

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE – ALGER
المدرسة الوطنية العليا للبيطرة - الجزائر

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

Thème

SYNCHRONISATION DES CHALEURS PAR LES
IMPLANTS CHEZ LA VACHE LAITIERE DANS
LA REGION DE AIN DEFLA ET KHEMIS MELIANA

Présenté par :

Mr TERCHI ABDELGHANI

Date de soutenance : 28/06/2009

Devant le jury :

Présidente	Mme HANI	Maître assistante classe A
Promotrice	Mme ZENIA	Maître assistante classe A
Co-promotrice	Mlle CHOUYA	Maître assistante classe A
Examineur	Mr ADJERAD	Maître assistant classe B
Examinatrice	Mlle SAIDJ	Maître assistante classe B

Promotion 2008 | 2009

Remerciements

Au terme de cette étude, je tiens à remercier ma promotrice M^{me} ZENIA et ma copromotrice Mlle CHOUBYA pour leur aide, leur patience, leurs conseils et leurs encouragements pour la réalisation de ce mémoire.

Je tiens à exprimer ma gratitude à Mr BOUAZGHI. A qui m'a aidé pour la réalisation de ce travail.

je tiens également à remercier tous nos enseignants de l'Ecole Nationale Vétérinaire durant cinq ans de formation.

Je remercie tous les membres de jury ; M^{me} HANNI, Mr ADJRAD et Mlle SAIDJ qui nous font l'honneur de participer à l'examen de ce travail.

Et enfin, j'exprime ma sympathie à tous ceux qui de loin ou de près ont contribué à la réalisation de ce travail.

Dédicaces

*Je dédie ce modeste travail à la mémoire de mon cher père qui a tant aimé partager
ma joie*

*A ma mère pour l'affection dont elle me comble, pour son soutien dans les moments
difficiles et qui n'a pas cessé de m'encourager tout le long de mes études*

Ma sœur Meriem et mon frère Ismail qui m'a beaucoup aidé

Ma grand-mère, à toute la famille et mon petit cousin Hamza

*A mes amis Redouane, Yacine, Lyes, Nassim, Lynda, Hichem, Rym, Oualid, Nasser,
Reda, Nassima, le groupe 9 et à toute ma promos*

Et à tous qui me sont chers.

TERCHI Abdelghani

Sommaire

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

Etude bibliographique

Chapitre I : Anatomie de l'appareil génital de la vache

I. Les gonades femelles : les ovaires	3
I.1. La position des ovaires.....	3
I.2. L'anatomie et la structure interne des ovaires	3
II. Les voies génitales femelles	4
II.1. L'oviducte ou trompe utérine.....	4
II. 2. L'utérus ou matrice.....	5
II.2.1. Conformation extérieure.....	5
II.2.2. Conformation intérieure.....	5
II.2.3. La paroi de l'utérus.....	5
II.3. L'organe d'accouplement.....	6
II.3.1. Le vagin.....	6
II.3.2. L'hymen	6
II.3.3. La vulve.....	6

Chapitre II : Physiologie de l'appareil génital femelle

I. La puberté.....	8
II. Les hormones de la reproduction.....	8
II.1. Les hormones hypothalamo-hypophysaires.....	9
II.1.1. La gonadolibérine hypothalamique ou GnRH.....	9
II.1.2. Les hormones hypophysaires FSH et LH :.....	10
II.2. Les hormones stéroïdiennes ou stéroïdes :.....	10
III. Les cycles sexuels de la femelle :.....	12
III.1. Le cycle oestrien	12
III.1.1. Le pro-oestrus :.....	13
III.1.2. L'oestrus ou "chaleurs"	13
III.1.3. Le post-oestrus	14
III.1.4. Le di-œstrus	14
III.2. Le Cycle ovarien :.....	14

III.3. Régulation du cycle sexuel.....	15
--	----

Chapitre III : Conduite d'élevage

I. Détection des chaleurs.....	18
I.1. Définition des chaleurs.....	18
I.2. Les signes des chaleurs.....	18
I.3. Moyens de détection de chaleurs.....	19
I.2.1. La détection des chaleurs par l'éleveur.....	19
I.2.2. Animaux détecteurs.....	19
I.2.3. Autres moyens.....	20
I.3 Facteurs influençant l'expression des chaleurs.....	21
II. Induction et groupage des chaleurs.....	21
II.1. Définition.....	21
II.2. Historique.....	21
II.3. Objectifs de la maîtrise des cycles.....	21
II.4. Molécules.....	22
II.4.1. GnRH	22
II.4.2. Progestagènes.....	22
II.4.3. Oestrogènes	22
II.4.4. PMSG (Pregnant Mare Serum Gonadotropin) ou eCG (equine Chorionic Gonadotropin)	22
II.4.5. Prostaglandines.....	22
II.5. Méthodes.....	23
II.5.1. PGF2 α	23
II.5.1.1. Injection unique de PgF2 α	24
II.5.1.2. Double injection de PgF2 α	24
II.5.2. Progestagènes.....	25
II.5.2.1 voies d'administration.....	25
II.5.2.2. Mode d'action.....	25
II.5.2.3. Les différents dispositifs :.....	26
II.5.2.3.1. Spirale vaginale :	26
II.5.2.3.1.1. Présentation.....	26
II.5.2.3.1.2. Mode d'emploi.....	26

II.5.2.3.1.3. Protocole du traitement.....	27
II.5.2.3.2. Implant sous cutané.....	27
II.5.2.3.2.1. Présentation.....	27
II.5.2.3.2.2. Mode d'emploi.....	27
II.5.2.3.2.3. Protocole du traitement.....	28
II.5.2.3.3. Dispositif vaginal.....	29
II.5.2.3.3.1. Présentation.....	29
II.5.2.3.3.2. Mode d'emploi.....	29
II.5.2.3.3.3. Protocole du traitement.....	29
II.5.2.3.4. Acétate de mélangoestrol (MGA)	29
II.5.3. Associations GnRH - PGF2 α – GnRH.....	30
III. Insémination artificielle.....	31
III.1. Définition.....	31
III.2. Moment de l'insémination.....	31
III.3. Principe de l'insémination artificielle.....	32
III.4. Avantages de l'insémination artificielle.....	32
III.4.1. Avantages d'ordre génétique.....	32
III.4.2. Avantages d'ordre sanitaire.....	33
III.4.3. Avantages d'ordre économique.....	33
IV. Diagnostic de gestation.....	33
IV.1. Le non retour en chaleur	34
IV.2. Dosage de progestérone.	34
IV.2.1. Diagnostic négatif :	34
IV.2.2. Diagnostic positif :	34
IV.3. Dosage de la protéine B de SASSER (PSPB)	34
IV.4. Méthodes biophysiques.....	34
IV.5. Palpations ventrale et rectale.....	35
IV.5.1. Le palper ventral.....	35
IV.5.2. Le palper rectal ou transrectal.....	35
V. Facteurs de variation de la réussite de la synchronisation des chaleurs	36
V.1. Facteurs liés à l'animal.....	36
V.1.1. La race.....	36
V.1.2. L'âge et la parité.....	36

V.2. Conditions de vêlage.....	37
V.3. Facteurs liés à l'environnement.....	37
V.3.1. Logement.....	37
V.3.2. Saison / date de vêlage.....	37

Etude expérimentale

I. L'objectif de l'étude.....	39
II. Matériel	39
II.1. Animaux.....	39
II.2. Produit de synchronisation.....	39
II.3. Matériel de l'insémination artificielle.....	40
II.4. Matériel de contention	40
III. Méthodes.....	40
III.1. Induction des chaleurs par l'implant sous cutané.....	40
III.2. Evaluation de l'état corporel	41
III.3. Insémination artificielle.....	40
III.4. Diagnostic de gestation	43
III.5. Evaluation statistique.....	43
IV. Résultats.....	44
IV.1. Résultats sur le plan global.....	44
IV.2. Résultats selon le BCS.....	44
IV.3. Résultats selon l'âge.....	45
IV.4. Résultats selon la race.....	46
V. Discussion.....	47
V.1. La fertilité globale.....	47
V.2. La fertilité et l'état corporel.....	47
V.3. La fertilité et la parité.....	47
V.4. La fertilité et la race.....	48

Liste des abréviations

BCS : Body condition score

cm : centimetre

EC : Etat corporel

eCG : equine Chorionic Gonadotropin

FSH : Follicle Stimulating Hormone ou follitropine ou hormone folliculo-stimulante

g : gramme

GnRH : Gonadotropin Releasing Hormone,

h: heure

IA : Inséminatio, artificielle

IM : intramusculaire

j : jour

LH : Luteinizing Hormone ou lutropine ou hormone lutéinisante

mg : miligramme

ml ; mililitre

p : seuil de signification d'un test statistique

PGF₂ α : Prostaglandines

PMSG : Pregnant Mare Serum Gonadotropin

χ^2 : Khi deux

% : pourcentage

Introduction

Le résultat économique dans un élevage bovin dépend en grande partie du taux de vêlages annuel.

Par conséquent, l'objectif visé est l'obtention d'un veau par vache et par an, principe qui est valable pour tous les types d'élevage ; laitier, allaitant, extensif ou intensif.

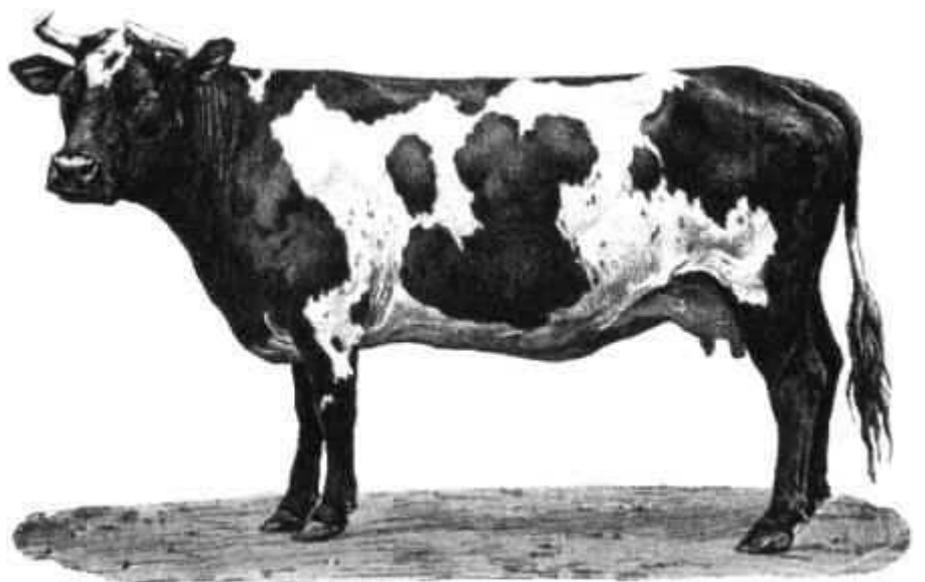
Dans les exploitations bien conduites, l'objectif est d'avoir un maximum d'animaux gestants en un minimum de temps et pour des raisons techniques, de préférence sur une période favorable à l'élevage ; à ce niveau la synchronisation des chaleurs joue un rôle primordial pour réaliser cet objectif.

Nous disposons actuellement, différentes méthodes de synchronisation des chaleurs, chacune a ses caractéristiques et son coût.

Une bonne connaissance des mécanismes d'action des traitements utilisés dans ces techniques permet d'en comprendre les points forts et les limites.

Ainsi, il nous a semblé intéressant de réaliser une étude dont le but est de réunir les informations concernant les différentes techniques de synchronisation des chaleurs et, dans une deuxième étape d'étudier les facteurs influençant la réussite de la synchronisation par l'implant sous cutané et qui est la méthode la plus utilisée dans la région de Ain Defla.

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE



Anatomie de l'appareil génital de la vache

La connaissance de l'anatomie de l'appareil reproducteur chez la femelle est indispensable pour pouvoir réaliser certaines interventions dans de parfaites conditions (l'insémination artificielle, la transplantation embryonnaire...). (DUDOUE, 1999)

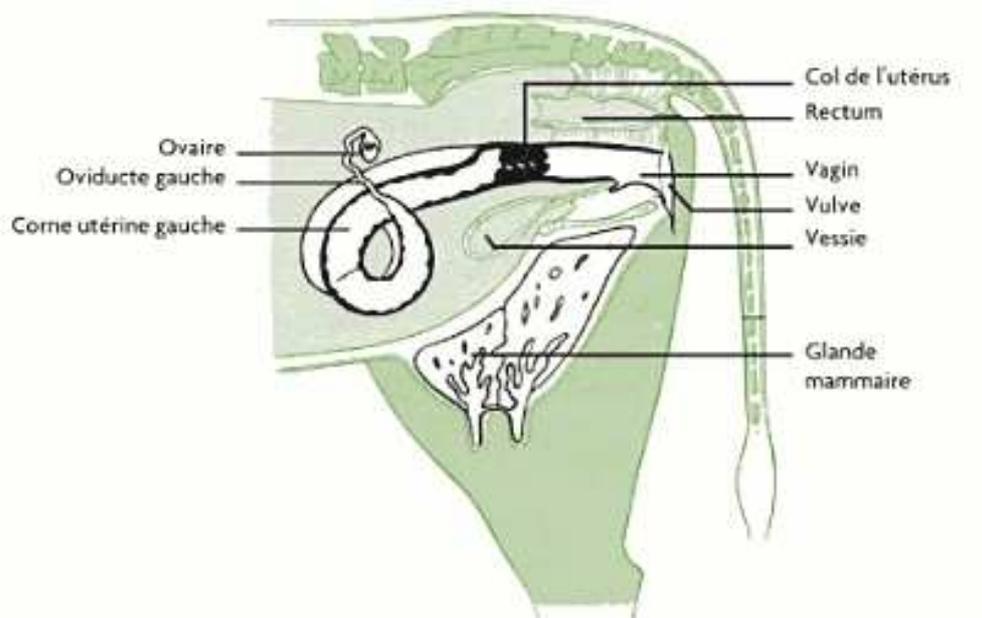
Cet appareil comprend :

- deux gonades ou ovaires ayant, comme les testicules, une double fonction, l'élaboration des gamètes femelles et la synthèse d'hormones femelles
- des voies génitales : l'oviducte (lieu de fécondation), l'utérus (organe de gestation), le vagin et la vulve (organes d'accouplement). (Collection INRAP, 1988)

Exception faite de l'orifice d'entrée ou vulve, les organes génitaux de la femelle sont en position pelvi-abdominale. Leur topographie est sujette à variation suivant que l'animal est vide ou en état de gestation, et dans ce cas elle varie suivant le stade de celle-ci. Connaître cette topographie représente une nécessité pour mener à bien certaines méthodes d'exploration, telles que le diagnostic de gestation par taxis interne chez les grandes espèces, celui de certaines dystocies et, pour pouvoir mener à leur niveau les interventions motivées par l'accouchement ou par divers troubles étiologiques. (Derivaux, 1980)

Le rôle de l'appareil reproducteur femelle a pour but :

- de produire les gamètes femelles ou ovocyte II
- de permettre le développement et l'expulsion du fœtus. (DUDOUE, 1999)



**Figure 1 : Appareil reproducteur femelle en place
(Institut de l'élevage, 2000)**

I. Les gonades femelles : les ovaires

I.1. La position des ovaires

Les deux ovaires se situent dans la cavité abdominale, plus ou moins en arrière des reins : chez la jument, à l'arrière immédiat des reins, chez les ruminants et la truie, près de l'entrée du bassin.

De forme ellipsoïde ou ovoïde, ils sont toujours plus petits et moins lourds que les testicules.

Chaque ovaire est appendu au ligament large qui, à son niveau, se dédouble pour former une bourse ovarique plus ou moins profonde. (Gilbert Bonnes et al)

I.2. L'anatomie et la structure interne des ovaires

La surface de l'ovaire, de couleur grisâtre, est bosselée par les follicules et les corps jaunes.

