



République Algérienne démocratique et populaire

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

Université IBN Khaldoun - Tiaret

Institut des Sciences Vétérinaires

Département de Santé Animale



Projet de fin d'études en vue

de l'obtention du diplôme de docteur vétérinaire

Sous le thème:

Etude bibliographique sur la synchronisation des chaleurs par

les prostaglandines et les facteurs d'influence chez la vache

Présenté par:

Melle :Rouabhi Daoudia

Melle :Rezoug Malika

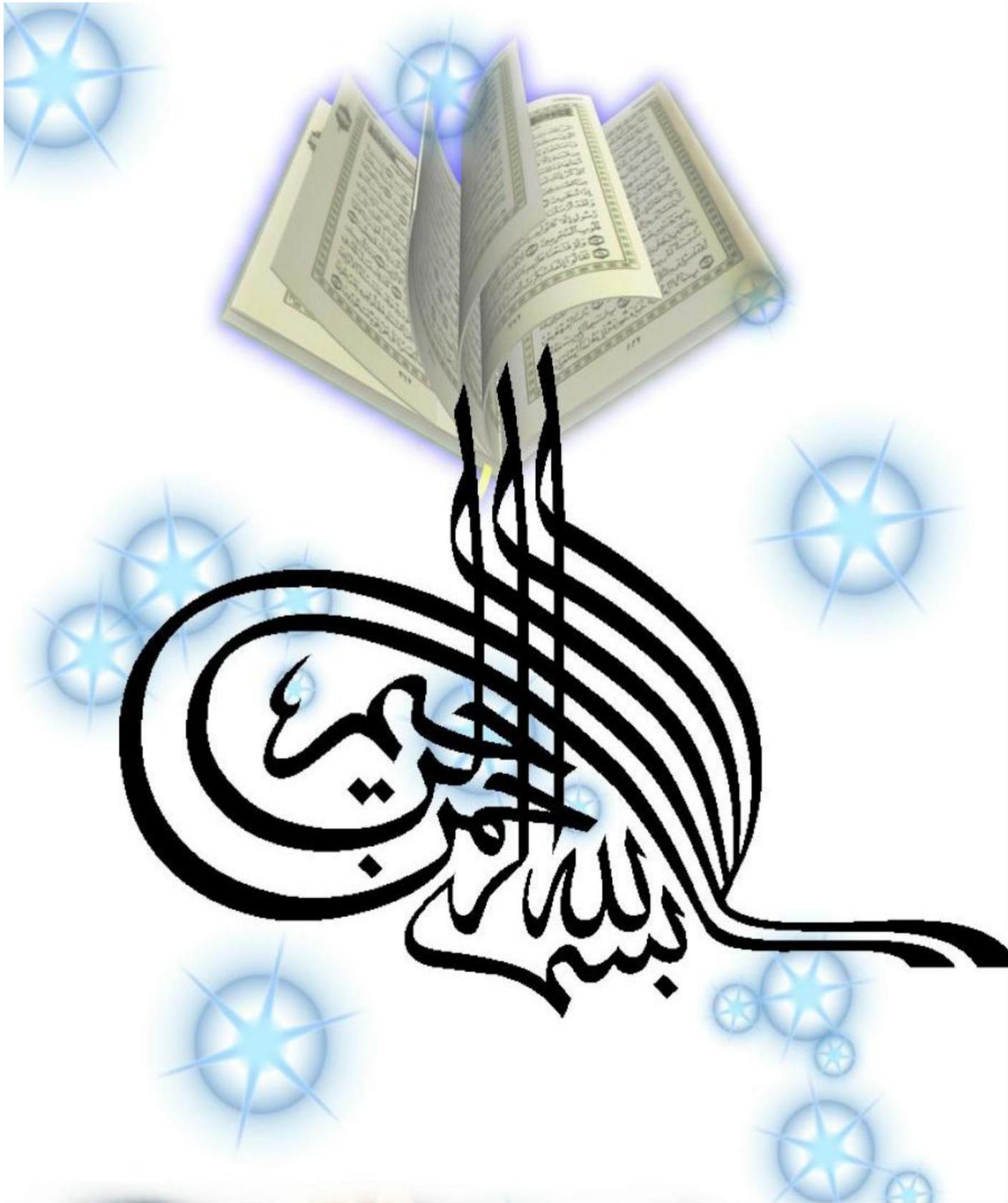
Encadré par:

Dr. Boucif A

Année universitaire

2016 2017





Remerciements

Au président du jury,

Qui nous a fait l'honneur de présider notre jury,

Hommage respectueux

Au Dr Boucif Ahmed, pour son aide, ses précieux conseils et surtout son enseignement durant la troisième année universitaire et Son encouragement pour comprendre bien les choses, tout ce que vous avez fait restera gravé dans notre mémoire .

A ma mère,

Ton courage, ton affection à mon égard et ta patience pour mon avenir ont toujours été un stimulant pour moi

Au Dr Ben Alou Abdalah,

Le directeur de l'institut des sciences vétérinaires et en même temps c'est un père pour nous

A tout nos professeurs ,

Dr Amirate Mokhtar, Dr slimani, Dr Benia, Dr khaldkoudja , Dr Assia ... et tous ceux dont le nom ne figure pas sur cette liste encore je remercie et je ne les oublier jamais

J'aimerais dire un énorme Merci à ma sœur et mes frères surtout Ahmed ,vos encouragements et vos conseils ont été pour moi un cadeau inestimable

Je tien à remercier vivement,

A tout ma famille

A toute la promotion 2017

A tous ceux qui de près ou de loin , ont rendu ce travail possible.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

A

Ma mère

Toujours été là pour moi

A

Ma sœur et mes frères

A

Notre professeur Boucif .A

Pour son effort et ses conseils afin de réussir ce travail

A

Tous les enseignants

De première année jusqu'à cinquième année universitaire

A

Ma famille

A

**Toute personne au niveau de l'institut de sciences vétérinaires de
Tiaret**

Liste des tableaux et des figures

Tableaux :

Tableau 1: Puberté physiologique et zootechnique chez l'espèce bovine (Revue professionnelle de l'ANEB, Juillet 2003) 11

Tableau 2: Caractéristiques reproductives chez la vache (DRIANCOURT et al, 1991) 14

Figures :

Figure 01: Le tractus génital de la vache vue latérale présentant sa position à l'intérieure des cavités pelvienne et abdominale (F.DELETANG., 1983) 4

Figure 2 : Ovaire gauche Droit de la vache 4

Figure 03: Schéma montrant les stades fonctionnels de l'ovaire de la vache, (König et Liebich, 2014)..... 6

Figure 04: Trompe et corne utérines gauche, aspect latéral 8.

Figure 5 : Schéma récapitulatif de l'ovogenèse et de la folliculogenèse chez les mammifères (D'après Gayrard, 2008)..... 11

Figure 6: vagues folliculaires au cours du cycle œstral de la vache (Chastant-Maillard, 2005)..... 13

Figure 7: Modification de la concentration hormonale dans le plasma sanguin (d'après PICTON, 2004)..... 16

Figure 8 : Principe du protocole GPG..... 20

Figure 9: Schéma de l'effet du protocole à base de prostaglandine sur le cycle œstral de la vache lorsque la 1^{ère} injection de prostaglandine est effectuée au 3^{ème} jour du cycle (Chastant- Maillard)..... 22

Figure 10 : principe du programme Ovsync..... 28.

Figure 11 : la gamme des hormones utilisées en maîtrise de la reproduction..... 32

Figure 12 : Le dispositif intra-vaginal CIDR® et son applicateur (Site:www.iowabeefcenter.com)	34
Figure 13 : Le dispositif intra-vaginal CIDR® prés à être introduit dans le vagin. Paul.baillargeon@Zoetis.com 2016	34.
Figure 14: PRID® spirale vaginale imprégnée de progestérone et présentant une capsule de benzoate d'œstradiol (flèche).....	35
Figure 15: Spirale vaginale (PRID®) positionnée sur le pistolet applicateur et prête à être introduite dans le vagin.....	35
Figure 16: Protocole de synchronisation à base de progestagènes sous forme de spirale vaginale ou d'implant (Grimard et al., 2003).....	36
Figure 17 : implant sous-cutané et l'implanteur (trocart).....	38
Figure 18: Traitement à base d'implants sous-cutanés pour l'induction et la synchronisation de l'œstrus (modifié d'après Aguer, 1981).....	38
Figure 19: Schéma du protocole à base de progestagène ou de progestérone (Chastant-Maillard).....	39
Figure 20: Protocole CRESTAR: Valérate d'œstradiol, implant de norgestomet et eCG	
Figure 21: Nouveau protocole CRESTAR SO®.....	40
Figure 22 : Flacons de deux prostaglandines de synthèse.....	44
Figure 23: Schéma du protocole à base de prostaglandine (d'après Chastant- Maillard, 2005)	44
Figure 24 : Flacon d'analogue de GnRH.....	45
Figure 25 Description du protocole GPG (Grimard et al., 2003).....	46.
Figure 26 : Schéma du protocole GP.....	47

Résumé

Cette étude rentre dans la réalisation d'un projet de fin d'étude en vue de la préparation d'un diplôme de docteur vétérinaire. Elle a pour objectif principal de faire une étude bibliographique large qui nous permis d'identifier en premier lieu les différentes méthodes utilisées dans la maitrise sexuelle chez la vache et de connaitre le principe et le mécanisme de chacune d'elles en second lieu. Pour cela, il est nécessaire de bien comprendre les bases anatomiques et physiologiques de la reproduction ainsi que ses mécanismes de régulation endocrine.

La synchronisation des chaleurs est l'un des procédés modernes de la reproduction dont de nombreux protocoles à base de la progestérone, des œstrogènes ou des prostaglandines sont couramment utilisés en médecine vétérinaire à l'échelle nationale et mondiale. Néanmoins, la réussite de cette méthode de maitrise sexuelle repose en premier lieu sur un bon choix des vaches ainsi qu'une bonne gestion du troupeau sur le plan alimentaire et hygiénique en respectant en second lieu le protocole recommandé pour chacune de ces méthodes.

L'efficacité de ces protocoles depend de plusieurs facteurs dont certains sont modifiables ce qui permet d'améliorer les resultats de synchronisation et d'autres non modifiables qui sont propres à l'animal. Cette étude d'ordre bibliographique sera renforcée à l'avenir par des travaux expérimentaux pour tester quelques protocoles et les facteurs d'influence en clinique vétérinaire dans le but d'améliorer les performances reproductives de nos vaches.

Sommaire

Remerciements

Dédicaces

Liste des tableaux et des figures

Résumé

Première partie

Chapitre I : Rappels anatomo-Physiologiques de l'appareil génital de la vache

I-Anatomie de l'appareil génital de la vache.

1 Ovaire.....	3
1.1. Conformation externe:.....	3
1.2. Conformation interne:.....	3
•Des follicules primaires.....	5
•3. Mésos de l'ovaire.....	5
•Follicule mur ou de De Graaf	5
•Corps jaune.....	5
2. Trompe utérine.....	6
3. Utérus.....	7
3.1. Conformation externe.....	7
3.2 Conformation interne.....	9
4 Vagin.....	9
5 Vulve.....	9

II Rappels physiologiques

1. La puberté.....	10
2. La gamétogénèse femelle.....	10
2.1Ovogénèse.....	10

2.2 La folliculogénèse.....	10
3. Croissances folliculaires et notion de vague.....	12
1-Recrutement.....	12
2-Sélection.....	12
3-dominance	12
3.1. Régulation de la phase folliculaire terminale.....	12
4-L'ovulation.....	13
5. Le cycle sexuel chez la vache	13
5.1 Les différentes phases du cycle.....	15
1-Une phase folliculaire.....	15
2-Une phase lutéale.....	15
*Le pro-œstrus.....	15
*L'œstrus.....	15
*Le métœstrus.....	15
*Le diœstrus.....	15
5.2 Les manifestations des chaleurs.....	15
5.3 Régulation hormonale du cycle œstral.....	16

Chapitre II : Méthodes de maîtrise de l'activité génitale de la vache

I/ Intérêts des traitements de synchronisation des chaleurs.....	17
I.1/ Intérêts pour l'éleveur.....	17
I.2/ Intérêts pour les centres d'insémination artificielle.....	18
I.2.1/ L'insémination artificielle.....	19
I.2.2/ Le transfert embryonnaire.....	19
II/ Les protocoles de la maîtrise des cycles.....	19
1/ Les protocoles à base de prostaglandine.....	19
1/ Les protocoles à base de prostaglandine.....	19
1.1 Principe.....	21
1.2 Inconvénients.....	22

2/ Les protocoles à base de progestagènes.....	23
2.1 .Matériels utilisés.....	23
2.1.1 La spirale vaginale.....	23
2.1.2. L’implant sous-cutané.....	24
2.2. Principe du protocole à base progestagènes (Spirales et implants).....	24
3. Les progestagènes associés à l’oestradiol.....	25
3.1 Le nouveau protocole CRESTAR SO® : progestagène sans œstrogène.....	26
3.2 Efficacité des traitements à base de progestagènes.....	26
4. Les protocoles à base de Gonadotropin Releasing Hormone « GnRH ».....	27
4. 1/ Le protocole GPG.....	28
4.2 Principe.....	28
4. 2/ Le protocole GP.....	29
4.3 Principe.....	29
4.4 Inconvénients.....	30

Deuxième partie

Chapitre I : Matériels et protocoles de synchronisation des chaleurs

I. Les méthodes à base de progestagènes.....	31
1 Matériels.....	31
1.1. Les dispositifs intravaginaux (La spirale vaginale).....	33
1.1.2 Mode d’application.....	33
1.1.3 Protocole.....	36
1.2 L’implant sous-cutané.....	37
1.2 .1 Description.....	37
1.2 .2 Mode d’application.....	37
1.2 .3 Protocole.....	39
1.2 .3 .1 Les progestagènes associés à l’oestradiol.....	40
1.2.3.2 Le nouveau protocole CRESTAR SO® : progestagène sans œstrogène.....	40
II. Les méthodes à base de prostaglandine.....	41
1. Matériels.....	41
1.1 ENZAPROST® T.....	41
1.1.1 Effet utérotonique.....	42

1.1.2 Effet lutéolytique.....	42
1.1.3 Indications.....	42
1.2 ALFABEDYL® : (Figure 22).....	42
1.2.1 Un effet lutéolytique rapide et puissant.....	43
1.2.3 Indications d'ALFABEDYL®.....	43
2 Protocole.....	43
III. Les protocoles à base de Gonadotropin Releasing Hormone « GnRH ».....	43
1 Matériels.....	43
1.1 CYSTORELINE® : (Figure 24).....	43
1.1.1 Propriétés de la gonadoreline.....	45
2. Le protocole GPG.....	45
3 Le protocole GP.....	46

Chapitre II : Synthèse sur les travaux de synchronisation des chaleurs chez la vache

I/ Les performances reproductives.....	48
I.1/ Taux de vaches observées en chaleurs.....	48
I.1.1/ Protocole GPG.....	48
I.1.2/ Protocole GP.....	50
I.1.3/ Les retours en chaleurs.....	51
I.2/ Taux de réussite des protocoles.....	52
I.3/ Taux de gestation.....	53
I.3.1/ La mortalité embryonnaire.....	54
I.4/ Le taux de fécondité.....	55
II/ Principaux facteurs de variation de la réussite du protocole GPG.....	56.
II.1 /Le protocole GPG.....	56
II.2 /Le protocole GP.....	57
III/ Autres facteurs.....	57
III.1/ La race.....	57
III.2/ La parité.....	58

III.3/ Intervalle vêlage - induction du protocole de synchronisation.....	60
III.4/ Facteurs liés � la GnRH.....	60
III.5/ La perte du dispositif intra-vaginal.....	61
Conclusion.....	62
Références bibliographiques	63 ,71

INTRODUCCION

Introduction

En Algérie, les bovins se trouvent en troisième position de point de vue effectif après le cheptel ovin et caprin avec moins de 2 millions de têtes bovines, ce qui représente 6% de l'ensemble du cheptel national des ruminants (MADR, 2014). La principale vocation de cet élevage est basée sur la production du lait et de la viande qui sont les deux dépendantes des performances reproductives des vaches. Cependant, le constat du déclin de ces performances reproductives chez le bovin laitier est une donnée commune à beaucoup d'études effectuées depuis la fin du XXème siècle (Lucy, 2001). La conduite de la reproduction souvent mal maîtrisée, caractérisée par un faible développement de l'insémination artificielle et un manque de suivi de l'état reproductif des animaux constitue la cause la dégradation sans cesse croissante des performances de reproduction dans nos élevages bovins laitiers ainsi que dans de nombreux pays du monde (Bousquet et al., 2004).

Le cheptel bovin constitue actuellement un axe important de recherche en médecine vétérinaire qui permet d'améliorer considérablement les résultats zootechniques de cet élevage. A cet effet, une nouvelle politique du ministère d'agriculture et du développement rural est lancée dans l'objectif principal est d'assurer la protection sanitaire du cheptel bovin et ovin avec la garantie de la disponibilité du produit notamment la viande rouge sur le marché à des prix modérés.

Les éleveurs de bovins allaitants au même titre que les éleveurs de bovins laitiers, s'ils veulent rentabiliser leurs exploitations se doivent donc de maîtriser au mieux la reproduction en avançant les vêlages précocement dans la saison et en regroupant les vêlages sur une période aussi réduite que possible. Pour atteindre ces objectifs, trois conditions sont nécessaires : Il faut tout d'abord que les vaches reviennent bien en chaleurs (absence d'anœstrus prolongé, bon état au vêlage, pas de pathologies utérines ...), que ces dernières soient repérées le plus tôt possible après le vêlage et enfin que l'insémination soit réalisée à un moment propice à la fécondation.

Pour maîtriser ces conditions, de nombreux protocoles de synchronisation et d'induction de l'œstrus à base de molécules comme la progestérone, les œstrogènes ou les prostaglandines sont couramment utilisés en médecine vétérinaire. Ces protocoles permettent de regrouper la venue en chaleur d'un groupe d'animaux et d'inséminer à «l'aveugle», comme ils permettent également d'induire des chaleurs chez des vaches en anœstrus (Fournier et Driancourt 2007).

Introduction

L'objectif principal de cette étude d'ordre bibliographique est de connaître en premier lieu les bases anatomiques et physiologiques de l'appareil reproducteur de la vache afin de comprendre en second lieu le principe de chaque protocole utilisé dans la maîtrise du cycle sexuel chez la vache en identifiant également l'effet des différents facteurs sur les performances reproductives de la vache.

PREMIERE PARTIE

CHAPITRE I :

**RAPPELS ANATOMO-
PHYSIOLOGIQUES**

DE L'APPAREIL GENITAL

DE LA VACHE

I. Rappels anatomiques

I-Anatomie de l'appareil génital de la vache.

L'appareil génital de la vache comporte trois sections (figure 1):

- *Une section glandulaire représentée par les deux ovaires.
- *Une section tubulaire représentée par les deux oviductes (trompes utérines) et l'utérus.
- *Une section copulatrice représentée par le sinus uro-génital (l'urètre), le vagin et la vulve.

1 Ovaire :

1.1. Conformation externe:

Les ovaires des femelles domestiques sont en général ovalaires ou arrondis, de consistance ferme et d'aspect nodulaire ou tubéreux du fait de l'émergence de divers organites ovarien : follicule et corps jaunes. Ils sont ovoïdes et petits chez la vache (figure 2) et ils sont situés généralement en région sous-lombaire derrière les reins, non loin du lieu de leur origine embryonnaire. Chez les ruminants, y compris la vache, une migration gonadique les amène vers l'entrée du bassin. L'ovaire sera appendu par la suite au mésovarium, extrémité crâniale du ligament large. La glande ovarienne est recouverte partout par l'épithélium ovarien et elle est bosselée par la saillie des follicules et corps jaunes à différents stades. La forme, la taille et le poids des ovaires varient beaucoup après la puberté selon les phases du cycle sexuel. L'ovaire est de taille remarquablement petite : 3-4 x 2 x 1-2cm et ne pèse que 10-20g.

1.2. Conformation interne:

Sur une coupe de l'organe, l'ovaire montre de la superficie vers la profondeur l'architecture suivante (figure 2):

- *Une tunique séreuse péritonéale vers le hile, faite partout ailleurs d'un épithélium ovarien, simple et cubique ;
- *Une tunique albuginée, couche fibreuse dense résultant d'une condensation de surface du stroma ovarien ;
- *Une zone parenchymateuse, ou «corticale», épaisse, périphérique contenant les organites dispersés au sein du stroma ;
- *Une zone vasculaire ou «médullaire» centrale faite de tissu conjonctif lâche au sein duquel se trouve de nombreux vaisseaux sanguins et lymphatiques, ainsi que des nerfs.

Le stroma ovarien est constitué essentiellement de fibrocytes, particulièrement pluripotents d'où dérivent les cellules interstitielles à activité hormonale.

