

UNIVERSITÉ DE NGAOUNDÉRE

ÉCOLE DES SCIENCES ET DE
MÉDECINE VÉTÉRINAIRE

DÉPARTEMENT DE PHYSIOLOGIE ET
BIOTECHNOLOGIES DE LA
REPRODUCTION



THE UNIVERSITY OF NGAOUNDERE

SCHOOL OF VETERINARY MEDICINE
AND SCIENCES

DEPARTMENT OF REPRODUCTIVE
PHYSIOLOGY AND
BIOTECHNOLOGY

**ÉVALUATION DU POTENTIEL OVARIEN DES ZÉBUS
POUR LA PRODUCTION *IN VITRO* D'OVOCYTES
FÉCONDABLES DANS LE PLATEAU DE L'ADAMAOUA**

**MÉMOIRE PRÉSENTÉ EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE
DOCTEUR EN MÉDECINE VÉTÉRINAIRE**

Par

DAWAYE SOULEY MONGLO

Matricule : 07A010MV

Première promotion

Encadreur

Dr KOUAMO Justin

Chargé de cours

Superviseur

ZOLI PAGNAH André

Professeur

Année 2014

UNIVERSITE DE NGAOUNDERE

ECOLE DES SCIENCES ET DE
MEDECINE VETERINAIRE

DEPARTEMENT DE PHYSIOLOGIE
ET BIOTECHNOLOGIES DE LA
REPRODUCTION



THE UNIVERSITY OF NGAOUNDERE

SCHOOL OF VETERINARY
MEDICINE AND SCIENCES

DEPARTMENT OF REPRODUCTIVE
PHYSIOLOGY AND
BIOTECHNOLOGY

**ÉVALUATION DU POTENTIEL OVARIEN DES ZÉBUS
POUR LA PRODUCTION *IN VITRO* D'OVOCYTES
FÉCONDABLES DANS LE PLATEAU DE L'ADAMAOUA**

MÉMOIRE PRÉSENTÉ LE **01 DECEMBRE 2014** A
L'ÉCOLE DES SCIENCES ET DE MÉDECINE VÉTÉRINAIRE

Par :

DAWAYE SOULEY MONGLO

Matricule : 07A010MV

Première promotion

**Encadreur :
KOUAMO Justin
Chargé de cours**

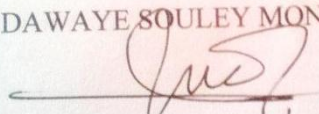
**Superviseur :
ZOLI PAGNAH André
Professeur**

Année 2014

FICHE DE CERTIFICATION DE L'ORIGINALITE DU TRAVAIL

Je soussigné **DAWAYE SOULEY MONGLO** atteste que le présent mémoire est le fruit de mes propres travaux effectués à l'abattoir municipal de Ngaoundéré et au laboratoire de l'IRAD-WAKWA, sous l'encadrement du Dr KOUAMO Justin et la supervision du Pr ZOLI PAGNAH André.

Ce mémoire est authentique et n'a pas été antérieurement présenté pour l'acquisition de quelque grade universitaire que ce soit.

DAWAYE SOULEY MONGLO

Date 14/11/14

Visa de l'encadreur

Dr. KOUAMO Justin
DVM, PhD.

Date 14/11/14

visa du superviseur

Date 15 NOV 2014

Pr. Zoli Pagnah André
Agrége de Médecine Vétérinaire

Visa du Chef du département

Date 15 NOV 2014

Pr. Zoli Pagnah André
Agrége de Médecine Vétérinaire

FICHE DE CERTIFICATION DES CORRECTIONS APRES SOUTENANCE

Le présent mémoire a été revu et corrigé conformément aux observations du jury.

Visa du superviseur

Date

Visa du président du jury

Date



The image shows a handwritten signature in blue ink, which appears to be 'Prof. Mpoame Mbida'. Below the signature is a red circular stamp containing the text 'Prof. Mpoame Mbida' and the date '16 AVR 2015'.

Visa du Chef du département

Date

DÉDICACE

À

BOUBA MONGLO

REMERCIEMENTS

Au Directeur de l'Ecole des Sciences et de Médecine Vétérinaire (ESMV), le Professeur ZOLI PAGNAH André, qui n'a ménagé aucun effort pour la réussite de notre formation et pour avoir accepté de superviser ce mémoire.

Au Docteur KOUAMO Justin qui a encadré ce travail. Il a porté un intérêt particulier et a suivi de près toutes les étapes de réalisation de ce travail.

A tout le personnel enseignant et administratif de l'ESMV.

Au chef du centre de l'IRAD pour nous avoir accordé le laboratoire.

Au Dr MANCHANG, Dr Germanus BAH du laboratoire de l'IRAD et au personnel de l'abattoir municipal de Ngaoundéré pour leur soutien et leur collaboration.

A mon père MONGLO Silas, ma mère ASTA Elisabeth, mon oncle VONDOU MASSAYE Pierre et à tous mes frères et sœurs. Que Dieu leur accorde longue vie.

A tous mes camarades de la première promotion.

TABLE DES MATIÈRES

	Page
FICHE DE CERTIFICATION DE L'ORIGINALITE DU TRAVAIL	
FICHE DE CERTIFICATION DES CORRECTIONS APRES SOUTENANCE	ii
DÉDICACE.....	iii
REMERCIEMENTS	iv
LISTE DES TABLEAUX	xi
LISTE DES FIGURES	xii
LISTE DES PHOTOS	xiii
LISTE DES ABRÉVIATIONS	xiv
RÉSUMÉ.....	xv
ABSTRACT	xvi
INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTÉRATURE	3
A. ANATOMIE ET PHYSIOLOGIE DE L'OVAIRE	3
I. Anatomie de l'ovaire.....	3
I.1. Morphologie	3
I.2. Topographie	4
I.3. Structure histologique.....	4
I.4. Irrigation et innervation	5
II. Physiologie de l'ovaire	5
II.1. Ovogenèse	5

II.2. Cycle sexuel	6
II.2.1. Événement cellulaire ovarien	6
II.2.1.1. Folliculogenèse	6
II.2.1.1.1. Aspects morphologiques du développement folliculaire	7
II.2.1.1.2. Dynamique de la croissance folliculaire	10
II.2.1.1.3. Régulation de la croissance folliculaire.....	13
II.2.1.2. Atrésie folliculaire	13
II.2.1.3. Ovulation et maturation du complexe cumulus-ovocyte	14
II.2.1.3. 1. Ovulation	14
II.2.1.3.2. Maturation du complexe ovocyte-cumulus	14
II.2.1.4. Formation et évolution du corps jaune.....	16
II.2.2. Régulation hormonale de la fonction ovarienne	16
II.2.3. Évènements comportementaux	18
II.2.3.1. Saisonnalité	18
II.2.3.2. Œstrus	18
B. PRODUCTION <i>IN VITRO</i> D'EMBRYONS.....	19
I. Technique de collecte des ovocytes	19
I.1. Collecte des ovocytes à partir des ovaires prélevés sur des animaux abattus (<i>ex vivo</i>)...	19
I.1.1. Aspiration des ovocytes	19
I.1.2. Slicing des ovaires	19
I.1.3. Ponction des follicules	19

I.1.4. Dissection des follicules.....	20
I.2. Collecte des ovocytes par <i>ovum pick-up (in vivo)</i>	20
II. Evaluation de la qualité des ovocytes	20
II.1. Evaluation des ovocytes sur la base du diamètre des follicules	20
II.1. Evaluation sur la base des caractéristiques morphologiques du cumulus oophorus	21
II. 2. Choix des ovocytes pour la maturation et la fécondation <i>in vitro</i>	21
III. Maturation <i>in vitro</i> des ovocytes	22
IV. Fécondation <i>in vitro</i> des ovocytes	22
V. Culture des embryons	22
VI. Facteurs de variation de la population folliculaire, du rendement et de la qualité ovocytaires	23
IV.1. Facteurs ovariens	23
IV.1. 1. Corps jaune	23
IV.1.2. Disposition des follicules dans le cortex ovarien.....	23
IV.1.3 Diamètre des follicules.....	24
IV.2. Facteurs non ovariens	24
IV.2.1. Race.....	24
IV.2.2. Age	25
IV.2.4. Note d'état corporel (NEC).....	25
IV.2.4. Statut physiologique	26
V.3. Autres facteurs de variations du rendement et de la qualité des ovocytes.....	27

V.3.1. Technique de collecte.....	27
V.3.2. Temps et température de transport.	27
CHAPITRE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES	28
I. Site de l'étude.....	28
II. Animaux.....	28
III. Protocole expérimental	29
III.1. Identification de la race.....	29
III.2. Provenance des animaux	31
III.3. Poids des vaches	31
III.4. Note d'état corporel	31
III.5. Age.....	33
III.6. Statut physiologique.....	33
III.7. Prélèvement des ovaires.....	34
III.8. Détermination du poids et de la taille des ovaires	34
III.9. Identification du corps jaune.....	35
III.10. Détermination de la population folliculaire	35
III. 11. Collecte et classification des ovocytes.....	36
IV. Analyses statistiques.....	36
CHAPITRE III : RÉSULTATS ET DISCUSSION	37
I. Résultats	37

I.1. Caractérisation des vaches abattues et des ovaires	37
I.1.1. Race.....	37
I.1.2. Age.....	37
I.1.3. NEC.....	38
I.1.4. Statut physiologique.....	38
I.1.5. Corps jaune	38
I.1.6. Poids des ovaires et des vaches.....	38
I.1.7. Taille des ovaires	40
I.2. Population folliculaire	42
I.3. Rendement en ovocyte.....	42
I.4. Qualité des ovocytes	43
I.5. Effet des facteurs ovariens sur la population folliculaire, le rendement et la qualité des ovocytes.	44
I.5.1. Localisation ovarienne	46
I.5.2. Corps jaune	46
I.5.3. Poids de l’ovaire	46
I.5.4. Taille de l’ovaire.	46
I.6. Variation de la population folliculaire, du rendement et de la qualité des ovocytes en fonction des facteurs non ovariens.....	47
I.6.1. Race.....	49
I.6.2. Age.....	49

I.6.3. NEC.....	49
I.6.4. Statut physiologique.....	49
I.6.5. Stade de gravidité.....	50
II. Discussion	50
CONCLUSION	55
BIBLIOGRAPHIE	56
ANNEXE	64

LISTE DES TABLEAUX

	Page
Tableau I: Grille de notation de l'état corporel des bovins	32
Tableau II: Méthode de détermination de l'âge des bovins	33
Tableau III : Répartition des vaches en fonction de l'âge	37
Tableau IV : Répartition des vaches en fonction du statut physiologique	38
Tableau V : Variation du poids des ovaires et des vaches en fonction de la race, de la NEC, de l'âge, du statut physiologique et du corps jaune	39
Tableau VI : Variation de la taille des ovaires en fonction de la race, de la NEC, de l'âge, du statut physiologique et de la présence ou non du corps jaune	41
Tableau VII: Variation du nombre des follicules en fonction des facteurs ovariens	44
Tableau VIII : Variation du rendement et la qualité des ovocytes en fonction des facteurs ovariens.	45
Tableau IX : Variation de la population folliculaire en fonction des facteurs non ovariens	47
Tableau X : Variation du rendement et de la qualité des ovocytes en fonction des facteurs non ovariens	48

LISTE DES FIGURES

	Page
Figure 1: Structure histologique d'un ovaire.....	4
Figure 2 : Follicule primordial	7
Figure 3 : Follicules primaires	8
Figure 4 : Follicule secondaire	8
Figure 5 : Follicule tertiaire.....	9
Figure 6: Follicule mûr ou de De Graaf	10
Figure 7 : Vagues de croissances folliculaires chez la vache.....	11
Figure 8 : Notion de recrutement, sélection et dominance d'un follicule chez la vache.....	12
Figure 9 : Enchaînement des rétroactions réglant la fonction ovarienne	17
Figure 10: Distribution des vaches en fonction de la race	37
Figure 11 : Distribution des vaches en fonction de la NEC	38
Figure 12: Répartition du nombre des follicules en fonction de leur diamètre.....	42
Figure 13 : Répartition des ovocytes en fonction de leur qualité.....	44

LISTE DES PHOTOS

Photo n ° 1 : Ovaire d'une vache.....	3
Photo n ° 2 : Zébu Goudali.....	29
Photo n ° 3 : Zébu White Fulani.....	30
Photo n ° 4 : Zébu Red Fulani	30
Photo n ° 5 : Zébu Bokolo.....	31
Photo n ° 6 : Détermination du poids de l'ovaire.....	34
Photo n ° 7 : Détermination de la taille de l'ovaire.....	34
Photo n ° 8 : Ovaire portant un corps jaune	35
Photo n ° 9 : Ovaire portant des follicules	35
Photo n ° 10 : Complexe Ovocyte-Cumulus	43

LISTE DES ABRÉVIATIONS

AMPc : Adénosine 3':5'-Mono Phosphate Cyclique

BCS : Body condition score

COC : Complexe Ovocyte Cumulus-oophorus.