L'ovaire est revêtu d'un épithélium formé de cellules plates et cubiques sous lequel on peut distinguer deux zones :

- la zone corticale, constituée par un tissu conjonctif, le stroma ovarien, se densifie sous l'épithélium pour former l'albuginée;

- la zone médullaire, située au centre de l'ovaire, est constituée par un tissu conjonctif qui, au niveau du hile, est en continuité avec le ligament large. Elle assure la pénétration et la ramification des nerfs, des vaisseaux sanguins et lymphatiques. (Collection INRAP, 1988)

II. Les voies génitales femelles

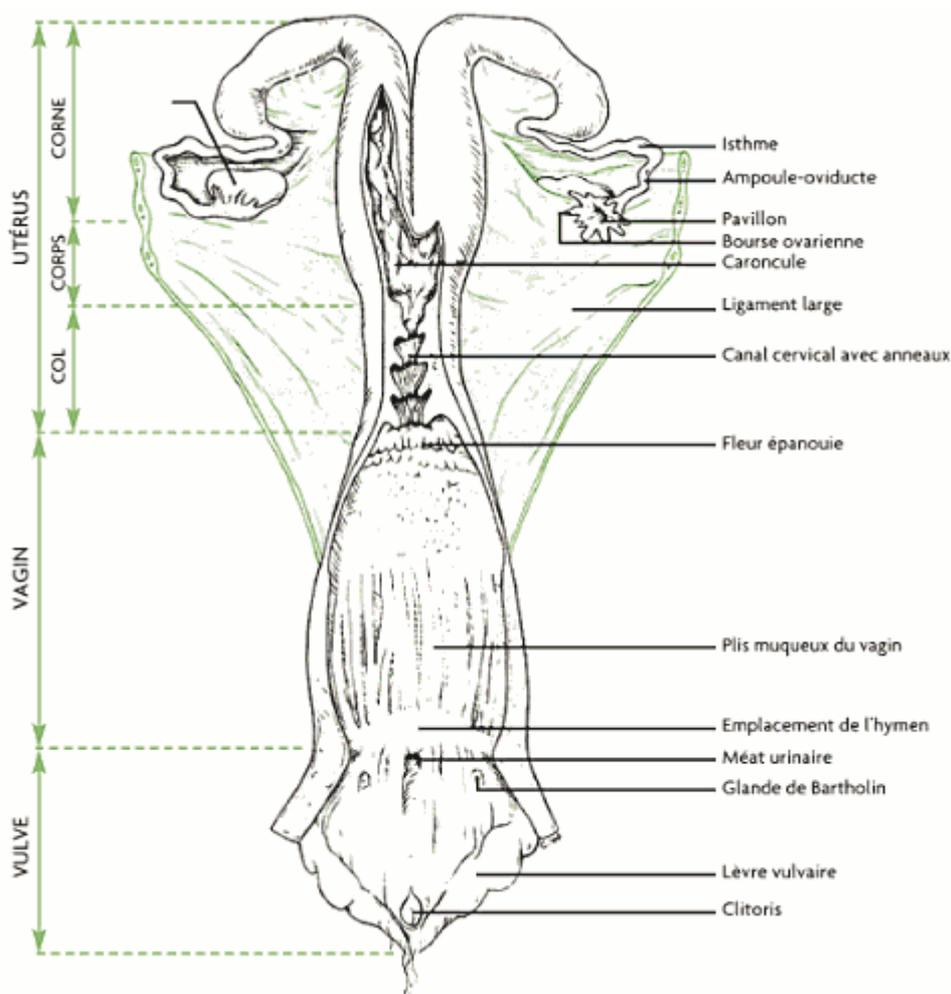


Figure 2 : Appareil génital de la vache non gravide étalé, après avoir été isolé et ouvert dorsalement (Institut d'Élevage, 2000)

II.1. L'oviducte ou trompe utérine

L'oviducte est un conduit qui est relativement long et large chez la vache. Il prend naissance dans le fond de la capsule ovarienne par un pavillon étroit soutenu par un petit ligament tubo-ovarien, puis il contourne l'extrémité postérieure de l'ovaire pour descendre à une petite distance du bord libre du ligament large, en décrivant de légères flexuosités. A son extrémité inférieure, il se continue insensiblement avec l'extrémité effilée des cornes utérines. (C. Bressou)

L'oviducte a pour rôle de recueillir l'ovule et de le conduire après fécondation vers l'utérus.

Le conduit lui-même comprend trois parties :

- L'ampoule est l'endroit de la fécondation, c'est le lieu de rencontre et de fusion de l'ovule et du spermatozoïde

- L'isthme, de calibre réduit

- La jonction utéro-tubaire, zone de jonction de l'oviducte et de la corne utérine correspondante.

(Collection INRAP, 1988)

II. 2. L'utérus ou matrice

Chez la vache, l'utérus ou matrice est moins volumineux et moins projeté dans la cavité abdominale que chez la jument, par l'extrémité antérieure de ses cornes: la projection de sa masse en avant de la cavité pelvienne ne dépasse pas le plan tangent aux angles externes de l'ilium et des 4^e et 5^e vertèbres lombaires. (C. Bressou, 1978)

II.2.1. Conformation extérieure

L'utérus (organe de la gestation) comprend trois parties chez tous les ongulés

- Les deux cornes qui fusionnent sur une plus ou moins grande longueur pour former le corps de l'utérus

- Les cornes et le corps de l'utérus, qui sont toujours situés dans l'abdomen sur le bord du ligament large

- Le col ou cervix, qui est situé sur le plancher de la cavité pelvienne

(Collection INRAP, 1988)

II.2.2. Conformation intérieure

Le caractère essentiel de la conformation intérieure de l'utérus est la présence sur sa paroi des cotylédons ou caroncules. Ce sont des tubercules muqueux pédiculés, de couleur jaunâtre, en forme de disques arrondis ou ellipsoïdes, creusés de cryptes à leur surface, sur lesquels se fixe l'enveloppe extérieure de l'œuf, pour former le placenta destiné à assurer les échanges nutritifs entre le fœtus et la mère. Ils ont la taille d'une noisette chez les primipares, d'une noix dans un utérus gravide et peuvent atteindre une longueur de 15 centimètres en fin de gestation. On en compte de 80 à 100, disposés en trois ou quatre rangées irrégulières dans la cavité de la matrice, nombreux dans les cornes et relativement rares dans le corps. Ils existent dès la naissance, mais il peut s'en former d'autres au moment de la gestation. (C. Bressou, 1978)

II.2.3. La paroi de l'utérus

La paroi des cornes et du corps de l'utérus est formée de trois tissus.

- Une muqueuse ou endomètre ; épaisse, molle, présentant des plis longitudinaux fragmentés en caroncules chez les ruminants. Après l'ovulation, l'épithélium de l'endomètre prolifère et forme des invaginations plus ou moins profondes où débouchent les glandes utérines. Ces invaginations se répartissent de façon diffuse sur toute la surface de l'endomètre chez la truie et la jument, en surface des caroncules chez les ruminants

La muqueuse joue un rôle fondamental dans la gestation en participant à la formation du placenta.

- Une musculuse ou myomètre, composée de trois couches inégales de fibres musculaires lisses. Ces fibres permettent les contractions utérines et l'expulsion du fœtus à la mise bas.

- Une séreuse ou adventice assure la jonction de l'uterus avec le ligament large. (collection INRAP, 1988)

II.3. L'organe d'accouplement

Le vagin et la vulve forment l'organe d'accouplement de la femelle et permettent le passage du fœtus à la mise bas. (Collection INRAP, 1988)

II.3.1. Le vagin

Le vagin est assez allongé, il mesure pas moins de 30 centimètres chez la vache. Il s'étend horizontalement dans le bassin au-dessous du rectum, au-dessus de la vessie et de l'urètre, légèrement aplati dessus dessous, et recouvert par le péritoine dans près de ses deux tiers antérieurs.

Sa paroi est mince, doublée par une muqueuse finement plissée dans le sens longitudinal et très dilatable. A l'intérieur, sa démarcation d'avec la vulve est assez nettement indiquée. (C. Bressou, 1978)

II.3.2. L'hymen

Il est bien marqué chez la jument et la truie, moins prononcé chez les autres espèces.

II.3.3. La vulve

La vulve est externe, elle est constituée de deux lèvres symétriques, séparées par une fente verticale, d'une dizaine de centimètres de hauteur. (Institut de l'élevage, 2008)

C'est la partie commune à l'appareil urinaire et génital. Elle est formée par le vestibule vaginal et l'orifice vulvaire, délimité par les lèvres.

Le vestibule reçoit l'urètre en avant de l'hymen. À mi-longueur et latéralement, débouchent les glandes de Bartholin dont la sécrétion lubrifiante facilite l'accouplement.

La commissure supérieure des lèvres vulvaires est séparée de l'anus par le périnée.

Au niveau de la commissure ventrale se trouve le clitoris qui est l'équivalent rudimentaire du pénis, dépourvu d'urètre mais pourvu d'un tissu érectile. (Collection INRAP, 1988)

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 reproduisant à intervalles constants, selon un rythme propre à chaque espèce. (Collection INRAP, 1988)

I. La puberté

La puberté est caractérisée par un ensemble de manifestations qui ont pour origine les sécrétions d'hormones sexuelles, la testostérone chez le mâle, l'oestradiol chez la femelle. Ces hormones sexuelles provoquent à partir de la puberté l'apparition ou l'accentuation des caractères sexuels secondaires.

Mais la puberté se traduit aussi par le début d'activité de la gamétogénèse ou formation des gamètes:

- Chez le mâle. la production et l'essaimage des spermatozoïdes ;
- Chez la femelle, l'apparition des "chaleurs" et l'ovulation.

Toutes ces manifestations sont dues aux sécrétions hormonales de l'hypophyse: avant la puberté l'hypophyse sécrétait surtout des hormones de croissance. A partir de la puberté, l'hypophyse sécrète surtout des hormones sexuelles. Ce qui explique que parfois la puberté puisse s'accompagner d'un léger ralentissement de croissance.

L'âge de la puberté varie selon l'espèce la race plus ou moins précoce, le niveau d'alimentation (un niveau plus élevé rend l'animal plus précoce), le mode d'élevage (les veaux élevés longtemps sous la mère sont plus tardifs que ceux issus de troupeaux laitiers)...

Mais l'âge de la puberté ne signifie pas bien sûr l'âge de leur mise à la reproduction. (Dominique Soltner, 2000)

II. Les hormones de la reproduction :

Divers types d'hormones interviennent dans l'endocrinologie de la reproduction :

- Les hormones hypothalamiques ou « releasing-factor » dont le rôle consiste à contrôler la synthèse et la libération des hormones hypophysaires.
- Les hormones gonadotropes d'origine hypophysaire dont dépend la maturation gamétique et la stimulation de sécrétion des hormones stéroïdes par les gonades
- Les hormones stéroïdes d'origine gonadique responsables des modifications des organes génitaux au cours du cycle, de la régulation de ce dernier et de la gestation

- Nous y associerons la lutéolysine substance élaborée par l'utérus, et qui ne serait autre qu'une prostaglandine F2alpha, qui assure la régression du corps jaune dans certaines espèces et participe ainsi à la régulation du cycle oestral. (Derivaux, 1980)

II.1. Les hormones hypothalamo-hypophysaires

L'hypophyse résulte de l'union d'une partie glandulaire, l'antéhypophyse ou adénohypophyse, et d'une expansion de l'encéphale, la posthypophyse ou neurohypophyse ; cet ensemble est relié à l'hypothalamus par la tige hypophysaire. L'hypothalamus n'a pas de limites très précises, il constitue les parois inférieures et latérales du 3° ventricule. Ses cellules nerveuses, regroupées en noyaux, sont sécrétrices, leurs terminaisons se dirigent vers l'antéhypophyse et la posthypophyse. Il y a ici constitution d'un ensemble fonctionnel: le complexe hypothalamo-hypophysaire. (Collection INRAP, 1988)

II.1.1. La gonadolibérine hypothalamique ou GnRH

En 1971, deux équipes concurrentes, celles de Guillemin et de Schally ont identifié l'hormone d'origine hypothalamique : la GnRH. (D. Gouffé)

GnRH signifie Gonadotropin Releasing Hormone, c'est-à-dire hormone de décharge ou hormone de libération d'autres hormones, les gonadotropines. La gonadolibérine GnRH; est une hormone protidique responsable de la synthèse et de la libération de deux hormones hypophysaires, les gonadotropines FSH et LH. (Collection INRAP, 1988)

La GnRH est un décapeptide (10 acides aminés) de poids moléculaire faible, non antigénique. Contrairement aux hormones gonadotropes. (D. Gouffé)

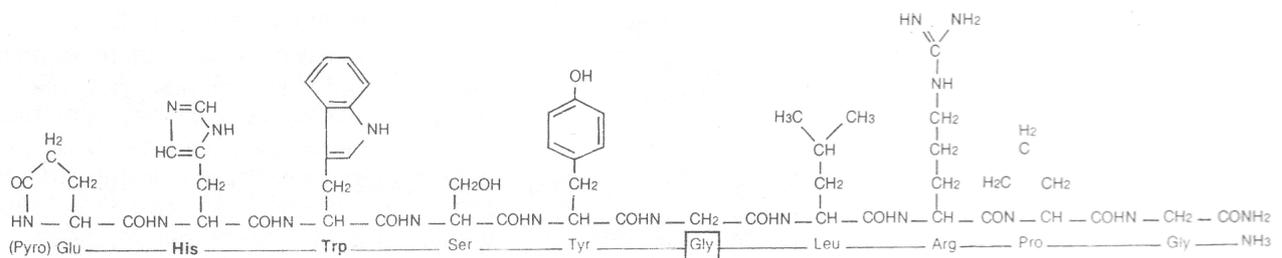


Figure 3 : Structure de la GnRH

(D. Gouffé)

La régulation du fonctionnement hypothalamique est dépendante à la fois des stimuli périphériques, de l'action des hormones hypophysaires, notamment des oestrogènes et de la progestérone, des médiateurs chimiques de la conduction synaptique telles les catécholamines, l'acétylcholine. (Derivaux, 1980)

II.1.2. Les hormones hypophysaires FSH et LH :

Il y a deux hormones de l'antéhypophyse, de nature protidique, à action directe et unique sur les gonades chez le mâle et la femelle ; ce sont les hormones gonadotropes ou gonadotropines ou gonadostimulines : FSH (Follicle Stimulating Hormone) ou follitropine ou hormone folliculo-stimulante et LH (Luteinizing Hormone) ou lutropine ou hormone lutéinisante. Leur action est résumée au tableau (Collection INRAP, 1988)

Tableau I : Actions de FSH et LH chez la femelle

	FSH	LH
Action chez la femelle	<ul style="list-style-type: none"> - Contrôle le développement de l'ovaire et la croissance des follicules. - Prépare l'action de LH. - Stimule la synthèse des oestrogènes par les follicules. 	<ul style="list-style-type: none"> - Contrôle la maturation finale des follicules, avec FSH. - Provoque l'ovulation. - Induit la formation du corps jaune et la synthèse de progestérone.

(Gilbert Bonnes et al, 2005)

II.2. Les hormones stéroïdiennes ou stéroïdes :

Étymologiquement, oestrogène signifie « qui engendre l'œstrus »; sécrétés essentiellement par les follicules de l'ovaire, les oestrogènes ont pour rôle primordial de provoquer l'œstrus ou chaleurs, comportement spécifique de la femelle qui s'immobilise au chevauchement.

De la même façon, progestérone signifie « qui permet la gestation »; sécrétée essentiellement par le corps jaune de l'ovaire, la progestérone est d'abord l'hormone responsable du maintien de la gestation. (Gilbert Bonnes et al, 2005)

Les hormones gonadiques appartiennent essentiellement à ce grand groupe dont la structure de base est le noyau stérane ou cyclo-perhydropen-tanophénantrène dont le squelette est analogue à du cholestérol.

Tous les stéroïdes hormonaux possèdent une ossature commune comportant 4 noyaux désignés en A-B-C-D ; les 3 premiers sont hexagonaux, le 4e est pentagonal. Chaque point de jonction porte un carbone dont les valences non satisfaites entre elles le sont par un ou deux H généralement non portés sur les formules de structure. L'activité est variable d'après la nature et la position de diverses fonctions telles que la fonction hydroxyle OH, la fonction cétone C, la fonction méthyle CH₃, etc...

Les oestrogènes renferment 18 atomes de carbone, les androgènes 19, la progestérone 21.

