



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida

Université Saad
Dahlab-Blida 1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

SYNCHRONISATION DES CHALEURS DANS L'ESPÈCE BOVINE

Présenté par
Mederreg Mustapha El Amine
Mazouni Hichem

Soutenu le date de soutenance
2019

Devant le jury :

Président(e) :	Madame Ladjel.T	MAB	ISVB
Examineur :	Madame Aiza.A	MAB	Faculté de l'agronomie .Université Khmis meliana.
Promoteur :	Madame Razali.K	MAB	ISVB

Année : 2019

Remerciements :

MEDERREG MUSTAPHA EL AMINE

Au nom de dieu, le tout miséricordieux, le très Miséricordieux

Je remercie le Dieu le tout puissant de m'avoir motivé a réaliser ce modeste travail, également je remercie infiniment mes parents, qui mon encouragé et aidé à arriver à ce stade de ma formation.

Je dédie ce laconique travail à ma très chère mère, qui m'a accompagné durant les moments les plus rudes de ce long parcours de mon éducation, celle qu'a fait preuve de ces plus copieux desseins pour me permettre de goûter le fardeau de ce monde et de rechercher la voie de ma vie avec ces précieux conseil, dont je devais incessamment être de grande compétence et motivation. Cependant. Je prie Dieu Miséricordieux qu'il te portera récompense, car la mienne ne sera guère complète.

A mon père qui a sacrifié sa vie afin de me voir grandir et réussir dans le parcours de l'enseignement. Celui qui a toujours resté à mes cotés dans les moments pénibles de ma vie.

...et tous ceux qui ont contribué de loin ou de près à réalisation de ce mémoire.

En fin, à tous ceux qui m'aiment.

MAZOUNI HICHEM

Tout d'abord, je tiens à remercier le bon Dieu le tout Puissant de m'avoir donné la force et le courage de mener à bien ce modeste travail, également je remercie infiniment mes parents, qui mon encouragé et aidé à arriver à ce stade de ma formation.

Je tiens à remercier tous ceux et celle qui ont contribué à finaliser ce modeste travail

Dédicace :

Toute œuvre qui résulte d'un effort humain est explicitement ou implicitement toujours le fruit d'une vaste collaboration. Ainsi, que tous ceux qui de près ou de loin ont pris une part active dans la réalisation de ce mémoire puissent trouver dans ces lignes l'expression de notre profonde gratitude. En nous exprimant de la sorte, nous pensons tout particulièrement à notre Promotrice **RAZALI KAHINA** qui a bien voulu accepter de diriger ce travail. Nous lui remercions vivement pour sa disponibilité, ses orientations et la lecture de ce mémoire.

Résumé :

La maîtrise de la reproduction apparaît l'une des plus puissantes méthodes pour accroître et améliorer les productions animales, elle permet une large distribution du matériel génétique et rend possible l'établissement de programmes de reproduction. Nous disposons actuellement, la comparaison entre deux méthodes de synchronisation des chaleurs chez la vache laitière (PGF₂ α et PRID®) chacune ses caractéristiques. la synchronisation se fait par injection du PGF₂ α par voie intramusculaire et l'emplacement du spirale vaginale par voie transvaginale, puis faire l'insémination sur les chaleurs observés.

Le résultat était 60% par la méthode à base du PGF₂ α, par contre ce dernier était 30% à base du PRID®.

On a conclu que la PGF₂ α reste le meilleur méthode pour la synchronisation des chaleurs chez la vache laitière et plus économique que le PRID®.

الخالصة:

التحكم في التكاثر يظهر واحدة من أكثر الوسائل القوية لزيادة و تحسين الإنتاج الحيواني، لأنها تتيح وزيعاواسعا من المواد الوراثية و يجعل من الممكن إنشاء برامج لتربية. قمنا بالمقارنة بين طريقتين لتزامنا لشبقيا لأبقار PGF_ بريد دالتا علما أن لكل واحد من الطريقتين خاصيته تزامن الشبق يتم عن طرق الحقن العضدي بالنسبة للPGF و تحميل بريد دالتا عن طريق الوضع المهبلي, بعدها نقوم بعملية التلقيح الاصطناعي كانت النتائج 60 بالنسبة لبريد دابتا و 30 بالنسبة ل PGF

Mots clés : vache laitière, insémination artificielle, PGF₂ α, PRID®

Summary :

The control of reproduction appears one of the most powerful methods to increase and improve animal production , it allows a wide distribution of genetic material and makes possible the establishment of breeding programs. We now have the comparison between two estrus synchronization methods in dairy cows (PGF₂ α and PRID®) each characteristics. la its synchronization is done by injecting intramuscularly PGF₂ α and location of vaginal spiral transvaginally and make the insemination on observed temperatures.

The results were 60% by the PGF₂ α based method, it was against a base of 30% PRID®.

The PGF₂ α It was concluded that remains the best method for estrus synchronization in dairy cows and more economical than PRID®.

Sommaire :

Sommaire :	07
La liste des tableaux	10
La liste des figures.....	11
La liste des abréviations.....	13
Introduction.....	14
L'ETUDE BEBLIOGRAPHIQUE.....	16
PREMIERE PARTIE : PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION DANS L'ESPECE BOVINE	17
1.LE CYCLE SEXUEL DANS L'ESPECE BOVINE.....	18
A.Le cycle œstral	18
Rappel de la physiologie du cycle oestral de la vache.....	19
1.L'axe hypothalamo-hypophysaire	19
2.La maturation folliculaire.....	19
a.Phase non gonado-dépendante.....	19
b.Phase gonado-dépendante	19
3.L'ovulation et le devenir du corps jaune	20
a.Rupture folliculaire et libération de l'ovocyte.....	20
b.Installation et fonctionnement du corps jaune.....	20
c.Régression du corps jaune	20
B.Le cycle ovarien.....	21
Phase lutéale.....	21
Phase folliculaire	21
Recrutement	24
Sélection.....	25
Dominance	25
Succession des vagues folliculaires au cours d'un cycle	25
Le cycle du tractus génital	26
2- REGULATION DU CYCLE SEXUEL	26
Hormones intervenant dans la régulation du cycle	26
La GnRH	26
La FSH	27
La LH	27
Les œstrogènes	27

L'inhibine.....	27
La progestérone	27
La prostaglandine F2 α	28
Mécanismes hormonaux de régulation du cycle.....	29
3- MISE EN PLACE ET ALTERATIONS DE LA CYCLICITE.....	30
Initiation de la cyclicité et puberté.....	31
Gestation et altération de la cyclicité.....	31
Reprise de la cyclicité postpartum (Forde et al., 2011).....	31
4- Facteurs de variations de la cyclicité chez les vaches allaitantes.....	33
Les facteurs de variation liés à l'animal.....	33
Les facteurs liés à l'environnement	34
Les facteurs de variation liés à l'alimentation.....	35
DEUXIEME PARTIE : PROTOCOLES UTILISES DANS LE CADRE DE LA	
MAITRISE DES CYCLES.....	37
CHAPITRE 1.....	38
Les protocoles à base de prostaglandine F2 α	39
I- prostaglandine F2 α	40
II- les protocoles à base de prostaglandine F2 α	40
A- mode d'action.....	40
1- la cyclicité avant traitement de tous les animaux.....	40
2- Effet d'une injection unique de prostaglandine F2 α	41
3 - Effet d'une double injection de prostaglandine F2 α	43
B- Réalisation pratique	44
1- 1 ou 2 injections à 11-14 jours d'intervalle protocole le plus répandé	44
a: Description	44
b- posologie de la prostaglandine F2 α	46
C- Récapitulatif	47
D- Limite d'utilisation.....	47
CHAPITRE 02.....	48
La spirale vaginale.....	49
(PRID®).....	49
- Définition.....	49
- PRID® : (progestérone releasing intravaginal device).....	50
- les associations œstrogènes / Progestagènes/ eCG.....	51
L'ETUDE EXPERIMENTAL	52
I.1 - L'objectif de l'étude.....	53

2-Cadre de l'étude	53
3- Matériel.....	54
4. Animaux.....	54
II. Produit de synchronisation des chaleurs	55
III. l'alimentation	57
IIIV.Les méthodes	58
1. Evaluation de l'état corporel.....	58
2. Protocole expérimental	61
3. Palpation rectale	62
Résultats et Discussion	63
Conclusion	64
Les références.....	65

La liste des tableaux :

TABLEAU 1 : Activité ovarienne post-partum de vaches allaitantes (Janvier-Avril).....	33
Tableau 02: influence de la dose de prostaglandine F2a injectée sur le taux d'oestrus et sur le taux de gestation suite à l'oestrus induit ($P > 0.05$). (Garcia-Winder et Gallegos-Sanchez; 1991).....	47
Tableau 3 : Identification des animaux de l'étude.....	54
Tableau 4 : Régime alimentaire des femelles traitées	57

La liste des figures :

<u>Figure 1</u> : Comparaison des cycles œstral et ovarien de la vache (Source : Mauffré et al., 2016).....	21
e vague.	
<u>Figure 2</u> : Diagramme ovarien des étapes du développement folliculaire (Source : Ball et Peters,	22
<u>Figure 3</u> : <i>Evolution morphologique d'un follicule ovarien dans l'espèce bovine (Source : Hanzen</i>	23
<u>Figure 4</u> : <i>Croissance folliculaire terminale (Source : Mauffré et al., 2016).....</i>	24
<u>Figure 5</u> : <i>Evolution des concentrations plasmatiques en FSH, LH, œstradiol 17 β (E2) et inhibine (INH) au cours d'une vague folliculaire (Source : Mauffré et al., 2016).....</i>	29
<u>Figure 6</u> : <i>Evolution de la concentration des hormones au cours du cycle de la vache (E2 : œstradiol 17β ; INH : inhibine ; P4 : progestérone) (Source : Mauffré et al., 2016).....</i>	30
<u>Figure 7</u> : Reprise du développement folliculaire chez la vache laitière en postpartum (Source : Ennuyer, 2000).....	32
<u>FIGURE 8</u> : Influence des conditions de vêlage sur la cyclicité avant traitement de synchronisation et sur le taux d'ovulation (Grimard et al., 1992).....	34
<u>FIGURE 9</u> : Influence du mode de stabulation sur l'apparition de la cyclicité (Aguer et al., 1982).....	35
<u>FIGURE 10</u> : Pourcentage de vaches cyclées en fonction du nombre de jours post- partum et de l'état corporel au vêlage de 141 vaches Blondes d'Aquitaine dans 27 troupeaux (Gary et al., 1987)	36

Figure 11 : produit commerciale du PGF ₂ α (Enzaprost®T)	39
Figure12: protocole à base de prostaglandine F2a chez les génisses vues en chaleurs après la première injection de PGF2a. (Stevenson <i>et al.</i> , 1999 ; Jemmeson., 2000 ; Hanzen <i>et al.</i> ,2003)	42
Figure13: protocole à base de prostaglandine F2a chez les génisses non vues en chaleurs après la première injection de PGF2a. (Stevenson <i>et al.</i> , 1999 ; Jemmeson., 2000 ; Hanzen <i>et al.</i> ,2003)	44
Figure14: protocole à base de prostaglandine F2a chez les vaches vues en chaleurs après la première injection de PGF2a. (Grimard <i>et al.</i> , 2003)	45
Figure15: protocole à base de prostaglandine F2a chez les vaches non vues en chaleurs après la première injection de PGF2a. (Grimard <i>et al.</i> , 2003)	45
Tableau 16: influence de la dose de prostaglandine F2a injectée sur le taux d'oestrus et sur le taux de gestation suite à l'oestrus induit (P > 0.05).(Garcia-Winder <i>et Gallegos-Sanchez</i> ; 1991)	46
Figure17: le produit du PRID®.....	49
Figure 18: induction et synchronisation d'œstrus chez les vaches et les génisses par PRID®. (Grimard <i>et al.</i> , 2003)	50
Figure 19: Protocole de synchronisation à base de progestagènes (Crestar ®) ou.....	51
progestérone (PRID®) (Grimard <i>et al.</i> , 2003)	51
Figure 20 : Situation de la région d'étude.....	53
Figure 21:PRID® DELTA.....	55
Figure 22: applicateur du PRID®	55
Figure 23: le produit du PGF ₂ α	56
Figure 24 : note 1 région lombarie	58
Figure 25 : note 2 régions lombaires	58
Figure 26 : note 3 régions lombaires	59
Figure 27 : note 4 régions lombaires	59
Figure 28 : note 5 régions lombaires	59
Figure 29 : Résultats obtenus par PGF2α	59
Figure 30 : Résultats obtenus par PRID®.....	60
.Figure 31 : note 4 bases de la queue	60
Figure 32: note 5 régions lombaires	60
.Figure 33 :note 5 bases de la queue.....	60
Figure 34 : Résultats obtenus par PGF2.α	63
Figure 35 : Résultats obtenus par PRID®	63

La liste des abréviations :

eCG : équine chorionic Gonadotropin.

E2 : oestradiol 17 β .

GnRH : Gonadotropin Releasing Hormone ou gonadolibérine.

IA : insémination artificielle.

N : nombre d'animaux.

PGF₂ α : Prostaglandine F₂ α .

PMSG : Prognant Mare Serum Gonadotropin.

PRID® : progestérone releasing intravaginal device.

UI : unités internationales.

Introduction :

Depuis une quinzaine d'années, mais encore d'avantage à l'heure actuelle avec le problème de l'ESB, le marché de la viande bovine traverse une profonde crise. Les éleveurs de bovins allaitants (au même titre que les éleveurs de bovins laitiers) s'ils veulent rentabiliser leurs exploitations se doivent de maîtriser au mieux la reproduction, d'une part en avançant les vêlages précocement dans la saison mais aussi en regroupant les vêlages sur une période aussi réduite que possible. Cependant chez les femelles allaitantes, l'existence d'un anoestrus post-partum accroît l'intervalle entre le vêlage et une nouvelle fécondation et provoque une grande dispersion des vêlages du fait de la variabilité d'apparition de la cyclicité. Pour maîtriser cette variabilité de nombreux protocoles de synchronisation et d'induction de l'oestrus à base de molécules comme la progestérone, les oestrogènes ou les prostaglandines sont déjà couramment utilisés et permettent de regrouper les animaux en lots homogènes.

L'objectif de notre travail consiste à évaluer l'efficacité d'une méthode de synchronisation des chaleurs chez la vache allaitante associant la GnRH aux prostaglandines en la comparant à une méthode associant le dispositif PRID et les prostaglandines. Cette méthode qui a déjà fait ses preuves chez la vache laitière au travers des études de Pursley et al. (1995) aux Etats-Unis ou de Fauxpoint (1997) et Barrassin (1999) en France, s'est révélée prometteuse chez la vache allaitante dans une étude de Geary et al réalisées en 1998

La maîtrise de la reproduction apparait l'une des plus puissantes méthodes pour accroître et améliorer les productions animales, elle permet une large distribution du matériel génétique et rend possible l'établissement des programmes de reproduction.

La synchronisation de l'oestrus des bovins présente des avantages certains sur les plan zootechnique et économique, sur le plan zootechnique, elle permet l'amélioration qualitative et quantitative ainsi que la rationalisation des opérations en production animale. (LEHRER et al. 1992).

Du point de vue qualitatif, l'augmentation du taux d'utilisation de l'insémination artificielle a permis l'accélération de l'amélioration génétique des troupeaux par la diffusion

de semence de taureaux génétiquement supérieurs et hautement sélectionnés. (Odde 1990, Diskin *et al* 2001, Thatcher *et al* 2001).

Du point de vue quantitatif, l'augmentation du nombre des veaux nés par an et par vache, la planification de la reproduction devint possible l'éleveur ne fait plus de confiance au hasard et acquiert d'une part, un pouvoir de décision de l'âge de mise à la reproduction des génisses et la date d'insémination post-partum pour les vaches et d'autre part une indépendance vis-à-vis de la détection des chaleurs souvent difficile dans les troupeaux de grande taille. Cela permet un raccourcissement des périodes improductives, assurant une meilleure productivité du troupeau. (Odde 1990, Diskin *et al* 2001, Thatcher *et al* 2001).

La rationalisation des opérations permet une meilleure planification, et un accroissement de la rentabilité du troupeau sur le plan économique. L'augmentation de la productivité du troupeau, couplée à une rationalisation des opérations s'accompagne nécessairement de gains nets et importants.

Nous disposons actuellement, la comparaison entre deux méthodes de synchronisation des chaleurs chez la vache laitière (PGF₂ α + GnRH et PRIDE + PGF₂ α) chacune ses caractéristiques.

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

Dans une première partie, au travers d'une étude bibliographique, nous présenterons les différents traitements utilisés dans l'étude en rappelant les modes d'action de chaque hormone, et enfin nous étudierons les facteurs de variation de la fertilité à l'œstrus induit par les progestagènes.

Dans un deuxième temps, nous présenterons l'étude expérimentale qui compare les protocoles de PRIDE et PGF sur la qualité de la synchronisation des chaleurs chez des vaches laitières.

