

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET
INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES
DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE

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

SOUS LE THEME

*ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE DE
L'INSEMINATION ARTIFICIELLE
BOVINE*

Présenté par :

Mlle: BENAÏSSA NAÏMA

Encadré par :

Dr. AYAD MOHAMED AMINE



ANNEE
UNIVERSITAIRE
2015-2016

Remerciement

Je tiens à remercier en premier lieu Dieu le tout puissant d'avoir donné le courage et la santé pour achever ce travail.

*J'exprime d'abord mes profonds remerciements, ma vive reconnaissance et ma sincère gratitude à **Dr. AYAD MOHAMED AMINE.**, maitre-assistant à l'institut des sciences vétérinaires, Université Ibn Khaldoun de Tiaret pour avoir accepté de m'encadrer et pour ses conseils et ses précieuses orientations qu'elles n'ont cessées de m'apporter tout au long de ce travail.*

Mes sincères remerciements vont également aux membres du jury d'avoir accepté L'examen de ce modeste travail.

*Mes sentiments de reconnaissance et mes remerciements vont également à tous personnage : **BADROCH, FATIHA, TOUTA, MERIEM, ZOHRA, OUMELKHEIR, HANANE, MANEL** et **FOUZIA** pour leurs aides et pour les sympathiques moments que nous avons passés ensemble.*

*Au médecin vétérinaire Mr **KERBOUB.***

À toute la promotion de 5^{ème} année 2015-2016.

Enfin, je remercie gracieusement toute personne qui a contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.



Dédicace

Je dédie

ce modeste travail à mes très chers parents

À ma chère mère

➤ *Votre absence me marque et nulle ne peut combler le vide que vous laissés.*

➤ *Que Dieu vous accueille dans son vaste paradis.*

➤ *À la personne qui a sacrifié sa vie pour nous et qui a éclairé mon chemin de réussite*

➤ *À toi mon cher père*

➤ *À mon cher frère MEHIEDDINE*

➤ *À mes sœurs NADJET, ASMA et FATIMA*

➤ *À mon frères KADIRO*

➤ *À mes grandes mères*

➤ *À toute ma famille*

➤ *À toute mes copines*



Naima



Sommaire

Page

Remerciement	
Dédicace	
Liste des abréviations	I
Liste des tableaux	II
Liste des figures	III
Liste des photos	IV
Introduction	01

Chapitre N° I: Historique de l'insémination

1. Historique de l'insémination artificielle	04
2. L'importance de l'insémination artificielle	06
2.1.Amélioration génétique	06
2.2.La protection sanitaire	07
2.3.L'organisation de la reproduction et la gestion de l'élevage	07
3. les contraintes de l'insémination artificielle	08

Chapitre N° II: Rappel anatomique et physiologique

1. Rappel anatomique	10
1.1.Système reproducteur femelle	10
2. Rappel physiologique	13
2.1.L'axe hypothalamo-hypophysaire	13
2.1.1. Régulation de la croissance folliculaire	13
➤ Effet de l'hormone Folliculostimulante, (FSH)	13
➤ Effet de l'hormone Lutéinisante, (LH)	13
➤ Effet de l'Estradiol, (E2)	14
➤ Effet de la Progestérone, (P4)	14
2.1.2. La folliculogénèse	15
➤ Phase de multiplication	15
➤ Phase de croissance	16
➤ Phase de maturation	16
2.2.Le cycle œstral chez la vache	17
A. L'appareil génital au cours du cycle œstral	17
➤ Les ovaires	17
B. Présentation des différents organites ovariens	17
➤ Follicules	17
➤ Corps jaune	18
Rappels sur le cycle œstral	18

Le cycle est classiquement divisé en 4 périodes	18
➤ Le pro œstrus	18
➤ L'œstrus (chaleur)	18
➤ Le méta-œstrus	18
➤ Le diœstrus ou post- œstrus	19

Chapitre N° III: La synchronisation de l'œstrus

1. Les différents protocoles de la maîtrise de cycle œstral	21
1.1.La prostaglandine F2 α 18	21
1.2.Les progestagènes	23
2. L'œstrus	29
2.1.Les méthodes de détection des chaleurs	29
➤ Détection visuelle	29
➤ Détection avec dispositif	29
A. Détection par une femelle androgénisée munie d'un licol marqueur	29
B. les procédés «KMAR» et «TEL-TAIL»	29
3. Le moment idéal de l'insémination artificielle	30

Chapitre N° IV : Préparatif de l'insémination artificielle

1. Récolte et évaluation du sperme	33
1.1.Méthode de récolte du sperme	33
➤ Récolte au vagin artificielle	33
➤ Electro-éjaculateur	33
2. Evaluation de la qualité de semence	34
2.1.Examen macroscopique	34
➤ Volume de l'éjaculat	34
2.2.Examen microscopique	34
➤ La mobilité	34
➤ Concentration des spermatozoïdes	34
➤ Pourcentage des SPEZ vivants	34
3. Etude physico-chimique et biochimique du sperme	35
4. La préparation de la semence	35
4.1.Dilution du sperme	35
4.1.1. Les milieux de dilution	35
➤ Qualités des milieux de dilution	35
➤ Nature des milieux de dilution	36
4.1.2. Le taux de dilution	37
4.2.Conservation du sperme	37

4.2.1. Conservation à court terme	37
4.2.2. Conservation à long terme	38
4.3. Doses d'insémination	40
4.4. Le transport du sperme	40
4.5. Vérification de pré-insémination	41
5. Aspect d'une vache en chaleur	41
5.1. Aspect comportemental	41
5.2. Aspect physiologique	41
6. La technique d'insémination artificielle	42
6.1. Innovations technologiques et évolution des pratiques	42
6.2. La décongélation	43
6.3. L'insémination proprement dite (technique et lieu)	45
➤ La première ou voie vaginale	45
➤ La seconde et voie rectale	45
7. Moment d'insémination	46
8. Facteurs influençant le développement de l'insémination artificielle	47
8.1. Infrastructure des voies de communications	47
8.2. Système d'organisation	47
8.3. Facteur liés à l'animal	47
8.4. Facteurs liés à la semence	48
8.5. Facteurs liés à l'inséminateur	48
8.6. Facteurs liés à l'éleveur et condition d'élevage	48
Conclusion	50
Références bibliographiques	52

Liste des abréviations

IA :	I nsémination A rtificielle
IAB :	I nsémination A rtificielle B ovine
LH :	L uteinizing H ormone
FSH :	F ollicule S timulating H ormone
ELISA :	E nzyme L inked I mmunosorbant A ssay
GnRH :	G onadotropin R eleasing H ormone
ng/ml :	N ano gramme par m illilitre
UI :	U nité I nternationale
µl :	M icrolitre
CNIAAG :	C entre N ational d' I nsémination A rtificielle et de l' A mélioration G énétique
PMA :	P rocréation M édicale A ssistée
IV-1^{er}I :	I ntervalle V êlage – 1 ^{ère} I nsémination
IV-1^{er}C :	I ntervalle V êlage – 1 ^{ère} C haleur
PGF2_α :	P rostaglandine F2 A lpha
PMSG :	p régnant M are S érum G onadotropin
ECG :	E quin C horion G onadotropin
E₂ :	Œ strogène
P₄ :	P rogestérone
PRL :	P rolactine
PIH :	P rolactine I nhibinig H ormon
INH :	I nhibine
ATB :	A ntibiotique
VA :	V agin A rtificielle
Crestar[®] :	I mplant S ous C utané D e N orgestomet
Prid[®] :	D ispositif V aginal I mprégné D e P rogestérone
D^c.G :	D iagnostic D e G estation
F.B(-) :	F eed B ack N égatif
F.B(+) :	F eed B ack P ositif
M :	M ois
J :	J our
H :	H eur
C° :	D egré C elsius
CC :	C entimètre C ube
Cm :	C entimètre
Mm :	M illimètre
ml :	M illilitre
Kg :	K ilogramme
g :	G ramme
U.F :	U nité F ourragère
P.R.M :	P ie R ouge M ontbéliard
P.N.H :	P ie N oire H olstein
P.R.H :	P ie R ouge H olstein
O.M.I :	O ocyte M eiosis I nhibitor
M.P.F :	M eiosis P romoting F actor
FISH :	f luorescent I n S itu H ybridization

Liste des tableaux

- **Tableau 01:** Fonction des organes génitaux
- **Tableau 02:** Principaux Hormones sexuelles
- **Tableau 03:** cycle oestrale de la vache
- **Tableau 04 :** manifestations au moment des chaleurs chez la vache
- **Tableau 05:** Taux de gestation après utilisation de traitement de synchronisation des chaleurs à base de progestagènes
- **Tableau 06:** Variation du pourcentage de non-retour en chaleurs en fonction du moment de l'insémination
- **Tableau 07:** Quelques chiffres caractéristiques des spermatozoïdes chez le taureau
- **Tableau 08 :** Taille des spermatozoïdes
- **Tableau 09:** fluorescent In Situ Hybridization (FISH) sur semence séparée par swim-up
- **Tableau 10:** le temps d'apparition des chaleurs et le moment d'IA

Liste des figures

- **Figure 01:** anatomie de l'appareil génitale de la vache
- **Figure 02:** Anatomie de l'appareil génital de la vache
- **Figure 03:** Protocole de synchronisation des chaleurs à base de PGF2 α
- **Figure 04:** Répartition des chaleurs après traitement à base de prostaglandine F2 α
- **Figure 05:** Protocole de synchronisation à base de progestagènes
- **Figure 06:** Répartition des chaleurs après utilisation de traitement de synchronisation à base de progestagènes
- **Figure 07 :** Moment idéal d'insémination par rapport aux phases des chaleurs de la vache
- **Figure 08:** Pourcentage de réussite de l'insémination artificielle en fonction du temps
- **Figure 09:** site anatomique de l'insémination

Liste des photos

- **Photo 01:** Les dilueurs
- **Photo 02:** conditionnement en paillette
- **Photo 03:** Salle de conditionnement du sperme
- **Photo 04:** pistolet d'insémination
- **Photo 05:** préparation de la paillette

Introduction

Introduction :

L'insémination artificielle (IA) dans l'espèce bovine a connu son essor en France au début des années 1950. Aujourd'hui, quatre millions de femelles sont inséminées chaque année sur un cheptel de huit millions de vaches. Première biotechnologie de la reproduction, elle a d'abord été proposée avec de la semence fraîche, et a bénéficié de l'extraordinaire résistance des spermatozoïdes bovins aux divers traitements ainsi que de l'énorme potentiel de dilution permettant la diffusion accrue des gènes des individus les plus recherchés. L'avènement des techniques de congélation, d'abord en pellets (**Nagase et Niwa, 1964**), puis en paillettes (**Cassou, 1968**), a permis le développement des programmes de sélection et la constitution de stocks de semence importants. Adossée à un dispositif sanitaire rigoureux, elle offre à l'éleveur les meilleures garanties de diffusion du progrès génétique sans risque de contamination de son troupeau. Cependant pour être réellement efficace sur un plan zootechnique, elle doit assurer la conjonction de trois facteurs essentiels : une semence de qualité biologique irréprochable, une conduite d'élevage bien maîtrisée et le respect des règles fondamentales de la mise en place. Certains aspects relatifs aux pratiques de production et de mise en place de la semence ont fait l'objet d'évolutions importantes. En outre, avec la diminution des performances de reproduction observée dans les races laitières, la question d'un éventuel effet male peut être posée, en plus des effets génétiques et des conditions d'élevage (**Barbat et al., 2005. Ponsart et al., 2008**). Dans cette synthèse, les principales évolutions observées dans le cadre de la production de semence, ainsi que les pratiques actuelles associées à l'IA sont décrites.

L'Algérie ne compte qu'une quarantaine à une cinquantaine d'inséminateur (a porté sur un effectif de 21 inséminateurs soit environ 50% de l'effectif national.) « Mr SIMOHAMED HAMOUDI » (ces même inséminateurs ne possède qu'une expérience minimale qui ne dépassant pas les trois ans de travail avec un taux de pratique de 60 inséminations pour le meilleur d'entre eux en effet le taux de couverture s'avère donc beaucoup moins significatif, voire très faible et ne dépasse pas les (2.5%) « Thèse de Magister, SIMOHAMED HAMOUDI ». En dépit de la réaction du centre national de l'IA(CNIAAG), cela peut être dû à ce que l'acte.

En début de la création du (CNIAAG), cela peut être dû à ce que l'acte de l'IA est fortement lié à d'autres règles de gestion et de conduite d'élevage que l'éleveur ne peut les assurer (financièrement), et même le vétérinaire ou l'inséminateur ne peut les effectuer gratuitement (déplacement répétés, diagnostic de gestation, suivies liées à l'acteetc.).

Chapitre N°I :

Historique de l'insémination

1. Historique de l'insémination artificielle

L'histoire rapporte que les premières inséminations artificielles fussent effectuées sur des juments par le biais d'ABOU BAKR ENNACIRI dès le 14^e siècle (**Heape, 1897**). Et ce n'est que vers la fin du 18^e siècle que l'IA des mammifères a vu son concrétisation en Europe puis au reste du monde, premièrement par (**Spallanzani, 1779**). Qui ,62 jours après avoir inséminé artificiellement une chienne obtient trois chiots tous en parfaite santé, mais la première mention scientifique de son application chez le cheval est due au vétérinaire français (**Repiquer, 1887**). Suite à une insémination d'une jument (la mouche) donna naissance de deux poulains «le miracle» et «la merveille».

Les recherches s'étendirent et les expériences succèdent partout dans le monde, d'abord en Russie ou E .IVANOV effectua en (1901 et 1905) les premières inséminations dans leur genre sur ovins puis fit passer cette technique dans la pratique d'élevage.

En France les premières expériences fussent effectuées par LEATARD à l'université d'Alfort ,vers 1937,le premier centre d'insémination artificielle fut créé en France en 1946,ou il insémina en 1956 pour la première fois des vaches avec du sperme congelé à 79°c ,en 1972 pour la France plus de 7.300.000 vaches et plus de 46.000 truies et plus de 5350 chèvres ont été inséminées artificiellement, au Danemark des 1937, ce pays comptait 100 centres d'insémination artificielle sous forme de coopératives .

En Amérique, la première démonstration fut faite à la station expérimentale de grand rapide, Michigan de 1937 à 1938, en 1966 aux USA 36 associations d'élevage de bovins inséminaient 7.933.723 vaches laitières.

En 1949 les chercheurs anglais POLGE, SMITH et PARKET découvrent une méthode pratique de congeler les spermatozoïdes, de sorte qu'ils pouvaient être conservés longtemps à des températures de glaces sèches (-78°c) et plus tard dans l'azote liquide (-196°c).

Il est indispensable de citer ici que chez pratiquement toutes les espèces à l'exception des bovins L'IA ne peut être effectué qu'avec du sperme frais.

La fécondation ne peut avoir lieu que si un ovule et un spermatozoïde mature fusionnent entre eux. L'ovule est libéré de l'ovaire 10 à 14 heures après la fin des chaleurs chez la vache, il survit seulement 6 à 12 heures et les spermatozoïdes une fois dans le système reproducteur de la vache peuvent y survivre jusqu'à 24 heures.

Robert CASSOU, fondateur de l'IMV (institut de la médecine vétérinaire), il imaginait dès 1963 le fantastique élargissement des besoins en matière de reproduction lorsqu'il inventa la fameuse «paillette CASSOU » ou paillette française.

1963 :

- Création de la société IMV par Robert CASSOU qui avait au préalable créé en 1946 le premier centre d'insémination artificielle pour bovin.
- Création de la paillette permettant le stockage par congélation à moins 196°C du sperme de taureau et de l'instrumentation permettant l'insémination artificielle.

1968 :

- Naissance du veau VICTOR, 10 ans après la mort de son père, grâce aux techniques d'IMV.

