

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة 8 ماي 1945 قالمة
Université 8 Mai 1945 Guelma
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la terre et de l'Univers



Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la vie
Filière : Sciences Agronomiques
Spécialité/Option: Production et Technologie Laitières
Département: Ecologie et Génie de l'Environnement

**Thème : L'insémination artificielle dans un élevage de vaches
laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'Et-Tarf)**

Présenté par :

AMARI Meryem
REMILI Rima

Devant le jury composé de :

Président: Dr BOUSBIA Aissam	M.C.B.	Université de Guelma
Examineur : Mme Youzmane Rania	M.A.A	Université de Guelma
Encadreur : Mme BenerbaihaRoumaila S.	M.A.A	Université de Guelma

Juin 2016

Remerciements

Tout d'abord, nous remercions Dieu, notre créateur de nos avoir donné la force, la volonté et le courage afin d'accomplir ce travail.

Nous adressons nos sincères remerciements :

A Madame Benerbaïha Roumaïla Sabrina pour la qualité de son encadrement, pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité.

A Madame Youzman Rania qui a accepté de présider notre jury.

A Madame SLIMANI Atika pour avoir accepté d'examiner notre travail.

Nous tenons à remercier toutes les personnes qui ont contribué au succès de notre stage et qui nous ont aidés à réaliser ce travail :

Monsieur, BENAWAN Kamel, AMAR AYACHE Abed El-Hakim, BOUKERCHE Djamel et

Nous tenons à remercier Monsieur, BALBED Abdelkadre pour son aide

L'ensemble de nos enseignants qui nous ont accompagnés tout au long de notre cursus universitaire.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail

A mes très chers parents qui ont toujours été là pour moi, et qui m'ont donné un magnifique modèle de labeur et de persévérance.

A mon unique mes mon chère frère Bilal et mes chères sœurs Chahar zade, Fatima Zohra, Siham et Khadija pour leur soutien moral tout au long de ma formation.

A ma chère nièce Alea el Rahman, Ayoub et Adam

A mon mari Labyoud Ibrahim, qui m'ont soutenu, guidé et encouragé.

A ma famille et à toute mes amies surtout Sarra, Karima et Hannane

Son oublier bien sur mon binôme et mes très chère Rima.

A toute ma promotion du Master Production et technologie laitières

MERYEM

Dédicace

*C'est avec un immense honneur et une grande modestie que
je dédie ce travail*

*A mon Oncle L'arade mon guide lumineux et le symbole du
courage et de tendresse.*

A mes frères (NOUR-EDDIN, MAJID, MOUHAMED)

*A Meschères sœurs (FATIMA, SOUMAYA, ZAHRA, AZIZA
ET NESERINE)*

Monchère nièces Sofia

A mes oncles SALAH ET AZIZ

*A mes amies Hiba Karima OD., Karima dj., Amira, Sara
ET MERYOUMA*

*A mes amies de facebook Houwari, Koki, Jijiet Soufyen pour
leur soutien*

*A toute ma promotion du Master Production et
technologie laitières.*

RIMA

Résumé :

Une étude rétrospective, étalée sur une période de six ans successifs, a été menée dans la région d'El-tarf au niveau de la ferme Benhamada où la reproduction, des vaches laitières, se fait exclusivement par l'insémination artificielle.

En vue d'évaluer l'efficacité de l'insémination artificielle au sein de cet élevage, les informations nécessaires ont été recueillies pour chaque vache et chaque année de la période d'étude. L'exploitation de ces données a permis le calcul du taux de non-retour en chaleurs 60- 90 jours de chaque mois et l'appréciation de la fécondité et de la fertilité du troupeau à partir de certains paramètres de reproduction.

Du point de vue rentabilité, l'insémination artificielle est inefficace, ceci lorsqu'elle est pratiquée sur des chaleurs observées et les résultats sont meilleurs après synchronisation des chaleurs.

Les autres paramètres de reproduction révèlent que ce troupeau laitier souffre de problèmes de fécondité et de fertilité.

Mots clés : insémination artificielle, race Prim'Holstein, paramètres de reproduction, vaches laitières.

Summary:

A retrospective study over a period of six consecutive years was conducted in the area of El-Tarfat Benhamada's farm where the breeding of dairy cows, is exclusively done by artificial insemination.

In order to evaluate the efficacy of artificial insemination within this holding, the necessary information was collected for each cow and each year of the study period. The exploitation of these data allowed the rate calculating of no return in heat 60- 90 days of each month and appreciation of the herd fecundity and fertility from some reproductive parameters.

From the point of view of profitability, artificial insemination is inefficient when this was practiced on the observed heat and the results are better after heat synchronization.

The other reproductive parameters show that the dairy herd suffers from fecundity and fertility problems.

Keywords: Artificial insemination ;Prim'Holstein race ;Reproductive parameters ;Dairy cows.

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'Et-Tarf)

ملخص :

أجريت هذه دراسة بأثر رجعي على مدى ست سنوات متتالية في منطقة الطارف في المزرعة بن حمادة حيث تربية الأبقار الحلوب، هو حصرا من خلال التلقيح الاصطناعي.

لتقييم فعالية التلقيح الاصطناعي في أن انعقاد المعلومات اللازمة تم جمعها لكل بقرة وكل سنة من سنوات فترة الدراسة. يسمح باستغلال هذه البيانات لحساب معدل اللاعودة للشبق 60- 90 يوما من كل شهر والتقدير للخصوبة وخصوبة القطيع من بعض المعلمات الإنجابية.

التلقيح الاصطناعي غير فعالة عندما يمارس هذا على شبق طبيعي لوحظ وكانت النتائج أفضل بعد تحريض الشبق. تظهر المعلمات الإنجابية الأخرى التي قطيع الألبان يعاني مشاكل في الخصوبة والإنجاب.

كلمات المفتاح: التلقيح الاصطناعي، مقاييس التكاثر، بقرة حلوب.

SOMMAIRE

Introduction	1
---------------------------	---

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

I. Rappels anatomiques de l'appareil génital mâle	2
1. Les testicules et leurs enveloppes	2
2. Les voies spermatiques	3
2.1. Les voies spermatiques intra testiculaire.....	3
2.2. Les voies spermatiques extra testiculaires	4
3. Les glandes annexes	4
3.1. Les vésicules séminales.....	4
3.2. La prostate.....	4
3.3. Les bulbo-urétrales.....	5
4. Organe copulateur ou pénis	5
II. Les méthodes de préparation de semence	7
1. La récolte du sperme	7
1.1. Méthodes et techniques.....	7
1.2. Récolte au vagin artificiel	7
1.3. La collecte à l'électro-éjaculation.....	8
1.4. Récolte dans les voies génitales femelles.....	9
2. Manipulation de la semence au laboratoire	9
2.1. Examen macroscopie.....	9
2.1.1. Le volume.....	9
2.1.2. La couleur.....	9
2.1.3. La viscosité.....	9
2.2. Examen microscopique.....	10
2.2.1. Mobilité	10
2.2.1.1. Motilité massale.....	10

2.2.1.2. Mobilité individuel.....	10
2.2.2. Concentration de sperme.....	10
2.2.3. Evaluation biologique de la qualité de sperme.....	11
2.2.4. Test d'aptitude à la congélation.....	11
3. Dilution, Conditionnement et Conservation de sperme.....	12
3.1. Dilution.....	12
3.2. Nature des milieux de dilution	12
3.3. Qualité des milieux de dilution.....	12
3.4. Taux de dilution.....	12
3.5. Dilueurs utilisés.....	12
3.5.1. Pour conservation du sperme à température ambiante.....	12
3.5.2. Pour conservation du sperme à température 4°C.....	13
3.6. Dilueurs à base de citrate, jaune d'œuf en solution aqueuse.....	13
3.7. Dilueurs à base de lait.....	13
3.8. Méthode de dilution	13
3.9. Conditionnement.....	14
3.9.1. Conditionnement en granulés	14
3.9.2. Conditionnement en paillettes.....	14
3.10. Conservation	14
3.10.1. Par réfrigération.....	14
3.10.2. Par congélation.....	14
3.10.3. Avantages du liquide de conservation	15
3.10.4. Inconvénients du liquide de conservation.....	15
III. Rappels sur l'appareil reproducteur femelle	16
1. Rappels anatomiques de l'appareil génital de la vache.....	16
1.1. Section glandulaire ou ovaires.....	17
1.2. Section tubulaire.....	17
1.2.1. Les oviductes.....	17
1.2.2. L'utérus.....	18
1.2.3. Le vagin.....	18
1.2.4. Le sinus urogénital.....	19
2. Rappels physiologiques de l'appareil génital de la vache.....	19

2.1. L'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien.....	19
2.1.1. Les hormones hypothalamiques.....	19
2.1.2. Les hormones hypophysaires FSH et LH.....	19
2.1.3. Les hormones ovariennes.....	19
2.1.4. Autres hormones de la reproduction	20
2.2. Régulations hormonales.....	20
2.2.1. Contrôle de la sécrétion de la GnRH.....	20
2.2.2. Contrôle de la sécrétion de LH et de FSH	20
2.3. L'ovulations	21
2.3.1. Définition.....	21
2.3.2. Mécanisme.....	21
2.4. Le cycle sexuel.....	22
2.4.1. Pro-œstrus.....	23
2.4.2. Œstrus ou chaleurs	23
2.4.3. Post-œstrusou mét-œstrus.....	23
2.4.4. Di-œstrus ou Inter-œstrus.....	23
IV. Paramètres de la reproduction.....	24
1. Age au premier vêlage.....	24
2. Intervalle vêlage-premières chaleurs.....	24
3. Intervalle vêlage-première insémination.....	24
4. L'intervalle vêlage-insémination fécondante.....	24
5. L'intervalle vêlage-vêlage.....	25
6. Le taux de réussite en première insémination.....	25
7. Le pourcentage des femelles nécessitant trois inséminations ou plus.....	25
8. le taux de non retour en chaleurs.....	25
V. Les chaleurs chez la vache	26
1. Définition des chaleurs	26
2. Les signes des chaleurs	26
2.1. Modification de comportement	26
3. La détection de chaleurs.....	26
3.1. Intérêt.....	26
3.2. Méthodes de détection des chaleurs	26

3.2.1. Méthode visuelle (par l'éleveur).....	26
3.2.2. Le planning d'élevage.....	27
3.2.3. Système de marquage (détecteurs de monte).....	27
3.2.3.1. Les crayons marqueurs.....	27
3.2.3.2. Les détecteurs mécaniques de chevauchement.....	27
3.2.3.3. Les détecteurs électroniques de chevauchement.....	28
3.2.3.4. Système d'enregistrement de l'activité physique.....	28
3.2.4. Les informations recueillis pendant la traite.....	29
3.2.5. Animal détecteur.....	29
4. Les facteurs responsables d'un manque d'efficacité à détecter les chaleurs.....	30
4.1. Facteurs liés à l'éleveur.....	30
4.2. Facteurs liés à l'animal.....	30
VI. La synchronisation des chaleurs.....	31
1. Définition.....	31
2. Objectifs.....	31
3. Méthodes d'induction des chaleurs.....	31
3.1. Synchronisation à base de prostaglandines.....	31
3.2. Le protocole GPG (GnRH-PGF2&-GnRH).....	32
3.3. Synchronisation à base de progestérone ou progestagènes.....	33
3.3.1. Les spirales vaginales.....	33
3.3.2. L'implantsous cutané.....	34
VII. L'insémination artificielle.....	35
1. Historique de l'insémination artificielle.....	35
1.1. L'insémination artificielle dans le monde.....	35
1.2. L'insémination artificielle en Algérie.....	35
2. L'insémination artificielle chez les bovins laitiers.....	36
2.1. Les Avantages.....	36
2.1.1. D'ordre génétique.....	36
2.1.2. D'ordre économique.....	36
2.1.3. D'ordre sanitaire.....	36

2.2. Les inconvénients.....	36
3. L'insémination artificielle proprement dite.....	37
3.1. Le moment de l'insémination artificielle.....	37
3.2. Voie d'insémination artificielle.....	37
3.3. Etapes et technique de l'insémination artificielle.....	37
3.3.1. La décongélation	37
3.3.2. Lieu de dépôt	37
3.3.3. Les instruments	38

PARTIE PRATIQUE

I. Présentation de l'étude.....	39
1. présentation de l'étude.....	39
II. Matériel et méthodes	39
1. Matériel.....	39
2. Méthodes.....	39
III. Présentation des résultats et discussion	40
1. Répartition de l'effectif étudié	40
2. Les résultats de l'enquête.....	41
2.1. Concernant la reproduction.....	41
2.2. Concernant l'état de santé du troupeau	41
2.3. Concernant l'alimentation.....	41
3. Evaluation des résultats de l'insémination artificielle.....	42
3.1. Le taux de non-retour en chaleurs 60 – 90 jours.....	42
3.2. Résultats des paramètres de reproduction.....	46
3.2.1. Chez les vaches.....	46
a. Intervalle vêlage- première insémination	46
b. Intervalle vêlage- insémination fécondante.....	47
c. Intervalle vêlage –vêlage.....	48
d. Taux de réussite en IA 1 et pourcentage des vaches nécessitant 3 IA ou plus.....	49

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben
Hamada (wilaya d'Et-Tarf)

e. Nombre des inséminations sur inséminations fécondantes.....	50
3.2.2. Chez les génisses.....	51
Age à la première insémination et au premier vêlage	51
Conclusion	52
Références bibliographique	53
Annexes	

Liste des figures

- Fig.01 : Appareil génital de taureau (Constantinesca, 2004).....	5
- Fig. N°02 : Schéma de l'organisation du testicule et de l'épididyme (Bue, 1992).....	6
- Fig. N°03 : Vagin artificiel (Blanchard et al., 2003).....	7
- Fig. N°04 : Photographie de la sonde Electrojac(Cuisenier, 1996).....	8
- Fig. N°05 : Description et utilisation d'une cellule de Thomas (Posiere, 2002).....	11
- Fig. N°06 :L'appareil génital femelle de la vache (Institut d'élevage, 2008).	16
- Fig. N°07 :L'appareil génital femelle de la vache (Institut d'élevage, 2008).....	17
- Fig. N°08 : Différentes portions du tractus génital de la vache (Hanzen, 2009).....	18
- Fig. N°09 : La coupe longitudinale du col utérin de la vache (Hanzen, 2009).....	18
- Fig. N°10 : Le dialogue entre cerveau-ovaires-utérus assuré par les hormones et les prostaglandines (Mechekour, 2003).....	21
- Fig. N°11 : L'état d'un follicule peu avant l'ovulation (follicule de DE Graaf) (Hamon et al., 1999).....	22
- Fig. N°12 : Les concentrations hormonales autour de l'ovulation chez la vache (Goodman, 2002).....	22
- Fig. N°13 : Les différents détecteurs mécaniques de chevauchement chez les bovins (Mechekour, 2001).....	28
- Fig. N°14 : Les différents détecteurs de chevauchement (Mechekour, 2011).....	29
- Fig. N°15 : Le protocole de synchronisation et IA des chaleurs à base de prostaglandines (Grimard et al., 2003).....	32
- Fig. N°16 : La répartition des chaleurs après traitement à base de prostaglandines PGF2 α et IA sur vaches laitières observées en sub-œstrus avant traitement (Grimard et al., 2003).....	32
- Fig.N°17 :Le protocole de synchronisation des chaleurs associant GnRH et prostaglandine PGF2 α (Grimard et al., 2003).....	33
- Fig. N°18 : La répartition des chaleurs après traitement de synchronisation des chaleurs associant GnRH et prostaglandine PGF2 α chez les vaches laitières en sub- œstrus avant traitement (Grimard et al. 2003).....	33

- Fig. N°19 : Le protocole CRESTAR SO, association de buséréline (RECEPTAL), implant norgestomet, prostaglandine PGF2 α (PROSOLVIN) et eCG (Picard-Hagen et al, 2005).....	34
- Fig. N°20: La mise en place de la semence (Hanzen, 2010).....	36
-Fig.N°21 : taux de non retour en chaleurs 2010.....	42
-Fig. N°22 : taux de non retour en chaleurs 2011.....	43
-Fig. N° 23 : taux de non retour en chaleurs 2012.....	43
-Fig. N°24 : taux de non retour en chaleurs en 2013.....	44
-Fig. N°25 : taux de non retour en chaleurs en 2014	44
-Fig. N°26 : taux de non retour en chaleur en 2015.....	45
-Fig. N°27 : moyennes des intervalles vêlage- première insémination.....	46
-Fig. N°28 : les moyennes des intervalles vêlage- insémination fécondante.....	47
-Fig. N°29 : les moyennes des intervalles vêlage- vêlage.	48
-Fig. N°30 : taux de réussite IA 1 et pourcentage des femelles ayant nécessité 3 IA ou plus.....	49
-Fig. N°31 : nombre des inséminations sur inséminations fécondantes.....	50
-Fig. N°32 : moyenne d'âge au premier vêlage de chaque année.....	51

Liste des tableaux

-Tableau N°01 :L'effet de l'âge des taureaux sur le volume de l'éjaculation (Rosenberg, 1979)	9
-Tableau N°02 : La variation de pourcentage des vaches en chaleurs en fonction du nombre d'observations (Haskouri, 2001)	27
-Tableau N°03:répartition des vaches et des génisses de chaque année (2010- 2015)	40

LISTS D'ABREVIATIONS

C

CNIAAG : Centre national d'insémination artificielle et d'amélioration génétique

E

E₂: Oestradiol

eCG: **equine**ChorionicGonadotropin

F

FSH: **Folliculo**-Stimulating Hormone

G

GnRH: Gonadotropin Releasing Hormone

H

HP :Hypophyse

HT: Hypothalamus

I

IA : Insémination artificielle

IB3 : Inhibine

ICSH: Interstitial Cell Stimulating Hormone

IM: Intra-musculaire

IV-V: Intervalle vêlage-vêlage

L

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'Et-Tarf)

LH: Luteinizing Hormone

O

OCYT:Ocytocine

P

PGF2&: Prostaglandines F2&

PMSG :Pregnant Mare SerumGonadotropin

PRG : Progestérone

PRID :Progestérone Releasing Device

R

RC :Rétro-contrôle

Partie

Bibliographique

Partie

Pratique

Références

Bibliographiques

Annexes

Annexe I

Tableaux : Quelques chiffres caractéristiques des spermés des mammifères domestiques (Soltner, D.)

(Extraits de techniques agricoles N°3.140,1981, par Michel Thibier).

1. Caractéristiques moyennes des spermés (Rythme de récolte peu fréquent).

Espèces	Volume d'un Ejaculat (ml)	Concentration (10 ⁹ /ml)	Nombre total De Spz (10 ⁹)	Pourcentage de Spz mobiles (%)
Taureau	5 (1-12)	1,2 (0,5 à 2,5)	6	65
Bélier	0,9 (0,1-1,5)	4 (1,5-6)	3,6	75
Verrat	300 (150-700)	0,3	90	70
Etalon	100	0,15	15	65
chien	2	0,1	0,2	85

2. Composition chimique du sperme et pH (selon Mann, 1954)

	Taureau	Bélier	Verrat	Etalon
Poids sec (g/ml)	9,5	14,8	4,6	2,5
Fructose (mg/100 ml)	540	247	12	15
Azote total (mg/100ml)	756	875	613	167
Chlorure (mg/100ml)	371	87	328	264
Sodium (mg/100ml)	129	103	646	68
Potassium (mg/100ml)	325	71	243	62
Acide citrique (mg/100ml)	720	137	141	50
Acide lactique (mg/100ml)	29	36	27	15
Ph	6,5-6,9	5,9-7,3	7,3-7,9	6,2-7,8

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'Et-Tarf)

Annexe II

Tableau N°01 : Effectif total dans la ferme ben hamada pondant 5 ans.