**L'ETUDE
BEBLIOGRAPHIQUE**

**PREMIERE PARTIE :
PHYSIOLOGIE DE LA
REPRODUCTION DANS
L'ESPECE
BOVINE**

PREMIERE PARTIE : PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION DANS L'ESPECE BOVINE

L'activité sexuelle et la capacité de reproduction de la vache sont coordonnées par un ensemble de structures anatomiques qui communiquent entre elles par le biais de d'hormones. Parmi ces structures, on retrouve l'hypothalamus et l'hypophyse, les ovaires et l'utérus. Le bon fonctionnement de la fonction de reproduction repose sur l'intégrité anatomique, histologique et fonctionnelle de ces structures.

Ainsi, la connaissance de ces structures et la compréhension des mécanismes de régulation permettent d'optimiser les performances de reproduction et la maîtrise des cycles de la vache. Ces prérequis sont indispensables pour comprendre et mettre en place des traitements de synchronisation des chaleurs avec pour objectif, d'améliorer les performances de reproduction dans l'espèce bovine.

1- Le cycle sexuel dans l'espèce bovine

La vache est une espèce polyoestrienne¹, son activité sexuelle cyclique est continue tout au long de l'année. En effet, sa sexualité n'est pas saisonnée contrairement à ce qui s'observe chez d'autres espèces de mammifères. Toutefois, des facteurs tels que l'alimentation, la race, l'âge, les conditions d'élevage peuvent influencer l'activité sexuelle de la vache.

L'activité sexuelle débute à la puberté, qui intervient en moyenne à l'âge de 10 à 15 mois selon les races, lorsque l'animal atteint 50 % à 60 % de son poids adulte pour les races laitières contre 70 % pour les races allaitantes (Grimard *et al.*, 2017). Dès lors la génisse va présenter de manière cyclique, dans des conditions d'élevages favorables, des modifications de son comportement appelées chaleurs (ou indifféremment œstrus). Ce stade du cycle est caractérisé par l'acceptation par la femelle de l'accouplement avec le mâle et correspond à la période à laquelle elle peut être fécondée. En cas de gestation, cette activité cyclique est interrompue.

Dans l'espèce bovine, un cycle sexuel dure en moyenne 21 jours (entre 19 et 23 jours) pour une femelle multipare et en moyenne 20 jours pour une génisse (Savio *et al.*, 1990).

Au cours du cycle sexuel, des modifications interviennent à différents niveaux et affectent :

- le comportement,
- les ovaires,
- le tractus génital,
- les concentrations hormonales.

A.Le cycle œstral:

Le cycle œstral débute avec l'apparition de l'œstrus (Figure 1). Les chaleurs de la vache durent en moyenne 12 h et se caractérisent par des signes comportementaux primaires² et

secondaires 3 . Les signes comportementaux secondaires (ou mineurs) sont sujets à d'importantes variations individuelles et sociales en relation avec le rang hiérarchique de l'animal. Ils sont en réalité non systématiques et beaucoup moins significatifs que l'acceptation du chevauchement, seul signe spécifique des chaleurs (Hanzen, 2015).

I. RAPPEL DE LA PHYSIOLOGIE DU CYCLE OESTRAL DE LA VACHE.

La durée du cycle de la vache est de 21 jours en moyenne. Celui-ci peut-être divisé en une phase folliculaire de 3-4 jours et une phase lutéale de 17 jours.

1. L'axe hypothalamo-hypophysaire.

L'apparition de la cyclicité est sous la dépendance de la sécrétion de plusieurs hormones au niveau de l'hypothalamus et de l'hypophyse.

L'hypothalamus sécrète de façon pulsatile un décapeptide, la gonadolibérine ou GnRH qui va stimuler la synthèse et la sécrétion de deux hormones au niveau de l'hypophyse antérieure, la FSH (Folliculo Stimulating Hormone) et la LH (Luteinizing Hormone).

L'action combinée de ces trois hormones va influencer la croissance folliculaire lors de la phase gonadodépendante.

2. La maturation folliculaire.

a. Phase non-gonado dépendante.

Cette première phase correspond au développement d'un follicule primordial à un follicule tertiaire, lequel recruté pourra être intégré à une vague folliculaire. Pendant cette période les cellules de la thèque interne du follicule acquièrent des récepteurs à la LH et les cellules de la granulosa des récepteurs à la FSH.

b. Phase gonado-dépendante

On peut diviser cette phase en trois étapes qui sont les suivantes :

-la phase de **recrutement** : cette phase est sous dépendance de la FSH (Fieni et al., 1995). Lors de celle-ci on constate l'émergence tous les sept à neuf jours d'une cohorte de follicules (vague folliculaire) sous l'action de la FSH. Cette FSH se fixe sur les récepteurs de la granulosa et stimule la formation d'œstrogènes par les cellules thécales et induit la formation de récepteurs à la LH.

L'augmentation du taux d'oestradiol a une action positive sur la production de GnRH. Ainsi, associée à la FSH, l'augmentation de la fréquence des décharges de LH stimule la sécrétion d'oestradiol mais aussi d'inhibine par les cellules de la granulosa. Cette inhibine va supprimer la synthèse et la libération de la FSH alors que la LH ne sera que très peu affectée. Cette diminution de la libération de FSH va être à l'origine de la phase suivante.

-la phase de **sélection** : quand un follicule a acquis suffisamment de récepteurs à LH pour lui permettre de subsister quand le taux de FSH diminue, il sécrète de grandes quantités d'œstrogènes et continue à croître en raison de l'augmentation de sa propre sensibilité à la FSH et à la production de facteurs de croissance locaux, plus particulièrement l'insuline-like. Pour les follicules non sélectionnés, la sécrétion réduite de FSH ne permet plus la croissance. L'aromatation des androgènes en œstrogènes qui s'accumulent dans le liquide folliculaire conduit à leur atrophie.

-la phase de **dominance** : cette phase est sous la dépendance de la LH, la LH assure la maturation du follicule dominant dont l'avenir dépend de la fréquence des décharges de LH. Lorsqu'un corps jaune est présent, la fréquence d'une décharge de LH toutes les trois à quatre heures aboutit à la perte de dominance et à l'atrophie du follicule. Une nouvelle vague folliculaire émerge alors.

3.L'ovulation et le devenir du corps jaune.

a. Rupture folliculaire et libération de l'ovocyte.

Lorsque la fréquence des décharges de LH est d'un pic par heure, l'ovulation peut avoir lieu. Une heure avant la décharge ovulatoire de LH se produit une baisse de la concentration en œstrogènes (Physiologie de la reproduction ENVA, 1998), qui pourrait être le signal de la décharge ovulatoire de LH.

b. Installation et fonctionnement du corps jaune.

Après l'ovulation, les restes du follicule nouvellement vascularisé s'hypertrophient et prolifèrent rapidement pour former le corps jaune. Le corps jaune contient des petites et des grandes cellules lutéales. Les petites cellules proviennent de la thèque et les grandes de la granulosa.

Les deux types de cellules produisent de la progestérone, mais les petites en produisent environ six fois plus. La concentration de progestérone augmente deux à trois jours après l'ovulation et atteint son maximum au bout de dix jours.

La progestérone exerce un effet rétroactif négatif sur l'hypothalamus : pendant la phase lutéale elle inhibe l'ovulation tout en permettant l'émergence d'une nouvelle vague folliculaire.

c. Régression du corps jaune.

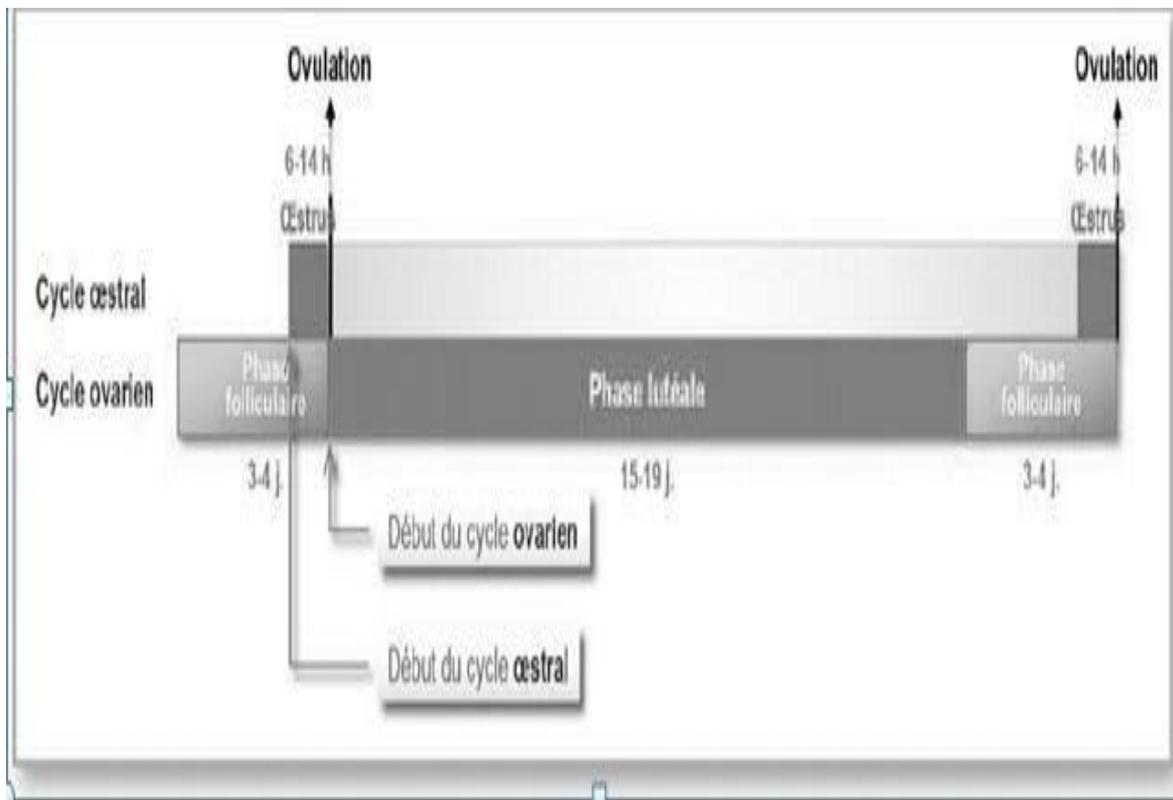
En fin de phase lutéale, seules les petites cellules continuent à produire de la progestérone. Les grandes cellules s'orientent vers la production d'ocytocine, qui se fixe sur les récepteurs utérins, provoquant la synthèse et la libération de prostaglandines (PGF 2α) par l'endomètre, ce qui aboutit à la lutéolyse.

Une intervention des œstrogènes n'est pas non plus exclue : ceux-ci ayant une action lutéolytique marquée chez la vache (Physiologie de la reproduction ENVA, 1998). Ils stimulent la synthèse des récepteurs à l'ocytocine dans l'utérus, ce qui semble être un des

premiers événements préparant la lutéolyse. La prostaglandine F2 α reste cependant le facteur dominant.

Chez la vache un cycle peut comporter deux ou trois vagues folliculaires, deux vagues de poussée et d'atrésie ont lieu entre les jours 3-7 et 9-13 du cycle, le follicule ovulatoire provenant de la dernière

Figure 1 : Comparaison des cycles œstral et ovarien de la vache (Source : Mauffré et al., 2016)



B. Le cycle ovarien:

L'ovulation définit le premier jour du cycle ovarien. Le cycle ovarien et le cycle œstral sont donc légèrement décalés puisque l'ovulation se produit après les chaleurs (Figure 1). Suite à l'ovulation, débute la phase lutéale correspondant à la période de maintien du corps jaune. Cette phase lutéale dure entre 15 et 19 jours et s'achève suite à la régression du corps jaune (lutéolyse⁴). La phase comprise entre la lutéolyse et la prochaine ovulation, période de 3-4 jours, est appelée quant à elle : phase folliculaire. Le cycle ovarien est donc une succession de phase lutéale et de phase folliculaire ponctué par une ovulation environ tous les 21 jours.

Phase lutéale

La phase lutéale débute immédiatement après l'ovulation. Suite à l'ovulation, la rupture du follicule dominant s'accompagne de modifications cytologiques et biochimiques du follicule ayant ovulé. Plus spécifiquement, les cellules de la thèque interne et les cellules de la granulosa se regroupent et se modifient pour donner un tissu homogène : le tissu lutéal ou corps jaune (Ennuyer, 2000). L'évolution de ce corps jaune peut être décomposée en trois périodes (Fieni *et al.*, 1995) :

- une période de croissance de quatre à cinq jours, au cours de laquelle il est insensible aux prostaglandines,
- une période de maintien d'activité de huit à dix jours (il atteint alors un diamètre minimal de 20 mm en fin de croissance (Mialot *et al.*, 2001)),
- une période de lutéolyse (s'il n'y a pas eu de fécondation), sous influence de la prostaglandine F₂ α (PGF₂ α) produite par l'endomètre aux alentours du 16^{ème} ou 17^{ème} jour du cycle aboutissant à la formation d'un reliquat ovarien, le corps blanc (Fieni *et al.*, 1995).

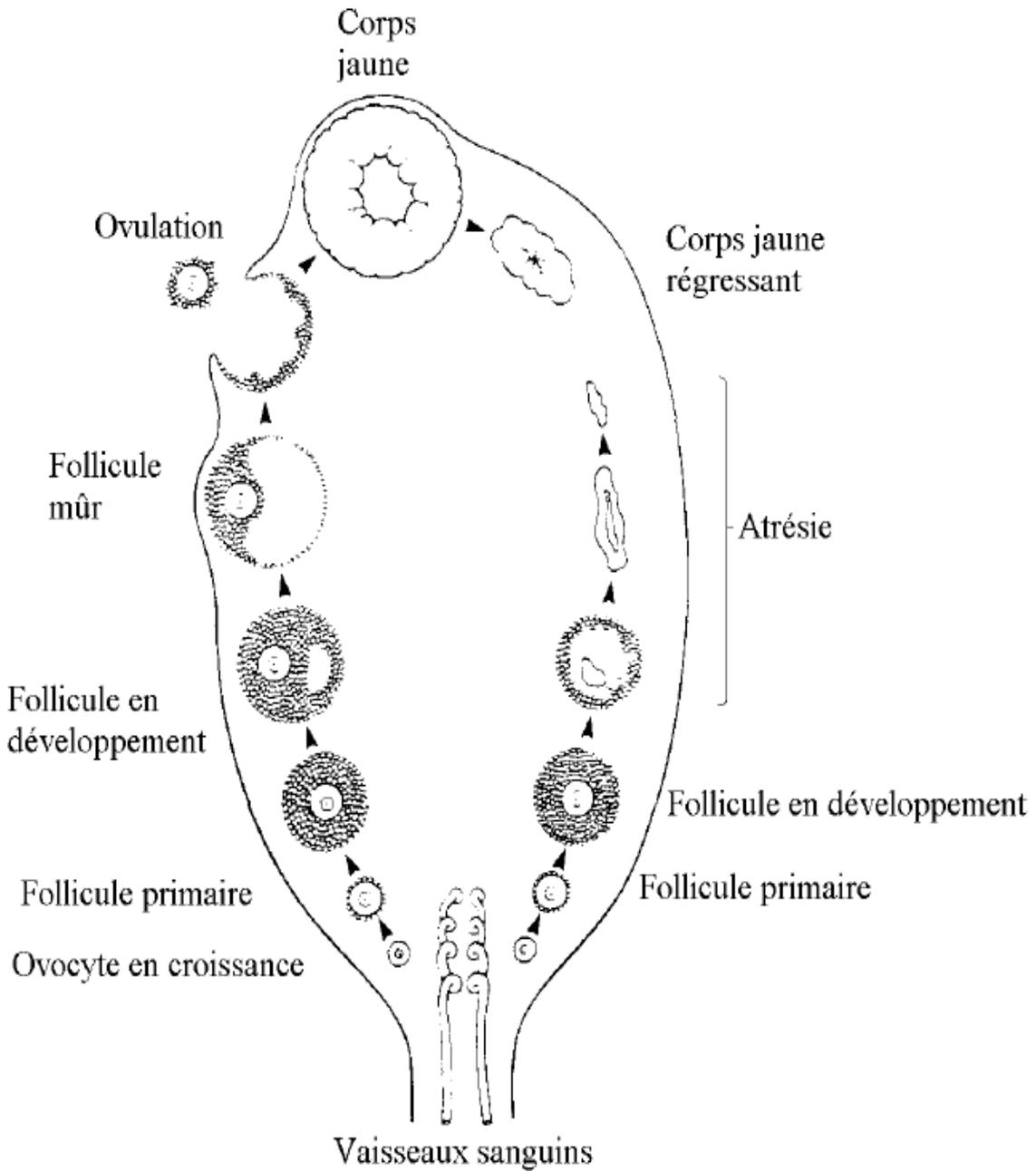
Le corps jaune produit essentiellement de la progestérone⁵ qui inhibe la libération de GnRH, donc la sécrétion de LH et le pic pré ovulatoire de LH. Ainsi, lors de la lutéolyse, la régression du tissu lutéal va stopper la production de progestérone par le corps jaune et ainsi lever le blocage de l'ovulation (par le biais du rétrocontrôle négatif sur l'hypothalamus).

