lisberney, M.J., Mangeol, B., Montmeas, L., Tarrit, A., 2004. Nutrition et alimentation des animaux d'élevage. L'alimentation des monogastriques. L'alimentation des polygastriques. Tome 2. Educagri Editions, Dijon.
- Dyce, K.M., Sack, W.O., Wensing, C.J.G., 2002. Textbook of Veterinary Anatomy, 3rd ed. Saunders, Philadelphia (USA).
- Evans, A., 2003. Characteristics of Ovarian Follicle Development in Domestic Animals. *Reproduction in Domestic Animals* 38, 240–246.
- Fabre-Nys C., 2000. Le comportement sexuel des caprins : contrôle hormonal et facteurs sociaux - *Productions Animales. INRA Prod. Anim.* 13, 11–23.
- Fabre-Nys, C., Gelez, H., 2007. Sexual behavior in ewes and other domestic ruminants. *Horm Behav* 52, 18–25.
- Fantazi K., 2004. Contribution à l'étude du polymorphisme génétique des caprins d'Algérie. Cas de la vallée de Oued Righ (Touggourt). Thèse de Magister I.N.A. (Alger), 145 p.
- Fatet, A., Leboeuf, B., Freret, S., Druart, X., Bodin, L., Caillat, H., David, I., Palhière, I.,

- Boué, P., Lagriffoul, G., 2008. L'insémination dans les filières ovines et caprines. *Renc. Rech. Ruminants* 15, 355–358.
- Fatet, A., Pellicer-Rubio, M.-T., Leboeuf, B., 2011. Reproductive cycle of goats. *Animal Reproduction Science* 124, 211–219.
- Fitz-Rodríguez, G., De Santiago-Miramontes, M.A., Scaramuzzi, R.J., Malpaux, B., Delgadillo, J.A., 2009. Nutritional supplementation improves ovulation and pregnancy rates in female goats managed under natural grazing conditions and exposed to the male effect. *Anim. Reprod. Sci* 116, 85–94.
- Flores, J.A., Véliz, F.G., Pérez-Villanueva, J.A., Martínez De La Escalera, G., Chemineau, P., Poindron, P., Malpaux, B., Delgadillo, J.A., 2000a. Male reproductive condition is the limiting factor of efficiency in the male effect during seasonal anestrus in female goats. *Biol. Reprod* 62, 1409–1414.
- Flores, J.A., Véliz, F.G., Pérez-Villanueva, J.A., Martínez De La Escalera, G., Chemineau, P., Poindron, P., Malpaux, B., Delgadillo, J.A., 2000b. Male reproductive condition is the limiting factor of efficiency in the male effect during seasonal anestrus in female goats. *Biol. Reprod* 62, 1409–1414.
- Freitas, V.J.F., Baril, G., Saumande, J., 1997. Estrus synchronization in dairy goats: use of fluorogestone acetate vaginal sponges or norgestomet ear implants. *Animal Reproduction Science* 46, 237–244.
- Freitas, V.J., Lopes-Junior, E., Rondina, D., Salmito-Vanderley, C.S., Salles, H., Simplicio, A., Baril, G., Saumande, J., 2004. Puberty in Anglo-Nubian and Saanen female kids raised in the semi-arid of North-eastern Brazil. *Small Ruminant Research* 53, 167–172.
- Fresno, M., Alvarez, S., Darmanin, N., Delgado, J.V., Leboeuf, B., Terqui, M., 2000. Reproduction testis volume and semen production in Canarian goats, in: *International Conference on Goats*, 7th. France, p. 439.
- Gateff, S., Leboeuf, B., De Semery, C., Fouilland, C., Freleteau, M., Guillon, M.P., Jacquemet, C., Jenot, F., Raynaud, C., 2003. Maîtriser la reproduction des chevrettes à contre-saison, quels résultats avec le traitement lumineux et l'effet bouc ? *Renc. Rech. Ruminants* 10, 123–126.
- Gelez, H., Fabre-Nys, C., 2004. The “male effect” in sheep and goats: a review of the respective roles of the two olfactory systems. *Horm Behav* 46, 257–271.
- Gilbert T., 2002. L'élevage des chèvres. Editions de Vecchi S.A., Paris, 159p