Année	Vaches présentes	Vaches tarées	génisses	génisses	Vaches en lactation	total
2011	78	42	45	45	36	156
2012	56	28	30	30	28	142
2013	63	28	34	34	35	160
2014	66	28	49	49	38	181
2015	80	40	31	31	40	191

Tableau N° 02 : Bilan d'alerte de la méthode d'analyse des causes d'infécondité

	Seuils d'alerte
La réussite à l'insémination	
Vaches à une IA	Moins de 1 sur 2
Vaches à trois IA ou plus	Plus de 1 sur 5
Les délais d'IA et de fécondation	
Vaches non vues en chaleur à 60 jours	Plus de 1 sur 4
Vaches non inséminées à 90 jours	Plus de 1 sur 3
Vaches non fécondées à 110 jours	Plus de 1 sur 5
Les écarts entre inséminations	
Écarts inférieurs à 18 jours	Plus de 1 sur 10
Écarts supérieurs à 24 jours non multiples de cycle	Plus de 1 sur 5
Écarts multiples de deux ou trois cycles	Plus de 1 sur 5

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'Et-Tarf)

Tableau N° 03 : les taureaux utilisés dans la ferme ben hamada dans la période de 2011à2015

Année	Nom du taureau	Numéro de hard book
2011	-Rocken roll	3299236977
	-Bahbel	06047
	-Steward	9333631
	-Silent	9428103
	-dohbell	6988440
2012	-Roken roll	3299236977
	-Steward	9333631
	-Ulysse	016
	-Stilent	9428103
	-Albor	06021
2013	-Albor	06021
	-Akil	07039
	-Black star	08003
	-Ulysse	016
	-Bahbel	06047
	-Galaga	013
	-Abri bus	07039
	-Balato	7078637591
	-Voulon man	6759332902
	-Silent	9428103
	-Picolor	102327659
-Montbéliard	06702	
-Bisel ciu	7251339371	
2014	-Voulon man	6759332902
	-Bisel ciu	7251339371
	-Hon grois	27080143
	-Hafitop	22493398
	-Hevol	06207561
2015	-Hevol	06207561
	-Hafitop	22493398
	-Houari	61520812
	-Ariwas	6891926821
	-Baroscol	7140938961

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben
Hamada (wilaya d'Et-Tarf)

INTRODUCTION :

La production laitière est un secteur stratégique de la politique agricole algérienne parce que le lait et ses dérivées sont des produits ayant une place importante dans le modèle de consommation algérien Sa production est assurée à hauteur de 80 % par le cheptel bovin, La production bovine laitière locale a été négligée (**Bourbia, 1998**).

Pour produire, il faut reproduire. Donc pour améliorer la production il faut améliorer la reproduction pour atteindre l'objectif d'un veau et d'une lactation par an. Dès lors, la nécessité d'intensification de l'élevage s'est fait senti, ainsi depuis un certains nombre d'années, des efforts sont consentis dans ce sens par des essais d'importation des races étrangères à grande productivité, et par l'introduction des biotechnologies animales, notamment l'insémination artificielle.

En Algérie l'insémination artificielle a été introduite à l'époque coloniale. Bien que très ancienne, son utilisation dans nos élevages est très limitée malgré les efforts de la maîtrise de la technologie.

L'objectif de ce travail est de déterminer l'état actuel de l'insémination artificielle par l'évaluation des résultats de l'IA et l'appréciation des paramètres de fertilité et de fécondité au sein d'une exploitation de vaches laitières.

L'étude a été organisée en deux parties :

Une partie bibliographique à travers laquelle nous allons mettre le point sur l'anatomie et la physiologie du tractus génitale de la vache, la détection des chaleurs, les paramètres de reproduction, en suite l'insémination artificielle.

Une partie pratique où vont être présenté : matériel et méthodes, les résultats et la discussion.

I. Rappels anatomiques de l'appareil génital mâle :

L'appareil génital du taureau est formé par l'ensemble des organes chargés de l'élaboration du sperme et du dépôt de celui-ci dans les voies génitales de la femelle. Il se trouve pour moitié à l'intérieur, pour moitié à l'extérieur de la cavité abdominale et comporte en effet quatre grandes parties :

- **Les testicules et leurs enveloppes**, avec leur double rôle de production des spermatozoïdes et de sécrétion de la testostérone ;
- **La section tubulaire** est formée par les voies génitales qui assurent le stockage, la maturation des spermatozoïdes, le transport du sperme et son dépôt dans les voies génitales de la femelle qui sont : l'épididyme, le canal déférent ;
- **La section uro-génitale** : est formée par un long conduit impair : l'urètre, à celui-ci sont annexées les glandes de Cowper, la vésicule séminale et la prostate.
- **Le pénis ou verge**, organe de copulation.

1. Les testicules et leurs enveloppes :

Les testicules ont une origine méso néphrotique. Chez l'embryon, ils sont en position abdominale, puis ils descendent sous la région inguinale. Les deux testicules, rattachés au corps par le cordon testiculaire, sont suspendus de part et d'autre du pénis, dans une série d'enveloppes, les bourses. Ce sont des organes ovoïdes d'un poids de 500 g environ chez le taureau. Chaque testicule comprend :

- Une membrane fibreuse, **l'albuginée**, prolongée par des cloisons délimitant des logettes ou lobules testiculaires, et réunies au centre pour former le corps d'Highmore ;
- **Un tissu testiculaire** propre formé par la juxtaposition des cellules de deux glandes différentes qui ont deux fonctions différentes:
 - **Une glande à sécrétion externe (glande exocrine)** produisant des cellules reproductrices : les spermatozoïdes. Occupant plus de $\frac{3}{4}$ du volume des testicules.

Les tubes séminifères au nombre de 2 à 4 par logette, sont entortillés sur eux-mêmes en un enchevêtrement serré. A raison de 1 à 3 m de long par tube. Leur longueur totale pour les 2 testicules du taureau atteint 2 à 3 kg. Les tubes séminifères se réunissent au centre du testicule en un réseau d'où partent **les canaux efférents**, qui se réunissent en un canal unique également très enchevêtré à l'intérieur de l'épididyme, **le canal déférent** ;

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

- **Une glande à sécrétion interne (glande endocrine)** produisant l'hormone mâle, la testostérone. Les cellules de Leydig qui constituent cette glande remplissent les espaces entre les tubes séminifères au voisinage de nombreux vaisseaux sanguins : la testostérone est précisément déversée dans le sang.

Les testicules sont rattachés au corps par la corde testiculaire qui traverse la paroi abdominale par le trou inguinal, ils sont entourés par une série d'enveloppes qui constituent les bourses. Celles-ci assurent la protection des testicules et leur régulation thermique car elles maintiennent ces glandes à une température plus basse de quelques degrés que celle de l'abdomen. Quatre couches de tuniques les composent :

- **Le scrotum** ou peau, poche commune aux deux testicules, est dépourvu de couche graisseuse et abondamment pourvu de glandes sudoripares qui jouent un rôle réfrigérant ;
- **Le muscle de relâchement ou dartois** ou **couche conjonctive** entoure chaque testicule de manière indépendante. Il est constitué de fibres élastiques et musculaires lisses ;
- **Le muscle rétracteur ou crémaster** est une couche musculaire rouge vif qui permet en se contractant de plaquer le testicule contre la paroi abdominale, pouvant ainsi limiter ses déperditions de chaleur en cas de température très basse ;
- **La tunique fibreuse** est tapissée intérieurement par une poche issue du péritoine, la **tunique vaginale**. L'ensemble **tunique fibreuse** et **tunique vaginale** constitue la **gaine vaginale**. Cette gaine traverse la paroi abdominale au travers d'un canal musculaire, le **canal inguinal**, délimité en haut et en bas par les **anneaux inguinaux**.

1. Les voies spermatiques :

Ce sont les voies chargées de la maturation et de l'acheminement du sperme (figure N°02). Ces dernières peuvent être divisées en deux sections les voies spermatiques intra et extra testiculaires :

1.1. Les voies spermatiques intra testiculaire formées par des tubes droits et le retetestis. La continuité des tubes séminifères, réalisée par des tubes droits courts et rectilignes, ces derniers viennent s'anastomoser dans le corps de Highmore, formant ainsi un réseau compliqué, appelé le retetestis. Chez le taureau, il descend profondément dans l'axe du testicule.

1.2. Les voies spermatiques extra testiculaires : constituées par l'épididyme, les deux canaux déférents et l'urètre.

- **Les épидидymes :** est une structure coiffant les testicules, contiennent les circonvolutions des canaux efférents puis du canal déférent. Au total quelques 30 à 35 m de canaux qui servent au stockage et à la maturation des spermatozoïdes, baignant dans les sécrétions nutritives issues des tubes séminifères. Ils présentent trois segments : **la tête** recevant les canaux efférents, **le corps** qui présente une capacité de stockage d'environ 70 milliards de spermatozoïde, il remplit la maturation des spermatozoïdes et enfin **la queue** qui se continue par le canal déférent, elle joue le rôle d'un réservoir pour les spermatozoïdes. Chez l'espèce bovine l'épididyme est très développé, il enveloppe les deux extrémités et le bord postérieur de la gonade.
- **Le canal déférent :** faisant suite au canal épидидymaire jusqu'à l'orifice éjaculateur, par lequel communique avec l'urètre au niveau du sphincter urétral qui commande l'ouverture de la vessie. Sa partie distale en se dilatant constitue le renflement pelvien ou **ampoule différentielle**. Cette dernière est moins développée chez le taureau que chez l'étalon (**Barone, 1978**).

2. Les glandes annexes :

On reconnaît trois glandes annexes pour l'appareil génital mâle ; deux **vésicules séminales**, **la prostate** et les deux **glandes bulbo-urétrales** ou **de Mery** ou **glandes de Cowper**. (Figure N°01)

3.1. Les vésicules séminales : sont deux glandes lobulées de forme et de taille variable, placées à la jonction du canal déférent et du canal éjaculateur. Les sécrétions des vésicules séminales constituent 50% du sperme (**Gernigon, 1993**). Elles ont un pH alcalin et sont composées de lipides, protides, sels minéraux, d'acide ascorbique, de fructose, de phosphorylcholine, d'acide citrique et d'acide sialique. On y trouve aussi une vésiculine et des prostaglandines (**Gernigon, 1993**).

3.2. La prostate : entoure complètement l'urètre chez le taureau. Elle comprend deux parties l'une le corps de la prostate qui est petit chez le taureau et une partie disséminée autour de l'urètre et s'étend jusqu'aux glandes bulbo-urétrales (**Barone, 1978**). Le liquide prostatique au pH acide, riche en acides aminés libres mais pauvre en protéines et riche en enzymes

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

comme la phosphatase acide. Il contient aussi de l'acide citrique, des ions Na^+ , K^+ , Ca^{++} et Zn^{++} (Gernigon, 1993).

3.3. Les bulbo-urétrales : ont la taille et la forme d'une noisette chez le taureau. Les produits de sécrétion de la prostate et des glandes de Cowper sont clairs, sans spermatozoïdes. Au cours d'éjaculation, sa sécrétion précède souvent le sperme proprement dit, leur fonction la plus probable est de nettoyer l'urètre et de lubrifier le vagin (Barone, 1978).

4. Organe copulateur ou pénis :

Le pénis est d'une longueur comprise entre 80 et 110 cm chez le taureau moyenne et 3 à 4 cm de diamètre depuis sa racine jusqu'à l'extrémité. Le pénis contient le corps érectile qui permet son érection au cours de l'acte sexuel. Il est parcouru par l'urètre qui assure deux fonctions : le transport de l'urine et le transport du sperme. Il coulisse dans le fourreau, sac cutané avec une muqueuse riche en glandes sébacées. Dans sa partie interne, il décrit un S appelé S pénien, ou **réflexion sigmoïde**, qui en se déployant permet son allongement. On distingue trois parties dans le pénis : La racine, le corps et l'extrémité qui se termine par le gland. (Barone, 1978).

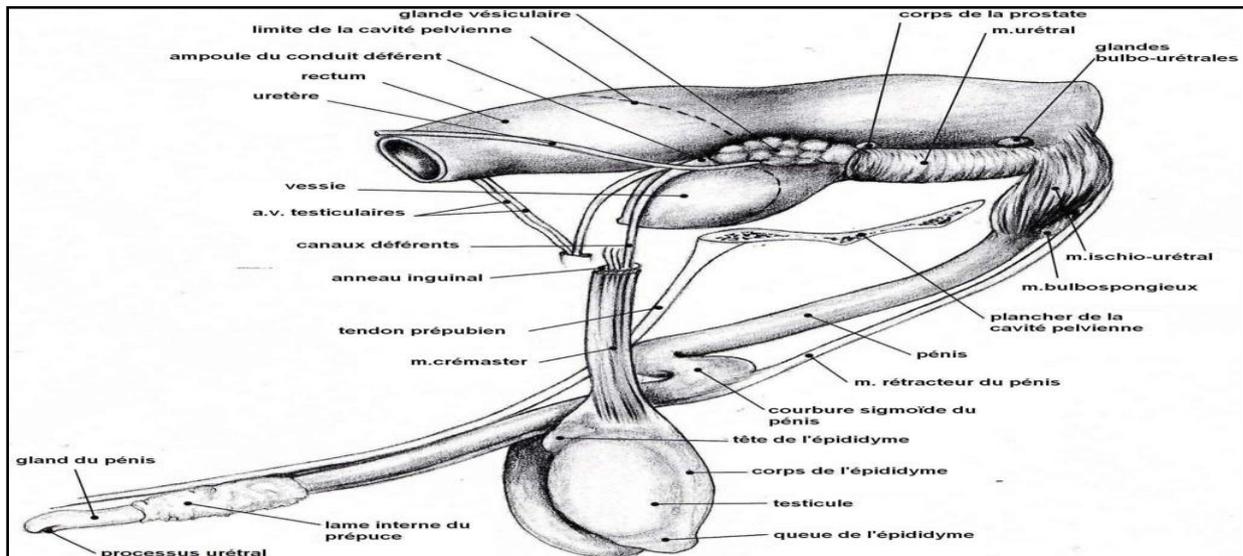


Fig. N°01 : Appareil génital de taureau (Constantinesca, 2004).

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

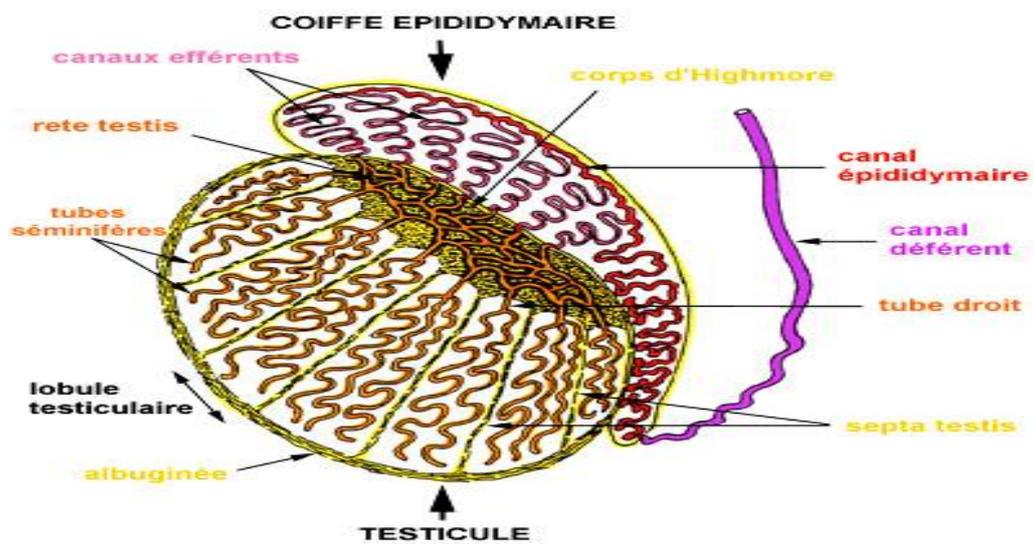


Fig. N°02 : Schéma de l'organisation du testicule et de l'épididyme (Bue, 1992).

II. Les méthodes de préparation de semence :

1. La récolte du sperme :

Plusieurs méthodes de récolte du sperme ont été utilisées, certaines n'ont aujourd'hui qu'un intérêt historique comme l'utilisation d'un matériel en plastique dans le vagin, le massage de l'ampoule rectale du taureau, la récolte directe du sperme dans le vagin, le massage de vésicule séminales.

Cependant, en pratique, les méthodes les plus couramment utilisées de nos jours sont la récolte au vagin artificiel et l'électro éjaculation (**Haskouri, 2001**).

1.1. Méthodes et techniques :

1.2. Récolte au vagin artificiel :

Le sperme des taureaux est le plus souvent collecté au vagin artificiel (figure N°03). Le principe du vagin artificiel est de reproduire l'ensemble des sensations présentées par les voies génitales femelles lors du coït, et de recueillir rapidement un éjaculat total et non souillé (**Dumont, 1997**). Le matériel est constitué d'un cylindre de caoutchouc rigide, de 30cm de long et d'un diamètre intérieur de 5 cm. Il est doublé à l'intérieur d'une capote amovible et gonflable, également en caoutchouc. La paroi qui le constitue est donc double et peut être remplie d'eau ou d'air à l'aide d'une valve extérieure. Lors du prélèvement, le vagin est prolongé d'un cône en silicone (25 cm de long) à l'extrémité duquel est fixé le tube de collecte. Ce dernier est protégé des chocs mécaniques, thermiques et de la lumière par un manchon opaque et isolant (**Gérard et Khirredine, 2002**).



Fig. N°03 : Vagin artificiel (**Blanchard et al, 2003**).

Lorsque le préleveur estime que le taureau est suffisamment préparé. La capote interne du vagin artificiel est plus ou moins gonflée en fonction des habitudes du taureau. L'intérieur du vagin est lubrifié avec de la vaseline ou un gel gynécologique. Le taureau monte alors sur le bœuf en train. Le préleveur s'accroche au taureau, il dévie son pénis en

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

érection dans le vagin artificiel en le saisissant à travers le fourreau. Ce simple contact suffit en général à déclencher le saut et l'éjaculation qui ne durent que quelques secondes. L'opérateur retourne ensuite le vagin artificiel et le sperme s'écoule dans le tube collecteur (Dumont, 1997 et Gérard et Khirredine, 2002).

1.3. La collecte à l'électro-éjaculation :

L'électro-éjaculation permet de provoquer l'éjaculation par une stimulation électrique (figure. N°04). Un générateur produit de l'électricité qui est transmise par l'intermédiaire d'électrodes à l'animal. L'interface tissu/électrodes joue un rôle non négligeable car la stimulation électrique doit parvenir jusqu'aux nerfs pour provoquer l'érection et l'éjaculation (Stievenart, 1996).



Fig. N°04 la sonde Electrojac
(Cuisenier, 1996).

La récolte est effectuée par un opérateur placé à côté du taureau en position accroupie. Un support rigide prolongé d'une barre rigide permet de disposer un entonnoir avec un tube à son extrémité pour la récolte du sperme. Le système peut être amélioré par l'ajout d'une poche remplie d'eau chaude autour de l'entonnoir, permettant le maintien du sperme à 37°C. La stimulation électrique appliquée dans le rectum du taureau, l'opérateur doit attendre jusqu'à ce que le liquide spermatique devienne laiteux avant de débiter la collecte, ceci afin d'obtenir un sperme le plus concentré possible (Lacroix, 1988 ; Albert, 2007).

