

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR

ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET

INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES



Mémoire de fin d'études
en vue de l'obtention du diplôme de docteur veterinaire

THEME :

synchronisation et détection des chaleurs chez la chèvre de
la race Arbia

Présenté par :

- TELLI IBRAHIM

- METAHRI HOSAYN

Encadre par :

- Dr AIT AMRAN AMAR

Année universitaire : 2016 – 2017

RESUME

L'amélioration et la maîtrise de la reproduction constituent la base de tout élevage rentable et économique ; maîtrise pouvant être réalisée par l'utilisation de plusieurs méthodes.

Cette étude était réalisée sur 10 têtes caprines de race Arbia, dans la région de Tiaret le but était d'étudier la méthode de synchronisation des chaleurs, par l'utilisation de traitement hormonal "éponge vaginale imprégnée de FGA.

Les résultats obtenus révèlent que pour 50% des chèvres ont répondu favorablement au traitement hormonal par l'expression des signes des chaleurs, Alors les autres chèvres restantes n'ont pas exprimées les signes de chaleurs avant 30h (50%). Concernant le regroupement des chaleurs on observe que ces derniers ne sont pas bien regroupés par rapport au temps.

Compte tenu de nos résultats, il semblerait possible d'améliorer les performances de reproduction des chèvres par cette méthode.

Les mots clé: reproduction, éponge vaginale imprégnée de FGA, traitement hormonal,

:

الهدف من تربية حيث تعتمد ا على تحسين و توجيه الإنتاج () ويكون ذلك بعدة .
وقد أجريت هذه الدراسة على 10 "عربية"، في منطقة تيارت
وكان الهدف من هذه الدراسة تزامن حالة الشبق واستخدام العلاج الهرموني " الاسفنجة المهبلية "

أظهرت النتائج أن 50 % نتيجة ايجابية على العلاج الهرموني ظهور 50 % قية لم تظهر عليها 30 ومنه نلاحظ أنها ليست مجمعة بشكل جيد مع .

و نظرا لنتائجنا، يبدو أنه من الممكن لتحسين الأداء التناسلي للماعز بهذه الطريقة.

الكلمات الرئيسية. () . الاسفنجة المهبلية . الهرموني.

œ Remerciements œ

*En premier lieu, je remercie **Dieu** le tout Puissant pour me avoir accordé le courage, la force et la patience de mener à bien ce modeste travail.*

*Mes remerciements vont également à mon promoteur **Dr AIT AMRAN AMAR** qui me a toujours accueilli à bras ouverts et à tout moment, de nous avoir assisté le long de la réalisation du travail, qu'il trouve ici ma sincères gratitude et ma profondes reconnaissances pour tous les efforts qui ont été déployés dans ce sujet, ainsi que de sa compréhension et sa patience.*

*mes remerciements Monsieur : **Dr BEN HAMITI TAHAR** et ainsi à **Dr SELLES Sidi Mohamed** Pour leur présence, ainsi que pour son soutiens et les informations qui il ma données tout au long de notre travail.*

Qu'il Nous soit donné l'opportunit d'exprimie nos sincères respects pour tous les enseignants qui nous ont formés et tous les tavaillleus de la ferme expérimentale de siamitale – tiaret.

*je profité aussi de cette occasion solennelle pour adresser mes remerciements à toute les étudiant : **Meskini Zakaria** et **ghalib bentarfaya** et **samir charrad** et tout les enseignants de l'institut de science vétérinaire de tiaret.*

Je remercie enfin tous ceux qui n'ont pas été cités dans ces quelques lignes et qui ont contribué de près ou de loin par leur aide au bon déroulement de ce travail.

∞ Dédicace ∞

*Je dédie ce modeste travail en signe de Respect, de Reconnaissance et
d'Amour à :*

*Ma très chères mamans, pour leurs Amour, leurs sacrifices, leurs Soutien et
pour Tous, Merci;*

*Mon cher père pour leurs Encouragements et leur soutien moral et
physique;*

*Ma familles salah ,ameur, karim, mohamed et mes souer; mes amis attahir
,nori azzam, kadiro, sofiane, redouane ,abdelouhab ,khyrdinne, salah, amine
missoum, qui ont ma aidés de près et de loin afin de réaliser ce modeste travail.*

Brahim

∞ Dédicace ∞

*Je dédie ce modeste travail en signe de Respect, de Reconnaissance et
d'Amour à :*

*Ma très chères mamans, pour leurs Amour, leurs sacrifices, leurs Soutien et
pour Tous, Merci.*

*Mon cher père pour leurs Encouragements et leur soutien moral et
physique, et pour Tous, Merci.*

*Ma familles Ahmed, Ali, Abd elwahab, Abdo, et ma très belle sœur; mes
amis : hadj k nourdine, nori, Sofiane, redouane, khayrdinne, qui ont ma aidés de
près et de loin afin de réaliser ce modeste travail.*

HOSAYN

LISTE DES FIGURES

<i>Figure 1 : Les voies génitales de la femelle</i>	14
<i>Figure2 : Appareil génital de la chèvre</i>	15
<i>Figure 3: méthode de détection en lot par un bouc</i>	25
<i>Figure 4 : Représentation schématique des différents évènements physiologiques au cours du cycle sexuel chez la chèvre.</i>	28
<i>Figure 5: éponge vaginale.</i>	41
<i>Figure 6: eau bitadinée</i>	41
<i>Figure7: PMSG+prostaglandine</i>	41
<i>Figure 8: Les applicateurs et ses pistons, Marqueur, ciseau, gants</i>	41
<i>Figure9: protocole de synchronisation</i>	41
<i>Figure10: désinfection entre chaque chèvre</i>	42
<i>Figure11: Insertion de l'éponge dans l'applicateur Et asperger les éponges par antibiotique</i>	43
<i>Figure12: Introduction de l'application dans le vagin</i>	43
<i>Figure13: couper la ficelle 4 cm en-dessous de la vulve.</i>	44
<i>Figure 14: injections de prostaglandines et de PMSG</i>	45
<i>Figure 15: retrait de l'éponge</i>	45
<i>Figure 16: Diagramme de température durant la journée de l'étude</i>	46
<i>Figure 17: La pose du tablier</i>	46
<i>Figure 18: chevauchement</i>	47
<i>Figure 19: diagramme d'apparition des chaleurs</i>	48
<i>Figure 20: diagramme de pourcentage d'apparition de chaleur</i>	50

LISTE DU TABLEAU

<i>Tableau 1 : l'apparition des signes de chaleur</i>	<i>48</i>
<i>Tableau 2: L'apparition des chaleurs en fonction du temps.....</i>	<i>49</i>
<i>Tableau 3: La fréquence d'apparition des chaleurs.....</i>	<i>50</i>

Liste des abréviations :

°C : degré celsius

CJ: corps jaune

E2: Oestrogene

ECG: equine chronic gonadotropin

FSH: Folliculo Stimulating Hormone

GnRH: Grandotropin Releasing Hormone

H: heur

Mn : Minute

IA : insémination artificiel

IM : intra musculaire

IV : intra vineuse

J : jour

Kg : Kilograms

LH: Luteothroping Hormone

LTH: prolactine

PMSG: Pregnant mare serum gonadotrophine

RH: Realsing Hormone

Sc. : sous cutanée

UI : unité internationale

RESUME	
REMERCIEMENTS	
DEDICACES	
TABLE DES MATIERES	
LISTE DES FIGURES	
LISTE DE TABLEAUX	
LISTE DES ABREVIATION	
INTRODUCTION	12

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : Anatomie et physiologie de la reproduction chez les chèvres.

Rappelle anatomique	13
1) L'appareil génital	13
1-1) L'ovaire	13
1-2) Les trompes utérines	13
1-3) L'utérus	13
1-3-1) les cornes utérines	13
1-3-2) le corps de l'utérus :.....	14
1-3-3) le col de l'utérus	14
1-4) Le vagin	14
1-5) La vulve	14
2) RAPPELS PHYSIOLOGIQUES DE LA CHEVERE	
2-1) L'ovogenèse :	16
2-2) La folliculogénèse	16
2-3) L'ovulation	18
2-4) Le corps jaune	18
2-5) La lutéogénèse	19
2-6) cycle sexuel	20

2-6-1) Le cycle œstral	20
2-6-1-1) La durée du cycle	20
2-6-1-2) Les étapes du cycle œstral	20
2-6-1-2-1) Le proœstrus	21
2-6-1-2-2) L'œstrus	21
2-6-1-2-3) Le métoœstrus	22
2-6-1-2-4) Le Diœstrus	22
2-6-2) Le cycle ovarien	23
2-6-3) Détection des chaleurs	23
2-6-3-1) Les méthodes et la mise en oeuvre dans les élevages	24
2-6-3-2) La préparation des boucs détecteurs	24
2-6-3-2-1) méthode	25
2-6-3-3) Effet bouc	25
2-6-4) Régulation du cycle sexuel	26
2-6-5) Les variations hormonales pendant le cycle	28
2-6-5-1) Les Oestrogènes	28
2-6-5-2) La Progestérone	28
2-6-5-3) La LH	28
2-6-5-4) La FSH	29
2-6-5-5) La Prolactine (PRL)	29
2-6-6) Les intérêts de la détection des chaleurs	29

CHAPITRE II : Méthode de la maîtrise de la reproduction chez les chèvres

1) La synchronisation des chaleurs	30
--	----

1-1) Méthodes de synchronisation des chaleurs.....	30
1-1-1) Photopériode	30
1-1-2) Effet bouc.....	31
1-1-3) Effet chèvres induites.....	33
1-1-4) Le flushing	33
1-2) Les traitements hormonaux	34
1-2-1) Les prostaglandines.....	35
1-2-2) Les œstrogènes	35
1-2-3) La progestérone.....	35
1-2-4) La PMSG « prégnant mare sérum gonadotropin »	36
1-3) Techniques des éponges vaginales	36
J 0: la pose de l'éponge	36
J 9: les injections de prostaglandines et d'eCG	37
J 11 : le retraité l'éponge.....	38
1-4) Utilisation de la mélatonine	38
1-5) L'intérêts	39

PARTIE EXPERIMENTALE

1) Matériels et méthodes.....	40
2) Préparation des chèvres	40
3) Matériel de la synchronisation.....	40
4) Protocole de synchronisation	41

a- Pose l'éponge :(j0)	42
b- les injections de prostaglandines et de PMSG(J9)	44
c- Le retrait des éponges (j11)	45
d- La détection des chaleurs	45
5) Méthodes de détection	46
a- La préparation des boucs détecteurs	46
b- Techniques de détection:	47
c- Manifestation des chaleurs	47

Résultat

1) Les réponses des chèvres au traitement hormonal de synchronisation.....	48
2) La fréquence d'apparition des chaleurs en fonction du temps	49
3) Manifestation des chaleurs	50
Discussion	52
Conclusion	55
Référence bibliographique	56

I *ntroduction*

En Algérie, l'élevage caprin a depuis toujours occupé une place importante dans l'économie agricole du pays et fait en quelque sorte partie des coutumes locales. Le cheptel caprin Algérien a été estimé 14% de celui des animaux d'élevage (Ministère de l'agriculture, 2000).

Les caprins peuvent jouer un rôle essentiel pour les populations par la production du lait, viande et poils.

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

L'amélioration et la maîtrise de la reproduction constituent la base de tout élevage rentable et économique ; maîtrise pouvant être réalisée par l'utilisation de plusieurs méthodes.

Les méthodes de contrôle de l'œstrus et de l'ovulation doivent permettre de choisir la période d'IA et d'inséminer les femelles une seule fois à un moment prédéterminé, tout en préservant un niveau de fertilité satisfaisant (Fatet et al 1998).

Des observations ont permis de mettre en évidence une variation du moment de l'apparition de l'œstrus par rapport au retrait de l'éponge vaginale lors de l'application d'un traitement hormonal de synchronisation. Le moment de l'insémination artificielle est très important, mais il ne se limite pas à quelques instants, si la détection des chaleurs est efficace, il sera beaucoup plus facile à déterminer.