Phase folliculaire

A la naissance, la vache dispose d'un stock limité de follicules primordiaux constitué pendant la vie. A partir, de la puberté, ces follicules vont progressivement, et de façon continue tout au long de la vie de l'animal, sortir de cette réserve pour entreprendre une succession de transformations conduisant du follicule primordial au follicule pré-ovulatoire. L'ensemble de ces différentes étapes constitue la folliculogenèse ou succession des étapes de développement des follicules (Figure 2)

Figure 2 : Diagramme ovarien des étapes du développement folliculaire (Source : Ball et Peters,

200



La folliculogénèse se déroule en deux étapes : une phase non gonado-dépendante à croissance continue de plusieurs mois et une phase gonado-dépendante à caractère cyclique (vagues folliculaires)

Les follicules primordiaux sont le point de départ de la croissance folliculaire. Formés à partir de deux millions d'ovogonies, on obtient 235 000 follicules primordiaux qui constituent la réserve ovarienne. Cette dernière décline progressivement au cours de la vie de l'animal (Hanzen, *et al.*, 2000).

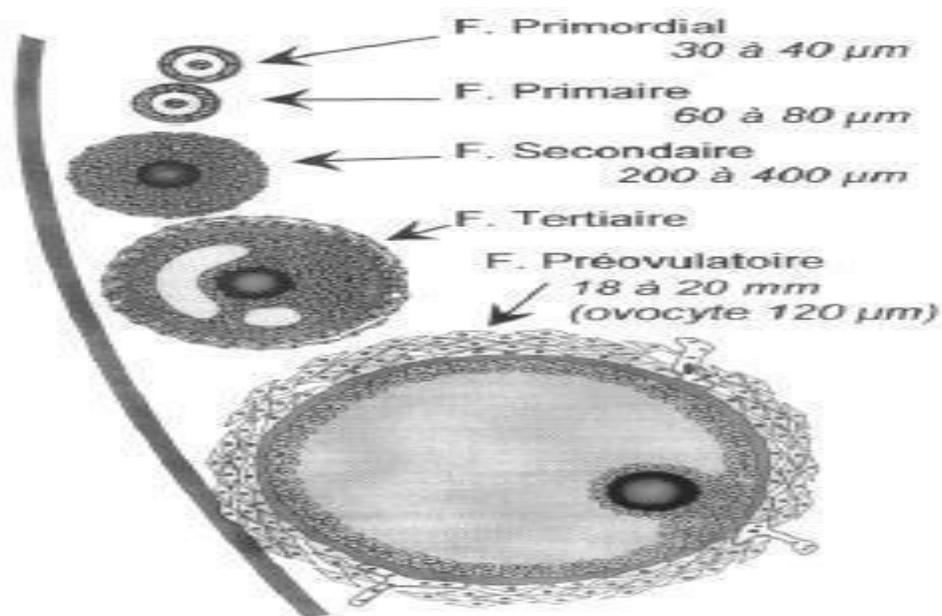
- Phase non gonado-dépendante (Ennuyer, 2000 ; Hanzen *et al.*, 2000) :

Il s'agit de la transformation du follicule primordial (30-40 μm de diamètre) en follicule à antrum ou tertiaire (3-5 mm). Cette croissance va donner successivement des follicules primaires (60-80 μm), secondaires (0,2-0,4 mm) puis tertiaires (Figure 3).

À partir de la puberté, environ 80 follicules primordiaux quittent la réserve ovarienne chaque jour et débutent leur croissance. Cette croissance, indépendante des concentrations en gonadotrophines (FSH et en LH), est régulée par des facteurs de croissance locaux et dure plus de six mois. À l'issue de cette phase de croissance, les follicules tertiaires sont stockés en périphérie de l'ovaire, dans le stroma. Une étape importante intervient à cette période et concerne la synthèse de récepteurs à la LH sur les cellules de la thèque interne et des récepteurs à la FSH sur celles de la granulosa, récepteurs indispensables pour la suite de la croissance folliculaire

(Hanzen *et al.*, 2000)

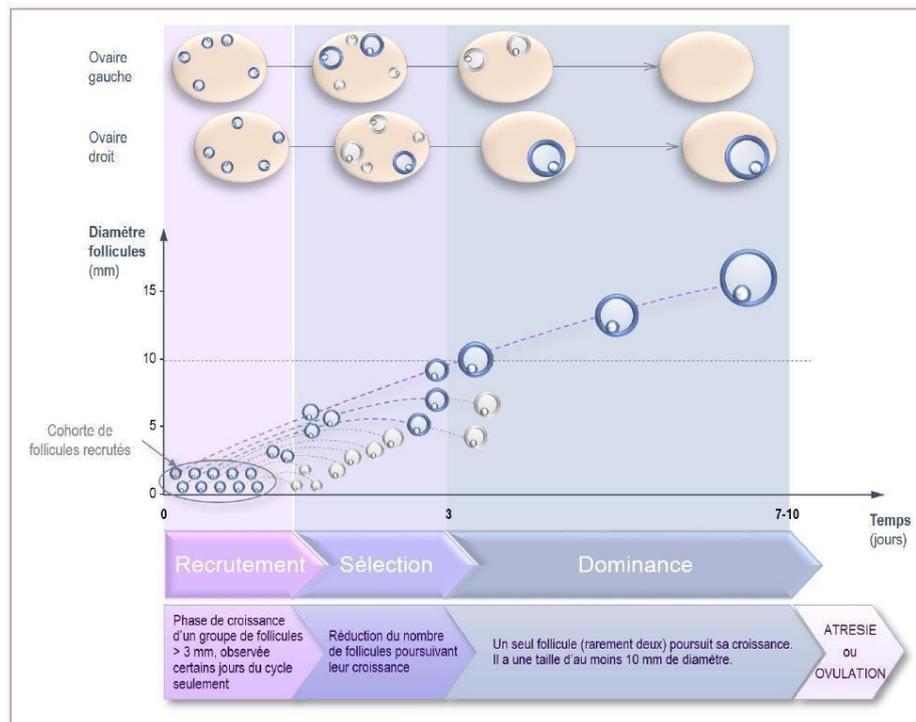
Figure 3 : Evolution morphologique d'un follicule ovarien dans l'espèce bovine (Source : Hanzen *et al.*, 2000)



- **Phase gonado-dépendante** (Ennuyer, 2000 ; Hanzen *et al.*, 2000 ; Mialot *et al.*, 2003) :

Il s'agit de la période de croissance folliculaire pendant laquelle l'influence des gonadotrophines est primordiale. Cette croissance folliculaire terminale concerne les deux ovaires, qui se comportent comme une unité unique, avec des follicules se développant simultanément sur les deux ovaires. Au cours de cette phase, le follicule à antrum (3-5 mm) subit un ensemble de transformations sous l'influence de la FSH et de la LH qui le conduisent au stade pré-ovulatoire (20 mm) (Figure 3). Seul un follicule sur mille atteindra ce stade, les 99,9 % des follicules restants vont donc dégénérer : on parle d'atrésie folliculaire. Chez la vache, cette phase de croissance terminale s'effectue selon un schéma particulier appelé "vague folliculaire" (Figure 4) qui comporte trois phases : recrutement, sélection, dominance. Le cycle de la vache peut compter une à quatre vagues folliculaires, même si le plus souvent un cycle ne comporte que deux ou trois vagues. Le pourcentage de vaches à deux ou trois vagues diffère selon les études. Ainsi, 75 % des vaches (race Prim'Holstein) ont deux vagues de croissances folliculaires (Murphy *et al.*, 1990) ou trois (Noseir, 2003).

Figure 4 : Croissance folliculaire terminale (Source : Mauffré *et al.*, 2016)



Recrutement

Le recrutement correspond à l'entrée dans la phase de croissance folliculaire terminale d'un petit groupe de follicules de plus de 3 mm de diamètre, de façon synchrone, sous l'effet d'une augmentation de la concentration en FSH. Chaque cohorte de follicules tertiaires comprend généralement chez la vache entre cinq et vingt follicules.

Sélection

La sélection est la phase qui conduit à l'émergence d'un follicule plus développé que les autres, le follicule dominant, parallèlement à l'atréisie progressive de tous les autres follicules de la cohorte. Cette sélection repose sur les variations des taux circulants de FSH et de LH. En effet, à ce stade de la vague folliculaire, la FSH diminue et la LH augmente. Ainsi, seul un follicule ayant des récepteurs à la LH (follicule le plus développé) peut poursuivre sa croissance, les autres follicules subissant l'atréisie en liaison avec la baisse du taux de FSH plasmatique. A cette étape, le follicule dominant atteint chez la vache la taille moyenne de 10 mm de diamètre.

Dominance

La dominance est la phase qui correspond à la maturation du follicule dominant issu de la phase de sélection. Cette phase présente une durée variable et explique la variabilité observée de la durée des vagues folliculaires.

Le devenir du follicule dominant dépend du stade du cycle et est fonction de la concentration en progestérone. En effet, en présence d'un corps jaune (phase lutéale), la progestérone produite exerce un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire- gonadotrope qui empêche l'apparition du pic de LH nécessaire à l'ovulation. De ce fait, dans la plupart des cas, le follicule dominant s'atréisie et on assiste à la succession de deux ou trois vagues folliculaires.

En fin de cycle (après 16 ou 17 jours) et suite à la lutéolyse, le corps jaune régresse et ne produit plus suffisamment de progestérone. Le rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire-gonadotrope associé à la progestéronémie élevée disparaît et autorise la survenue d'un pic de LH donnant lieu à l'ovulation⁶ du follicule dominant de la vague folliculaire en cours (deuxième ou troisième vague). A ce stade, ce follicule a atteint une taille moyenne de 16 mm de diamètre (Mauffré *et al.*, 2016).

Succession des vagues folliculaires au cours d'un cycle

Une vague folliculaire dure en moyenne sept à dix jours. Dès qu'une vague se termine, une nouvelle vague débute immédiatement, quel que soit le devenir du follicule dominant. (Ennuyer, 2000). Le nombre de vagues influence la durée du cycle : les cycles à trois vagues sont en moyenne plus longs que ceux à deux vagues (respectivement 22-23 jours et 19-20 jours). La durée de la première vague influence également le nombre de vagues par cycle : ainsi, une première vague courte (sept jours) est souvent associée à un cycle à trois vagues alors qu'une première vague de plus longue durée (dix jours) donne plus fréquemment lieu à un cycle à deux vagues (Mauffré *et al.*, 2016).

Le cycle du tractus génital :

On observe également des modifications des voies génitales qui interviennent également de façon cyclique, principalement sous l'action combinée des œstrogènes et de la progestérone.

Au cours d'un cycle, l'utérus va changer de consistance. Il est "souple" à "mou" pendant la majeure partie du cycle, et plus "ferme" et "tonique" au moment des chaleurs (contractions utérines provoquées par la concentration, à ce stade très élevée, en œstrogènes).

Les sécrétions cervicales sont constituées d'une phase liquide et d'une phase protéique et ont pour rôle d'obstruer le canal cervical. La phase protéique est composée de nombreuses protéines filamenteuses organisées en réseau et ce réseau protéique est modifié pendant la période péri-ovulatoire. En effet, il se relâche pour permettre le passage des spermatozoïdes vers les cornes utérines.

Pendant la phase folliculaire, l'augmentation de la concentration en œstrogènes stimule fortement la production des sécrétions utérines et cervicales et en modifie l'apparence. Ces sécrétions sont alors translucides, plus abondantes, et plus visqueuses autour des chaleurs.

La concentration élevée en œstrogènes est également responsable d'une congestion des voies génitales associée à une multiplication de petits vaisseaux capillaires. La réduction de la concentration en œstrogènes après l'ovulation est responsable de la rupture de ces vaisseaux et d'un saignement plus ou moins abondant, parfois visible 24-48 heures après l'ovulation.

2-Régulation du cycle sexuel

Les modifications structurelles et fonctionnelles des différentes structures anatomiques sont le résultat de l'évolution cyclique de la concentration de différentes hormones.

Hormones intervenant dans la régulation du cycle

2.1.1. La GnRH

La GnRH est une neuro-hormone synthétisée par l'hypothalamus. Son rôle est de stimuler de manière pulsatile l'antéhypophyse pour induire en réponse la libération de deux autres hormones : la FSH et la LH. La GnRH est elle-même sécrétée en réponse à des stimuli et est régulée, entre autres, par la progestérone et les œstrogènes.

Au plan thérapeutique, cette hormone est utilisée principalement pour induire un pic de LH chez des animaux réceptifs mais pour qui cette production est déficiente, avec pour conséquence l'ovulation du follicule dominant, s'il est présent.

La FSH

L'hormone folliculostimulante est une hormone gonadotrope synthétisée par l'antéhypophyse. Son rôle est de stimuler la croissance terminale des follicules réceptifs, c'est à dire les follicules possédant des récepteurs à la FSH. Elle va également stimuler par le biais des follicules à antrum, la production d'œstrogènes et d'inhibine.

La LH

L'hormone lutéinisante est également une hormone gonadotrope produite par l'antéhypophyse et, comme la FSH, qui est régulée par la GnRH. La LH peut agir soit sur le corps jaune en formation, soit sur le follicule dominant qui est le seul à posséder des récepteurs à la LH. Elle est sécrétée comme la GnRH de manière pulsatile.

De ce fait, elle va permettre de stimuler la maturation terminale du follicule dominant et par conséquent la production d'œstradiol mais également d'induire l'ovulation (suite à un pic de LH), de stimuler la formation d'un corps jaune et la production de progestérone par ce même corps jaune (action lutéotrope).

Les œstrogènes

Les œstrogènes sont des hormones stéroïdiennes produites par les follicules tertiaires (à antrum). Ces hormones sexuelles sont largement responsables des modifications comportementales observées lors de l'œstrus. Les œstrogènes interviennent également dans la régulation du cycle sexuel en exerçant, à faible concentration un rétrocontrôle négatif sur l'antéhypophyse et l'hypothalamus empêchant la libération de FSH et de LH. A forte concentration, les œstrogènes vont avoir un rôle différent et vont exercer un rétrocontrôle fortement positif sur l'hypothalamus, et ainsi permettre la libération massive de GnRH à l'origine d'un pic de LH.

L'inhibine

L'inhibine est une hormone protéique produite comme les œstrogènes par les follicules tertiaires. La production d'inhibine est fonction du développement folliculaire : plus les follicules tertiaires se développent, plus la concentration en inhibine augmente.

Son rôle est d'inhiber spécifiquement la production de FSH en exerçant un rétrocontrôle négatif sur l'antéhypophyse (FSH spécifiquement).

La progestérone

La progestérone est une hormone stéroïdienne produite par le corps jaune. A concentration élevée, elle exerce un rétrocontrôle négatif sur l'hypothalamus en réduisant la fréquence des pulses de GnRH libérée par l'hypothalamus, ce qui entraîne à son tour la réduction des pulses de LH sécrétée par l'hypophyse et empêche ainsi la formation du pic de LH responsable de

l'ovulation. Les vagues folliculaires se succèdent avec atresie systematique du follicule dominant.

A l'inverse, suite à la lutéolyse, la production de progestérone diminue fortement. La chute de la progestéronémie s'accompagne alors de la levée du rétrocontrôle négatif exercé sur l'hypothalamus. La fréquence des pics de GnRH augmente et indirectement celle des pic de LH aussi, autorisant l'apparition du pic de LH et l'ovulation du follicule dominant de la vague folliculaire en cours.

La prostaglandine F2 α

La prostaglandine F2 alpha (PGF2 α) est une hormone (facteur humoral) produit par l'endomètre en fin de phase lutéale (entre le 16^{ème} et le 19^{ème} jour du cycle). Elle agit sur le corps jaune en provoquant sa régression (lutéolyse) à l'origine de la chute de la progestéronémie observée en fin de phase lutéale.

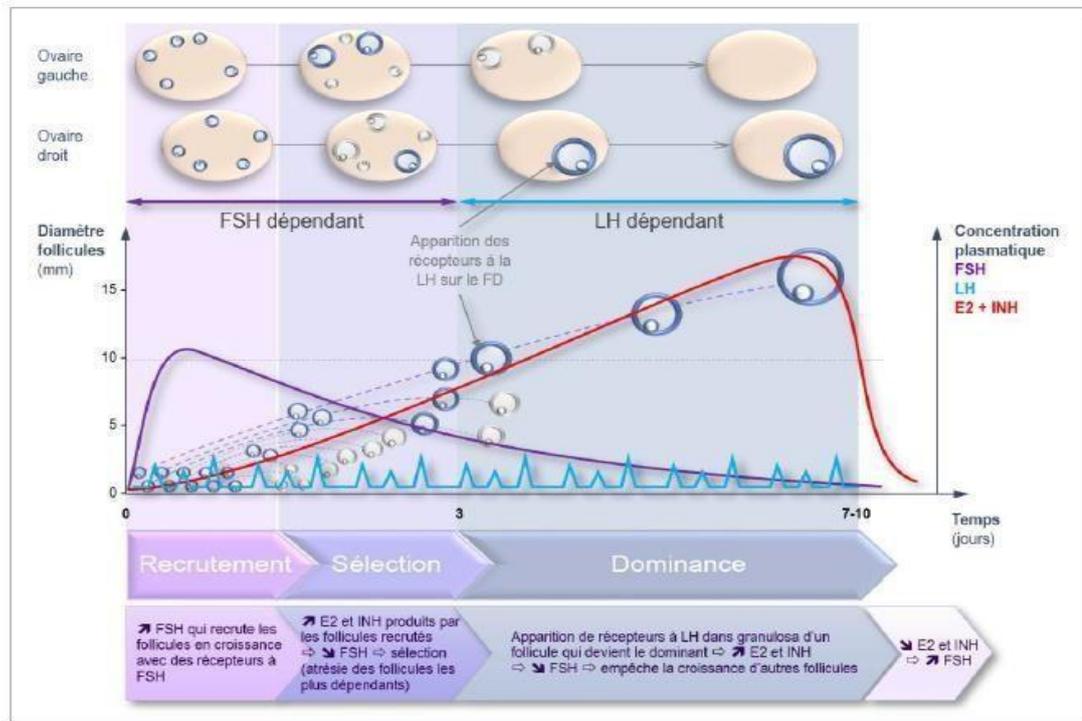
Mécanismes hormonaux de régulation du cycle

Chaque vague folliculaire débute par l'augmentation de la concentration en FSH qui recrute les follicules tertiaires sensibles à la FSH, c'est à dire possédant des récepteurs à la FSH (follicules de plus de trois millimètres) (Figure 5).