- Guessas B. 2007. Les potentialités métaboliques des bactéries lactiques isolées du lait cru de chèvre dans le bio-contrôle de *Staphylococcus aureus*. Thèse de Doctorat d'Etat. Université d'Oran. 148 pp
- Ginther, O.J., Kot, K., 1994. Follicular dynamics during the ovulatory season in goats. *Theriogenology* 42, 987–1001. Gómez-Brunet, A., Santiago-Moreno, J., Toledano-Díaz, A., López-Sebastián, A., 2010. Evidence that Refractoriness to Long and Short Daylengths Regulates Seasonal Reproductive Transitions in Mediterranean Goats. *Reproduction in Domestic Animals* 45, e338–e343.
- Gonzalez, F., Calero, Quesada, Garbayo, Beckers, 2000. Pregnancy associated glycoproteins in caprine species: fundamental and clinical approach, in: *International Conference on Goats, 7ème*.
- Gonzalez, F., Sulon, J., Garbayo, J., Batista, M., Cabrera, F., Calero, P., Gracia, A., Beckers, J., 2000. Secretory profiles of pregnancy-associated glycoproteins at different stages of pregnancy in the goat. *Reproduction in Domestic Animals* 35, 79–82.
- González, F., Cabrera, F., Batista, M., Rodríguez, N., Álamo, D., Sulon, J., Beckers, J.-F., Gracia, A., 2004. A comparison of diagnosis of pregnancy in the goat via transrectal ultrasound scanning, progesterone, and pregnancy-associated glycoprotein assays. *Theriogenology* 62, 1108–1115.
- Gonzalez-Bulnes, A., Pallares, P., Vazquez, M., 2010. Ultrasonographic imaging in small ruminant reproduction. *Reproduction in Domestic Animals* 45, 9–20.
- Goyal, H., Memon, M.A., 2006. Chapitre 64 - Clinical reproductive anatomy and physiology of the buck., in: *Current Therapy in Large Animal Theriogenology Vol. 2*. Saunders 511-513
- Greyling, J.P.C., 2000. Reproduction traits in the Boer goat doe. *Small Ruminant Research* 36, 171–177.
- Guillomot, M., Reinaud, P., La Bonnardière, C., Charpigny, G., 1998. Characterization of conceptus-produced goat interferon tau and analysis of its temporal and cellular distribution during early pregnancy. *Journal of Reproduction and Fertility* 112, 149–156.
- Hadjipanayiotou, M., 1995. Composition of ewe, goat and cow milk and of colostrum of ewes and goats. *Small Ruminant Research* 18, 255–262.
- Hafez, E.S.E., 1993. *Reproduction in farm animals*, 6th ed. Lea and Febiger, Philadelphia

(USA). 573 p.

- Haibel, G.K., 1988. Real-time ultrasonic fetal head measurement and gestational age in dairy goats. *Theriogenology* 30, 1053–1057.
- Haibel, G.K., Perkins, N.R., Lidl, G.M., 1989. Breed differences in biparietal diameters of second trimester Toggenburg, Nubian and Angora goat fetuses. *Theriogenology* 32, 827–834.
- Haibel, G.K., 1990. Use of ultrasonography in reproductive management of sheep and goat herds. *Veterinary Clinics of North America, Food Animal Practice* 6, 597–613.
- Haruna, S., Kuroiwa, T., Lu, W., Zabuli, J., Tanaka, T., Kamomae, H., 2009. The Effects of Short-Term Nutritional Stimulus Before and After the Luteolysis on Metabolic Status, Reproductive Hormones and Ovarian Activity in Goats. *Journal of Reproduction and Development* 55, 39–44.
- Hesselink, J.W., Taverne, M.A.M., 1994. Ultrasonography of the uterus of the goat. *Veterinary Quarterly* 16, 41–45.
- Holmes Pegler H. S., 1966. *The book of the goat*. Ninth edition, “The bazaar, Exchange and Mart” LTD, 255p.
- Holtz, W., 2005. Recent developments in assisted reproduction in goats. *Small Ruminant Research* 60, 95–110.
- Houdeau, E., Furstoss, V., Forgerit, Y., Bonné, J.L., Leboeuf, B., 2008. Short-duration insemination with frozen semen increases fertility rate in nulliparous dairy goats. *Animal* 2, 1496–1500.
- Humblot, P., De Montigny, G., Jeanguyot, N., Tetedoie, F., Payen, B., Thibier, M., Sasser, R.G., 1990. Pregnancy-specific protein B and progesterone concentrations in French Alpine goats throughout gestation. *J. Reprod. Fertil.* 89, 205–212.
- Humblot, P., Brice, G., Chemineau, P., Broqua, C., 1995. Mortalité embryonnaire chez la chèvre laitière après synchronisation des chaleurs et insémination artificielle à contre saison. *Renc. Rech. Ruminants* 387–390.
- Hyttel, P., Sinowrtz, F., Vejlsted, M., 2010. *Essentials of domestic animal embryology*, 1st ed. Saunders Elsevier, China, 455 p.
- Igwebuike, U.M., 2009. A review of uterine structural modifications that influence conceptus implantation and development in sheep and goats. *Animal Reproduction*

