



180THV-1

République Algérienne Démocratique & Populaire

**MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE**

**Université « SAAD DAHLAB », BLIDA
FACULTE DES SCIENCES AGRO-VETERINAIRE ET BIOLOGIQUES**

Département des sciences vétérinaires

**Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de docteur
Vétérinaire**

THEME

Etude de quelques facteurs limitant la réussite de l'insémination artificielle bovine

Présenté par :

Melle. Boucherit Imene

Membres de jury :

Mr. BERBER A.

Maître de conférences.

Président

Mr. YAHIMI A.

Maître assistant

Examineur

Mr. KHELLAF D.

Maître de conférence

Examineur

Mr KAIDI R.

Professeur

Promoteur

Mme KAIDI A.

Maître assistant

Co Promotrice

2007/2008

République Algérienne Démocratique & Populaire

*MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE*

*Université « SAAD DAHLAB », BLIDA
FACULTE DES SCIENCES AGRO-VETERINAIRE ET BIOLOGIQUES*

Département des sciences vétérinaires

**Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de docteur
Vétérinaire**

THEME

Etude de quelques facteurs limitant la réussite de l'insémination artificielle bovine

Présenté par :

Melle. Boucherit Imene

Membres de jury :

Mr. BERBER A.

Maître de conférences.

Président

Mr. YAHIMI A.

Maître assistant

Examineur

Mr. KHELLAF D.

Maître de conférence

Examineur

Mr KAIDI R.

Professeur

Promoteur

Mme KAIDI A.

Maître assistant

Co Promotrice

2007/2008

REMERCIEMENTS

Chaque nom que je citerai sera associé à un sourire encourageant, un conseil précieux, une aide efficace, une présence nécessaire énormément de choses enfin, qui font qu'en réalité on ne travaille jamais seul.

A Monsieur le BERBER ALI Chef département de la faculté d'agro vétérinaire de Blida, Notre Président de Thèse, Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de mémoire, Hommages respectueux.

A MONSIEUR KHELLEF Maître de conférences de l'école nationale vétérinaire d'Alger, qui nous a fait l'honneur de faire partie des membres du jury.

A MONSIEUR YAHIMI Maître assistant de la faculté agro vétérinaire de Blida, qui nous a fait l'honneur de faire partie des membres du jury.

A MADAME KAIDI AOUATIF, ma Co promotrice, qui m'a guider, accompagner et soutenue durant ce travail, je vous en serai toujours reconnaissante.

A Dr KAIDI RACHID, qui a assuré mon encadrement et orienter tout le long de ce travail, L'occasion m'est donnée aujourd'hui, de vous exprimer toute ma gratitude et ma plus haute considération, merci pour votre soutien.

Dédicace

*A la mémoire de mon cher oncle **tonton noureddine** qui était le pilier de notre famille, le père, l'amé que Dieu lui accorde une place dans son vaste paradis.*

A mes parents

*Pour l'amour que vous m'avez donné et que vous me donnez encore
Pour votre soutien indéfectible dans les moments de doute
Pour m'avoir aidé à réaliser mon rêve. C'est grâce à vous que je suis là...
Toute ma vie j'essaierai de faire honneur à ce que vous m'avez offert.
Je vous en remercie très sincèrement.*

*A ma sœur Malika et mon frère Omar
A tous les membres de ma famille, je vous remercie de votre soutien.*

*A ma deuxième famille de fac Anouar, Rachid, Kahina, Hamid, Hadjer,
Bilal, Ahmed, Zegni, Mahmoudch, Nazihha, Amine colonel et Amina,
merci pour tous les bons moments passés ensemble.*

*A Kader le grand frère que je n'ai jamais eu et que je rêvais d'avoir,
merci de m'avoir porté, supporter*

A Kary , le meilleur pour la fin.....

*.....Je reste sans mot devant l'ampleur de ce que tu m'as apporté
et de ce qu'on a partagé. Une vie entière ne suffira pas à te remercier.
Peut-être aurons nous la chance d'en vivre 2 pour que le rêve les yeux
ouverts continue ???...*

A Chenaf Karima, merci de m'avoir appris à aimer le métier de vétérinaire, sans toi peut être je ne serai pas là.

*A tous les véto praticiens qui m'ont accepté en stage.
Merci pour votre compétence et votre enthousiasme.
Jamais je n'ai regretté de m'être « lancée » dans le métier !
A bientôt sur le terrain...*

A tous ceux qui sont là mais que je n'ai pas nommés : Merci d'avoir fait le déplacement, je suis très touchée !!

« Un rêve auquel on croit est déjà réalité »

Imene

Résumé :

En reproduction bovine, l'infertilité demeure un problème aux conséquences économiques graves. C'est pourquoi l'IA a toujours fait partie des anciennes biotechnologies visant à l'amélioration génétique et économique de nos cheptels bovins laitiers.

L'insémination artificielle enregistre des taux insuffisants dû à plusieurs facteurs limitant sa réussite, c'est pourquoi l'évaluation de l'importance de certains d'entre eux ont fait l'objet de notre étude.

A travers notre travail réalisé au niveau des Wilaya de BLIDA et SETIF, nous avons évalués les performances de reproduction des cheptels laitiers par :

- L'évaluation de la technicité des inséminateurs, à partir d'un suivi effectué au niveau des Wilaya de BLIDA et de SETIF.
- L'évaluation des paramètres de reproduction à partir des bilans d'Insémination de la Wilaya de SETIF.

L'évaluation de la technicité des inséminateurs, 50% des inséminateurs suivie avaient une mauvaise technique, et ne respectaient pas les normes d'hygiènes requises.

Quant aux résultats des fiches d'IA des élevages de la wilaya de Sétif obtenus se sont révélé inférieur aux objectifs fixés, avec un IVV moyen de 510 jours, un IVIA1 moyen de 334 jours, un IVIAF moyen de 349 jours et d'un TRIA1 moyen de 48%.

Mots clefs : insémination artificielle, intervalle vêlage-vêlage, intervalle vêlage première insémination, Intervalle vêlage-insémination fécondante, taux de réussite à la première insémination artificielle, inséminateur,

SUMMARY :

In bovine reproduction, infertility remains a problem with serious economic consequences. This is why AI is always considered as the oldest biotechnologies aiming to the genetic and economic improvement of our dairy cattle population.

Artificial insemination records insufficient rates due to several factors limiting its success. The subject of our study is the evaluation of the importance of these factors.

Through our work completed in the Wilaya of Blida and Setif, dairy livestock reproductives performances was evaluated as follow :

Insimulators technicite (Blida, Setif).

Evaluation of reproductives parametres from AI dates(Setif).

50% of the AI technicians didn't follow the hygenic normes required, the technic it self was mean wrongly performed.

The results obtained in Setif appared lower than the objectives, with a calving interval of 510 days, calving first AI interval of 349 days, calving concept interval of the AI of 334 days and conception rate at first AI of 48%.

Key words : Artificial insemination, calving interval, calving first Artificial insemination interval, calving concept interval , conception rate at first Artificial insemination

ملخص:

في مجال التكاثر عند الأبقار, العقم ما زال يمثل مشكل اقتصادي عويص, لهذا التلقيح الاصطناعي هو أول جيل للبيوتكنولوجي لتحسين الصفات الوراثية. و للتطوير الاقتصادي لدى قطعان الأبقار الحلوب.

التلقيح الاصطناعي يسجل نتائج غير مرضية بسبب عدة عوامل تؤثر في نجاحها. لذا يكون تقدير لبعض منهم هو السبب في هذه الدراسة.

و من خلال هذا العمل المنجز في ولايتي البليدة و سطيف أجرينا تقييما لقدرة التكاثر لدى قطعان الأبقار الحلوب ب:

- تقييم الطابع التقني للملقح بواسطة المتابعة في الولايتين.

- تقييم العوامل المؤثرة على التكاثر بواسطة نتائج التلقيح الاصطناعي بولاية سطيف.

التقييم للطابع التقني للملقح أعطى 50% من الملقحين, لوحظ فيها رداءة العمل و عدم احترام أسس النظافة الصحية.

أما التلقيح الاصطناعي لدى قطعان الأبقار لولاية سطيف أعطى نتائج غير مرضية مع فترة الولادة - ولادة تقيم ب 510 يوما, و فترة ولادة - تلقيح اصطناعي أول مقيم ب 334 يوما, فترة ولادة تلقيح اصطناعي مخصب 349 يوما و نسبة نجاح التلقيح الاصطناعي الأول يقدر ب 48%.

الكلمات المفتاحية, التلقيح الاصطناعي, فترة ولادة, ولادة, فترة ولادة تلقيح اصطناعي أول,

فترة ولادة تلقيح اصطناعي مخصب, الملقح

SOMMAIRE

Première partie : Etude bibliographique

REMERCIEMENTS

DEDICACE

RESUME EN FRANÇAIS

RESUME EN ANGLAIS

RESUME EN ARABE

SOMMAIRE

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

LIST DES ABREVIATIONS

INTRODUCTION GENERALE

➤ Chapitre I : Rappel anatomophysiologique de l'appareil génital femelle.

I-1- Rappel anatomique de l'appareil génital femelle.	P 01
I-1-1- Section glandulaire.	P 01
I-1-2- Sections tubaires ou voie génital.	P 02
I-1-3- Sections copulatrices.	P 04
I-2- Rappel physiologique de l'appareil génital femelle.	P 06
I-2-1- La puberté.	P 06
I-2-2- La Folliculogénèse.	P 07
I-3- Différentes phases du cycle.	P 10
I-4- La régulation hormonale du cycle oestral.	P 11
I-4-1- Les hormones intervenantes dans la régulation du cycle.	P 11
I-4-1-1- Hormones hypothalamique :(GnRH).	P 11
I-4-1-2- Hormones hypophysaires : FSH, LH.	P 11
I-4-1-3- Les stéroïdes ovariens.	P 11
I-4-2- Mécanisme hormonal.	P 12

➤ Chapitre II : Les chaleurs et maîtrise du cycle.

II-1- Les chaleurs.	P 14
II-1-1- Définition.	P 14
II-1-2- Signes de chaleur.	P 14
II-1-3- Méthode de détection des chaleurs.	P 15
II-1-3-1- L'observation du comportement sexuel.	P 15
II-1-3-2- L'animal détecteur.	P 16
II-1-3-3- Induction d'un comportement male.	P 16
II-1-3-4- Les marqueurs.	P 16
II-1-3-5- Les détecteurs de monte « Kamar » et « Oestruflash ».	P 16
II-1-3-6- Colliers Marqueurs.	P 17
II-1-3-7- Le détecteur de chaleurs.	P 17
II-1-3-8- Les détecteurs électroniques de chevauchement.	P 17
II-1-4- Le moment idéal de l'insémination artificielle.	P 18
II-2- Maîtrise des cycles sexuels.	P 19
II-2-1- La prostaglandine F 2 α .	P 19
II-2-2- Les Progestatifs.	P 20
II-2-3- La gonadolibérine.	P 24
II-2-4- Les associations.	P 25
II-2-4-1- Les traitements à base de prostaglandine et de GnRH.	P 25
II-2-4-2- Les associations oestrogènes/ progestérones/ eCG.	P 25

➤ Chapitre III : Insémination artificielle.

III-1- Définition.	P 27
III-2- Historique.	P 27
III-3- Les avantages de l'insémination artificielle.	P 27
III-3-1- Les avantages sanitaires.	P 28
III-3-2- Les avantages génétiques.	P 28
III-3-3- Les avantages économiques.	P 28
III-3-4- Amélioration de la gestion du troupeau.	P 28
III-4- Récolte et évaluation du sperme.	P 29

III-4-1- La récolte du sperme.	P 29
III-4-2- Le contrôle de qualité du sperme.	P 29
III-4-2-1- Examen macroscopique.	P 29
III-4-2-2- Examen microscopique.	P 29
III-4-2-3- La dilution du sperme.	P 30
III-4-2-3-1- Qualités de milieux de dilution.	P 30
III-4-2-3-2- Le taux de dilution.	P 31
III-4-2-4- Conservation du sperme.	P 31
III-4-2-4-1- Conservation à court terme.	P 31
III-4-2-4-2- Conservation à long terme.	P 31
III-5- Matériel et méthode utilisés.	P 32
III-5-1- La technique d'insémination artificielle.	P 32
III-5-1-1- Vérification et préparation du matériel.	P 32
III-5-1-2- Identification de la vache.	P 32
III-5-1-3- Décongélation de la semence.	P 32
III-5-1-4- Montage de la paillette dans le pistolet.	P 32
III-6- L'insémination proprement dite.	P 33
➤ <u>Chapitre IV</u> : Evaluation des performances de reproduction.	
IV- Paramètres de reproductions.	P 34
IV-1- La fécondité.	P 34
IV-2- La Fertilité.	P 34
IV-3- L'âge au premier vêlage.	P 34
IV-4- L'intervalle vêlage –vêlage.	P 34
IV-5- L'intervalle vêlage- premières chaleurs observées.	P 34
IV-6- Intervalle vêlage- première insémination.	P 35
IV-7- L'intervalle vêlage- insémination fécondante.	P 35
IV-8- Les facteurs qui influencent la fertilité bovine.	P 36
IV-8-1- Facteurs individuels.	P 36
IV-8-1-1- l'âge.	P 36
IV-8-1-2- La génétique.	P 36
IV-8-1-3- La production laitière.	P 36
IV-8-1-4- Le vêlage et la période périnatale.	P 36

IV-8-1-5- L'accouchement dystocique.	P 37
IV-8-1-6- La gémellité.	P 37
IV-8-1-7- La mortalité périnatale.	P 37
IV-8-1-8- La rétention placentaire.	P 38
IV-8-1-9- l'involution utérine.	P 38
IV-8-1-10- La fièvre vitulaire.	P 38
IV-8-1-11- L'infection du tractus génital.	P 39
IV-8-1-12- l'activité ovarienne au cours du post- partum.	P 39
IV-8-2- Facteurs collectifs.	P 40
IV-8-2-1- Facteurs humains.	P 40
IV-8-2-1-1- L'insuffisance de la détection des chaleurs.	P 40
IV-8-2-1-2- Choix du moment de l'insémination.	P 40
IV-8-2-1-3- Endroit anatomique de l'insémination.	P 41
IV-8-2-2- L'alimentation.	P 41
IV-8-2-3- L'état corporel.	P 41
IV-8-2-4- La saison.	P 42
IV-8-2-5- Type de stabulation.	P 42
IV-8-2-6- La taille du troupeau.	P 42
IV-8-3- Autres facteurs d'environnement.	P 43

PARTIE EXPERIMENTALE :

Objectifs	P 44
PARTIE I : Enquête sur la technique de L'Insémination Artificielle	
1. INTRODUCTION	P 45
2. MATERIELS ET METHODES	P 45
3. RESULTATS	P 45
4. DISCUSSION DES RESULTATS	P 51
5. CONCLUSION	P 54
Partie II : Evaluation des paramètres de reproduction	
1. INTRODUCTION	P 55
2. MATERIELS ET METHODES	P 55
3. RESULTATS	P 56

4. DISCUSSION DES RESULTATS	P 67
5. CONCLUSION	P 71
CONCLUSION GENERALE	P 72
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	P 74
ANNEXES	P 82

Listes des figures:

Partie Bibliographique :

- Figure 01 :** Appareil génital de la vache non gravide étalé, après avoir été isolé et ouvert dorsalement (Bonne, et al., 2005). p 5
- Figure 02 :** Représentation schématique d'un ovaire de vache, montrant la séquence du développement d'un follicule, l'ovulation, la formation et l'évolution du corps jaune (Bonne, et al., 2005). p8
- Figure 03 :** Devenir des follicules ovariens (d'après Mc Geeadhsuch, 2000) p 10
- Figure 04 :** L'axe hypothalamo- hypophyso- ovario- utérin de la vache (Hanzen et al, 2000). p 14
- Figure 05 :** Coloration du KaMaR©, après perçage de sa capsule d'encre (<http://www.kamarinc.com>) P 16
- Figure 06 :** Collier ou harnais avec emplacement pour bloc marqueur (<http://www.agrilog.fr>) P 17
- Figure 07 :** Moment idéal d'insémination artificielle par apport aux phases des chaleurs de la vache (Michael et Wattiaux, 1995). P 18
- Figure 08 :** Principe de la synchronisation des cycles par double injection de PgF2 α chez la vache (Pathologie de la reproduction ENVA, 2000). P 19
- Figure 09 :** Mise en place d'un implant sous-cutané. (Marichatou, 2003) P 21
- Figure 10 :** Traitement à base d'implants sous-cutanés pour l'induction et la synchronisation de l'oestrus (Aguer, 1981) P 21
- Figure 11 :** Mise en place d'une spirale vaginale. (Marichatou, 2003) P 22
- Figure 12 :** Traitement à base de spirales vaginales pour l'induction et la synchronisation de l'oestrus (PRID, 1997). P 23
- Figure 13 :** Traitement à base d'un dispositif vaginal pour l'induction et la synchronisation de l'oestrus (DMV, 2000). P 23
- Figure 14 :** Description du protocole associant GnRH-PgF2 α -GnRH. (Pursley et al., 1995) P 25

- Figure 15 :** Protocoles de synchronisation à base de progestagènes. (GRIMARD, 2003) P 26
- Figure 16 :** Schéma de mise en place d'une dose de semence : (Chois, 1991). P 33

Partie expérimentale

- Figure1.1 :** Pourcentage de réussite de l'IA des 4 inséminateurs. P 46
- Figure1.2 :** Hygiène du biostat (mal nettoyé) chez l'inséminateur1. P 47
- Figure1.3 :** Hygiène du biostat chez l'inséminateur 2. P 48
- Figure1.4 :** Hygiène du biostat chez l'inséminateur 4. P 48
- Figure2.1 :** Diagramme exprimant le nombre de réussite et d'échec de l'IA durant 2002- 2007. P 57
- Figure 2.2:** Nombres d'IA réalisé durant 2002- 2007. P 58
- Figure2.3 :** Diagramme présentant les réussites et les échecs des différents rangs d'IA durant 2002 à 2007. P 59
- Figure2.4 :** Taux de réussite à la 1ère IA. P 60
- Figure2.5 :** Taux de réussite à la 2ème IA. P 61
- Figure2.6 :** Taux de réussite à la 3ème IA. P 62
- Figure2.7 :** Taux de réussite de la 4ème IA. P 63

Liste des tableaux

Partie Bibliographique :

Tableau 01 :	Normes de reproduction chez la vache laitière (Denis, 1975)	P 35
---------------------	---	------

Partie expérimentale :

Tableau 1.1 :	Répartitions des fréquences chez les 4 inséminateurs durant l'année 2007.	P 45
Tableau 1.2 :	Hygiène au cours de l'insémination artificielle.	P 47
Tableau 1.3 :	Manipulation des paillettes et manipulation des vétérinaires.	P 49
Tableau 2.1 :	Taux de réussite de l'IA de la période 2002- 2007.	P 56
Tableau 2.2 :	Taux total d'IA1, IA2, IA3 et IA4 durant la période de 2002 à 2007	P 57
Tableau 2.3 :	Taux de réussite et d'échec a chaque IA.	P 59
Tableau 2.4 :	Evaluation de l'IVV durant la période allant de 2002 à 2007.	P 64
Tableau 2.5 :	Evaluation de l'IVI1 durant la période 2002 à 2007.	P 65
Tableau 2.6 :	Evaluation de l'IVIF durant la période 2002 à 2007.	P 65

Liste des abréviations

°C	Degré
μ	Micron
AM	Ante Meridiem
Cm	Centimètre
CNIAAG	Centre National de l'Insémination Artificielle et de l'Amélioration Génétique
eCG	Equine Gonadotropin Hormone
FSH	Folliculo Stimulating Hormone
g	Gramme
GnRH	Gonadotropin Releasing Hormone
h	heure.
IA	Insémination Artificielle
IDEB	Institut de Développement des Elevages Bovines
IVI1	Intervalle Vêlage Première Insémination
IVIF	Intervalle Vêlage Insémination Fécondante
IVV	Intervalle Vêlage-Vêlage
J	Jour.
LH	Luteinizing Hormone
mg	Milligramme
ml	Millilitre
mm	Millimètre
PgF2α	Prostaglandine F2 alpha
PM	Poste Meridiem
PMSG	Pregnant Mare Serum Gonadotropin
TRIA1	Taux de Réussite a la Première Insémination Artificielle
UI	Unité Internationale
VIF	Vêlage Insémination Fécondante
μg	Micromètre

INTRODUCTION GENERALE:

Le lait, considéré comme une denrée d'origine animale revêt un caractère hautement stratégique.

Sachant que les besoins annuels de la consommation laitière d'un habitant Algérien est de 110L, ce niveau de consommation est plus important que les consommations annuelles d'un habitant Tunisien ou Marocain, qui ont respectivement de 83l/hab/an et de 64l/hab/an (Ministère de l'industrie et de la promotion des investissements, 2008).

L'Algérie a produit durant l'année 2000 une quantité de 1,5 milliards de litres, qui a pu être améliorée en 2007 pour atteindre les 2,2 milliards de litres, soit une augmentation de 6% sur la production laitière (Ministère de l'industrie et de la promotion des investissements, 2008).

Cependant, il est indispensable d'atteindre un meilleur taux de production afin de réduire la dépendance à l'importation de poudre de lait, et aboutir ainsi à l'autosuffisance, c'est pourquoi, l'objectif est fixé à atteindre une production laitière de 4,5 milliards de litres en 2025, donc accroître la production actuelle de 115%.

L'utilisation de l'insémination artificielle en faisant intervenir l'homme dans le processus naturel de la reproduction a contribué à une amélioration génétique et économique rapide des troupeaux laitiers; pourtant plusieurs facteurs contribuent à influencer, la réussite des programmes d'insémination artificielle, particulièrement importants, sont la détection des chaleurs, la santé de l'animal et l'alimentation.

La nécessité de développer nos élevages et l'amélioration de l'insémination artificielle font l'objet de beaucoup d'attention c'est pourquoi nous avons essayé de cerner les facteurs les plus importants influençant la réussite de l'Insémination Artificielle à savoir la technicité du vétérinaire inséminateur et les paramètres de reproduction.

Chapitre 1

I. Rappel anatomophysiologique de l'appareil génital de la vache:

I.1. Rappel anatomique de l'appareil génital femelle :

Le rôle de l'appareil génital femelle ne se limite pas à l'élaboration de gamètes femelles et à leur cheminement. C'est dans le tractus génital que le sperme du male est déposé; les gamètes males et femelles se rencontrent et que la fécondation a lieu ; et l'œuf se développe pour donner un être vivant. (Bonne et al., 2005)

L'appareil reproducteur femelle comprend trois sections :

- Section glandulaire comprenant deux gonades (les ovaires).
- Section tubulaire (ou voies génitales) constituée par les oviductes et l'utérus.
- Section copulatrice comprenant le vagin et la vulve.

I.1.1. la section glandulaire :

• Les ovaires :

Organes paires appendus à la région abdominale, placé sur le détroit cranial du bassin non loin de la partie acétabulaire de l'os coxal, situé à une douzaine de centimètre du plan médian et moins d'une trentaine de centimètre du périnée. Alors que l'ovaire droit répond aux circonvolutions du jéjunum parfois du l'apex du caecum, le gauche répond au cul de sac dorsal du rumen (Barone, 1990).

L'ovaire est de couleur blanc rosé ou grisâtre, de consistance ferme peu élastique, souvent comparer à une grosse amande (Barone, 1990), toujours plus petit et moins lourd que les testicules (Bonne et al., 2005) sa taille est variable selon l'âge et le stade du cycle œstral (3 à 5 cm de long, 2 à 3cm de large et 1 à 2cm d'épaisseur (Deletang, 2000).

Concernant le poids, l'ovaire droit pèse 2 à 3 g de plus que l'ovaire gauche (Hanzen, 2006)

La bourse ovarique est délimitée par le mésovarium d'une part, élément de suspension de l'ovaire et par le mésosalpinx fixant l'oviducte à proximité de l'ovaire (Hanzen, 2006).

L'ovaire est revêtu d'un épithélium superficiel typique (Barone, 1990), constitue de cellules plates et cubiques (Bonne et al., 2005) sous le quel on distingue :

1. La zone corticale ou parenchymateuse : constituée de tissu conjonctif, le stroma ovarien se densifie sous l'épithélium pour former l'albuginé (Bonne, et al., 2005), c'est le siège de modifications cycliques qu'on appelle folliculogénèse. Elle est constituée de fibres fusiformes comme les cellules musculaires lisses mais dépourvues de striations. Seules les artérioles et pré capillaires s'engagent dans cette zone pour entourer les follicules lors de leurs maturations (Barone, 1990).
2. La médullaire : ou zone vasculaire : constitué de tissu conjonctif qui au niveau du hile est en continuité avec le ligament large (Bonne, et al., 2005), riche en vaisseaux sanguins, lymphatiques ou nerveux donnant l'aspect spongieux (Barone, 1990).

I.1.2. Section tubaire ou voies génitales :

- **Les trompes utérines :**

Encore appelées oviductes ou salpinx ou trompes de Fallope, constituent la partie initiale des voies génitales femelles dont le rôle est de recueillir l'ovule et de le conduire vers l'utérus, à chaque ovaire correspond un oviducte plus ou moins flexueux (Bonne, et al., 2005) qui est porté par un mésovarium ample et flottant (Barone, 1990) l'oviducte a une longueur de 20 à 30 cm et un diamètre de 3 à 4 mm (Hanzen, 2006) .il débute par le pavillon ou infundibulum indépendant de l'ovaire qui a la forme d'un entonnoir s'ouvrant dans la bourse ovarique dont la longueur est de 3 à 4 cm (Barone, 1990)

L'oviducte comprend :

1. L'ampoule : formée de flexuosités peu nombreuses, lâches mais très amples atteignant 2 à 3 cm (Barone, 1990) ; c'est la portion la plus large de l'oviducte possédant une muqueuse de type ciliée avec de nombreux replis qui avec la musculature va assurer la progression de l'ovule vers l'utérus (Gilbert Bonne, et al., 2005).
2. L'isthme : de calibre réduit (Deletang,) correspond à la partie terminale qui s'ouvre dans la cavité utérine, son diamètre est de 2mm (Hanzen, 2006)
3. La jonction utero tubaire : qui ne montre pas de démarcation nette (Barone, 1990), représente la zone de jonction de l'oviducte et de la corne utérine correspondante (F.Deletang).

