

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université SAAD Dahleb Blida



Faculté des sciences Agro-Vétérinaire et Biologique
Département des Sciences Vétérinaires

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

Thème :

***Comparaison entre deux protocoles de
synchronisation des chaleurs à base de progestagène
(avec et sans œstrogène) chez la vache laitière***

Présenté par :

KAABOUB El-aid

&

SAYOUD Amina

Devant le jury composé de :

Dr GUARBI Ismail

MAB

USDB

Président

KALEM Amer

MAB

USDB

Examineur

Pr KAIDI Rachid

Pr

USDB

Promoteur

Dr BENYAHYIA B. Seddik

Co-Promoteur

Année Universitaire : 2010 - 2011

Remerciements

Ce travail n'aurait pu se réaliser sans l'aide de Dieu qui nous a donnés volonté, courage et surtout patience, puis celle de toutes les personnes qui y ont contribuées de près et de loin.

Nos sincères remerciements s'adressent à :

Notre promoteur M KADJ RACHID pour leur aide et la réalisation de ce travail.

Notre Co-promoteur Docteur BEN YAHYA B. SEDDIK pour leur aide, leur patience, leurs conseils et sa gentillesse.

M YAHIM ABD ELKRIM qui nous a aidé pour la réalisation de ce travail.

Tout le personnel administratif et technique de la ferme DHACOU de Ouamri, surtout M :OMAR et MOHAMED.

Tous les enseignants et enseignantes qui nous ont enrichis par leur savoir durant cinq ans de formation.

Aux membres du jury d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Aux personnels des bibliothèques de BLIDA ET l'ENV et de pour leur aide et leur collaboration.

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



Dédicace

Je dédie ce modeste travail :

A ma mère ma source de tendresse pour son soutien, sa présence à mes cotés et son inquiétude pour ma réussite .Que dieu te garde pour nous.

A la mémoire de mon père Mohamed. Que dieu lui accorde sa sainte miséricorde et l'accueille en son vaste paradis.

A mes chers frères et mes chères sœurs leurs familles.

A toute ma grande famille.

A mes amis : Abdelhak, Madjid, Zazak, Abdeldjabbar, Abderrahmane, Hocine et Aziz et pour tout les amis de la promotion vétérinaire 2010/2011.

A ma très chère binôme Amina et sa famille

A tous les enseignants qui m'ont enseigné depuis mon enfance.

A tous ceux que j'aime et qui m'aiment.



EL-AID

Dédicace

Je dédie ce modeste travail en premier lieu :

À mon père

Tes exemples de dignité, d'honneur et de courage constituent toujours pour moi des références. Tu as sacrifié ta vie pour moi et mes études et pour m'éclairer le chemin de ma réussite.

À toi ma chère mère

À la prunelle de mes yeux, celle qui m'a soutenu et qui a prié jours et nuits pour me voir toujours au sommet et qui n'a pas cessé à m'encourager et m'aider.

À mon cher frère

Houcine.

À mes chères sœurs

Sihem, Lamia et Assia

À mes amies :

Nouria, Sarra, Abla, Selma, Raounak, Badiaa

À mon binôme El-aid et sa famille.

À tous ceux que j'aime et m'aiment...

À tous que je porte dans mon cœur... à tous le groupe 6.

À toute la promotion 2010-2011.

Amina

SOMMAIRE

REMERCIEMENTS

DEDICACE

SOMMAIRE

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES FIGURES

LISTE DES PHOTOS

LISTE DES ABREVIATIONS

RESUME

Introduction 1

La partie bibliographique

Chapitre I : Physiologie de l'appareil génital femelle

| | |
|-------------------------------------------------------------------------|---|
| I. Physiologie sexuelle de la vache..... | 2 |
| I.1. Cycle sexuel..... | 2 |
| I.1.1. Phase folliculaire..... | 2 |
| I.1.1.1. La folliculogénèse..... | 2 |
| I.1.2. Phase lutéale..... | 3 |
| I.2. Les différentes phases du cycle œstral chez la vache..... | 3 |
| I.2.1. Le proestrus..... | 3 |
| I.2.2. L'œstrus..... | 4 |
| I.2.3. Le metœstrus..... | 4 |
| I.2.4. Le dioestrus..... | 4 |
| I.3. Les Hormones intervenantes dans la régulation du cycle œstral..... | 4 |

Chapitre II : La maîtrise de la reproduction

| | |
|----------------------------------------------------|---|
| I. Détection des chaleurs..... | 6 |
| I.1. Définition des chaleurs..... | 6 |
| I.2. Les signes cliniques des chaleurs..... | 6 |
| I.3. Moyens de détection des chaleurs..... | 7 |
| I.4. Les techniques de détection des chaleurs..... | 7 |

| | |
|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| I.4.1. La détection des chaleurs par l'éleveur | 7 |
| I.4.2. Animaux détecteurs..... | 7 |
| I.4.2.1. Males subissent des interventions chirurgicales..... | 7 |
| I.4.2.2. L'induction d'un comportement mâle | 7 |
| I.4.3. Détecteur de monte (kamar) | 8 |
| I.4.4. Les détecteurs électroniques de chevauchement (DEC) | 8 |
| I.4.5. Dosage des hormones | 9 |
| II. La maîtrise du cycle chez la vache | 9 |
| II.1. Définition..... | 9 |
| II.2. Les différents traitements de synchronisation des chaleurs..... | 10 |
| II.2.1. Traitement à base de progestérone..... | 10 |
| II.2.1.1. Mode d'action | 10 |
| II.2.1.2. La présentation des dispositifs | 11 |
| II.2.1.2.1. Implant sous cutané | 11 |
| II.2.1.2.1.1. Présentation | 11 |
| II.2.1.2.1.2. Mode d'emploi..... | 11 |
| II.2.1.2.2. Spirale vaginale | 12 |
| II.2.1.2.2.1. Présentation | 12 |
| II.2.1.2.2.2. Mode d'emploi..... | 12 |
| II.2.1.3. Protocoles du traitement | 13 |
| II.2.1.3.1. L'ancien protocole CRESTAR [®] et PRID [®] : progestagènes associées aux œstrogènes...13 | |
| II.2.1.3.1.1. CRESTAR [®] | 13 |
| II.2.1.3.1.2. PRID [®] | 14 |
| II.2.1.3.2. Le nouveau protocole CRESTAR SO [®] et PRID [®] : progestagène sans œstrogène..... | 14 |
| II.2.1.3.2.1. CRESTAR SO [®] | 14 |
| II.2.1.3.2.2. PRID [®] (Progesterone Releasing Intravaginal Device) | 15 |
| II.2.2. Protocole associant la GnRH et la PGF2 α | 15 |
| II.2.2.1. Mode d'action..... | 15 |
| II.2.2.2. Le protocole | 16 |
| II.2.3. Protocole à base de prostaglandine F2 α (PGF2 α) | 16 |
| II.2.3.1. Mode d'action..... | 16 |
| II.2.3.2. Le protocole | 17 |
| III. Facteurs de variation de la synchronisation des chaleurs | 17 |
| III.1. Facteurs liés à l'animal..... | 17 |

| | |
|---------------------------------------------|----|
| III.1.1. La race | 17 |
| III.1.2. L'âge et la parité..... | 17 |
| III.2. Conditions de vêlage | 17 |
| III.3. Facteurs liés à l'environnement..... | 17 |
| III.3.1. Alimentation | 17 |
| III.3.2. Saison | 18 |

Chapitre III : L'insémination artificielle et diagnostic de gestation

| | |
|---------------------------------------------------------------|----|
| I. L'insémination artificielle..... | 19 |
| I.1. Moment de l'insémination..... | 19 |
| I.2. Principe de l'insémination artificielle | 19 |
| I.3. Avantage de l'insémination artificielle | 19 |
| I.3.1. Avantages d'ordre génétique | 19 |
| I.3.2. Avantage d'ordre sanitaire | 20 |
| I.3.3. Avantages d'ordre économique | 20 |
| I.4. L'insémination proprement dite..... | 20 |
| II. Diagnostic de gestation | 21 |
| II.1. les méthodes précoces de diagnostic de gestation | 21 |
| II.1.1. L'échographe | 21 |
| II.1.1.1. Différents types de sondes | 21 |
| II.1.1.2. Diagnostic de gestation précoce..... | 22 |
| II.1.1.3. Les images de gestation précoce..... | 23 |
| II.1.1.4. Propriétés des sondes linéaires | 24 |
| II.1.1.5. Propriétés des sondes sectorielles | 24 |
| II.1.2. Dosage hormonal | 24 |
| II.1.2.1. La progestérone | 24 |
| II.1.2.1.1. Le dosage de la progestérone dans le sang..... | 24 |
| II.1.2.1.2. Le dosage de la progestérone dans le lait..... | 24 |
| II.1.2.2. Des protéines spécifiques de la gestation | 25 |
| II.2.2. Les méthodes tardives de diagnostic de gestation..... | 25 |
| II.2.2.1. La palpation transrectale | 25 |
| II.2.2.2. Le palper abdominal | 25 |

La partie expérimentale

| | |
|----------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| I. L'Objectif | 26 |
| II. Lieu d'expérimentation | 26 |
| II.1. Conditions d'élevage | 26 |
| III. Matériel | 27 |
| III.1. Animaux | 27 |
| III.2. Produits de synchronisation..... | 27 |
| III.3. Matériel de l'insémination artificielle | 29 |
| III.4. Echographe avec une sonde sectorielle..... | 29 |
| III.5. Matériel de contention | 29 |
| III.6. Autre matériels..... | 29 |
| IV. Méthodes..... | 30 |
| IV.1. Induction des chaleurs | 30 |
| IV.1.1. Induction des chaleurs par l'implant sous cutané (ancien et nouveau protocole) | 30 |
| IV.1.2. Induction des chaleurs par la spirale vaginale (ancien et nouveau protocole) | 31 |
| IV.2. Evaluation de l'état corporelle..... | 32 |
| IV.3. Détection des chaleurs | 33 |
| IV.4. Insémination artificiel | 33 |
| IV.5. Diagnostic de gestation | 34 |
| IV.6. Etude statistique | 34 |
| V. Résultats..... | 35 |
| V.1. Résultats selon la race | 38 |
| V.2. Résultats selon l'âge | 39 |
| V.3. Résultats selon le numéro de lactation | 40 |
| V.4. Résultats selon l'état d'embonpoint (BCS) | 41 |
| VI. Discussion..... | 42 |
| VII. Conclusion..... | 45 |
| VIII. Recommandations..... | 46 |

LISTE DES TABLEAUX

| | |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Tableau n° I : Traitements avec implant sous cutané classique CRESTAR® avec œstrogène.... | 35 |
| Tableau n° II : Traitements avec la spirale vaginale PRID® avec œstrogène..... | 35 |
| Tableau n° III : Traitements avec la spirale vaginale PRID® sans œstrogène..... | 36 |
| Tableau n° IV : Traitements avec l'implant sous cutané CRESTAR® sans œstrogène | 36 |
| Tableau n° V : Taux global de gestation pour l'ancien et le nouveau protocole | 37 |
| Tableau n° VI : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon la race | 38 |
| Tableau n° VII : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon l'âge | 39 |
| Tableau n° VIII : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon le numéro de lactation..... | 40 |
| Tableau n° IX : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon l'état d'embonpoint | 41 |

LISTE DES FIGURES

| | |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Figure n° 01 : Les différentes phases du cycle œstral chez la vache laitière | 3 |
| Figure n° 02 : Evolution des différentes hormones au cours du cycle chez la vache | 4 |
| Figure n° 03 : Régulation Hypothalamo-hypophyso-ovaro-utérine | 5 |
| Figure n° 04 : Détecteurs électroniques de chevauchement (DEC) | 8 |
| Figure n° 05 : Mise en place de l'implant sous cutané | 11 |
| Figure n° 06 : Protocole classique implant CRESTAR [®] | 13 |
| Figure n° 07 : Protocole classique PRID [®] avec œstrogène | 14 |
| Figure n° 08 : Nouveau protocole implant CRESTAR SO [®] | 15 |
| Figure n° 09 : Nouveau Protocole PRID SO [®] | 15 |
| Figure n° 10 : Protocole de synchronisation des chaleurs associant GnRH et PGF2 α | 16 |
| Figure n° 11 : Protocole de synchronisation des chaleurs à base de PGF2 α | 17 |
| Figure n° 12 : Sonde sectorielle | 22 |
| Figure n° 13 : Sonde linéaire | 22 |
| Figure n° 14 : Echographie d'un utérus de vache (a) à 21 jours et (b) 30 jours de gestation | 23 |
| Figure n° 15 : Induction de chaleurs par le CRESRAR [®] avec œstrogène..... | 30 |
| Figure n° 16 : Induction de chaleurs par le CRESRAR [®] sans œstrogène | 31 |
| Figure n° 17 : Induction de chaleur par la spirale avec œstrogène..... | 32 |
| Figure n° 18 : Induction de chaleur par la spirale sans œstrogène..... | 32 |
| Figure n° 19 : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon la race..... | 38 |
| Figure n° 20 : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon l'âge..... | 39 |
| Figure n° 21 : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon le nombre de lactation .. | 40 |
| Figure n° 22 : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon l'état d'embonpoint..... | 41 |

LISTE DES PHOTOS

| | |
|--------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Photo n° 01 : Glaire cervicale au moment de l'oestrus | 6 |
| Photo n° 02 : Détecteurs de monte « Kamare » | 8 |
| Photo n° 03 : L'implant sous cutané de Crestar® | 11 |
| Photo n° 04 : Spirale vaginale | 12 |
| Photo n° 05 : Diagnostic de gestation d'une vache par l'échographie | 21 |
| Photo n° 06 : L'intérieur de l'étable..... | 26 |
| Photo n° 07 : L'implanteur implant..... | 27 |
| Photo n° 08 : L'aplicateur de PRID..... | 27 |
| Photo n° 09 : Implant sous cutané..... | 28 |
| Photo n° 10 et 11 : Spirale avec et sans œstrogène..... | 28 |
| Photo n° 12 : L'échographe | 29 |
| Photo n° 13 : Pince-mouquette..... | 29 |
| Photos n° 14,15 et 16 : Prélèvement et mise en place de l'implant sous cutané | 30 |
| Photos n° 17 et 18 : La mise en place du spirale vaginal | 31 |
| Photo n° 19 : La glaire cervicale..... | 33 |
| Photo n° 20 : Détection des chaleurs | 33 |
| Photos n° 21 et 22 : L'insémination artificielle..... | 34 |
| Photos n°23 et 24 : Diagnostic de gestation par l'échographie..... | 34 |

LISTE DES ABREVIATIONS

AP :Ancien Protocole

BCS : Body Condition Score

CJ : Corps Jaune

Dcg : Diagnostic

(E) +: Diagnostic de gestation par l'échographie positif

eCG :Equine Chorionic Gonadotropin

FSH: hormone folliculo-stimulante (Follicule Stimulating Hormone)

FLV : La race fleckvieh

GnRH: Gonadotrophin Releasing Hormone

hCG : human Chorionic Gonadotrophin

IA: Insémination Artificielle

LH : hormone lutéinisante (luteinising Hormone)

MTB: La race montbéliarde

NL : Nombre de Lactation

NP : Nouveau Protocole

PGF_{2α} : prostaglandine de type F_{2α}

PMSG: Pregnant Mare Serum Gonadotropin

PRID : Progesterone Releasing Intraravaginal Device

PRID SO[®] : Progesterone Releasing Intraravaginal Device Sans Oestrogene

SO : Sans Œstrogène

Résumé

L'objet de l'étude consistait à comparer l'efficacité de deux protocoles d'induction et de synchronisation des chaleurs ancien protocole (avec œstrogène) et le nouveau protocole (sans œstrogène) à base de progestagène dans un troupeau laitier composé de 56 têtes à différents moments du cycle et/ou stades physiologiques . Au sein de la région de Ouamri (ferme étatique DHAOUI) la wilaya de Médéa . Ces animaux étaient repartis en 4 lots dont chacun comporte 13 têtes . Deux lots ont subi un traitement d'ancien protocole (Crestar[®], PRID[®]) avec œstrogène et deux autres ont subi un traitement de nouveau protocole (Crestar[®], PRID[®]) sans œstrogène .

Nous avons utilisé la palpation transrectale et l'appareil détecteur des chaleurs pour la détection des chaleurs. Les vaches qui ont présenté des chaleurs ont été inséminées 56 heures après retrait de (Crestar[®], PRID[®]) d'ancien protocole et 48 heures après retrait de (Crestar[®], PRID[®]) de nouveau protocole . Après 40 jours, nous avons pratiqué le diagnostique de gestation par l'échographe.

Les taux de gestation observés pour l'ancien et le nouveau protocole sont respectivement 56,69 et 65,38 . Statistiquement ces résultats ne sont pas significatifs avec un $P < 0,05$.

Mots clés : synchronisation, bovin, progestagene, Crestar, PRID

Summary

The object of the study consisted in comparing the effectiveness of two protocols of induction and of synchronization of heats old protocol (with estrogen) and the new protocol (without estrogen) containing progestagene in a dairy herd composed of 56 heads has various moments of the cycle and/or physiological stages within the area of Ouamri (firm official DHAOUI) the wilaya of Médéa.

These animals had set out again in 4 batches each batch contains 13 heads. Two batches underwent a treatment of old protocol (Crestar®, PRID®) with estrogen and two others undergo a treatment again protocol (Crestar®, PRID®) without estrogen.