1969 :

- La paillette et la technique française de l'insémination et son schéma d'amélioration génétique bovin artificiel deviennent le standard universel.

1978 :

- Développement et lancement d'automates permettant le remplissage, le bouchage, l'identification et la congélation dans l'azote liquide des « paillettes ».

1981 :

- Création et ouverture de une ferme et un centre international de formation aux méthodes de reproduction artificielle des bovins, ovins et autres espèces pour l'insémination artificielle et le transfert embryonnaire.

1992 :

- Mise au point de la paillette CRYOBIOSYSTEM (CBS) et première étude épidémiologique avec le centre international de cancérologie de Lyon portant sur 350000 européens.

1993 :

- Lancement d'une gamme de produits (pochette et sondes Goldenpig) très innovatrice dans le domaine porcin.

1995 :

- Lancement du produit de conservation de semences bovines BIOCI PHOS, innovation biotechnologie majeure.

1996 :

- Lancement de gammes de milieux de conservation de semences porcines mises au point avec une université vétérinaire américaine.

1997 :

- Mise au point de milieux de conservation des semences avicoles très innovants permettant un renforcement de la pratique de l'insémination artificielle.

1998 :

- Mise au point de nouveaux types de paillette permettant d'aborder de nouvelles applications (cryoconservation des vaccins à cellules vivantes, conservation des patrimoines génétiques des espèces en voie de disparition).

1999 :

- Lancement du DEC : détecteur électronique de chaleurs chez le bovin.

2001 :

- Lancement d'une paillette bovine à bouchon non absorbant : la paillette TBS.

2. L'importance de l'insémination artificielle

Les raisons qui poussent les éleveurs et leurs organisations à adopter l'insémination artificielle sont différentes selon les espèces, mais peuvent être classées en trois groupes :

2.1. Amélioration génétique

Afin de tirer profit de l'énorme potentiel de fertilité des mâles. Elle est de loin la principale motivation en faveur de l'insémination artificielle, quelles que soient les espèces

animales car un bon reproducteur mâle est long et coûteux à obtenir. Ainsi, en utilisation naturelle, sa diffusion génétique est faible, alors que, l'insémination artificielle augmente cette diffusion :

- **Dans l'espace :** Un seul éjaculat dilué peut féconder 10, 20, 50 ou même 100 femelles ! Cette semence peut voyager plus facilement que le reproducteur, dans un rayon de quelques dizaines de kilomètres pour la semence fraîche et dans le monde entier pour la semence congelée.
- **Dans le temps :** Lorsqu'il est possible de congeler la semence, les deux opérations que sont la collecte du sperme et sa mise en place sont totalement indépendantes. On peut utiliser la semence d'un reproducteur longtemps après sa mort.
- ❖ Dans toutes les espèces cette motivation de l'amélioration génétique est donc fondamentale.

2.2. La protection sanitaire

L'insémination artificielle, réalisée aujourd'hui avec du matériel jetable, limite considérablement les risques de diffusion des maladies transmises par les reproducteurs pratiquant la monte publique ou même par l'utilisation dans un même élevage de reproducteurs qui nécessairement peuvent diffuser les microbes d'une femelle à l'autre.

2.3. L'organisation de la reproduction et la gestion de l'élevage

Indépendamment des aspects génétiques et sanitaires, l'insémination artificielle apporte des solutions évidentes à de nombreux problèmes d'organisation du travail et de prix de revient, autrement dit de gestion :

- Chez les bovins laitiers : dont la détection des chaleurs est facile, une insémination artificielle est plus rapide et plus pratique que la saillie naturelle. A plus forte raison dans les élevages de faible effectif ou l'entretien d'un taureau serait impossible.
- Chez les bovins allaitants et dans certains troupeaux de génisses laitières éloignées de la ferme : l'intérêt de l'insémination artificielle est moins évident, et de ce fait son utilisation y est plus rare que la monte naturelle par des taureaux mis au pré avec le troupeau. Mais l'insémination se justifie pour les petits effectifs, et devient d'autant plus intéressante que l'on pratique la synchronisation des chaleurs.

3. Les contraintes de l'insémination artificielle

- La faible de disponibilité de semence.
- La manque d'azote liquide pour la conservation des semences.
- La difficile détection des chaleurs chez les bovins tropicaux.
- L'insuffisance d'insémination compétâtes.
- Le suivi irrégulier des matrices à cause des difficultés de déplacements des inséminations.

Chapitre N°II :
Rappel anatomique et
physiologique

1. Rappel anatomique

1.2. Système reproducteur femelle

L'appareil génital de la vache comprend de l'extérieur vers l'intérieur :

La vulve puis le vagin d'une longueur de trentaine de centimètre (25 à 30cm). Présente des parois musculuses épaisses mais très dilatable. Au niveau du planché des vestibules se trouve le diverticule sous urétral de (2cm) de long et (2cm) de diamètre, le col de l'utérus est un organe particulièrement bien individualisé en un cordon cylindrique de (7à 10cm) de long sur le planché du bassin par voie transrectale il est possible le saisir entièrement avec la main et de l'immobiliser. Dans la cavité vaginale s'avance en saillies un repli de (2 à 3cm) l'exo col, il délimite d'un cul de sac péri cervicale le canal cervical formé par les parois du col est obturé par 3 à 4 replis circulaires dirigés caudalement, ces replis s'opposent au cathétérisme et ils peuvent souvent induire en erreur un inséminateur expérimenté, le corps de l'utérus est court (3cm). Bien qu'ils apparaissent plus longs, les cornes utérines étant accolées l'une à l'autre, en effet la portion caudale des cornes est enveloppée par une séreuse commune et unie par deux ligaments intercornéaux un dorsal relativement court, un autre ventral plus large.

A l'intérieure de la cavité utérine faisant suite aux parois accolées des cornes se trouve le utérin. Cette structure est très fragile. Les cornes utérines d'une longueur de (25 à 40cm) présentent en suite une topographie tourmentée. D'abord incurvées en spirales vers le bas, puis divergente latéralement dans l'axe de la spirale, et se terminent de façon effilée et flexueuse. Puis se raccordent à l'oviducte après une inflexion en « S », chez les animaux âgées en raison de gestations successives l'utérus est plus volumineux et les ligaments larges présentent un certain relâchement, les cornes utérines ont alors tendance à plonger dans la cavité abdominale, en avant du bord antérieur du pubis, chez les génisses l'utérus très petit se trouve contenu dans la cavités pelvienne à l'entrée du bassin. **(Institut de l'élevage).**

Tableau 01: Fonction des organes génitaux : (Institut de l'élevage).

Organe	Fonction
Ovaires	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Formation des ovules ➤ Production d'hormones ➤ Hormones des chaleurs (œstrogène) ➤ Hormones de gestation (progestérone)
Oviducte	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Lieu de la fécondation ➤ Transport des spermatozoïdes et des ovules ➤ Lieu du développement embryonnaire précoce
Matrice(utérus) Cornes utérines	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Réception de l'embryon ➤ Nutrition de l'embryon ➤ Nidation de l'embryon ➤ Développement de l'embryon / au foetus ➤ Formation du placenta maternel ➤ Production d'hormones (prostaglandine)
Corps de la matrice Col de l'utérus (cervix)	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Transport de l'œuf (embryon) et des gamètes ➤ Transport de l'œuf (embryon) et des gamètes
Orifice de la matrice	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Isolation contre le monde extérieur
Vagin	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Élimination d'urine ➤ Organe de l'accouplement ➤ Émission d'odeurs sexuelles attractives
Lèvre (vulve)	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Fermeture du vagin ➤ Protection de l'appareil reproducteur vis-à-vis des influences extérieures

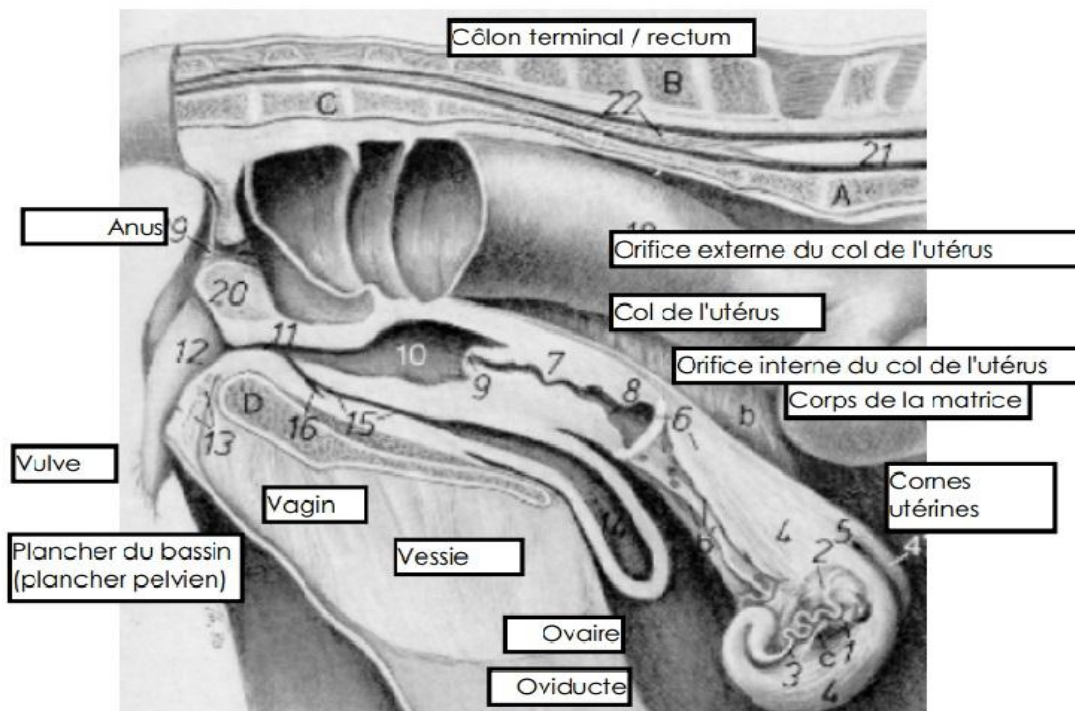


Figure 01: anatomie de l'appareil génitale de la vache

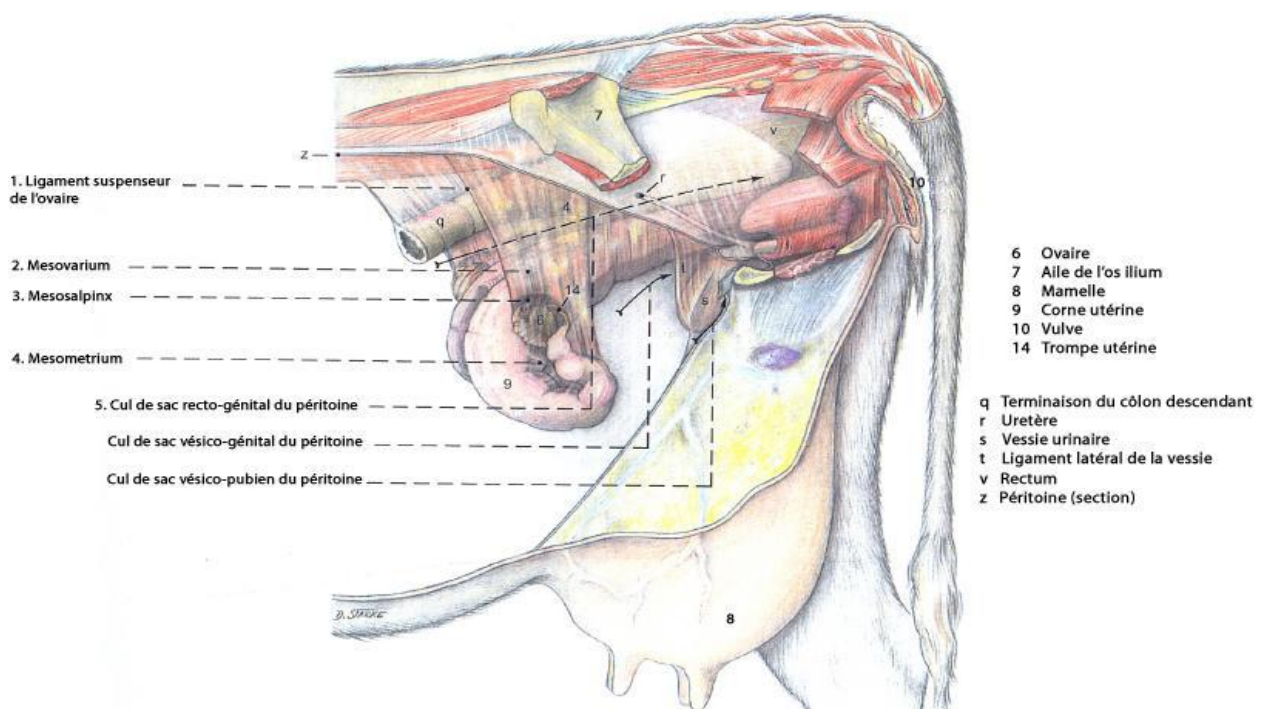


Figure 02: Anatomie de l'appareil génital de la vache (6 Budras, 2003).

2. Rappel physiologique

2.1. L'axe hypothalamo-hypophysaire

2.1.1. Régulation de la croissance folliculaire

La régulation endocrine par l'intermédiaire des hormones gonadotropes FSH et LH, est indispensable au développement des follicules ovulatoires (FIENI et al., 1995).

➤ Effet de l'hormone Folliculostimuline, (FSH) :

La FSH est une glycoprotéine d'un poids moléculaire d'environ 30 000 daltons produite par l'hypophyse. C'est une hétéro dimère car elle est composée de deux sous-unités différentes: α et β . La sous-unité α (89 acides aminés) est commune à toutes les gonadotrophines et à l'hormone thyroïdienne. La sous-unité β (118 acides aminés), en revanche, est spécifique de l'hormone. La fonction principale de la FSH est de promouvoir et de soutenir la croissance des follicules ovariens chez la femelle et la spermatogenèse chez le male. La FSH stimule la synthèse de son propre récepteur dans les cellules de la granulosa et les cellules de Sertoli. Elle stimule également l'activité de l'aromatase dans les cellules de la granulosa (enzyme qui permet la conversion des androgènes en œstrogènes). La FSH est donc aussi responsable du « choix du follicule dominant ». La synthèse et la sécrétion de la FSH par l'hypophyse est sous le contrôle de différents régulateurs tels que la GnRH (gonadotrophine releasing hormone d'origine hypothalamique), les œstrogènes ovariens, l'activine et l'inhibine (tous deux d'origine gonadique).

➤ Effet de l'hormone Lutéinisante, (LH) :

La LH est une glycoprotéine d'un poids moléculaire d'environ 30 000 daltons produite par l'hypophyse. C'est une hétéro dimère car elle est composée de deux sous-unités différentes: α et β . La sous-unité α (89 acides aminés) est commune à toutes les gonadotrophines et à l'hormone thyroïdienne. La sous-unité β (115 acides aminés), en revanche, est spécifique de l'hormone. Les fonctions principales de la LH sont de promouvoir la synthèse des androgènes par les cellules thécales de l'ovaire et les cellules interstitielles du testicule, de déclencher l'ovulation (par stimulation d'une cascade d'enzymes protéolytiques conduisant à la rupture de la membrane basale du follicule) et au maintien du corps jaune au cours du cycle menstruel. La synthèse et la sécrétion de LH par l'hypophyse est sous le contrôle de différents régulateurs tels que la GnRH (gonadotropin releasing hormone d'origine hypothalamique) et les œstrogènes ovariens.