- **L'utérus :**

Communément appelé matrice, est l'organe de gestation : implantation de l'œuf, développement embryonnaire et parturition. Il est composé de deux cornes utérines, du corps et du col ou cervix, barrière entre l'utérus et le vagin. C'est un organe creux de type bipartitus, appondue de chaque côté à la région lombaire par un fort méso et le ligament large (Barone, 1990), de couleur jaune rosé parfois rougeâtre, il change de consistance et de volume au cours des cycles sexuels.

L'utérus est composé de trois tuniques séreuse ou périmètre, musculuse ou myomètre et de la muqueuse ou endomètre qui comporte un épithélium simple à cellules ciliées et non ciliées de type sécrétoire et une propria épaisse aussi qualifiée de stroma endométrial présentant comme l'épithélium de grandes variations au cours du cycle. L'épaisseur et l'œdème de la propria diminuent au cours de la phase progestéronique du cycle et augmentent au cours de la phase oestrogénique. Cela contribue avec et surtout les contractions myométriales à rendre l'utérus plus tonique en phase oestrale. Le développement glandulaire au niveau de l'endomètre suit une évolution inverse. Les vaisseaux sanguins et lymphatiques de l'endomètre s'accroissent beaucoup au cours de l'oestrus et du metoestrus. Un liquide interstitiel envahit alors la couche profonde de l'endomètre qui devient oedémateuse. Parfois, des capillaires se rompent et des suffusions sanguines apparaissent. Elles sont éliminées avec le mucus.

- Les cornes utérines : d'une longueur de 40cm environ, se rétrécissent progressivement en direction des oviductes auxquels elles se raccordent sous la forme d'une inflexion en S (Hanzen, 2006), incurvés en spirale, bord libre fortement convexe, à leurs rencontre, elles sont unies par deux ligaments intercornaux superposés, le ventral plus étendu que le dorsal (Barone, 1990).

- Le corps utérin : d'environ 3cm, sur ses bords latéraux se prolonge le ligament large (Hanzen, 2006), il est fortement plissé en long et présente des caroncules (Barone, 1990).

- Le col : d'environ 10cm (Hanzen, 2006), à ce niveau la muqueuse est fort différente de l'endomètre proprement dit. Plus mince, dépourvue de glandes, elle ne présente que peu de modifications au cours du cycle. Le col ne renferme peu de fibres musculaires. Sa

consistance fibreuse tirant son origine de l'abondance de tissu fibreux. (Hanzen, 2006). Découpés en une quarantaine de franges serrées, de consistance dure, ces plis dessinent une collerette (fleur épanouie) (Barone, 1990) dont le nombre est de 4 ; le premier cranial entoure l'ouverture du col dans le corps utérin et dont le dernier distal forme constitue l'ouverture vaginale du corps utérin (Hanzen, 2006).

I.1.3. Section copulatrice :

- **Le Vagin :**

C'est l'organe de copulation ; il livre passage au fœtus au moment de la mise bas. Conduit impair et médian, très dilatable d'une longueur moyenne de 30 cm (Hanzen, 2006). Entièrement logé dans la cavité pelvienne (Bonne, et al., 2005), muqueuse rosée présente des plis longitudinaux peu élevés et effaçables, mais surtout des plis radiaires formant une collerette de trois à cinq replis entourant l'ouverture vaginale du col (Barone, 1990), la frontière entre le vagin et la vulve est délimitée par une cloison mince, incomplète et de développement variable : l'hymen. (Bonne, et al., 2005)

- **La vulve :**

Constitue la partie externe de l'appareil génital femelle. Elle occupe la partie ventrale du périnée. Elle est constituée de deux lèvres qui délimitent la fente vulvaire, elles sont épaisses, revêtues extérieurement d'une peau un peu ridée. A mi-longueur et latéralement débouchent les glandes de Bartholin dont la sécrétion lubrifiante facilite l'accouplement. (Gilbert Bonne, et al., 2005).

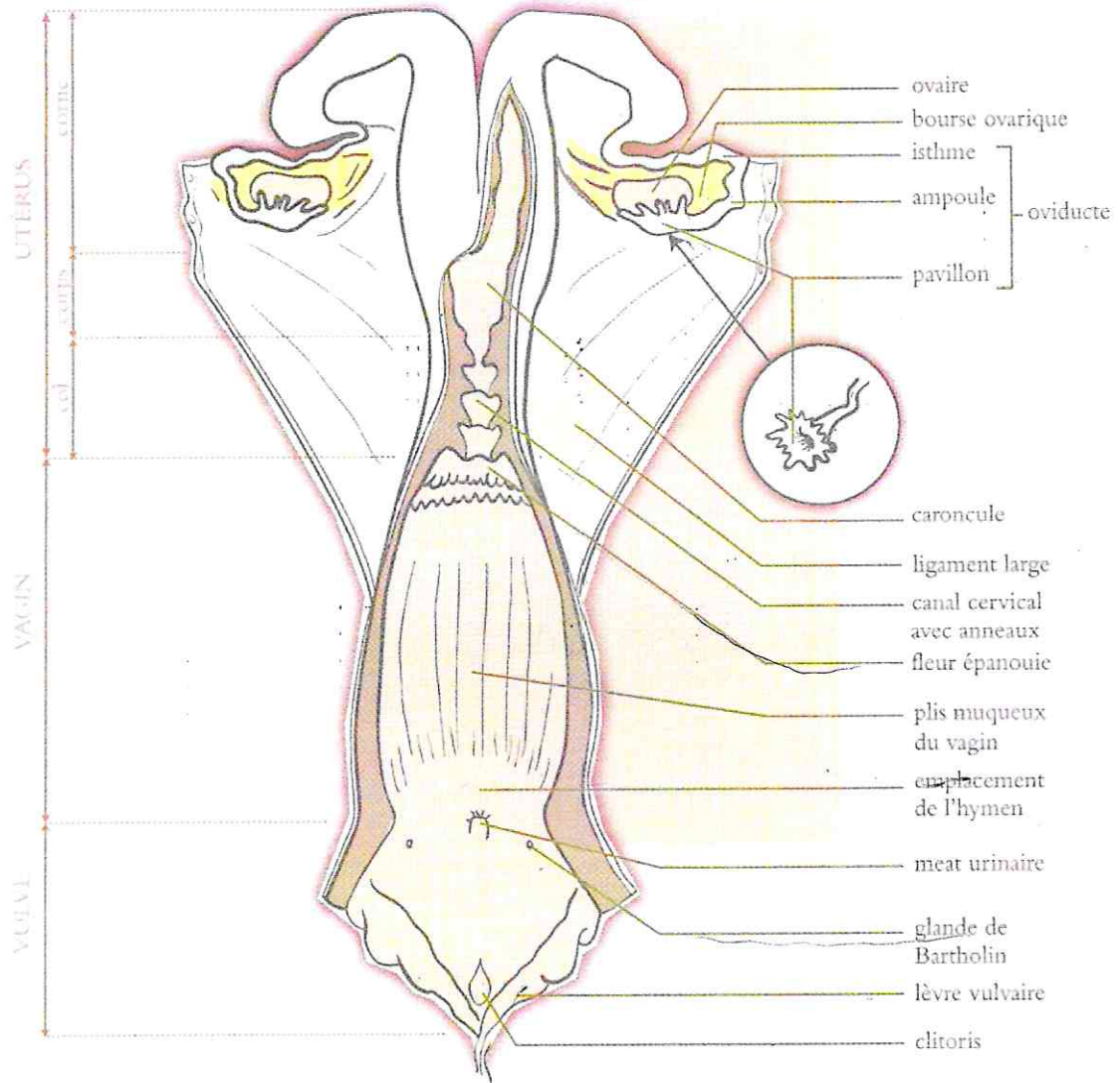


Figure 01: Appareil génital de la vache non gravide étalé, après avoir été isolé et ouvert dorsalement (Bonne, et al., 2005)

I.2. Rappel physiologique de l'appareil génital femelle :**I.2.1. Puberté :**

Les organes de la reproduction, entièrement formés à la naissance, ne sont fonctionnels qu'à partir d'une époque bien déterminée de la vie, appelée puberté (Derivaux et Ectors, 1980).

Définition :

C'est l'acquisition de l'aptitude à se reproduire, pendant cette phase les gonades sécrètent des hormones en quantité suffisante pour entraîner une accélération de la croissance des organes génitaux et l'apparition des caractères sexuels secondaires (Hanzen, 2006).

Age et poids a la puberté :

Le poids de la génisse, plutôt que son âge détermine le moment de la puberté et donc le début des chaleurs (Michaël et Wattieux, 1995). Les femelles peuvent être mises à la reproduction lorsqu'elles atteignent les deux tiers de leurs poids adulte (Baril et al., 1993). L'âge à la puberté est très variable selon les races, il varie également en fonction de 3 principaux types de facteurs : le niveau alimentaire, l'environnement, et des facteurs génétiques.

Mécanismes de la puberté :

Le facteur essentiel du déclenchement de la puberté est la mise en route de l'axe hypothalamo-hypophysaire, qui sécrète alors des quantités importantes d'hormones gonadotropes. Après une lente maturation, l'hypothalamus sécrète des hormones qui provoquent dans l'antéhypophyse la libération de gonadotropines (FSH et LH). La FSH entraîne un début de maturation des follicules ovariens qui produisent des oestrogènes, qui sont responsables du développement de l'appareil génital. Lorsque la sécrétion de LH atteint un taux suffisant, son action conjuguée à celle de FSH permet l'ovulation et la formation du corps jaune, source de progestérone (Vaissaire, 1977).

I.2.2. La Folliculogénèse :

Définition :

La Folliculogénèse est la succession des différentes étapes du développement du follicule depuis le moment où il sort de la réserve, jusqu'à sa rupture au moment de l'ovulation ou son involution. (Bonne, et al., 2005)

Aspect morphologique de la Folliculogénèse :

La phase de croissance folliculaire est concomitante à la croissance de l'ovocyte que le follicule contient. La nomenclature répond les termes de follicules primordiaux, primaires, secondaires et follicules tertiaires représentant les follicules cavitaires.

➤ Follicule primordial : follicule de réserve, de très faible dimension, il provient directement de la fragmentation constituée par une ovogonie, ce sont des cellules rondes de 20μ pourvu d'un noyau central entouré d'une seule assise de cellules folliculaires aplaties. (Barone, 1990). Ces follicules sont situés dans les couches les plus profondes du cortex ovarien, noyé dans un tissu conjonctif dense (Draincourt et al., 2000).

➤ Follicule primaire : il a le même aspect mais l'ovogonie a subi la prophase méiotique qui fait d'elle un ovocyte primaire, son volume est plus accrue et les cellules folliculaires sont cubique. (Barone, 1990)

➤ Follicule secondaire ou plein : la taille du follicule augmente en raison de la multiplication des cellules folliculaires qui sont nombreuses et polyédriques, et aussi due à l'augmentation de volume de l'ovocyte. Ces cellules se disposent en plusieurs couches qui donnent une sorte de membrane épaisse : la zone pellucide, les cellules folliculaires forment un massif de plus en plus épais : la granulosa mais de plus, autour de la granulosa, apparaissent des tissus nouveaux, les thèques qui entourent le follicule de deux enveloppes :
La thèque interne : formé de cellules granulaires, lieu de fabrication des estrogènes.

La thèque externe : formée de cellules aplaties et de fibres conjonctives, garnie de vaisseaux sanguins, chargés de nourrir le follicule et d'emporter les hormones qu'il produit.

➤ Follicule tertiaire : l'ovocyte augmente peu de volume, mais la granulosa qui a proliférée de manière extraordinaire, se creuse d'une cavité, l'antrum qui se remplit de liquide folliculaire qui devient de plus en plus abondant et refoule les cellules de la granulosa à la périphérie, tandis que l'ovocyte porté par un petit massif de cellules folliculaires le « cumulus oophorus » fait saillie dans la cavité (Soltner, 2001).

55. HANZEN C H., LOURTIE O. DRION P V. : 2000. Le développement folliculaire chez la vache. Aspect morphologique et cinétique .anim.med.vet.2000, 144,223-235.
56. HANZEN. CH : cours de premier doctorat .faculté de médecine vétérinaire Liège service b'obstétrique et de pathologie de la reproduction des ruminants, équidés, 2004-2005.
57. HANZEN. CH : cours du deuxième doctorat .faculté de médecine vétérinaire Liège service b'obstétrique et de pathologie de la reproduction des ruminants, équidés, 2005-2006.
58. HARESIGN W.:1981, body condition, milk yield and reproduction in cattle. Recent advances in anim. Nutrition, ppl-16 butter worths, London's of jnrj and henna chorisnic Ganado tropin and affects of progesterone and oestrogene.j.anim.sci.11982, 54,822-826.
59. HASKOURI H : 2000. gestion de la reproduction chez la vache : insémination artificielle et détection des chaleurs. Institue Agronomique et Vétérinaire HASSAN II
60. HAYES JF ; CUE RI ; MONARDES HG.(1992) :Estimates of repeatability of reproductive measures in Canadian Holstein. J. Dairy. Sci., 1701_1706.
61. HERES L, DIELEMAN S.J., VANEERDENBURG F.J. (2000). Validation of a new method of visual oestrus detection on the farm. . Vet. Q. Jan ; 22(1), 50-5.
62. HILLERS K. K., SENGER P. L., DARLINGTON R. L., FLEMMING W. N. effect of production, season, age of cows, dry and days in milk on conception to first service in large commercial dairy herd. J. Dairy Sci., 1984, 67, 861- 867.
63. HUMBLO P ET THIBIER M (1980). Progesterone monitoring of anoestrus dairy cows and subsequent treatment with a prostaglandin F2 α analog and gonadotropin releasing hormone. Ann. J. Vet. Res., 41, 1762-1766.
64. INRA : 1984 .Insémination artificielle et amélioration génétique chez les animaux de fermes .14ème jours de grenier de theix ,474 page.
65. JAINUDEEN M.R.: 1976, effects of climate on reproduction among female animals in the tropics .VIIIth .int .cong .anim. .Reprod. & IA. KRAKOW. La reproduction journée nationale de CNGTV le 27/28/29 Mai 1998.
66. JANDAL M.J. Genetic properties in cows. Bovine and Ovine. Middle east and north africa. Nbr 32- July- August 2001, p26.
67. KAMAR INC., images du système Kamar [<http://www.kamarinc.com>],
68. KLEMM S, A.H.T., 1991.conditionnement de la semence, contrôle de la qualité ; manuel technique d'insémination artificielle bovine. première édition française 1991.

69. KOLB : 1975.physiologie des mammifères domestiques.
70. LABEN RL ; SHANKS R ; BERGER PJ ; FREEMAN AE. (1982) : Factors effecting milk yirdl reproductive performance. J. Dairy Sci., 65 : 1004_ 1015.
71. LACARETE, G., La détection des chaleurs et le moment de l'insémination artificielle.centre d'insémination artificielle du Québec Saint-hyacinthe.symposium sur les bovins laitiers. 30 octobre 2003, CRRAQ 2003, 1-3.
72. LUCY M.C., SAVIO J.D. BADINGAL., DE LA SOTA R.L., TATCHER W.W ;1992. factor that effect ovarian follicular dynamics in cattle.
73. MARIANA J.C ; MILLER C : 1977 application de quelques models de dynamique des population de l'état de la folliculogénésés ovarienne.
74. MESSIOUD A., 2003 Analyse de la conduite de la reproduction en élevage bovin laitier (Wilaya de Guelma).Institut des sciences agronomiques .Centre universitaire d'El-Tarf.
75. MIALOT J.P., LAUMONNIER G., PONSART C., FAUXPOINT H., BARASSIN E., PONTER A.A., DELETANG F., 1999. Postpartum subestrus in dairy cows: comparison of treatment with prostaglandin F2alpha or GnRH + prostaglandins F2 alpha + GnRH. Theriogenology, 52, 901-911.
76. MINISTERE DE L'INDUSTRIE ET DE LA PROMOTION DES INVESTISSEMENTS. Communication à l'hôtel EL- AURASSI, ALGER le 15 Juin 2008.
77. MOOR RK ; KENNEDY BW. SCHAEFFER LR ; MOXLEY JE. (1990).Relation ship between reproduction traits, age and body weight at calving and days in first lactation. Shires and Holstein. J. dairy. Sci., 73 :835-842.
78. MOREIRA F., DE LA SOTA R.L., DIAZ T., THATCHER W.W., 2000a. Effect of day of the estrous cycle at the initiation of a timed artificial insemination protocol on reproductive responses in dairy heifers. J. Anim. Sci., 78,1568-76.
79. MORROW DA., HILLMAN D., DADE AW.: clinical investigation of a dairy herd with the fat cow syndrome. J. A. V. M. A. 1979. 174. 161-169.
80. MURRAY B. (1996): comment maximiser le taux de conception chez la vache laitière- détection des chaleurs. Bulletin prépare en collaboration avec Dr Frank Hurnik et Dr Gordon King de l'université de Guelph, ainsi qu'avec les membres de l'équipe du comité consultatif en production laitière.
81. P., BARIL G., CHEMINAUX LEBEUF B., ORGEUR P., VALLET J C. : 1993
82. P., LEBEUF B., ORGEUR P., VALLET J C. : 1993

83. PACCARD P. La reproduction des troupeaux bovins laitiers. Analyse des bilans. Elevage et Insémination., 1986, 212, 3- 14.
84. PACE, M.M ET SULLIVAN, J.J., 1978. A biological comparison of the 0,5ml ample and 0,5ml French straw system for packaging bovine spermatozoa. Proc. 7th Tech. Conf. Artif. Insem. Reprod. Pp : 22-23.
85. PAREZ M, DUPLAN JM, 1987. l'insémination artificielle bovine, reproduction et amélioration génétique, édité par ITEB UNCEIA.
86. PETERS A.S.: herd management for reproductive efficiency anim.reprd.sci.1982.42, 455-464.
87. PICTON H M., TSONIS C G., and MC NEILLY A S.: 1990. FSH causes a time dependant of pre ovulatory follicle growth in the absence of pulsate LH secretion in axes chronically treated with GnRh agonist .
88. PURSLEY J.R., KOSOROK M.R., WILTBANK M.C., 1997. Reproductive management of lactating dairy cows using synchronization of ovulation. J. Dairy Sci., 80, 301-306.
89. R. MICHEAL A., WATTIAUX : 1995.Systeme du bétail laitier reproducteur et sélection génétique. l'institut Babcook pour la recherche et le développement international du secteur laitier.
90. RADOSTIS O. M., BLOOD D. C. Dairy cattle General approach to a program. In "Herd Health", 1985, pp 48-65. WB Saunders Company.
91. RADOSTITIS OM ; BLOOD DC (1985) : Dairy cattle general approach to a program. In « HERD HEALTH », W.B Sanders Company., pp 48_65.
Reproduc/IMPROVING_DETECTION_OF_ESTRUS_IN_CATTLE.html].
92. ROCHE J F., .MEHM M., DISKIN M G.: 1997. Physiology and practice of inducing and control of oestrus cycle in cattle, bovine practitioner.
93. ROINE K.:1977, observation in genital abnormalities in dairy cows using slaughter house materiel. Nor disk vet. Med.29:188-193.
94. SAACKE, D, IN : PENNER, P.Manuel technique d'insémination artificielle bovine. semex Canada 1991.
95. SAIRAM M R., COLL: 1974."LH" in Vaissaire.
96. SAUMANDE J. (2002) : la folliculogenese chez les ruminants. Rsc. Med. Vet. 1991, 167, 205_ 218.

97. SEEGERS H., MALHER X. Les actions de maîtrise des performances de reproduction et leur efficacité en élevage bovin laitiers. LE POINT VÉTÉRINAIRE, 1996, vol. 28, numéro spécial "Reproduction des ruminants", 117- 125.
98. SEEGERS.H, GRIMARD.B. Les actions de maîtrise des performances de reproduction et leurs efficacités économiques en élevage bovin laitier. Le point vétérinaire, 1996, vol. 28, numéro spécial « Reproduction des ruminants », 117- 125.
99. SENGER, P.L. ET HILLER, J.K., 1980. On the farm management of semen tanks. In : Proc. 8th Tech. Conf. Artif. Insem.: Reprod, Nat. Assoc. Anim. Breeds, Columbia, MO ? pp 25-29.
100. SENGER, P.L., 1980. Handling frozen bovine semen factors which influence viability and fertility. Theriogenology, 1 (13) :51-63.
101. SILVA HML ; WILCOX CJ ; THATCHER WW ; BECKER RB ; MORSE D (1992) : Factors affecting days open, gestation length and calving in Florida dairy cattle . J. Dairy. Sci 75 : 288_ 293.
102. SIROIS J., FORTUNE J. E : 1990, monitoring ovarian follicular development in cattle by ultrasound imaging.
103. SMITH J F., BEAL W E. oestrus synchronization in dairy heifers and lacting beef cattle using progesterone releasing intravaginal. Device and PGF2.9th inter. cong. anim. reprod and artificial insemination (MADRID) vol II.1980, 141.
104. SOLTNER D : 1999. La reproduction des animaux d'élevage.
105. SOLTNER D : 2001. La reproduction des animaux d'élevage.
106. SPALDING RW ; EVERETT RW ; FOOT RH. (1975) : Fertility in new York artificially inseminated holstein herds in dairy improvement. J. Dairy. Sci ; 58 : 718_723.
107. STEVENSON JS ; LUCY MC ; CALL EP. (1987) : Failure of timed insemination and associated luteal function in dairy cattle after two injections of prostaglandin F2a ; theriogenology. 28 : 937_946.
108. TENNANT B. PEDDICORD R.G.:1968,the influence of delayed uterine involution and endometritis on bovine fertility .cornell.vet.58:185-192.
109. Twagiramungu H., Guibault L.A., Proulx J.G., Dufour J., 1994. Influence of corpus luteum and induced ovulation on ovarian follicular dynamics in postpartum cyclic cows treated with buseriline and cloprostenol. J. Anim. Sci., 72, 1796- 1805.
110. VAISSAIRE JP : 1977. Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire maclouine, paris.

111. VALLET A., BERNY F., PIMPAUD J.Y., et coll. Facteurs d'élevage associés à l'infécondité des troupeaux dans les Ardennes. Bull. GTV, 1997, 537, 23-26.
112. VALLET A., NAVETAT H. La fécondité en élevage allaitant. Elevage bovin. 1985. 154 : 78-85.
113. VAN EERDENBURG F.J.C.M., LOEFFLER H.S.H., VAN VLIET J.H. 1996. Detection of Oestrus in Dairy Cows : a new approach of an old problem.. Vet. Quart. 18, 52-54.
114. WALTER R. Alimentation de la vache laitière. France Agricole. 1992. pp 143-147.
115. WATTIAUX MA (2000) : reproduction et sélection génétique. Chapitre 9 : détection des chaleurs, saillie naturelle et insémination artificielle. Institut Badcock pour la recherche et le développement laitier. Université du Wisconsin à Madison.
116. WEBB D.W. Florida DHI annual summary. Dairy info. Sheet SS-DAS-1. Florida Coop. Ext. Serv., Gainesville. 1989.
117. WILLIAMSON NB, MORRIS R.S., BLOOD D.C., CANNON C.M., WRIGHT P.J. (1972b). A study of oestrous behaviour and oestrus detection methods in a large commercial dairy herd : II - Oestrous signs and behaviour patterns. Vet. Record. July, 58-62.
118. WILLIAMSON NB. (1987). The interpretation of herd records and clinical finding for identifying and solving problems of infertility. Compend. Contin. Educat. Pract. Vet., 1 :F14-F24.
119. WILLIAMSON N.B. The interpretation of herd records and clinical findings for identifying and solving problems of infertility. Compend. Contin. Educ. Pract. Vet., 1987. 9: 14-24.
120. YOUNDAN PG ET KING JO. (1977): The effects of body weight changes during the post partum period in dairy cow.

Annexe

Annexe N°01 :

Matériel pour l'insémination :

Le matériel nécessaire pour l'insémination artificielle est le suivant :

- Pistolet de Cassou et accessoires stériles
- Gaines protectrices
- Chemises sanitaires
- Pincés
- Ciseaux
- Thermos pour la décongélation de la semence et un thermomètre
- Serviettes
- Gants de fouille
- Gel lubrifiant
- Bombonne d'azote avec la semence

Annexe N°02

Université "SAAD DAHLEB"- BLIDA

Département de médecine vétérinaire

Date.....

Questionnaire destine a apprécier la technicité de l'inséminateur

Wilaya de Blida

Daïra

Commune.....

Lieu.....

Adresse.....