1.4. Récolte dans les voies génitales femelles :

Elle nécessite une anesthésie locale des voies génitales externe, on place un sas de caoutchouc dans le vagin de la vache, le taureau effectue une sailli presque naturelle (**Parez et Dulpan, 1987**).

2. Manipulation de la semence au laboratoire :

2.1. Examen macroscopie :

Cet examen à pour but d'apprécier le volume, la couleur, la viscosité.

2.1. Le volume: il dépend de plusieurs facteurs, selon l'espèce, la race, l'individu, l'âge (tableau N°01), l'état physiologique, l'alimentation, les mesures sanitaires et selon la méthode de récolte du sperme. Chez le taureau ; le volume varie de 0,5 à 14 ml avec une moyenne de 4ml (**parez et Dulpan, 1987**).

Tableau N°01 : L'effet de l'âge des taureaux sur le volume de l'éjaculation (**Rosenberg, 1979**).

Age en mois	Volume
5	8,7± 0,30ml
6	6,08±0,18
7	6,58±0,18
8	7,40±0,10
9	5,84±0,20
10	5,17±0,20

2.1.2. La couleur: elle est habituellement blanchâtre varier du blanc au jaune mais existe d'autres couleurs qui signifie une pathologie, elle peut être rosâtre ou jaunâtre et résulte de la présence de sang, brunâtre, elle révèle la présence d'éléments figurés du sang dégénéré, bleuâtre résulte de l'administration de bleu de méthylène à faible concentration.

2.1.3. La viscosité: dépend de la concentration en spermatozoïdes et la conductibilité électrique (**Rota et al., 1999**).

2.2. Examen microscopique :

2.2.1. Mobilité :

2.2.1.1. Motilité massale :

Est effectuée à partir de sperme pur, dans les 10 minutes qui suivent la récolte. Le matériel nécessaire se compose d'une lame préalablement chauffée à 37°C et d'un microscope à platine chauffante. L'opérateur dépose une goutte de sperme à la surface d'une lame.

La motilité massale est notée de 0 à 5. Un sperme dont la motilité massale est inférieure ou égale à 3 est généralement éliminé (**Gérard et Khirredine, 2002**).

2.2.1.2. Mobilité individuel :

Elle correspond à la proportion de spermatozoïdes avec un mouvement rectiligne qui traversent le champ du microscope. Les spermatozoïdes bougeant sur place, tournant en petits cercles ou se déplaçant en arrière du fait d'une queue repliée ne sont pas considérés comme mobiles (**Gérard et Khirredine, 2002**).

2.2.2. Concentration de sperme :

La concentration détermine le nombre de spermatozoïdes par ml, il existe un nombre de technique pour déterminer la concentration des spermatozoïdes (voire tableau N°1 annexe I). La cellule hématimétrique, comptage électronique, par néphélémétrie, la cellule de Thomas (figure N°05) est la plus efficace dans la détermination de la concentration des spermatozoïdes, de plus elle est moins coûteuse.

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

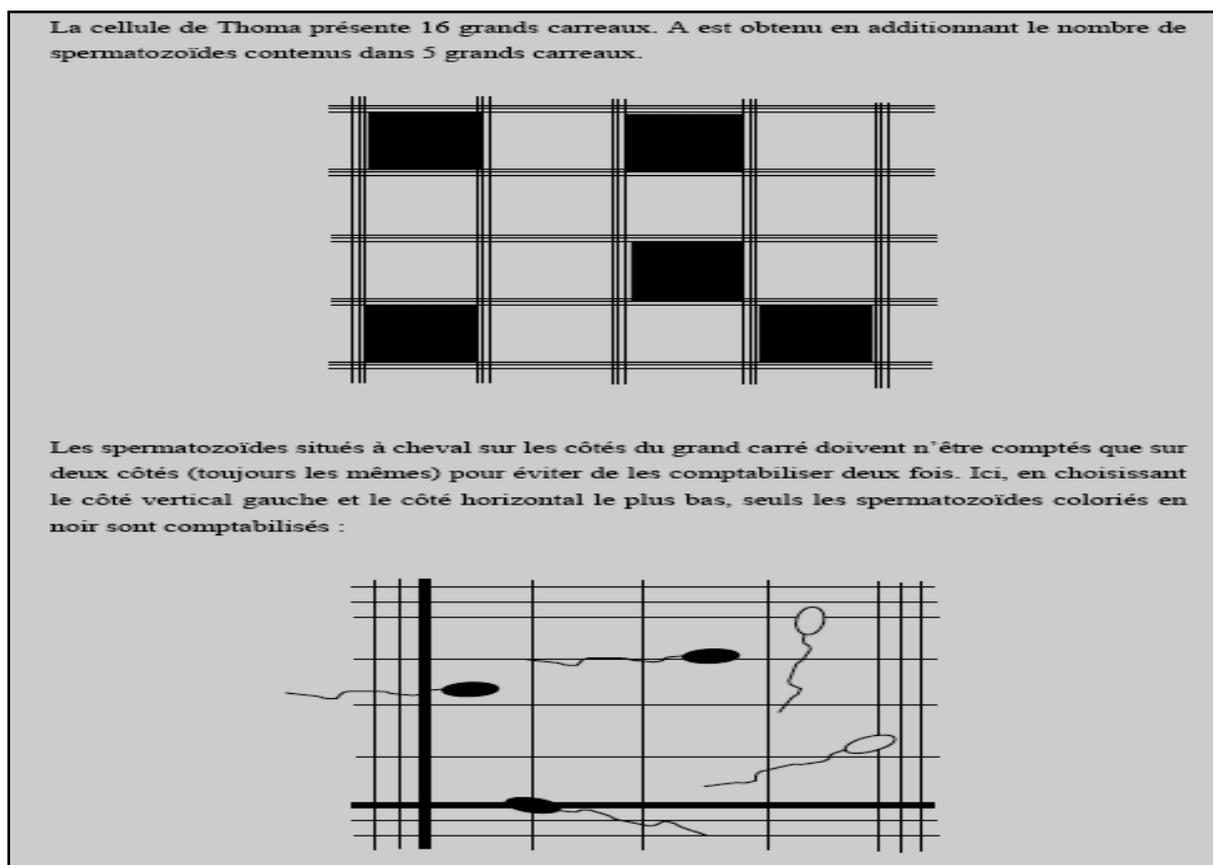


Fig. N°05 : Description et utilisation d'une cellule de Thomas (Posiere, 2002).

2.2.3. Evaluation biologique de la qualité de sperme :

Elle porte sur le pH du sperme frais et sur l'activité métabolique des spermatozoïdes. Un sperme normal est acide et son pH varie entre 6,5 et 6,8 (voir tableau N°2 annexe D). L'épreuve à la réductase consiste à déterminer le temps mis par un échantillon de spermatozoïdes pour décolorer une certaine quantité de bleu de méthylène. Plus ce temps est long plus la qualité de sperme est réduite (Djibrine, 1987).

2.2.4. Test d'aptitude à la congélation :

Les changements de température lors de la congélation et de la décongélation endommagent les membranes cytoplasmiques, le cytosquelette, les organites impliqués dans la mobilité, l'acrosome. C'est pourquoi il est important d'évaluer la qualité de la semence après congélation. Ainsi, pour chaque éjaculat conservé à -196°C dans l'azote liquide, la motilité massale est évaluée après décongélation de paillettes de même que le pourcentage de spermatozoïdes morts et vivants (Dumont, 1997).

3. Dilution, Conditionnement et Conservation de sperme :

3.1. Dilution :

La dilution du sperme a pour but d'accroître le volume total de la masse spermatique, d'assurer un milieu favorable à la survie des spermatozoïdes in vitro et de réaliser à partir d'un seul éjaculat l'insémination d'un grand nombre de femelles (**Hanzen, 2010**).

3.2. Nature des milieux de dilution :

Il existe quelque soit l'espèce animale une grande variété de dilueurs. Ils se différencient par la nature voire la concentration d'utilisation de leurs composants. On peut distinguer les dilueurs à base de jaune d'œuf phosphaté ou citrate, à bases de sucres, à base de glycoColle et de glycérol et plus classiquement maintenant à base de lait (**Hanzen, 2010**).

3.3. Qualité des milieux de dilution :

Un bon milieu de dilution doit répondre à un certain nombre de critères. La non toxicité pour les spermatozoïdes : pression osmotique, équilibre électrolytique, pouvoir tampon. L'apport énergétique pour les spermatozoïdes, pouvoir protecteur à l'égard des variations de l'environnement, facilité de préparation, prix de revient acceptable (**Parez et Duplan, 1987**).

3.4. Taux de dilution :

Le taux de dilution dépend fortement de la qualité du sperme, sachant qu'une dose fécondante doit avoir au minimum 10 à 12 millions de spermatozoïdes. Il faudra donc considérer les éléments suivants pour déterminer le volume du dilueur à ajouter au sperme : le volume de sperme récolté, la concentration du sperme, la proportion de spermatozoïdes vivants dans le sperme, la proportion de spermatozoïdes qui seront altérés par les manipulations techniques.

3.5. Dilueurs utilisés :

3.5.1. Pour conservation de sperme à température ambiante :

La semence non diluée et maintenue à 37°C s'altère très rapidement. Certains auteurs relatent une baisse de mobilité plus importante pour les échantillons de sperme épидидymaire refroidis que pour les échantillons maintenus à température ambiante pendant 12 heures. Il

semblerait donc que la conservation à température ambiante soit une solution de conservation à court et moyen terme.

3.5.2. Pour conservation de sperme à température 4°C :

L'examinations de la variation de la mobilité spermatique lors d'un stockage à 4°C de testicules de Buffle africain, d'Eland, de Bubale montre que la diminution de la mobilité fonctionnelle spermatique est différente selon l'espèce étudiée, Ainsi que le stockage à 4°C permet de maintenir une mobilité suffisante de la semence pendant 2 à 5 jours, mais elle n'est pas suffisante pour un stockage sur le long terme. (**Benzuidenhout et al., 1995**).

3.6. Dilueurs à base de citrate, jaune d'œuf en solution aqueuse :

Le jaune d'œuf est l'un des composants les plus employés dans les dilueurs. Grâce aux phospholipides qu'il contient, il assure la protection des membranes des spermatozoïdes lors de la congélation (**England, 1993**). Le jaune d'œuf est utilisé à une concentration de 20 %, le dilueur utilisé est à base d'une solution de citrate de sodium à 2,9 % additionné de jaune d'œuf à 25% dans l'eau distillé.

3.7. Dilueurs à base de lait :

Le lait est un milieu biologique de composition complexe composé de protéines, sels, glucides, lipides, vitamines, Le pH d'environ 7,0 et la pression osmotique autour de 300 milimoles sont proches de ceux de la semence (**Hafez, 1993**). Le lait de vache écrémé est parmi les dilueurs le plus utilisé pour la conservation du sperme réfrigéré de 4° à 15°C.

3.8. Méthode de dilution :

La dilution peut être réalisée en une ou deux étapes. La dilution par une étape effectuée, à température ambiante, en ajoutant à la goutte à goutte le dilueur, réchauffé à 37°C, à la semence, ce qui évite d'imposer aux spermatozoïdes un choc thermique trop important. Lorsqu'une seconde étape de dilution est pratiquée, elle se réalise à 4°C en ajoutant un second dilueur, refroidi à cette température, à la semence réfrigérée. (**Pena et Linde-Forsberg, 2000**).

3.9. Conditionnement :

3.9.1. Conditionnement en granulés :

La semence diluée est déposée à l'aide de seringue dans des ampoules uni doses, scellées sur lesquelles sont préalablement imprimées des indications d'identification détaillée le nom du taureau, sa race, le nom du centre. Les ampoules une fois scellées sont mises sous alvéoles plastiques dans lesquelles il y a bande de papier de couleur différente selon la race du taureau et portant le jour de la récolte.

3.9.2. Conditionnement en paillettes :

Classiquement, trois types de paillette sont utilisés. Elles ont toutes une longueur de 133 mm. La paillette grosse a un diamètre compris entre 3.8 et 4.2 mm et un volume de 1.2 ml. La paillette moyenne a un diamètre compris entre 2.5 et 2.8 mm et un volume de 0.5 ml. La p

Ailette fine a un diamètre compris entre 1.7 et 2.2 mm et un volume utile de 0.25 ml. On remplit la paillette par aspiration, puis on réalise d'un côté une soudure micro-onde (**Hanzen, 2010**). De l'autre côté, la paillette est obturée par un bouchon alcool polyvinylique entouré de chaque côté par un bouchon de coton. Suit alors la phase de réfrigération à 4-5°C en général. La vitesse de ce refroidissement est intimement liée à la mobilité des spermatozoïdes après réchauffement.

Le stockage des paillettes s'effectue alors dans des cuves ou des tanks contenant de l'azote liquide à -196°C. La durée du stockage peut être illimitée dans le temps sans que la survie des spermatozoïdes soit affectée.

3.10. Conservation :

3.10.1. Par réfrigération :

L'utilisation directe du sperme dilué de taureau suppose une conservation à une température voisine de 5°C. Celle-ci doit cependant pour éviter les chocs thermiques, être atteinte progressivement au rythme moyen de refroidissement de 0.5°C par minute entre 37 et 22°C et de 1°C par minute entre 22 et 5°C. Bien diluée et convenablement refroidie, la semence peut conserver son pouvoir de fécondation pendant 2 à 3 jours (**Hanzen, 2010**).

3.10.2. Par congélation :

La congélation requiert l'utilisation d'agents cryoprotecteurs. Classiquement, le glycérol est utilisé pour congeler le sperme. A la concentration de 4% (**Hanzen, 2010**), le glycérol offre la plus grande mobilité massale des spermatozoïdes.

3.10.3. Avantages du liquide de conservation :

Les dilueurs possèdent un os molarité et un pH du même ordre que ceux du sperme permettant la survie des spermatozoïdes et contiennent aussi des éléments capables de "neutraliser" les métabolites. De plus, les vitamines et autres antioxydants contenus dans les dilueurs permettent de penser qu'ils jouent un rôle protecteur de l'oxydation. Ils contiennent également des éléments qui protègent les spermatozoïdes contre les dégradations dues au froid et des nutriments capables de subvenir aux besoins énergétiques des spermatozoïdes au cours de la conservation. Ils sont dépourvus d'éléments infectieux et contiennent des principes actifs empêchant le développement des micro-organismes.

3.10.4. Inconvénients du liquide de conservation :

La faible concentration en glucose et en éléments énergétiques métabolisables dans le lait est sans doute un point négatif pour la conservation de la semence. C'est la raison pour laquelle les dilueurs de Kenney sont supplémentés en glucose (**Buhr et Zhao ,1992**). Aussi, La viscosité des dilueurs influence le mouvement des spermatozoïdes.

III. Rappels sur l'appareil reproducteur femelle

1. Rappels anatomiques de l'appareil génital de la vache :

L'appareil génital femelle ne limite pas son rôle à l'élaboration des gamètes et des hormones sexuelles, il est le siège de la fécondation, de la gestation, et de la parturition.

Il est constitué de trois sections. Section glandulaire pourvue d'une double fonction; gamétogénèse et endocrine (figure N°06 et figure N°07). Section tubulaire composée par les oviductes qui captent l'ovule, l'utérus qui reçoit l'œuf, c'est le lieu de la gestation et la section copulatrice comprenant le vagin et la vulve (Vaissaire, 1977).

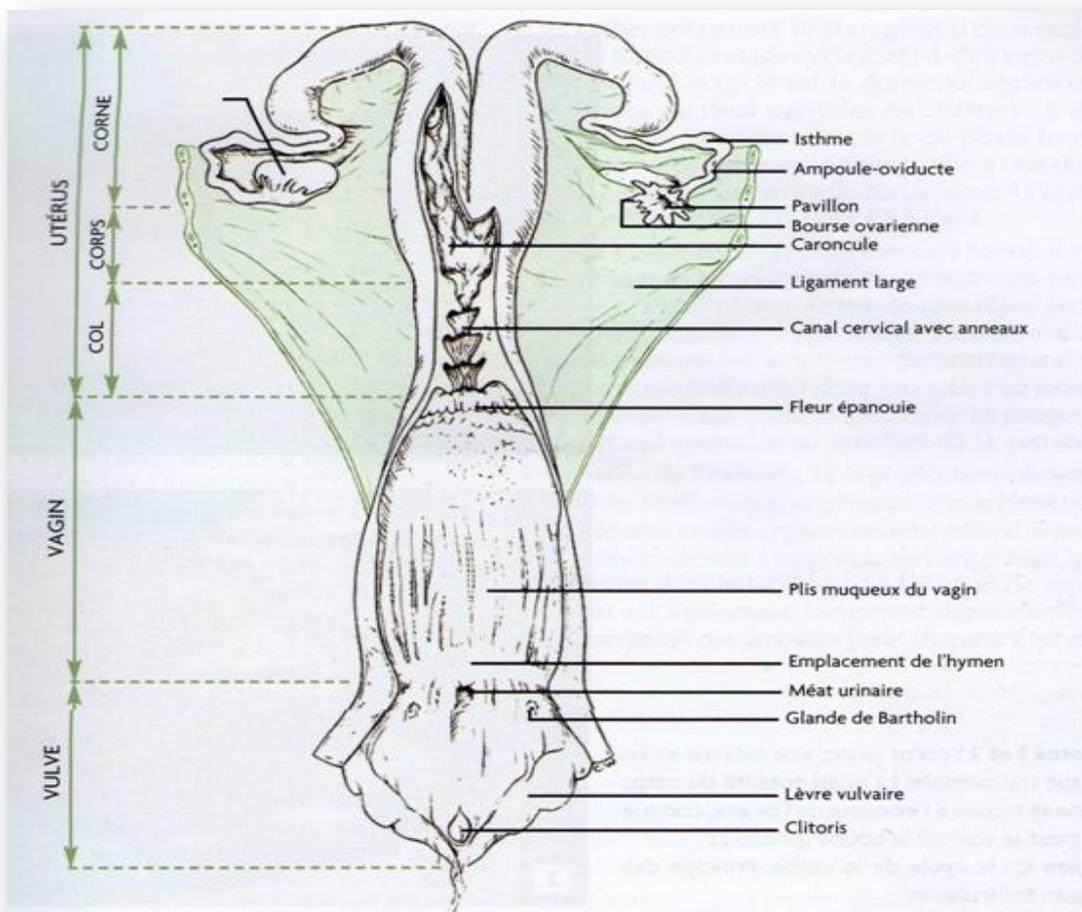


Fig. N°06 :L'appareil génital femelle de la vache (Institut d'élevage, 2008).