➤ **Effet de l'Estradiol, (E2) :**

L'E2 est produit essentiellement par conversion enzymatique des androgènes (androstènedione et testostérone). Les androgènes sont produits sous l'influence de la LH par les cellules thécales entourant le follicule et leur conversion en E2 a lieu dans les cellules de la granulosa du follicule grâce à l'aromatase. L'activité de l'aromatase dépend de la FSH. Ainsi une sécrétion harmonieuse de l'E2 dépend-elle des deux gonadotrophines hypophysaires. Chez la vache agée les taux bas d'E2 proviennent de la conversion (aromatation) périphérique (foie, tissus adipeux et muscles) des androgènes sécrétés par les surrénales. Les fonctions principales de l'E2 sont l'effet mitotique sur la muqueuse utérine, le rétrocontrôle (positif et négatif) sur la sécrétion des gonadotrophines hypophysaires et son effet sur la minéralisation de l'os.

➤ **Effet de la Progestérone, (P4) :**

Chez la femelle non gestante mais en âge de reproduction, la P4 est essentiellement d'origine ovarienne, la participation du cortex surrénalien étant négligeable. C'est le pic de LH à mi-cycle qui, en plus d'induire l'ovulation, provoque des changements biochimiques et phénotypiques des cellules de la granulosa, connus sous le nom de lutéinisation. La lutéinisation des cellules de la granulosa les rend capables de produire de la P4. Ainsi, la P4 n'est-elle mesurable qu'à partir du pic de LH, elle est donc produite essentiellement par le corps jaune. Le rôle biologique de la P4 est de transformer la muqueuse utérine préstimulée par l'E2 en une muqueuse sécrétoire capable d'accueillir un œuf fécondé. En outre la progestérone inhibe les contractions utérines. La synthèse de P4 par le corps jaune est stimulée par la LH et l'HCG. La régulation de la production placentaire de P4 est encore mal connue mais semble également dépendre, en partie du moins de l'HCG.

Tableau 02: Principaux Hormones sexuelles

Aperçu des hormones sexuelles

Hormone	Lieu de production	Oranges cibles	Action
FSH-RH	Hypothalamus (zone du cerveau)	Hypophyse	Sécrétion de FSH
LH-RH			Sécrétion de LH
FSH	Hypophyse	Ovaires	Croissance du follicule
LH	Glande pituitaire		Maturation finale du follicule Ovulation Formation du corps jaune
OESTROGENE	Ovaires	Divers organes	Symptômes des chaleurs Ovulation Formation du corps jaune
PROGESTERONE	Corps jaune Placenta	Ovaires	Antagoniste de l'œstrogène Hormone de la gestation (régulation par rétro-action; feed-back positif)
OXYTOCINE	Hypophyse	Utérus Mamelle	Contraction de la matrice Sécrétion lactée
PROSTAGLANDINE	Utérus	Corps jaune	Disparition du corps jaune

2.1.2. 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 (**Fieni et al., 1995**).

➤ **Phase de multiplication :**

Pendant la vie fœtale, les cellules germinales souches après leur migration vers les ébauches ovariennes vont se multiplier entre le 45^{ème} et le 150^{ème} jour de gestation (**Drion et al., 1998**). Il se forme ainsi pendant la gestation, un stock de 235 000 follicules chez la vache, et ce nombre varie avec la race, l'individu, l'âge et le niveau hormonal ou du statut de reproduction.

Cette réserve folliculaire décline progressivement au cours de la vie de l'animal (**Drancourt et al., 1991**).

➤ **Phase de croissance :**

La croissance du follicule coïncide avec celle de l'ovocyte qu'il contient. Le plus petit follicule observé est le follicule primordial d'un diamètre compris entre 30 et 40µm chez la vache et contient un ovocyte de 20 à 25µm de diamètre (**Drion et al., 1998**). Il est constitué de l'ovocyte entouré de cellules aplaties. Il se transforme en follicule primaire lorsqu'il présente une couche de cellules cuboïdes et en follicule secondaire à partir de deux couches de cellules qui donneront la granulosa. À ce stade, la thèque interne se forme, de même que la zone pellucide à partir des protéines secrétées par l'ovocyte. Ces follicules primordiaux, (primaires et secondaires) constituent le stock de follicules au repos et représentent 95% de la population folliculaire ovarienne. Ils se répartissent dans les couches plus périphériques du stroma ovarien (**Barone, 1978**).

Le follicule est qualifié de tertiaire à partir de la différenciation de l'antrum ; il comprend alors la thèque interne et externe, séparées de la granulosa par la lame basale, l'ovocyte au sein d'un massif de cellules de la granulosa appelé cumulus, et l'antrum rempli d'un liquide dont la composition est proche de celle du plasma sanguin (**Anderson et Albertini, 1976. Stevenson et Paul, 1989**).

L'accumulation du liquide dans l'antrum provoque une augmentation de sa taille ; le follicule cavitaire se transforme en follicule mur ou follicule de De Graaf, d'un diamètre intermédiaire entre 18 et 20 mm (**Drion et al., 1998**). Il faut 42 jours chez la vache pour qu'un follicule primordial atteigne la taille pré-ovulatoire (**Lussier et al., 1987**).

➤ **Phase de maturation :**

Elle est induite par le pic ovulatoire de gonadotropines, et concerne surtout l'ovocyte. Cette phase représente l'ensemble des modifications cytologiques et métaboliques permettant l'acquisition par l'ovocyte de l'aptitude à être reconnu et fusionné avec un spermatozoïde, à assurer la formation des pronucleï paternel et maternel et à permettre, grâce à ses réserves le début du développement embryonnaire. Elle implique des modifications nucléaires, cytoplasmiques et membranaires de l'ovocyte (**Mermillod et al., 1999**).

Lorsque l'ovocyte a atteint 80% de sa taille finale, il a acquis la compétence ou l'aptitude à réaliser sa maturation nucléaire proprement dite, c'est-à-dire la reprise de la méiose ; chez la vache, c'est seulement à partir des follicules de taille moyenne (>3mm) que celle-ci est possible

(Szollosi, 1991). Elle correspond à la rupture de la vésicule germinale, à la condensation et au réarrangement des chromosomes en plaque équatoriale et finalement l'émission du premier globule polaire : l'ovocyte I se transforme en ovocyte II (Franchimont, 1986).

La granulosa secrète des facteurs inhibiteurs de la méiose tel que l'AMP cyclique (Shultz, 1987), l'OMI (Oocyte Meiosis Inhibitor) (Sirard et al., 1989) ; en plus, elle semble être sous le contrôle d'un autre facteur dit MPF (Meiosis Promoting Factor) (Westergaard et al., 1985). La méiose est stoppée en métaphase de la deuxième division cellulaire et ce n'est que lorsque le spermatozoïde pénètre l'ovocyte que la méiose reprend et se termine avec l'émission du deuxième globule polaire (Franchimont, 1986).

La maturation cytoplasmique se caractérise par la multiplication des mitochondries, le développement de l'appareil de Golgi et par la migration des granules corticaux vers la périphérie de l'ovocyte, juste sous la membrane plasmique (Szollosi, 1991). Ces granules jouent le rôle protecteur de l'ovocyte, en libérant leur contenu pour prévenir la polyspermie (Gulyas, 1980).

La maturation membranaire comprend l'ensemble des processus permettant la reconnaissance spécifique de l'ovocyte par le spermatozoïde (Drion et al. 1998).

2.2. Le cycle œstral chez la vache

A. L'appareil génital au cours du cycle œstral

➤ Les ovaires :

Les ovaires sont généralement localisés ventralement à l'os iliaque, au niveau de la bifurcation des cornes.

L'ovaire a une forme en amande, avec des dimensions de l'ordre de 3 à 5 cm de longueur sur 2 à 2,5 cm d'épaisseur. Il contient des organites périphériques (follicules et corps jaune) au sein du stroma ovarien. La médulla présente une apparence échographique homogène, tandis que le cortex ovarien a un aspect hétérogène en raison de la présence d'organites ovariens ou de vaisseaux sanguins. Avec des appareils échographiques avec une résolution moyenne, il est parfois difficile de distinguer le contour de l'ovaire des tissus mous adjacents.

B. Présentation des différents organites ovariens

➤ Follicules :

Les follicules se présentent sous la forme de vésicules sphériques à contenu liquidien, à paroi mince, affleurant à la surface de l'ovaire. A l'échographie, le follicule apparaît anéchogène, sous la forme d'une zone ronde (ou légèrement elliptique sous la pression de la sonde, ou en raison de l'accolement avec un follicule adjacent). Sur un ovaire, il est possible d'identifier un ou

plusieurs follicules, de tailles variables selon leur stade de croissance. Leur diamètre varie de 3 mm (taille minimale du follicule facilement identifiable à l'échographie avec une sonde de 10 MHz compte tenu du pouvoir de résolution), jusqu'à 20 mm (pour le follicule préovulatoire). Le diagnostic différentiel doit être établi avec un kyste folliculaire, qui a une taille supérieure à 25 mm. Il est également important de faire la distinction entre un follicule et une coupe transversale de vaisseau sanguin : en changeant l'orientation de la sonde de façon à avoir une coupe longitudinale, l'image du vaisseau s'étirera, alors que celle du follicule restera sphérique et diminuera progressivement.

➤ **Corps jaune :**

En gynécologie bovine, la présence du corps jaune est systématiquement recherchée. Elle permet de savoir si la femelle est cyclée et d'évaluer le développement du corps jaune afin de rationaliser l'utilisation des PGF2 α . Lors de diagnostic de gestation, elle permet d'orienter la recherche du conceptus dans la corne ipsilatérale au corps jaune. Le corps jaune mature, de forme sphérique ou en «bouchon de champagne», est hypoéchogène comparativement au parenchyme ovarien en raison des réflexions non spéculaires. Il apparaît comme une structure grise homogène et bien délimitée, et peut présenter en son centre une ligne plus échogène correspondant à du tissu fibreux plus dense. Le diamètre du corps jaune mature est supérieur à 2 cm. 40% environ des corps jaune matures présentent en leur centre une cavité de moins de 2 cm de diamètre, contenant un liquide anéchogène 15. Ces corps jaunes cavitaires sont considérés comme des structures lutéales normales.

Rappels sur le cycle œstral :

Le cycle œstral dure 21 jours en moyenne chez la vache (il peut durer de 18 à 25 jours), il comprend deux phases : la phase folliculaire, correspondant au développement terminal du follicule pré-ovulatoire, jusqu'à l'ovulation et à la libération de son ovocyte, suivie de la phase lutéale où le follicule qui a ovulé se transforme en corps jaune produisant de la progestérone.

Le cycle est classiquement divisé en 4 périodes :

- **Le pro œstrus**, qui précède l'œstrus et correspond à la croissance terminale du follicule préovulatoire, dure 3 jours.
- **L'œstrus (chaleur)**, qui dure 12 à 24 h, correspond à la période d'acceptation du mâle et est suivi de l'ovulation dans les 12 à 15 heures qui suivent.
- **Le méta-œstrus** dure 2 jours et correspond à la mise en place du corps jaune à partir du follicule qui a ovulé.

- Le **diœstrus** ou **post-œstrus**, qui est la période de maturation et de maintien du corps jaune, dure 15 jours.

Tableau 03: cycle œstrale de la vache

Durée du cycle en jours	Phase lutéale en jours	Phase folliculaire en jours	Durée de l'œstrus en heures ou jours	Moment de l'ovulation heures ou jours	
				Après début des chaleurs	Après la fin des chaleurs
Vache 21 (18-25)	17 (15-19)	4 (2-5)	20h		10-12h

Tableau 04: Manifestations au moment des chaleurs chez la vache

Aperçu du cycle

Phase du cycle	Durée	Etat hormonal	Symptômes	
			Internes	Externes
Pré-chaleurs	Environ 3 jours	FSH ↗ Œstrogène ↗	Corps jaune (petit) Follicule en croissance Augmentation du tonicité de l'utérus	Grossissement de la vulve Vagin rose clair Peu de mucus
Chaleurs principales avec ovulation	18 à 20 heures	FSH haut Œstrogène haut Pic de LH	Follicule de chaleurs Follicule éclaté Forte tonicité de l'utérus	Vulve très tuméfiée Mucus abondant Extériorisation des chaleurs
Post-chaleurs	Environ 2 jours	Œstrogène ↘ Progestérone ↗	Baisse de la tonicité de l'utérus Corps jaune	Mucus peu abondant 2 ^{ème} -3 ^{ème} jour : saignements
Stade intermédiaire	Environ 14 jours	Progestérone haut	Corps jaune	Vulve pale, petite Vagin pale et sec
Fin du stade intermédiaire		Progestérone ↘	Corps jaune Follicule Faible tonicité de l'utérus	

Chapitre N°III :
La synchronisation de
l'œstrus

1. Les différents protocoles de la maîtrise de cycle œstral

1.1. La prostaglandine F_{2α}

L'effet lutéolytique de la prostaglandine F_{2α} est connu depuis 1972/1973 (**Lauderdale et al., 1974**).

La PGF_{2α} administrée entre J5 et J17 du cycle sexuel provoque la régression du corps jaune. La fréquence des pulses de LH augmente alors, provoquant une élévation significative de la sécrétion d'œstradiol par le follicule dominant, l'apparition de l'œstrus et l'ovulation. Malgré la lutéolyse rapide (24 heures), l'intervalle entre l'injection et les chaleurs est variable, et 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. La prostaglandine F_{2α} ou ses analogues n'étant efficaces qu'entre J5 et J17, seuls 60 % des individus d'un lot d'animaux cyclés sont susceptibles de répondre correctement à une injection. Aussi, les protocoles de synchronisation conseillés comprennent-ils 2 injections à 11-14 jours d'intervalle, toutes les femelles étant alors en phase de diœstrus au moment de la deuxième injection. La plupart des animaux expriment des chaleurs entre 48 et 96 h après l'arrêt du traitement et peuvent être inséminés à l'aveugle à 72 et 96 h (**Grimard et al., 2003**).

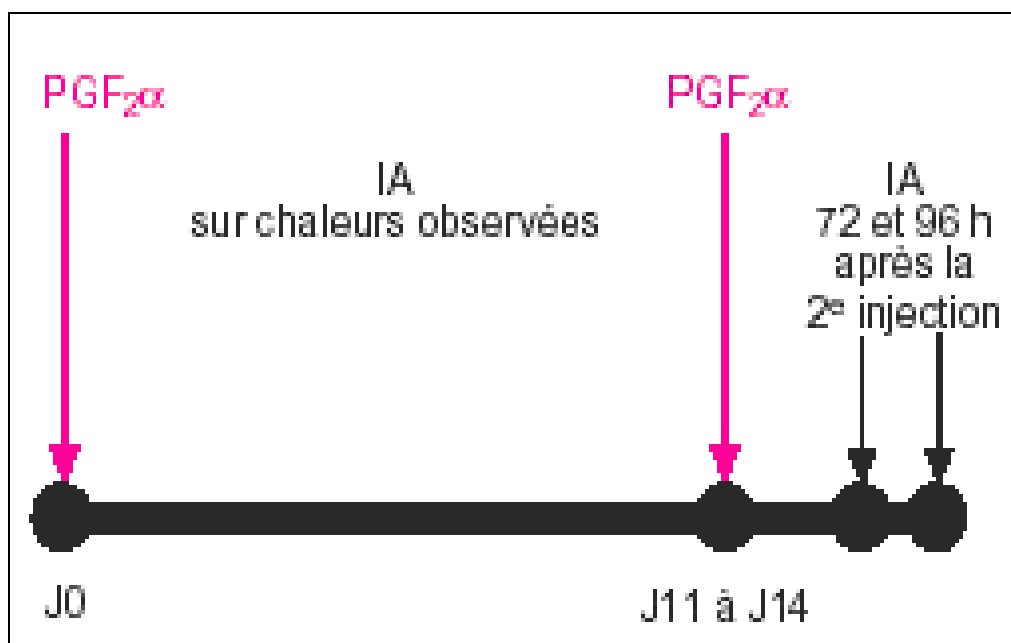


FIGURE 04: Protocole de synchronisation des chaleurs à base de PGF_{2α} (Grimard et al., 2003).

