



432THV-2

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

UNIVERSITE SAAD DAHLAB-BLIDA
Faculté des sciences agrovétérinaires
Département des sciences vétérinaires

PROJET DE FIN D'ETUDES
EN VUE DE L'OBTENTION DE GRADE DE DOCTEUR VETERINAIRE
THEME

SUIVI DE L'INSEMINATION ARTIFICIELLE CHEZ DES
VACHES DE RACES AMELIOREES A BLIDA ET
TIPAZA

Présenté par :
M^{lle} TALEB CHERIFA

Membres de jury :

Mr KAIDI R.	Professeur	U.S.D.	Président
M ^{me} KHELLOUIA	Maitre assistante	U.S.D.	Examinatrice
Dr AMMI M.	Maitre assistant	U.S.D.	Promoteur

Année universitaire : 2009-2010

REMERCIEMENTS

Nous devons d'abord remercier Dieu le tout puissant de nous avoir accordé le pouvoir pour réaliser ce modeste travail

A monsieur le professeur KAIDI RACHID

Professeur à la faculté des sciences agro-vétérinaires de Blida qui nous a fait l'honneur de présider notre jury de thèse, hommage respectueux.

A monsieur le docteur AMMI MOHAMED

Maitre assistant à l'université de Blida qui a accepté d'être le promoteur de ce travail. Je lui adresse mes plus sincères remerciements.

A madame KHELLOUIA

Maitre assistant à l'université de Blida qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury, qu'elle en soit sincèrement remerciée.

Aux propriétaires de ferme, messieurs Brahimi et Ezzraimi pour leur aide dans la réalisation de ce travail

Aux docteurs :

KHELLADI CHOUROUK, KHELFI NADJET, DELLALI RAMZI, et Dr TARZAALI pour leur aide et leurs conseils, qu'ils trouvent ici l'assurance de ma vive reconnaissance.

Dédicace

A la mémoire de notre cher «Abdelkrim »

A mes chers parents qui n'ont cessé de me soutenir,

Que dieu me les garde

A mon frère, merci pour tout !!

A mes chères sœurs, pour avoir supporté mes hauts et mes bas

A mes neveux, la joie de notre famille surtout Mouadh

Tous mes amis et collègues, spécialement à :

*Les deux inséparables Asma et Sarah, pour les beaux moments
qu'on a passé ensemble*

Amina, Sarah et Soumia, bonne réussite

Tout le groupe 6, pour ces années d'étude

SOMMAIRE

LISTE DES ABREVIATIONS

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES FIGURES

RESUME

ABSTRACT

RESUME EN ARABE

INTRODUCTION

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : ANATOMIE ET PHYSIOLOGIE DE L'APPAREIL GENITAL BOVIN

I.1. Anatomie.....	1
I.1.1. Appareil génital femelle.....	1
• Ovaire.....	1
• Utérus.....	1
➤ Col de l'utérus.....	1
➤ Corps utérin.....	1
➤ Cornes utérines.....	1
• Vagin.....	1
I.1.2. Appareil génital mâle.....	2
• Testicules.....	2
• Voies spermatiques.....	3
➤ L'épididyme.....	3
➤ Le canal déférent.....	3
➤ LA glande vésiculaire.....	3
• L'urètre.....	3
• Le pénis.....	3
I.2. Physiologie.....	4
I.2.1. Appareil génital femelle.....	4
• La régulation hormonale du cycle.....	4
• Folliculogenèse.....	4
a- Phase non gonado-dépendante.....	5
b- Phase gonado-dépendante.....	5
• Notion de vagues folliculaires.....	5
1- Recrutement.....	5
2- Sélection.....	5

3- Dominance.....	6
• Singes de chaleurs chez la vache.....	6
• La fécondation.....	6
Migration des gamètes dans les voies génitales femelles.....	7
- Progression des spermatozoïdes.....	7
- Progression des gamètes femelles.....	7
• Notion de fertilité, fécondité, infertilité et infécondité.....	7
a- Fertilité.....	7
b- Fécondité.....	7
c- Infertilité.....	7
d- Infécondité.....	7
I.2.2. Appareil génital mâle.....	8
• Spermatogenèse.....	8

CHAPITRE II : LA RECOLTE DU SPERME

II.1. Méthodes de récolte du sperme.....	9
II.1.1. Récolte au vagin artificiel.....	9
II.1.2. Récolte par électro-éjaculation.....	9
II.2. Examen du sperme.....	10
II.2.1. Examen macroscopique du sperme.....	10
a- Volume.....	10
b- Aspect et consistance.....	10
c- Viscosité.....	10
d- pH.....	10
II.2.2. Examen microscopique du sperme.....	10
A- Concentration.....	10
B- Motilité.....	10
C- Morphologie.....	10
II.2.3. Examen bactériovirologique du sperme.....	11
II.3. Dilution du sperme.....	12
II.4. Conservation du sperme.....	12
• Conservation à court terme.....	12
• Conservation à long terme.....	13
- Nature des agents cryoprotecteurs.....	13

CHAPITRE III : L'INSEMINATION ARTIFICIELLE

III.1. Matériel.....	14
III.2. Différents protocoles.....	14
III.2.1. Techniques de l'insémination.....	14
III.2.2. L'acte de l'insémination.....	14
III.3. Le moment optimum de l'insémination.....	16
III.4. L'insémination et son importance.....	18
III.5. Facteurs influençant la réussite de l'IA.....	18

III.5. Facteurs influençant la réussite de l'IA.....	18
• Liés à l'animal.....	18
1- La fertilité.....	18
2- L'état sanitaire.....	18
3- Les problèmes de mammites.....	18
4- L'état corporel.....	18
5- Les facteurs anatomiques.....	18
• Facteurs humains.....	19
1- L'inséminateur.....	19
2- L'éleveur.....	19
• Autres facteurs.....	19
1- La semence.....	19
2- L'alimentation.....	19
3- L'hygiène.....	19
4- Le type de stabulation.....	19
5- La température ambiante.....	19
III.6. Evaluation de la réussite de l'IA.....	19
III.7. Causes d'un faible taux de conception.....	20
1- Problèmes de détection des chaleurs.....	20
2- Problèmes de la vache.....	20
3- Problèmes de nutrition.....	20
III.8. Paramètres de la reproduction.....	21
III.8.1. Paramètres de la fécondité.....	21
* Paramètres primaires de la fécondité.....	21
• Intervalle de vêlage.....	21
• Intervalle entre le vêlage et l'insémination fécondante.....	21
* Paramètres secondaires de la fécondité.....	21
• Intervalle entre le vêlage et la première chaleur	21
• Intervalle entre le vêlage et la première insémination	22
• Intervalle entre la première insémination et l'insémination fécondante.....	22
III.8.2. Paramètres de la fertilité.....	22
 CHAPITRE IV : LA SYNCHRONISATION DES CHALEURS	
IV.1. Introduction.....	23
IV.2. Traitements de la maîtrise des cycles.....	23
IV.2.1. Traitements de maîtrise des cycles par un implant de progestagènes.....	23
• Principe actif et adjuvant.....	23
1. Progestagènes.....	23
2. Ajout d'œstrogènes.....	24
3. Ajout de prostaglandines.....	24

4. eCG.....	24
• Ancien protocole : progestagènes avec œstrogènes.....	24
• Nouveau protocole : progestagènes sans œstrogènes.....	25
• Choix du moment de l'IA.....	25

PARTIE EXPERIMENTALE

I. Objectif de l'étude.....	26
II. Matériel et méthodes.....	26
II.1. Lieu	26
II.2. Période.....	26
II.3. Les animaux.....	26
II.4. Matériel de l'insémination artificielle.....	28
II.5. Méthodes.....	29
II.5.1. Synchronisation des chaleurs et insémination.....	29
II.5.2. Détection des chaleurs.....	30
III. Résultats.....	31
III.1. Remise en reproduction des vaches en post-partum.....	31
III.2. Pourcentage des femelles gestantes après IA.....	33
III.3. Répartition des animaux synchronisés selon le moment de l'IA.....	35
III.4. Durée des intervalles V-1 ^{ère} IA et V-IF.....	36
III.5. Répartition des vaches selon la durée de l'intervalle V-1 ^{ère} IA et V-IF.....	37
IV. Discussion.....	39
V. Conclusion.....	43
VI. Recommandations.....	44

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I: Signes de chaleurs chez la vache.....	6
Tableau II: Infections de surface localisées ou non chez les bovins.....	11
Tableau III: Échelle d'interprétation de la réaction au test de Schalm.....	12
Tableau IV: Résultats de fertilité selon le moment de l'insémination par rapport à l'œstrus.....	16
Tableau V: Résultats de fertilité selon le moment de l'insémination par rapport à l'ovulation.....	16
Tableau VI: Influence du moment d'insémination sur le taux de non retour.....	17
Tableau VII: Moment d'insémination par rapport à la détection des chaleurs et fertilité.....	17
Tableau VIII: Comparaison des méthodes de diagnostic de gestation en élevage bovin.....	20
Tableau IX: Normes de reproduction chez la vache laitière.....	22
Tableau X: Renseignements sur les bâtiments des fermes étudiées.....	27
Tableau XI: Déroulement de la mise en reproduction après synchronisation des chaleurs au niveau de la ferme 1.....	31
Tableau XII: Remise en reproduction sur chaleurs naturelles pour la ferme 1 (lot 2).....	32
Tableau XIII: Résultats de la synchronisation du 1 ^{er} lot de vaches de la ferme 2.....	32
Tableau XIV: Résultats de la synchronisation du 2 ^{ème} lot de la ferme 2.....	33
Tableau XV: Résultats relatifs à la 1 ^{ère} IA au niveau de la ferme 1.....	33
Tableau XVI: Pourcentage des animaux gestants après le 2 ^{ème} service.....	34
Tableau XVII: Réussite en 1 ^{ère} insémination artificielle dans la ferme 2.....	35

Tableau XVIII : Résultats de la fertilité après synchronisation selon le moment de l'IA.....	36
Tableau XIX: Durée de l'intervalle V-1^{ère} IA et V-If pour la ferme 1.....	36
Tableau XX: Intervalles V-1^{ère} IA et V-If au niveau de la ferme 2.....	36
Tableau XXI: Répartition des femelles étudiées selon l'intervalle V-1^{ère}IA.....	37
Tableau XXII: Répartition des vaches étudiées selon la durée de l'intervalle V-If.....	38

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Position anatomique de l'appareil génital femelle.....	2
Figure 2 : L'appareil génital mâle.....	3
Figure 3 : Vagin artificiel.....	9
Figure 4 : Pistolet d'insémination.....	14
Figure 5 : Paillette pour le conditionnement de la semence.....	15
Figure 6 : Insémination par voie rectale.....	15
Figure 7 : L'acte de l'insémination.....	15
Figure 8 : Les animaux de la ferme 1.....	27
Figure 9 : Les vaches étudiées au niveau de la ferme 2.....	27
Figure 10 : Intérieur des bâtiments (respectivement ferme 1, ferme 2).....	28
Figure 11 : Matériel de l'insémination artificiel	29
Figure 12 : Protocole de synchronisation utilisé au niveau de la ferme 1.....	29
Figure 13 : Planning de maîtrise du cycle suivi au niveau de la ferme 2.....	30
Figure 14 : Aire d'exercice au niveau de la ferme 1.....	30
Figure 15 : Vésicule embryonnaire.....	31
Figure 16 : Résultats de la 1 ^{er} IA pratiquée a la ferme1.....	34
Figure 17 : Taux de gestation après 2 ^{ème} IA au niveau de la ferme 1.....	34
Figure 18 : Taux de réussite du 1 ^{ère} IA dans la ferme 2.....	35
Figure 19 : Répartition des vaches selon la durée de l'intervalle V-1 ^{ère} IA au niveau de la ferme1.....	37
Figure20 : Répartition des vaches selon la durée de l'intervalle V-1 ^{ère} IA au niveau de la ferme 2.....	37
Figure21 : Répartition des vaches de la ferme 1 selon l'intervalle V-lf.....	38
Figure22 : Répartition des vaches de la ferme 2 selon l'intervalle V-lf.....	38

LISTE DES ABREVIATIONS

Dgc : Diagnostic

eCG ; Equine chorionic Gonadotropin

FSH : Follicular Stimulating Hormon

IA : Insémination artificielle

IF : Insémination fécondante

I/M : Intra musculaire

Nº : Numéro

PMSG : Prégnant Mare Sérum Gonadotropin

PP : Post partum

PGF2 α : Prostaglandines de type F2 α

P4 : Progestérone

S/C : Sous cutanée

UI : Unité internationale

Résumé

L'intérêt grandissant manifesté par tous les pays du monde à l'insémination artificielle est lié à ses avantages nombreux surtout génétiques et qui militent pour sa généralisation dans les élevages dans des conditions maîtrisées.

Une étude analytique des résultats de l'insémination artificielle de deux fermes situées à Blida et Tipaza , ainsi que les délais de la mise en reproduction après le vêlage, nous a permis de constater que la réussite en première insémination est entre 44% et 23%.

La reprise de l'activité sexuelle post partum est très tardive (au delà de 90 jours). Ainsi, l'intervalle entre le vêlage et l'insémination fécondante dépasse les 100 jours (109 et 107 jours).

Cet allongement est expliqué d'une part par l'intervalle vêlage -1^{ère} insémination et d'autre part par les échecs de celle-ci.

Ces résultats sont influencés par l'efficacité de la détection des chaleurs, les pathologies de l'appareil génital et le moment de l'insémination.

Mots clés : insémination artificielle, fertilité, fécondité, bovin.

Summary

The benefit of artificial insemination manifested all through the world is attached to the several advantages offered by this biotechnology especially genetics that contribute for its generalization in farms with good conditions.

An analytic study of results of artificial insemination and the open days of 2 farms situated in Blida and Tipaza allow us to note that the success of 1st insemination wobble between 44% and 23%.

Resumption of sexual activity after calving is late (after 90 days) also interval between calving and impregnating insemination is beyond 100 days (109 and 107 days)

This extent is due, on one hand, to the interval calving-first insemination and the failure of operation on the other hand.

These results are influenced by the efficiency of estrus detection, pathologies of the genital apparatus and the moment of insemination.

Keys words: AI; fertility, fecundity,

الملخص

المنفعة المتزايدة لظاهرة التلقيح الاصطناعي عبر العالم نظرا لاجابياتها خصوصا في الجانب الوراثي تدفع إلى ضرورة تعميمها عبر كل حظائر تربية الماشية في ظروف متحكم فيها.

من خلال دراسة تحليلية لنتائج التلقيح الاصطناعي في مزرعتين من مزارع المتيجة (البلدية) بالإضافة إلى آجال الإعادة إلى الحياة التناسلية بعد الولادة تمكنا من الملاحظة ان نسب نجاح عملية التلقيح تتراوح ما بين 23% و44%.

استعادة الدورة التناسلية بعد الولادة كانت متأخرة (90 يوما), و بهذا تتجاوز الفترة الفاصلة ما بين الولادة والتلقيح المتبوع بحمل 100يوما (ما بين 107 و 109 يوما).

طول هذه الفترة يفسر بالفترة ما بين الولادة و أول تلقيح من جهة و بفشل عملية التلقيح الأولى من جهة أخرى.

هذه النتائج متأثرة بنجاعة الكشف عن السخونة ، أمراض الجهاز التناسلي ووقت التلقيح

الكلمات المفتاح:

التلقيح الاصطناعي ، الخصوية، الإلقاح

Introduction

Les raisons qui poussent les éleveurs et leurs organisations à adopter l'insémination artificielle sont différentes :

L'amélioration génétique et la protection sanitaire demeurent les principales motivations en faveur de sa généralisation dans le milieu rural.

En effet, l'insémination artificielle représente le moyen adapté depuis longtemps par notre état pour améliorer la production laitière nationale.

De plus, la production laitière quotidienne d'une vache est maximale lorsque l'intervalle entre les vêlages est d'une année, le maintien de la constance de cet intervalle durant toute la vie de reproduction de la vache est devenu un des premiers objectifs du suivi d'élevage.

Cependant, l'utilisation de l'IA dans nos élevages est très limitée (30%), ceci est souvent attribué aux échecs répétés de la conception. Ainsi, les taux de réussite rapportés en première insémination par divers auteurs restent encore faibles : moins de 30% pour Bouzebda et al., (2006). Les causes de ces mauvais résultats sont imputées à plusieurs facteurs, qui interfèrent entre eux.

Cette étude menée dans deux fermes à vocation laitière tente donc d'apporter des éléments qui favorisent la maîtrise de la reproduction dans nos élevages laitiers.

PARTIE 1 :

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I :

ANATOMIE ET PHYSIOLOGIE DE L'APPAREIL GENITAL BOVIN

I.1. Anatomie :

I.1.1. Appareil génital femelle :

- **Ovaire:** ovoïde forme d'amande, comporte un bord libre et un bord sur lequel se fixe le mesovarium, une zone du hile recevant la vascularisation, une zone centrale (medulla), une zone parenchymateuse périphérique: cortex.
- **Utérus:** ou matrice, c'est l'organe de la gestation. Comprend deux cornes, un corps et un col, de type bipartitus chez les ruminants. La paroi de l'utérus se compose de:

Séreuse (périmètre); Musculeuse (myomètre); Muqueuse (endomètre) [50]. Chez la vache, c'est une poche s'étendant de la région sous lombaire à l'entrée du bassin [60].