Science 112, 1–7.

Jackson, P., 2004. Handbook of veterinary obstetrics, 2nd ed. Elsevier limited, China, 320p.

Jarrige, R., 1988. Alimentation des bovins, ovins & caprins. INRA, 488 p.

Kähn, W., 1994. Atlas de diagnostics échographiques: Examens gynécologiques et reproduction équin, bovin, caprin, porcine, chien, chat. Maloine, Paris, 255 p.

Kandiel, M.M.M., Watanabe, G., Sosa, G.A., Abou El-Roos, M.E.A., Abdel-Ghaffar, A.E., Li, J.Y., Manabe, N., El Azab, A.E.S.I., Taya, K., 2010. Profiles of circulating steroid hormones, gonadotropins, immunoreactive inhibin and prolactin during pregnancy in goats and immunolocalization of inhibin subunits, steroidogenic enzymes and prolactin in the corpus luteum and placenta. *J. Reprod. Dev.* 56, 243–250.

Karen, A.M., Fattouh, E.-S.M., Abu-Zeid, S.S., 2009. Estimation of gestational age in Egyptian native goats by ultrasonographic fetometry. *Animal Reproduction Science* 114, 167–174.

Katz, L.S., McDonald, T.J., 1992. Sexual behavior of farm animals. *Theriogenology* 38, 239–253.

Khaldoun A., Bellah F., Amrani M., Djennadi F., 2001. Actes de l'atelier national sur la stratégie de développement des cultures fourragères en Algérie. ITGC., Alger, p45.

Laferte, S., Malpoux, B., Chemineau, P., 1997. Détermination de l'intensité minimale d'éclairage pour induire un effet "jours longs" chez la chèvre. *Rencontres Recherches Ruminants* 4, 160.

Laporte-Broux, B., Roussel, S., Ponter, A.A., Perault, J., Chavatte-Palmer, P., Duvaux-Ponter, C., 2011. Short-term effects of maternal feed restriction during pregnancy on goat kid morphology, metabolism, and behavior. *Journal of Animal Science* 89, 2154–2163.

Lauvergne, J.-J., 1969. Progrès des connaissances génétiques sur l'intersexualité associée à l'absence de cornes chez la chèvre d'origine alpine. *Genetics Selection Evolution* 1, 403.

Le Guillou, S., 2006. Gérer l'état corporel des chèvres laitières. *Le Point Vétérinaire*, 266, 60–63.

Leboeuf, B., Bernelas, D., Pugnard, J.L., Baril, G., Maurel, M.C., Boué, P., Terqui, M.,