DPBS : Dulbecco's Phosphate-Buffered Saline.

ESMV : Ecole des Sciences et de Médecine Vétérinaire.

FSH : Follicle-Stimulating Hormone.

FIV : Fécondation *in vitro*

G: gauge.

GnRH : Gonadotrophin-Releasing Hormone.

IGF-1 : Insuline Growth Factor 1

IRAD : Institut Agricole de recherché pour le développement.

KD : Kilo Dalton.

LH : Luteinizing Hormone.

NaCl : Chlorure de sodium.

NEC : Note d'état corporel.

PIV : Production *in vitro* d'embryon.

PTHO : Périmètre thoracique.

RÉSUMÉ

Cette étude a été menée à l'abattoir afin d'évaluer le potentiel ovarien de deux cent et une (201) vaches locales dans la région de l'Adamaoua (Cameroun) pour la production *in vitro* d'ovocytes fécondables. Quatre cent deux (402) ovaires ont été prélevés puis transportés au laboratoire dans une solution de NaCl à 9 % endéans les deux heures qui suivaient l'abattage. Les follicules sur chaque ovaire ont été comptés, leur diamètre (Φ) mesuré et classé en trois catégories: petits ($\Phi < 3$ mm), moyens ($3 \leq \Phi \leq 8$ mm) et gros ($\Phi > 8$ mm). Les ovocytes ont été récoltés par le « slicing » de chaque ovaire dans le Dubelcco's Phosphate Buffered-Saline, puis examinés sous stéréoscope (10X) et classés en quatre groupes selon la morphologie et l'expansion du complexe cumulus oophorus. L'effet des facteurs ovariens (poids et taille des ovaires, position ovarienne et corps jaune) et non ovariens (race, note d'état corporel, âge, état et stade de gravidité) sur la population folliculaire, le rendement et la qualité ovocytaires a été évalué. La population folliculaire moyenne était de $16,75 \pm 0,83$ par ovaire. La population des petits, moyens et gros follicules étaient $8,39 \pm 0,60$; $8,14 \pm 0,43$ et $0,21 \pm 0,02$ respectivement. Le rendement ovocytaire a été de $10,97 \pm 0,57$ par ovaire. Les ovocytes de qualités I, II, III, IV étaient de $3,53 \pm 0,19$ (32,21%) ; $2,72 \pm 0,15$ (24,82%) ; $2,24 \pm 0,15$ (20,44%) ; $2,47 \pm 0,20$ (22,54%) respectivement. L'index de la qualité ovocytaire était de 2,26. Les vaches jeunes, présentant une note d'état corporel (NEC) ≥ 3 , non gravides et portant de gros ovaires avaient un rendement plus élevé en follicules et en ovocytes ($P < 0,05$). Les ovocytes de qualité I et II aptes à être maturés et fécondés *in vitro* représentaient 57,15 %. Ces résultats indiquent que les ovaires des zébus locaux prélevés après abattage présentent une potentialité moyenne pour la production *in vitro* d'embryons.

Mots clés : zébus, ovaires, population folliculaire, qualité ovocytaire, embryon, Adamaoua.

ABSTRACT

An slaughterhouse study was conducted to evaluate the ovarian potential of two hundred and one local zebu cattle from Ngaoundere, Adamawa Region (Cameroon) for *in vitro* oocyte fertilization. The ovaries were excised, submerged in normal saline solution (0.9%) and transported to the laboratory for evaluation within 2 hours of collection. Follicles on each ovary were counted, their diameters (Φ) measured and grouped in 3 categories: small ($\Phi < 3$ mm), medium ($3 \leq \Phi \leq 8$ mm) and large ($\Phi > 8$ mm). Each ovary was then sliced into a petri dish, the oocytes recovered in Dulbecco's phosphate buffered saline, examined under a stereoscope ($\times 10$) and graded into four groups based on the morphology of cumulus oophorus cells and cytoplasmic changes of the oocytes. The effects of both ovarian (ovarian localization, corpus luteum, size and weight of ovary) and non-ovarian factors (breed, age, BCS and pregnancy status of cow) on the follicular population and oocyte recovery rate were determined. There was an average of 16.75 ± 0.83 follicles per ovary. The number of small, medium and large follicles were 8.39 ± 0.60 , 8.14 ± 0.43 and 0.21 ± 0.02 respectively. Oocyte recovery rate was 10.97 ± 0.43 per ovary. Oocytes graded I, II, III and IV were 3.53 ± 0.19 (32.21%), 2.72 ± 0.15 (24.82%), 2.24 ± 0.15 (20.44%) and 2.47 ± 0.20 (22.54%) respectively. The oocyte quality index was 2.26. Younger, non-pregnant cows with a body condition score (BCS) ≥ 3 and large ovaries presented higher number of follicles and oocytes ($P < 0.05$). Oocytes acceptable quality (grade I and II) for *in vitro* maturation and fertilization constituted 57.15% of the harvest. These results indicate that ovaries of local Zebu harvested after slaughter have a moderate potential for *in vitro* embryo production.

Keys words: zebus, ovaries, follicular population, oocyte quality, embryo, adamawa.

INTRODUCTION

L'élevage bovin au Cameroun occupe une place importante dans le système de production animale nationale. Avec environ 7 millions de têtes, les bovins représentent 10 % du cheptel global des animaux (MINEPIA, 2009). Les bovins élevés au Cameroun sont pour la plupart les zébus (*Bos indicus*). Les taurins (*Bos taurus*) représentent à peine 2% de la population bovine totale et sont menacés d'extinction (Lhoste, 1991). A côté de celles-ci, se trouvent également des races exotiques. Toutefois, la productivité de ces races reste faible. Les problèmes génétiques, zootechniques, sanitaires et de reproduction ont été identifiés comme étant les facteurs responsables de la faible productivité (Ebangi *et al.*, 2011). Les bovins locaux camerounais sont élevés selon un mode traditionnel avec peu de programmes d'amélioration génétique. L'insémination artificielle a été introduite pour la première fois en Afrique en 1935 au Kenya, puis s'est généralisée dans toute l'Afrique subsaharienne à la faveur des différents projets d'amélioration (Kouamo *et al.*, 2009). Au Cameroun, elle est encore peu utilisée. Certains éleveurs pratiquent l'insémination sur les races locales avec une semence importée. Mais, cette technique est utilisée de manière anarchique, ce qui entraîne la dispersion et la dilution du génotype local (Bah *et al.*, 2010). La production *in vitro* d'embryon et le transfert d'embryon sont des techniques de reproduction qui constituent une alternative à l'IA pour l'amélioration génétique (Huang et Rosenwarks, 2012). En effet, ils permettent la préservation du potentiel génétique d'animaux sub-fertiles ou morts (Deuleuze *et al.*, 2009) par la création d'une banque de gènes (Seidel et Seidel, 1989). Les ovaires prélevés sur des animaux après abattage constituent la plus grande source d'ovocytes primaires obtenus à moindre coût pour la production à grande échelle d'embryons bovins suite à la maturation et à la fécondation *in vitro* (Agrawal *et al.*, 1995). L'étape initiale et primordiale dans la fécondation *in vitro* est la collecte et la sélection des ovocytes viables capables d'être maturés et fécondés *in vitro*. A notre connaissance, cette étude n'a jamais été menée au Cameroun. C'est dans ce contexte qu'a été réalisée cette étude avec pour objectif principal l'évaluation du potentiel ovarien des zébus Akou, Bokolo, Djafoun et Goudali pour la production *in vitro* d'ovocytes fécondables.

Il s'agit de façon spécifique de :

- caractériser les vaches abattues ainsi que leurs ovaires ;
- déterminer la population folliculaire ;
- déterminer le rendement et la qualité des ovocytes ;

- évaluer les effets des facteurs ovariens et non ovariens sur la population folliculaire, le rendement et la qualité des ovocytes

CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTÉRATURE

A. ANATOMIE ET PHYSIOLOGIE DE L'OVAIRE

L'ovaire est un organe qui a quatre fonctions principales à savoir : la multiplication des cellules somatiques (cellules folliculaires) entourant l'ovocyte, la multiplication des ovogonies et la maturation des ovocytes, l'ovulation et la synthèse des hormones stéroïdiennes et peptidiques contrôlant le fonctionnement ovarien mais aussi celui de tous les organes qui interviennent dans la fonction de reproduction de la femelle.

I. Anatomie de l'ovaire

I.1. Morphologie

L'ovaire de la vache (**photo n° 1**) a la forme d'une amande aplatie latéro-médialement (Cuq et Agba, 1975) avec deux pôles inégaux ; elle peut souvent être sub-ovoïde. La surface de l'ovaire est irrégulière, elle est bosselée par des structures telles que les follicules à différents stades de croissance et le corps jaune. Les dimensions de l'ovaire des bovins rapportées dans la littérature chez *Bos indicus* sont de 26 à 28 mm pour la longueur, 17 à 18 mm pour la largeur et 13 à 14 mm pour l'épaisseur (Cuq et Agba, 1975). Le poids moyen des ovaires est de 4,42 g pour le zébu Ankolé (Natumyana *et al.*, 2008) et de 10,2 g pour le taurin *Swedish Red* (Rajoski, 1960).

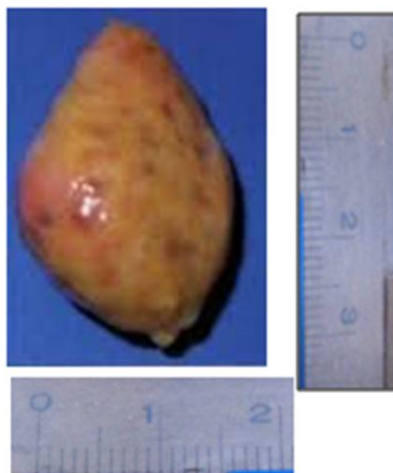


Photo n ° 1 : Ovaire d'une vache

I.2. Topographie

Une fois formés, les ovaires sont assimilés à des glandes. Ils sont situés dans la cavité abdominale et sont maintenus à cet endroit par différentes structures : le ligament ovarien, le ligament suspenseur qui les rattache à la paroi pelvienne et le mésentère qui les rattache au ligament large.

I.3. Structure histologique

En coupe longitudinale (**figure 1**), on observe trois parties distinctes de l'ovaire à savoir l'épithélium germinatif qui est la couche externe, l'albuginée constituée de tissus conjonctifs denses et le stroma qui se divise en deux parties : le cortex (couche externe) et la médulla (couche interne). Le cortex est un tissu de soutien formé de tissu conjonctif et de cellules du stroma ; il contient les organites ovariens (follicules, corps jaune). Quant à la médulla, encore appelée zone vasculaire, elle est composée de tissu ovarien nutritionnel et de soutien (Marieb, 1999).