Question 1: hygiène et condition sanitaire:

Matériel propre	Oui	Non
Matériel jetable	Oui	Non
Manipulation : propreté du pistolet, gaine, paillette	Oui	Non
Inséminateur se lave les mains avant et après insémination	Oui	Non
Tenue vestimentaire, blouse propre	Oui	Non
Tenue vestimentaire, blouse propre	Oui	Non
Lors de visite successive dans plusieurs étables équipement propre	Oui	Non
se laver les mains	Oui	Non
laver les bottes	Oui	Non
Avec désinfectant	Oui	Non

Question2 : insémination proprement dite :

- | | | |
|--|-----|-----|
| 1. Posséder un thermos de décongélation | Oui | Non |
| 2. Si non quelle est la méthode de décongélation utilisée ?
.....
..... | | |
| 3. A quelle température décongelez vous la semence ?
..... | | |
| 4. Combien de temps la décongélation dure ?
..... | | |
| 5. L'inséminateur se déplace sur
Coup de téléphone du propriétaire | Oui | Non |
| Venue du propriétaire au cabinet | Oui | Non |
| 6. Disponibilité du vétérinaire après 17h | Oui | Non |
| 7. Combien de temps après le début des chaleurs le vétérinaire insémine l'animal : | | |
| 8. Insémination sur chaleur observée | Oui | Non |
| 9. Insémination après synchronisation des chaleurs | Oui | Non |
| 10. procéder à un examen de l'animal avant l'insémination | Oui | Non |
| 11. insémination précoce | Oui | Non |
| 12. insémination tardive | Oui | Non |
| 13. préparer le matériel d'insémination dans un endroit propre | Oui | Non |
| 14. localisation des animaux se fait :
Sur numéro | | |

Sur tatouage

Sur la couleur de la robe

- | | | |
|---|-----|-----|
| 15. S'assurer de bien localiser la semence au sein de la bonbonne d'azote | Oui | Non |
| 16. Les paillettes dépassent la zone critique de la bonbonne d'azote | Oui | Non |
| 17. Identification de la dose de la semence qui est retirée en :
Moins de 3 à 5 secondes
Plus de 3 à 5 secondes | | |
| 18. Secouer la paillette lors du retrait | Oui | Non |
| 19. Emplacement de la paillette dans le thermo de décongélation | Oui | Non |
| 20. Respecter le protocole de décongélation selon :
Le Fournisseur de la semence
Le temps | | |
| 21. Approche de la vache :
Brutale
Doux | | |
| 22. Soulèvement de la queue avec :
Une serviette et mains non gantés
Mains ganté lubrifiées | | |
| 23. Doigts en fuseau et introduite fortement | Oui | Non |

24. Nettoyer la vulve avec une serviette	Oui	Non
25. Vidanger le rectum :		
Avant introduction du pistolet dans le vagin		
Après introduction du pistolet dans le vagin		
26. Massage en douceur du rectum en douceur pour anomalie gestation	Oui	Non
27. Relaxation des contractions rectales par des mouvements doux	Oui	Non
28. Introduction du pistolet à 45° dans le vagin	Oui	Non
29. Le pistolet touche les lèvres vulvaires	Oui	Non
30. Le pistolet passe par le clitoris	Oui	Non
31. Le pistolet dépasse t il le col et corps utérin	Oui	Non
32. À quel endroit déposez-vous la semence :		
Col		
Corps		
Cervix		
33. Le pistolet est retirer doucement ou fortement		
34. Massage de l'utérus	Oui	Non
35. Retirer le bras du rectum doucement	Oui	Non
36. Massage de la vulve après avoir retirer le pistolet	Oui	Non

37. Inscription des données :

Carnet certificat d'insémination

38. Tableau de saillie de l'étable

Oui

Non

39. Faire le suivie de l'animal

Oui

Non

40. Si l'insémination artificielle ne réussit pas après trois fois, que faite
VOUS.....

41. En fin de journée :

Vérification du taux d'azote dans la bombonne

Vidanger le thermos

Nettoyer le matériel

Nettoyer la blouse du vétérinaire

➤ Follicule mur ou de De Graaf : sa taille varie entre 15 à 20mm (Barone, 1990), il se distingue des autres follicules par un antrum très volumineux ; l'ovocyte et la granulosa apparaissent minuscules (Soltner, 2001) (Figure 02).

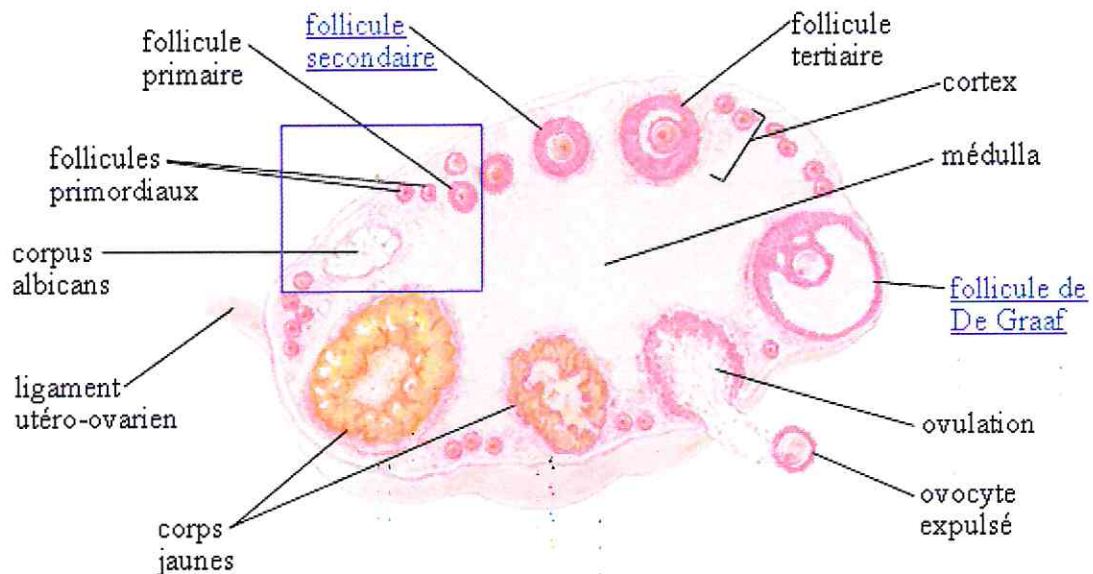


Figure 02 : représentation schématique d'un ovaire de vache montrant la séquence du développement d'un follicule, l'ovulation, la formation et l'ovulation du corps jaune.

(Bonne, et al., 2005)

Notion de vague de croissance folliculaire :

De nombreuses études échographiques ont confirmé la théorie des vagues folliculaires selon la quelle le développement folliculaire apparaît non pas de manière aléatoire mais sous forme de croissance et de régression successive de plusieurs follicules appelé vagues (Irland et al., 1987). Ces vagues folliculaires ne sont pas observées uniquement pendant la période préovulatoire comme chez certaines espèces mais aussi durant les phases diostrales du cycle. (Fortune, 1994)

Chez la vache une à quatre vagues sont observées durant un cycle (Lucy et al 1992 ; Marianna et Millier, 1977) s'il y a émergence de trois vagues, elles débutent habituellement aux jours 2, 9 et 16 du cycle, mais si elle ne compte que deux elles apparaissent aux jours 2 et 11 du cycle (Lucy, 1992).

Les vagues folliculaires se caractérisent par 3 phases : (Figure 03)

Le recrutement : c'est un phénomène par lequel un certain nombre de follicules émergent à partir de la réserve ovarienne de follicules antraux, et commence à se développer durant le cycle oestral ; et cela est corrélé avec une augmentation de FSH (Adam et al., 1992 ; MC Meilly et al., 1992).

La sélection : la sélection du follicule se fait 36 à 48 h après le début du recrutement (Boa et al., 1997) ; durant cette phase le follicule sélectionné acquiert la compétence pour aller vers l'ovulation, tandis que les autres follicules de la cohorte dégèrent par atresie ; c'est le follicule comportant des récepteurs a LH qui deviendra dominant, car il est capable de répondre aux gonadotropines ; tandis que la diminution du taux de FSH bloque la croissance et la maturation des follicules sensibles (Monniaux et al., 1996).

La dominance : est caractérisée par la croissance et maturation du follicule préovulatoire, c'est le follicule dominant qui empêche le recrutement d'une nouvelle cohorte de follicules, en effet il est le seul capable de provoquer la régression d'autres follicules en développement, ou d'inhiber la croissance d'autres follicules (Sirois et Fortune., 1990).

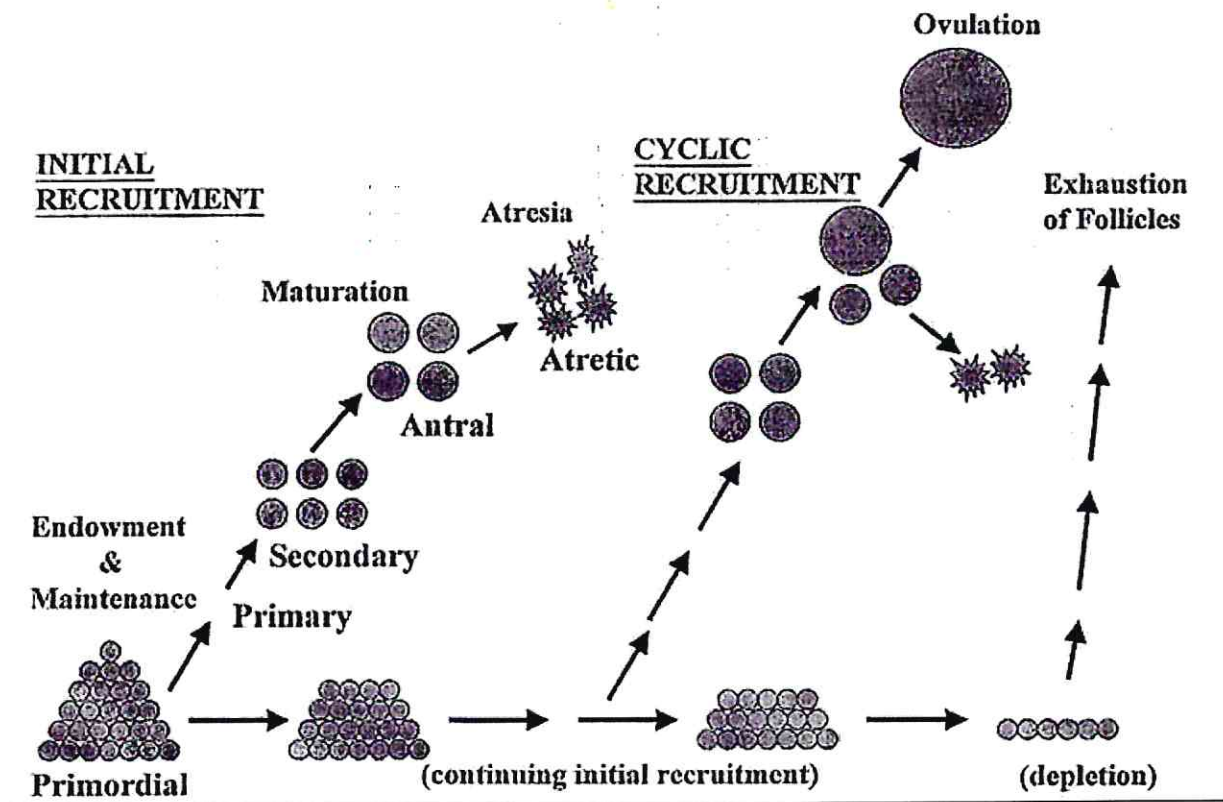


Figure 03: Devenir des follicules ovariens (d'après McGeandHsueh, 2000)

I.3. Différentes phases du cycle :

La vache est une espèce polyœstrienne de type continue avec une durée moyenne de cycle de 21 à 22 jours chez les multipares, et de 20 jours chez les génisses. (Hanzen et al., 2000). Les différentes phases du cycle oestral sont :

- **Pro-oestrus :**

Représente la période de transition entre la fin d'un cycle et le début du cycle suivant, elle est caractérisée par la régression du corps jaune du cycle précédant, et par la maturation finale du follicule qui débute le nouveau cycle (Michael et Wattieux, 1995), elle dure en moyenne 3 jours. L'endomètre s'épaissit, se vascularise et se garnit d'abondantes glandes tubulaires, au niveau du col un mucus particulier (glaires cervicales) commence à se liquéfier.

- **Oestrus :**

Représente la période de la réceptivité sexuelle et correspond à la sécrétion maximale d'oestrogène, l'oestrus marque le premier jour du cycle, il est de courte durée : en moyenne de 12 à 22 heures. L'ovulation est spontanée, survient environ 14 heures après la fin des chaleurs (INRAP, 1988). Au niveau de l'utérus la congestion s'accroît, la muqueuse vaginale est fortement congestionnée, le col est ouvert et permet le passage des spermatozoïdes; la glaire cervicale liquéfiée apparaît à l'extérieur des lèvres vulvaires (Kolb, 1975)

- **Metœstrus :**

C'est la phase d'installation du corps jaune et va du premier au 6^{ème} jours du cycle (Inrap, 1988). Elle se traduit par une colonisation du caillot sanguin, consécutif à l'ovulation par les cellules de la granulosa et de la thèque pour donner des cellules lutéales (Gressier, 1999). Durant cette phase la muqueuse de l'endomètre est développée au maximum ; les glandes utérines secrètent un liquide blanchâtre: le lait utérin, le col se ferme, la glaire s'épaissit.

- **Dioestrus :**

Il correspond à la phase de fonctionnement du corps jaune (synthèse de la progestérone) (Soltner, 1999). Le di-oestrus dure de 10 à 11 jours (6^{ème} au 17^{ème} jour du cycle), mais cette durée est très variable puisqu'elle détermine la durée du cycle oestral (de 18 à 24 jours) (Michael et Wattieux, 1995). Pendant cette phase on a une régression de l'endomètre due à la chute du taux de progestérone, le col se ferme hermétiquement grâce à un bouchon muqueux très épais (Derivaux et Ectors, 1980).

I.4. La régulation hormonale du cycle oestral :

I.4.1. Hormones intervenant dans la régulation du cycle :

I.4.1.1. Hormones hypothalamique :(GnRH)

La GnRH est le régulateur fondamental de la fonction reproductrice, elle est synthétisée et libérée par l'hypothalamus, va se lier ensuite aux récepteurs spécifiques des cellules gonadotropes de l'antéhypophyse ; et provoquer d'une part la synthèse et la libération rapide et transitoire des gonadotropines : FSH et LH (Roche et al., 1997); d'autre part elle exerce une stimulation à long terme sur la synthèse de ces hormones.

I.4.1.2. Hormones hypophysaires :

- **FSH** : c'est une glycoprotéine synthétisée par l'antéhypophyse, elle induit le recrutement des follicules, assure leur croissance et stimule la multiplication ainsi que l'activité aromatasase des cellules de la granulosa, responsable de la conversion des androgènes en œstrogènes (Erikson et al., 1978). Ces actions ne sont possibles qu'en présence d'une sécrétion basale de LH (Picton et al., 1990). La FSH agit plus sur les follicules ayant un diamètre de 2 ou 4 mm que sur les follicules plus petits au sein des follicules recrutés.

- **LH** : c'est une glycoprotéine sécrétée par l'antéhypophyse, elle assure la maturation folliculaire, provoque l'ovulation, la formation du corps jaune et la production de progestérone par les cellules lutéales (Fieni et al., 1995). Elle stimule la sécrétion des différentes stéroïdes : œstrogène et progestérone (Sairam, 1974). Chez la vache le pic pré ovulatoire de LH (50 fois le niveau de base) dure 6 heures et précède de 24 heures l'ovulation (Fieni et al., 1995).

I.4.1.3. Stéroïdes ovariens :

Les œstrogènes : Sont sécrétés par les cellules de la thèque interne des follicules et par les cellules interstitielles, ils ont plusieurs actions tels que :

- Induction du pic pré ovulatoire de LH et FSH au début de l'oestrus par la mise en jeu d'une rétroaction positive sur l'axe hypothalamo-hypophysaire.

- A faible dose ils exercent une rétroaction négative sur la sécrétion hypophysaire (INRAP, 1988).
- Déclenchement direct du comportement sexuel femelle avant l'ovulation, mais également du comportement sexuel male puisque la testostérone est transformée en oestradiol dans le système nerveux.
- Modification de l'activité des cellules utérines pour faciliter le transport des spermatozoïdes et préparer l'utérus à l'action de la progestérone.
- Contrôle de la synthèse et la libération de la prostaglandine F2 α par l'utérus avant la lutéolyse.
- Effets généraux positifs sur le métabolisme qui facilite la croissance corporelle (Baril et al., 1993).

La progestérone : La progestérone est la principale hormone sécrétée par les cellules lutéiniques du corps jaune, elle est également sécrétée par la corticosurrénale et par le placenta de certaines espèces (Derivaux et Ectors, 1980). La sécrétion de progestérone est sous le control de la LH. (Baril et al., 1993). Elle est douée de plusieurs activités physiologiques :

- Effet rétroactif (feed back négatif) sur la sécrétion des gonadolibérines (Fontaine, 1995).
- Elle freine la production d'oestradiol, d'où l'effet inhibiteur indirect qu'exerce localement le corps jaune ovarien sur la croissance folliculaire (Dupoul, 1997).
- Préparation de l'utérus à l'implantation de l'embryon.
- Elle agit sur le col utérin en inhibant les sécrétions de l'endocol empêchant la pénétration d'éventuels spermatozoïdes.
- stimule l'activité sécrétoire de l'endomètre, diminue la tonicité du myomètre et sa sensibilité à l'ocytocine (Derivaux et Ectors, 1980).
- Régule la motricité des trompes utérines permettant la progression de l'œuf fécondé.
- Au niveau des glandes mammaires, la progestérone provoque la croissance des acinis (Lafri ,2002).

I.4.2. Mécanisme hormonal :

Les hormones hypothalamiques, hypophysaires et ovariennes interagissent en assurant ainsi la régulation du cycle sexuel. Au début du cycle oestral, l'hypothalamus secrète la GnRH, qui se fixe aux cellules gonadotropes de l'antéhypophyse et provoque la synthèse et la sécrétion de FSH et LH. La FSH libérée, assure le développement du follicule primaire en

follicule mur et dominant. Le follicule qui a déjà commencé à sécréter les œstrogènes continue à se développer jusqu'au stade final avec apparition des signes de l'oestrus. L'augmentation des œstrogènes dans le sang provoque un feed-back positif ou (rétrocontrôle positif) sur le complexe hypothalamo-hypophysaire. L'auto sensibilité de l'hypothalamus à l'augmentation des oestrogenes permet une décharge massive de GnRH qui stimule la synthèse de la FSH et LH. L'accumulation de LH dans l'antéhypophyse et sa décharge rapide (décharge ovulante), en association avec les œstrogènes et d'autres facteurs provoque l'ovulation et la formation d'un corps jaune, qui va commencer à sécréter de la progestérone préparant l'utérus à la nidation et provoquant l'hyperplasie de l'endomètre. (Figure 04)

- **En cas de non fécondation :**

Il y aura diminution de la progestérone due à la lyse du corps jaune par la $PgF2\alpha$ et levée de l'inhibition de la sécrétion de GnRH et des gonadotropines qui vont préparer les follicules du prochain cycle (INRAP, 1988).

- **En cas de fécondation :**

Il y aura la persistance du corps jaune jusqu'à la formation du placenta qui prendra le relais. La concentration de la progestérone reste élevée pendant toute la gestation et elle diminue rapidement 2 -3 jours avant la parturition (Smith et al., 1980).

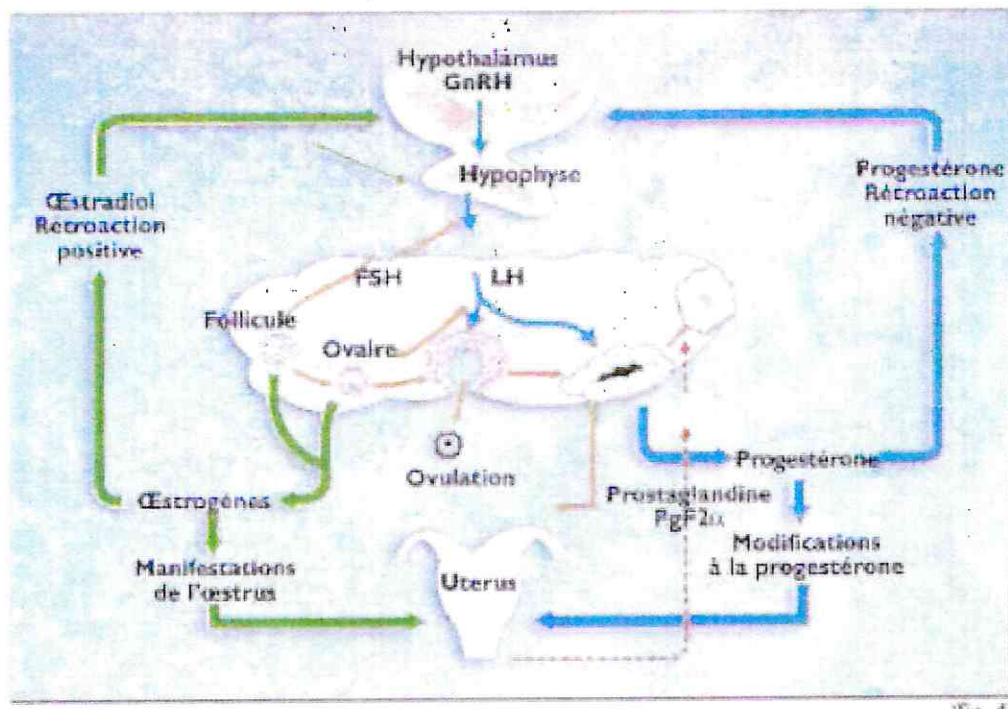


Figure 04: l'axe hypothalamo -hypophysio -ovario -utérin de la vache (Hanzen et al ,2000).

II- Les chaleurs et la maîtrise du cycle :

II-1- Les chaleurs :

II-1-1- Définition :

Selon Larousse agricole: la chaleur est le comportement particulier d'une femelle correspondant à la période appelée oestrus, pendant la quelle cette femelle accepte l'accouplement avec un mâle et peut être fécondée.

Afin de déterminer le moment le plus propice à l'insémination, il importe de bien connaître les signes de chaleur et surtout de reconnaître les trois stades du développement de la chaleur, soit pré-chaleur ou pro-oestrus, chaleur ou oestrus et après chaleur.

II-1-2- Signes de chaleur :

Pré-chaleur ou pro-oestrus: À ce moment, les vaches tendent à se regrouper, elles se déplacent plus, la nourriture peut avoir moins d'attrait pour elles. Puis à mesure que la chaleur progresse, la vache sent la vulve des autres vaches et se laisse sentir. (Williamson et al., 1972). elle se place nez à nez avec une autre qui se trouve dans la même période « cajolement des deux vaches » (Heres, 2000).

La vulve est rosée et laisse échapper un peu de mucus. La vache commence ensuite à monter les autres vaches (Grey et al., 1993), mais celle-ci ne se laisse pas faire à moins d'être elle-même en chaleur. La vache en début de chaleur qui monte les autres ne se laisse donc pas elle-même monter et n'est pas encore en période de réceptivité (Van Eerdenburg, 1996) ; la vache qui monte peut être en chaleur ou peut ne pas être en chaleur.

A part de monter les vaches, celle en pré-chaleur peut suivre les autres (Diskin et al., 2000), se tenir à côté ou appuyer sa tête sur leur dos ou leur partie arrière. Elle peut aussi les sentir, les pousser du nez et les lécher.

Dans le cycle de la vache, à ce moment, le corps jaune a été détruit par les prostaglandines, un follicule a été sélectionné pour devenir dominant. Il commence à sécréter des oestrogènes responsables de l'apparition des signes de chaleur. D'autres hormones GnRH et FSH permettent le développement du follicule.

Oestrus ou vrais chaleur: l'acceptation de la monte est le signe le plus évident que la vache est en vrais chaleur. Elle se laisse monter sans se dérober durant 10 à 12 secondes et ceci tout le long de l'oestrus, passe à un comportement passif avec regard fixe, sa pupille est dilatée (Bonne et al., 2005), le mucus quelque fois le seul signe observé devient translucide et peut s'étirer en un fil long et mince. Elle beugle sans autre raison, peut ne pas donner complètement son lait qui peut être de température légèrement supérieure. La vulve devient

Chapitre 2

plus rougeâtre et demeure enflée. L'action de soulever la vulve près du clitoris amène la vache à fléchir le dos de façon prononcée.

Au niveau hormonal, d'autres actions surviennent. Les oestrogènes sont à leurs maximums et un pic de LH survient pour provoquer l'ovulation 10 à 12 heures après la fin de la période vraie chaleur.

Après la chaleur: la vache ne se laisse plus monter. Elle devient beaucoup plus calme, la vulve se décongestionne et la vache ne fait que sentir les autres vaches. Le mucus à ce moment change de texture et de couleur. Il devient plus épais, donc de diamètre plus grand, et prend une teinte un peu blanchâtre. Il ne s'étire plus comme dans la période de chaleur, mais casse facilement.

Chez la vache, l'ovulation se produit pendant cette période. L'ovule capté par le pavillon franchit les deux tiers de l'oviducte et se prépare à recevoir les spermatozoïdes. L'ovaire s'organise sur le site de l'ovulation et commence à produire un corps hémorragique qui deviendra un corps jaune produisant le la progestérone (Bryson et al., 2003).

L'utérus ayant été congestionné de sang se relâche à ce moment et permet au sang de traverser les parois avant d'être expulsé à l'extérieur de l'animal. Le volume de sang expulsé peut être variable d'un animal à l'autre (Grey et al., 1993). On note que les génisses ont des pertes sanguines plus abondantes que leurs congénères adultes (Bryson et al., 2003).

L'observation de ce phénomène 2 à 4 jours après une chaleur signifie que la femelle a bien eu une chaleur.

II-1-3- Méthode de détection des chaleurs :

II-1-3-1- L'observation du comportement sexuel :

La détection des chaleurs chez les vaches est autant un art qu'une science et demande une observation experte des vaches du troupeau (Michael et Wattiaux, 1995), elle constitue le facteur essentiel de la réussite de l'insémination artificielle.

- Elle doit être faite par des personnes qui connaissent bien le troupeau, mieux par une seule personne.
- Les vaches doivent avoir une identification correcte.
- L'observation doit avoir lieu à des moments où le troupeau est calme, en stabulation libre, en dehors des périodes de distribution d'alimentations ou de traite.

• Elle doit se faire au minimum deux fois dans la journée, d'une durée de 30 minutes pour chaque observation et à 12 heures d'intervalles (Bryson et al., 2003).

Les moments les plus propices pour une détection, c'est d'observer les vaches deux à trois fois par jour (Desmarchais et al., 1982).

II-1-3-2- L'animal détecteur :

Le recours au mâle comme animal détecteur, supposera une intervention chirurgicale (Suppression de la spermatogenèse, déviation du pénis) ou non, destinée à empêcher cet animal de féconder les femelles dont il doit détecter les chaleurs (Hanzen, 2006).

II-1-3-3- Induction d'un comportement mâle :

C'est le recours aux femelles androgenisées. Il faut un animal pour 30 vaches. Le taux de détection se situe entre 70% et 90% avec une observation par jour (Murray, 1996 ; Lacerte, 2003).

II-1-3-4- Les marqueurs :

Il s'agit d'une technique qui consiste à marquer au crayon, à la craie ou à la peinture la base de la queue de la vache à être détectée en chaleur, lorsque la vache se fait monter la marque est modifiée ou presque effacée, il est donc possible de voir qu'elle a eu une monte, cette technique est très économique mais la vache peut aussi devoir être marquée à nouveau tous les jours, il peut aussi y avoir de faux-positifs (Bousquet, 1987).