(Derivaux. J et Ectors. F, 1980)

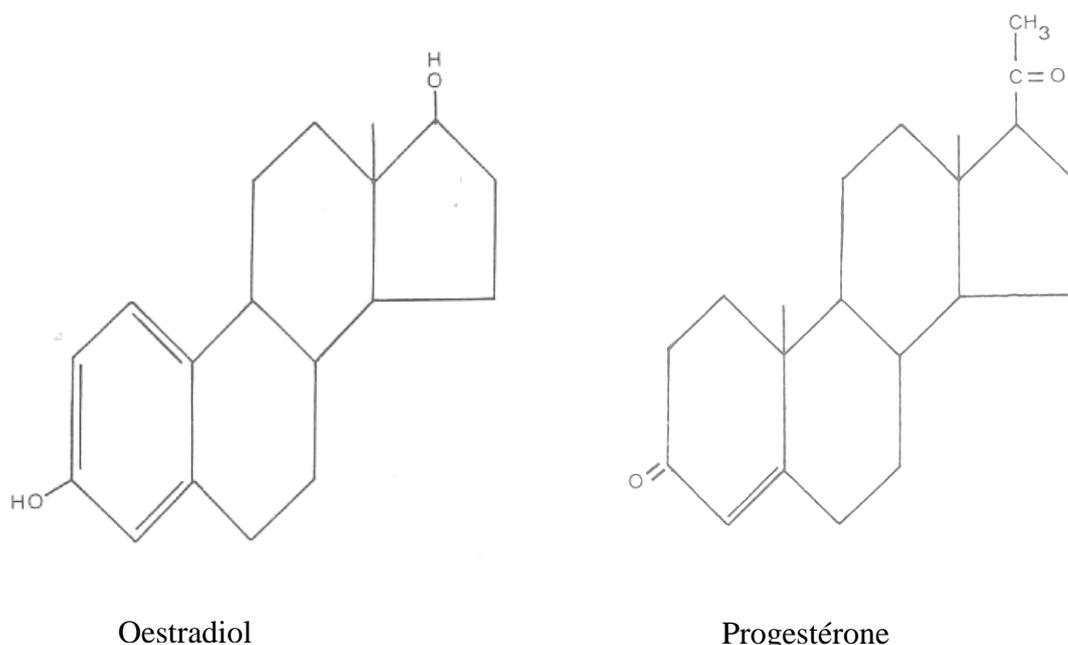


Figure 4 : Structure de l'oestradiol et de la progestérone

(Derivaux. J et Ectors. F, 1980)

Tableau II : Actions des oestrogènes et de la progestérone chez la femelle

Organe cible	ŒSTROGÈNES		PROGESTÉRONE
COMPLEXE HYPOTHALAMO- HYPOPHYSAIRE	- A forte dose, rétrocontrôle positif sur la production de GnRH, FSH et LH.	+	- A forte dose, rétrocontrôle négatif sur la production de GnRH, FSH et LH
	- A faible dose, rétrocontrôle négatif sur la production de GnRH, FSH et LH	-	
APPAREIL REPRODUCTEUR			
Oviducte	- Contractions ascendantes	-	- Contractions descendantes

	- Augmentation des sécrétions	+	- Excrétion des produits sécrétés
Cornes utérines	- Contractions ascendantes - Congestion de la muqueuse	- +	- Inhibition de la motricité - Prolifération de la muqueuse
Col de l'utérus	- Mucus cervical filant permettant la remontée des spermatozoïdes	-	- Transformation du mucus cervical en bouchon muqueux
Vagin et vulve	Abondance de mucus	-	- Absence de mucus
GLANDES MAMMAIRES	- Développement du tissu conjonctif et des canaux. - Un taux élevé d'œstrogènes Induit le pic de prolactine au moment de la mise bas	+ -	- Développement des acini - Un taux élevé de progestérone - limite la synthèse et l'excrétion de prolactine

Les actions par synergie sont notées +, les actions par antagonisme sont notées -

(Collection INRAP, 1988)

III. Les cycles sexuels de la femelle :

Le cycle sexuel d'une femelle non gestante se traduit par des modifications qui se situent à différents niveaux :

- Au niveau comportemental : l'oestrus ou chaleurs est l'événement caractéristique du comportement sexuel cyclique de la femelle;
- Au niveau de l'ovaire : le remaniement cyclique des éléments cellulaires du cortex ovarien est rythmé la production de gamètes lors de l'ovulation;
- Au niveau des voies génitales : l'endomètre présente une évolution cyclique très marquée, et l'activité sécrétoire du col utérin est modifiée,
- Au niveau hormonal : des sécrétions hormonales de l'hypothalamus, de l'hypophyse et de l'ovaire contrôlent la succession des événements du cycle. (Gilbert Bonnes et al, 2005)

III.1. Le cycle oestrien :

Le cycle oestrien correspond à la période délimitée par deux oestrus consécutifs ; plus précisément c'est l'intervalle entre le premier jour de deux oestrus ou chaleurs consécutifs.

Dans certaines espèces, vache et truie, les chaleurs peuvent être observées chez les femelles non gestantes pendant toute l'année. Dans d'autres espèces au contraire, brebis, chèvre, jument, le comportement d'oestrus n'apparaît pas à certaines périodes de l'année. Ces espèces ont une activité sexuelle dite saisonnière car concentrée plus particulièrement à certaines saisons.

La durée du cycle oestrien est assez caractéristique de l'espèce. (Collection INRAP, 1988)

Tout au long de l'année (la vache n'a pas de rythme saisonnier), l'appareil génital de la vache, des ovaires aux voies génitales, subit des transformations au cours d'un cycle de 16 à 24 jours, en moyenne 20-21 jours. On distingue dans ce cycle quatre phases :

III.1.1. Le pro-oestrus :

Correspond au développement, sur l'ovaire, d'un ou de plusieurs follicules, et à la sécrétion croissante d'oestrogènes (surtout l'oestradiol). Le pro-oestrus dure en moyenne 3 jours.

III.1.2. L'oestrus ou "chaleurs" :

Correspond à la maturation du follicule et à la sécrétion maximale d'oestrogènes. Il dure en moyenne 1 jour. (SOLTNER, 2000)

L'oestrus ou chaleurs est défini dans le Larousse agricole comme « le comportement particulier d'une femelle à la période appelée oestrus, pendant laquelle cette femelle accepte l'accouplement avec un mâle et peut être fécondée. »

Le réflexe d'immobilisation au chevauchement est le seul signe certain des chaleurs.

D'autres signes, moins caractéristiques et variables selon les accompagnent l'oestrus. On peut distinguer une période de préchaleur ou pro-oestrus, pendant laquelle l'animal peut montrer des signes de nervosité, se rapprocher de ses congénères, etc.

Chez les vaches, par exemple, la vulve laisse échapper du mucus visqueux qui s'étend, les lèvres sont humides et un peu enflées.

La période d'après-chaleurs est marquée par le fait que l'animal n'accepte plus de se laisser monter. Il devient plus calme, la vulve se décongestionne, le mucus redevient plus épais et ne s'étire plus. Chez la vache, 2 à 4 jours après l'oestrus, des pertes sanguines peuvent être observées. Elles proviennent

d'un relâchement de l'utérus congestionné ; leur volume est très variable d'un animal à l'autre. Ces pertes démontrent seulement que l'animal était en période d'oestrus et non qu'elle est gestante ou pas.

Une observation attentive de tous ces signes facilite la détection des chaleurs, nécessaire lorsqu'on pratique l'insémination artificielle. (Gilbert Bonnes et al, 2005)

III.1.3. Le post-oestrus

Débuté par l'ovulation et se caractérise par la formation du corps jaune et la sécrétion croissante de progestérone, hormone qui "prépare la gestation". Il dure en moyenne 8 jours.

III.1.4. Le di-œstrus

Voit la régression du corps jaune faute de gestation, et la chute de sécrétion de la progestérone. Il dure lui aussi environ 8 jours. (Dominique Soltner, 2000)

III.2. Le Cycle ovarien :

En prenant l'ovulation comme point de départ du cycle ovarien, on constate une succession de deux phases caractéristiques, une phase de prédominance du ou des corps jaunes, dite phase lutéale, et une phase de régression des corps jaunes, mais surtout de croissance folliculaire, dite phase folliculaire ou préovulatoire. (Gilbert Bonnes et al, 2005)

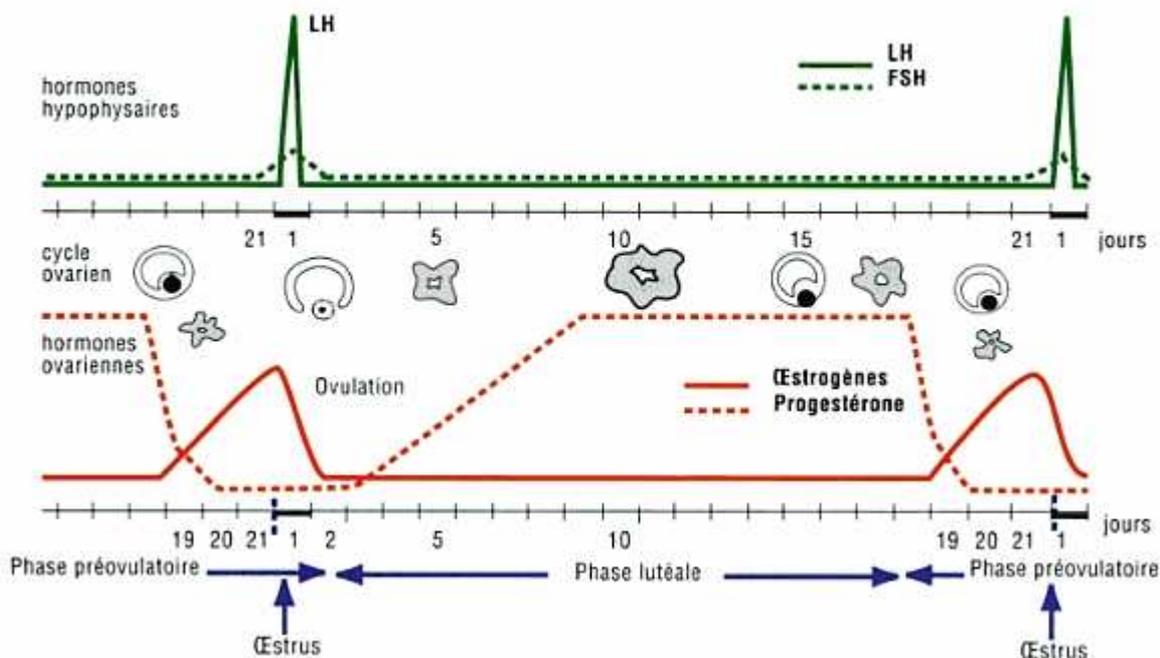


Figure 5 : Evolution des concentrations hormonales au cours du cycle sexuel chez la vache (LENSINK, 2006)

Pendant la phase lutéale, le taux de progestérone augmente progressivement à partir de l'ovulation proportionnellement à la taille du corps jaune, pour atteindre son maximum vers le 8e jour ; il se maintient à ce niveau maximum pendant 8 à 9 jours jusqu'à la fin de la phase lutéale. Le taux d'oestrogènes reste très faible pendant toute cette phase. La phase lutéale est donc marquée par la très nette prédominance de la progestérone. (Collection INRAP, 1988)

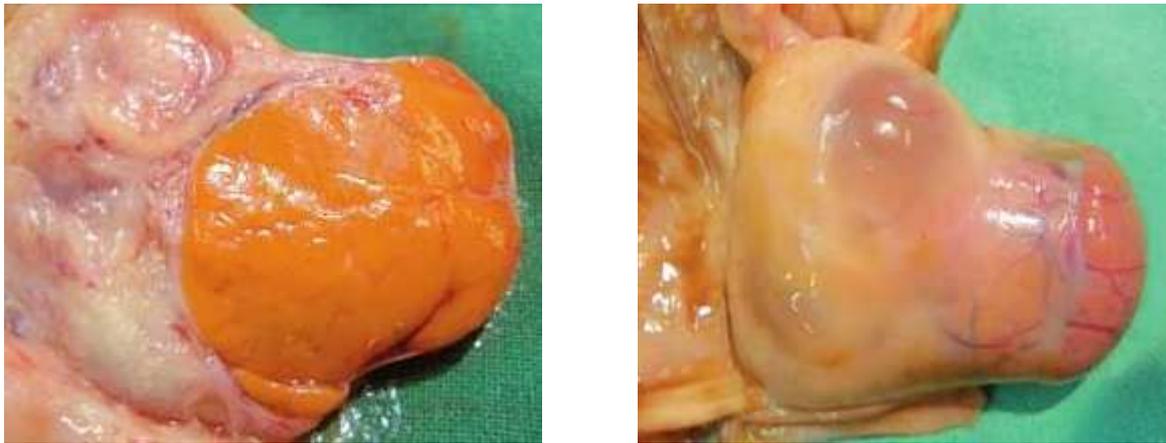


Figure 6 : Corps jaune en coupe et vue externe
(Institut d'élevage, 2008)

Pendant la phase préovulatoire, le taux de progestérone chute brutalement en quelques heures et se maintient ensuite à un niveau très bas. Le taux d'oestrogènes d'abord très faible augmente régulièrement, parallèlement à la croissance du follicule préovulatoire, pour atteindre un maximum au début des chaleurs, peu de temps avant l'ovulation ; il chute pendant les chaleurs. (Collection INRAP, 1988)

Au niveau de l'hypophyse, on constate pendant la presque totalité du cycle le maintien d'un niveau constant de FSH et LH. A l'approche des chaleurs le taux de FSH augmente pour atteindre un maximum pendant les chaleurs. Le taux de LH augmente brutalement et brièvement pendant les chaleurs : cette décharge cyclique de LH, 50 fois supérieure au niveau de base, est appelée le pic de LH. Les maximums de FSH et LH sont simultanés. (Collection INRAP, 1988)

III.3. Régulation du cycle sexuel

Les hormones hypophysaires et ovariennes interagissent les unes avec les autres sous le contrôle de l'hypothalamus, assurant ainsi la régulation du cycle sexuel. L'essentiel de ces interactions est présenté par le schéma suivant :

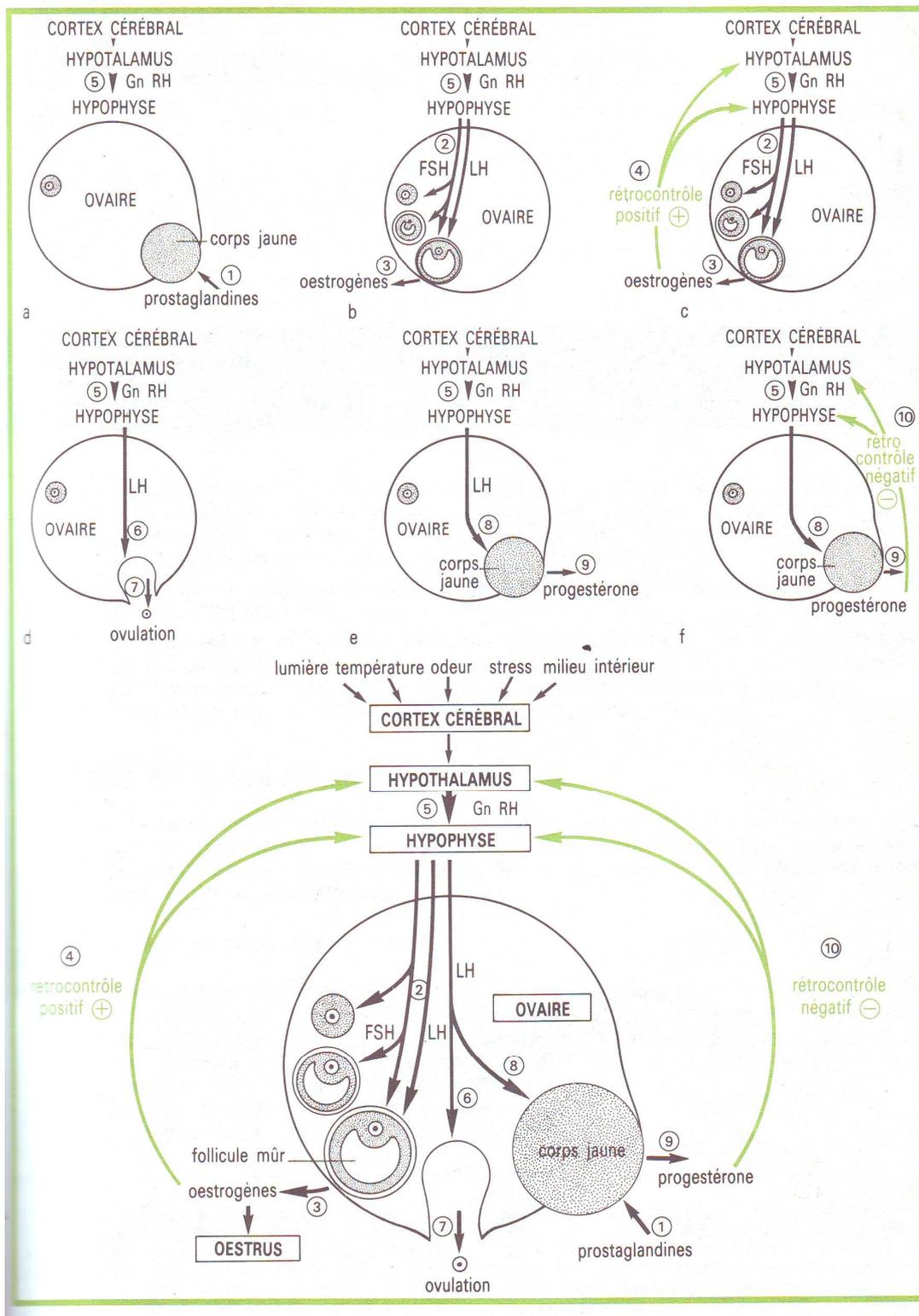


Figure 7 : Régulation hormonale du cycle sexuel chez la vache
(Collection INRAP, 1988)

En prenant comme point de départ la fin de la phase lutéale, les principales actions hormonales sont les suivantes :

- Les prostaglandines produites par l'utérus provoquent la lutéolyse et la chute du taux de progestérone (1).

- Les hormones gonadotropes, FSH et LH, principalement FSH, assurent la croissance folliculaire (2) ; il en résulte une production d'estrogènes en quantité croissante (3).

- Les oestrogènes permettent l'apparition du comportement d'oestrus. En outre, ils exercent un rétrocontrôle positif sur le complexe hypothalamo-hypophysaire (4) ; l'autosensibilisation de l'hypothalamus à des quantités croissantes d'oestrogènes permet une production massive de GnRH (5).

- Sous l'action de GnRH, l'hypophyse réagit par une production massive de FSH et LH ; le pic de LH (6) provoque l'ovulation (7).

- Sous l'action de LH, le corps jaune se forme (8) et sécrète la progestérone (9) ; la progestérone exerce sur le complexe hypothalamo-hypophysaire un rétrocontrôle négatif (10), bloquant toute production de GnRH ; le complexe hypothalamo-hypophysaire et l'appareil génital restent au repos tant que la production de progestérone persiste.

- Les stimuli externes, tels que la variation de la durée du jour ou photopériode, agissent sur l'hypothalamus et provoquent ainsi des perturbations du mécanisme normal de régulation. (Collection INRAP, 1988)

CONDUITE D'ELEVAGE BOVIN

I. Détection des chaleurs

I.1. Définition des chaleurs

Les chaleurs ou oestrus sont une période de réceptivité sexuelle caractérisée par la monte, qui se produit normalement chez les génisses pubères et les vaches non gestantes. Cette période de réceptivité sexuelle dure de 6 à 30 heures et se répète en moyenne tous les 21 jours. Cependant, un intervalle entre deux chaleurs (cycle des chaleurs) peut varier de 14 à 24 jours (Messai, Salhi, 2007).