Afin de pratiquer l'insémination artificielle, nous voulons par ce présent travail déterminer le moment du début de l'apparition des œstrus chez les chèvres de la race Arbia après l'application d'un traitement hormonal de synchronisation des chaleurs.

P *artie bibliographique*

Chapitre I

Anatomie et physiologie de la reproduction chez les chèvres

Rappelle anatomique :**1) L'appareil génital :**

Situé au-dessous de l'anus, la vulve constitue la partie extérieure de l'appareil génital femelle. Il mesure environ 40 cm chez la chèvre adulte et il est enroulé sur lui-même lorsque la chèvre n'est pas en gestation (Cory, 1991). Il se compose de :

1-1) L'ovaire :

Les ovaires sont proportionnellement plus gros que ceux de la vache, et mesurent chacun 15-20 mm sur 10-15 mm. Lisses et brillants au repos, ils présentent en activité à leur surface des follicules primordiaux pluri ovulaires.

Les follicules mûrs atteignent 10-12 mm et forment à la surface de la glande de grosses saillies translucides (Barone, 1978). Les corps jaunes apparaissent de couleur rose pâle sous forme d'un bouchon de bouteille pouvant faire doubler la taille des ovaires. Ceux ci sont situés près du détroit antérieur du bassin, légèrement en avant de la branche montante de l'ilium.

Le pavillon qui reçoit l'ovule pondu se prolonge par un oviducte de 12 à 16 cm de long (Marquis, 1990).

1-2) Les trompes utérines :

Sont plus longues en proportion que chez la vache (12 à 16 cm). Leur calibre extérieur est de 2 à 3 mm au niveau de l'ampoule et de 0.5 à 1 mm au niveau de l'isthme. L'infundibulum est relativement plus large et moins long. Les flexuosités de l'ampoule sont amples et irrégulières, alors que celles de l'isthme sont presque absentes. Ce dernier qui occupe à peu près la moitié de la longueur totale du conduit, ne passe pas latéralement à l'ovaire mais se trouve reporté ventralement, dans le mésosalpinx plus large (Barone, 1978).

1-3) L'utérus :**1-3-1) les cornes utérines :**

Varie de 12 à 15 cm chez les nullipares, peuvent atteindre 15 à 25 cm chez les multipares. Cranialement, leur diamètre diminue pour donner deux spirales divergentes raccordées aux trompes par une partie flexueuse.

1-3-2) le corps de l'utérus :

Mesure 0,5 cm chez les nullipares et 1,3 à 2 cm chez les autres animaux. La muqueuse utérine lisse et luisante est souvent recouverte de mucus. Elle présente en saillie des caroncules pédiculées (50 par corne en moyenne).

1-3-3) le col de l'utérus :

Il est très court (0,5 cm chez les multipares, 2 à 5 cm chez les multipares), sa consistance est dure et fibreuse, complètement fermé en dehors de l'œstrus par des plis circulaires (5 à 8 plis) et longitudinaux (25 à 30 plis), ce qui occasionnera, des difficultés pour son franchissement lors de l'insémination (Pascol et Marquis, 1990).

1-4) Le vagin :

Il est de 7 à 12 cm de long, obturé chez la chevrette par l'hymen qui sera percé à la première saillie et dont les vestiges disparaîtront à la première mis-bas (Marquis, 1990). Le vestibule du vagin n'a pas plus de 2 à 3 cm de long, l'ostium externe de l'urètre est étroit et le diverticule suburétral peu profond et un peu plus caudal que chez la vache (Barone, 1978).

1-5) La vulve :

Elle est bordée de deux lèvres, terminée par une petite glande sensorielle, le clitoris. A l'intérieure de la vulve, le méat urinaire communique avec la vessie par le canal urinaire

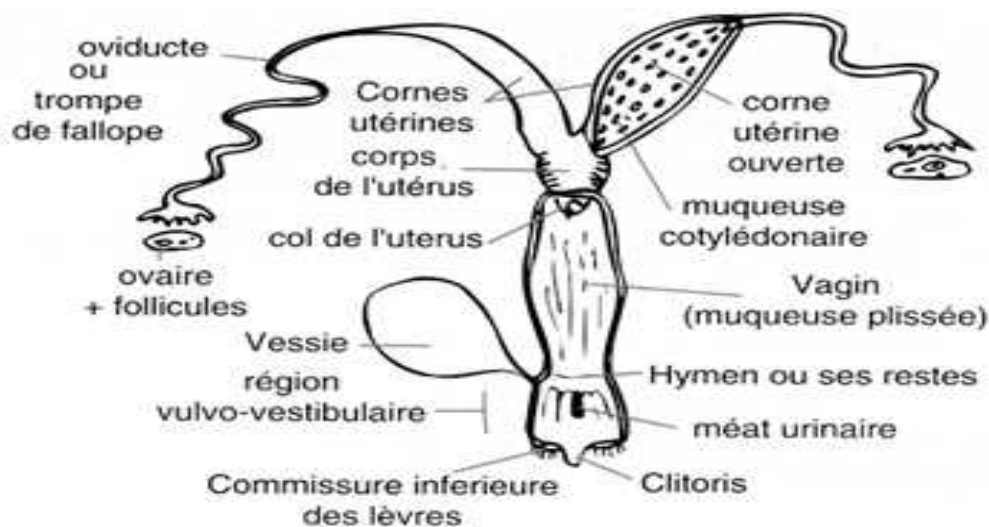


Figure 01 : Les voies génitales de la femelle (Boukhlik, 2002).

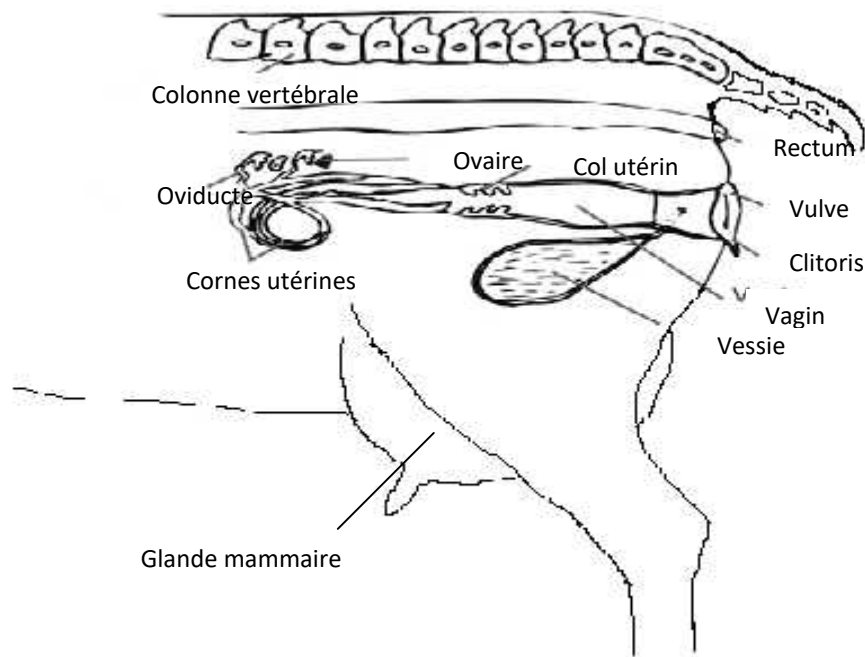


Figure 02 :Appareil génital de la chèvre (Corcy, 1991).

2-RAPPELS PHYSIOLOGIQUES DE LA CHEVERE

La femelle non gestante possède une activité sexuelle cyclique à partir de la puberté ; cette activité sexuelle se traduit par une succession d'événements précis se produisant à intervalles constants, selon un rythme propre à chaque espèce. Dans certaines espèces et dans certaines conditions, par exemple liées aux variations de la durée du jour, cette activité cyclique peut être suspendue temporairement chez la plupart des femelles.

Au contraire de la production spermatique du mâle, la femelle ne produit pas continuellement des ovules et le stock n'est pas en renouvellement permanent, mais est fixé lors de l'oogenèse, pendant la vie embryonnaire (Baril.G.1993).

La particularité de la production des gamètes femelles caprines réside dans le fait qu'elle est la résultante de trois événements : l'oogenèse, la folliculogénèse et l'ovulation.

L'évolution d'une gamète femelle ou **ovogenèse** se fait en partie à l'intérieur d'un massif cellulaire, le follicule, dont l'évolution ou **folliculogénèse** aboutit à sa maturité à son éclatement et à l'expulsion de l'ovule ou **ovulation**. Ovogenèse et folliculogénèse sont donc partiellement simultanées.

Après l'ovulation, **les corps jaunes** se forment à la place des follicules ayant ovulé.

2-1) L'ovogenèse :

L'ovogenèse est l'ensemble des processus de multiplication et différenciation cellulaire des cellules de la lignée germinale femelle. A partir des cellule initiales ou gonocytes.

Elle aboutit à la production des ovules, cellules aptes à être fécondées.

L'ovogenèse commence pendant la vie fœtale, peu après la différenciation sexuelle : elle se poursuit pendant une partie de la vie intra-utérine, subit une longue interruption jusqu'à la puberté où elle reprend de manière cyclique (thibault.C .1998).

L'ovogenèse comprend trois phases dont les deux premières ont lieu dans l'ovaire fœtal (La multiplication, L'accroissement, La maturation).

2-2) La folliculogénèse :

La folliculogénèse est la succession des différentes étapes du développement du follicule depuis le moment où il sort de la réserve, constituée pendant la vie embryonnaire lors de l'ovogenèse, jusqu'à sa rupture au moment de l'ovulation ou à son involution. C'est un phénomène continu puisque chaque jour, des follicules entrent en phase de croissance.

L'ovaire est en remaniement constant, parallèlement à la croissance du follicule ovulatoire qui se transformera en corps jaune, des follicules plus petits se développent ou entrent en involution (thibault.C .2001).

A partir du stock d'environ 50 000 follicules primordiaux, trois à quatre commencent leur croissance chaque jour en augmentant la taille de l'ovocyte et le nombre de cellules qui l'entourent (cellules de la granulosa) (Baril.G.1993).

Le follicule primordial se transforme en follicule intermédiaire, puis en follicule primaire lorsqu'il présente une couche de cellules cuboïdes, et en follicule secondaire à partir de 02 couches de cellules de la granulosa.

Le follicule secondaire devient préantral, possédant des récepteurs de LH dans la thèque interne et à FSH dans la granulosa, il est potentiellement capable de répondre à une stimulation gonadotrope. On le qualifie de tertiaire à partir de la différenciation de l'antrum. Cette partie de la folliculogénèse est indépendante des gonadotropines.

Les follicules en fin de croissance sont dépendants des gonadotropines. La taille folliculaire où apparaît la dépendance est de 2mm chez les caprins. La folliculogénèse terminale débute dès ce stade et s'achève avec l'ovulation (Baril.G.1993).

Tous les follicules gonado-dépendants présents sur les ovaires entrent alors en croissance terminale c'est le *recrutement*. A mi-phase folliculaire, une *sélection* se produit et la taille de la cohorte est réduite au nombre d'ovulations. Le (les) follicules destinés à ovuler, reconnaissable par la taille, est appelé « follicule dominant ». Pendant la période de dominance sont observés la croissance et la maturation terminale du (ou des) follicule pré ovulatoire, la régression par atrophie des autres follicules de la cohorte, et le blocage du recrutement de nouveaux follicules (thibault.C .2001).

Cette folliculogénèse tardive, est extrêmement dépendante des gonadotropines. Les principales hormones impliquées dans le contrôle de la folliculogénèse sont LH et FSH. Ces deux hormones sont responsables de la sécrétion d'oestradiol par les plus gros follicules. De plus, la FSH entraîne l'apparition de récepteurs à LH sur la membrane des cellules folliculaires et rend ceux-ci sensibles aux pulses endogènes de LH (thibault.C .2001).

Des résultats récents démontrent que la croissance folliculaire n'est pas seulement contrôlée par des facteurs sécrétés à « longue » distance, comme LH et FSH, mais également par des facteurs locaux, intra ovariens, provenant du follicule lui-même ou d'autres parties de l'ovaire (thibault.C .2001).