- ✓ **Col de l'utérus:** Il est beaucoup plus long que le corps utérin; dans toutes les espèces il est situé dans le bassin (voir page suivante fig. 1). Le canal cervical est tapissé par une muqueuse plus mince que l'endomètre, dépourvue de glandes avec des modifications discrètes au cours du cycle sexuel [60].

Il présente la particularité chez la vache d'être fibreux et de comporter une structure interne dite en fleurs épanouies qui rend la cathérisation (Passage au moyen d'une sonde ou d'un pistolet d'insémination) difficile [50].

- ✓ **Corps utérin:** Cylindroïde, un peu déprimé dans le sens dorso-ventral [60]. Court chez la vache (3 cm) [9].
- ✓ **Cornes utérines:** Elles s'accordent aux oviductes sous la forme d'une inflexion en S. Leur bord métriale (petite courbure) est concave et situé ventralement.

Leur bord libre (grande courbure) est convexe et situé à l'opposé du précédent. L'endomètre présente le plus souvent quatre rangées longitudinales de caroncules [50].

- **Vagin:** conduit impair et médian [60], d'une longueur moyenne de 30 cm et d'une largeur qui ne dépasse pas 5 à 6 cm [50].

Au niveau de son extrémité crâniale on remarque un cul de sac circulaire: Le fornix du vagin; plus profond à sa partie dorsale chez la vache [60].

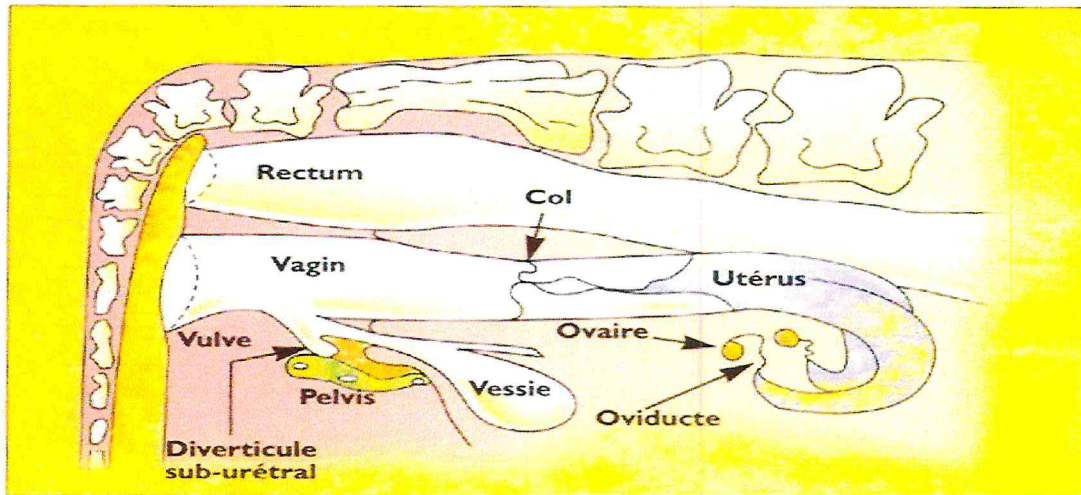


Figure 1 : position anatomique de l'appareil génital femelle [50]

I.1.2.Appareil génital mâle :

L'appareil génital mâle est formé par l'ensemble des organes chargés de l'élaboration du sperme et du dépôt de celui-ci dans les voies génitales de la femelle. Il comporte trois grandes parties :

- 1- La section glandulaire est constituée par les deux testicules
- 2- La section tubulaire : constituant les voies spermatiques, qui comportent l'épididyme, le conduit déférent et la glande vésiculaire.
- 3- La section uro-génital est formée par l'urètre, à celui-ci sont annexées des glandes (Prostate, glandes bulbo-urétrale) et des formations érectiles dont la principale est le corps caverneux. C'est l'union de la partie extra pelvienne de l'urètre à ce dernier qui constitue le pénis, organe copulateur du mâle [9].

- **Testicules** : Présentent une position et une orientation verticale dans le scrotum [51].

Chaque testicule pèse en moyenne 280 g environ chez l'adulte après ablation des vaisseaux et de l'épididyme [9]. Le poids testiculaire est étroitement corrélé avec le périmètre scrotal. Cette mesure permet de bien estimer la capacité de production en spermatozoïdes [51].

Les enveloppes du testicule sont (de l'extérieur vers l'intérieur) :

- Scrotum
- Fascia spermatique externe
- Muscle crémaster anciennement (tunique erythroïde)
- Fascia spermatique interne
- Tunique vaginale.

Sa fonction gamétogénèse (spermatogénèse) est doublée d'une fonction endocrine.

Les cellules de Leydig synthétisent les androgènes tandis que les cellules de Sertoli assurent la synthèse des E2, AMH, ABP et de l'inhibine.

- **Les voies spermaticques** : S'étendent des testicules au sinus urogénital. Les premiers segments en sont formés par les tubes droit et le rete testis (qui font partie intégrante de la glande génitale).

L'épididyme : Est un corps allongé du bord postérieur du testicule chez les ruminants [1]. Il pèse en moyenne 35 à 40 g et est long d'environ 45 mètres [9]. La maturation du spermatozoïde est assurée au niveau de la tête et du corps. La queue de l'épididyme constitue le principal lieu de stockage extragonadique (75%) et l'ampoule du canal déférent le second (25%)

La durée du transit épидидymaire des spermatozoïdes est de 9 à 13 jours chez le taureau. Cette durée est fonction de la fréquence des éjaculations [51].

Le canal déférent : S'étend de la queue de l'épididyme à la partie pelvienne de l'urètre [9]. Il s'élargit en une ampoule qui s'abouche à l'urètre. Elle a une longueur de 10 à 15 cm et une largeur de 5 à 8 mm. Le canal déférent joue également un rôle physiologique assez semblable à celui du canal épидидymaire [51].

La glande vésiculaire : de type tubulo-alvéolaire, volumineuse, de consistance ferme, texture lobulée. Elle déverse sa sécrétion dans l'urètre par l'intermédiaire du conduit éjaculateur.

- **L'urètre** : fait suite au col de la vessie et longe le plancher pelvien, sort du bassin et participe avec le corps caverneux à la constitution du pénis [9].
- **Le pénis** : anciennement « verge » [9], de nature fibro-élastique, comprend trois parties : la racine, le corps et l'extrémité libre [51].

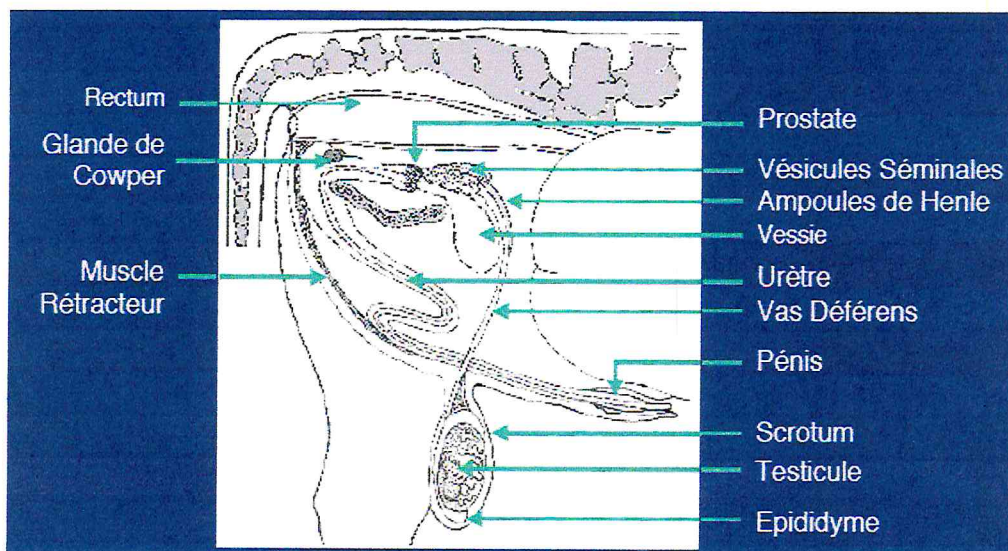


Figure 2 : L'appareil génital mâle [51]

I.2. Physiologie

I.2.1. Appareil génital femelle:

- **La régulation hormonale du cycle:**

Les hormones hypophysaires et ovariennes interagissent les unes avec les autres sous le contrôle de l'hypothalamus, assurant ainsi la régulation du cycle sexuel [15].

Après l'œstrus et au cours du métoestrus, on observe: Le développement du corps jaune et l'augmentation de progestérone. Ceci sous l'action de la LH hypophysaire.

La concentration en œstradiol diminue au cours des 48 premières heures suivant l'œstrus. Il en résulte une augmentation progressive de FSH responsable du développement folliculaire (1^{ère} vague), avec synthèse d'œstrogènes.

La progestérone exerce sur le complexe hypothalamo-hypophysaire un rétrocontrôle négatif, bloquant toute production de GnRH et maintenant à niveau minimum les sécrétions de LH et FSH.

La faible pulsativité de la LH induit l'atrésie du follicule dominant sélectionné dans la première vague folliculaire [15]. Une nouvelle vague de croissance folliculaire peut apparaître, précédé d'une nouvelle augmentation de FSH.

Les modifications hormonales décrites lors de la première vague se répètent durant la deuxième vague. Une différence essentielle est néanmoins observée, elle concerne la prostaglandine F2 α .

L'imprégnation progestéronique jusqu'ici observée a permis la synthèse de phospholipides par l'endomètre. Les œstrogènes sécrétés par les follicules de la deuxième vague, vont stimuler la synthèse d'enzymes responsables de la synthèse de la PGF2 α .

Celle-ci induit la diminution de la concentration en progestérone et l'apparition de la phase pro œstrale. Le follicule dominant libéré de l'imprégnation progestéronique peut ainsi poursuivre sa croissance sous l'effet de la libération cyclique de la FSH. Il en résulte une synthèse maximale d'œstradiol, l'apparition du comportement d'œstrus [50].

En outre, l'œstradiol exerce un rétrocontrôle positif sur le complexe hypothalamo-hypophysaire; permettant ainsi une production de GnRH. Sous l'action de GnRH; l'hypophyse réagit par une production massive de FSH et LH, le pic de LH provoque l'ovulation [15].

- **Folliculogenèse:**

La Folliculogenèse est la succession des différentes étapes du développement du follicule, depuis le moment où il sort de la réserve constituée lors de l'ovogenèse jusqu'à l'ovulation ou, cas le plus fréquent, jusqu'à l'atrésie [35]. Elle ne concerne que 10% du stock folliculaire, le reste de ce stock diminuant au cours de la vie de l'animal [48].

La croissance folliculaire se déroule en deux étapes: Une phase non gonado-dépendante et une phase gonado-dépendante pendant laquelle la croissance folliculaire est soumise à l'influence des gonadotropines (LH: Lutopine et FSH:

Follitropine). La première phase consiste en un développement folliculaire continu alors que la deuxième est de type cyclique.

a- Phase non gonado-dépendante:

Il s'agit du développement d'un follicule primordial à un follicule tertiaire recruté pour être intégré à une vague folliculaire. Cette phase dure plus de 6 mois [33].

Pendant cette période, les cellules de la thèque interne acquièrent des récepteurs à LH et celles de la granulosa acquièrent des récepteurs à FSH.

b- Phase gonado-dépendante:

Le développement folliculaire apparaît sous la forme de croissances et de régressions successives de plusieurs follicules: Vagues folliculaires [33].

• Notion de vagues folliculaires:

C'est l'échographie qui a permis de confirmer la théorie des vagues folliculaires selon laquelle le développement folliculaire apparaît.

Chez la vache, une à quatre vagues par cycle ont été décrites. Habituellement cependant, un cycle ne comporte que 2 voire plus rarement 3 vagues [50].

L'émergence d'une nouvelle vague a lieu à J0 et à J10 pour un cycle à deux vagues; à J0, J9 et J16 pour un cycle à 3 vagues [2].

Les étapes qui se succèdent lors d'une vague sont:

Le recrutement, la sélection, la dominance, l'atrésie ou l'ovulation suivie de la formation d'un corps jaune en fonction de la place de la vague dans le cycle œstral [35].

1- Recrutement: le terme recrutement s'applique à tout follicule qui a dépassé le stade auquel habituellement la plupart des follicules de la réserve folliculaire deviennent atrétiques. Il concerne 2 à 5 follicules de taille comprise entre 3 et 6 mm [50].

Cette phase est appelée: Phase FSH dépendante, elle consiste en l'émergence tous les 7 à 9 jours d'une vague de follicules de diamètre supérieur ou égal à 3 mm [30]. La FSH se fixe sur les récepteurs des cellules de la granulosa, elle stimule l'aromatisation des androgènes produits par les cellules de la thèque et elle induit la formation de récepteurs à LH.

Les œstrogènes agissent en synergie avec la FSH en stimulant la croissance folliculaire et le développement de l'antrum. De plus ils ont un effet positif sur la sécrétion de GnRH.

Associée à la FSH, l'augmentation de la fréquence de décharges de LH stimule la production d'inhibine et d'œstradiol par la granulosa. L'inhibine empêche par rétroaction la libération de FSH hypophysaire.

Au final la FSH est responsable de sa propre diminution par l'intermédiaire des œstrogènes [33].

2- Sélection: La diminution de la sécrétion de FSH aboutit à la sélection du follicule dominant: celui-ci possède désormais suffisamment de récepteurs à LH pour subsister lorsque le taux de FSH diminue. Il continue alors à croître et à sécréter des grandes quantités d'œstrogènes [33].

Sa croissance terminale est explosive: de l'ordre de 5 à 6 mm par jour [35]. Par contre, les autres follicules ne peuvent pas continuer leur croissance à cause du manque de FSH.

3- Dominance: Il s'agit de la phase LH dépendante [33]. Elle correspond à l'amorce de la régression des autres follicules recrutés et au blocage du recrutement d'autres follicules, Ces effets sont exercés par le follicule dominant [15].

La dominance est à la fois morphologique et fonctionnelle: elle est exercée par le plus gros follicule, et c'est lui seul qui soit capable d'inhiber la croissance des autres follicules [50].

- **Signes de chaleurs chez la vache:**

Tableau I: Signes de chaleurs chez la vache [91].

Pleines chaleurs	Reste immobile lorsqu'elle est montée Tous les autres signes associés avec le début et la fin des chaleurs
Début et fin des chaleurs	Meugle. Confronte d'autres vaches latéralement ou en tête à tête. Charge ou pousse d'autres vaches. Renifle la vulve ou l'urine d'autres vaches et retrousse les naseaux. Tourne en rond, essaye de reposer son museau sur le dos des autres vaches. Ceci peut être suivi ou non par une tentative de monte. Vulve rosée et gonflée qui décharge un mucus clair.
Signes incidentels ¹	Dépression de l'appétit et de la production laitière. Animal malpropre (défécation sur les flancs de la vache). Poils ébouriffés ou manquant là où la queue joint la colonne vertébrale.

¹: Signes de chaleurs qui se produisent en fonction de la situation particulière d'une exploitation.

- **La fécondation:**

La fécondation a normalement lieu dans l'ampoule de l'oviducte. Sa réalisation nécessite:

- La mise en place des gamètes mâles (saillie ou IA)
- La rencontre de gamètes de bonne qualité [15].
- Le respect du moment optimum de la saillie naturelle ou de l'IA [40].

- Migration des gamètes dans les voies génitales femelles:

* Progression des spermatozoïdes:

D'une durée de 8 heures, le franchissement du col se fait grâce à la motilité des spermatozoïdes, les œstrogènes en modifiant les caractéristiques du mucus cervical qui devient plus filant, favorise le passage des spermatozoïdes. Le déplacement dans l'utérus est dû aux contractions du myomètre.

La pénétration dans l'oviducte est assurée par le mouvement des spermatozoïdes. Le déplacement dans l'oviducte, jusqu'à l'ampoule, est permis par les contractions musculaires et par les mouvements des cellules de l'épithélium de l'oviducte.

* **Progression des gamètes femelles:** Se fait grâce aux mouvements des cils des cellules de l'épithélium et aux contractions péristaltiques [15].

• Notion de fertilité, fécondité, infertilité et infécondité :

a- Fertilité: c'est l'aptitude à la reproduction d'un individu, ou plus exactement d'un couple [15]. Correspond chez la femelle à la capacité de produire des ovocytes fécondables [16]. Elle est mesurée à l'aide des taux de conception (T.C.):

1-T.C. à la 1^{ère} IA et à la 2^{ème} IA: Le pourcentage des vaches diagnostiquées gravides après IA.