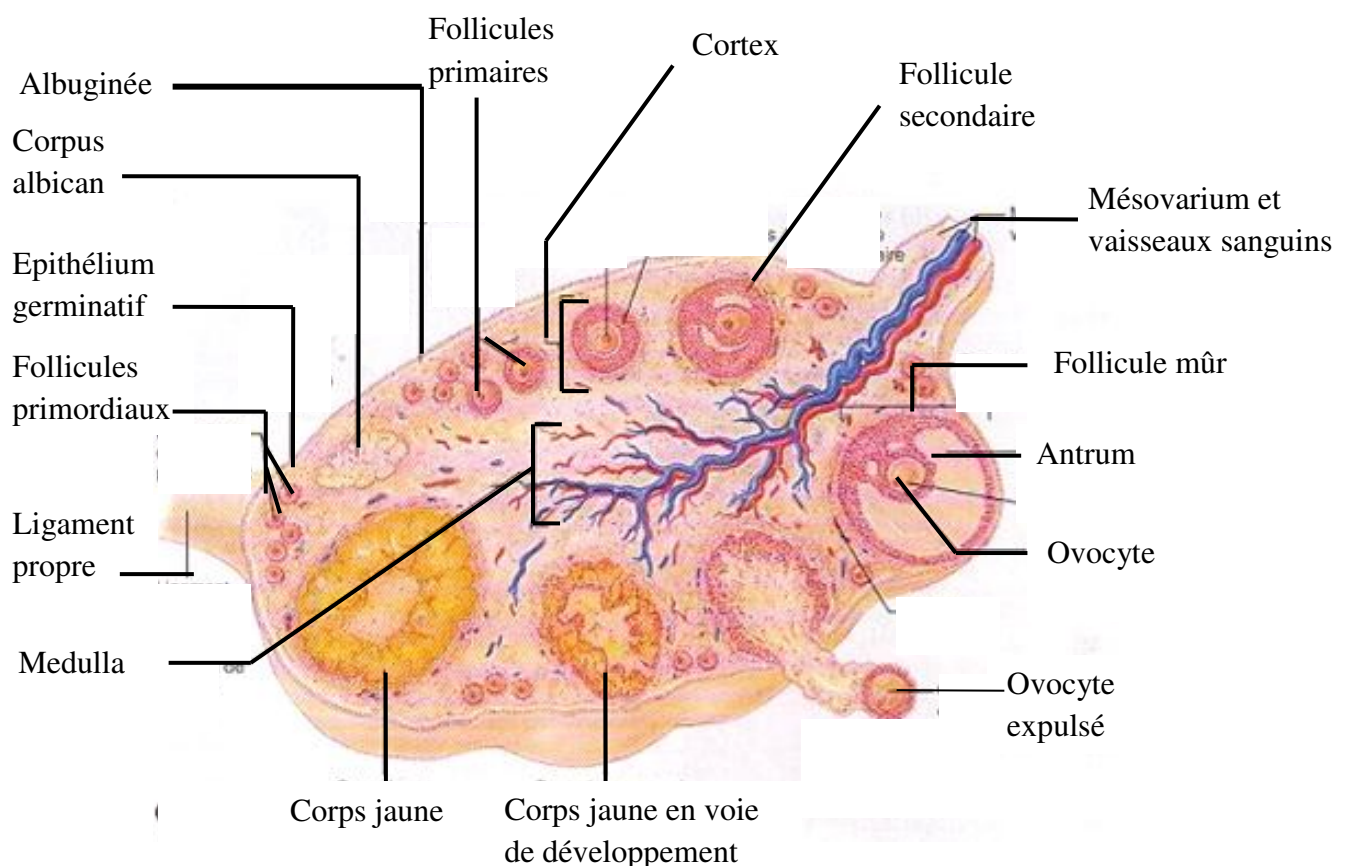


Figure 1: Structure histologique d'un ovaire

Source : Marieb, 1999. Anatomie et Physiologie humaines, p. 1056.

I.4. Irrigation et innervation

Les ovaires sont irrigués par l'artère ovarique issue de la partie caudale de l'aorte abdominale. La veine ovarique draine l'ovaire du cortex vers la médulla. Elle se jette rapidement dans la veine cave caudale pour la veine ovarique droite, et dans la veine rénale pour la veine ovarique gauche. Les nerfs sont représentés par de nombreux rameaux grêles, anastomosés, constituant le plexus ovarique.

II. Physiologie de l'ovaire

Au sein de l'ovaire, deux processus de développement étroitement imbriqués, l'ovogenèse et la folliculogenèse, déterminent le nombre et la qualité des ovocytes produits. Ces processus, initiés pendant la vie fœtale, se poursuivent pendant toute la vie de la femelle et sont étroitement contrôlés à chacune de leurs étapes par de nombreux facteurs hormonaux et environnementaux (Monniaux *et al.*, 2009).

II.1. Ovogenèse

L'ovogenèse est la formation des cellules sexuelles femelles, aussi appelées ovules (Marieb, 1999). Elle se déroule dans les ovaires et débute durant la vie embryonnaire (Mauléon, 1961). Elle est d'autant plus complexe qu'elle s'imbrique dans un autre processus de développement, la folliculogenèse, avec laquelle elle entretient des liens étroits (Monniaux *et al.*, 2009). Le processus de l'ovogenèse se déroule en cinq phases et s'échelonne sur plusieurs années.

La différenciation sexuelle embryonnaire est établie vers la 6^e semaine de la gestation chez la vache. Durant cette période fœtale, les cellules germinales primordiales colonisent la crête génitale (phase 1). Elles donnent, après différenciation, naissance aux ovogonies (phase 2) qui sont des cellules diploïdes (Namdori *et al.*, 2008). Ces ovogonies se multiplient de façon mitotique dans les cordons ovigères jusqu'à leur entrée en prophase méiotique qui marque l'arrêt de leur accroissement numérique (Monniaux *et al.*, 2009). Cette multiplication s'étend du 60^e au 170^e jour du développement embryonnaire et fœtal (Erickson, 1966). Les ovaires peuvent contenir alors jusqu'à 2 millions d'ovogonies (Hanzen *et al.*, 2000) durant la vie fœtale. La phase mitotique terminée, ces dernières entament le processus de méiose qui s'interrompt au stade diplotène (dit aussi vésicule germinale) de la prophase I et deviennent ainsi les ovocytes I (phase 3). Chaque ovocyte s'entoure d'une couche de cellules somatiques, de cellules de la granulosa et d'une lame basale pour former des follicules primordiaux (Drion *et al.*, 1996; Monniaux *et al.*, 2009).

A la puberté qui intervient à l'âge de 3 à 4 ans chez les zébus (Messine *et al.*, 2003), plusieurs ovocytes I seront activés, un seul sera « choisi » pour poursuivre la première division de la méiose I. Une fois la première division méiotique terminée, l'ovocyte I donne deux cellules haploïdes de volume très inégal. La plus petite des cellules est appelée globule polaire I et la plus grosse, qui contient tout le cytoplasme l'ovocyte II (phase 4). Cet ovocyte va commencer la seconde division de la méiose mais ne la complétera pas. Elle sera bloquée en métaphase II jusqu'à la libération de l'œuf mature (phase 5). C'est lors de la fécondation ou de l'activation parthénogénétique de l'œuf que la méiose se termine. En cas de non fécondation, l'ovule dégénère (Marieb, 1999).

II.2. Cycle sexuel

Un cycle sexuel est l'ensemble d'événements biologiques précis intervenant à trois niveaux: cellulaire, hormonal et comportemental. Il est caractérisé par la croissance et la régression des follicules et du corps jaune (Sartori et Barros, 2011). Sa durée moyenne est de $22,1 \pm 1,5$ jours chez la femelle Zébu (Marichatou, 2010).

II.2.1. Événement cellulaire ovarien

Au niveau cellulaire, il y a deux phases conduisant à des formations ovariennes : une phase folliculaire correspondant à la croissance des follicules et qui se termine par l'ovulation ou rupture du follicule et une phase lutéale au cours de laquelle le corps jaune issu de la rupture du follicule croît puis régresse (Stouffer, 2006).

II.2.1.1. Folliculogenèse

Le follicule est une structure en forme de sac, formée par un amas de cellules mésodermiques, entourant une cellule ou un autre ensemble de cellules. La folliculogenèse commence pendant le développement fœtal. En effet, les follicules antraux sont observés dans les ovaires des fœtus bovins très tôt à 5 mois de gestation (Santos *et al.*, 2013). C'est un processus continu initié à partir de la réserve de follicules primordiaux jusqu'à l'ovulation ou, cas le plus fréquent, à la dégénérescence (ou atrophie) de plus de 99% des follicules en croissance (Driancourt *et al.*, 2001; Monniaux *et al.*, 2009). L'initiation de la croissance folliculaire se caractérise par l'augmentation du volume de l'ovocyte et l'entrée en prolifération des cellules de la granulosa (Monniaux *et al.*, 2009). Cette phase ne concerne que 10 % du stock folliculaire qui est de 150 000 à 235 000 chez la vache (Hanzen *et al.*, 2000). Elle est caractérisée par des modifications qui concernent à la fois le follicule et l'ovocyte qu'il renferme (Monniaux *et al.*, 2009).

II.2.1.1.1. Aspects morphologiques du développement folliculaire

La folliculogénèse comprend les stades des follicules primordial, primaire et secondaire, constituant les follicules pré-antraux, puis les stades tertiaire et de De Graaf représentant les follicules antraux (Hanzen *et al.*, 2000; Monniaux *et al.*, 2009).

a) Follicule primordial

Le follicule primordial (**figure 2**), centré par l'ovocyte I, est entouré de quelques cellules folliculaires endothéliiformes. Son diamètre moyen est de 40 μm (Hanzen *et al.*, 2000). Habituellement localisé en périphérie de l'ovaire, il représente le stade folliculaire quiescent. L'ovocyte, de diamètre compris entre 20 et 35 μm , se trouve bloqué au stade diplotène de la prophase I de la première division de la méiose (Monniaux *et al.*, 2009).

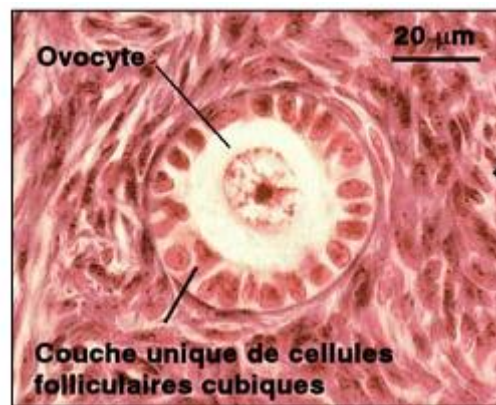


Figure 2 : Follicule primordial

Source : <http://mapageweb.umontreal.ca/cabanat/bio2460/Gametogenese.html>

b) Follicule primaire

Il résulte de la transformation du follicule primordial par augmentation du volume de l'ovocyte I, qui est entouré d'une couche de cellules cubiques. Ces cellules synthétisent des glycoprotéines qui formeront la zone pellucide. D'une épaisseur d'environ 10 microns, elle est constituée à 95 % de trois glycoprotéines, organisées en longs filaments interconnectés, appelées ZP1, ZP2, ZP3. La taille du follicules primaire atteint 60 à 80 μm et celle de l'ovocyte qu'ils contiennent 30 à 40 micromètres (Hanzen *et al.*, 2000).



Figure 3 : Follicules primaires

Source : <http://mapageweb.umontreal.ca/cabanat/bio2460/Gametogenese.html>

c) Follicule secondaire

Il est constitué d'un ovocyte volumineux, enveloppé d'une zone pellucide complètement différenciée. Celle-ci est entourée de plusieurs couches de cellules cubiques formant la granulosa. La granulosa est limitée à l'extérieur par la membrane de Slavjansky. L'ovocyte atteint à ce stade son volume maximum. Le diamètre du follicule secondaire est compris entre 200 et 400 μm et celui de l'ovocyte est d'environ 60 μm (Hanzen *et al.*, 2000).

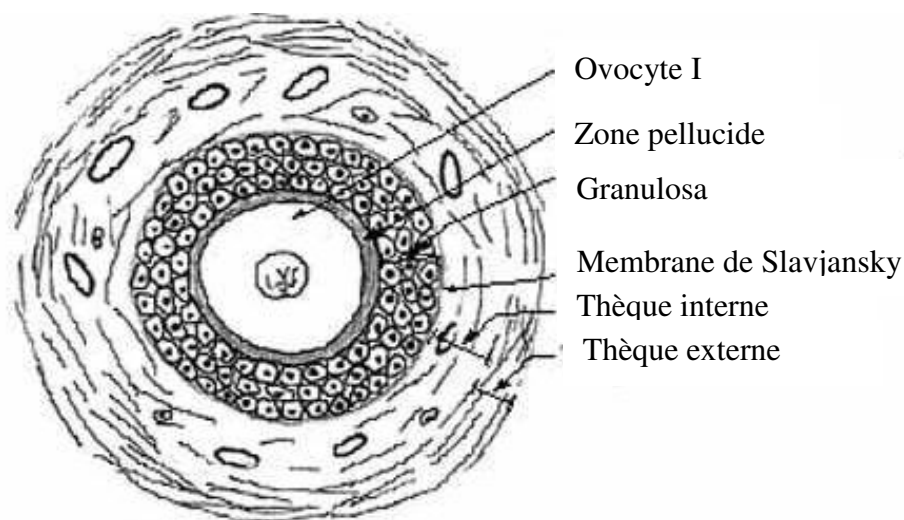


Figure 4 : Follicule secondaire

Source : <http://mapageweb.umontreal.ca/cabanat/bio2460/Gametogenese.html>

d) Follicule tertiaire

Il est appelé follicule cavitaire ou antral en raison de l'apparition au sein des couches de cellules folliculaires de petites cavités résultant de l'accumulation d'un transudat plasmatique et de la sécrétion des cellules de la granulosa. Le follicule atteint à ce moment la taille de 3 à 4 mm et l'ovocyte un diamètre compris entre 100 et 130 μm (Hanzen *et al.*, 2000).