2-3) L'ovulation :

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

C'est principalement la décharge de LH qui provoque la rupture des follicules préovulatoires et l'ovulation. Le pic de sécrétion de LH qui précède l'ovulation est fréquemment appelé de ce fait décharge ovulante de LH.

Chez la chèvre à ovulation spontanée ; c'est le taux de plus en plus élevé d'oestrogènes ovariens produits par les follicules mûrs qui exerce un rétrocontrôle positif sur l'hypothalamus et l'hypophyse pour déclencher la production de GnRH et de LH (Bonnes.G.1998).

La LH provoque au niveau du follicule préovulatoire la reprise de la méiose, la libération du cumulus et la synthèse de progestérone et prostaglandines intra folliculaires dont l'action conjuguée aboutit à l'éclatement des follicules. La progestérone est alors une hormone faible ; en effet, elle n'est pas libérée dans la circulation sanguine mais mobilisée en œstradiol excrété dans le sang (Beckers.Jf.2002)

la fécondation s'effectue dans l'oviducte, elle nécessite le temps opportun et de l'ovulation, où le sperme reste viable pour seulement 12 heures dans le système reproducteur caprin, et l'âge de l'ellipse d'oeuf est limitée à 12-24 heures (Langston University2000).

2-4) Le corps jaune :

L'activité stéroïdène des cellules folliculaires ne cesse pas avec l'ovulation, elles continuent à en sécréter plusieurs jours, en se transformant en une glande endocrine, plus ou moins structurée, le corps jaune.

Le corps jaune (corpus luteum), correspond à une transformation morphologique et fonctionnelle du follicule après libération de l'ovocyte.

Pendant la saison sexuelle, le corps jaune persiste si la chèvre n'est pas gestante, jusqu'à la lutéolyse (quelques jours avant l'ovulation) ou bien jusqu'à la mise bas si la chèvre a été fécondée.

Chez les mammifères, le rôle du corps jaune est la synthèse et la sécrétion de la progestérone principalement qui permet le développement et la relaxation de l'utérus et contribue à freiner la croissance folliculaire. Ainsi que le maintien de la gestation (Thibault .C .1998) .

2-5) La lutéogénèse :

Après l'ovulation, la cavité folliculaire se remplit d'un caillot de sang, les cellules de la granulosa encerclent le caillot, s'hypertrophient : leur noyau devient polyploïde tandis que le tissu formé se vascularise abondamment (c'est la lutéinisation des cellules de la granulosa) (Bonnes.G.et al 1988).

Les cellules thécales contribuent eux aussi à la formation du corps jaune, elles se mélangent intimement avec les cellules de la granulosa et s'en différencient par leur petite taille (petites cellules lutéales par opposition aux grandes cellules lutéales issues de la granulosa, elles représentent environ 75% du total des cellules sécrétrices. Ces dernières produisent de petites quantités de progestérone mais sont très sensibles aux pulses de LH. Par contre les grandes cellules sécrètent de grandes quantités de progestérone, mais ne sont pas directement sensibles aux pulses de LH (Baril.G.1993).

C'est la période pendant laquelle le corps jaune maintient son développement et son activité endocrine. Chez la majorité des mammifères, le maintien d'un corps jaune fonctionnel après l'ovulation, en l'absence de gestation, nécessite un soutien hormonal lutéotrope, LH (Bonnes.G.1988).

S'il n'y a pas fécondation de l'ovocyte pendue, le corps jaune régresse rapidement mais reste cependant présent pendant plusieurs semaines sous forme d'un organe de petite taille. Parallèlement, le taux de progestérone diminue brutalement (Bonnes.G.1988).

Le contrôle de la durée fonctionnelle du corps jaune est exercé par la sécrétion de la prostaglandine F2 qui provient des cellules endométriales de la corne utérine du

même coté que l'ovaire portant le corps jaune. Cette sécrétion passe directement de l'utérus à l'ovaire, par le moyen des anastomoses existants entre l'artère ovarienne et la veine utérine. Si l'utérus est enlevé chirurgicalement, le corps jaune persiste pour à peu près la même durée que celle de la gestation, indiquant que l'utérus est essentiel dans le contrôle de la durée de la vie du corps jaune. Ce dernier est sensible aux facteurs lutéolytiques dès le jour 5 du cycle.

La prostaglandine F₂, commence à être sécrétée à partir du jour 13-14 du cycle chez la brebis, et les fortes sécrétions des jours 15 et 16 sont responsables de la lutéolyse. C'est l'oestradiol ovarien qui stimule la sécrétion de prostaglandine F₂ par l'endomètre utérin et son action est facilitée par l'influence de la progestérone et de l'ocytocine sécrétées par le corps jaune (Baril.G.1993).

S'il y a gestation, la lutéolyse n'a pas lieu ; le corps jaune évolue en un corps jaune de gestation. La cyclicité est arrêtée par un signal provenant de l'utérus et indiquant la présence d'un embryon. Les sécrétions de ce dernier provoquent un blocage de l'activité lutéolytique de la prostaglandine F₂ utérine et le corps jaune est maintenu jusqu'à la fin de gestation (Baril.G.1993).

2-6) cycle sexuel :

2-6-1) 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'oestrus, puis à l'ovulation, à la préparation de la fécondation et à l'implantation de l'embryon (Fatet ; 2011). La chèvre est une espèce polyœstrienne saisonnière.

2-6-1-1) La durée du cycle :

En moyenne, un cycle dure 21 jours et plus généralement, entre 18 et 22 jours (Hafez, 1993).

2-6-1-2) Les étapes du cycle œstral :

Le cycle œstral se décompose en 04 phases :

Le pro-œstrus : période préparatoire aux chaleurs.

L'œstrus : période d'acceptation du mâle.

Le metoestrus : installation du corps jaune et d'un état prégravidique de l'utérus.

Le dioestrus : phase d'activité du corps jaune (Drion et al, 1993).

2-6-1-2-1) Le prooestrus :

Il correspond à la phase de croissance folliculaire et dure de 3 à 4 jours. Il se termine par la formation d'un ou de plusieurs follicules préovulatoires pouvant atteindre 12 à 15 mm de diamètre (Buggin.M.1990).

Au cours du pro œstrus la vulve se congestionne, les lèvres vulvaires sont plus faciles à écarter que pendant le dioestrus. Un mucus filant, transparent apparaît entre les lèvres vulvaires. On observe également, au cours de cette période, une très nette augmentation non seulement de l'activité générale mais aussi du comportement agressif à l'égard des congénères. La femelle se tient plus fréquemment debout, ce signe est davantage identifiable en stabulation entravée que libre, et recherche la présence d'autres animaux. Elle s'alimente moins souvent et présente une diminution de sa production lactée.

On constate également une augmentation du nombre de mictions et de la fréquence des beuglements. L'animal en état d'excitation sexuelle dépose et frotte son menton sur la croupe d'un partenaire.

Ce dernier type d'attitude constitue souvent un prélude au comportement de monte active (mounting activity) auquel fait suite le comportement de monte passive seul signe caractéristique de l'état oestral (Hanzen.2004).

2-6-1-2-2) L'œstrus :

L'œstrus, seule période visible du cycle, dure 24 à 48h. Cette variation est sous l'influence de différents facteurs, entre autres, la race, l'âge, la saison et la présence des mâles. Comparée avec les autres races de chèvres domestiques, la race Angora a un œstrus court de 24h (Zarrouk et al, 2001). A la fin du cycle œstral, la femelle entre en œstrus : son comportement est modifié ainsi que ses organes de reproduction : (Brice. G.2003).

La chèvre est nerveuse, elle s'agite anormalement.

Chevauche et accepte d'être chevauchée par d'autres femelles.

Elle bêle et remue fréquemment la queue.

Sa vulve humide laisse s'écouler un mucus, permettant à l'éleveur d'identifier les chaleurs de son animal sans trop d'erreur.

Son appétit diminue.

Elle s'immobilise dans une posture caractéristique en présence du mâle.

En absence de mâle, les chaleurs sont difficiles à détecter. Les phéromones jouent un rôle majeur chez la chèvre particulièrement lors du rapprochement sexuel. L'oestrus doit être strictement et uniquement défini comme la période où la femelle accepte le chevauchement par le mâle ou d'autres congénères, le réflexe d'immobilisation au chevauchement est le seul signe certain des chaleurs (Bonnes.G.1988).

D'autres signes moins caractéristiques, variables selon les espèces précèdent, accompagnent et suivent l'oestrus proprement dit ; ces signes accessoires et irréguliers s'ajoutant à l'acceptation du chevauchement peuvent faciliter la détection des chaleurs.

Selon ADDADI et BENAZIEZ, 1996, Les variations de la durée des chaleurs sont en relation avec plusieurs paramètres en outre ; Il existe une corrélation positive entre la durée de l'oestrus et la taille de la portée. Exemple : chez la brebis Finnish Landrace dont la taille de la portée est la plus élevée, la durée de l'oestrus est de 48 à 72 heures.

Selon DERIVEAUX et ECTORS, 1980, l'oestrus est généralement plus court en début et en fin de la saison sexuelle, comme aussi lorsque le mâle est constamment maintenu au sein du troupeau.

2-6-1-2-3) Le métoestrus :

C'est la phase d'installation du corps jaune ; elle se traduit par une colonisation du caillot sanguin, consécutif à l'ovulation par les cellules de la granulosa et des thèques pour donner des cellules lutéales (Grissier.B.1999).

2-6-1-2-4) Le Diœstrus :

Il correspond à la phase de fonctionnement du corps jaune, c'est-à-dire sa croissance, sa phase d'état et sa régression. Le corps jaune atteint sa taille maximale au 12ème jour et débute sa régression au 15ème jour du cycle en absence de gestation.

L'ensemble du métoestrus et dioestrus dure entre 14 et 17 jours [27]. En cas de gestation, le corps jaune reste fonctionnel pendant toute la durée de la gestation.

2-6-2) Le cycle ovarien :

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

La phase folliculaire se passe en 4 à 5 jours (Hafez ; 1993). Elle correspond à la période de croissance terminale du ou des follicules ovulatoires. L'ovulation est spontanée et a lieu 30 à 36h après le début des chaleurs (Cartier, 1983). 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.

2-6-3) Détection des chaleurs :

La détection de l'apparition des chaleurs chez la chèvre, associée à différentes méthodes de reproduction utilisées actuellement, sont préconisées voire nécessaires lorsqu'elles sont associées à l'insémination artificielle.

L'observation du comportement sexuel, Pour être efficace, nécessite plusieurs conditions préalables.

-chaque individu du troupeau doit être identifié.

-l'éleveur doit consigner sur un tableau d'élevage, les dates d'accouchement, des chaleurs, d'insémination ou de saillies de chacun des animaux du troupeau. Une telle méthode lui permettra de savoir au jour le jour sur quels animaux il devra porter son attention pour en détecter l'état œstral.

l'éleveur devra matin et soir consacrer 20 à 30 minutes de son temps à la détection des chaleurs. Quoique étant la plus efficace, l'observation continue est incompatible avec l'activité journalière de l'éleveur. Une double période d'observation lui permettra de détecter 88% des chaleurs. Sa tâche se trouvera facilitée par l'utilisation de révélateurs de chevauchements ou d'animaux porteurs éventuellement de licols

marqueurs. L'observation des traces laissées par de tels appareils lui permettra de constater indirectement l'état œstral des animaux du troupeau.

L'observation sera autant que faire se peut être réalisée sur un sol approprié, non glissant.

Le déplacement des animaux est de nature à exacerber leur comportement sexuel.

-Le parage régulier des pieds est de nature à favoriser l'extériorisation de l'oestrus.

-Le recours à des traitements inducteurs de chaleurs permet indirectement d'améliorer la qualité de la détection car il contribue à augmenter le nombre de femelles en chaleurs en même temps.

-l'alimentation sera ajustée de manière à obtenir un gain quotidien moyen optimal (chez les jeunes femelles) et éviter une perte d'état corporel excessive au cours du post-partum (chez les adultes).

2-6-3-1) Les méthodes et la mise en oeuvre dans les élevages :

Les boucs sexuellement actifs, entiers ou vasectomisés sont les détecteurs de chaleurs les plus fiables en élevage. Les mâles entiers sont équipés d'un tablier afin d'éviter les saillies.