We have used transrectal palpation and the heats detecting instrument for the detection of heats. The cows which had heats were inseminated 56 hours after withdrawal of (Crestar®, PRID®) of old protocol and 48 hours after withdrawal of (Crestar®, PRID®) again protocol. After 40 days we practiced diagnoses it gestation by the echograph.

The rates of gestation observed for the old protocol are of 56,69% and the new one of 65,38% These results are not significant with a ($P < 0,05$).

Key words : synchronization, bovine, progestagene, Crestar, PRID

الملخص

الغرض من هذه الدراسة هو مقارنة فعالية اثنين من البروتوكولات للتحريض والتزامن عند البقر، البروتوكول القديم (مع هرمون الاستروجين) والبروتوكول الجديد (بدون الاستروجين) اللذان يستندان إلى هرمون البروجستيرون، في قطع يتكون من 56 رأس من البقر في أوقات مختلفة من الدورة الشهرية و / أو المراحل الفيزيولوجية.

أجرينا دراستنا في منطقة وامري (المزرعة النموذجية الضاوي) في ولاية المدية. قسمت هذه الحيوانات إلى 4 مجموعات كل مجموعة تحتوي على 13 رأس. وقد تمت معالجة مجموعتين بالبروتوكول القديم (® PRID ، ® Crestar) مع هرمون الأستروجين و مجموعتين بالبروتوكول الجديد (® PRID ، ® Crestar) بدون الأستروجين . إستخدمنا طريقة جس الشرج وجهاز من أجهزة الاستشعار للكشف عن الشبق أو الحرارة . وقد تم تلقيح الأبقار اصطناعيا 56 ساعة بعد سحب (® PRID ، ® Crestar) للبروتوكول القديم وبعد 48 ساعة من سحب (® PRID ، ® Crestar) البروتوكول الجديد. بعد 45 يوما قمنا بتشخيص الحمل بواسطة الموجات فوق الصوتية. لاحظنا ان معدلات الحمل للبروتوكولين القديم والجديد هما على التوالي 56،69 % و 65،38. هذه النتائج ليس لها دلالة مع (P<0,05) .

الكلمات الرئيسية : التزامن، البقر ، المركبات البروجسترونية المفعول ، كرسنار ، برايد .

INTRODUCTION

La maîtrise de la reproduction est devenue une nécessité en élevage bovin laitier. Elle est primordiale notamment pour la rentabilité économique de l'élevage laitier : réalisation de l'objectif d'un veau par vache par an, planification des vêlages pour remplir le quota laitier annuel, diminution des frais d'insémination artificielle ou de traitement en cas d'échec à la mise à la reproduction. La première clé de cette réussite est une bonne observation des chaleurs par l'éleveur afin d'inséminer la vache au moment optimal. Cette activité chronophage, pour être efficace, passe par une bonne expression des chaleurs par les vaches, il a été rapporté que presque la moitié des vaches laitières cycliques ne sont pas détectées en chaleurs [41]. Or dans les troupeaux laitier moderne, cette expression est devenue plus frustrante et les éleveurs accordent de moins en moins de temps à leurs détections. Les traitements de synchronisation des chaleurs permettent de s'affranchir de cette détection, de regrouper la venue en chaleur d'un groupe d'animaux et d'inséminer à "l'aveugle" [29]. En plus d'intervenir au niveau de troupeau, ils permettent d'induire des chaleurs chez des vaches en anoestrus, c'est-à-dire non cyclées [45].

Les traitements de synchronisation sont largement utilisés dans les élevages bovins. Ils consistent en des dispositifs imprégnés de progestagène associés à des injections d'autres hormones selon un protocole précis. Or l'utilisation des hormones sur des animaux destinés à la consommation humaine est, depuis une dizaine d'années, montrée de doigt par la communauté européenne. Ainsi l'œstradiol 17 β qui entrait dans les deux protocoles de synchronisation commercialisés en Algérie (PRID et CRESTAR) a été déclarée dans un rapport commandé par la commission Européenne: "comme totalement cancérigène, car il exerce des effets de formation et d'activation de tumeurs et que les données disponibles ne permettent pas d'établir une évolution quantitative du risque pour la consommateur [8].

L'interdiction de l'œstradiol a obligé les laboratoires à expérimenter de nouveaux traitements afin de modifier leurs protocoles [10].

Pour cela notre étude consiste à comparer l'efficacité de synchronisation par les deux protocoles (CRESTAR et PRID) avec et sans œstrogène.

La partie bibliographique

*Chapitre I : Physiologie de l'appareil génital
femelle*

I. Physiologie de la reproduction

I. Physiologie sexuelle de la vache

I.1. Cycle sexuel

Pendant la saison sexuelle, l'activité sexuelle se manifeste par le fait que les vaches viennent régulièrement en chaleurs tous les 20-21 jours en moyenne, l'intervalle entre deux chaleurs successives constitue le cycle sexuel. Le déroulement du cycle sexuel est contrôlé par les hormones émises par l'hypothalamus, l'hypophyse, les ovaires et l'utérus [19].

I.1.1. Phase folliculaire

Composée de 3 à 4 jours et se termine par les chaleurs et l'ovulation. Les hormones gonadotrophines (FSH et LH) produites par l'hypophyse vont provoquer dans l'ovaire le déclenchement des dernières étapes du développement d'un ou plusieurs follicules, ces follicules produisent des œstrogènes qui vont entraîner l'apparition des chaleurs. La fin de la phase folliculaire est marquée par l'éclatement du follicule qui libère l'ovule (ovulation), environ 30 heures après le début des chaleurs [6].

I.1.1.1. La folliculogénèse

La folliculogénèse est la succession des différentes étapes du développement du follicule depuis le moment où il sort de la réserve jusqu'à sa rupture au moment de l'ovulation ou son involution [37].

Selon Bonne et al, [6]. La folliculogénèse est un phénomène continu ; chaque jour des follicules entrent en phase de croissance. Ils passent par les stades : Primordial, primaire, secondaires, tertiaire puis follicule mûr.

I.1.2. Phase lutéale

Le développement du corps jaune prend à peu près trois jours (jours 2 à 5 d'un cycle). Certains follicules démarrent une "vague de croissance" dès le premier jour d'un cycle, mais la progestérone sécrétée par le corps jaune les empêche de mûrir et ils dégènèrent.

Du 16^{ème} au 18^{ème} jour, si l'utérus n'a pas détecté la présence d'un embryon, il sécrète l'hormone prostaglandine qui provoque la régression du corps jaune. Ceci conduit à une nouvelle chaleur et débute un nouveau cycle [20].

I.2. Les différentes phases du cycle œstral chez la vache

I.2.1. Le proestrus

Correspond au développement d'un ou de plusieurs follicules, et à la sécrétion croissante d'œstrogènes, il dure en moyenne 3 jours. L'endomètre s'épaissit, se vascularisé et se garnit d'abondantes glandes tubulaires. Dans le col, entrouvert, un mucus particulier (glairer cervicale) commence à se liquéfier [20].

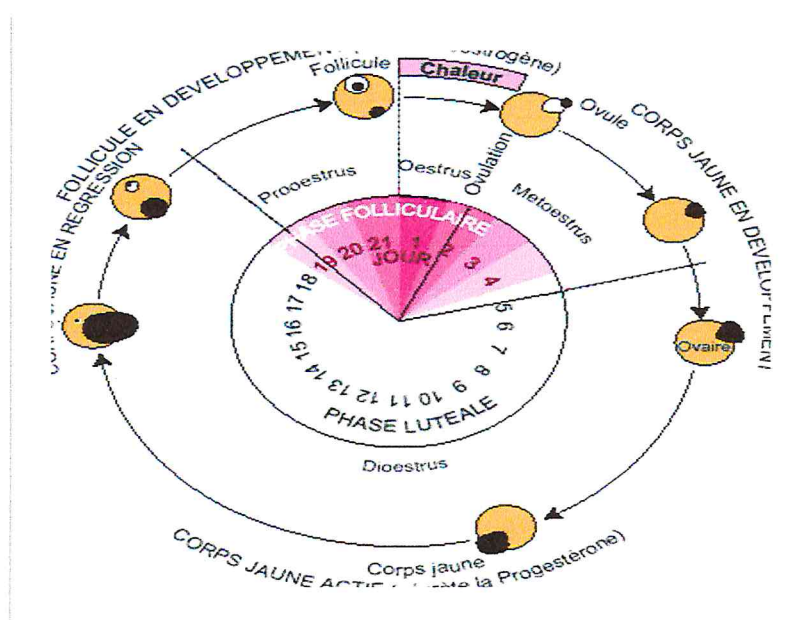


Figure n° 01 : Les différentes phases du cycle œstral chez la vache laitière [20].

I.2.2. L'œstrus

Ce sont les chaleurs qui correspondent à la maturation d'un follicule et la sécrétion maximale d'oestrogènes et dure en moyenne 24h.

I.2.3. Le metœstrus

Débuté par l'ovulation et se caractérise par la formation du corps jaune, il dure en moyenne 8 jours.

I.2.4. Le dioestrus

La chute du taux de progestérone, fait suite à la lyse du corps jaune sous l'influence de la prostaglandine F2 α sécrétée par l'utérus.

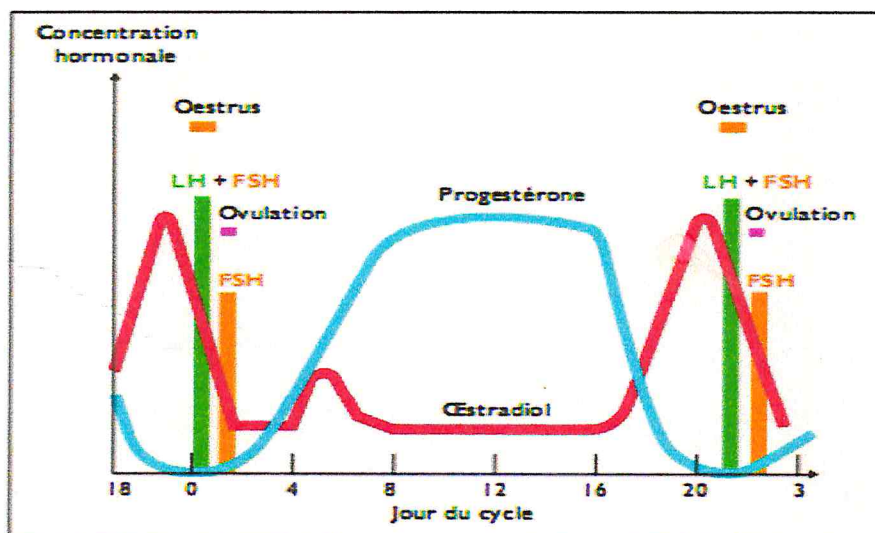


Figure n° 2 : Evolution des différentes hormones au cours du cycle chez la vache [20].

I.3. Les Hormones qui interviennent dans la régulation du cycle œstral

Voici un schéma représentatif de toutes les hormones qui interviennent dans la régulation hormonale.

CYCLE SEXUEL DE LA VACHE

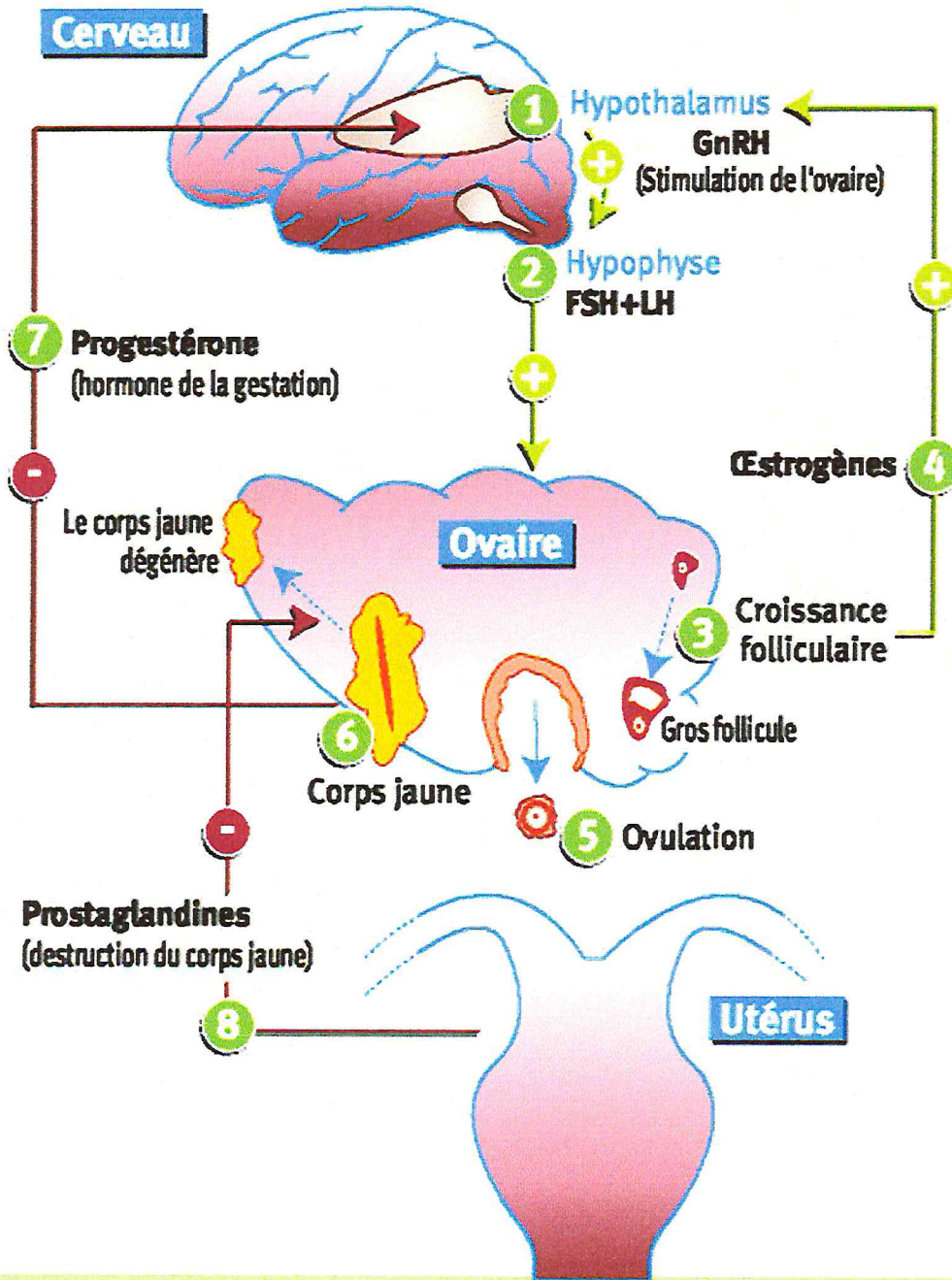


Figure n° 03 : Régulation Hypothalamo-hypophyso-ovaro-utérine [36].

Chapitre II : La maitrise de la reproduction

I. Détection des chaleurs

I.1. Définition des chaleurs

Chaleurs ou l'œstrus est l'acceptation de chevauchement qui permet le rapprochement sexuel. Ce comportement apparaît chez la femelle, régulièrement, tous les 21 jours en moyenne [56].

I.2. Les signes cliniques des chaleurs

Pendant l'œstrus et selon l'intensité et la durée de l'acceptation de chevauchement (*standing heat*) qui en est le signe caractéristique, on peut observer un ébouriffement des poils de la croupe, de la base de la queue et des tubérosités ischiatiques, et parfois même des érosions cutanées. De même, la croupe et les flancs de ces animaux sont souvent souillés. Le réflexe lombaire se trouve accentué. Un à trois jours après l'œstrus on peut parfois apercevoir un écoulement muco-sanguinolent entre les lèvres vulvaires ou sur la queue. Il témoigne d'une imprégnation oestrogénique maximale ayant entraîné la rupture de petits vaisseaux à la surface interne de l'utérus. Ce symptôme inconstant ne présente aucun rapport avec le résultat potentiel d'une insémination [23].



Photo n° 01 : Glair cervicale au moment de l'œstrus [23].

I.3. Moyens de détection des chaleurs

L'œstrus est couramment décelé soit par observation directe soit à l'aide des moyens marqueurs, chaque méthode a ses avantages et ses inconvénients, et peut être jugée par sa sensibilité (pourcentage de détection des vaches en chaleurs) et par sa spécificité (pourcentage de vaches qui sont effectivement en chaleurs) [46].

Donc il existe plusieurs techniques de détection :

I.4. Les techniques de détection des chaleurs**I.4.1. La détection des chaleurs par l'éleveur**

Les chaleurs se caractérisent par des modifications du comportement, qui ne peuvent pas passer inaperçues de l'éleveur : deux observations d'une demi heure chacune, effectuées par la même personne, à l'aube et au crépuscule. On a intérêt à espacer d'au moins douze heures les observations quotidiennes. Elles doivent être faites lorsque les animaux sont libres et au cours de leurs mouvements, au calme en dehors des périodes de distributions d'aliments ou des traites [6].

I.4.2. Animaux détecteurs**I.4.2.1. Mâles subissant des interventions chirurgicales**

C'est le recours aux mâles subissant une intervention chirurgicale (suppression de la spermatogenèse et déviation du pénis) destinée à les empêcher de féconder les femelles dont ils doivent détecter les chaleurs [23].

I.4.2.2. L'induction d'un comportement mâle

C'est le recours à des femelles andogénéisées. Il faut un animal pour 30 vaches. Thibault et al ,2001 [55] ont rapporté que le taux de détection apporté par ce moyen se situe entre 70% et 90% avec une période d'observation par jour pendant au moins 20 minutes.