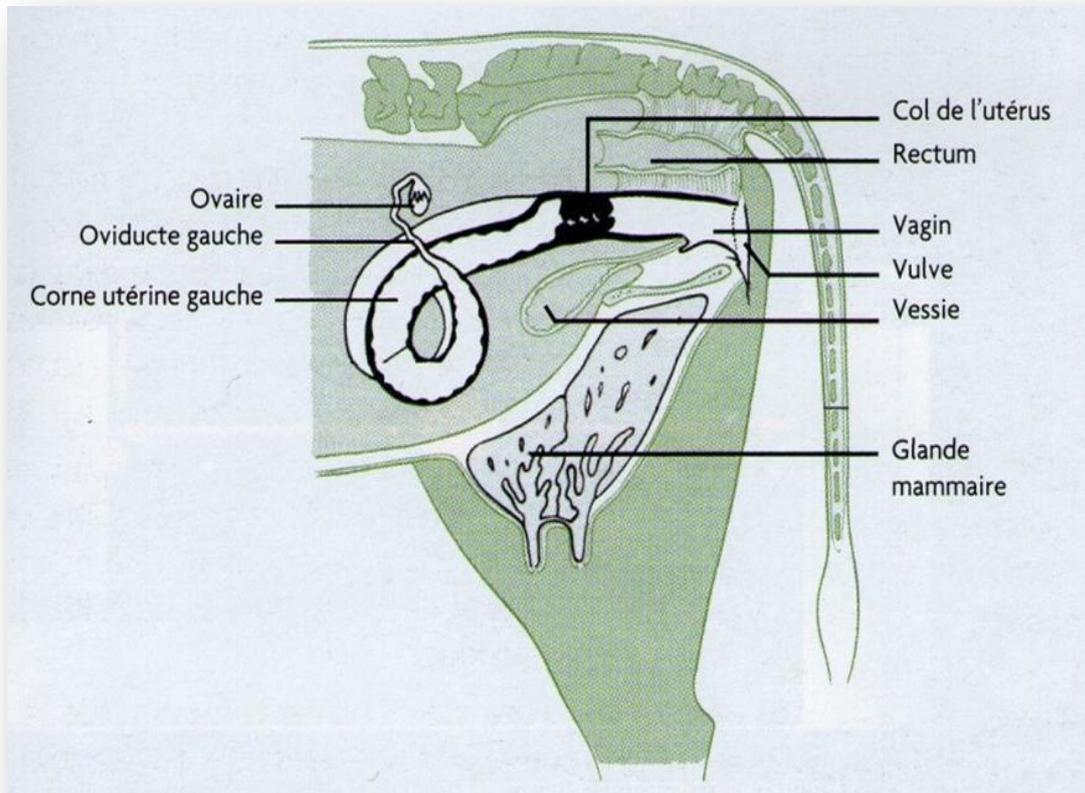


Fig. N°07 :L'appareil génital femelle de la vache (Institut d'élevage, 2008).

1.1.Section glandulaire ou ovaires :

Les ovaires sont des organes pairs, ovoïdes en forme de rein (figure N°08). Chez la vache, ils sont situés plus bas par rapport à la région lombaire, ils sont placés en dedans du bord antérieur des ligaments larges. Ils offrent une surface unie de couleur jaunâtre (Vaissaire, 1977).

1.2. Section tubulaire :

1.2.1. Les oviductes

Encore appelés trompes utérines ou salpinx (figure N°08), ils constituent la partie initiale des voies génitales femelles, reçoivent l'ovocyte et assurent la fécondation, très flexueux, ils sont composés d'un infundibulum s'ouvrant sur la bourse ovarique, d'une

ampoule, et d'un isthme (**Hanzen, 2010**).



Fig. N°08 : Différentes portions du tractus génital de la vache (**Hanzen, 2009**).

1.2.2. L'utérus :

L'utérus (matrice) est l'organe de la gestation, creux maintenu par le ligament large, composé de deux cornes, d'un corps et d'un col. Il est de type bipartitus chez les ruminants. Les deux cornes s'unissent caudalement et se rétrécissent en direction des oviductes pour donner une inflexion en S. Le col utérin (figure N°09) ou cervix est fibreux et comporte une structure interne dite en fleurs épanouies (**Hanzen, 2010**).

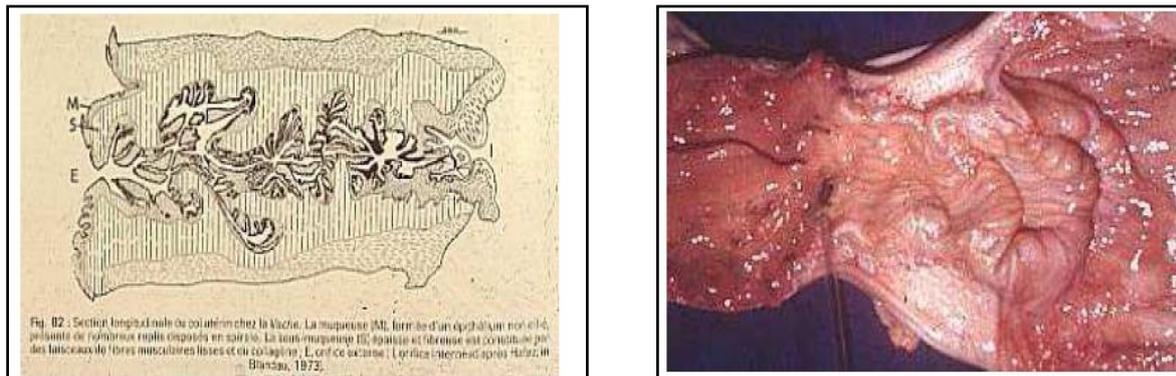


Fig. N09 : La coupe longitudinale du col utérin de la vache (**Hanzen, 2009**).

1.2.3. Le vagin :

C'est un conduit impair et médian prolongeant vers l'avant le vestibule du vagin, s'insérant crânialement autour du col utérin, vers l'arrière, le vagin communique avec le vestibule vaginal par l'ostium du vagin, la muqueuse vaginale forme des plis longitudinaux (**Hanzen, 2010**).

1.2.4. Le sinus urogénital :

Partie commune aux appareils urinaire et génital, se compose de deux parties. La vulve qui constitue la partie externe de l'appareil génital, constituée de deux lèvres vulvaires. Le vestibule du vagin; conduit large et impair dans lequel s'ouvre le vagin et l'urètre (**Hanzen, 2010**).

2. Rappels physiologiques de l'appareil génital de la vache :

2.1. L'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien :

Le cycle d'activité de l'ovaire est en étroite relation avec les variations des profils hormonaux qui se produisent au niveau de l'ovaire d'une part et au niveau de l'axe hypothalamo-hypophysaire d'autre part (**INRAP, 1988**).

2.1.1. Les hormones hypothalamiques :

La GnRH est l'hormone de décharge de FSH et LH, elle est sécrétée par l'hypothalamus (**Gruyter, 1988**). Elle joue le rôle dans l'initiation, la régulation et la suppression de la fonction reproductrice. Elle a une sécrétion pulsatile (**Caraty et al., 2001**).

2.1.2. Les hormones hypophysaires FSH et LH :

La FSH et la LH jouent un rôle central dans la régulation de la fonction de la reproduction représenté par les activités endocrines et gamétogéniques des gonades. La FSH accompagne la croissance folliculaire jusqu'au follicule dominant et l'ovulation (**Erikson et Danforth, 1995**). Les principales fonctions de la LH sont la stimulation de la croissance folliculaire, la maturation finale du follicule dominant par la stimulation de la production d'œstradiol, l'induction de l'ovulation et la stimulation de la sécrétion de progestérone par le corps jaune (**Bartolome et al., 2005**).

2.1.3. Les hormones ovariennes :

Ce sont la testostérone, les œstrogènes, la progestérone (**Bonnes et al, 1988**). Les œstrogènes sont sécrétés essentiellement par les follicules de l'ovaire, ils ont pour rôle primordial de provoquer l'œstrus. L'œstradiol stimule la prolifération des cellules de la granulosa et la formation de l'antrum (**Peters et Mc Natty, 1980**). La progestérone est

secrétée par le corps jaune, elle est l'hormone responsable du maintien de la gestation et exerce un rétrocontrôle négatif sur la production de GnRH, FSH et LH (**Graham et Clarke, 1997**).

2.1.4. Autres hormones de la reproduction :

Elles sont représentées par l'ocytocine formé dans l'hypophyse intervient chez la femelle au moment de la mise bas et de l'éjection du lait (**Bonnes et al., 1988**).et les prostaglandines permettant l'éclatement du follicule au moment de l'ovulation, déclenchant la lutéolyse, ils sont essentiellement d'origine utérine (**Peters et Mc Natty, 1980**).

2.2. Régulations hormonales :

2.2.1. Contrôle de la sécrétion de la GnRH :

Le régulateur fondamental de la fonction reproductrice est la GnRH qui provoque la synthèse et la libération des gonadotropines (**Drion et al., 1996**). La GnRH est sécrétée sous forme de décharges, chaque décharge de GnRH provoquant la décharge de LH. La caractéristique fondamentale de la sécrétion des hormones hypothalamo-hypophysaires (GnRH, FSH, LH) est la pulsativité (**Marie, 1996**). La sécrétion de GnRH est régulée par des facteurs internes comprenant les stéroïdes ovariennes, la progestérone et l'œstradiol et cela suivant les besoins de chaque phase du cycle œstral (**Drion et al., 1996**).et des facteurs externes (**Armstrong et al., 2002**).

2.2.3. Contrôle de la sécrétion de LH et de FSH :

L'action de la GnRH sur le HP peut être influencée par des hormones spécifiques produites par le follicule (figure N°10), la plus intéressante est l'inhibine qui supprime la libération de FSH sans affecter la sécrétion de LH mais aussi l'activine qui stimule la synthèse de FSH (**Mermillod et Marchal, 1999**).

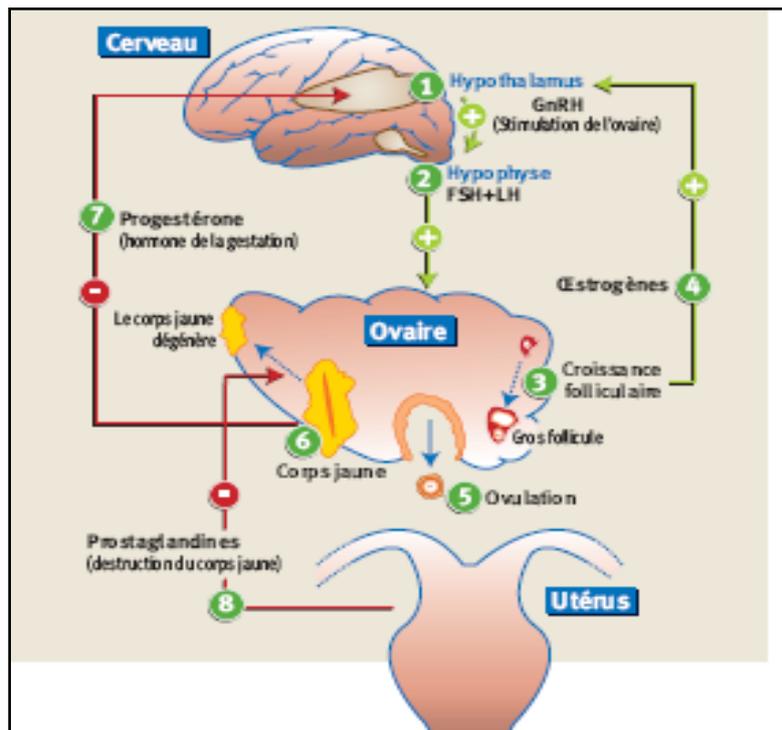


Fig. N°10 : Le dialogue entre cerveau-ovaires-utérus assuré par les hormones et les prostaglandines (Mechekour, 2003).

2.3. L'ovulation :

2.3.1. Définition :

Arrivé au terme de sa croissance le follicule forme à la surface de l'ovaire une saillie conique et libère l'ovocyte, en réponse à une forte élévation des gonadotrophines ou décharge ovulante (Driancourt et al., 2001).

2.3.2. Mécanisme :

Pendant le processus de l'ovulation, plusieurs changements structuraux et métaboliques se produisent, entraînant une désorganisation du follicule et sa rupture (figure N°11 et figure 12). La thèque externe devient œdémateuse par diffusion du plasma sanguin. Les faisceaux de fibres de collagène se dissocient. Les cellules de la granulosa se détachent de la lame basale. Les cellules du cumulus subissent les mêmes transformations que les cellules de la granulosa (Driancourt et al., 1991).

Peu avant la rupture du follicule, la lame basale séparant la granulosa de la thèque interne disparaît à l'endroit des vaisseaux. L'expulsion de l'ovocyte et des cellules de la corona radiata résulte bien d'une contraction du follicule. La durée de fertilité des gamètes après l'ovulation est de 22 à 24 heures (Driancourt et al., 2001).

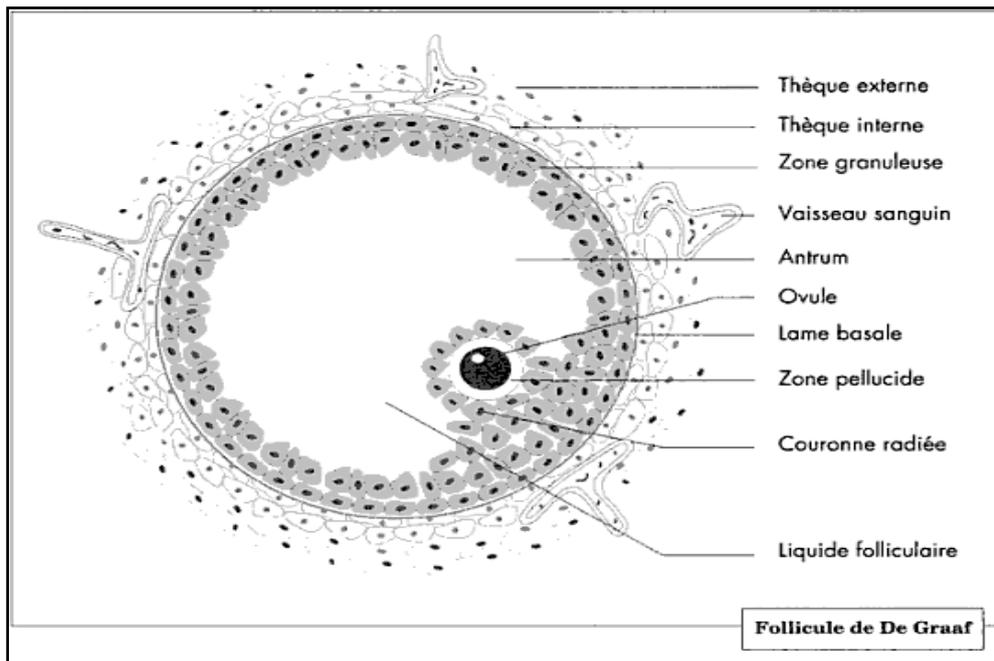


Fig. N°11 : L'état d'un follicule peu avant l'ovulation (follicule de De Graaf) (Hamon et al., 1999).

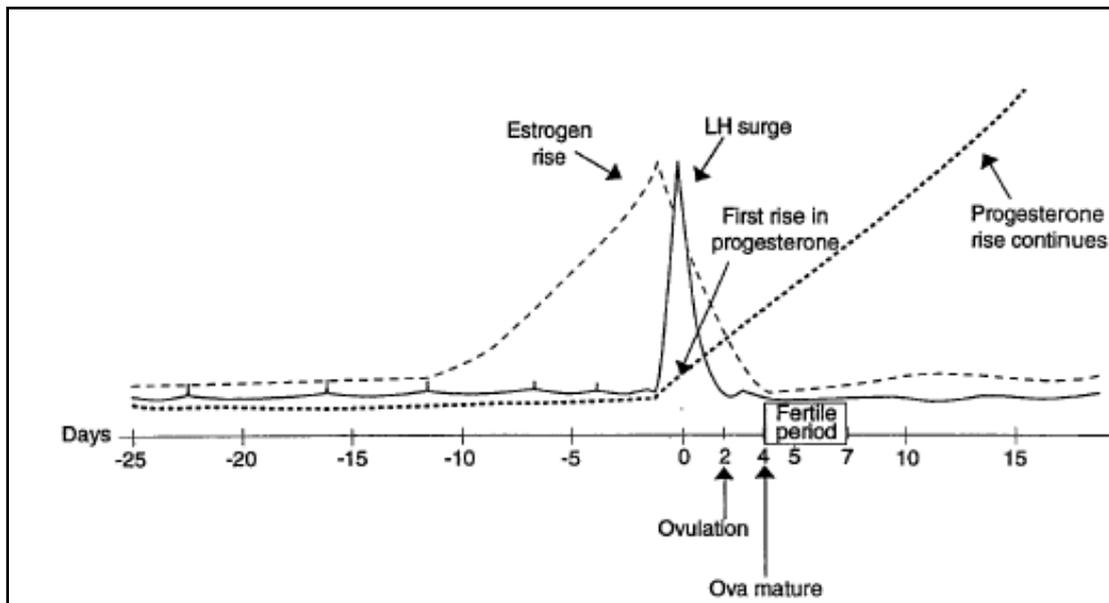


Fig. N°12 : Les concentrations hormonales autour de l'ovulation chez la vache (Goodman, 2002).

2.4. Le cycle sexuel :

L'appareil génital femelle présente pendant toute la période d'activité génitale, des modifications structurales se produisant toujours dans le même ordre et revenant à intervalles périodiques suivant un rythme bien défini pour chaque espèce. Ces modifications connues

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

sous le nom de cycle sexuel ou cycle œstral commencent au moment de la puberté (**Vaissaire, 1977**).

2.4.1. Pro-œstrus :

Période de régression du corps jaune du cycle précédent et de maturation folliculaire.

2.4.2. Œstrus ou chaleurs :

C'est la phase de la maturité folliculaire puis l'ovulation, la femelle accepte l'accouplement.

2.4.3. Post-œstrus ou mét-œstrus :

Formation, fonctionnement du corps jaune avec installation d'un état pro gravidique de l'utérus.

2.4.4. Di-œstrus ou Inter-œstrus :

Période de repos sexuel correspondant à la lutéolyse, elle sépare deux œstrus successifs.

En l'absence de fécondation, le corps jaune régresse, les animaux retournent en œstrus. Intervalle entre deux ovulations deux œstrus on moyenne 21jours

IV. Paramètres de la reproduction :

Le but principale de l'élevage bovins laitiers c'est la production maximale du lait, afin d'atteindre cet objectif il faut respecter la durée entre deux vêlage successifs et l'âge de la vache.

1. Age au premier vêlage :

Ce paramètre est utilisé pour les génisses ; il représente l'âge de première mise bas ou l'intervalle naissance première mise bas, il est variable Selon la race, le mode d'élevage ...etc. L'âge idéal est entre 27 et 29 mois. **(Bouzebda, 2007).**

2. Intervalle vêlage-premières chaleurs :

C'est le retour da la cycliste post partum, en principe les chaleurs ne reviennent qu'après l'involution de l'utérus. La durée est varie selon l'individu, elle est en moyenne de 30à 35 jours après la mise bas. Cet intervalle ne doit pas dépasser les 60 jours post vêlage. **(Bouzebda, 2007).**

3. Intervalle vêlage-première insémination :

C'est le nombre de jours entre le vêlage et la première insémination. Il faut éviter l'insémination des femelles avens 40 jours post-partum, car une insémination précoce peut être suivie par une perte embryonnaire ou un avortement. Une insémination tardive peut allonges l'IV-V.L'IV- 1^{ère}insémination doit être compris entre 50 et 80 j pour 100% des vaches, soit une moyenne de 70j. Les vaches à anoestrus (dont l'intervalle vêlage –1^{ère} chaleurs est compris entre 70 et 90 j) ne devaient pas dépasse les 2%, de l'effectif **(Bouzebda, 2007et Benyounes, 2015).**

L'Intervalle vêlage première insémination doit être compris entre 50 et 80 jours, avec une moyenne de 60 jours **(Bouzebda, 2007).**

4. L'intervalle vêlage-insémination fécondante :

C est la durée entre le vêlage et l'insémination fécondante diagnostiquée comme gestation. Il varie entre 65 à 110 jours avec 85 jours en moyenne, l'idéal est de 90 jours pour avoir un IV-V de 12 moins. **(Bouzebda, 2007).**

5. L'intervalle vêlage –vêlage :

C'est un critère technico-économique très important pour la production laitière. Sa valeur est double :

- économique : de par son influence sur la production laitière dans la vie d'une vache
- technique : de par son influence sur l'état de l'animal

Un intervalle vêlage –vêlage est en moyenne de 365 jours ou 12 mois ou 1 année, donc il faut respecter l'intervalle vêlage-première insémination et l'intervalle vêlage-insémination fécondante (**Bouzebda, 2007 et benyounes, 2015**).