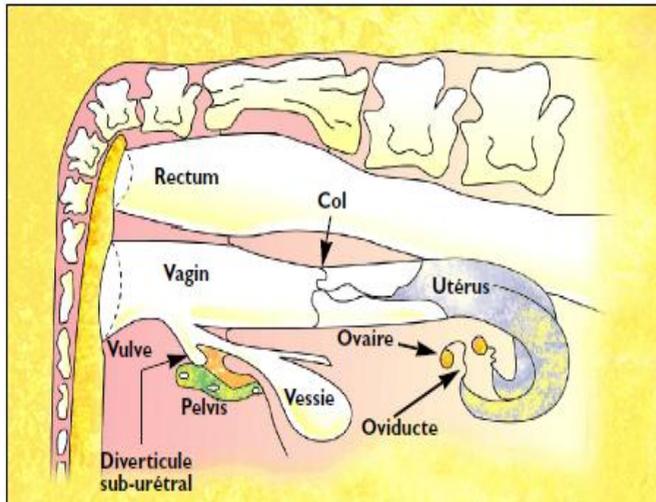


Figure 01: Le tractus génital de la vache vue latérale présentant sa position à l'intérieure des cavités pelvienne et abdominale (F.DELETANG., 1983)

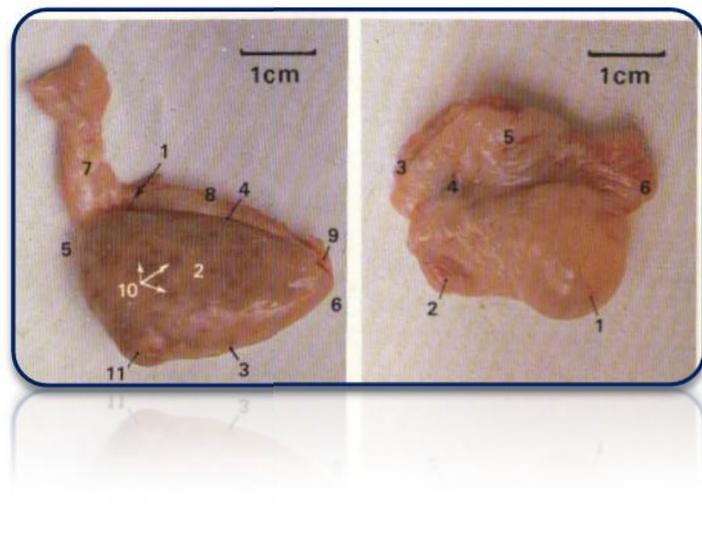


Figure 2 : Ovaire gauche Droit de la vache

Ovaire gauche de vache, aspect latérale. 1 Hile de l'ovaire ; 2 Face latérale ; 3 bord libre ; 4 bord mésovarique ; 5 extrémité tubaire ; 6 extrémité utérine ; 7 Ligament Suspenseur de l'ovaire ; 8 Mésovarium ; 9 Ligament propre de l'ovaire ; 10 Follicules ovariens vésiculaires ou «vésicule de De Graaf» ; 11 Corps jaune (du cycle précédent, en involution).

Ovaire droit de vache, aspect médial, déformé par les organites : 1 Follicule ovarique vésiculaire (mûr) ; 2 Corps jaune (d'un cycle précédent) ; 3 Ligament suspenseur de l'ovaire ; 4 Hile de l'ovaire ; 5 mésovarium ; 6 Ligament propre de l'ovaire.

1.3. Mésos de l'ovaire :

*Le mésovarium est la portion crâniale du ligament large de l'utérus à laquelle est suspendu l'ovaire ; son bord crânial où cheminent le pédicule vasculo-nerveux de la grande constitue le ligament suspenseur de l'ovaire. L'origine du mésosalpinx sur sa face latérale divise le méso de l'ovaire en un mésovarium proximal qui remonte jusqu'à la paroi du flanc sous la hanche et un mésovarium distal qui se termine à l'ovaire et à son ligament propre (figure 4).

*La bourse ovarique est le récessus péritonéal limité médialement par le mésovarium distal et l'ovaire latéralement par le mésosalpinx; Chez la vache, l'entrée de la bourse ovarique est assez large et dirigée ventralement.

L'irrigation de l'ovaire est assurée par l'artère tunique issue de la partie caudale de l'aorte abdominale.

L'ovaire contient des organites périphériques : les follicules et le corps jaune à divers degré de développement (figure 3): •Des follicules primordiaux : très nombreux et très petits. Ils existent depuis la naissance de la femelle. L'ovocyte qui en occupe le centre y est entouré de quelques cellules folliculaires.

•Des follicules primaires : l'ovocyte est plus volumineux et entouré d'une couche régulière de quelques dizaines cellules folliculaires.

•Follicule mur ou de De Graaf : l'antrum augmente de telle sorte qu'il atteint chez la vache la taille d'une grosse noisette, 15-20mm. La dilatation extrême du follicule aboutit à sa rupture avec libération de l'ovule qui sera capté par le pavillon de l'oviducte : C'est l'ovulation.

•Corps jaune : après l'ovulation, la cavité folliculaire est comblée par un caillot sanguin bordé par les cellules de la thèque interne et de la granulosa. Ces dernières se multiplient alors activement, augmentent de volume et se chargent d'un pigment caroténoïde jaune ; la lutéine c'est le corps jaune. Ce dernier devient donc une glande endocrine sécrétant ainsi la progestérone. En cas de fécondation, le corps jaune persiste, grossit considérablement et devient donc «Corps jaune gestatif». Si la fécondation n'a pas lieu, le corps jaune progestatif régresse puis il sera envahi de tissu conjonctif et disparaît.

- Histologiquement, seuls les follicules pré-ovulatoire et de De Graaf sont cavitaires et donc visibles à l'échographie.

-Anatomiquement, seuls les follicules pré-ovulatoires et de De Graaf sont palpables manuellement.

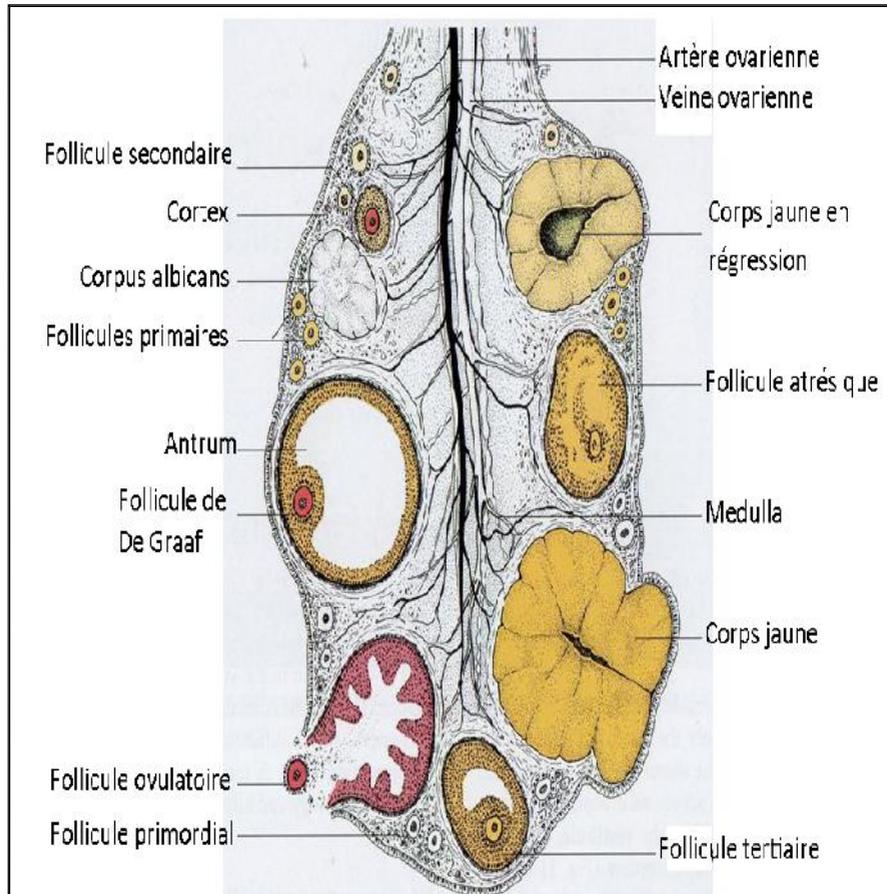


Figure 03: Schéma montrant les stades fonctionnels de l'ovaire de la vache, (König et Liebich, 2014)

2. Trompe utérine :

La trompe utérine ou «Trompe de Fallope» ou «Oviducte» dérive de la portion crâniale des conduits de Müller et représente le segment initial des voies génitales femelles (figure 4).

La trompe utérine de la vache est longue (20-30cm) et décrit de larges flexuosités ; Son infundibulum très développé coiffe entièrement l'ovaire et son isthme se raccorde graduellement à l'extrémité effilée de la corne utérine. La durée de descente tubaire est estimée généralement à 3-5 jours où sa physiologie est très étudiée actuellement en vue des transplantations embryonnaires.

Ses rôles sont multiples :

*Captage de l'ovocyte pondu, entouré de son cumulus grâce aux mouvements de succion des franges du pavillon et aux mouvements vibratiles des cils tubaires :

*Transit ovocytaire grâce aux contractions rythmiques de la tunique musculaire du conduit ;

*Accueil des spermatozoïdes et siège de la hauteur de l'ampoule;

*Nutrition par inhibition et transit du zygote en segmentation jusqu'à l'utérus.

3. Utérus :

3.1. Conformation externe: on distingue ce qui suit (figure 4):

*Les cornes utérines, longues de 35-45cm, s'amenuisent graduellement depuis le corps jusqu'à la trompe ; d'abord accolées l'une à l'autre et extérieurement confondues sous le plan superficiel de la musculature, elles donnent l'illusion d'un corps utérin long de 15cm environ, alors que ce dernier ne mesure en fait 3-4cm.

*A l'intérieur, la muqueuse, jaunâtre ou violacée, plissée, montre généralement quatre rangées longitudinales de caroncules, en réalité peu marquées chez les nullipares.

*Le col utérin, que sa consistance beaucoup plus ferme rend facilement repérable à travers la paroi rectale, est long de 6-7cm chez les génisses, de 10cm chez les vaches plus âgées ; la présence de 3-4 plis circulatoires, rend l'organe parfaitement infranchissable à la sonde, quand il est normalement «fermé».

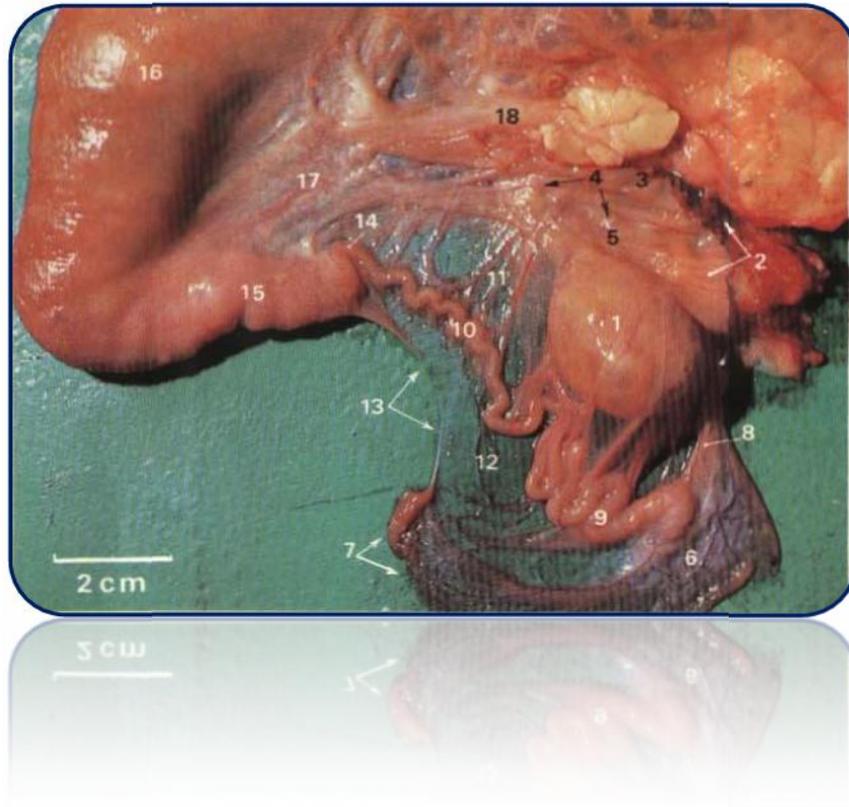


Figure 04:

Trompe et corne utérines gauche, aspect latéral.

1 Ovaire (face latérale, recouverte par le mésosalpinx) ; **2** ligament suspenseur de l'ovaire et vaisseaux ovariens ; **3-5** Mésovarium : **3** M. Proximal, **4** Origine du mésosalpinx, **5** M. Distal ; **6-10** Trompe utérine : **6** Infundibulum ou «pavillon», **7** Franges, **8** Frange ovarique, **9** Ampoule, **10** isthme ; **11-13** Mésosalpinx ; **11** partie supratubaire, **12** Partie supratubaire, **13** Bord libre ; **14** «Jonction tubo-utérine»; **15-16** Corne utérine(gauche) ; **15** extrémité crâniale, **16** Partie moyenne ; **17** ligament large de l'utérus(mésovarium) ; **18** Ligament rond de l'utérus.

3.2 Conformation interne :

*La paroi utérine est faite de trois tuniques concentriques qui sont de l'extérieur vers l'intérieur : la séreuse , le revêtement péritonéal de l'organe, la musculuse composé elle-même de deux couches et la muqueuse.

*Le col de l'utérus est la portion caudale de l'organe qui le relie au vagin. C'est un segment cylindrique, ferme, constitué de fibres musculaire lisses et de tissu fibreux dense ; grâce à sa musculature et à ses sécrétions muqueuses, l'organe est normalement fermé et alors parfaitement infranchissable : il s'entrouvre pendant l'œstrus ; il s'oblitére hermétiquement, pendant la gestation, par un «bouchon muqueux» épais et visqueux qui emplit le canal cervical ; il se dilate fortement au moment de la parturition, tant sous l'effet des sollicitations mécaniques exercées par le fœtus, que sous injection neuro-hormonales.

L'utérus encore appelé matrice est l'organe de gestation sous contrôle hormonal. Il reçoit l'œuf fécondé, en facilite la fixation (implantation), en nourrit le développement (placentation) pendant une période dite de gestation. Au moment de la naissance, l'utérus se contracte et expulse le ou les fœtus arrivés à maturité à l'extrémité de l'organisme maternel (parturition).

4 Vagin : C'est un conduit membraneux étendu horizontalement d'arrière en avant entre le cervix et la vulve, l'organe copulateur de la femelle et il livre le passage au fœtus au moment de la mise bas. Le vagin est logé dans la cavité pelvienne entre le rectum et la vessie, il se situe à peu près dans l'axe du bassin et mesure 30cm de long. Chez la vache le vagin possède un vestige d'hymen et son fonix est plus profond dorsalement que ventralement. Son irrigation est assurée par l'artère vaginale. Son innervation sympathique est assurée par le nerf hypogastrique et l'innervation parasympathique par les nerfs sacraux.

5 Vulve : Elle est située immédiatement sous l'anus, c'est le lieu où débouche l'urètre par le méat urinaire, elle est formée chez la vache de 2 lèvres latérales épaisses qui délimitent l'orifice: fente vulvaire et deux commissures supérieure et inférieure. Chaque lèvre de la vulve comporte une partie cutanée externe et une partie muqueuse interne et du muscle constricteur responsable de la captation parfaite des lèvres vulvaires. L'irrigation de la vulve est assurée par des branches de l'artère honteuse externe. Son innervation provient principalement des nerfs honteux.

II Rappels physiologiques

Sous le contrôle hormonal de l'hypophyse, l'ovaire remplit trois fonctions :

*La fonction œstrogène, assurée de façon permanente et continue depuis la vie embryonnaire jusqu'à l'involution sénile et elle est liée essentiellement à la féminité;

*La fonction gamétogène et la fonction progestative, assurées de façon cyclique à partir de la puberté et tant que dure la vie génitale et elles sont liées plus particulièrement à la maternité.

1. La puberté : Elle correspond au moment d'apparition des caractéristiques qui rendent la l'animal apte à se reproduire. Ceci correspond à l'apparition des premières chaleurs chez la vache et à la production de spermatozoïdes chez le male. Ce phénomène physiologique est fortement influencé par les facteurs nutritionnels et environnementaux. La puberté des bovins laitiers est donnée dans le tableau 01 (Revue professionnelle de l'ANEB, Juillet 2003).

2. La gamétogénèse femelle :

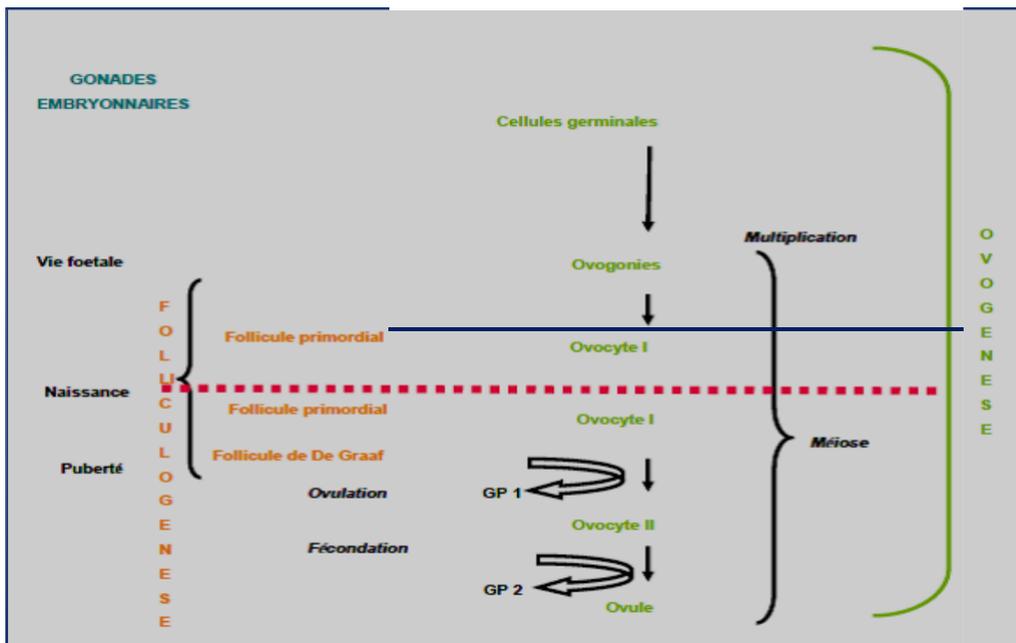
2.1 Ovogénèse : est l'ensemble des processus permettant la différenciation d'une ovogonie en ovule. Au cours de la vie fœtale, les ovogonies (cellules souches à 2n chromosomes) situées dans l'ébauche gonadiques se multiplient activement par mitoses successivement. Chez le bovin, la multiplication mitotique des ovogonies s'étend entre 60 et 170jour de la vie intra-utérine et cela aboutit à la production de 2 millions d'ovogonies. Les ovogonies entrent en méiose et deviennent des ovocytes primaires (ovocytes 1) et la méiose s'arrête en prophase. A cette même période, l'ovocyte1 s'entoure d'une assise de cellules folliculeuses et une membrane basale dont l'ensemble constitue le follicule primordial (un nombre de 10 à 200000 follicules). Après la constitution du stock des follicules primordiaux, une long période de repos commence jusqu'a la puberté.

2.2 La folliculogénèse : C'est la succession des différentes étapes du développement du follicule (Figure 5) depuis le moment où il sort de la réserve jusqu'à l'ovulation ou cas le plus fréquent jusqu'à l'atrésie (Thibault, 2001). Le follicule primordial (30-40µm de diamètre) chez l'espèce bovine, il est entouré de quelques cellules folliculaires aplaties et d'une membrane basale contenant un ovocyte de diamètre compris entre 20-35µm. Ce follicule se transforme en follicule primaire mesurant 60-80µm de diamètre qui contient un ovocyte de 30-40µm. Durant cette période, se forme une enveloppe hyaline poreuse, c'est la zone pellucide entourant l'ovocyte.

Tableau 1: Puberté physiologique et zootechnique chez l'espèce bovine (Revue professionnelle de l'ANEZ, Juillet 2003)

Sexe	Age moyen à la puberté	Age moyen à la reproduction
Femelle	9-12 mois	14-20 mois
Male	7-12 mois	15-18moi

Figure 5 : Schéma récapitulatif de l'ovogenèse et de la folliculogénèse chez les mammifères (D'après Gayrard, 2008).



La zone pellucide est constituée de trois protéines ; il ya aussi l'apparition des récepteurs à FSH et LH et les récepteurs spécifiques à l'œstradiol au niveau des cellules de granulosa. Ce follicule se transforme en follicule secondaire d'une taille de 200-400 μ m suivi du follicule cavitaire d'une taille de 3-4mm caractérisé par l'apparition d'une cavité appelée antrum.

Le dernier stade est le stade de follicule mur ou de De Graf qui mesure 25mm de diamètre chez la vache dont il est gonflé de liquide et fait saillie à la surface de l'ovaire.

3. Croissances folliculaires et notion de vague :

La population de follicules ovulatoire se renouvelle au cours du cycle par succession de croissance et régression folliculaires appelées vagues. Chez la vache, on observe deux à trois vagues de croissances folliculaires qui durent 7 à 10 jours (Figure 6).

On distingue trois étapes de croissances folliculaires : Le recrutement, la sélection et la dominance.

1-Recrutement : Il correspond à l'entrée des follicules cavitaires gonadodépendants en croissance terminale (V.GAYRARD, 2007).

2-Sélection : Elle correspond à l'émergence du ou des follicules ovulatoires parmi les follicules recrutés (V.GAYRARD, 2007).

3-dominance : Cette phase correspond au follicule le plus gros parmi les follicules sélectionnés ayant un diamètre de 8,5 à 10mm, ce qui provoque l'atrésie des autres follicules dominés (MIALOT et al, 2001).

3.1. Régulation de la phase folliculaire terminale:

Les hormones gonadotropes (LH, FSH) régulent les processus de recrutement, la sélection et la dominance. Leur action est modulée par l'action des stéroïdes (œstradiol) et des peptides (Inhibine) dont la sécrétion par le follicule en croissance dépend elle-même des hormones gonadotropes (Figure 6).

Pendant la phase de recrutement, les follicules recrutés formant une cohorte de follicules tertiaires de 2-3mm émergent et poursuivent leur croissance FSH dépendante. En se fixant sur les cellules de la granulosa des follicules, cette dernière stimule l'activité de l'aromatase permettant la transformation des androgènes en œstrogènes mais également la production d'inhibine. Durant la phase de sélection, les concentrations plasmatiques en FSH atteignent des valeurs inférieures à celles capables d'induire le recrutement. Quant à la phase de

dominance, elle s'installe lorsque le premier follicule de la cohorte atteint un diamètre (8-10mm) et devient dominant. Ce dernier empêche la croissance des autres follicules par sécrétion de l'inhibine et des protéines bloquant la croissance des autres follicules. Le devenir du follicule dominant dépend de la pulsilité de LH esponsable à l'ovulation. En revanche, en présence d'un corps jaune mature, la pulsilité de LH est faible et le follicule dominant est voué à l'atrésie.