I.2. Les signes des chaleurs

Les chaleurs proprement dites sont caractérisées par l'acceptation du chevauchement : l'immobilisation qui autorise le chevauchement est le seul signe objectif permettant d'affirmer qu'une vache est en chaleurs. (Collection INRAP, 1988)

D'autres signes, moins caractéristiques et accompagnent l'oestrus.

Tableau III : La détection des chaleurs

Période du cycle	Pro-oestrus (préchaieurs)	Oestrus (vraies chaleurs)	Postoestrus (après-chaleurs!)
Durée de la période	5 à 15h (moy. : 10 h)	6 à 24h (moy.: 18 h)	72 à 96h ovulation : 12 h; sang : 12 à 36h (moy. : 72 h)
Signes extérieurs	<ul style="list-style-type: none">- Agitation de l'animal- Craintes des autres vaches- Tentative de monte chez d'autres vaches- Vulve congestionnée, humide et légèrement rosée- Mucus- Beuglements- Moins d'appétit	<ul style="list-style-type: none">- Vulve très congestionnée- Vulve rougeâtre- Mucus très filant et clair- Vache nerveuse- Beuglements fréquents- Peut retenir son lait- La vache se laisse monter sans se dérober, seul signe fiable de rut- La monte dure 10 à 12 s et ceci tout au long de l'oestrus	<ul style="list-style-type: none">- La vache ne se laisse plus monter- Ne fait que sentir les autres- Peut parfois monter les autres;souvent, redevient calme- Mucus visqueux et l'apparence laiteuse- Vulve décongestionnée- Ovulation non visible mais se fait 10 à 12 h après le début de cette période. L'ovule est viable et fertile en moyenne 6 h- Le saignement survient de 24 à 48 h après le début du postœstrus, et est observé chez environ 50 % des vaches

(Gilbert Bonnes et al, 2005)

I.3. Moyens de détection de chaleurs

L'oestrus est couramment décelé soit par observation directe soit à l'aide d'un animal marqueur. Chaque méthode a ses avantages et inconvénients, et peut être jugée par sa sensibilité (pourcentage de détection des vaches en chaleurs) et par sa spécificité (pourcentage de vaches qui sont effectivement en chaleurs). (SAUVEROCHE, 1993)

I.2.1. La détection des chaleurs par l'éleveur

Les chaleurs se caractérisent par des modifications du comportement qui ne peuvent pas passer inaperçues de l'éleveur : deux observations d'une demi-heure chacune, effectuées par la même personne, à l'aube et au crépuscule, permettent à un vacher expérimenté de détecter 80 % des vaches en chaleurs. On a intérêt à espacer d'au moins douze heures les observations quotidiennes et elles doivent être faites lorsque les animaux sont libres de leurs mouvements, au calme, en dehors des périodes de distribution d'aliments ou des traites. (Gilbert Bonnes et al, 2005)

I.2.2. Animaux détecteurs:

- L'introduction d'un mâle vasectomisé ou d'une femelle androgénisée dans le troupeau de vaches associée à l'usage d'un tablier marqueur. (BIANCHI, 1993)

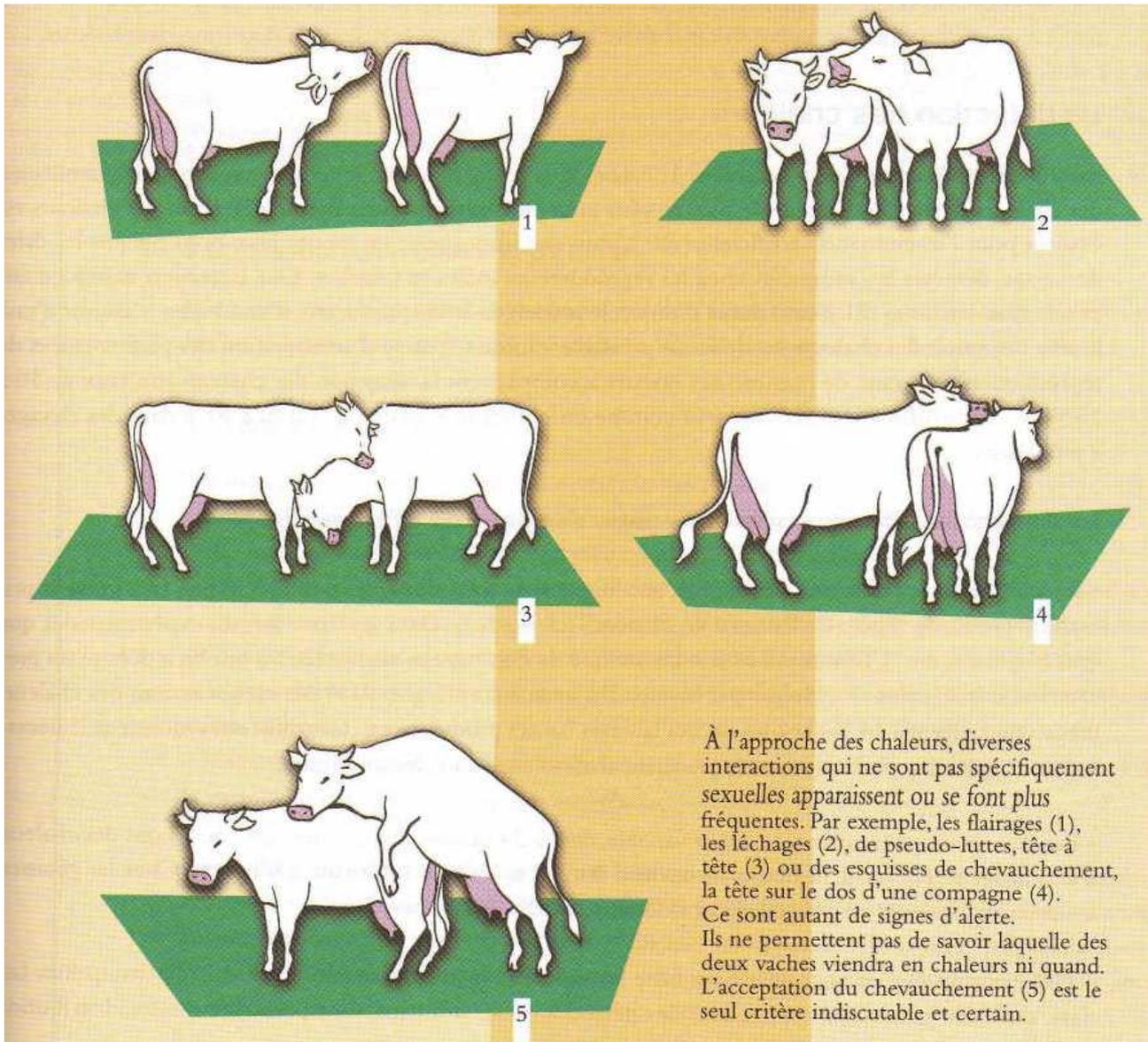


Figure 7 : Comportement de la femelle bovine à l'approche des chaleurs
(Gilbert Bonnes et al, 2005)

I.2.3. Autres moyens

Au niveau de l'ovaire on observe un ou plusieurs follicules mûrs prêts à éclater.

Au point de vue hormonal, le taux d'oestrogènes est maximum au début des chaleurs. Ces oestrogènes qui proviennent du ou des follicules, sont responsables de comportement de la femelle. (C. Dudouet, 1999)

I.3 Facteurs influençant l'expression des chaleurs

L'expression et la détection des chaleurs peuvent être plus ou moins faciles en fonction de nombreux facteurs, parmi ceux-ci on note :

- L'effet diurnal ;
- Le type de stabulation ;
- La santé de l'animal ;
- Le climat. (Messai, Salhi, 2007)

II. Induction et groupage des chaleurs

II.1. Définition

Le traitement hormonal d'induction consiste à mimer certains des mécanismes endocriniens qui contrôlent le cycle sexuel afin d'induire l'ovulation et l'activité sexuelle à un moment choisi par l'éleveur et chez plusieurs vaches traitées simultanément. (Institut de l'élevage)

II.2. Historique

Plusieurs recherches ont été faites pour contrôler l'oestrus afin d'améliorer la production animale, ce qui a donné naissance aux différents protocoles de synchronisation de l'oestrus.

La synchronisation de l'oestrus est passée par plusieurs phases qui pourraient être divisées en quatre :

- La première phase était basée sur la progestérone et ses dérivés ;
 - La deuxième phase est apparue suite aux faibles succès de la précédente, celle-ci se base sur l'utilisation de la progestérone (ou ses dérivés) et des prostaglandines ;
 - Entre 1972 et 1978, une troisième phase est apparue, qui a permis l'usage des prostaglandines F_{2α} et ses analogues ;
 - La quatrième et dernière phase est basée sur l'utilisation de GnRH combinée à la PGF_{2α}.
- (Messai, Salhi, 2007)

II.3. Objectifs de la maîtrise des cycles

La gestion hormonale de la reproduction implique le recours à des traitements capables de contrôler tout à la fois l'activité lutéale et la croissance folliculaire, pour aboutir dans les plus brefs délais à l'expulsion d'un ovocyte fécondable. (Hanzen, 2003)

La synchronisation des chaleurs dans un troupeau a pour but d'économiser du travail 'à l'éleveur et à l'inséminateur. (Vandeplassche, 1985)

Cette technique permet :

- de grouper les mises bas
- d'organiser le travail
- d'utiliser de façon judicieuse l'insémination artificielle, sans sur veiller les chaleurs
- d'utiliser la technique de la transplantation embryonnaire
- d'induire les chaleurs en toute saison
- de provoquer la rupture de l'anoestrus
- d'obtenir des vêlages plus précoces... . (C Dudouet, 1999)

II.4. Molécules

II.4.1. GnRH

Permet l'émergence rapide d'une nouvelle vague de croissance folliculaire. Grâce à elle la fertilité à l'oestrus induit pourrait être améliorée. (Ballery, 2005)

II.4.2. Progestagènes

Les progestagènes sont des molécules de synthèse apparues dans les années cinquante.(BEFFARA, 2007)

Ils sont constitués par toute une série de molécules (Progestérone, Cronolone, Norgestomet, etc...) dont l'action mime celle de la progestérone . L'administration de ces progestagènes pendant une courte période (9-10 jours), associée avec des oestrogènes au début du traitement pour lyser le corps jaune éventuel, s'est avérée être une méthode d'induction et de synchronisation des chaleurs très efficace. (Bianchi 1993)

II.4.3. Oestrogènes

Ils sont fréquemment administrés au début d'un traitement progestatif, en association avec les progestagènes pour inhiber plus rapidement toute nouvelle ovulation et empêcher le développement d'un corps jaune. (Thibault, 1991)

II.4.4. PMSG (Pregnant Mare Serum Gonadotropin) ou eCG (equine Chorionic Gonadotropin)

Elle est issue du sérum de jument gestante, elle possède une action à la fois LH et FSH assurant la reprise de l'activité ovarienne. (DEZAUX, 2001)

II.4.5. Prostaglandines

La $\text{PGF}_2\alpha$ est sécrétée par l'utérus :

- à la fin de chaque cycle (17^e au 19^e jour du cycle) ;
- à la fin de la gestation .

Son effet est de dissoudre le corps jaune. (SOLTNER, 2001)

II.5. Méthodes

Les différentes méthodes utilisables en théorie et sur le terrain sont fondées sur le contrôle de la croissance folliculaire et/ou sur le contrôle de la durée de vie du corps jaune (ou de la phase d'imprégnation aux progestagènes pour les femelles non cyclées). (Reproduction management bulletin 2007)

II.5.1. $\text{PGF}_2\alpha$

Les traitements à base de $\text{PGF}_2\alpha$ seule sont les plus anciens : leur rôle dans la synchronisation de l'oestrus a été décrit et utilisé depuis les années soixante. (Ballery, 2005)

Les prostaglandines ont des propriétés lutéolytiques, elles sont utilisées pour la maîtrise des cycles sexuels chez les femelles cyclées. Elles possèdent une activité lutéolytique après le cinquième jour du développement du corps jaune,

La baisse du taux de progestérone consécutive à la lutéolyse fait que l'action rétroactive négative sur la production de GnRH n'est plus exercée, ce qui permet l'évolution de la vague folliculaire jusqu'à l'ovulation du follicule dominant. (DEZAUX 2001)

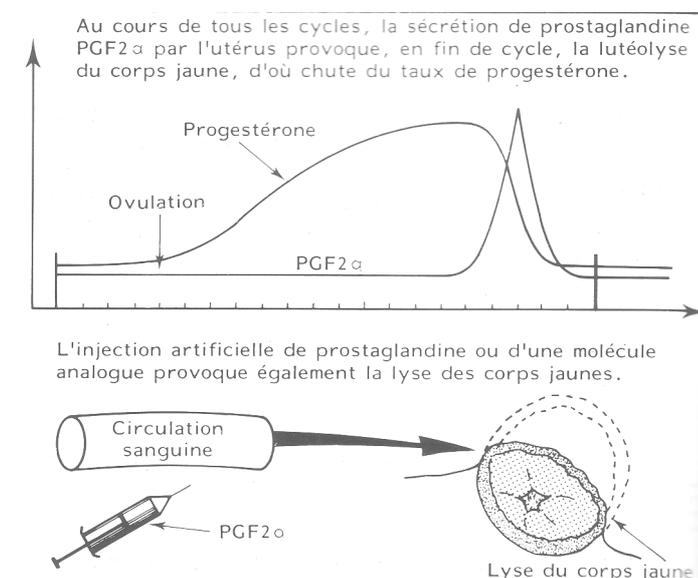


Figure 8 : Mode d'action de la PgF2 α
(SOLTNER D, 2001)

II.5.1.1. Injection unique de PgF2 α

L'effet lutéolytique de la prostaglandine F2 α est connu depuis 1972/1973. La PGF α administrée entre J5 et J17 du cycle sexuel provoque la régression du corps jaune. La fréquence des pulses de LH augmente alors, provoquant une élévation significative de la sécrétion d'oestradiol par le follicule dominant, l'apparition de l'oestrus et l'ovulation.

Malgré la lutéolyse rapide (24 heures), l'intervalle entre l'injection et les chaleurs est variable et dépend du stade de croissance du follicule au moment du traitement. Les animaux qui possèdent un follicule dominant au moment de l'injection présentent des chaleurs dans les 2 à 3 jours. Si l'injection a lieu pendant la phase de recrutement, le follicule dominant se forme en 2 à 4 jours et l'intervalle entre l'injection et l'oestrus est plus long et plus variable.

La prostaglandine F2 α ou ses analogues n'étant efficaces qu'entre J5 et J17, seuls 60 % des individus d'un lot d'animaux cyclés sont susceptibles de répondre correctement à une injection. (GRIMARD et al, 2003)

II.5.1.2. Double injection de PgF2 α

Le traitement des animaux au moyen d'une double injection de prostaglandine contribue à augmenter le pourcentage de synchronisation. Le choix de l'intervalle entre les deux injections n'est pas anodin. Il doit être d'une part, suffisamment court pour qu'au moins l'une des deux injections soit réalisée pendant la phase dioestrale du cycle et, d'autre part, suffisamment long pour être supérieur au temps nécessaire à l'apparition d'un oestrus et au développement d'un nouveau corps jaune sensible à la seconde injection de prostaglandine. Aussi, un intervalle de onze jours est habituellement conseillé chez les génisses et un intervalle de quatorze jours chez les vaches (les génisses récupèrent en effet plus vite que les vaches un corps jaune sensible à la PgF2 α). Ainsi, 85 à 90 % des vaches présentent des chaleurs trois à cinq jours après une double injection de prostaglandine réalisée à quatorze jours d'intervalle, ce pourcentage étant compris entre 55 et 60 si les injections sont réalisées à onze jours d'intervalle. L'avantage d'un intervalle de quatorze jours réside également dans le fait que, sur le plan pratique, il est plus facile de se souvenir du moment de la seconde injection. Ce protocole de synchronisation s'accompagne cependant d'un taux de gestation inférieur à celui enregistré sur chaleurs naturelles. (Hanzen, 2003)

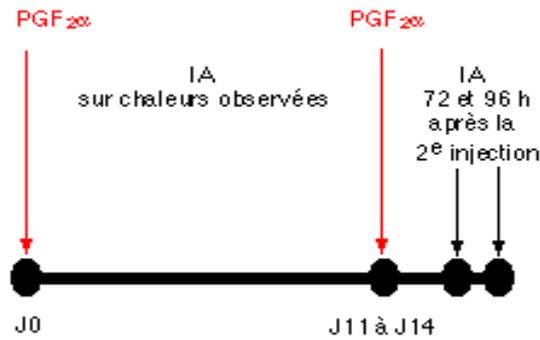


Figure 9 : Protocole de synchronisation des chaleurs à base de prostaglandine F2α. (Grimard et al, 2003)

II.5.2. Progestagènes

II.5.2.1 voies d'administration

Plusieurs voies d'administration sont possible : orale, intramusculaire, sous-cutanée, vaginale sous forme d'éponge ou de spirale. (BEFFARA 2007)