6. Le taux de réussite en première insémination :

Ce critère expliquant la fertilité du troupeau, 60-90 jours après la première insémination la réussite est le plus souvent attestée par le non-retour en chaleur. On estime qu'il y a infertilité à 50%.L'objectif souhaitable est de 60 %chez les vache et 70 % chez les génisses (**Bouzebda, 2007**). (Voir tableau N°2 annexe II)

7. Le pourcentage des femelles nécessitant trois inséminations ou plus :

Une vache est considérée comme infertile lorsqu' elle nécessite trois inséminations ou plus pour être fécondée .Au niveau d'un troupeau, il y a infertilité lorsque ce pourcentage atteint ou dépasse 20 % (**Bouzebda, 2007**). (Voir tableau N°2 annexe II)

8. Le taux de non-retour en chaleurs(NR) :

Pratiquement, de convention internationale le taux de non- retour à 60-90 j utilisé pour exprimer le résultat de IA, NR60-90j est déterminé par le pourcentage des femelles inséminées pendant une période un mois NR (60-90) = $\frac{N-n}{N} * 100$

$N=IA1^{ère}$

$n =IA \text{ retour}$

En conséquence un taux de NR (60-90) idéal est de 60%(**Parez, 1987**).

V. Les chaleurs chez la vache :

1. Définition des chaleurs :

Les chaleurs sont la seule période où la femelle accepte l'accouplement, en dehors de cette période, aucune activité n'est visible (**Bonnes et al., 1988**).

2. Les signes de chaleurs :

2.1. Modification de comportement :

Au cours d'œstrus la vulve est congestionnée, un mucus filant, transparent s'écoule entre les lèvres vulvaires, augmentation de l'activité et du comportement agressif, immobilité, anorexie, diminution de sa production lactée, mictions fréquentes, beuglement, reniflement et léchage de la région vulvaire d'autres animaux, l'animal frotte son menton sur la croupe d'un partenaire et le chevauche (**Hanzen, 2009**).

3. La détection des chaleurs :

3.1. Intérêt :

La détection des chaleurs revêt une grande importance dans les programmes d'insémination artificielle, la manifestation effective des chaleurs et leur détection conditionnent les délais de mise à la reproduction et permet de ne pas rater les cycles de la vache (**Haskouri, 2001**).

3.2. Méthodes de détection des chaleurs :

3.2.1. Méthode visuelle (par l'éleveur) :

Elle repose sur l'observation des signes particuliers des chaleurs et la modification de comportement de la vache, elle doit être faite par des personnes qui connaissent bien le troupeau, mieux par une seule personne, les vaches doivent avoir une identification correcte (tableau N°02). L'observation doit avoir lieu à des moments où le troupeau est calme, en dehors des périodes de distribution d'aliments ou de traites au minimum deux fois dans la journée, d'une durée de 30 minutes pour chaque observation et à 12h d'intervalles. Les moments les plus propices sont le matin avant la traite et le soir après la traite (**Haskouri, 2001**).

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

Tableau N°02. La variation de pourcentage des vaches en chaleurs en fonction du nombre d'observations (**Haskouri, 2001**).

Nombre d'observations	% des vaches en chaleurs
Une fois par jour	60%
Deux fois par jour	70%
Trois fois par jour	80%
Quatre fois par jour	100%

3.2.2. Le planning d'élevage :

C'est un planning de reproduction permettant la visualisation de l'état physiologique de l'ensemble des vaches du troupeau (figure N°14), chaque vache est représentée par une épingle sur laquelle figure son numéro et cette épingle migre sur le tableau en fonction de l'état physiologique, le planning est divisé en 12 mois, eux-mêmes divisés en jours, il est divisé en cercles concentriques qui représentent de l'extérieur vers l'intérieur les différentes étapes du cycle de reproduction (**Nebel, 2003**).

3.2.3. Système de marquage (détecteurs de monte) :

3.2.3.1. Les crayons marqueurs :

Ils sont utilisés afin de réaliser une bande de couleur en avant de la base de la queue, elle peut être effacée par un éventuel chevauchement, en chaleur lorsque la bande colorée est largement enlevée ou étalée (**Thibier et al., 1983**).

3.2.3.2. Les détecteurs mécaniques de chevauchement :

Ce sont des dispositifs contenant une poche transparente englobant un réservoir rempli d'encre rouge, sous la pression d'un chevauchement, le réservoir éclate et l'encre diffuse dans la poche qui devient colorée, ils sont représentés par le Kamar et Cestrus Flash (**Saumande, 2000**.) l'autre plus récent est la vignette Cestrus Alert qui disparaît progressivement à chaque frottement (figure N°13) (**Saint-Dizier, 2005**).



Fig. N°13 : Les différents détecteurs mécaniques de chevauchement chez les bovins (Mechekour, 2001).

3.2.3.3. Les détecteurs électroniques de chevauchement :

Il s'agit de capteurs de pression placés dans une pochette collée sur la croupe de l'animal à proximité de la queue (Saumande, 2000 ; Kastelic, 2001). Lors de détection d'une pression l'éleveur est averti par un système radio-téléométrique, le système le plus répandu est Heat Watch (Saumande, 2000).

3.2.3.4. Système d'enregistrement de l'activité physique :

Il détecte l'augmentation de l'activité des vaches pendant le chevauchement (figure N°14), il y a deux types, les licols marqueurs sont placés dans le cou et les podomètres s'attachant au membre de l'animal (At-Taras et Spahr, 2001).

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)



Fig. N°14 : Les différents détecteurs de chevauchement (Mechekour, 2011).

3.2.4. Les informations recueillis pendant la traite :

Une diminution de la production laitière à proximité des chaleurs est constatée mais pas toujours (Harwood *et al.*, 1991). Alors que la température du lait augmente constamment (Gilz *et al.*, 1997). Et selon Saumande et Pomies, 1997. Une augmentation de la conductivité du lait peut être présente.

3.2.5 Animal détecteur :

Le mâle détecteur doit subir une intervention pour empêcher l'accouplement telle que la castration, la vasectomie et l'épididymectomie et doit être muni d'un licol à crayon marqueur (Hanzen, 2009). Les autres animaux utilisés sont les vaches androgénisées par injection d'hormones masculinisantes ou les vaches nymphomanes (Giroud, 2007).

4. Les facteurs responsables d'un manque d'efficacité à détecter les chaleurs :

4.1. Facteurs liés à l'éleveur :

Le temps alloué quotidiennement à observer les chaleurs est inadéquat et mal réparti car la monte dure 10 secondes ou moins (**Haskouri, 2001**).

4.2. Facteurs liés à l'animal :

Les principaux facteurs incriminés qui réduisent le nombre de chevauchements et la durée de chacun de ces derniers sont la parité, la génétique (**Gwazdauskas et al., 1983**). La production laitière (**Van eerdenburg et al., 2002**). L'état corporel et l'état de santé (**Ponsart et al., 2006**).

VI. La synchronisation des chaleurs :

1. Définition :

La synchronisation des chaleurs est la méthode qui consiste à faire venir en chaleurs à un moment prédéterminé, un groupe d'animaux en bloquant le cycle œstral et en induisant l'œstrus (**Coyank et Atman, 2003**).

2. Objectifs :

Parmi lesquels, une augmentation du nombre de veaux nés par vache et par an, le regroupement des chaleurs, la réduction d'utilisation de la main d'œuvre, l'induction d'ovulation chez les femelles non cyclées, la limitation des effets néfastes de la sous-alimentation hivernale sur l'intervalle vêlage ovulation et le choix de la saison des naissances des veaux (**Fournier et al., 2004**).

3. Méthodes d'induction des chaleurs :

3.1. Synchronisation à base de prostaglandines :

Le principe de ce protocole est basé sur l'effet lutéolytique de la $PGF_{2\alpha}$ (figure N° 15 et 16), cette dernière est responsable de la régression du corps jaune et l'arrêt de la sécrétion de la progestérone, elle est utilisée pour synchroniser les femelles cyclées présentant un corps jaune à la palpation transrectale.

La $PGF_{2\alpha}$ est utilisée en deux injections de 11 à 14 jours d'intervalle, la lyse de corps jaune est en 24 heures si celui-ci est sensible, c'est-à-dire entre J5 et J17 du cycle normal, ce qui permet au follicule dominant de terminer sa croissance jusqu'à l'ovulation et l'apparition des chaleurs dans les 2 à 3 J qui suivent, quel que soit le moment du cycle de la première injection, il y a présence d'un corps jaune sensible lors de la deuxième injection, la durée de 11 à 14 jours entre les 2 injections permet donc au corps jaune issu de l'ovulation de se former et d'être sensible lors de la deuxième injection (**Chastant-Maillard et al., 2005**).

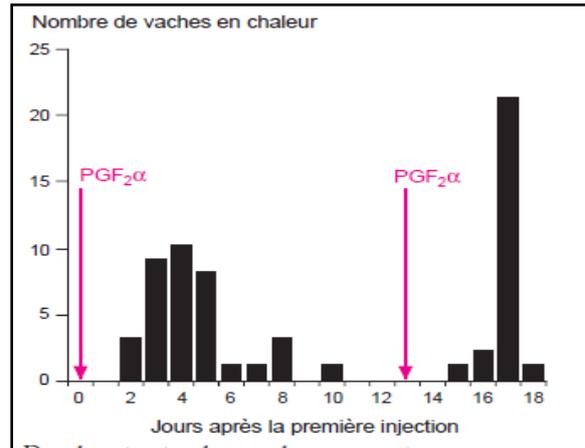
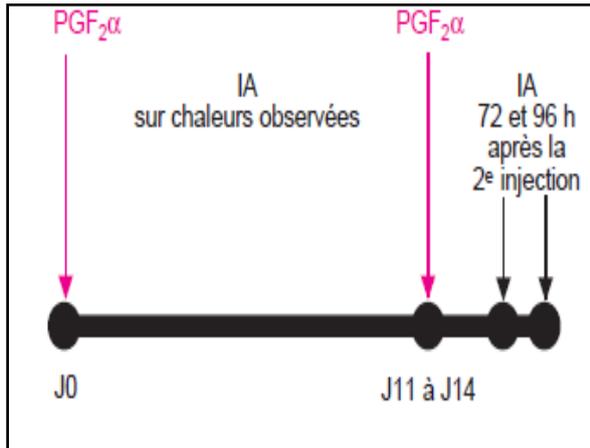


Fig. N°15 : Le protocole de synchronisation et IA des chaleurs à base de prostaglandines (Grimard et al., 2003).

Fig. N°16 : La répartition des chaleurs après traitement à base de prostaglandines $PGF_2\alpha$ et IA sur vaches laitières observées en subœstrus avant traitement (Grimard et al., 2003).

3.2. Le protocole GPG (GnRH-PGF2&-GnRH) :

Ce protocole est une application des nouvelles connaissances concernant les vagues folliculaires. Il permet la venue d'une nouvelle vague folliculaire puis de l'ovulation, il est divisé en trois étapes, à J0 une première injection de GnRH provoque l'ovulation et la lutéinisation de tout follicule dont la taille est supérieure à 10 mm, à J7 une injection de $PGF_2\alpha$ lyse le corps jaune secondaire, à J9, une seconde injection de GnRH permet d'obtenir une meilleure synchronisation de l'ovulation qui est déclenchée (figure N°17 et 18). La fertilité semble optimum si l'insémination se fait 16 à 20 heures après la dernière injection (CHastant-Maillard et al., 2005).

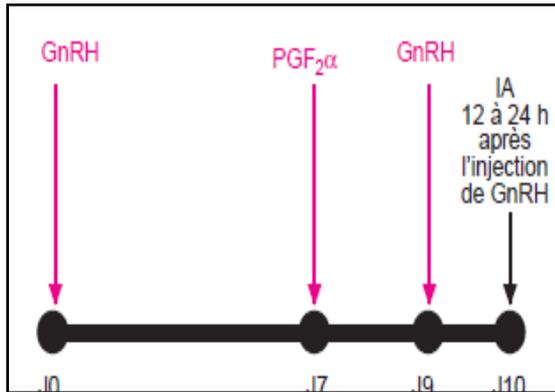


Fig. N°17 : Le protocole de synchronisation des chaleurs associant GnRH et prostaglandine $PGF_{2\alpha}$ (Grimard et al., 2003).

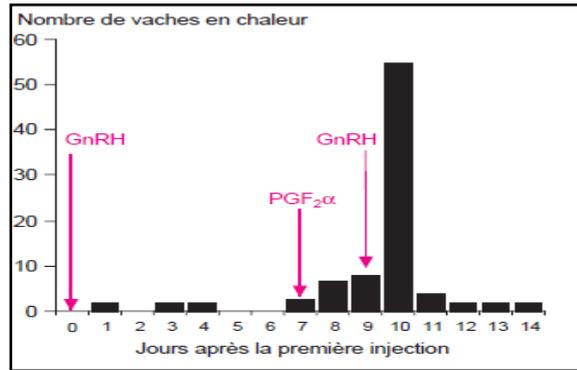


Fig. N°18 : La répartition des chaleurs après traitement de synchronisation des chaleurs associant GnRH et prostaglandine $PGF_{2\alpha}$ chez les vaches laitières en sub-œstrus avant traitement (Grimard et al., 2003).

3.3. Synchronisation à base de progestérone ou progestagènes :

Les progestagènes sont les analogues de synthèse de la progestérone administrées par plusieurs voies, orale, intramusculaire, sous-cutanée, vaginale sous forme d'éponge ou de spirale (Barnes et al., 1981). Ils sont utilisés en association avec des produits à effet lutéolytique (œstrogènes, prostaglandines), ou à effet déclencheur de l'œstrus (GnRH, LH, PMSG) (Twagiramungu et al., 1995).

3.3.1. Les spirales vaginales :

Les dispositifs utilisés sont le PRID (Progesterone Releasing Device) et le CIDR (Controlled Internal Drug Release), ils sont imprégnés de la progestérone naturelle et indiqués pour la synchronisation des chaleurs chez les bovins cyclés. La pose se fait à l'aide d'un applicateur sur lequel le dispositif est placé. La progestérone passe dans le sang et joue le rôle de corps jaune, et peut entraîner l'atrésie du follicule dominant et le redémarrage d'un nouveau cycle, à J7 on fait retirer le dispositif et on injecte la $PGF_{2\alpha}$ afin de lyser le corps jaune éventuellement présent sur l'ovaire si le traitement a été instauré en début de phase lutéale. Le processus de lutéolyse est très rapide et la sécrétion de progestérone décroît en moins de 24 heures jusqu'à son niveau basal et des pics de LH augmentent permettant la maturation finale du follicule dominant ainsi que l'ovulation d'un ovocyte.

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

L'utilisation de PMSG au retrait de dispositif permet de stimuler la maturation terminale du follicule et donc d'obtenir une meilleure synchronisation des chaleurs quelque soit l'âge du follicule dominant (**Chenault et al., 2003**).

3.3.2. L'implant sous cutané :

Le protocole est représenté par le CRESTAR SO (figure N°19) qui associe une injection de buséréline (GnRH de synthèse) au moment de la mise en place de l'implant sous-cutané de norgestomet (progestagène), une injection IM de prostaglandine PGF2 α est réalisée 48 heures avant le retrait de l'implant, s'il s'agit de femelles non cyclées, l'eCG sont injectée par voie IM, le jour du retrait. L'insémination a lieu 48 heures après le retrait (**Ballery, 2005 ; Picard-Hagen et al., 2005**), la buséréline entraîne chez les femelles cyclées comme chez les non cyclées la formation d'un corps jaune secondaire car elle fait ovuler les follicules sensibles à la LH et une nouvelle vague émerge dans les 3 à 4 jours, les vagues folliculaires sont de ce fait synchronisées, c'est le follicule dominant de cette nouvelle vague qui ovule après le retrait du dispositif progestagène (**Lane et al., 2001**).



Fig. N°19 : Le protocole CRESTAR SO, association de buséréline (RECEPTAL), implant norgestomet, prostaglandine PGF2 α (PROSOLVIN) et eCG (**Picard-Hagen et al., 2005**).

VII.L'insémination artificielle

1. Historique de l'insémination artificielle :

L'insémination artificielle consiste à déposer le sperme au moyen d'un instrument, au moment le plus opportun et à l'endroit le plus approprié du tractus génital femelle.

La méthode utilisée par les arabes au 14^{ème} siècle, l'insémination ne fut réellement appliquée qu'en 1779 par le physiologiste italien L'auro Spallanzani qui injecta du sperme dans le vagin d'une chienne en chaleur. 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. Elle s'est à l'heure actuelle généralisée et concerne non seulement l'espèce bovine mais les espèces équine, ovine, caprine, porcine, les volailles et, les abeilles et autres espèces (**Hanzen, 2010**).

1.1. L'insémination artificielle dans le monde :

En 2000, les statistiques mondiales relatives à l'IA faisaient état d'une production totale de 232 millions de doses (11 millions de celles-ci étant utilisées en frais et le reste en congelé) au départ de 40.102 taureaux hébergés dans 602 centres d'IA. 5 % des doses produites sont utilisées en frais (ce qui a pour extrême avantage de réduire le nombre de spermatozoïdes par dose) et le reste en congelé. Ce type d'utilisation concerne surtout la Nouvelle Zélande et la France (**Hanzen, 2010**).

1.2. L'insémination artificielle en Algérie :

Le premier centre d'insémination artificielle en Algérie a été créé en janvier 1947 à Alger. Le 21 janvier 1947 a été effectuée la première insémination artificielle en Algérie, chez une vache de race Montbéliarde. Durant la même année 202 inséminations ont été pratiquées de janvier à décembre. Le Centre national d'insémination artificielle et d'amélioration génétique (CNIAAG) qui existe depuis plus de 20 ans, ambitionne de booster l'élevage en Algérie par l'insémination artificielle et la nouvelle technique de transfert de l'embryon (**prof.kaidi**).

2. L'insémination artificielle chez les bovins laitiers :

2.1. Avantages :

2.1.1. D'ordre génétique :

Cette technique est la seule qui permet à la fois l'exploitation rationnelle et intensive et une plus large diffusion de la semence des millions de géniteurs testés pour leurs potentialités (Haskouri, 2001).

2.1.2. D'ordre économique :

L'achat et l'entretien d'un taureau demandent la mobilisation d'un capital assez important et un entretien coûteux, à l'opposé, l'insémination artificielle entraîne une augmentation de la productivité du taureau en même temps qu'il rend son remplacement par vache.

2.1.3. D'ordre sanitaire :

L'insémination artificielle est un outil de prévention, de propagation de maladies contagieuses, Grâce aux normes sanitaires strictes exigées au niveau des centres producteurs de semences, ce qui a permis de réduire considérablement le risque de transmission de ces maladies.

2.2. Les inconvénients :

L'insémination artificielle peut être la source de dissémination des maladies contagieuses et vénériennes lorsque le sperme est infecté et à l'origine de la dispersion de certaines tares héréditaire ou d'affections inflammatoires des organes génitaux.

3. L'insémination artificielle proprement dite :

3.1. Le moment de l'insémination artificielle :

Il est en fonction du moment de l'ovulation de la femelle, durée de fécondabilité de l'ovule, durée de fécondabilité des spermatozoïdes, temps de remonter des spermatozoïdes dans les voies génitales de la femelle. En pratique. Une vache reconnue en chaleurs le matin sera inséminée dans l'après-midi du même jour et celle qui est en chaleurs l'après-midi sera inséminée le lendemain dans la matinée (**Parez et Duplan, 1987**).