4-L'ovulation : est l'étape essentielle du cycle ovarien car elle permet la libération d'un ou plusieurs ovocytes fécondables (Tableau 2).

5. Le cycle sexuel chez la vache :

Chez tous les mammifères, l'appareil génital femelle présente au cours et pendant toute la période d'activité génitale des modifications morphologiques et physiologiques se produisant toujours dans le même ordre et revenant à intervalles périodiques suivant un rythme bien défini pour chaque espèce. Ces modifications connues sous le nom de cycle sexuel ou cycle œstral commencent au moment de la puberté. Elles se poursuivent tout au long de la vie génital et ne sont interrompues que par la gestation (Tableau 2). Elles dépendent de l'activité fonctionnelle cyclique de l'ovaire régulée par ses propres sécrétions hormonales elles-mêmes sous dépendance étroite des hormones gonadotropes hypothalamo-hypophysaire (J. DERIVAUX et F.ECTORS-1986). La vache est une espèce polyœstrienne de type continu au cours de l'année sans interruption dont la durée du cycle est en moyenne de 18 à 24 jours (une moyenne de 21 jours). Les variations dépendent de l'âge mais aussi de la race, de la saison et des conditions d'entretien de l'animal (J. DERIVAUX et F.ECTORS-1986).

Figure 6: vagues folliculaires au cours du cycle œstral de la vache (Chastant-Maillard, 2005)

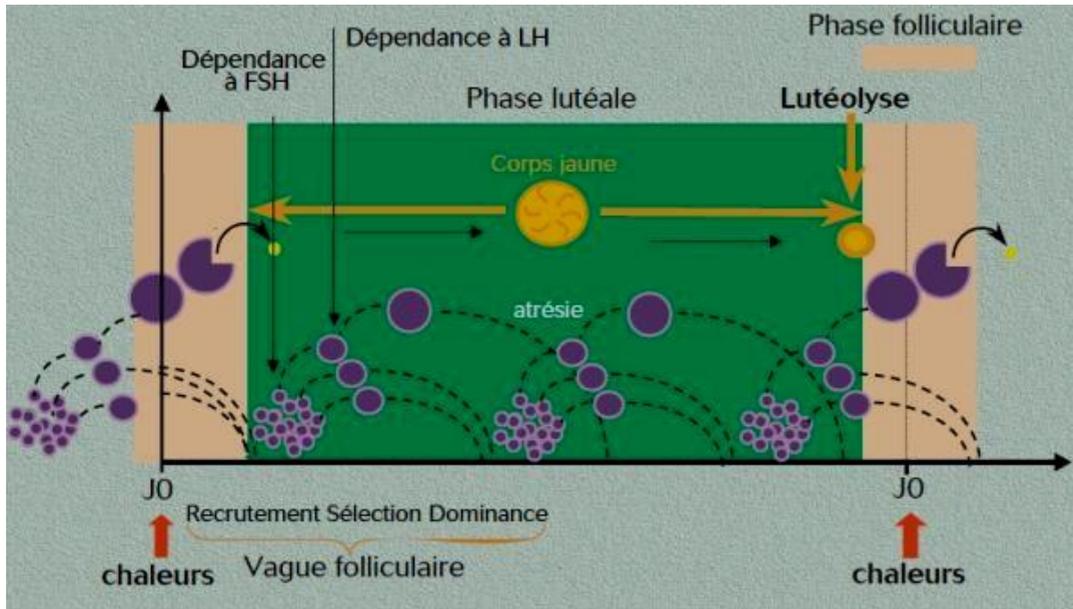


Tableau 2: Caractéristiques reproductives chez la vache (DRIANCOURT et al, 1991)

Paramètre physiologique	Valeur
Age de la puberté	6-17 mois
Saison sexuelle	Toute l'année
Type d'ovulation	Spontanée
Durée du cycle	14-25 j
Type du cycle	Poly-œstrus
Moment de l'ovulation	10-12 h après la fin de l'œstrus
Moment de l'implantation	35 j
Durée de gestation	280j (210-360)
Nombre de veaux par portée	1-2 veaux

5.1 Les différentes phases du cycle :

-Au niveau de l'ovaire, le cycle ovarien est scindé en deux phases :

1-Une phase folliculaire: Elle correspond à la période qui s'étend de la fin de la croissance folliculaire à l'ovulation, composée elle-même de deux petites phases (pro-œstrus et œstrus) ;

2-Une phase lutéale: Le follicule ovulé se transforme en corps jaune produisant de la progestérone, composée également de deux petites phases (métœstrus et diœstrus).
Le cycle classiquement divisé en 04 périodes :

***Le pro-œstrus:** C'est la phase précède l'œstrus et qui correspond à la croissance et maturation des follicules dont la durée est de 3jours.

***L'œstrus :** Cette phase est de courte durée, en moyenne 12-24h et au cours de laquelle la sécrétion d'œstrogène est maximale ce qui correspond à l'acceptation du male suivie du déclenchement de l'ovulation.

***Le métœstrus :** Cette phase dure de 02 jours et correspond à la formation du corps jaune à partir du follicule ovulé.

***Le diœstrus :** Cette phase correspond à la période d'activité du corps jaune. C'est la période la plus longue du cycle œstral dure 15 jours.

5.2 Les manifestations des chaleurs :

La vache en chaleur présente un comportement particulier : Elle est excitée, nerveuse ; elle beugle fréquemment, recherche le chevauchement de ses congénères. Il y a également une sécrétion abondante de la glaire cervicale filante et claire. La femelle s'alimente moins du fait de sa forte agitation et elle accuse une réduction laitière. Les lèvres vulvaires sont congestionnées et tuméfiées.

5.3 Régulation hormonale du cycle œstral:

Le cycle œstral est contrôlé par les hormones suivantes (Figure 7):

*L'hypothalamus synthétise et libère le GnRH (gonado-release-hormone) qui agit sur l'antéhypophyse. Celle-ci synthétise à son tour l'hormone folliculo-stimulante (FSH) et l'hormone lutéo-stimulante (LH).

*Les hormones gonadotropes FSH et LH, principalement la FSH assurent la croissance folliculaire d'où il en résulte une production d'œstrogènes.

*Les œstrogènes permettent l'apparition du comportement d'œstrus. En outre, ils exercent un rétrocontrôle positif sur le complexe hypothalamo-hypophysaire ce qui permet une production massive de GnRH, sur l'hypophyse qui réagit par une production massive de LH dont le pic provoque l'ovulation. Sous l'action de LH, le corps jaune se forme et secrète la progestérone qui exerce un rétrocontrôle négatif sur le complexe hypothalamo-hypophysaire bloquant la synthèse de GnRH et donc la libération de LH ce qui permet aux prostaglandines produites par l'utérus lysent le corps jaune en absence de gestation.

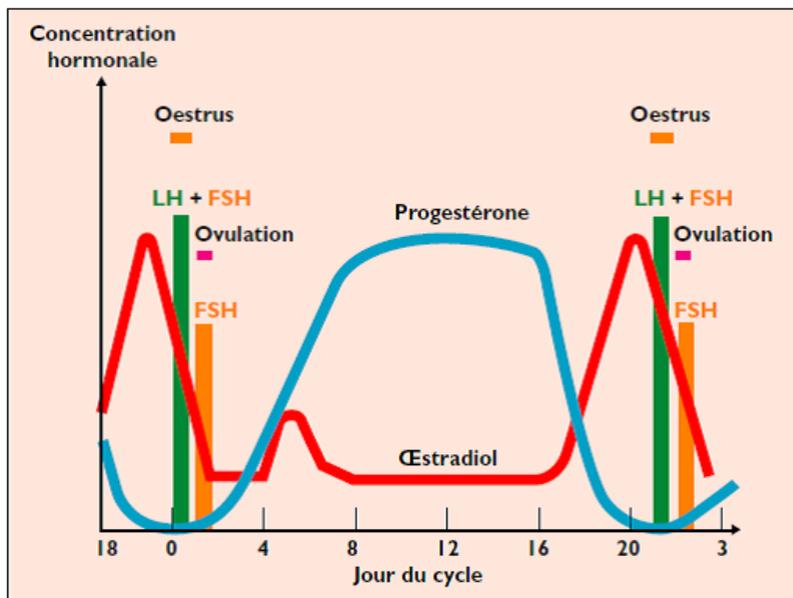


Figure 7: Modification de la concentration hormonale dans le plasma sanguin (d'après PICTON, 2004).

CHAPITRE II :

METHODES DE MAITRISE
DE
L'ACTIVITE GENITALE DE
LA VAHE

I/ Intérêts des traitements de synchronisation des chaleurs

Les traitements de synchronisation des chaleurs visent à maîtriser le cycle de la vache en agissant sur la durée de la phase lutéale uniquement, ou à la fois sur la durée de la phase lutéale et sur la vague de croissance folliculaire (Picard-Hagen *et al.*, 2008). Chez les bovins laitiers, l'utilisation de la maîtrise des cycles permet de s'affranchir de la majorité des problèmes liés à la détection des chaleurs. Cette technique a pour but de faire venir en chaleurs observées, soit à l'aveugle à un moment donné après la fin du traitement et au moment prédéterminé (Grimard *et al.*, 2003).

Le souhait d'avoir un veau par vache par an, préconise l'utilisation fréquente des traitements de synchronisation des chaleurs avec la possibilité de réaliser la sélection progressive des animaux ayant une meilleure production laitière (Grimard *et al.*, 2003).

Les traitements de synchronisation des chaleurs ont des intérêts multiples pour les éleveurs et les centres d'insémination.

I.1/ Intérêts pour l'éleveur

Il peut intervenir de façon efficace sur le rythme d'apparition des chaleurs: Il a donc la possibilité de programmer des chaleurs et des dates d'inséminations, et de planifier les mises bas en fonction de divers paramètres d'ordre pratique et économique. L'éleveur possède ainsi un atout supplémentaire important pour parfaire la gestion du troupeau, gestion qui doit être toujours rigoureuse face à l'évolution de l'élevage moderne et qui passe par la recherche d'une productivité toujours accrue.

Comment la maîtrise des cycles permet-elle d'atteindre cet objectif ?

* La détection des chaleurs qui se manifesteront alors sur une période prévue et relativement courte pour la femelle ou le groupe de femelles traitées se trouve hautement facilitée. Dans certains cas une double insémination peut être pratiquée «en aveugle» à une date post traitement bien précis sans se soucier des signes extérieurs d'œstrus.

* L'induction des chaleurs en toute saison, en programmant la saison de vêlage coïncidant la période de la disponibilité des ressources fourragères.

* L'obtention des vêlages précoces en réduisant l'âge à la puberté et de l'intervalle entre vêlage cela permet une augmentation de la carrière reproductrice de la femelle.

* Le regroupement des mise bas ce qui permet d'organiser le travail du vétérinaire et l'éleveur;

* La programmation des naissances en fonction de la disponibilité des fourrages ce qui permet à l'éleveur de conduire son troupeau en lots homogènes, d'assurer une bonne croissance des veaux et d'obtenir une meilleure rationalisation de son travail au moment où les cours sont les plus soutenus.

* La limitation des pertes économiques (production laitière) liées aux retards de mise à la reproduction, en accélérant la reprise de la cyclicité après le vêlage réalisant ainsi l'objectif.

* La maîtrise des cycles surtout dans les élevages allaitants aide à développer la pratique de l'insémination artificielle qui présente deux avantages essentiels:

- La possibilité certaine d'obtenir une amélioration génétique, source de meilleures performances.

- La garantie et le maintien d'un bon état sanitaire si souvent perturbé par l'apport extérieur de reproducteurs.

I.2/ Intérêts pour les centres d'insémination artificielle

Il apparaît de plus en plus que l'essor de l'insémination artificielle dans les élevages bovins orientés vers la production de viande est étroitement lié à la maîtrise des cycles. Cette programmation de la mise en fécondation présente deux intérêts majeurs pour les centres d'insémination artificielle et les inséminateurs:

* Augmentation du nombre d'inséminations artificielles premières dans les troupeaux à monte naturelle comme dans ceux conduits de façon intensive. Dans de tel élevage la dispersion du cheptel rend la pratique de l'insémination mal commode, contraignante et coûteuse.

* Diminution du nombre de déplacements et du temps de travail des inséminateurs. Parallèlement à ces avantages, l'inséminateur a de fortes chances d'augmenter son taux de réussite grâce à une meilleure détection des chaleurs d'une part et à la synchronisation des œstrus qui permet de pratiquer l'insémination artificielle de façon systématique à un moment bien déterminé d'autres part.

* La diffusion du progrès génétique par deux méthodes :

I.2.1/ L'insémination artificielle :

Elle permet de connaître précisément les caractéristiques des reproducteurs (production laitière, conformation, facilité de vêlage, qualités maternelles....) et donc améliorer le potentiel du troupeau. Mais, pour fournir de bons résultats, elle nécessite souvent une utilisation conjointe de la synchronisation des chaleurs ; afin de planifier les inséminations en vue d'une conduite en bandes ou de s'affranchir à la détection des chaleurs.

I.2.2/ Le transfert embryonnaire :

Cette technique nécessite une synchronisation parfaite des vaches donneuses et receveuses. D'ailleurs la super stimulation et la synchronisation, qui sont deux techniques faisant appel au même types d'hormones, sont souvent utilisées ensemble ou l'une après l'autre.

II/ Les protocoles de la maîtrise des cycles

La connaissance des événements morphologiques et hormonaux au cours du cycle œstral est nécessaire à la compréhension des protocoles de synchronisation de l'œstrus. En effet, ces protocoles sont basés sur les mêmes types d'hormones que celles sécrétées naturellement au cours du cycle d'un bovin. Dans les traitements de maîtrise des cycles, les hormones exogènes peuvent influencer l'évolution des organites ovariens, corps jaune ou follicules en modifiant le déroulement physiologique des sécrétions hormonales endogènes.

1/ Les protocoles à base de prostaglandine :

Les traitements de maîtrise de l'œstrus à l'aide des $\text{PGF}_{2\alpha}$ ont été développés il y a 50 ans. Le $\text{PGF}_{2\alpha}$ et ses analogues de synthèse possèdent une double action :

- * Action lutéolytique, utilisée dans les traitements de maîtrise des cycles ;
- * Action utérotonique en agissant sur les fibres musculaires lisses de l'utérus.

Le corps jaune n'est sensible à l'injection de $\text{PGF}_{2\alpha}$ que lorsqu'il a atteint sa maturité: c'est-à-dire au jour 6 pour les femelles adultes. Pour les taures laitières et les races de boucherie, le Corps jaune est sensible aux prostaglandines à partir du 5^e jour du cycle. La chaleur induite et une ovulation fertile surviendront dans les 2 à 6 jours suivant l'injection.

Très rapidement après l'injection environ 4 heures, le corps jaune arrête de produire la progestérone : c'est ce qui permet le déclenchement de la cascade d'événements conduisant à la chaleur 60 à 72 heures après l'injection.

Pourquoi faut-il parfois plus de 3 jours pour observer une chaleur ?

Même si une majorité de femelles manifesteront une chaleur environ 72 heures après l'injection, un bon nombre (30-40%) devanceront ou excéderont cette période. La réponse à cette question n'est arrivée qu'au cours des années '90 au moment où on a constaté le phénomène des vagues folliculaires multiples.

Lorsque l'injection de prostaglandine survient au moment où le follicule a complété sa maturation (3e cercle bleu), celui-ci est prêt à amorcer la chaleur au moment où le CJ cesse la production de progestérone.

La chaleur apparaîtra alors dans les 2-3e jour après l'injection. Lorsque l'injection survient plus tôt dans le développement du follicule, celui-ci complètera son développement à son rythme normal. Et même si la disparition du CJ est survenue rapidement, l'apparition des signes de chaleur sera retardée parfois jusqu'à 5 jours après l'injection (figure 8).

L'injection de PGF2 α provoque la régression du Corps jaune et une chute rapide du niveau de progestérone comme cela se produirait normalement à la fin du cycle normal.

Le follicule en maturation peut maintenant compléter son développement sans l'inhibition de la progestérone.

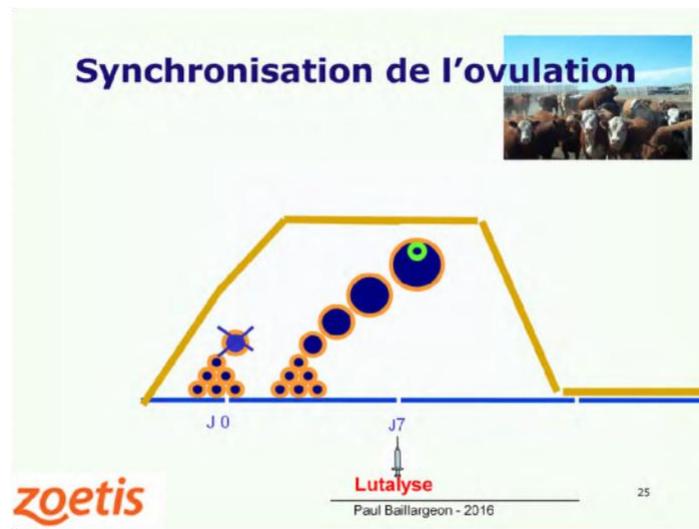


Figure 8 : Principe du protocole GPG

1.1 Principe

L'efficacité du protocole à base de PGF2 α et ses produits de synthèse est fondée sur leur effet lutéolytique mais uniquement entre j5 et j17 du cycle sexuel pour provoquer la régression du corps jaune lorsque celui-ci est mature. Cependant, seuls 60% des individus d'un lot d'animaux cyclés sont susceptibles de répondre correctement à une injection (Gipoulou et al., 2003). La fréquence des pulses de LH augmente alors en provoquant une élévation significative de la sécrétion d'œstradiol par le follicule dominant responsable à l'apparition de l'œstrus et d'ovulation. Mais malgré que la lutéolyse est rapide (24heures), l'intervalle entre l'injection et les chaleurs est variable et il dépend du stade de la croissance du follicule au moment du traitement (Grimard et al, 2003).

Les animaux qui possèdent un follicule dominant au moment de l'injection présentent des chaleurs dans les 2 à 3 jours. Si l'injection a lieu pendant la phase de recrutement, le follicule dominant se forme en 2 à 4 jours et l'intervalle entre l'injection et l'œstrus est plus long et plus variable.

Une deuxième injection de prostaglandine à 11-14 jours d'intervalle selon l'âge de la femelle (figure 8) permet de synchroniser les chaleurs respectivement chez les génisses et les vaches traitées (Grimard et al., 2003). Néanmoins, les femelles doivent être alors en phase de diœstrus au moment de la deuxième injection. Le choix de l'intervalle entre les deux injections n'est pas sur ; toutefois, il doit permettre qu'au moins une des deux injections soit réalisée pendant la phase lutéale (Grimard et al., 2003).

La plus part des animaux expriment des chaleurs entre 48 et 96h après l'arrêt du traitement et peuvent être inséminés à l'aveugle (figure 8) à 72 et 96h (Grimard et al, 2003). Néanmoins, la fertilité est considérée comme meilleure après insémination sur chaleurs observées que lors d'insémination systématique. De plus, toutes les vaches ne sont pas vues en chaleurs après traitement (55.5 % pour Stevenson et al. 1999 ; 68% pour (Mialot et al. 1999). Ainsi, on conseille de réaliser une insémination sur chaleurs observées après la première injection de PGF2 α (figure 9). Si l'animal n'est pas venu en chaleur, la deuxième injection est réalisée et l'animal inséminé sur chaleurs observées ou de façon systématique 72et 96 h après la deuxième injection s'il n'est de nouveau pas vu en chaleurs (Figure 9). Ceci permet de réduire le cout du traitement et des inséminations (Gipoulou et al. 2003 ; Grimard et al. 2003).

1.2 Inconvénients :

La synchronisation à base des prostaglandines n'est utilisable sauf dans le cas de troupeaux dont la cyclicité est élevée. Une solution consisterait à soumettre à la synchronisation que les femelles diagnostiquées cyclées, ce qui est compliqué en pratique et va à l'encontre de l'objectif initial de déclencher l'œstrus chez toutes les femelles d'un lot.

Par ailleurs, la synchronisation obtenue avec les prostaglandines n'est pas optimale car elle n'entraîne pas de synchronisation folliculaire ; par conséquent l'expression des chaleurs intervient sur une durée assez longue. Si les femelles sont inséminées, elles doivent l'être sur chaleurs observées pour obtenir des résultats de fertilité acceptables (Fournier et Driancourt, 2007). De ce fait, le plus souvent les inséminations ne peuvent pas être regroupées sur une séance unique. De plus la détection des chaleurs est assez peu développée en général dans nos élevages. Pour ces différentes raisons, la synchronisation des chaleurs à l'aide des PGF2 α n'est pas une méthode bien adoptée à la production laitière.

2/ Les protocoles à base de progestagènes :

L'administration de progestérogène ou de progestagènes exogènes est utilisée depuis de nombreuses années et permet de contrôler le cycle œstral chez les vaches et les autres espèces domestiques. Parmi les principales indications des protocoles à base de progestagènes on distingue (Mialot et al., 1998):

*Synchronisation et induction de l'œstrus en vue d'inséminer les femelles,

*Traitement de certaines formes d'infertilité : anœstrus post-partum ou d'allaitement.

Les protocoles à base de progestagène sont utilisés en cas de mauvaise détection des chaleurs sur des primipares ou multipares.

Ils sont particulièrement adaptés pour les femelles non cyclées. Leur coût est supérieur au protocole « double injection de prostaglandine » mais comparable à celui du protocole GPG (Picard-Hagen *et al.*, 2008).

Sans injection d'œstradiol, il y a risque de persistance du follicule dominant.

L'ovocyte contenu dans le follicule est alors âgé au moment de l'ovulation et de moins bonne qualité ce qui entraîne une diminution du taux de gestation. Pour pallier à ce phénomène différentes stratégies ont été mises en place par les laboratoires.