II-1-3-5- Les détecteurs de monte « Kamar » et « Oestrufash » :

Ces instruments laissent des traces d'encre rouge à la suite d'une pression soutenue de plusieurs secondes. Leurs performances sont bonnes chez les vaches dont les chaleurs sont normales. (Figure 06)

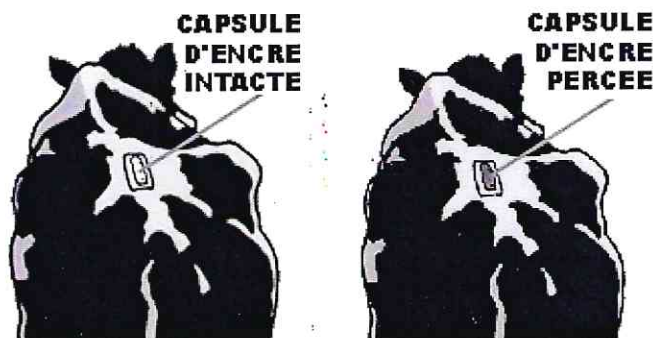


Figure 05 : Coloration du KaMaR©, après perçage de sa capsule d'encre

(<http://www.kamarinc.com>)

II-1-3-6- Colliers Marqueurs:

Le principe du collier ou harnais marqueur réside dans l'affectation d'un bovin à la tâche du marquage des autres. Celui-ci s'en voit attribuer un collier (Figure 6) muni à la gorge d'un marqueur gras.

C'est soit une craie à visser soit un bloc marqueur qui laisse un trait coloré en redescendant des animaux qu'il chevauche.

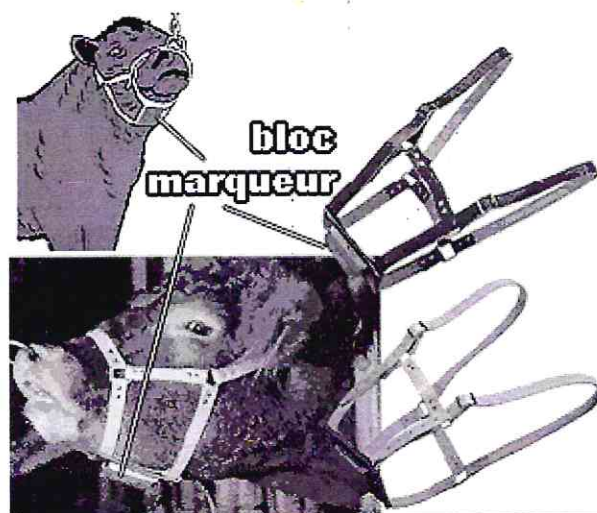


Figure 06 : Collier ou harnais avec emplacement pour bloc marqueur

(<http://www.agrilog.fr>)

II-1-3-7- Le détecteur de chaleurs :

C'est un appareil placé dans le fond du vagin, sous l'effet de la glaire cervicale émise au moment de l'oestrus, un cordon coloré, visible de très loin, apparaît à l'orifice de la vulve de la femelle. (Bruyas et al., 1993).

II-1-3-8- Les détecteurs électroniques de chevauchement:

Lorsqu'un nombre suffisant de chevauchements valides est enregistré, le détecteur clignote et comme le nombre de clignotements est proportionnel au temps écoulé depuis l'enregistrement du premier chevauchement valide, on peut connaître l'heure du début des chaleurs. La spécificité de ce système n'est pas aussi bonne qu'on pourrait l'espérer (87,20%) et son efficacité s'est avérée médiocre (35,5%) selon Saumande (2002).

II-1-4- Le moment idéal de l'insémination artificielle:

Le moment de l'insémination est à la fonction des paramètres suivants :

- Moment de l'ovulation de la femelle (14 heures environs après la fin des chaleurs).
- Durée de la fécondabilité de l'ovule (environs 5 heures).
- Temps de remontée des spermatozoïdes dans les voies génitales femelles (de 2 à 8h).
- Durée de la fécondabilité des spermatozoïdes (environs 20- 24 heures).

Classiquement dans l'espèce bovine, l'insémination artificielle est réalisée 12 à 18 heures après le début des chaleurs (Figure 08). Elle obéit à la règle de Trimberger (AM/PM) : si les vaches sont observées en chaleurs la matinée (AM), elles doivent être inséminées l'après midi ou tôt la soirée (PM); si ces dernières sont observées en chaleurs tard dans l'après midi ou en soirée, elles doivent être inséminées tôt le lendemain matin (Bruyars et al., 1993)

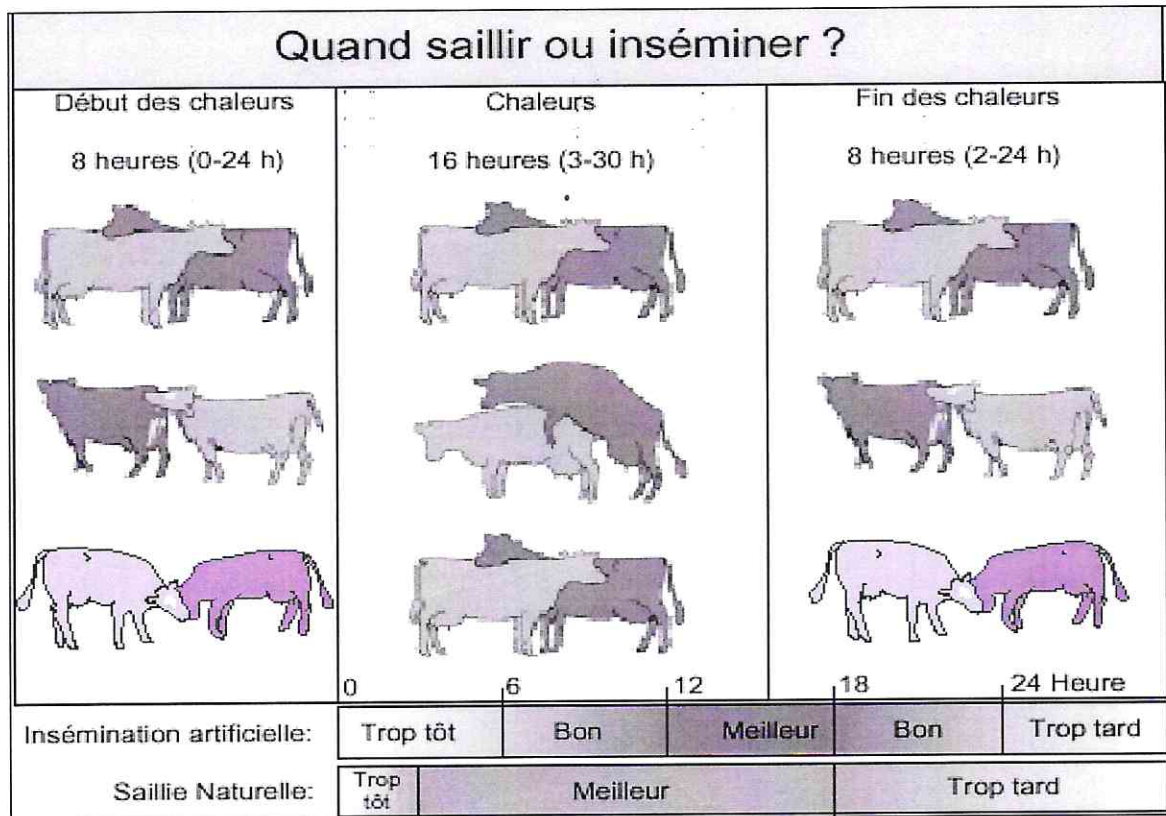


Figure 07: Moment idéal d'insémination artificielle par apport aux phases des chaleurs de la vache (Michael et Wattiaux, 1995).

II-2- Maîtrise des cycles sexuels :

II-2-1- La prostaglandine F 2 α :

La PgF2 α administrée entre J5 et J17 du cycle sexuel provoque la régression du corps jaune. La fréquence des pulses de LH augmente alors, provoquant une élévation significative de la sécrétion d'oestradiol par le follicule dominant, l'apparition de l'oestrus et l'ovulation. Malgré la lutéolyse rapide (24 heures), l'intervalle entre l'injection et les chaleurs est variable et dépend du stade de croissance du follicule au moment du traitement.

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

Aussi les protocoles de synchronisation conseillés comprennent 2 injections à 11-14 jours d'intervalle, toutes les femelles étant alors en phase de dioestrus au moment de la deuxième injection. La plupart des animaux expriment des chaleurs entre 48 et 96 h après l'arrêt du traitement et peuvent être inséminés à l'aveugle à 72 et 96 h (Figure 09).

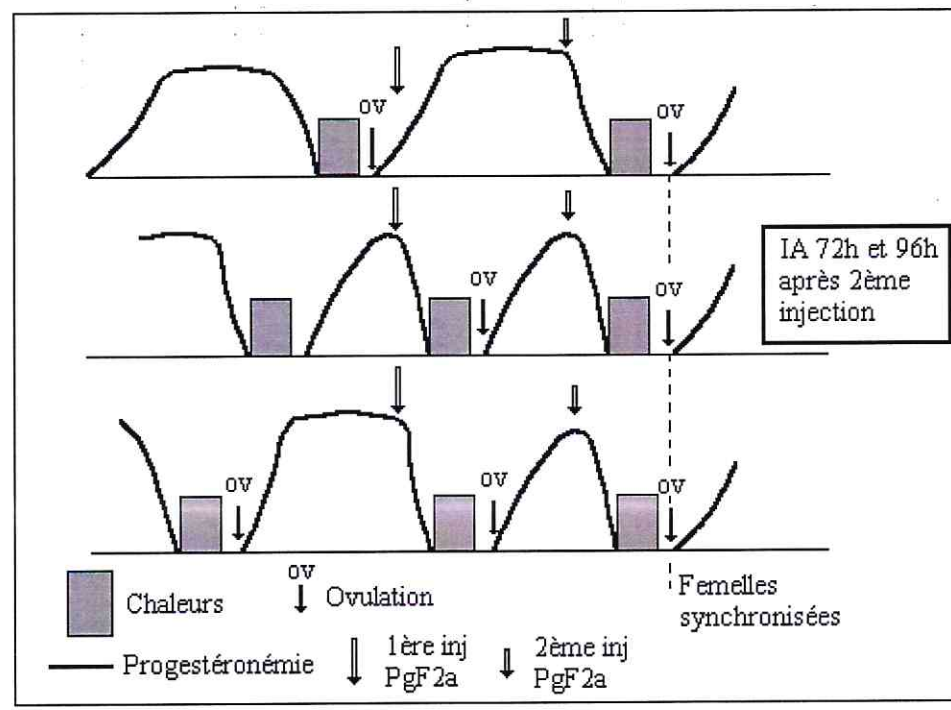


Figure 08: Principe de la synchronisation des cycles par double injection de PgF2 α chez la vache (Pathologie de la reproduction ENVA, 2000).

II-2-2- Les Progestatifs :

Les progestatifs peuvent être utilisés chez les femelles cyclées ou non cyclées. Leurs indications principales sont l'induction et la synchronisation de l'oestrus, le traitement de l'anoestrus post-partum, du suboestrus, mais aussi plus accessoirement le traitement de kystes folliculaires.

On en distingue trois types selon leurs formes et leurs voies d'administration.

➤ L'implant sous cutané :

C'est un cylindre de polyméthacrylate d'une longueur de 18mm et d'un diamètre de 2mm, il se place en position sous-cutanée sur la face externe du pavillon de l'oreille. (Figure10)

Celui-ci contient 3 mg de Norgestomet, qu'il libère de façon régulière au moment de l'implant, 3 mg de Norgestomet et 3,8 mg de valérate d'oestradiol sont injectés par voie sous cutanée.

Les oestrogènes interviennent par leurs effets antilutéotrope et lutéolytique pour éviter le développement d'un corps jaune qui pourrait persister en fin de traitement et provoquer l'atrésie d'un éventuel follicule dominant (Grimard et al., 1998). Ils permettent aussi d'obtenir rapidement des taux circulants très élevés des progestagènes.

Ces implants sont laissés en place pendant 9 à 10 jours. Au moment du retrait chez des vaches à haut potentiel laitier en état corporel insuffisant au vêlage, chez des vaches allaitantes en mauvais état corporel ou à moins de 50 jours du vêlage, une administration de 400 à 600 UI par voie intramusculaire de PMSG doit être réalisée (Ennuyer, 2000) (Figure11).

Une seule insémination artificielle est généralement recommandée, celle-ci est effectuée 48h après le retrait de l'implant pour les génisses et 56h pour les vaches. Cependant, dans certaines conditions d'élevage, il peut-être nécessaire de prévoir deux inséminations artificielles à 48 et 72 heures après le retrait.

On peut éventuellement associer à l'injection intramusculaire de PMSG, lorsque l'on est en présence de femelles cyclées, une injection intramusculaire de prostaglandine F2 α qui sera effectuée 48 heures avant le retrait de l'implant. Celle-ci a pour mission d'assurer une lutéolyse complète.



Figure 09. Mise en place d'un implant sous-cutané. (Marichatou, 2003)

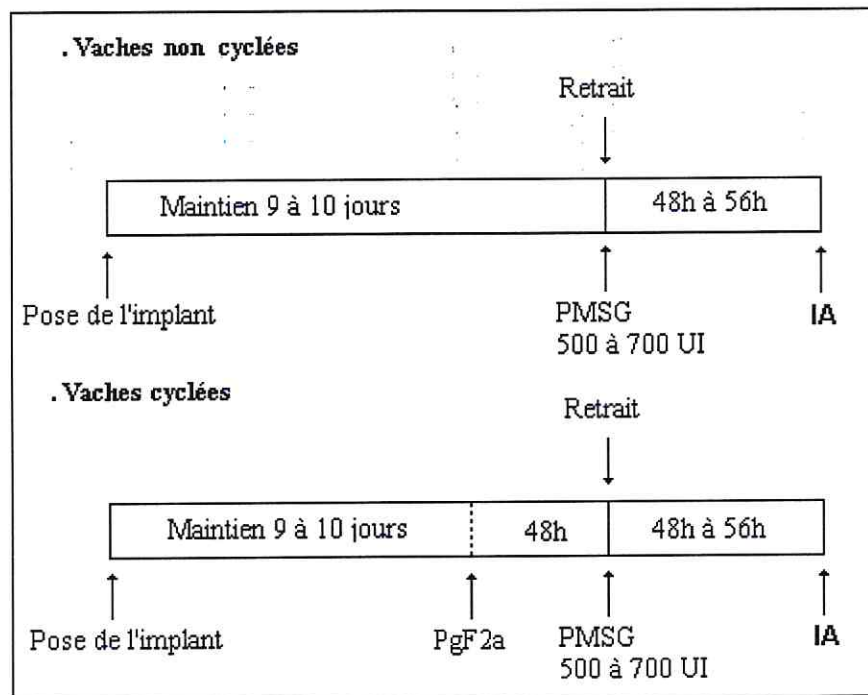


Figure 10: Traitement à base d'implants sous-cutanés pour l'induction et la synchronisation de l'oestrus (Aguer, 1981)

➤ Les spirales vaginales :

Le dispositif est en acier inoxydable, en forme de spirale, recouvert d'un élastomère en silicone inerte dans lequel sont uniformément réparti 1,55g de progestérone. Sur ce dispositif est collée une capsule de gélatine contenant 10 mg de benzoate d'oestradiol. Après introduction dans le vagin au moyen d'un applicateur, la progestérone est absorbée au travers de la paroi vaginale. (Figure 12)

Le retrait du dispositif est effectué par traction sur une ficelle située en partie postérieure de la spirale. Le dispositif est laissé en place 7 à 12 jours, au moment du retrait une injection de 400 à 600 UI de PMSG peut-être effectuée. De la même façon, une injection de prostaglandine F2 α peut être effectuée 48 heures avant le retrait du dispositif. (Figure 13)

Une insémination artificielle unique aura lieu 56 heures après le retrait du dispositif, on peut également avoir recours à 2 inséminations respectivement à 48 heures et 72 heures après le retrait.



Figure 11: Mise en place d'une spirale vaginale. (Marichatou, 2003)

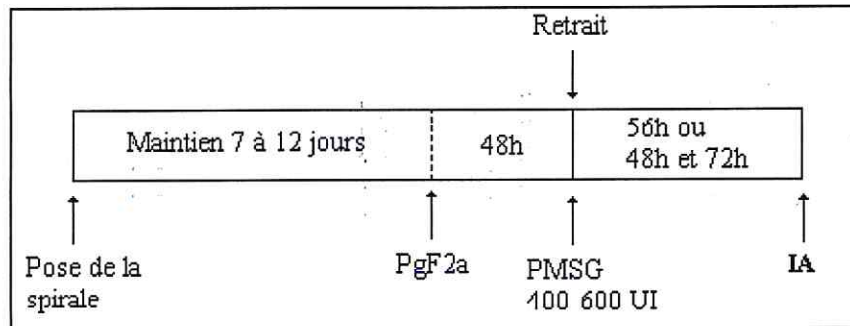


Figure 12: Traitement à base de spirales vaginales pour l'induction et la synchronisation de l'oestrus (PRID, 1997).

➤ Le dispositif vaginal :

Le dispositif est constitué par un corps en silicone contenant 1,94g de progestérone naturelle, moulé sur un support en nylon en forme de T dont les branches s'ouvrent dans le vagin, permettant ainsi de maintenir le dispositif en place. Ce dispositif est introduit dans le vagin à l'aide d'un applicateur qui permet de replier les ailes du T. Une pression sur la poignée de l'applicateur libère les branches.

Le dispositif est laissé en place pendant 7 jours, une injection de prostaglandine et de PMSG sont effectuées 24 heures avant son retrait. (Figure 14)

Les inséminations artificielles aux nombres de deux seront effectuées 48 heures et 72 heures après le retrait.

Ce dispositif est commercialisé sous le nom de CIDR®

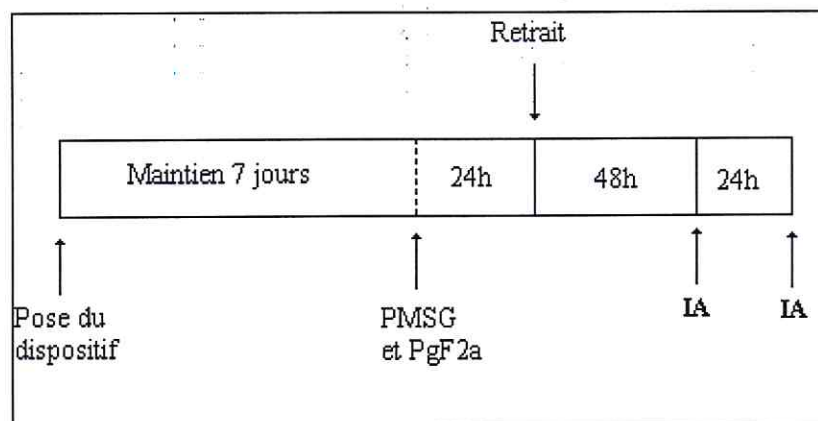


Figure 13: Traitement à base d'un dispositif vaginal pour l'induction et la synchronisation de l'oestrus (DMV, 2000).

II-2-3- La gonadolibérine :

La GnRH agit directement sur l'antéhypophyse pour induire une libération transitoire de LH et de FSH pendant deux ou trois heures. Son emploi est indiqué pour relancer l'activité cyclique des vaches qui ont des décharges de LH insuffisantes. Les effets biologiques de la gonadolibérine peuvent être utilisés dans le traitement de l'anoestrus.

En anoestrus : deux injections de GnRH (0,5 mg) à 10 jours d'intervalles, à partir de 70 jours post-partum, chez des vaches laitières en anoestrus vrai (confirmé par dosage de la progestérone plasmatique), permet de raccourcir de façon significative l'intervalle vêlage première insémination par rapport à des animaux témoins ne recevant aucun traitement (respectivement 88 ± 9 et 101 ± 21 jours) (Humblot et al., 1980).

En oestrus : dans une étude méta-analytique de 27 articles publiés, (Morgan et Lean 1993) indiquent que l'administration de GnRH (ou d'analogue) le jour de l'insémination artificielle (ou juste avant l'oestrus) permettrait d'augmenter globalement le taux de gestation d'environ 12,5 % chez des vaches normales et d'environ 22,5 % chez les vaches repeat-breeders. Cependant, cette valeur recouvre des résultats très variables, la fertilité étant parfois plus faible chez les animaux traités que chez les témoins. Ainsi, le même traitement (100 µg de GnRH par voie intramusculaire) réalisé juste avant ou au moment de l'insémination chez 585 vaches repeat-breeders n'a pas permis à (Archbald et al. 1993) d'obtenir une meilleure fertilité que chez les animaux témoins.

Au cours du dioestrus : la GnRH administrée en milieu de phase lutéale augmente la durée de vie du corps jaune et la progestéronémie. Il induit la lutéinisation ou l'atrésie du follicule dominant, ce qui conduit à une diminution de la sécrétion d'oestradiol. Par ces effets, la GnRH pourrait diminuer la mortalité embryonnaire, en particulier dans le cas où le signal anti-lutéolytique serait retardé ou faible.

II-2-4- Les associations :**II-2-4-1- Les traitements à base de prostaglandine et de GnRH :**

L'idée de synchroniser la folliculogénèse avant l'administration de PGF2a amené à utiliser le GnRH. Le protocole, maintenant classique, est le suivant : injection de GnRH à J0, PGF2a 7 jours plus tard, GnRH 48 h après l'injection de PGF2a (figure 15) (Twagiramungu *et al.* 1994 et 1995, Pursley *et al* 1995).

L'insémination peut être pratiquée entre 12 et 24 h après la seconde injection de GnRH (12-18 h, Chastant- Maillard *et al* 2002 ; 16 h, Diskin *et al* 2001 ; 16-20 h : Pursley *et al* 1997, Cartmill *et al* 2001 ; 16-24 h, Mialot *et al* 2003 ; 16-24 h, Moreira *et al* 2000).

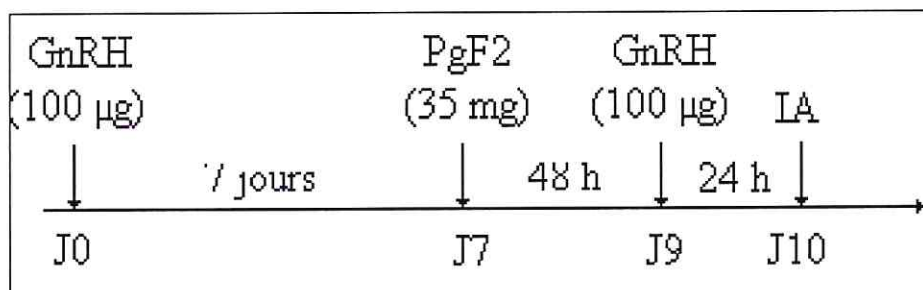


Figure 14: Description du protocole associant GnRH-PgF2α-GnRH.

(Pursley *et al.*, 1995)

II-2-4-2- Les associations oestrogènes/ progestérones/ eCG :

L'association oestrogène et progestagène agit à la fois sur la croissance folliculaire et sur la durée de vie du corps jaune (Chupin *et al.*, 1974, Driancourt 2001). Administrés en présence d'un corps jaune fonctionnel, les oestrogènes ont une activité lutéolytique. L'introduction de ces hormones en début de protocole a permis de réduire la durée du traitement progestatif et d'améliorer la fertilité à l'oestrus induit (Diskin *et al* 2001).

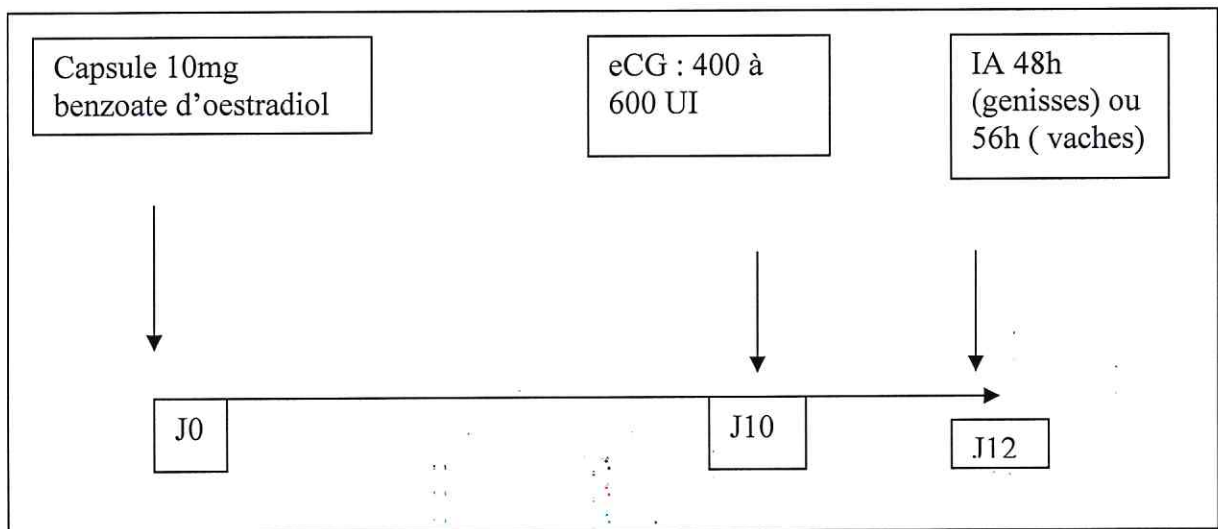
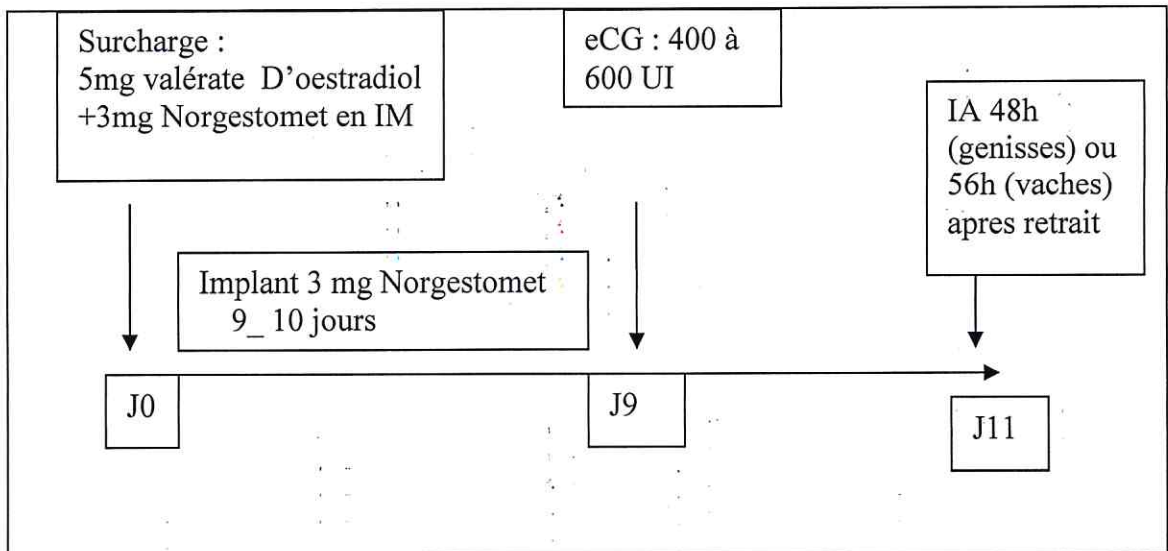


Figure 15: Protocoles de synchronisation à base de progestagènes. (GRIMARD, 2003)

Chapitre 3

III- Insémination artificielle:

III-1- définition:

L'Insémination artificielle (IA) est la "biotechnologie" de reproduction la plus largement utilisée dans le monde, elle consiste à déposer le sperme dans l'endroit le plus convenable des voies génitales femelles, et au moment le plus opportun sans qu'il y ait un acte sexuel (Hanzen, 2006).