Les follicules recrutés produisent de l'œstradiol et de l'inhibine. Les concentrations de ces deux hormones augmentent progressivement tout au long de la vague folliculaire, en corrélation avec l'augmentation de taille des follicules qui les produisent. L'augmentation des concentrations en œstradiol et en inhibine, qui exercent un rétrocontrôle négatif sur le complexe hypothalamo-hypophysaire, induit une diminution de la FSH circulante. Une fois la concentration en FSH devenue insuffisante pour assurer le développement de tous les follicules recrutés, seul le follicule dominant subsiste. Le follicule dominant possède des récepteurs à LH, ce qui, contrairement aux autres follicules, lui permet de passer d'un statut FSH-dépendant à un statut LH-dépendant et poursuivre ainsi sa croissance et sa maturation grâce à la LH produite.

La chute de la concentration plasmatique en œstrogènes et en inhibine, associée à l'atresie du follicule dominant ou à son ovulation, va permettre la levée du rétrocontrôle négatif sur l'hypophyse. Par conséquent, la concentration en FSH augmente à nouveau et une vague folliculaire est initiée.

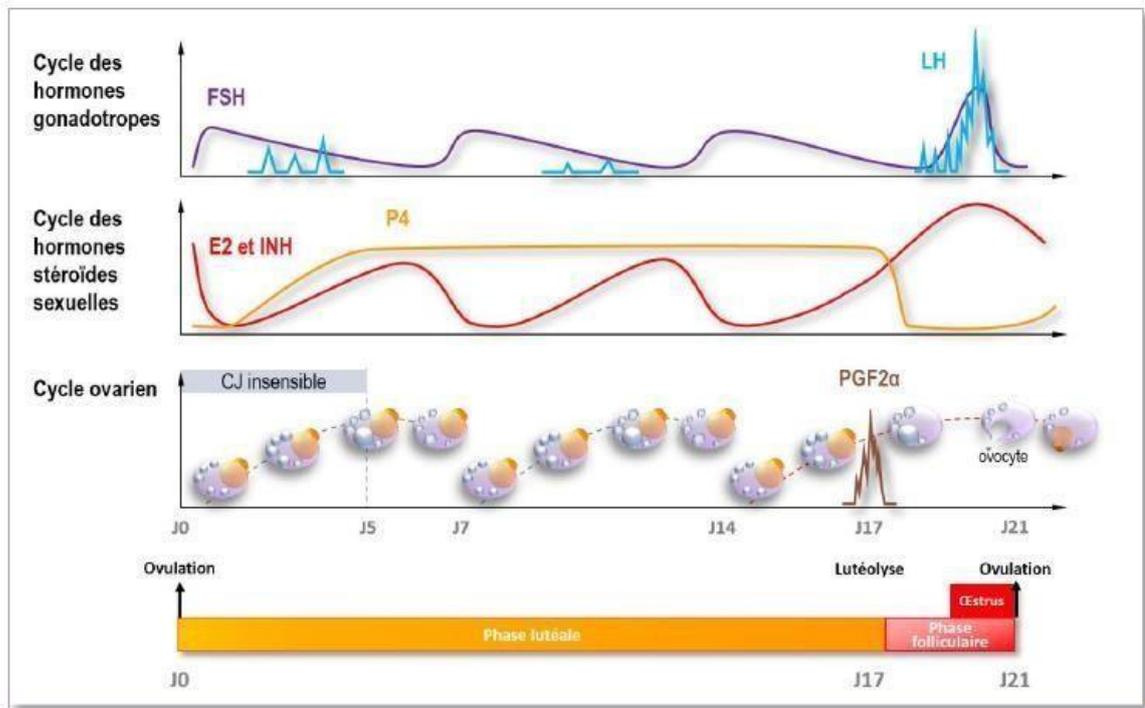
Figure 5 : Evolution des concentrations plasmatiques en FSH, LH, œstradiol 17 B (E2) et inhibine (INH) au cours d'une vague folliculaire (Source : Mauffré et al., 2016)



En phase lutéale, la concentration en progestérone augmente les cinq premiers jours avant de se stabiliser, puis se maintient à un taux élevé tant que le corps jaune reste fonctionnel (Figure 6). De ce fait, les follicules dominants ne peuvent ovuler et s'atrévient, laissant place à la vague folliculaire suivante.

En phase folliculaire, suite à la régression du corps jaune régresse sous l'action de la prostaglandine F2 α (sécrétée par l'endomètre), la concentration en progestérone diminue. Le rétrocontrôle négatif exercé par la progestérone sur l'hypothalamus est alors levé et permet à la vague folliculaire débutante d'aller jusqu'à l'ovulation. En effet, dans cette vague folliculaire, le follicule dominant sécrète de plus en plus d'œstradiol et d'inhibine. En l'absence du rétrocontrôle négatif lié à la progestérone, cette concentration plasmatique en œstradiol atteint un niveau très élevé, à l'origine dans ces conditions d'un rétrocontrôle fortement positif sur l'hypothalamus. En réponse à cette forte stimulation, une libération massive de GnRH est observée et conduit à la formation d'un pic de LH pré-ovulatoire (et dans une moindre mesure à celle d'un pic de FSH).

Figure 6 : Evolution de la concentration des hormones au cours du cycle de la vache (E2 : œstradiol 17β ; INH : inhibine ; P4 : progestérone) (Source : Mauffré et al., 2016)



3-Mise en place et altérations de la cyclicité

Initiation de la cyclicité et puberté

La puberté chez la génisse correspond à la mise en place de la fonction de reproduction, c'est-à-dire sa capacité à être fécondée.

Selon les auteurs, le début de la puberté peut être associé à différents critères comme des critères comportementaux (âge au premier œstrus (Reece, 2015)), ou des critères hormonaux (âge à la première augmentation significative de la concentration de progestérone plasmatique (Salisbury et VanDemark, 1978)). Dans tous les cas, l'apparition de la puberté est sous l'influence de plusieurs facteurs dont :

- l'âge,
- la race,
- la vitesse de croissance,
- la génétique,
- l'environnement (saison de naissance, température, luminosité, etc.).

D'un point de vue anatomique et physiologique, la femelle prépubère possède tout le matériel nécessaire pour permettre une ovulation. En effet, dès la naissance la génisse possède un stock de follicules primordiaux et dès sa deuxième semaine de vie, les vagues folliculaires se mettent en place (Evans et al., 1994). A ce moment-là, les structures ovariennes sont fonctionnelles et l'axe gonadotrope est bien réceptif. Toutefois, ce dernier est sous l'influence du rétrocontrôle négatif exercé par les œstrogènes, empêchant ainsi la synthèse de GnRH « hypothalamique ».

La levée de ce rétrocontrôle négatif repose sur l'ensemble des facteurs de variations,

intrinsèques (poids, âge, race, génétique) et extrinsèques (saison, luminosité, présence des congénères, niveau alimentaire et conditions d'élevage). Lorsque la plupart d'entre eux sont favorables, ils vont générer des stimuli qui vont permettre aux neurones à GnRH de libérer comme son nom l'indique, de la GnRH, et ainsi permettre les réactions en cascade conduisant à l'ovulation et par conséquent à l'apparition de la puberté. Ceci témoigne de l'importance de ces facteurs de variations et tout particulièrement du stade de développement corporel (intégrant qualité de la ration des génisses, niveaux alimentaires, gain moyen quotidien). C'est pour cette raison que l'un des outils les plus utilisés pour évaluer le statut pubertaire d'une femelle est le stade de développement corporel. On considère un animal pubère lorsqu'il atteint 40 à 70 % de son poids vif adulte, ce qui correspond en moyenne selon les races à des animaux âgés de 11 à 15 mois, avec une puberté précoce en races laitières et plus tardive en races allaitantes. Le gain moyen quotidien (GMQ) permet d'atteindre plus ou moins rapidement le poids nécessaire au passage de la puberté. Ainsi, les éleveurs peuvent, en fonction de l'alimentation qu'ils fournissent à leurs animaux, obtenir des animaux avec une puberté plus précoce ou au contraire plus tardive.

Gestation et altération de la cyclicité

Durant la gestation, les vagues folliculaires continuent à se succéder pendant les six premiers mois. Du fait de la présence du fœtus, les taux d'œstrogènes (origine placentaire) et de progestérone (origine mixte maternelle et placentaire) augmentent pour atteindre des niveaux élevés. Ces fortes concentrations en œstrogène et progestérone exercent un rétrocontrôle négatif sur l'axe gonadotrope. Ainsi, ils inhibent la sécrétion de FSH et LH, ce qui réduit l'activité ovarienne (Crowe et al., 2014) avec pour conséquence la mise au repos des ovaires et un arrêt complet des vagues folliculaires dans les trois à quatre semaines précédant le part.

Reprise de la cyclicité postpartum (Forde et al., 2011)

Suite à la mise-bas, les concentrations plasmatiques en œstrogènes et progestérone chutent rapidement. Ceci s'explique par la disparition du corps jaune et l'expulsion du placenta, qui produisaient ces hormones stéroïdiennes pendant la gestation. De ce fait, le rétrocontrôle négatif exercé sur l'axe gonadotrope est levé, permettant à nouveau la sécrétion des gonadotrophines (FSH et LH).

La restauration de la sécrétion de FSH est rapide et intervient généralement trois à cinq jours après le vêlage, permettant à la première cohorte de follicules de se développer. Le premier follicule dominant est formé entre le cinquième et le dixième jour postpartum (Figure 7). Ainsi, toutes les vaches présentent le développement d'une vague folliculaire, avec apparition d'un follicule dominant, dans la deuxième semaine postpartum et ce, indépendamment de leur état corporel ou du contexte énergétique (Beam et Butler, 1997).

La reprise de la cyclicité nécessite l'ovulation du follicule dominant et dépend donc de la vitesse de restauration de la libération pulsatile de la LH. Cette restauration est plus lente, plus tardive, que celle de la FSH. Ce manque de LH entraîne une faible production d'androgènes (précurseurs de l'œstradiol) par les cellules de la thèque du follicule. Ce défaut de production d'androgènes entraîne à son tour une faible production d'œstradiol par les cellules de la granulosa et in fine l'atrésie (Hillier, 1994).

La première ovulation survient en moyenne entre quatorze et vingt-cinq jours postpartum, et ce, généralement en l'absence de signes visibles de chaleurs (66 % des cas en races laitières) (Mialot et al., 2001 ; Ennuyer, 2000). Cette première ovulation est fréquemment suivie d'une phase lutéale courte (quatre à treize jours), avec des niveaux en progestérone inférieurs à la normale, en raison d'une lutéolyse due à une sécrétion précoce de prostaglandine F2 α

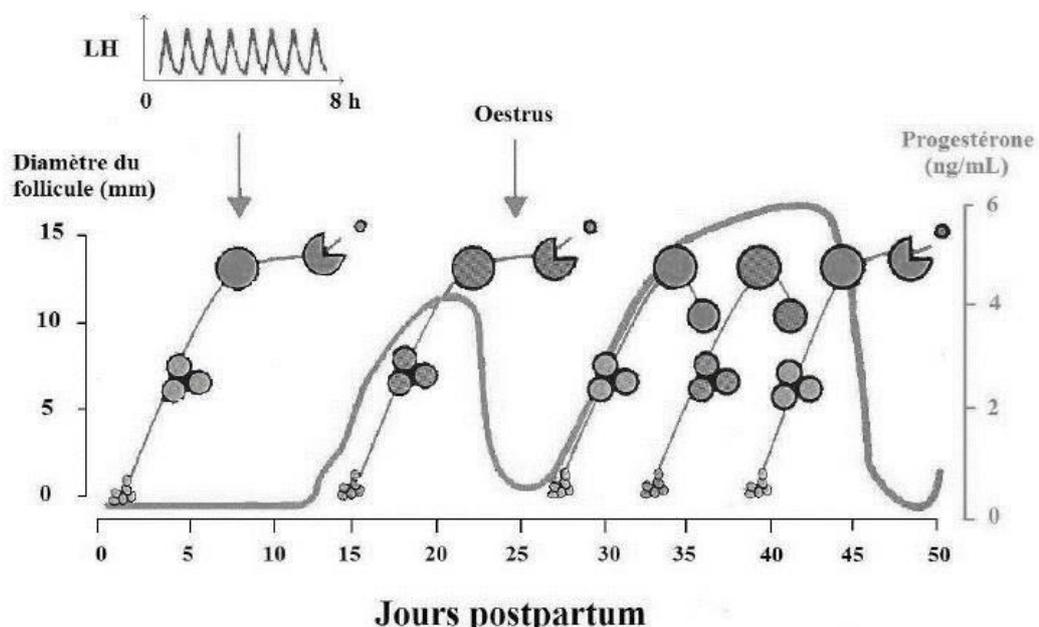
d'origine utérine (Ball et Peters, 2008).

En définitif, la fréquence des pulses de LH est le facteur limitant qui conditionne la reprise de la cyclicité chez la vache. En l'absence de facteurs humoraux (œstradiol et progestérone), la reprise de la sécrétion de LH, autrement dit l'augmentation de la fréquence des décharges, est aussi très fortement conditionnée par des facteurs de variations tels que le bilan énergétique, l'état corporel, l'allaitement...

Une fois la fréquence des pulses de LH rétablie, la production d'œstradiol par le follicule dominant est possible et le pic de LH pré-ovulatoire peut avoir lieu. La reprise de la cyclicité pour la vache laitière a lieu en moyenne entre trente et quarante jours postpartum (Crowe et al., 2014). Chez les races allaitantes qui allaitent leurs veaux, la reprise de la cyclicité est plus tardive car la fréquence des pulses de LH est plus faible entre quinze et vingt jours après vêlage. La reprise de cyclicité a donc lieu aux environs du soixantième jour postpartum (Crowe et al., 2014). L'allaitement est en réalité un facteur de variabilité influençant la reprise de la cyclicité et donc la durée de l'anœstrus postpartum. Il sera traité plus en détail dans le paragraphe « 4.2. Les facteurs individuels ».

En conclusion, le retour à une activité ovarienne et une cyclicité normales se fait en moyenne entre trente et soixante jours après le vêlage, selon la race, le bilan énergétique, l'état corporel ou encore l'allaitement. Il indique le bon rétablissement des interactions entre l'axe gonadotrope, les ovaires et l'utérus.

Figure 7: Reprise du développement folliculaire chez la vache laitière en postpartum (Source: Ennuyer, 2000)



4- FACTEURS DE VARIATION DE LA CYCLICITE CHEZ LES VACHES ALLAITANTES.

1. Les facteurs de variation liés à l'animal.

a. La race.

A soixante jours post-partum, période où les éleveurs souhaiteraient mettre leurs vaches à la reproduction, on constate que seulement 15 % des vaches charolaises, 24 % des vaches salers, 60 % des vaches blondes d'Aquitaine et 67 % des vaches limousines sont cyclées. (Petit et al., 1977 ; Gaillardou et al., 1984). Ce n'est que quatre vingt dix jours post- partum que 50 % des vaches charolaises et salers sont cyclées.

TABLEAU I : Activité ovarienne post-partum de vaches allaitantes (Janvier-Avril).

Intervalle après vêlage	< 40 j	41 - 60	61 - 90	> 90
Salers (cyclicité %)	15,4	23,9	34,9	47,0
Charolais (cyclicité %)	11,0	10,6	20,1	50,5

(Chupin et al., INRA)

Par opposition chez la vache laitière, moins de quarante jours après le vêlage, plus de la moitié des vaches ont déjà une activité ovarienne cyclique.

Cette différence serait en partie due à l'allaitement qui diffère le moment où la fréquence et l'amplitude de la sécrétion tonique de LH augmente, diminue la sensibilité hypophysaire à GnRH et inhibe le rétrocontrôle de l'oestradiol sur la libération de LH (Carruthers et al., 1980 ; Foster et al., 1980). L'anoestrus chez la vache allaitante peut donc, à ce titre, être considéré comme physiologique.(Grimard et al., 1990).

b. 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.