1996. Ovulation time after progestagen/PMSG treatment in Alpine and Saanen dairy goat, in: 6th International Conference on Goats. Pékin (Chine), p. 828.
- Leboeuf, B., Brice, G., Baril, G., Boué, P., Broqua, C., Bonné, J.L., Humblot, P., Terqui, M., 1998. Importance du choix des femelles pour optimiser la fertilité après IA chez la chèvre. *Renc. Rech. Ruminants* 5, 71–74.
- Leboeuf, B., Restall, B., Salamon, S., 2003. Production et conservation de la semence de bouc pour l'insémination artificielle. *INRA Prod. Anim.* 16, 91–99.
- Leboeuf, B., Guillouet, P., Bonné, J.L., Forgerit, Y., Magistrini, M., 2004. Goat semen preserved at 4 °C until 76 hours before artificial insemination: Different attempts to maintain the fertility. *South African Journal of Animal Science* 34, 233–235.
- Leboeuf, B., Delgadillo, J.A., Manfredi, E., Piacère, A., Clément, V., Martin, P., Pellicer, M., Boué, P., de Cremoux, R., 2008. Management of goat reproduction and insemination for genetic improvement in France. *Reprod. Domest. Anim* 43 Suppl 2, 379–385.
- Lincoln, G.A., Ebling, F.J.P., 1985. Effect of constant-release implants of melatonin on seasonal cycles in reproduction, prolactin secretion and moulting in rams. *J Reprod Fertil* 73, 241–253.
- Linzell, J.L., Peaker, M., 1974. Changes in colostrum composition and in the permeability of the mammary epithelium at about the time of parturition in the goat. *J Physiol* 243, 129–151.
- López-Sebastian, A., González-Bulnes, A., Carrizosa, J.A., Urrutia, B., Díaz-Delfa, C., Santiago-Moreno, J., Gómez-Brunet, A., 2007a. New estrus synchronization and artificial insemination protocol for goats based on male exposure, progesterone and cloprostenol during the non-breeding season. *Theriogenology* 68, 1081– 1087.
- López-Sebastian, A., González-Bulnes, A., Carrizosa, J.A., Urrutia, B., Díaz-Delfa, C., Santiago-Moreno, J., Gómez-Brunet, A., 2007b. New estrus synchronization and artificial insemination protocol for goats based on male exposure, progesterone and cloprostenol during the non-breeding season. *Theriogenology* 68, 1081– 1087.
- Lyngset, O., 1968a. Studies on reproduction in the goat. I. The normal genital organs of the non-pregnant goat. *Acta Vet. Scand* 9, 208–222.
- Lyngset, O., 1968b. Studies on reproduction in the goat. II. The genital organs of the pregnant goat. *Acta Vet. Scand* 9, 242–252.
- Mai, W., 1999. L'image échographique : formation et qualité. *Le Point Vétérinaire* 30, 71–76.

- Majeed, A.F., 1994. Obstetrical problems and their management in Iraqi goats. *Small Ruminant Research* 14, 73–78.
- Malpaux, B., Maurice-Mandon, Daveau, A., Chemineau, P., 1995. Utilisation de la lumière et de la mélatonine pour la maîtrise de la reproduction des ovins et des caprins. *Renc. Rech. Ruminants* 2, 379–386.
- Manfredi, E., Leboeuf, B., Bodin, L., Boué, P., Humblot, P., 1998. Sources de variation génétiques et non génétiques des caractéristiques de production de semence chez le bouc. *Rencontres Recherches Ruminants* 37–39.
- Mani, A.U., McKelvey, W.A., Watson, E.D., 1992. The effects of low level of feeding on response to synchronization of estrus, ovulation rate and embryo loss in goats. *Theriogenology* 38, 1013–1022.
- Martin, G.B., Blache, D., Miller, D.W., Vercoe, P.E., 2010. Interactions between nutrition and reproduction in the management of the mature male ruminant. *animal* 4, 1214–1226.
- Martínez, M., Otal, J., Ramírez, A., Hevia, M.L., Quiles, A., 2009. Variability in the behavior of kids born of primiparous goats during the first hour after parturition: effect of the type of parturition, sex, duration of birth, and maternal behavior. *Journal of Animal Science* 87, 1772–1777.
- Martinez, M.F., Bosch, P., Bosch, R.A., 1998. Determination of early pregnancy and embryonic growth in goats by transrectal ultrasound scanning. *Theriogenology* 49, 1555–1565.
- Maurel, M.-C., Roy, F., Hervé, V., Bertin, J., Vaiman, D., Cribiu, E., Manfredi, E., Bouvier, F., Lantier, I., Boue, P., Guillou, F., 2003. Immune response to equine Chorionic Gonadotropin used for the induction of ovulation in goats and ewes. *Gynecol Obstet Fertil* 31, 766–769.
- Medan, M.S., Watanabe, G., Sasaki, K., Sharawy, S., Groome, N.P., Taya, K., 2003. Ovarian Dynamics and Their Associations with Peripheral Concentrations of Gonadotropins, Ovarian Steroids, and Inhibin During the Estrous Cycle in Goats. *Biology of Reproduction* 69, 57–63.
- Medan, M.S., Watanabe, G., Sasaki, K., Groome, N.P., Sharawy, S., Taya, K., 2005. Follicular and hormonal dynamics during the estrous cycle in goats. *J. Reprod. Dev.* 51, 455–463.
- Mellado, M., Cantú, L., Suárez, J.E., 1996. Effects of body condition, length of