III-2- Historique:

L'IA a été utilisée au XIV^{ème} siècle chez la jument par les Arabes et ce grâce à ABOU BAKR ENNACIRI, mais elle ne fut réellement appliquée qu'en 1779 par le physiologiste italien Lauro Spallanzani qui injecta du sperme dans le vagin d'une chienne en chaleur, de race BARBERTS. L'animal accoucha 62 jours plus tard de 3 chiots. La méthode fut ensuite reproduite un siècle plus tard par Albrecht, Millais et en France par Repiquet. C'est cependant au début du 20^{ème} siècle qu'Ivanov et ses collaborateurs développent la méthode en mettant au point le vagin artificiel. Les USA lancèrent l'insémination artificielle en 1938 soit quelques années après les danois. C'est cependant avec la mise au point par Poldge et Rowson en 1952 de la congélation du sperme que l'insémination artificielle pris réellement son essor.

En Algérie, les premières tentatives sur les bovins, avaient débutés dès 1945 au niveau de l'Institut National Agronomique (INA-EL Harrach). En 1946 naquit le premier veau issu de l'insémination artificielle. En 1958 et jusqu'en 1967, l'insémination artificielle bovine en semence fraîche fut développée notamment dans les régions concernées par les dépôts de reproducteurs de BLIDA, CONSTANTINE, ORAN, TIARET et ANNABA, régions correspondantes au bassin laitier Algérien. A partir de 1967, l'insémination artificielle a été prise en charge par l'Institut de Développement des Elevages Bovines (IDEB) qui pratiquait l'importation de semence de l'étranger. En 1988, l'insémination artificielle a repris son élan, suite à la création du centre national de l'insémination artificielle et de l'amélioration génétique (CNIAAG).

III-3- Les avantages de l'insémination artificielle:

L'insémination artificielle est une méthode qui a déjà fait ses preuves dans les pays développés. Elle a permis d'atteindre des degrés de production très importants, particulièrement pour la production laitière. Seront représentés ici les avantages multiples de cette technique.

III-3-1-Les avantages sanitaires:

L'Insémination Artificielle est un outil de prévention de propagation de maladies contagieuses et/ou vénériennes grâce au non contact physique direct entre la femelle et le géniteur en occurrence la brucellose, la trichomonose, la vibriose,.. Ainsi l'addition d'antibiotiques ajoute un élément de garantie supplémentaire.

Ce pendant, certains agents infectieux qui peuvent être présent dans la semence et transmis, notamment le virus aphteux; le virus bovine pestique; le virus de la fièvre catarrhale du mouton; le virus de l'IBR; Brucella abortus et Compylobacter.....

Toute fois le contrôle de maladies grâce aux normes sanitaires strictes exigées au niveau des centres producteurs de semences permet de réduire considérablement le risque de transmission de ces agents par voie "mâle".

III-3-2- Les avantages génétiques:

L'insémination artificielle donne l'occasion de choisir des taureaux testés qui transmettent des traits désirables à leur descendance (Michael et Wattiaux, 1995). Minimise le risque d'obtenir des génisses avec des défauts héréditaires. Permet d'obtenir un gain génétique qui s'accumule au fil du temps (la valeur génétique des vaches augmente rapidement en réponse à la sélection d'une génération à l'autre). Diffusion du progrès génétique : les meilleurs males peuvent procréer plusieurs dizaines de milliers de descendants alors qu'ils ne peuvent en procréer que quelques dizaines en monte naturelle (INRA, 1984).

III-3-3-Les avantages économiques:

L'achat et l'entretien d'un taureau demandent la mobilisation d'un capital assez important et entretien coûteux. A l'opposé, l'IA entraîne une augmentation de la productivité du taureau en même temps qu'il rend possible son remplacement par une vache. (Haskouri, 2000)

III-3-4- Amélioration de la gestion du troupeau:

L'insémination artificielle, couplée avec la synchronisation des chaleurs, permet à l'éleveur de programmer la naissance des veaux. Il pourra alors choisir la meilleure saison pour faire naître ses veaux, c'est-à-dire une saison permettant une bonne disponibilité en aliments et une bonne survie des veaux. De plus la mise à la reproduction ainsi que les vêlages pourront être mieux surveillés.

III-4-Récolte et évaluation du sperme:**III-4-1- La récolte du sperme:**

La quasi-totalité des semences récoltées préparées pour l'insémination artificielle sont obtenues par l'utilisation de vagin artificiel (PAREZ et DUPLAN, 1987)

III-4-2- Le contrôle de qualité du sperme:

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

III-4-2-1- Examen macroscopique:

Il a pour but d'apprécier:

- Le volume de l'éjaculat: il est en fonction de chaque taureau et dépend de la fréquence et de la préparation sexuelle du taureau. chez un taureau de 2ans ou plus, cet éjaculat est d'au moins 4ml (KLEMM ,1991).
- La couleur du sperme: Chez le taureau, la couleur d'un sperme normal est dans la plus part de cas ivoire crème (en fonction de la concentration de spermatozoïdes).Le sperme pathologique peut avoir selon les cas, une couleur blanchâtre, brunâtre, rosée, rougeâtre, bleuâtre, etc. (Haskouri, 2000)
- Viscosité du sperme ou consistance: elle est lie à la concentration en spermatozoïdes. (PAREZ et DUPLAN, 1987)

III-4-2-2- Examen microscopique:

- Mobilité massale: elle est notée subjectivement par une note de 1 à 5 sur l'intensité des vagues et tourbillons observés, soit à l'oculaire, soit sur un écran de télévision.
- Mobilité individuelle: Les mouvements normaux des spermatozoïdes sont oscillatoires et en avant. Un sperme est considéré comme acceptable s'il a au moins 60 - 70% de spermatozoïdes mobiles.
- La numération ou densité: elle est le nombre de spermatozoïdes pas millilitre de sperme (SOLTNER,1993)
- Pourcentage de spermatozoïdes vivants: la détermination se fait à l'aide de colorants spéciaux (Eosine, bleu de bromophénol...) qui peuvent traverser la membrane des spermatozoïdes morts (coloration rose rouge) et les différencient donc des vivants (HASKOURI, 2000).

- Morphologie des spermatozoïdes: Elle est appréciée sur des frottis de sperme colorés (encre de Chine; Giemsa, Eosine-aniline, etc.).

On admet que pour être admissible en I.A., le sperme doit contenir moins de 20 à 25% de spermatozoïdes anormaux et plus de 60 % de spermatozoïdes vivants.

III-4-2-3- La dilution du sperme:

Elle a pour but d'accroître le volume total de la masse spermatique, d'assurer un milieu favorable à la survie des spermatozoïdes in vitro et de réaliser à partir d'un seul éjaculat l'insémination d'un grand nombre de femelles en facilitant le fractionnement de l'éjaculat en multiples doses (Hanzen, 2006).

III-4-2-3-1- Qualités de milieux de dilution:

Les meilleures conditions pour remplir Les fonctions préalables à la fécondation des spermatozoïdes pour assurer l'activité métabolique productrice d'énergie.

- a) Mobilité pour progresser dans les voies génitales femelles.
- b) Enzymes de protection sur l'acrosome pour en faciliter la pénétration dans l'ovocyte.
- c) Présence de protéines sur la membrane plasmique pour assurer leur survie optimale dans le tractus génital femelle et leur fixation sur la pellucide de l'ovocyte (Soltner, 1993).

Comme il existe quelque soit l'espèce animale une grande variété de dilueurs. Ils se différencient par la nature voir la concentration d'utilisation de leurs composants.

On peut ainsi distinguer plusieurs types de dilueurs:

- ✓ A base de jaune d'œuf phosphaté (Milieu de Lardy et Philips) ou citrate (Milieu de Salisbury).
- ✓ A base de sucre (glucose, fructose, milieux de Kampschmidt, de Chominat, de Dimitropoulos, de Foote).
- ✓ A base de glyocolle et de glycérol (milieu de Roy), de CO₂ (milieu de Van Demark ou IVT : Illinois Variable Température).
- ✓ A base de lait commercialisé (Laiciphos IMT) (Derivaux et Ectors, 1986).

III-4-2-3-2- Le taux de dilution:

Le calcul pour l'obtention de doses d'insémination, est basé sur un paramètre très important qui est la concentration en spermatozoïdes techniquement acceptable soit 10 à 12 millions de spermatozoïdes par paillette. Il faut donc obtenir au terme de la dilution une concentration moyenne de 20 millions de spermatozoïdes par paillette de 0.25 ml. (Soit une récolte de 10 ml de sperme renfermant 1 milliard de spermatozoïdes par ml). L'objectif étant d'avoir 20 millions de spermatozoïdes par paillette (0.25 ml, 2mm de diamètre) soit 80 millions de spermatozoïdes par ml, le coefficient de dilution sera de 1 milliard / 80 millions soit 12.5. Pour 10 ml de sperme, le volume final sera donc de 125 ml soit l'utilisation de 115 ml de dilueur. Le volume peut être calculé au moyen de la formule suivante (Hanzen2006)

Nombre de spermatozoïdes motiles soit 100 à 500 millions

Volume d'IA = -----

Nombre de spermatozoïdes mobiles / ml c.a.d % de spermatozoïdes

III-4-2-4- Conservation du sperme:

La conservation du sperme existe en deux formes :

III-4-2-4-1- Conservation à court terme:

La conservation de sperme dilué de taureau à court terme passe par une échelle de refroidissement (L'utilisation directe du sperme suppose une conservation à une température voisine de 5°C par minute. Celle-ci doit cependant pour éviter les chocs thermiques) être atteinte progressivement au rythme moyen de refroidissement de 0.5°C par minute entre 37 et 22°C et de 1°C par minute entre 22 et 5°C. Bien diluée et convenablement refroidie, la semence peut conserver son pouvoir de fécondation pendant 2 à 3 jours.

III-4-2-4-2- Conservation à long terme:

La congélation requiert l'utilisation d'agents cryoprotecteurs. Classiquement, le glycérol est utilisé pour congeler le sperme. Il n'est pas inutile de préciser qu'étant donné les effets nocifs potentiels des agents cryoprotecteurs sur les spermatozoïdes, ils doivent être utilisés à une dilution optimale. Ainsi, à la concentration de 4 %, le glycérol offre la plus grande mobilité massale des spermatozoïdes du verrat mais c'est après congélation dans une solution à 1 % que les lésions de leurs acrosomes sont les moins nombreuses (Goffaux M.1990).

III-5- Matériel et méthode utilisés

III-5-1- La technique d'insémination artificielle:

III-5-1-1- Vérification et préparation du matériel:

Il faut tout d'abord vérifier s'il y a suffisamment de matériel (annexe N°01) pour réaliser toutes les inséminations. A l'aide d'une règle à mesurer, il faut s'assurer que le niveau d'azote liquide dans la bombonne est suffisant pour maintenir la qualité de la semence. Un inventaire de la semence doit être réalisé pour ne pas en manquer. Un registre de sorties des doses doit être tenu. L'eau du thermos doit se situer entre 34 et 37°C.

III-5-1-2- Identification de la vache

Toutes les vaches doivent être identifiées avant l'insémination afin de tenir un registre précis et de pouvoir suivre les résultats de l'insémination.

III-5-1-3- Décongélation de la semence

▪ La décongélation doit être rapide et précise, pour maintenir la qualité fécondante de la paillette (Michael et Wattiaux, 1995). La température de l'eau du thermos doit se situer entre 34 et 37°C pendant 40 secondes (Denis, 1975).

La paillette est sortie de la bombonne puis doit être secouée pour extraire l'azote qui serait accolé au bouchon de coton. En effet, s'il resté de l'azote sur la paillette, celle-ci peut éclater au contact de l'eau de décongélation.

La paillette est placée dans l'eau, l'extrémité avec le bouchon de coton vers le bas. La semence mise à décongeler doit être utilisée dans les 15 minutes qui suivent sinon elle sera de moins bonne qualité. C'est pourquoi il ne faut jamais décongeler plus d'une paillette à la fois. La paillette est séchée avec une serviette avant d'être montée dans le pistolet pour éviter qu'une goutte d'eau ne vienne en contact de la semence, ce qui aurait pour effet de diminuer la valeur reproductrice des spermatozoïdes. (Bruyars et al, 1993).

III-5-1-4- Montage de la paillette dans le pistolet

Le piston du pistolet est tiré d'environ 15cm, la paillette est insérée dans le barillet. L'extrémité de la paillette est coupée à l'aide d'une paire de ciseaux.

La gaine est placée sur le pistolet jusqu'à la spirale du pistolet.

Il faut avancer la semence jusqu'au bout de la gaine pour décoller le coton. Ensuite le pistolet est placé dans une chemise sanitaire.

III-6- L'insémination proprement dite

L'insémination artificielle est pratiquée avec la méthode recto-vaginale. Le gant est lubrifié avec un gel prévu à cet effet qui n'est pas antiseptique pour ne pas détruire les spermatozoïdes si la gaine venait en contact avec le gel. Le contenu du rectum est vidé pour faciliter la manipulation du col de l'utérus. Le col est localisé par palpation.

La vulve est nettoyée à l'aide d'un papier afin de retirer toute la bouse qui pourrait être entraînée dans le vagin au moment de l'introduction du pistolet.

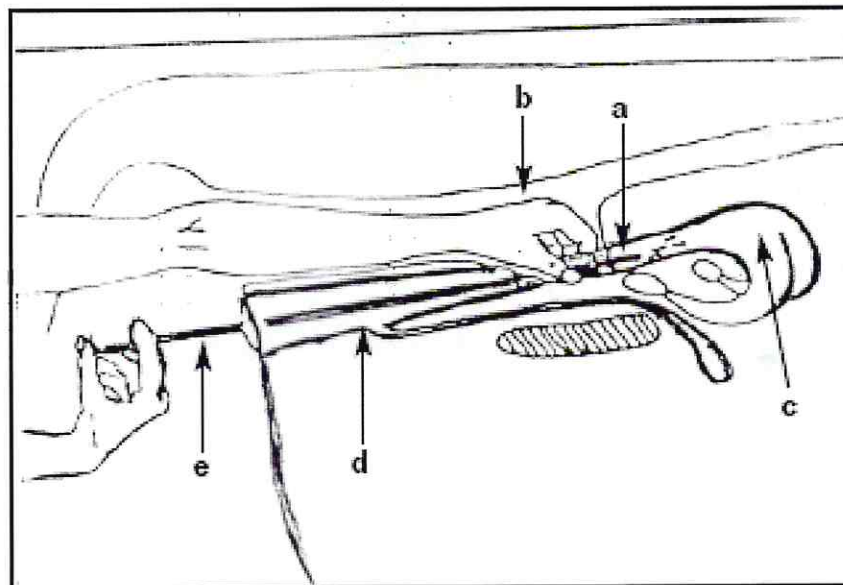
L'introduction du pistolet est faite en inclinant celui-ci vers le haut. La chemise sanitaire est perforée lorsque le bout antérieur du pistolet atteint la fleur épanouie.

La pénétration du col est réalisée en manipulant celui-ci et non le pistolet (Figure 16). Un doigt est placé sur l'extrémité antérieure du col afin de percevoir le pistolet lorsqu'il ressort du col.

La semence est placée dans la partie antérieure du corps de l'utérus en déclanchant le pistolet (Craplet, 1960). Le corps de l'utérus peut être massé pour répartir la semence.

Le pistolet est retiré des voies génitales, et tout le matériel doit être nettoyé.

Le numéro de la vache ainsi que du géniteur, leurs races et la date d'insémination doivent être notées dans un registre.



a : col de l'utérus. b : rectum. c : corps de l'utérus.
d : vagin. e : pistolet d'insémination.

Figure 16: Schéma de mise en place d'une dose de semence : (Chois, 1991).

Chapitre 4

IV- Paramètres de reproduction

Des chercheurs affirment qu'il y a plus de non gestation due à une insémination faite au mauvais moment qu'aux maladies de la reproduction (Michael et Wattieux, 1995). Cependant avant d'aborder les différents indices de la reproduction, il convient de préciser deux notions attachées à la reproduction des femelles d'élevage :

IV-1- La fécondité: se rapporte à l'aptitude d'un individu à être fécondé dans un délai économiquement ou techniquement souhaitable, quelque soit le nombre d'insémination nécessaire pour obtenir cette gestation (Loisel, 1993).

IV-2- La Fertilité: représente l'aptitude d'une femelle à être fécondée par 1 insémination artificielle prise isolément, quelque soit son rang et son délai par apport au vêlage (Loisel, 1993). Une bonne fertilité va peser favorablement sur les délais de fécondité, mais une mauvaise fertilité n'induit pas de dégradation de la fécondabilité si l'éleveur fait un bon suivi de son troupeau.

IV-3- L'âge au premier vêlage:

Williamson, (1987) fixe comme objectif souhaitable un âge au premier vêlage de 24 à 26 mois.

Moor et al (1990) rapportent des valeurs comprises entre 27 et 29 mois chez les races laitières.

IV-4- L'intervalle vêlage -vêlage:

L'index de fécondité qui représente la production d'au moins un veau par vache doit être inférieur à 1, mais plusieurs études présentent des intervalles plus d'un an. Par ex : CALL et STEVENSON (1985) on trouve une moyenne de 13,5 mois ; Colman et al. (1985) quant à eux notent une moyenne de 13.7 et de 13 mois. Webb (1989) quant à lui observe une moyenne minimale de 424 jours.

IV-5- L'intervalle vêlage- premières chaleurs observées:

C'est l'intervalle entre le dernier vêlage et les premières chaleurs observées, 60% des vaches montrent des signes d'oestrus à la 3^{ème} ovulation après le vêlage. Selon Thibier et Bachtarzi (1983), les premières chaleurs apparaissent généralement 30 à 35 jours en moyenne après le vêlage. Selon Papez cité par Craplet et Thibier (1973), le 2^{ème} ou le 3^{ème} oestrus après la mise bas est le moment optimum pour inséminer.

IV-6- Intervalle vêlage- première insémination:

Il correspond au délai de la mise à la reproduction et influence de façon très nette sur la fertilité de la vache. Pour avoir un vêlage tous les ans : l'intervalle vêlage- première insémination doit être au maximum de 90 jours (la moyenne est entre 40 et 69 jours), à condition que cette insémination soit fécondante (Soltner, 2001). Un intervalle inférieur à 20 jours s'accompagne souvent de mortalité embryonnaire qui s'explique par une involution utérine insuffisante (courit, 1968).

IV-7- L'intervalle vêlage- insémination fécondante:

L'infécondité caractérise davantage des exploitations allaitantes (VIF : 125 jours) que mixtes (VIF : 117 jours) ou laitières (VIF : 111 jours) (Hanzen, 2006).

Les valeurs moyennes de troupeaux obtenues par ce dernier sont égales ou supérieures à celles renseignées comme objectifs pour des exploitations laitières et comprises selon les auteurs entre 85 et 130 jours (Radostits et Blood 1985 ; Etherington et al 1991). Elles sont comparables aux moyennes individuelles renseignées en élevage laitier et comprises entre 89 et 116 jours. (Spalding et al 1975, Haycs 1992) (Tableau 01)

Tableau 01: les normes de reproduction chez la vache laitière (Denis, 1975).

Mesure	objectif	Amélioration nécessaire
Intervalle moyen entre le vêlage et la première chaleur	40 jours	Plus de 60 jours
Nombre moyen de jours avant la première insémination	70 jours	Plus de 90 jours
Nombre moyen de jours ouvert	100 jours	Plus de 120 jours
Intervalle moyen entre vêlages	12.5 mois	Plus de 13 mois
Nombre moyen d'insémination par vache	1.7	Plus de 2
% de vaches en gestation confirmée après un service	60%	Moins de 50 %
% du troupeau reformes pour ces problèmes de reproduction	5%	Plus de 10%
Age à la première insémination	15 mois	Plus de 17 mois

IV-8- Les facteurs qui influencent la fertilité bovine:

Il existe plusieurs facteurs qui peuvent empêcher la vache de devenir gestante et ainsi dire d'accumuler un VIF excessif. Ces facteurs peuvent être d'ordre individuel et qui ne paraissent jouer qu'un rôle mineur dans la baisse de l'efficacité reproductive d'un troupeau, par contre il existe des facteurs collectifs qui jouent le rôle le plus dominant. (Hanzen 2006)

IV-8-1- Facteurs individuels:**IV-8-1-1- l'âge:**

Les pathologies des vaches laitières ont tendance à être différentes chez les vaches d'une tranche d'âge à l'autre.

L'accouchement dystocique, le risque de mortalité périnatale et l'anoestrus du post-partum caractérisent davantage les primipares. A l'inverse, on observe une augmentation avec l'âge de la majorité des autres pathologies telles que les gestations gémellaires, les rétentions placentaires, les retards d'involution utérine, les métrites, les fièvres vitulaires et les kystes ovariens (Hanzen 2006).

Une réduction de la fertilité avec l'augmentation du numéro de lactation a été observée en bétail laitier (Silva et al 1992). Les génisses laitières sont habituellement plus fertiles que les vaches (Ron et al 1984).

IV-8-1-2- La génétique:

Indépendamment de la méthodologie utilisée et des facteurs de correction appliqués, l'héritabilité des performances de reproduction est d'une manière générale considérée comme faible puisque comprise entre 0,01 et 0,05 (Hanset et al., 1989).

IV-8-1-3- La production laitière:

L'accroissement de la production laitière se traduit habituellement par une augmentation des intervalles entre les vêlages et 1eres chaleurs, 1ere insémination artificielle et insémination fécondante et par une réduction de fertilité (Coleman et al., 1985).

IV-8-1-4- Le vêlage et la période périnatale:

Le vêlage et la période périnatale constituent des moments préférentiels d'apparition de pathologies métaboliques et non métaboliques susceptibles d'être à moyen ou long terme responsables d'infertilité et d'infécondité. (Hanzen 2006)

IV-8-1-5- L'accouchement dystocique:

La fréquence des dystocies en élevage bovin est comprise en spéculation laitière entre 0.9% et 32 % et en spéculation viandeuse entre 3.8% et 81.2 %. (Hanzen, 1999). L'incidence des difficultés de vêlage est beaucoup plus importante en élevage allaitant qu'en élevage laitier. (INRAP, 1988) Leurs causes et conséquences ont fait l'objet de plusieurs synthèses.

L'accouchement dystocique est dû dans la majorité des cas, à une disproportion foeto-pelvienne résultant de l'influence de facteurs fœtaux et maternels.

Les conséquences d'un accouchement dystocique sont multiples. La dystocie s'accompagne d'une augmentation de la mortalité périnatale et d'un retard de croissance du nouveau-né. Elle augmente le risque de mort ou de réforme prématurée de la mère. Elle réduit la production laitière au cours du premier mois de lactation. Elle contribue à augmenter la fréquence des pathologies du post-partum et à diminuer les performances de reproduction ultérieures des animaux (Hanzen, 1999).

IV-8-1-6- La gémellité:

La fréquence de la gémellité dans l'espèce bovine est comprise entre 0.4% et 8.9 %. Les facteurs qui en sont responsables ainsi que ses conséquences sur l'avenir reproducteur à court et moyen terme de la mère, sur sa productivité et le développement des nouveau-nés ont fait l'objet de différentes synthèses. Il est unanimement admis que la gémellité dépende de la race, augmente avec l'âge et varie avec la saison. Elle est habituellement plus élevée chez les vaches dont la production laitière est supérieure à la moyenne (Chapin et Vanvleck, 1980). Ses variations entre troupeaux comme sa composante génétique ne peuvent être négligées.

Les conséquences de la gémellité sont de nature diverse. Elles raccourcissent la durée de la gestation. Elles augmentent la fréquence d'avortement, d'accouchements dystociques, de rétention placentaire, de mortalité périnatale, de métrites et de réforme (Foote, 1981). Bien qu'inséminées plus tardivement, les vaches laitières ayant donné naissance à des jumeaux sont, à la différence des vaches allaitantes, moins fertiles (Chapin et Vanvleck, 1980 ; Eddy et al., 1991).

IV-8-1-7- La mortalité périnatale:

D'une fréquence moyenne évaluée à 4.1 %, Stevenson et al (1987) rapporte que la mortalité périnatale résulte plus fréquemment d'un état corporel excessif de la mère au moment du vêlage, d'une augmentation du poids du fœtus et d'une gémellité c'est-à-dire d'une

manière générale du degré de dystocie du vêlage. Sa fréquence diminue avec l'âge de la mère et l'augmentation de la durée de la gestation simple ou multiple. Elle concerne davantage les veaux de faible poids chez les pluripares et les veaux de poids élevé chez les primipares. Le sexe du veau n'a pas d'influence significative bien que le taux de mortalité des veaux femelles soit moins élevé. La césarienne en réduit l'incidence. Elle augmente le risque de pathologies non métabolique telle la rétention placentaire ou la métrite mais ne semble pas accroître celui d'infertilité et d'infécondité (Hanzen, 2006).

IV-8-1-8- La rétention placentaire:

Définie par la non-expulsion du placenta dans les 12 à 48 heures suivant le vêlage, la rétention placentaire a une fréquence comprise entre 0.4 et 33 %. (Hanzen2006). Les facteurs prédisposant et déterminants de la rétention placentaire ont été analysés par différents auteurs (Badinand et Sensenbrenner, 1984). L'avortement, l'accouchement dystocique, la césarienne, la fièvre vitulaire, constituent parmi d'autres des facteurs prédisposant à la rétention placentaire.