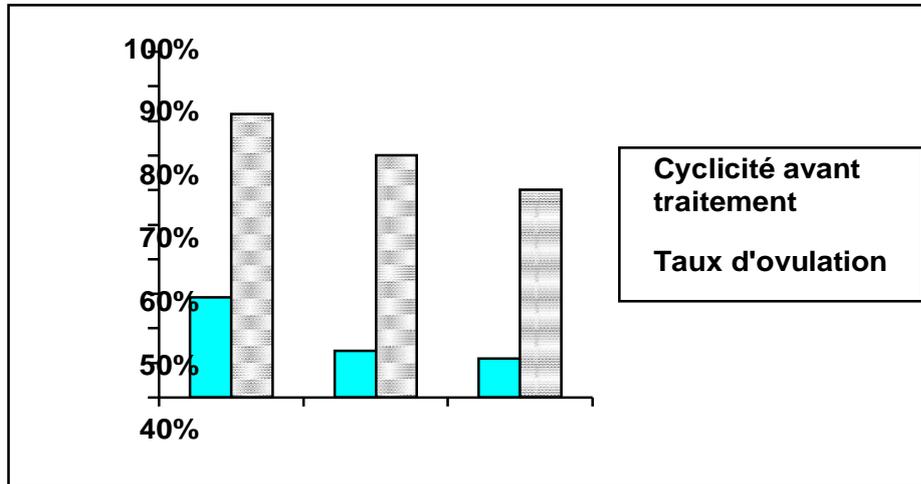
De même, l'allongement de la durée de l'anoestrus post-partum et donc de l'intervalle vêlage-vêlage est plus important pour les génisses qui vêlent à 2 ans que pour celles qui vêlent à 3 ans. (Short et al., 1990).

c. Les conditions de vêlage.

De mauvaises conditions de vêlage sont susceptibles d'allonger les délais de retour de l'activité ovarienne (Short, 1990).

On observe des taux de cyclicité mesurés à 76 jours post-partum ($\pm 11,4$ jours) avant tout traitement de maîtrise des cycles de :

- 28,9 % pour un vêlage sans aide
- 13,5 % pour un vêlage avec aide facile
- 11,2 % pour un vêlage avec aide difficile. (Grimard et al., 1992)



CV 1 = vêlage sans aide

CV 2 = vêlage avec aide facile CV 3 = vêlage avec aide difficile

FIGURE 8 : Influence des conditions de vêlage sur la cyclicité avant traitement de synchronisation et sur le taux d'ovulation (Grimard et al., 1992).

2. Les facteurs de variation liés à l'environnement.

a. La saison.

La durée de l'anoestrus post-partum varie selon les saisons. La reprise d'activité ovarienne est plus rapide en automne qu'au printemps, la saison de vêlage la plus défavorable étant l'hiver. (Petit et al., 1977)

L'intervalle entre 2 vêlages consécutifs est donc plus long pour les femelles qui vêlent en début d'hiver que pour celles qui vêlent en fin d'hiver ou au printemps (Haider, 1990).

Pour Grimard et al. en 1992, si le vêlage a lieu avant le 5 décembre, le taux de cyclicité à 60 jours post-partum est de 23,8 % ; il passe à 16,8 % et 16,9 % pour des vêlages ayant respectivement lieu entre le 6 et le 17 décembre, et le 18 et le 21 janvier.

b. Le mode de stabulation.

Le mode de stabulation hivernale est aussi incriminé. Les femelles en stabulation libre ou en plein air ont une activité ovarienne plus élevée que les femelles en stabulation entravée. (Aguer, 1981)

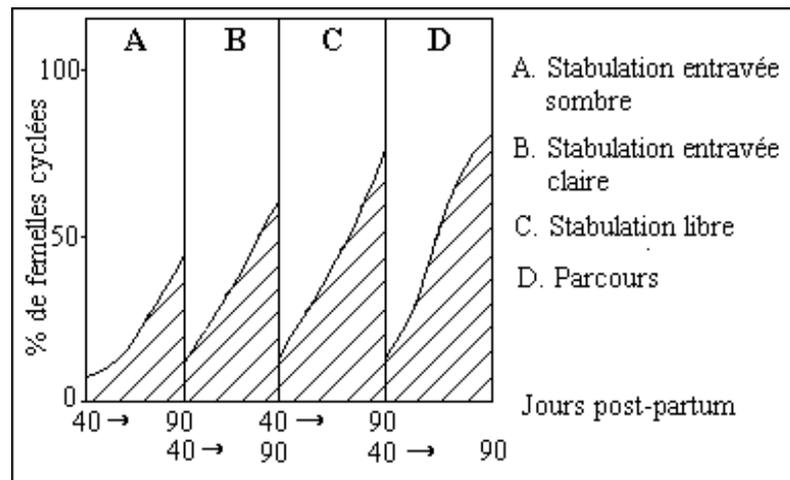


FIGURE 9 : Influence du mode de stabulation sur l'apparition de la cyclicité (Aguer et al., 1982).

c. La photopériode.

Il existe une corrélation négative entre la durée de l'éclairement un mois avant vêlage et la durée de l'anoestrus post-partum (Peters et al., 1982).

Sharpe et al (1986) ont observé que des implants de mélatonine provoquent chez la vache allaitante un allongement significatif de la durée de l'anoestrus post-partum :

- 68 ± 4 jours pour les implantées
- 55 ± 5 jours pour les témoins

La photopériode par l'intermédiaire de la mélatonine, jouerait donc un rôle dans la reprise de l'activité ovarienne après vêlage chez la vache.

d. L'effet taureau.

La présence d'un taureau permet de diminuer la durée de l'intervalle vêlage premier oestrus (Zalesky et al., 1984). En effet, la présence du mâle dans le lot de femelles stimule l'activité hypothalamo-hypophysaire. Ainsi, même dans le cas de l'insémination artificielle, la présence d'un taureau vasectomisé, voire d'un taureau entier à proximité, favorise le retour de la cyclicité (Paccard, 1987).

Gifford et al. (1989), montrent que la reprise d'activité ovarienne se produit 16 jours plus tôt chez des primipares Angus mises en présence d'un taureau que chez les vaches non exposées. D'autres facteurs viennent influencer la cyclicité chez la vache, ainsi on peut citer : la température ou bien encore une interruption temporaire de l'allaitement.

3. Les facteurs de variation liés à l'alimentation.

La note d'état corporel est un témoin intéressant du statut nutritionnel des animaux.

a. L'alimentation avant vêlage.

C'est l'alimentation avant vêlage qui va conditionner la note d'état corporel des animaux au moment du vêlage. Ainsi l'INRA recommande une note de 2,5 à 3 au vêlage.

Gary et al. (1987) ont noté que 45 % des vaches Blondes d'Aquitaine sont cyclées 35 jours

post-partum si elles vèlent en bon état contre 6 % si elles vèlent en mauvais état.

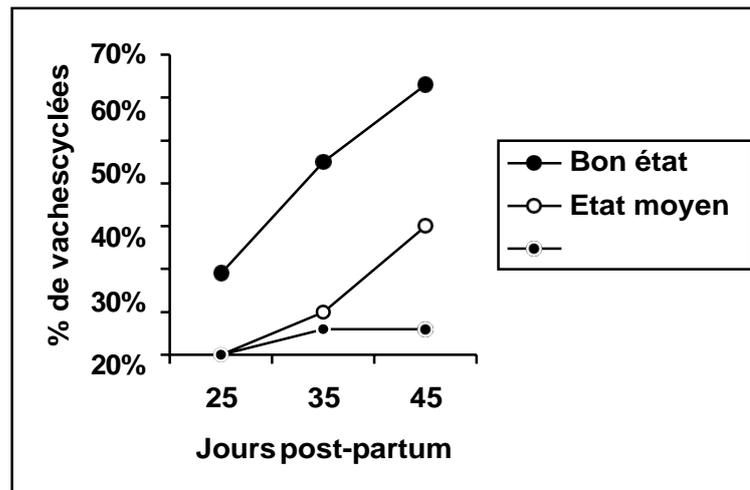


FIGURE 10 : Pourcentage de vaches cyclées en fonction du nombre de jours post- partum et de l'état corporel au vêlage de 141 vaches Blondes d'Aquitaine dans 27 troupeaux (Gary et al., 1987).

b. L'alimentation après vêlage.

L'alimentation après vêlage n'aurait d'intérêt que pour les femelles en mauvais état corporel. Petit (1988) conseille une élévation du niveau énergétique de 2 à 3 UFL/jour (soit 2 à 3 kg de concentré supplémentaire) pendant 2 à 3 semaines afin de stimuler les retours en chaleurs.

Conclusion : la cyclicité des vaches est sous l'influence de tellement de facteurs qu'il paraît impossible de tous les maîtriser. Une alternative intéressante peut être trouvée dans l'utilisation de molécules et de protocoles de maîtrise des cycles, comme ceux que nous allons étudier par la suite.

**DEUXIEME PARTIE :
PROTOCOLES UTILISES
DANS LE CADRE DE LA
MAITRISE DES CYCLES .**

CHAPITRE1 :

Les protocoles à base de prostaglandinef2 α

Les protocoles à base de prostaglandine $F_2\alpha$



Figure 11 :produit commerciale du $PGF_2 \alpha$ (Enzaprost®T).

I-prostaglandine $F_2 \alpha$:

Dans La prostaglandine $F_2 \alpha$ est naturellement synthétisée par l'utérus dans deux situations :à la fi du cycle œstral s'il n'y a pas de gestation et à l'approche de la mise bas s'il y a gestation.Elle a une action lutéolytique, utilisé dans les traitements de maitrise des cycles, et une action utéro tonique en agissant sur les fibres musculaire lisses de l'utérus.

Cette hormone ont une action lutéolytique mais uniquement après le cinquième jour de développement du corps jaune, lorsque celui-ci est mature.

La baisse du taux de progestéroneconsécutive à cette luléolyseprovoquée fait que l'action rétroactive négative sur la production de GnRH n'est plus exercée.

Cela permet l'évolution de la vague folliculaire en cours jusqu'à l'ovulation du follicule dominant(Ennuyer.2000).

II-les protocoles a base de prostaglandine F₂α:

Les traitements à base de PGF₂α seule sont les plus anciens : leur rôle dans la synchronisation de l'œstrus a été décrit et utilisé depuis les années soixante.

Ce sont aussi les plus simples : intervention d'une seule hormone, pas de dispositif à mettre en place.

Ils consistent en une ou plusieurs injections de PGF₂α naturelle ou synthétique,nous allons détailler leur mode d'action,leur réalisation pratique.

A-mode d'action

1-la cyclicitè avant traitement de tous les animaux :

La prostaglandineF₂ α a une action lutéolytique c'est-à-dire qu'elle lyse le corps jaune. Pour qu'elle agisse il faut donc qu'un corps jaune soit présent. Or la cyclicitè est définie par la présence d'un corps jaune. La prostaglandineF₂ α n'agit donc que sur des animaux cyclés.

On peut alors l'utiliser chez les génisses lorsque leur poids vif est au moins égal à 60% de leur poids adulte et chez les vaches sorties de l'anoestrus post-partum (environ 50 jours après vêlage chez les vaches laitières,plus long chez les vaches allaitantes).

Pour ces catégories d'animaux,le diagnostic de cyclicitè est impératif à réaliser avant la prescription de La prostaglandineF₂ α,il peut réaliser de plusieurs façons :

- corps jaune palpé par voie transrectale(valeur prédictive de présence ou absence d'un corps jaune : 78 et 75% ;Hanzen et al, 2000;sensibilité de 45%et spécificité de 50%,Heuwieser et al.,1997).
- Corps jaune visualisé par échographie transrectale (valeur récidive de présence ou d'absence d'un corps jaune : 87 et 92 ; Hanzen et al.2000).
- Dosage de la progestérone plasmatique qui est élevée en présence d'un corps jaune. Le seuil généralement utilisé est de 1,5 ng/ml (Mialo et al.,1998a et 1998b)ou 2ng/ml (Stevenson et pursley,1994).

Ce dosage peut être réalisé à partir de sang (sensibilité et spécificité de l'ordre de 85%, Heuwieser et al,1997)ou à partir du lait, dans ce cas,il s'agit d'utiliser un kit de dosage de la progestérone dans le lait chaque lundi matin et inséminer le lundi après-midi les femelles ayant une concentration élevée en progestérone. Pour les autres femelles, un

nouveau dosage pratiqué le lundi suivant, ce test est assez fiable puisqu'une concentration élevée en progestérone dans le lait correspondait dans 87% des cas à une réelle concentration dans le lait correspondait dans 63% des cas à une faible concentration dans le plasma, par contre utilisation en routine de ce test ne se justifie pas car il est plus coûteux qu'une injection hebdomadaire de PGF2 α chez toutes les femelles (Stevenson et Pursley, 1994).

Ces différents examens doivent avoir lieu deux fois à au moins dix jours d'intervalle pour être sûrs que la deuxième injection tombe en phase lutéale.

D'autre part l'action lutéolytique de PGF2 α n'est possible qu'entre J5 et J16-J17 (J0 correspondant à l'ovulation), période où le corps jaune est sensible à la prostaglandine F2 α (Beckers et al, 1978 ; Grimard et al, 2003)

Voyons maintenant le mode d'action de la prostaglandine F2 α lorsque les conditions précédentes sont remplies.

2-Effet d'une injection unique de prostaglandine F2 α :

L'injection unique de prostaglandine F2 α entraîne les modifications physiologiques et comportementales suivantes :

- Une réduction de la synthèse de la progestérone au bout d'une à deux heures et le retour à une progestéronémie basale en 24 heures ;
- La régression anatomique du corps jaune en deux à trois jours ;
- La croissance terminale d'un nouveau follicule ;
- L'augmentation de l'œstrogène dans les deux à trois jours après injection ;
- L'apparition d'un œstrus dans les 72 heures (de 60 à 120 heures (Hanzen et al, 2003a).

Ces modifications sont identiques à celles qui suivent la lutéolyse naturelle.

Mais ces effets ne sont observables qu'après J5 (voir ci-dessus) et encore pas de manière systématique : dans respectivement 25 et 66% des cas si l'injection est réalisée à J6 ou J7 (Hanzen et al 2003).

En moyenne, seules 43,4 à 68% des vaches recevant une seule injection de prostaglandine F2 α manifestant des chaleurs (Mialot et al 1999).

De plus une injection de prostaglandine F2 α se traduit par un délai variable de retour à une chaleur donc par une dispersion plus au moins grande des œstrus induits. Sur 83 vaches, 3

sont Venues en chaleurs à J+2 après l'injection,9 à j+3,10 à j+4,8 j+5,6 de j+6 à j+10(Malot et al,1999).

Wahome et collaborateurs (1985) retrouvent également cette variabilité de la venue en chaleur : sur 216 génisses laitières ayant reçu une injection de prostaglandine F2 α , 3,7% sont venues en chaleurs en venues en chaleurs moins de 24 heures après l'injection ; 22,8% entre 25 et 48 heures après;47,1% entre 49 ET 72 heures après;15,4% entre 73 et 96 heures

Compte tenu de cette une dispersion il a été recommandé de réaliser l'insémination sur chaleurs observées après la première injection de prostaglandine F2 α (Grimard et al.,2003).Néanmoins on peut noter que quasiment la moitié des animaux viennent en chaleurs entre 48 et 72 heures après l'injection(Wahome et al.,1985 :voir ci-dessus).C'est donc pendant cette période que l'éleveur doit être particulièrement vigilant en ce qui concerne la détection des chaleurs .

Pour Mialot et collaborateurs (1999) l'intervalle entre une injection de prostaglandine F2 α et la venue en chaleurs chez des vaches laitières est plus élevé.

En effet que ce soit après la première ou après la deuxième injection, la plupart des vaches viennent en chaleurs autour du 4ème jour après chaque injection.(figure 2)

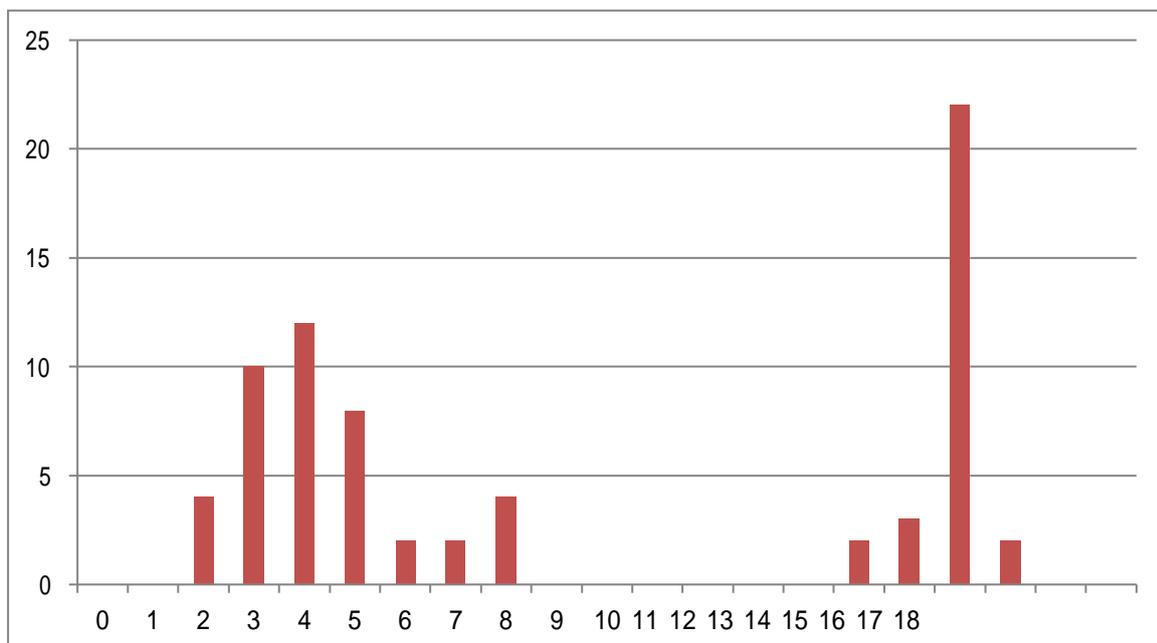


Figure 12 : Distribution des œstrus observés après une ou deux injections de prostaglandine F2 α chez des vaches laitières (n=83)(Mialot et al.,1999).