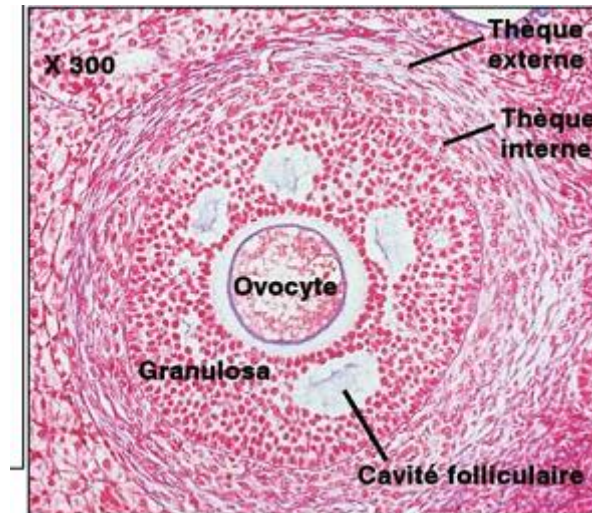


Figure 5 : Follicule tertiaire

Source : <http://mapageweb.umontreal.ca/cabanat/bio2460/Gametogenese.html>

e) Follicule mûr ou follicule de De Graaf

Il représente la phase terminale du développement folliculaire. Cette phase ne concerne qu'un follicule sur 1000 entrés en croissance. Ce follicule ne peut être observé que pendant le proestrus (Cuq et Agba, 1975). C'est au cours de cette phase que les cavités finissent par confluer pour former l'antrum. Le développement progressif de l'antrum entraîne la séparation des cellules de la granulosa qui se différencient en outre en corona radiata, couche cellulaire entourant directement l'ovocyte et en cellules du cumulus oophorus. La taille du follicule mûr est de 10 à 12 mm chez le zébu (Sartorelli *et al.*, 2005).

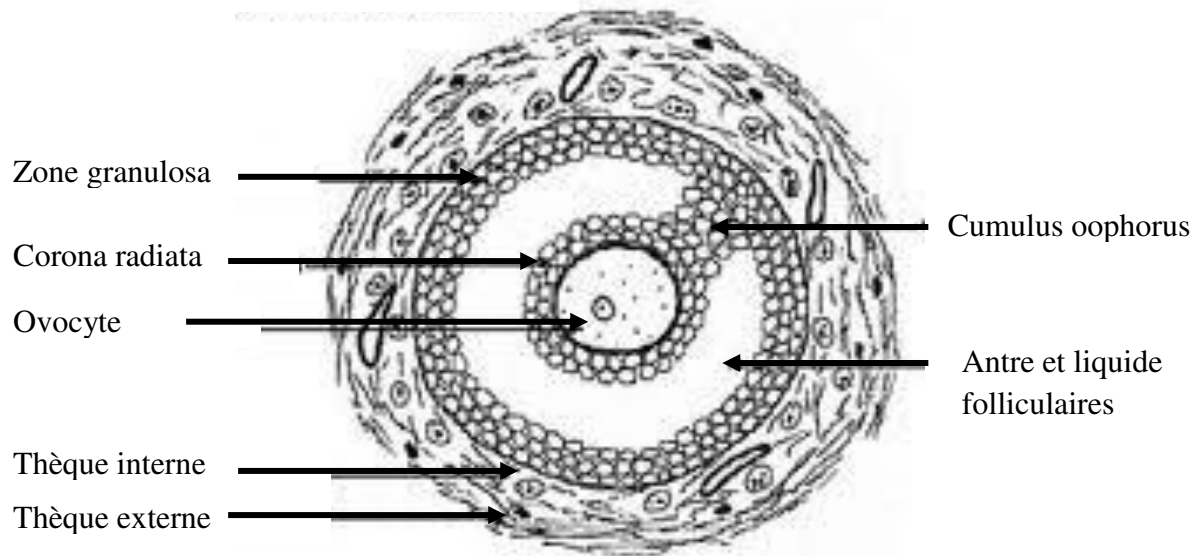


Figure 6: Follicule mûr ou de De Graaf

Source : <http://mapageweb.umontreal.ca/cabanat/bio2460/Gametogenese.html>

Tout au long du développement folliculaire, l'ovocyte et les cellules de la granulosa qui l'entourent gardent un contact étroit grâce à l'existence de prolongements cytoplasmiques des cellules de la granulosa qui traversent la zone pellucide et viennent s'apposer contre la membrane plasmique de l'ovocyte. La présence de jonctions communicantes «gap junctions» à ces niveaux de contact est responsable d'un véritable couplage métabolique entre ces deux types cellulaires, permettant des échanges d'ions et de petites molécules de poids moléculaire inférieur à 1 kD (Monniaux *et al.*, 2009).

II.2.1.1.2. Dynamique de la croissance folliculaire

La population des follicules ovulatoires se renouvelle au cours du cycle œstral par une succession de croissance ou de régression folliculaires successives (Sartori et Barros, 2011 ; Ghinter *et al.*, 2014) appelées « vagues folliculaires ».

a) Vagues de croissance folliculaires

Une vague folliculaire correspond à la croissance synchrone d'une cohorte de follicules, suivie de la sélection d'un ou de plusieurs follicules qualifiés de follicules dominants et de leur évolution vers l'ovulation, ou de leurs régressions successive quand les conditions endocriniennes sont défavorables (phase lutéale du cycle ou gestation) (Monniaux *et al.*, 2009).

Chez la vache, le cycle comporte le plus souvent 2, voire 3 vagues apparaissant respectivement aux jours 2 et 11 ou aux jours 2, 9 et 16 du cycle respectivement (**figure 7**). Au cours de chaque vague, on assiste à l'émergence de plusieurs follicules de diamètre supérieur ou égal à 4 mm, parmi lesquels apparaîtra le follicule préovulatoire issu de la dernière vague (Ginther *et al.*, 2013).

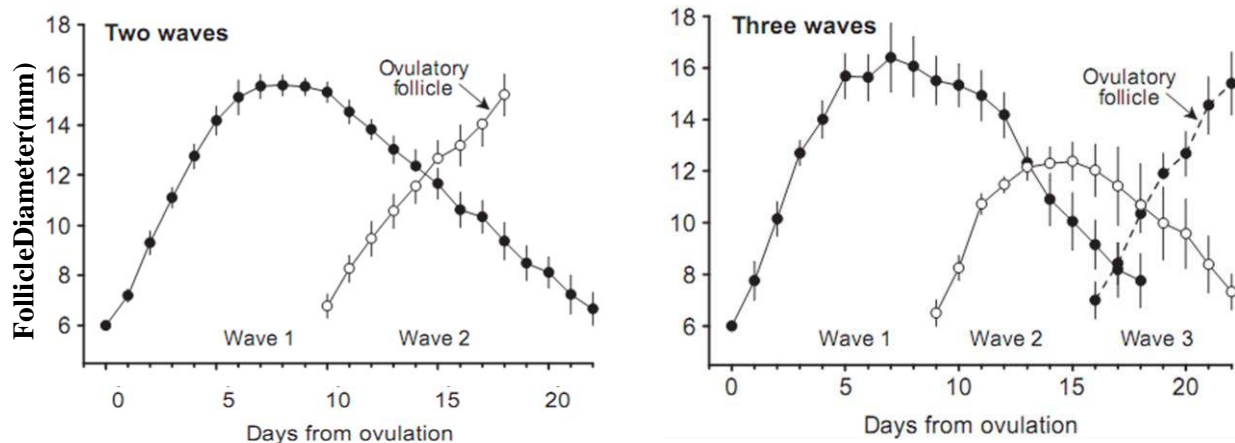


Figure 7 : Vagues de croissances folliculaires chez la vache

Source : Ginther *et al.* (2013)

Au cours de la période pré-pubertaire, la croissance folliculaire se déroule sous la forme des vagues ; cependant, tous les follicules sont anovulatoires à cause d'une insuffisance de l'hormone LH (Savio *et al.*, 1988). Des études ont également montré l'émergence des vagues de croissance folliculaire pendant la gestation mais sans phénomènes de sélection ni de dominance (Ginther *et al.*, 1989).

b) Notions et mécanismes de recrutement, sélection et dominance

Chaque vague de croissance folliculaire comprend trois phases : recrutement, sélection et dominance (**figure 8**).

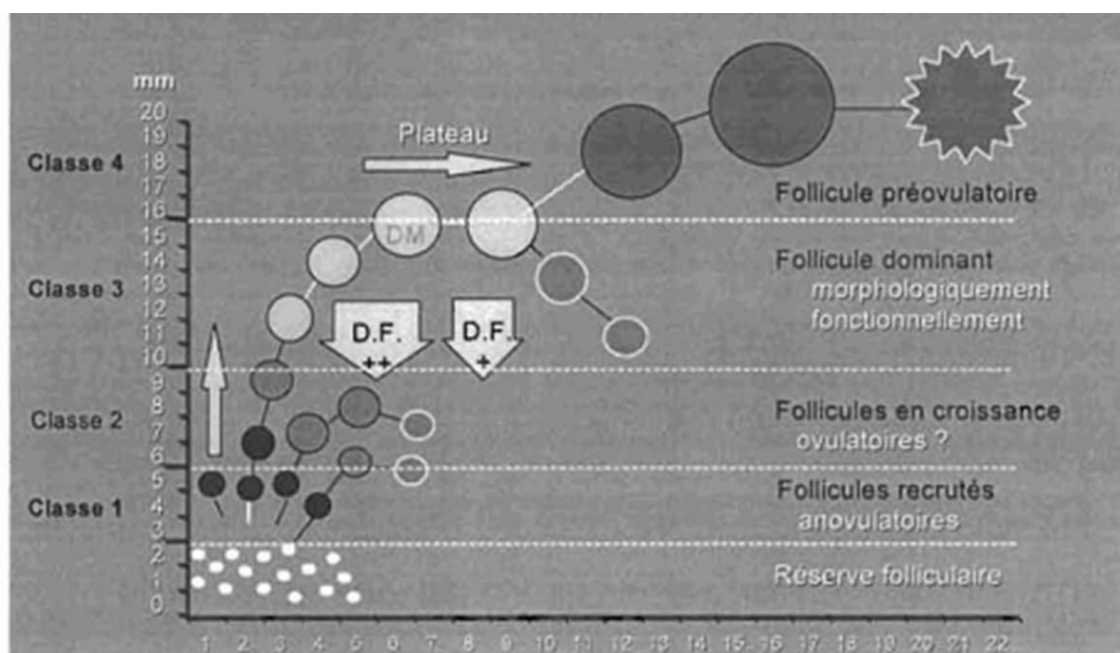


Figure 8 : Notion de recrutement, sélection et dominance d'un follicule chez la vache

Source : Lucy et al. (1992)

Lors de la première phase (recrutement), 2 à 3 follicules de diamètre compris entre 3 et 6 mm émergent d'un groupe de follicules tertiaires et deviennent dépendante de l'hormone FSH (Driancourt *et al.*, 1991).

La sélection est l'émergence du ou (des) follicule(s) ovulatoire(s) parmi les follicules recrutés. Ceux-ci commencent à sécréter des œstrogènes et de l'inhibine ; ces hormones exercent un rétrocontrôle négatif sur l'hypophyse, abaissant ainsi la sécrétion de la FSH à un niveau inférieur aux besoins folliculaires. A l'exception du ou (des) follicule(s) sélectionné(s) capable(s) de se développer en présence d'un faible taux de FSH, les autres follicules entrent en atresie (Driancourt *et al.*, 1991).

Pendant la dernière phase, le follicule acquiert les récepteurs de LH dans ses cellules de la granulosa et devient dominant (Monniaux *et al.*, 2009). La dominance est à la fois morphologique et fonctionnelle. Elle est qualifiée de morphologique parce qu'elle est exercée par le plus gros follicule présent sur l'un ou l'autre ovaire. Elle est fonctionnelle parce que le follicule dominant est le seul qui soit capable de provoquer la régression des follicules en croissance et d'inhiber le recrutement de nouveaux follicules (Sirois et Fortune, 1988) et d'ovuler dans un environnement hormonal approprié. Le follicule dominant cohabite sur le même ovaire avec 2 à 4 follicules de diamètre compris entre 4 et 8 mm et environ 20 à 80 autres follicules de diamètre compris entre 1 et 3 mm. Cliniquement, la présence sur les

ovaires de plus de 10 follicules de diamètre compris entre 3 et 8 mm permet d'exclure celle d'un follicule fonctionnellement dominant.