Cependant, la synchronisation n'est pas optimale. Le pourcentage de vaches en œstrus dans les 5 à 7 jours varie de 38 à 97 % (**Mc Intoch et al., 1984. Odde, 1990. Laverdiere, 1994**). Pour (**Mialot et al., 1998**). Par exemple, seules 60 % des vaches laitières inséminées 72 et 96 h après 2 injections de PGF2 α à 11 jours d'intervalle présentaient une progestéronémie compatible avec la phase œstrale au moment des inséminations artificielles (IA). En effet, si la PGF2 α agit sur la durée de vie du corps jaune, elle n'a pas d'effet direct sur la croissance folliculaire. Au moment de la lutéolyse, le follicule dominant présent sur l'ovaire n'est pas à un stade précis du développement, ce qui explique l'étalement des chaleurs après traitement (**Mialot et al., 1999. Driancourt, 2001**).

Ceci explique que la fertilité soit généralement 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 %) (**STEVENSON et al., 1999**). (68 %) (**Mialot et al., 1999**). Ainsi, on conseille de réaliser une insémination sur chaleurs observées après la première injection de PGF2 α . 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 72 et 96 h après la deuxième injection s'il n'est de nouveau pas vu en chaleurs. Ceci permet de réduire le coût du traitement et des inséminations (**Grimard, et al., 2003**).

L'évaluation de l'utilisation systématique de ces traitements en élevage laitier montre qu'il existe un intérêt économique (intervalle vêlage-insémination plus court à taux de gestation global constant (**Lucy et al., 1986**), surtout lorsque le taux de détection des chaleurs avant mise en place est faible, donc inférieur à 55 % (**Heuwieser et al., 1995. Pankowski et al., 1995. Mateus et al., 2001**).

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 ne peut être utilisé que si les vaches sont cyclées. Les résultats seront d'autant meilleurs que la détection des chaleurs est bonne au sein de l'élevage. Une partie des animaux pouvant alors être inséminés sur chaleurs observées (**Grimard, et al., 2003**).

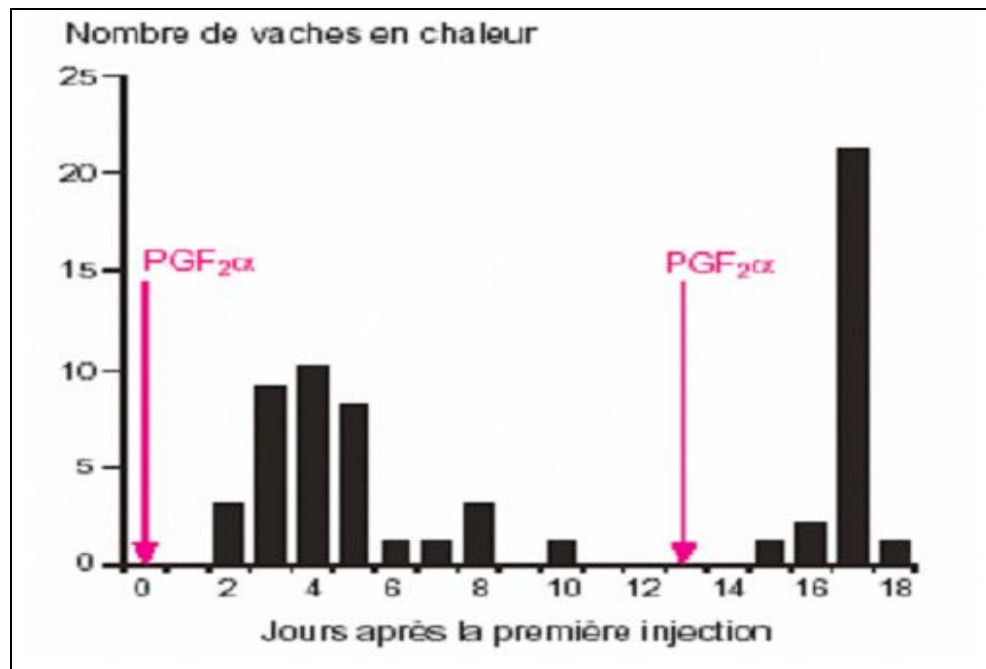


Figure 05: Répartition des chaleurs après traitement à base de prostaglandine F2 α et IA sur chaleurs observées chez les vaches laitières en œstrus avant traitement (73,5% de vaches détectées) (Mialot et al., 1999).

1.2. Les progestagènes

Deux dispositifs diffusant des progestagènes sont disponibles : l'implant « Crestar® » (Intervet, 3 mg de Norgestomet) ; la spirale vaginale « PRID® » (Progesterone Intra vaginal Device ; CEVA ; 1,55 g de progestérone). Ces dispositifs sont mis en place pendant 9 à 12 jours. Le traitement est complété par l'administration d'un œstrogène en début de traitement (injection de 5 mg de valérate d'œstradiol par voie intramusculaire (IM) dans le cas du Crestar®, capsule contenant 10 mg de benzoate d'œstradiol associée au dispositif intra vaginal pour le PRID®) (Grimard et al., 2003).

L'association œstrogènes avec progestagènes agit à la fois sur la croissance folliculaire et sur la durée de vie du corps jaune (Chupin et al., 1974. Driancourt, 2001). Administrés en début de cycle, les œstrogènes ont une activité antilutéotrope. Ils provoquent la disparition d'un corps jaune en début de formation qui pourrait persister après le retrait du dispositif et ainsi diminuer le taux de synchronisation des chaleurs. Administrés en présence d'un corps jaune fonctionnel, les œstrogènes ont une activité lutéolytique. L'introduction de ces hormones en début de protocole a permis de réduire la durée du traitement progestatif et d'améliorer la fertilité à l'œstrus induit (Diskin et al., 2001).

Cependant, cette activité antilutéotrope et lutéolytique n'est pas efficace à 100 %. Si le traitement commence entre J0 et J4 du cycle, le corps jaune peut persister dans 14 à 85 % des cas (**Grimard, et al., 2003**). Ce pourcentage est inférieur à 20 % si le traitement commence entre J5 et J8 (**Miksh et al., 1978. Humblot et al., 1980. Pratt et al., 1991. Burns et al., 1993. Kesler et al., 1997**). De plus, l'activité antilutéotrope semble plus importante avec les fortes concentrations d'œstradiol atteintes grâce aux présentations intramusculaires qu'avec les capsules intra-vaginales (**Gyawu et al., 1991**). C'est pourquoi, associer une injection de PGF₂α au moment du retrait ou, mieux, 48 h avant le retrait du dispositif peut améliorer la synchronisation des chaleurs et la fertilité des vaches cyclées avant traitement (**Chupin et al., 1977** : sur vaches laitières ; **Mialot et al., 1998** : sur vaches allaitantes). Cet effet améliorateur n'est cependant pas toujours observé (**Grimard et al., 2000** : sur vaches allaitantes cyclées). L'utilisation de la PGF₂α permet de plus de réduire la durée de traitement à 7 jours chez les vaches cyclées (**Beggs et al., 2000. Lucy et al., 2001. Mialot et al., 2002**).

L'association œstrogène avec progestérone en début de traitement exerce une rétroaction négative et diminue les concentrations circulantes de FSH (effet des œstrogènes) et LH (effet de la progestérone) provoquant l'atrésie du follicule dominant.

Ceci permet le redémarrage d'une nouvelle vague de croissance folliculaire 3 à 5 jours plus tard. Après le retrait du dispositif, les ovulations sont mieux synchronisées et la fertilité est meilleure en présence d'œstrogènes, qu'en leur absence (**Ryan et al., 1995**). Cette action sur la croissance folliculaire est plus importante avec les fortes concentrations plasmatiques atteintes par les injections d'œstrogènes (5 mg de valérate d'œstradiol en IM) qu'avec les capsules intra-vaginales (capsules de 10 mg de benzoate d'œstradiol) (**Chupin et Saumande, 1981. O'rourke et al., 1998. Bo et al., 2000**).

L'administration chronique de progestérone permet d'augmenter le nombre de récepteurs à LH présents sur le follicule dominant et sa sensibilité au pic de LH qui va précéder l'ovulation (**Inskeep et al., 1988**). Cette sensibilité à la LH persiste sur le corps jaune après l'ovulation (**Troxel et al., 1993. Riviera et al., 1998**).

Les œstrogènes favorisent l'absorption vaginale de la progestérone, ce qui permet d'atteindre des concentrations élevées en début de traitement avec les spirales vaginales « PRID® » sans injection supplémentaire de progestérone (**Roche et Ireland, 1981. Munro, 1987**).

Une injection de « PMSG » (Pregnant Mare Serum Gonadotropin) ou (Equine Chorionic Gonadotropin ECG) est conseillée au moment du retrait du dispositif, surtout si les vaches sont en anœstrus avant traitement (400 à 600 UI selon l'âge). L'effet FSH et LH de la PMSG va soutenir la croissance folliculaire terminale, la production endogène d'œstrogènes et va favoriser l'ovulation (**Chupin et al., 1977. Deletang, 1983**).

L'association œstrogènes/ progestagènes/ PMSG est alors susceptible d'induire l'ovulation chez les animaux non cyclés avant traitement. L'injection de PMSG n'est pas indispensable si les animaux sont cyclés avant traitement, comme c'est le cas la plupart du temps chez les génisses et les vaches laitières (**Grimard, et al., 2003**).

Après le traitement de synchronisation, 85 % environ des vaches qui expriment des chaleurs le font entre 36 et 60 heures (**Diskin et al., 2001**). Il est alors possible d'inséminer en aveugle une fois à 56 h après retrait ou deux fois 48 et 72 h après retrait. Chez les génisses, cet intervalle est plus court (**Beal et al., 1984**), et moins variable : on conseille de les inséminer une seule fois, 48 h après retrait (Figure N° 11). Les taux de gestation observés sur de grands lots d'animaux vont de 26 à 68 %.

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

Les mécanismes d'action des traitements de maîtrise des cycles peuvent être relativement complexes. Les effets sur la croissance folliculaire et la durée de vie du corps jaune vont, de plus, dépendre de la situation physiologique des animaux quand les hormones sont injectées (anœstrus, stade du cycle, stade de la vague de croissance folliculaire, stade de développement du corps jaune). Ces variations expliquent plus ou moins la bonne synchronisation des venues en chaleur et, en partie, les écarts de fertilité qui peuvent être observés sur le terrain. Mais des facteurs liés à l'environnement peuvent aussi avoir un effet sur la fertilité à l'œstrus induit (**Grimard, et al. 2003**).

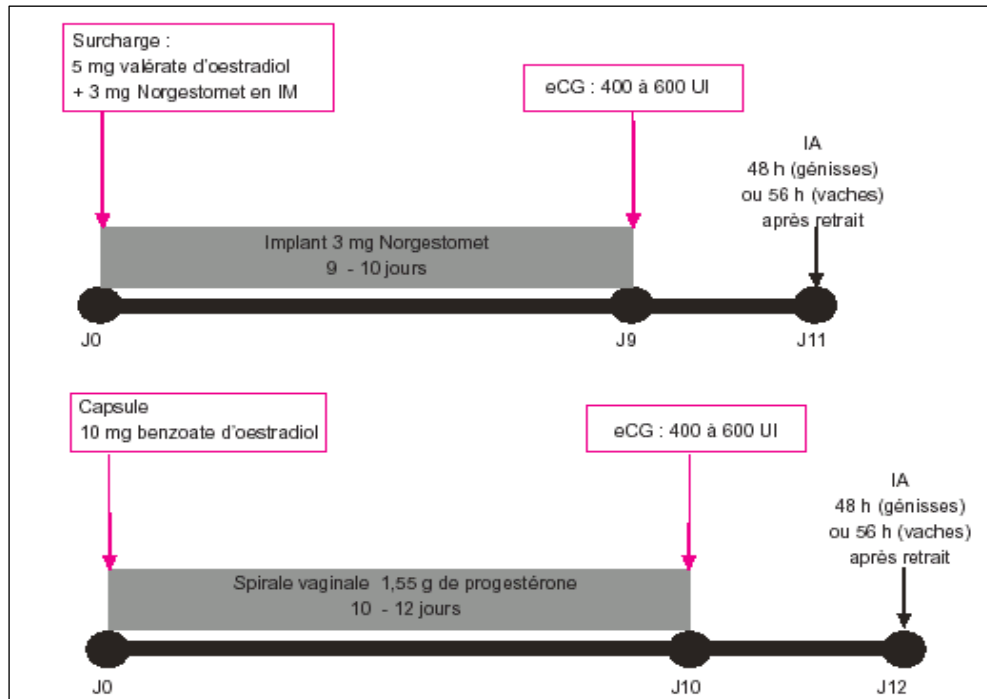


FIGURE 06: Protocole de synchronisation à base de progestagènes (Grimard, et al., 2003).

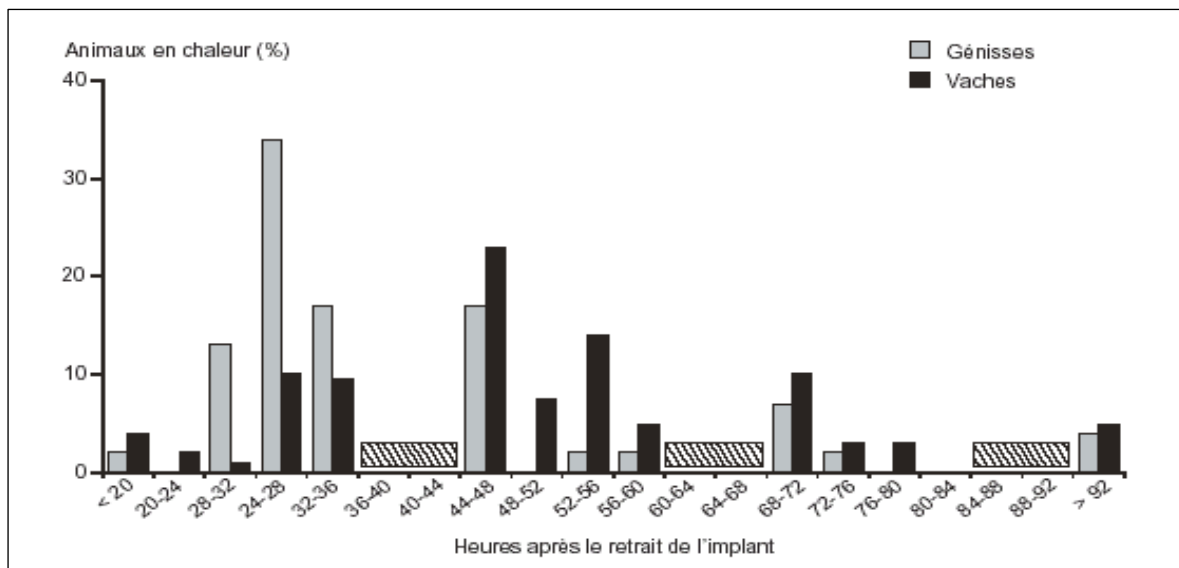


FIGURE 07: Répartition des chaleurs après utilisation de traitement de synchronisation à base de progestagènes dans des conditions expérimentales (Crestar + prostaglandine 24 h avant retrait, 81 % de vaches détectées (Beal et al., 1984). Les chaleurs ne sont pas détectées pendant les périodes marquées d'un rectangle hachuré.

Tableau 05: Taux de gestation après utilisation de traitement de synchronisation des chaleurs à base de progestagènes. Légende : No = Norgestomet, Vo = Valérate d'œstradiol, Bo = Benzoate d'œstradiol .No+Vo 0, implant No 11 j, PMSG, IA 48 h = Norgestomet + Valérate d'œstradiol à J0, implant 11 jours, PMSG au retrait, IA 48 h après retrait. La PMSG est toujours injectée au retrait du dispositif (**Grimard et al., 2003**).