2- On calcule l'index de conception à l'insémination: équivalent au nombre d'IA par conception. L'un étant l'inverse de l'autre. Un nombre d'insémination par conception de 2 correspond à un T.C. de 50% [17].

b- Fécondité: Elle caractérise l'aptitude d'une femelle à mener à terme une gestation dans des délais requis. Elle comprend: La fertilité, le développement embryonnaire et fœtal, la mise bas et la survie du nouveau-né. C'est une notion économique, ajoutant à la fertilité un paramètre de durée [16].

c- Infertilité: incapacité temporaire d'une femelle à produire des ovocytes fécondables. En pratique: dans les bilans de reproduction, on restreint le sens du terme aux femelles inséminées (État d'une femelle se caractérisant par la nécessité de recourir à plus de 2IA pour obtenir, ou non, une gestation). Au niveau du troupeau, l'infertilité s'évalue au moyen de différents paramètres: indice de fertilité, taux de gestation, taux de réussite, taux de mise-bas, taux de non retour [49]. Les facteurs qui entraînent l'infertilité d'une vache donnée ou d'un effectif sont nombreux et variés. Ils comprennent les méthodes d'élevage, les troubles fonctionnels, la nutrition, les infections et certainement d'autres facteurs qui sont encore inconnus [1].

d- Infécondité: au sens propre, incapacité d'une femelle de mener à terme sa gestation, en mettant bas un produit vivant et viable.

Notion économique exprimée:

- dans le troupeau de génisses par un âge au 1^{er} vêlage supérieur à 24 voire 36 mois selon les races.

- dans un troupeau des vaches, par un intervalle entre 2 vêlages successifs (V-V) ou un intervalle entre le vêlage et l'IA fécondante (V-If) respectivement supérieurs à 365 (380) et 85 (100) jours [49].

I.2.2.Appareil génital mâle:

- **La spermatogenèse:**

La spermatogenèse est l'ensemble des processus de multiplications et différenciations cellulaires de la lignée germinale mâle, aboutissant à la production des spermatozoïdes.

Elle se déroule de manière continue à partir de la puberté dans les parois des tubes séminifères des testicules [15].

3 catégories de cellules germinales sont impliquées dans la spermatogenèse:

- 1- Les spermatogonies
- 2- Spermatocyte et méiose
- 3- Spermatides

1- Spermatogonies: au nombre d'environ 150millions au début de la spermatogenèse [74]. Ces cellules se divisent pour donner d'une part des nouvelles souches et d'autre part des cellules dites: Gonies B dont la division donne des spermatocytes primaires.

2- Spermatocytes et méiose: pendant cette période s'accomplit la prophase méiotique qui est commune aux deux divisions successives réalisant ainsi la réduction chromatique. Autrement dit, les phases sont divisées en:

-Accroissement (prophase de la méiose).

-Maturation: -méiose réductionnelle: donnant une augmentation de spermatocytes II (noyau haploïde X et Y)

-méiose réductionnelle: cette division donne naissance à 4 spermatides.

3- Spermatides et spermiogenèse: se caractérise par différentes étapes:

- Condensation du noyau et la déshydratation de la chromatine.
- Développement de l'acrosome à partir de vésicule golgienne.
- Développement de l'appareil flagellaire à partir du centriole distal.
- Glissement du cytoplasme le long de l'axe flagellaire [24].

CHAPITRE II : LA RECOLTE DU SPERME

II.1. Méthodes de récolte du sperme:

Le succès de l'insémination artificielle est conditionné entre autres en la qualité du sperme récolté; plusieurs méthodes de récolte du sperme ont été utilisées, certaines n'ont aujourd'hui qu'un intérêt historique comme l'utilisation d'un matériel en plastique dans le vagin, le massage des vésicules séminales. La récolte directe du sperme dans le vagin, et 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 artificiel et l'électro-éjaculation [57].

II.1.1. Récolte au vagin artificiel:

Appareil simple et pratique. Le vagin artificiel comporte trois parties: une partie externe rigide d'un diamètre de 6,5cm et d'une longueur comprise entre 26 et 40cm selon l'âge de l'animal; une partie interne constituée d'un manchon en caoutchouc de 50cm et d'un cône récepteur en caoutchouc sur lequel sera fixé le tube collecteur. L'ensemble sera fixé au moyen de deux lanières en caoutchouc. Si le vagin choisi n'est pas adapté, il risque de blesser l'animal, souillant ainsi le prélèvement ou entraînant un risque de refus de l'animal pour les prélèvements ultérieurs.

La température de l'eau de remplissage (40°C) est plus importante que la pression, il est recommandé de maintenir si possible le vagin dans une étuve à 45°C et ne le remplir que dans les minutes précédant le prélèvement [53].

La lubrification doit être faite par une substance insoluble dans le plasma séminal et non toxique pour le sperme [57].

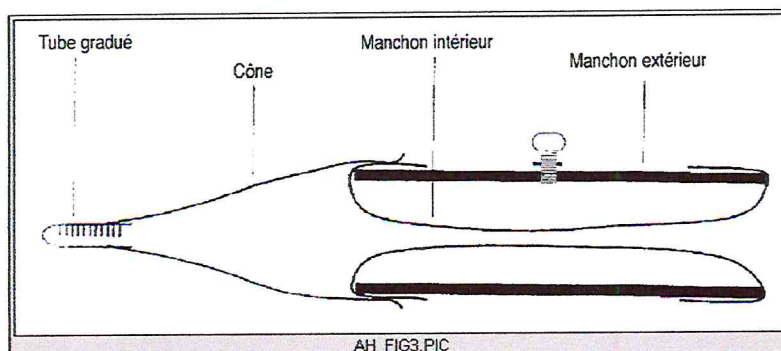


Figure 3 : Vagin artificiel [53].

II.1.2. Récolte par électro-éjaculation:

Méthode permettant d'obtenir le prélèvement de la semence à partir du taureau sans intervention des mécanismes normaux, sensoriels et psychiques de l'éjaculation [57]. Le sperme obtenu par cette méthode étant de moins bonne qualité [62].

II.2. L'examen du sperme:

Il s'agit d'une phase essentielle indispensable pour estimer l'aptitude à la reproduction d'un taureau. L'évaluation de la qualité du sperme du mâle vise en fait 3 objectifs:

- Identifier les animaux infertiles.
- Évaluer la fertilité d'un animal antérieurement infertile.
- Détecter les animaux dont la fertilité est supérieure [58].

La fréquence optimale pour le prélèvement du sperme chez le taureau est de 2 à 4 prélèvements par semaine. En pratique les centres d'insémination artificielle n'effectuent qu'une séance de prélèvements par semaine au cours de laquelle deux éjaculats sont prélevés pour chaque taureau [28].

II.2.1. Examen macroscopique du sperme:

- a- **Volume:** Quoi qu'un éjaculat de volume normal soit un indice favorable, le volume du sperme recueilli n'est qu'un facteur secondaire d'appréciation. Le volume de l'éjaculat d'un taureau peut varier de 0,5 à 12ml mais en moyenne de 4ml [74], [90].
- b- **Aspect, consistance:** Le sperme total, tel qu'éjaculé, est un liquide épais, crémeux, jaunâtre ou grisâtre suivant les espèces [28].
- c- **Viscosité:** La viscosité du sperme total dépend de la concentration en spermatozoïdes et peut varier dans des limites très larges [28].
- d- **pH:** normal, il est compris entre 6,50 à 7,20 chez le taureau [92].

II.2.2. Examen microscopique du sperme:

a- Concentration: L'appréciation de la concentration en spermatozoïdes, peut être réalisée par:

- Le comptage des spermatozoïdes au moyen d'une cellule hématimétrique: est le moyen le plus simple et le plus utilisé.
- Des méthodes indirectes d'estimation de la concentration ont été développées tel que: comptage électronique, micro centrifugation, fluorimétrie et néphélométrie [31].

b- Motilité: Examen très important, la motilité de l'éjaculat peut être évaluée par l'observation d'une goutte diluée ou non (au grossissement 40 du microscope); ceci pour effectuer l'examen de la motilité individuelle est appréciée à partir de sperme dilué 10 à 40 X. (en contraste de phase, au grossissement 400) [79].

c- Morphologie: Les taureaux dont une proportion élevée des spermatozoïdes présentent des anomalies sont généralement peu féconds ou stériles [3].

II.2.3. Examen bactério-virologique du sperme:

L'appareil génital du jeune taureau, soumis à l'évaluation, est soumis à différentes affections d'origines diverses (congénitales, traumatismes ou infectieuses) et localisation variée [69], [74], [78].

Tableau II: Infections de surface localisées ou non chez les bovins [77].

Nom de la maladie	Agent	Signes cliniques	Incidences sur la qualité du sperme	contrôle
Bactériose				
Vibriose	<i>Compylobacter fetus sp venereal</i>	Mâle: aucun Femelle: vulvite, métrite, salpingite, stérilité.	Pas de modification de la qualité du sperme	Insémination artificielle Antibiotiques
Mycoplasmosse	<i>Mycoplasma Bovigénitalium et bovis</i>	Mâle: vésiculite, Epididymite. Femelle: vulvo-vaginite.	Anomalies secondaires	Antibiotiques
	<i>Urea plasma Acholeplasma</i>	Mâle: Aucun Vulvo-vaginite.	Pas de modification de la qualité du sperme	Insémination artificielle. Antibiotiques
Virose				
Balanoposthite pustuleuse bovine, Vulvo-vaginite infectieuse	Virus Herpes BHV 1	Mâle: Balanoposthite Vulvo-vaginite	Pas de modification de la qualité du sperme	Absence de saillie, transfert d'embryon, vaccination
Parasitose				
Trichomonose	<i>Trichomonas fetus</i>	Mâle: Aucun Femelle: Avortement, stérilité	Pas de modification de la qualité du sperme	Antibiotiques Mâle>4ans Insémination artificielle.

Les signes d'une éventuelle inflammation génitale sont recherchés en routine à l'aide d'un test dit de Schalm [81]. Le résultat est apprécié sur tous les éjaculats en mélangeant dans le creux d'une palette ad hoc 0,5 ml de sperme et 2,5 ml d'un réactif contenant 10% de Teepol et du pourpre de bromocrésol, utilisé pour son principe tensioactif. La réaction est interprétée selon le tableau III [44].

Les résultats au test de Schalm sur l'éjaculat sont notés: Schalm N.

Au cours de l'analyse, les résultats sont parfois regroupés en trois classes:

SCHALM 0..... = Négatif.

SCHALM 1..... =Douteux.

SCHALM 2 à 4....=Positif. [81]

Tableau III: Échelle d'interprétation de la réaction au test de Schalm [44].

Aspect	Réaction	Notation
Mélange fluide (couleur jaune ou violette selon le pH).	Négative	0
Grumeaux fugaces, disparition en une minute mélange fluide	Positive+1	1
Grumeaux nets persistants, mélange encore fluide.	Positive+2	2
Gros grumeaux, mélange visqueux, consistance du blanc d'œuf.	Positive+3	3
Prise en masse du mélange, consistance du crachat.	Positive+4	4

II.3. dilution du sperme:

Elle a pour but d'accroître le volume de totale 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. Il existe une grande variété de dilueurs [52], dont les plus couramment utilisés sont à base de lait avec addition de 10% de jaune d'œuf et d'antibiotique ou à base de solution de citrate de sodium (2,9%) additionné du jaune d'œuf (25%) [57].

Le calcul du taux de dilution 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.

II.4. conservation du sperme:

✓ **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. Bien diluée et convenablement refroidie, la semence peut conserver son pouvoir de fécondation pendant 2 à 3 jours, mais dépend de l'espèce et du dilueur.

- ✓ **Conservation à long terme:** la congélation requiert l'utilisation d'agents cryoprotecteurs [52].

Nature des agents cryoprotecteurs: En l'absence d'agent cryoprotecteur, les cellules des mammifères ne survivent pas à une température inférieure à -20°C.

Ayant la particularité de fixer les molécules d'eau, ils abaissent le point de cristallisation des cellules, réduisent la quantité de glace qui se forme au cours de la congélation et contribuent également à en modifier la forme de ses cristaux. Ils ne sont cependant pas dépourvus d'effets délétères d'ordre biochimique, osmotique ou cellulaire. Il en est de 3 types:

- Ceux qui pénètrent dans la cellule (Glycérol, Éthylène de glycol).
- Non perméables (Saccharose, galactose).
- Des substances de poids moléculaire plus élevé (Lipoprotéines): agissent essentiellement au niveau membranaire [54].

CHAPITRE III : L'INSEMINATION ARTIFICIELLE

III.1.Matériel:

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 cm 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 [52].

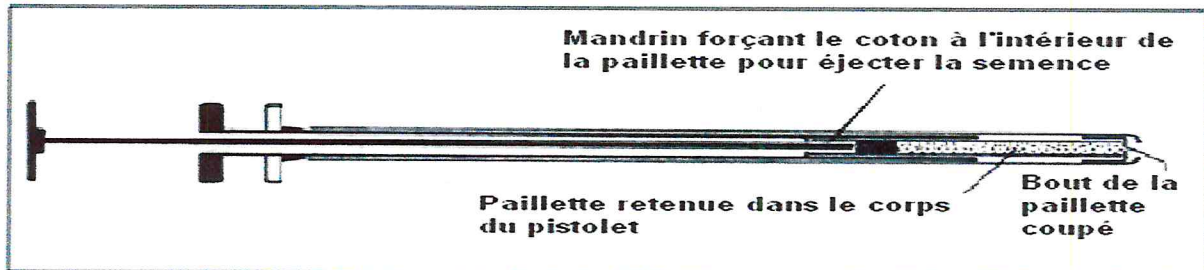


Figure 4 : Pistolet d'insémination [52]

III.2.différents protocoles:

III.2.1.Techniques de l'insémination:

Deux méthodes d'insémination peuvent être utilisées chez les bovins; la première par 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 ou voie recto-vaginale 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 follicule, tonicité des cornes).

Classiquement dans l'espèce bovine, l'insémination artificielle est réalisée 12 heures après début des chaleurs. Des modalités plus spécifiques peuvent être adoptées si l'insémination fait suite à un traitement hormonal [52].

III.2.2.L'acte de l'insémination:

La décongélation de la paille retirée de l'azote liquide se fait en la plongeant dans l'eau à 34°C pendant 45 secondes. Avant cette opération, il est recommandé de secouer la paille pour extraire l'azote qui serait accolé au bouchon de coton afin de prévenir son éclatement. La paille est en suite asséchée à l'aide d'un papier filtre puis montée dans le pistolet et ouverte en la coupant à 1cm du bord. Enfin le tout est recouvert d'une gaine et le pistolet est introduit dans une chemise sanitaire.

Toute semence décongelée doit être utilisée immédiatement (dans les 15 minutes qui suivent) pour éviter une dégradation de son pouvoir fécondant. Il faudrait aussi ne décongeler qu'une paille à la fois, considérant le temps que peut prendre

un acte d'IA. Pour un droitier, l'acte consistera à mettre la main gauche dans un gant lubrifié et à l'introduire dans le rectum pour localiser et saisir le col.

Le pistolet tenu de la main droite est ensuite introduit dans le vagin jusqu'à le col qu'il traverse. Alors le sperme est déposé dans le corps de l'utérus plus précisément au niveau du bout antérieur du col. Après, le pistolet est retiré et le gant et la gaine qui ont été utilisés sont mis au rebut [62].

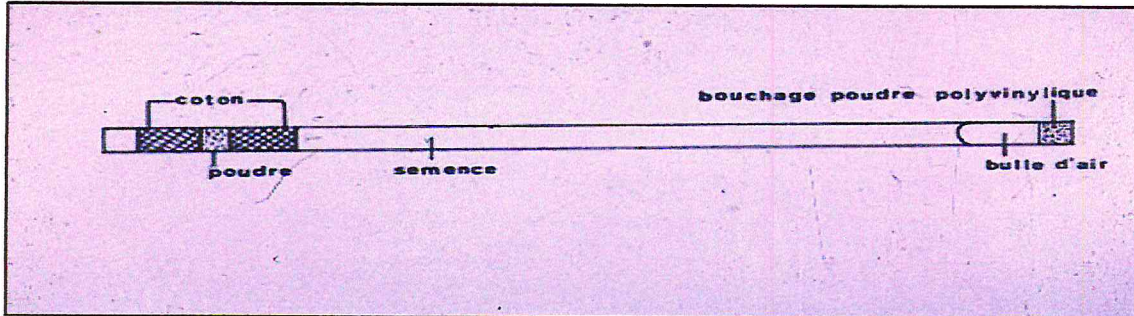


Figure 5 : Paillette pour le conditionnement de la semence [52].