2.1 .Matériels utilisés

2.1.1 La spirale vaginale:

En 2006, avant l'interdiction des œstrogènes, trois dispositifs reléguant progressivement des progestagènes ou de la progestérogène étaient disponibles:

*Le dispositif intra vaginal CIDR® en forme de « T » contenant 1,38 g de progestérogène

*Le dispositif intra vaginal PRID® Delta de forme triangulaire contenant 1,55 g de progestérogène (CEVA santé animale, Libourne). Deux nouveaux modifiés sont commercialisés aujourd'hui: CRESTAR SO® pour Intervet et PRID® pour CEVA.

Lors de la pose de la spirale vaginale, il faut veiller à laisser dépasser cette cordelette en la positionnant entre les lèvres de la vulve. Elle peut être coupée pour laisser dépasser une dizaine de centimètres du vagin. En effet, si elle est trop longue, la fréquence de perte du dispositif est augmentée par le risque d'une vache qui se couche dessus ou d'une congénère qui marche sur la cordelette. Chez certains animaux, on peut observer une légère irritation de la muqueuse, correspondant à la présence de rougeur sur la muqueuse vaginale ainsi que de mucus blanchâtre peu abondant. Cette irritation est fugace et n'a aucune conséquence sur la mise à la reproduction. D'après l'étude de Chenault et al. en 2003, seulement 2% des vaches présentent une irritation sévère.

2.1.2. L'implant sous-cutané :

L'implant CRESTAR® (Intervet, Angers, 3 mg de norgestomet, administré par voie sous-cutanée). Selon le type de femelle auquel il est administré, l'implant est un moyen de maîtrise des cycles sexuels des bovins qui permet à la fois :

*D'induire et de synchroniser les chaleurs des femelles en repos sexuel.

*De synchroniser les chaleurs chez les femelles déjà cyclées.

1-Chez les femelles ayant une activité ovarienne cyclique : l'injectable raccourcit la durée de vie du corps jaune en particulier lorsque l'implant est injecté en début de cycle. Le Norgestomet apporté par l'implant (environ 0.250 mg par jour) bloque la libération d'hormones gonadotropes par l'hypophyse. Au retrait de l'implant ce blocage cesse brutalement et les femelles qui ont reçus l'implant présentent et de façon synchronisé, une phase folliculaire qui conduira aux chaleurs et à l'ovulation ;

2-Chez les femelles en repos ovarien avant l'application de l'implant : Le progestagène (Norgestomet) reçus par la femelle durant le séjour de l'implant sous la peau de l'oreille prépare la décharge des hormones hypophysaire et /ou augmente la sensibilité des organes sexuels aux stimulations des gonadotrophines endogènes et exogènes. Le retrait de l'implant s'effectue en pressant la peau au lieu de l'implantation et en effectuant si nécessaire une petite incision avec un bistouri après avoir repéré l'implant par palpation (Kastelic et al.,1999) .

2.2. Principe du protocole à base progestagènes (Spirales et implants)

Les protocoles à base de progestagène ou de progestérone consistent en la pose d'un implant ou d'un dispositif intra-vaginal diffusant un progestagène ou de la progestérone pendant 7 à 11 jours. La progestérone, de même que les progestagènes agit comme un corps jaune artificiel. Leur rôle est donc d'inhiber le complexe hypothalamo-hypophysaire en limitant la pulsativité de LH (Kojima *et al.*, 2003). Elles exercent un rétrocontrôle négatif sur la GnRH, inhibant de ce fait la sécrétion hypophysaire de LH et FSH. Une imprégnation progestéronique bloque ainsi ovulation et chaleurs et le follicule dominant de la vague en cours devient ainsi atésique. Au moment du retrait de la spirale ou de l'implant, la concentration en progestérone dans le sang chute. Le cerveau secrète à nouveau suffisamment de GnRH pour permettre à un gros follicule de poursuivre sa croissance et d'ovuler.

En effet, la chute rapide de la concentration plasmatique de progestagène entraîne une levée d'inhibition du complexe hypothalamohypophysaire: les pulses de LH s'accroissent jusqu'à l'obtention du pic ovulatoire. Un pic de FSH est également visible. Le jour du retrait du dispositif, la concentration de FSH passe de 60 à 150 ng/mL (Barnes *et al.*, 1981).

L'effet FSH et LH gonadotropine chorionique va soutenir la croissance folliculaire terminale en stimulant la maturation terminale du follicule et donc l'obtention d'une meilleure synchronisation des chaleurs quelque soit l'âge du follicule dominant (Deletang.,1983). Les progestagènes provoquent aussi l'épaississement des glaires cervicales, le développement de l'endomètre et le maintien de la gestation.

3. Les progestagènes associés à l'oestradiol :

Les œstrogènes sont principalement utilisés pour leurs actions anti lutéotrope et lutéolytique. Cette deuxième action est surtout marquée en début du cycle (Hanzen et al., 1991) ; Donc l'association œstrogènes + progestagènes agit à la fois sur la croissance lutéale et la croissance folliculaire :

* Sur la croissance lutéale : l'oestradiol administré en début de protocole présente une activité antilutéotrope sur les corps jaunes en début d'évolution, lutéolytique sur les corps jaunes fonctionnels (Grimard *et al.*, 2003). Cette action n'étant pas efficace à 100%, les protocoles intègrent en général l'administration d'une prostaglandine en fin de protocole surtout chez les femelles cyclées. Une fois le corps jaune physiologique supprimé sous l'action de l'oestradiol relayé par la prostaglandine, la synchronisation lutéale des femelles est obtenue grâce au dispositif libérant le progestagène (implant imprégné de Norgestomet).

*Sur la croissance folliculaire : quelle que soit leur taille, les follicules présents à J0 vont s'atrophier. En effet, les jeunes follicules entre 3 et 10 mm dégénèrent sous l'action de l'oestradiol qui inhibe la FSH stimulant leur croissance ; les follicules plus gros LH dépendants sont inhibés par l'association œstradiol+ progestagènes injecté en début du traitement. Il en résulte la mise en place synchrone d'une nouvelle vague de croissance folliculaire chez toutes les femelles traitées (au bout de 4 jours en moyenne, BO et al ,1994). L'imprégnation par le progestagène exogène ne s'oppose pas à la croissance folliculaire mais prévient l'ovulation des gros follicules de la nouvelle vague par rétrocontrôle négatif sur la LH. Au retrait simultané du dispositif progestagène chez toutes les femelles, l'inhibition de la LH est supprimée ; les follicules dominants peuvent alors poursuivre leur évolution autorisant l'IA à date prédéfinie.

3.1 Le nouveau protocole CRESTAR SO® : progestagène sans œstrogène

Depuis 2006, l'utilisation des œstrogènes est interdite sur les animaux de rente dans l'Union Européenne. Pour permettre la lyse d'un éventuel corps jaune sur l'ovaire, on injecte désormais une prostaglandine 48 heures avant ou le jour du retrait du dispositif. Une injection d'eCG (equine Chorionic Gonadotropin, hormone gonadotropesérique de jument gravide d'origine placentaire) peut être réalisée au retrait du dispositif chez les femelles non cyclées ou chez les vaches allaitantes afin de stimuler la croissance folliculaire (Chastant-Maillard *et al.*, 2005).

Le protocole modifié associe un implant sous cutané de 3 mg de norgestomet et une injection intramusculaire de 10 µg de buséréline (analogue de la GnRH ; 2,5 mL de RECEPTAL®) au moment de la pose de l'implant qui est laissé en place 9 à 11 jours. 48 heures avant le retrait de l'implant, on réalise une injection de 2 ml de PROSOLVIN® (PGF2α).

On réalise une injection intramusculaire de 400 UI à 600 UI d'eCG (gonadotropine sérique, CHRONO-GEST® PMSG) le jour du retrait de l'implant pour les vaches laitières. L'insémination a lieu 48 heures après le retrait de l'implant, sans détection des chaleurs.

3.2 Efficacité des traitements à base de progestagènes :

L'absence des œstrogènes (Berg, 2001) et que la suppression de l'injection d'œstrogènes lors des traitements de synchronisation a induit un risque de diminution de l'efficacité des traitements à base de progestagènes et entraîne en effet une diminution de la fertilité à l'œstrus induit en début du traitement (Ryan *et al.*, 1995).

En effet, en l'absence de corps jaune physiologique, l'imprégnation par un progestagène exogène entraîne une inhibition de la LH insuffisante pour faire dégénérer le follicule de grande taille (Kojima *et al.* 1992 ; Kinder *et al.* 1996). Il en résulte l'émergence de follicules persistants contenant des ovocytes âgés. En présence d'une injection d'œstradiol en début de traitement permettait de limiter le risque de follicule persistant en faisant dégénérer les follicules présents (Yelich *et al.* 1997). Cependant, l'efficacité des traitements alternatifs existant est très variable (Fournier *et al.* 2004):

*Les traitements basés sur l'administration répétée de prostaglandine ne contrôlent que la fonction du corps jaune. La synchronisation de l'ovulation est insuffisante pour réaliser une unique insémination à l'aveugle à un moment déterminé. De plus, ces traitements ne pourront se réaliser que sur des femelles cyclées ;

*Les traitements de type GnRH - PGF2 α -GnRH permettent d'obtenir des résultats plus intéressants car ils combinent une action à la fois sur les follicules ovariens (par la GnRH) et sur le corps jaune par PGF2 α (Twagiramungu et al. 1995). Les résultats sont médiocres pour les vaches non cyclées et les génisses.

*Les traitements à base de progestagènes ou de progestérone combinés avec l'administration d'œstradiol au moment de la pose permettent de synchroniser correctement la fonction folliculaire et la fonction lutéale. Cette double action est la clé de leur efficacité (Bo et al. 1995). Ces traitements sont idéaux lorsque les troupeaux à synchroniser sont constitués de femelles cyclées ou non, en proportion inconnues (Grimard et al. 2003). Ils sont donc particulièrement bien indiqués chez les élevages laitiers en Algérie.

4. Les protocoles à base de Gonadotropin Releasing Hormone « GnRH » :

La GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone) est une hormone synthétisée par l'hypothalamus, elle agit directement sur l'antéhypophyse pour induire une libération transitoire de LH et FSH pendant 2 ou 3 heures. La réponse à son administration dépend du stade de la vague folliculaire au moment du traitement (Picard-Hagen et al., 2008; Gipoulou et al., 2003) :

*Lors de la phase folliculaire, elle stimule la croissance folliculaire ;

*Elle provoque (indirectement) l'ovulation ;

*Sous imprégnation progestéronique, elle permet la lutéinisation des follicules dominants.

L'injection de GnRH au début du traitement à base de progestérone a entre autres pour effet d'entraîner la régression du follicule dominant présent et de synchroniser l'émergence d'une nouvelle cohorte de follicules (Rhodes *et al.*, 2003). D'autre part, l'ajout de GnRH peut également contribuer à l'ovulation et à la formation d'un corps jaune permettant d'obtenir des concentrations en progestérone encore plus élevées (Xu *et al.*, 2000). Dans ce cas, l'administration de prostaglandines F2 α 24 à 48 heures avant le retrait du dispositif sera nécessaire. Dans les protocoles décrits, la progestérone est laissée en place entre 6 et 8 jours, la GnRH est injectée au début du traitement et l'injection de prostaglandines est réalisée le jour du retrait du dispositif (Stevenson *et al.*, 2006 ; McDougall, 2010).

4. 1/ Le protocole GPG

Le protocole de synchronisation OvSync a été proposé en 1995. Ce protocole « GnRH-PGF2 α -GnRH » de maîtrise de l'œstrus a été mis au point aux Etats-Unis par (Pursley et al., 1995), Il combine à la fois une action sur le corps jaune avec la prostaglandine, et sur la croissance folliculaire avec la GnRH. Il s'agit d'une série de 3 injections associant GnRH et PGF2 α (GnRH J0, PGF2 α J7, GnRH à j 9) suivie d'une IA systématique dans la majorité des cas 16 à 20 heures après la seconde injection de GnRH (Hanzen *et al.*, 2003).

Le programme OvSync synchronise à la fois la fonction du corps jaune et la formation d'un nouveau follicule amené à ovuler au 10e jour du programme.

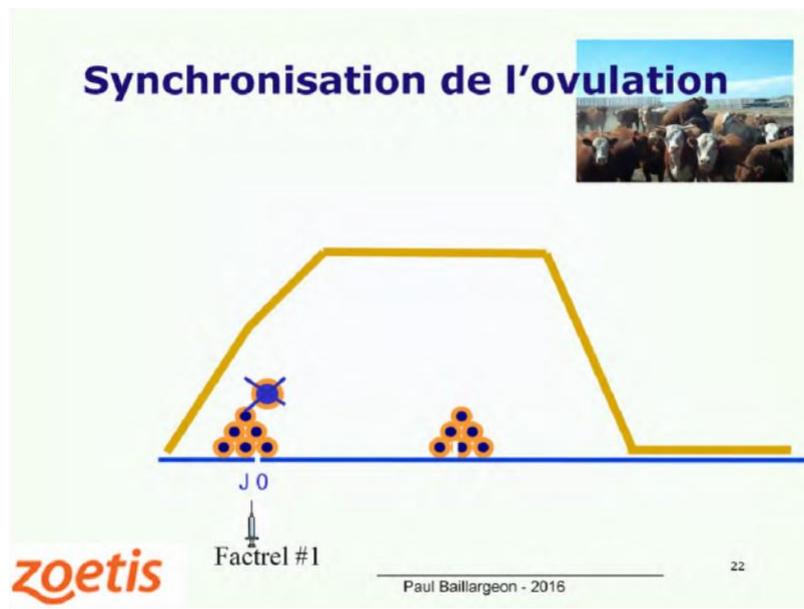


Figure 10 : Principe du programme Ovsync

4.2 Principe

Lorsque la 1^{ère} injection survient au moment où un follicule dominant est capable de répondre à l'action de GnRH (cercle bleu avec le X), celui-ci cesse son développement et forme un corps jaune secondaire qui s'ajoute à celui qui est déjà existant. Il en résulte une 2^e vague folliculaire prévue au départ vers le 9^e jour dont l'ovulation peut dorénavant être synchronisée avec la disparition du Corps jaune provoquée par une injection de PGF2 α . 7 jours plus tard un follicule mature sera présent et contiendra un ovule fertilisable (cercle vert) suffisamment mature pour répondre à la 2^e injection de GnRH.

Le niveau de progestérone sanguin (ligne beige) montre que le corps jaune en place est fonctionnel et réagira à une éventuelle injection de PGF2 α . Cette femelle est maintenant prête à être synchronisée pour une saillie à temps fixe (figure 10).

4. 2/ Le protocole GP

Ce protocole GP, appelé aussi « Selectsynch » est composé seulement des deux premières injections du protocole GPG : Il a été proposé avant le protocole GPG (Thatcher *et al.*, 1989 ; Twagiramungu *et al.*, 1992 ; Wolfenson *et al.*, 1994), mais a été beaucoup moins étudié que ce dernier, probablement à cause de son utilisation moins pratique.

4.3 Principe

*La 1^{ère} injection de GnRH permet selon le stade du cycle une stimulation de la croissance folliculaire, l'ovulation ou la lutéinisation des follicules ovariens d'un diamètre supérieure à 10mm ; suivie de la formation d'un corps jaune, ou la lutéinisation éventuelle du follicule cavitaire présent (Hanzen *et al.*, 2003), suivie de l'émergence d'une nouvelle vague folliculaire au bout de 48heures environs, et la mise en place d'un corps jaune, 2,1 jours plus tard (Pursley *et al.*, 1995).

*L'injection de prostaglandine 7 jours plus tard permet la lutéolyse du corps jaune mis en place suite à l'ovulation et la lutéinisation du follicule à J0 (et éventuellement du corps jaune présent), et la transformation du follicule dominant en follicule pré-ovulatoire (Pursley *et al.*, 1995). La lutéolyse supprime l'inhibition exercée par la progestérone sur la LH, permettant ainsi la croissance terminale du follicule dominant.

*La 2^{ème} injection de GnRH 2 jours après l'injection de prostaglandine provoque un pic de LH et une ovulation 24 à 32 heures plus tard.

4.4 Inconvénients :

Le protocole GPG nécessite, pour être pleinement efficace, que la première injection de GnRH soit réalisée en présence d'un follicule dominant. Cette situation concerne statistiquement 65 à 70 % des femelles présentant 2 ou 3 vagues folliculaires par cycle. Les follicules de taille insuffisante à J0 (en phase de recrutement ou de sélection) n'ovulent pas et une nouvelle vague de croissance folliculaire ne se met donc pas en place sous l'action de la 1^{ère} injection de GnRH.

Au final 30 % des femelles soumises au protocole GPG peuvent présenter des progestéronémie élevées à j10, incompatible avec la réussite de l'IA, et près de 15% des femelles peuvent être vues en chaleurs en dehors de j10 (Mialot et al. 1999).

Pour limiter ce risque et s'assurer de la présence d'un follicule de taille suffisante à j10, une pré synchronisation peut être réalisée; mais le protocole complet devient alors lourd, avec beaucoup d'interventions sur les femelles et relativement coûteux, ce qui réduit l'intérêt de sa mise en œuvre dans les élevages laitiers.

Chez les femelles en anœstrus, le protocole peut induire l'ovulation mais dans une moindre proportion que sur des vaches cyclées (chez 45% des femelles non cyclées contre 80 % des femelles cyclées, d'après (Mialot et al. 1999). Au global, la méthode GPG donne de meilleurs résultats sur les vaches cyclées.

DEUXIEME PARTIE

CHAPITRE I :

**MATERIELS ET
PROTOCOLES DE
SYNCHRONISATION DES
CHALEURS**

Les premières stratégies de synchronisation développées au cours des années 60 à 80 visaient à regrouper le plus grand nombre possible de femelles en chaleur sur une courte période de temps pour faciliter l'observation et diminuer la charge de travail nécessaire à une bonne détection. Il existe plusieurs types de traitement de maîtrise des cycles (figure 11). Ils agissent essentiellement sur la phase lutéale en la raccourcissant (traitements à base de prostaglandines F2 α) ou en la mimant (traitement à base de progestagènes). Comme, ils peuvent aussi agir sur la vague folliculaire en cours (traitements à base de progestagènes ou association GnRH et PGF2 α).

I. Les méthodes à base de progestagènes :

Il en existe de nombreuses formes dont la structure de base est le noyau cyclo perhydro phénanthrène : Acétate de mélangestrol, Acétate de médroxyprogestérone, Chlormadinone. Leur utilisation s'est faite sous plusieurs forme : voie orale, voie intramusculaire ou sous cutané (implant), voie vaginale sous forme d'éponge ou de spirale.

1 Matériels:

Trois dispositifs reléguant progressivement des progestagènes ou de la progestérone sont disponibles:

*Le dispositif intravaginal CIDR® en forme de « T » contenant 1,38 g de progestérone (Pfizer santé animale, Paris) ayant une autorisation de mise sur le marché (AMM) sur vaches et génisses cyclées pour la synchronisation de l'œstrus.

*Le dispositif intravaginal PRID® Delta de forme triangulaire contenant 1,55 g de progestérone (CEVA santé animale, Libourne) ayant une AMM pour l'induction et la synchronisation de l'œstrus chez les femelles cyclées et non cyclées.

*L'implant CRESTAR® (Intervet, Angers, 3 mg de norgestomet que l'on administre par voie sous-cutanée).

Ces deux derniers laboratoires ont aujourd'hui modifié leurs protocoles pour répondre à la réglementation en commercialisant un nouveau dispositif : CRESTAR SO® pour Intervet et PRID® pour CEVA.

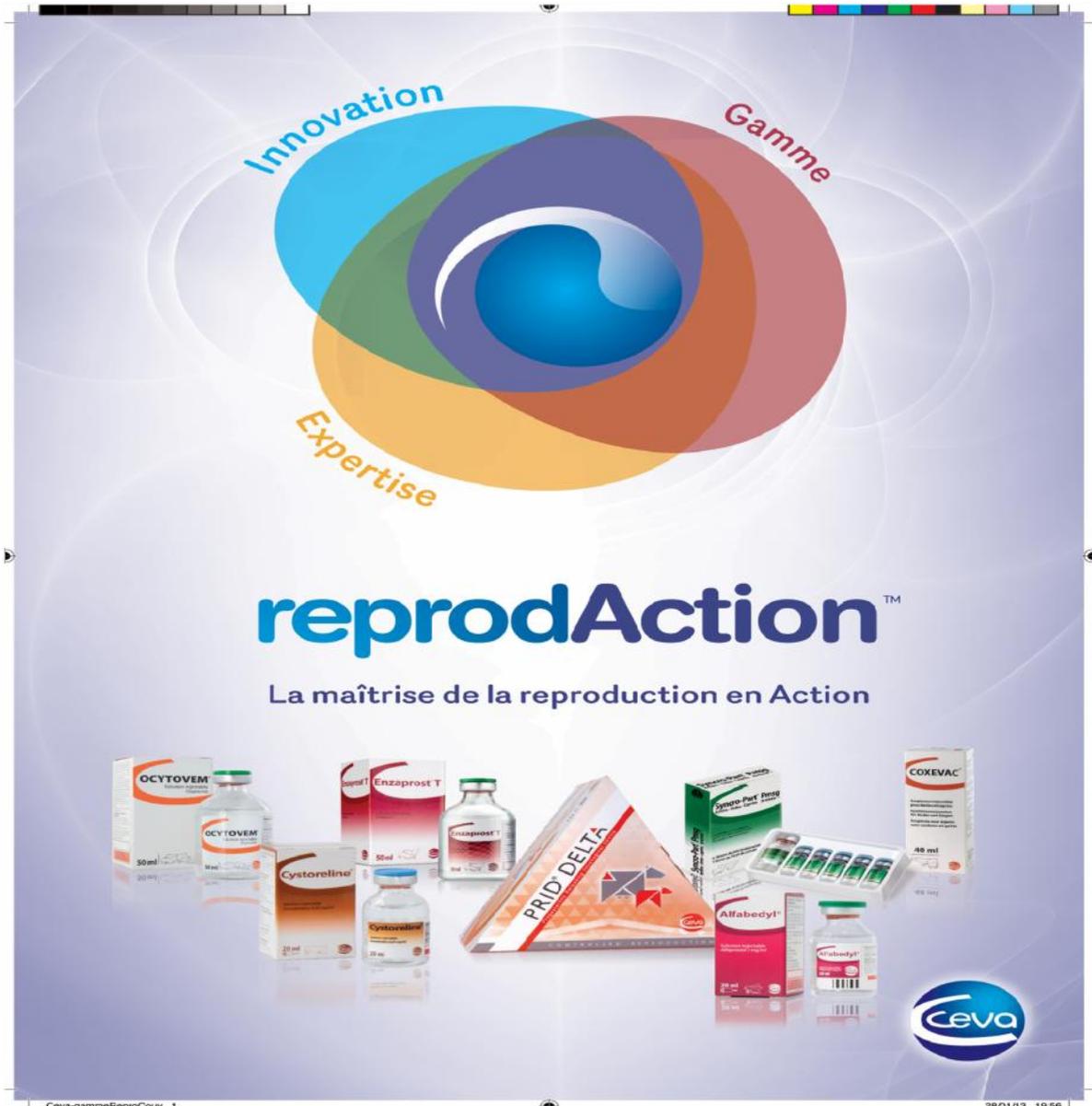


Figure 11 : La gamme des hormones utilisées en maitrise de la reproduction

1.1. Les dispositifs intravaginaux (La spirale vaginale):

*Le CIDR® est un dispositif intra-vaginal relarguant de la progestérone naturelle. L'illustration d'un CIDR montre l'apparence physique de l'appareil: une tige de nylon entourée d'une gaine de silicone imprégnée de progestérone à libération lente.