II.2.1.1.3. Régulation de la croissance folliculaire

Chez les mammifères, il existe deux phases successives dans la croissance des follicules : la folliculogénèse basale et la folliculogénèse terminale (Monniaux *et al.*, 2009).

a) Folliculogénèse basale ou phase gonadotrope indépendante

Elle concerne le développement des follicules du stade primordial au stade pré-antral. A ce stade, on note l'absence du rôle essentiel des hormones gonadotropes. En effet, l'inhibition de la libération de la FSH chez la vache n'empêche pas l'identification des follicules de diamètre compris entre 6 et 7 mm (Webb *et al.*, 1994). La FSH agirait davantage sur la régulation des capacités de synthèse et de la maturation des cellules de la granulosa (Driancourt *et al.*, 1991). Cette phase serait contrôlée par de nombreux facteurs de croissance d'origine ovocytaire et somatique, agissant essentiellement selon un mode paracrine de régulation. C'est au cours de cette phase que s'effectue l'essentiel de la croissance de l'ovocyte, à partir d'un diamètre initial de 20 à 30 microns, et que l'ovocyte acquiert la compétence méiotique, c'est-à-dire la capacité à reprendre la méiose (bloquée au stade diplotène) quand il est extrait de son follicule (Monniaux *et al.*, 2009).

b) Folliculogénèse terminale ou gonadotrope-dépendante

Elle est strictement dépendante de la présence de FSH et, pour les stades terminaux de maturation du follicule pré-ovulatoire, de la présence de LH. Elle débute chez la vache lorsque les follicules ont atteint un diamètre de 3 à 4 mm. L'apparition de récepteurs de LH sur les cellules de granulosa est la «signature» d'une maturité complète du follicule, qui devient apte à ovuler. C'est au cours de cette phase que s'effectue la sélection du ou des follicule(s) destiné(s) à ovuler, grâce à un ensemble de mécanismes dont la finalité biologique est de réguler le nombre d'ovulations caractéristique de chaque espèce et de chaque race (Monniaux *et al.*, 2009).

II.2.1.2. Atrésie folliculaire

Encore appelée involution folliculaire, elle constitue le devenir de la majorité (99.9 %) des follicules présents dans l'ovaire des mammifères. Elle joue donc indirectement un rôle important dans la régulation du taux d'ovulation. Cytologiquement, elle n'est identifiable que chez les follicules antraux par la mise en évidence de pycnose (grains de chromatine

condensée) ou d'apoptose (corps apoptotiques) dans les cellules de la granulosa des follicules à antrum ou par l'identification de processus dégénératifs (opacification) au niveau de l'ovocyte. Biochimiquement, elle s'accompagne d'une augmentation des concentrations en enzymes lysosomales et en glycosaminoglycanes ainsi que d'une diminution des concentrations en œstradiol (Monniaux *et al.*, 1999).

II.2.1.3. Ovulation et maturation du complexe cumulus-ovocyte

II.2.1.3. 1. Ovulation

L'ovulation est un processus complexe au cours duquel sont induites à la fois la reprise de la méiose de l'ovocyte, l'expansion du cumulus, la rupture du pôle apical du follicule et la restructuration tissulaire associée à la différenciation cellulaire nécessaire à la formation du corps jaune. Seuls les follicules qui expriment de nombreux récepteurs de LH à la surface des cellules de la granulosa sont capables d'ovuler en réponse au pic préovulatoire de LH (Monniaux *et al.*, 2009). L'ovulation se produit 27 heures après la décharge de la LH chez la vache (Sartori et Barros, 2011).

II.2.1.3.2. Maturation du complexe ovocyte-cumulus

En réponse au pic préovulatoire de la LH, l'ovocyte entre en phase de maturation. La reprise de la méiose s'accompagne de modifications structurales et biochimiques au sein du cytoplasme, et est associée à une différenciation des cellules du cumulus. Au cours de la folliculogénèse, depuis la formation du follicule primordial jusqu'à la phase de croissance finale du follicule dominant, l'ovocyte est bloqué en prophase de la première division méiotique. Ce blocage est maintenu essentiellement par un niveau élevé d'AMPc (Adénosine 3':5'-Mono Phosphate Cyclique intra-ovocytaire (Norris *et al.*, 2008). Dans le follicule, ce facteur inhibiteur transite des cellules de la granulosa au cumulus et à l'ovocyte par des jonctions communicantes.

La reprise de la méiose survient spontanément *in vitro* lorsque le complexe cumulus-oophorus est sorti du follicule et résulterait de l'arrêt de l'apport du facteur inhibiteur. *In vivo*, le pic pré-ovulatoire bloque le passage d'AMPc entre les cellules folliculaires et l'ovocyte permettant ainsi la maturation nucléaire. La maturation du complexe ovocyte-cumulus peut être évaluée à plusieurs niveaux.

a) Maturation nucléaire

La rupture de la vésicule germinale (*Germinal Vesicle Break Down ou GVBD*) est le premier signe visible de maturation. Elle se produit dans les heures qui suivent le pic préovulatoire de LH et elle commence par un plissement de l'enveloppe nucléaire. Les pores nucléaires disparaissent puis l'enveloppe se fragmente avant d'être dégradée (en 3 h chez la souris, 6 h chez les bovins). Le nucléole disparaît rapidement au contact du cytoplasme. Le fuseau se forme depuis les MTOCs (*Microtubule Organizing Center*, équivalent du centrosome dans l'ovocyte) et ses tubules s'ancrent sur les chromosomes qui se distribuent sur la plaque métaphasique de la première division méiotique (métaphase I). L'anaphase et la télophase sont rapides, les chromosomes homologues se séparent et migrent aux pôles du fuseau, dont l'un provoque une boursouffure de la membrane qui deviendra le premier globule polaire. Après la télophase, les chromosomes de l'ovocyte se répartissent rapidement sur une plaque métaphasique alors que se forme le second fuseau méiotique (Terret et Wassmann, 2008). Le globule polaire contenant la moitié du complément chromatinien est expulsé dans l'espace périvitellin. C'est à ce stade qu'intervient l'ovulation chez la plupart des mammifères.

b) Maturation cytoplasmique

Elle est caractérisée par la multiplication des mitochondries, l'apparition d'un appareil de Golgi bien développé et la migration des granules corticaux vers la périphérie de l'ovocyte. Ces granules corticaux contiennent un ovopéroxydase qui, lors de la fécondation, a pour effet d'empêcher la polyspermie (Yoshida *et al.*, 1993).

c) Maturation membranaire

Elle comprend l'ensemble des processus permettant la reconnaissance spécifique de l'ovocyte par le spermatozoïde, mais également l'expansion du complexe cumulus-oophorus. Le cumulus expansé constitue un micro-environnement protecteur pour l'ovocyte et assure la captation du complexe par le pavillon de la trompe suite à l'ovulation (Tanghe *et al.*, 2002).

Arrivé à ce stade de maturation nucléaire, cytoplasmique et membranaire, l'ovocyte est susceptible d'être fécondé s'il est mis en présence de spermatozoïdes ayant eux-mêmes subi la capacitation et la réaction acrosomiale.

II.2.1.4. Formation et évolution du corps jaune

Le corps jaune se forme immédiatement après l'ovulation : l'ovocyte est expulsé du follicule ovulatoire qui est alors transformé en corps jaune. L'évolution du corps jaune peut se découper en trois temps : une période de croissance de 4 à 5 jours pendant laquelle il est insensible à la prostaglandine $F2\alpha$; une période de maintien d'activité de 8 à 10 jours et enfin, s'il n'y a pas eu fécondation, une période de lutéolyse (environ à J17) d'abord brutale puis plus progressive en 24 à 48 heures. Et en cas de gestation, le corps jaune cyclique est transformé en corps jaune gestatif (Stouffer, 2006).

II.2.2. Régulation hormonale de la fonction ovarienne

La maturation folliculaire et l'ovulation sont contrôlées par le système hypothalamo-hypophysaire qui intègre les informations de différents facteurs endogènes (signaux hormonaux et nutritionnels) et exogènes (photopériode, température, stress...) (Monniaux *et al.*, 2009). Il existe une interaction globale entre les activités du système hypothalamo-hypophysaire et celles des ovaires (figure 9). Le contrôle de l'activité endocrine de l'ovaire est basé sur un ensemble de rétrocontrôle entre l'ovaire et le système hypothalamo-hypophysaire qui fait intervenir des hormones (Marieb, 1999).

L'hypophyse et plus précisément l'adénohypophyse sécrète les gonadotropines, LH et FSH. La sécrétion de ces hormones est sous le contrôle de la GnRH, une neurohormone sécrétée directement dans les capillaires sanguins de la tige pituitaire. La GnRH synthétisé par les neurones de l'hypothalamus stimule la synthèse et la sécrétion de FSH et LH en se fixant sur les récepteurs situés à la surface des cellules gonadotropes. La LH permet la luteinisation des cellules du follicule et stimule le follicule à produire les androgènes. La FSH stimule l'aromatisation des androgènes en œstrogènes et stimule la croissance folliculaire. Son action s'exerce plus sur les follicules antraux que sur les follicules pré-antraux présents au sein de la même cohorte de recrutement (Richards *et al.*, 1987).

Les stéroïdes, en particulier l'œstradiol d'origine ovarienne, inhibent la sécrétion pulsatile de la GnRH par un rétrocontrôle négatif. Cependant en fin de la croissance folliculaire terminale et au-delà d'une concentration seuil, l'œstradiol exerce une action positive sur le système hypothalamo-hypophysaire. Il provoque à la fois une augmentation des pulses de la GnRH, puis une libération massive de ce dernier, et une augmentation importante de la sensibilité hypophysaire. L'association de ces effets conduit à une décharge massive de LH qui déclenchera l'ovulation des follicules pré-ovulatoires présents sur l'ovaire. Après l'ovulation, le corps jaune se forme, croît et sécrète la progestérone qui exerce une rétroaction

négative sur l'axe hypothalamo-hypophysaire, ce qui empêche toute libération massive des gonadotropines hypophysaires. En fin de la phase lutéale et en absence d'embryon dans l'utérus, les prostaglandines secrétées induisent la lutéolyse. La régression du corps jaune lève l'action inhibitrice de la progestérone et un nouveau cycle commence (Marieb, 1999).