Elle a été également imputée à un état corporel excessif des animaux (Morrow et al, 1979) à des carences en vitamines et minéraux. En général les retentions placentaires se compliquent d'un retard d'involution utérine suivie d'une métrite responsable d'un allongement de l'intervalle vêlage insémination fécondante, elle est donc à l'origine de l'infertilité (Hanzen 2006). Sa possibilité de réapparition dans le vêlage suivant, reflet éventuel d'une prédisposition individuelle (Bigras et al, 1990).

IV-8-1-9- L'involution utérine:

La durée de l'involution utérine et cervicale est normalement d'une trentaine de jours. Elle est soumise à l'influence de divers facteurs tels le nombre de lactations, la saison ou la manifestation par l'animal de complications infectieuses ou métaboliques au cours du post-partum (Hanzen2006). En l'absence de métrites, il ne semble pas qu'un retard d'involution réduise la fertilité ultérieure de la vache (Tennant et Peddicord ,1968).

IV-8-1-10- La fièvre vitulaire:

La fièvre vitulaire appelée aussi parésie ou hypocalcémie de parturition, affecte 0,4 à 10,8% des vaches laitières (Bigras Poulin et al, 1990). Plusieurs études ont confirmées l'augmentation du risque de la fièvre vitulaire avec l'âge de l'animal (Curtis et al ,1984). La manifestation par l'animal d'une fièvre vitulaire est susceptible d'entraîner diverses

conséquences : elle constitue un facteur de risque d'accouchement dystocique et de pathologies post-partum, puisque l'hypocalcémie peut entraîner une inertie utérine et une rétention placentaire (ERB et al, 1985 ; Grohn et al, 1990). L'incidence des kystes ovariens est de 20% pour les vaches souffrantes de fièvre vitulaire, alors qu'il n'est que de 4% pour les vaches saines (Smith, 1992).

IV-8-1-11- L'infection du tractus génital:

Qualifiée habituellement d'endométrite ou de métrite dans les cas les plus graves, cette pathologie a, chez la vache laitière, une fréquence comprise entre 2.5 et 36.5 %.(Grohn et al, 1990) Les facteurs autres que les agents pathogènes spécifiques ou non, responsables de métrites, se caractérisent par leur multiplicité et la diversité de leurs interactions au demeurant encore peu connues. L'effet de l'âge est controversé. La fréquence des métrites varie avec la saison et le caractère dystocique de l'accouchement ou la manifestation de complications placentaires ou métaboliques. Les aspects qualitatifs et quantitatifs de la ration distribuée pendant le tarissement ne peuvent être négligés. La répétabilité de cette pathologie d'une lactation à l'autre n'a pas été démontrée. Au niveau du troupeau par contre, elle semble être plus significative (Hanzen 2006).

Les métrites s'accompagnent d'infertilité et d'infécondité et d'une augmentation du risque de réforme. Elles sont responsables d'anoestrus, d'acétonémie, de lésions podales ou encore de kystes ovariens. Leurs effets sur la production laitière apparaissent faibles voire inexistantes (Dohoo et Martin 1984).

IV-8-1-12- L'activité ovarienne au cours du post-partum:

Diverses études hormonales, comportementales et cliniques ont identifiés plusieurs évolutions possibles de l'activité ovarienne au cours du post-partum : reprise précoce mais cyclicité anormale, absence d'activité (anoestrus fonctionnel) et persistance du follicule (kyste ovarien).

L'absence plus ou moins prolongée d'une activité ovarienne après le vêlage (anoestrus) peut être caractérisée au moyen de différents paramètres. Basé sur la détection des manifestations comportementales de l'œstrus, l'anoestrus a une durée comprise entre 20 et 70 jours en bétail laitier et 30 à 110 jours en bétail viandeux allaitant. La détermination régulière de la progestéronémie dans le sang ou le lait au cours du post-partum révèle que la première augmentation de la progestérone apparaît en moyenne 16 à 69 jours après le vêlage chez la vache laitière et 56 à 96 jours chez la vache allaitante.

Stevenson et Call (1987) ont estimé à 5.5 % l'incidence moyenne de l'absence d'ovulation au cours des 4 premières semaines du post-partum.

Les facteurs responsables de l'anoestrus sont multiples. Ils concernent l'alimentation, le niveau de production laitière, la saison, l'âge de l'animal, les troubles métaboliques tels l'acétonémie ou infectieux de l'utérus mais surtout le caractère allaitant ou lactant de l'animal. L'anoestrus constitue un facteur d'infécondité et d'infertilité. (Hanzen 2006)

IV-8-2- Facteurs collectifs:

IV-8-2-1- Facteurs humains:

IV-8-2-1-1- L'insuffisance de la détection des chaleurs:

Il n'est pas rare que, dans un élevage, les vaches soient fertiles, mais que le niveau de reproduction est faible à cause d'un problème de détection des chaleurs (Michael et Wattiaux, 1995). Selon Coleman et al (1984), les recommandations pratiques d'observation des chaleurs durant trois périodes de 20 minutes, ne seront jamais appliquées ou presque par les éleveurs (surtout ceux qui s'occupent des grands élevages). Dans certains cas, même avec de très bonnes conditions de détection, l'efficacité effective dépend des vaches : oestrus raccourci, manifestations nocturnes et chaleurs silencieuses ; ces dernières sont plus fréquentes en hivers surtout en stabulation entravée (Williamson et al, 1972). En plus il y a plusieurs facteurs d'environnement qui influencent sur l'expression des chaleurs et rend difficile leur détection, tel que la taille du troupeau, l'habitat, le type de stabulation, l'alimentation et le climat (Hanzen,2006).

IV-8-2-1-2- Choix du moment de l'insémination:

Classiquement, on préconise d'inséminer l'après-midi une vache vue en chaleurs le matin et d'inséminer le lendemain matin une vache vue en chaleurs l'après-midi. En effet, les meilleurs taux de gestation sont obtenus lorsque les animaux sont inséminés au cours des 6 dernières heures de l'oestrus, des résultats étant encore satisfaisants dans les 6 heures qui suivent la fin des chaleurs. Par contre, les taux de gestation obtenus avec des inséminations plus précoces ou plus tardives sont insuffisants. Peut donc se poser le problème du choix du moment optimal de l'insémination pour les 25 % de vaches dont les chaleurs sont courtes c'est-à-dire inférieures à 6 heures. L'absence de rôle de garde des inséminateurs soulève également un autre problème pratique si les animaux viennent en chaleurs le dimanche.

Rappelons que la durée de vie des spermatozoïdes est de 24 heures et celle de l'ovocyte de 5 heures. (Hanzen 2006)

IV-8-2-1-3- Endroit anatomique de l'insémination:

Une réduction de 22% de gestation a été rapportée si le dépôt de la semence se faisait dans le canal cervical au ou niveau de l'exocol. Il existe une grande différence d'habileté entre les inséminateurs (Hanzen 2006).

Au niveau du cervix, la mortalité spermatique est influencée par les actions des facteurs immunologiques. Le mucus cervical referme des immunoglobulines successibles de réagir avec les antigènes portés par les spermatozoïdes et de provoquer l'agglutination et l'immobilisation de ces derniers (Derivaux et Ectors, 1980).

IV-8-2-2- L'alimentation:

De nombreux auteurs ont signalé que la fertilité de la vache peut être très largement influencée par la nutrition au moment de l'insémination, ceci peut se produire à la suite d'un changement du régime alimentaire, ou encore après une perte de poids de l'animal (Haresign, 1981). Plusieurs études rapportent que les vaches qui perdent du poids aux alentours du moment de l'insémination, auront moins de chance d'être fécondés par rapport à celles qui en gagnent (Youdan et King, 1977).

Le changement du régime alimentaire ne doit jamais se faire aux alentours du moment de la saillie ou de l'insémination artificielle (Bruyas, 1993). La fertilité de la vache peut être affecté par l'alimentation, un déficit exagéré en fin de gestation et en début de lactation peut être à l'origine d'un retard de la reprise de l'activité ovarienne, puis un faible taux de la réussite de l'insémination (Thompson et al, 1999). Les mécanismes d'action du déficit énergétique passant par une perturbation de la croissance folliculaire et une limitation des sécrétions hormonales (Elrod, 1993). Un excès d'azote au moment de l'insémination peut aussi diminuer la fertilité .les carences et les déséquilibres minéraux, ainsi que les carences en vitamines peuvent de façon assez peu spécifique limiter les performances de la reproduction (Eddy et al, 1991).

IV-8-2-3- Note de l'état corporel:

L'état corporel est une méthode d'estimation de la variation des réserves adipeuses et musculaire des animaux. Il est estimé en attribuant une note de l'état corporel qui varie de 01 (pour les vaches très maigres) à 05 (pour les vaches trop grâces) (Wildman et al, 1982 ; Edmonson et al, 1989 ; ferguson et al, 1991). Les meilleurs taux de fertilité s'observent sur les vaches en bon état corporel à la mise à la reproduction (note 2,5 à 3 pour une multipare, 3 pour une primipare) (Humblot, 1996). Il est à noter aussi que tant que l'état corporel est bon au moment de vêlage, la perte de poids et l'infertilité du post partum sont moins manifestés (Haresign et al, 1979). Les vaches qui présentent une note de l'état corporel inférieure à 2,5 montrent habituellement des intervalles vêlages- première chaleur, velage -première insémination artificielle et vêlage- insémination fécondante plus long, ainsi qu'une plus faible fertilité à la première insémination artificielle par apport aux vaches en état normal (Haresign, 1981).

V-8-2-4- La saison:

En région tempérée, les auteurs ont remarqué que la fertilité était plus élevée en printemps qu'en hivers ou en automne (Anderson, 1966). L'explication générale qu'on puisse donner à cette faible fertilité en saison d'automne et d'hivers est la grande difficulté à détecter les chaleurs, certains auteurs supposent que la courte durée du jour contribue à diminuer la fertilité (Roine, 1977). En région tropicale, une pauvre fertilité est observée durant les périodes sèches, les principaux échecs se manifestent par une augmentation du nombre d'insémination artificielles par conception et de l'anoestrus ; ceci est du au stress thermique ainsi qu'une réduction de l'alimentation. La saison où on remarque une fertilité élevée est la saison pluvieuse (Jainudeen, 1976), ainsi que le pourcentage d'animaux repeat breeders est plus élevé chez les vaches qui accouchent en automne (Hexelt, 1968) et que la durée du non oestrus du post-partum est plus longue chez les vaches allaitantes en hivers (Peter, 1982) ; mais plus courante chez les vaches laitières accouchant en automne (Eldon et Olafsson, 1986).

IV-8-2-5- Type de stabulation:

La liberté de mouvement acquise par les animaux en stabulation libre est de nature à favoriser la manifestation de l'oestrus et sa détection ainsi que la réapparition plus précoce d'une activité ovarienne après le vêlage. Le type de stabulation est de nature également à modifier l'incidence des pathologies au cours du post-partum (Hanzen 2006).

IV-8-2-6- La taille du troupeau:

La plupart des études concluent à la diminution de la fertilité avec la taille du troupeau, ceci résulte d'une moins bonne surveillance ainsi qu'une moins bonne détection des chaleurs et d'un moins bon rationnement individuel. (Laben et al 1982) Cette constatation est sans doute imputable au fait que la première insémination est habituellement réalisée plus précocement dans ces troupeaux entraînant une augmentation du pourcentage de repeat-breeders (Hanzen 2006).

IV-8-3- Autres facteurs d'environnement:

Au nombre de ces facteurs, il faut signaler l'effet négatif exercé par le transport des animaux (Clarck et Tibbrook, 1992), ou par une mauvaise isolation électrique de la salle de traite (Applemen et Gustaffson, 1985). Ou de la stabulation des animaux. L'effet positif exercé par la présence d'un mâle ou d'une femelle androgénisée a été démontré chez des vaches allaitantes (Burb et Spitzer, 1992) mais pas chez les génisses.

L'importance des caractéristiques socio-psychologiques de l'éleveur comme variable explicative des différences de performances enregistrées entre les exploitations est de plus en plus reconnue. Divers questionnaires d'évaluation des capacités de gestion et des attitudes de l'éleveur face à son exploitation et de la perception de ses problèmes ont été mis au point et évalués sur le terrain. Ces études ont mis en exergue l'importance des ces facteurs non seulement sur la fréquence d'apparition des maladies mais également sur les performances de reproduction et de production. Certaines d'entre elles ont également mis en évidence l'impact majeur exercé par le vétérinaire sur la perception de l'importance des problèmes de reproduction par l'éleveur (Colman et al 1985).

Gauthier (1983) a montré que chez les vaches nerveuses il y a beaucoup de cycles anovulatoires que les vaches calmes.

Partie
Expérimentale

OBJECTIFS :

Objectif 1 :

- Evaluation de la technicité des vétérinaires inséminateurs suivis sur le terrain.

Objectif 2 :

- Evaluation du taux de réussite lors de la première insémination artificielle.
- Evaluation des paramètres de reproduction au niveau de la région de Sétif.

1. INTRODUCTION:

L'insémination artificielle chez le bovin est largement utilisée dans les pays développés. L'Algérie comme beaucoup d'autres pays en développement a tenté d'installer et de développer l'IA; par contre plusieurs facteurs peuvent interférer à la réussite de l'insémination artificielle bovine.

Notre étude a pour but l'appréciation de l'acte de l'insémination artificielle, en réalisant le suivi des vétérinaires inséminateurs au cours de l'application de leurs techniques de l'IA.

2. MATERIELS ET METHODES

Notre travail nous a permis de faire un suivi et de récolter les bilans d'insémination de l'année 2007 chez 4 vétérinaires inséminateurs durant la période s'étalant du 16 mars au 10 mai de l'année 2008, au niveau des régions de BOUFARIK, BOUINAN ET L'ARBA, de la wilaya de BLIDA, et de la wilaya de SETIF.

A partir des bilans d'inséminations nous avons pu retirer :

-Le taux d'inséminations réussite durant cette période chez les 4 inséminateurs.

Alors que notre suivi nous a permis de faire un questionnaire sur leurs technicités.

3. RESULTATS:

❖ Taux d'inséminations réussite de l'IA :

Tableau 1.1: Répartitions des fréquences chez les 4 inséminateurs durant l'année 2007.

	Inséminateur 1		Inséminateur 2		Inséminateur 3		Inséminateur 4	
	nombre	%	nombre	%	nombre	%	nombre	%
Positif	329	56,14	44	19,13	285	52,58	298	39,94
Négatif	257	43,85	186	80,86	256	47,31	456	61,12
Total	586	100	230	100	541	100	746	100

Pour l'inséminateur 3, seul les résultats de l'année 2005 ont été pris en considération pour notre travail, vu le manque de données pour l'année 2007 et même 2006, qui serait due à des problèmes s'attachant au vétérinaire.

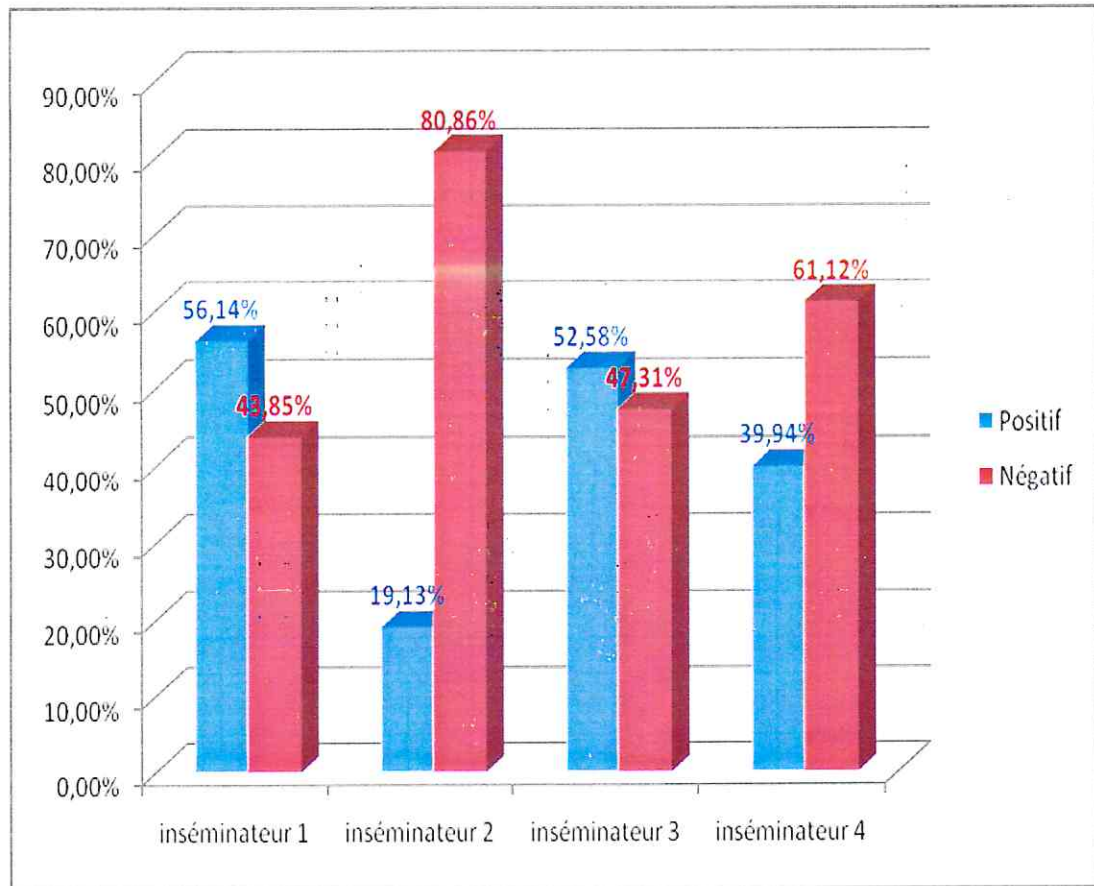


Figure 1.1: Pourcentage de réussite de l'IA des 4 inséminateurs.

La Figure1 illustre le pourcentage de réussite et d'échec de l'IA des 4 inséminateurs :

- Nous remarquons que pour le premier inséminateur le pourcentage de réussite est beaucoup plus élevé que le pourcentage d'échec.
- Alors que pour le deuxième inséminateur, il y a une nette différence entre le pourcentage de réussite et d'échec et cela avec une dominance marquée de l'échec.
- Quant au troisième inséminateur, le pourcentage de réussite et d'échec est presque égal.
- Le quatrième inséminateur, a un pourcentage d'échec supérieur au pourcentage de réussite.

❖ Technicité des inséminateurs :

Tableau 1.2: Hygiène au cours de l'insémination artificielle.

Inséminateurs	1	2	3	4
Propreté du matériel	Plus ou moins	Plus ou moins	oui	oui
Tenue vestimentaire	Propre	Propre	Propre	Propre
manipulation	Propre	Propre	Propre	Propre
Inséminateur se lave les mains avant et après insémination	non	oui	oui	Mains gantées

D'après le tableau 2, 50% des inséminateurs travaillent avec un matériel plus ou moins propre (pas bien nettoyé).

La Figure 2 et 3 nous montrent l'état d'hygiène du biostat, au niveau des 4 inséminateurs

**Figure 1.2:** hygiène du biostat (mal nettoyé) chez l'inséminateur1.



Figure 1.3: hygiène du biostat chez l'inséminateur 2.



Figure 1.4: hygiène du biostat chez l'inséminateur 4.

Tableau 1.3: manipulation des paillettes et manipulation des vétérinaires.

Inséminateurs	1	2	3	4
La paillette dépasse la zone critique dans le biostat	oui	oui	non	non
Identification de la paillette dans le biostat	Moins de 5sec	plus de 5sec	Moins de 5sec	Moins de 5sec
Méthode de décongélation de la semence	Met la paillette sous ces aisselles	Le fait passé dans sa bouche	Met la paillette dans un saut d'eau tiède	Met la paillette dans un saut d'eau à 37°C
Temps de décongélation	Le temps d'arriver a l'animal	Moins de 10sec	Plus de 30sec	40sec
Disponibilité de l'inséminateur	Oui	Pas après 17h	oui	Oui , avec la presence de plusieurs techniciens
Nettoyer la vulve	non	oui	oui	oui
Vidange du rectum	Avant l'introduction du pistolet	Avant l'introduction du pistolet	Avant l'introduction du pistolet	Avant l'introduction du pistolet
Le pistolet dépasse le col de l'utérus	Oui	Parfois non	Oui	oui

Le dépôt de la semence se fait au niveau	Au niveau des deux cornes	A l'entrée du corps utérin mais parfois au niveau du col	Au niveau de l'entrée du corps utérin	Au niveau de l'entrée du corps utérin
Suivie de l'animal	Pas toujours	oui	oui	oui
En fin de journée	ne vérifie pas la bombonne. Le remplissage de la bombonne se même 1 fois par semaine. Ne nettoie pas le matériel	vérifie la bombonne. Le remplissage de la bombonne se fait chaque jour Nettoie le matériel	vérifie la bombonne. Le remplissage de la bombonne se fait chaque 48h Nettoie le matériel	vérifie la bombonne. Le remplissage de la bombonne se fait chaque 48h Nettoie le matériel

Ce tableau est le résumé de notre questionnaire, qui est fait à partir d'observations effectuées sur la technicité des 4 vétérinaires inséminateurs, en ce qui concerne l'IA.

Nous remarquons que chaque inséminateur a sa propre manière de travailler et de réaliser l'IA, pas toujours selon les normes.

4. DISCUSSIONS DES RESULTATS:

L'étude avait comme premier objectif de démontrer la technicité des 4 inséminateurs, qui ont un taux de réussite de l'IA de:

- Inséminateur 1 : 56%
- Inséminateur 2 : 19%
- Inséminateur 3 : 52%
- Inséminateur 4 : 40%

Nous nous referons aux questionnaires réalisés pour déterminer les facteurs pouvant influencer cette variation :

➤ Propreté du matériel:

Notre questionnaire nous indique que les inséminateurs 1 et 2 n'ont pas toujours un matériel propre par rapport a 3 et 4 (tableau 01), tandis que la littérature exige que tout matériel d'IA doit être propre et hygiénique. Il faut utiliser un matériel propre et jetable (gant, gaine etc.) à usage unique; manier le pistolet, la gaine et la paillette en évitant de les salir ou de les contaminer; se laver les mains avant et après insémination. En revanche lorsque la paillette est en contact d'instruments souillés, Dejarnette et al (2002) a démontré que les gaines souillées peuvent être la cause de métrites.

➤ Disponibilité du vétérinaire:

Nous constatons que l'inséminateur 2 n'est pas disponible après 17h contrairement aux autres, sachant qu'il faut inséminer 12 à 18 heures après le début des chaleurs; cela obéit à la règle de Trimberger (AM/PM): si les vaches sont observées en chaleurs la matinée (AM), elles doivent être inséminées l'après midi ou tôt la soirée (PM); si ces dernières sont observées en chaleurs tard dans l'après midi ou en soirée, elles doivent être inséminées tôt le lendemain matin (Bruyars et al., 1993), les meilleurs taux de conception sont enregistrés entre 18-24 heures début oestrus rapporte Lacarete (2003); alors que l'absence du vétérinaire à ce moment induit parfois a un retard d'insémination et donc à une non fécondation.

➤ Conservation de la semence dans le biostat:

Nous remarquons que les inséminateurs 1 et 2 laissent dépasser la semence au-delà de la zone critique du container, sachant que le réchauffement des paillettes de semence ne survient pas seulement avec l'exposition de ces dernières à la température ambiante à l'extérieur du container d'azote liquide; cependant, l'exposition à des températures potentiellement dangereuses survient à chaque fois que les paillette sont retirées au niveau du col du container d'azote liquide, pour enlever l'une d'elles pour l'insémination artificielle.

Pace et Sullivan (1978), rapportent que la motilité des spermatozoïdes et le pourcentage des acrosomes intacts diminue de façon drastique quand ces paillettes sont retirées et replacées dans des containers 480 fois en 6 mois.

Ce réchauffement se fait graduellement après plusieurs sorties d'azote; ces mêmes paillettes une fois réintroduites dans l'azote; n'atteindront jamais la température de -196°C . Ainsi, se produit le phénomène de recristallisation de la semence et sa détérioration graduelle (Senger, 1980).

➤ Remplissage de la bombonne d'azote:

Sur les quatre inséminateurs suivis, nous remarquons que le premier inséminateur ne prend pas le temps de vérifier le niveau d'azote liquide dans la bombonne et la remplit en moyenne une fois tous les 5 jours; par contre l'inséminateur 2 remplit la bombonne d'azote en chaque fin de journée, alors que les inséminateurs 3 et 4 la remplissent chaque 48h. Sachant que la perte de l'azote liquide d'une bombonne peut résulter d'une perte économique désastreuse (Senger et Hillers, 1980). Puisque, toutes les bombonnes d'azote peuvent laisser échapper de la vapeur d'azote, et c'est pour cette raison qu'il faut surveiller le niveau d'azote de façon quotidienne.

➤ Méthode de décongélation:

Nous avons remarqué que les 2 premiers inséminateurs avaient des méthodes archaïques de décongélation, alors que le troisième et le quatrième respectaient les normes. Saacke (1991) rapporte que l'intégrité acrosomique post-décongélation des paillettes était en relation directe avec la fécondité, une décongélation dans l'eau à 35°C permet une plus grande rétention acrosomique, une grande motilité des spermatozoïdes que celle en eau glacée (Fleming, 1991).

➤ Temps de décongélation:

Denis, (1975) mentionne qu'il faut plonger la paillette dans de l'eau à 34-37°C pendant 40 secondes, en effet Glenn (2005) rappelle que la décongélation de la paillette se fait à 37 C° en 40 secondes afin de réanimer les spermatozoïdes. Alors que lors de notre suivi, nous avons constaté que:

L'inséminateur 1 avait un temps de décongélation variable (entre 15sec a 1 minute ou plus).

L'inséminateur 2 quant à lui avait un temps de décongélation de moins de 10 sec.

La décongélation dans de mauvaises conditions de manipulations est à déconseiller, car influencent le nombre réel des spermatozoïdes réanimés et leurs pouvoirs fécondant (Djarnette et al., 2001)

➤ Lieu de dépôt de la semence:

La semence est placée dans la partie antérieure du corps de l'utérus en déclanchant le pistolet (Craplet, 1960), alors qu'en réalité nos inséminateurs déposent leurs semences comme suit :

- inséminateur 1 : au niveau des cornes.
- inséminateur 2 : au niveau du corps, mais parfois au niveau du col.
- inséminateur 3 : au niveau du corps.
- inséminateur 4 : au niveau du corps.

hors, il y'a une réduction du taux de conception de 22 % si l'inséminateur ne dépose pas la semence dans l'utérus, mais uniquement dans l'exocol ou le canal cervical (Gary et al., 1991).