Une cordelette est accrochée à l'extrémité du T (Figure 12 et 13) qui permet de le retirer facilement au moment voulu. Le CIDR agit essentiellement comme un CJ lorsqu'il est inséré au J0 du programme. Il permet ainsi de synchroniser la chaleur et l'ovulation comme pour un cycle normal.

* Le PRID® (Progesterone Releasing Intravaginal Device). C'est un dispositif en acier inoxydable en forme de spirale de 08cm à 30cm de longueur et de 3.2cm à 4.5cm de largeur, recouvert d'un élastomère en silicone inerte dans lequel sont uniformément réparti 1,55 g de progestérone. Sur ce dispositif est collée une capsule de gélatine contenant 10 mg de benzoate d'œstradiol (Figure 14 et 15).

Deux spirales sont commercialisées : le PRID® ne contient que de la progestérone et le PRIOESTROL® (toujours utilisé chez la jument) qui contient en plus une capsule de gélatine collée à la spirale qui renfermait 10 mg de benzoate d'œstradiol (Figure 14).

Actuellement seul le PRID® reste disponible pour les bovins suite à l'interdiction de l'utilisation des œstrogènes en productions animales.

La forme avec benzoate d'œstradiol (PRIDOESTROL®) reste disponible pour la synchronisation des chaleurs chez la jument de course.

1.1.2 Mode d'application :

La pose du dispositif intra vaginal se fait à l'aide d'un pistolet applicateur adapté (figure 12) après avoir soigneusement nettoyé et désinfecté la vulve sur lequel le dispositif est placé avec les branches du T repliées. Elles s'ouvrent dans le vagin lorsque le CIDR® est libéré de l'applicateur. Le retrait se fait en tirant sur la cordelette qui dépasse à l'extérieur du vagin et qui est attachée à la spirale.

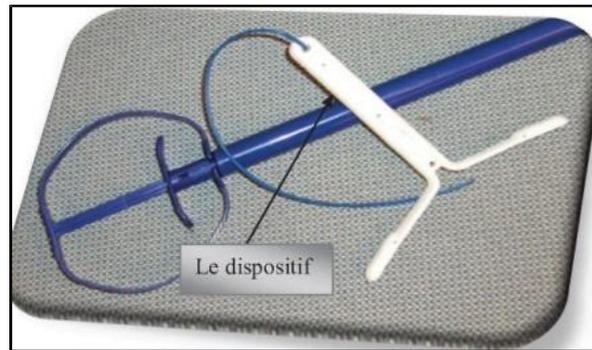


Figure 12 : Le dispositif intra-vaginal CIDR® et son applicateur
(Site:www.iowabeefcenter.com)

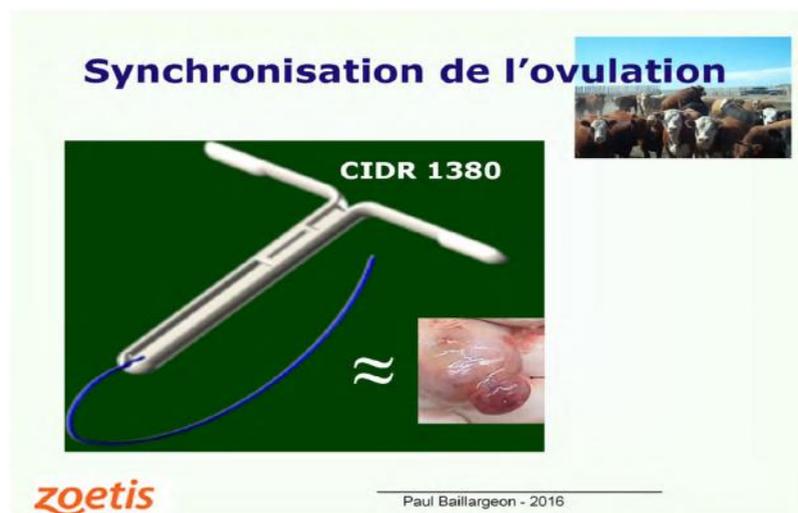


Figure 13 : Le dispositif intra-vaginal CIDR® près à être introduit dans le vagin.
Paul.baillargeon@Zoetis.com 2016

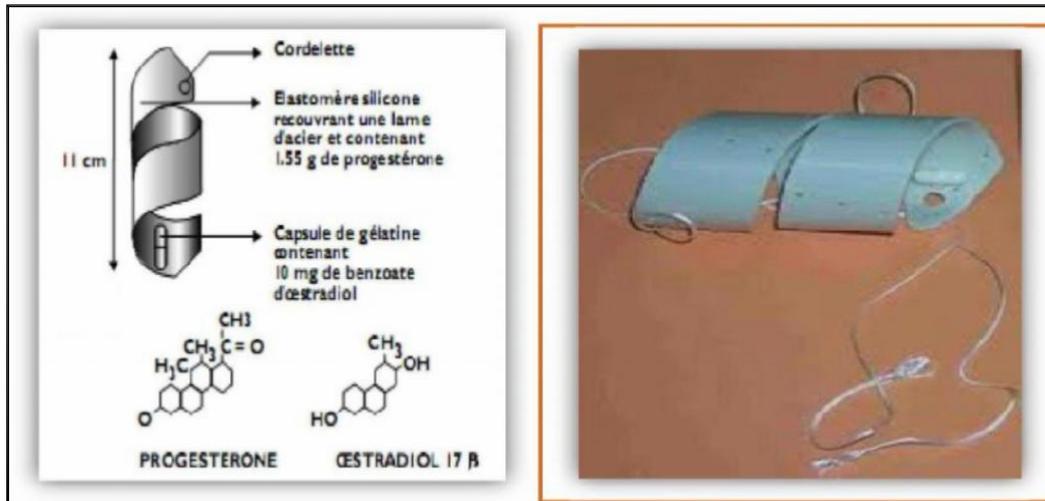


Figure 14: PRID® spirale vaginale imprégnée de progestérone et présentant une capsule de benzoate d'œstradiol (flèche)

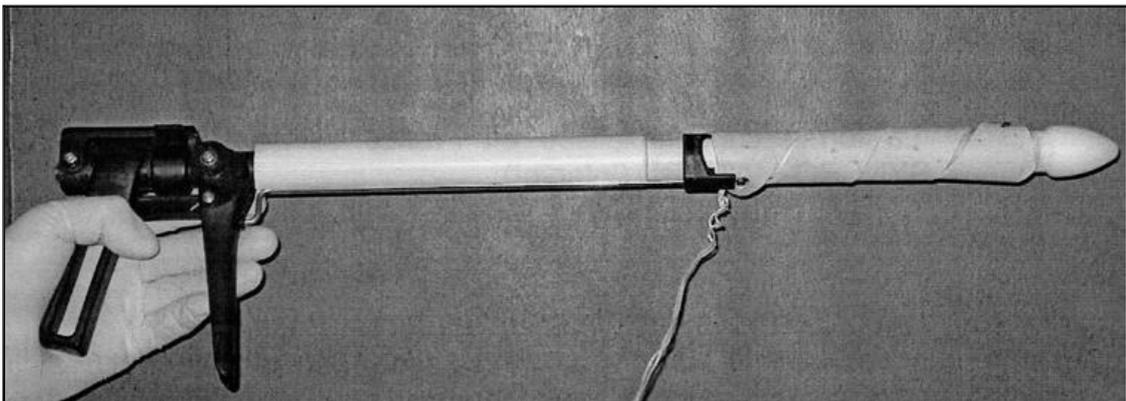


Figure 15: Spirale vaginale (PRID®) positionnée sur le pistolet applicateur et prête à être introduite dans le vagin.

1.1.3 Protocole

Au moment du retrait du dispositif intra vaginal après 7 à 11 jours de pose, une injection de 400 à 600 UI de PMSG peut-être effectuée. De la même façon une injection de prostaglandine F2 α peut être effectuée 48 heures avant le retrait du dispositif. L'insémination artificielle unique aura lieu 56 heures après le retrait du dispositif et on peut également avoir recours à 2 inséminations respectivement à 48 heures et 72 heures après le retrait.

Les dispositifs intravaginaux (PRID® ou CIDR®) ne sont pas posés plus de 10 à 12 jours pour éviter une maturation trop longue des follicules (Figure 16 et 18)

L'ajout de PMSG au protocole PRID® DELTA :

- Est bénéfique chez les vaches non vues en chaleur dès 50 jours postpartum en augmentant le taux d'ovulation (Garcia-Ispuerto et al 2011).
- Augmente le taux de gestation chez les femelles non-cyclées (Souza A.H., 2009).

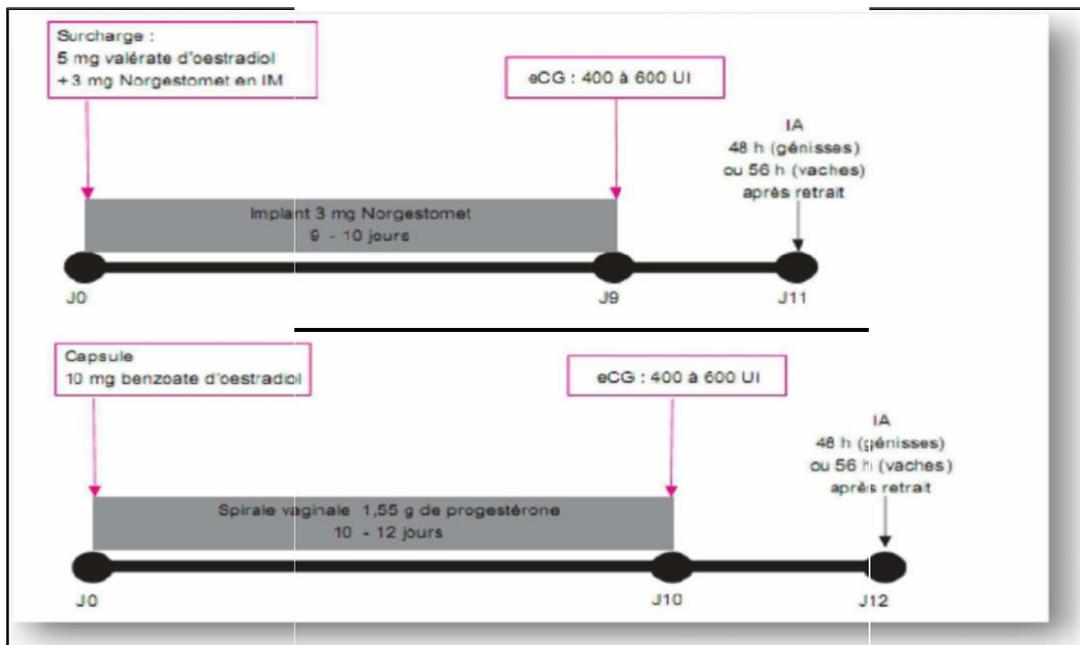


Figure 16: Protocole de synchronisation à base de progestagènes sous forme de spirale vaginale ou d'implant (Grimard et al., 2003)

1.2 L'implant sous-cutané :

1.2.1 Description

C'est un cylindre de polyméthacrylate d'une longueur de 18 mm et d'un diamètre de 2 mm, il se place en position sous-cutanée sur la face externe du pavillon de l'oreille. Ce médicament est une association de progestagènes et d'œstrogène constitué de:

* 3mg d'un dérivé synthétique de la Norprogesterone :

Le Norgestomet (17a -acétoxy- 11B-methyl-19 Nor-preg-4-ene-3.20-dione) est insérée sans beaucoup de difficultés sous la peau de l'oreille avec un applicateur (trocart) et aussi facilement repérable au retrait (Figure 17).

* Un flacon de 2 ml injectable, contenant une solution huileuse de 3mg de Norgestomet et 5 mg de valérate d'oestradiol, ils sont injectés par voie sous cutanée au moment de l'implant. Les deux éléments ainsi composés sont placés sur une plaque de carton, séparés et protégés par un léger film de plastique transparent (Figure 17).

1.2.2 Mode d'application

Grace à un pistolet applicateur, l'implant est récupéré directement et déposé sous la peau à la base de l'oreille de l'animal après désinfection. Le retrait s'effectue en pressant la peau au lieu de l'implantation et en effectuant si nécessaire une petite incision au scalpel, après avoir repéré l'implant par palpation. Au même moment, on réalise une injection intramusculaire de 2 ml de solution huileuse contenant du Norgestomet et du valérate d'oestradiol.

La mise en place de l'implant CRESTAR SO® (pose de 9 à 11 jours) doit être combinée à une injection de GnRH permettant de renouveler la population folliculaire.



Figure 17. Implant sous-cutané et l'implanteur (trocart).

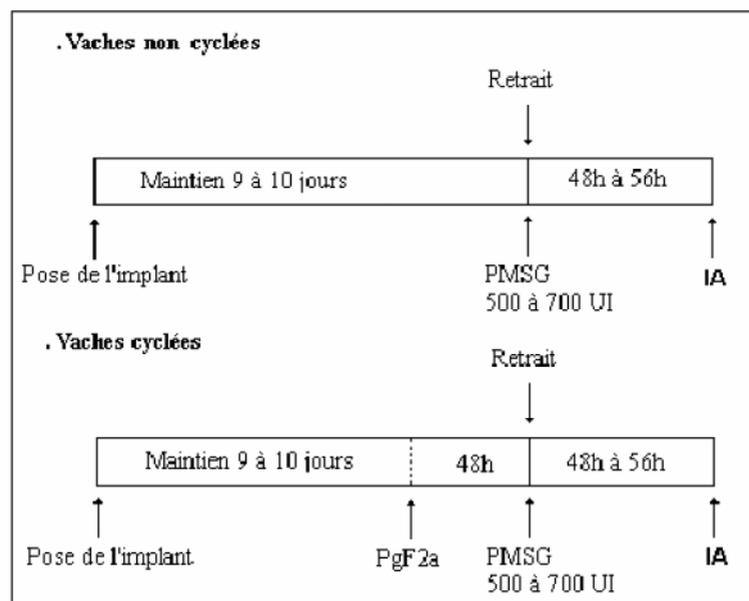


Figure 18: Traitement à base d'implants sous-cutanés pour l'induction et la synchronisation de l'œstrus (modifié d'après Aguer, 1981)

1.2.3 Protocole

*L'implant est laissé en place pendant 7-11 jours pendant toute cette durée (Ennuyer, 2000).

*Au moment du retrait du dispositif, une injection de gonadotrophine « PMSG » (Prégnant Mare sérum gonadotropin) ou (Equine chorionic gonadotropin eCG) à une dose de 400-600UI selon l'âge.

*Une injection intra musculaire de prostaglandine F_{2α} (Figure 19) à 48 heures avant le retrait de l'implant chez les femelles afin d'assurer une lutéolyse complète.

*Les chaleurs apparaissent entre 24 et 60 heures après le retrait de l'implant,

*L'insémination est réalisée sur chaleurs observées ou à l'aveugle 56 heures chez la vache (Figure 19) et 48 heures après le retrait chez la génisse (Tregaskes et al., 1994).

NB : Il faut prendre la précaution de ne pas utiliser l'implant au moins de 45 jours après le dernier vêlage (Consigne d'après fiche technique du médicament).

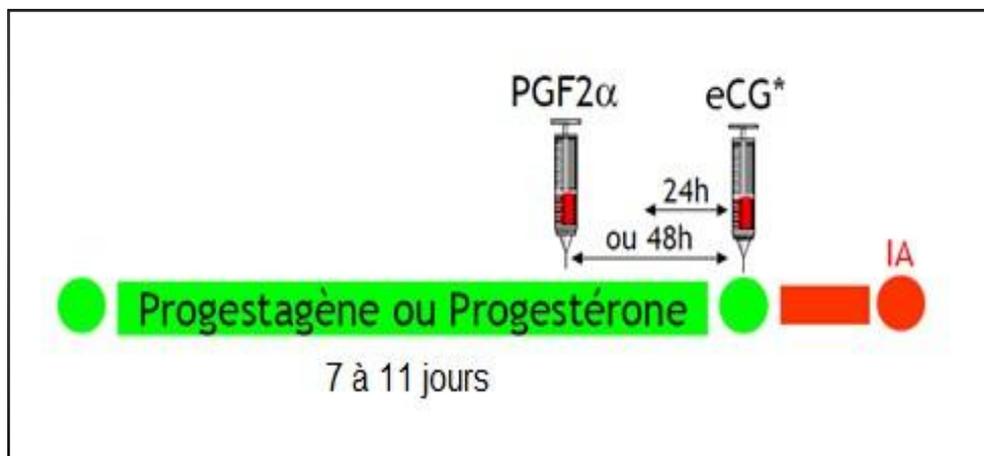


Figure 19: Schéma du protocole à base de progestagène ou de progestérone (Chastant-Maillard).

1.2.3.1 Les progestagènes associés à l'oestradiol :

Un traitement associant l'injection d'oestradiol à la mise en place du dispositif à base de progestagène ou de progestérone permet l'atréisie du ou des follicule(s) présent(s) et l'émergence d'une nouvelle vague de croissance folliculaire 3 à 6 jours plus tard (Picard-Hagen *et al.*, 2008). Ce dispositif est commercialisé sous le nom de CRESTAR (Figure 20).

1.2.3.2 Le nouveau protocole CRESTAR SO® : progestagène sans œstrogène

*Un implant sous cutané de 3 mg de norgestomet associé à une injection intramusculaire de 10 µg de buséréline (analogue de la GnRH ; 2,5 mL de RECEPTAL®) au moment de la pose de l'implant qui est laissé en place 9 à 11 jours (Figure 21).

*Une injection de 2 ml de PGF2α PROSOLVIN® 48 heures avant le retrait du dispositif.

*Une injection de 400 UI à 600 UI d'eCG (gonadotropine sérique, CHRONO-GEST® PMSG) le jour du retrait du dispositif chez les femelles non cyclées.

*Insémination 48 heures après le retrait de l'implant sans détection des chaleurs.

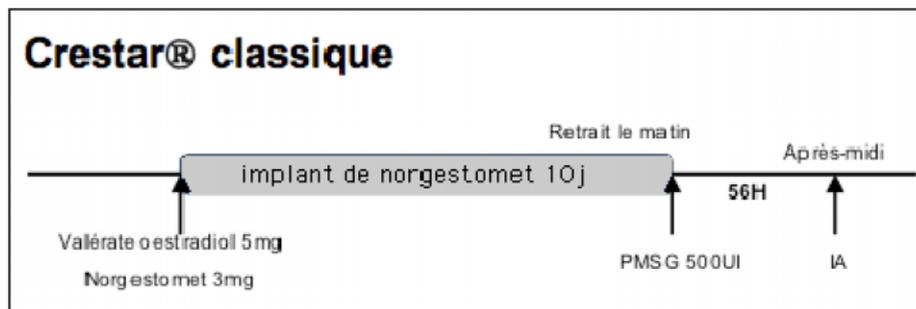


Figure 20: Protocole CRESTAR: Valérate d'oestradiol, implant de norgestomet et eCG



Figure 21: Nouveau protocole CRESTAR SO®.

II. Les méthodes à base de prostaglandine :

1. Matériels

Au début des années '70, la recherche a permis d'identifier la prostaglandine F2 α qui est responsable de la régression naturelle du Corps jaune.

Physiologiquement, la disparition du Corps jaune et la chute subite du niveau de progestérone dans le sang déclenche une séquence d'évènements hormonaux qui mènent à la chaleur.

L'administration de la PGF2 α a donc rendu possible la "manipulation" du corps jaune de façon artificielle et d'obtenir ainsi une chaleur tout à fait naturelle même si elle avait été provoquée.

On distingue la PGF2 α naturelle et les analogues de synthèse. Les formes disponibles actuellement en Algérie sont:

ESTRUMATE® Le Cloprosténol (Schering Plough).

ENZAPROST® (2.5 mg de Dinoprost, Ceva).

PROSTAVET® (5mg d'Etioprost, Virbac).

ALFABEDYLI® l'alfaprostol.

Généralement, le Cloprosténol possède un plus grand potentiel de synchronisation (Laverdière., 1994).

Les prostaglandines analogues de synthèse ont été développées pour minimiser certains effets secondaires comme la contraction des fibres musculaires lisses. Cette propriété est mise à profit avec le dinoprost contenu dans ENZAPROST®T qui en fait un traitement adapté aux pathologies utérines.

1.1 ENZAPROST® T : Utérotonique et lutéolytique naturellement ! (Figure 22)

La matière active d'ENZAPROST®T est le dinoprost, un sel de trométhamine de la prostaglandine F2 α naturelle. Comme celle-ci le dinoprost a un effet lutéolytique provoquant la régression du corps jaune et un effet utérotonique induisant des contractions du myomètre.