I.4.3. Détecteur de monte (Kamar)

Cet appareil sensible, à la pression, est collé à la croupe des femelles bovines susceptibles de venir en chaleur. Quand la femelle en chaleurs est montée par une congénère, la pression occasionnée provoque un changement de couleur de la capsule du détecteur [20]. Voir (photo n° 02).



Photo n° 02 : Détecteurs de monte « Kamare » [23].

I.4.4. Les détecteurs électroniques de chevauchement (DEC)

Leur deux principaux intérêts sont d’une part qu’ils enregistrent le seul comportement spécifique de l’œstrus (immobilisation lors d’un chevauchement) et, d’autre part, que ces enregistrements fonctionnent 24 h/24 h alors que l’éleveur ne peut faire que des observations discontinues et d’une durée limitée. Voir (Figure n° 04).

Cependant, ces appareils ne détectent pas toutes les occasions où une vache peut être inséminée avec succès et la fixation des dispositifs sur la croupe des animaux n’est pas fiable. Les détecteurs électroniques de chevauchements sont onéreux et l’intérêt économique de l’investissement devra être évalué [49].

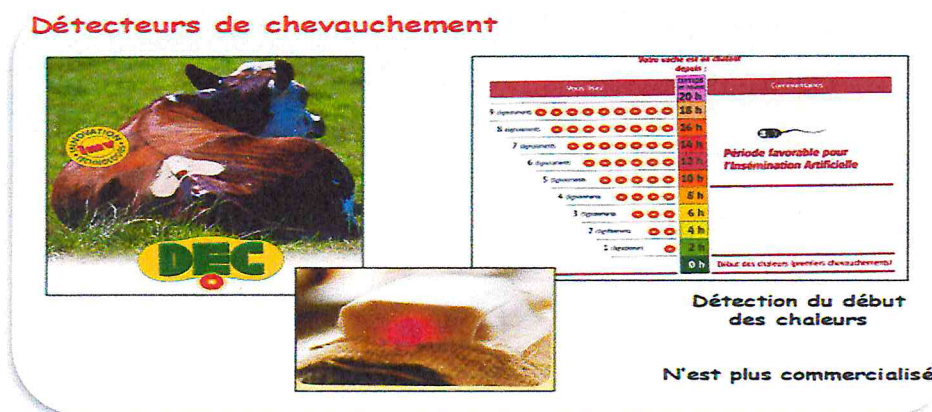


Figure n° 04 : Détecteurs électroniques de chevauchement (DEC) [23].

I.4.5. Dosage des hormones

Aussi les variations des hormones peuvent nous renseigner sur l'état des chaleurs, des auteurs ont remarqué que, le taux d'œstrogène est maximum au début des chaleurs. Ces œstrogènes qui proviennent du ou des follicules, sont responsables de comportement de la femelle [19].

II. La maîtrise du cycle chez la vache**II.1. Définition**

Depuis plus d'une décennie, différentes études spécifiques ont ainsi démontré les avantages et les limites des traitements hormonaux de synchronisation de l'oestrus chez les bovins, ce qui a permis de réaliser des progrès énormes car la fertilité des femelles traitées est comparable sinon supérieure à celle des non traitées [57].

Les traitements de maîtrise des cycles sexuels présentent de nombreux avantages en élevage laitier : ils permettent de minimiser les conséquences de l'extensification des systèmes de production. En groupant les chaleurs, ils permettent de n'impliquer la main d'œuvre disponible sur l'exploitation dans la reproduction que pendant un laps de temps réduit. De plus, en induisant l'ovulation chez les femelles non cyclées [8]. Dans la reproduction bovine il existe plusieurs types de traitements de synchronisation des chaleurs.

Les traitements basés sur l'administration répétée de prostaglandines 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 animaux cyclés [29].

Les traitements à base de progestagènes 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 [1].

Les traitements de type GnRH – Prostaglandines GnRH permettent d'obtenir des résultats plus intéressants, car ils combinent une action à la fois sur les follicules ovariens (par le GnRH) et sur le corps jaune (par les prostaglandines) [58].

II.2. Les différents traitements de synchronisation des chaleurs :

Il existe trois principaux protocoles :

- Le premier basé sur l'utilisation des progestagènes;
- Le deuxième basé sur l'utilisation des prostaglandines;
- Le troisième sur l'utilisations de la GnRH et des prostaglandines.

II.2.1. Traitement à base de progestagène

En 1948, et pour la première fois, un contrôle artificiel du cycle ovarien a été obtenu chez la vache par administration journalière de progestérone [11].

D'après Hanzen 2004,[24]. Les progestérones sont les plus utilisés dans la reproduction bovine. Leurs voies d'administration présentent selon leurs conditions d'utilisation tout à la fois des avantages et des inconvénients.

D'après les compilations de résultats réalisées par Odde (1990) [39], les taux de chaleurs induites pour l'association progestagènes –œstrogènes sont compris entre 77 à 100 %.

Par contre si ces traitements sont associés à une injection de PGF2 α , 24-48 heures avant le retrait du dispositif, la synchronisation des chaleurs et la fertilité sont meilleures [22] .

II.2.1.1. Mode d'action

Les progestagènes ont une activité inhibitrice centrale : ils exercent un rétrocontrôle négatif sur la GnRH, ce qui inhibe la sécrétion hypophysaire de la LH et FSH [6]. Ainsi une imprégnation progesteronique bloque les chaleurs et l'ovulation ; le follicule dominant de la vague en cours devient atresique en présence de progestérone. La levée de cette inhibition entraînera le redémarrage des cycles [42].

II.2.1.2. La présentation des dispositifs

II.2.1.2.1. Implant sous cutané**II.2.1.2.1.1. Présentation**

Il est de 18mm de longueur et de 2mm de diamètre. Le norgestomet est administré à la dose de 3mg en sous cutané sous forme d'un implant [19]. Voir (photo n° 03).



Photo n° 3 : L'implant sous cutané de Crestar® [29].

II.2.1.2.1.1. Mode d'emploi

D'après Dudouet [19], Désinfecter l'implanteur, placer l'implant dans l'aiguille, choisir un emplacement vers le milieu de l'oreille. Enfoncer l'aiguille à fond sous la peau de l'oreille. Pousser le piston en laissant légèrement revenir l'aiguille de l'implanteur.

Pour retirer l'implant, deux solutions : Voir (Figure n° 05).

- 1- couper la peau à l'extrémité distale à l'implant.
- 2 - faire repasser par l'orifice d'administration.

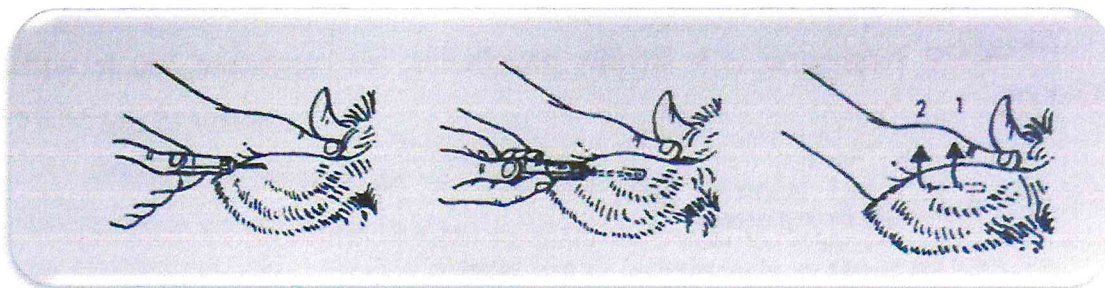


Figure n° 5 : Mise en place de l'implant sous cutané [19].

II.2.1.2.1.1. Spirale vaginale

II.2.1.2.2.1. Présentation

Elle comporte une lame métallique de 30 cm de longueur, de 3,2 de largeur et de 0,02 mm d'épaisseur ; elle est sous forme de spirale d'acier inoxydable.

Cette lame est recouverte d'une matrice de caoutchouc de silicone imprégnée de 1,5 g de progestérone donnant à la spirale une épaisseur final de 3 mm [59]. Voir (Photo n° 4) .

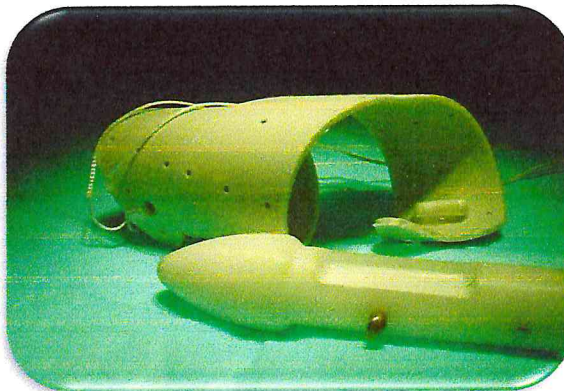


Photo n° 4 : Spirale vaginale [29].

II.2.1.2.2.2. Mode d'emploi

le dispositif intra vaginale (PRID) équipé d'une capsule adhérente, Celui-ci est introduit à l'aide d'un applicateur [16].

L'applicateur doit être désinfecté après chaque utilisation. Après fixation de la spirale l'extrémité de l'applicateur doit être lubrifiée avant l'introduction. Il est conseillé de nettoyer la vulve de l'animale et de sécher. Pour la mise en place du dispositif on écarte les lèvres de la vulve et on introduit l'applicateur jusqu'au fond de vagin. 9 à 12 jours après la pose PRID[®] est retiré facilement [46].

II.2.1.3. Protocoles du traitement

II.2.1.3.1. L'ancien protocole CRESTAR® et PRID® : (protocole classique)

II.2.1.3.1.1. CRESTAR®

Le protocole : il se fait en deux étapes :

- Première étape :

Associe un implant sous-cutané de 3 mg de norgestomet à une injection intramusculaire de 5 mg de valérate d'œstradiol au moment de la pose de l'implant [26].

48 heures avant le retrait de l'implant, une injection intramusculaire de 2 ml de prostaglandine F2α [10].

- Deuxième étape :

Le retrait de l'implant se fait après 9 à 11 jours de pose, au même moment une injection intramusculaire de 400 à 600 UI d'eCG ou PMSG aux vaches laitières mais pas aux génisses. L'insémination se fait à l'aveugle, 56 heures après le retrait de l'implant (ou à 48 et 72 heures après traitement) chez la vache et 48 heures après retrait chez la génisse, sans détection des chaleurs [10]. Voir (Figure n° 6)

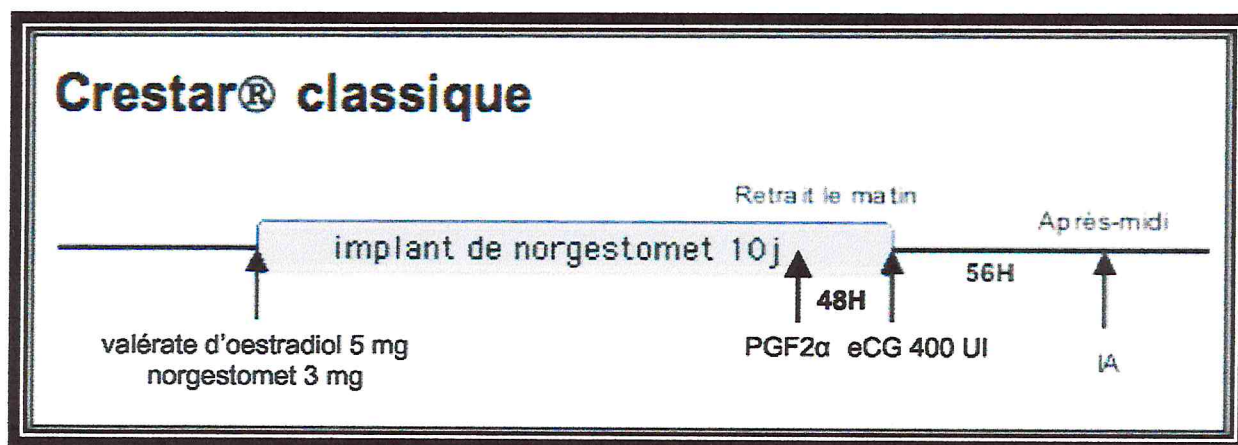


Figure n° 6 : Protocole classique implant CRESTAR® [10].

II.2.1.3.1.2. PRID®

D'après Bonne et al 2005 [6], Le dispositif intra vaginal de 1,55 g de progestérone avec la capsule adhérente d'œstradiol de 10 mg de benzoate d'œstradiol est introduit dans le vagin et maintenu en place pendant 10 à 12 jours ; Le jour de retrait de la spirale vaginale, l'administration d'une injection intramusculaire de 400 à 600 UI de eCG. L'insémination se fait à l'aveugle, 48 à 56 heures après le retrait de la spirale vaginale. Voir (Figure n°7)

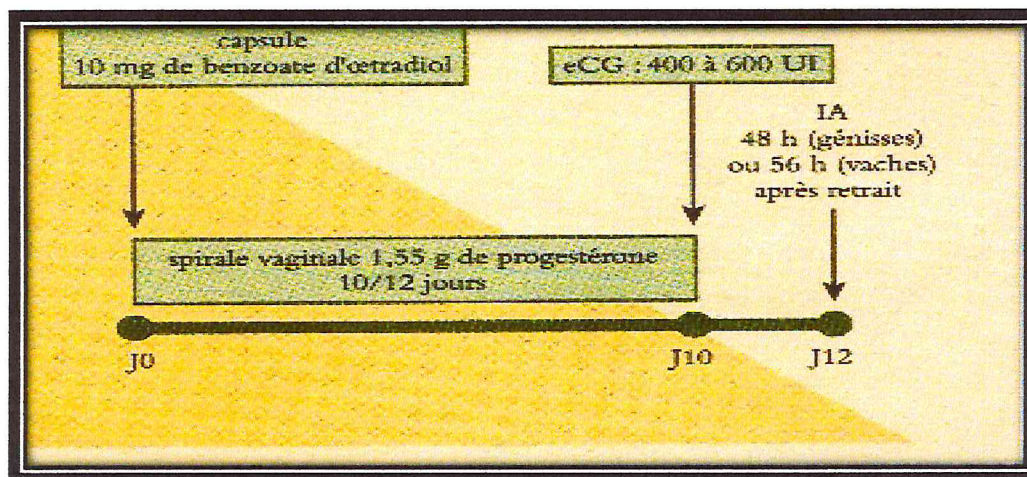


Figure n° 7 : Protocole classique PRID® avec œstrogène [6].

II.2.1.3.2. Le nouveau protocole CRESTAR SO® et PRID® : progestagène sans œstrogène

II.2.1.3.2.1. CRESTAR SO®

L'association d'un implant sous cutané de 3 mg de norgestomet et une injection intramusculaire de 10 µg de GnRH au moment de la pose de l'implant. 48 heures avant le retrait de l'implant, la réalisation d'une injection de PGF2α, 2 ml en intramusculaire. L'implant est laissé en place 9 à 11 jours. Le jour du retrait de l'implant, une injection intramusculaire de 400 UI à 600 UI d' eCG , PMSG. L'insémination a lieu 48 heures après le retrait de l'implant, sans détection des chaleurs [12]. Voir (Figure n°8)

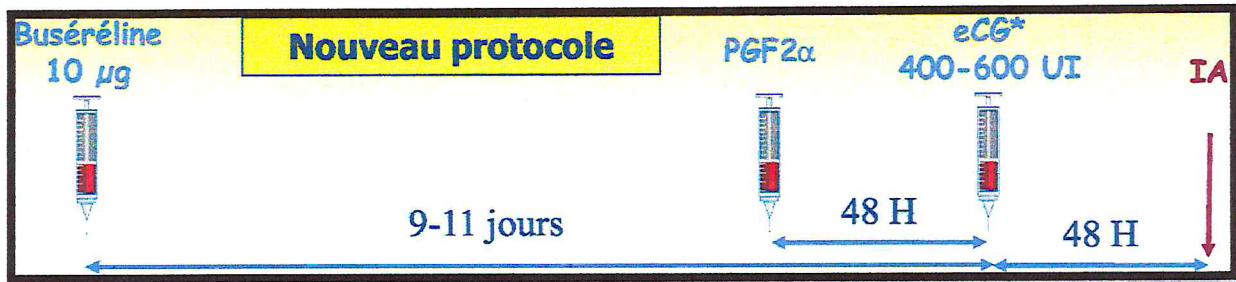


Figure n° 8 : Nouveau protocole implant CRESTAR SO® [12].

II.2.1.3.2.2. PRID® (Progesterone Releasing Intravaginal Device) :

Le nouveau protocole consiste à disposer en intra vaginale une spirale de 1,55 de progestérone pendant 7 à 9 jours, 24 heures avant le retrait la réalisation d'une injection de PGF2α en intramusculaire, le jour de retrait une injection intra musculaire de 400 UI à 600 UI d' eCG. L'insémination a lieu 56 heures après le retrait de la spirale vaginale, sans détection des chaleurs [12]. Voir (Figure n° 9)

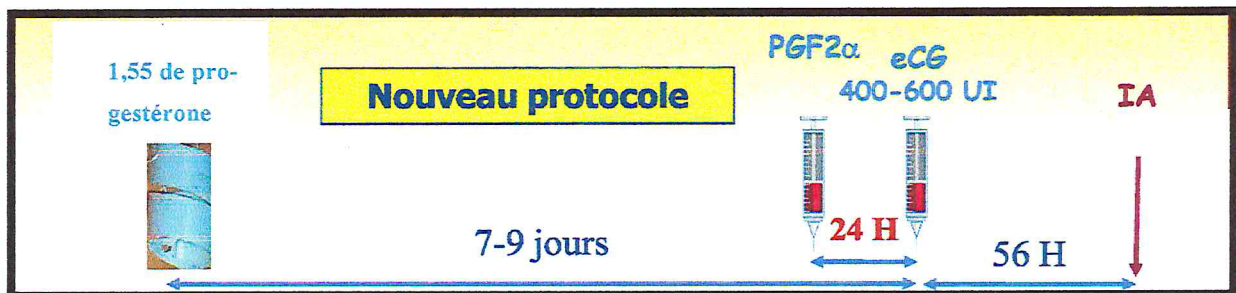


Figure n° 9 : Nouveau Protocole PRID SO® [12].