➤ Suivi de l'animal inséminé:

Nous remarquons que les inséminateurs 2, 3 et 4 font un suivi de l'animal en réexaminant l'animal 3 mois après l'avoir inséminé, alors que le premier inséminateur ne fait le suivi que pour les clients et considère les autres d'emblée comme positif.

De nos résultats nous concluons que l'inséminateur 3 et 4 ont la meilleure technicité lors de l'acte de l'insémination artificielle par apport aux deux autres. Malgré que l'inséminateur 1 a le meilleur taux de réussite, ceci est expliqué par son non suivi des animaux inséminés considérés comme positif.

5. CONCLUSION:

Lors de notre suivi chez les vétérinaires inséminateurs, dont le but était d'évaluer leurs technicités par rapport à l'hygiène et aux différentes méthodes qu'ils utilisent au cours de l'insémination artificielle. Nous avons pu dévoiler et retirer des conclusions concernant leurs implications dans la réussite de l'insémination artificielle; nos résultats nous ont permis de démontrer les différentes méthodes qu'ils utilisaient lors de la réalisation de cet acte: comme un mauvais stockage, décongélation de la semence et une mauvaise manipulation.

Sachant que chaque geste joue un rôle soit dans la survie des spermatozoïdes, soit dans l'intégrité de l'appareil génital femelle et donc la fécondité des animaux.

Au terme de ce travail, nous concluons que les vétérinaires n'ont pas toujours les bonnes manières de réaliser l'insémination artificielle.

1. INTRODUCTION

L'élevage bovin assure une bonne partie de l'alimentation humaine et constitue par la même occasion une source de rentabilité pour les producteurs; par voie de conséquence le temps improductif doit être réduit au maximum en diminuant la période de vie non productive de l'animal. Un objectif de dix mois de lactation et un veau par vache et par an devrait être atteint (Charron, 1986), ce niveau de rentabilité est conditionné par un diagnostic de performances de la reproduction du cheptel en s'appuyant sur des critères objectifs d'évaluation. Cette évaluation permettra de dresser un bilan moyen de fécondité, essentiel pour la situer et aussi de prévoir et organiser les actions visant à l'améliorer.

Les causes de l'infertilité et les déficits de production sont multiples; ils peuvent être liés à l'animal lui-même et à l'environnement, non maîtrisés par les éleveurs; en revanche d'autres peuvent être maîtrisés parce qu'ils se trouvent liés à la reproduction (Vallet, 1985), à la qualité de l'alimentation (Walter, 1992 ; Enjalabert, 1994) et l'état sanitaire du troupeau (Calavas, 1994).

2. MATERIEL ET METHODES

Les investigations ont porté rétrospectivement sur les données de la période allant de 2002 à 2007 d'après les bilans d'IA des troupeaux laitiers, de la clinique vétérinaire MECHMECH Mohamed, de la Wilaya de Sétif.

Les données provenant des bilans d'IA ayant les critères suivants ont été conservées :

- Taux d'inséminations réussies durant cette période.
- Nombre moyen d'IA1, IA2, IA3 et IA4 par année.
- Intervalle moyen entre vêlage-IA1,
- Intervalle vêlage- vêlage.
- Intervalle entre vêlage IA fécondante.

Méthode statistique utilisée:

Pour le traitement statistique de notre travail nous avons opté pour 2 testes, test Chi-deux (χ^2) et le teste de student (t).

- Le test chi- deux (χ^2) : est utilisé pour les données des bilans d'IA de la période allant de 2002 à 2007, avec l'hypothèse nulle (H_0) que le taux de réussite de l'IA de premier rang est plus élevé que les IA des autres rangs.

Alors que l'hypothèse H_1 est qu'il n'existe pas de différence significative entre les différents rangs d'IA.

- Le teste de student (t) : pour ce teste nous avons voulu comparer des moyennes observées des paramètres de reproductions tels que l'intervalle vêlage- vêlage, intervalle vêlage- première insémination et intervalle vêlage- insémination fécondante avec des valeurs théoriques recherchées.

Nos hypothèses H_0 , H_1 sont:

H_0 : il n'y a pas de différence significative entre les moyennes des paramètres observées et les moyennes théoriques.

H_1 : il y a une différence entre les moyennes observées et les moyennes théoriques.

3. RESULTATS:

3. 1. Taux d'inséminations réussies durant cette période:

Durant la période 2002- 2007 on a pu regrouper les données concernant la réussite et l'échec de l'IA:

Le taux de réussite moyen de 42%, avec un taux minimal de 11% IA durant l'année 2002, et 603 IA qui est la valeur maximal apporté durant l'année 2006.

Tableau 2.1: Taux de réussite de l'IA de la période 2002- 2007.

	2002	2003	2004	2005	2006	2007
Positifs	47.82%	36.21%	31.50%	36.02%	70.60%	39.94%
Négatifs	52.17%	63.78%	68.49%	61.49%	29.39%	61.12%
total	100%	100%	100%	100%	100%	100%

Remarque : le taux faible des l'IA durant 2002 à 2003 est due à la perte de la majorité des données.

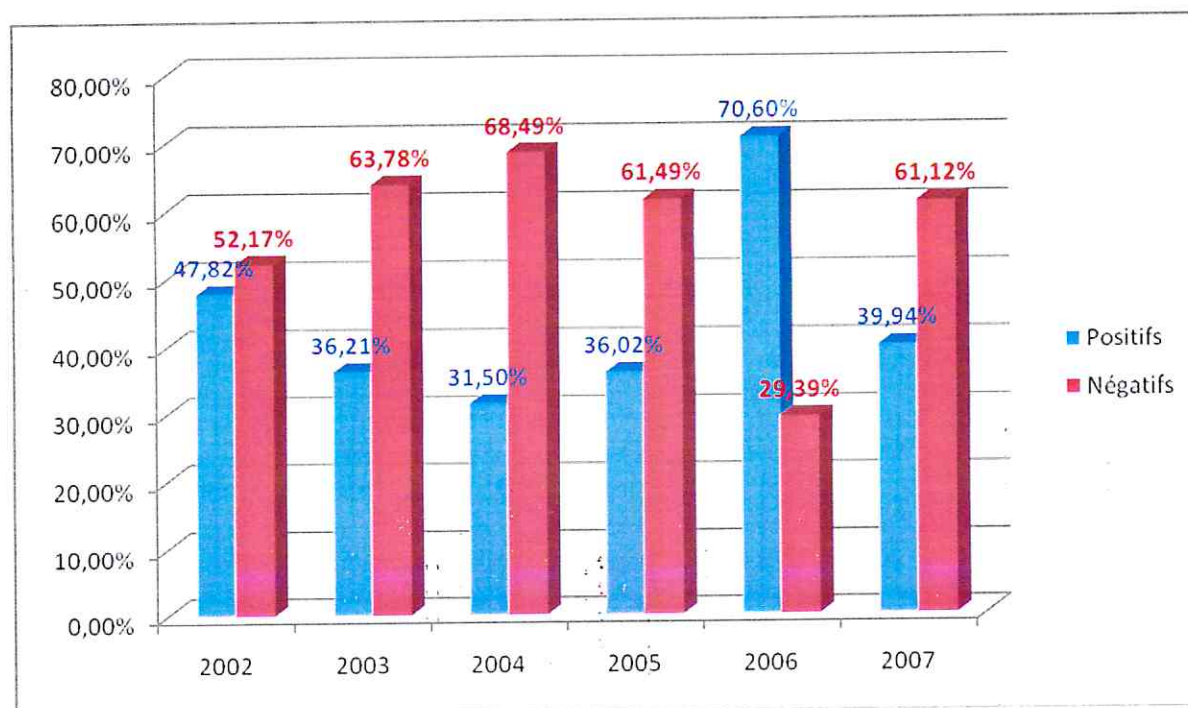


Figure 2.1: Taux de réussite et d'échec de l'IA de 2002 à 2007

A partir du Tableau on a pu illustrer la Figure.2.1 qui représente les résultats de l'IA positifs et négatifs durant la période étudiée de 2002 à 2007.

Durant toute la période étudiée il apparaît que le taux d'échec est assez élevé par rapport aux taux de conception, néanmoins durant l'année 2006 nous remarquons une nette augmentation de la conception qui dépasse largement le taux d'échec de 251 IA.

2. 2. Pourcentage d'IA1, IA2, IA3 et IA4 durant cette période :

Tableau 2.2: pourcentage d'IA1, IA2, IA3 et IA4 durant la période de 2002 à 2007.

	2002	2003	2004	2005	2006	2007
1ere IA	21,73%	53,51%	61,53%	62,73%	60,18%	65,80%
2ème IA	43,47%	30,81%	27,10%	25,46%	25,05%	20,91%
3ème IA	34,78%	11,89%	6,22%	6,52%	10,65%	11,12%
4ème IA	0%	3,24%	3,29%	2,79%	3,04%	2,41%

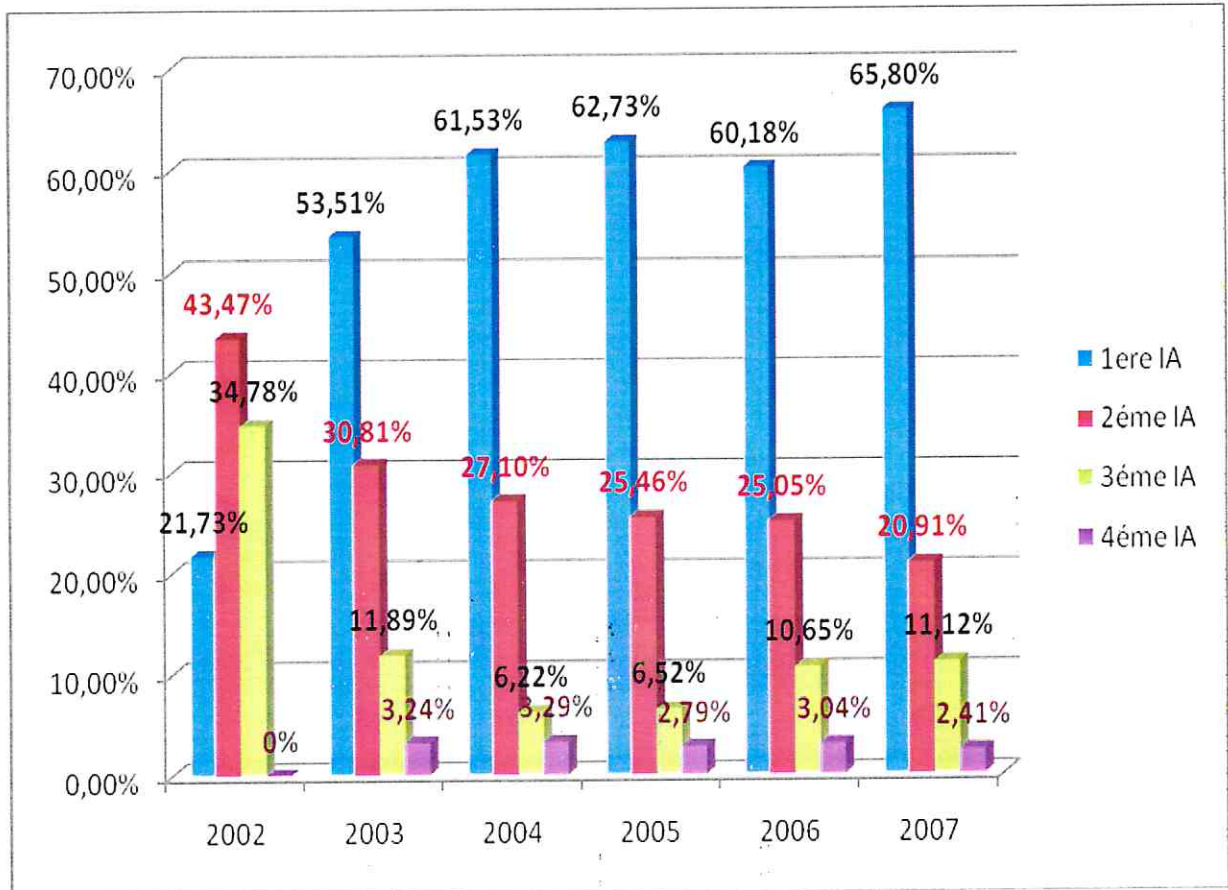


Figure 2.2: pourcentage d'IA réalisé durant 2002- 2007.

La Figure.2.2 illustre le pourcentage d'IA observés pendant la période étudiée, nous remarquons qu'il n'y a pas de grandes différences entre les différents rangs d'IA; alors qu'à partir de 2003 on constate une nette diminution du taux d'IA de 2ème, 3ème, et 4ème rang par rapport au taux d'IA de premier rang.

2. 3. réussite et échec à chaque rang d'IA:

Tableau 2.3: Taux de réussite et d'échec a chaque IA.

	1ère IA		2ème IA		3ème IA		4ème IA	
	positif	négatif	positif	négatif	positif	négatif	positif	négatif
2002	21.74%	0%	0.23%	39.13%	17.39%	17.39%	0%	0%
2003	17.93%	35.87%	10.87%	20.10%	5.43%	6.52%	2.17%	1.08%
2004	17.58%	4.39%	8.42%	18.68%	3.29%	2.93%	2.19%	1.09%
2005	18.94%	43.78%	12.73%	12.73%	3.41%	3.10%	0.93%	1.86%
2006	42.85%	17.33%	18.96%	6.09%	7.96%	2.69%	1.52%	1.52%
2007	29.09%	36.59%	6.43%	14.47%	3.61%	7.37%	0.40%	2.01%

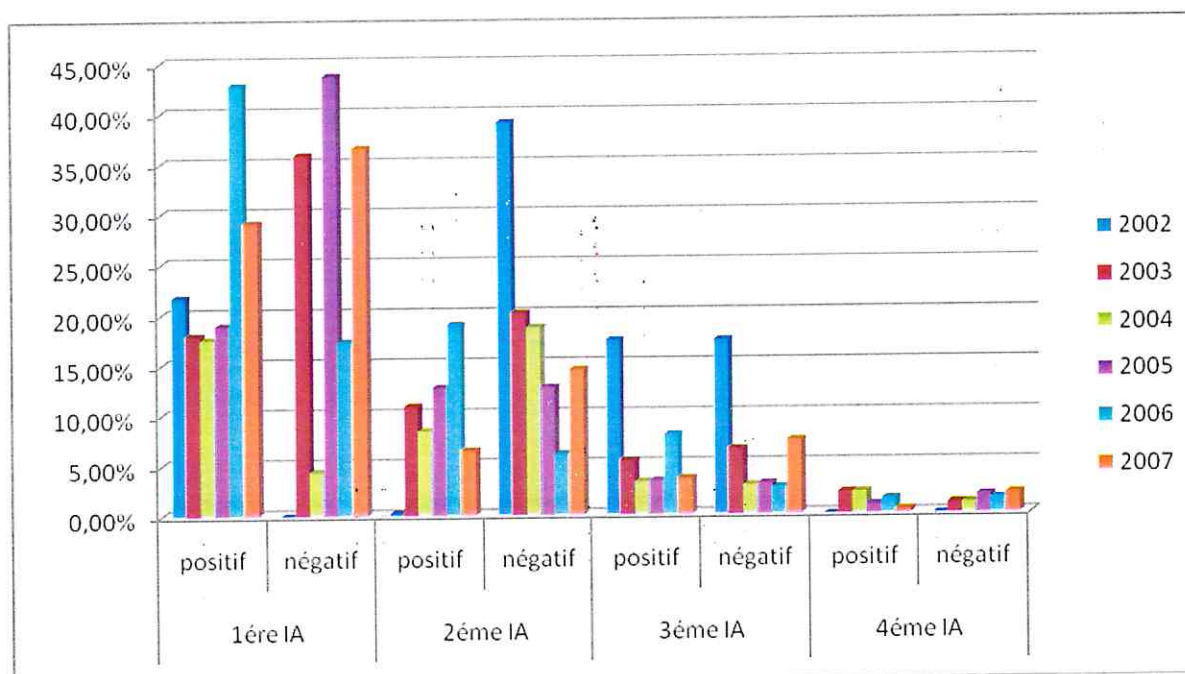


Figure 2.3: Diagramme présentant les réussites et les échecs des différents rangs d'IA durant 2002 à 2007.

Pour une meilleure observation des résultats obtenus que celle de la figure.2.3, nous avons dissocié les 4 rangs d'IA, afin d'avoir des diagrammes propre à chaque rang d'IA représentés par les Figures.2.4, Figure.2.5, Figure.2.6 et la Figure.2.7.

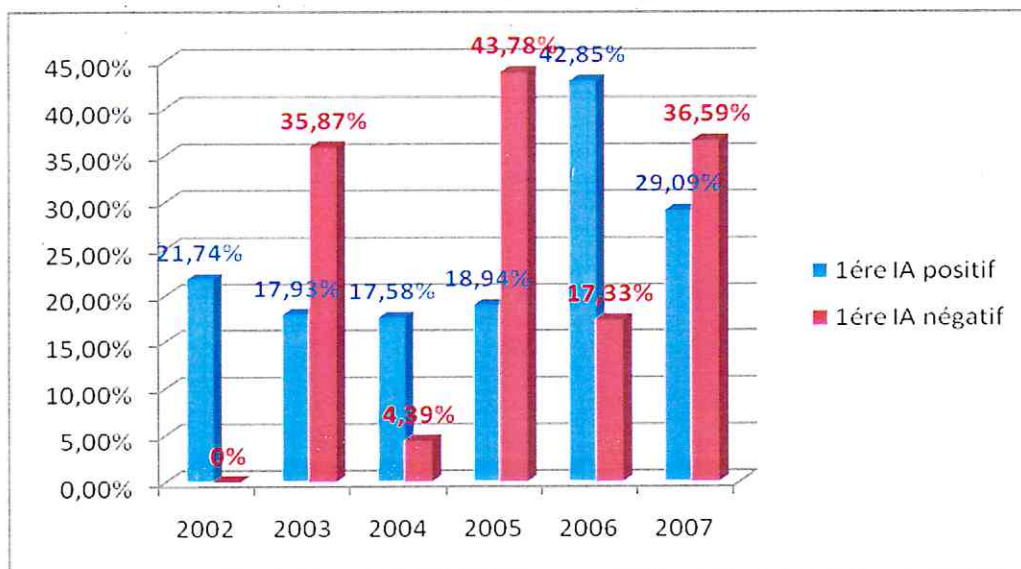


Figure 2.4: Taux de réussite à la 1ère IA.

La Figure.2.4 l'évolution du taux de la première IA, montre que de 2002 à 2005 il y a une prédominance de résultats négatifs par rapport aux positifs; alors que durant l'année 2006 il y a une nette augmentation des conceptions avec 366 IAF, de telle sorte qu'elle forme un pic qui dépasse largement les résultats négatifs. Cependant cette amélioration ne dure pas car nous remarquons que durant l'année 2007 les résultats négatifs prennent le dessus avec 273.

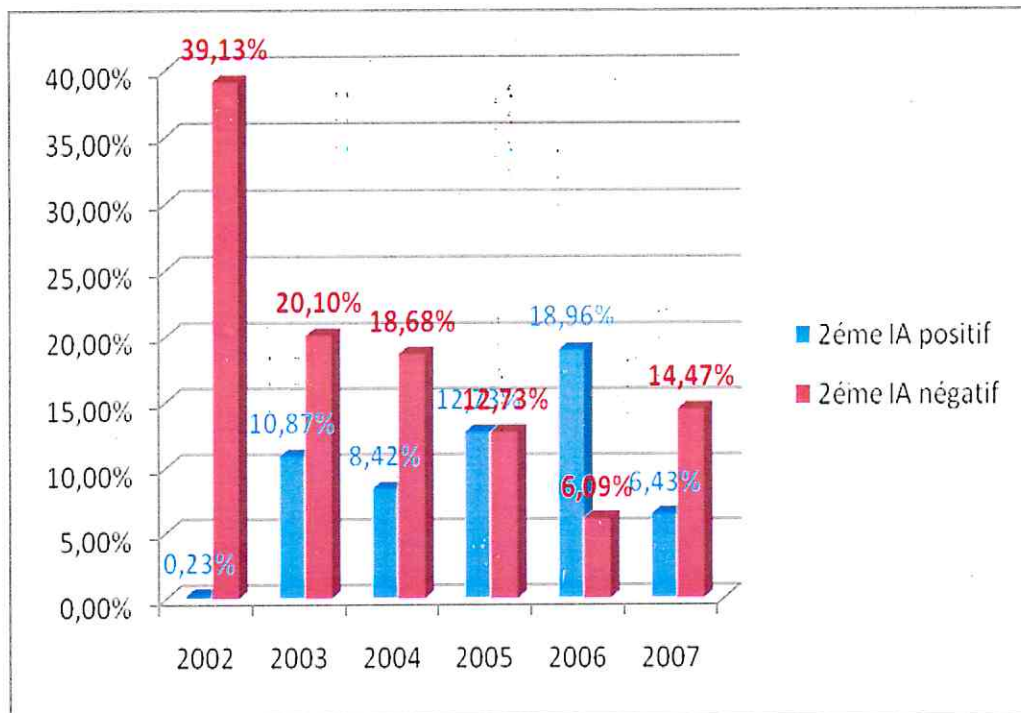


Figure 2.5: Taux de réussite à la 2ème IA.

la Figure.2.5 illustre les taux de réussite de l'IA de 2ème rang par apport aux échecs et comme pour la figure.2.4, nous remarquons que les résultats négatifs sont plus importants pendant les quatre premières années, s'ensuit une amélioration caractéristique durant l'année 2006 et une régression en 2007 pour les résultats positifs.

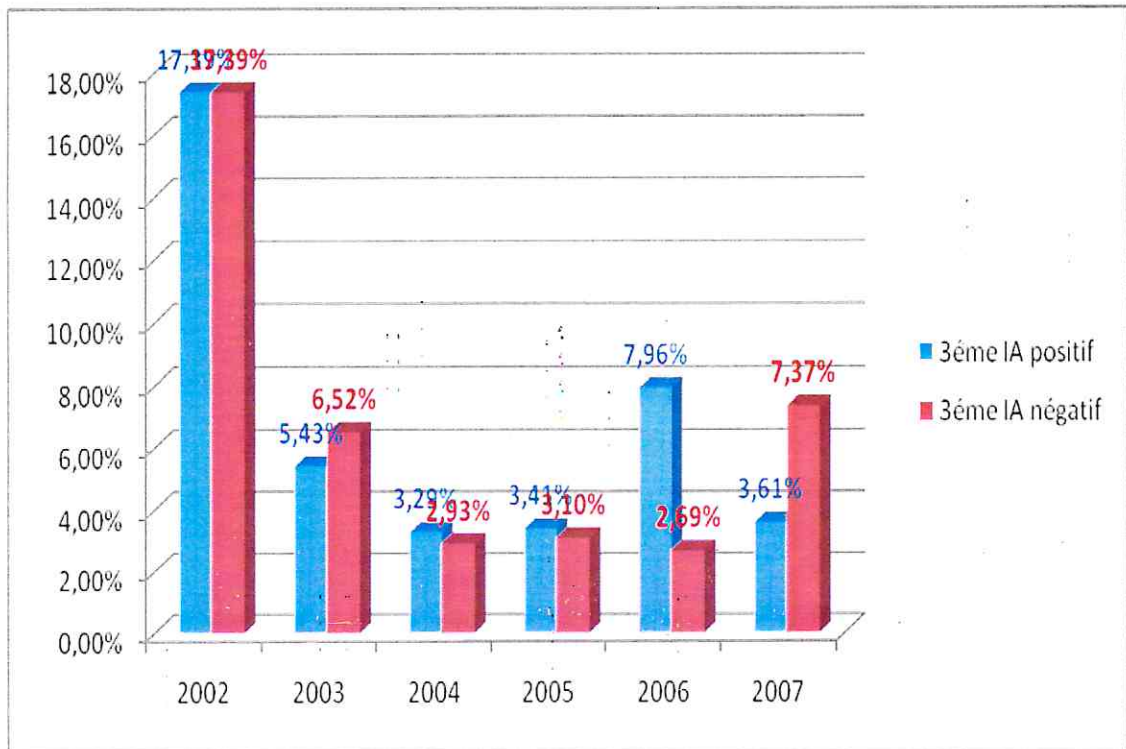


Figure 2.6: Taux de réussite à la 3ème IA.

La Figure.2.6 illustre les taux d'échec et de fécondation des IA du 3ème rang, contrairement aux Figures précédentes, nous n'avons pas noté de différence significative entre les résultats négatifs et positifs, qui sont :

- Durant la période allant de 2002 à 2005 presque égaux avec un très léger dépassement des négatifs
- L'année 2006 est caractérisée par une nette augmentation des résultats positifs par rapport aux négatifs,
- l'année 2007 est toujours définie par une diminution des positifs et renforcement des négatifs.

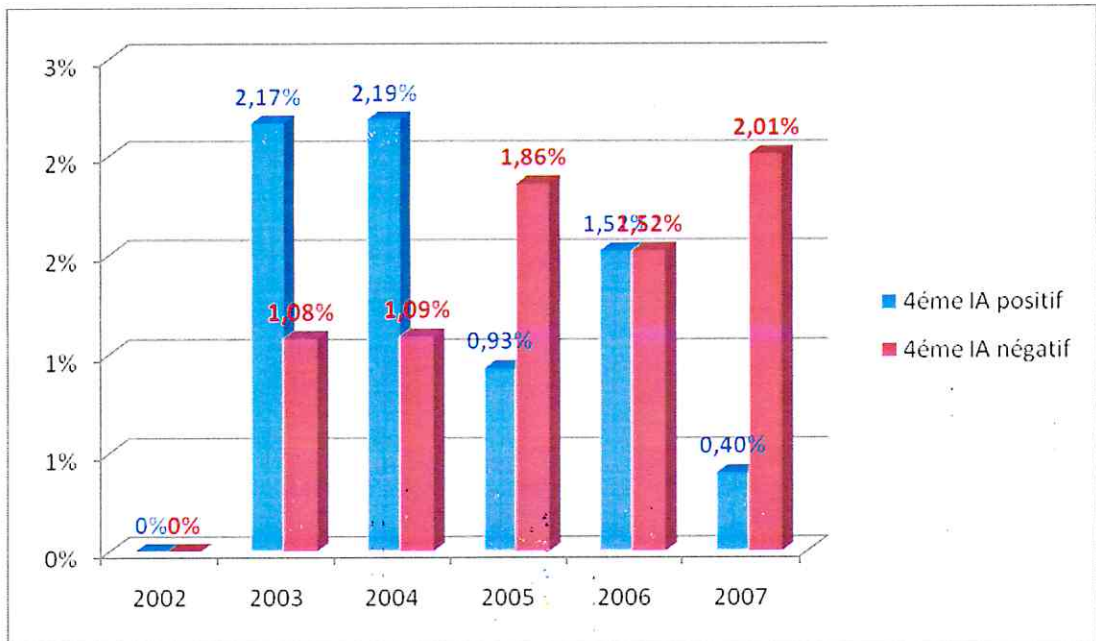


Figure 2.7: Taux de réussite de la 4ème IA.