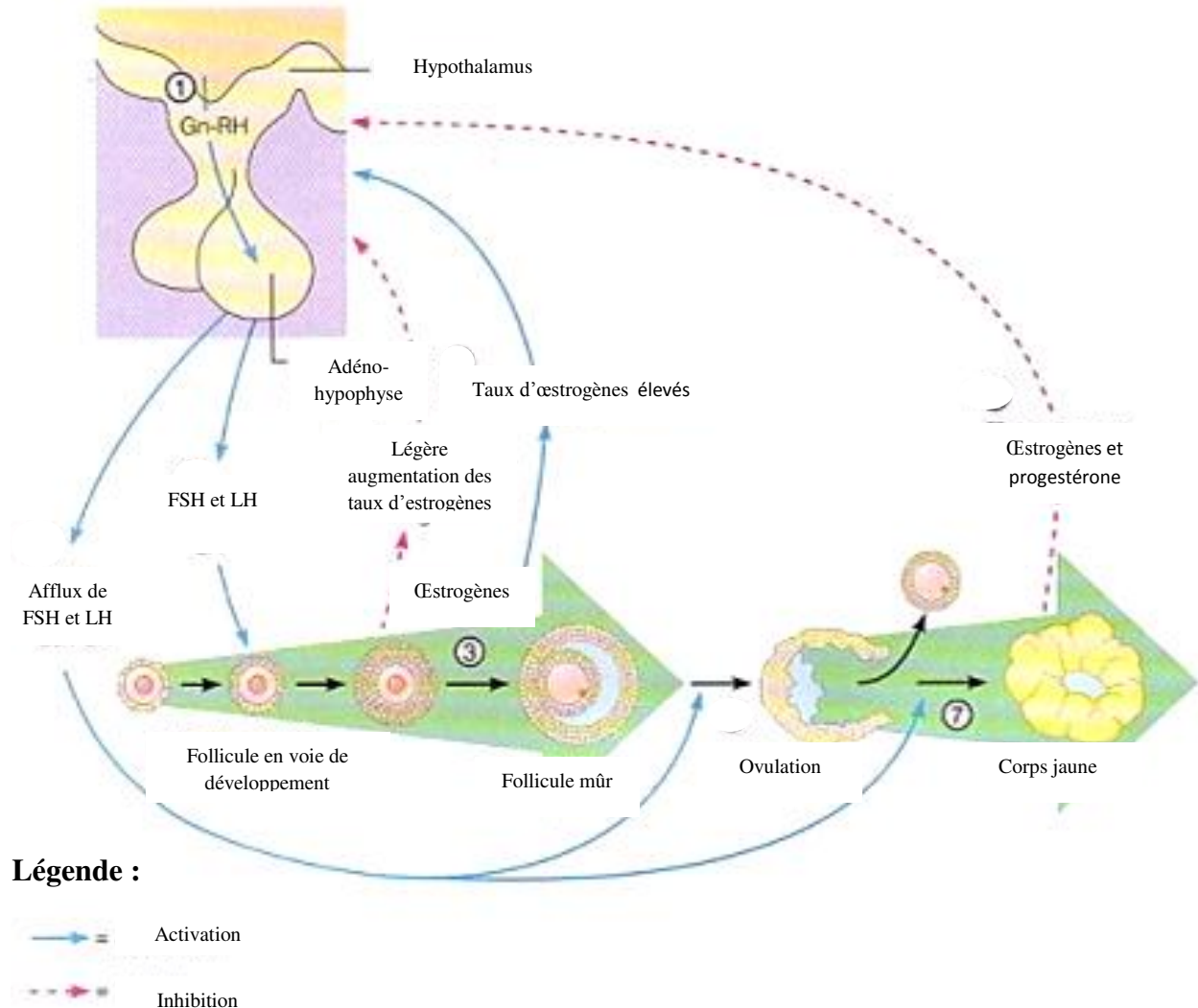


Figure 9 : Enchaînement des rétroactions réglant la fonction ovarienne

Source : Marieb, 1999 (Anatomie et Physiologie humaines) p. 1066.

Les différentes aires de l'hypothalamus qui gouvernent le comportement sexuel et la sécrétion de la GnRH sont également au carrefour de nombreux systèmes de contrôle de l'homéostasie, tels que le contrôle du poids corporel, du comportement alimentaire et de la thermogénèse. Elles sont donc capables d'intégrer toute perturbation du bilan énergétique au niveau périphérique et de réagir en modifiant un ensemble de fonctions physiologiques et de comportements.

II.2.3. Évènements comportementaux

II.2.3.1. Saisonnalité

La plupart des mammifères présentent des cycles annuels de reproduction caractérisés par la succession d'une période d'activité sexuelle plus ou moins longue appelée saison sexuelle et d'une période de repos, résultant de la mise en silence de la fonction gonadotrope, appelée anœstrus saisonnier. La reproduction des bovins est considérée comme peu saisonnière car des mises-bas sont observées durant toute l'année. Cependant, un regroupement marqué des naissances est noté pendant la saison des pluies. En effet, cette saison correspond à la période où le pâturage est abondant, ce qui optimise les performances de reproduction (Kouamo *et al.*, 2009). Ce saisonnement de reproduction traduit une adaptation de la fonction de reproduction au milieu.

II.2.3.2. Œstrus

L'œstrus est le résultat de l'action de l'œstradiol sur le système nerveux central et amenant jusqu'aux manifestations psychiques des chaleurs. Durant 14 à 18 heures, la vache est en œstrus, elle est anxieuse et sans repos, son appétit diminue (Sartori et Barros, 2011).

La connaissance de l'anatomie et de la physiologie de l'ovaire demeure un des pré-requis pour l'application des biotechniques de reproduction assistée telles que l'insémination artificielle, la synchronisation des chaleurs, le transfert d'embryon et la production *in vitro* d'embryons.

B. PRODUCTION *IN VITRO* D'EMBRYONS

La production *in vitro* d'embryons nécessite la collecte préalable des complexes ovocytes cumulus-oophorus (COCs) à partir des ovaires. La qualité des follicules et des ovocytes collectés à partir de ces ovaires est un pré-requis pour la maturation et la fécondation *in vitro* des ovocytes (Boni, 2012).

I. Technique de collecte des ovocytes

Les ovocytes peuvent être collectés soit sur des ovaires d'animaux abattus, soit sur des animaux vivants.

I.1. Collecte des ovocytes à partir des ovaires prélevés sur des animaux abattus (*ex vivo*)

Les ovocytes peuvent être récoltés à moindre coût pour la production *in vitro* d'embryons à grande échelle (Agrawal *et al.*, 1995) à partir d'ovaires des vaches de tout âge y compris les fœtus collectés après abattage (Natumanya *et al.*, 2008). Plusieurs techniques de collecte ont été développées.

I.1.1. Aspiration des ovocytes

Dans cette technique, les follicules visibles sur l'ovaire sont aspirés à l'aide d'une aiguille 18G (Gauge) et d'un système d'aspiration (± 1 bar) ou d'une pompe à vide (100-150 mm Hg) (Satrapa *et al.*, 2010).

I.1.2. Slicing des ovaires

Selon cette technique, les ovaires sont placés dans une boîte de pétri contenant 5 ml du *Dubelcco Phosphate Buffered Saline* (DPBS). Des sections multiples sont faites sur la surface ovarienne avec une lame de bistouri (Wang *et al.*, 2007). Cette technique permet de récupérer les ovocytes présents dans tous les follicules quelle que soit leur localisation au niveau du cortex ovarien, augmentant ainsi le rendement en ovocytes. Elle a pour inconvénient de produire beaucoup de débris tissulaires, ce qui rend la recherche des ovocytes difficile (Wani *et al.*, 1999).

I.1.3. Ponction des follicules

Les ovaires, tenus par une pince, sont submergés dans une solution physiologique (DPBS) contenue dans une boîte de pétri, puis les follicules visibles sont ponctionnés par une aiguille de 18-G et le fluide folliculaire est récupéré (Wang *et al.*, 2007).

I.1.4. Dissection des follicules

Les follicules antraux intacts ou partiels sont disséqués et placés en maturation. Cette technique permet d'exclure les follicules atrétiques et d'obtenir d'ovocytes de meilleure qualité (Foudani *et al.*, 1998).

I.2. Collecte des ovocytes par *ovum pick-up* (*in vivo*)

Les ovocytes immatures peuvent aussi être collectés par ponction des follicules ovariens visualisés sur l'écran d'un échographe sur des vaches vivantes. Elle est réalisée par voie transvaginale à l'aide d'un pistolet muni d'une sonde à ultrasons et d'une aiguille rétractable reliée à un système d'aspiration. C'est la technique de la ponction échoguidée ou OPU (*Ovum Pick Up*). Elle a l'avantage d'être utilisée sur des animaux de haute valeur génétique, et peut être répétée deux fois par semaine chez la même femelle pendant plusieurs mois (jusqu'à cinq) sans affecter apparemment la fertilité ultérieure des animaux. Son inconvénient réside dans le fait qu'elle a des résultats incertains et le rendement en ovocyte est faible.

II. Evaluation de la qualité des ovocytes

La qualité des ovocytes est définie selon cinq niveaux (Sirard *et al.*, 2006) :

- aptitude à reprendre la méiose ;
- aptitude à se diviser après la fécondation ;
- aptitude à se développer jusqu'au stade blastocyste;
- aptitude à induire une gestation jusqu'à son terme ;
- aptitude à développer l'embryon à terme et en bonne santé.

Une évaluation fonctionnelle est toutefois difficile à déterminer au moment de la collecte des ovocytes. Plusieurs stratégies ont été employées dans l'optique de fournir une valeur prédictive du potentiel des ovocytes collectés pour la production *in vitro* d'embryons. Les méthodes non invasives comme le diamètre folliculaire et la morphologie des COCs ont été utilisées comme critères de sélection des ovocytes de bonne qualité.

II.1. Evaluation des ovocytes sur la base du diamètre des follicules

Le diamètre folliculaire a été largement utilisé comme un paramètre de sélection des ovocytes. Des études ont établi une relation entre la taille du follicule et la compétence au développement de l'ovocyte. La ponction des follicules antraux est utilisée chez la vache à partir des follicules de diamètre compris entre 3 et 8 mm (Abraham *et al.*, 2012). En effet, les follicules en dessous de 3 mm de diamètre donnent un faible pourcentage d'ovocytes aptes à

acquérir la compétence méiotique. De même, la dégénérescence des ovocytes suite à l'atrésie des follicules est plus fréquente dans les follicules de diamètre inférieur à 3 mm et supérieure à 6 mm (Anguita *et al.*, 2007).

II.1. Evaluation sur la base des caractéristiques morphologiques du cumulus oophorus

Après collecte *ex vivo* ou *in vivo*, les ovocytes peuvent être dénudés ; mais, ils sont généralement entourés d'une quantité plus ou moins abondante de cellules de la corona radiata et du cumulus oophorus. Les ovocytes sont classés selon la morphologie des COCs c'est-à-dire le nombre de couches de cellules du cumulus oophorus et l'aspect du cytoplasme évalué sur la base de l'aspect des noyaux. Les ovocytes présentant un cytoplasme homogène sont davantage associés à des COCs compacts. Inversement, un cytoplasme d'aspect granuleux et polarisé, correspondant à une distribution irrégulière de gouttelettes lipidiques et d'organelles intracellulaires, est davantage associé à des follicules atrétiques et à des COCs expansés (Salomone *et al.*, 1999). Selon ces critères, les ovocytes sont classés en quatre qualités (De Loose *et al.*, 1989 ; Alves *et al.*, 2014).

- Qualité 1 (Q1) : Cumulus pluristratifié (plus de trois couches) compacté et un cytoplasme homogène ;
- Qualité 2 (Q2) : Cumulus compacté à une ou deux couches et un cytoplasme moins homogène ;
- Qualité 3 (Q3) : couche des cellules irrégulières avec un peu du cumulus oophorus moins compacté et un cytoplasme moins régulier avec des zones sombres ;
- Qualité 4 (Q4) : absence de cumulus oophorus ou expansé, cytoplasme irrégulier avec des zones sombres.

Le critère de sélection basé sur la morphologie des COCs est important pour la réussite de la maturation *in vitro*.

II. 2. Choix des ovocytes pour la maturation et la fécondation *in vitro*

Les ovocytes et le cumulus oophorus (cellules somatiques entourant l'ovocyte) sont reliés par des jonctions communicantes permettant l'inter-échange des molécules et nutriments entre ces cellules (Norris *et al.*, 2008). L'efficacité de la production *in vitro* d'embryons (PIV) est influencée significativement par la qualité des ovocytes. Les COCs utilisés pour la PIV sont les COCs de qualité 1 et 2, c'est-à-dire entourés d'un cumulus compact (composé de 3 à 4 couches de cellules couvrant la zone pellucide) et ayant un cytoplasme homogène (Cetica *et al.*, 1999; Wang *et al.*, 2007). De nombreuses études ont

montré que la compétence au développement est proportionnelle à la qualité du complexe cumulus oophorus ovocyte avec une différence des taux de développement significatif entre les COCs des classes 1 et 2 acceptables d'une part et d'autre part les COCs de classes 3 et 4 (Cetica *et al.*, 1999).

III. Maturation *in vitro* des ovocytes

L'objectif est d'obtenir la maturation nucléaire et surtout cytoplasmique des ovocytes ayant déjà acquis la compétence complète pour reprendre la méiose. Les cellules des complexes cumulus oophorus ovocytes de qualité 1 et 2 sont mises en maturation *in vitro* dans le milieu TCM 199 (Abraham *et al.*, 2012), milieu tamponné au bicarbonate, contenant des sels minéraux, des sources de carbone et d'énergie (glucose, glutamine) ainsi que des acides aminés et des vitamines. L'albumine sérique bovine (BSA) ainsi que des liquides biologiques complexes (sérum bovin fœtal : 10 et sérum d'une femelle en œstrus : 10%) et des antibiotiques (gentamycine (75ug/ml) (Satrapa *et al.*, 2010) sont souvent ajoutés à ce milieu dont l'effet empêche l'adhésion des complexes cumulus ovocytes entre eux et au support de culture.

IV. Fécondation *in vitro* des ovocytes

La fécondation des ovocytes matures s'effectue avec des spermatozoïdes qui ont subi au préalable la capacitation. Il s'agit de l'entrée du spermatozoïde dans l'ovocyte permettant l'incorporation du contenu nucléaire mâle dans le gamète femelle. La fécondation *in vitro* est réalisée en puits (20 à 30 ovocytes) ou en microgouttes (20 µl) en présence de 10^6 spermatozoïdes par ml. L'incubation dure 18 à 24 heures dans une atmosphère modifiée contenant 5% de CO₂ à 38.8° C (Abraham *et al.*, 2012).