- breeding period, buck:doe ratio, and month of breeding on kidding rates in goats under extensive conditions in arid zones of Mexico. *Small Ruminant Research* 23, 29–35.
- Mellado, M., Cárdenas, C., Ruiz, F., 2000. Mating behavior of bucks and does in goat operations under range conditions. *Applied Animal Behaviour Science* 67, 89–96.
- Memon, M.A., Mickelsen, W.D., Goyal, H., 2006. Chapitre 65 - Examination of the reproductive tract and évaluation of potentiel breeding soundness in buck, in: *Current Therapy in Large Animal Theriogenology Vol. 2*. Saunders.
- Mialot, J.P., Levy, I., Emery, P., 1991. Échographie et gestion des troupeaux caprins. *Recueil de Médecine Vétérinaire* 167, 399–406.
- Mialot, J.P., Saboureau, L., Etienne, P., Parisot, D., 1995. La pseudogestation chez la chèvre. *Le Point Vétérinaire* 26, 55–62.
- Monniaux, D., Caraty, A., Clément, F., Dalbès-Tran, R., Dupont, J., Fabre, S., Gérard, N., Mermillod, P., Monget, P., Uzbekova, S., 2009. Développement folliculaire ovarien et ovulation chez les mammifères. *Inra Prod Anim* 22, 59–76.
- Morand-Fehr, R., Sauvant, D., 1988. Alimentation des caprins, in: *Alimentation des bovins, ovins et caprins*. INRA.
- Morand-Fehr, R., Broqua, C., Bas, P., Lefrileux, Y., 1996. Recommandations et stratégies alimentaires des chevrettes destinées au renouvellement du troupeau laitier. *Renc. Rech. Ruminants* 211–218.
- Nedjraoui D. 2002.** Les ressources pastorales en Algérie.
- Nuti, L.C., 2006. Chapter 68 - Techniques for artificial insemination of goats, in: *Current Therapy in Large Animal Theriogenology (2nd Ed.)*. W.B. SAUNDERS, Saint Louis, pp. 529–534.
- Ott, R.S., Memon, M.A., 1980. Breeding soundness examinations of rams and bucks, a review. *Theriogenology* 13, 155–164.
- Pailhous, E., Vigier, B., Vaiman, D., Servel, N., Chaffaux, S., Crihiu, E.P., Cotinot, C., 2002. Ontogenesis of female-to-male sex-reversal in XX polled goats. *Developmental Dynamics* 224, 39–50.
- Papachristoforou, C., Koumas, A., Photiou, C., 2007. Initiation of the breeding season in ewe lambs and goat kids with melatonin implants. *Small Ruminant Research* 73,

122–126.