II.5.2.2. Mode d'action

Toutes ces molécules ont des propriétés communes. Elles ont une activité inhibitrice centrale: elles exercent un rétrocontrôle négatif sur la GnRH, inhibant de ce fait la sécrétion hypophysaire de LH et FSH. Une imprégnation progestéronique bloque ainsi ovulation et chaleurs. Le follicule dominant de la vague en cours devient atresique. La levée de cette imprégnation entraîne le redémarrage du cycle. En effet, la chute rapide de la concentration plasmatique de progestagène entraîne une levée d'inhibition du complexe hypothalamohypophysaire : les pulses de LH s'accélèrent jusqu'à l'obtention du pic ovulatoire. Un pic de FSH est également visible. Le jour du retrait de l'implant, la concentration de FSH passe de 60 à 150 ng/mL. (BEFFARA 2007)

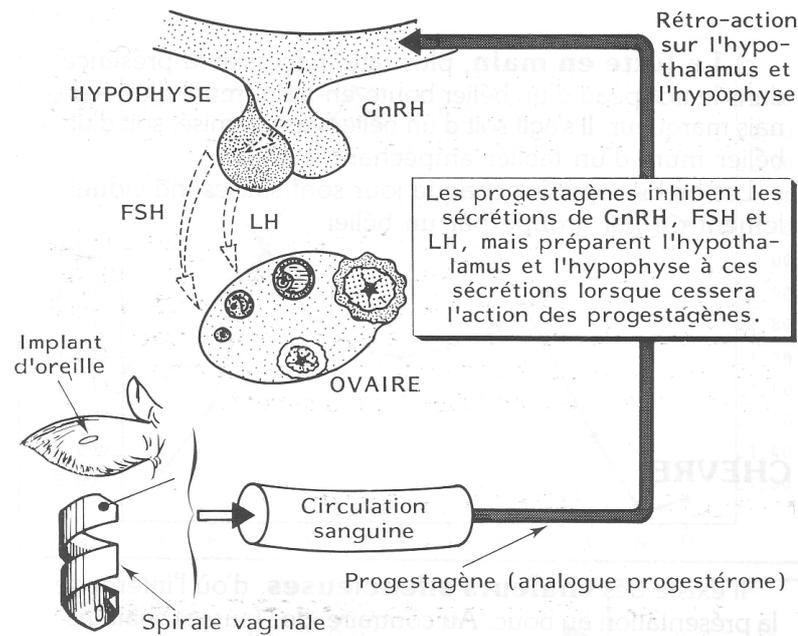


Figure 10 : Mode d'action des progestagènes
(SOLTNER, 2000)

II.5.2.3. Les différents dispositifs :

II.5.2.3.1. Spirale vaginale :

II.5.2.3.1.1. Présentation

La spirale est constituée d'une lame d'acier spiralée recouverte d'élastomère siliconé de 3 d'épaisseur et imprégné de 2,3 g de progestérone.

Elle mesure 11 cm de long et 4,6 cm de diamètre. A l'une de ses extrémités est fixée une sule de gélatine contenant 10 mg de benzoate d'oestradiol, à l'autre une cordelette qui permet-retrait facile de la spirale, figure. (GOUFFE)

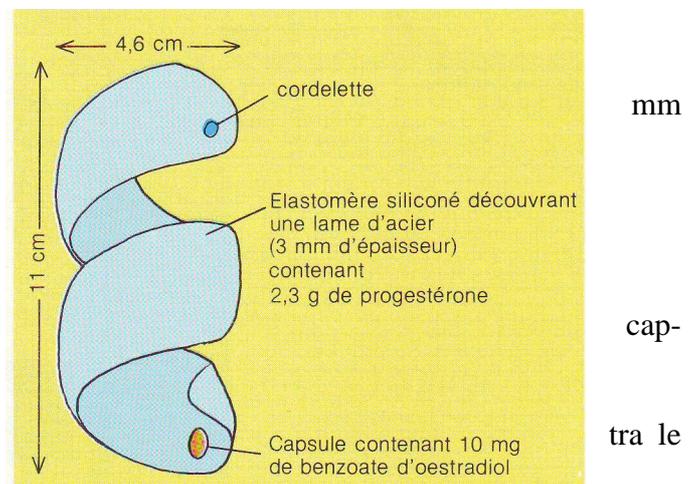


Figure 11 : Présentation de la spirale (GOUFFE)

II.5.2.3.1.2. Mode d'emploi

La mise en place de la spirale se fait à l'aide d'un applicateur qui, les lèvres de la vulve étant écartées, est introduit dans le vagin par son extrémité biseautée jusqu'au col ; le dispositif est libéré en prenant soin de laisser la cordelette pendre hors de la vulve sur une longueur d'environ 10 cm. Cette intervention exige le respect des règles d'hygiène les plus élémentaires.

- Nettoyer soigneusement la vulve et la rincer avec une solution antiseptique.
- Désinfecter l'applicateur et le lubrifier pour faciliter son introduction dans le vagin. (GOUFFE)

II.5.2.3.1.3. Protocole du traitement

- La spirale est laissée en place pendant 11 à 12 jours.
- Le retrait est effectué en tirant doucement sur la cordelette: Si celle ci n'est plus apparente remontée à l'intérieur du vagin par exemple il faut repousser la spirale vers l'extérieur par un taxis transrectal. (GOUFFE)

Le protocole est schématisé dans la figure

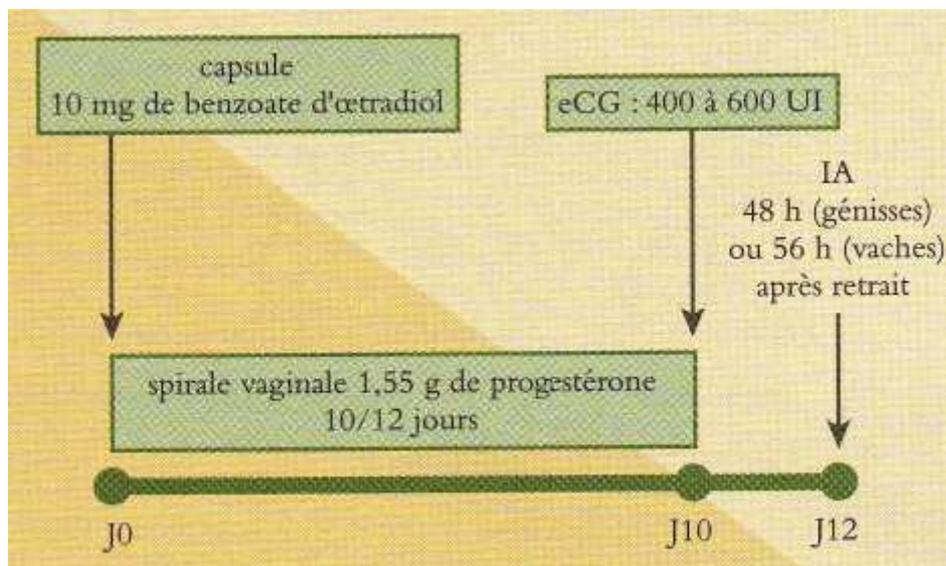


Figure 12 : Protocole du traitement avec la spirale vaginale (Bonnes et al, 2005)

II.5.2.3.2. Implant sous cutané

II.5.2.3.2.1. Présentation

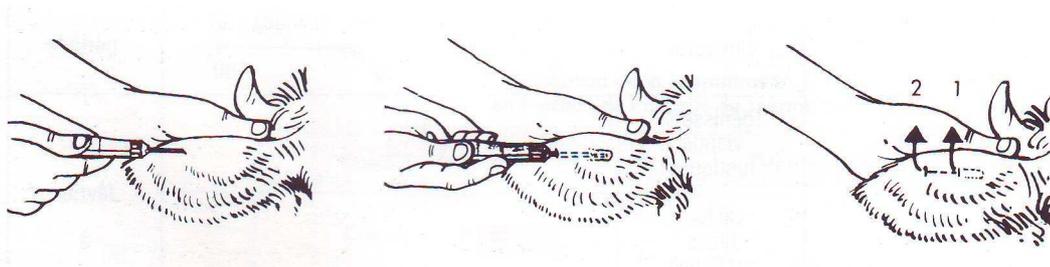
Le Norgestomet est administré à la dose de 3mg en sous cutané sous forme d'un implant. Il est de 18mm de longueur et de 2mm de diamètre. (C Dudouet, 1999)

II.5.2.3.2.2. Mode d'emploi

Désinfecter l'implanteur, placer l'implant dans l'aiguille, choisir un emplacement vers le milieu de l'oreille (figure)

Enfoncer l'aiguille à fond sous la peau de l'oreille. Pousser le piston en laissant légèrement revenir l'aiguille de l'implanteur

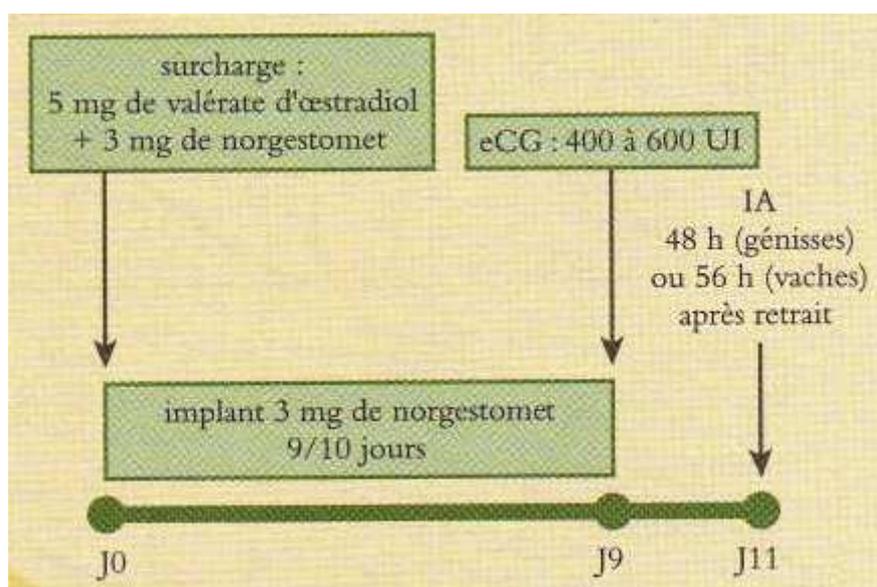
Pour retirer l'implant, deux solutions: couper la peau à l'extrémité distale à l'implant (1) ou le faire repasser par l'orifice (2) d'administration. (C Dudouet, 1999)



**Figure 13 : Mise en place de l'implant sous cutané
(C Dudouet, 1999)**

II.5.2.3.2.3. Protocole du traitement

- L'implant est mis en place à l'aide d'un implanteur spécial sous la peau de la face externe de l'oreille.
- Simultanément à la "pose" de l'implant, il convient d'injecter par voie intra-musculaire 2 ml d'une association comprenant 3 mg de progestagène et 5 mg de valérate d'oestradiol.
- L'implant est retiré au bout de 9 à 10 jours. La dose requise de PMSG est injectée au moment du retrait.
- Une double insémination est pratiquée 48 et 72 heures après la fin du traitement ou une seule 56 heures après. (GOUFFE)



**Figure 14 : Protocole du traitement avec l'implant sous cutané
(Bonnes et al, 2005)**

II.5.2.3.3. Dispositif vaginal

II.5.2.3.3.1. Présentation

Le dispositif est constitué par un corps en silicone contenant 1,94 g de progestérone naturelle, moulé sur un support en nylon en forme de T dont les branches s'ouvrent dans le vagin, permettant ainsi de maintenir le dispositif en place. (DEZAUX, 2001)

II.5.2.3.3.2. Mode d'emploi

Ce dispositif est introduit dans le vagin à l'aide d'un applicateur qui permet de replier les ailes du T. Une pression sur la poignée de l'applicateur libère les branches. (DEZAUX, 2001)

II.5.2.3.3.3. Protocole du traitement

Comme le montre la figure, le protocole du traitement se déroule de la manière suivante :

- Le dispositif est laissé en place pendant 7 jours, une injection de prostaglandine et de PMSG sont effectuées 24 heures avant son retrait.
- Les inséminations artificielles au nombre de deux seront effectuées 48 heures et 72 heures après le retrait. (DEZAUX, 2001)

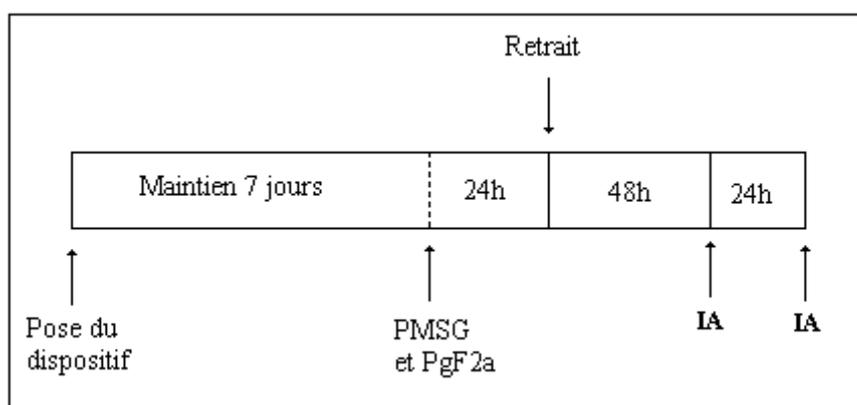


Figure : Traitement à base d'un dispositif vaginal pour l'induction et la synchronisation de l'oestrus

Ce dispositif est commercialisé sous le nom de CIDR®. (DEZAUX, 2001)

II.5.2.3.4. Acétate de mélangoestrol (MGA)

Une autre méthode facile consiste à administrer 2,5 mg d'acétate de mélangéestrol (MGA) par voie orale chaque jour pendant 12 jours consécutifs. On peut compter sur un oestrus ovulatoire comme effet rebond 3 à 4 jours après le dernier jour du traitement (chez les animaux dont les ovaires sont réactivés. (VANDEPLASSCHE, 1985)

Remarque

Pour les génisses et vaches des troupeaux allaitants, un traitement d'induction et de synchronisation des chaleurs, à l'exclusion des prostaglandines. L'injection de eCG en fin de traitement est nécessaire pour induire l'ovulation; la dose d'eCG doit être déterminée à la fois pour assurer une fertilité suffisante et pour limiter les naissances multiples. (Bonnes et al, 2005)

II.5.3. Associations GnRH - PGF2 α – GnRH

Le protocole GPG de maîtrise de l'oestrus a été mis au point aux Etats-Unis par PURSLEY, sous le nom d'OVSYNCH (premiers résultats publiés en 1995).

Il s'agit d'une série de 3 injections associant GnRH et prostaglandines, suivie d'une IA systématique 12 à 18 heures après la seconde GnRH. L'adjonction d'une GnRH (ou d'un analogue tel que la buséreline) à la prostaglandine permet d'agir à la fois sur la croissance folliculaire et sur la croissance lutéale.

Dans le détail:

- la première GnRH à J0 provoque l'ovulation ou la lutéinisation des follicules ovariens d'un diamètre supérieur à 10 mm; il s'en suit l'émergence d'une nouvelle vague folliculaire au bout de 48 heures environ, et la mise en place d'un corps jaune.

- la prostaglandine à J7 détruit le corps jaune mis en place suite à l'action de la GnRH à J0 (ainsi que le corps jaune physiologique éventuellement présent selon le stade du cycle au moment de l'initiation du protocole). La lutéolyse supprime l'inhibition exercée par la progestérone sur la LH, permettant ainsi la croissance terminale du follicule dominant.

- la seconde GnRH provoque un pic de LH qui déclenche l'ovulation au bout de 20 à 24 heures en général.