II.2.2. Protocole associant la GnRH et la PGF2α

II.2.2.1. Mode d'action

L'injection de GnRH est faite à n'importe quel moment du cycle pour provoquer l'ovulation ou la lutéinisation des gros follicules présents dans l'ovaire au moment du traitement et de synchroniser le recrutement d'une nouvelle vague folliculaire [54].

L'injection de PGF2α induit la régression du corps jaune et permet donc une maturation finale du follicule dominant synchronisé [50]. une seconde injection de GnRH est utilisée pour induire l'ovulation du follicule dominant sélectionné [20].

II.2.2.2. Le protocole

d'après Bonne et al [6] :

- Le premier jour, une injection de GnRH.
- 6 à 7 jours après l'injection de GnRH, une administration de PGF₂α.
- 48 heures après une injection de PGF₂α.
- L'insémination peut être pratiquée entre 12 et 24 heures après la seconde injection de GnRH. Voir (Figure n°10)

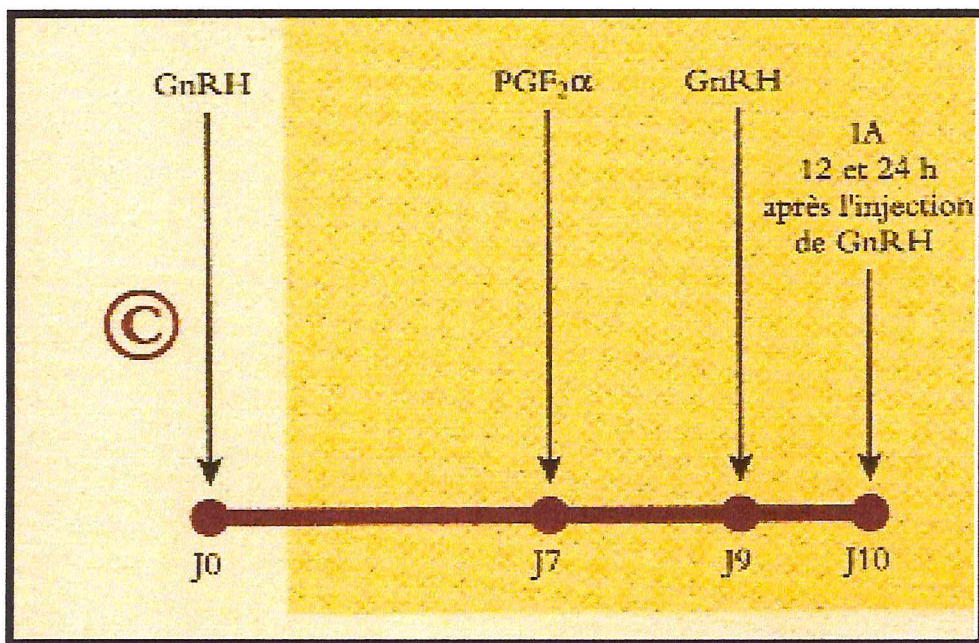


Figure n° 10 : Protocole de synchronisation des chaleurs associant GnRH et PGF₂α [6].

II.2.3. Protocole à base de prostaglandine F₂α (PGF₂α)

II. 2.3.1. Mode d'action

L'injection de prostaglandine en intramusculaire, modifications suivantes [18] :

- Réduction de la synthèse de la progestérone au bout de 1 à 2 heures et le retour à la progestéronémie basale au bout de 24 heures.
- Régression anatomique du corps jaune en 2 à 3 jours.
- Croissance terminale du follicule présent après l'injection.
- Augmentation du taux des oestrogènes dans les 2 à 3 jours accompagne des pulses de LH préovulatoire.

- Apparition de l'œstrus après 72 heures en moyenne.
- L'insémination artificielle ou naturelle peut se faire après l'observation des chaleurs suite à l'injection [35].

II.2.3.2. Le protocole

D'après Bonne et al 2005, [6], à j0 une injection de PGF₂α en intra musculaire, après 11 à 14 jours une deuxième injection de PGF₂α, L'insémination se fait à l'aveugle, 72 à 96 heures après la deuxième injection. Voir (Figure n°11)

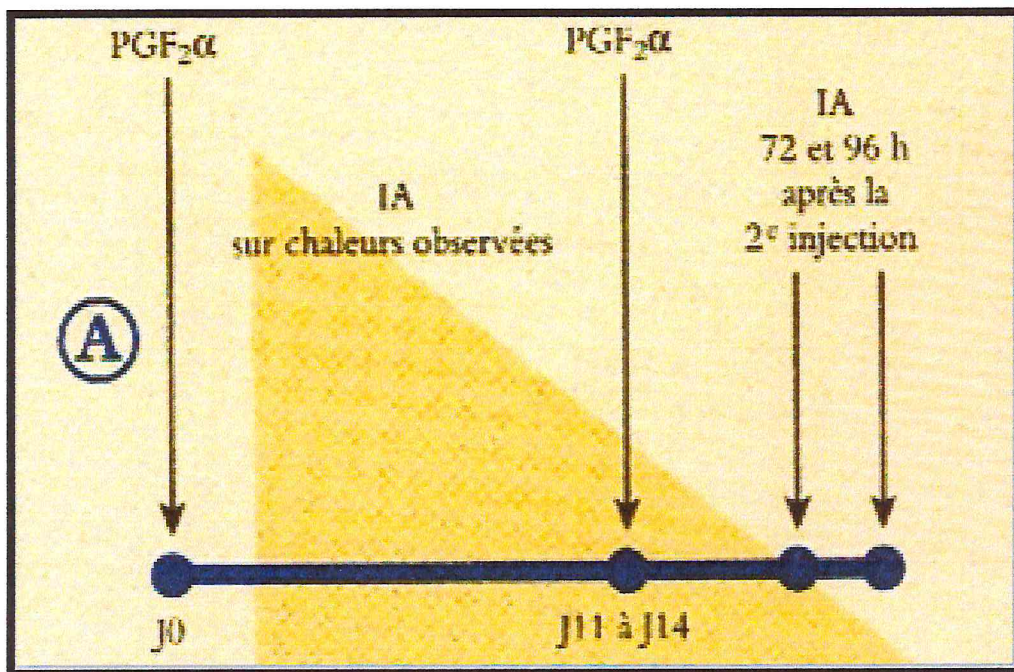


Figure n° 11 : Protocole de synchronisation des chaleurs à base de PGF₂α [6].

III. Facteurs de variation de la synchronisation des chaleurs

La réussite de la synchronisation des chaleurs varie grandement entre les élevages mais aussi au sein d'un même élevage d'un lot à l'autre. Une partie de cette variabilité tient aux animaux eux-même, une autre partie est due à la conduite d'élevage et enfin, une autre partie est liée à l'environnement [29].

III.1. Facteurs liés à l'animal**III.1.1. La race**

Il est difficile de comparer les races car il est impossible de dissocier les facteurs raciaux de ceux liés à l'environnement ou à la conduite d'élevage [27].

Cependant il semble que les races rustiques aient de meilleurs résultats que aux races à viande spécialisées [13].

III.1.2. L'âge et la parité

Cet effet de l'âge est lié à celui de la parité, les primipares ont un anoestrus plus long de 3 semaines environ que les multipares [17].

La fertilité des vaches diminue après l'âge de 10 ans [60].

III.2. Conditions de vêlage

Une aide, même facile, au vêlage précédant le traitement est associée à une diminution du taux de gestation par rapport au vêlage sans aide. Mais ce sont surtout les extractions forcées et les césariennes qui affectent la fertilité. Cela peut être expliqué par le fait que les vaches ayant eu un vêlage difficile ont un taux d'ovulation beaucoup plus faible que celles vêlant seules, sans aides. On peut imaginer que les vêlages difficiles entraînent une mauvaise involution utérine, des troubles infectieux qui sont associés à une mauvaise fertilité à l'IA [8].

III.3. Facteurs liés à l'environnement**III.3.1. Alimentation**

Les animaux les plus légers au moment de la mise en place des traitements répondent moins bien au traitement (taux d'induction d'ovulation plus faible) [9].

Comme pour le poids vif, les animaux qui maigrissent après le vêlage présentent une plus mauvaise réponse au traitement. Par exemple chez les primipares, une diminution de 0,5 point de la note d'état entre le vêlage et le début du traitement s'accompagne d'une diminution du taux de gestation de 6 points [27].

III.3.2. Saison

On sait que le stress de la mise à l'herbe provoque une baisse de la fertilité par mortalité [40]. L'impact des variations de température est également important : la période de fertilité minimale correspond aux périodes de température inférieure à 0°C [27]. Pour les vêlages de fin d'été-début d'automne, on remarque que le pourcentage de femelles cyclées lors de la mise à la reproduction est généralement très élevé : entre 70 et 80%. La fertilité à l'œstrus induit est alors élevée [35].

***Chapitre III: Insémination artificielle et
diagnostic de gestation***

I. l'insémination artificielle

L'insémination artificielle (IA) est la biotechnologie de reproduction la plus largement utilisée dans le monde, elle consiste à déposer le sperme dans l'endroit le plus convenable des voies génitales femelles, et au moment le plus opportun sans qu'il y ait un acte sexuel [21].

Elle représente l'une des conditions essentielles pour le succès d'un programme de synchronisation de l'œstrus. Elle constitue le seul moyen de disposer d'une semence contrôlée et provenant d'un taureau fertile [44].

I.1. Moment de l'insémination

Le moment le plus favorable se situe dans la deuxième moitié des chaleurs (c'est-à-dire une d'heures après leur début) [6].

Pratiquement, si une vache est vue en chaleurs le matin, il faut l'inséminer en fin d'après-midi, ou le matin suivant au plus tard. Si elle est vue en chaleurs en fin d'après-midi, il faut l'inséminer le matin ou l'après midi suivant. L'indication ,même approximative, du début supposé des chaleurs est fondamentale pour que l'inséminateur puisse organiser sa tournée de façon à intervenir au moment le plus favorable [6].

I.2. Principe de l'insémination artificielle

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

Elle consiste à déposer la semence dans les voies génitales au fond du vagin, à l'entrée du col ou au-delà à l'aide d'un pistolet CASSOU [19].

I. 3. Avantages de l'insémination artificielle

Ils sont de trois ordres : génétique ,sanitaire et économique

I. 3.1. Avantages d'ordre génétique

Permet l'obtention d'un grand nombre de descendants des meilleurs géniteurs et de mettre à la disposition de l'éleveur les meilleurs géniteurs ainsi que de prévoir les plans d'accouplement raisonnés [19].

I. 3.2. Avantage d'ordre sanitaire

L'insémination artificielle est un outil de prévention de propagation de maladies contagieuses et /ou vénériennes grâce au non-contact physique directe entre la femelle et le géniteur tel que la brucellose, la trichomonose, la vibriose. Ainsi l'addition d'antibiotiques ajoute un élément de garantie supplémentaire [38].

I. 3.3. Avantages d'ordre économique

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

- n'aura plus le souci de nourrir un taureau (qui représente parfois un danger),
- pourra remplacer un taureau par une femelle.
- prévenir les accidents lors de l'accouplement (en particulier les césariennes),
- lutter contre la stérilité (contrôlant les saillies et le pourcentage de réussite, l'éleveur peut intervenir précocement),
- réaliser le croisement industriel et bénéficier ainsi du phénomène d'hétérosis [19].

I. 4. L'insémination proprement dite

Le matériel se compose d'un pistolet d'insémination d'une longueur de 40 à 45 cm et d'un diamètre de 5 à 6 mm comportant un corps externe et un mandrin interne. Il se complète d'une gaine en matière plastique externe fixée au pistolet d'insémination au moyen d'une petite rondelle.

- Le voie rectale est classiquement utilisée parce que il est rapide et hygiénique mais aussi parce qu'elle offre la possibilité d'un examen préalable du tractus génital visant à confirmer l'état œstral de l'animal (présence de follicule, tonicité des cornes) mais aussi favorable à la libération d'ocytocine et donc à la remontée des spermatozoïdes à la jonction utéro-tubaire.

Technique D'IA

➤Le col est saisi manuellement au travers de la paroi rectal. Sa tension vers l'avant permet d'éviter la formation de replis vaginaux, la progression du pistolet d'insémination dans la cavité vaginale.

➤ L'introduction de l'extrémité du pistolet d'insémination dans le col peut être facilitée en plaçant le pouce dans l'ouverture postérieure du col tout en maintenant ce dernier au moyen de l'index et du majeur.

➤La traversée du col sera facilitée en imprimant à ce dernier des mouvements latéraux et verticaux. Une fois le col franchi , le pistolet sera aisément le cas échéant guidé vers l'une ou l'autre corne.

➤ Classiquement, le dépôt de la semence se fait au niveau du corps utérin. Les autres ne sont pas unanimes pour reconnaître le bénéfice d'une insémination dans une voire les deux cornes utérines. Quelque soit l'endroit anatomique d'insémination, il en résulte un reflux de sperme vers la cavité vaginale, celui-ci étant moindre si l'insémination a été réalisée au niveau du corps ou des cornes utérines que si elle a été faite au niveau du col [24].

II. diagnostic de gestation

II.1. les méthodes précoces de diagnostic de gestation

II.1.1. L'échographe : Dans le domaine de la reproduction bovine, l'échographie fait partie de la pratique quotidienne dans les pays développés. Elle est utilisée comme technique d'observation de l'activité ovarienne et du diagnostic précoce de gestation. L'échographie est une technique non invasive d'imagerie médicale [6]. (Photo n° 5)



Photo 5 : diagnostic de gestation d'une vache par l'échographie [6].

II.1.1.1. Différents types de sondes

Différentes sondes, de fonctionnement et de forme variables, sont à la disposition du praticien

- **les sondes mécaniques** sont constituées d'éléments piézo-électriques (uniques ou groupés), soit oscillants (élément unique), soit en rotation autour d'un axe (éléments uniques ou groupés). Ces sondes présentent le double avantage d'être bon marché et d'offrir une bonne qualité d'image. Le balayage est de type sectoriel et donne une image en coupe en forme de secteur [15] (figure 12).

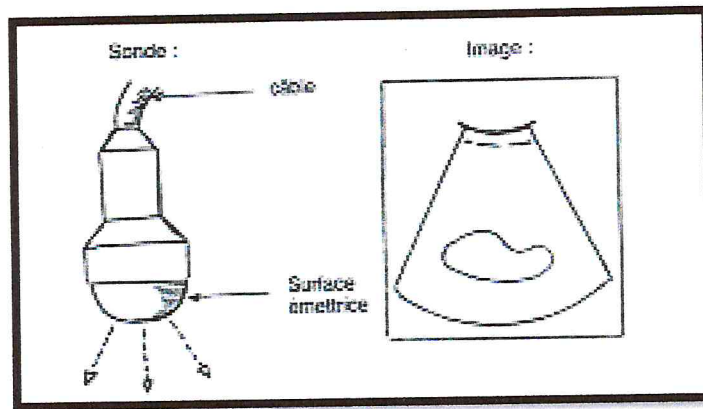


Figure 12 : Sonde sectorielle [15].

- **les sondes électroniques** sont constituées d'un seul élément piézo-électrique, découpé en de multiples sous-unités. Dans la sonde « barrette », l'élément piézo-électrique est découpé en petits éléments rectangulaires qui sont assemblés pour former un réseau linéaire. La forme de l'image obtenue est rectangulaire [15] (figure 13).

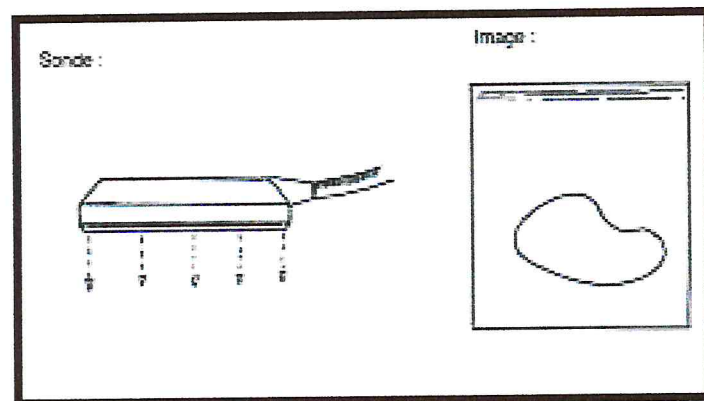


Figure 13 : Sonde linéaire [15].

II.1.1.2. Diagnostic de gestation précoce

Vers le 20^{ème} jour de gestation, le conceptus prend la forme d'un long tube d'environ 2 à 4 mm de diamètre qui s'étend déjà d'une jonction uterotubaire à l'autre. Ce n'est qu'à partir des 25^{ème} -27^{ème} jours de gestation que le diamètre de ce tube devient suffisant (environ 1cm) pour être visualisé par échographie.