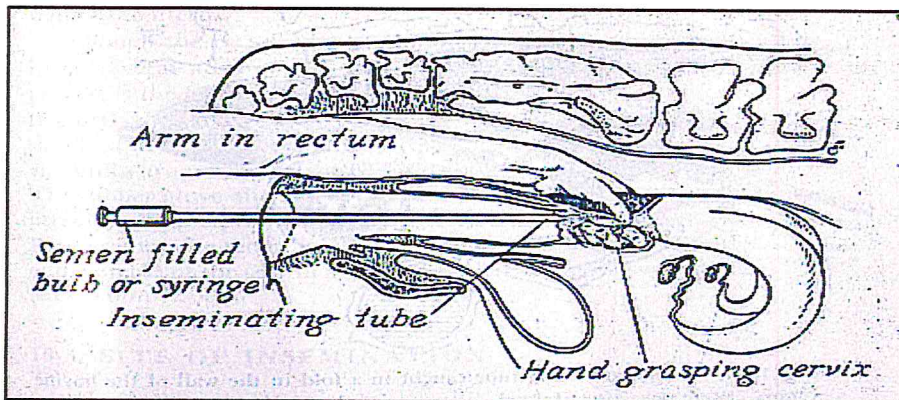


Figure 6 : Insémination par voie recto-vaginale [52].



Figure 7: L'acte de l'insémination [52].

III.3. Le moment optimum de l'IA:

Le moment de l'insémination par rapport à l'œstrus a été déterminé il y'a plus de 50 ans [85].

Il est fonction des paramètres suivants :

- Moment de l'ovulation de la femelle (14h environ après la fin des chaleurs).
- Durée de fécondabilité de l'ovule (environ 5h).
- Temps de remontée des spermatozoïdes dans les voies génitales des femelles (de 2 à 8h).
- Durée de fécondabilité des spermatozoïdes (environ 20 h) [74].

Les études de TRIMBERGER et coll. au Nebraska pendant les années 1940 sont considérées comme les travaux fondateurs à partir desquels les recommandations pour le moment de l'insémination ont été établies, 2 publications semblent particulièrement importantes [80]:

*Fertilité selon le moment d'insémination par rapport à l'œstrus (Résultats dans Tableau IV) [87].

Tableau IV: Résultats de fertilité selon le moment de l'insémination par rapport à l'œstrus [87].

Moment d'insémination	Nbre d'animaux	Animaux gestants	
		Nombre	%
Début de l'œstrus	25	11	44,0
Milieu de l'œstrus	40	33	82,5
Milieu de l'œstrus +24h ¹	25	21	84,0
Fin d'œstrus	40	30	75,0
6h après la fin de l'œstrus	40	25	62,5
12h après la fin d'œstrus	25	8	32,0
18h après la fin d'œstrus	25	7	28,0
24h après la fin d'œstrus	25	3	12,0
36h après la fin d'œstrus	25	2	8,0
48h après la fin d'œstrus	25	0	0,0

¹ : Les animaux inséminés 2 fois, la 2^{ème} insémination ayant lieu après un délai de 24h

*Fertilité selon le moment d'insémination par rapport à l'ovulation (Résultats dans Tableau V) [88].

Tableau V: Résultats de fertilité selon le moment de l'insémination par rapport à l'ovulation [88].

Moment de l'insémination	Nbre d'animaux	Animaux gestants	
		Nbre	%
Plus de 24h avant l'ovulation mais en œstrus	15	8	53,3
19-24h avant l'ovulation	15	11	73,3
13-18h avant l'ovulation	14	12	85,7
7-12h avant l'ovulation	14	11	78,6
6h ou moins avant l'ovulation	14	8	57,1
2h ou moins après l'ovulation	20	6	30,0
6h après l'ovulation	20	8	40,0
12h après l'ovulation	20	5	25,0

Selon la règle définie alors, les animaux doivent être inséminés au cours de la demi-journée qui suit celle pendant laquelle ils ont été détectés en chaleur.

Quelques études publiées au début des années 1950 ont porté sur la recherche de l'intervalle optimum entre l'œstrus et l'IA, avec des approches expérimentales diverses et sur des effectifs plus conséquents. Les résultats étaient comme suit:

Il est possible d'inséminer à n'importe quel moment entre 0 h et 24 h après le début de l'œstrus sans que la fertilité en soit affectée. (Résultats dans Tableau III) A ceux-ci, s'ajoutent plusieurs études, toutes réalisées aux USA parmi les quels on cite: Résultats d'IA réalisées en sperme frais par des inséminateurs intervenant dans les élevages. Les inséminations ont été réalisées à différents intervalles par rapport à la 1^{ère} observation de l'œstrus.

44704 vaches et génisses de races laitières ont été inséminées. (Résultats dans Tableau IV).

Que les animaux aient été observés en chaleurs pour la 1^{ère} fois le matin ou l'après midi, seules les IA réalisées environ 24h après le début de l'œstrus conduisent à une baisse significative, mais limitée, de fertilité [80].

Tableau VI: Influence du moment d'insémination sur le taux de non retour [72].

Moment d'observation de l'œstrus	Moment d'insémination			
	Matin	Après-midi	Jour suivant	
Matin	n ¹	2801	9208	472
	NR ²	63,5	65,9	65,2
Après-midi	Après midi		Matin suivant	Après midi suivant
	n	71	5020	2093
	NR	71,8	66,5	63,5

¹: Nombre de femelles inséminées;

²: Taux de non retour (%)

Tableau VII: Moment d'insémination par rapport à la détection des chaleurs et fertilité [37].

Moment d'observation des chaleurs	Moment de l'IA	Nombre de vaches	Fertilité apparente ¹
Matin	Avant midi même jour	1308	67,1
	Midi-18h même jour	27320	69,9
	Après 18h même jour	3509	68,6
	Avant midi le lendemain	268	62,7 ^a
Après midi	Avant midi le lendemain	6893	69,9
	Midi-14h le lendemain	4948	67,4
	Après 14h le lendemain	461	63,8 ^a

¹: Taux de non retour à 150-180 jours.

^a: significativement inférieur à la fertilité maximum.

III.4. L'insémination et son importance:

L'insémination artificielle présente pour les éleveurs des avantages importants valables dans toutes les situations et pour toutes les espèces, ils sont principalement d'ordre sanitaire et génétique.

Sur le plan sanitaire, l'insémination artificielle évite la dissémination des maladies et de l'appareil génital, d'une part en supprimant l'accouplement, d'autre part en raison des contrôles sanitaires très sévères imposés aux mâles utilisés [15]. A cela s'ajoute, le contrôle et diagnostic précoce des problèmes d'infertilité grâce au système de suivi individuel et permanent des vaches inséminées (fiches insémination) [12].

Sur le plan génétique, l'insémination artificielle est un rouage essentiel de la diffusion des progrès génétiques [15]. Elle permet de connaître précisément les caractéristiques des reproducteurs (production laitière, conformation, facilité de vêlage, qualités maternelles...) [41].

La diminution du nombre de mâles nécessaires du fait de la dilution du sperme, permet d'augmenter considérablement l'intensité de sélection et donc de mettre à la disposition de tous les éleveurs des mâles de valeur génétique élevée. La congélation de la semence est sur ce plan un atout supplémentaire décisif [15].

L'insémination artificielle permet l'amélioration de la productivité du troupeau (lait, viande) qui se traduit par l'amélioration du revenu de l'éleveur. Cet aspect est particulièrement perceptible chez les animaux croisés (obtenus par insémination artificielle des vaches locales) dont la production s'améliore de 100% par rapport au type local [12].

A coté de ces nombreux avantages de l'IA, il y a certains dangers qui tiennent à un mauvais choix du géniteur, une perte possible de gènes (c'est le cas de la sélection du caractère de haute production laitière qui a été obtenu au détriment de la rusticité, de la longévité, de la fécondité) et la consanguinité.

Le bilan des avantages et des inconvénients possibles de l'IA est pour l'instant nettement positif [57].

III.5. Facteurs influençant la réussite de l'IA:

- **Liés à l'animal:**

1- La fertilité: les vaches les plus fécondes, celles qui ont de courts IVV, sont les plus indiquées pour une bonne réussite de l'IA.

2- L'état sanitaire: l'état sanitaire des femelles à inséminer ne doit pas être détérioré ni: -par des pathologies de la reproduction (métrites, kystes ovariens...) -par des maladies systémiques altérant indirectement l'appareil reproducteur [63].

3- Les problèmes des mammites: jusqu'à 50% des embryons sont perdus à la suite d'une mammite survenant dans les premiers mois de gestation [61].

4- L'état corporel: le taux de succès de l'IA est plus élevé chez les femelles ayant un état corporel variant du normal ou moyen (note 2,5 à 3,5) au bon (note 4) [63].

5- Les facteurs anatomiques: race (les variations semblent minimales) [65], Âge (le taux de fertilité s'améliore progressivement entre la 1ère et la 10ème gestation puis diminue) [68].

Âge (le taux de fertilité s'améliore progressivement entre la 1ère et la 10ème gestation puis diminue) [68].

- **Facteurs humains:**

1- L'inséminateur: sa technicité et son savoir faire influencent la réussite de l'IA, car il intervient à tous niveaux de la pratique (manipulation de la semence jusqu'à la mise en place finale).

2- L'éleveur: par son comportement et ses jugements vis à vis de l'IA, de la conduite de son élevage et la détection des chaleurs [12].

- **Autres facteurs:**

1- La semence: qualité, conservation, concentration, mobilité, % des formes pathologiques [57].

2- L'alimentation: sur une longue période, les problèmes alimentaires (insuffisants et/ou déséquilibrée) peuvent perturber la manifestation des signes des chaleurs (chaleurs silencieuses), retard d'ovulation, l'avortement et la baisse de la fertilité [12], [65].

3- L'hygiène: facteur généralement négligé par les éleveurs: système de drainage, d'aération, état et fréquence de changement de la litière, affectant par cela la fécondité des troupeaux (métrites) et donc la réduction du taux de réussite de l'IA.

4- Le type de stabulation: ceci a un effet à travers la détection des chaleurs [12].

5- La température ambiante: L'augmentation de la température corporelle causée par le stress thermique affecte la fertilité, le taux de gestation, la survie de l'embryon et réduit l'intensité des chaleurs [4; 26; 27].

III.6. Évaluation de la réussite de l'IA:

Une IA est considérée réussie lorsqu'elle aboutit à une mise bas de veau viable. Elle nécessite une série d'évaluations entre le moment de l'insémination de la matrice et la mise bas [63]. Le constat de la gestation constitue une démarche essentielle pour prévenir l'infécondité.

Les méthodes de diagnostic de gestation peuvent se répartir en deux groupes. Le premier rassemble ceux basés sur les modifications hormonales inhérentes à la gestation tandis que le second comporte les méthodes basées sur les modifications physiques de l'animal ou de l'utérus gravide.

Elles peuvent être évaluées au moyen de 4 critères:

-Sensibilité: évalue la capacité à la détection des animaux positifs

-Spécificité: évalue la capacité à détecter les animaux négatifs.

-Degré d'exactitude des diagnostics de gestation et de non gestation. (Celui-ci est antagoniste avec la précocité).

Le choix d'une méthode de diagnostic de gestation repose essentiellement sur la triple notion de précocité, praticabilité et l'exactitude. Cette dernière revêt une importance pratique certaine [55].

Tableau VIII: comparaison des méthodes de diagnostic de gestation en élevage bovin [55].

Méthode	Délai	Exactitude	Avantages	Inconvénients
Détection des chaleurs	19-20	Variable	Coût faible	Peu fiable Temps nécessaire lié aux conditions d'élevage
P4 RIA ou ELISA	19-24	85% + 95% -	Autres applications Méthode non invasive (lait) Résultat immédiat (ELISA)	Date d'IA nécessaire Laboratoire, délai de 24h RIA Méthode invasive (sang)
PAG	>30	90% + 98% -	Indépendant du stade	Laboratoire Délai de 48h > 100 j p p
Echographie	>30	91% + 80% -	Indépendant du stade Résultat immédiat Autres applications Méthode non invasive	Investissement Formation
Palpation manuelle	>50	Variable	Résultat immédiat Méthode non invasive	Expérience nécessaire

P4: progestérone

RIA: radio-immuno-agglutination

ELISA: Enzyme Linked Immunosorbent Assay

PAG: protéines associées à la gestation

J p p: jours post-partum

III.7. Causes d'un faible taux de conception:

Les causes possibles peuvent se classer en:

1- Problèmes de la détection des chaleurs:

- Ne pas inséminer une vache qui était en chaleurs;
- Inséminer une vache qui, en fait, n'était pas en chaleurs;
- Inséminer trop tôt ou trop tard;
- Erreur d'identification conduisant à une erreur d'enregistrement des chaleurs ou d'inséminations.

2- Problèmes de service (IA):

- Utiliser une technique d'insémination inadéquate.

3- Problèmes de la vache:

- Métrite (infection de l'utérus).
- Désordres hormonaux.
- Obstruction des oviductes.
- Défaut anatomique.
- Mortalité embryonnaire (la vache devient gestante, mais la gestation ne peut pas être maintenue)
- Problèmes de nutrition [91].

III.8. Paramètres de la reproduction:

Quels que soient les élevages, les résultats de la reproduction du troupeau doivent être mesurés afin qu'il soit possible de les améliorer s'ils sont insuffisants. Ils sont exprimés par des taux et des pourcentages correspondant aux paramètres de la reproduction ou aux performances d'élevage [84].

D'une manière générale, on ne peut que constater d'une part la multiplicité des paramètres d'évaluation proposés dans la littérature et d'autre part leur manque de définition ou de méthode d'évaluation.

Le calcul de paramètres de performances n'est intéressant que s'ils sont comparés à des valeurs dites de référence. En cette matière il est classique de distinguer des valeurs objectifs d'une part et des valeurs seuils d'autre part, valeur au-delà des quelles il est impératif de mettre en place une stratégie d'analyse du problème et d'intervention [56].

III.8.1. Paramètres de la fécondité :

Les paramètres de fécondité sont dits primaires ou secondaires. L'appellation de secondaire résulte du fait que ces paramètres seront le plus souvent calculés dans un second temps pour interpréter la valeur des paramètres dits primaires [56].

***Paramètres primaires de la fécondité :**

- **Intervalle de vêlage (Calving interval) :**

C'est le caractère technico-économique le plus intéressant en production laitière. Il correspond à la fertilité.

Cet intervalle est la somme de trois intervalles :

- Le délai de la mise à la reproduction.
- Le temps perdu en raison des échecs à l'insémination artificielle, caractérisant la fertilité.
- La durée de gestation [40].

- **Intervalle entre le vêlage et l'insémination fécondante :**

Encore appelé par les auteurs anglo-saxons calving-conception interval ou encore days open (DO) [56].

C'est l'intervalle le plus utilisé pour caractériser la fécondité. Il dépend de deux critères : La réussite en première insémination et le pourcentage de femelles nécessitant trois inséminations et plus pour être fécondées [40].

***Paramètres secondaires de fécondité:**

- **Intervalle entre le vêlage et la première chaleur :**

L'évaluation de ce paramètre permet de quantifier l'importance de l'anoestrus du postpartum. Elle est importante car la fertilité ultérieure de l'animal dépend en partie d'une reprise précoce de l'activité ovarienne après le vêlage.

Ce paramètre permet d'évaluer indirectement la capacité de l'éleveur à détecter les chaleurs. Si sa valeur est normale, on peut en déduire que les animaux sont précocement cyclés et que l'éleveur les voit en chaleurs. Si sa valeur n'est pas normale, un diagnostic différentiel entre de l'anoestrus et une mauvaise détection des chaleurs s'impose [56].

- **Intervalle entre le vêlage et la première insémination :**

Encore appelé par les auteurs anglo-saxons waiting period (période d'attente) [56].

Il correspond au délai de la mise à la reproduction [40].

Une dispersion des intervalles entre le vêlage et la première insémination peut être imputée à des causes volontaires ou involontaires. Parmi les premières on peut citer le cas des vaches à très forte production laitière ou les primipares, l'application d'une politique de vêlages saisonniers

Bien plus souvent cependant, la détection des chaleurs est à mettre en cause. La vache peut également présenter une période d'œstrus prolongée ou des problèmes infectieux utérins qui obligent l'éleveur à postposer le moment de la première insémination [56].

- **Intervalle entre la première insémination et l'insémination fécondante :**

Correspond à la période de reproduction proprement dite, et dépend essentiellement du nombre d'inséminations nécessaires à l'obtention d'une gestation.

III.8.2. Paramètres de fertilité :

L'index de fertilité est défini par le nombre d'inséminations naturelles ou artificielles nécessaires à l'obtention d'une gestation. Seules les inséminations réalisées à plus de cinq jours d'intervalle ont été prises en considération pour le calcul de ces paramètres. L'index de gestation (conception rate des anglo-saxons) est égal à l'inverse de l'index de fertilité correspondant. Il s'exprime sous la forme d'un pourcentage [56].

Tableau IX: Normes de reproduction chez la vache laitière [56].

Paramètres	Objectifs	Limites
Fécondité		
IV-V	365 jrs	380 jrs
IV-IF	85 jrs	100 jrs
IV-1 ^{ère} IA (PA)	60 jrs	80 jrs
IV-1 ^{ère} chaleurs	<50 jrs	>60 jrs
1 ^{ère} IA-IF (PR)	23-30 jrs	>30 jrs
Fertilité		
Index de gestation total en 1 ^{ère} IA des vaches	>45%	<40%
IFA des vaches	< 2	> 2

IV-V : Intervalle entre 2 vêlages.