- Peaker, M., 1978. Gestation period and litter size in the goat. *Br. Vet. J.* 134, 379–383.
- Pellicer-Rubio, M.-T., Combarous, Y., 1998. Deterioration of goat spermatozoa in skimmed milk-based extenders as a result of oleic acid released by the bulbourethral lipase BUSgp60. *J Reprod Fertil* 112, 95–105.
- Pellicer-Rubio, M.-T., Leboeuf, B., Bernelas, D., Forgerit, Y., Pougard, J.L., Bonné, J.L., Senty, E., Chemineau, P., 2007. Highly synchronous and fertile reproductive activity induced by the male effect during deep anoestrus in lactating goats subjected to treatment with artificially long days followed by a natural photoperiod. *Animal Reproduction Science* 98, 241–258.
- Pellicer-Rubio, M.-T., Leboeuf, B., Bernelas, D., Forgerit, Y., Pougard, J.L., Bonné, J.L., Senty, E., Breton, S., Brun, F., Chemineau, P., 2008. High fertility using artificial insemination during deep anoestrus after induction and synchronisation of ovulatory activity by the “male effect” in lactating goats subjected to treatment with artificial long days and progestagens. *Anim. Reprod. Sci* 109, 172–188.
- Pellicer-Rubio, M.T., Ferchaud, S., Freret, S., Tournadre, H., Fatet, A., Boulot, S., Pavie, J., Leboeuf, B., Bocquier, F., 2009. Available methods for the control of reproduction in domestic mammals and their interest for organic animal production. / Les méthodes de maîtrise de la reproduction disponibles chez les mammifères d'élevage et leur intérêt en agriculture biologique. *INRA Productions Animales, Numero Special: Elevage bio.* 22, 255–270.
- Petit, S., 2012. *Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires et des produits de santé animale (DMV)*.
- Poindron, P., Hernandez, H., Navarro, M.L., Delgadillo, J.A., 2000. Factors controlling maternal behaviour and mutual mother young recognition the parturient goat. Presented at the 7. International Conference on Goats, Institut de l'élevage et l'Institut National de recherche Agronomique, Tours, pp.735–737.
- Poindron, P., Terrazas, A., de la Luz Navarro Montes de Oca, M., Serafin, N., Hernández, H., 2007. Sensory and physiological determinants of maternal behavior in the goat (*Capra hircus*). *Hormones and Behavior* 52, 99–105.
- Price, E.O., Smith, V.M., Katz, L.S., 1984. Sexual stimulation of male dairy goats. *Applied Animal Behaviour Science* 13, 83–92.
- Pugh, D.G., 2002. *Sheep and goat medicine*. Elsevier Health Sciences, 322 p.

- Pugh, D.G., Navarre, C.B., 2001. Internal parasite control strategies. *Vet. Clin. North Am. Food Anim. Pract.* 17, 231–244.
- Quittet, E., *La chèvre - Guide de l'éleveur*, 1977. . La maison rustique, Paris.
- Refsal, K.R., Marteniuk, J.V., Williams, C.S.F., Nachreiner, R.F., 1991. Concentrations of estrone sulfate in peripheral serum of pregnant goats: Relationships with gestation length, fetal number and the occurrence of fetal death in utero. *Theriogenology* 36, 449–461.
- Reichle, J.K., Haibel, G.K., 1991. Ultrasonic biparietal diameter of second trimester Pygmy goat fetuses. *Theriogenology* 35, 689–694.
- Rekwot, P.I., Ogwu, D., Oyedipe, E.O., Sekoni, V.O., 2001. The role of pheromones and biostimulation in animal reproduction. *Animal Reproduction Science* 65, 157–170.
- Restall, B.J., 1992. Seasonal variation in reproductive activity in Australian goats. *Animal Reproduction Science* 27, 305–318.
- Restall, B.J., Restall, H., Walkden-Brown, S., 1995. The induction of ovulation in anovulatory goats by oestrous females. *Animal Reproduction Science* 40, 299– 303.
- Ridler, A.L., Smith, S.L., West, D.M., 2012. Ram and buck management. *Anim. Reprod. Sci.* 130, 180–183.
- Ritar, A.J., Mendoza, G., Salamon, S., White, I.G., 1992. Frequent Semen Collection and Sperm Reserves of the Male Angora Goat (*Capra Hircus*). *J Reprod Fertil* 95, 97– 102.
- Robinson, J.E., Wayne, N.L., Karsch, F.J., 1985. Refractoriness to inhibitory day lengths initiates the breeding season of the Suffolk ewe. *Biology of Reproduction* 32, 1024–1030.
- Romano, J., 1998. Effect of two doses of cloprostenol in two schemes for estrous synchronization in Nubian goats. *Small Ruminant Research* 28, 171–176.
- Romano, J.E., Rodas, E., Ferreira, A., 2001. Timing of prostaglandin F_{2α} administration for induction of parturition in dairy goats. *Small Ruminant Research* 42, 197–200.
- Romero-R, C.M., López, G., Luna-M, M., 1998. Abortion in goats associated with increased maternal cortisol. *Small Ruminant Research* 30, 7–12.