1.1.1 Effet utérotonique

- L'activité utérotonique du dinoprost est supérieure par rapport aux prostaglandines analogues sur des fibres musculaires d'utérus de vache quelle que soit la phase du cycle (Mallem Y., 2003 ; Stolla R. and Schmid G.,1990). Ceci semble être lié à une affinité aux récepteurs du myomètre et des cellules lutéales supérieure à celle des analogues. Il a été montré que cette affinité est environ 10 fois supérieure pour les récepteurs des cellules myométriales et 150 fois supérieure pour les cellules lutéales à celle du cloprosténol (Re G. et al.,1994).

1.1.2 Effet lutéolytique

L'activité lutéolytique du dinoprost est équivalente à celle des analogues malgré une demi-vie plus courte. Cette courte demi-vie est un mécanisme physiologique naturel de protection de l'organisme chez les mammifères pour éviter d'avoir des concentrations plasmatiques excessives de $PgF2\alpha$ lorsque cela n'est pas nécessaire. L'activité lutéolytique du dinoprost entrainera la lyse du corps jaune et permettra de déclencher chaleurs et ovulation et l'insémination se fera de préférence sur chaleurs observées.

1.1.3 Indications : Le dinoprost est la prostaglandine adaptée au postpartum

Il est indiqué dans les cas suivants :

- Aide au traitement des métrites et des pyomètres dans le cas où il y a un Corps Jaune fonctionnel ou persistant.
- Induction de la parturition.
- Induction de l'avortement jusqu'au 120^{ème} jour de gestation.

1.2 ALFABEDYL® : (Figure 22)

La matière active d'ALFABEDYL® est l'alfaprostol, un analogue de synthèse de la prostaglandine $F2\alpha$ naturelle. L'alfaprostol a un effet lutéolytique provoquant la régression du corps jaune et l'apparition des chaleurs chez les femelles cyclées.

L'alfaprostol a été développé de façon à minimiser les effets secondaires dus à la contraction des fibres musculaires lisses (diarrhée, colique, sudation...). Cela en fait une prostaglandine parfaitement tolérée chez la jument, animal particulièrement sensible

1.2.1 Un effet lutéolytique rapide et puissant

L'alfaprostol possède une demi-vie de 9 h ce qui permet une lyse complète et rapide du corps jaune. Le taux de progestérone est en effet inférieur à 2 ng/ml dès 24h après injection (Camillo et al.,1995). Après traitement avec ALFABEDYL®, 97 % des animaux sont vus en chaleurs apparaissant en moyenne 64 heures après injection (Parmigiani et al.,1984).

Cet effet lutéolytique marqué fait d'ALFABEDYL® un traitement parfaitement adapté aux avortements de convenance

1.2.3 Indications d'ALFABEDYL®

- Synchronisation de l'œstrus.
- Anoestrus par persistance du corps jaune
- Anoestrus fonctionnel avec kyste lutéinique.
- Avortement de convenance.
- Induction de la mise-bas.
- Expulsion de fœtus momifié.
- Thérapeutique adjuvante dans le traitement des métrites et des pyomètres

2 Protocole :

Une double injection de prostaglandine à 11-14 jours d'intervalle (figure 23) est recommandée pour permettre de synchroniser les chaleurs des femelles traitées à savoir un intervalle de 14 jours pour les vaches et de 11 jours pour les génisses (Grimard et al., 2003). La femelle sera inséminée sur chaleurs observées ou de façon systématique 72 et 96 h après la deuxième injection s'il n'est de nouveau pas vu en chaleurs (figure 23).

III. Les protocoles à base de Gonadotropin Releasing Hormone « GnRH » :

1 Matériels

Les molécules utilisées dans ce protocole sont les suivantes :

*Un analogue de l'hormone de libération des gonadostimulines (GnRH) ;

*Un analogue de la prostaglandine F2 α .

1.1 CYSTORELINE® : (Figure 24)

Le principe actif de CYSTORELINE® est la gonadoréline (GnRH). Ce décapeptide synthétique est identique à la molécule naturellement produite par les neurones de l'hypothalamus. C'est la première GnRH à avoir obtenu une AMM en France en 1981. La gonadoréline contrôle la synthèse et la libération par l'antéhypophyse des hormones gonadotropes qui agissent au niveau de l'ovaire chez la femelle.



Figure 22 : Flacons de deux prostaglandines de synthèse

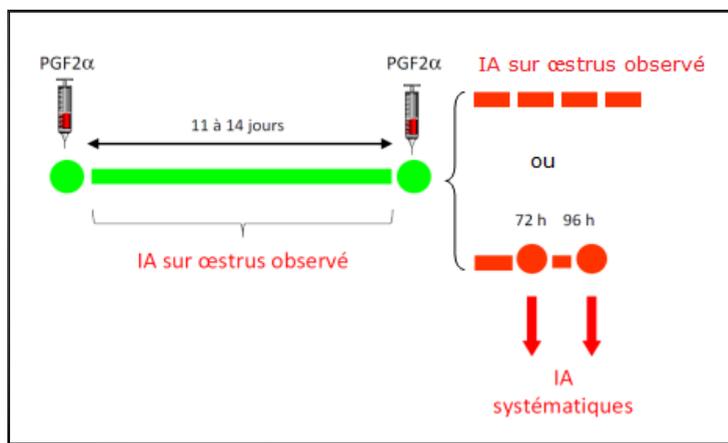


Figure 23: Schéma du protocole à base de prostaglandine (d'après Chastant- Maillard, 2005)



Figure 24 : Flacon d'analogue de GnRH

1.1.1 Propriétés de la gonadoréline. Elle intervient donc dans la croissance des follicules (effet FSH), dans l'ovulation et dans la stimulation du corps jaune (effet LH).

Induit un pic de LH :

- Ovulation dans les 24-48 heures suivant l'injection.
- Action en synergie avec le pic de LH endogène.

Renforce l'action du corps jaune maintenant la gestation :

- Augmente la sécrétion de progestérone.

Induit l'ovulation d'un follicule accessoire :

- Augmente la sécrétion de progestérone.

Effet anti-lutéolytique :

- Agit en protégeant le corps jaune en le rendant moins sensible aux $PgF2\alpha$
- Réduit le niveau d'œstrogènes ce qui inhibe la sécrétion de $PgF2\alpha$

La gonadoréline peut être utilisée dans le traitement du syndrome de repeat breeding (Monnoyer S et al.,2003).

2. Le protocole GPG

Un protocole à base de GnRH-PGF2 α est connu sous le nom d'OVSYNCH, il ne peut donner de bons résultats que si le protocole d'injection est respecté rigoureusement: un écart de quelques heures pour les 2 dernières injections peut diminuer le taux de gestation de façon significative. La compréhension des événements survenant au cours du cycle œstral est utile pour apprécier l'importance des étapes du programme de synchronisation

Le protocole d'OVSYNCH comprend (Figure 25):

- * Une première injection à j0 de 2,5 ml d'un analogue de la GnRH par la voie intramusculaire.
- * Une injection à j7, 2 ml de la prostaglandine F2 α ou de son analogue par la voie intramusculaire.
- * Une seconde injection de GnRH (2,5 ml),
- * IA1 à J10 : 12 à 18 heures après la 2^{ème} injection de GnRH
- * Surveillance des éventuelles venues en chaleurs entre J10 et J17 par l'éleveur et insémination une demi-journée après observation (Figure 25).

3 Le protocole GP

Un protocole combinant la GnRH à la PGF_{2α} « Selectsynch » comprend (Figure 26) :

- * Injection de 2,5 mL de buséréline par la voie intramusculaire à J0,
- * Injection de 2 mL de cloprostérol par la voie intramusculaire à J7,
- * IA1 sur chaleurs observées, entre J9 et J17 (délai d'1/2 journée entre observation de l'œstrus et IA).

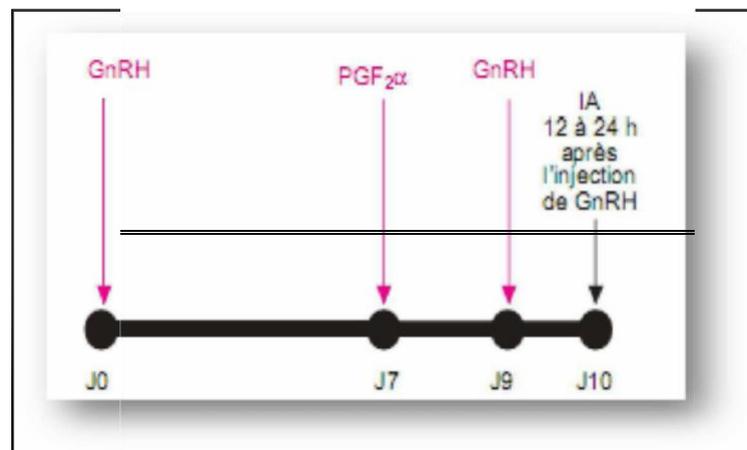


Figure 25 Description du protocole GPG (Grimard et al., 2003).

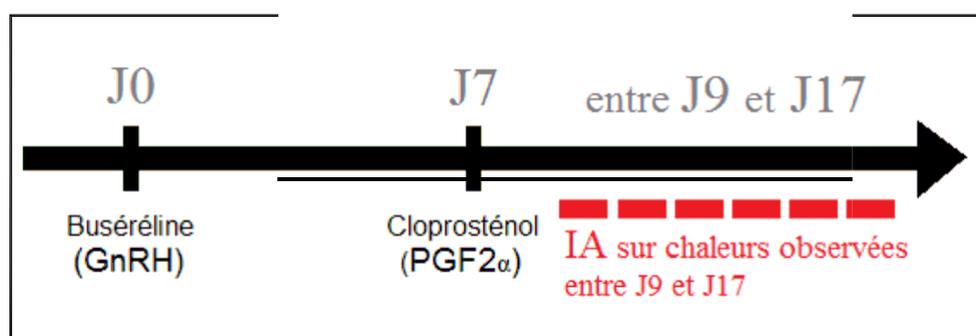


Figure 26 : Schéma du protocole GP

CHAPITRE II :

SYNTHESE DES TRAVAUX DE SYNCHRONISATION DES CHALEURS CHEZ LA VACHE

De récentes revues bibliographiques ont fait le point sur les principes des traitements de maîtrise des cycles et leur intérêt (Diskin *et al* 2001, Driancourt 2001, GRIMARD *et al.*, 2003). De nouveaux protocoles de traitement de synchronisation des chaleurs dont le protocole GPG et ses variantes sont parmi les catégories de traitement les plus récentes et donc les plus étudiées ces dernières années (Grimard 2003 ; Thatcher *et al* 2001).

D'autres molécules ont été ajoutées à ces protocoles afin d'augmenter le taux de réussite (taux de gestation à la suite du protocole GPG. Néanmoins, tous ces protocoles sont pour l'instant pas utilisés en Afrique ou peu en Europe (sauf peut être dans de grandes fermes italiennes et espagnoles) mais le sont beaucoup en Amérique du nord et du sud (Grimard *et al.* ; 2003).

Pour le protocole GPG, le délai d'au moins de 24 heures entre l'injection de PGF2 α et la deuxième injection de GnRH semble donc important à respecter. L'injection de GnRH réalisée 48 h après l'injection de PGF2 α provoque donc un pic de LH et l'ovulation 24 à 32 h plus tard pour 87 à 100 % des vaches (Pursley *et al* 1995 et 1998 ; Thatcher *et al* 2001). Ce protocole serait plus intéressant dans les élevages où la détection des chaleurs est défectueuse (Jemmeso., 2000).

La dernière étape du protocole repose sur le choix du moment de l'insémination qui peut être pratiquée selon les auteurs entre 12 et 24 h après la seconde injection de GnRH (Chastant-Maillard *et al* 2002 ; Diskin *et al* 2001, Cartmill *et al* 2001 ;, Mialot *et al* 2003 ; Moreira *et al* 2000). En fin si on veut bien augmenter les chances de succès de l'IA (Hanzen *et al.*, 2003) et diminuer le nombre d'injections d'hormones nécessaires et le coût de la synchronisation, la détection des chaleurs ne doit donc pas être délaissée (De Jarnette *et al.*, 2001). Ceci explique bien que la fertilité soit généralement meilleure après insémination sur chaleurs observées que lors d'insémination systématique (Stevenson *et al* 1999 ; 68 %, Mialot *et al* 1999).

Le traitement à base de PGF2 α se révèle être le moins coûteux (surtout si de nombreuses vaches sont fécondées après la première injection) mais il ne peut être utilisé que si les vaches sont cyclées (Mateus *et al* 2001). Les résultats seront d'autant meilleurs que la détection des chaleurs est bonne au sein de l'élevage et une partie des animaux pouvant alors être inséminés sur chaleurs observées.

I/ Les performances reproductives

I.1/ Taux de vaches observées en chaleurs

I.1.1/ Protocole GPG:

La détection de chaleurs en vue de l'insémination artificielle est une tâche longue de plus en plus difficile car les chaleurs se sont discrètes et seulement 50 à 60 % des épisodes de chaleurs sont effectivement détectées (Grimard et al 2003). Plus récemment, provenant des états unis est apparu le protocole GPG ou « Ovsynch » dont le principal atout chez les vaches laitières est de s'affranchir de la détection des chaleurs ce qui permet d'inséminer à date fixe J10 et dans un intervalle de temps restreint. Cet atout est important à prendre en compte car une grande partie des chaleurs surviennent la nuit et leur détection est délicate (Gipoulou, 2003). Selon plusieurs études, le protocole GPG permet d'obtenir une bonne synchronisation des chaleurs : 77,1%, (PIERRICK DEZAUX ., 2001); 80% (Maillot et al., 1999) et 84% (Fricke *et al.*, 1998), ce qui a permis ainsi une insémination systématique sans détection des chaleurs (Pursley *et al* 1997). Un meilleur taux de vaches observées en chaleurs (60%) a été également relevé dans notre étude pour le protocole GPG. Ce taux est Presque similaire voir légèrement inférieur aux taux rapportés par les auteurs cités si dessus. Bien que le pourcentage de vaches synchronisées soit élevé, peu de vaches ont exprimé leurs chaleurs le jour de l'insémination (J10). Ce qui est le cas d'une étude faite en Algérie dans le cadre de la préparation d'un magister en sciences vétérinaires (NOUIA.,2016) où seulement un taux de 22.85% de vaches ayant été observé en chaleurs et inséminées à J10 parmi les 48.57% des vaches vues en chaleurs entre J10 et J17. Ce pourcentage est compris dans la fourchette des taux cités dans la bibliographie: Entre 3,5 et 37% des vaches sont vues en chaleurs le jour de l'insémination (Elly NEUMANN., 2011 ; Stevenson *et al.*, 1996 et 1999 ; Mialot *et al.*,1999). Au contraire des protocoles à base de prostaglandines agissant seulement sur la durée de vie du corps jaune, le protocole GPG a été mis en place pour contrôler à la fois la vague de croissance folliculaire et la phase lutéale (Mialot *et al* 1999, Driancourt 2001).

Néanmoins, la synchronisation des chaleurs par le protocole GPG est alors meilleure qu'avec les PGF2 α . L'idée donc de synchroniser la folliculogénèse avant l'administration de PGF2 α a amené à utiliser la GnRH (Twagiramungu *et al* 1994 et 1995, Pursley *et al* 1995).

Selon Thatcher et al., (2001), le protocole GPG suppose d'avoir un follicule dominant au début du traitement ce qui est le cas pendant 70% de la durée total du cycle. Alors que si le traitement est initié pendant les 30% restants, la synchronisation des vagues folliculaires soit moins satisfaisante (Thatcher et al 2001). Ce qui montre que le contrôle des vagues folliculaires sur une vache en anoestrus par le protocole GPG est aléatoire (Chastant Maillard 2003). Selon Chastant-Maillard., (2008), un cinquième des animaux inclus dans une séquence de GPG est venu en chaleurs avant la fin du protocole (Chastant-Maillard., 2008). Cela concerne les femelles dont les follicules ne sont pas sensibles à la première injection de GnRH et chez lesquelles une lutéolyse intervient. Celles-ci devaient être inséminées spontanément, ce qui imposerait que l'éleveur cherche à les détecter. Selon Vasconcelos *et al.*, (1999), environ 6 % des vaches laitières viennent en chaleur avant l'administration de PGF2 α (Vasconcelos *et al.*, 1999). En effet, pour simplifier le protocole et le travail de l'éleveur, l'observation des chaleurs dans notre étude a été réalisée sur une période restreinte entre J10 et J17. Le protocole GPG peut induire des retours prématurés en œstrus que ce soit après la première injection de GnRH ou après l'injection de la PgF2 α . C'est le cas de notre étude où quelques cas ont été rapportés en dehors de cette période avec un nombre de quatre vaches soit (11.42 %), répartis comme suit : Deux vaches, soit (5.71%) vues en chaleurs avant la 2^{ème} injection de GnRH et deux autres vaches, soit (5.71%) après J17. Ces vaches ont été inséminées une demi-journée après l'observation des chaleurs mais elles ont été classées d'office dans le groupe « échec » pour cause de venue en chaleur trop précoce ou tardif. L'utilisation du protocole GPG dans le cadre du traitement du suboestrus en France, Mialot *et al* (1999) ont montré que l'expression des chaleurs est faible : seuls 30 % des animaux sont vus en chaleurs lors de l'insémination systématique à J10. De plus, un petit pourcentage d'animaux (15 %) est venu en chaleurs en dehors de J10 dont (11%) de vaches vues en chaleurs avant J10 (J8 et J9 surtout) et (4.4%) après J10 (Mialot *et al.*, 1999). Les venues en chaleurs avant la fin du traitement sont évoquées dans d'autres études : 2.4 à 5% des vaches viennent en chaleurs entre la 1^{ère} injection de GnRH et l'injection de PGF2 α et 10 à 20% avant la 2^{ème} injection de GnRH (These 2011 ; De Jarnette *et al.*, 2001 ; Burke *et al.*, 1996). Dans ces deux études, les vaches venant en chaleurs avant la fin du protocole ont été inséminées 8 à 12 heures après l'observation des chaleurs sur chaleurs observées.

Pour empêcher donc la survenue de chaleurs avant la fin du protocole GPG, un progestagène à libération contrôlée doit être mis en place entre la première injection de GnRH et l'injection de prostaglandines (Chastant-Maillard., 2008) : Implant ou spirale qui est souvent un dispositif intra vaginal (CIDR). Ce qui est le cas de notre étude où un meilleur taux de vaches observées en chaleurs a été relevé pour le protocole associant le GPG avec les progestagènes (80%) et aucune vache n'a été vue en œstrus avant la fin de ce protocole.

I.1.2/ Protocole GP

Ce protocole a été proposé avant le protocole GPG (Thatcher *et al.*, 1989 ; Twagiramungu *et al.*, 1992) mais a été beaucoup moins étudié que ce dernier probablement à cause de son utilisation moins pratique (Wolfenson *et al.*, 1994). En effet, le protocole GP ne permet pas de s'affranchir de la détection des chaleurs contrairement au protocole GPG.

Cependant, l'injection de GnRH permet en effet d'obtenir une plus grande proportion de femelles avec un gros follicule 7 jours plus tard au moment de l'injection de PGF2 α (Fournier *et al.*, 2008).

Dans l'étude de NOUI (2016) , un taux de 54.28% de vaches observées en chaleurs a été relevée dont seulement 40% des vaches ont été vues en chaleurs entre J9 et J17 (NOUI ., 2016) . Parmi ces vaches (57.14%) ont été observées en chaleurs entre J9 et J11 contre 42.85% entre J12 et J17. De meilleurs résultats ont été rapportés dans l'étude d'Elly NEUMANN., (2011) avec un taux de 74,4% de vaches vues en chaleurs entre J9 et J17 dont 91,8% ont été observées en chaleurs entre J9 et J11 (Elly NEUMANN., 2011).

D'autres résultats ont été rapportés dans la bibliographie avec des taux de synchronisation variant entre 66% et 82,3% selon les études (Jobst *et al.*, 2000 ; Burke *et al.*, 1996 ; Stevenson *et al.*, 1999), bien que les périodes d'observation des chaleurs soient un peu différentes dans ces études (entre J7 et J14 ou entre J7 et J17). A l'issue du protocole GP, seules les vaches détectées en chaleurs sont inséminées, contrairement au protocole GPG où toutes les vaches traitées sont inséminées.

Dans l'étude de Stevenson *et al.* (1999), une plus grande proportion de vaches sont détectées en chaleurs parmi les vaches ayant reçu le protocole GP que parmi celles ayant été traitées par le protocole GPG (82,3% contre 7 à 9.1% respectivement). Le pourcentage de vaches détectées en chaleurs à l'issue du protocole GP est relativement élevé dans ces études dont les chaleurs ont été apparues en moyenne 64 (+/-3,7) heures après l'injection de PGF2 α . Comme dans le protocole GPG, il arrive aussi que des vaches soient observées en chaleurs avant l'injection de PGF2 α .

En effet pour simplifier le protocole et le travail de l'éleveur, l'observation des chaleurs devait être réalisée sur une période restreinte (entre J9 et J17). En effet, deux vaches soit (5.71%) de vaches dans l'étude de NOUI.,2016) sont venues en chaleurs avant J09. Des taux de 6,1% à 10% des vaches vues en chaleurs avant l'injection de PGF2 α ont été rapportés dans diverses études (Elly NEUMANN 2011 ; Burke *et al.* 1996). Les vaches de notre étude ont été inséminées une demi-journée après l'observation des chaleurs mais elles ont été classées d'office dans le groupe « échec » pour cause de venue en chaleur trop précoce.