3.2. Voie d'insémination artificielle :

La voie vaginale repose sur l'emploi d'un spéculum et d'une source lumineuse permettant le dépôt du sperme dans la partie postérieure du canal cervical et la voie rectale offre la possibilité d'un examen préalable du tractus génital visant à confirmer l'état œstral de l'animal (**Hanzen, 2010**).

3.3. Etapes et technique de l'insémination artificielle :

3.3.1. La décongélation :

La décongélation doit prendre en compte trois paramètres : la température, le temps et la solution de décongélation. En pratique, la température de bain marie utilisée est de 35 à 40°C, la durée de décongélation est de l'ordre de 30 secondes à 2 minutes. On peut envisager des lavages afin d'extraire le glycérol du milieu et de revenir à des conditions isotoniques afin d'éviter une altération des membranes des spermatozoïdes et des anomalies de flagelles c'est la méthode qui a été utilisée par **Hopskins et al., (1988)**.

3.3.2. Lieu de dépôt :

La méthode la plus utilisée est l'insémination intra-utérine : le sperme est déposé dans l'utérus (figure N°20) ou au niveau de la jonction utero-cervical. (**Hawk, 1987**) indique que quelques temps après l'insémination intra-utérine, une partie du sperme est drainée vers le vagin par le mucus cervical. (**Kenna et al., 1990**). Ont trouvés un taux de non-retour en chaleurs 70,8% pour l'insémination dans les cornes utérines contre 69.5% pour l'insémination intra-utérine. Par contre le dépôt du sperme dans les cornes présente beaucoup plus de risques de traumatisme et d'infection de l'utérus.

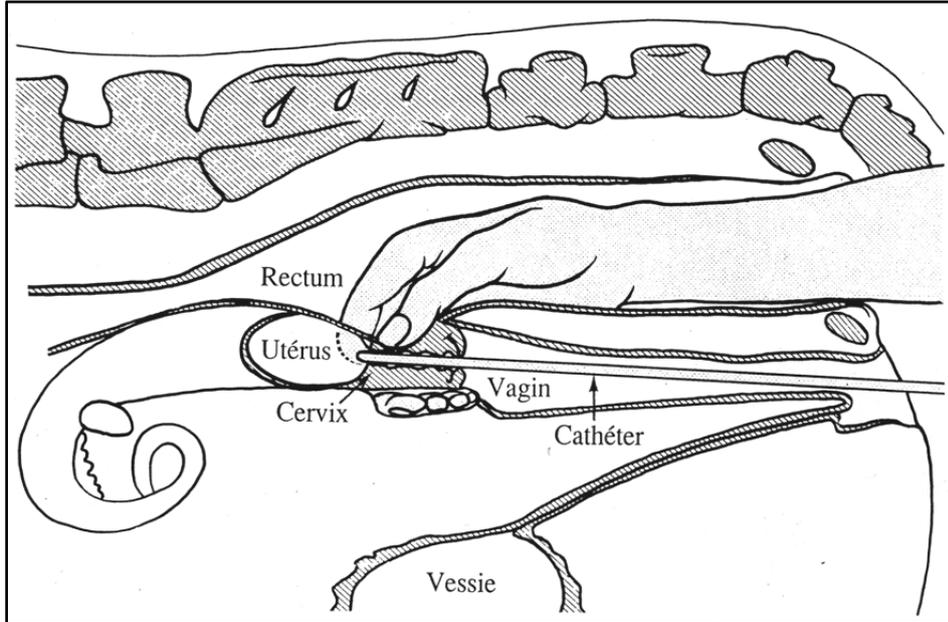


Fig. N°20: La mise en place de la semence (Hanzen, 2010).

3.3.3. Les instruments :

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

I. Présentation de l'étude :

Une étude rétrospective a été réalisée au niveau d'une exploitation de bovins laitiers, située dans wilaya d'El-Tarf, durant les années 2010, 2011, 2012, 2013, 2014 et 2015.

Cette enquête devait au départ porter sur les bovins de deux exploitations, la première se trouvant dans la région de Guelma et la seconde dans la région d'El-Tarf mais la courte période du stage, nous a permis seulement de la faire dans la seconde exploitation.

Pour cette étude rétrospective, 02 registres de la ferme ont été colligés.

1. présentation de l'exploitation :

La ferme Ben hamada est une ferme pilote qui a été réalisée par un groupe américain dénommé USFGC (United States Feed Grain Concl) suite au protocole d'accord conclu entre le ministère de l'Agriculture et l'organisme en date du 13/04/1987.

Crée par l'ORELAIT (Office Régionale de l'Est du Lait) d'Annaba le 01/01/1992. Elle a été transférée au CNIAAG le 01/08/2003 par arrêté ministériel N : 301 du 28/06/2003. Depuis elle est connue sous le nom de ferme expérimentale du CNIAAG (Center Nationale de l'Insémination Artificielle et de l'Amélioration Génétique). Elle est située dans la commune de Besbes, wilaya d'El-Tarf, précisément sur la Route de Zerizer N 74.

Ayant une capacité d'accueil de 400 têtes toutes catégories confondues dont 200 vaches laitières, pour un type de stabulation libre à logettes.

La reproduction est assurée exclusivement par l'insémination artificielle d'où le choix de cette ferme.

II. Matériel et méthodes :

1. Matériel :

Pour réaliser notre étude, nous avons pris comme échantillon les vaches laitières de la ferme expérimentale du CNIAAG. Les femelles inclus dans l'étude étaient de tous âges (génisses et vaches) et de race Prim' Holstein. L'effectif total, présent dans la ferme cette année 2016, est de 149 têtes toutes catégories : 84 vaches présentes, 32génisse plus de 12 moins, 33 velles. L'effectif total de la ferme durant les six ans d'étude, est indiqué dans le tableau I voir annexe II.

2. Méthodes :

Une enquête a été menée auprès du docteur vétérinaire et du technicien de l'exploitation concernant la reproduction, l'état de santé et l'alimentation du troupeau.

A partir des registres de suivi de la reproduction, ont été relevées, pour chaque année et chaque vache, les données suivantes :

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

- Le numéro d'identification de la vache ;
- Date de la première insémination ;
- L'intervalle vêlage- première insémination ;
- Date de l'insémination fécondante ;
- L'intervalle vêlage-insémination fécondante ;
- rang de l'insémination ;
- Date de vêlage ;
- L'intervalle vêlage-vêlage.
- L'âge à la première insémination ;
- L'âge au premier vêlage.

Les deux derniers paramètres qui sont l'âge à la première insémination et l'âge au premier vêlage ne concernent que les génisses mise à la reproduction de chaque année.

Ces données ont été analysées à l'aide de l'Excel 2007 qui nous a permis de calculer la moyenne de certains paramètres, et les pourcentages pour d'autres.

III. Présentation des résultats et discussion :

1. Répartition de l'effectif étudié :

Tableau N°03:répartition des vaches et des génisses de chaque année (2010- 2015).

Années	Vaches	Génisses	Total
2010	32	6	38
2011	48	13	61
2012	32	13	45
2013	42	9	51
2014	42	27	69
2015	25	14	39

Le tableau précédent indique l'effectif total de chaque année, réparti entre vaches et génisses, qui ont été retenus pour cette étude.

2. Les résultats de l'enquête :

2.1. Concernant la reproduction :

Au niveau de cette exploitation, l'insémination artificielle est pratiquée par deux inséminateurs. La semence utilisée est préparée au CNIAAG et est récoltée de plusieurs taureaux (voir annexe II tableau N°03).

La synchronisation des chaleurs, à base de progestérone, par l'utilisation de spirales vaginales, n'est appliquée que pour les vaches nécessitant plusieurs inséminations.

La réforme se fait uniquement à cause de l'âge ou d'un accident mais jamais à cause de l'infertilité.

2.2. Concernant l'état de santé du troupeau :

Dans le but d'améliorer les productions, un plan de prophylaxie est mis au point pour éviter les maladies infectieuses et à déclaration obligatoire. Ce plan consiste à faire le dépistage de la brucellose, de la tuberculose et de la leucose ainsi que la vaccination anti-aphteuse, antirabique et anti-clostridies. Le déparasitage (interne, externe, bain anti-tiques) est systématique.

Les pathologies qui sévissent sont surtout les maladies métaboliques (telles que l'acidose et la cétose), les mammites et les boiteries.

2.3. Concernant l'alimentation :

L'alimentation des animaux est produite ou achetée. Les aliments, presque toujours utilisés sont des aliments cultivés au niveau de la ferme comme le foin d'avoine, paille de blé, trèfle, l'orge en vert. Les autres aliments utilisés sont le concentré et l'ensilage de soja et même les aliments enrobés comme les drèches des tomates. Les aliments sont distribués selon les besoins des vaches.

3. Evaluation des résultats de l'insémination artificielle :

3.1. Le taux de non-retour en chaleurs 60 – 90 jours :

*Durant l'année 2010 :

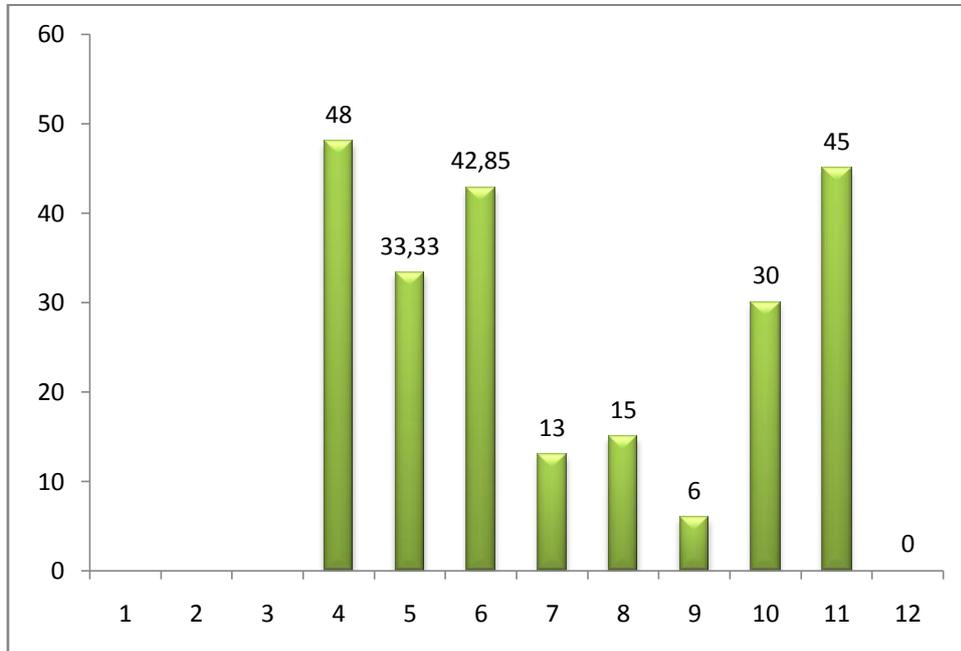


Fig. N°21 : taux de non retour en chaleurs 2010

On remarque que le taux de non-retour 60-90 jours est variable, avec un taux très bas qui est de 6% au mois de septembre et le plus élevé étant de 48% au mois d'avril. Pour les mois de janvier, février, mars et décembre le taux de non- retour n'a pas pu être calculé par manque de données.

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

***Durant l'année 2011 :**

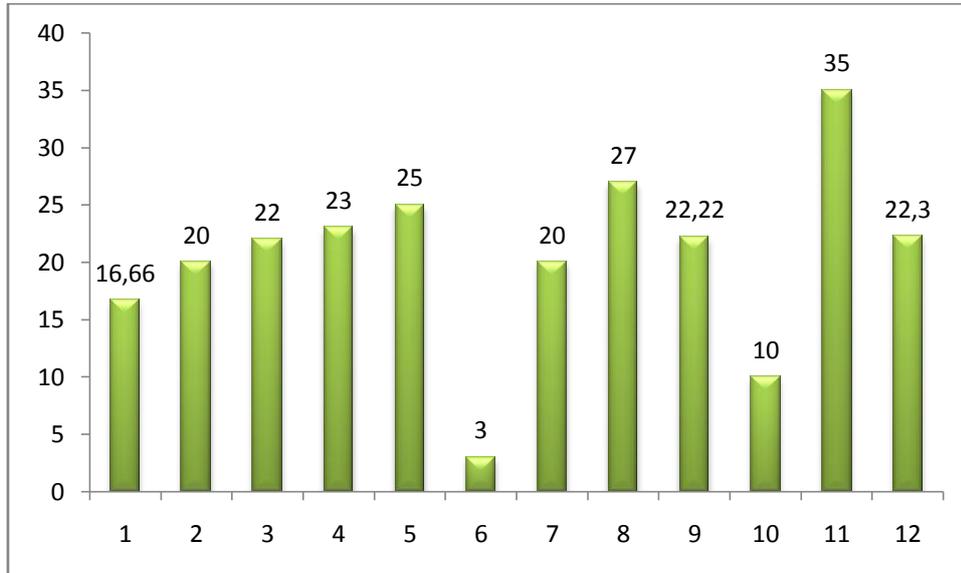


Fig. N°22 : taux de non retour en chaleurs 2011

Ce graphique montre des taux de non-retour 60-90 jours qui varient d'un mois à un autre et ne dépassant pas 35%. Le taux le plus faible est de 3%.

***Durant l'année 2012 :**

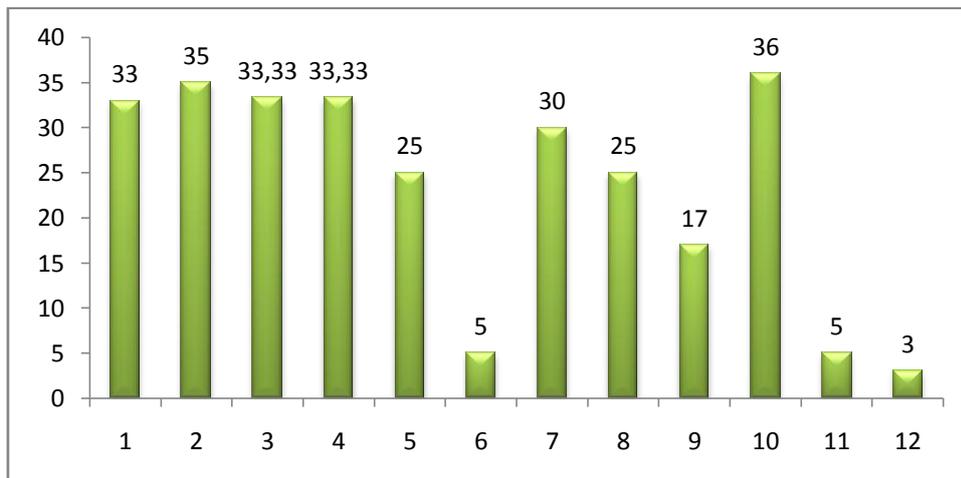


Fig. N° 23 : taux de non retour en chaleurs 2012

On constate que le taux de non-retour le plus élevé est de 36% au mois d'octobre et le plus faible est de 3%. Le mois de mars et avril ont le même taux, soit 33,33%.

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

***Durant l'année 2013 :**

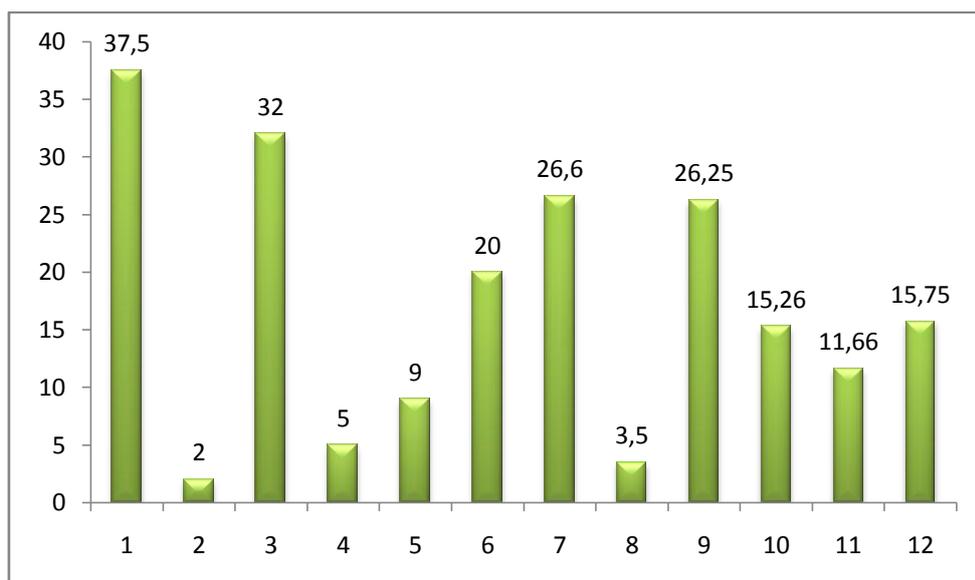


Fig. N°24: taux de non retour en chaleurs en 2013

Des taux très bas sont observés au cours de plusieurs mois, notamment aux mois de février, Avril, et Août ayant des taux respectif de 2%, 5% et 3,5%. Le taux le plus élevé cette année étant de 37,5%.

***Durant l'année 2014 :**

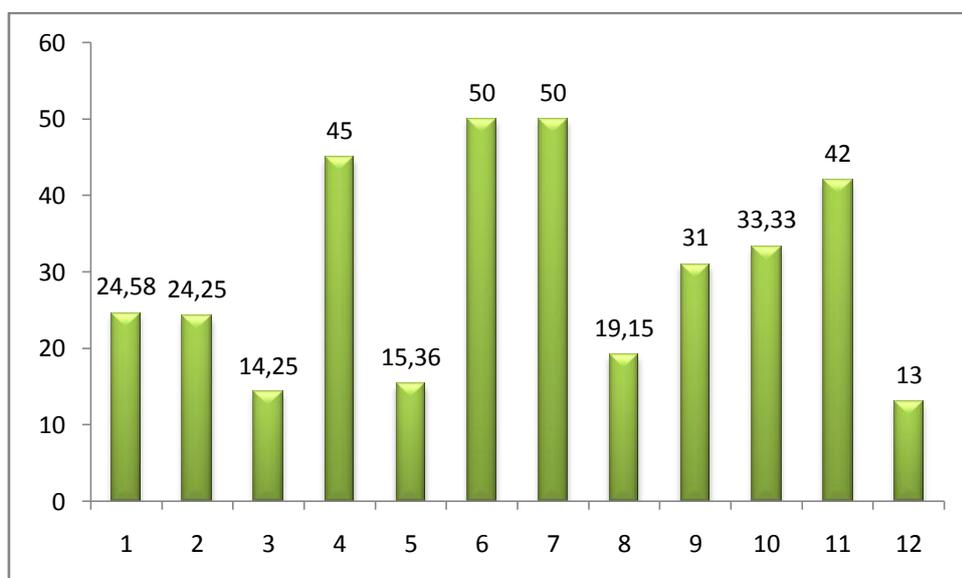


Fig. N°25 : taux de non retour en chaleurs en 2014

Ce graphique laisse voir des taux de non-retour 60-90 jours de 45% et 50%, calculés au mois d'avril, juin et juillet. Le taux le plus faible est de 13%.