- Rouyet, M., Badinand, F., 2002. Résultats d'une enquête sur l'utilisation du photopériodisme en élevage caprin laitier. *Rencontres Recherches Ruminants* 9, 151.
- Roy, F., Maurel, M.C., Combarous, Y., Briois, J., Pobel, T., Deletang, 1995. Etude de la réponse immunitaire observée chez les ovins et les caprins traités avec PMSG dans le cadre de l'insémination artificielle. *Renc. Rech. Ruminants* 2, 395–398.
- Rubianes, E., Menchaca, A., 2003. The pattern and manipulation of ovarian follicular growth in goats. *Animal Reproduction Science* 78, 271–287.
- Sambraus, H.H., Wittmann, M., 1989. Observations of the birth and suckling behavior of goats. *Tierärztliche Praxis* 17, 359–365.
- Santos, M.H.B., Moraes, É.P.B.X., Bezerra, F.Q.G., Moura, R.T.D., Paula-Lopes, F., Neves, J.P., Lima, P.F., Oliveira, M.A.L., 2007. Early fetal sexing of Saanen goats by use of transrectal ultrasonography to identify the genital tubercle and external genitalia. *American Journal of Veterinary Research* 68, 561–564.
- Senger, P.L., 2003. *Pathways to Pregnancy and Parturition*, 2nd ed. Current Conceptions, Inc. 368 p.
- Sheldrick, E.L., Ricketts, A.P., Flint, A.P.F., 1981. Placental production of 5 β -pregnane- 3 α ,20 α -diol in goats. *J Endocrinol* 90, 151–158.
- Sivachelvan, M.N., Ali, M.G., Chibuzo, G.A., 1996. Foetal age estimation in sheep and goats. *Small Ruminant Research* 19, 69–76.
- Smith, M.C., Sherman, D.M., 1994. *Goat medicine*. Blackwell Publishing, USA 634 p.
- Smith, M.C., 2006. Chapter 69 - Clinical reproductive physiology and endocrinology of does, in: *Current Therapy in Large Animal Theriogenology* (2nd Ed.). W.B. SAUNDERS, Saint Louis, pp. 535–537.
- Smith, M.C., 2008. Dystocia management and neonatal care. *NAVC Conference veterinary proceedings* 22, 312–314.
- Sönmez, M., Bozkurt, T., Türk, G., Gür, S., K z l, M., Yüce, A., 2009. The effect of vitamin E treatment during preovulatory period on reproductive performance of goats following estrous synchronization using intravaginal sponges. *Animal Reproduction Science* 114, 183–192.
- Sousa, N.M., González, F., Karen, A., El Amiri, B., Sulon, J., Baril, G., Cognié, Y.,