Pour le protocole associant les progestagènes (PRID) au GPG, un meilleur taux (80%) de vaches vues en chaleurs a été relevé dans notre étude, qui est presque similaire (90,8%) à celui rapporté dans la bibliographie (Elly NEUMANN., 2011). Cependant, le traitement à base de GPG a permis d'induire un bon taux de cyclicité chez des vaches en anoestrus (Geary *et al.*,1998) par rapport au taux relevé dans l'étude de Elly Neumann., (2011). Le protocole GPG induit donc moins bien l'ovulation que le protocole PRID-PGF2 α chez les vaches non cyclées. Les éleveurs ont pu porter moins d'attention à l'observation des vaches du lot GPG pour détecter d'éventuelles chaleurs sachant qu'elles étaient de toute façon inséminées à J10. Ainsi, le pourcentage de vaches observées en chaleurs dans le lot GPG a pu être sous-estimé. Par ailleurs, la qualité de l'observation des chaleurs a pu varier d'un élevage à l'autre même s'il était demandé aux vétérinaires de choisir des éleveurs « proches de leurs animaux » n'ayant pas de problèmes de détection des chaleurs. Pour moins de biais, il aurait fallu préconiser des périodes d'observation de même durée et au même moment de la journée pour tous les éleveurs. Cela est difficilement réalisable sachant que chaque éleveur a des habitudes et un emploi du temps différents.

I.1.3/ Les retours en chaleurs

Selon les études, un certain nombre de vaches sont vues en retour en chaleurs. Néanmoins, ce taux est généralement faible dont seulement (02.85%) de vaches pour le protocole GPG signalé dans l'étude de NOUI (2016) et aucune vache n'est revenue en chaleurs pour le protocole GP(NOUI.,2016). D'après Schmitt *et al.* (1996), 15,5 % des génisses synchronisées par le protocole GPG non fécondées à la 1^{ère} IA ont un retour en chaleur précoce (<16 jours) contre seulement 4,3% des génisses synchronisées par le protocole GP. Au vu de ces résultats, nous constatons que le taux de retour en chaleurs est meilleur pour le lot de GP que le dans lot GPG.

Le protocole GPG induirait en plus chez les génisses non fécondées à la 1^{ère} insémination un raccourcissement de la durée du cycle : 15,5% (Schmitt *et al.* 1996) et 20,8% (Moreira *et al.* (2000c) des génisses recevant la GnRH 48h après la PGF2 α reviennent en chaleurs dans les 16 jours suivant l'IA. La 2^{ème} injection de GnRH du protocole GPG serait donc majoritairement responsable de ce phénomène. D'après ces auteurs, ce retour précoce en chaleur serait dû à l'absence d'ovulation après la 2^{ème} injection de GnRH, ou à une régression incomplète du corps jaune après l'injection de prostaglandine ou à une régression prématurée du corps jaune issu de l'ovulation du follicule à la deuxième injection de GnRH (Schmitt *et al.* 1996 ; Moreira *et al.* 2000). Selon ces auteurs, ce phénomène serait à l'origine d'un taux de fécondation moins bon chez les génisses synchronisées par le protocole GPG que par le protocole GP (45,5% contre 61,2%). Cependant, un taux de vaches revenues en chaleurs (08.57%) a été enregistré pour le lot associant les progestagènes au GPG, qui est légèrement supérieur aux taux relevés pour les deux autres protocoles (GP et GPG) , alors qu'il est similaire au taux enregistré pour le lot témoins (11.42%).

I.2/ Taux de réussite des protocoles

Le taux de réussite du protocole calculé dans la majorité des travaux est équivalent au taux de gestation. Des taux moins satisfaisants ont été enregistrés dans l'étude de NOUI (2216) dont 31.42% (lot GPG) contre 26% (lot GP). Ces taux sont comparables aux taux rapportés (Elly NEUMANN., 2011) et plus particulièrement pour le lot GPG (35,4%) , contre (36,6%) pour le lot GP . D'autres études réalisées sur des vaches laitières en lactation cités dans la bibliographie ont rapporté des taux de gestation sur la fertilité à l'œstrus induit par le protocole GPG comparable au taux de réussite relevé dans notre étude: Entre 11.3 et 53.7% pour une moyenne de 32% (Hanzen 2003).

Ces taux de gestation varient légèrement selon que le diagnostic a été réalisé par palpation manuelle (généralement après le 35^{ème} jour ; 29%) ou par échographie (généralement avant le 35^{ème} jour de gestation ; 36%). Tandis que les taux de gestation cités dans la bibliographie pour le protocole GP (entre 17,9 et 30,5 %), sont légèrement supérieurs à ceux relevés pour le protocole GPG (Burke *et al.*, 1996, Stevenson *et al.*, 1999, Jobst *et al.*, 2000, Cartmill *et al.*, 2001). Cependant, le taux relevé dans notre étude pour le protocole GP (26%) rentre dans la fourchette citée si dessous.

En ce qui concerne les résultats relevés pour le protocole associant les progestagènes (PRID +GPG), ce dernier a donné de meilleurs résultats (57.14%) par rapport aux autres protocoles.

Ceci est dû à la présence dans le protocole d'un progestagène à libération contrôlée (Spirale intra vaginale) mis en place entre la première injection de GnRH et l'injection de prostaglandines ce qui a empêché la survenue de chaleurs avant la fin du protocole (Chastant-Maillard., 2008).

I.3/ Taux de gestation

Le taux de gestation des vaches inséminées relevé dans le lot GPG (31,42%) est égal au taux de réussite du protocole (NOUI., 2016). Néanmoins le taux était légèrement différent à celui de réussite du protocole à cause d'une vache non inséminée à J10 en raison de la présence de sang dans les glaires utérines (Elly NEUMANN., 2011).

Dans l'ensemble, plusieurs études ont rapporté des taux de fertilité des vaches inséminées, équivalents au taux de gestation, plus ou moins variables selon la méthode de diagnostic de la gestation : 35.6% (Stevens 1999), 64.1% à J30 (Jemesson 2000), 36.1% (Maillet 1999), 30% à J40 (Peters et al. 1999), 37% (Pursley 1997), 54% à J60 (Geary et al. 1998) et de 26 à 46% pour les lots de plus de 100 animaux (Grimard et al., 2003).

Au vu de ces résultats, le taux de gestation relevé dans notre étude pour le protocole GPG apparaît inférieur à celui rapporté dans la bibliographie. Les résultats concernant l'efficacité de ce protocole sont globalement similaires à ceux des protocoles à base de Prostaglandines et progestagènes (Pursley 1995 ; Pursley 1997). Le taux de gestation a varié de 22.1% à 78.9%, par contre davantage d'études obtiennent un taux de gestation autour de 30%, ce qui est assez faible par rapport aux deux autres catégories (plutôt autour de 50 à 60%). On retrouve là encore de grandes disparités selon les études. Les auteurs ont conclu que même les taux de gestation sont similaires, le protocole GPG induit moins d'ovulation que l'association PRID avec prostaglandine ; ceci est d'autant plus marqué si les vaches sont en anoestrus avant le traitement. Selon l'étude de (PIERRICK DEZAUX., 2001), les taux de gestation enregistrés à 24 jours ne sont pas significativement différents entre deux traitements à base PRID-PgF2 α et de GPG (62,1% versus 54,8%). Ces deux protocoles ne sont pas non plus significativement différents à l'échographie (46,3% de gestation pour GPG et 53,8% de gestation pour le PRID-PgF2 α).

Le taux de gestation obtenu avec le PRID dans notre étude (57.14%) apparaît meilleur que celui obtenu dans d'autres études (42 % ; Geary et al. 1998) et (46,3 % ; PIERRICK DEZAUX ., 2001). Il reste comparable aux 55,3 % de gestation à 35 jours trouvés dans l'étude de Bernheim et al. (1995) sur des vaches de race charolaise.

Pour le lot GP, un taux de gestation des vaches inséminées de 26 % a été relevé dans notre étude. Ce taux est légèrement inférieur à ceux cités dans la littérature (entre 32 et 49,2%) avec des diagnostics de gestation réalisés entre 27 et 65 jours (Burke *et al.*, 1996, Stevenson *et al.*, 1999, Jobst *et al.*, 2000, Cartmill *et al.*, 2001, Elly NEUMANN., 2011).

Au vue de ces résultats, on aurait tendance à penser que le taux de gestation des vaches inséminées relevé dans notre étude est similaire pour les deux protocoles avec une légère supériorité en faveur du protocole GPG (31.42%) par rapport à celui de GP (26%).

La fertilité après insémination systématique est relativement élevée (Peters *et al.*, 1999 ; Pursley *et al.*, 1995 ; Thatcher *et al.*, 2001 ; Twagiramungu *et al.*, 1992). Cependant, même si ce protocole induit une ovulation synchronisée chez certaines vaches en anoestrus, son efficacité est bien supérieure chez des vaches cyclées (85 % d'induction de cycle synchronisé versus 45 %, d'après Constant et al., 2000) et cela se répercute sur le taux de gestation futur (41.7 % versus 22.4 % d'après Thatcher et al., 2001). Dans ce cas, on conclut que la fertilité est meilleure après insémination systématique (protocole GPG et PRID GPG) que sur chaleurs observées (protocole GP). Ce qui montre que les deux premiers protocoles sont à réserver principalement aux vaches laitières dans les élevages où la détection des chaleurs est défailante. L'utilisation systématique de ces traitements en élevage laitier aux Etats-Unis a amélioré les résultats de reproduction par rapport à l'IA sur chaleurs observée après injection de PGF2 α (Pursley *et al* 1997). Alors qu' en Europe, ce traitement est plus coûteux que ceux à base de PGF2 α ou de progestagènes.

I.3.1/ La mortalité embryonnaire.

Plusieurs moyens de diagnostic de gestation sont utilisés chez la vache laitière par méthode hormonale, échographie ou par palpation transrectale. Néanmoins, le moment du diagnostic varie d'une méthode à une autre. Selon plusieurs études, les diagnostics de gestation ont réalisés durant une période très large de manière à ce que les diagnostics puissent être réalisés régulièrement au cours d'une visite de suivi par les vétérinaires.

Cependant, cela peut influencer les résultats obtenus, puisque durant cette période, il est possible d'avoir des mortalités embryonnaires. Ce qui est le cas de notre étude dont le diagnostic de gestation a été fait par palpation transrectale à partir de 60ème jour post insémination.

En effet plusieurs auteurs mettent en évidence une mortalité embryonnaire importante à cette période en particulier chez les vaches ayant reçu le protocole GPG : 32% entre le 27^{ème} et le 45^{ème} jour de gestation (Moreira et al., 2000b), 27% entre le 27^{ème} et le 58^{ème} jour de gestation (Cartmill et al., 2001b), 50,7% entre le 30^{ème} et le 50^{ème} jour de gestation (Cartmill et al., 2001a). Selon Chastant Maillard (2008), la mortalité embryonnaire dans le protocole GPG est de l'ordre de 7 % (Chastant Maillard., 2008). Néanmoins, le taux d'avortement relevé dans notre étude pour le lot GPG est de (18%). Ce taux est voisin de celui rapporté par d'autres auteurs : 15,7 % (PIERRICK DEZAUX ., 2001), 17 % (Humblot ., 1991). Par contre, le taux enregistré dans l'étude de NOUI (2016) pour le lot GPG (18%) révèle supérieur à celui relevé pour le lot GP (10%) et celui du lot PRID GPG (5%). Pour ce dernier lot, un meilleur taux a été enregistré par rapport aux taux cités dans la bibliographie : 13,2 % (PIERRICK DEZAUX ., 2001) ; 14,3 % (Bernheim et al. 1995).

Selon Chastant Maillard., 2008), les pertes embryonnaires sont plus élevées après un protocole GPG (50.7%) qu'après un traitement GP (29.3%) ; Chastant Maillard., 2008). D'après cet auteur, la proportion de ces pertes est significativement plus élevée si l'insémination est réalisée 32 heures plutôt 0 à 24 heures après la seconde injection de GnRH (32% contre 9 à 21%). Ce qui est le cas de notre étude où on a enregistré un taux presque similaire après une insémination effectuée 24 heures (J 10) après la seconde injection de GnRH.

I.4/ Le taux de fécondité.

Selon les résultats de fécondité, de faibles taux de mise bas ont été enregistrés dans l'étude de NOUI (2016) et surtout pour les protocoles à base de GP (28.57%) et de GPG (31.43%), contre un taux moyen pour le protocole associant le GPG aux progestagènes (54.28%). Les taux de mise bas (fécondité) ont été calculés par le rapport entre les femelles ayant mis bas sur le nombre de vaches mises à la reproduction pour chaque lot. Un faible taux de fécondité (31.43%) pour le lot témoins, a été enregistré, taux similaire à ceux trouvés pour les lots expérimentaux et plus particulièrement les lots GPG et GP.

Des taux moyens de fécondité enregistrés dans le protocole GPG ont été rapportés également dans la bibliographie : 55% (Pursley 1995), 35.6% (Stevens 1999 , 38.1% (Jemesson 2000) , 62.1% (Cecyre et al., 2001).

Ces taux révèlent légèrement supérieurs aux taux relevés dans notre étude à l'exception de celui enregistré pour le lot de PRID – GPG qui peut être plus ou moins acceptable. Ces faibles taux s'expliquent d'une part à la non adaptation de nos animaux à ces nouveaux protocoles de synchronisation de chaleurs et d'autre part au manque de certaines conditions d'ordre alimentaire et gestionnaire favorables à l'amélioration des performances reproductives.

II/Principaux facteurs de variation de la réussite du protocole GPG

II.1 /Le protocole GPG

Les résultats de fécondité obtenus à la suite de traitements à base des protocoles de type GPG peuvent être influencés par de nombreux facteurs. L'apparition de l'œstrus et sa durée, la fréquence de l'ovulation, la croissance folliculaire, tout comme la progestéronémie sont susceptibles d'être influencés par le stade du cycle auquel le protocole est mis en place (Chastant Maillard., 2008).

Cette influence a justifié la mise en place de traitements de pré synchronisation pour augmenter le nombre d'animaux se trouvant entre le 5e et le 12e jour du cycle, période optimale de traitement. Une amélioration de la fertilité qui concerne surtout les multipares a ainsi été observée. D'autres facteurs plus spécifiques à la nature du traitement hormonal mis en place avant (traitement de pré synchronisation) ou après (traitements hormonaux complémentaires) sont également cités. Selon PIERRICK DEZAUX., (2001), la cyclicité et le type de traitement sont les principaux facteurs de variation de la synchronisation des chaleurs chez la vache laitière (PIERRICK DEZAUX., 2001). Le traitement GPG induit moins bien l'ovulation chez les vaches non cyclées avant traitement que le traitement PRID-PgF2 α . Par contre dans l'étude de Geary et al. (1998), le traitement a permis d'induire la cyclicité chez un grand pourcentage de vaches en anoestrus (Geary et al. 1998).

II.2 /Le protocole GP

Par rapport au protocole GPG, peu d'études ont été réalisées sur le protocole GP et les facteurs de variation de sa réussite (Grimard et al., 2003). Les facteurs influençant la fertilité à l'œstrus induit par le protocole GP évoqués dans les articles sont la note d'état corporel à 65 jours post-partum et la cyclicité post-partum (Burke *et al.*, 1996; Cartmill *et al.*, 2001a). Ces facteurs influent sur la fertilité de la même façon qu'après une synchronisation par le protocole GPG. Les vaches à faible note d'état corporel et les vaches non cyclées sont moins fertiles. Cependant dans notre étude, l'état sexuel des animaux avant le traitement n'a pas été contrôlé et nos animaux étaient majoritairement en bon état corporel (NEC<2.5). En effet les principaux facteurs de variation de la réussite du protocole GP semblent être l'expression et la détection des chaleurs. Quand l'expression et la détection des chaleurs diminuent, le taux de gestation diminue également (Cartmill *et al.* 2001 ; Elly NEUMANN. 2011). Les chaleurs sont exprimées avec plus ou moins d'intensité selon les vaches et ont tendance à être de plus en plus discrètes au fil des années dont 8 à 15% des ovulations n'étaient accompagnées d'aucune modification comportementale (Disenhaus *et al.*, 2004, Ranasinghe *et al.*, 2010). D'autre part, la durée des chaleurs est globalement de plus en plus courte (Disenhaus *et al.*, 2010 ; Kerbart et Disenhaus, 2004 ; Roelofs *et al.*, 2005). L'étude de Burke *et al.* (1996) réalisée en Floride rapporte une variabilité très importante selon les mois des taux de gestation et de fécondation obtenus après synchronisation par le protocole GP par rapport au protocole GPG. Cependant, le déclin des taux de gestation et de fécondation durant certains mois serait dû à un défaut de précision dans la détection des chaleurs, un moment de l'IA inapproprié ou l'insémination de vaches qui n'étaient pas vraiment en chaleurs. En plus du taux de détection des chaleurs, la qualité de la détection des chaleurs semble donc primordiale pour éviter les IA au mauvais moment.

III/ Autres facteurs

III.1/ La race

Les traitements de maîtrise des cycles semblent plus efficaces en race rustique qu'en race à viande spécialisée (Grimard et al., 2003). Un taux significatif de synchronisation de 87.8% a été relevé chez la race Charolaise contre un taux de 80.4% chez la race Limousine (Grimard et al., 2003). De même, la présence physique d'un taureau dans le même bâtiment que les femelles est significativement liée à la réussite du traitement (Ponsart 1996).

Selon De fontauber (1988), la fertilité à l'œstrus induit ou synchronisé par les progestagènes (exprimée par le taux de mise bas) est en fonction du taureau utilisé pour l'insémination; Elle varie de 48.6% à 82.1% (De fontauber., 1988). Néanmoins, les facteurs de variation de la réussite de traitement de synchronisation ne sont pas indépendants : Il existe des interactions entre ces facteurs. Ainsi chez les Charolaises, la cyclicité avant traitement par les progestagènes est liée significativement à la note d'état corporel, aux conditions de vêlage et à l'intervalle vêlage-début du traitement. Les facteurs de variation de synchronisation sont donc cumulatifs. Malheureusement ce sont les mêmes animaux qui cumulent plusieurs facteurs de risque. Une primipare a eu souvent un vêlage difficile, elle est souvent plus maigre qu'une multipare et rarement cyclée à la mise à la reproduction (Grimard et al., 2003). Le traitement, la race, la cyclicité avant traitement ont été reliés de façon significative au taux de synchronisation. Ce taux a été meilleur pour les vaches du lot PRID que pour celles du lot GPG, meilleur pour les vaches charolaises que pour les limousines (Grimard et al., 2003). Des résultats similaires ont été enregistrés dans l'étude de NOUI (2016) et plus particulièrement pour le lot PRID GPG que nous avons enregistré de meilleurs taux de fertilité (83.33% et 54.16%) respectivement pour la race Prim Holstein et race Montbéliarde.

III.2/ La parité

Généralement, les résultats exprimés par le taux de gestation ou de vêlage sont meilleurs chez les multipares que chez les primipares (Aguer et al.1981). Ceci s'explique par un *taux* de cyclicité avant traitement plus élevé chez les multipares (Grimard et al., 2003).

Chez les vaches, cette différence entre primipares et multipares peut être affinée. Une évolution du taux de gestation constatée à l'œstrus induit par les progestagènes est en fonction de l'âge des vaches. Le taux de gestation est de 37.3% chez les vaches âgées de 2 à 3 ans ; 56.5% chez les vaches de 4 à 6 ans et de 66.7% chez les plus de 7ans. Les résultats concernant la fertilité en fonction du rang de lactation obtenus dans les études sont contradictoires. Dans l'étude de Pursley *et al.* (1995), seulement 75% des génisses sont synchronisées par le protocole GPG contre 100% des vaches en lactation. Le même auteur (Pursley *et al.* (1998) a rapporté des taux de gestation meilleurs chez les vaches laitières en 2^{ème} lactation (48%) que sur les primipares (37%) ou les vaches en 3^{ème} lactation et plus (35%).

Des résultats similaires ont été également relevés dans l'étude de NOUI (2016) où on a enregistré des taux de gestation meilleurs chez les multipares pour le lot GPG (38.46%) et le lot PRID+GPG (62.50%). Par contre, de meilleurs taux de gestation ont été relevés chez les primipares pour le lot GP (37.5%) et le lot témoins (45.45%). D'après les résultats de plusieurs expériences issues de deux études (Pursley *et al.*, 1997 ; Schmitt *et al.*, 1996) , un bon taux de synchronisation (85%) a été rapporté chez des génisses recevant le protocole GP. De même, un meilleur taux de gestation a été enregistré chez des génisses avec le protocole GP que celui obtenu avec le protocole GPG (50,4%, n=355 contre 38,2%, n=353) (Hanzen *et al.*, 2003). Ce qui est le même cas de notre étude (37.5% versus 11.11%) respectivement pour le lot GP et GPG. La fertilité des génisses semble donc meilleure chez les femelles synchronisées par le protocole GP que par le protocole GPG. D'autres études ont rapporté également de meilleurs taux de gestation chez les primipares que chez les multipares (Catmill *et al.*, 2001 ; Hanzen *et al.*, 2003 ; Tenhagen *et al.* (2001, 2004). Les auteurs expliquent ce résultat par une production laitière moins élevée et des problèmes métaboliques moins fréquents chez les primipares. Les primipares présentent théoriquement un déficit énergétique plus grand en début de lactation : leur besoin de croissance doit être assuré en plus de leur besoin de lactation et leur capacité d'ingestion est moins grande que chez les multipares. Cependant, le protocole GPG a donné chez les génisses de moins bon résultats qu'un protocole à base de prostaglandine ou après insémination sur chaleurs naturelles non induites par un protocole de synchronisation (Hanzen *et al.* 2003). Alors que dans l'étude de Jobst *et al.* (2000), la parité n'avait pas d'influence sur le pourcentage de gestation (Jobst *et al.* 2000). Cependant, d'après l'auteur, d'autres arguments pourraient expliquer les taux de fécondation identiques ou moins élevés chez les primipares dans les autres études. Au vu de ces résultats, le protocole GPG est déconseillé chez les génisses laitières à raison de sa faible efficacité en termes de synchronisation et gestation suite à l'œstrus induit. Seulement 59.9% des génisses ovulent suite à la première injection de GnRH contre 86.5% avec la prostaglandine F2 α (Pursley ., 1997). Ce protocole induit également chez les génisses un raccourcissement du cycle, ce qui suggère des recherches complémentaires visant à affiner l'intervalle entre les injections. Donc, ce protocole ne peut être utilisé que chez les vaches car les résultats obtenus chez les génisses étant mauvais (Pursley *et al.* 1997). Ce qui explique que peu d'études ont été fait sur cette catégorie d'animaux, par contre le protocole est largement utilisé chez les vaches laitières et les résultats sont satisfaisants.