V. Culture des embryons

La culture des embryons est une étape cruciale pour la production d'embryons *in vitro*. Chez les mammifères domestiques, c'est au stade blastocyste que l'embryon est transférable dans l'utérus de la femelle receveuse. La culture jusqu'à ce stade est donc indispensable. C'est également à ce stade que l'embryon est apte à supporter la congélation/décongélation. Les zygotes obtenus sont mis en culture dans un milieu contenant tous les composés dont l'embryon a besoin.

VI. Facteurs de variation de la population folliculaire, du rendement et de la qualité ovocytaires

Les facteurs tels que la race, l'âge, le niveau hormonal, le stade de reproduction et la nutrition ont été cités antérieurement comme influençant la population folliculaire et le rendement en ovocytes des différentes espèces d'animaux domestiques.

IV.1. Facteurs ovariens

IV.1. 1. Corps jaune

Plusieurs études ont montré l'effet du corps jaune sur la population folliculaire. Les résultats sont parfois controversés. La présence du corps jaune (Dominguez, 1995; Natumanya *et al.*, 2008) ou son diamètre (Hanzen *et al.*, 2000) n'affecte pas le développement des follicules ovariens sur l'ovaire hétérolatéral ou ipsi-latéral. Par contre, d'autres auteurs ont montré que l'activité folliculaire serait plus grande sur l'ovaire porteur de corps jaune que sur l'ovaire hétérolatéral chez la vache pendant le cycle œstral (Driancourt *et al.*, 1991) ; et pour d'autres encore, l'ovaire hétérolatéral au corps jaune a plus de follicules ovariens chez le dromadaire (Abdoon, 2001), chez la chèvre (Swchwarz et Wierzcho, 2010) et chez la brebis (Shabankareha *et al.*, 2010). Lors de la gestation cependant, le corps jaune exerce une influence négative sur la croissance des follicules de diamètre supérieur à 7 mm sur l'ovaire ipsi- latéral (Pierson et Ginther, 1987a).

Le rendement et la qualité des ovocytes ne sont pas affectés par la présence du corps jaune sur l'ovaire des vaches de races *Bos Taurus* (Dominguez, 1995) et *Bos Indicus* (Natumanya *et al.*, 2008). Mais, d'après Samad et Raza (1999), Wani *et al.* (2000) et Abdoon (2001), les ovaires possédant un corps jaune ont un rendement plus faible en ovocytes que les ovaires sans corps jaune chez la bufflesse, la brebis et la femelle du dromadaire.

IV.1.2. Disposition des follicules dans le cortex ovarien

Une coupe d'ovaire permet de visualiser les follicules ovariens qui se présentent depuis leur stade initial ou follicule primordial jusqu'au stade de follicule mûr ou dominant, libérant l'ovocyte. L'apparition de follicules en surface de l'ovaire semble dépendre de la profondeur du cortex à laquelle ils sont localisés. Les follicules se développent toujours dans la partie corticale de l'ovaire avec une variabilité de distribution entre cette zone (Derivaux et Ectors, 1989). Ainsi, si chez certaines races ces follicules sont en majorité en localisation sub-superficielle et donc visibles en surface à 1 mm de profondeur, chez d'autres comme c'est le

cas chez la bufflesse, ils sont distribués à différents niveaux du cortex mais majoritairement en profondeur, par conséquent non visibles en surface (Kumar *et al.*, 1997).

IV.1.3 Diamètre des follicules

Le diamètre des follicules influence la qualité des ovocytes. Des études ont montré une fréquence plus élevée de la maturation *in vitro* des ovocytes récoltés à partir des follicules de diamètre supérieur à 3 mm qu'à partir de ceux récoltés sur follicules de diamètre inférieur à 2 mm. En effet, Les ovocytes provenant des follicules de diamètre inférieure à 2 mm sont caractérisés par une maturation cytoplasmique et moléculaire incomplète (Sirard *et al.*, 2006). La morphologie des COC's change durant la phase de croissance et de régression des follicules ; les ovocytes expansés ou nus sont plus observés dans les follicules atrétiques (Salomone *et al.*, 1999) tandis que, les ovocytes ayant 3 à 4 couches des cellules du cumulus oophorus sont observés dans les follicules antraux qui répondent à la FSH (Blondin et Sirard, 1995). Les travaux de Laizeau (2003) et de Machatkova *et al.* (2004) ont également montré que la présence d'un follicule dominant affecte négativement le rendement et la qualité en ovocyte.

IV.2. Facteurs non ovariens

IV.2.1. Race

La race est un facteur qui influence la population folliculaire. En effet Selon Silva-Santos *et al.* (2011), le nombre des follicules varie d'une race à une autre et entre les individus d'une même race. Ainsi, Les travaux de Dominguez (1995) ont montré que les races européennes ont plus de gros follicules que les zébus ou produits de leur croisement. Par contre, le nombre de petits follicules ne diffère pas au sein des groupes. Lucci *et al.* (2002) ont révélé par exploration histologique que les zébus ont une population folliculaire en particulier les follicules pré-antraux, quantitativement similaire à celle observée chez les taurins tropicaux. Cependant, des différences sont observées au niveau des follicules antraux. Ghinter *et al.* (1996) ont observé au début de chaque vague folliculaire, 24 petits follicules antraux (3-5 mm) chez la vache *Bos taurus* alors que 41,5 ont été observés pendant l'émergence des premières vagues folliculaires du développement folliculaire chez le zébu Nellore (Sartori et Barros, 2011). Le diamètre des gros follicules diffère également entre les races ; il est plus petit (10-12 mm) chez le zébu Nellore que chez la vache Holstein (16-20mm) d'après Carvalho *et al.* (2008).

Les ovocytes issus des vaches à haut niveau génétique donnent après maturation et fécondation *in vitro* un taux plus élevé des blastocytes par rapport à ceux prélevés sur des vaches à niveau génétique moyen (Snijders *et al.*, 2000). Anna *et al.* (2013) n'ont pas observé de différence significative en terme de rendement ovocytaire entre les races Katjang, croisé Boer et métis chez l'espèce caprine.

IV.2.2. Age

Il ressort de nombreux travaux que l'âge influence de façon significative la population folliculaire chez la vache. Le nombre des follicules de diamètre compris entre 2 et 8 mm comptés chez les vaches adultes âgées de plus de 9 ans est significativement inférieur à celui des génisses (Lucyna et Zdzislaw, 1984; Natumanya *et al.*, 2008).

L'âge de la donneuse est un facteur significatif qui influence la compétence au développement de l'ovocyte (Armstrong, 2001). Il a été démontré que le pourcentage des œufs qui arrivent au stade blastocyste est plus faible quand les ovocytes sont issus des génisses par rapport à ceux issus des vaches âgées (Armstrong, 2001).

Samad et Raza (1999), Wani *et al.* (1999) et Anna *et al.* (2013) ont trouvé que l'âge n'affecte pas le rendement et la qualité des ovocytes chez la bufflesse, la brebis et la chèvre. Par contre la quantité des ovocytes et leur qualité diminuent avec l'âge (Lucyna et Zdzislaw, 1984 ; Natumanya *et al.*, 2008) chez les bovins.

IV.2.4. Note d'état corporel (NEC)

La NEC traduit l'état nutritionnel et l'état d'engraissement de l'animal à travers la quantité de graisses accumulée sous la peau. Elle est utilisée dans la gestion du troupeau afin de connaître son statut nutritionnel. Les facteurs nutritionnels ont été étudiés chez les animaux afin de déterminer leur effet sur la fertilité et les paramètres de reproduction. Il ressort de ces études que les vaches dont l'alimentation est pauvre présentent des follicules dominants de petite taille et un régime riche en énergie augmente la vitesse de croissance folliculaire (Armstrong, 2001). Les vaches ayant une bonne NEC (3 à 5) ont plus de follicules en développement comparés aux vaches ayant une NEC de 2 (Dominguez, 1995; Drion *et al.*, 1996; Natumanya *et al.*, 2008).

Des études ont montré une relation entre la note d'état corporel et la production des ovocytes. Ainsi, les résultats de Dominguez (1995) ont montré qu'une NEC faible (< à 2) influence négativement le rendement et la qualité des ovocytes. En effet, la qualité des ovocytes dépend des conditions nutritionnelles sous lesquelles le follicule a commencé son développement, c'est-à-dire au moment de son recrutement dans la vague folliculaire. La

durée de croissance d'un follicule à un follicule pré-ovulatoire est entre 84 et 85 jours chez la vache Holstein (Al-Katanani *et al.*, 2002). Ainsi, les follicules qui entament leur croissance sous des conditions nutritionnelles déficientes hébergent des ovocytes inaptes à poursuivre un développement normal lorsqu'ils sont fécondés *in vitro*. Ainsi, la proportion des ovocytes de bonne qualité (I et II) est proportionnelle à la NEC (Dominguez, 1995).

IV.2.4. Statut physiologique

Les deux études consacrées à la cinétique de la croissance folliculaire pendant les premières semaines de gravidité (Savio *et al.*, 1988 ; Ginther *et al.*, 1989) ont identifié, comme pendant le cycle sexuel et malgré la présence continue d'une imprégnation progestéronique, des vagues de croissance folliculaire tous les 8 à 10 jours mais sans phénomènes de sélection ni de dominance. L'une d'entre elles a observé une réduction de la croissance folliculaire sur l'ovaire ipsi-latéral au corps jaune 17 à 24 jours après la fécondation (Savio *et al.*, 1988). Certains estiment l'embryon responsable de cet effet (Driancourt *et al.*, 1991). Il serait médié par la BPL (*Bovine Placental Lactogen*) sécrétée par les cellules binuclées trophoblastiques et dont l'effet inhibiteur sur la croissance folliculaire préovulatoire a été démontré (Lucy *et al.*, 1992). Une étude a confirmé la persistance des vagues de croissance folliculaire entre le 4^e et le 9^e mois de gravidité chez la vache. Cependant, la taille du follicule dominant diminue au cours de cette période et le plus souvent aucun follicule de diamètre supérieur à 6 mm n'est détecté sur les ovaires au cours des trois dernières semaines de gestation (Ginther *et al.*, 1996).

Certains auteurs ont observé une augmentation du nombre de follicules de diamètre compris entre 4 et 8 mm entre le 7^e et le 42^e jour postpartum. Spicer et Echterkamp (1996) ont montré que le nombre de follicules moyens (5 à 9 mm) et celui des gros follicules (> à 10 mm) est plus élevé chez les vaches non gravides que les gravides et ce nombre diminuait graduellement du premier au troisième trimestre de gravidité.

Plusieurs travaux ont montré que la qualité des ovocytes et le rendement en ovocytes dépendent du statut physiologique de la femelle. Abdoon (2001) a montré que le nombre des ovocytes ponctionnés chez la femelle du dromadaire gravide est significativement inférieur à celui obtenu à partir de la femelle non gravide. Un grand nombre ou pourcentage d'ovocytes nus (qualité non sélectionnée pour la FIV) est obtenu à partir des ovaires de la femelle du dromadaire en anoestrus ou en période de gravidité. Le statut physiologique n'influence pas le rendement ni la qualité des ovocytes chez les races européennes (Dominguez, 1995) et le zébu Ankole (Natumanya *et al.*, 2008).

V.3. Autres facteurs de variations du rendement et de la qualité des ovocytes

V.3.1. Technique de collecte

Le rendement en ovocytes varie selon la technique utilisée: 5,8 ovocytes ont été collectés par ovaire en utilisant l'aspiration directe des follicules apparents. Ce rendement passe significativement à 9,6 ovocytes par la technique de slicing (Wang *et al.*, 2007).

V.3.2. Temps et température de transport.

La température à laquelle sont conservés les ovaires pendant leur transport a également fait l'objet d'étude. En effet, l'évaluation de la morphologie du cumulus oophorus et l'apoptose des cellules de la granulosa montre que les ovaires ne devraient pas être conservés plus de 3 heures entre 20 et 30°C afin d'éviter l'apoptose des cellules de la granulosa et les modifications morphologiques du cumulus oophorus (Pedersen *et al.*, 2004).