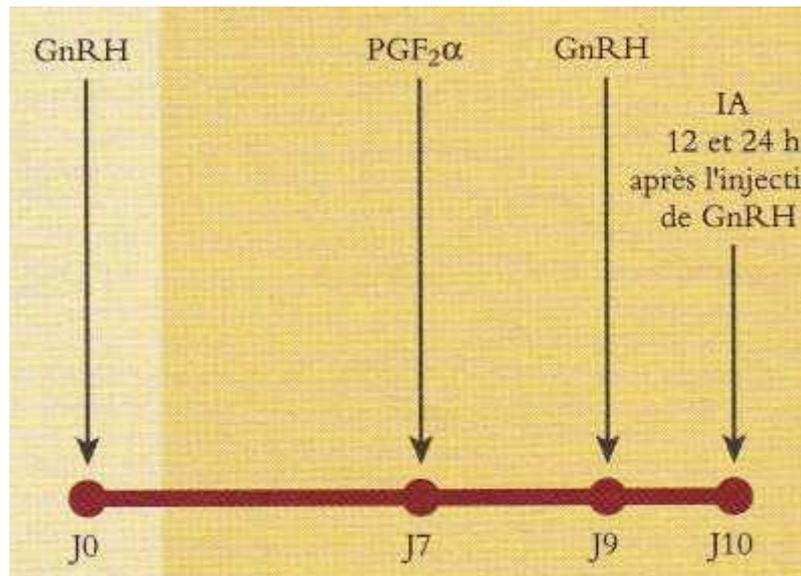


Figure 16 : Protocole GPG (Bonnes et al, 2005)

Le protocole nécessite, pour être pleinement efficace, que la première injection de GnRH soit réalisée en présence d'un follicule dominant. Cette situation concerne statistiquement 65 à 70% des femelles présentant 2 ou 3 vagues folliculaires par cycle. Les follicules de taille insuffisante à J0 (en phase de recrutement ou de sélection) n'ovulent pas et une nouvelle vague de croissance folliculaire ne se met donc pas en place sous l'action de la 1^{ère} GnRH. Au final, environ 30% des femelles soumises au GPG peuvent présenter des progestéronémies élevées à J10, incompatibles avec la réussite à l'IA, (Reproduction management bulletin 2007)

III. Insémination artificielle

III.1. Définition

Techniques consistant à déposer au moyen d'un instrument des spermatozoïdes dans le tractus génital femelle, au moment opportun et dans l'endroit convenable. (Annik Bouroche, 2001)

III.2. Moment de l'insémination

Le moment le plus favorable se situe dans la deuxième moitié des chaleurs (c'est-à-dire une douzaine d'heures après leur début). La figure -: indique l'influence du moment de l'insémination sur la fertilité. (Gilbert Bonnes et al, 2005)

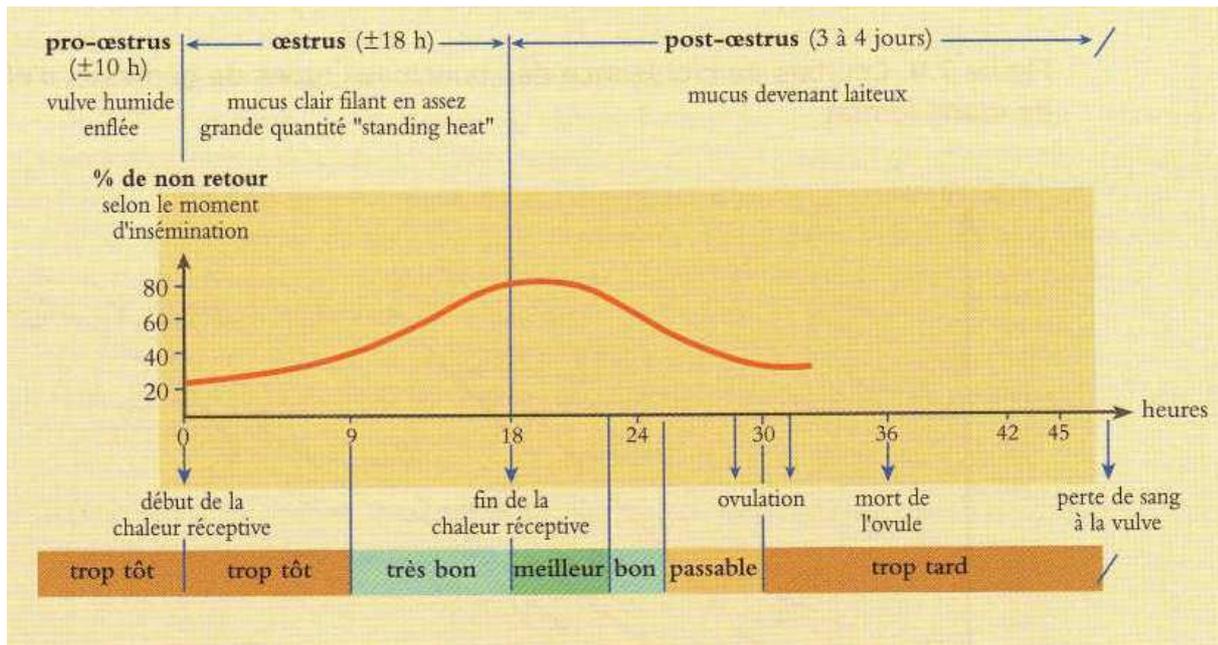


Figure 17 : Relation entre le moment de l'insémination et la fertilité chez la vache (Gilbert Bonnes et al, 2005)

Pratiquement, si une vache est vue en chaleurs le matin, il faut l'inséminer en fin d'après-midi, ou le matin suivant au plus tard. Si elle est vue en chaleurs en fin d'après-midi, il faut l'inséminer le matin ou l'après midi suivant. L'indication, même approximative, du début supposé des chaleurs est fondamentale pour que l'inséminateur puisse organiser sa tournée de façon à intervenir au moment le plus favorable. (Gilbert Bonnes et al, 2005)

III.3. Principe de l'insémination artificielle

Les différentes opérations techniques vont de la récolte à la mise en place en passant par les examens, la dilution, le conditionnement et la conservation.

Elle consiste à déposer la semence dans les voies génitales au fond du vagin, à l'entrée du col ou au-delà à l'aide d'un pistolet CASSOU. (C. Dudouet, 1999)

III.4. Avantages de l'insémination artificielle

Ils sont de trois ordres : génétique, sanitaire et économique.

III.4.1. Avantages d'ordre génétique

L'insémination artificielle permet :

- l'obtention d'un grand nombre de descendants des meilleurs géniteurs
- de mettre à la disposition de l'éleveur les meilleurs géniteurs

- de prévoir les plans d'accouplement raisonnés. (C. Dudouet, 1999)

III.4.2. Avantages d'ordre sanitaire

L'insémination artificielle est un outil de prévention de propagation de maladies contagieuses et/ou vénériennes grâce au non-contact physique direct entre la femelle et le géniteur tel que la brucellose, la trichomonose, la vibriose. Ainsi l'addition d'antibiotiques ajoute un élément de garantie supplémentaire.

Cependant, il existe certains agents infectieux qui peuvent être présent dans la semence et transmis notamment le virus aphteux ; le virus bovine pestique ; le virus de la fièvre catarrhale du mouton ; le virus de l'IBR ; Brucella abortus et Compylobacter. Toute fois le contrôle de maladies grâce aux normes sanitaires strictes exigées au niveau des centres producteurs de semences permet de réduire considérablement le risque de transmission de ces agents par voie "mâle". (Amellal, Mouheb, 2005)

III.4.3. Avantages d'ordre économique

En faisant appel à l'insémination artificielle, l'éleveur

- n'aura plus le souci de nourrir un taureau (qui représente parfois un danger),
- pourra remplacer un taureau par une femelle.

Il pourra également :

- prévenir les accidents lors de l'accouplement (en particulier les césariennes),
- lutter contre la stérilité (en contrôlant les saillies et le pourcentage de réussite, l'éleveur peut intervenir précocement),
- réaliser le croisement industriel et bénéficier ainsi du phénomène d'hétérosis. (C. Dudouet, 1999)

IV. Diagnostic de gestation

Compte tenu des enjeux économiques, l'éleveur ne peut plus aujourd'hui se passer d'un diagnostic de gestation dans le cadre d'une parfaite maîtrise de la conduite de son élevage.

Le diagnostic de gestation permet :

- de prévoir les animaux à réformer et à engraisser,
- d'éviter de nourrir des femelles vides,
- de planifier la vente de ces animaux non gestants,
- de remédier aux problèmes d'infécondité...

Il existe de nombreuses techniques qui vont des méthodes simples aux méthodes plus ou moins sophistiquées. (C. Dudouet, 1999)

IV.1. Le non retour en chaleur

C'est l'indice le plus simple et le plus courant, mais pas toujours le plus sûr

En effet, si on estime à 60 % le taux de gestation après une IA et à une fourchette variant de 40 % à 80 % le taux de détection des chaleurs suivant une IA non fécondante, l'exactitude du diagnostic de gestation par le non retour en chaleurs à 23 jours varie de 71 % pour une faible détection des chaleurs post-IA à 88 % pour une très bonne détection des chaleurs post IA. Ces résultats sont encore insuffisants et il est possible de les compléter avantageusement. (Bianchi, 1993)

IV.2. Dosage de progestérone.

Le diagnostic précoce de gestation par dosage de progestérone dans le plasma ou dans le lait est une méthode assez répandue chez les éleveurs laitiers ; elle est pratiquée sur les femelles qui n'ont pas manifesté de retour de chaleur vers le 23/24^e jour post insémination.

L'exactitude des résultats est de 95 à 100 %.

IV.2.1. Diagnostic négatif :

Le taux de progestérone décelé dans l'échantillon est faible :

Lait : moins de 5 ng/ml

Plasma : moins de 1,5 ng/ml.

IV.2.2. Diagnostic positif :

Le taux de progestérone est élevé

Lait : plus de 5 ng/ml

Plasma : plus de 1,5 ng/ml. (Gouffé)

IV.3. Dosage de la protéine B de SASSER (PSPB)

Cette protéine est un signal spécifique produit par l'embryon et témoin de sa viabilité. Elle peut être mise en évidence dès le 26^{ème} jour de gestation à partir d'un prélèvement de sang. Ce signal de nature protéique permet le maintien du corps jaune de gestation chez la mère.

Il n'est pas nécessaire de connaître la date précise de l'insémination ou de la saillie naturelle. On réalise ce dosage 30, jours après l'ovulation chez les génisses ou 100 jours après le vêlage chez les vaches. (C. Dudouet, 1999)

IV.4. Méthodes biophysiques

L'échographie se pratique de plus en plus dans les élevages:

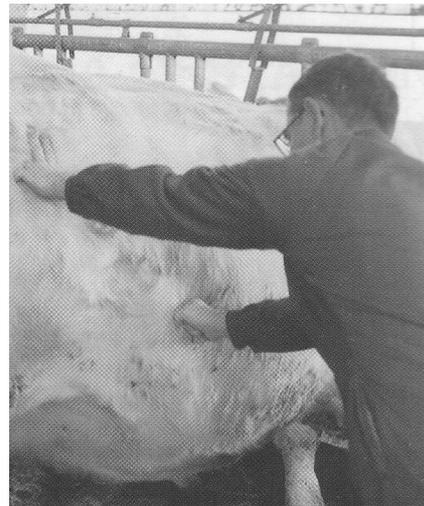
Les écotomographes ou scanners donnent sur écran une image des tissus observés et des poches liquides rencontrées (follicules, poches embryonnaires ou foetales).

Les scanners donnent une exactitude moyenne ("pleine" ou "vide") d'environ 95 à 100 % dès le 35e jour après une insémination artificielle. (Dominique Soltner, 2001)

IV.5. Palpations ventrale et rectale

IV.5.1. Le palper ventral

L'éleveur peut le réaliser à partir du 5e mois, c'est à lorsque le foetus est suffisamment développé, tant au vue du poids que de la taille. Appliquer le poing sur le flanc droit de l'animal, puis enfoncer plusieurs fois en maintenant constamment le contact avec l'animal. (ATTENTION : PAS DE COUPS DE POING). Ces ments provoquent un déplacement du foetus que l'on aisément. (C. Dudouet, 1999)



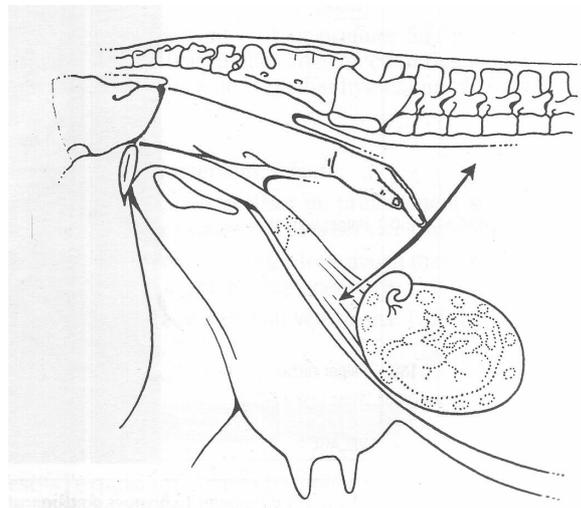
dire
point de
bas

mouve-
sentira

**Figure 18 : Palper ventral
(C. Dudouet, 1999)**

IV.5.2. Le palper rectal ou transrectal

Le plus souvent réalisée vers 6-7 mois, manipulation donne un bon diagnostic, d'autant qu'elle peut être pratiquée sans problème par l'éleveur. Mais, la fiabilité est autour de 60 jours après l'insémination, si intervention est faite avec délicatesse (Attention, on peut provoquer un avortement) Dudouet, 1999)



cette

bonne
cette

(C.

**Figure 19 : Palper rectal
(C. Dudouet, 1999)**

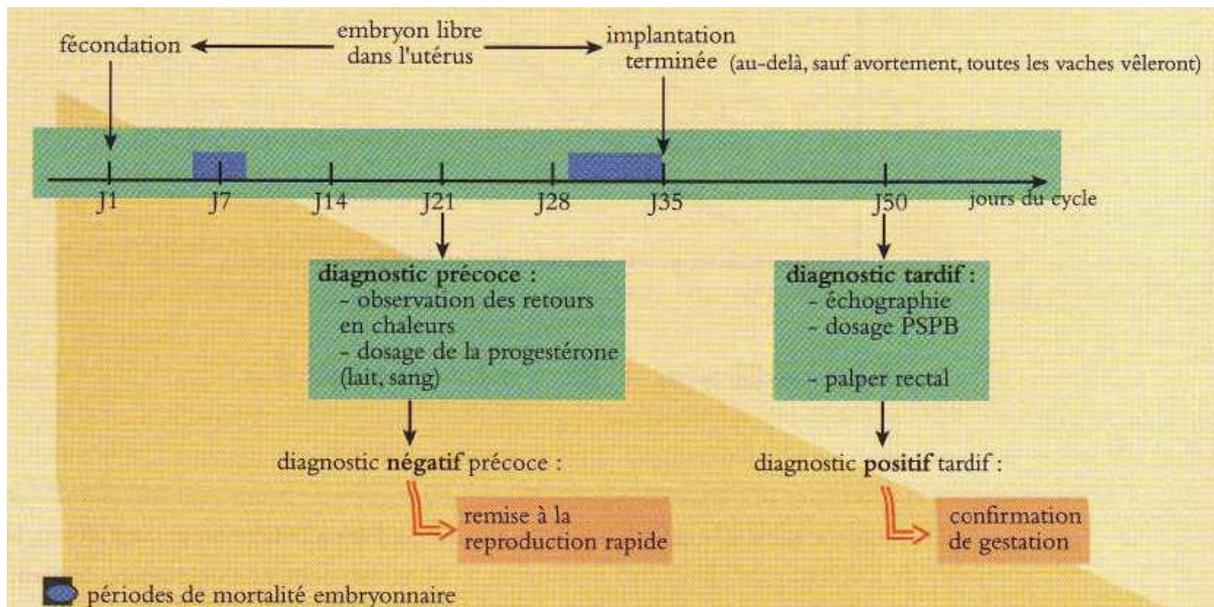


Figure 20 : Complémentarité des méthodes de diagnostic de gestation chez les bovins (Gilbert Bonnes et al, 2005)

V. Facteurs de variation de la réussite de la synchronisation des chaleurs :

V.1. Facteurs liés à l'animal

V.1.1. La race

CHUPIN et al, (1977) ont montré que la race des femelles soumises aux traitements de synchronisation puis inséminées pouvait avoir un effet sur la fertilité quelque soit le traitement progestatif mis en oeuvre. (Bianchi, 1993)

V.1.2. L'âge et la parité

La reprise de l'activité ovarienne se fait dans un délai d'autant plus long que l'animal est jeune.

De même, l'allongement de la durée de l'anoestrus post-partum et donc de l'intervalle vêlage-vêlage est plus important pour les génisses qui vêlent à 2 ans que pour celles qui vêlent à 3 ans.

Cet effet de l'âge est lié à celui de la parité, les primipares ont un anoestrus plus long de 3 semaines environ que les multipares. (DEZZAUX, 2001)

La fertilité des vaches diminue après l'âge de 10 ans. (Vandeplassche)

V.2. Conditions de vêlage

Une aide, même facile, au vêlage précédant le traitement est associée à une diminution du taux de gestation par rapport au vêlage sans aide. Mais ce sont surtout les extractions forcées et les césariennes qui affectent la fertilité. Cela peut être expliqué par le fait que les vaches ayant eu un vêlage difficile ont un taux d'ovulation beaucoup plus faible que celles vêlant seules, sans aide. On peut imaginer que les vêlages difficiles entraînent une mauvaise involution utérine, des troubles infectieux qui sont associés à une mauvaise fertilité à l'IA. (BEFFARA, 2007)

V.3. Facteurs liés à l'environnement

V.3.1. Logement

Le logement a une incidence sur la réussite de la reproduction en général, il influence donc logiquement la réussite des traitements de synchronisation des chaleurs ; les animaux logés en stabulation libre ont un taux de gestation à 35 jours plus élevé et un taux de mortalité embryonnaire tardive plus faible que ceux logés en stabulation entravée. (BALLERY, 2005)

V.3.2. Saison / date de vêlage

Plusieurs hypothèses sont avancées pour expliquer cet effet saison : l'évolution concomitante du pourcentage de vaches cyclées avant traitement, la sous-alimentation en fin d'hiver, le stress lors de la mise à l'herbe, l'influence de la température. (Hanzen, 2003)

V.4. Facteurs liés à l'alimentation

L'alimentation et sa traduction chez l'animal: la note d'état

Parmi les causes d'infertilité chez les vaches laitières, l'alimentation occupe une place importante. En effet, la qualité et la quantité de l'alimentation ainsi que ses modalités de distribution jouent un rôle important dans le bon fonctionnement de l'appareil génital de la vache et de ses glandes endocrines, principalement à trois niveaux dans le cycle de reproduction :

- La reprise de l'activité ovarienne ;
- La réussite de l'insémination ;
- Les troubles du post-partum. (Messai, Salhi, 2007).