2-6-3-2) 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.

Il existe deux protocoles. 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.

2-6-3-2-1) 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. Cette seconde méthode ne permet pas de connaître précisément le moment du chevauchement.

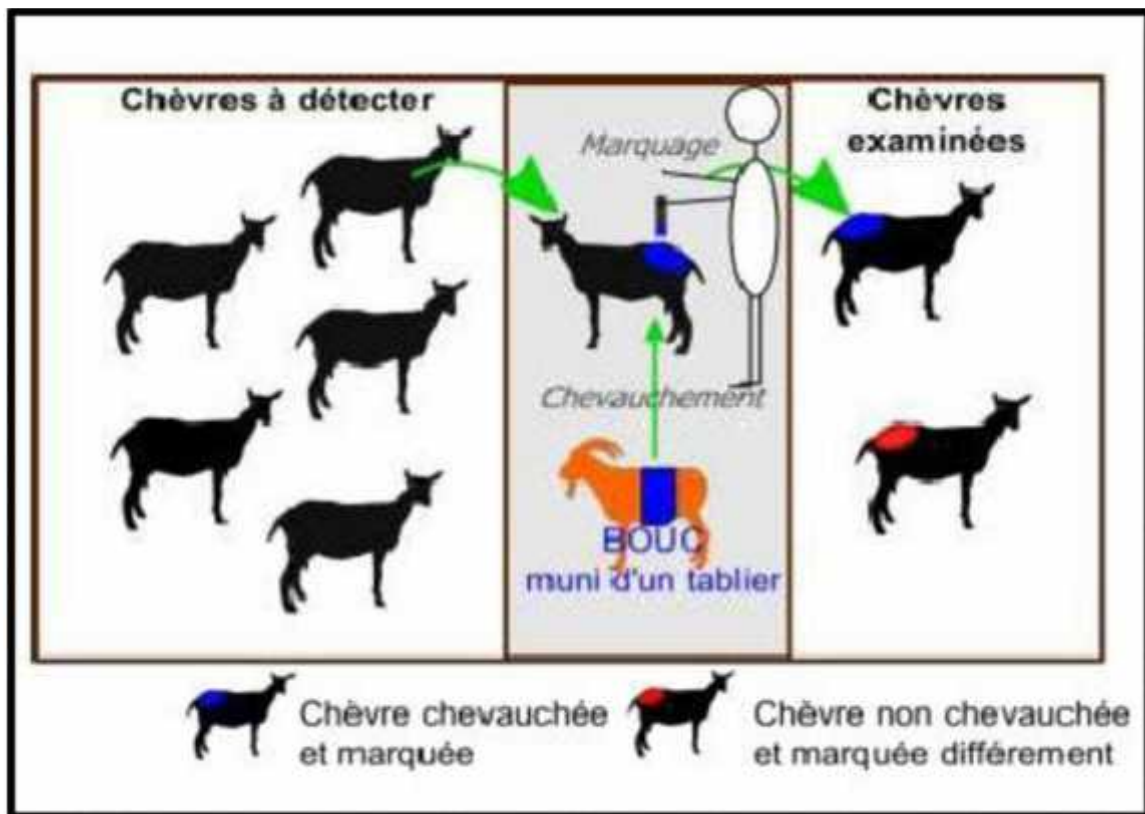


Figure 03 : méthode de détection en lot par un bouc

2-6-3-3) Effet bouc :

L'introduction du bouc à un groupe de femelles en anoestrus saisonnier, non seulement provoque l'apparition des chaleurs mais peut aussi les synchroniser.

La plus part des chèvres en anoestrus reviennent en chaleur dans les 6 jours après l'introduction du mâle. Ces chaleurs sont accompagnées d'ovulations et d'une activité lutéale normale. L'ovulation est spontanée et a lieu 30 à 36h après le début des chaleurs

(Cartier, 1983) .Les chèvres de Nubie (Egypte) ovulent tardivement, ce qui est probablement due à un anoestrus plus long dans cette race.

Une ovulation sans oestrus peut être observée chez les chèvres avant l'apparition de la période d'activité sexuelle. Deux ovules et plus sont émis pendant l'oestrus. Le taux d'ovulation augmente avec l'âge, puis diminue graduellement.

Le taux d'ovulation est significativement plus élevé du côté droit de l'ovaire (53,4%) que du côté gauche (46,6%). Parmi les facteurs influençant le taux d'ovulation, la saison et l'alimentation sont les plus importantes.

Généralement, le taux d'ovulation est plus élevé en début de saison sexuelle. D'autres facteurs comme le poids, la conformation et le génotype peuvent contribuer à l'augmentation du taux d'ovulation (Zarrouk et al. 2001).

2-6-4) Régulation du cycle sexuel :

Le cycle oestral est sous la dépendance de la sécrétion d'hormones et de facteurs de régulation au niveau de l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien. Pendant la phase lutéale, la LH est libérée sous forme de décharges pulsatiles de faible amplitude.

La progestérone exerce un rôle rétroactif négatif dans la régulation de la LH au cours du cycle. Cependant, les quantités circulantes doivent être suffisantes pour exercer un rétrocontrôle efficace (Chemineau et al. 1988).

Aux alentours des jours 16-17 du cycle, les prostaglandines d'origine utérine, acheminées par contre- courant de la veine utéro- ovarienne à l'artère ovarique provoquent la lutéolyse (Horton et Polyser, 1976 ; Mc Caracken et al. 1999).

La brusque diminution de la progestérone entraîne une forte augmentation de la fréquence et l'amplitude des pulses de LH (Mori et Kano, 1984). L'augmentation de l'activité gonadotrope provoque une stimulation de la croissance des follicules de

diamètre supérieur à 1mm (Akusu et al. 1986) et de leur activité stéroïdogène (Kanaï et Ishikawa, 1988). Ils sécrètent alors l'œstradiol 17β en quantités croissantes (Mori et Kano, 1984).

Le niveau croissant d'œstradiol 17β déclenche alors le comportement d'oestrus.

Chez la chèvre contrairement à la brebis, l'œstradiol seul est suffisant pour induire le comportement d'oestrus (Sutherland et Lindsay, 1991). Ceci explique qu'au contraire

de la brebis, la saison sexuelle des chèvres commence souvent par un comportement d'œstrus sans ovulation silencieuse préalable, voire même par un œstrus sans ovulations (Chemineau et al. 1992).

L'élévation de l'œstradiol 17β dans la circulation générale induit également par rétroaction positive, une décharge massive de LH par l'hypophyse : c'est le pic préovulatoire. Il dure de 8 à 10 heures et son niveau dépasse 50 mg/ml (Dial et al. 1985). Le maximum du pic est atteint 3 heures après le maximum d'œstradiol 17β et 10 à 15 heures après le début de l'œstrus (Chemineau et al. 1982 ; Mori et Kano, 1984).

La FSH est également libérée massivement en même temps que la LH et pour la même durée. La décharge préovulatoire de gonadotrophines provoque la lutéinisation du follicule et l'arrêt de la sécrétion d'œstradiol.

Les mécanismes de transformation des cellules folliculaires conduisent alors à l'ovulation qui se produit à lieu 30 à 36h après le début des chaleurs (Cartier, 1983).

Le follicule se transforme alors en corps jaune et se met à sécréter la progestérone en partie au moins sous l'influence de la LH dont l'activité pulsatile est élevée (4 à 7 pulses en 8 heures) jusqu'au jour 7 du cycle où la fréquence se stabilise aux environs de 1,5 pulses en 8 heures (Sutherland et al. 1987 ; Sutherland et Lindsay, 1991).

C'est la fin de la phase lutéale, un nouveau cycle commence. La saison d'anoestrus se caractérise par une absence quasi totale des cycles (Chemineau et Delgadillo, 1994).

Une faible fréquence du pulses de LH (moins de 2 pulses en 6 heures le début du mois d'août, alors qu'il n'y a pas de progestérone endogène) est aussi observée. La fréquence et l'amplitude augmentent à l'approche de la saison sexuelle : plus de 3 pulses en 6 heures à la mi-septembre (Chemineau et al. 1988).

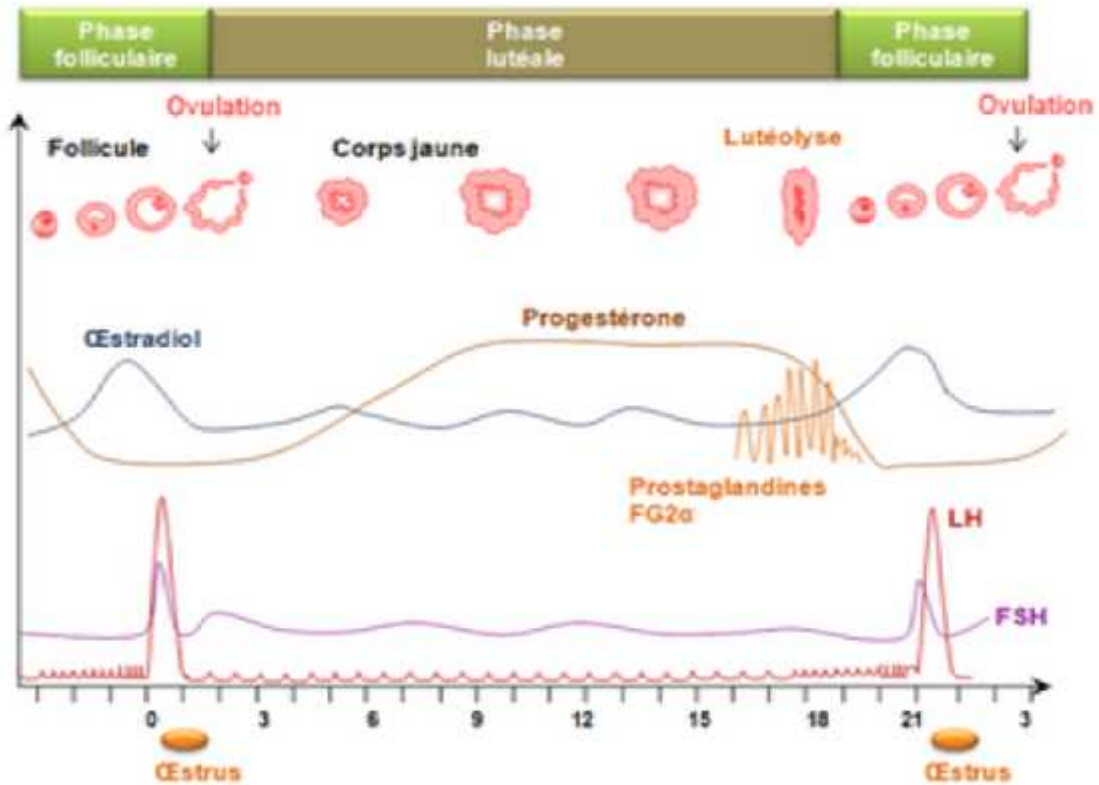


Figure 04 : Représentation schématique des différents événements physiologiques au cours du cycle sexuel chez la chèvre (Adapté de Fatet et coll, 2010).

2-6-5) Les variations hormonales pendant le cycle :

2-6-5-1) Les Oestrogènes :

Le taux circulant est de 9 à 20 pg/ml au cours du dioestrus, et il augmente progressivement dans les 60 heures qui suivent pour atteindre un pic de 27 à 32 pg/ml lors de la phase oestrale.

2-6-5-2) La Progestérone :

Le taux circulant se situe entre 0 et 0,8 mg/ml le jour de l'œstrus puis augmente pour atteindre un plateau de 1 à 4 ng/ml vers le 13^{ème} jour.

2-6-5-3) La LH :

Les valeurs oscillent entre 0,5 et 3 ng/ml, avec un pic pré-ovulatoire de 4 ± 10 ng/ml situé 8 à 24 heures avant le début des chaleurs.

2-6-5-4) La FSH :

Les valeurs sont de 2 à 4 ng/ml avec un pic de 14 ± 3 ng/ml qui coïncident avec celui de LH .