II.1.1.3. Les images de gestation précoce :

La vésicule embryonnaire bovine peut être détectée avec une sonde de 7,5 MHz dès le neuvième jour de gestation [7] et dès le douzième jour avec une sonde de 5 MHz [43]. Kastelic et al 1991 [32] ont démontré que des zones circulaires anéchogènes peuvent être mises en évidence 10 et 14 jours après l'insémination aussi bien chez les animaux gravides que non gravides.

A partir du 30^{ème} jour de gestation, la muqueuse utérine forme des cloisons qui séparent la lumière utérine en compartiments à l'intérieur desquels pénètrent les enveloppes fœtales : l'échographie a une image caractéristique dite en lâcher de ballons [53].

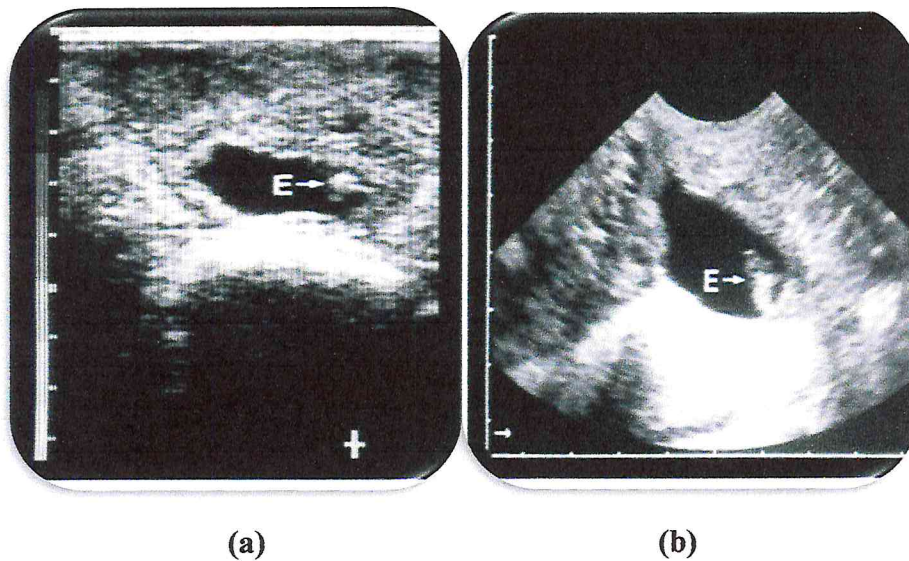


Figure 14 : Echographie d'un utérus de vache (a) à 21 jours et (b) 30 jours de gestation [30].

L'embryon peut être détecté au plus tôt vers le 20^{ème} jour de gestation avec une sonde de 5 MHz [14] Cependant sa visualisation se fait en pratique vers le 28^{ème} jour de gestation [14, 43].

Les premiers battements cardiaques peuvent être détectés chez l'embryon vers le 21^{ème} jour de gestation [14]. La visualisation des pulsations cardiaques est un signe de viabilité de l'embryon ou du fœtus [30].

II.1.1.4. Propriétés des sondes linéaires

Selon Mialot et al, 1991 [34]. Ce type de sonde présente de nombreux avantages :

- L'apprentissage de la manipulation et de la représentation dans l'espace du plan de coupe est rapide.
- Le plan de coupe étant constitué de lignes d'échos réfléchis toutes parallèles entre elles, la résolution latérale est bonne et constante sur toute la profondeur du champ examiné.
- Il est possible de visualiser des structures de plusieurs centimètres même à proximité immédiate de la surface de la sonde, situation fréquente en gynécologie bovine [34].

II.1.1.5. Propriétés des sondes sectorielles

Le principal avantage de ce type de sonde est sa polyvalence. Cependant, les lignes d'échos réfléchis n'étant pas parallèles, la résolution latérale change en fonction de la profondeur d'exploration. Par ailleurs, les structures de grandes dimensions sont de visualisation plus difficile à proximité de la sonde. Enfin, l'apprentissage de la matérialisation du plan de coupe est plus délicat. Ce matériel sera donc choisi lorsque l'échographie est pratiquée chez plusieurs espèces, les vétérinaires ayant une activité mixte réelle sont donc concernés [34].

II.1.2. Dosage hormonal

Il s'agit du dosage dans le sang ou dans le lait d'hormones telles que la progestérone, et chez la jument de la PMSG ou des œstrogènes.

II.1.2.1. La progestérone.**a. Le dosage de la progestérone dans le sang**

Pour les génisses et les vaches non traitées, le dosage de la progestérone se fait dans le sang par un laboratoire, après un prélèvement. L'inconvénient est le délai nécessaire à la réponse, délai qui rend impossible une nouvelle insémination dès le 1 cycle suivant [52].

b. Le dosage de la progestérone dans le lait

Le taux de progestérone du lait et sa signification. Chez la vache non gestante, le taux de progestérone qui s'est élevé sitôt l'ovulation, s'effondre vers le 19 jour. La teneur du lait en progestérone reflète celle du sang

- le 18^e ou 19^e jour après l'insémination, le test permet de savoir s'il y a eu ou non fécondation. En cas d'échec (taux de progestérone faible) on surveille la réapparition des

chaleurs. En cas de taux élevé, il est bon de renouveler le test à 23-24 jours au cas où il s'agirait d'un cycle long.

- Le 23^e ou 24^e jours le test confirme l'état ou non de gestation. Mais la gestation devra à nouveau confirmer plus tard, par palper rectal à 60-90 jours, car dans 15 à 20 % des cas, il y a mort embryonnaire [52].

II.1.2.2. Des protéines spécifiques de la gestation.

Ces protéines ont été mises en évidence dans le plasma. Chez les ruminants, la PSPB (Pregnancy Specific protein B) est détectable à partir de 25 jours de gestation environ. Le diagnostic par analyse du niveau de PSPB connaît actuellement une forte progression chez les bovins [14].

II.2.2. Les méthodes tardives de diagnostic de gestation

II.2.2.1. La palpation transrectale

Chez la vache, la palpation transrectale est possible dès la 7^e semaine et permet d'accéder à tous les organes de la reproduction : ovaire et son corps jaune gestatif, col, cornes utérines et leur contenu : enveloppes et leur liquides, cotylédons, fœtus. Mais n'est vraiment fiable que vers 85-90 jours, et demande une grande expérience.

Plus tard la perception du fœtus répondant "en battant de cloche" aux impulsions de la main, et perception des cotylédons. Mais cette palpation n'est pas sans risques et serait responsable de 10 à 15% d'interruptions de gestation [6].

II.2.2.2. Le palper abdominal.

Chez la vache, le palper abdominal est une méthode simple que peut employer l'éleveur pour diagnostiquer une gestation à partir du 6^e mois. Elle consiste à remonter doucement avec le poing le flanc droit de la vache en avant du grasset, puis à le relâcher brusquement en maintenant la main au contact du flanc afin de percevoir le choc en retour du fœtus contre la paroi abdominale. Cette méthode est sujette à des erreurs du fait de l'état d'embonpoint des vaches et de la position du veau [6].

La partie expérimentale

Matériel et méthodes

I. L'Objectif

L'objectif de cette étude expérimentale est de comparer la fertilité à l'œstrus induit obtenue après traitement de synchronisation des chaleurs par l'utilisation de deux protocoles à base de progestérone. Ancien protocole (CRESTAR[®] et PRID[®] avec œstrogène) et nouveau protocole (CRESTAR[®] et PRID[®] sans œstrogène).

Cette étude est réalisée avec la coopération d'un vétérinaire praticien au niveau de la ferme de Ouamri dans la wilaya de Médéa (voire annexe).

II. lieu d'expérimentation

Notre suivi a été effectué dans un élevage étatique à la wilaya de MEDEA, la commune de Ouamri, la ferme de DHAOUI .

L'élevage est constitué de 178 têtes de bovin laitier de race montbéliarde et fleckvieh.

II.1. Les conditions d'élevage

- Stabulation : entravée en hiver et mixte en été.
- Litière : à base de paille.
- Alimentation : la ration de base est constituée de foin, à la quelle s'ajoute le concentré comme source d'énergie.



Photo n° 06 : L'intérieur de l'étable

III. Matériel

III.1. Animaux

L'étude a été réalisée sur un total de 52 femelles de bovins laitiers dans la ferme de Oumari à Médéa.

III.2. Produits de synchronisation

➤ **L'implanteur**

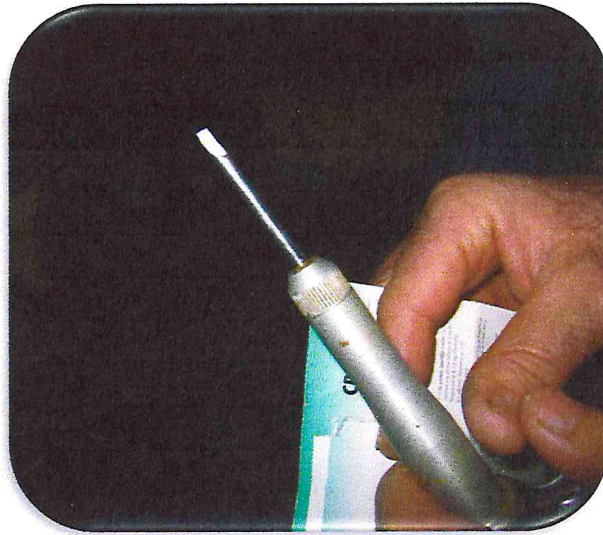


Photo n° 07: l'implanteur et l'implant sous cutané .

➤ **L'aplicateur de PRID** (voir photo n° 08)



Photo n° 08 : l'aplicateur de PRID®

➤ **L'implant sous cutané**

Contenant : 3mg de Norgestomet

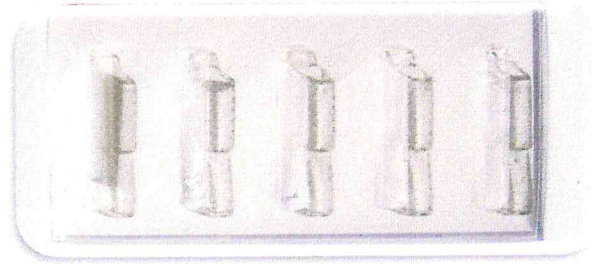


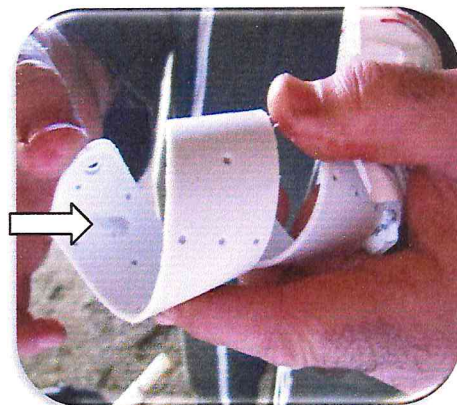
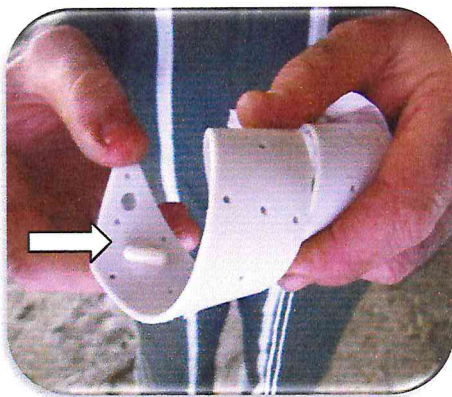
Photo n° 09 : implant sous cutané

➤ **Solutions injectables**

Contenant :

- 3mg de Norgestomet
- 3,8 mg de valérate d'oestradiol
- 2 ml PGF2 α
- 2 ml PMSG
- 10 ng GnRH

➤ **La spirale vaginale (avec œstrogène et sans œstrogène) (voir photos 10 et 11)**



Photos n° 10 et 11: Spirale avec et sans œstrogène

III.3. Matériel de l'insémination artificielle

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

III.4. Echographe avec une sonde sectorielle

Nous avons utilisé un échographe avec une sonde sectorielle pour le diagnostic de gestation a partir de 35eme jours. (voir photo 12)

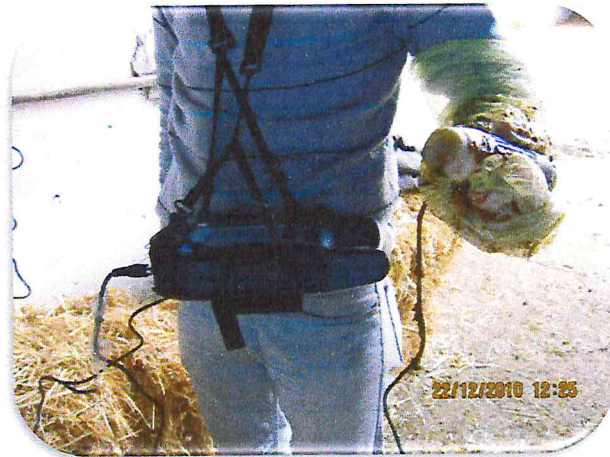


Photo n° 12 : L'échographe

III.5. Matériel de contention

Pince- mouchette : avec chaîne



Photo n° 13 : Pince-mouchette

III.6. Autre matériels

- Des gants de protection pour l'examen transrectale de l'appareil génital.
- Un seau rempli d'eau pour le nettoyage de la sonde
- Un gel pour lubrifier les gants et la sonde de l'échographe.
- Une table pour la mise en place du matériel nécessaire.
- Bloc-notes.- Appareil photo numérique.

IV. Méthodes

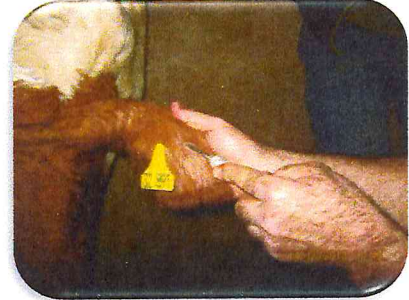
Avec la coopération d'un vétérinaire praticien, notre étude a été réalisée comme suit :

IV.1. Induction des chaleurs

IV.1.1. Induction des chaleurs par l'implant sous cutané (ancien et nouveau protocole)

➤ Technique

- Assurer une bonne contention de la tête à l'aide d'une pince-mouchette.
- Un implant est prélevé sur la plaquette par un trocart propre sur l'implanteur.(Photo 14)
- L'implant est placé sur la face externe du pavillon de l'oreille, entre la peau et le cartilage à mi-longueur de l'oreille. Il ne doit pas être trop près de la base de l'oreille.(Photo 15)
- L'implant est poussé en dehors du trocart soigneusement tout en retirant l'implanteur et vérifier que l'implant est bien placé.



Photos n° 14,15 et 16 : Prélèvement et mise en place de l'implant sous cutané.

➤ Protocoles utilisés

1. Ancien protocole

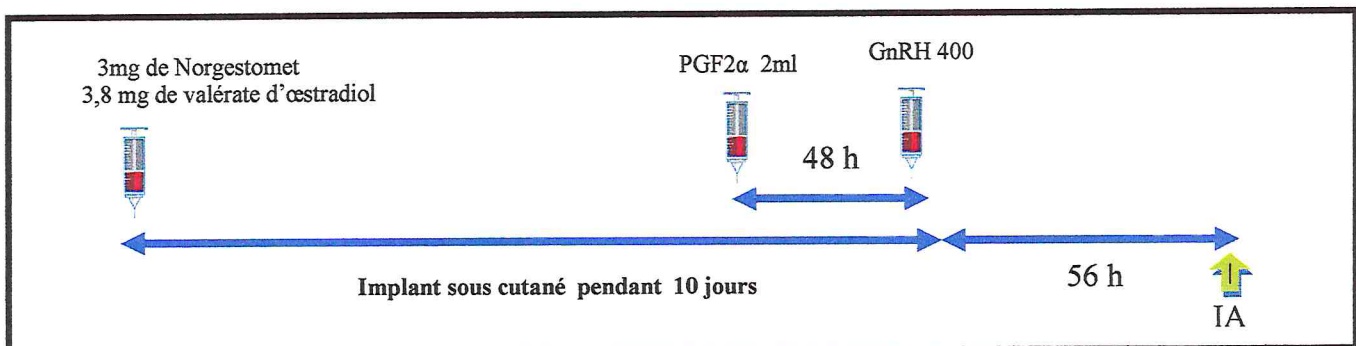


Figure n° 15 : induction de chaleurs par le CRESRAR® avec œstrogène

2. Le nouveau protocole

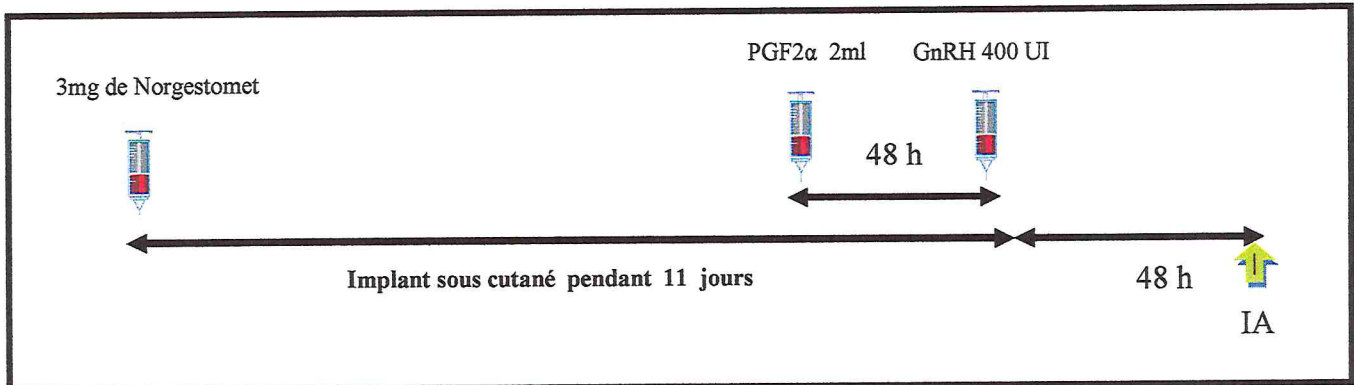


Figure n° 16 : induction de chaleurs par le CRESRAR® sans œstrogène

IV.1.2. Induction des chaleurs par la spirale vaginale (ancien et nouveau protocole)