Pour cette dernière Figure.2.7, nous constatons que malgré l'augmentation des résultats positifs en 2006, les résultats négatifs sont toujours plus dominants.

2. 3. Quelques paramètres généraux relatifs aux performances de reproduction:

Durant notre travail nous avons pu établir des échantillons selon les paramètres qu'on a pu rechercher.

2. 3. 1. Intervalle vêlage –vêlage:

En ce qui concerne l'intervalle vêlage- vêlage, durant la période qui s'étale de 2002 à 2007, nous avons pu avoir un échantillon de 9 vaches, deux d'entre elles ont présentés un intervalle vêlage- vêlage conforme à ce qui a été décrit dans la littérature, tandis que les sept autres dépassent les valeurs recherchés.

Tableau 2.4: évaluation de l'IVV durant la période allant de 2002 à 2007.

	2002- 2007(n= 9 vaches)
Moyenne (j)	510j
-330j	11,11%
330 à 370j	11,11%
+ 400j	77,77%

28/10
20

2.3.2. Intervalle vêlage- première insémination:

Nous avons calculé l'IVII sur un échantillon de 13 vaches et comparer avec les valeurs recherchées, dont l'optimum est de 90j, nos résultats ont été beaucoup plus éloignés des valeurs moyennes de 334j avec des maximums de 960j.

Tableau 2.5: évaluation de l'IVII durant la période 2002 à 2007.

	2002- 2007(n = 13 vaches)
Moyenne (j)	334j
45j	0%
60j	0%
90j	7,69%
150j	15,38%
+ 200j	53,84%
+ 400j	7,69%
+ 600j	15,38% avec une valeur de 960j

2.3.3. Intervalle vêlage- insémination fécondante:

Pour ce paramètre nous avons obtenus un lot de 8 vaches avec une moyenne de l'IVIF de 11,63 mois, variant de 3 mois à 32 mois.

Tableau 2.6: évaluation de l'IVIF durant la période 2002 à 2007.

	2002- 2007 (n=8 vaches)
Moyenne (mois)	11,63 mois
Moins de 2mois	0%
Entre 2 et 3 mois	0%
3mois	12,5%
Entre 3 et 12 mois	62,5%
Plus de 12mois	25%

ETUDE STATISTIQUE:

L'étude statistique a pour objet l'aide à la décision et la validation d'hypothèse. Bien entendue dans telle situation, le recours à des arguments subjectifs sera toujours inévitable; les tests statistiques (dans notre cas le test du χ^2 et le test de student) vont cependant réduire la part de subjectivité; les choix seront ainsi facilités et plus transparents. (FALISSARD 1998)

Analyse statistiques:

- Les résultats du test du chi- deux (χ^2): le test du χ^2 a été utilisé pour comparer le taux de réussite de la 1ère IA par apport à la réussite des autres IA. Pour un degré de liberté de $ddl = 3$, les valeurs de χ^2 expérimentale durant les 6 ans : 11.53, 10.34, 9.32, 12.11, 8.15, 19.54 ; la table des lois de χ^2 montre que pour un degré de liberté $ddl = 3$ et une probabilité $p = 0.05$ le χ^2 doit être égale ou inférieur à la valeur seuil qui est de 7.815.

Donc, le χ^2 est significatif, l'hypothèse d'indépendance H_0 est rejetée.

- Les résultats du test de student: on a utilisé le test de student pour comparer les valeurs de 3 paramètres de reproductions observées avec des valeurs bibliographiques recherchées.

- ✓ L'IVV : pour un degré de liberté $ddl = 8$, la valeur de T expérimentale est de 3.40; la table des lois de T montre que pour un degré de liberté $ddl = 8$ et une probabilité $p = 0.05$ le T doit être égale ou inférieur à la valeur seuil qui est de 2.306.

Donc, le T est significatif, l'hypothèse d'indépendance H_0 est rejetée.

- ✓ L'IVIA1 : pour un degré de liberté $ddl = 12$, la valeur de T expérimentale est de 8.22 ; la table des lois de T montre que pour un degré de liberté $ddl = 12$ et une probabilité $p = 0.05$ le T doit être égale ou inférieur à la valeur seuil qui est de 2.179.

Donc, le T est significatif, l'hypothèse d'indépendance H_0 est rejetée.

- ✓ L'IVIF: pour un degré de liberté $ddl = 7$, la valeur de T expérimentale est de 6.2; la table des lois de T montre que pour un degré de liberté $ddl = 7$ et une probabilité $p = 0.05$ le T doit être égale ou inférieur a la valeur seuil qui est de 2.365.

Donc, le T est significatif, l'hypothèse d'indépendance H_0 est rejetée.

3. DISCUSSION DES RESULTATS:

A la lumière des résultats obtenus lors de notre étude, nous pouvons tirer quelques enseignements quant à la gestion de la reproduction des élevages au niveau de la wilaya de Sétif.

En effet, lorsqu'on procède à l'analyse des critères de la reproduction on constate que :

L'intervalle vêlage- vêlages:

Pour ce paramètre nous remarquons que nos résultats dépassent largement les normes admises ($P \leq 0,05$), en effet les valeurs manifestées sont exprimés par une valeur moyenne de 510j, cette valeur s'éloigne de celle de Bouazza,(1999) qui rapporte des valeurs moyennes de 440 j et 476 j pour des fermes situées dans la région de EL Taref, par ailleurs Messiouud (2003) donne des moyennes de 472 j et 411 j dans la wilaya de Guelma.

Nos résultats se rapprochent plus des résultats retrouvés en Egypte, dont l'IVV est de 18 mois, en Iraq et au Koweït, de 16 mois (JANDAL, 2001).

L'intervalle vêlage- vêlage est d'avantage influencé par celle des autres intervalles qui le composent c'est-à-dire : la durée de l'anoestrus post-partum (vêlage-1ère chaleur), intervalle vêlage-1ère insémination et l'intervalle 1ère insémination- insémination fécondante (période de reproduction proprement dite).

Les intervalles vêlages première insémination:

Montrent un score de 334 jours, ces valeurs dépassent très nettement les normes habituellement admises ($P \leq 0,05$), en effet, la première insémination après la mise bas ne saurait dépasser 65-70 jours (Etherington et al ., 1991), à l'exception des vaches à haut potentiel où l'on peut se permettre un mois de plus. Nos résultats sont amplement supérieurs à ceux de Paccard (1986), puisqu'il obtient des résultats inférieurs de 73jours.

Coleman (1985) et Hillers (1984) obtiennent des IVIA1 moyennes respectifs de 70 et 90 jours.

Certains auteurs considèrent comme objectif une valeur moyenne normale de 65 à 85 jours (Radostis et Blood, 1985).

Les causes de retard doivent être plus recherchées pendant la durée séparant le vêlage et la première insémination.

Intervalle vêlage insémination fécondante:

Lorsqu'on juge le critère intervalle vêlage insémination fécondante observé, on se rend compte que ce dernier est loin des seuils admis ($P \leq 0.05$). En effet, on enregistre respectivement une moyennes de 349 jours; sachant qu'il est généralement admis que toutes les vaches doivent être déclarées gestantes entre 85-90 jours après la mie bas (Seegers et al., 1996), nos résultats dépassent de très loin ceux de Khangmate (2000) qui obtient un IVIF de 120 jours avec des étendue de 98 à 175 jours. Ainsi que ceux de Galina et Arthur (1989) qui indique une moyenne de 195 jours.

Cet élément est tributaire d'une part de l'intervalle vêlage-première saillie et d'autre part du nombre d'inséminations pour obtenir une fécondation.

Taux de réussite de la première insémination artificielle:

L'appréciation de la fertilité au niveau de cette région montre des résultats très médiocres ($p \leq 0.05$), ce paramètre s'apprécie par le taux de réussite en première insémination.

Lors de notre étude nous avons pu enregistrer un taux moyen de réussite de première IA au niveau de la région de Sétif de 24,68%.

Binadel (1985), indique un taux de réussite de 39%, et Vallet (1997) obtient un taux de 43,7%.

Nos résultats s'éloignent du TRIA1 de Paccard (1986) puisqu'il obtient un taux de 50% de réussite.

Nos résultats n'ont pas atteint la norme admise qui est de 65% (objectif 70%) lors de la première tentative.

L'évaluation des différents paramètres de reproduction montre que, l'infécondité exprimée par l'allongement de l'intervalle vêlage-saillie fécondante est due à de faibles taux de conceptions et un nombre élevé de saillies par gestation qui se traduit par un allongement de l'intervalle entre la première saillie et la saillie fécondante (Williamson, 1987 ; Hamza et Khadri, 1996).

L'infertilité des troupeaux résulte principalement de la mauvaise gestion de la reproduction qui est à l'origine des faibles performances de reproduction chez les vaches laitières. Elle est mise en évidence par une mauvaise politique de réforme, de mise à la reproduction, de contrôle de gestation et de détection de chaleurs.

- Il n'est pas rare que, dans un élevage, les vaches soient fertiles, mais que le niveau de reproduction soit faible et cela est dû à un problème de détection des chaleurs (Michael et Wattiaux, 1995). Selon Coleman et al (1984), les recommandations pratiques d'observation des chaleurs durant trois périodes de 20 minutes, n'ont jamais été appliquées ou presque par les éleveurs (surtout ceux qui s'occupent des grands élevages). Une insuffisance de la fréquence de la détection des chaleurs (Barr, 1975 ; Spalding et al., 1975) ou de l'interprétation de leurs signes (Reimers et al., 1985) est vraisemblablement à l'origine du fait que 4 à 26% des animaux ne sont pas réellement en chaleurs lors de leurs inséminations (Williamson et al., 1972 ; Appleyard et Cook, 1976 ; Hoffman et al., 1976 ; Clan et al., 1983). Dans certains cas, même avec de très bonnes conditions de détection, l'efficacité dépend des vaches : oestrus raccourci, manifestations nocturnes et chaleurs silencieuses; ces dernières sont plus fréquentes en hivers surtout en stabulation entravée (Williamson et al, 1972); en plus il y a plusieurs facteurs d'environnement qui influencent l'expression des chaleurs et rend difficile leur détection, tel que la taille du troupeau, l'habitat, le type de stabulation, l'alimentation et le climat (Hanzen, 2006).

D'autre part, cette infertilité pourrait être liée à la mauvaise technicité du vétérinaire, pas bonne décongélation de la semence; selon HANZEN, il existe une grande différence d'habileté entre les inséminateurs, puisqu'une réduction de 22% de gestation a été rapportée si le dépôt de la semence se faisait dans la canal cervical au ou niveau de l'exo-col.

La décongélation de la semence est une étape très importante dans l'IA puisqu'on peut avoir une mort des spermatozoïdes lors de mauvaise manipulation, en ne respectant pas les conditions de décongélation.

Par ailleurs, cette infertilité pourrait être liée à d'autres facteurs tels que :

- l'alimentation: à chaque cycle de la vie d'une vache laitière, le niveau de protéine, d'énergie, fibres et minéraux conditionnent une bonne fertilité, les différentes pannes de

la fertilité sont souvent dues à des imprécisions dans la conduite alimentaires (Eouzan, 2001).

Peters (1996), indique que l'alimentation est le premier facteur à mettre en cause lors d'infécondité, elle doit être équilibrée surtout pendant la période du tarissement. Le changement du régime alimentaire ne doit jamais se faire aux alentours du moment de la saillie ou de l'insémination artificielle (Bruyas, 1993). La fertilité de la vache peut être affecté par l'alimentation, un déficit exagéré en fin de gestation et en début de lactation peut être à l'origine d'un retard de la reprise de l'activité ovarienne, puis un faible taux de la réussite de l'insémination (Thompson et al., 1999).

Il a été démontré que le déficit en protéines (Witts et al., 1961 ; Treacher et al., 1976) diffère l'apparition des chaleurs post-partum, en vitamines, surtout β - carotènes (Lotthammer et al., 1978) entraîne un suboestrus et une anovulation avec formation de kystes, en oligo-éléments : la carence en phosphore entraîne un anoestrus, un suboestrus et des taux bas de conception (Hignett et al. ; Hignett, 1951), celle en manganèse un retard dans l'apparition des chaleurs (Hignett, 1956), et celle en Iode une absence ou une irrégularité des chaleurs, un arrêt du développement fœtal, une rétention placentaire, et des kystes ovariens. D'autres problèmes de reproduction ont été reportés suite aux carences en Potassium, Cuivre, Cobalt, ...etc.

- Le climat ou la saison, joue un rôle très important sur la fertilité puisqu'on a pu remarquer une nette amélioration de fertilité durant l'année 2006.

Vu que nos échantillons ne sont pas homogènes, tout facteurs individuels devra être écarté, on gardera que les facteurs collectifs à plusieurs élevages, c'est-à-dire le climat.

Il faut savoir que durant les périodes sèches, de faible fertilité sont observées, les principaux échecs se manifestent par une augmentation du nombre d'insémination artificielles par conception et de l'anoestrus; ceci est due au stress thermique ainsi qu'une réduction de l'alimentation. La saison où on remarque une fertilité élevée est la saison pluvieuse (Jainudeen, 1976).

CONCLUSION :

Au terme de la présente étude, sur la fertilité et la fécondité des élevages de la wilaya de Sétif, nous avons dévoilé un état défaillant de la reproduction, exprimée par un intervalle vêlage-vêlage moyen assez élevé de 510 jours, s'éloignant d'une période égale à 7 cycles et plus des normes (365j), et un taux de réussite lors de la première insémination artificielle de 48%, ne correspondant pas aux objectifs de 60%. La reproduction des élevages de la wilaya de Sétif est loin d'être maîtrisée.

Conclusion et recommandation :

La maîtrise de la reproduction est un élément important de la rentabilité et de la conduite d'un troupeau laitier. Cette reproduction est un domaine complexe où interviennent de nombreux facteurs dont l'animal, la conduite de l'élevage, la nutrition, l'environnement,... ; c'est ainsi que durant notre étude nous avons essayé de déterminer quelques-uns d'entre eux.

En premier lieu, notre but était d'évaluer la technicité des inséminateurs par rapport au niveau d'hygiène, mais surtout à leurs méthodes de travail concernant la maîtrise de la technique de l'insémination artificielle, et nos résultats ont prouvés que 50% des inséminateurs ne pratiquait pas convenablement.

En deuxième lieu, nous avons essayés de trouver d'autres facteurs limitant cette réussite en évaluant les différents paramètres de reproduction, et nos résultats se trouvent bien loin des normes admises. Plusieurs facteurs peuvent être la cause dont la gestion irrationnelle (inexistence de rationnement alimentaire, mauvaise détection des chaleurs, absence de suivi sanitaire et de suivi de la reproduction, niveau insuffisant des éleveurs, insuffisance des connaissances de la gestion de la reproduction d'un nombre important des praticiens vétérinaires...etc; ce qui se répercute directement sur la reproduction et la productivité des élevages bovins.

Tous ces problèmes, nous ont permis de recommander:

- Un encadrement des élevages bovins de manière continue.
- Assurer une formation adéquate du personnel des exploitations laitières.
- Sensibiliser les éleveurs pour une meilleure gestion de l'élevage.
- Une amélioration de la détection des chaleurs.
- Un meilleur enregistrement de toute observation liée à la reproduction.
- Contrôle de la technicité des inséminateurs sur le terrain.
- Vérification du matériel utilisé par les inséminateurs.

- Un recyclage régulier des vétérinaires inséminateurs.
- Maitriser la période de la mise à la reproduction par l'emploi des hormones de la reproduction de façon à faire correspondre la mise bas et les stocks alimentaires.
- Plus d'importance devrait être donné à l'alimentation et à sa gestion selon les besoins des animaux.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE :

1. AGRIOLOG S.A.S., images de blocs, colliers et harnais marqueurs
[<http://www.agrilog.fr>]
2. ANDERSON FB et coll. In vaissaire (1977): J.Endocr. 1972. 52. 507_ 515.
3. B. GRIMARD, P. HUMBLLOT, A.A. PONTER, S. CHASTANT, F. CONSTANT, J.P. MIALOT, UMR INRA/ENVA Biologie du développement et reproduction, INRA Prod. Anim. 2003, 16 (3), 211-227
4. BADINAND F., SENSEMBRENNER A.:1984, non délivrance chez la vache : données nouvelles à propos d'une enquête épidémiologique, point vétérinaire.84:13-26.
5. BAO B ; GARVERICK HA ; SMITH G W ; SMITH MF ; SALFEN BE ; YOMQUIST RS : 1997. change in messenger RNA encoding LH receptor cytochrome P450 side chain cleavage and aromatase are associated with recruitment and selection of bovine ovarian follicles.
6. BARIL G., CHEMINAUX BARONE : anatomies comparées des animaux domestiques (édition vigor) 1996.
7. BARONE. R : anatomie comparée des mammifères domestiques 1990.
8. BIGRAS POULIN M., MARK A.H., MARTIN S.W., MILLAN I.:1990, health problems in selected Ontario Holstein cows: frequency of occurrences, time to first diagnosis and associated, prev.vet.med.10:79-89
9. BINADEL J. P., MATHERON G., XANDE A. Production laitière et performance de reproduction d'un troupeau bovin laitier en Guadeloupe.INRA Prod. Anim., 1989, 2 (5), 335-342.
10. BOUAZZA D. Etude critique des élevages bovins laitiers dans les Wilaya d'El-Tarf et de Annaba. Mém. d'ing. agro. Faculté des Sciences de la Terre et des Sciences Agronomiques. Université de Annaba. 1999.
11. BOUSQUET D. l'inséminateur, info-insémination, septembre 1986, novembre 1986, janvier 1987, para insémination, juillet 1987, août 1987.
12. BRUYAS J F., FIENE F., TAINTURIER D. : 1993. Les analyse bibliographie de la partie: étiologie .rev. Med. Vet.1993r, 144(5) : 385-398.
13. BRYSON A., LORANGER Y., BOUSQUET D. (2003) : La détection des chaleurs et le moment de l'insémination. Symposium sur les bovins laitiers.

14. BUERN ET SPITZER. (1992) : Influence of biostimulation on reproduction in post partum beef cows. J. Anim. Sci. 70 : 358_362.
15. CARTMILL J.A., EL-ZARKOUNY S.Z., HENSLEY B.A., LAMB G.C., STEVENSON J.S., 2001. Stage of cycle, incidence, and timing of ovulation, and pregnancy rates in dairy cattle after three timed breeding protocols. J. Dairy Sci., 84, 1051-1059.
16. CAVALAS D. Pathologies et coûts en élevage laitier, trois ans d'enquête dans 24 élevages. Prod. Lait. Mod. 1994. 103 : 43-50.
17. CHAPIN, C.A; VANVELECK, L.D.(1980): Effects of twinning on lactation and days open in Holsteins.J.Dairy. Sci., 63: 1881-1886.
18. CHASTANT-MAILLARD S., BALANDRAUD J., JEGOU L., KESSLER T., QUINTON H., CONSTANT F., MIALOT J.P., 2002. Actualités dans le traitement de l'infécondité chez la vache : autour du GnRH. In : Conduite à tenir de l'animal au troupeau, du troupeau à l'animal. Journées Nationales des Groupements Techniques Vétérinaires, 217-224. SNGTV Ed, Paris.
19. COLEMAN DA ; THAY NE ;DAILEY RA (1985) : factors effecting reproductive performance of dairy cows.J. Sci 68 :1793_1803.
20. COURIT R. : 1981, endocrinologie de la gestation, Masson. PARIS.
21. CRAPLET C., 1960. La vache laitière. Tome IV : 484p.
22. DEJARNETTE ,J.M; SHEPHARD ,R.W ; KARPROTH , M.T; MITCHEL ,N.A ; DALTON , J.C ; GOODELL ,G.M ; LEE, C., Effects of sequential insemination number after bath-thawing on conception rates of cryopreserved bovine semen :review 2002 . Page 102-110 In Proc 12 tech .conf. Artif. Insem.Reprod .Natl. assoc. Anim. Breeders.
23. DEKRUIF A.: an investigation of the parameters which determines the fertility of a cattle population and of some factors witch influence these parameters.1975.100, 1089-1098.
24. DELETANG F- ingénieur agronome- responsable technique Europe pour la gamme reproduction- CEVA santé animal.
25. DERIVAUX J ., ECTORS F. :1980.Physiologie de gestation et obstétrique vétérinaire : les éditions du point vétérinaire : pp : 76.
26. DESMARCHAIS, HAVERY et USSIEN. ,(1982) : oestrus et détection, revue symposium bovin laitier 1990.

27. DISKIN M.G., SREENAN J.M. (2000). Expression and detection of oestrus in cattle. *Reprod. Nutr. Dev.* 40, 481-491.
28. DISKIN M.G., SREENAN J.M., ROCHE J.F., 2001. Controlled breeding systems for dairy cows. In : M.G. Diskin (ed), *Fertility in the high producing dairy cow*, Occasionnal publication n°26, 175-193. British Society of Animal Science, Edinburgh..
29. DJARNETTE, J.M; BARNES, D.A; MARCHAL, C.E., Effects of pre and post-thaw thermal insults on viability characteristics of cryopreserved bovine semen .*Theriogenology* 2000, 53 : 1225-1238.
30. DOHOO et MARTIN. (1984) : Desease, production and culling in Holstein and Friesen cows. 2.8 , season and fire effects. *Trev. Vet. Med.* 2 : 655_ 670.
31. DUPOUL : 1997. Hormones et grandes fonctions. Tome I et II.
32. EDDY RC; DAVUES O; DAVID C. (1991): An econassement of twin births in British dairy herds. *Vet. Rec.*, 129: 526_ 529.
33. ELDON ET OLAFSON (1986) :The post partum reproductive state of dairy cows in two areas in Island. *Scta. Vet. Scand.* 27 : 421_ 439.
34. ENJALABERT F. Relation alimentation-reproduction chez la vache laitière. *Rev.Vét.N°25* 1994. pp. 984-991.
35. ENNUYER M, (2000). Les vagues folliculaires chez la vache. Application à la maîtrise de la reproduction. *Point. Vet.*, **31**, (209), 9-15.
36. ERB H.N.:1987, interrelation ships among production and clinical disease in dairy cattle: a review.*can.vet.J.*28:326-329.
37. ERICKSON G F., HSEUH AJX. : 1978. Stimulation of aromatase activity by follicle stimulating hormone in rat granulosa cells in vivo and endocrinology.102, 1275-1282. In Hanzen et al, 2000.
38. ETHERINGTON WC ; FETROW J ; SEGUIN BE ; MARSH WE ; WEAVER LD ; RAWSON CL (1991) : Dairy herd reproductive health management, evaluation dairy herd reproductive performance, part1. *Compend. Contin. Educ. PRACT. VET.*,13, 1353_1360.
39. ETHERINGTON W.G. et coll. Dairy herd reproductive health management: Evaluating dairy herd reproductive performance – part.1. *Compend. Contin. Educ. Pract. Vet.* 1991.13: 1491-1503.
40. FIENI F., TAINTURIER D., BRUYAS J F., BATTU I. :1995. Physiologie de l'activité ovarienne cyclique chez la vache 4-B, 512,35-49.

41. FLEMING In : Penner, P. Manuel technique d'insémination artificielle bovine semex Canada 1991.
42. FONTAINE : 1995. Vade – Mecum du vétérinaire, XV ème édition.
43. FORTUNE JE, 1994. ovarien follicular growth and development in mammals Biol. Reprod .
44. GALINA C.S., ARTHUR G.H. Review of cattle reproduction in the tropics. Part 1; Puberty and age at first calving. Anim Breeding Abstracts, 1989, 57, 7, 583-590.
45. GARY, F; BERLAND, H.M; BERTHELOT, X. La translocation Robertsonienne 1/29 chez les bovins : intérêt du dépistage et des mesures d'éradication. Point Vêt, 1991, 22,134, 63-68.
46. GAUTIER D. (1983) : techniques permettant d'améliorer la fertilité des femelles françaises frisonnes pie noire en climat tropical. Influence sur l'évolution de la progestérone plasmatique. Nutrition+ Développement, 23 :129_ 136.
47. GILBERT BONNES, JEANINE DESCLAUDE, CAROLE DROGOULE, RAYMOUND GADOUD, ROLAND JUSSIAU, ANDRE LE LOC'H, LOUIS MONTMEAS ET GSELE ROBIN : 2005 reproduction des animaux d'élevage
48. Glenn, S., Artificial insemination for beef cattle. Division of agricultural sciences and natural resources Oklahoma States Univ 2005, F-3164-1-8.
49. GRAY H.G., VARNER M.A., 1993. Signs of estrus and improving detection of estrus in cattle. Northeast IRMM Manual. [<http://www/inform.umd.edu:8080/EdRes/Topic/AgrEnv/ndd/>]
50. GRESSIER B. :1999. Étude de l'influence du rapport FSH/LH dans le cadre de la super ovulation chez la vache .th. Med .Nante .n°85.
51. GRIMARD B, HUMBLLOT P, PNSART C, PONTER A-A, KHIRREDNE B ET MIALOT JP (1998). Synchronisation des chaleurs : Méthodes et facteurs de réussite en élevage allaitant. Journées nationales des GTV : La reproduction. 113-118.
52. GROHN DA., ERB N., MCCULLOCH CE., SALONIEM HS.(1990) : Epidemiology of reproductive disorders in dairy cattle. Association among host characteristics diseases and production. prev.v et. med. 8.25-39.
53. HAMZA I ET KHADRI H. Le bilan de fécondité : un outil de gestion d'un atelier bovin laitier .Mém. ing. agro. Institut des sciences agronomiques et vétérinaires. Département d'agronomie. 1997.
54. HANSET R ; MICHAUX C ; DETAL G (1989) : genetic analysis of some maternal reproductive traits in the Belgian Blue cattle breed live. Rod. Sci 23 :79_96.