IV-IF : Intervalle entre le vêlage et l'insémination fécondante.

IV-1^{ère} IA : Intervalle entre le vêlage et la 1^{ère} IA

PA : Période d'attente.

IV-1^{ère} chaleurs : Intervalle entre le vêlage et les premières chaleurs.

1^{ère} IA-IF : Intervalle entre la 1^{ère} IA et l'insémination fécondante.

PR : Période de reproduction.

IFA : Indice de fertilité apparente.

CHAPITRE IV: LA SYNCHRONISATION DES CHALEURS

IV.1. Introduction :

De nombreuses hormones utilisées seules ou associées, permettent d'induire l'ovulation afin d'obtenir une fécondation après une insémination sur chaleurs observées ou à l'aveugle à des moments bien précis après l'arrêt du traitement [71].

Les intérêts de la synchronisation de l'œstrus à l'échelle du troupeau sont variés, ils peuvent être regroupés en 2 catégories

- Intérêts économiques :
 - Grouper les mises-bas ;
 - Obtenir des vêlages plus précoces [40] ;
 - Et augmenter le taux de réussite de l'IA [84].
- Intérêts techniques :
 - Organiser le travail ;
 - Utilisation de façon judicieuse l'IA, sans surveiller les chaleurs [40].

IV.2. Traitements de la maîtrise des cycles :

Différents traitements existent mettant en jeu plusieurs molécules, leur efficacité est très variable [38].

Les traitements basés sur l'administration répétée de prostaglandines ne contrôlent que la fonction du corps jaune. La synchronisation de l'ovulation est insuffisante pour réaliser une unique insémination à l'aveugle à un moment déterminé [42]. De plus, ces traitements ne pourront se réaliser que sur des animaux cyclés.

Les traitements de type GnRH – Prostaglandines - GnRH permettent d'obtenir des résultats plus intéressants car ils combinent une action à la fois sur les follicules ovariens (par le GnRH) et sur le corps jaune (par les prostaglandines) [89]. Les résultats sont médiocres pour les vaches non cyclées et les génisses.

Les traitements à base de progestagènes ou de progestérone combinés avec l'administration d'œstradiol au moment de la pose permettent de synchroniser correctement la fonction folliculaire et la fonction lutéale. Cette double action est la clé de leur efficacité [14,59]. Ces traitements sont idéaux lorsque les troupeaux à synchroniser sont constitués de femelles cyclées ou non, en proportions inconnues [42].

IV.2.1. Traitements de maîtrise des cycles par un implant de progestagènes :

- **Principe actif et adjuvant :**

1. Progestagènes:

Les progestagènes sont des molécules de synthèse ayant toutes des propriétés communes, elles ont une activité inhibitrice : elles exercent un rétrocontrôle négatif sur la GnRH, inhibant de ce fait la sécrétion hypophysaire de LH et FSH. Une imprégnation progestéronique bloque ainsi ovulation et chaleurs. Le follicule dominant de la vague en cours devient atresique. La levée de cette imprégnation entraîne le redémarrage du cycle [7].

Dans l'implant CRESTAR[®], le progestagène est le norgestomet administré par voie sous-cutanée, on le met en place sur la face externe du pavillon de l'oreille à l'aide d'un trocart. La molécule libérée étant un progestagène et non de la progestérone, la concentration plasmatique en progestérone chute suite à la pose de l'implant et garde un niveau faible [7].

Bien que peu fréquente, la perte de l'implant existe : le taux de perte oscille entre 0,6 et 2% [83].

2. Ajout d'œstrogènes :

Ils sont utilisés en début de traitement pour leur action lutéolytique sur un corps jaune mature [42]. Les œstrogènes ont également un rôle important dans la régulation de la croissance folliculaire et l'émergence de nouvelles vagues [13], [29].

La Commission Européenne considère l'œstradiol 17 β totalement cancérigène. De ce fait l'utilisation des œstrogènes dans le cadre de synchronisation ou d'induction de l'œstrus est interdite depuis 2006 [5].

3. Ajout de prostaglandines :

La molécule naturelle et des analogues de synthèse sont disponibles. C'est l'action lutéolytique que l'on utilise 24 à 48 heures avant la fin du traitement. En effet, en présence d'un corps jaune mature, les prostaglandines entraînent sa régression et la diminution rapide (en 24 heures) du taux de progestérone. L'ovulation du follicule dominant a lieu dans les 2 à 6 jours suivant l'injection. Les prostaglandines n'ont pas d'effet sur les corps jaunes en début de développement (avant le cinquième jour) [46].

Les prostaglandines permettent d'augmenter le taux de synchronisation et de fertilité à l'œstrus induit [21].

4. eCG :

L'eCG (equine Chorionic Gonadotropin) était autrefois appelée PMSG (Pregnant Mare Serum Gonadotropin). Elle provient du sérum de jument gravide et possède à la fois une action LH (qui favorise l'ovulation) et FSH (qui soutient la croissance folliculaire et la production folliculaire d'œstrogènes) [5], et elle est utilisée à la fin du traitement de progestagènes, chez les femelles en anœstrus post-partum compte tenu de la faible activité de leur axe hypothalamo-hypophysaire. L'eCG en stimulant la croissance folliculaire et la sécrétion d'œstrogènes augmente les chances d'obtenir une ovulation au moment souhaité [75]. La fertilité à l'œstrus induit en est donc augmentée [73].

• Ancien protocole : progestagènes avec œstrogènes

Il associe un implant sous-cutané de 3 mg de norgestomet à une injection intramusculaire de 5mg de valérate d'œstradiol et une surcharge intramusculaire de 3 mg de norgestomet au moment de la pose de l'implant.

On laisse l'implant en place pendant 9 à 10 jours. Le jour du retrait, il est nécessaire d'ajouter 400 à 600 UI d'eCG si le traitement est administré à des femelles non cyclées.

L'insémination se fait à l'aveugle, 56 heures après le retrait de l'implant (ou à 48 et 72 heures après traitement) chez la vache et 48 heures après retrait chez la génisse [76].

- **Nouveau protocole : progestagènes sans œstrogènes**

Le nouveau protocole CRESTAR SO® propose d'associer une injection de buséréline, GnRH de synthèse (2,5 ml de RÉCEPTAL® soit 0,001 mg de buséréline par voie IM) au moment de la mise en place de l'implant sous-cutané de 3 mg de norgestomet. Une injection IM de 2 ml d'un analogue de prostaglandine F2 α (15 mg de luprostiol, PROSOLVIN®) est réalisée 48 heures avant le retrait de l'implant. S'il s'agit de femelles non cyclées, 500 UI d'eCG (gonadotropine sérique, CHRONO-GEST® PMSG) sont injectées par voie IM, le jour du retrait [5], [76].

- **Choix du moment de l'IA :**

D'après Beal et al. [10], la majeure partie des vaches viennent en chaleurs entre 24 et 72h après le retrait d'un implant de type CRESTAR® associé à une injection de Prostaglandine F2 α 24h avant le retrait. Pour la majorité des génisses le délai entre le retrait et la venue en chaleurs est plus court entre 24 et 48 h [10].

Dans une autre étude Tregaskes et al. [86], la plupart des génisses viennent en chaleurs entre 24 et 60 h après le retrait du CRESTAR®. Cela correspond aux données communiquées par leurs fournisseurs : l'œstrus survient 44 +ou - 12 h après le retrait du CRESTAR® [86].

Il est alors recommandé d'inséminer les vaches en aveugle soit une seule fois 56 heures après retrait soit 2 fois 48 et 72 heures après retrait et les génisses une seule fois 48 heures après retrait [42].

PARTIE 2 :

ETUDE EXPÉRIMENTALE

PARTIE EXPERIMENTALE

I. Objectif de l'Etude :

L'intérêt grandissant manifesté par tous les pays du monde à l'insémination artificielle est lié à ses avantages nombreux surtout génétiques et qui militent pour sa généralisation dans les élevages dans des conditions maîtrisées.

Bien que très ancienne, son utilisation dans nos élevages est très limitée malgré les efforts et la maîtrise de la technologie par le CNIAAG. Son application très timide est souvent attribuée aux échecs répétés de la conception.

Dans notre étude nous nous sommes assigné donc comme objectif :

Etudier les résultats de l'insémination artificielle.

Evaluer les performances de reproduction chez les vaches laitières de deux exploitations dans la région de Blida et Tipaza.

Pour atteindre cet objectif, nous nous sommes basés sur trois paramètres à savoir :

- Le taux de réussite de l'insémination artificielle après le 1^{er} et le 2^{ème} service.
- L'intervalle vêlage -1^{ère} IA
- L'intervalle vêlage -IA fécondante.

II. Matériel et Méthodes :

II.1. Lieu :

Notre travail a été réalisé sur des vaches laitières de 2 fermes situées dans les wilayas de Blida (région de Chiffa) et Tipaza (Sidi Rached).

II.2. Période :

L'étude a débuté du mois d'octobre 2009 jusqu'au mois de mai 2010.

II.3. Les animaux :

Effectif global :

Ferme 1: 150 vaches, 30 génisses, 37 veaux et vèles.

Ferme 2 : 56 (19 vaches ,15 génisses, 11taureaux, 21 veaux et vèles)

Ferme 1 : Les animaux sont tous de la même race : Holstein.

Ils sont répartis sur 2 lots comme suit :

Lot 1 : 10 vaches âgées de 4 ans, ayant subis un traitement de synchronisation des chaleurs par pose d'implant sous cutané (CRESTAR®).

Lot 2 : 17 vaches inséminées sur chaleurs naturelles.

La note d'état corporel varie entre 2 et 3 avec une moyenne de 2.5.

Les vêlages précédents ont été marqués par des anomalies de présentation, ce qui nécessita l'intervention du vétérinaire.

Ferme 2 : 12 vaches et une génisse de la race Simmental ont été inséminées après synchronisation des chaleurs, en 2 lots.

Les vaches avaient toutes une note d'état corporel supérieure à 3.



Figure 8: Les animaux de la ferme 1



Figure 9: les vaches étudiées au niveau de la ferme 2

II.3.1. Le bâtiment :

Tableau X: Renseignements sur les bâtiments des fermes étudiées.

N° de ferme	Type de stabulation	Air d'exercice	Aération	Litière	Hygiène du bâtiment
1	Entravée	Présence	Bonne	Sciure de bois	Moyenne
2	Semi-Entravée	Présence	Bonne	Absente	Bonne



Figure 10: Intérieur des bâtiments (respectivement ferme 1, ferme 2)

II.3.2. L'alimentation et l'abreuvement :

Dans les deux fermes ayant fait l'objet de notre étude, l'alimentation est à base de fourrage de blé et de concentré (maïs, soja et CMV)

L'abreuvement par contre est assuré différemment (automatique pour la ferme 2, et 2 fois par jour dans la ferme 1)

II.4. Matériel de l'insémination artificielle :

Pistolet

Gaine protectrice

Chemises sanitaires

Pinces

Ciseaux

Thermos pour la décongélation de la semence et un thermomètre

Serviettes

Gants de fouille
Gel lubrifiant
2 Biostat (pour la conservation et le transport) avec la semence



Figure 11: Matériel de l'insémination artificielle

II.5. Méthodes :

II.5.1. Synchronisation des chaleurs et insémination :

Ferme 1 :

Les implants sont déposés au niveau de l'oreille à l'aide d'un applicateur, ils sont à base de progestagènes.

Le jour même du dépôt une injection de Norgestomet est réalisée en I/M.

Le retrait est fait 10 jours plus tard, l'apparition des chaleurs a lieu dans les 48 à 72 heures suivantes. 3 vaches ont perdu les implants, mais elles ont été inséminées avec les autres.

L'insémination est pratiquée sur chaleurs observées selon la règle AM/PM.

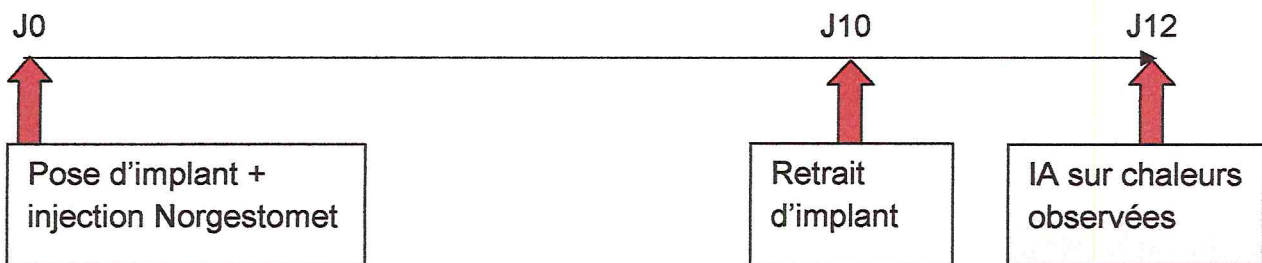


Figure 12: Protocole de synchronisation utilisé au niveau de la ferme 1.

Ferme 2 :

Le protocole de la synchronisation consiste en une pose d'implant S/C pendant 10 jours, à J8 une dose d'eCG est administrée en I/M, au jour du retrait des implants on injecte de la PGF2 α en I/M.

Cependant, pour le 2^{ème} lot et par manque d'hormones ce schéma n'a pas été respecté (pas d'injection de eCG ni de prostaglandines)

L'IA est pratiquée en aveugle à J12.

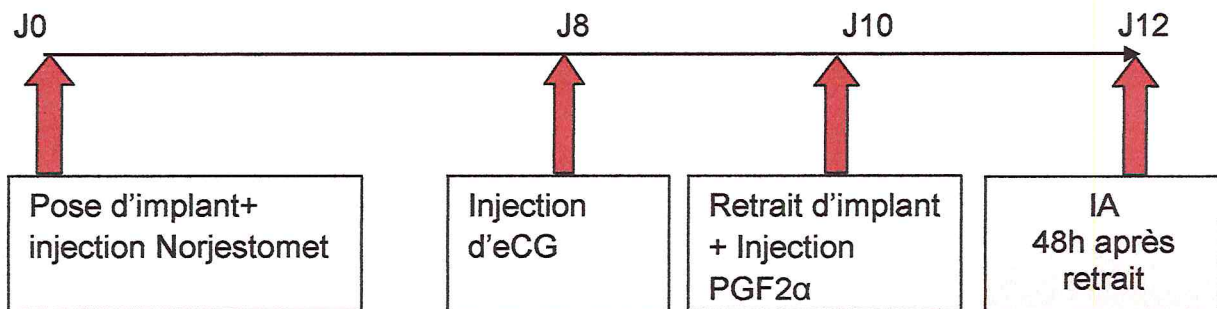


Figure 13: Planning de maîtrise du cycle suivi au niveau de la ferme 2.

II.5.2. Détection des chaleurs :

Dans la 1^{ère} ferme la détection de l'œstrus est effectuée par l'éleveur au moment de la traite (les vaches sont détachées en vue de la distribution du concentré)

A la ferme 2, une observation quotidienne des chaleurs est faite par un travailleur pendant 10 minutes.



Figure 14: aire d'exercice au niveau de la ferme 1.

III. Résultats :

III.1. Remise en reproduction des vaches en post-partum:

La reprise de l'activité sexuelle post-partum est fondamentale car en son absence, on ne peut pas effectuer une insémination artificielle, ni obtenir une fécondation.

Sur les tableaux XI, XII, XIII et XIV sont regroupés les dates des IA ainsi que les résultats de l'insémination pour les lots de vaches étudiées.

Ferme 1 :

Au niveau de cette ferme l'échantillon d'animaux étudiés est reparti en 2 lots.

Lot 1 : constitué de 10 vaches ayant subi un traitement de synchronisation des chaleurs, le diagnostic de la gestation est réalisé par palpation transrectale 90 jours après la date de l'IA.

Sur les tableaux XI et XII sont regroupés les renseignements sur la remise en reproduction des vaches de la ferme 1

Tableau XI: Déroulement de la mise en reproduction après synchronisation des chaleurs au niveau de la ferme 1.

N° vache	Date de mise d'implants	Date 1 ^{ère} IA	Retours en chaleurs	Date de 2 ^{ème} IA	Dgc de gestation
1	23-10-09	03-11-09	/	/	+
2	23-10-09	03-11-09	23-11-10	23-11-10	-
3	23-10-09	03-11-09	21-11-10	21-11-10	-
4	23-10-09	03-11-09	08-11-09	08-11-09	+
5	23-10-09	03-11-09	/	/	+
6	23-10-09	03-11-09	/	/	+
7	23-10-09	03-11-09	10-11-09	10-11-09	+
8	23-10-09	03-11-09	/	/	+
9	23-10-09	03-11-09	10-11-09	10-11-09	+
10	23-10-09	03-11-09	/	/	+

Lot 2 :

Pour ce deuxième groupe d'animaux, les vaches choisies sont inséminées sur chaleurs naturelles.