➤ Technique

- Assurer une bonne contention de la tête à l'aide d'une pince-mouquette.
- La spirale vaginale placée dans l'applicateur. (figure 16)
- La spirale est placée dans le milieu du vagin.(figure 17)
- La spirale est poussée en dehors de l'applicateur en le retirant



Photos n° 17 et 18 : La mise en place de la spirale vaginale

➤ **Protocoles utilisés**

1. Ancien protocole

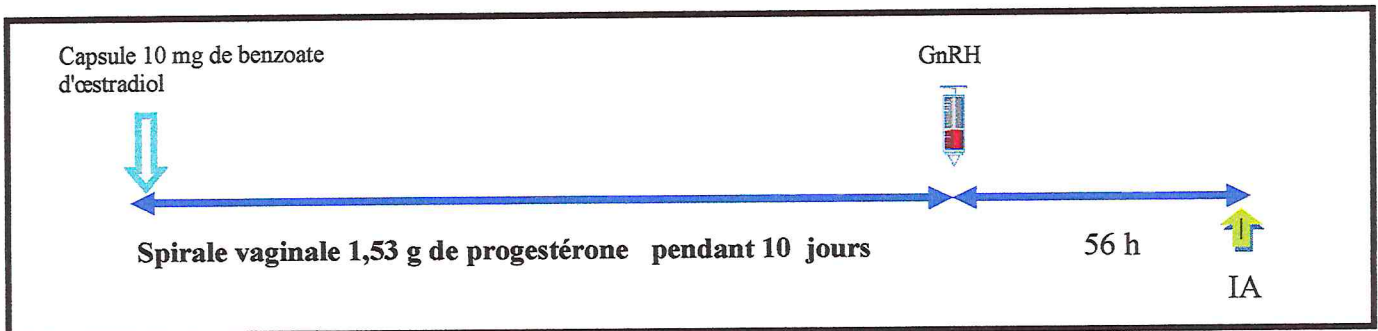


Figure n° 17 : Induction de chaleur par la spirale avec œstrogène

2. Nouveau protocole

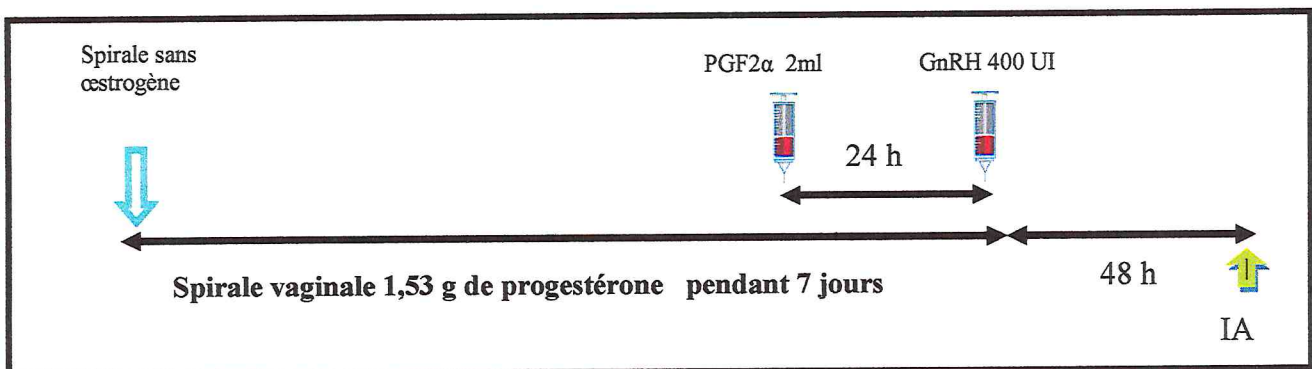


Figure n° 18 : induction de chaleur par la spirale sans œstrogène

IV.2. Evaluation de l'état corporel

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

IV.3. Détection des chaleurs

Nous avons utilisés pour la détection :

- 1- Appareil de détection des chaleurs (photo18)
- 2- la palpation transrectale et l'extraction de la glaire (photo19)



Photo n° 19 : détection des chaleurs



Photo n° 20 : La glaire cervicale

IV.4. Insémination artificielle

- Identifier la vache
- Placer le coffre près de la bonbonne d'azote et vérifier l'équipement.
- Thermos de décongélation ; vérifier le niveau et la température de l'eau.
- Ouvrir la bonbonne d'azote et soulever le couvercle et prélever la paillette correctement avec les pincettes, près de la bonbonne.
- Secouer la paillette, la transférer rapidement dans le thermos et le refermer.
- Enlever la paillette du thermos, la secouer modérément et l'assécher en la tenant par son extrémité, du côté du coton.
- Identifier le non du taureau, le N° du code, la date de la récolte.
- Insérer la paillette dans le barillet, le bout fermé par la coton en premier. Environ un pouce de la paillette est à l'extérieur.
- Couper le bout de la paillette.
- Insérer la gaine sur le pistolet en prenant soin d'insérer la paillette dans le mandrin avec précaution.
- Lubrifier les replis de l'anus, pénétrer le rectum, ensuite essuyer la vulve d'un seul mouvement vert le bas.
- Introduire le pistolet à un angle de 45° ; déposer la semence lentement et au complet dans le corps de l'utérus.
- Faire un léger massage au niveau du corps de l'utérus.
- Remplir le certificat d'insémination.

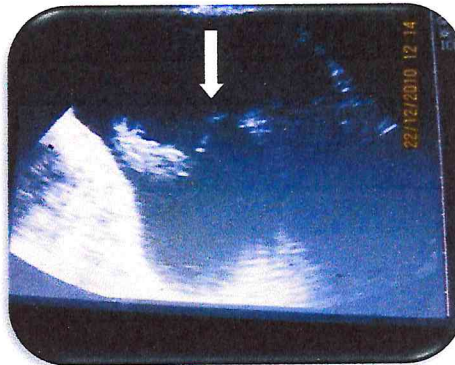


Photos n° 21 et 22 : L'insémination artificielle

IV.5. Diagnostic de gestation

Un diagnostic de gestation est réalisé par :

- Observation de retours en chaleurs 21 jours après insémination.
- Diagnostic précoce par l'échographe (sonde sectorielle) à partir de 35 jours.
(voir photos n° 22 et 23)



Photos n° 23 et 24 : Diagnostic de gestation par l'échographie

IV.6. Etude statistique

Nous avons utilisé la loi de khi 2 pour calculer nos résultats statistiques :

$$kh = \sum_{i=1}^r \frac{(n_i - np_i)^2}{np_i}$$

Résultats

V. Résultats

Les résultats obtenus sont représentés dans les tableaux suivants:

Tableau n° I : traitements avec implant sous cutané classique CRESTAR® avec œstrogène.

| Numéro de vache | Race | Age (an) | NL | BCS | Résultats de dgc de gestation |
|-----------------|------|----------|----|-----|-------------------------------|
| 08002 | MTB* | 3 | 1 | 2 | E(-) |
| 08003 | FLV* | 3 | 1 | 2 | E(-) |
| 06004 | FLV | 5 | 3 | 3,5 | E(+) |
| 06005 | FLV | 5 | 3 | 3 | E(+) |
| 08006 | MTB | 3 | 1 | 3 | E(+) |
| 08007 | FLV | 3 | 1 | 3,5 | E(+) |
| 08009 | FLV | 3 | 1 | 3 | E(+) |
| 08011 | FLV | 3 | 1 | 3 | E(+) |
| 08012 | MTB | 3 | 1 | 3 | E(-) |
| 08016 | FLV | 3 | 1 | 2 | E(+) |
| 08017 | MTB | 3 | 1 | 2 | E(-) |
| 08018 | FLV | 3 | 1 | 3 | E(-) |
| 08019 | FLV | 3 | 1 | 2 | E(-) |

Tableau n° II : traitements avec la spirale vaginale PRID® avec œstrogène

| Numéro de vache | Race | Age (an) | NL | BCS | Résultats de dgc de gestation |
|-----------------|------|----------|----|-----|-------------------------------|
| 02008 | MTB | 9 | 5 | 3 | E(+) |
| 05003 | FLV | 6 | 4 | 2 | E(+) |
| 06005 | FLV | 5 | 3 | 3 | E(+) |
| 06009 | FLV | 5 | 3 | 3 | E(+) |
| 06011 | FLV | 5 | 3 | 2 | E(-) |
| 06014 | FLV | 5 | 3 | 2 | E(-) |
| 06017 | FLV | 5 | 3 | 3 | E(+) |
| 06020 | FLV | 5 | 3 | 3 | E(-) |
| 06030 | FLV | 5 | 3 | 3 | E(+) |
| 06031 | FLV | 5 | 3 | 2,5 | E(+) |
| 06033 | FLV | 5 | 3 | 2 | E(-) |
| 05033 | MTB | 6 | 4 | 2 | E(-) |
| 05007 | MTB | 6 | 4 | 2,5 | E(-) |

Tableau I et II : les résultats de l'ancien protocole sans œstrogène

La partie expérimentale

Tableau n° III : traitements avec la spirale vaginale PRID® sans œstrogène.

| Numéro de vache | Race | Age (an) | NL | BCS | Résultats de dgc de gestation |
|-----------------|------|----------|----|-----|-------------------------------|
| 01011 | MTB | 10 | 6 | 2,5 | E(+) |
| 01024 | MTB | 10 | 6 | 3 | E(-) |
| 05002 | FLV | 6 | 4 | 2,5 | E(+) |
| 06011 | FLV | 5 | 3 | 2 | E(+) |
| 06018 | FLV | 5 | 3 | 3 | E(+) |
| 06026 | FLV | 5 | 3 | 2,5 | E(+) |
| 06028 | FLV | 5 | 3 | 3 | E(+) |
| 07021 | MTB | 4 | 1 | 2 | E(-) |
| 07023 | MTB | 4 | 2 | 2 | E(+) |
| 07035 | MTB | 4 | 2 | 3 | E(+) |
| 07038 | MTB | 4 | 1 | 3 | E(-) |
| 07043 | MTB | 4 | 2 | 3 | E(+) |
| 07028 | MTB | 4 | 1 | 2 | E(-) |

Tableau n° IV : traitements avec l'implant sous cutané CRESTAR® sans œstrogène

| Numéro de vache | Race | Age (an) | NL | BCS | Résultats de dgc de gestation |
|-----------------|------|----------|----|-----|-------------------------------|
| 02007 | MTB | 9 | 5 | 2 | E(-) |
| 06010 | FLV | 5 | 2 | 3 | E(+) |
| 06021 | FLV | 5 | 2 | 2 | E(-) |
| 06027 | FLV | 5 | 2 | 2 | E(-) |
| 06029 | FLV | 5 | 3 | 3 | E(+) |
| 07022 | MTB | 4 | 2 | 3 | E(+) |
| 07034 | MTB | 4 | 1 | 3,5 | E(+) |
| 07036 | MTB | 4 | 2 | 3 | E(+) |
| 07037 | MTB | 4 | 2 | 3 | E(-) |
| 07039 | MTB | 4 | 1 | 3 | E(+) |
| 07040 | MTB | 4 | 1 | 2,5 | E(+) |
| 07041 | MTB | 4 | 1 | 3 | E(-) |
| 07042 | MTB | 4 | 1 | 2 | E(+) |

Tableau n° III et IV : les résultats de nouveau protocole avec œstrogène

*MTB: MONTEBILIARD

*FLV: FLECKVIEH

La partie expérimentale

Tableau n° V : Taux global de gestation pour l'ancien et le nouveau protocole

| | Ancien protocole (avec œstrogène) | Nouveau protocole (sans œstrogène) |
|-----------------------|--------------------------------------|---------------------------------------|
| Nombre de vaches | 26 | 26 |
| Taux de gestation (%) | 57,69 | 65,38 |

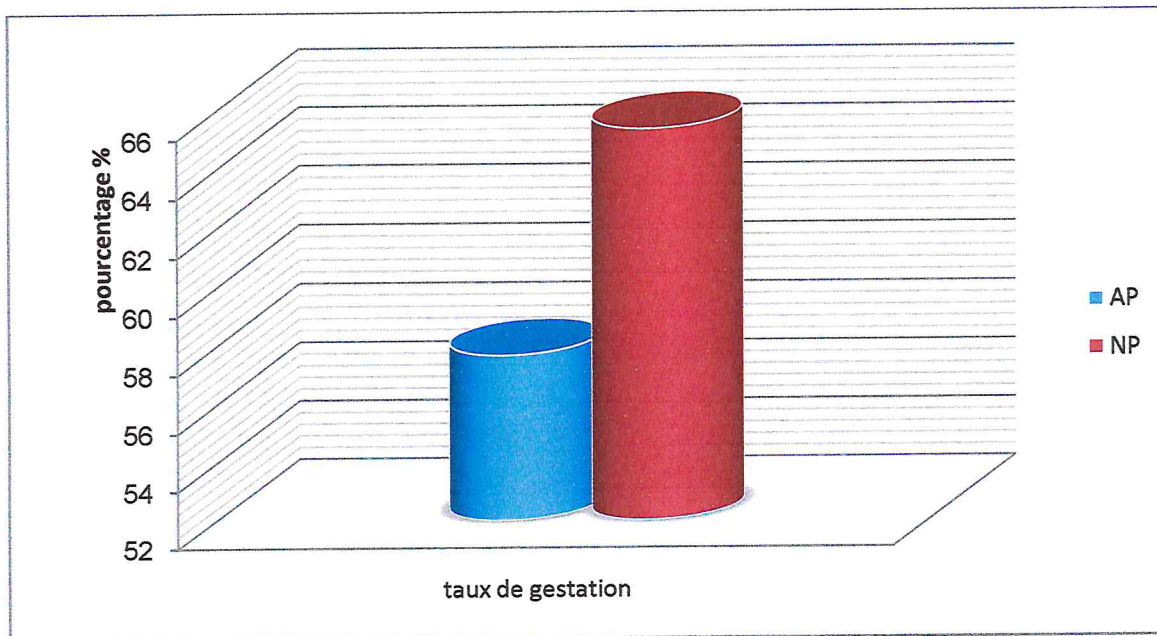


Figure n° 19 : Taux global de gestation pour l'ancien et le nouveau protocole .

Nos résultats montrent que le taux de gestation est légèrement supérieur chez le nouveau protocole avec un pourcentage de (65,38 vs 57,69) respectivement nouveau et ancien protocole .

La partie expérimentale

Nous avons étudié l'effet de traitement, à savoir l'influence de la race, de l'âge, de nombre de la lactation et l'état d'embonpoint sur le taux de gestation après 35 jours de l'IA par le diagnostic précoce de gestation à l'aide d'un échographe .

V.1. Résultats selon la race

Tableau n° VI : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon la race

| Type de protocole | Race | NBR de vaches(n) | Pourcentage (%) | Résultats (E) + | Pourcentage (%) |
|---------------------------------------|------|------------------|-----------------|-----------------|-----------------|
| Ancien protocole (Avec œstrogène) | FLV | 19 | 73,07 | 12 | 63,15 |
| | MTB | 7 | 26,92 | 3 | 42,85 |
| Nouveau protocole (Sans œstrogène) | FLV | 9 | 34,61 | 7 | 77,77 |
| | MTB | 17 | 65,38 | 10 | 58,82 |

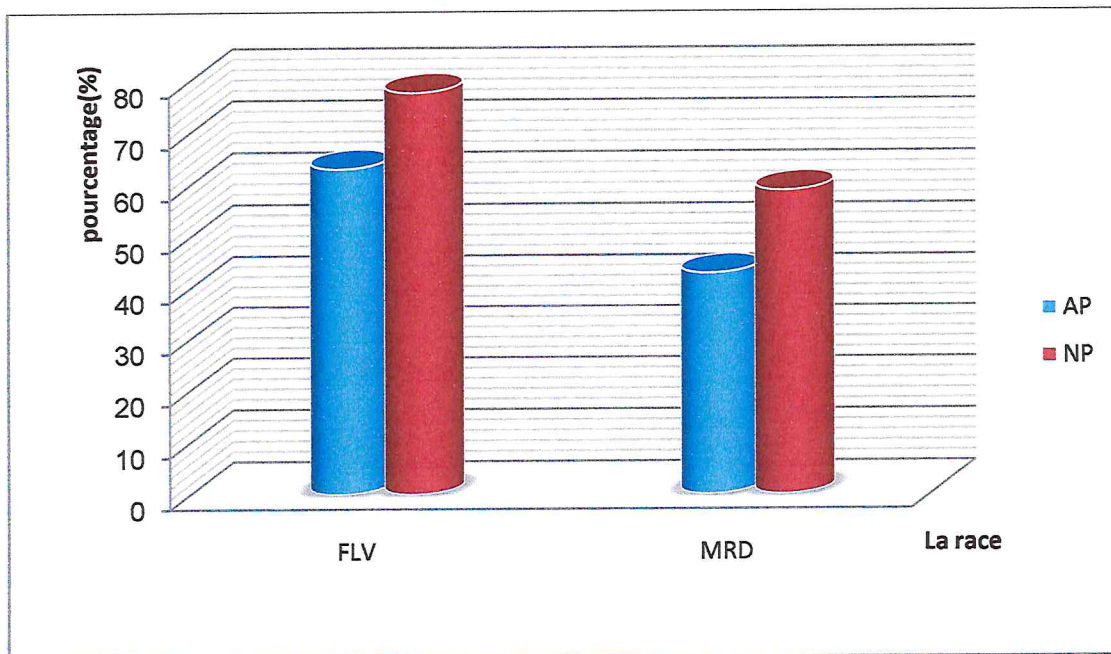


Figure n° 20 : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon la race

Les résultats montrent que le pourcentage de gestation est plus important dans les deux protocoles chez la race flechvieh (63,15% l'AP et 77,77% pour le NP) que la race montbéliarde (42,45% pour l'AP et 58,82 pour le NP).