Il convient enfin d'appliquer ce protocole à des vaches cyclées pour avoir de meilleurs taux de gestation.

III.3/ Intervalle vêlage - induction du protocole de synchronisation

D'une manière générale, la mise à la reproduction peut se faire dès 50 jours après vêlage mais la fertilité est meilleure si on attend 70 jours (Grimard et al., 2003). D'après l'étude de Pursley *et al.* (1998), il a été rapporté que le taux de gestation après synchronisation des chaleurs par le protocole GPG semble meilleur lorsque le protocole est administré de façon à ce que la première insémination soit réalisée après le 75^{ème} jour plutôt qu'avant cette date (Pursley., 1998). Selon cet auteur, 47% après le 75^{ème} jour contre 36% entre 50 et 75 jours post-partum. Il a été signalé également que le taux de gestation est d'autant plus élevé que la proportion d'animaux en anoestrus dans le troupeau est faible. Ceci explique sans doute en partie pourquoi la fertilité se trouve améliorée lorsque l'insémination suivant le traitement est effectuée après le 75e jour de lactation. Des résultats similaires sont relevés dans l'étude de NOUI(2016) pour le protocole GPG (22.85% versus 08.57%) ainsi que pour le protocole GP (25.71% versus 02.85%). Ceci a été cité également dans l'étude de Geary et al. (1998), par rapport à l'étude de PIERRICK DEZAUX (2001) où ni l'intervalle post-partum, ni de la note d'état corporel n'a influé sur les taux de gestation (PIERRICK DEZAUX.,2001). Cependant, les animaux utilisés dans notre étude sont tous en bon état corporel.

III.4/ Facteurs liés à la GnRH

D'autres facteurs plus spécifiques à la nature du traitement hormonal mis en place pendant le traitement comme la nature, la dose et le moment d'injection de la GnRH) ont été également cités (Grimard et al., 2003). Mais il ne semble pas que la nature de la gonadolibérine utilisée, sa dose ou le moment de son injection par rapport à la PgF2 α exercent des effets déterminants sur la fertilité. Le protocole Ovsynch[®] a permis d'obtenir une bonne synchronisation des chaleurs (84 % des vaches) et une bonne fertilité (47.6 % des vaches synchronisées) avec des doses de gonadoréline de 50 à 100 μ g (Fricke *et al.*, 1998). Ce qui est le cas de notre étude où on a enregistré un meilleur taux de synchronisation (60%) avec un taux moyen de fertilité en utilisant des mêmes doses de GnRH. Le protocole GPG ou encore le moment de l'insémination peuvent également exercer une influence sur les résultats au demeurant fort variables observés entre les divers essais cliniques (Chastant Maillard., 2008).

L'impact du moment de l'insémination par rapport à la seconde injection de GnRH est réel. Cet intervalle influence à la fois la fréquence des fécondations et des mortalités embryonnaires ou fœtales et le sex-ratio (Grimard et al., 2003).

III.5/ La perte du dispositif intra-vaginal

Le taux de perte du dispositif intra-vaginal varie d'une étude à une autre ; il situe entre 0,7 et 5 % dans des études antérieures (Macmillan et al., 1993 ; Lucy et al., 2001). Cependant aucune perte du dispositif intra-vaginal n'a été constatée dans l'étude de NOUI (2016) pour le lot (PRID + GPG). Selon ces études, les pertes ont été principalement observées chez des génisses de race Prim'Holstein (18 pertes sur 25) ce qui est lié probablement à la race.

CONCLUSION

Conclusion

La synchronisation des chaleurs est l'un des procédés modernes de la maîtrise de l'activité sexuelle chez la vache. Elle permet de maîtriser au mieux la reproduction en avançant d'une part les vêlages précocement et en regroupant d'autre part les vêlages sur une période aussi réduite que possible.

Plusieurs protocoles à base de progestagènes, prostaglandines et Gonadolibérine sont appliqués actuellement en pratique vétérinaire dont la recommandation de chacun d'eux dépend de l'état sexuel de la vache et de la nature de leur indication thérapeutique ou zootechnique. Selon les protocoles, les vaches peuvent être inséminées soit sur chaleurs observées ou aveuglement, soit par insémination artificielle ou lors d'une saillie naturelle

Au vu de cette étude d'ordre bibliographique, la mise en œuvre des protocoles à base de prostaglandines comme le protocole GP conduit dans la majorité des travaux à des résultats de performance de reproduction comparables à ceux du protocole GPG où la différence est généralement non significative pour les vaches en lactation. Néanmoins, l'efficacité de la synchronisation ne sera jamais totale quelque soit le protocole utilisé où les facteurs de variation de l'efficacité de ces protocoles sont nombreux. Certains comme l'intervalle vêlage-début du traitement ou la note de l'état corporel sont modifiables ce qui permet d'améliorer les résultats de synchronisation. Cependant d'autres comme la parité ou les conditions du vêlage sont propres à l'animal, ; ils sont donc non modifiables.

Cette étude nous a permis de connaître les bases physiologiques de la reproduction qui nous permettront de réaliser à l'avenir des travaux d'ordre expérimental en testant ces protocoles en reproduction vétérinaire sur un plus grand nombre de vaches dans le but d'améliorer les performances reproductives de nos vaches ; ceci nous permet donc de faire une utilisation raisonnée des traitements de maîtrise des cycles:

*Établir un diagnostic des conditions d'élevage bovin et de dégager les différentes contraintes rencontrées ; il convient donc de faire des enquêtes à une échelle plus vaste pour recenser tous les problèmes existants.

*Ne pas mettre les animaux à la reproduction avant 50 et 60 jours après le part. D'une manière générale, la mise à la reproduction peut se faire dès 50 jours après vêlage mais la fertilité est meilleure si on attend 70 jours.

*Pratiquer un flushing sur les animaux maigres.

Néanmoins, des études de ce genre nécessitent une association entre vétérinaires praticiens, chercheurs et éleveurs motivés.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

Aguer. D.,1981. Les progestagènes dans la maîtrise des cycles sexuels chez les bovins. *Rec. Med. Vet.*, **157**, 53-60.

Berg C., (2001). Contrôle de la reproduction bovine. Quelles sont les alternatives à l'estradiol ? *Le Point Vétérinaire*, 32, 10-11.

Bo G.A., Adams G.P., Caccia M., Martinez M., Pierson RA., Mapletoft RJ.,1995. Ovarian follicular wave emergence after treatment with progestagen and estradiol in cattle. *Anim Reprod Sci*;39:193-204.

Burcke J.M., DE LA Sota R.L., Risco C.A., Staples C.R., Schmitt E.J.-P., Tatcher W.W. 1996 « Evaluation of timed insemination using a Gonadotropin-Releasing Hormone agonist in lactating dairy cows. » *Journal of dairy Science*, 1996, 79, 1385-1393.

Camillo et al. *Riv. Zoot. Vet.*, 23, 2, 27-30, 1995

Cartmill J.A., EL-Zarkounys.Z., Hensles B.A., Lamb G.C., Stevenson J.S. (2001b). « Stage of cycle, incidence, and timing of ovulation, and pregnancy rates in dairy cattle after Three timed breeding protocols. » *Journal of Dairy Science*, **84**, 1051-1059.

Cecyre D., Descoteau L., Bouchard E. 2001. Evaluation de protocole de synchronisation de l'ovulation avec insémination sur rendez vous utilisant la GnRH et la PGF2 chez la vache laitière. *Med. Vet. Qué* 31, 130-132

Chastant-Maillard S., (2008). Variations autour d'un protocole de synchronisation *Le point vétérinaire* Janvier –Février 2008 N° 282

Chastant-Maillard S., Fournier .R., Remy D., 2005

Les vagues folliculaires. Actualités sur le cycle de la vache. *Le point vétérinaire*, n° spécial : Reproduction des ruminants : maîtrise des cycles et pathologies, 36, 10-15.

Constant F., Devaux P., Ponter A.A., Grimard B., Deletang F. et Mialot J.P (2000). L'association GnRHPGF2 α - GnRH chez la vache allaitante : résultats de reproduction et qualité du corps jaune induit. *Renc. Rech. Rum.*, 2000, 7:241

Références bibliographiques

DE Jarnette J.M., Salverson R.R., Marshall C.E. (2001) « Incidence of premature estrus in lactating dairy cows and conception rates to standing estrus or fixed-time inseminations after synchronisation using GnRH and PGF2 α . » *Animal Reproduction Sciences*, 2001, 67, 27-35.

Deletang F., (1983).

Objectif et réussite de la synchronisation des chaleurs chez la vache laitière et allaitante.

In : Grimard et al., (2003). Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovins. INRA prod .Anim.,16,211-227.

Disenhaus .C., (2004).

Mise à la reproduction chez la vache laitière : actualités sur la cyclicité post-partum et l'oestrus.

2ème Journée d'Actualités en Reproduction des Ruminants. ENVA, Septembre 2004 : 55-64.

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, Occasionnal publication n°26, 175-193. British Society of Animal Science, Edinburgh.

Elly Neumann Sarah, Patricia (2011). Comparaison de deux protocoles de synchronisation des chaleurs chez la vache laitière en lactation les protocoles GPG et GP la Faculté de Médecine de Nantes THESE DOCTEUR VETERINAIRE 2011 130 pages

Ennuyer M., (2000). Les vagues de croissance folliculaire chez la vache – Application pratique à la maîtrise de la reproduction. *Le Point Vétérinaire*, 31, 209, 9-16.

Fricke P.M., Guenther J.N. and Wiltbank M.C1998. Efficacy of decreasing the dose of GnRH used in a protocol for synchronization of ovulation and timed AI in lactating dairy cows. *Theriogenology*, 1998, 50:1275-84

Fournier R, Driancourt MA, Barreteau S., (2004).

Synchronisation des chaleurs et IA programmée chez les bovins. Comment maintenir une bonne fertilité avec des progestagènes sans oestrogènes? Journées Nationales GTV, Tours, Paris: édition des GTV, 889-892.

Fournier .R., Driancourt MA., Schmitz W., Holtz W., (2008).

« La méthode GPG et ses voies d'amélioration. Comparaison de deux inducteurs d'ovulation dans un protocole de Synchronisation COSYNCH. » *Journées Nationales GTV*, Nantes, 555-559.

Garcia-Ispuerto I., Lopez-Helguera I., Martino A., Lopez-Gatius F. 2011.

- Reproductive performance of anoestrous high-producing dairy cows improved by adding equine chorionic gonadotrophin to a progesterone based oestrus synchronizing protocol. *Repro. Domestic Animals*,

Geary TW, Whittier JC, Downing ER, Lefever DG, Silcox RW, Holland MD, Nett TM et Niswender GD (1998). Pregnancy rates of post-partum beef cows that were synchronized using Syncro-Mate B® or the Ovsynch protocol. *J. Anim. Sci.*, **76**, 1523-1527.

Gipoulou C., Ennuyer M., Humblot P., Remmy D., Hagen-Picard N ., Deletang F., Mayar JC., Regis R., (2003) .Gestion de la reproduction. In formation à la maîtrise de la reproduction bovine. (cd-rom), Paris: éditions AFC-CEVA-MIDATEST-OGER-CAMIA-KEREL,2003.

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

Hanzen Ch, Laurent Y., (1991).

Applications des progestagènes au traitement de l'anoestrus fonctionnel dans l'espèce bovine. Ann. Med. Vet., 1991, 135, 547-557.

Hanzen C., Boudry B et Drion PV., (2003). Induction et synchronisation de l'oestrus par la PGF2 α . Point Vét., 236, 22-23.

Jemmeson A.(2000). Synchronizing ovulation in dairy cows with either two treatments of GnRH and one prostaglandin, or two treatments of prostaglandin. *Aust. Vet. J.*, 2000, 78(2):108-111

Jobst S.M., Nebel R.L., Mcgiliard M.L., Pelzert K.D. (2000). « Evaluation of reproductive Performance in Lactating dairy Cows with Prostaglandin F2alpha, Gonadotropin-Releasing Hormone, and Timed Artificial Insemination. » *Journal of dairy Science*, 2000, 83, 2366-2372.

Kerbrat S., Disenhaus. C., (2004). A proposition for an updated behavioural characterisation of the oestrus period in dairy cows. *Appl. Anim. Behav. Sci.*, 87, 223-238.

Kinder J.E.,Kojima.N.,Wehrman NE., Fike K.E., (1996).

Progestin and estrogen regulation of pulsatile LH release and development of persistent ovarian follicles in cattle. *Anim Sci*;74:1424-1440.

Kojima N,Stumpf T.T.,Cupp A.A.,Werth L.A.,Roberson M.S.,Wolfe M.W.,Kittok R.J.,Kinder J.E., (1992). Exogenous progesterone and progestins as used in estrous synchrony regimens do not mimic the corpus luteum in regulation of luteinizing hormone and 17alpha-estradiol circulation of cows. *Biol Reprod*;42:1009-1017.

König, Horst Erich et Liebich, Hans-Georg., (2014). Veterinary Anatomy of Domestic Mammals: Textbook and Colour Atlas. Sixth Edition. Schattauer, Stuttgart, 681p.

Lucy MC., Billings HJ., Butler WR., Ehnis LR., Fields MJ., Kesler DJ., (2001).

Efficacy of an intravaginal progesterone insert and an injection of PGF₂alpha 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.

Mallem Y., Desfontis JC., Gautier F., Gogny M. -2003. Uterokinetic effects of dinoprost and d.cloprostenol in isolated bovine myometrium. *J. Vet. Pharmaco. Therap.*, , 26 (suppl 1),163-164.

Mc Dougall S.,(2010). Effects of treatment of anestrus dairy cows with gonadotropin-releasing hormone, prostaglandin, and progesterone. *J. Dairy Sci.* 2010;93:1944-1959.

Mialot JP., Constant F., Chastant-Maillard S., Ponter AA, et Grimard B., (2001).

La croissance folliculaire ovarienne chez les bovins : nouveautés et applications. In :Société Française de Buiatrie, , Paris 28-30 novembre 2001, 163-168.

Mialot JP., Laumonier G., Ponsart C., Fauxpoint H., Barassin E., Ponter AA ., Deletang F., (1999). Postpartum subestrus in dairy cows: comparison of treatment with prostaglandin F₂alpha or GnRH + prostaglandins F₂ alpha + GnRH. *Theriogenology*, 52, 901- 911.

Mialot J.P., Ponsart C., Gipoulou C., Bihoreau J.L., RouxM.E., Deletang F., (1998b).

The fertility of autumn calving suckler beef cows is increased by the addition of prostaglandin to progesterone and eCG estrus synchronization treatment. *Theriogenology*, 49, 1353-1363.

Monnoyer S., Guyonnet J., Canepa S., Caraty A., and Toutain PL. – Pharmacokinetic / Pharmacodynamic approach to a rational dosage regimen of GnRH for treatment of ovarian follicular cyst and repeat breeding in cattle. *J. Vet. Pharmaco. Therap.* 26 (suppl.) (2003) : 147-148.

Noui A. 2016. Etude comparative de trois protocoles de synchronisation des chaleurs chez la vache laitière dans la région de Setif. Thèse de magister. Institut des sciences vétérinaires . Université de Tiaret. 154 p

Parmigiani et al ; Riv. Zoot. Vet., 12, 96, 1984

Paul.baillargeon@Zoetis.com 2016

Peters A.R., Ward S.J., Warren M.J., Gordon P.J., Mann G.E. and Webb R. 1999
Ovarian and hormonal response of cows to treatment with an analogue to gonadotrophin releasing hormone and prostaglandins F2 α . *Vet. Rec.*, 1999, 144:343-46

Picard-Hagen N., Gayrard V., Berthelot X., (2008a). La physiologie ovarienne chez la vache : nouveautés et applications. In : Journées Nationales GTV, Nantes, 28 – 30 mai 2008, 43-54.

Pierrick Dezaux (2001). Synchronisation des chaleurs chez la vaches allaitantes par l'association GnRH-PgF2 α -GnRH la faculté de médecine de Creteil école nationale vétérinaire d'Alfort Année 2001 THESE DOCTORAT VETERINAIRE 91 pages

Ponsart C., Sanaa M., Humblot P., Grimard B., Jeanguyot N., Ponter AA., et al, (1996).
Variation factors of pregnancy rates after oestrus synchronization treatment in French Charolais beef cows. *Vet. Res.*, 1996, **27**, 227-239.

Pursley JR., Mee MO and Wiltbank MC., (1995). Synchronisation of ovulation in dairy cows using PGF2 α and GnRH. *Theriogenology*, 44, 915-923.

Pursley J.R., Kosorok M.R., Wiltbank M.C., (1997). Reproductive management of lactating dairy cows using synchronization of ovulation. *J. Dairy Sci.*, 80, 301-306.

Pursley J.R., Silcox R.W., Wiltbank C.W., 1998. Effect of time of artificial insemination on pregnancy rates, calving rates, pregnancy loss, and gender ratio after synchronization of ovulation in lactating dairy cows. *J. Dairy Sci.*, 81, 2139-2144.

Ranasinghe R.M.S.B.K., Nakaot., Yamada K., Koike K., (2010).

« Silent ovulation, based on walking activity and milk progesterone concentrations, in Holstein Cows housed in a free-stall barn. » *Theriogenology*, **73**, 942-949.

Re G. et al. 1994. Specific binding of dl-cloprostenol and d-cloprostenol to PG F₂α receptors in bovine corpus luteum and myometrial cell membranes. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, 17(6): p. 455-458.

Roelofs J.B., Van Eerdenburg F.J.C.M., Soede N.M. et Kemp B., (2005).

Pedometer readings for estrous detection and as predictor for time of ovulation in dairy cattle. *Theriogenology*, 64, 1690-1703.

Ryan D.P., Snijders S., Yaakub H., O'farrel K.J., (1995).

An evaluation of estrus synchronization program in reproductive management of dairy herds. *J. Anim. Sci.*, **73**, 3687-3695.

Schmitt E.J.P., Diaz T., Drost M., Roomes C., Thatcher W.W. (1996).

« Use a gonadotropin-releasing hormone agonist or human chorionic gonadotropin for timed insemination in cattle. » *Journal of Animal Science*, 1996, 74, 1084-1091.

Souza A.H. 2009 - Effects of eCG and type of ovulatory stimulus in a FTAI protocol on reproductive responses in dairy cows. *Theriogenology*. Jul 1 ; 72(1):10-21.

Stevenson J.S., Kobayashi Y., Thompson K.E. (1999). « Reproductive performance of dairy cows in various programmed breeding systems including Ovsynch and combinations of Gonadotropin-releasing Hormone and prostaglandine F₂α. » *Journal of Dairy Science*, 1999, 82, 506-515.

Stevenson J.S., Pursley J.R., Gaverick H.A., Fricke P.M., Kesler D.J., Ottobre J.S., Wilbank M.C. (2006). Treatment of cycling and noncycling lactating dairy cows with progesterone during ovsynch. *J. Dairy Sci.*, 89:2567-2578.

Stolla R. and Schmid G. 1990. Effects of natural and synthetic PGF₂ on uterine contractility in cattle. *Berliner und Munchener Tierarztliche Wochenschrift*, 103(6): p. 5.

Tenhagen B.-A., Drillich M., Heuwieser W., (2001).

« Analysis of cow factors influencing conception rates after two timed breeding protocols. » *Theriogenology*, **56**, 831-838.

Thatcher W.W., Macmillan K.L., Hansen P.J., Drost M., (1989).

« Concepts for regulation of corpus luteum fonction by the conceptus and ovarian follicles to improve fertility. » *Theriogenology*, 31, 149-164.

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.

Thibault C., Levasseur M.C., (2001) .

La reproduction chez les mammifères et l'homme. Edition ELSEVIER/ INRA nombre de page 928

Tregaskes LD., Broadbent PJ., Dolman DF., Grimmer SP., Franklin MF., (1994).

Evaluation of Crestar, a synthetic progestogen regime, for synchronising oestrus in maiden heifers used as recipients of embryo transfers. *Vet Rec*, **134**, 92-4.

Twagiramungu H., Guibault L.A., Proulx J., Villeneuve P., Dufour J.J. , (1992).

« Influence of an Agonist of Gonadotropin-releasing hormone (Buserelin) on estrus syncronisation and Fertility in Beef Cows. » *Journal of Animal Science*, **70**, 1904-1910.

Twagiramungu H., Guibault L.A., Dufour J.J., (1995). Synchronization of ovarian follicular waves with a gonadotropin-releasing hormone agonist to increase the precision of estrus in cattle: A review. *J. Anim. Sci.*, 73, 3141-3151.

Twagiramungu H., Guibault L.A., Proulx J.G., Dufour J., 1994. Influence of corpus luteum and induced ovulation on ovarian follicular dynamics in postpartum cyclic cows treated with buseriline and cloprostenol. *J. Anim. Sci.*, 72, 1796-1805.

Vasconcelos J.L.M., Silcox R.W., Rosa G.J.M., and coll., 1999Synchronization rate, size of the ovulatory follicle, and pregnancy rates after synchronization of ovulation beginning on different days of the oestrous cycle in lactating dairy cows. *Theriogenology*, 1999, 52:1067-78

Wolfenson D., Thatcher W.W., Savio J.D., Badinga L., Lucy C., (1994).

« The effect of GnRH analogue on the dynamics of follicular development and synchronisation of estrus in cycling lactating dairy cows. » *Theriogenology*, **42**, 633-644

XU Z.Z., BURTON L.J., McDOUGALL S., JOLLY P.D., (2000).

Treatment of noncyclic dairy cows with progesterone and estradiol or with progesterone, GnRH, prostaglandin F₂ α and estradiol. *J. Dairy Sci.* 83:464-470.

Yelich V.,Geister R.D .,Schmitt R.A.M.,Morgan G.L., McCann J.P., (1997).Persistence of the dominant follicle during melengesterol acetate administration and its regression by exogenous estrogen treatment in beef cattle.*J Anim Sci* 1997; 75:745-754.