La variation du délai de retour en chaleurs dépend du stade du cycle au moment de l'injection. Si l'injection est réalisée en début de vague folliculaire, le délai de retour en chaleurs est de 4 à 5 jours. Si l'injection est réalisée en milieu de vague folliculaire le délai de retour en chaleurs est de 2 à 3 jours (Ennuyer, 2000).

Chez la génisse ce délai est moins variable, car les vagues folliculaires sont plus courtes " cycle à trois vagues la plupart du temps".

Si on souhaite se limiter à une seule injection de prostaglandine F2a, il est nécessaire de diagnostiquer la présence d'un corps jaune avant par palpation ou échographie transrectale ou par dosage de progestérone plasmatique, car seuls 60% des animaux d'un lot cyclé répondront correctement à cette injection" ce sont les animaux en phase lutéale à ce moment.(Grimard et al,2003).

Si l'on souhaite agir sur tous les animaux une deuxième injection de prostaglandineF2a est nécessaire.

3 -Effet d'une double injection de prostaglandine F2a:

Le traitement des animaux au moyen d'une double injection de prostaglandine F2a contribue à augmenter le pourcentage de synchronisation. La dispersion de la venue en chaleurs est beaucoup moins marquée suite à deux injections. Si l'on reprend l'étude de Mialot et Collaborateurs, en 1999,nous avons vu que les chaleurs suite à une seule injection s'étaient sur 4 jours pour la plupart des animaux, mais sur 9 jours en tout " de j+2 à j+10" après une deuxième injection "13jours après la première", 21 vaches sur 43 sont observées en chaleurs à j+17 3 vaches dans les deux jours précédents et une seul le lendemain.

Le choix de l'intervalle entre les deux injections n'est pas anodin. Il doit permettre qu'au moins une des deux injections soit réalisée pendant la phase lutéale (Hanzen et al, 2003).

Au vu des connaissances sur la dynamique de croissance folliculaire "souvent deux vagues pour les vaches et trois pour les génisses"(Ennuyer, 2000), un intervalle de 14 jours pour les vaches et de 11 jours pur les génisses est habituellement conseillé (Grimard et al, 2000; Hanzen et al, 2003).

L'avantage de l'intervalle de 14 jours est qu'il est facile à mettre en œuvre: les deux injections tombent le même jour à deux semaines d'écart.

B-Réalisation pratique:

1- 1 ou 2 injections à 11-14 jours d'intervalle protocole le plus répandé:

a: Description:

Le protocole le plus utilisé est le suivant:

Une première injection de prostaglandine F2a est réalisée puis on les animaux sur chaleurs observées.

Pour les animaux qui ne sont pas venue en chaleur après cette première injection, on réalise une deuxième injection de prostaglandine F2a 11 " cas des génisses" ou 14 " cas des vaches" jours après la première.(figure 03 ,04,05,06).

(2) Génisses:

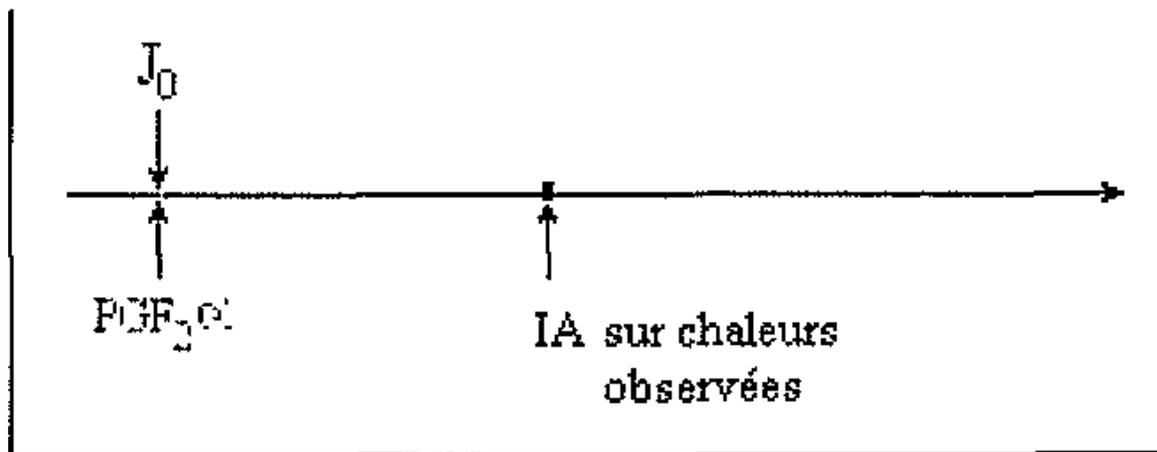


Figure13: protocole à base de prostaglandine F2a chez les génisses vues en chaleurs après la première injection de PGF2a.(Stevenson *et al.*, 1999 ; Jemmeson., 2000 ; Hanzen *et al.*,2003)

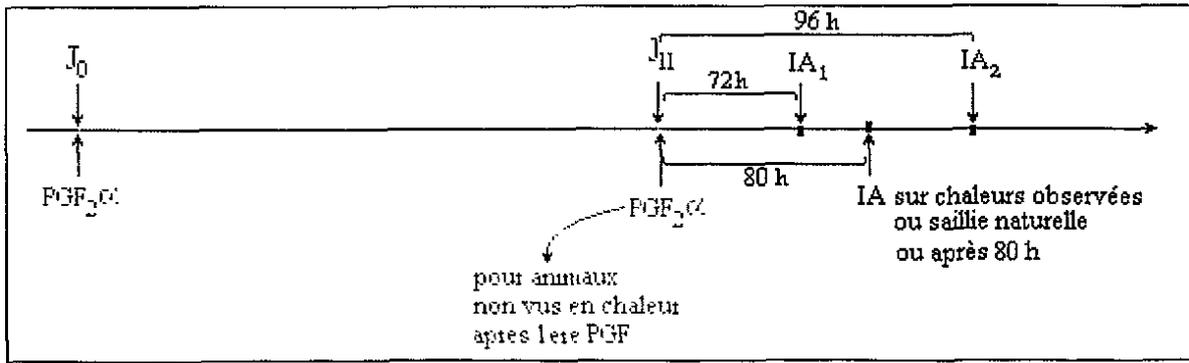


Figure14: protocole à base de prostaglandine $F_{2\alpha}$ chez les génisses non vues en chaleurs après la première injection de $PGF_{2\alpha}$.(Stevenson *et al.*, 1999 ; Jemmeson., 2000 ; Hanzen *et al.*,2003)

(2) vaches

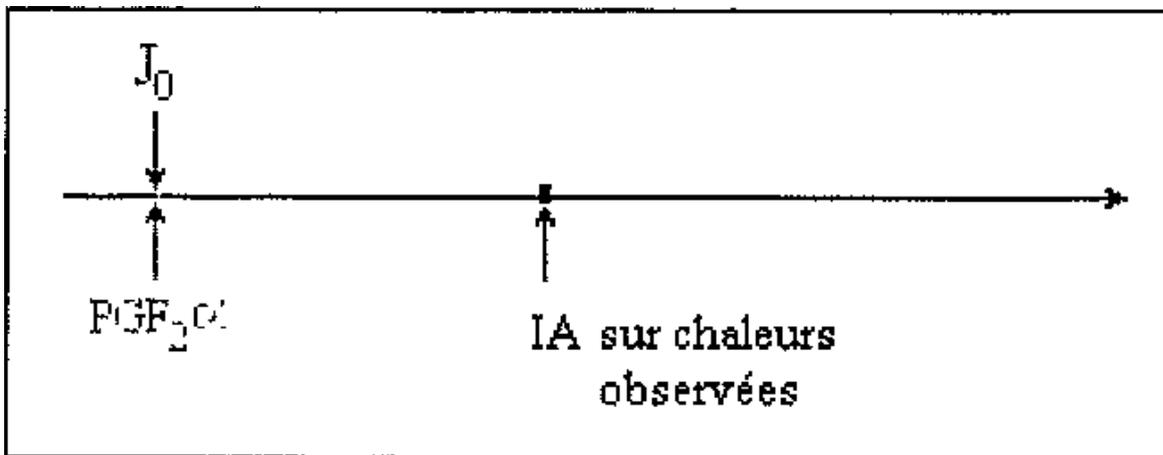


Figure15: protocole à base de prostaglandine $F_{2\alpha}$ chez les vaches vues en chaleurs après la première injection de $PGF_{2\alpha}$.(Grimard *et al.*, 2003).

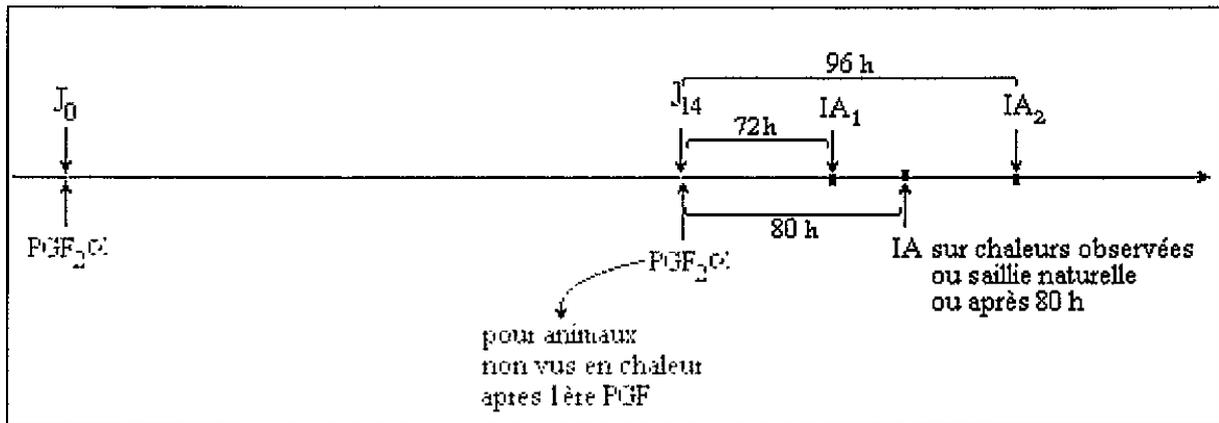


Figure16: protocole à base de prostaglandine F2a chez les vaches non vues en chaleurs après la première injection de PGF2a.(Grimard *et al.*, 2003).

b- posologie de la prostaglandine F2a:

La posologie de prostaglandine F2a naturelle (**DINOLYTIC®** OU **ENZAPROST®**) est classiquement 25mg.

Afin de réduire le coût d'une telle injection et donc de systématiser son utilisation dans les pays en voies de développement " Garcia-Winder et Gallegos-Sanchez, 1991". Ont comparé l'efficacité de la posologie classique (25mg) par rapport à 17,5 ou 10 mg chez 98 vaches laitières cyclées, seulement 59,3% des vaches ayant reçu 10mg de prostaglandine F2a naturelle ont été vues en chaleurs contre 72,7 à 78,7 des vaches ayant reçu respectivement 17,5 à 25mg, ($p < 0,05$).

Ils n'ont pas observé de différence significative ($p < 0,05$) concernant le taux de gestation suite à l'œstrus induit (40; 66,6 et 50% pour respectivement 25 ; 17,5 et 10mg) tableau 01.

Les autres concluent à une réduction possible de la posologie de la prostaglandine F2a naturelle de 25 à 17,5mg. La posologie de 10mg n'est pas recommandée car elle s'accompagne d'une diminution du taux d'œstrus:

Tableau 02: influence de la dose de prostaglandine F2a injectée sur le taux d'oestrus et sur le taux de gestation suite à l'oestrus induit ($P > 0.05$). (Garcia-Winder et Gallegos-Sanchez; 1991).

Dose de PGF2 α injectée (mg)	n	Taux d'oestrus (%)	Taux de gestation suite à l'oestrus induit (%)
25	33	78,7	40
17,5	33	72,7	66,6
10	32	59,3	50

La posologie des analogues de synthèse dépend de la molécule utilisée: 8mg pour l'alfaprostol (ALFABENDYL ®) ; 500ug pour le cloprostend (ESTRUMATE®)

et (UNIANDINE®) ; 15mg pour l'étiproston (PROSTAVET®).

écapulatif :

❖ **Avantage :**

La prostaglandine F2a est utilisable chez les génisses comme chez les vaches et en élevage laitier comme en élevage allaitant. Elle est peu coûteuse.

Son utilisation est simple: 2 injections intramusculaires.

De plus un grand nombre d'analogues de la prostaglandine F2a, sont disponible sur le marché. Plusieurs auteurs ont comparé l'efficacité de ces différentes molécules et les résultats sont variables.

- Pour **Laverdiere et collaborateurs (1994)**, le clorosténol (ex: ESTRUMATE®), possède un plus grand potentiel de synchronisation que le fenprostalène.
- Pour **Martinez et Thibier (1984)**, le fenprostalène et la prostaglandine F2a naturelle (ex: DINOLYTIC®) ont une efficacité similaire pour induire l'oestrus chez les vaches en anœstrus post-partum ou post-insémination.

Rappelons qu'il est préférable, après utilisation d'inséminer sur chaleurs observées et non à heure fixe.

D-Limite d'utilisation: La prostaglandine f2a et ses analogues sont à réserver aux animaux cyclés au moment du traitement et elles nécessitent une surveillance accrue animaux des les jours suivant le traitement afin de détecter les chaleurs et d'inséminer sur chaleurs observées.

CHAPITRE 02 :
La spirale vaginale
(PRID®)

La spirale vaginale(PRID®)



Figure17 :le produit du PRID®

III- Définition :

La progestérone est administrée par voie vaginale au moyen d'une spirale appelée **PRID®**, cette lame métallique spiralée de 30 cm de longueur et de 3,2 cm de largeur est recouverte de silastic, un élastomère siliconé inerte imprégné de 1,55g de progestérone. L'épaisseur finale de la spirale est de 3 mm.

Depuis 2004 deux spirales sont commercialisées le **PRID®** ne contient que de la progestérone et le **PRIDOESTROL®** qui contient en plus une capsule de gélatine collée à la spirale qui renferme 1 Les indications de ces spirales sont la synchronisation des chaleurs et l'induction de l'œstrus en cas d'anoestrus chez les bovins et les équins.

Il existe un autre type de dispositif intra vaginal: le **CIDR®**: il s'agit d'un dispositif relarguant également de la progestérone naturelle. Il est constitué d'un corps de silicone contenant 1,9 g de progestérone moulé sur un support en nylon en forme T. Les branches du T s'ouvrent dans le vagin lorsqu'il est libéré de son applicateur, il est faible diamètre, 20 mm.

Tout comme pour le **PRIDOESTROL®** , une capsule contenant 10 mg de benzoate d'œstradiol peut être fixée au corps de T, il s'agit alors la deuxième forme existante: le **CIDR-E®** pour (œstradiol).

0 mg de benzoate d'œstradiol, (DMV;2005).

VI- PRID® : (progestérone releasing intravaginal device)

La pose du PRID® se fait à l'aide d'un applicateur et est retiré en tirant sur la cordelette qui reste en d'hors du vagin. L'ancien dispositif était doté d'une capsule de 10 mg de benzoate d'œstradiol.

Les indications de ce traitement consistent à l'induction ou la synchronisation des chaleurs chez les vaches cyclées, à utilisé en association avec la PGF2 α . Ainsi que chez les vaches non cyclées à utilisé avec la PGF2 α et eCG/PMSG.

Comme il est contre indiqué chez les vaches primipares, avant le 35^{ème} jour post-partum (involution utérine) ou en cas des maladies de l'appareil génital.

Chez certains sujets on peut observer des signes d'inflammation de la paroi vaginale avec présence des écoulements de mucus au moment de retrait de dispositif.

➤ Mode d'action :

La spirale mise en place libère la progestérone qui diffuse à travers la paroi vaginale, les taux de la progestéronémie augmentent au bout de 24 premières heures pour simuler la présence d'un corps jaune. Donc le cycle est bloqué tout long de la période du traitement qui est de 7-9 jours.

Deux jours avant le retrait du spirale on injecte en IM de 25mg de PGF2 α qui permet la régression d'un éventuel corps jaune existant sur l'ovaire.

Au moment du retrait et chez les femelles non cyclées on injecte 400-700UI (en moyenne 500UI) de PMSG pour favoriser le développement d'un beau follicule qui va ovulée par la suite.

L'IA aura lieu entre 48-72h. Généralement on procède à une seule insémination 56h après le retrait sans détection des chaleurs, soit on fait deux inséminations successives 48 et 72h après le retrait.