2-6-5-5) La Prolactine (PRL) :

La teneur moyenne se situe de 2 à 5 ng/ml mais avec de fortes concentrations autour de l'œstrus (Vanhysderghe, 1974 ; Vaissaire, 1977 ; Joëckle, 1980 ; Donteau, 1981 ; Thimonnier, 1981 ; Noakes, 1982 ; Bono, 1983 ; Cartier, 1983 ; Lebon, 1985).

2-6-6) Les intérêts 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 oestrus induits avec un traitement hormonal. Elles améliorent les résultats de fertilité (Tuauden, 2012).

Chapitre II

Méthode de la maîtrise de la reproduction chez les chèvres

1) La synchronisation des chaleurs :

CHEMINEAU (1996), définit la synchronisation des chaleurs ou la maîtrise des cycles sexuels, comme étant le déclenchement de cycle œstral à un moment désiré chez une femelle déjà cyclique ou non, cette technique a pour principe de prolonger la phase lutéale jusqu'à ce que tous les corps jaunes régressent et disparaissent (CHRISTION ; 1997).

La synchronisation est une méthode pour faire débiter un cycle sexuel à un moment voulu dans l'objectif de grouper les mises-bas, On parle de désaisonnement de l'activité sexuelle lorsqu'elle est obtenue en dehors de la période naturelle des accouplements (Bossis et al. 2008).

1-1) Méthodes de synchronisation des chaleurs :

1-1-1) Photopériode :

Les chèvres strictement saisonnières présentent naturellement au cours de l'année une alternance de périodes d'activité et de repos sexuel. Les premières chaleurs se manifestent après le mois de juillet et se prolongent jusqu'en février en absence de gestation. De ce fait, les chèvres sont au repos sexuel pendant les deux tiers de l'année et ne peuvent être fécondées.

Plusieurs expérimentations ont été réalisées, en particulier à l'INRA de Nouzilly (France), afin de connaître quels types de rythmes lumineux sont actifs sur l'apparition de l'œstrus ; il apparaît que c'est la durée du jour qui présente une réelle importance.

L'existence de variations saisonnières de l'activité sexuelle des chèvres est connue depuis plusieurs décennies. Elle existe probablement depuis des millénaires (Ortavant et al. 1988). Celle des boucs n'a été découverte que plus récemment, lorsqu'il s'agissait de leur faire produire en pleine contre-saison de la semence en grande quantité et d'une fécondance maximale.

Le changement de la durée d'éclairement quotidien (photopériode) est un des principaux facteurs responsables de l'anoestrus dit saisonnier. Une différence essentielle existe néanmoins entre les espèces. Alors que chez les espèces à jours courts, ces jours sont stimulateurs de l'activité sexuelle et les jours longs inhibiteurs ; c'est l'inverse que l'on observe à l'encontre des espèces à jours longs (Hanzen, 2004-2005).

a- Jours courts : Ils ont un effet stimulateur sur la fonction de reproduction, et les chaleurs apparaissent après 80 jours courts successifs. Cependant, après 70 jours d'activité sexuelle, la chèvre devient réfractaire aux jours courts et se met au repos sexuel aux environs du mois de février.

N.B: Les jours courts sont ceux qui présentent une durée d'éclairement inférieure à 12 heures et qui succèdent à des jours longs, et vice versa pour les jours longs.

b- Jours longs : Ils ont un effet inhibiteur sur la reproduction ; l'arrêt des ovulations apparaît environ 80 jours après le début de ceux-ci. Cependant, les jours longs ont aussi pour particularité de lever l'effet réfractaire aux jours courts et de leur restituer un effet stimulateur (Farnier,1972 ; Thimonnier,1981et1984 ; Corteel 1982 ; Montigny1984 ; Jaouen,1987 ; Brice,1988 ; Berthelot, 1988 ; Ebling 1988; Chemineau1989 ; Kanmatsu, 1989).

1-1-2) Effet bouc :

La capacité des mâles à stimuler l'activité sexuelle des femelles a été largement étudiée à la fois dans les régions tropicales et tempérées (Floch et al. 1985 ; Chemineau et al. 1992).

Chez les femelles qui ne présentent pas une saisonnalité importante de l'activité oestrale, il existe cependant toujours une proportion non négligeable, variable avec la saison, de femelles en anoestrus. Ces femelles en anoestrus sont essentiellement pré-pubères ou en anoestrus du post-partum. Afin d'obtenir une bonne fertilité, il est nécessaire d'induire l'oestrus et l'ovulation chez les femelles en inactivité ovarienne. L'introduction des mâles dans un groupe de femelles après une séparation d'au moins 3 semaines permet d'atteindre cet objectif, mais ici l'isolement doit être total 'ni vue, ni ouïe, ni odeur.

En effet, 97% des femelles acycliques présentent une ovulation dans les 5 jours qui suivent la réintroduction des mâles et 64% montrent un comportement d'oestrus au même moment. Cette ovulation est suivie par un cycle court chez 75% des femelles qui répondent à l'effet mâle. Après ce cycle court, une autre ovulation accompagnée d'un comportement d'oestrus et suivie d'un cycle de durée normale, environ 21 jours, se produit (Chemineau, 1986).

Durant la première vague d'ovulation, la fertilité est faible, de l'ordre de 23%, probablement en raison de la proportion importante des cycles courts. Toutefois, la fertilité augmente jusqu'à 74% lorsque les accouplements ont lieu pendant la seconde vague d'ovulations, que ce soit après un cycle court ou normal. Cette stratégie permet d'obtenir la même fertilité après 45 jours de présence du mâle, que les femelles aient été cycliques ou non avant l'introduction de celui-ci.

Le succès de l'utilisation de l'effet mâle dépend de plusieurs facteurs qui ont été étudiés chez la chèvre en œstrus :

- Un premier facteur important concerne la condition reproductive des mâles utilisés ; en effet, les variations de l'activité sexuelle des mâles sont responsables d'une partie de la variabilité dans leur capacité à induire des ovulations chez des femelles Cashmere en anoestrus saisonnier (Walkden Brown, 1991).
- La préparation alimentaire des boucs a une influence significative sur la réponse œstrale et ovarienne des femelles.
- L'utilisation des boucs précédemment nourris à volonté avec de la luzerne en granulés pendant 15 mois, conduit à obtenir une proportion plus élevée de femelles ovulant dans les 5 jours qui suivent l'introduction des mâles.
- Il y'a également une proportion accrue de femelles qui présentent une autre ovulation de 6 à 10 jours ainsi qu'une augmentation de la fertilité lorsque les femelles sont saillies durant le deuxième pic d'ovulation après l'introduction des mâles (Walkden-Brown, 1991). De même la mise en contact des mâles avec des femelles en anoestrus avant leur introduction dans un groupe de femelles en anoestrus, augmente la réponse œstrale et ovulatoire.
- L'aptitude des femelles à l'effet mâle peut également être modifiée par la saison et les disponibilités alimentaires qui modifient 'l'intensité' de l'anoestrus. Cette intensité peut être appréciée par le pourcentage de femelles spontanément cycliques dans la troupe : plus ce pourcentage est élevé, moins l'anoestrus des femelles non cycliques est intense. Cette intensité conditionne la réponse à l'effet bouc : plus l'anoestrus est intense, moins il y'a d'œstrus à la première ovulation induite et plus il y'a des cycles ovariens courts après cette première ovulation (Chemineau, 1989).

Une supplémentation alimentaire à court terme (pongola ou luzerne pendant 7 jours) avant l'introduction des mâles, stimule la sécrétion de la LH chez les chèvres Cashmere d'Australie et induit une réponse ovarienne plus élevée lors du contact avec les mâles.

Cet effet du supplément alimentaire s'exerce à travers une action directe au niveau de l'axe hypothalamo-hypophysaire, mais aussi en partie directement au niveau de l'ovaire (Henniwati et Restall, 1992). Il est à noter que l'alimentation peut également influencer le taux d'ovulation. Ainsi, chez les chèvres Indonésiennes, le taux d'ovulation augmente de 1,7 à 2,7 lorsque les femelles reçoivent une alimentation supérieure aux besoins d'entretien (Henniwati et Fletcher, 1986).

D'un point de vue pratique, l'utilisation de l'effet mâle apparaît comme une technique satisfaisante pour induire l'ovulation chez les femelles non cycliques et par conséquent pour augmenter la fertilité. Cette technique est facile à mettre en place et n'est pas onéreuse.

Plusieurs facteurs, concernant à la fois les mâles et les femelles, sont responsables de la variabilité dans la réponse à l'effet mâle et doivent être considérés comme des voies possibles pour améliorer la qualité de la stimulation ovarienne induite par le mâle.

1-1-3) Effet chèvres induites:

L'introduction de chèvres en œstrus naturel ou induit, déclenche des chaleurs groupées et engendre une activité œstrale et ovarienne chez d'autres femelles en anoestrus en deux périodes (7-8 et 13-14 jours après leur introduction). En conséquence, il est possible de distinguer deux composantes dans l'effet des femelles en œstrus : un effet direct femelle – femelle et un effet indirect qui passe l'intermédiaire du mâle (Underwood et al. 1994 ; Howland et al. 1985 ; Walkden-Brown et al. 1993c et 1994 ; Restall, 1992).

1-1-4) Le flushing :

Il y'a une différence très importante entre le mâle et la femelle, car la chèvre a des besoins pour la reproduction, la lactation et l'entretien.

Il faut qu'il y ait un équilibre entre l'énergie et les acides aminés et surtout la graisse, et surtout le rôle de la leptine (Smith et Sewart, 1990).

Dans la zone tropicale, la notion de photopériodisme n'est pas seule, il faut faire toujours l'association avec le rôle de la nutrition et d'autres facteurs environnementaux dominants (Chemineau, 1986a). De très nombreux travaux ont été réalisés sur le rôle de

l'alimentation dans la synchronisation des chaleurs chez les petits ruminants et surtout les caprins.

1-2) Les traitements hormonaux :

De nombreuses molécules, naturelles ou artificielles, sont utilisées pour induire un cycle œstral chez la chèvre. Le traitement hormonal consiste à stimuler certains événements endocriniens qui contrôlent le cycle sexuel, afin d'induire l'œstrus et l'ovulation à un moment prédéterminé.

L'association entre un progestatif, délivré soit par une éponge vaginale ou un implant sous-cutané (Bretzlaff et Madrid, 1985), ou encore un analogue de prostaglandine et de la PMSG (ou actuellement eCG), restent les moyens les plus efficaces pour atteindre ces objectifs. Ces traitements sont maintenant largement utilisés dans le monde entier pour contrôler la reproduction des chèvres. Leur utilisation pour réaliser une insémination artificielle à l'aveugle, sans détection des chaleurs, a été testée sur des milliers de chèvres et permet d'obtenir des taux de fertilité élevés (Leboeuf et al. 1998). Ce traitement peut également être appliqué aux chevrettes si certaines conditions, notamment le développement corporel, sont respectées (Corteel et al. 1993).

La synchronisation des chaleurs avec traitement hormonal permet :

- D'accoupler les chèvres en saison sexuelle et en contre saison, afin d'augmenter la fréquence des chevrettes et d'étaler la production laitière.
- De regrouper les chevrettes à une période choisie par le producteur.
- D'exercer une meilleure surveillance des chevrettes et diminuer la mortalité périnatale.
- D'améliorer la planification des activités de la chèvrerie et l'organisation du travail par la formation de groupes homogènes de chèvres selon leur état physiologique.
- Maîtriser le moment de l'œstrus et de l'ovulation pour :
 - 1- Annuler les échecs de fécondation de l'insémination artificielle liés à une détection imparfaite des chaleurs.
 - 1- Synchroniser les chaleurs d'un nombre relativement important de chèvres et de chevrettes, géographiquement groupées afin de réduire des charges de l'insémination artificielle.
 - 3- Faire progresser la technologie de l'insémination artificielle (Corteel, 1996).

1-2-1) Les prostaglandines :

- Les prostaglandines peuvent jouer des rôles très importants en reproduction telle que :
- la stimulation de la sécrétion des gonadotrophines, l'ovulation, la régression ou la lyse du
- corps jaune, elles produisent la motilité et les contractions utérines (ROBERTS ; 1986).