V.2. Résultats selon l'âge

Tableau n° VII : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon l'âge

| Type de protocole | AGE (Ans) | Nbre de vaches(n) | Pourcentage (%) | Résultats (E) + | Pourcentage (%) |
|---------------------------------------|-----------|-------------------|-----------------|-----------------|-----------------|
| Ancien protocole (Avec œstrogène) | 2-4 | 15 | 57,69 | 8 | 53,33 |
| | 5-9 | 11 | 38,46 | 6 | 60 |
| Nouveau protocole (Sans œstrogène) | 2-4 | 14 | 53,84 | 9 | 64,28 |
| | 5-9 | 12 | 34,61 | 7 | 77,77 |

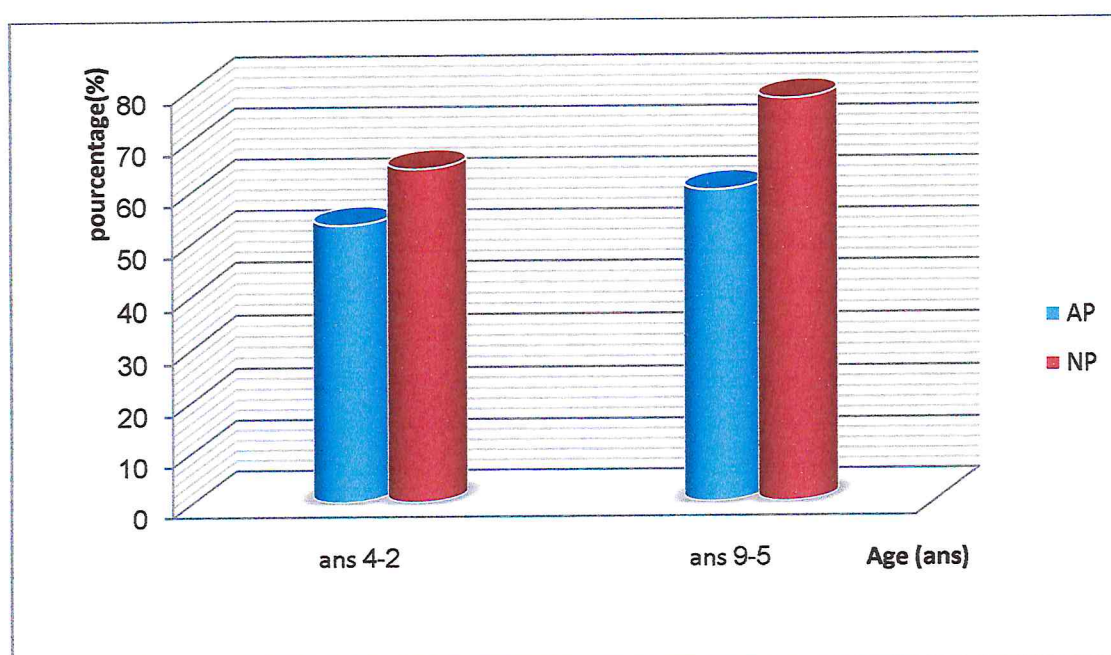


Figure n° 21 : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon l'âge

Nos résultats montrent que le taux de gestation est plus important (60 % pour l'AP, 77,77 % pour le NP) chez les vaches âgées entre 5 et 9 ans.

V.3. Résultats selon le numéro de lactation

Tableau n° VIII : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon le numéro de lactation .

| Type de protocole | NL | NBR de vaches(n) | Pourcentage (%) | Résultats (E) + | Pourcentage (%) |
|---------------------------------------|------------|------------------|-----------------|-----------------|-----------------|
| Ancien protocole (Avec œstrogène) | Primipares | 11 | 42,30 | 6 | 54,54 |
| | Multipares | 15 | 57,69 | 9 | 60 |
| Nouveau protocole (Sans œstrogène) | Primipares | 8 | 30,76 | 4 | 50 |
| | Multipares | 18 | 69,23 | 13 | 72,22 |

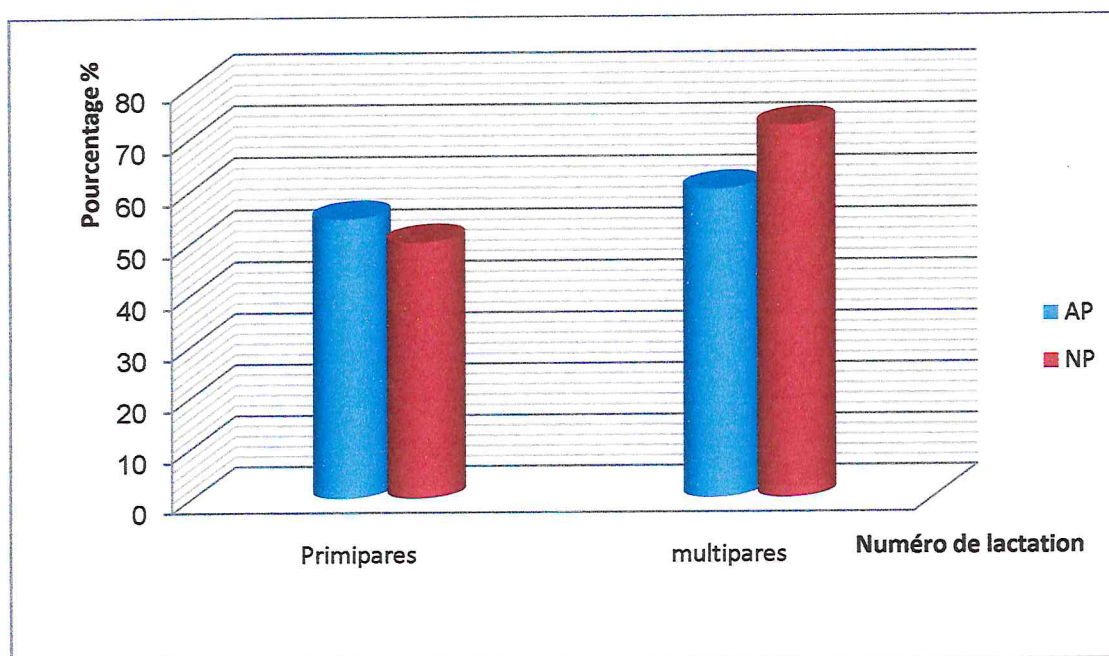


Figure n° 22 : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon le nombre de lactation

Nos résultats montrent que le taux de gestation est plus important chez les multipares (60% AP vs 72,22 NP) que chez les primipares.

V.4. Résultats selon l'état d'embonpoint (BCS)

Tableau n° IX: Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon l'état d'embonpoint.

| Type de protocole | BCS* | NBR de vaches(n) | Pourcentage (%) | Résultats E(+) | Pourcentage (%) |
|---------------------------------------|------|------------------|-----------------|----------------|-----------------|
| Ancien protocole (Avec œstrogène) | <2,5 | 10 | 38,46 | 4 | 40 |
| | ≥2,5 | 16 | 61,53 | 11 | 68,75 |
| Nouveau protocole (Sans œstrogène) | <2,5 | 8 | 30,67 | 3 | 37,5 |
| | ≥2,5 | 18 | 69,23 | 14 | 77,77 |

*BCS Faible: <2,5 BCS moyen: 2,5 à 3,5 BCS élevé: >3,5

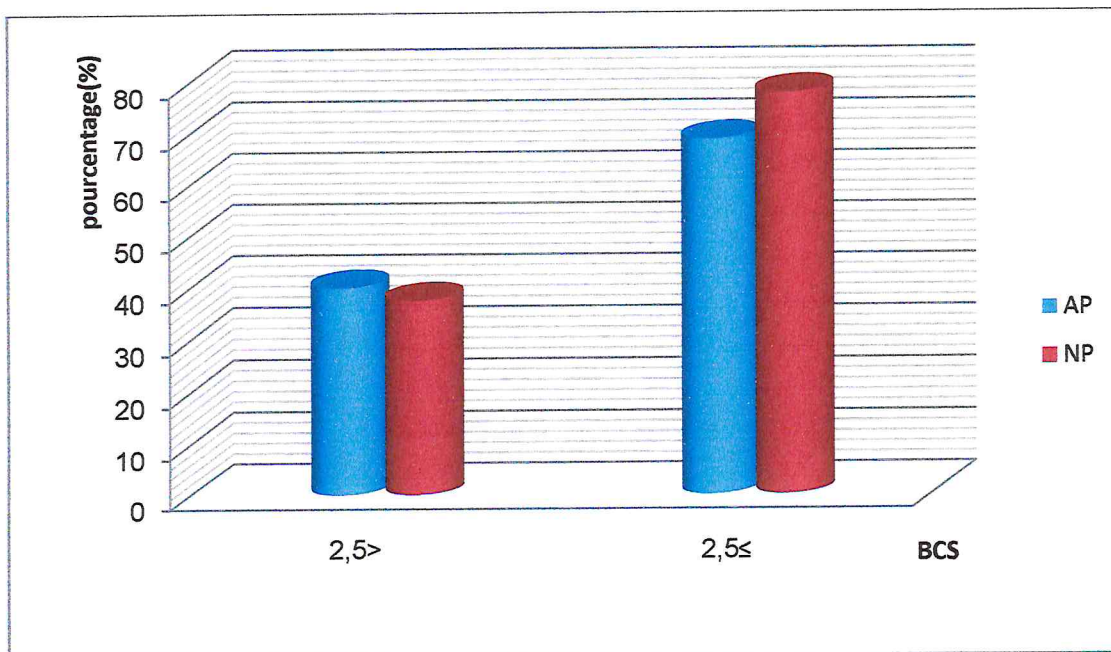


Figure n° 23 : Répartition des vaches et résultats de diagnostic selon l'état d'embonpoint

Nos résultats montrent que le taux de gestation est très important chez les vaches ayant un état d'embonpoint entre 2,5 et 3,5, soit un pourcentage de 68,75% pour l'AP et 77,77 pour le NP.

DISCUSSION

VI. Discussion

❖ Taux de gestation global dans les deux protocoles

Notre effectif est composé de 52 vaches qui ont été traitées par un protocole de synchronisation des chaleurs à base de progestagène. 26 vaches ont été traitées par l'ancien protocole (progestagène associé à l'œstrogène au début de traitement) et les autres 26 vaches ont été traitées par le nouveau protocole (progestagène associé avec de la GnRH au début de traitement).

Nos réponses positives sont pour le nouveau protocole de 65,38% qui est un résultat légèrement supérieur à l'ancien protocole (57,69%). Ces résultats ne sont pas significatif ($P < 0,05$). La figure n° 19 représente le taux de gestation des deux protocoles.

Il y a autre étude qui montre que l'utilisation des protocoles de synchronisation à base de progestagène avec œstrogène sur des vaches laitières, varient de 39,0% à 65,4% [3].

Mais concernant le taux de gestation de nouveau protocole, RYAN et al 1995 [48] ont comparé entre les deux protocoles et montré que l'utilisation de GnRH et de benzoate d'œstradiol, sont semblables (respectivement 57,9% pour l'injection de busérelina et 60,5% pour l'injection de benzoate d'œstradiol).

❖ Taux de gestation selon la race

On a constaté que le taux de gestation chez la race flechvieh est plus élevé dans les deux protocoles avec un taux de gestation de (63,15 et 77,77) cela peut être expliqué par la rusticité de la race flechvieh par rapport au race montbéliarde [13], ainsi que son aptitude mixte qui favorise l'induction rapide des chaleurs par rapport aux race laitière.

Le taux de gestation est plus élevé chez la race flechvieh dans le nouveau protocole que l'ancien protocole . ces résultats ne sont pas significatifs avec un $P < 0,05$.

Toutefois, selon GRIMARD et al 1995 [28] , il est difficile de comparer les races entre elles, car il est impossible de dissocier les facteurs raciaux de ceux liés à l'environnement ou à la conduite d'élevage .

❖ Taux de gestation selon l'âge

Sur toutes les vaches de notre étude, nous avons trouvé que le taux de gestation est plus élevé chez les vaches qui ont un âge compris entre (5–9) ans pour l'ancien et le nouveau protocole avec un pourcentage de 60% et 77,77% respectivement, par contre selon Bigras-Poulin et al, 1985 [5] qui ont trouvé que le taux de gestation est faible chez les vaches âgées grâce à plusieurs facteurs comme la fréquence des rétentions placentaires, des retards d'involution utérine, des métrites, des fièvres vitulaires et des kystes ovariens augmente avec l'âge, et aussi Ron et al, 1984 relèvent que les génisses laitières sont habituellement plus fertiles que les vaches.

En ce qui concerne notre étude de comparaison entre l'ancien et le nouveau protocole le taux de gestation est légèrement plus élevé chez le nouveau protocole dans les deux catégories avec un pourcentage de (64,28% vs 53,33%) et de (77,77% vs 60%). Les analyses statistiques ont démontré que ces résultats ne sont pas significatifs avec un $P < 0,05$, selon CAROLINE beffara [8] ce fort taux de gestation peut s'expliquer par le bon état corporel (note moyenne d'état corporel de $2,7 \pm 0,1$) le déficit énergétique n'a pas donc pas été trop important en période post-partum chez les vaches âgées entre (5-9) ans.

❖ Taux de gestation selon le numéro de lactation

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

- Catégorie comprenant des primipares dont le taux de gestation égal à 54,54% pour l'ancien protocole et 50% pour le nouveau protocole.
- Catégorie comprenant des multipares dont le taux de gestation égal à 60% pour l'ancien protocole et 72,22% pour le nouveau protocole.

Notre étude montre que les multipares ont généralement des taux de gestation élevés que les primipares dans le nouveau et l'ancien protocole.

Dans la littérature AGUER 1982, [4] a montré la même épreuve pour l'ancien protocole ; On peut expliquer cela par le fait que les vaches multipares étaient en très bon état corporel.

Statistiquement on n'a pas trouvé une différence significative entre l'ancien et le nouveau protocole ($p < 0,05$) chez les primipares et les multipares. Cette dernière étude a été prouvée par BEFFARA, 2007 [8] .

❖ Taux de gestation selon l'état corporel (*BCS Body Condition Score*)

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

- Catégorie dont l'état corporel est inférieur à 2,5 avec un taux de gestation égal à 40% pour l'ancien protocole et 37,5% pour le nouveau protocole.
- Catégorie dont l'état corporel est supérieur ou égal à 2,5 avec un taux de gestation égal à 68,75% pour l'ancien protocole et 77,77% pour le nouveau protocole.

Nos résultats montrent que le taux de gestation est plus élevé chez les vaches qui ont un BCS supérieure ou égale à 2,5. Ces résultats sont montrés par **STAPLES 1996** [51]: Seules les vaches en bon état corporel ($BCS \geq 2,5$) présentant des résultats satisfaisants[47].

Concernant notre étude de nouveau protocole (traitement à base de progèstagène sans oestrogène), la note d'état corporel à la pose n'est pas un facteur de variation du taux de gestation, avec un $P < 0,05$ (Résultats non significatifs). Cette dernière étude a été déjà montrée par **BEFFARA, 2007** [8].

CONCLUSION

VII. Conclusion

L'interdiction de l'utilisation des œstrogènes pour la thérapeutique des animaux destinés à la consommation humaine a obligé les laboratoires commercialisant des traitements de maîtrise des cycles, notamment des traitements de synchronisation des chaleurs, à réfléchir à de nouveaux protocoles. Ainsi, les laboratoires ont proposé de remplacer l'injection de l'œstradiol en début de protocole par une injection de GnRH. La question de l'efficacité de ce nouveau traitement se posait alors.

Notre étude est réalisée conjointement par la ferme d'élevage bovin de Ouamri à Médéa sur 52 vaches laitières de race flechvieh et Montbéliarde. Elle a eu pour but de comparer la synchronisation des chaleurs et la fertilité à l'oestrus induit de l'ancien et du nouveau protocole. Le nouveau traitement CRESTAR SO® et PRID SO® n'a pas donné de résultats significativement différents de ceux de l'ancien protocole CRESTAR®, PRID® et ce quelle que soit la cyclicité des vaches. En effet, les résultats obtenus avec ces traitements d'induction et de synchronisation des chaleurs sont dégradés lorsque les animaux cumulent des facteurs de risque : vache maigre, non cyclée, primipare.