Référence	Traitement	Nombre d'animaux	Vaches en chaleurs %	Taux de gestation %
Génisses viande				
Kastelic et al., (1999).	No +Vo 0, Implant No 11 j, PMSG 11, IA sur œstrus observé ou 48 et 72 h	15	66,7	41,7
Grimard et al., (2001).	No+Vo 0, implant No 9-10 j PMSG, IA 48h	130		60.8
Grimard et al., (2002).	No+Vo 0, implant No 9-10 j, PMSG, IA 48 h	239		59,4
	No+Vo 0, implant No 9-10 j, PMSG, IA 48 et 72 h	237		56,1
Vaches allaitantes				
Grimard et al., (1992).	No+Vo 0, implant No 9-10 j, PMSG, IA 48 et 72 h	448		40,2
Chevallier et al., (1996).	No+Vo 0, implant No 9-10 j, PMSG, IA 48 et 72 h			
	ou Bo 0, PRID 10-12 j, PMSG, IA 60 h	428		50,7
Humblot et al., 1996)	No+Vo 0, implant No 9-10 j, PMSG, IA 48 et 72 h	723		42
Penny et al., (1997).	No+Vo 0, Implant No 10 j, PG 8, PMSG, IA 56 h	48		56
		69		58
Mialot et al., (1998).	PRID 12 j, PG 10, PMSG 12, IA 56h	106 (72,4%)		62,5
	PRID 7 j, PG5, PMSG 12, IA 56h	cyclées 98 (78,3%) cyclées)		68.4
Mialot et al., (1998).	PRID 12 j, PMSG12	127		54.3
	PRID 12 j, PG 10, PMSG12	127		67.8

Kastelic et al., (1999).	No+Vo 0, implant No 11 j, IA sur œstrus observé ou 48 et 72 h	28	67,8	67.8
	No+Vo 0, implant No 11 j, PMSG 11 j, IA sur œstrus observé ou 48 et 72 h	28	75	82.1
Mialot et al., (2002).	Bo 0 PRID 7 j, PG5, IA à 56 h	174		53.8
Génisses laitières				
Wishart et al., (1977).	No+Vo 0, implant No 9 j, IA 48 et 60 h	1010		59.6
	No+Vo 0, implant No 9 j, IA 48 et 72 h	420		55.7
	No+Vo 0, implant No 9 j, IA 48 et 72 h	399		66.2
De Fontaubert et al., (1989).	No+Vo 0, implant No 10 j, IA 48 h	124		55
Logue et al., (1991).	No+Vo 0, implant NO 9 j	37		70
Vaches laitières				
Aguer et al., (1982).	No+Vo 0, implant No 9-10 j, PG 7-8, PMSG, 1 IA à 54-56 h ou 2 IA 48 et 72h	264		60.0
		126		56.0
		122		61.0
		40		50.0
		57		47.0
Mialot et al., (1998).	Bo 0, CIDR 10 j, PG6, PMSG, IA 48 et 72 h	104		40.3
De Fontaubert et al., (1989).	No+Vo 0, implant No 9 j, PG7, PMSG, IA 56h	391		44.8
Beggs et al., (2000).	Bo 0, CIDR 7 j, PG7, IA sur œstrus observé	947		51

2. L'œstrus

2.1. Les méthodes de détection des chaleurs

➤ Détection visuelle :

Elle repose sur l'observation des signes particuliers des chaleurs et la modification comportementale de la vache. Il est recommandé de réaliser trois observations d'une demi-heure en dehors des périodes d'alimentation ; l'une le matin, la deuxième à midi et la dernière le soir.

La stabulation entravée ne permet pas à l'éleveur de bien détecter les vaches en chaleurs ; de ce fait, il doit observer les vaches deux fois par jour, pendant une demi-heure chacune, espacées de 12 heures au minimum.

➤ Détection avec dispositif :

A. Détection par une femelle androgénisée munie d'un licol marqueur :

Il s'agit d'une méthode pratiquée dans les élevages où les animaux sont en stabulation libre et qui consiste à choisir une vache de préférence destinée à la réforme. Sur cette dernière, on pratique des injections répétées de testostérone pour induire le comportement mâle et qu'on équipe d'un licol marqueur permanent ; ce qui permettra de marquer toutes les vaches en chaleurs.

B. les procédés «KMAR» et «TEL-TAIL» :

✓ Le procédé «KAMAR» : Il se réalise par application d'une pochette en matière plastique transparente au-dessus de l'attache de la queue des vaches, contenant un liquide qui change de couleur sous la pression du chevauchement.

Les vaches chevauchées présentent alors un « KAMAR » de couleur différente.

✓ Le procédé «Tel-tail» : Il est semblable au précédent, mais il utilise une pâte colorée spéciale au lieu de la pochette. Ainsi, après chevauchement, les frottements font disparaître cette pâte.

Ces deux procédés sont surtout utilisés dans les élevages où les animaux sont menés en stabulation libre.

3. Le moment idéal de l'insémination artificielle

Il représente l'élément majeur du taux de réussite au niveau d'un troupeau et qui dépend lui-même d'une bonne détection des chaleurs. L'insémination artificielle ou la saillie ne produise une gestation, que si un ovule et un spermatozoïde se rencontrent «au bon endroit et un bon moment », en tenant compte de :

- La survie des spermatozoïdes dans le tractus génital.
- La durée de leur capacité fertilisante.
- Moment de l'ovulation.
- La survie de l'ovule.

Tableau 06 : Variation du pourcentage de non-retour en chaleurs en fonction du moment de l'insémination

Début d'œstrus	44%
Moitié d'œstrus	82.50 %
Fin d'œstrus	75%
6h après la fin	62.50%
12h après la fin	32%
18h après la fin	28%

L'ovule libéré de l'ovaire 10 à 14 heures après la fin des chaleurs survit seulement 6 à 12 heures ; alors que, les spermatozoïdes peuvent survivre jusqu'à 24 heures, une fois déposées dans le système reproducteur de la vache. Le guide le plus pratique pour déterminer le meilleur moment de l'insémination artificielle est la règle du «matin et soir ». Ainsi, les vaches ayant présentées des chaleurs et détectées dans l'après-midi, seront inséminées le lendemain matin, alors que, celles détectées le matin seront inséminées le soir.

Dans le cas de la saillie naturelle, la vache et le taureau peuvent s'accoupler autant que la vache accepte la monte et jusqu'au moment où elle refuse d'être accouplée.

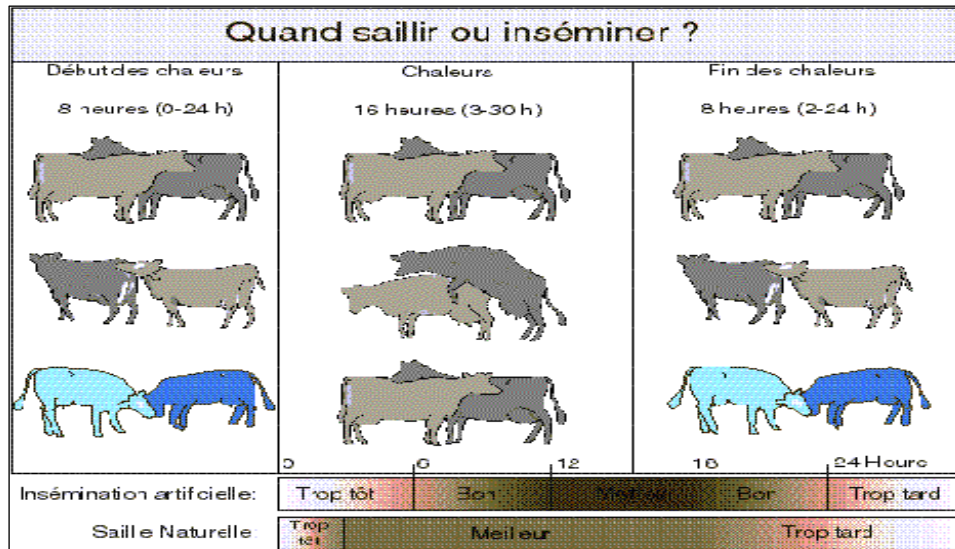


Figure 08: Moment idéal d'insémination par rapport aux phases des chaleurs de la vache.

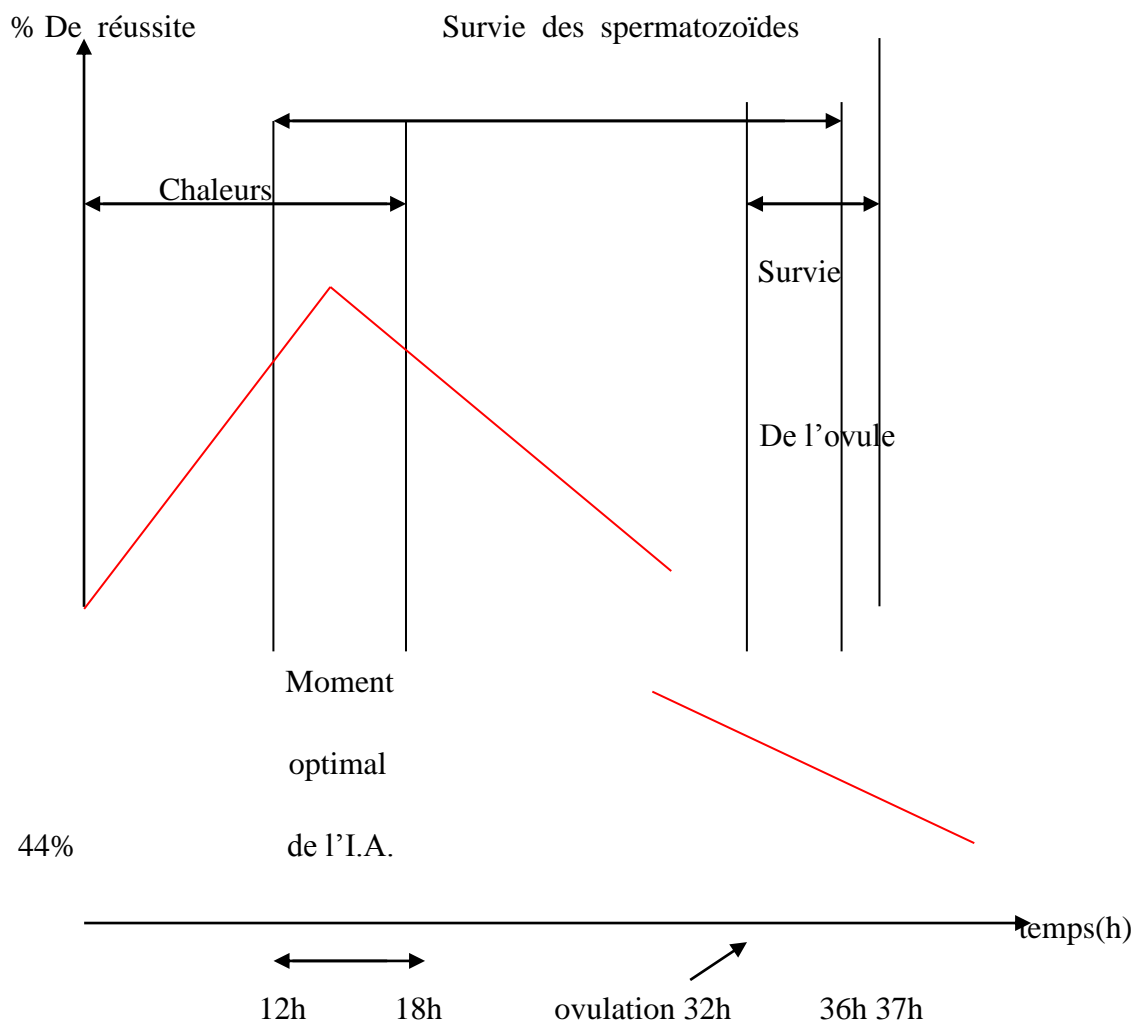


Figure 09: Pourcentage de réussite de l'insémination artificielle en fonction du temps

Chapitre N° IV :
Préparatif de l'insémination
artificielle

1. Récolte du sperme

1.1.Méthode de récolte du sperme

Les succès de l'IA est conditionné dans la qualité du sperme récolté, plusieurs méthodes de récolte du sperme ont été utilisées, certains n'ont aujourd'hui qu'un intérêt historique comme :

- 1- L'utilisation d'un matériel plastique dans le vagin ;
- 2- Le massage des vésicules séminales ;
- 3- La récolte directe du sperme rectale du taureau ;
- 4- Le massage de l'ampoule rectale du taureau.

Cependant, en pratique les méthodes les plus couramment utilisées de nos jours sont la récolte au vagin artificielle et électro-éjaculation.

➤ Récolte au vagin artificielle :

La quasi-totalité des semences préparées pour l'IA sont par ce procédé car la VA simule parfaitement les conditions naturelles offertes par le vagin de la vache. Au moment de la récolte ; la température du VA doit être environ 40 à 42⁰ V, les températures extrêmes sont comprises entre 38 et 52⁰ C, la pression est assurée par insufflation de l'air par l'orifice du robinet. La lubrification doit être faite par une substance insoluble dans le plasma séminale et non toxique pour le sperme

➤ Electro-éjaculateur :

C'est une méthode permettant d'obtenir le prélèvement de la semence à partir du taureau sans intervenir des mécanismes normaux, sensoriels et psychique de l'jaculation.

L'appareil utilisé se compose d'un transformateur, un rhéostat, un voltmètre et d'une électrode bipolaire de dimension adaptée à l'espèce considéré.

Après concentration de l'animal, l'électrode lubrifiée est introduite dans le rectum vidé, puis on fait passer une série de stimulations répétées en augmentant progressivement l'intensité selon les instructions du fabricant jusqu'à érection complète et éjaculation, le sperme est recueilli par un appareil de récolte.

Les éjaculations recueillies électro-éjaculation sont généralement d'un volume plus grand et d'une concentration plus faible en spermatozoïdes que ceux recueillis par VA, cependant le nombre total de spermatozoïdes, le pouvoir fertilisant et l'aptitude à la congélation se semblent pas être affectés.

L'utilisation de l'électro-éjaculation même durant une longue période –plus d'une année– n'a aucun effet néfaste ni sur la santé ni sur la fertilité de l'animal.

2. Evaluation de la qualité de semence

L'évaluation pour objectif d'apprécier différentes caractéristiques biologiques du sperme et de préciser le niveau de dilution qu'« il pourra supporter, afin de préparer une semence correspondant à l'optimum biologique et économique recherché, cette évaluation comporte :

2.1.Examen macroscopique

Il a pour but d'apprécier :

1. Le volume de l'éjaculation ;
2. La consistance du sperme ;
3. La couleur du sperme.

➤ Volume de l'éjaculat :

Il est directement lu sur le tube de collecte gradué, ce volume varie de 0.5 à 14 ml en fonction de l'âge, race la réparation du reproducteur, l'alimentation, les facteurs psychique et environnementaux momentanés, ce volume varie entre 4 et 6 ml chez taureau adulte, tandis qu'il est de l'ordre de 2 ml chez le jeune.

2.2.Examen microscopique

Il comporte l'évaluation de la mobilité, de la concentration en spermatozoïdes, des pourcentages en spermatozoïdes vivants et de leur morphologie.

➤ La mobilité :

Les mouvements normaux de spermatozoïdes sont oscillatoires et en avant, un sperme est considéré comme susceptible s'il a au moins 60-70 % des spermatozoïdes mobiles.

➤ Concentration des spermatozoïdes :

Elle est souvent déterminée par comptage direct des spermatozoïdes sous microscope, l'utilisation de la densité optique, l'utilisation d'un compteur électronique, détermination du volume cellulaire par centrifugation.

➤ Pourcentage des spermatozoïdes vivants :

La détermination se fait à l'aide de colorants spéciaux (éosine, bleu de bromophéno) qui peuvent traverser la membrane des spermatozoïdes morts (coloration rose rouge) et les différencient donc des vivants.