Une seule injection de prostaglandine ne permet pas de contrôler le moment de l'œstrus et de l'ovulation chez la totalité des femelles. Deux injections à un intervalle compris entre 7 et 15 jours sont donc nécessaires (THIMONIER ;1981).

La prostaglandine et ses analogues synthétiques sont incapables d'induire l'œstrus et l'ovulation durant l'anoestrus saisonnier donc l'utilisation pratique des prostaglandines pour la synchronisation de l'œstrus reste limitée à la saison sexuelle, en contre saison, leur efficacité dépend de leur association à d'autres hormones capables d'induire l'œstrus (BOUZEBDA).

1-2-2) Les œstrogènes :

Ces substances ont été parmi les premières utilisées pour provoquer l'apparition des chaleurs, cependant, ces œstrus induits sont souvent inconstants et les ovulations aléatoires.

De plus, il existe des effets secondaires tels que la formation des kystes ovariens ou l'apparition d'un comportement de nymphomanie, ce qui explique l'abandon de cette technique (Bono, 1984 ; Cartier, 1986 ; Bretzlaff, 1989 ; Pascal, 1990).

1-2-3) La progestérone :

La progestérone représente un des éléments essentiels de la régulation du cycle, en effet pendant le cycle, elle inhibe la rétroaction des œstrogènes et empêche ainsi la décharge de la LH, elle facilite également l'apparition du comportement d'œstrus (THIMONIER ;1979). L'administration de la progestérone bloque temporairement l'ovulation afin d'arriver à synchroniser l'œstrus.

L'utilisation de la progestérone par injection ou par implant sous-cutané ne permet pas une aussi grande précision dans l'apparition des œstrus mais cela peut constituer un avantage dans le cas d'une lutte non contrôlée (COGNIE ; 1981).

1-2-4) La PMSG « prégnant mare sérum gonadotropin »

Le PMSG assure le rôle de FSH et de LH sa demi vie 4 à 6 jours (DRION; 1998). Elle est utilisée pour induire une superovulation agissant sur les mécanismes de contrôle du quota ovulatoire grâce à :

- Une réduction de la taille folliculaire au recrutement.
- Le maintien des follicules qui normalement disparaissent par atresie.

La possibilité d'ovuler pour des follicules déjà n'a pas atteint la taille pré ovulatoire (DRINCOURT; 1991).

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, 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; 2003). Ces anticorps sont à l'origine d'oestrus plus tardifs et d'une diminution de la proportion de chèvres venant en chaleur (Drion, 2001). Le pic-pré-ovulatoire de LH est retardé ainsi que le moment de l'ovulation (Drion, 2001).

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 1999).

1-3) Techniques des éponges vaginales :

Le traitement consiste à introduire dans le vagin des chèvres une éponge imprégnée de FGA durant une période plus au moins longue. Une ficelle fixée à l'éponge permet de la retirer en fin de traitement grâce à une simple traction. Le progestatif joue le rôle de corps jaune artificiel et inhibe toute ovulation.

J 0: la pose de l'éponge :

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. 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 enfile des gants pour manipuler les éponges imprégnées du progestagène. L'applicateur est introduit délicatement dans le vagin par des petits mouvements de rotation afin d'éviter toute perforation du vagin. 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. Avant de poser les éponges vaginales, le groupe reproduction caprine (GRC) recommande d'asperger les éponges avec un spray antiseptique (Holospray®) ou un spray antibiotique (Orospray®). 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 , 2006 ; Sönmez , 2009). Le spray antibiotique est moins recommandé à cause des éventuels résidus. Cependant, ces deux produits n'ont pas d'AMM pour cette voie d'administration. Leur utilisation doit être faite de façon raisonnée. 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)

J 9: les injections de prostaglandines et d'eCG

Avant de poursuivre le protocole, il est préférable de vérifier que les chèvres portent toujours leur éponge. Pour chaque chèvre, une dose de 50 µg de cloprosténol (un analogue de la prostaglandine F2) est injectée par la voie intramusculaire à la base du cou. Puis, la femelle reçoit en voie intramusculaire la dose d'eCG correspondante à sa parité, sa lactation et à la saison.

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 ne doivent pas être mis dans la même seringue.

J 11 : 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.

1-4) Utilisation de la mélatonine :

Dans l'espèce caprine, une distribution quotidienne de la mélatonine est indispensable pour induire une avancée de l'activité ovulatoire. Dans ce contexte, les implants offrent un avantage certain par rapport à une distribution orale (2 à 3 mg par jour en fin d'après-midi).

Ils sont constitués d'un mélange de siliastic et de mélatonine ou d'un cœur de mélatonine compactée entourée d'une polymère ('Regulin' chez les anglophones ou 'Mélovine' pour les francophones : 18 mg de mélatonine, poids de l'implant : 20 mg. Le retrait n'est pas nécessaire puisque l'implant est biodégradable (Deverson et al. 1992).

Divers facteurs sont de nature à influencer la réponse au traitement. La durée du traitement nécessaire à l'obtention d'une activité ovulatoire chez plus de 70% des chèvres est comprise entre 36 et 90 jours.

La dose efficace d'administration est celle qui permet d'obtenir une concentration plasmatique au moins égale à 50% de celle enregistrée pendant la nuit. Sous ce seuil, la réponse semble dépendre du niveau endogène de mélatonine propre à chaque chèvre. La réponse dépend également du caractère saisonnier ou non des races traitées. Les races peu saisonnées peuvent être traitées en avril. Les races plus saisonnées doivent être traitées plus tardivement, c'est à dire à la fin du printemps (mai) voire en été (Dicks et al. 1995).

Le pic d'activité sexuelle s'observe 60 jours environ après le début du traitement. Selon le moment de sa mise en place, les écarts sont compris entre 2 et 6 semaines. Les implants de mélatonine peuvent être employés avec d'autres traitements zootechniques ou hormonaux (Huang et al. 1993). Ainsi, il a été démontré que l'effet bouc est maximal quand les boucs sont introduits 30 à 40 jours après la pose de l'implant (Berlidasaki et al. 1993).

De même, les implants seront le plus souvent insérés 30 à 40 jours avant l'insémination, c'est à dire 18 à 28 jours avant la mise en place de l'éponge vaginale.

L'utilisation précoce de mélatonine est également possible chez les races très saisonnées, si on applique au préalable à celles-ci deux mois de jours longs (Brackel-Bodenhausen et al. 1994)

1-5) L'intérêts :

a- Augmenter la productivité du troupeau Cela est réalisé par :

- La mise en reproduction des chevrettes quelque soit la saison, elle avance la puberté des femelles et accroît leur productivité totale au cours de leur vie (CHEMINEAU; 1988).
- La recherche d'une chevrete supplémentaire en raccourcissant l'intervalle entre mise bas c'est le système dit 3 agnelages en 2 ans (SOLTNER ; 2001).

b- Organiser et planifier la reproduction Cela fait pour :

- Ajuster la production à une demande saisonnière.
- Grouper les points de travail représenté par les agnelages.
- Alimenter plus rationnellement les lots d'animaux au même stade de gestation et de lactation (SOLTNER ; 2001)

c- Pratiquer insémination artificielle

Après un traitement d'induction et/ou de synchronisation des chaleurs, le meilleur moment pour une seule insémination est $45 \pm 1h$ de la fin du traitement (Baril et al, 1993). En Europe, ou en pays occidentaux la totalité des éleveurs sélectionneurs utilisent l'IA et 86% des inséminations sont réalisées dont le but d'amélioration génétique (CHEMINEAU et al ; 1996).

d- Choisir les périodes de reproduction

Plusieurs raisons peuvent être évoqués pour choisir la période de mise bas. (CHEMINEAU).

- Ajustement aux disponibilités fourragères.
- Limitation dans le temps des périodes des mises bas, elle permet une meilleure surveillance ce qui réduit la mortalité périnatale (CHEMINEAU et al ; 1988).

P *artie expérimentale*

Chez la chèvre, la détection de l'apparition des chaleurs associée à différentes méthodes de reproduction utilisées actuellement, sont préconisées voire nécessaires lorsqu'elles sont associées à l'insémination artificielle (groupe reproduction caprine 2001). Le traitement hormonal permet de déclencher l'œstrus et l'ovulation ainsi que le regroupement des mises bas quelques soit la saison.

Les méthodes de contrôle de l'œstrus et de l'ovulation doivent permettre de choisir la période d'IA et d'inséminer les femelles une seule fois à un moment prédéterminé, tout en préservant un niveau de fertilité satisfaisant (fate12008).

L'étude a été réalisée au sein de la ferme expérimentale de l'institut des sciences vétérinaire ibn khaldoun à Tiaret durant le mois de décembre 2017. La région est caractérisée par un climat semi aride. Au moment de la détection des chaleurs, la température varie entre 01°C et 08°C.

1) Matériels et méthodes:

L'étude a été réalisée au sein de la ferme expérimentale de l'université Ibn Khaldounde Tiaret durant le mois de décembre 2017. La région est caractérisée par un climat semi aride. Au moment de la détection des chaleurs, la température varie entre 01°C et 08°C.

Notre étude porte sur 10 chèvres ayant une apparence physique acceptable. L'alimentation est à base 500gr d'orge par jour par tête et de la paille a volonté. L'examen échographique des chèvres révèle l'existence de deux chèvres gestantes. L'injection de la PGF2 à toutes les chèvres afin de provoquer l'avortement puis d'attendre une période d'un mois ce qui correspond à une période d'ancœstrus du post partum.

2) Préparation des chèvres:

Le 06/12/2016 on a rendus visite au cheptel en vue de sa préparation pour la synchronisation des chaleurs.

3) Matériel de la synchronisation :

Pour réaliser notre travail pratique, nous avons utilisé le matériel suivant :



Figure 05 : éponge vaginale



figure 06 : eau Bétadinée



Figure 07 :PMSG+prostaglandine



figure 08 : Les applicateurs et ses pistons.

Marqueur, ciseau, gants

4) *Protocol de synchronisation :*



Figure 09 : protocole de synchronisation

a- Pose l'éponge :(j0)

Le 06/12/2016 correspond aux dépôts des éponges vaginales Sachant que La pose d'éponge est un chantier qui s'organise : les lots ont été préalablement constitués, les femelles sont contenues dans une salle. 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. L'éponge est placée au fond du vagin à l'aide d'un applicateur prévu à cet effet,introduire l'éponge par l'extrémité biseauté de l'applicateur, ficelle en premier,nettoyer la vulve,écarter les lèvres et introduire doucement l'applicateur délicatement dans le vagin par des petits mouvements de rotation afin d'éviter toute perforation du vagin jusqu'au fond du vagin. L'applicateur et le piston sont retirés en évitant de tirer la ficelle et 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.

Avant de poser les éponges vaginales imbiber les éponges par un antibiotique pour éviter infection vaginale.



Figure 10 : *désinfection entre chaque chèvre*



Figure 11: *Insertion de l'éponge dans l'applicateur
Et imbibée par un antibiotique*



Figure 12: *Introduction de l'application dans le vagin*



Figure 13: *couper la ficelle 4 cm en-dessous de la vulve*

b- les injections de prostaglandines et de PMSG(J9):

15/12/2016 : Avant de poursuivre le protocole, il est préférable de vérifier que les chèvres portent toujours leur éponge. Pour chaque chèvre, une dose de 50 μg de cloprosténol et de 400UI de PMSGest injectée par la voie intramusculaire à la base du cou. Puis, la femelle reçoit en voie intramusculaire la dose de PMSG correspondante à sa parité, sa lactation et à la saison.

Le PMSG 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. Le PMSG et le cloprosténol ne doivent pas être mis dans la même seringue.



Figure 14: *injections de prostaglandines et de PM*

c- Le retrait des éponges (j11) '17/12/2016' :a 21H: 00mn

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.



Figure 15: *retrait de l'éponge*

d- La détection des chaleurs '18/12/2016' : a 08H: 00mn

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. La température au moment de la détection varie entre 2°C à 8 °C.