Mais la modification du protocole s'est accompagnée d'une augmentation du prix du traitement. Un autre point mérite d'être souligné : ce protocole nécessite plusieurs déplacements pour sa réalisation, ce qui risque d'en diminuer l'utilisation.

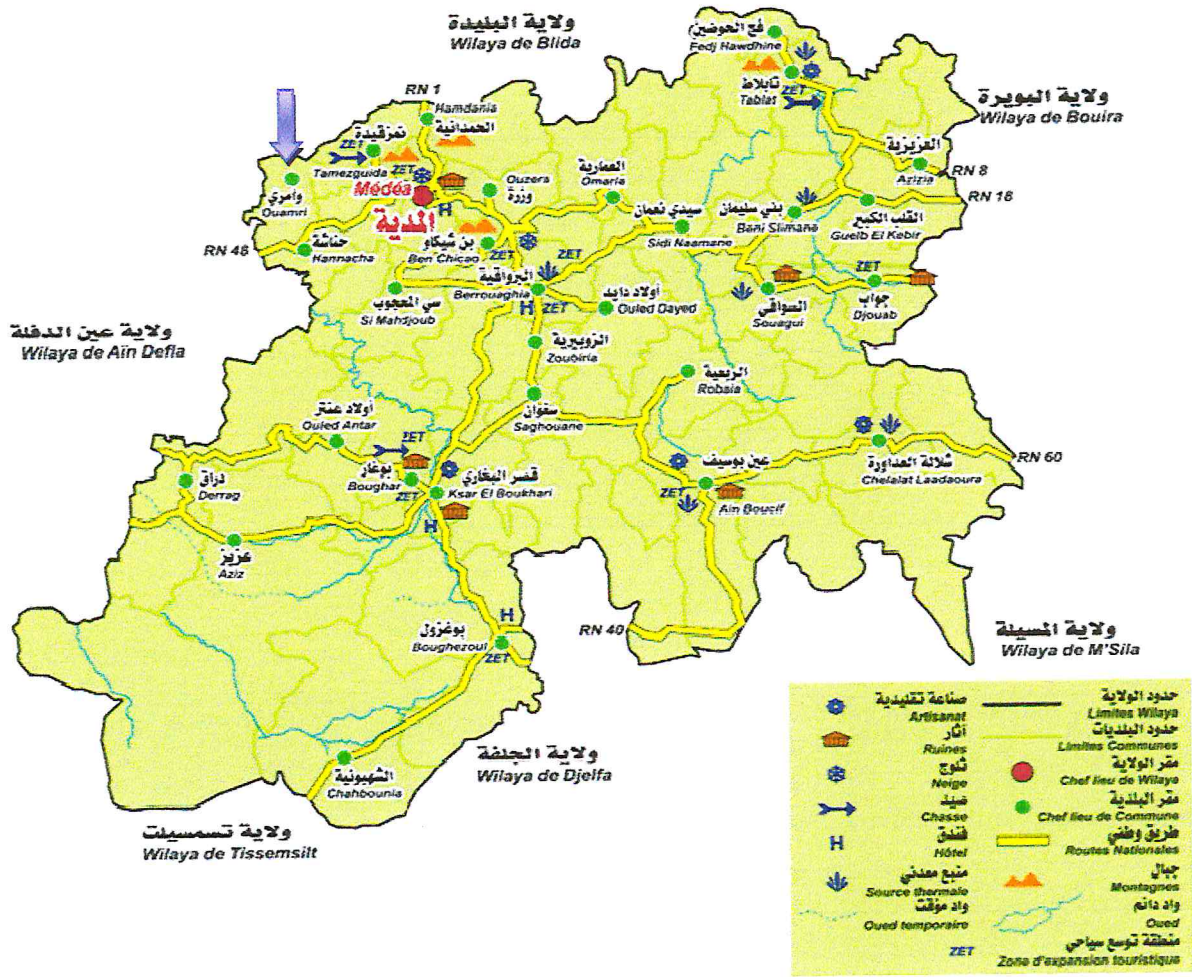
RECOMMENDATIONS

LES RECOMMANDATIONS

Pour atteindre l'objectif d'un veau par vache et par an et pour obtenir une meilleure diffusion de ce nouveau protocole nous recommandons:

- 1- Une utilisation raisonnée des traitements de maîtrise des cycles afin de les optimiser .
- 2- Les prix de nouveau protocole sont onéreux pour cela il faut que l'état participe pour aider les éleveurs à utiliser ce protocole.
- 3- Respecter le protocole de chaque traitement de maîtrise de cycle et réaliser une bonne observation des chaleurs (3 fois par jours) si on souhaite inséminer sur chaleurs observées.
- 4- La pratique d'un rationnement alimentaire en fonction des besoins physiologiques des vaches tout au long de l'année pour augmenter le pourcentage de réussite .

ANNEXES



Carte géographique de la wilaya de Médéa

REFERENCES

LES REFERENCES

- 1• **ADAMS GP, BO GA, CACCIA M, MARTINEZ M, PIERSON RA, MAPLETOFT RJ.** Ovarian follicular wave emergence after treatment with progestagen and oestradiol in cattle. *Animal Reproduction Science*, 1995, 39, 193-204.
- 2• **AGUER D., PELOT J., CHUPIN D.** Reproduction du troupeau à viande et Synchronisation de l'œstrus. *Bull. Group. Tech.*
- 3• **AGUER D.** Les progestagènes dans la maîtrise des cycles sexuels chez les bovins. *Rec. Med. Vet.*, 1981, 157, 53-60., **BEAL WE, GOOD GA, PETERSON.** L'œstrus synchronization and pregnancy rates in cyclic and noncyclical beef cows and heifers treated with synchro-mate B or norgestomet and alfaprostol. *Theriogenology*, 1984, 22, 59-66].
- 4• **AGUER D.** Les progestagènes dans la maîtrise des cycles sexuels chez les bovins. *Rec. Med. Vet.*, 1981, 157, 53-60. selon (**Weller et Ron., 1992 ; Osoro et Wright., 1992**).
- 5• **BIRAGS-POULIN .M.MEEK, AH; BLACKBURN, D.J. S.W. 1984-1985:** attitude, management practices and herd performance, a study of Ontario dairy farms managers, I. Descriptive aspects. *Prev. Vet. Med.* 2; 655-670.
- 6• **BONNES Gilbert , jeanine Deschaude, carole Dragoul, Raymounde Gadond. Rolande jussiau, andré le locih montméas et Gisèle Rbin 2005** deuxième édition.
- 7• **BOYD J.S., OMRAN S.N. et AYLIFFE T.R. (1988)-** Use of a high frequency transducer with real time B-mode ultrasound scanning to identify early pregnancy in cows. *Vet. Rec.*, 123, 8-11.
- 8 • **CAROLINE beffara,** Comparaison de l'efficacité du traitement de synchronisation des chaleurs Crestar classique avec celle d'un nouveau traitement combinant buséréline implant Crestar prostaglandine F2 et eCG chez la vache allaitante,. 2007)
- 9• **CHEVALLIER A, VANDEWINKEL E, BOUDJENAH H, COSQUER R, GRIMARD B, HUMBLLOT P.** Facteurs de variation des taux d'ovulation et de gestation après synchronisation de l'œstrus chez des femelles charolaises et limousines dans la région Centre-Ouest. *Elevage et insémination*, 1996, 276, 8-22.
- 10• **CHICOINEAU, V. 2007.** Comparaison de l'efficacité du traitement de synchronisation des chaleurs CRESTAR® classique avec celle de nouveau traitement CRESTAR SO®
- 11• **CHRISTIAN et CASIDA., 1948 (In HENZEN et LAURENT , 1991).**
- 12• **CONSTANT,F.2006-2007.,** Module de la reproduction animale, Cours : "Maîtrise et pathologie de la reproduction". ENV d'Alfort).
- 13• **CHUPIN D., 1977.** Maîtrise de la reproduction chez les bovins : Principes, résultats, limites. *Ann. Med. Vet.*, 121, 329-338.

- 14• **CURRAN S., PIERSON R.A. et GINTHER O.J.** (1986)-Ultrasonographic appearance of the bovine conceptus from days 10 through 20.
- 15• **DECANTE F.** (1990)- Le diagnostic de gestation par échographie en clientèle rurale bovine. Bull. GTV, 4, 45-51.
- 16• **DELETANG.F.** Objectif et réussite de la synchronisation des chaleurs chez la vache laitière et allaitante. In: Synchronisation de l'œstrus chez les femelles domestiques, Lyon, 5 octobre 1983, 1-13.
- 17• **DEZAUX,2001** ; Synchronisation des chaleurs chez les vaches allaitantes par l'association, 23, 24 , 27)
- 18• **DISKIN M. G., SREENAN J. M., ROCHE J.F.**, 2001 Controlled breeding systems for dairy cow. In: M. G. DISKIN (ed), Fertility in the high producing dairy cow, Occasional publication n°26, 175-193. British society of Animal Science, Edinburgh):
- 19• **Dudouet, 1999**, la reproduction des bovins allaitant. Edition France agricole, première édition, page 19,84,111,112.
- 20• **Ennuyer 2000** les vagues folliculaires chez la vache : Applications pratiques à la maîtrise de la reproduction . Point vét 2000, 31(209) 377-383
- 21• **HASKOURI H., 2000** Gestion de la reproduction chez la vache : insémination artificiel et détection des chaleurs, page 2,3,7-9
- 22• **HANZEN, CH., LAURENT, Y.** 1991. Application des progestagène au traitement de l'anoestrus fonctionnel dans l'espèce bovine Ann. Med. Vet. 135. 547-557.
- 23• **HANZEN.2005.**La production d'embryon in vivo. 2 doctorats.
- 24• **HANZEN, 2004 .,** L'insémination artificielle chez les ruminants les équidés et les porcins 2^{ème} doctorat, chapitre 30, page 3-5, 7, 8 .
- 25• **GARY F., HUMBLLOT P. CAPY P. GOUFFE D. et THIBIER M.** Facteurs de variation de la reprise d'activité ovarienne après vêlage en race Blonde d'Aquitaine et leurs effets sur les paramètres de reproduction. El. et Ins., 1987, 222, 13-28.
- 26• **GORDAN, I., 1996.** Cocontrolled reproduction in cattle and buffaloes. Volume 1. CAB INTERNATIONAL. 1996. PP. 492
- 27• **GRIMARD B, HUMBLLOT P, PAREZ V, MIALOT JP, THIBIER M.** Synchronisation de l'œstrus chez la vache charolaise: facteurs de variation de la cyclicité prétraitement, du taux d'ovulation après traitement et du taux de fertilité à l'œstrus induit. *Elevage et insémination*, 1992, 250, 5-17.
- 28• **GRIMARD B, HUMBLLOT P, PONTER AA, MIALOT JP, SAUVANT D, THIBIER M.** Influence of postpartum energy restriction on energy status, plasma LH and oestradiol secretion and follicular development in suckled beef cows. *J. Reprod. Fertil.*, 1995, 104, 173- 179.

- 29• GRIMARD B, HUMBLLOT P, MIALOT JP, PONTER AA, CHASTANT S.** Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovins. *INRA Prod. Anim.*, 2003, 16, 211-227.
- 30• KAHN W. (1990):** Sonographic imaging of the bovine foetus.
- 31• KAHN W. (1994).** Examen échographique des bovins. In : Atlas de diagnostics échographiques. Editions Maloine, Paris, 83-185.
- 32• KASTELIC J.P., BERGFELT D.R. et GINTHER O.J. (1991)-** Ultrasonic detection of the conceptus and characterization of intrauterine fluid on days 10 to 22 heifers. *Theriogenology*.
- 33• KIMBOUANI J.D.,1979 :** Synchronisation de l'oestrus chez les bovins . Mémoire pour l'obtention du diplôme de docteur vétérinaire 87 pages
- 34• MAILLOT J.P., LEVY I , et GRIMARD B . (1991)-** L'échographie dans la gestation de la reproduction chez les bovins. *Rec.Méd. Vét.*,167,(1),21-31
- 35• MIALOT J. P. , LAUMONIER G., PONSART C., FAUXPOINT H., BARASSIN E., PONTER A. A., DELETANG F., 1999.** Postpartum suboestrus in dairy cows : comparison of treatments with prostaglandin F_{2α} or GnRH+ prostaglandin F_{2α}+ GnRH. *Theriogenologie*, 52, 901-911.
- 36• MECHKOUR F., 2003 :** dossier spécial médicaments vétérinaires, page2.
- 37• MONNIAUX, D., PISSELET, C., 1992.** Control of proliferation and differentiation of ovina granulosa cells by insulin-like growth factor-I and follicle stimulating hormone in vitro. *Biol. Reprod.* 46, 109-119.
- 38• MOUHEB AMELLAL,2005**
- 39• ODDE, K. G., 1990.** A review of synchronization of estrus in post-partum cattle. *J. Anim. Sci.* 68 : 817-830
- 40• PACCARD P, GRIMARD B.** La maîtrise de la reproduction des vaches allaitantes. *Rec. Med. Vet.*, 1988, 164, 53 1-538.
- 41• PANKOWSKI, j. W., GALTON, D.M., ERB, H.N, GUARD, C.L, GROHN, Y.T., 1995.** Use of prostaglandin F_{2α} as a post partum reproductive management tool for lactating dairy cows. *J Dairy. Sci.*, 78 : 1477
- 42• PICARD-HAGEN N, HUMBLLOT P, BERTHELOT X.** Le point sur les protocoles actuels de synchronisation. *Le point vétérinaire, Reproduction des ruminants: maîtrise des cycles et pathologie*, 2005, 32-36.
- 43• PIERSON R.A. et GINTHER O.J. (1986)** Ultrasonographic appearance of the bovine uterus during the estrous cycle.
- 44• Petit et al., PETIT M. AGABRIEL J. D'HOOR P. et GAREL J.P.** Quelques caractéristiques des races bovines allaitantes de type rustique. *INRA Prod. Anim.*, 1994, 7 (4), 235-243.

- 45• **ROCHE JF.** Synchronization of estrus in heifers with implants of progesterone. *J Reprod Fertil*, 1974, 41,337-344
- 46• **ROCHE, J.F., MIHM, M., DISKIN, M.G., 1997.** Physiology and practice of inducing and control of estrus cycle in cattle. *Bovine practitioner*, 31, 4-10
- 47• **Rochreau., 1994 et Unceia., 1994) et (BURKE JM, DE LA SOTA RL, RISCO CA, STAPLES CR, SCHMITT EJP, THATCHER WW.** Evaluation of timed insemination using a gonadotropin-releasing hormone agonist in lacting dairy cows. *J. Dairy Sci.*, 1996, 79, 1985-1993.
- 48• **RYAN DP, SNIJDERS S, YAAKUB H, O'FARRELL KJ.** An evaluation of estrus synchronization programs in reproductive management of dairy herds. *J. Anim. Sci.*, 1995, 73, 3687-3695.
- 49• **SAUMAND.J, Revue Méd. Vét., 2000, 151, 11, 1011-1020**
- 50• **SCHMITT, E.J.P., DROST, M., DIAZ, T., ROOMES, C. and THATCHER, W.W.,1996.** Effect of gonadotropin releasing hormone agonist on follicle recruitment pregnancy rate in cattle. *J. Anim. Sci.*74, 154-161
- 51• **STAPLES CR, SCHMITT EJP, THATCHER WW.** Evaluation of timed insemination using a gonadotropin-releasing hormone agonist in lacting dairy cows. *J. Dairy Sci.*, 1996, 79, 1385-1393.)
- 52• **SOLTNER D, 2001.** La reproduction des animaux d'élevage 3ème édition Zootechnie générale.
- 53• **TAINTURIER D. ET BENCHARIF D. Mortalité (2001) embryonnaire : mise en évidence et difficultés du diagnostic du sexe.**
- 54• **THATCHER, W.W.,DROST, M., SAVIO, J.D., MACHLLAN,K.L.,ENTWISTLE,K.W.,SCHMITT,E.J.,DE LA SOTA,R.L.,MORRIS,G.R., 1993.** New clinical uses of GnRH and its analogues in cattle. *Anim. Reprod. Sci.* 33, 27-49
- 55• **THIBAUT C., LEVASSEUR M. C., 2001.** La reproduction chez les mammifères et l'homme. Coédition INRA Ellipse, paris, 928p.
- 56• **THIBIER.M; 1981:** le diagnostic de gestation, l'utérus de vache anatomie physiologie pathologie, société française de boiterie.
- 57• **TWAGIRAMUNGU,H., GUILBAULT, L.A., VILLENEUVE, P., PROULX, J., DUFFOUR, J.J. 1993.** Récents développement dans la synchronisation de l'œstrus et la fertilité en insémination artificielle bovine dans : P.H.DIOP. Maîtrise de la reproduction et amélioration génétique des ruminants les nouvelles éditions Africaines du Sénégal. 39-56pp.
- 58• **TWAGIRAMUNGU H, GUILBAULT LA, DUFOUR JJ.** Synchronization of ovarian follicular waves with a gonadotropin-releasing hormone agonist to increase the precision of estrus in cattle: a review. *J Anim Sci*, 1995, 73, 3141-3151.

59• TWAGIRAMUNGU, H., DUFOUR, J. J., ROY, G. L., LAVERDIERE, G., GUIBAULT, L.A., 1997. La GnRH pour une meilleure maîtrise de la synchro-insémination bovine journée de recherche et colloque en zootechnie pp59-78

60• VANDERPLASSCHE, M.,1985. Fertilité des bovins. Eds. FAO production et santé animales 25.Rome, 102PP