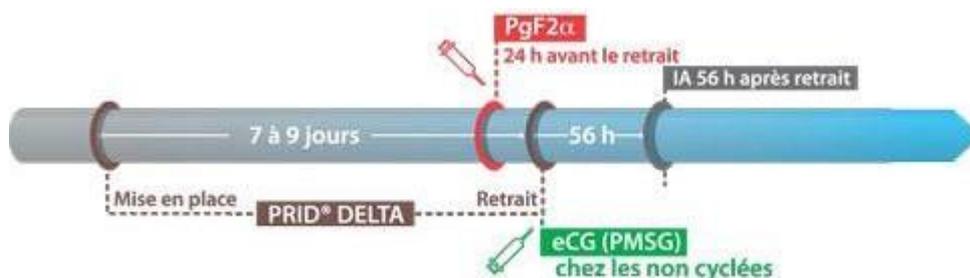


Figure 18:induction et synchronisation d'œstrus chez les vaches et les génisses par PRID®.(Grimard *et al.*, 2003).

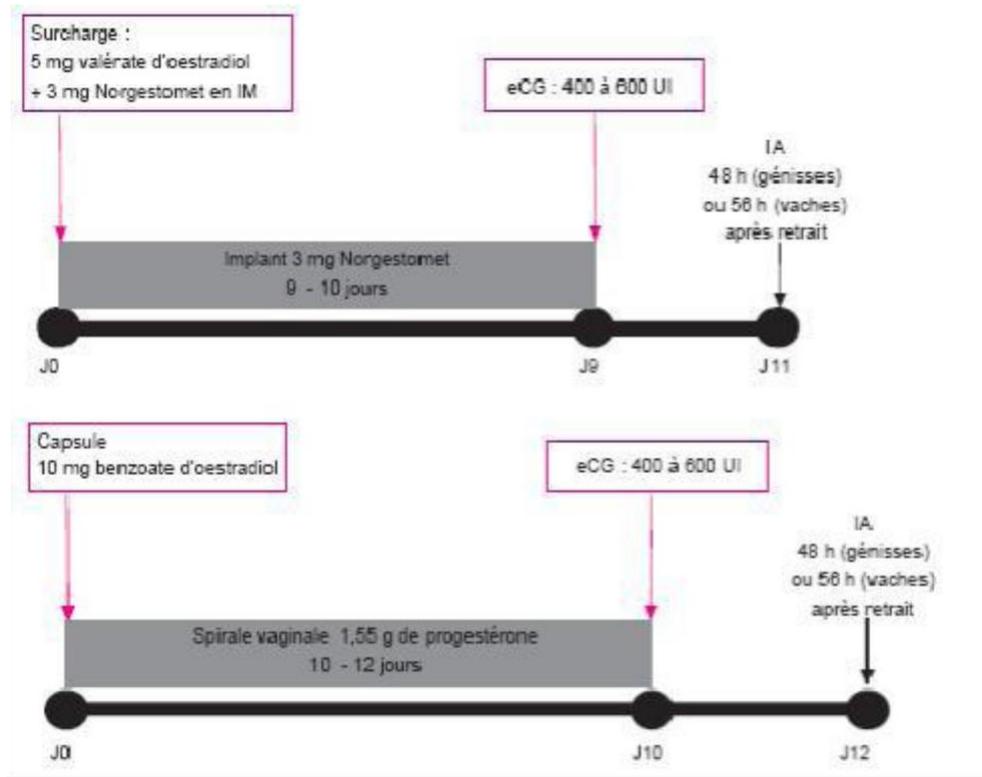


Figure 19 : Protocole de synchronisation à base de progestagènes (Crestar®) ou de progestérone (PRID®) (Grimard *et al.*, 2003).

-les associations œstrogènes / Progestagènes/ eCG :

L'association œstrogène plus progestagène agit à la fois sur la croissance folliculaire et sur la durée de vie du corps jaune (Chupin *et al* 1974, Driancourt 2001).

Administrés en début de cycle, les œstrogènes ont une activité antilutéotrope, ils provoquent la disparition d'un corps jaune en début de formation qui pourrait persister après le retrait du dispositif et ainsi diminuer le taux de synchronisation des chaleurs des chaleurs.

Administrés en présence d'un corps jaune fonctionnel, les œstrogènes ont une activité lutéolytique. L'introduction de ces hormones en début de protocole a permis de réduire la durée du traitement progestatif et d'améliorer la fertilité à l'œstrus induit (Diskin *et al* 2001).

Cependant, cette activité antilutéotrope et lutéolytique n'est pas efficace à 100 %. Si le traitement commence entre J0 et J4 du cycle, le corps jaune peut persister dans 14 à 85 % des cas. Ce pourcentage est inférieur à 20 % si le traitement commence entre J5 et J8 (Miksh *et al* 1978, Humblot *et al* 1980, Pratt *et al* 1991, Burns *et al* 1993, Kesler *et al* 1997).

De plus, l'activité antilutéotrope semble plus importante avec les fortes concentrations d'œstradiol atteintes grâce aux présentations intra-musculaires qu'avec les capsules intravaginales (Gyawu *et al* 1991). C'est pourquoi associer une injection de PGF2α au moment du retrait ou, mieux, 48 h avant le retrait du dispositif peut améliorer la synchronisation des chaleurs et la fertilité des vaches cyclées avant traitement (Chupin *et al* 1977a sur vaches laitières, Mialot *et al* 1998b sur vaches allaitantes). Cet effet améliorateur n'est cependant pas toujours observé (Grimard *et al* 2000 sur vaches allaitantes cyclées). L'utilisation des PGF2α permet de plus de réduire la durée de traitement à 7 jours chez les vaches cyclées (Beggs *et al* 2000, Lucy *et al* 2001, Mialot *et al* 2002).

L'association œstrogène + progestérone en début de traitement exerce une rétro-action négative et diminue les concentrations circulantes de FSH (effet des œstrogènes) et LH (effet de la progestérone) provoquant l'atrésie du follicule dominant. Ceci permet le redémarrage d'une nouvelle vague de croissance folliculaire 3 à 5 jours plus tard (Bo *et al* 1991, 1993, 1994 et 2000, Yelich *et al* 1997, Burke *et al* 2000, Rhodes *et al* 2002). Après le retrait du dispositif, les ovulations sont mieux synchronisées et la fertilité est meilleure qu'en l'absence d'œstrogènes (Ryan *et al* 1995). Cette action sur la croissance folliculaire est plus importante avec les fortes concentrations plasmatiques atteintes par les injections d'œstrogènes (15-20 pg/ml avec 0,75 mg de benzoate d'œstradiol IM, 40-60 pg/ml avec 10 mg de benzoate d'œstradiol IM, 40 pg/ml avec 5 mg de valérate d'œstradiol IM) qu'avec les capsules intravaginales (2-4 pg/ml avec les capsules de 10 mg de benzoate d'œstradiol, Chupin et Saumande 1981, O'Rourke *et al* 1998, Bo *et al* 2000).

L'administration chronique de progestérone permet d'augmenter le nombre de récepteurs à LH présents sur le follicule dominant et sa sensibilité au pic de LH qui va précéder l'ovulation (Inskeep *et al* 1988). Cette sensibilité à LH persiste sur le corps jaune après l'ovulation puisque l'imprégnation par la progestérone courtes observées lors d'induction d'ovulation diminue la fréquence des phases lutéales chez les vaches en anoestrus post-partum avant traitement (Troxel *et al* 1993, Riviera *et al* 1998).

Enfin les œstrogènes favorisent l'absorption vaginale de la progestérone ce qui permet d'atteindre des concentrations élevées en début de traitement avec les spirales vaginales PRID® sans injection supplémentaire de progestérone (Roche et Ireland 1981, Munro 1987). Une injection d'eCG (Equine Chorionic Gonadotropin, anciennement PMSG) est conseillée au moment du retrait du dispositif, surtout si les vaches sont en anoestrus avant traitement (400 à 600 UI selon l'âge, le type génétique et la saison). L'effet FSH et LH de l'eCG va

soutenir la croissance folliculaire terminale, la production endogène d'œstrogènes et va favoriser l'ovulation (Chupin *et al* 1977b, Petit *et al* 1979, Deletang 1983).

L'association œstrogènes-progestagènes-eCG est alors susceptible d'induire l'ovulation chez les animaux non cyclés avant traitement.

L'injection d'eCG n'est pas indispensable si les animaux sont cyclés avant traitement, comme c'est le cas la plupart du temps chez les génisses et les vaches laitières.

Après le traitement de synchronisation, 85 % environ des vaches qui expriment des chaleurs le font entre 36 et 60 heures (Diskinet *et al* 2001). Il est alors possible d'inséminer en aveugle une fois 56 h après retrait ou deux fois 48 et 72 h après retrait. Chez les génisses, cet intervalle est plus court (Bealet *et al* 1984) et moins variable : on conseille de les inséminer une seule fois 48 h après retrait. Les taux de gestation observés sur de grands lots d'animaux vont de 26 à 68 %.

Le traitement permet d'avancer les vêlages par rapport à des inséminations sur chaleurs observées, que ce soit chez la vache laitière (Drew *et al* 1982 : gain de 15 jours sur l'intervalle vêlage-insémination fécondante) ou allaitante (Grimard *et al* 1997b : intervalle vêlage-vêlage réduit de 43 jours chez les primipares, pas d'effet sur celui des multipares).

Le traitement permet aussi d'améliorer le regroupement des vêlages (Grimard *et al* 1997b). En France, le coût des traitements associant œstrogène-progestagène et eCG est intermédiaire augmente si on ajoute une injection de PGF2α en fin de traitement.

Les mécanismes d'action des traitements de maîtrise des cycles peuvent être relativement complexes. Les effets sur la croissance folliculaire et la durée de vie du corps jaune vont, de plus, dépendre de la situation physiologique entre celui des deux autres.

Des animaux quand les hormones sont injectées (anoestrus, stade du cycle, stade de la vague de croissance folliculaire, stade de développement du corps jaune). Ces variations expliquent la plus ou moins bonne synchronisation des venues en chaleur et, en partie, les écarts de fertilité qui peuvent être observés sur le terrain. Mais des facteurs liés à l'environnement peuvent aussi avoir un effet sur la fertilité à l'œstrus induit.

**L'ETUDE
EXPERIMENTAL**

I.1- L'objectif de l'étude :

L'objectif de notre travail est de déterminer le taux de réussite de la synchronisation des chaleurs par pose des PRID chez la vache laitière et allaitante, en estimant le taux de gestation à 2 mois.

2-Cadre de l'étude :

L'étude est menée dans la région d'Ain Defla .au sud-ouest d'Alger,

Environ de 120km (Figure 10)



Figure 20 :Situation de la région d'étude

3- Matériel :**4. Animaux :**

L'étude a été réalisée sur un total de 20 vaches de critères différents (race, âge, SC...) tableau 2 .dans différents élevages situés dans des endroits différents dans la région de Wilaya de Ain Defla.

Tableau 3 : Identification des animaux de l'étude.

Numéro d'ordre	Numéro d'identification	Age	Race
01	440264	3 ans	Montbéliarde
02	440354	2 ans	Holstein
03	440264	3 ans	Holstein
04	440265	6 ans	Montbéliarde
05	440267	7 ans	Holstein
06	440268	6 ans	Montbéliarde
07	440269	6 ans	Montbéliarde
08	440270	14 ans	Holstein
09	443445	8 ans	Holstein
10	443446	9 ans	Holstein
11	443447	5 ans	Normande
12	443448	7 ans	Montbéliarde
13	443449	7 ans	Montbéliarde
14	583101	8 ans	Montbéliarde
15	548765	3 ans	Montbéliarde
16	548422	2 ans	Holstein
17	456321	2 ans	Montbéliarde
18	456320	9 ans	Normande
19	456319	6 ans	Montbéliarde
20	456318	5 ans	Normande

II. Produit de synchronisation des chaleurs

Les produits utilisés pour la synchronisation des chaleurs sont PRID® par voie vaginale utilisé en association avec le $\text{PGF}_2 \alpha$. figure (11, 12,13)



Figure 21:PRID® DELTA



Figure 22:applicateur du PRID®



Figure 23:le produit du $\text{PGF}_2 \alpha$

III. l'alimentation :

Les femelles reçoivent une ration alimentaire à base de foin et de concentré

Tableau 4 : Régime alimentaire des femelles traitées

Numéro d'ordre	Numéro d'identification	Alimentation
01	440264	Foin + Paille
02	440354	Foin + l'orge
03	440264	Foin + Paille
04	440265	Foin + Paille
05	440267	Foin + Paille
06	440268	Foin + Paille
07	440269	Foin + Paille
08	440270	Foin + Paille
09	443445	Foin + Paille
10	443446	Foin + Paille
11	443447	Foin + l'orge
12	443448	Foin + Paille
13	443449	Foin + Paille
14	583101	Paille+ Mais
15	548765	Foin + l'orge
16	548422	Foin + Paille
17	456321	Paille +concentré
18	456320	Foin + l'orge
19	456319	Foin + l'orge
20	456318	Foin + Paille

IIIIV. Les méthodes :

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

1. Evaluation de l'état corporel :

L'état corporel est évaluée par inspection visuelle de la base de la queue, pointe de la fesse, ligament sacro-tubérale, épine dorsale, point de la hanche, apophyses transverses et épineuses, et à l'aide d'une bandelette spécial pour la détection de l'acétonémie.

L'évaluation se situe entre la note 0 pour une vache cachectique et la note 5 pour une vache obèse.



Figure 24 : note 1 région lombaire



Figure 25 : note 1 base de la queue.



Figure 26 : note 2 régions lombaires.



Figure 27 :note 2 bases de la queue.



Figure 28 :note 3 régions lombaires



Figure 29 :note 3 bases de la queue.



Figure 30: note 4 régions lombaires



Figure 31: note 4 bases de la queue.



Figure 32: note 5 régions lombaires



Figure 33: note 5 bases de la queue.

2. Protocole expérimental

Après avoir assuré une bonne contention des vaches, pour éviter tout mouvement brusque, pour l'emplacement de PRID® dans le vagin après avoir désinfecté la région périnéale

1. Avant la pose

Nous Nettoyons et désinfectons l'applicateur dans une solution antiseptique à base de :

- Chlorhexidine
- Iode
- Ammonium quaternaire.

2. Quand l'animal est prêt.

Nous Commençons la préparation de PRID® DELTA, les dispositifs intra-vaginaux peuvent perdre leur élasticité s'ils sont laissés trop longtemps dans l'applicateur.

3. Nous Ouvrons le sachet en aluminium et extraire le PRID® DELTA En utilisant des gants.

4. Nous Pelions PRID® DELTA avant de l'introduire dans l'applicateur.

5. Nous Assurons que les deux cordelettes dépassent par la fente prévue à cet effet.

6. Nous Poussons le dispositif dans l'applicateur en le laissent dépasser de 2 à 3 cm.

7. Nous Appliquons un lubrifiant à l'extérieur de l'applicateur pour faciliter la pose.

8. Nous Nettoyons la vulve puis introduisons l'applicateur dans le vagin.

9. Nous Assurons placer PRID® DELTA le plus profondément possible tout en manipulant en précaution.

10. Pressez sue la poignée pour libérer PRID DELTA puis sortez l'applicateur doucement.

11. Le dispositif restera en place de 7 à 9 jours selon le protocole choisi.

12. Une injection de 5ml d'ENZAPROST (prostaglandine 2 alpha) doit être réalisée 24H avant le retrait du dispositif.

13. Nous Retirons le dispositif en tirant doucement sur la cordelette.

14. Nous pouvons alors inséminée la vache 56H après le retrait de PRID® DELTA, ou sur chaleurs observée selon la procédure habituelle (insémination 12 à 18 Heures après le début des chaleurs)

3. Palpation rectale :

- Au moment de l'insémination

Une palpation transrectale est effectuée sur l'ensemble des femelles. Celle-ci a permis de constater les points suivants :

- ✓ Tonicité des cornes.
- ✓ Absence d'anomalies génitales.
- ✓ Présence de follicules.

- **Deux mois après l'insémination**

La palpation transrectale réalisée deux mois après insémination pour le diagnostic de gestation permet de mettre en évidence l'état de gestation ou de non gestation

Résultats et Discussion

Toutes les données recueillies ont été saisies dans une base informatique Excel 2010, et ils sont illustrés par des représentations graphiques camembert (secteurs).

Résultats pour utilisations de protocole de prostaglandine 2α :

Nous avons qu'un taux de gestation de 60% chez les vaches dont les chaleurs étaient induites par le $PGF_2 \alpha$.

Ces résultats sont proches de ceux trouvés par (Beggs et al 2000), et sont différents de ceux trouvés par (Jameson et al 2000), cela peut être dû à la différenciation de la sélection des vaches. Ceci est probablement dû aux caractéristiques des troupeaux soumis à l'expérimentation. Dans les troupeaux où certaines vaches sont en anoestrus au moment de la mise à la reproduction, ou les études se font sur des vaches âgées.