Le diagnostic de gestation est réalisé par échographie transrectale 34 jours après l'IA, où la présence de la vésicule embryonnaire a été mise en évidence. Les photos des figures n° 15 ont été prises le 20 mai 2010 et correspondent à la vache n°21.

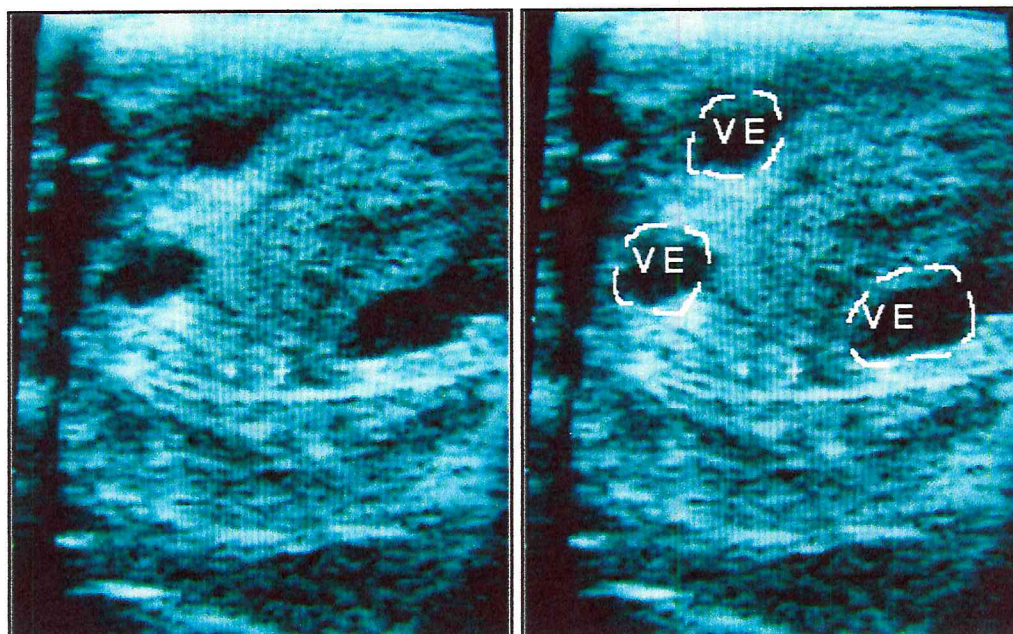


Figure 15: Vésicule Embryonnaire à J34

Tableau XII: Remise en reproduction sur chaleurs naturelles pour la ferme 1 (lot 2).

N° vache	Date 1^{ère} IA	Retour en chaleurs	Date 2^{ème} IA	Dgc de gestation
11	03-03-10	/	/	+
12	03-03-10	/	/	+
13	31-12-09	03-03-10	04-03-10	+
14	07-03-10	/	/	-
15	12-03-10	/	/	+
16	12-03-10	/	/	+
17	12-03-10	/	/	-
18	06-12-09	14-03-10	14-03-10	-
19	07-12-09	16-03-10	16-03-10	+
20	16-03-10	/	/	-
21	16-03-10	/	/	+
22	16-03-10	/	/	+
23	25-03-10	/	/	+
24	20-01-10	24-03-10	25-03-10	-
25	11-01-10	25-03-10	25-03-10	-
26	15-01-10	28-03-10	28-03-10	+
27	17-01-10	27-03-10	28-03-10	+

Nous indiquons que la deuxième insémination n'a intéressés que les vaches ayant manifestées un retour en chaleurs (les vaches 14,17 et 20 n'ont pas été inséminées)

Ferme 2 :

Les tableaux ci-dessous (XIII et XIV) récapitulent la chronologie de la remise en reproduction des vaches étudiées dans la ferme 2, après le traitement de synchronisation des chaleurs.

Tableau XIII: Résultats de la synchronisation du 1^{er} lot de vaches de la ferme 2.

N ^o vache	Date de mise des implants	Date IA	Retour en chaleurs	Dgc de gestation (palpation rectale)
1	04-12-09	16-12-09	05-01-10	-
2	04-12-09	16-12-09	06-01-10	-
3	04-12-09	16-12-09	06-01-10	-
4	04-12-09	16-12-09	/	+
5	04-12-09	16-12-09	06-01-10	-
6	04-12-09	16-12-09	06-01-10	-
7	04-12-09	16-12-09	/	+

Tableau XIV: Résultats de la synchronisation du 2^{ème} lot de la ferme 2.

N ^o vache	Date de la mise d'implants	Date IA	Retour en chaleurs	Dgc de gestation
8	09-01-10	21-01-10	/	+
9	09-01-10	21-01-10	11-02-10	-
10	09-01-10	21-01-10	09-02-10	-
11	09-01-10	21-01-10	11-02-10	-
12	09-01-10	21-01-10	11-02-10	-
13	09-01-10	21-01-10	10-02-10	-

Il est a noté qu'après le retour en chaleurs, l'éleveur a procédé à la saillie naturelle des femelles restantes par deux taureaux de la ferme.

III.2. Pourcentage des femelles gestantes après IA :

Ferme 1 :

Tableau XV: Résultats relatifs à la 1^{ère} IA au niveau de la ferme 1.

	Nombre de vaches inséminées	Nombre de vaches diagnostiquées gestantes	Taux de réussite
Lot 1	10	5	50%
Lot 2	17	7	41.17%
Total	27	12	44.44%

D'après le tableau XV, apparait une réussite en 1^{ère} IA de 50% et 41% au niveau de la ferme1 avec une moyenne de 44.44%.

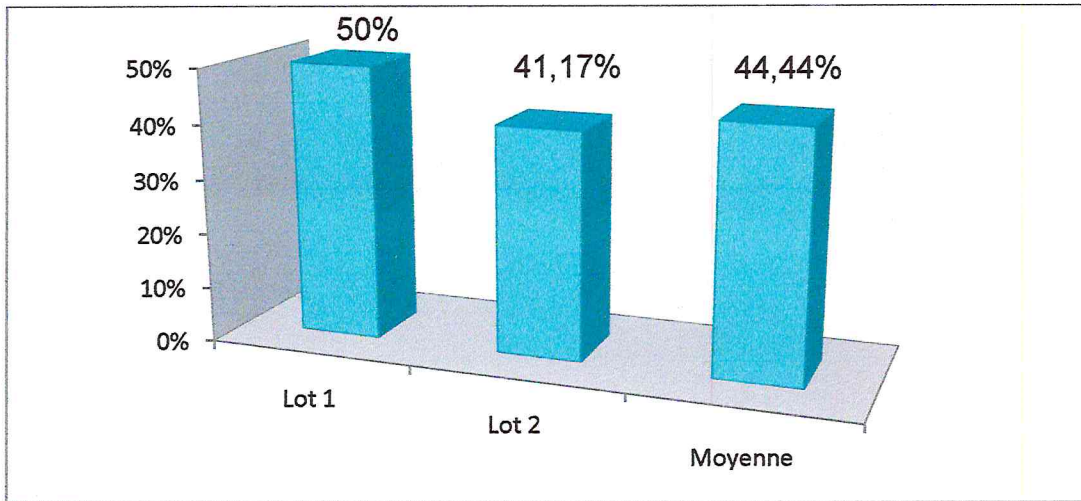


Figure 16: Résultats de la 1^{ère} IA pratiquée à la ferme 1.

L'échec de la première insémination conduit obligatoirement à pratiquer une deuxième voire troisième insémination. Les taux des vaches gestantes après la deuxième insémination sont représentés dans le tableau XVI

Tableau XVI: Pourcentage des animaux gestants après le 2^{ème} service

	Nombre de vaches inséminées	Nombre de vaches diagnostiqués gestantes	Taux de réussite
Lot 1	5	3	60%
Lot 2	7	4	57.14%
Total	12	7	58.33%

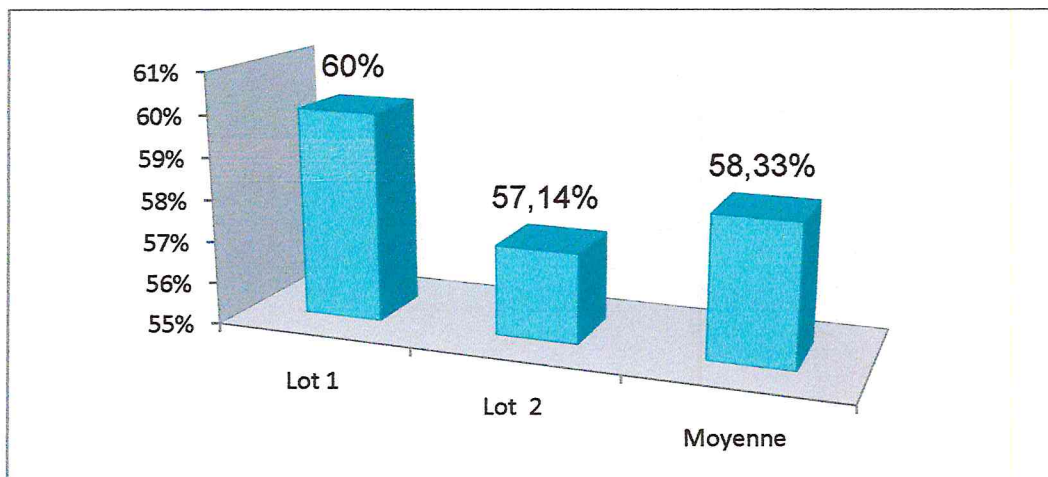


Figure 17: Taux de gestation après 2^{ème} IA au niveau de la ferme 1.

Ferme 2 :

Tableau XVII: Réussite en 1^{ère} insémination artificielle dans la ferme 2.

	Nombre de vaches inséminées	Nombre de vaches diagnostiquées gestantes	Taux de réussite
Lot 1	7	2	28.57%
Lot 2	6	1	16.66%
total	13	3	23.07%

D'après le tableau XVII, la réussite en 1^{ère} insémination est en moyenne 23.07%.

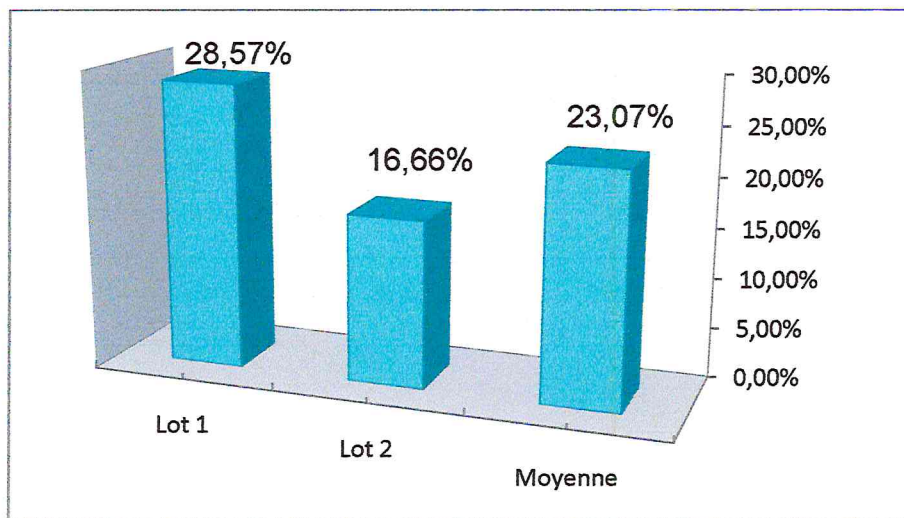


Figure 18: Taux de réussite en 1^{ère} IA dans la ferme 2.

III.3. Répartition des animaux synchronisés des deux fermes selon le moment de l'IA :

Tableau XVIII : Résultats de la fertilité après synchronisation selon le moment de l'IA

	Nbre d'animaux inséminés	Nbre d'animaux diagnostiqués gestants	Pourcentage
48 h après retrait	13	3	23%
2^{ème} moitié des chaleurs	10	5	50%

Parmi les vaches inséminées sur chaleurs observées, 50% ont été confirmées gestantes. Par contre, 23% l'ont été parmi celles inséminées en aveugle 48h après retrait des implants.

III.4. Durée des intervalles V-1^{ère} IA et V-IF :

Sur les tableaux XIX et XX sont regroupés les intervalles V-1^{ère} IA et V-IF pour l'ensemble des vaches étudiées.

Tableau XIX: Durée de l'intervalle V-1^{ère} IA et V-IF pour la ferme 1

N ^o vache	Date du vêlage	Intervalle V-1 ^{ère} IA (jrs)	Intervalle V-IF	N ^o vache	Date du vêlage	Intervalle V-1 ^{ère} IA	Intervalle V-IF
1	23-08-09	71	71	15	04-02-10	74	74
2	06-09-09	56	160	16	26-12-09	60	60
3	02-06-09	153	260	17	16-01-10	20	> 54
4	16-08-09	85	90	18	20-02-10	52	> 149
5	01-08-09	93	93	19	15-10-09	33	131
6	04-07-09	121	121	20	04-11-09	100	>135
7	30-06-09	130	137	21	06-12-09	104	104
8	08-06-09	147	147	22	09-12-09	74	74
9	01-08-09	93	100	23	04-01-10	113	113
10	20-07-09	105	105	24	03-12-09	98	> 197
11	12-01-10	51	51	25	12-10-09	98	> 205
12	01-01-10	63	63	26	03-10-09	63	134
13	15-11-09	45	107	27	12-11-09	40	109
14	04-02-10	33	> 68	/	/	/	/

Tableau XX: Intervalles V-1^{ère} IA et V-IF au niveau de la ferme 2

N ^o vache	Date du vêlage	Intervalle V-1 ^{ère} IA (jrs)	Intervalle V-IF (jrs)
1	Génisse	/	/
2	13-07-09	125	146
3	18-07-09	120	141
4	29-07-09	109	109
5	30-07-09	108	129
6	08-08-09	99	120
7	04-08-09	105	105
8	28-10-09	83	83
9	14-10-09	97	118
10	15-10-09	65	84
11	04-10-09	76	97
12	26-10-09	54	75
13	16-10-09	64	84

III.5. Répartition des vaches selon la durée de l'intervalle V-1^{ère} IA et V-IF :

Les résultats concernant l'intervalle V-1^{ère} IA obtenus dans chaque ferme sont regroupés dans le tableau XVX.

Tableau XXI: Répartition des femelles étudiées selon l'intervalle V-1^{ère} IA

	< 60 jrs	60-90 jrs	> 90 jrs	Moyenne de l'élevage (jrs)
Ferme 1	29.63% (8/27)	25.93% (7/27)	44.44% (12/27)	65
Ferme 2	8.33% (1/12)	33.33% (4/12)	58.34% (7/12)	92

Presque la moitié des vaches (44.44%) n'ont été remises en reproduction qu'après 90 j PP. Par contre 29.6% le sont avant le 60^{ème} j PP. Alors que pour la ferme 2 la majorité des vaches (58.34%) ont un intervalle V-1^{ère} IA supérieur à 90j PP.

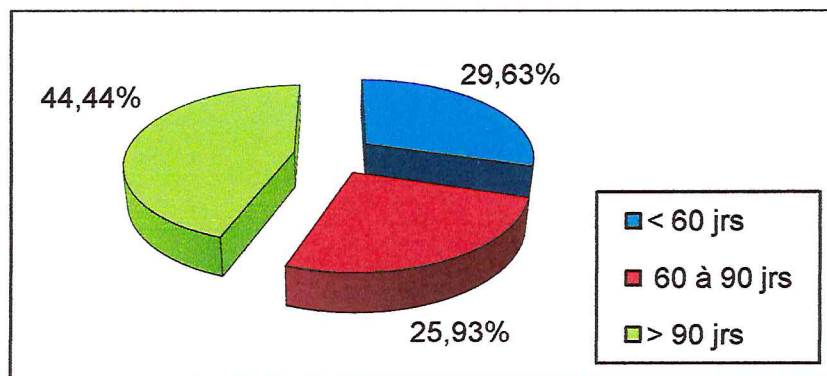


Figure 19: Répartition des vaches selon la durée de l'intervalle V-1^{ère} IA au niveau de la ferme 1.

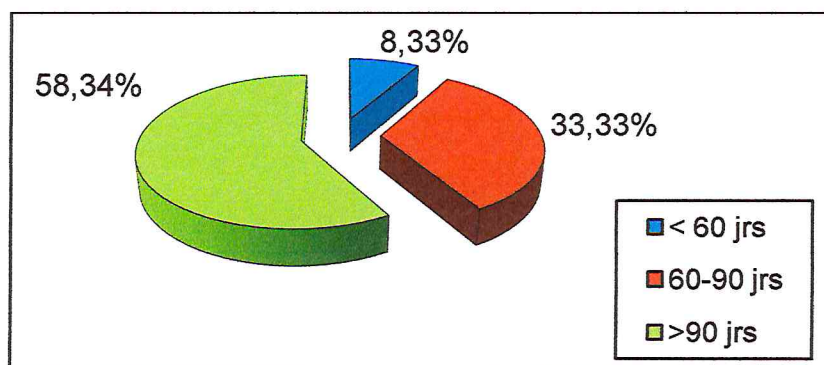


Figure 20: Répartition des vaches selon la durée de l'intervalle V-1^{ère} IA au niveau de la ferme 2.