3. Etude physico-chimique et biochimique du sperme

L'activité métabolique des spermatozoïdes est important indicateur de la qualité du sperme, l'évaluation peut se faire par plusieurs moyens :

- Mesure du pH ;
- Indice de fructolyse ;
- Réduction du bleu méthylène ;
- Test de résistance de Na Cl ;
- Oxydation des pyruvates (MELROSE et TERNER, 1952) ;
- Réduction de la résazurine.

4. La préparation de la semence

4.1. La dilution du sperme

Chez les ruminants, l'étape préliminaire visant à séparer la fraction spermatique proprement dite de la fraction constituée des sécrétions des glandes annexes, n'est pas indispensable étant donné que la semence est constituée pour l'essentiel des sécrétions testiculaires.

Le conditionnement du sperme requiert quelques précautions telles que l'utilisation de récipients stériles, de produits chimiquement purs, d'eau distillée, l'absence de chocs thermiques et la mise du sperme à l'abri de l'air et de la lumière.

4.1.1. Les milieux de dilution

La dilution du sperme a pour but d'accroître le volume total de la masse spermatique, d'assurer un milieu favorable à la survie des spermatozoïdes in vitro et de réaliser à partir d'un seul éjaculat l'insémination d'un grand nombre de femelles.

➤ Qualités des milieux de dilution :

Substances tampons permettent de maintenir un pH favorable aux spermatozoïdes (6.2 à 6.8). Leur présence est plus importante pour le sperme de taureau et de bélier que celui d'étalon et de verrat étant donné la concentration élevée en spermatozoïdes et donc la glycolyse élevée du sperme de ces deux espèces qui est responsable d'une diminution rapide du pH. Les substances nutritives sont sensées favoriser le métabolisme, la vitalité et la longévité des spermatozoïdes. Le milieu de dilution doit être dépourvu d'agents infectieux car ils sont préjudiciables à la survie des spermatozoïdes, à la fertilisation et au développement de l'embryon. Ce faisant, les spermatozoïdes se trouveront dans les meilleures conditions pour

remplir leurs 4 fonctions préalables à la fécondation : a. activité métabolique productrice d'énergie, b. mobilité pour progresser dans les voies génitales femelles, c. enzymes de protection sur l'acrosome pour en faciliter la pénétration dans l'ovocyte, d. présence de protéines sur la membrane plasmique pour assurer leur survie optimale dans le tractus génital femelle et leur fixation sur la pellucide de l'ovocyte.

➤ **Nature des milieux de dilution :**

Il existe quelque soit l'espèce animale une grande variété de dilueurs. Ils se différencient par la nature voire la concentration d'utilisation de leurs composants. On peut ainsi distinguer les dilueurs à base de jaune d'œuf phosphaté (Milieu de Lardy et Philips) ou citrate (Milieu de Salisbury), à bases de sucres (glucose, fructose : milieux de Kampschmidt, de Chominat, de Dimitropoulos, de Foote), à base de glycolle et de glycérol (milieu de Roy), de CO₂ (milieu de Van Demark ou IVT : Illinois Variable Température) ou et plus classiquement maintenant à base de lait dont certains sont commercialisés (Laiciphos IMT).

Le lait peut être considéré comme un constituant de base apportant aux spermatozoïdes phosphates, citrates et sucres. Son pH est voisin de celui du sperme. Il est simple à préparer et peu cher. Le plus utilisé est préparé à partir de poudre de lait écrémé de vache additionné de cholestérol ou de lécithine, de sels, de glucose, d'acides aminés (glycolle, tryptophane, tyrosine) et d'antibiotiques (Laiciphos : IMV). Le jaune d'œuf est habituellement utilisé à des concentrations comprises chez le taureau entre 5 et 15 %. Il protège le sperme grâce aux lécithines qu'il renferme de l'effet néfaste des brusques variations de température. Source de nutriments, il agit aussi favorablement vis à vis des variations de pH et de pression osmotique. Les antibiotiques s'opposent au développement des micro-organismes. Classiquement, la pénicilline et la streptomycine sont employées à la dose respectivement de 1000 UI et d'un mg par ml de dilueur. On se souviendra que certains antibiotiques peuvent être toxiques pour le spermatozoïde. Ainsi en est-il de l'oxytétracycline à la dose de 500 mg/ml, de la chlorotétracycline à la dose de 50 mg/ml. Dans l'espèce équine, la ticarcilline, l'amikacine la polymixine et la gentamycine ont également été recommandées. L'emploi du glycérol (agent cryoprotecteur) n'est requis que si le sperme est destiné à être congelé. Le glycérol fixe une partie de l'eau du dilueur et ce faisant abaisse le point de congélation du milieu, diminue la quantité de glace à la congélation et à la décongélation et diminue la taille des cristaux. Il exerce par ailleurs un effet protecteur sur les membranes cellulaires et limite l'augmentation de la pression osmotique en réduisant la quantité d'eau qui se transforme en glace.

4.1.2. Le taux de dilution

Pour le taureau, son calcul est basé sur l'obtention de doses d'insémination renfermant une concentration en spermatozoïdes zootechniquement acceptable soit 10 à 12 millions de spermatozoïdes par paillette. Estimant à 40 % les pertes imputables aux processus de congélation-décongélation, il faut donc obtenir au terme de la dilution une concentration moyenne de 20 millions de spermatozoïdes par paillette de 0.25 ml. Cette valeur peut être revue à la baisse ou à la hausse en fonction de la qualité du sperme récolté. Soit la récolte de 10 ml de sperme renfermant 1 milliard de spermatozoïdes par ml. L'objectif étant d'avoir 20 millions de spermatozoïdes par paillette (0.25 ml, 2 mm de diamètre) soit 80 millions de spermatozoïdes par ml, le coefficient de dilution sera de 1 milliard / 80 millions soit 12.5. Pour 10 ml de sperme, le volume final sera donc de 125 ml soit l'utilisation de 115 ml de dilueur. En consultant le tableau 6 on constatera que le nombre de spermatozoïdes par insémination est compris selon les pays entre 10 et 35 millions de spermatozoïdes.

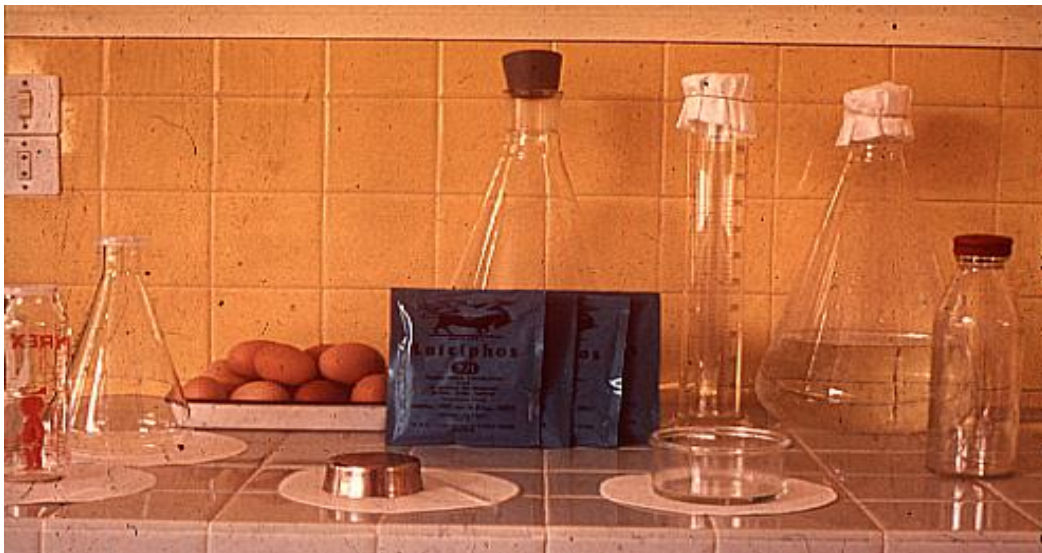


PHOTO 01: Les dilueur

4.2. Conservation du sperme

4.2.1. Conservation à court terme

L'utilisation directe du sperme dilué de taureau suppose une conservation à une température voisine de 5°C. Celle-ci doit cependant pour éviter les chocs thermiques, être atteinte progressivement au rythme moyen de refroidissement de 0.5°C par minute entre 37 et

22°C et de 1°C par minute entre 22 et 5°C. Bien diluée et convenablement refroidie, la semence peut conserver son pouvoir de fécondation pendant 2 à 3 jours.

4.2.2. Conservation à long terme: la congélation du sperme de taureau

La congélation requiert l'utilisation d'agents cryoprotecteurs. Leurs caractéristiques ont été décrites dans le chapitre consacré à la congélation des embryons. Classiquement, le glycérol est utilisé pour congeler le sperme. Il n'est pas inutile de préciser qu'étant donné les effets délétères potentiels des agents cryoprotecteurs sur le spermatozoïde, ils doivent être utilisés à une dilution optimale. Ainsi, à la concentration de 4%, le glycérol offre la plus grande mobilité massale des spermatozoïdes du verrat mais c'est après congélation dans une solution à 1 % que les lésions de leurs acrosomes sont les moins nombreuses.

Deux solutions de dilueurs (Laiciphos 10 %, jaune d'œuf 10 %, eau distillée) sont requises. Elles se distinguent par le fait que la seconde renferme du glycérol à une concentration de 14 %. Le dilueur A est maintenu à 32°C et le dilueur B à 4°C.

A. Phase de refroidissement :

Le sperme est ajouté à la fraction A en deux temps. Dans un premier temps on mélange une quantité égale de sperme et de dilueur A. Ce mélange est après 2 à 3 minutes ajouté au reste du dilueur A. Ce milieu predilué est alors amené progressivement à la température de 4°C (voir supra). Une fois cette température atteinte, le dilueur B est ajouté au dilueur A en 4 étapes de 15 minutes. Il est important en effet de laisser au glycérol le temps de pénétrer dans les spermatozoïdes, ce processus étant d'autant plus long qu'il s'effectue à basse température. L'équilibration prend donc deux heures environ et la dilution finale de glycérol sera de 7 %.

B. Conditionnement :

Une fois refroidi, le sperme sera conditionné le plus souvent en paillettes voire en ampoules de verre ou de plastique ou en pellets. Classiquement trois types de paillette sont utilisés. Elles ont toutes une longueur de 133 mm. La paillette grosse a un diamètre compris entre 3.8 et 4.2 mm et un volume de 1.2 ml. La paillette moyenne a un diamètre compris entre 2.5 et 2.8 mm et un volume de 0.5 ml. La paillette fine (la plus utilisée) a un diamètre compris entre 1.7 et 2.2 mm et un volume utile de 0.25 ml. Ces paillettes sont constituées d'un cylindre de chlorure de polyvinyle dont une extrémité est obturée au moyen de deux étoupes de gaze entourant un bouchon de matière pulvérulente : l'alcool polyvinylique. Ce dispositif servira de piston lors de l'insémination. L'autre bout est libre et servira au remplissage de la paillette. Les paillettes sont de couleurs différentes pour en faciliter l'identification. Celle-ci se trouve

complétée par l'impression sur le corps de la paillette du nom du taureau, de son numéro d'identification, de la date de récolte et de l'identification du centre d'insémination.

Pour leur remplissage, une vingtaine de paillettes sont fixées à un peigne relié à une pompe d'aspiration. Une fois remplies, une légère agitation des paillettes permettra de ménager une place pour l'obturation et la bulle d'air nécessaire pour permettre la dilution du sperme lors de la congélation. Le bouchage s'effectue manuellement ou est plus souvent actuellement automatisée. Il est réalisé au moyen de poudre d'alcool polyvinylique qui une fois humide se transforme en gel ou par sertissage.

Une fois le sperme conditionné, les paillettes sont plongées dans de l'eau à 4°C pour permettre l'action du glycérol (phase de glycerolisation) et des autres constituants du dilueur. Cette phase contribue également à rendre plus hermétique l'obturation de la paillette.

Les paillettes sont alors disposées sur une rampe de refroidissement en vue de leur congélation. Elles sont dans un premier temps disposées dans les vapeurs d'azote à quelques cm au-dessus du niveau d'azote liquide de la cuve. Le refroidissement est obtenu selon une courbe classique à savoir entre 4°C et -10°C un refroidissement de 4°C par minute et entre -10°C et -130°C un refroidissement de 40°C par minute. Biologiquement, la phase critique est celle comprise entre -10°C et -50°C. C'est entre ces températures en effet que se produisent les phénomènes de cristallisation extra puis intracellulaire et les mouvements d'ions qui en résultent.

Au bout de 7 à 9 minutes, la congélation est obtenue et les paillettes sont plongées dans l'azote liquide à -196°C. Il est intéressant de noter que ce type de congélation n'altère en rien le caractère pathogène de germes tels que *Brucella abortus*, *Campylobacter foetus*, *Actinomyose pyogènes* ou *Listeria monocytogènes*.

Les paillettes sont stockées dans des visotubes, cylindres hexagonaux de couleur variable pour en faciliter le repérage, eux-mêmes placés dans des gobelets plus gros appelés canisters rangés dans des tanks pouvant contenir plusieurs centaines de litres.

Le transport des paillettes se fera dans des containers cryogéniques ou cuves d'azote dont il existe différents modèles de capacité et de propriétés thermiques différentes. Une vérification régulière du niveau d'azote de ces cuves s'impose. Par ailleurs, la température doit toujours y être inférieure à -120°C. Il est indispensable pour ce faire d'y maintenir un niveau minimal de 5 cm d'azote liquide. L'évaporation sera fonction de la fréquence d'ouverture de la cuve et du temps nécessaire au choix d'une paillette (5 à 8 secondes).

4.3. Doses d'insémination :

Le volume en sperme congelé est de 0.5 CC avec un minimum de spermatozoïdes mobiles de 20 millions après décongélation.

Les paillettes sont congelées avec 140 spermatozoïdes chacune au départ.

4.4. Le transport du sperme

Les inséminateurs disposent en permanence d'un important stock de paillettes dans des bonbonnes cryogéniques, dans lesquelles les bacs de paillettes sont immergés dans l'azote liquide à -196°C .

Au moment de l'emploi, l'inséminateur décongèle soigneusement la paillette en la plongeant dans de l'eau à 34°C pendant 30 secondes.

Tableau 07: Quelques chiffres caractéristiques des spermatozoïdes chez le taureau

Espèces	Volume d'un Ejaculat (ml)	Concentration (10^9 / ml)	Nombre total de spermatozoïdes (10^9)	% de spermatozoïdes mobiles
Taureau	5 1 à 12	1.2 0.5 à 2.5	6	65

Tableau 08: Taille des spermatozoïdes

Espèce	Tête		Pièce intermédiaire		Pièce principale de La queue	
	Longueur	Largeur	Longueur	Largeur	Longueur	Largeur
Taureau	9.1 ?	4.2	14	0.7	45 - 50	0.5

Composition chimique du sperme et PH du taureau :

- Poids sec (g / 100ml) : 9.5
- Fructose (mg /100 ml) : 540
- Azote total (mg /100 ml) : 756
- Chlorure (mg /100 ml) : 129
- Sodium (mg /100 ml) : 325
- Potassium (mg /100 ml) : 725
- Acide citrique (mg /100 ml) : 720

- Acide lactique (mg /100ml) : 29
- PH : 6.5 – 6.9.

4.5.Vérification de pré-insémination

Vérification de l'identité de la femelle par la vérification de la robe et de l'étiquette de l'oreille.

- Vérifier les bulletins des inséminations précédentes pour avoir une idée sur la fertilité et la productivité de la vache, noter toute observations sensés d'être utiles (date de dernier vêlage, dernier insémination, dernier retour en chaleur...etc.)
- Procéder au toucher transrectal pour s'assurer que la vache n'est pas gestante pour ainsi avoir l'état du tractus génital.
- Pour une détection précise, il faut observer les vaches 2 ou 3 fois par jour.