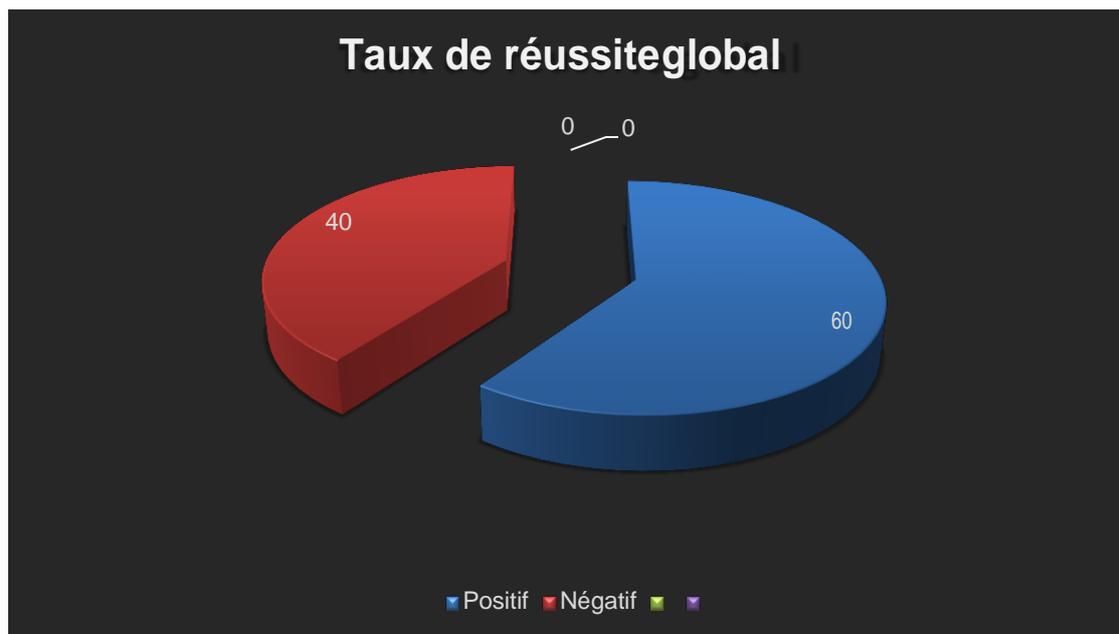


Figure 34 : Résultats obtenus par PGF2 α

Résultats pour utilisations de protocole de PRID® :

Nous avons en un taux de gestation de 30% chez les vaches synchronisées par le PRID®.

Ces résultats sont proches a ceux trouvés par,TIBARY et al., 1992 (46 %) etLotfi, 1988 (48 %) sont inférieurs à ceux trouvés par B.GRIMARD, (Geary et al.1998),cela est dû au non utilisation de la PMSG le jour de retraitde PRID®.

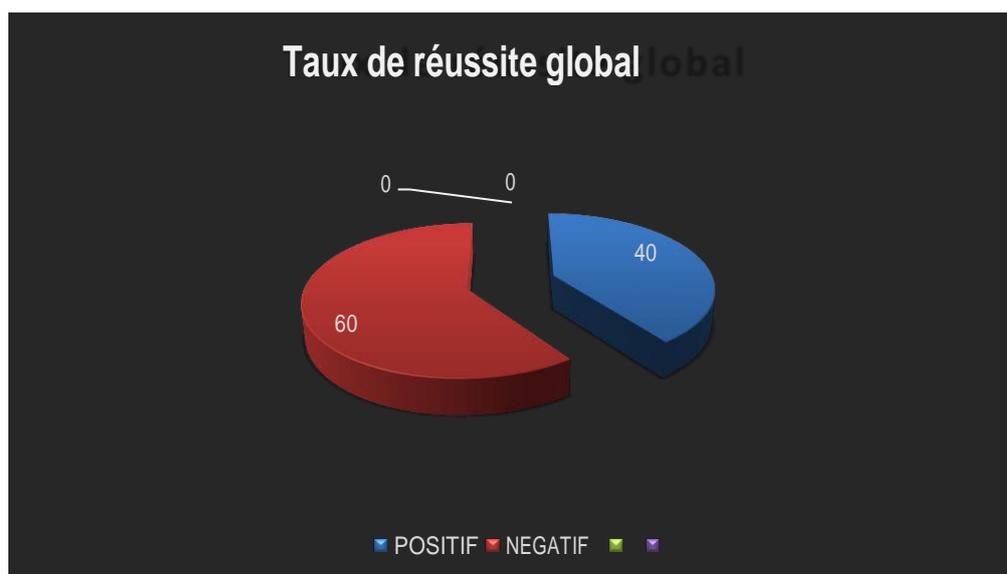


Figure 35 : Résultats obtenus par PRID®

Conclusion :

La PGF₂ α est le meilleur moyen efficace et économique pour induire les chaleurs chez les vaches cyclées. Alors que le PRID®, reste réservé aux vaches non cyclées mais il doit être utilisé avec la PMSG le jour de son retrait, afin que l'ovulation reste assurée.

Les références

Les références

Beal W.E., Good G.A., Peterson L.A., 1984. Estrus synchronization and pregnancy rates in cyclic and noncyclic beef cows and heifers treated with synchro-mate B or norgestomet and alfaprostol. *Theriogenology*, **22**, 59-66.

BECKERS J.f., WOUTERS-BALLMANN P., ECTORS F., DERIVAUX J., 1978. Induction de l'oestrus chez les génisses en anoestrus fonctionnel. *Ann. Méd. Vét.*, **122**, 597-605.

Beggs D.S., Hamblin M.C., Wraight M.D., Macmillan K.L., 2000. Comparison of a whole herd synchrony programme using two prostaglandin injections given 14 days apart with a programme using oestradiol benzoate, progesterone and prostaglandin in seasonal calving dairy herds. In : *Proceedings of the World Buiatric Congress*, [CD Rom], Sidney, World Buiatric Society Ed.

BO G.A., PIERSON R.A., MAPLETOFT R.J., 1991. The effect of estradiol valerate on follicular dynamics and superovulatory response in cows with synchro-mate B implants. *Theriogenology*, **36**, 169-183.

Bo G.A., Bergfelt D.R., Brogliatti G.M., Pierson R.A., Adams G.P., Mapletoft R.J., 2000. Local versus systemic effects of exogenous estradiol-17 beta on ovarian follicular dynamics in heifers with progestogen implants. *Anim. Reprod. Sci.*, **59**, 141-157.

BURNS P.D., SPITZER J.C., BRIDGES Jr., HENRICKS D.M., PLYLER B.B., 1993. Effects of metestrous administration of a Norgestomet implant and injection of Norgestomet and estradiol valerate on luteinizing hormone release and development and function of corpora lutea in suckled beef cows. *J. anim. Sci.*, **71**, 983-988.

Burke C.R., Day M.L., Bunt C.R., MacMillan K.L., 2000. Use of a small dose of estradiol benzoate during diestrus to synchronize development of the ovulatory follicle in cattle. *J. Anim. Sci.*, **78**, 145-151.

Catalogue ALYCYON. Tarifs d'avril 2005. 251 p.

CHUPIN D., 1977. Maitrise de la reproduction chez les bovins. Principes-résultats-limites. *Ann. Méd. Vét.*, **121**, 329-338.

Chupin D., Saumande J., 1981. Effect of exogenous prostaglandin and/or estrogen on luteolysis after electrocauterization of the largest follicles at the end of the bovine estrous cycle. *Theriogenology*, 16, 497-504.

Chupin D., Deletang F., Petit M., Pelot J., Le Provost F., Ortavant R., Parez M., Mauléon P., 1974. Use of progestagens subcutaneous implants for the control of sexual cycles in the cow. *Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys.*, 14, 27-39.

Chupin D., Pelot J., Petit M., 1977a. Induction et synchronisation de l'ovulation chez les femelles de race à viande. In : *Physiologie et pathologie de la reproduction, Journées ITEB-UNCEIA*, 45-49. ITEB, Paris.

Deletang F., 1983. Objectif et réussite de la synchronisation des chaleurs chez la vache laitière et allaitante. In : *Synchronisation de l'oestrus chez les femelles domestiques, C1-C3. Ass. Etude Reprod. Anim.*, Lyon.

Dictionnaire des médicaments vétérinaires, 13^{ème} ed. Maisons-Alfort : éditions du point vétérinaire, 2005, 1765p.

Diskin M.G., Sreenan J.M., Roche J.F., 2001. Controlled breeding systems for dairy cows. In : M.G. Diskin (ed), *Fertility in the high producing dairy cow*, Occasional publication n°26, 175-193. British Society of Animal Science, Edinburgh.

Drew S.B., Gould C.M., Dawson C.M., Altman J.F.B., 1982. Effect of progesterone treatment on the calving-toconception interval in Friesian dairy cows. *Vet. Rec.*, 111, 103-106.

Driancourt M.A., 2001. Regulation of ovarian follicular dynamics in farm animals implications for manipulation of reproduction. *Theriogenology*, 55, 1211-1239.

ENNUYER M., 200. Les vagues folliculaires chez la vache. Applications pratiques à la maîtrise de la reproduction. *Point. Vét.*, **31**, 377-383.

GARCIA-WINDER M.J., GALLEGOS-SANCHEZ J., 1991. Estrus synchronization in holstein cows using reduced doses of prostaglandin F2 α . *Theriogenology*, **36**, 191-199.

Geary, T.W. et al. 1998. **3**. *Anim. Sci.*, 76, 1523-1527.

GRIMARD B., HUMBLLOT P., MIALOT J.P., JEANGUYOT N., SAUVANT D., THIBIER M., 1997. Absence of response to oestrus induction and synchronization treatment is related to mobilization in suckled beef cows. *Reprod. Nutr. Dev.* **37**, 129-140.

Grimard B., Leroy C.F., Ponsart C., Bendali F., Khireddine B., Humblot P., 1997b. Effets d'un traitement de maîtrise des cycles sur la date de vêlage, l'intervalle vêlagevêlage et la répartition des vêlages chez la vache allaitante de race Charolaise. *Elevage et Insémination*, **278**, 12-24.

Grimard B., Ponter A.A., Rosso V., Wissocq B., Humblot P., 2000. Effect of prostaglandin F_{2α} injection 48 hours before CRESTAR® implant removal on fertility at induced oestrus in cyclic beef cows bred in winter. 14th International Congress on Animal Reproduction, Stockholm, 2-6 July 2000, Abstracts, Vol 1, 14:38.

GRIMARD B., HUMBLLOT P., PONTER A.A., CHASTANT S., MIALOT J.P., 2003. Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovins. *INRA Prod. Anim.*, **16**, 211-227.

GYAWU P., DUCKER M.J., POPE G.S., SAUNDERS R.W., WILSON G.D.A., 1991. The value of progesterone, oestradiol benzoate and cloprostenol on controlling the timing of oestrus and ovulation in dairy cows and allowing successful fixed-time insemination. *Br. Vet. J.*, **147**, 171-182.

HANZEN C., BOUDRY B., DRION P.V., 2003a. Induction et synchronisation de l'oestrus par la PGF_{2α}. *Point vét.*, **236**, 22-23.

HEUWIESER W., OLTENACU P.A., LEDNOR A.J., FOOT R.H., 1997. Evaluation of different protocols for prostglandin for synchronisation to improve reproductive performance in dairy herds with low estrus detection efficiency. *J. dairy Sci.*, **80**, 2766-2774.

Humblot P., Petit M., Jeanguyot N., Thibier M., 1980. Maîtrise des cycles sexuels. *Elevage et Insémination*, **176**, 26-32.

Inskeep E.K., Braden T.D., Lewis P.E., Garcia-Winder M., Niswender G.D., 1988. Receptors for luteinizing hormone and follicle stimulating hormone in largest follicles of postpartum beef cows. *Biol. Reprod.*, **38**, 587-591.

Jemmeson A., 2000. Synchronising ovulation in dairy cows with either two treatments of gonadotropin-releasing hormone and one of prostaglandin, or two treatments of prostaglandins. *Aust. Vet. J.*, 78, 108-111.

Kesler D.J., Tyson T.S., Summers R.N., Steckler T.L., Nash T.G., 1997. Effects of PGF_{2a} treatment before norgestomet and oestradiol valerate treatment on regression, formation, and function of corpora lutea in beef heifers. *Anim. Reprod. Sci.*, 47, 281-289.

LAVERDIERE G., ROY G.L., LAVOIE D., DUFOUR J.J., 1994. Comparaison de l'effet de deux analogues de la prostaglandine F_{2α} sur la synchronisation de l'oestrus chez la vache de boucherie. *Can. J. anim. Sci.*, 74, 29-36.

LEHRER A.R., LEWIS G.S. et AIZINBUD E. (1992) Oestrus detection in cattle: recent developments. *Anim. Reprod. Sci.*, 28, 355-361.

LOTFI N. : Amélioration génétique et gestion de la reproduction des bovins Santa Gertrudis. Mise en place d'un programme de synchronisation des chaleurs et insémination artificielle au ranch Adarouch. Thèse. Doct. Vét., IAV Hassan II, Rabat, 1988.

Lucy M.C., Billings H.J., Butler W.R., Ehnis L.R., Fields M.J., Kesler D.J., Kinders J.E., Mattos R.C., Short R.E., Thatcher W.W., Wettemann R.P., Yelich J.V., Hafs H.D., 2001. Efficacy of an intravaginal progesterone insert and an injection of PGF_{2a} for synchronizing estrus and shortening the interval to pregnancy in postpartum beef cows, peripubertal beef heifers, and dairy heifers. *J. Anim. Sci.*, 79, 982-995.

MARTINEZ J., THIBIER M., 1984. Fertility in anoestrous dairy cows following treatment with prostaglandin F_{2α} or the synthetic analogue fenprostalene. *Vet. Rec.*, 115, 57-59.

MIALOT J.P., GROBOIS E., PONSART C., GIPOULOU CH., GRIMARD B., DELETANG F., 1998a. Synchronisation des chaleurs chez des vaches Limousines et Blondes d'Aquitaine après vêlage d'automne grâce à l'association PRID + PGF_{2α}+ PMSG : effet de la durée du traitement de progestérone. *Bull. Group. Tech. Vét.*, 589, 17-26.

MAILOT J.P., PONSART C., GIPOULOU CH., BIHOREAU J.L., ROUX M.E., DELTANG F., 1998b. The fertility of partum of autumn calving suckled beef cows is increased by the addition of prostaglandin to progesterone and eCG estrus synchronisation treatment. *Theriogenology*, 94, 1353-1363.

MIALOT J.P., LAUMONNIER G., PONSART C., FAUXPOINT H., BARASSIN E., PONTER A.A., DELETANG F., 1999. Postpartum subestrus in dairy cows : comparison of

treatments with prostaglandin F2 α or GnRH + prostaglandin F2 α + GnRH. *Theriogenology*, **52**, 901-911.

Mialot J.P., Constant F., Dezeaux P., Grimard B., Deletang F., Ponter A.A., 2003. Estrus synchronization in beef cows: comparison between GnRH + PGF2 α + GnRH and PRID + PGF2 α + eCG. *Theriogenology*, **60**, 319-330.

Miksh E.D., Lefever D.G., Mukembo G., Spitzer J.C., Wiltbank J.N., 1978. Synchronization of estrus in cattle II. Effect of an injection of norgestomet and an estrogen in conjunction with a norgestomet implant in heifers and cows. *Theriogenology*, **10**, 201-218.

O'Rourke M., Diskin M.G., Sreenan J.M., Roche J.F., 1998. Effect of different concentrations of oestradiol administered during the first follicle wave in association with PRID insertion on follicle wave dynamics and oestrus response in beef heifers. *J. Reprod. Fertil.*, Abstract series, **21**, Abstr 15.

Odde K.G., 1990. A review of synchronization of estrus in postpartum cattle. *J. Anim. Sci.*, **68**, 817-830.

Pratt S.L., Spitzer J.C., Burns G.L., Plyler B.B., 1991. Luteal function, estrous response, and pregnancy rate after treatment with norgestomet and various dosages of estradiol valerate in suckled cows. *J. Anim. Sci.*, **69**, 2721-2726.

Riviera G.M., Goni C.G., Chaves M.A., Ferrero S.B., Bo G.A., 1998. Ovarian follicular wave synchronization and induction of ovulation in postpartum beef cows. *Theriogenology*, **49**, 1365-1375.

Roche J.F., Ireland J.J., 1981. Effect of exogenous progesterone on time of occurrence of the LH surge in heifers. *J. Anim. Sci.*, **52**, 580-586.

Ryan D.P., Snijders S., Yaakub H., O'Farrell K.J., 1995. An evaluation of estrus synchronization programs in reproductive management of dairy herds. *J. Anim. Sci.*, **73**, 3687-3695.

STEVENSON J.S., PURSLEY J.R., 1994. Use of milk progesterone and prostaglandin F2 α in a scheduled artificial insemination program. *J. dairy Sci.* **77**, 1755-1760.

Thatcher W.W., Patterson D.J., Moreira F., Pancardi M., Jordan E.R., Risco C.A., 2001.

Current concepts for estrus synchronization and timed insemination. In : American Association of Bovine Practitioner, AABP Ed, Vancouver, 95-105.

Troxel T.R., Cruz L.C., Ott R.S., Kesler D.J., 1993. Norgestomet and gonadotropin-releasing hormone enhance corpus luteum function and fertility of postpartum suckled beef cows. *J. Anim. Sci.*, 71, 2579-2585.

WAHOME J.N., STUART M.J., SMITH A.E., HEARNE W.R., FUQUAY J.W., 1985.

Insemination management for a one-injection prostaglandinF2 α synchronization system. II. One versus two inseminations following detection of estrus. *Theriogenology*, **24**, 501-507.

Yielich J.V., Geisert R.D., Schmidt R.A.M., Morgan G.L., MacCann J.P., 1997. Persistence of the dominant follicle during melengestrol acetate administration and its regression by exogenous treatment in beef cattle. *J. Anim. Sci.*, 75, 745-754.