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

***Durant l'année 2015 :**

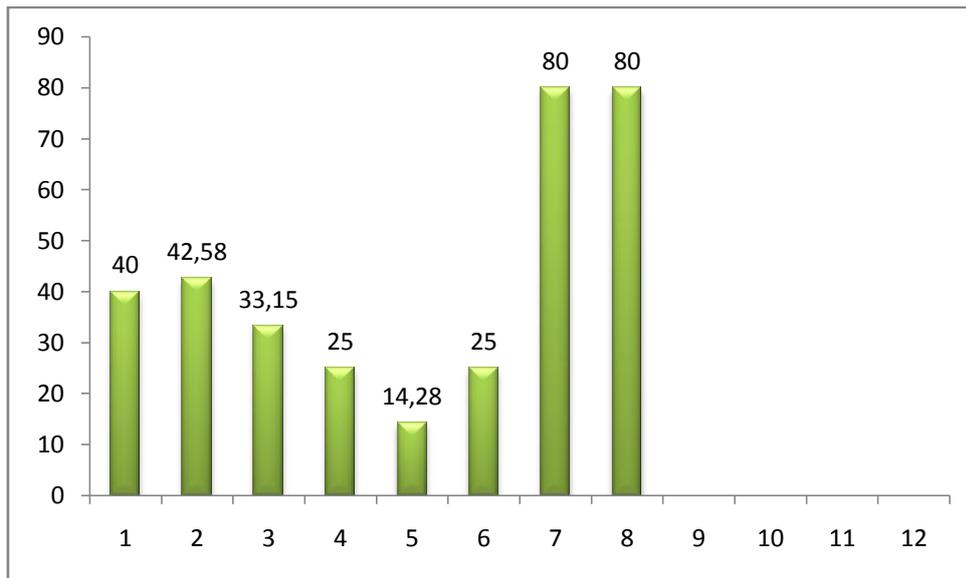


Fig. N°26 : taux de non retour en chaleur en 2015

Au cours de l'année 2015, le taux de non-retour 60-90 jours est nettement meilleur à comparer avec les années précédentes puisque on remarque un taux de non-retour 60-90 jours de 80% pour deux mois consécutifs.

Les résultats obtenus révèlent que le taux de non-retour des chaleurs s'éloigne de l'objectif visé et ce pour toute la période d'étude à l'exception de l'année 2014 pour les mois de juin et juillet et de l'année 2015 pour les mois de juillet et août, durant lesquelles, on a pu constater un taux de non-retour 60-90 j de 50% et de 80% respectivement, qui peut être expliqué par le recours à la synchronisation des chaleurs au cours de ces mois. Ce qui nous amène à penser que ces faibles résultats sont essentiellement dus à une mauvaise détection des chaleurs et au mauvais choix du moment de l'IA.

3.2. Résultats des paramètres de reproduction :

3.2.1. Chez les vaches :

a. Intervalle vêlage- première insémination :

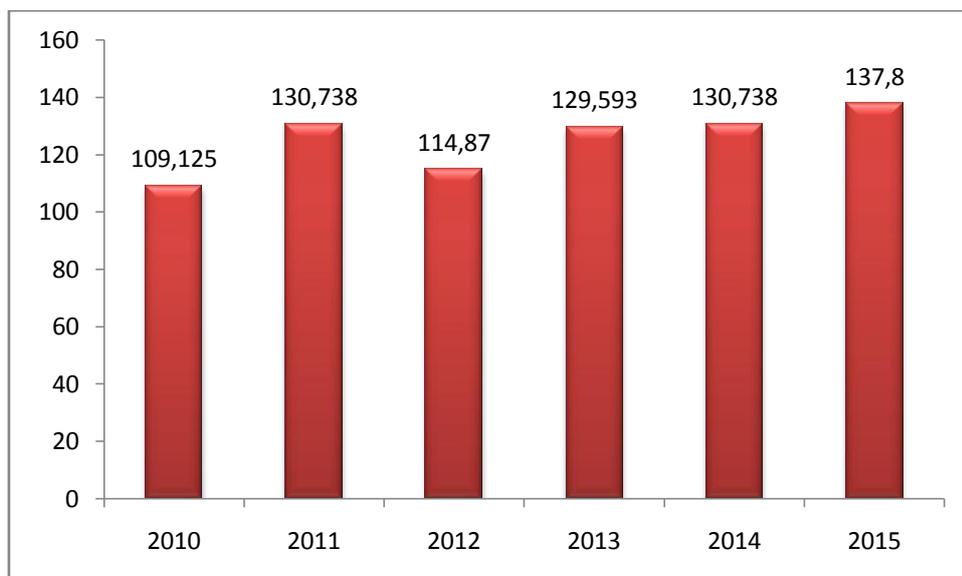


Fig. N°27 : moyennes des intervalles vêlage- première insémination

Le graphique montre que les moyennes des intervalles vêlage- première insémination dépassent 100 jours durant les six années avec une moyenne maximale de 137,8 jours en 2015.

Les résultats, de ce paramètre, consignés dans la figure N°27 montrent que les moyennes des intervalles vêlage- première insémination sont très allongés et ce pour toutes les années allant de 2010 à 2015 et dépassent le double de la norme habituellement admise de 60 jours. Les travaux réalisés par (Ghoribi et al ., 2005),, donnent des IV-IA1 moyens compris entre 65,5 jours et 75,5 jours. Nos résultats peuvent être expliqués par la mauvaise détection des chaleurs.

b. Intervalle vêlage-insémination fécondante :

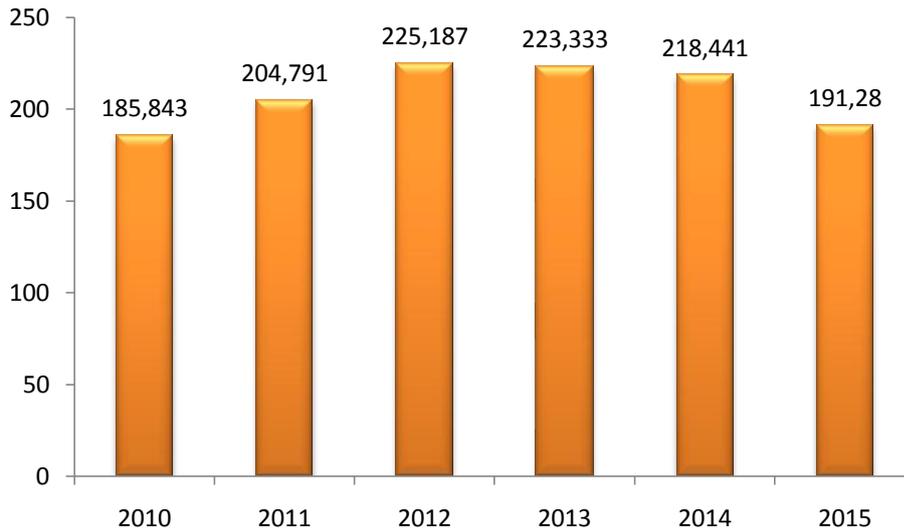


Fig. N°28: les moyennes des intervalles vêlage-insémination fécondante.

On remarque que les intervalles vêlage- insémination fécondante moyens de ce troupeau sont très élevés et ce durant les six années. L'IV-IF le plus bas étant de 185,84 jours. Les moyennes des IV-IF varient entre 185,84 - 225,18 j. Ces résultats sont très éloignés de l'objectif de 95 jours. (**Bouzebda, 2007**), dans la même exploitation, a trouvé que les moyennes des IV- IF étaient supérieures à 110 j. Selon (**Lebrgne, et al.**). L'idéale serait de 90 j. L'objectif de IV-IF est bien adapté aux prim'Holstein dont la durée de gestation moyenne est de 280j. C'est probablement le choix du moment d'IA qui peut être la cause de cet allongement voire même les conditions d'élevage.

Ce paramètre permet d'apprécier la fécondité du troupeau et des résultats trouvés on peut dire que le troupeau est en état d'alerte puisque son IV-IF moyen est supérieur à 100 j et que plus de 20% des vaches ont un IV-IF supérieur à 110 j.

c. Intervalle vêlage –vêlage :

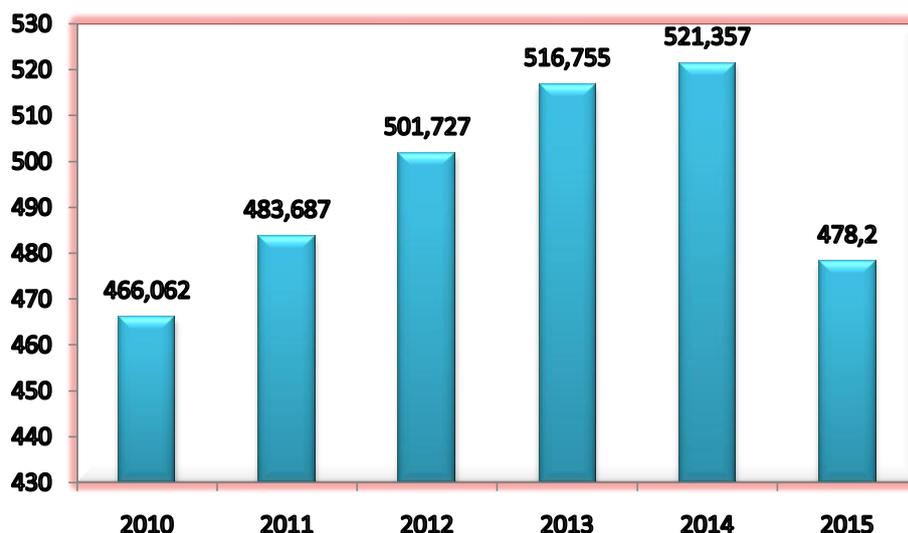


Fig. N°29 : les moyennes des intervalles vêlage- vêlage.

On remarque que les moyennes des intervalles vêlage-vêlage dépassent 460 jours durant toute la période d'étude. De plus elles n'ont pas cessé de s'allonger depuis l'année 2010 jusqu'à 2014 où une moyenne de 521,35 jours a été enregistrée.

L'intervalle entre les vêlages est largement supérieur à l'objectif qui est de 365 jours. La valeur moyenne obtenue est très loin de la norme. (Bouzebda et al., 2006) dans une exploitation située dans la wilaya de Guelma constatent des IV-V moyens compris entre 422 j et 464 j. par ailleurs, dans une étude, faite par (Senoussi, 2004) dans la région d'Annaba, l'IV-V moyen est de 384,68 j, valeur tout à fait correct par rapport aux normes admises.

Selon (Hanzen, 2004) l'allongement d'un mois de l'intervalle vêlage-vêlage réduit de 8% le nombre de veaux produits par le troupeau.

d. Taux de réussite en IA 1 et pourcentage des vaches nécessitant 3 IA ou plus :

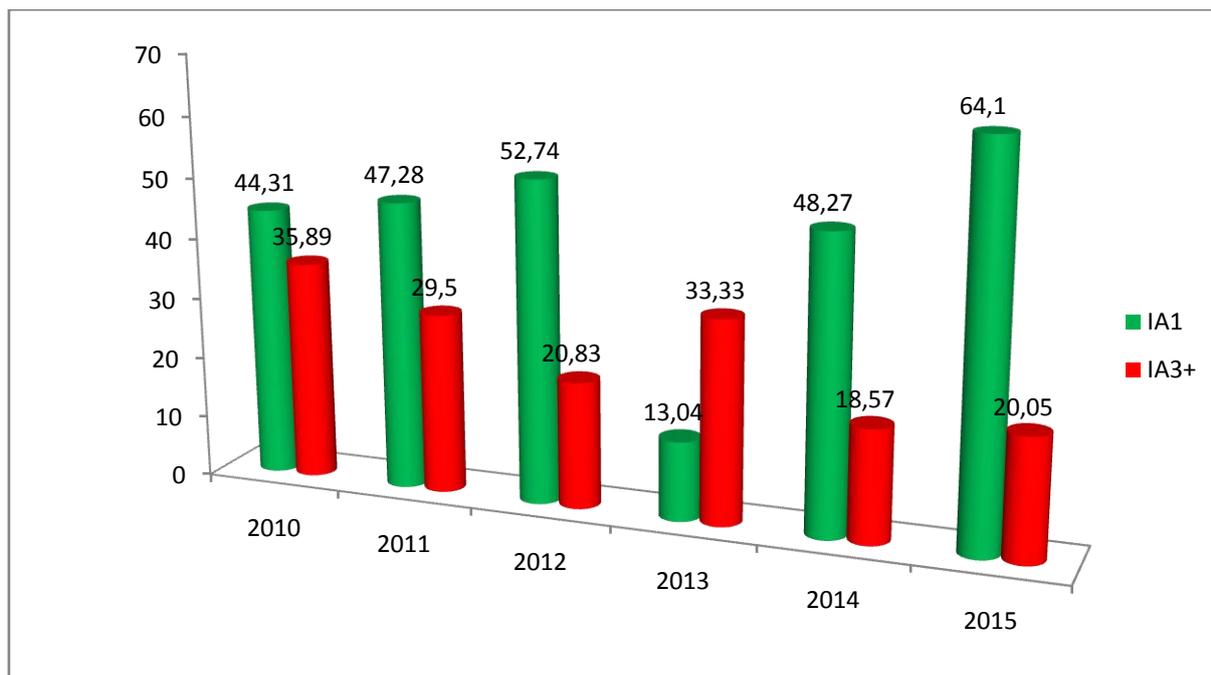


Fig. N°30 : taux de réussite en IA 1 et pourcentage des femelles ayant nécessité 3 IA ou plus.

On constate que le Taux de réussite en IA1 moyen varie d'une année à l'autre. Le taux le plus bas étant celui de l'année 2013, soit 13,04%. Alors que les pourcentages des vaches nécessitant 3 inséminations ou plus dépassent 20% pour les années 2010, 2011 et 2013, et pour les années 2014 et 2015, ils sont inférieurs ou égaux à 20%.

Le taux de réussite en première insémination est inférieur à l'objectif souhaité qui doit être supérieur à 55% sauf pour l'année 2012 où il est satisfaisant (52,74%) et l'année 2015 dont le TRIA1 est de 64,1%. Quant au pourcentage des vaches nécessitant 3 IA ou plus, il est supérieur ou égal à 20% pour toutes les années, excepté l'année 2014 où il est inférieur à 20% (18,57%). Selon l'étude de **Bouzebda, (2007)** le TRIA1 est de 44,37% alors que (**Kiers, et al., 2006**) donnent un score moyen de 40,50%.

Etant donné que la fertilité du troupeau est évaluée par le TRIA1 et par le pourcentage des vaches qui ont eu 3 IA ou plus pour être fécondées, les résultats obtenus dans notre étude laissent apparaître que le troupeau est en état d'alerte d'infertilité.

e. Nombre des inséminations au nombre d'inséminations fécondantes

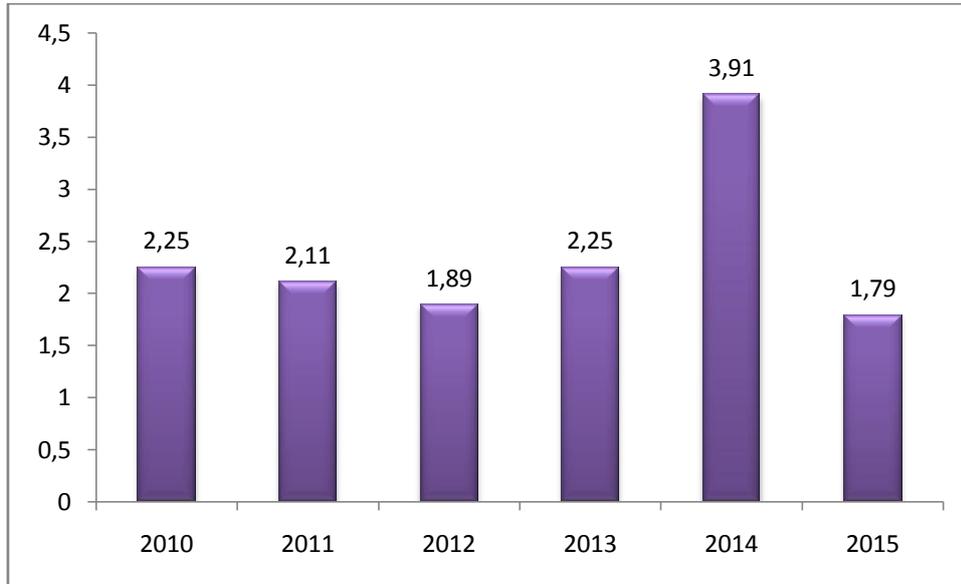


Fig. N°31 : nombre des inséminations au nombre d'inséminations fécondantes

Ce graphique révèle que le rapport du nombre d'inséminations au nombre d'inséminations fécondantes a atteint 3,91 en 2014. il reste loin de l'objectif pour les autres années, sauf pour l'année 2015.

Les résultats relatifs au rapport du nombre d'inséminations au nombre d'inséminations fécondantes se rapprochent de celui trouvé par (Bouzebda, 2007). qui est de 2,17. Selon (Thimonie et al., 2000). il s'agit d'un critère synthétique de fertilité fréquemment utilisé et très significatif qui peut être considéré comme correct lorsqu'il est inférieur à 1,8.

3.2.2. Chez les génisses :

Age à la première insémination et au premier vêlage :

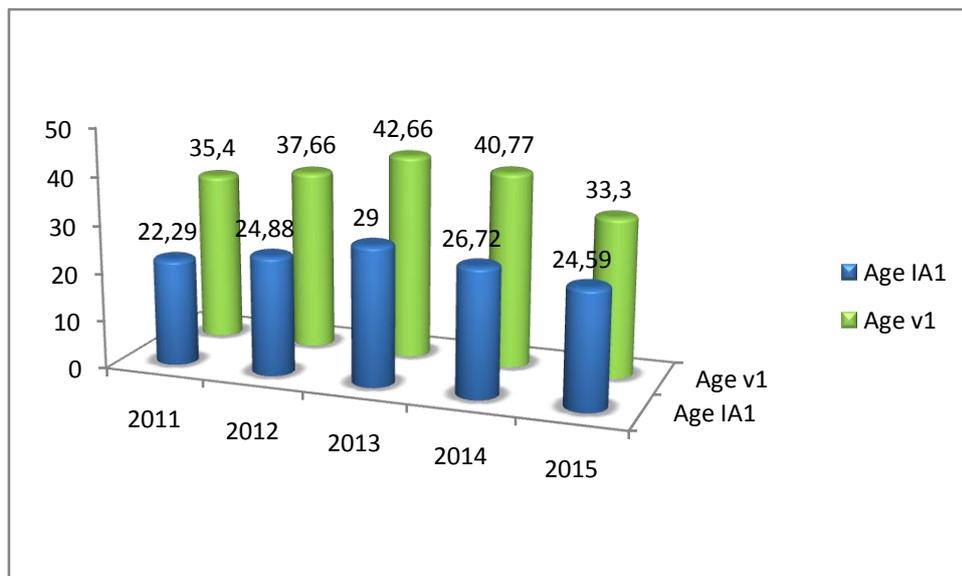


Fig. N°32 : moyennes d'âge à la première IA et au premier vêlage de chaque année.

L'observation de cet histogramme, permet de constater que les moyennes d'âge à la première IA et au premier vêlage les plus élevées sont observées en 2013, avec des moyennes de 29 mois et de 42,66 mois respectivement. Cependant, elles restent élevées surtout au cours des années 2011, 2012 et 2014.

D'après l'étude de (bouzebda, 2007), il ressort que l'âge moyen des génisses à la première insémination et au premier vêlage est respectivement de 20,34 mois et 39,73 mois. (Haddada, et al., 2005) observent dans des élevages au Maroc, chez des génisses de race Holstein, des âges moyens de mises à la reproduction de 19,11 mois et de mise bas de 28,46 mois.

Les résultats concernant ces deux paramètres, se rapprochent de ceux de (Bouzebda, 2007) cependant, ils restent distants de ce qui est recommandé. En prenant en considération que l'âge à la première IA doit se situer entre 14 et 16 mois pour les génisses de race Holstein et l'âge au premier vêlage entre 23 et 25 mois (Wathiax, 2004). Ces données sont liées au poids des génisses. En effet, les génisses ; qui ont fait l'objet de cette étude, ne sont inséminées que lorsque leur poids corporel atteint les 60%. Le retard de mise à la reproduction serait peut-être dû à un retard de croissance.