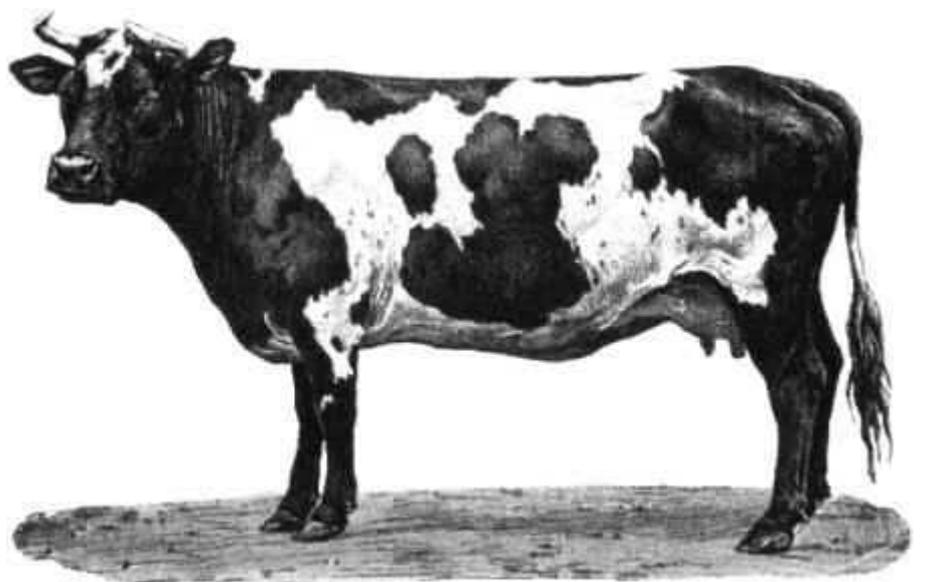
Les femelles ne doivent pas vèler trop maigres pour optimiser leurs performances de reproduction futures

Une note de 2.5 doit être visée chez les multipares, de 3 chez les primipares.

Au-delà de leur état au vêlage (et donc de leur alimentation en prépartum), les femelles ne devraient pas maigrir entre celui-ci et la mise au taureau (ou à l'IA). La sous-nutrition réduit en effet la libération de LH chez les femelles allaitantes.

A l'opposé, un état d'engraissement trop prononcé doit être évité. Outre le coût alimentaire de celui-ci, les femelles trop grasses vêlent plus difficilement, présentent une moins bonne relance. (Reproduction management bulletin, 2007)

ETUDE EXPERIMENTALE



I. L'objectif de l'étude

L'objectif de notre travail est d'évaluer les résultats de synchronisation des chaleurs chez les bovins par pose de l'implant sous cutané.

Cette étude est réalisée avec la coopération d'un vétérinaire praticien au niveau de plusieurs élevages situés dans la wilaya de Aïn-Defla.

II. Matériel

II.1. Animaux

L'étude a été réalisée sur un total de 49 vaches de critères différents (races, age, ...) dans différents élevages situés dans des endroits différents dans la région de Khemis-Meliana et Aïn Defla.

II.2. Produit de synchronisation

- L'implanteur :



Photo personnelle de l'implanteur

- L'implant sous cutané :

Contenant : 3mg de Norgestomet



Implant sous cutané

- Solution injectable :

Contenant : - 3 mg de Norgestomet

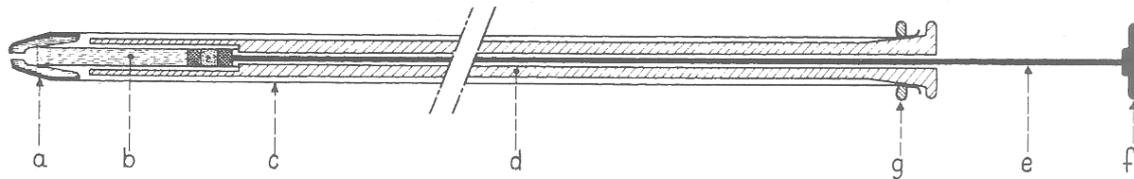
- 3,8 mg de valérate d'oestradiol



Solution injectable

II.3. Matériel de l'insémination artificielle

- Pistolet :



▲ Coupe du « pistolet français »
a : embout destiné à assurer l'étanchéité, b : paillette, c : gaine,
d : corps du pistolet, e : piston, f : poussoir, g : bague de fixation de la gaine

**Figure 21 : Composantes du pistolet d'insémination
(DUDOUET, 1999)**

- Bonbonne d'azote
- Thermos de congélation
- La semence

II.4. Matériel de contention

Pince-nez : avec chaîne



Pince-mouchette

III. Méthodes

Avec la coopération d'un vétérinaire praticien, notre étude a été réalisée comme suit :

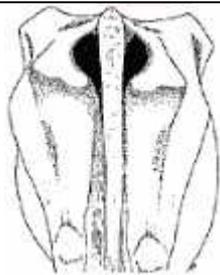
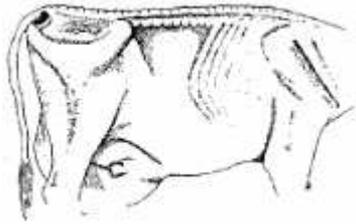
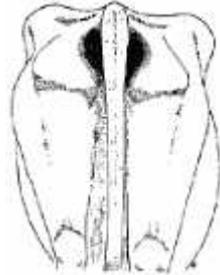
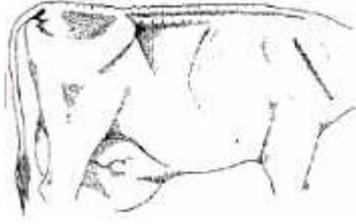
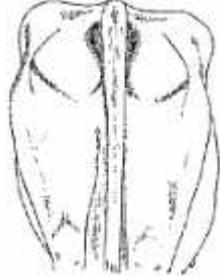
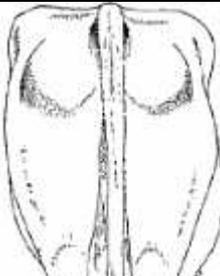
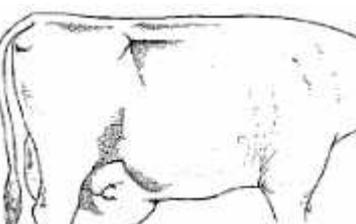
III.1. Induction des chaleurs par l'implant sous cutané

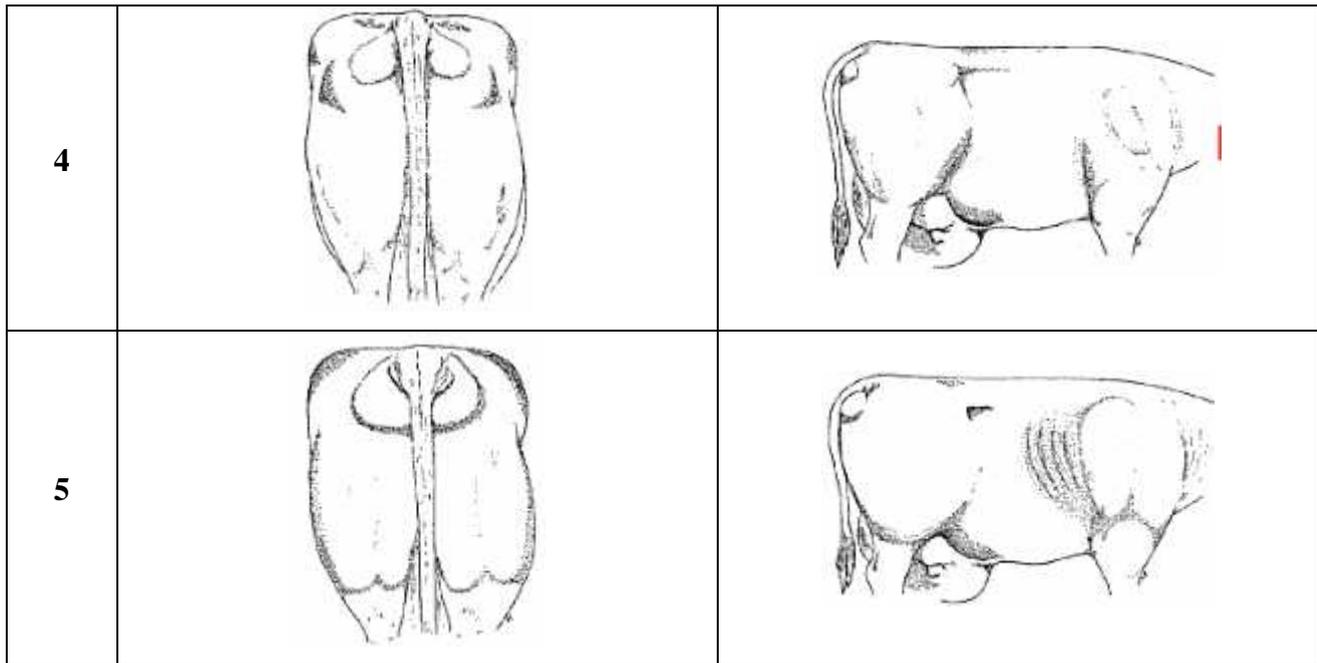
- assurer une bonne contention de la tête à l'aide de la pince-nez
- Injection de 02 ml de norgestomet et de valérate d'oestradiol en IM.
- Un implant est prélevé sur la plaquette par un trocart propre sur l'implanteur.
- L'implant est placé sur la face externe du pavillon de l'oreille, entre la peau et la cartilage, à mi-longueur de l'oreille. Il ne doit pas être trop près de la base de l'oreille.
- L'implant est poussé en dehors du trocart soigneusement tout en retirant l'implanteur.
- Vérification si l'implant est bien à sa place.
- Retrait de l'implant 10 jours après la pose

III.2. Evaluation de l'état corporel :

L'état corporel est évalué par inspection visuelle de la base de la queue, pointe de la fesse, ligament sacro-tubéral, épine dorsale, pointe de la hanche, apophyses transverses et épineuses. L'évaluation se situe entre la note 0 pour une vache cachectique et la note 5 pour une vache obèse.

Tableau IV : Evaluation de l'état corporel

Note	Inspection de derrière	Inspection du devant
0		
1		
2		
3		



III.3. Insémination artificielle

Elle est réalisée 56 heures après le retrait de l'implant sous cutané de la manière suivante ;

- 1) Identifier la vache
- 2) Placer le coffre près de la bonbonne d'azote et vérifier l'équipement.
- 3) Thermos de décongélation ; vérifier le niveau et la température de l'eau.
- 4) Ouvrir la bonbonne d'azote correctement.
- 5) Soulever le couvercle et prélever la paillette correctement avec les pincettes, près de la bonbonne
- 6) Secouer la paillette, la transférer rapidement dans le thermos et le refermer (40 sec) .
- 7) Enlever la paillette du thermos, la secouer modérément et l'assécher en la tenant par son extrémité, du côté du coton,
- 8) Identifier le nom du taureau, le N° d'enregistrement, le N° du code, la date de la récolte, inscrire s'il y a lieu.
- 9) Retirer le piston du pistolet d'environ 12 cm (5 pouces).
- 10) Insérer la paillette dans le barillet, le bout fermé par le coton en premier. Environ un pouce de la paillette est à l'extérieur,
- 11) Couper le bout de la paillette
- 12) Insérer la gaine sur le pistolet en prenant soin d'insérer la paillette dans le mandrin avec précaution
- 13) Maintenir ta gaine en la vissant sur le spirale du pistolet ou anneau vert.

- 14) Pousser le piston pour enlever l'espace d'air en faisant avancer la semence au bout de la gaine.
- 15) Placer du papier essuie-tout dans votre poche. Enfiler le gant et le lubrifier,
- 16) Avertir la vache de votre présence, prendre la queue de la main droite.
- 17) Lubrifier les replis de l'anus, pénétrer le rectum, ensuite essuyer la vulve d'un seul mouvement vers le bas.
- 18) Introduire le pistolet à un angle de 45°; déposer la semence lentement et au complet dans le corps de l'utérus.
- 19) Faire un léger massage au niveau du corps de l'utérus.
- 20) Remplir le certificat d'insémination.
- 21) Pour sécurité, fermer convenablement la bonbonne d'azote liquide.

III.4. Diagnostic de gestation :

Un diagnostic de gestation est réalisé par

- Observation de retours en chaleurs 21 jours après insémination
- Palpation rectale à partir de 60 jours après insémination.

Les résultats seront présentés dans des tableaux et organigrammes afin de permettre de les analyser et les interpréter.

III.5. Evaluation statistique

Pour discuter les résultats statistiquement, nous avons utilisé le test de χ^2 d'indépendance au seuil de signification de 5% .

- Un test est dit significatif si $p < 0,05$
- Un test est dit non significatif si $p \geq 0,05$

Ce test va nous servir pour :

- 1- Comparer le taux de fertilité global enregistré avec d'autres résultats
- 2- Déduire des corrélations (dépendance ou indépendance) entre le taux de fertilité et les paramètres suivants :
 - l'état corporel des différentes vaches
 - l'âge
 - la parité des vaches
 - la race

IV. Résultats

Les données et les résultats recueillis sont illustrés dans le tableau V (voir annexe).

Toutes les données recueillies ont été saisies dans une base informatique Excel 2003, et ils sont illustrés par des représentations graphiques Camembert (Secteurs) et diagrammes en battons.

IV.1. Résultats sur le plan global

Selon Gilbert bonnes et al (2005), le taux de fertilité vraie est égal au nombre de femelles en gestation sur le nombre de femelles mises à la reproduction.

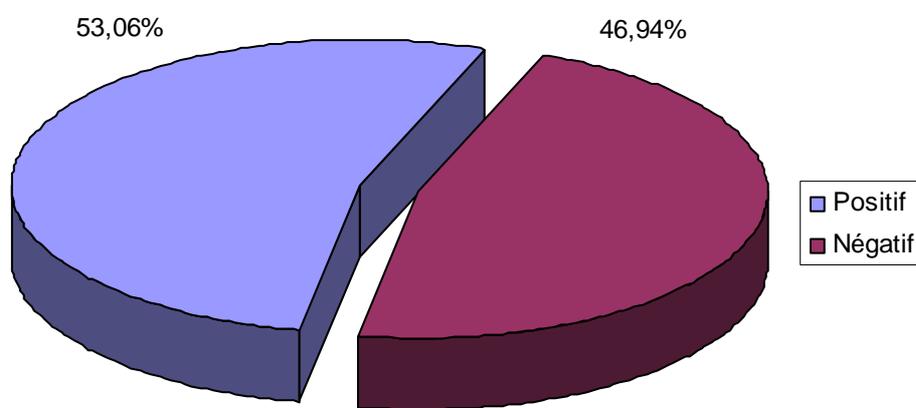


Figure 22 : Taux de réussite global

IV.2. Résultats selon le BCS

Le diagramme qui suit représente les résultats correspondant à chaque note d'état corporel.