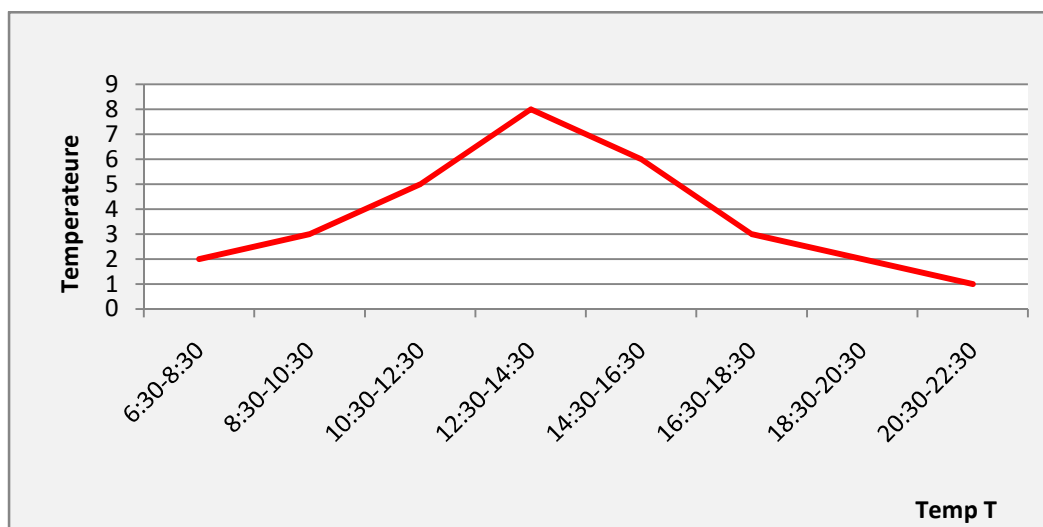


Figure 16: *Diagramme de température durant la journée de l'étude*

5) Méthodes de détection :

a- La préparation des boucs détecteurs :

Les boucs sexuellement actifs et La préparation des boucs est très importante : elle conditionne fortement la qualité de la détection des chaleurs. Cette préparation doit débiter plusieurs semaines en avant Pour réaliser la détection des chaleurs dans des bonnes conditions, les boucs devront être actifs et correctement préparés. Les mâles entiers sont équipés d'un tablier afin d'éviter les saillies.

Trois boucs adultes ont été isolés des femelles le jour de la pose des éponges et ils sont introduits le Jourde la détection, pour la détection de l'œstrus on a utilisé.



Figure 17: *La pose du tablier*

b- Techniques de détection:

La méthode utilisée pour la détection des chaleurs est la détection en lot par un bouc :

Le bouc est muni d'un tablier abdominal puis il est introduit dans le lot de chèvres et on le change à chaque fois que le bouc présente plusieurs détections des femelles qui acceptent le chevauchement (immobilisation de la chèvre sans contrainte). Les femelles venues en œstrus sont retirées du lot.



Figure 18: *chevauchement*

c) Manifestation des chaleurs :

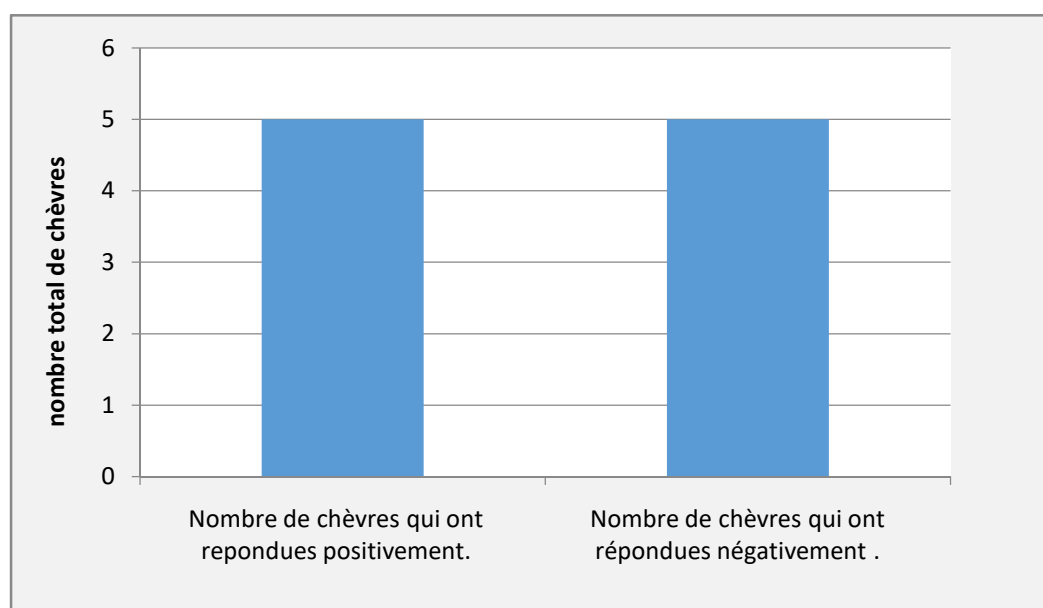
Durant la détection des chaleurs, notre étude a comporté l'observation des différentes composantes du comportement sexuel des femelles et du male.

Résultat :**1-Les réponses des chèvres au traitement hormonal de synchronisation :**

D'après notre étude, sur 10 chèvres traitées par la synchronisation et l'induction d'œstrus en utilisant des éponges vaginales, révèle que 50 des chèvres ont répondu favorablement au traitement hormonal par l'expression des signes des chaleurs basée essentiellement sur l'immobilisation de la chèvre. Au contraire 50 des chèvres n'ont pas exprimées les signes de chaleurs sauf à l'examen vaginoscopique révèle la présence de la glaire cervicale en abondance.

Tableau 01: l'apparition des signes de chaleur

Chèvres	Nombre	Pourcentage
<i>Nombre total des chèvres traitées</i>	10	100%
<i>Nombre de chèvres qui ont répondu positivement.</i>	5	50%
<i>Nombre de chèvres qui ont répondu négativement .</i>	5	50%

**Figure 19:**diagramme d'apparition des chaleurs

2) La fréquence d'apparition des chaleurs en fonction du temps :

Tableau 02: d'apparition des chaleurs en fonction du temps :

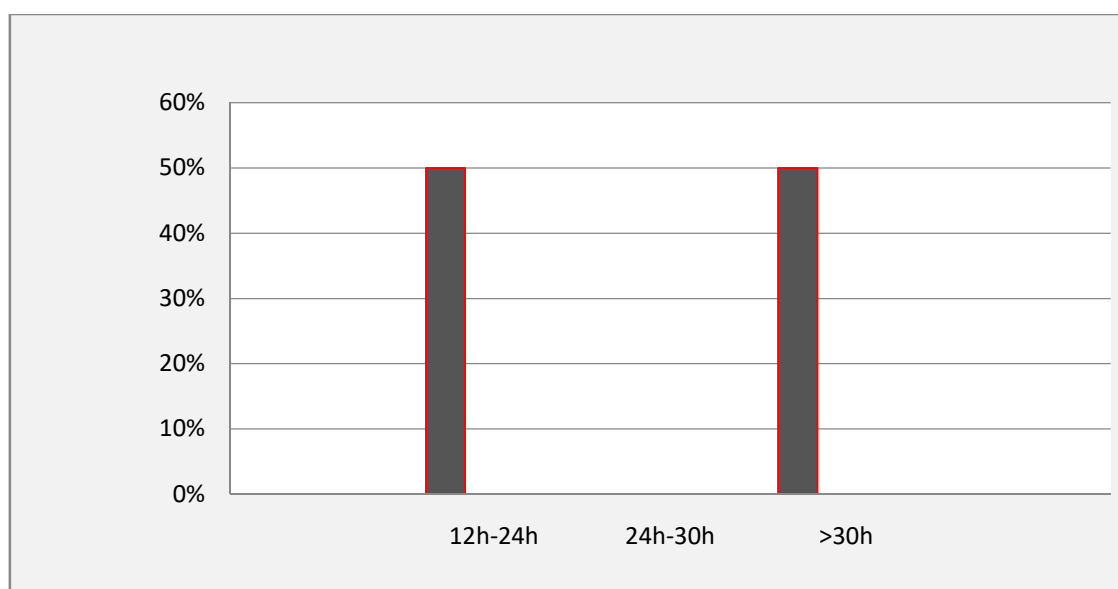
N° de chèvre	Apparition des chaleurs par rapport au retrait
1	15h 30'
2	Vaginoscopie + Immobilisation -
3	16h
4	16h
5	Vaginoscopie + Immobilisation -
6	Vaginoscopie + Immobilisation +
7	Vaginoscopie + Immobilisation +
8	20h 30'
9	Vaginoscopie + Immobilisation -
10	18h 10'

Dans notre étude on a pu constater que la fréquence des manifestations des chaleurs des chèvres traitées se situe entre 15h30' et 20h 30' pour les chèvres qui ont exprimées les signes des chaleurs (50%). Alors les autres chèvres restantes n'ont pas exprimées les signes de chaleurs avant 30h (50%). La plupart des œstrus se concentre dans un délai de 12h à 24h.

Concernant le regroupement des chaleurs on observe que ces derniers ne sont pas bien regroupés par rapport au temps et que 50% des chèvres expriment les chaleurs au delà de 30 h et d'une manière discrète.

Tableau 03: *La fréquence d'apparition des chaleurs*

Intervalle	Nombre de chèvre	Pourcentage
Retrait d'éponge jusqu'a 12h	0	0%
12h-24h	5	50%
24h-30h	0	0%
>30h	5	50%

**Figure 20:** *diagramme de pourcentage d'apparition de chaleur*

3) *Manifestation des chaleurs :*

Dès la première heure du début de l'observation des chaleurs des femelles,

On a constaté :

- Les femelles remuent leurs queues.
- La femelle en début de l'œstrus s'enfuit à la proche du mâle.
- Un écoulement vaginal important.
- Des femelles qui chevauchent leurs congénères d'une manière intense.

- Augmentation de la fréquence de la miction.
- Des femelles immobiles.
- Des bêlements

Et pour le male on a remarqué :

- Le male poursuit les femelles
- Approche latérale avec des mouvements des pattes antérieurs
- Flairage et Flehmen
- Tête allongée sur le dos de la femelle avec les oreilles couchés
- Chevauchement

Discussion:**Les réponses des chèvres au traitement hormonal de synchronisation des chaleurs:**

Toutes les femelles ayant subi une synchronisation des chaleurs ont répondu favorablement au traitement mais le moment et l'intensité de l'expression des chaleurs est très variable dans cette étude. 50% ont répondues très favorablement avec un signe d'immobilisation de la femelle et 50% ont répondues timidement par l'observation de la glaire cervicale au niveau vaginale.

La PGF_2 ou ses analogues synthétiques et l'eCG sont administrées afin de favoriser la lutéolyse des éventuels corps jaunes potentiels et le développement de follicule (s) antral (préovulatoire), respectivement. L'eCG agit directement au niveau des ovaires par un effet FSH primordial et un effet LH secondaire (Baril G),(Groupe de reproduction caprine mars 2005).

Baril et *al.* 1993 rapportent que la quasi-totalité des chèvres répondent au traitement de synchronisation des chaleurs, quel que soit le moment de l'année. Entre 24 et 72 heures après le retrait de l'éponge, 8.1% des femelles montrent des signes de chaleurs et acceptent le chevauchement du mâle. 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, G et al 1993).

Chez la chèvre laitière en dehors de la saison sexuelle, une injection intramusculaire de PMSG à la fin du traitement progestatif (48 heures avant le retrait), accroît la croissance folliculaire, la durée de l'œstrus, le taux d'ovulation et avance le début de l'œstrus chez des femelles traitées(Drion PV et al).

Malgré l'utilisation de la PGF_2 et l'eCG dans notre étude et au contraire a ceux qui a été rapporté, cette variabilité d'expression des chaleurs dépendent de plusieurs facteurs (hanzen 2010)

Selon hanzen Une hausse de la température externe peut réduire non seulement la durée mais aussi l'intensité de l'œstrus, ce dernier se manifestant davantage par des signes secondaires que primaires. Elle peut également augmenter la fréquence de l'anoestrus et des chaleurs silencieuses. Il a été observé que des modifications endocriniennes étaient associées

aux modifications thermiques externes. De fortes pluies entraînent également une diminution d'intensité de l'activité sexuelle.