Conclusion :

A la lumière des résultats trouvés suite aux traitements des données rassemblées au niveau de la ferme de Ben Hamada, il ressort que la conduite de la reproduction de ce troupeau est loin d'être maîtrisée. En effet, l'élevage des vaches laitières requiert une gestion rigoureuse des paramètres de la reproduction.

Malgré le recours à l'insémination artificielle comme seul moyen de reproduction des vaches laitières de cette exploitation, le taux de non-retour est décevant lorsque cette technique est appliquée sur des chaleurs observées. Il est, par contre, satisfaisant après une synchronisation des chaleurs.

Quant aux autres paramètres de reproduction étudiés, ils s'écartent fortement des objectifs ciblés. La moyenne des intervalles vêlage- insémination fécondante dépasse 200 jours alors que l'idéal serait de 90 jours, ce qui signe que le troupeau a une mauvaise fécondité. De même, les moyennes des intervalles vêlage-vêlage dépassent 460 jours, sachant que la durée moyenne de la gestation de la race Prim'Holstein est de 280 jours. Le taux de réussite en première IA est inférieur à 55% et le pourcentage des vaches ayant nécessité trois IA ou plus est supérieur à 20%, ce qui signe que le troupeau a une mauvaise fertilité. En outre, Le rapport du nombre d'inséminations au nombre d'inséminations fécondantes est supérieur à 1,8. Chez les génisses, l'âge moyen à la première insémination et au premier vêlage est loin de ce qui est recommandé soit 14- 16 mois et 23- 25 mois de façon respective.

Ceci explique que le troupeau qui a fait l'objet des moyennes des intervalles vêlage-vêlage de cette étude présente des normes de fécondité et de fertilité en dessous de ce qui est admis.

Enfin, nous tenant à présenter les recommandations suivantes :

- Il faut dresser un bilan de reproduction afin de déceler les différents facteurs de risque ;
- Améliorer la détection des chaleurs ou mieux utiliser la synchronisation des chaleurs ;
- Contrôler de façon systématique le retour à la cyclicité ovarienne au plus tard 30 jours après le vêlage ;
- Traiter les pathologies post- partum ;
- Eviter les pathologies métaboliques ;
- Réformer les vaches infertiles.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

A

Albert, (2007). Evaluation of potential breeding soundness of the bull.

Curent Therapy in large animal theriogenology, Second edition –Saunders Elsevier. 2007, p 230-233.

Armstrong, D.G., Gong J.G., Gardner J.O., Baxter G., Hogg C.O., Webb, R., (2002).

Steroidogenesis in bovine granulosa cells: the effect of short- term changes in dietary intake. Reproduction. 2002, 123: 371- 378.

At-taras, E.E., Spahr S.L., (2001). Detection and Characterization of Oestrus in Dairy Cattle with an Electronic Heatmount Detector and an Electronic Activity Tag. 2001.

B

Ballery, (2005). Mise au point sur les protocoles de maîtrise des cycles chez les bovins.

Thèse Méd. Vét, Alfort. 2005, p : 136.

Barone, R., (1987). Anatomie comparée des mammifères domestiques. Vigot. 1978, tome 3, p: 90, 157, 181, 185, 18.

Barone, R., (1990). Anatomie comparée des mammifères domestiques. 2^{ème} édition. Vigot. 1990, tome 4, p : 317, 335, 337, 339, 363, 369 ; 951.

Barone, R., (2001). Appareil génital mâle in Anatomie comparée des mammifères domestiques. Splanchnographie II. Vigot. 2001, tome 4, p : 83, 250.

Bartolome J.A., Melendez P., Kelbert D., Swift K., Mchale J., Hernandez J., Silvestre F., Risco C.A., Arteché, A.C.M., Thatcher W.W., Archbald L.F., (2005).Strategic use of gonadotrophin-releasing hormone (GnRH) to increase pregnancy rate and reduce pregnancy loss in lactating dairy cows subjected to synchronization of ovulation and timed insemination. Theriogenology. 2005, p: 63, 1026- 1037.

Batellier,F., Blesbois,E., Brillard,J.,P.,Gorovoun,M.,Hérault,F.,Heyman,Y., Perrier,G., SaderneM.,C.,R.,Savary,F.,Vignon,X.: la reproduction des animaux d'élevage.2 édition ,407p.

Benyounes , A. A., cours de la maîtrise de la reproduction , master académique : production et technologies laitières.2015

Bezuidenhout ,C., Fourie, F.R., Meintjes, M., Bornman ,M.S., Bartels ,p., Godke, R.A. ,(1995).Comparative epididymal sperm cell motility of African ungulate and equid game species stored at 4°C.Theriogenology. 1995, p: 43, 167.

Blanchard, T.L., (1905).Manual of equine reproduction, 2nd edition. Mosby 2003.

Blockey, M.A., (1976).Sexuelbehaviour of bulls at pasture a review. Theriogenol.1976, p : 589-595.

Bonnes ,G., Desctaupe, J., Drogoul ,C., Gadoud ,R., Le Loc'h ,A., Montmeas, L., Robin,G., (1988).Reproduction des mammifères d'élevage. 1ère édition, Paris.1988.

Bourbia, R., (1998).L'approvisionnement alimentaire urbain dans une économie en transition: le cas de la distribution du lait et des produits laitiers de l'ORLAC dans la ville d'Alger. Montpellier : Institut Agronomique Méditerranéen de Montpellier. Thèse de Master Of Science. Octobre1998, p : 200.

Bouzebda, Z., Bouzebda, F., Guellati, M.A., Grain, F., (2006). Evaluation des paramètres de la gestion de la reproduction dans un élevage bovin du Nord Est Algérien. Sciences & Technologie C - N°24, Décembre 2006, p : 13-16.

Bue, P., (1992). Contribution à l'étude de la conservation d'une semence de chien pendant 48 h à +4°C choix d'un milieu et influence du glycérol. Thèse Méd. Vét, Nantes, n°127. 1992, p : 81.

Buhr, M.M., Zhao, Y., (1996). Milk affect the calcium regulatory ability of bovine spermatozoa. La Haye, abstract n°131. 1992, p: 417-419.

C

Caraty, A., Duittoz, A., Pelletier, J., Thiéry, J.C., Tillet, Y., Bouchard, P., (2001).

Libération pulsatile des gonadotropines, de la prolactine et de la GH. Le contrôle de la pulsativité de LH. Dans : Thibault et Levasseur (Edits). La reproduction chez les mammifères et l'homme. Ellipses, INRA, Paris. 2001, p : 85-107.

CHastant-Maillard, S., Fournier, R., Remy, D., (2005). Les vagues folliculaires : Actualités sur le cycle de la vache. Point Vét, n° 36. 2005, p : 10-15.

CHastant, S., (2005). Diagnostic de gestation chez la vache. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité pédagogique de Pathologie de la Reproduction. 2005, p : 27.

CHenault, J.R., Bouchen, J.F., Dame, K.J., Meyer, J.A., Wood-Follis, S.I., (2003).

Intra-vaginal progesterone insert to synchronize return to estrus of previously inseminated dairy cows. J. Dairy. Sci. 2003, p: 86, 2039-2049.

Constantinescu, G., (2004). Clinical dissection guide for large animal. Horse and large Ruminants-2^{ème} édition. Iowa : Iowa State Press. 2004, p: 321.

Coyank, K., Atman, M.B., (2003). Synchronization of estrus in cows using double PGF2& GnRH-PGF2& combination. Revue Méd, vet. 2003, p: 154, 2, 29-96. .

Cuisenier , C., (1996).Contribution à l'étude de l'importance de l'examen du sperme dans le contrôle d'aptitude à la reproduction des taureaux de monte naturelle. These : Med.vet. Alfort, n°53.1996.

D

Djibrine, M., (1987).Bilan de l'Insemination artificielle dans l'espècebovine au Cameroun.These. Med. Veto Dakar. 1987, p: 12.

Driancourt ,M.A., Gougeon A., Royere ,D., (1991).La fonction ovarienne. Dans : la reproduction chez les mammifères et l'homme. Thibault C., Levasseur MC. Eds Ellipses INRA.1991, p: 273- 298.

Driancourt, M.A., Gougeon, A., Monniaux, D., Royère, D., Thibault, C., (2001). Folliculogenèse et ovulation. Dans : la reproduction chez les mammifères et l'homme. Thibault C., Levasseur MC. Eds Ellipses INRA. 2001, p : 316- 322.

Drion, P.V., Ectors, P.J., Hanzen, C., Houtain, J.Y., Lonergan ,P., Beckers ,J-F. ,(1996). Regulation de la croissance folliculaire et lutéale. Le point veterinaire.1996, Vol. 28.

Dumont ,P., (1997).Appréciation de la fonction sexuelle du taureau reproducteur. Le Point Vétérinaire.1997, p :28. 1617-1628.

E

England ,G., Plummer, J. ,(1993). Hypo-osmotic swelling of dog spermatozoa.Journal of Reproduction and Fertility. 1993, p: 47, 261-270.

Erickson ,G.,F., Danforth D.,R., (1995).Ovarian control of follicle development.American Journal of Obstetrics and Gynecology.1995, p: 172: 736-747.

F

Fieni, F., Tainturier, D., Bruyas ,J.,F., Battu ,I. ,(1995).Physiologie de l'activité ovarienne cycliquechez la vache.Bull GTV.1995, p : 4 : 35-49.

Fournier, R., Driancourt, M.,A., Barreteau, S., (2004).Synchronisation des chaleuset IA programmée chez les bovins. Comment maintenir une bonne fertilité avec desprogestagènes sans oestrogènes? édition des GTV.In: Journées Nationales GTV, Tours, Paris. 2004, p: 889-892.

G

Gérard, O., Kherredine, B. ,(2002).Production de semence bovine. Didacticiel de Maîtrise de la reproduction des bovins.2002, p : 73.

Gernigon ,T .,(1993).Embryologie générale humaine.Office des publications universitaires 1, place centrale de ben-aknoun, Alger.1993, p : 53

Gil , Z., Szarek,J., Kural, J .,(1997).Detection of silent oestrus in dairy cows by milk temperature measurement.Anim. Sci.1997, p: 65, 25-29.

Giroud ,O., (2007).Détection des chaleurs des vaches laitières par vidéosurveillance : évaluation de méthodes d'utilisation.Mémoire de fin d'études, ISARA, Lyon. 2007, p :73.

Graham, J.,D., Clarke, C.,L. ,(1997).Physiological action of progesterone in targettissues. Endocr. Rev.1997, p: 18:502- 519.

Goodman, M .,(2002). Demystifying Ovulation Timing. Clinical Techniques in Small Animal Practice,n° 3. 2002, p: 17, 97-103.

Grimard ,B., Humblot, P., Mialot, J.P., Ponter, A.,A., CHastant, S., (2003). Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovins. INRA Prod. Anim. 2003, p : 16, 211-227.

Guy, L., Bryson, A., Lonarger ,Y., Bouskuet , D ., (2003). La détection des chaleurs et la moment de l'insémination artificielle. Centre d'insémination artificielle du Québec Sait-Hyacinthe. Conférence 30 Octobre 2003, p : 8.

Gwazdauskas ,F.,C., Lineweaver, J.,A., Gillard ,M.,L .,(1983). Environmental and Management Factors Affecting Estrous Activity in Dairy Cattle. J. Dairy Sci. 1983, p: 66, 1510-1514.

H

Haddada B., Grimard B., ElAloui Hachimi A., Najdi J., Lakhdissi H., Ponter A.A., F., Mialot J.P., (2005)

Performances de reproduction des vaches laitières **natives et importées dans la région du Tadla** (Maroc). Renc. Rech. Ruminants, 2005, 12.

Hafez, E., (1993). Reprodução Animal. Fisiologia veterinária. Elsayed Saad edition. 1993, p: 513.

Hamon, R., Thepot ,N., Salaun, G. ,(1999). Biologie de la reproduction des mammifères d'élevage. Educagri édition. 1999, p : 81. 132 pages.

Hanzen, Ch .,(2010). Cours d'inséminations artificielles chez les ruminants. Faculté de médecine vétérinaire, Université de Liège. 2010, p : 4, 5, 6.

Hanzen, Ch., (2010). Cours de rappels anatomophysiologiques relatifs à la reproduction de la vache. Faculté de médecine vétérinaire, Université de Liège. Service de Thériogénologie des

L'insémination artificielle dans un élevage de vaches laitières, cas de la ferme Ben Hamada (wilaya d'El-Tarf)

animaux de production.2010. P : 2, 3, 8 pages.

Hanzen, Ch., (2009).Cours Propédeutique de l'appareil génital de la vache.

Faculté de médecine vétérinaire, Université de Liège. Service de Thériogénologie des animaux de production.2009.

Hanzen, Ch., (2009).Cours La détection de l'œstrus chez les ruminants.Faculté de médecine vétérinaire, Université de Liège. 2009, p : 5, 6, 11.

Hanzen, Ch. ,(2004).cours d'obstétrique et pathologie de la reproduction.faculté de médecine vétérinaire, Université de Liège.2004.

Harwood, E.,D., Jensen, E.,L., Wieckert , D.,A., Clayton, M.,K. ,(1991).Milk yield variation concurrent with conception.J. Dairy Sci.1991, p: 74, 2172-2179.

Haskouri, H., (2001).Gestion de la reproduction chez la vache: insémination artificielle et détection de chaleur. Institut agronomique et vétérinaire Hassan2.2001.

I

INRAP ., (1988). Les hormones de la reproduction.In: Fourchet. Reproductions des mammifères d'Élevage.1988, p : 29- 41.

Institut d'élevage,(2008).Les maladies des bovins.France agricole, 4^{ème} édition.2008, p : 459.

K

Kastelic,J.,P .,(2001).Computerized Heat Detection.Advances in Dairy Technology.2001, p:13, 393-402.

Kaidi, R. : Corus de biotechnologies de la reproduction. Departement des sciences veterinaries, université de Blida.

L

Lacroix , C., (1988).Le prélèvement de sperme par électro-éjaculation chez le taureau charolais. Rec. Med. Vet.1988,p : 164, 6-7.

Lane , E.,A., Austin,E.,J., Roche, J.,F., Crowe ,M.,A., (2001).The effect of estradiolbenzoate or a synthetic gonadotropin-releasing hormone used at the start of a progesterone treatment on estrous response in cattle. Theriogenology. 2001, p: 56, 79-90.

Leborgne,M.C., Tanguy,J.M.,Selin,I,Vergonzanne,G.,Winner,E.: reproduction des animaux d'élevage .3 edition ,466p.

M

Marie ,M., (1996).Use of monitoring for assessment of reproductive status in postpartum cows.Application of an ELISA technique. FAO-IAEA, Second ResearchCoordinationMeeting,Rabat, 1-5 April 1996, p: 2.

Mechekour, (2001).Détecteurs de chevauchement. Le paysan Tarnais.Journal hebdomadaire agricole et rural. 2001, p : 12, 13.

Mechekour et B., Griffoul ,(2003).Medicaments de la reproduction.Dossier spécial médicamentsveterinaires. 2003, p :44, 45.

Mechekou, (2011).Un coup de collier pour détecter les chaleurs. Revue n° 242. 2011, p : 68.

Meghni, (2010).L'insémination artificielle pour en finir avec l'importation du lait. La tribune. Quotidien national d'information 15 décembre 2010, p : 5.

Mermillod ,P., et Marchal, R., (1999),La maturation de l'ovocyte de mammifères.Médecine/Sciences. 1999, p : 15 : 148- 156.

P

Parez, M., Duplan, J., M., (1987).L'insémination artificielle bovine. ITEB et UNCEIA. Paris. 1987, p 17-25, 46-82.

Peters, H., McNatty, K., P., (1980).The Ovary. In Reproductive Biology Handbooks 175pp Ed Elek. Granada Press, New York.1980, p: 60, 61,62.

Picard-Hagen, N., Humblot, P., Berthelot, X., (2005).Le point sur les protocolesactuels de synchronisation. Le point vétérinaire, Reproduction des ruminants: maîtrise des cycles et pathologie.2005, p: 32-36.

Pena, A., Lindde-Forsberg, (2000).Effects of Equex, one- or two-step dilution, and two freezing and thawing rates on post-thaw survivalof dog spermatozoa. Theriogenology.2000, p: 54, 859-875.

Ponsart, C., Freret, S., Humblot, P., Charbonnier, G., Dubois,P., (2006).Signes de chaleurs, profils de cyclicité, état sanitaire du début de lactation, état corporel et production laitière = 5 effets conjugués sur la reproduction.

Bulletin Technique de l'Insémination Animale. 2006, p : 120, 33-36.

Posiere,B.,(2002).Récolte de la semence de chat par électroéjaculationetpar dissection de l'épididyme. ThèseMéd. Vét., Alfort.2002, p :95.

R

Rorie, R.,W., Bilby, T.,R., Lester, T.,D.,(2002).Application of electronic estrus detection technologies to reproductive management of cattle. Theriogenology. 2002, p:57, 137-148.

Rosenberg, G., Krause,D., (1979).L'appareil génital male. in : Examen clinique des bovins, méthode, résultat, interprétation,édition de point vétérinaire, maisioalfort. 1979,p: 324-372.

Rosier, A.,F., (2007).Ejaculate traits in the Namibian cheetah of age, season and captivity. *Reproduction, fertility and developpement.* 2007, p : 19, 370-382.

Rota, A., Pona ,A.,L ., Lind, Forbeng, C., Rodrigue-Martinez, H. ,(1999).In vitro capacitating of the frech, chilled and forzen – thawed dog spermatozoa assessed by chloretecycline assay and changes in motility. *Animreprodsci.* 1999, p: 199.

S

Saint-Dizie, M., (2005) .La detection des chaleurs chez la vache.*Pointvét.* n°36. 2005, p : 22-27.

Saint-Dizie, M.,Chastant , S.,Coordinnatrices,M. :la reproduction animale et humaine. Édition quae RD10,78026 versailles cedex ,750p

Saumande, J .,(2000).La détection électronique des chevauchements pour la détection des vaches en chaleur : possibilités et limites.*Rev. Méd. Vét .* 2000, p: 151, 1011-1020.

Soltner, D.: la reproduction des animaux d'élevage. 3 edition 2001, 224p

Stievenart,M., (1996).L'électro-éjaculation chez les mammifères. *Revue bibliographique.*Thèse: Med.vet. : Lyon : n°6609.1996, p : 56.

T

Thibier, M., CHapagaonkar, K., Joshi, A., Karbade, V., Recca ,A., (1983).

Use of a heat detection paste on dairy cattle in France.*Vet. Rec.* 1983, p : 113, 128-130.

Thimonier,J., Cognie,Y., Lassoued,N. et Khaled,G.,2000. L'effet de la progestérone sur le taux d'ovulation.*Repro. Nut.Dev.*35,415-426

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

V

Van eerdenburg ,F.,J.,C.,M., Karthaus, D., Taverne, M.,A.,M., Merlcs,E., I., Szenc,O., (2005).The Relationship between EstrousBehavioral Score and Time of Ovulation in Dairy Cattle.J. Dairy Sci.2002, p: 85, 1150-1156.Watthiaux Michel,2005 Reproduction et sélection génétique. Institut Babcock pour la recherche et le développement international du secteur l
Watthiaux Michel,2005 Reproduction et sélection génétique. Institut Babcock pour la recherche et le développement international du secteur laitier
.U.W.Madison,Wisconsin, ...

W

Watthiaux, M.,A., (2004).L'élevage de génisses de la naissance au sevrage,vue générale des pratiques d'élevage .Publication Institut Babcock,Chapitre 27