- Szenci, O., Beckers, J., 2004. Diagnostic et suivi des gestation chez la chèvre. Renc. Rech. Ruminants 11, 377–380.
- Suárez, G., Zunino, P., Carol, H., Ungerfeld, R., 2006. Changes in the aerobic vaginal bacterial mucous load and assessment of the susceptibility to antibiotics after treatment with intravaginal sponges in anestrus ewes. Small Ruminant Research 63, 39–43.
- Thibault, C., Levasseur, M.-C., 2001. La reproduction chez les mammifères et l'homme, Nouv. éd. entièrement refondue. ed. INRA ;Ellipses, Paris.
- Thiéry, J.C., Chemineau, P., Hernandez, X., Migaud, M., Malpaux, B., 2002. Neuroendocrine interactions and seasonality. Domest. Anim. Endocrinol. 23, 87–100.
- Thorburn, G.D., Schneider, W., 1972. The progesterone concentration in the plasma of the goat during the oestrous cycle and pregnancy. J Endocrinol 52, 23–36.
- Tuauden, M., 2012. Fertilité après IA : principales causes identifiées et marches de manoeuvre à disposition de l'éleveur. La Chèvre.
- Véliz, F.G., Moreno, S., Duarte, G., Vielma, J., Chemineau, P., Poindron, P., Malpaux, B., Delgadillo, J.A., 2002. Male effect in seasonally anovulatory lactating goats depends on the presence of sexually active bucks, but not estrous females. Anim Reprod Sci 72, 197–207.
- Véliz, F.G., Poindron, P., Malpaux, B., Delgadillo, J.A., 2006. Maintaining contact with bucks does not induce refractoriness to the male effect in seasonally anestrus female goats. Animal Reproduction Science 92, 300–309.
- Walkden-Brown, S.W., Restall, B.J., Henniawati, 1993a. The male effect in the Australian cashmere goat. 2. Role of olfactory cues from the male. Animal Reproduction Science 32, 55–67.
- Walkden-Brown, S.W., Restall, B.J., Henniawati, 1993b. The male effect in the Australian cashmere goat. 3. Enhancement with buck nutrition and use of oestrous females. Animal Reproduction Science 32, 69–84.
- Walkden-Brown, S.W., Restall, B.J., Norton, B.W., Scaramuzzi, R.J., Martin, G.B., 1994. Effect of Nutrition on Seasonal Patterns of LH, FSH and Testosterone Concentration, Testicular Mass, Sebaceous Gland Volume and Odour in Australian Cashmere Goats. J Reprod Fertil 102, 351–360.
- Walkden-Brown, S.W., Bocquier, F., 2010. Nutritional regulation of reproduction in goats.

- Presented at the International Conference on goats, France, pp. 389–395.
- Wolfenson, D., Roth, Z., Meidan, R., 2000. Impaired reproduction in heat-stressed cattle: basic and applied aspects. *Anim. Reprod. Sci.* 60-61, 535–547.
- Wooding, F.B., 1992. Current topic: the synepitheliochorial placenta of ruminants: binucleate cell fusions and hormone production. *Placenta* 13, 101–113.
- Youngquist, R.S., Threlfall, W., 2006. *Current Therapy in Large Animal Theriogenology* Vol. 2, 2nd ed. Saunders.
- Zarazaga, L.A., Gatica, M.C., Celi, I., Guzmán, J.L., Malpaux, B., 2010. Effect of artificial long days and/or melatonin treatment on the sexual activity of Mediterranean bucks. *Small Ruminant Research* 93, 110–118.
- Zarazaga, L.A., Gatica, M.C., Celi, I., Guzmán, J.L., Malpaux, B., 2011. Artificial long days in addition to exogenous melatonin and daily contact with bucks stimulate the ovarian and oestrous activity in Mediterranean goat females. *animal* 5, 1414– 1419

Résumé

La maîtrise de la reproduction chez les caprins

Cette étude rentre dans la réalisation d'un projet de fin d'étude en vue de la préparation d'un diplôme de docteur vétérinaire. Elle a pour principal objectif de donner une première approche des méthodes de maîtrise de la reproduction et de leur application en élevage caprin. Ce travail s'adresse plus particulièrement aux étudiants et aux vétérinaires praticiens qui s'intéressent et qui souhaitent se former dans ce domaine. En outre, ce travail pourrait être diffusé à un plus large public.

Cette étude ont a rapporté des connaissances très intéressantes dans le domaine de reproduction caprine dont nous souhaiterons que toutes les informations théoriques et pratiques apportées dans ce projet seront bénéfiques pour les personnes intéressées à ce domaine qui voit de nos jours une bonne maitrise de l'activité sexuelle et une bonne amélioration de la fertilité.

A travers l'utilisation des différentes méthodes de maitrise de la reproduction chez les chèvres et les boucs nous pourront donc interrompre la saison d'anoestrus et du repos sexuel et avoir par conséquence une activité sexuelle au cours de toute l'année. Sachant que les performances de reproduction d'un élevage sont le résultat de sa conduite et de sa gestion ; il convient donc aux éleveurs et à tout leur personnel de respecter au mieux les techniques de reproduction appliquées dans l'élevage caprin. En fin, cette étude purement bibliographique sera enrichie à l'avenir par l'application pratique des méthodes hormonales, sociales et photopériodiques afin d'améliorer les performances reproductives de nos races ovines.