Les données concernant l'intervalle V-IF sont représentées dans le tableau XXII.

Tableau XXII: Répartition des vaches étudiées selon la durée de l'intervalle V-IF

	<60	60-100	100-150	>150	Moyenne (jrs)
Ferme 1	3.70% (1/27)	37.04% (10/27)	40.74% (11/27)	18.52% (5/27)	109.71
Ferme 2	/	41.67% (5/12)	58.33% (7/12)	/	107.58

Un intervalle V-IF inférieur à 60 j PP a été noté dans la ferme 1 au pourcentage de 3.7%. alors que toutes les vaches suivies dans la ferme 2 ont été fécondées avant le 150^{ème} j PP.

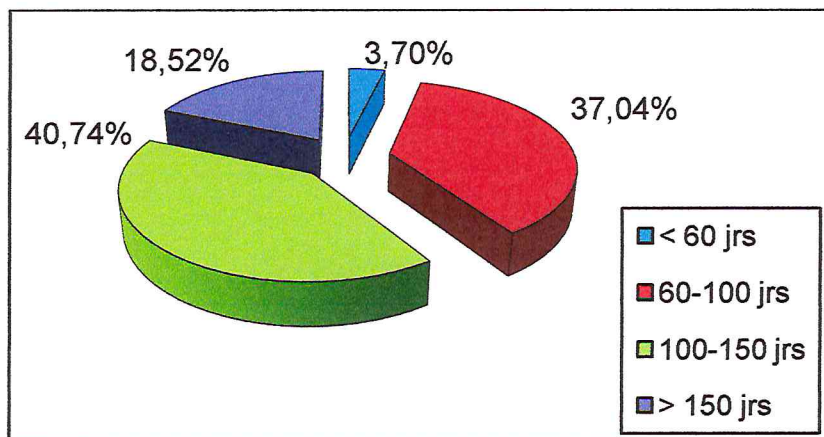


Figure 21 : Répartition des vaches de la ferme 1 selon l'intervalle V-IF

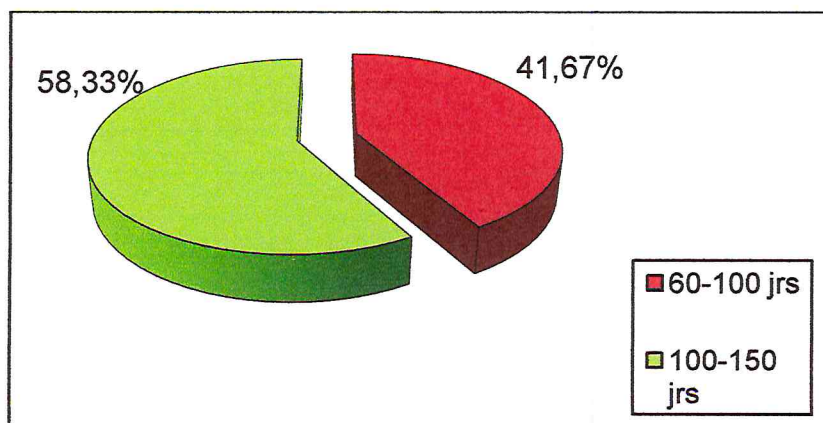


Figure 22 : Répartition des vaches de la ferme 2 selon l'intervalle V-IF

IV. Discussion :

IV.1. Résultats de l'insémination :

Ferme 1 :

Le taux de gestation moyen obtenu après la 1^{ère} IA et décrit dans le tableau XV est de 44.44% alors que Soltner [82] considère que l'objectif à atteindre dans les élevages bovins laitiers est l'obtention d'une valeur supérieure à 60%.

Ce taux de réussite plus ou moins inférieur à ce que recommande la littérature peut être relatif à :

1/ facteurs liés à la vache, à savoir : infections (métrites du premier degré), et facteurs d'ordre génétique et héréditaire.

2/ non détection des chaleurs et donc l'IA est faite à un mauvais moment.

3/ facteurs liés aux conditions de déroulement de l'IA (conservation, semence, dépôt incorrect de la semence...etc.). D'après Millair [66], une mauvaise technique de l'IA contribue au faible taux de conception.

Dans la semaine qui a suivi la 1^{ère} IA, il y'a eu retour de 3 vaches en chaleurs (N° 4, 7 et 9) indiquant que l'IA de ces dernières a été faite en dehors de l'œstrus.

Ceci est la conséquence de la perte des implants.

Ces inséminations ratées pouvaient être évitées par la réalisation d'examen préalable de l'appareil génital pour contrôler l'état œstral (appréciation de l'aspect vulvaire, glaire, fouillet rectal pour s'informer sur l'état des ovaires...).

Lors de la première tentative d'insémination après le traitement hormonal, nous avons eu 50% de réussite, ce taux est meilleur par rapport à celui rapporté par Beal et al. [10] à savoir 39% de gestation après traitement à base d'implant posé pendant 9 jours et injection d'œstradiol ou de PGF2 α 24 heures avant retrait et insémination sur chaleurs observées.

Tandis que sur chaleurs naturelles, ce taux diminue pour atteindre 41,1%.

Cette différence de taux de réussite est certainement due, entre autres, au non achèvement de l'involution utérine pour certaines vaches (inséminées avant le 50^{ème} jour PP), d'après Badinand [6] : D'une part, elle doit être complète pour qu'une nouvelle gestation puisse avoir lieu et d'autre part, les complications qui découlent de son évolution pathologique vont à l'encontre d'une fécondité normale.

A la 2^{ème} IA, 3 vaches sur les 5 restantes du 1^{er} lot ont été diagnostiquées gestantes, ce qui est égal à 60%. Sur le 2^{ème} lot, ce taux dépasse les 57%.

Ferme 2 :

Pour le 1^{er} lot, nous avons enregistré un taux de gestation équivalent à 28.57% après la 1^{ère} IA, ce pourcentage est loin de 59.8% rapporté par Haddada et al. [44] après un traitement par pose de spirale vaginale pendant 9 jours, injection de PGF2 α et eCG et une insémination après 56 heures du retrait.

Cette baisse du pourcentage des conceptions peut être expliquée par la pratique d'une IA unique après 48h du retrait alors qu'il est recommandé d'inséminer les vaches en aveugle soit une seule fois 56h après retrait soit 2 fois 48h et 72h après retrait, (Grimard et al.) [42]

Pour le 2^{ème} lot, il y'a eu diminution du taux de réussite par rapport au précédant avec 16.66% de gestation après la 1^{ère} IA. Ceci peut être lié à l'absence d'injection de PGF2 α , en effet, pour Mialot et al. [64], l'usage de prostaglandines a permis d'augmenter significativement le taux de gestation. De plus, Tregaskes et al. [86], signale que l'ajout de PGF2 α au CRESTAR a amélioré son efficacité en terme de synchronisation.

Le recours à la saillie naturelle au niveau de la ferme 2 semblait être la solution la plus adéquate du point de vue de l'éleveur vu que l'apparition des chaleurs après l'échec de la première IA s'est étalée sur plusieurs jours. À ceci s'ajoute la non accessibilité à la ferme par les inséminateurs à tout moment.

Ce choix, indique que finalement l'éleveur utilise la saillie naturelle par désespoir de cause.

Ceci représente un obstacle limitant l'extension de l'IA dans le milieu rural.

IV.2. Moment d'insémination :

D'après le tableau XVIII, il s'avère que l'insémination pratiquée sur chaleurs observées a abouti à un taux meilleur (50%) par rapport à celle pratiquée en aveugle (23%), ceci est conforme aux résultats apportés par la littérature :

Beggs et al. [11] a enregistré 51% de réussite (injection de benzoate d'œstradiol, pose de spirale vaginale pendant 7 jours, injection de PGF2 α le jour du retrait suivie d'insémination sur œstrus observé).

Par contre De Fontaubert et al. [25] a décrit 44% de conception (injection de benzoate d'œstradiol, pose d'implant pendant 9 jours, injection de PGF2 α le jour du retrait et IA 56h après retrait).

IV.3. Intervalle V-1^{ère} IA :

Ce paramètre considéré comme critère de conduite est en corrélation positive avec le paramètre IV-V qui est un critère économique puisque tout allongement du 1^{er} paramètre cité engendre un allongement aussi de l'IV-V qui ne doit pas dépasser 365 jours équivalent à une année pendant laquelle on doit avoir un veau et 7 mois de lactation par vache.

Cette période dépend de la volonté de l'éleveur à mettre ou pas l'animal à la reproduction, c'est ce qu'on appelle VWP (voluntary waiting period).

Ferme 1 :

Au niveau de la ferme1, presque la moitié (44.44%) des vaches a été inséminée après le 90^{ème} jour PP et 25.92% ont été inséminées entre le 60^{ème} et le 90^{ème} jour PP. Ces résultats ne sont pas satisfaisants pour l'appréciation de la reproduction des vaches laitières car d'après Hanzen [56], l'idéal pour un élevage bovin laitier est d'inséminer 90% des vaches avant le 90^{ème} jour PP.

La moyenne rapportée pour cette ferme (65jours) n'est pas représentative puisque le tiers des vaches (29.6%) a été inséminé pour la première fois avant le 60^{ème} jour PP avec des valeurs extrêmes de (20 et 33 jours) qui ont contribué à modifier la valeur moyenne.

Il est à noter que 5 vaches parmi les 27 étudiées au niveau de la ferme 1 équivalent à (18.51%) ont été inséminées avant le 50^{ème} jour PP, alors que Hanzen [56], appuie qu'aucune vache du troupeau ne doit être remise en reproduction avant 50 jours PP, cela correspond à l'achèvement de l'involution utérine et une reprise normale de l'activité ovarienne Coche et al. [22], Bruyas [19]. La remise précoce à la reproduction de la vache laitière engendre des troubles de reproduction de la femelle dans le futur Courot [23].

Ferme 2 :

58.3% des vaches de la ferme 2 ont été inséminées pour la 1^{ère} fois après 90 jours PP et 33.33% entre 60 et 90 jours PP, cela est contradictoire avec les normes citées par Hanzen [56].

La valeur moyenne observée au niveau de celle-ci (92 jours) ne répond pas aux exigences des élevages rationalisés, divers auteurs rapportent des moyennes plus réduites, ainsi Hanzen [46] : rapporte un intervalle de 70 jours, Chevallier [20] : 74.4 jours et Barnouin et al. [8] : 70 jours. Ce résultat est différent de celui rapporté par Moumene [67] : 112.54 jours

Ce ci peut être dû à :

-des chaleurs silencieuses (chaleurs non détectées) (Fonseca) [36].

-métrites puerpérales (Elliot et al.) [32], en effet, les métrites sont responsables d'anoestrus et s'accompagnent habituellement d'infertilité et d'infécondité (Nakao et al.) [70]

En plus, il ne faut pas oublier le rôle de la mauvaise conduite de la détection des chaleurs qui aboutit à des inséminations tardives et fait baisser le taux de conception (Bruyas) [19].

IV.4. Intervalle V-IF :

Ferme 1 :

D'après les résultats du tableau XXII, 37% des vaches possèdent un intervalle V-IF situé entre 60 et 100 jours PP, par contre les vaches fécondées au delà de 100 jours représentent plus de la moitié de l'effectif (48% : entre 100 et 150 jours, 18% : après 150 jours) ces valeurs sont supérieures à celles considérées comme normales dans la bibliographie.

Soltner [82] montre que le pourcentage des vaches fécondées au delà de 110 jours ne doit pas dépasser les 15%.

Ferme 2 :

Plus de 50 % de vaches laitières ont été fécondées au-delà des 100 jours. Et seulement 41% le sont avant 100 jours

Les intervalles moyens sont de 109.7 et 107.5 jours, alors qu'ils ne devraient pas dépasser 100 jours, et l'objectif à atteindre selon Hanzen [56] est de 85 jours.

L'allongement de cet intervalle n'est pas dû seulement à la mise en reproduction tardive mais aussi au taux de réussite en 1^{ère} IA.

V. Conclusion :

A l'issue de notre étude, qui a consisté à évaluer les paramètres de reproduction des vaches laitières, il apparaît que :

- Le taux de conception en première IA était insuffisant en général, et il est loin de répondre aux normes requises. Cette réussite est influencée par divers facteurs : en particulier les infections utérines et la difficulté de l'observation des chaleurs.
- La remise des vaches à la reproduction est très tardive, allongeant de ce fait l'intervalle entre les vêlages. Ce qui entraîne des pertes en production laitière.
- Enfin, la mauvaise gestion de la reproduction est aussi à l'origine de ces faibles performances ; elle est clairement mise en évidence par une mauvaise remise à la reproduction et un contrôle de gestation tardif.

VI. Recommandations :

L'amélioration de l'efficacité reproductive des vaches laitières passe nécessairement par des actions coordonnées entre éleveurs, et vétérinaires.

Afin de contribuer à cet objectif, nous proposons quelques recommandations pratiques pour:

➤ l'éleveur :

- Réaliser une bonne détection des chaleurs, en appuyant sur les points suivants :
 - Recrutement d'un personnel sérieux et qualifié.
 - Sortir les vaches au moins une fois par jour et faire deux observations par jour, d'une durée d'au moins 20 minutes.
 - Employer d'autres moyens de détection comme "la vache endrogenisée".
 - Eliminer les taureaux où il y'a emploi de l'insémination artificielle afin de ne pas fausser les résultats de celle-ci.
 - Maitriser les problèmes pouvant toucher les vaches laitières pendant la période du post partum, ce ci en tenant compte de :
 - Assurer une intervention rapide du vétérinaire surtout lors de vêlages dystociques.
 - Veiller sur l'asepsie du vêlage pour permettre de minimiser au maximum les infections.
- ### ➤ le vétérinaire :
- Vulgarisation de l'utilisation de l'IA, pour cela, le vétérinaire doit rendre simples et compréhensibles les avantages apportés par cette technique.
 - Sensibiliser les éleveurs pour une bonne gestion d'élevages et surtout la mise en place d'un planning de suivi de reproduction.
 - Instauration de programmes de perfectionnement des inséminateurs.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- [1]. AACILA N., Rapport sur l'infertilité chez la vache, thèse de fin d'étude, 2000-2001
- [2]. ADAMS G.P., Control of ovarian Follicular wave dynamics in cattle: implications for synchronization and superstimulation. *Theriogenology*, 1994, **41** 19-24
- [3]. ANDERSON M. , AALTO J and GUTAVSSON I. , Embryo quality and andrological study of two subfertile bulls versus five control bulls with normal fertility. 1992, *Theriogenology*, **38**
- [4]. ARECHIGA C.F., HANSEN P.J., STAPLES C.R, and MCDOWELL L.R.: Effects of timed insemination and supplemental beta-carotene on reproduction and milk yield of dairy cows under heat stress. *J. Dairy Sci.* **81**, 1998.
- [5]. BALLERY. Mise au point sur les protocoles de maîtrise des cycles chez les bovins. Thèse Méd. Vét, Alfort, 2005.
- [6]. BADINAND F., Involution utérine, utérus de la vache, édité par Constantin A et Meissonnier E, société française de Buiaterie, ISBN. 2-903626-00-6, 1981.
- [7]. BARNES M.A., KAZMER G.W., BIERLEY S.T., Gonadotropic and ovarian hormone response in dairy cows treated with Norgestomet and estradiol valerate. *Theriogenology*, 1981, **16**, 13-25.
- [8]. BARNOUIN J., CHACORNAC J. P., AISSAOUI C., EL IDILBI N., MAZURA., Comment dépister les déséquilibres biologiques et les troubles de santé chez la vache laitière dans le cadre d'étude ecopathologique, *Vet Res* , **25** : 104-109, 1983.
- [9]. BARONE R., Anatomie comparée des mammifères domestiques, 2^{ème} édition, Éditions Vigot 1990.
- [10]. BEAL W.E., GOOD G.A., PETERSON L.A., Estrus synchronization and pregnancy rates in cyclic and non cyclic beef cows and heifers treated with synchromate B or Norgestomet and Alfaprostol , *Theriogenology*, **22**, 59-65, 1984.
- [11]. BEGGS DS, HAMBLIN MC, WRAIGHT MD, MACMILLAN KL, Comparison of a whole herd synchrony program using two prostaglandin injections given 14 days apart with a program using œstradiol benzoate, progesterone and prostaglandin in seasonal calving dairy herds. In : *Proceedings of the World Buiatric Congress*, [CD Rom], Sidney, World Buiatric Society Ed., 2000.
- [12]. BENLEKHEL A., MANAR S., EZZAHIRI A., BOUHADDANE A., Insémination artificielle des bovins: une biotechnologie au service des éleveurs, *Bulletin Mensuel*

de Liaison et d'Information du Programme National de Transfert de Technologie en Agriculture (PNTTA), Transfert de technologie en agriculture n°65, 2000.