5. Aspect d'une vache en chaleur

5.1. Aspect comportemental

Acceptation des chevauchements, hyper activité, tendance à former des petits groupes, flehmen (narine retroussée) petites bousculades, léchages, simulation de lutte, chevauchements des congénères, lordose, frottements des joues contres d'autres vaches.

5.2.Aspect physiologique

Vulve gonflée, muqueuse vaginale congestionné, décharge de mucus vaginal clair et filant, région sacrée ébouriffée avec éventuellement des lésions cutanées ou traces de chevauchements sur le dos, érosion de la base du mouton, diminution de l'appétit et baisse de la production laitière, urination fréquente, repas écourtés.

Remarque :

Les signes de chaleurs, en particulier quand plusieurs vaches sont ensemble en (pro) œstrus, risquent d'être mal interprétées, mais de toutes les manifestations le chevauchement semble la plus fiable, la vache à ce moment est prête à inséminer (Andre, 1991). et la présence des filets de sang dans le mucus vaginal témoigne du démarrage des chaleurs deux jours auparavant.

L'IA est plus réussie si elle effectuée lors de la deuxième moitié des chaleurs, ce qui en résulte qu'une vache vue en chaleur le matin est à inséminer le soir et celle vue en chaleur le soir est à inséminer très tôt lendemain (**Trimberger, 1948**).

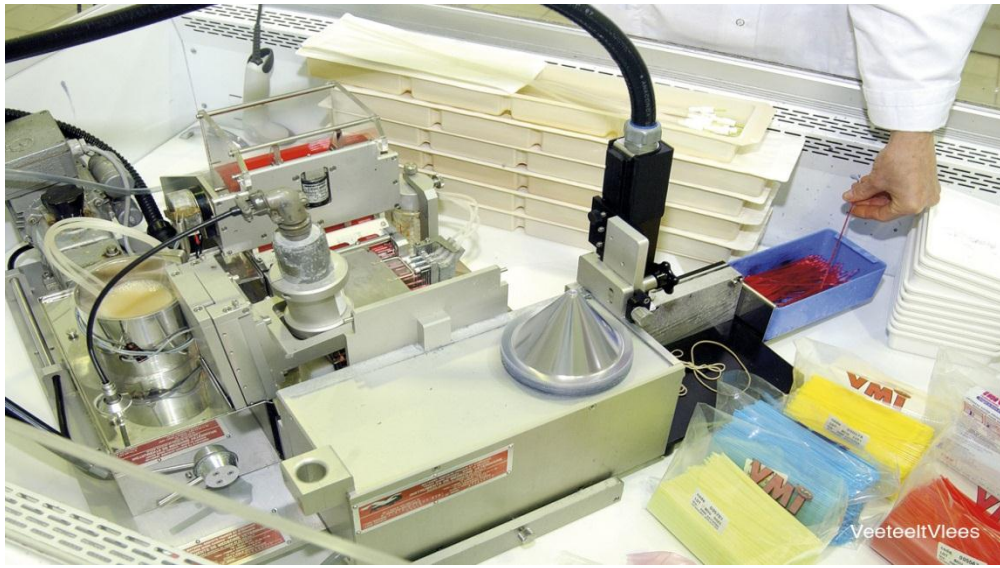


PHOTO 02: conditionnement en paillette

6. La technique d'insémination artificielle

6.1. Innovations technologiques et évolution des pratiques

Depuis quelques années, différentes firmes à travers le monde proposent des doses de semence sexée par cytométrie en flux (**Johnson, 2000, Seidel, 2003**). Contenant 2 millions de spermatozoïdes. Leur taux de pureté pour l'un ou l'autre sexe avoisine les 90 %. De telles concentrations sont a priori incompatibles avec l'obtention de résultats de fertilité satisfaisants et l'utilisation de ces doses est réservée aux génisses avec des taux de gestation malgré tout inférieurs à ceux obtenus avec des semences non sexées : de l'ordre de 75 % de ceux obtenus avec la semence conventionnelle des mêmes taureaux. Malgré des améliorations permanentes, les rendements restent faibles : 20 à 25 % des spermatozoïdes d'un éjaculat sont exploitées et seules 15 à 20 millions de cellules sont triées par heure. Récemment, d'autres méthodes commerciales ont été proposées mais celles-ci évaluées à l'aide de tests in vitro (**UNCEIA, rapport d'activité 2007**) ou à partir de données du terrain (**Curry Etal, 2008**). Ne permettent pas d'observer une déviation du sexe ratio (tableau 9).

Tableau 09: fluorescent In Situ Hybridization (FISH) sur semence séparée par swim-up (données UNCEIA):

Traitement	Nb total spz	% Y sperme	% X sperme
Témoin	1871	46,7	53,3
Heiferplus	1633	49,4	50,6
Bullplus	1841	51,5	48,5

En dépit de ces performances médiocres, la demande en semence sexée est croissante de la part des éleveurs et des ES. Son utilisation favorise en effet l'obtention de femelles de renouvellement en troupeau laitier et la production de males en élevage allaitant et permet de mieux valoriser les produits de croisement. De même, la procréation de males à la demande pour en faire de futurs reproducteurs pourrait modifier la gestion des schémas de sélection en engendrant des économies substantielles. Afin d'améliorer la fertilité des doses de semence sexée, la technique d'IA profonde a été largement testée, mais les résultats observés (à partir d'effectifs souvent limités) sont contradictoires, selon les conditions expérimentales et les auteurs (**Gérard, 2008. Sous presse**). Enfin les progrès spectaculaires en génomique risquent de modifier profondément le monde de l'IA bovine en permettant de calculer un index génomique avec une précision annoncée de 0,6 dès la collecte d'un embryon et donc de s'affranchir à terme du testage sur descendance. Les jeunes taureaux seraient alors exploités dès la puberté.

6.2.La décongélation

Le réchauffement du sperme du taureau doit être aussi rapide que possible.

Classiquement, la paillette sera tout d'abord secouée pour en faire tomber le reste d'azote liquide puis plonger et agiter dans l'eau à 34-37⁰C (décongélation in vitro).

La décongélation s'observe au bout d'une trentaine de seconde. Pendant ce temps ; il est conseillé de frotter le pistolet d'insémination pour le réchauffer.

Cependant, si la température ambiante est inférieure à 20⁰C, il est préférable de maintenir la paillette dans l'eau de réchauffement jusqu'à son utilisation pour éviter tout choc thermique au sperme. L'intervalle décongélation-insémination peut être prolongé jusqu'à 60mm, si la paillette peut être maintenue à une température de 35⁰C. Certains auteurs ont préconisé la décongélation dite in vivo c'est-à-dire dans le col utérin lors de l'insémination. Il semble bien en faire qu'en raison des 60 secondes en moyenne qui s'écoulent entre la charge de la paillette et l'insémination proprement dite, la décongélation s'opère en fait à la température du pistolet. En l'absence d'eau tiède, on peut également congeler la paillette à la bouche.

Une fois congèle secouée et essuyée (l'exposition du sperme à une goutte d'eau peut induire des lésions cellulaires irréversibles), la paillette est introduite dans le pistolet d'insémination par son extrémité comportant le double bouchon (rôle de piston). L'autre extrémité sera coupée perpendiculairement pour assurer un maximum d'étanchéité avec le bouchon de la gaine d'insémination. Idéalement l'insémination de l'animal doit être réalisée dans les 15mm suivant la sortie de la paillette de l'azote liquide, le pistolet et la gaine d'insémination seront éventuellement recouverts d'une gaine protectrice en plastique qui sera perforé lors de l'introduction du pistolet dans le col utérine.



PHOTO 03: Salle de conditionnement du sperme

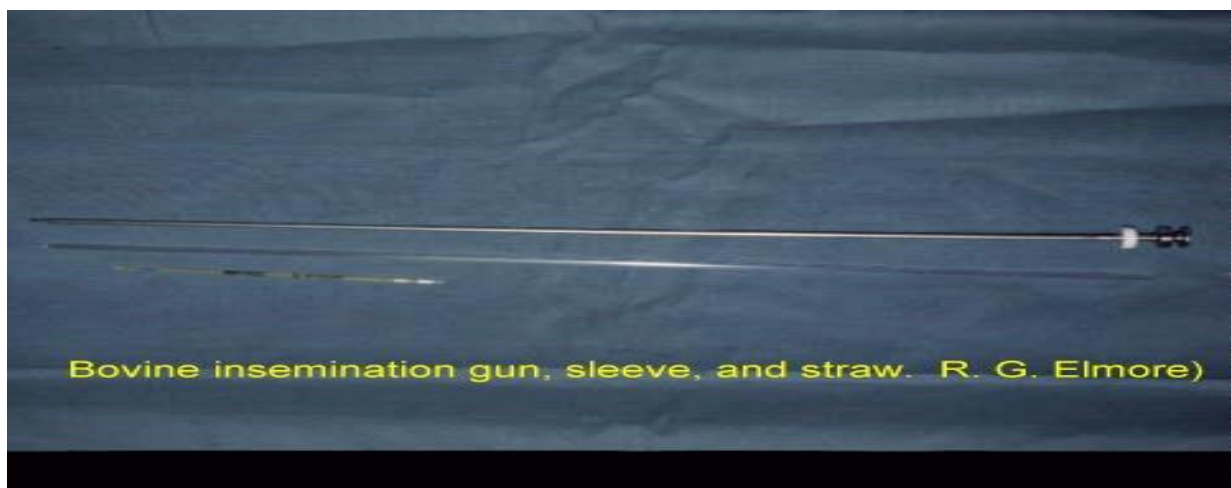


PHOTO 04: pistolet d'insémination

6.3.L'insémination proprement dite (technique et lieu)

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. Deux méthodes d'insémination peuvent être utilisées chez les bovins.



PHOTO 05: préparation de la paillette

➤ **La première ou voie vaginale :**

Repose sur l'emploi d'un spéculum et d'une source lumineuse permettant le dépôt du sperme dans la partie postérieure du canal cervical. Elle est pratiquement abandonnée voire réservée à des cas individuels.

➤ **La seconde et voie rectale :**

Est classiquement utilisée parce que plus rapide et plus 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 follicules, tonicité des cornes) mais aussi favorable à la libération d'ocytocine est donc à la remontée des spermatozoïdes à la jonction utéro-tubaire. Le col est saisi manuellement au travers de la paroi rectale. Sa tension vers l'avant permet d'éviter la formation de replis vaginaux, susceptibles d'entraver la progression du pistolet d'insémination dans la cavité vaginale. L'introduction de l'extrémité du pistolet d'insémination dont le vent

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 guidé vers l'une ou l'autre corne.

Classiquement, le dépôt de la semence se fait au niveau du corps utérin.

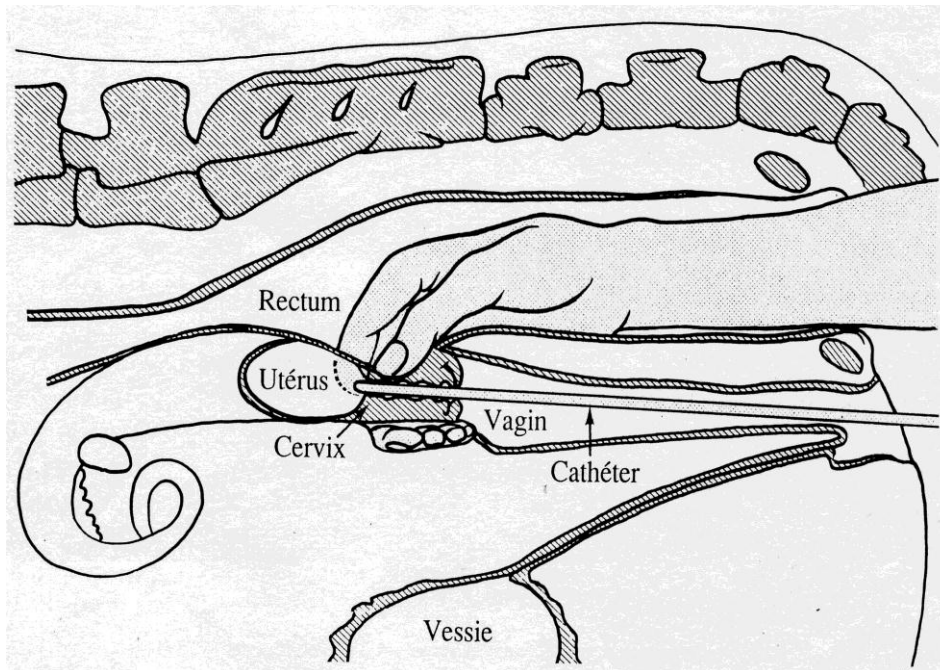


Figure 10: site anatomique de l'insémination

Remarque :

Quelques soit l'endroit anatomique d'insémination, il en résulte un reflux du sperme vers la cavité vaginale mais une insémination au niveau des cornes ou le corps s'avère beaucoup plus fiable que celle effectuée au niveau du col utérin puisque le reflux du sperme dans la cavité vaginale sera minimisé.

7. Moment d'insémination

L'objectif est d'inséminer au moment le plus proche de l'ovulation, la durée de l'œstrus, les spermatozoïdes doivent séjourner pendant environ six heures dans les voies génitales femelles (phénomène de capacitation), le meilleur moment pour obtenir une germination fécondante est la deuxième moitié de l'œstrus.

Tableau 10: le temps d'apparition des chaleurs et le moment d'IA

Observation des chaleurs	Moment approprié pour inséminer	Insémination tardive
Matin avant 9h	Le même jour après midi	Le lendemain
Matin entre 9h et midi	Lendemain trop tard le jour même ou très tôt le lendemain	Le lendemain après 10h
Après-midi	Lendemain matin	Lendemain après 14h

8. Facteurs influençant le développement de l'insémination artificielle

Selon les études réalisées et les évaluations permanentes de l'insémination artificielle. A plusieurs facteurs influençant l'extension de l'insémination artificielle.

8.1. Infrastructure des voies de communications

Le manque de développement des infrastructures au milieu rural et l'insuffisance de moyens de communication (route, piste impraticable, manque de liaisons téléphoniques) constituent un handicap majeur de l'IA. Celle-ci nécessite le déplacement quasi quotidien chez les éleveurs qui par manque de moyens de contact s'est souvent soldé par un échec de l'IA ce qui aggrave le manque de confiance et la réticence des éleveurs vis-à-vis de l'IA.

8.2. Système d'organisation

L'IA est une opération qui nécessite la continuité, la ponctualité et la rapidité d'intervention. Dans les conditions actuelles, ces exigences ne sont généralement pas réunies. En effet, le système d'intervention reste prédominé par l'horaire administratif ou une faible proportion des inséminations assure la permanence pendant les week-ends et les jours fériés.

De plus la majorité des inséminations effectuent, en plus de l'IA d'autre tâches tel l'inspection des viandes, les actions de prophylaxie ou sont appelés « d'autre tâches ». Le transfert progressif de l'IA aux associations d'éleveurs permettait de savoir monter cette contrainte.

8.3. Facteurs liés à l'animal

- Facteurs anatomique : race, âge ;
- Facteurs endocriniens : insuffisance sécrétoire ;
- Pathologie de l'appareil génital : métrites, endométrites, pyomètre, brucellose ... etc.

- Stade physiologique : puberté, post-partum, cyclicité...etc.

8.4. Facteurs liés à la semence

- Qualité ;
- Conservation ;
- Concentration ;
- Mobilité ;
- Pourcentage des formes pathologique.

8.5. Facteurs liés à l'insémineur

- -Technicité ;
- -Mauvaise décongélation ;
- -Manque de matériels ;
- -Moment et site d'insémination.

8.6. Facteurs liés à l'éleveur et condition d'élevage

- Niveau d'instruction de l'éleveur ;
- Nutrition du troupeau ;
- Conduite du troupeau ;
- Conduite du troupeau ;
- Effet du milieu : climat, saison, lumière, hygiène...etc.
- Méthodes de détection des chaleurs.