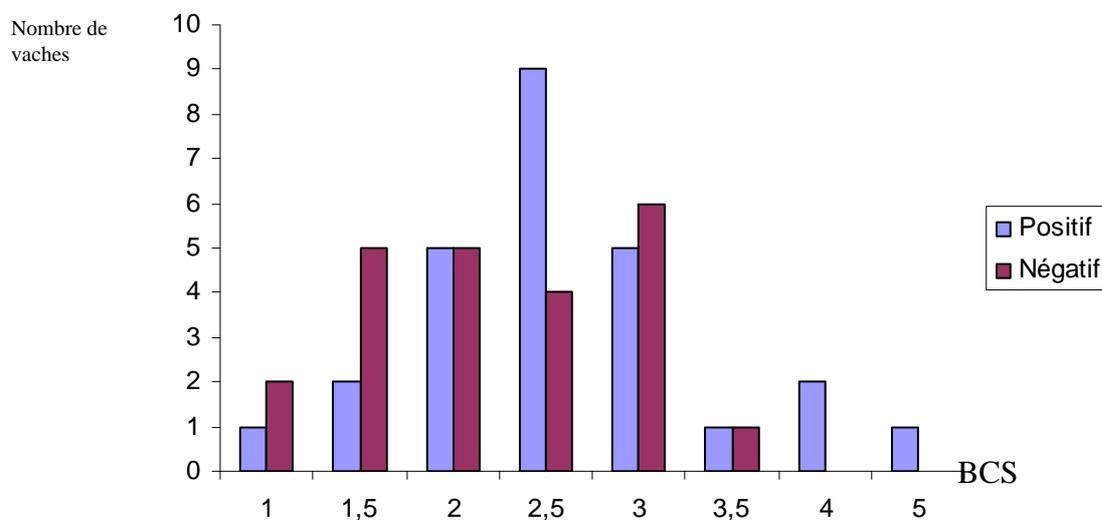


Figure 23 : Résultats obtenus selon le BCS

L'effectif, selon la note de l'état corporel, va être interprété selon le tableau suivant

Tableau V : Taux de fertilité par rapport au BCS

BCS	Nombre total	Diagnostic positif	Diagnostic négatif	Taux de fertilité
Inférieur à 2,5	20	8	12	40%
Compris entre 2,5 et 3,5	29	18	11	62,07%

IV.3. Résultats selon l'âge

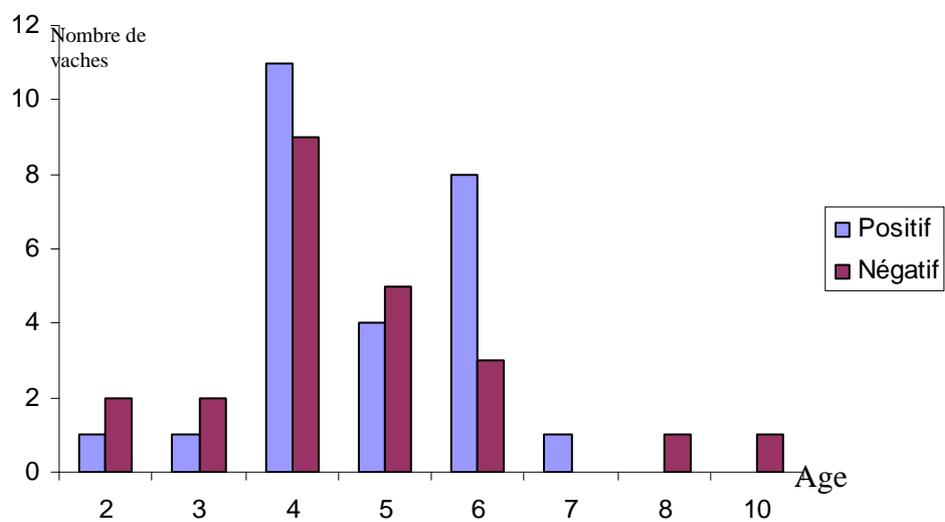


Figure 24 : Résultats obtenus selon l'âge

Tableau VI : Illustration de la fertilité selon la parité :

Parité	Nombre	Positif	Négatif	fertilité
Génisses et Primipares	6	2	4	33,33%
multipares	43	24	19	55,81%

IV.4. Résultats selon la race

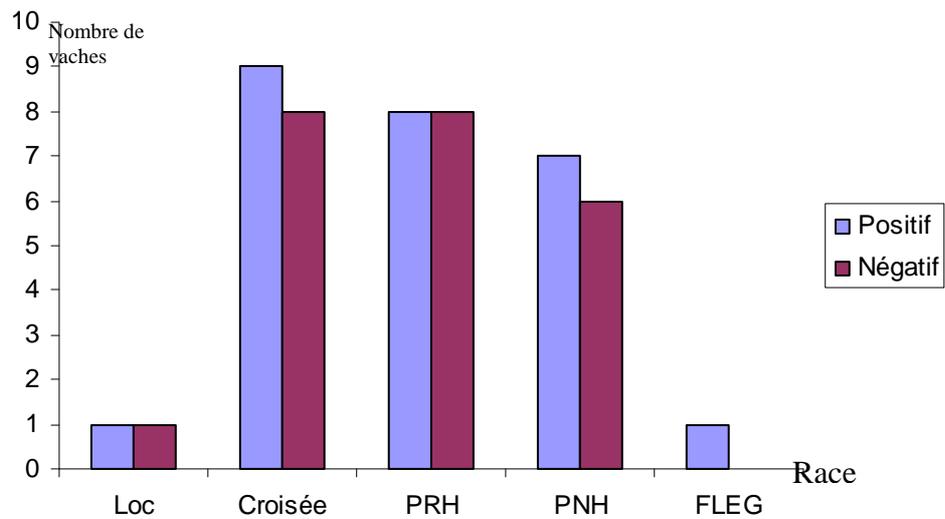


Figure 25 : Résultats obtenus selon la race

Tableau VII: Illustration de la fertilité selon la race

RACE	Nombre	Positif	Négatif	fertilité
Locale	2	1	1	50%
Croisée	17	9	8	52,94%
PRH	16	8	8	50%
PNH	13	7	6	53,84%
FLEG	1	1	0	100%

V. Discussion

V.1. La fertilité globale

Notre effectif est composé de 49 vaches dont 26 ont présenté un diagnostic de gestation positif et 23 ont présenté un diagnostic négatif ; la figure 22 représente le taux de la fertilité vraie après synchronisation des chaleurs de l'ensemble de l'effectif qui est de 53,06%.

En comparant nos résultats (53,06%), avec d'autres travaux, le taux de fertilité est en dessous de la moyenne par rapport au taux de réussite enregistré par Amellal et Mouheb en 2005 dans la région de Baghlia après synchronisation par l'implant sous cutané et qui est de 69,56%.

Statistiquement, aucune différence entre les deux résultats n'a été prouvée avec un seuil $p > 5 \%$

V.2. La fertilité et l'état corporel

Nous avons réparti l'effectif en deux intervalles en fonction de l'indice corporel :

- Catégorie dont l'indice corporel est supérieur ou égal à 2,5 représenté par 18 vaches avec un taux de fertilité égal à 62,07% ;
- Catégorie dont l'indice corporel est inférieur à 2,5 représenté par 8 vaches avec un taux de fertilité égal à 40 %.

Statistiquement, le test de χ^2 nous a permis de prouver la dépendance entre l'état corporel et la fertilité. Selon les résultats obtenus, nous trouvons que les femelles en meilleur état corporel présentent un taux de gestation supérieur ce qui est confirmé par la théorie.

Il existe une corrélation positive entre la note d'état corporel et le taux de gestation : une augmentation de 1 point de la note est accompagnée d'une augmentation de 13 % du taux de gestation. Une perte de plus de 0,5 point de note d'état corporel entre le vêlage et le traitement diminue le taux de gestation. Ceci a amené à recommander une note de 2,5 à la mise à la reproduction pour les vaches allaitantes multipares, 3

pour les primipares. Une note de 2,5 semble aussi être un optimum pour les génisses. (Grimard et al)

V.3. La fertilité et la parité

Nous avons réparti l'effectif en deux intervalles en fonction de la parité :

- Catégorie comprenant les génisses et les primipare représentée par 6 vaches avec un taux de fertilité égal à 33,33% ;
- Catégorie qui comprend les multipares représentée par 43 vaches avec un taux de fertilité de 55,81%.

Statistiquement, le test de χ^2 nous a permis de prouver la dépendance entre l'état corporel et la fertilité

Nous avons noté que la fertilité des multipares est plus importante par rapport à celle des génisses et des primipares, en effet ;

Les génisses, du fait de leur croissance n'étant pas terminée, l'énergie de la ration est orientée vers la finition de la croissance avant de pouvoir servir à la fabrication des hormones indispensables à la relance de la reproduction

Les primipares se caractérisent par un anoestrus plus long de 3 semaines environ par rapport aux multipares ; leur fertilité est réduite en comparaison à celle des multipares.

V.4. La fertilité et la race

La race, classiquement observé dans la littérature comme un facteur de variation notable du taux de gestation, n'a pas été significatif dans cet échantillon.

En ce qui concerne nos résultats, les races croisées, pie rouge et pie noir, les valeurs positives sont presque les mêmes entre 7 et 9 vaches avec un taux de réussite entre 50 et 53,84%. Par contre les races locales ; sur deux vaches on a eu un seul cas positif (50% de réussite)

Pour ce paramètre, on n'a pas pu faire l'étude comparative à raison des effectifs incomparables (parce qu'il y a une hétérogénéité dans l'effectif).

Conclusion

L'objectif de notre travail est l'évaluation des taux de fertilité des vaches après synchronisation des chaleurs chez les vaches laitières et allaitantes par l'implant sous cutané sur un effectif de 49 femelles

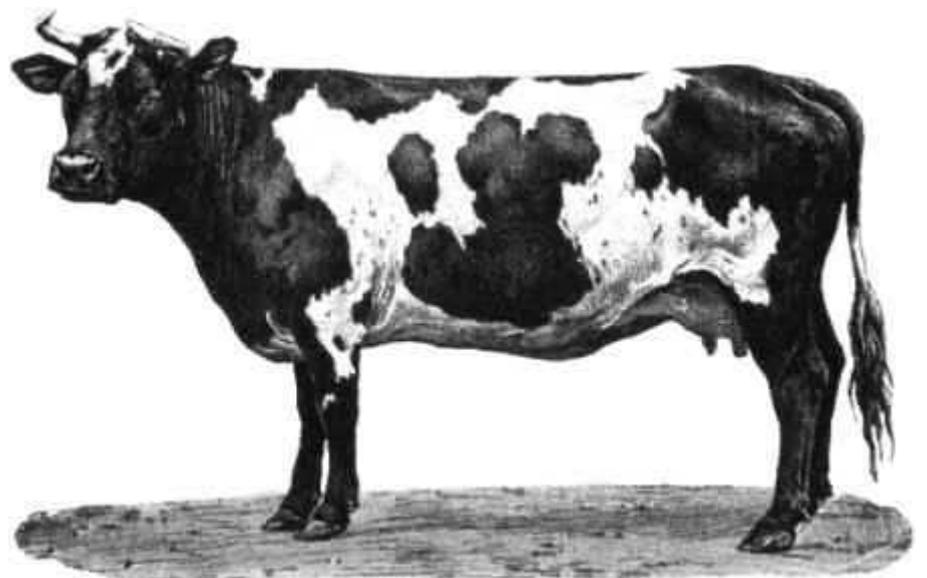
Plusieurs études ont démontrés que l'usage des progestagènes est considéré comme l'un des protocoles les plus en plus pratiqués en élevage intensif, de fait de sa facilité d'utilisation et par conséquent, une réduction de la période d'anoestrus fonctionnel. Il serait extrêmement intéressant de procéder à une évaluation des effets économiques (bénéfiques) qui intéresse surtout l'éleveur qui a pour objectif d'obtenir un veau-et donc une lactation- par vache et par an.

Le traitement permet d'avancer les vêlages par rapport à des inséminations sur chaleurs observées chez la vache laitière, il permet aussi d'améliorer le regroupement des vêlages.

Dans notre enquête, nous constatons un taux de réussite (diagnostic de gestation positif) de 53,06 %, ce taux est influencé par plusieurs facteurs, on cite la race, l'âge et l'état corporel.

En fin, nous recommandons de bien veiller sur le bien être de l'animal pour assurer de meilleurs résultats.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES



Références bibliographiques

1. **BALLERY, 2005** : Mise au point sur les protocoles de maîtrise des cycles chez les bovins, 54, 56, 121
2. **BEFFARA, 2007**: Comparaison de l'efficacité du traitement de synchronisation des chaleurs CRESTAR classique avec celle d'un nouveau traitement combinant buséréline, implant CRESTAR, prostaglandine F2 α et eCG chez la vache allaitante.25, 41
3. **BIANCHI, 1993** ; Méthodes de développement de l'insémination artificielle des vaches allaitantes dans la Nouvelle Calidonie, 35, 39, 45, 48, 52
4. **Bonnes et al, 2005** : Reproduction des animaux d'élevage, deuxième édition, 20, 76, 77, 44, 172,173, 174, 175, 179, 181, 183
5. **BRESSOU et al, 1978**, Anatomie régionale des animaux domestiques II les ruminants, 358, 362, 364, 365
6. **Collection INRAP, 1988** Reproduction des animaux d'élevage, 15, 20, 23, 29,35, 53, 61, 65, 67
7. **CRAPLET, 1973**, La vache laitière, 56
8. **Derivaux, 1980** **physiopathologie de gestation et obstétrique**, 16, 17, 22, 24, 25
9. **DEZAUX, 2001** ; synchronisation des chaleurs chez les vaches allaitantes par l'association, 23, 24, 27
- 10.**DUDOUE C,1999** : La production des bovins allaitants,84,95 ,96, 97, 103, 110, 111, 112, 113, 114, 115
- 11.**GOUFFE** ; cycle sexuel de la vache laitière, 14, 19, 20, 21, 22, 23
- 12.**Grimard et al, 2003** **PRODUCTIONS ANIMALES** Revue éditée par l'INRA vol 16, 211-227.
- 13.**Hanzen, 2003** **Le Point Vétérinaire**, N° 236, Juin 2003, 22,23

- 14. Institut de l'élevage, 2000**, Maladies des bovins 3^e édition, 244
- 15. Institut de l'élevage, 2008**, Maladies des bovins 4^e édition, 459, 460, 462, 466, 467
- 16. INSTITUT DE L'ELEVAGE ;** fiche technique
- 17. LENSINK, 2006**, L'Observation du troupeau bovin: Voir, interpréter, agir, 83, 84
- 18. Messai, Salhi, 2007** suivi des résultats de l'insémination artificielle d'un élevage bovin dans la wilaya de Tipaza, 6, 7, 9
- 19. Reproduction management bulletin 2007**
- 20. SAUVEROCHE, 1993**, Physiologie de la reproduction des bovins trypanotolerants 20,28
- 21. SOLTNER D, 2001**, la reproduction des animaux d'élevage, zootechnie générale, tome 1, Troisième édition, 15,39, 59, 70, 71, 97
- 22. THIBAUT, 1991**, la reproduction chez les mammifères et l'homme, 662,
- 23. Vandeplassche, 1985** : Fertilité des bovins, Manuel à l'intention des pays en développement, 11, 13

ANNEXES



Tableau VIII : Données et résultats de l'effectif du protocole expérimental

Numéro	RACE	Age	EC	Diagnostic
1	Croisée	6	2	+
2	PRH	6	3	+
3	PNH	6	3,5	+
4	Croisée	4	1,5	-
5	PRH	5	2,5	+
6	PNH	6	2,5	-
7	PNH	4	2,5	+
8	Croisée	4	2,5	+
9	PRH	2	2,5	-
10	Croisée	4	2	-
11	PRH	6	2,5	+
12	PNH	5	1	-
13	PRH	10	2	-
14	PRH	7	3	+
15	PNH	6	3	+
16	Loc	4	1	+
17	PNH	5	1	-
18	Croisée	2	3	-
19	Croisée	3	3	-
20	PNH	4	3	+
21	PRH	4	2	+
22	PNH	4	1,5	-
23	PNH	4	2,5	+
24	PNH	3	2,5	-
25	Croisée	4	2	+
26	Croisée	3	2	+
27	PNH	4	2	-
28	PNH	4	2	+
29	Croisée	5	2,5	+

30	Croisée	5	1,5	-
31	Croisée	5	1,5	-
32	FLEG	6	5	+
33	PRH	5	4	+
34	PRH	4	3	-
35	PRH	4	3	-
36	Croisée	6	3	-
37	PRH	4	3,5	-
38	PRH	5	4	+
39	Loc	8	2	-
40	PRH	4	2,5	-
41	PRH	5	2	-
42	PRH	6	3	-
43	Croisée	4	1,5	+
44	Croisée	4	1,5	+
45	Croisée	2	2,5	+
46	Croisée	6	2,5	+
47	PNH	6	2,5	+
48	PRH	4	3	+
49	Croisée	4	1,5	-

Liste des tableaux

Numero	Titre	Page
I	Actions de FSH et LH chez la femelle	9
II	Actions des oestrogènes et de la progestérone chez la femelle	10
III	La détection des chaleurs	17
IV	Evaluation de l'état corporel	41
V	Taux de fertilité par rapport au BCS	44
VI	Illustration de la fertilité selon la parité	45
VII	Illustration de la fertilité selon la race	46
VIII	Données et résultats de l'effectif du protocole expérimental	annexes

Liste des figures

Numéro	Titre	Page
1	Appareil reproducteur femelle en place	2
2	Appareil génital de la vache non gravide étalé, après avoir été isolé et ouvert dorsalement	3
3	Structure de la GnRH	8
4	Structure de l'oestradiol et de la progestérone	10
5	Evolution des concentrations hormonales au cours ducycle sexuel chez la vache	13
6	Corps jaune en coupe et vue externe	14
7	Comportement de la femelle bovine à l'approche des chaleurs	19
8	Mode d'action de la PgF2 α	22
9	Protocole de synchronisation des chaleurs à base de prostaglandine F2 α	24
10	Mode d'action des progestagènes	25
11	Présentation de la spirale	25
12	Protocole du traitement avec la spirale vaginale	26
13	Mise en place de l'implant sous cutané	27
14	Protocole du traitement avec l'implant sous cutané	27
15	Traitement à base d'un dispositif vaginal pour l'induction et la synchronisation de l'oestrus	28
16	Protocole GPG	30
17	Relation entre le moment de l'insémination et la fertilité chez la vache	31
18	Palper ventral	34
19	Palper rectal ou transrectal	34
20	Complémentarité des méthodes de diagnostic de gestation chez les bovins	35
21	Composantes du pistolet d'insémination	39
22	Taux de réussite global	43
23	Résultats obtenus selon le BCS	43
24	Résultats obtenus selon l'age	45
25	Résultats obtenus selon la race	45

Résumé

Afin d'étudier taux de la synchronisation des chaleurs par pose d'implant sous cutané chez la vache, une expérience a été réalisée sur des vaches dans la région de Aïn Defla.

L'application du traitement a permis l'obtention d'un taux de fertilité de 53,06%, ce dernier peut varier selon certains facteurs liés à l'animal, à l'environnement et à l'alimentation.

Abstract

To study the rate of oestrus synchronization by insertion of implants CRESTAR®, an experiment was performed on cows in the region of Ain Defla.

The application of treatment has helped to achieve a fertility rate of 53.06%, this can varies according to some factors related to the animal, environment and nutrition.

الملخص

لدراسة تزامن الإخصاب بالزرع تحت الجلد عند البقر، أجريت تجربة على مجموعة من الأبقار في منطقة عين الدفلة .
تطبيق العلاج قد ساعد على تحقيق معدل الخصوبة يقدر ب 53.06 % ، وهذا قابل للتغيير وفقا لبعض العوامل المتصلة بالحيوان والبيئة والتغذية