L'extériorisation des chaleurs est souvent réduite par des problèmes de pied et membre des planchers glissants, la chaleur de l'été, le froid de l'hiver et d'autres facteurs environnementaux comme le manque d'exercice qui favorise un ralentissement du métabolisme basal ou intrinsèque des organes génitaux.

LOISEL et al, 1982 cités par BOULEMKAHEL, 1990 rapportent, qu'un déficit énergétique durant 15 jours avant et après l'insémination peut entraîner une chute de 20 à 40% du taux de réussite, ainsi qu'un déficit avant et après la mise bas provoquerait un retard de l'apparition des premières chaleurs post-partum qui est lié à des ovulations plus tardives, consécutif d'un ralentissement de la croissance folliculaire.

Les carences en vitamines, entraînent des blocages du cycle ovarien, des chaleurs discrètes, et après fécondation des mortalités embryonnaires, des avortements et des taux de naissance faibles (LUCY et al, 1991 cités par BELKEBIR et ZITOUNI, 1997).

La fréquence d'apparition des chaleurs en fonction du temps :

Dans cette étude, Les chèvres de la race Arbia ont commencé à extérioriser des signes de comportement œstral sur une période allant de 18 jusqu'au-delà de 30 heures, après le retrait des éponges. Il importe de signaler que 50% des chèvres ont exprimé les chaleurs entre 0 et 24 heures post-traitement, tandis que les autres (50%) ne le sont qu'au-delà de 30 heures.

D'une manière presque similaire, chez les races des pays tempérés, 65% et 33% des chèvres viennent en chaleur, respectivement, entre 0 et 30 heures, et plus de 30 heures après le retrait des éponges (H Evans, G., 1988).

Les deux principaux facteurs responsables de cette variation du moment d'apparition de l'œstrus, proviennent de : la variabilité de la réponse individuelle à un traitement hormonal, et de la réponse immunitaire à la PMSG qui se traduit par un retard dans l'apparition des ovulations.

Chez la brebis, il a été montré que la race, la saison, la méthode de synchronisation, la dose et le moment d'injection de l'eCG, la présence du mâle, l'âge et la condition corporelle, peuvent influencer le moment d'apparition de l'œstrus après la fin

du traitement (Gordon, I., 1996), (Freitas 1997) Cependant, chez la chèvre, aucune relation n'a été mise en évidence entre la population folliculaire et l'intervalle fin de traitement – début de l'œstrus (Freitas 1997).

Freitas et al. 1997 (Chemineau et al 1999) rapportent que, les œstrus sont synchronisés et détectés en moyenne à 33,0 heures après le retrait de l'éponge. Malgré la bonne synchronisation des chaleurs, il persiste une grande variabilité du moment d'apparition de l'œstrus entre les individus, soit entre 12 à 72 heures après le retrait des éponges (Baril, G et al). Des essais testant le changement du dosage de FGA ou la forme d'application n'ont pas montré de réduction de cette variabilité (Chemineau et al 1999), (Baril, G et al 1998).

Les ovulations apparaissent en moyenne 52,5 heures après le retrait des éponges, sur un intervalle de 12 à 24 heures. 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 (Chemineau et al 1999).

C *onclusion*

Conclusion générale

Cette étude nous a permis de comprendre quelque paramètre reproductif sur la race Arbia.

La synchronisation est une méthode pour faire débiter un cycle sexuel à un moment voulu dans l'objectif de grouper les mises-bas, On parle de désaisonnement de l'activité sexuelle lorsqu'elle est obtenue en dehors de la période naturelle des accouplements.

Le moment et l'intensité d'apparition des œstrus est variable d'un individu à l'autre au cours du même traitement.

Cette variabilité d'expression dépend de plusieurs facteurs, et il est souhaitable de les étudier ultérieurement afin de pratiquer l'insémination artificielle à un temps pré déterminé.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

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

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

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

4-Bono (G), Chiesa (F), Tamanini , Gaini , (1984) “Endocrine Patterns around oestrus induced in anoestrus goats” International congress on animal reproduction and artificial insemination, vol3, 308-309.

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

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

7-Brackel- Bodenhanzen, A, Von, Wuttke, W and Holtz, W, Effects of photoperiod and slow-release preparations of promocryptine and melatonin on reproductive activity and prolactin secretion in female goats. Journal of animal science 72, 955-962. (1994).

8-Bretz laff K.N Madrid N., Synchronisation of oestrus and fertility in goats with norgestoment ear implants. Theriogenology 24, 351-357. 1985

9-Brice (G), Jarden © :la mélatonine: une autre voie à explorer pour le désaisonnement de la production ovine” Bulletin technique ovin caprin 1988, 22, 29, 34.

10-Brice G, 2003. « Le photopériodisme en production caprine ». Groupe reproduction caprine

11-Cartier S, 1983. «Physiologie de la reproduction chez la, aspect pratique de son endocrinologie». Thèse Alfort.

12-Chemineau P, Lewy-F, Thinonier J, 1986a. Effects of anesmia on LH secretion, ovulation and oestrus behaviour induced by male in the ovulatory Creole goat. Anim Reprod Sci, 10, 125, 132.

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

14-Chemineau P, Malpoux B, Guerin Y, Maurice F, Daveau A, Pelletier J, 1992b. « Lumière et mélatonine pour la maîtrise de la reproduction des ovins et des caprins ». Annales de zootechnie, 41, 247-261.

15-Chemineau P, Delgadillo J.A, 1994. « Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins » INRA. Prod. Anim. 7 (5), 315-326.

16-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 saisonnière chez les ovins et les caprins ». INRA Prod. Anim., 9 (1), 45-60.

17-Corcy J-C 1991. «La chèvre». La maison rustique ed paris p256 p143, 144.

18-Corteel (J.M), Gonzalez ©, Nunes (J.F) “ Research and development in the control of reproduction ” Proceeding of the third international conference on goat production and disease jauntier, 584-601. 1982

19-Corteel J.M, Leboeuf B, Broqua B, 1993. «Identification de facteurs favorables à la fertilité des chevrettes inséminées au cours d’un oestrus induit par voie hormonales ». Elevage et insémination, 255, 1-8.

20-Dérivaux J, 1971. « Reproduction chez les animaux domestiques ». Tome 1 et 2. Edition Déronaux, Liège.

21-Dial G, Wiseman B.S, Ott R.S, Smith A.L, Hixon J.E, 1985. «Absence of sexual dimorphism in the goat: induction of luteinizing hormone discharge in the

castrated male and female and in the intersex with estradiol benzoate». Theriogenology, 23, 351-360.

22-Dicks P, Russell, A,J, F, and Lincolin , G, A (1995). The effect of melatonin implants administrated from December until April, on plasma prolactin, tri-iodothyronine and thyroxine concentrations and on the timing of the spring moult in cashmere. Animal Science 60,239-247

23-Drion P-V, Beckers J.F, Ectors F, 1993. «Physiologie de la reproduction». Université de Liège, Faculté de médecine vétérinaire.

24- Ebling (F.J.P), Foster (D.L) “ Photoperiod requirements for puberty differ from those for the onset of the adult breeding season in female sheep” journals of reproduction and fertility 1988,84, 283-294.

25-Farnier (J) # Essai d'application de la méthode des éponges vaginales au cheptel ovin et caprin de la Dorgane. Thèse Toulouse 1972

26-Fatet, A., Leboeuf, B., Freret, S., Druart, X., Bodin, L., Caillat, H., David, I., Palhière, I.,

27-Boué, Lagriffoul, G., 2008. L'insémination dans les filières ovines et caprines

28-Groupe Reproduction Caprine, 1995. « Traitement hormonal d'induction et de synchronisation de l'oestrus en vue d'une insémination artificielle » CAPRI-IA, CAPRIGENE, CONTROLE LAITIER, INTITUT DE L'ELEVAGE, INRA, U.N.C.E.I.A. Journée technique du 4 avril.

29-Hafez, E.S.E., 1993. Reproduction in farm animals, 6th ed. Lea and Febiger .

30-Hanzen C 2004. « L'anoestrus saisonnier des petits ruminants ». cours de reproduction, université de Liège, Belgique

31-Hemniwati- restall, 1992, Factors affecting ovulatory activity in the Australian Cashmere goat- PH.D. Thesis, University of Queens land, 190p.

32-Hemniwati, Fletcher I,C, 1986. Reproduction in Indonesian sheep and goats at two levels of nutrition. Anim.Reprod. Sci, 12, 77-84

33-Horton E.W, Polyser N.L, 1976. «Uterine luteolytic hormone : a physiological role for prostaglandine F2 ». J. Am. Physiol., 56, 595-651

34-Huang, J, C, Lin, J, H, Yuan H,H and Tseng, J, L. (1993) Induction of oestrus in dairy goats during the anoestrus season with melatonin and progesterone plus PMSG- Journal of Taiwan Livestock Research 26, 189-202.

35-Jaouen le (J) “ La chèvre : Ses produits, Sa filière” . La chèvre 1987, 162, 12-14

36-KANAI Y, Ishikawan, Pulsatilité. Secretion of lutrinizing hormone and plasma levels of ovarian steroids during the estrus cycle in the Shida goat Jpn J Anim Reprod, 1988, 34, 105-110.

37-Kanematsu (N), Mori (Y), Hayashi (S), Hoshino (K) “ Presence of a distant 24 hour mélatonin rhythm in the ventricular cerebrospinal fluid of the goat” journal of pineal research 7, 1989, 143-152

38-Marquis P-H, 1990. « Synchronisation de l'oestrus et insémination artificielle dans l'espèce caprine ». Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. Thèse pour le doctorat vétérinaire, diplôme d'état. 156p.

39-Montigny de (G) “ Manipulation de la photopériode chez les caprins ; essais préliminaires” 9^{ème} journée de recherche ovine et caprine 1984, 100-108.

40-Mori Y, Kano Y, 1984. « Changes in plasma concentration of LH, progesterone and oestradiol in relation to the occurrence of luteolysis, oestrus and time of ovulation in the shiba goat » Caprahircus. J. Reprod. Fert.,72, 223-230.

41-Ortavant R, Bocquier F, Pelletier J, Ranault J,P, Thimonier J Volland- Nail P, 1988. Seasonality of reproduction sheep and its control by photoperiod. Aust. J. Biol, 41, 60, 85.

42-Roy F, Maurel M,C, Combarous Y, Briois J,P, Pobel T, Deletrang F, 1994. 2^{ème} Rencontres Recherches Ruminants, Paris 13-14 Décembre 1995, 2 :395-398

43-Smith J. F. Stewart P.D. 1990.Reproduction physiology of Merino sheep. Aldhan C . M. Martin G. B. and Purvis I. W. (Eds) Uni. Western Australia, Perth, 85-101

- 44-Sutherland S.R.D, Lindsay D.R, 1991.** « Ovariectomised does do not require progesterone priming for oestrus behaviour ». *Reprod. Fert. Rev.*, 3 (6), 679-84
- 45-Thibault C, Beaumont A, Levasseur M-C, 1998.** « La reproduction des vertébrés ». Edition MASSON, Paris.
- 46-Thibault C 2001.** « La fécondation » dans « la reproduction chez les mammifères et l'homme » de Thibault C et Levasseur M-C. INRA, édition ellipses.
- 47-Thimonier (j)** “ control of seasonal reproduction in sheep and goats by light and hormones” *J. reprod. Fert. Suppl* 30 1981, 33-45.
- 48-Thimonier (J), Pelletier J, Ortavant R.** “ Photopériodisme et reproduction” bases physiologiques 9^{ième} journée de recherche ovine et caprine 1984, 62, 78.
- 49-Vaissaire J-P., 1977.** «Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoires». MALOINE S.A. ÉDITEUR. 457p, p81-276.
- 50-Walkden- Brown, S,W, Restall, B. J, Hermiawati 1993.** The male effect in the Australian Cashmere goat Enhancement with buck nutrition and use of oestrus female, *Anim. Reprod.Sci.*32, 69-84.
- 51-Zarrouk A, Souilem O, Drion P-V, Beckers J-F, 2001.** « Caractéristiques de la reproduction de l'espèce caprine ». *Ann. Méd. Vet*, 145, 98-105