CONCLUSION

L'Insémination artificielle et le transfert embryonnaire sont des outils indispensables à la création et à la diffusion du progrès génétique. Ce sont des techniques utilisées aujourd'hui en routine et à grande échelle.

La génétique participe de façon éclatante à l'amélioration du revenu des éleveurs grâce à l'insémination et au transfert embryonnaire.

Si le principe de l'insémination artificielle (IA) est simple, sa mise en œuvre et son développement à grande échelle dans les élevages exigent la mise au point de nombreuses techniques, concernant tous les mâles que les femelles, et l'ajustement des modalités pratiques à chaque espèce animale.

Ces difficultés techniques expliquent que plusieurs décennies aient été nécessaires pour parvenir à un stade opérationnel. L'expérimentation scientifique concernant l'IA a en effet commencé au début du siècle en Russie et aux Etats-Unis, chez la poule ; elle s'est poursuivie, à partir des années 30, chez la jument, la truie, la brebis et la vache. L'utilisation de l'IA s'est développée chez les bovins à partir de 1945-50 ; elle s'est ensuite étendue aux ovins, porcins et caprins, avant de connaître une véritable explosion chez les espèces avicoles à partir des années 1965-75. Au niveau mondial, il se fait actuellement environ 100 millions d'inséminations par an pour bovins, et plus de 300 millions pour les espèces avicoles. La technique est également utilisée en aquaculture (poissons et crustacés) et en apiculture.

En France, plus de 5 millions d'interventions sont réalisées annuellement chez les bovins, près de 800 000 chez les ovins et 60 millions chez les oiseaux (répartis à peu près également entre dindes, canes et pintades). Pour les porcs, l'IA est en pleine expansion. En 1995, plus de 8 000 juments de sang et 3 500 juments lourdes ont été inséminées artificiellement dans le cadre des Haras Nationaux. L'IA s'exerce en France dans un cadre juridique fixé par la loi sur l'élevage de 1966 (espèces avicoles exceptées) ; elle est pratiquée par des Centres d'insémination agréés.

Moyen de diffusion dans les élevages du progrès génétique par la «voie mâle», l'IA s'inscrit dans un programme global de maîtrise de la reproduction et d'amélioration génétique des cheptels .

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- ❖ **Anderson E, Et Albertini D.f. (1976).** Gap junction between the oocyte and companion follicle cells in the mammalian ovary. *J. Cell. Biol.*, 71; 680-686.
- ❖ **Barbat A., Druet T., Bonaïti B., Guillaume F., Colleau J.-J., Boichard D., (2005).** *Renc. Rech. Rum.*, 12, 137-140.
- ❖ **Barone R. (1978).** Follicules ovariens. Dans: *Anatomie compare des mammifères domestiques. Tome troisième, fascicule II*; 293-301.
- ❖ **Beal W.E., Good G.A., Peterson L.A. (1984).** Estrus synchronization and pregnancy rates in cyclic and noncyclic beef cows and heifers treated with synchro-mate B or norgestomet and alfaprostol. *Theriogenology*, 22, 59-66.
- ❖ **Beggs D.S., Hamblin M.C., Wraight M.D., Macmillan K.L. (2000).** Comparison of a whole herd synchrony programme using two prostaglandin injections given 14 days apart with a programme using estradiol benzoate, progesterone and prostaglandin in seasonal calving dairy herds. In: *Proceedings of the World Buiatric Congress, [CD Rom], Sidney, world Buiatric Society Ed.*
- ❖ **Bo G.A., Bergfelt D.R., Brogliatti G.M., Pierson R.A., Adams G.P., Mapletoft R.J. (2000).** Local versus systemic effects of exogenous estradiol-17 beta on ovarian follicular dynamics in heifers with progestogen implants. *Anim. Reprod. Sci.*, 59, 141-157.
- ❖ **Burns P.D., Spitzer J.C., Bridges J.R. W.C., Henricks D.M., Plyler B.B. (1993).** Effects of metestrous administration of a norgestomet implant and injection of norgestomet and estradiol valerate on luteinizing hormone release and development and function of corpora lutea in suckled beef cows. *J. Anim.Sci.*, 71, 983-988.
- ❖ **Cassou R., (1968).** 6th Inter.Congr.AnimalReprod and Artif. Insem. Paris. II: 1009-1012.
- ❖ **Chupin D., Deletang F., Petit M., Pelot J., Le Provost F., Ortavant R., Parez M., Mauleon P. (1974).** Use of progestagens in subcutaneous implants for the control of sexual cycles in the cow. *Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys.*, 14, 27-39
- ❖ **Chupin D. (1977).** Maîtrise de la reproduction chez les bovins : Principes, résultats, limites. *Ann. Med. Vet.*, 121, 329-338.
- ❖ **Curry E., Pratt S.L., Lapin D. And Gibbons J.R.,(2008).** *Dev, Fert Reprod.* 20 (1), 210.

- ❖ **Deletang F. (1983).** Objectif et réussite de la synchronisation des chaleurs chez la vache laitière et allaitante. In : Synchronisation de l'œstrus chez les femelles domestiques, C1-C3. Ass. Etude Reprod. Anim., Lyon.
- ❖ **Diskin M.G., Sreenan J.M., Roche J.F. (2001).** Controlled breeding systems for dairy cows. In: M.G. Diskin (ed), Fertility in the high producing dairy cow, Occasional publication n°26, 175-193. British Society of Animal Science, Edinburgh.
- ❖ **Drew S.B., Gould C.M., Dawson C.M., Altman J.F.B. (1982).** Effect of progesterone treatment on the calving to conception interval in Friesian dairy cows. Vet. Rec., 111, 103-106.
- ❖ **Driancourt Ma, Gougeon A, Royer D. (1991).** Dans : LA REPRODUCTION CHEZ LES MAMIFERES ET L'HOMME Nouvelle édition. Chapitre 15 : Folliculogenèse et ovulation .THIBAULT C, Levasseur MC. Eds Ellipses INRA. 2001.
- ❖ **Drion P.V., Houtain J.Y., Ector F., Beckers JF., Hanzen C. (1998).**Connaissances actualisées des régulations de la croissance folliculaire chez les bovines. GTV.La Reproduction.
- ❖ **Fieni F, Tainturier D, Bruas J.F, Battu I. (1995).** Physiologie de l'activité ovarienne cyclique chez la vache. Bulletin des GTV.-1995-4-B.-512-pp.35-49.
- ❖ **Franchimont P. (1986).** influence de l'environnement ovarien sur le développement folliculaire. Dans : induction et stimulation de l'ovulation. BUVAT J, et BRINGER J. (1986). Progrès en gynécologie., 31-44. Eds. Doin.
- ❖ **Gerard O.,(2008).** Bull Tech de l'IA. 127 : 28-32.
- ❖ **Grimard B., Humblot P., Ponter A.A., Chastant S., Constant F., Mialot J.P. (2003).** Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovins. INRA Prod.Anim.,16, 211-227.
- ❖ **Grimard B., Humblot P., Mialot J.P., Jeanguyot N., Sauvant D., Thibier M. (1997).** Absence of response to oestrus induction and synchronisation treatment is related to lipid mobilization in suckled beef cows. Reprod. Nutr. Dev., 37, 129-140.
- ❖ **Grimard B., Ponter A.A., Rosso V., Wissocq B., Humblot P. (2000).** Effect of prostaglandin F_{2a} injection 48 hours before CRESTAR® implant removal on fertility at induced oestrus in cyclic beef cows bred in winter. 14th International Congress on Animal Reproduction, Stockholm, 2-6 July 2000, Abstracts, Vol 1, 14:38.
- ❖ **Gulyas B. (1980).** Cortical granules in mammalian oocyte. Int.Rev.Cytol., 63,357-392.
- ❖ **Gyawu P., Ducker M.J., Pope G.S., Saunders R.W., Wilson G.D.A. (1991).** The value of progesterone, œstradiol benzoate and cloprostenol in controlling the timing of oestrus

- and ovulation in dairy cows and allowing successful fixed-time insemination. *Br. Vet. J.*, 147, 171-182.
- ❖ **Heuwieser W., Oltenacu P.A., Lednor A.J., Foote R.H. (1995).** Evaluation of different protocols for prostaglandin synchronization to improve reproductive performance in dairy herds with low oestrus detection efficiency. *J. DairySci.*, 80, 2766-2774.
 - ❖ **Humblot P., Petit M., Jeanguyot N., Thibier M. (1980).** Maîtrise des cycles sexuels. *Elevage et Insémination*, 176, 26-32. JOHNSON LA., 2000. *Anim.Reprod.Sci.* 60-61:93-107.
 - ❖ **Institut De L'élevage.** (rappel anatomique), *Maladies des bovins*, 4^{ème} édition, Fév. 2008, 458-461.
 - ❖ **Johnson La., (2000).** *Anim.Reprod.Sci.* 60-61:93-107.
 - ❖ **Kesler D.J., Tyson T.S., Summers R.N., Steckler T.L., Nash T.G. (1997).** Effects of PGF₂ α treatment before norgestomet and œstradiol valérate treatment on regression, formation, and function of corpora lutea in beef heifers. *Anim. Reprod. Sci.*, 47, 281-289.
 - ❖ **Lauderdale J.W., Seguin B.E., Stellflug J.R., Chenault J.R., Thatcher W.W., Vincent C.K., Loyancano A.F. (1974).** Fertility of cattle following PGF₂ α injection. *J. Anim. Sci.*, 38, 964-967.
 - ❖ **Laverdiere G. (1994).** Comparaison de l'effet de deux analogues de la prostaglandine F₂a sur la synchronisation de l'œstrus chez la vache de boucherie. *Can. J. Anim. Sci.*, 74, 29-36.
 - ❖ **Lucy M.C., Stevenson J.S., Call E.P. (1986).** Controlling first service and calving interval by prostaglandin F₂ alpha, gonadotropin-releasing hormone, and timed insemination. *J. Dairy Sci.*, 69, 2186-2194.
 - ❖ **Lucy M.C., Billings H.J., Butler W.R., Ehnis L.R., Fields M.J., Kesler D.J., Kinders J.E., Mattos R.C., Short R.E., Thatcher W.W., Wettemann R.P., Yelich J.V., Hafs H.D. (2001).** Efficacy of an intra vaginal progesterone insert and an injection of PGF₂ α for synchronizing oestrus and shortening the interval to pregnancy in postpartum beef cows, peri pubertal beef heifers, and dairy heifers. *J. Anim. Sci.*, 79, 982-995.
 - ❖ **Lussier J.G., Matton P., Dufour J.J. (1987).** Growth rate of follicles in the ovary of the cow. *J.Reprod. Fert.*, 81: 301.
 - ❖ **Mateus L., Da Costa L.L., Cardos J.J., Silva J.R. (2001).** Treatment of unobserved estrus in a dairy cattle herd with low oestrus detection rate up to 60 days post-partum. *Reprod. Domest. Anima.*, 37, 57-60.

- ❖ **M. Hammoudi (1998-1999)**. Mémoire de magister non publié : enquête nationale sur les facteurs d'échec de l'IA bovine en Algérie.
- ❖ **Mc Intoch D.A., Lewis J.A, Hammond D. (1984)**. Conception rates in dairy cattle treated with cloprostenol and inseminated at observed oestrus. *Vet. Rec.*, 115, 129-30.
- ❖ **Mermillod P., Oussaid B Cogni Y. (1999)**. Dans: la reproduction chez les mammifères et l'homme .nouvelle édition. chapitre 16 : croissance et maturation de l'ovocyte in vivo et in vitro. thibault c, levasseur mc. eds ellipses inra. 2001 .
- ❖ **Mialot J.P., Laumonier G., Ponsart C., Fauxpoint H., Barassin E., Pontet A.A., Deletang F. (1999)**. Postpartum sub estrus in dairy cows: comparison of treatment with prostaglandin F2alpha or GnRH + prostaglandins F2 alpha + GnRH. *Theriogenology*, 52, 901-911.
- ❖ **MIALOT J.P., NOEL F., PUYALTO C., LAUMONIER G., SAUVEROCHE B. (1998)**. Traitement de l'ancestrus post-partum chez la vache laitière par le CIDR-E ou la prostaglandine F2a. *Bulletin Technique des GTV*, 2, 29-38.
- ❖ **Mialot J.P., Constant F., Dezeaux P., Grimard B., Deletang F., Pontet A.A. (2002)**. Estrus synchronization in beef cows: comparison between GnRH + PGF2 α + GnRH and PRID + PGF2 α + eCG. *Theriogenology*, 60, 319-330.
- ❖ **Miksh E.D., Lefever D.G., Mukembo G., Spitzer J.C., Wiltbank J.N. (1978)**. Synchronization of estrus in cattle II. Effect of an injection of norgestomet and an estrogen in conjunction with a norgestomet implant in heifers and cows. *Theriogenology*, 10, 201-218.
- ❖ **Munro R.K. (1987)**. Concentrations of plasma progesterone in cows after treatment with 3 types of progesterone pessaries. *Australian Vet. J.*, 64, 385-386.
- ❖ **Nagase H., Niwa T., (1964)**. 5 th Inter. Congr. Animal Reprod and Artif. Insem. Trento. IV: 410-415.
- ❖ **Ponsart C., Frappat B., Barbat A., Lemézec P., Freret S., Seegers P., Paccard P., Humblot P., (2008)**. XXV WBC, Budapest 6-11 July, ed. Szenci & Bajcsy, 76-87.
- ❖ **Odde K.G. (1990)**. A review of synchronization of estrus in postpartum cattle. *J. Anim. Sci.*, 68, 817-830.
- ❖ **O'rourke M., Diskin M.G., Sreenan J.M., Roche J.F. (1998)**. Effect of different concentrations of oestradiol administered during the first follicle wave in association with PRID insertion on follicle wave dynamics and oestrus response in beef heifers. *J. Reprod. Fertil., Abstract series*, 21, Abstr 15.

- ❖ **Pankowski J.W., Galton D.M., Erb H.N., Guard C.L., Grohn Y.T. (1995).** Use of prostaglandin F_{2a} as a postpartum reproductive management tool for lactating dairy cows. *J. Dairy Sci.*, 78, 1477-1488.
- ❖ **Pratt S.L., Spitzer J.C., Burns G.L., Plyler B.B. (1991).** Luteal function, oestrous response, and pregnancy rate after treatment with norgestomet and various dosages of estradiol valerate in suckled cows. *J. Anim. Sci.*, 69, 2721-2726.
- ❖ **Roche J.F et Ireland J.J. (1981).** Effect of exogenous progesterone on time of occurrence of the LH surge in heifers. *J. Anim. Sci.*, 52, 580-586.
- ❖ **Ryan D.P., Snijders S., Yaakub H., O'farrell K.J. (1995).** An evaluation of estrus synchronization programs in reproductive management of dairy herds. *J. Anim. Sci.*, 73, 3687-3695.
- ❖ **Shultz R. (1987).** Molecular aspects of oocyte growth and maturation. Dans: *Maturation de l'ovocyte* SZOLLOSI, 1991. Dans : la reproduction des mammifères domestiques et de l'homme. THIBAULT C, Levasseur MC. Eds Ellipses INRA.
- ❖ **Sirard MA, Florman H.M, Leberied-Ruteldge ML. (1989).** Timing of nuclear progression and protein synthesis necessary for meiotic maturation of bovine oocyte. *Biol. Reprod*, 40, 1257-1263.
- ❖ **Szollosi D. (1991) :** Maturation de l'ovocyte. Dans : la reproduction des mammifères domestiques et de l'homme. THIBAULT C, Levasseur MC. Eds Ellipses INRA.
- ❖ **Westergaard L., Callesen H, Hyttel P. (1985).** Meiosis inducing substances (MIS) in bovine pre-ovulatory follicles. *Zuchthygiene*, 20, 217-221.
- ❖ **Insémination artificielle bovine (CD : source, 2).**
- ❖ **Cours et recherches format PDF et PPT Pr^o HANZEN.**