[13]. **BO. G.A., ADAMS G. P., CACCIA M., MARTINEZ M., PIERSON R. A., MAPLETOFT R.J.**, Ovarian follicular wave emergence after treatment with progestagen and œstradiol in cattle, *Animal Reproduction Science*, **39**,193-204, 1995.

[14]. **BO G.A., ADAMS G.P., NASSER L.F., PIERSON R.A., MAPLETOFT R.J.**, Effect of estradiol valerate on ovarian follicles, emergence of follicular waves and circulating gonadotropins in heifers. *Theriogenology*, 1993, **40**, 225-39.

[15]. **BONNES G., BATELLIER F.**, Reproduction des animaux d'élevage, Educagri Ed., 2ème Edition, p25, 2005

[16]. **BOSIO L.**, Relation entre fertilité et évolution de l'état corporel chez la vache laitière, le point sur la bibliographie, thèse en vue de l'obtention de grade de Docteur Vétérinaire, université Claude Bernard-Lyon, 2006 ,110p.

[17]. **BOUCHARD E.**, Portrait québécois de la reproduction conférences, symposium sur les bovins laitiers, MAPAQ, Direction de l'innovation scientifique et technologique, 2003.

[18]. **BOUZEBDA F., GUELLATI M. A., GRAIN F.**, Evaluation des paramètres de la gestion de la reproduction dans un élevage du nord est algérien. *Sciences et Technologie C– N°24*, 13-16, 2006.

[19]. **BRUYAS J.F.**, Anatomie de l'appareil génital de la vache, l'insémination artificielle de la vache .ENV de Nantes, session de formation théorique et technique destinée aux éleveurs, 1998.

[20]. **CHEVALLIER F., VANDEWINKEL E., BOUDJENAH H., COSQUER R., GRIMARD B., HUMBLLOT P.**, Facteurs de variation des taux d'ovulation et de gestation après synchronisation de l'oestrus chez des femelles charolaises et limousines dans la région Centre-Ouest. *Elevage et insémination*, 1996, **276**, 8-22.

[21]. **CHUPIN D.**, Maîtrise de la reproduction chez les bovins: principes, résultats, limites. *Ann. Med. Vet.*, 1977, **121**, 329-338.

[22]. **COCHE B., LE CONSTUMIER J., ZUNDEL E.**, l'involution utérine, mieux connaître, comprendre et maîtriser la fécondité bovine, journées de la société française buiatrie, 1985.

[23]. **COUROT.**, Etude des problèmes de la fécondité de troupeaux bovins BTL, 1969.

[24]. **DADOUNE et DEMOULIN A.**, Structure et fonctions du testicule (dans la reproduction chez les mammifères domestiques et l'homme) ,1992.

- [25]. **DE FONTAUBERT Y., COCHAUD J., TERQUI M.**, Synchronisation des chaleurs chez la vache laitière : bilan de l'utilisation du Syncro-Mate B pendant cinq années successives. *INRA Prod. Anim.*, 2, 317-323, 1989.
- [26]. **DEJARNETTE M., NEBEL R.**, Technique in cattle, select reproductive solutions, select sires : centre d'insémination artificielle, 2005a.
- [27]. **DEJARNETTE M., NEBEL R.**, Handling of frozen semen straws, select reproductive solutions, select sires : centre d'insémination artificielle, 2005b.
- [28]. **DERIVAUX F., ECTORS J.**, Reproduction chez les animaux domestiques. 3^{ème} édition, Cabay Louvain la neuve, Belgique, 1986.
- [29]. **DISKIN M.G., AUSTIN E.J., ROCHE J.F.**, Exogenous hormonal manipulation of ovarian activity in cattle. *Domest Anim Endocrinol*, 2002, **23**, 211-228.
- [30]. **DRIANCOURT M. A., GOUGEON A., MONNIAUX D., ROYERE D., THIBAUT C.**, Folliculogenèse et ovulation, in : THIBAUT C. LEVASSEUR M.C. La reproduction chez les mammifères et l'homme. Nouvelle éd. Paris : édition INRA et Ellipses, 2001, 928p.
- [31]. **DUMONT P.**, Appréciation de la fonction sexuelle du taureau reproducteur, *Le point vétérinaire* 1996, **28**.
- [32]. **ELLIOT L., MACMAHON K.J., GIERH.T, MARION B.G.** uterus of the cow after parturation, Bacterial content. *An. J. Vet. Res.* **29**, 77-81, 1968.
- [33]. **ENNUYER M.**, Les vagues folliculaires chez la vache. Applications pratiques à la maîtrise de la reproduction. *Point vét.*, **31**. 377-383.
- [34]. **EZEKWE**, Ejaculate characteristics of two breeds of tropical bulls N'dama and Muturu, Joint seminar on animal for African countries, Addis-Abeba, 1988.
- [35]. **FIENI F., TAINTURIER D., BRUYAS J.F., BATTU I.**, Physiologie de l'activité ovarienne cyclique chez la vache, *Bull. Group. Tech. Vet.* **512**, 1995, p35-49
- [36]. **FONSECA F. A., BRITT J.H., MCDANIEL B.T., WILK J.C., RAKES A.H.**, Reproductive traits of Holstein and jerseys. Effects of age , milk yield and clinical abnormalities on involution of cervix and uterus, ovulation, estrus cycles, detection of estrus, conception rate and days open, *J dairy Sci.*, 1983, **66**, 1128-1147.
- [37]. **FOOTE R. H.**, Time of artificial insemination and fertility in dairy cattle, *J. Dairy Sci.*, 1979, **62**, 355-358.
- [38]. **FOURNIER R., DRIANCOURT M.A., BARRETEAU S.**, Synchronisation des chaleurs et IA programmée chez les bovins. Comment maintenir une bonne fertilité avec des progestagènes sans œstrogènes? In: Journées nationales GTV, Tours, Paris: édition des GTV, 889-892, 2004.

- [39]. **GHOZLANE F., YAKHLEF H., YAICI S.**, Performances de reproduction et de production laitière des bovins laitiers en Algérie. *Annales INA*, Volume 24 N°1 et 2, 2003
- [40]. **GILBERT B., JEANINE D., CAROLE D., RAYMOND G., ROLAN J., ANDRE D., LOUIS M. et GISEL R.**, Anatomie des appareils reproducteurs, reproduction des mammifères d'élevage, les éditions Foucher, 1995.
- [41]. **GIPOULOU C., ENNUYER M., HUMBLLOT P., REMMY D., HAGEN6PICARD N., DELETANG F., MAYAR J.C., REGIS R.**, Gestion de la reproduction In: formation à la maîtrise de la reproduction bovine [cd-rom], Paris :Editions AFC-CEVA-MIATEST- OGER-CAMIAKEREL, 2003.
- [42]. **GRIMARD B., HUMBLLOT P., MIALOT J.P., PONTER A.A., CHASTANT S.**, Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovins, *INRA Prod. Anim.*, **16**, 211-227, 2003.
- [43]. **GUENARD H. , BOISSEAU M. R., CARRE F., DEVILLER P., HANOUNE J., HARF A., LACOUR J., RLAMOUR Y., LENY B., MARTHAN R., MARTINEAUD J.P., MINAIRE Y., MION F., PAILLARD M., SWYNGHEDAUW B., VARENE P., VINCENT J.**, Physiologie humaine ,Ed. Pradel, 4, Passage de la main d'or, Paris, 1996.
- [44]. **GUERIN B., THIBIER M.**, «Approche diagnostique et thérapeutique des inflammations de l'appareil génital du taureau d'insémination », *Elevage et insémination*, 1984, 202.
- [45]. **HADDADA B., GRIMARD B., HANINE K., LAKHDISSI B., NADJI J., PONTER A., DELETANG F., MIALOT J.P.**, Induction et synchronisation des chaleurs chez la vache laitiers au Maroc par l'association PRID + PGF2 α + eCG in : 10èmes Renc. Rech. Ruminants. Paris, 2003, 144.
- [46]. **HANZEN C., LAURENT Y.**, Applications des progestagènes au traitement de l'anoestrus fonctionnel dans l'espèce bovine. *Ann. Med. Vet.*, 1991, **135**, 547-557.
- [47]. **HANZEN C., LAURENT Y.**, application de l'échographie bidimensionnelle au diagnostic de gestation et l'évaluation de l'incidence de la mortalité embryonnaire de l'espèce bovine. *Ann.med.Vet*, 1991, **135**, 481-487.
- [48]. **HANZEN CH., LOURTIE O., DRION P.V.**, Le développement folliculaire chez la vache, aspects morphologiques et cinétiques. *Ann. Med. vet.* , **144**, **2000**, p233-235.
- [49]. **HANZEN CH.**, "Facteurs d'infertilité et d'infécondité en reproduction bovine", cours de 2ème doctorat, 2003-2004.
- [50]. **HANZEN CH.**, "Rappels anatomo-physiologiques", cours 2008-2009.

- [51]. HANZEN CH., "Rappels relatifs à la reproduction du taureau", cours 2008-2009.
- [52]. HANZEN CH., "L'insémination artificielle chez les ruminants ", cours 2008-2009.
- [53]. HANZEN CH., "Propédeutique de l'appareil reproducteur et l'examen du sperme des ruminants, cours 2008-2009.
- [54]. HANZEN CH., "La production d'embryons in vivo dans l'espèce bovine", cours 2008-2009.
- [55]. HANZEN CH., "La constat de gestation chez les ruminants", cours 2008-2009.
- [56] HANZEN CH., " Approche épidémiologique de la reproduction bovine. La gestion de la reproduction", cours 2008-2009.
- [57]. HASKOURI H., Gestion de la reproduction chez la vache: insémination artificielle et détection des chaleurs, 2000-2001.
- [58]. HOUDEAU E., Insémination artificielle et motricité utérine, communication personnelle, INRA, unité neurobiologie des fonctions végétatives, Domaine de Vilvert, 8352 Jouy-en-Josas cedex, France, 2000.
- [59]. KABANDANA F., GRIMARD B., HUMBLLOT P., THIBIER M., effet d'une supplementation alimentaire sur l'efficacité des traitements d'induction et de synchronisation de l'œstrus chez la vache allaitante : références particulières primipares non cyclées, *Elevage et insémination*, **258**, 1-26, 1993.
- [60]. LAFRI M., Physiologie de la reproduction, cours 2007-2008.
- [61]. LE BLANC S., La fécondité des taureaux laitiers au Québec, bilan de la situation et des solutions, communication personnelle, 2004.
- [62]. MARICHATOU H., TAMBOURA H., TRAORE A., Synchronisation des chaleurs et insémination artificielle bovine, Production animale en Afrique de l'Ouest, Fiche n°9, 2004.
- [63]. MARICHATOU H., L'insémination artificielle : conditions pour une bonne réussite, Production animale en Afrique de l'Ouest, Fiche n°10, 2004.
- [64]. MIALOT J.P., LAURENT J.L., RADIGUE P.E., SEGUIN A., Reproduction chez les bovins allaitants : particularités et interventions en suivi de troupeau, conférence du Vendredi 31 mai 2002, journées nationales SNGTV Tours Proceeding, 2002.
- [65]. MIALOT J.P., PONSART C., GIPOULOU CH., BIHOUREAU J.L., ROUX M.E., DELETANG F., The fertility of partum of autumn calving suckled beef cows is increased by the addition of prostaglandin to progesterone and eCG estrus synchronization treatment, *Theriogenology*, **49**, 1353-1363, 1998.

- [66]. **MILLLAIR**, Préparatif de l'insémination artificielle, manuel technique d'insémination artificielle bovin, p55, 1991.
- [67]. **MOUMENE A.**, Intérêt du diagnostic précoce de gestation dans l'optimisation de la gestion de la reproduction bovine, Mémoire en vue de l'obtention du diplôme de magister en sciences vétérinaires, 2002.
- [68]. **MURRAY B.**, Question d'équilibre : Des recherches montrent que nous sacrifions la fertilité pour des caractères de production 2007.
- [69]. **NIBART M., GOFFAUX M.**, Pathologies de l'épididyme chez les ruminants domestiques, In coll. Soc. Nat. E. Fert. et Steril., Masson (Paris), 1977, 85-102.
- [70]. **NAKAO T, MORISHI M, KAWATA K**, The effect of post-partum ovarian dysfunction and endometritis on subsequent reproductive performance in high and medium producing dairy cow. *Theriogenology*, 37:341-349, 1992.
- [71]. **ODDE K. G.**, Review of synchronization of estrus in post-partum cattle, *J. Anim. Sci.*, **68**, 1990.
- [72]. **OLDS D. et SEATH D.M**, Factors affecting reproductive efficiency in dairy cattle Kentucky Agri. Expr. Sta. Bull., 1954, 605.
- [73]. **PACCARD P., GRIMARD B.** La maîtrise de la reproduction des vaches allaitantes. *Rec. Med. Vet.*, 1988, **164**, 531-538.
- [74]. **PAREZ M., DUPLANJ.M.**, Insémination artificielle bovine (Reproduction et amélioration génétique édité par I.E.B. et U.N.C.E.I.A. Paris(France), 1987, p17-82.
- [75]. **PETIT M., M'BAYE M., PALIN C.**, La maîtrise des cycles sexuels. *Elevage et insémination*, 1979, **170**, 7-27.
- [76]. **PICARD-HAGEN N., HUMBLLOT P., BERTHELOT X.**, Le point sur les protocoles actuels de synchronisation. *Le point vétérinaire, Reproduction des ruminants: maîtrise des cycles et pathologie*, 2005, 32-36.
- [77]. **RODOLAKIS A.**, Maladies sexuellement transmissibles des mammifères domestiques, dans la reproduction des mammifères domestiques et l'homme, **38**, 1991.
- [78]. **ROZENBERGER G.**, Appareil génital mâle, Examen clinique des bovins, 1979, p324-370.
- [79]. **SAACKE R.G. and J.M. WHITE**, semen quality test and their relationship to fertility, inproc. 4th conf. An Insem. Artif. and Reprod. NAAB. Chicago, Illinois, 1972.

[80]. SAUMANDEJ., Faut t-il reconsidérer le moment souhaitable de l'insémination au cours de l'œstrus chez les bovins ? Une revue de données de la littérature, *Revue Méd. Vet.*, **152**, 2001, p756.

[81]. SCHALM et NORLANDER1957 cité par DUMONT PONSART C., HUMBLLOT P., GUERIN B., Etude de la réaction au test de SCHALM au cours du contrôle de la fonction sexuelle chez le jeune taureau, élevage et insémination, 1999, 292.

[82]. SOLTNER D., Anatomie des appareils génitaux de quelques grandes espèces de mammifères domestiques, La reproduction des animaux d'élevage, 3ème édition tome I, Sciences et techniques agricoles, 2001.

[83]. SPITZER J.C., NISWENDER G.D., SEIDEL G.E., JR., WILTBANK JN. Fertilization and blood levels of progesterone and LH in beef heifers on a restricted energy diet., *J. Anim. Sci.*, 1978, **46**, 1071-1077.

[84]. TIBAUT C., Abrégé de reproduction animale, Publisher : Intervet International B.V., ISBN 90-801886-3-8, 1994.

[85]. THIBIER M. et RAKOTONANAHARY A., Concentrations de la progestérone plasmatique lors de l'IA et taux de fertilité chez la vache laitière, Elevage et insémination, **159**, 1977.

[86]. TREGASKES L.D., BROADBENT P.J., DOLMAN S.P., FRANKLIN M.F., Evaluation of Crestar, a synthetic progesterone regime, for synchronizing estrus in maiden heifers used as recipients of embryo transfers, *Vet. Rec.*, **134**, 92-94, 1994.

[87]. TRIMBERGER G.W. et DAVIS H.P., Conception rate in dairy cattle by artificial insemination at various stages of oestrus, *Nebraska Agric. Exp.Stn. Bull*, 19436, **129**, 3-14.

[88]. TRIMBERGER G.W., Breeding efficiency in dairy cattle from artificial insemination at various intervals before and after ovulation, *Nebraska Agric. Exp. Stn. Bull.*, 1948, **153**, 3-26.

[89]. TWAGIRAMUNGU H., GUIBAULT L.A., DUFOUR J.J., Synchronization of ovarian follicular waves with a gonadotropin- releasing hormone agonist to increase the precision estrus in cattle ; a review. *J. Anim. Sci.*, **73**, 3141-3151, 1995.

[90]. VAISSAIRE J.P., Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire, (Editeur Maloine S.A.) , 1977.

[91]. WATTIAUX M., Détection des chaleurs, saillie naturelle et insémination artificielle, Institut Babcock pour la recherche et le développement international du secteur laitier, Université de WISCONSIN à Madison, Publication 1996.

[92]. YAHIMI A., Évaluation de la fonction sexuelle de taureau reproducteur" race locale" et essai sur la cryoconservation du sperme, Thèse en vue de l'obtention du diplôme de M.S.V., Un. De Blida, 2002-2003.