CHAPITRE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES

I. Site de l'étude

L'étude a été réalisée pendant la période de novembre 2013 à juillet 2014 à l'abattoir municipal de Ngaoundéré et au laboratoire de physiologie et biotechnologie de la reproduction de l'IRAD-WAKWA dans la Région de l'Adamaoua. Ngaoundéré est situé entre la latitude 7° 19' 39 N et la longitude 13° 35' 4 E. Le climat est de type soudano-sahélien et est caractérisé par une saison sèche de novembre à mars et une saison de pluies d'avril à octobre. La pluviométrie moyenne est de 1496,7 mm par an. La moyenne des températures minimales enregistrées est de 15,2 ° C et celle des températures maximales est de 29 ° C (station météorologique de Ngaoundéré).

II. Animaux

Cette étude a porté sur 201 vaches qui provenaient principalement du département de la Vina (Région de l'Adamaoua) et du département du Mayo- Rey (Région du Nord). Seules les vaches zébus ont été considérées.

Dans les zones d'origine, les animaux sont élevés de façon extensive. Ils paissent dans les pâturages communautaires à l'exception des ranchs qui disposent d'étendues plus ou moins délimitées et clôturées. Bien que les éleveurs soient de plus en plus sédentarisés, il existe encore des clans nomades (Mbororo notamment) mais presque tous les éleveurs pratiquent la transhumance en saison sèche, à la recherche d'eau et du fourrage pour leurs animaux. A côté de cela, se trouvent également d'autres systèmes notamment les systèmes semi-extensif et intensif où on note l'intervention de l'homme dans l'amélioration des performances de production et de reproduction à travers la complémentation et la supplémentation de l'aliment, l'application d'un programme de prophylaxie et la pratique des inséminations artificielles. Les soins vétérinaires sont limités aux campagnes de masse (vaccinations contre les épizooties, traitements curatifs et préventifs contre les trypanosomoses, etc...).

III. Protocole expérimental

III.1. Identification de la race

La race a été identifiée sur les bases des caractéristiques phénotypiques telles que décrites par Lhoste (1969).

a) Zébu Goudali

Il s'agit d'un zébu de taille moyenne dont la bosse est en général assez développée et tombante, la tête assez longue et étroite et le profil légèrement convexe. L'encolure est assez courte, le cornage court et plutôt fin. Le fanon est assez développé. La conformation pour la viande est assez satisfaisante grâce à un bon développement des masses musculaires de l'arrière-main. Le squelette est en général assez léger, la robe est le plus souvent tachetée de rouge; le noir se rencontre rarement. La répartition du rouge est variable depuis des types presque blancs avec seulement quelques mouchetures jusqu'à des types uni-rouge ou brun.



Photo n ° 2 : Zébu Goudali

b) Zébus M'Bororos

Les zébus M'Bororos sont des animaux de grand format. La tête est longue et le cornage, long et puissant, présente en général une forme de lyre haute. L'encolure est longue et peu musclée ; la croupe est peu charnue, la poitrine est étroite mais profonde. Parmi ces groupes se distinguent trois races :

- **zébu Akou ou *white fulani***

C'est un animal de grand format, de robe blanche parfois mouchetée avec des muqueuses foncées. Le mufle, les oreilles et les onglons sont en général noirs.



Photo n ° 3 : Zébu White Fulani

- **zébus Djafoun ou *Red fulani***

La variété Djafoun est caractérisée par une robe acajou uniforme et par des cornes en forme de lyre implantées haut.



Photo n ° 4 : Zébu Red Fulani

c) Zébu Bokolo

C'est un animal de taille moyenne caractérisé par une robe crème, une bosse peu développée et l'absence des cornes.



Photo n ° 5 : Zébu Bokolo

III.2. Provenance des animaux

D'après les enquêtes menées auprès des bouchers à l'abattoir, 61% des animaux étudiés provenaient du département de la Vina et 39% du département du Mayo Rey. Ces origines correspondent en réalité aux marchés à bétail où les achats des animaux ont été effectués ; les origines réelles des animaux étaient difficiles à déterminer du fait qu'un même animal peut transiter par plusieurs marchés à bétail.

III.3. Poids des vaches

Avant l'abattage, le périmètre thoracique (PTHO) de chaque vache a été mesuré avec le mètre ruban. Le poids a été calculé selon la formule : poids (kg) = $124,69 - 3,171 \times \text{PTHO} + 0,0276 \times \text{PTHO}^2$ (Njoya *et al.*, 1997).

III.4. Note d'état corporel

Chaque vache a été examinée avant l'abattage pour déterminer sa note d'état corporel selon une grille de notation allant de 0 à 5 d'après Vall *et al.* (2003). La note d'état corporel globale a été estimée pour chaque vache par :

- La note du flanc dont les repères anatomiques sont la pointe de la hanche, les apophyses transverses et épineuses ;

- La note arrière dont les repères anatomiques sont la base de la queue et la pointe des fesses, le ligament sacro-tubéral, le détroit caudal et la ligne du dos.

C'est en fonction de la proéminence de ces repères et de l'aspect saillant des os sous-jacents que l'on attribue une note allant de 0 à 5. Le **tableau I** présente les grilles d'évaluations de la NEC. Ces repères ont été complétés par la palpation des amas graisseux superficiels : les abords, le grasset, la côte.

Tableau I: Grille de notation de l'état corporel des bovins

Note	état	Zone lombaire	Zone caudale
0	Cachectique	Apophyses épineuses et transverses visibles ; vertèbres très visibles : la peau « rentre » sous les apophyses.	Queue et pointes ischiales très saillantes ; Détroit caudal très profond ; Fesse pointue.
1	Très maigre	Apophyses transverses très saillantes ; vertèbres visibles, couvertures musculaires limitées, la peau « suit » les apophyses.	Queue très saillante, pointe de la fesse saillante, détroit caudal profond.
2	Maigre	Apophyses transverses visibles mais non proéminentes ; ligne transverse concave.	Queue saillante, détroit caudal creux, pointe de la fesse arrondie
3	Normal	Apophyses transverses discernables à la palpation ; ligne transversale légèrement concave ; hanche arrondies et lisses.	Queue saillante ; ligne queue pointe de la fesse lisse ou légèrement concave ; détroit caudal effacé.
4	Gras	Apophyses transverses invisibles mais hanches perceptibles ; ligne transversale plate ou légèrement convexe.	Queue entourée de graisse mais proéminente ; détroit caudal comblé.
5	Très gras	Apophyses transverses invisibles mais hanches perceptibles ; ligne transversale convexe.	Queue enfouie, parfois entouré de bourrelets.

Source : Vall et al. (2003).

Les vaches ont été classées en 3 catégories selon Natumyana *et al.* (2008) : note 1-2 : maigre ; note 3 : Moyenne ; note 4-5 : grasse.

III.5. Age

Après l'abattage, l'âge a été déterminé par l'examen de la dentition ou des cornes.

Tableau II: Méthode de détermination de l'âge des bovins

Dentition	Nombres des sillons/Cornes	Age de la vache
Dents de lait	Absent	< à 2 ans
Eruption des pinces		2 ans
Eruption des premières mitoyennes	1	3 ans
Eruption des deuxièmes mitoyennes	2	4 ans
Eruption des coins	3	5 ans
Rasement des incisives	4	6 ans
Nivellement des pinces	5	7 ans
Nivellement des premières mitoyennes	6	8 ans
Nivellement des deuxièmes mitoyennes	7	9 ans
Nivellement des coins	8	10 ans
Ecartement des dents	9	11 ans
	10	12 ans
	11	13 ans
	12	14 ans
	13	15 ans

Source : Fassi et al. (2006)

Pour la détermination de l'âge par les cornes, la formule suivante a été utilisée : Age (en années) = $N + 2$, avec N représentant le nombre des sillons et 2 une constante.

Les vaches ont été classées en groupes d'âges : $3 \leq \text{âge} < 6$ ans, $6 \leq \text{âge} < 10$ ans et $10 \leq \text{âge} \leq 15$ ans selon Lucyna et Zdzislaw (1984).

III.6. Statut physiologique

Après l'abattage et l'éviscération, l'utérus a été examiné afin de déterminer l'état physiologique de la vache. Si celle-ci est gravide, le fœtus était retiré par incision de l'utérus et son âge approximatif déterminé à partir de la formule $Y = X(X+2)$ où X représente le nombre de mois de gestation, 2 une constante et Y la longueur nuque-croupe en centimètres (Santos *et al.*, 2013). La longueur nuque-croupe était mesurée à partir de l'éminence frontale jusqu'à la jonction sacrée-coccygienne (ischium). Le stade de gravidité a été ensuite classé en premier trimestre (1 à 90 jours), deuxième trimestre (91 à 180 jours) et troisième trimestre (> 180 jours).

III.7. Prélèvement des ovaires

Après identification et abattage de chaque vache, les ovaires ont été prélevés par section du ligament large à l'aide des ciseaux. Ensuite, l'ovaire droit est placé dans un tube conique contenant un milieu isotonique (NaCl, 0.9%) avec la pénicilline-streptomycine (0,5 mg/ml), et l'ovaire gauche dans un autre. Après la collecte, les tubes contenant les ovaires ont été mis dans un container isotherme à la température de 30-32° C, puis transportés au laboratoire endéans les 2 heures qui suivaient l'abattage. Les ovaires présentant des pathologies (kystes) ont été exclus (Wang *et al.*, 2007).

III.8. Détermination du poids et de la taille des ovaires

Au laboratoire, les ovaires ont été débarrassés de débris tissulaires (ligament large attachés sur l'ovaire) et ont été pesés avec une balance électronique de type Mettler PC 2000 (**photo n° 6**) avec une précision de 0,01. En fonction de leur poids, les ovaires ont été répartis en trois groupes : petits (< à 3 g), moyens (3 à 5 g) et gros (> à 5 g).



Photo n ° 6 : Détermination du poids de l'ovaire

La taille (longueur, largeur et épaisseur) de l'ovaire a été mesurée à l'aide d'un calliper électronique (**Photo n° 7**). En fonction de ce facteur, les ovaires ont été répartis en deux groupes : volume ovarien inférieur à 2,25x1,75x1,25 cm³ et supérieur à 2,25x1,75x1,25 cm³ (Samad et Raza., 1999).



Photo n ° 7 : Détermination de la taille de l'ovaire

III.9. Identification du corps jaune

Le corps jaune (**photo n° 8**) est une glande endocrine transitoire du fait de sa durée éphémère. C'est une structure qui est formée à partir du follicule qui a ovulé. Son identification sur l'ovaire était basée sur sa forme et sa couleur. Le corps jaune mature a une forme en « bouchon sphérique », et une couleur grise.

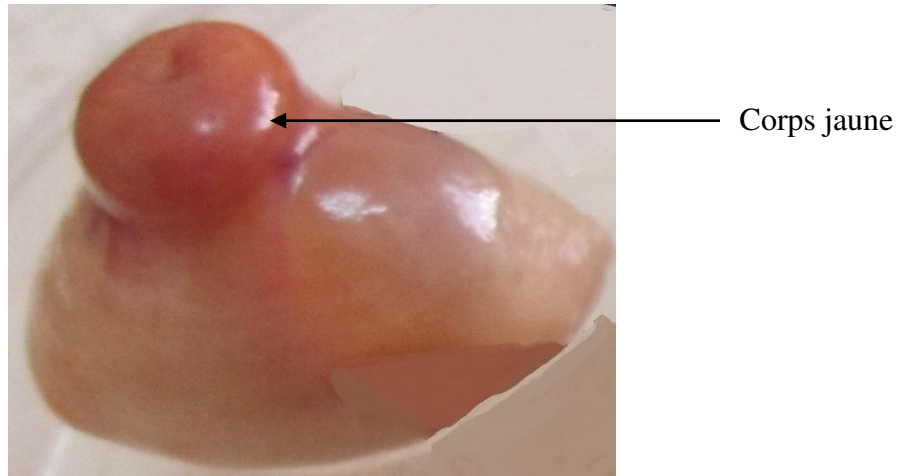


Photo n ° 8 : Ovaire portant un corps jaune

III.10. Détermination de la population folliculaire

Pour chaque vache, les follicules visibles (**photo n° 9**) à la surface de l'ovaire ont été comptés. Le diamètre folliculaire a été mesuré et les follicules ont été classés en 3 catégories : petits ($\Phi < 3$ mm), moyens ($3 \leq \Phi \leq 8$ mm) et gros ($\Phi > 8$ mm) selon Duygu *et al.* (2013). Les ovaires ont été ensuite rincés avec une solution physiologique de NaCl à 0,9 % contenant de la pénicilline-streptomycine à la dose de 0,5 mg/ml. Ils ont été gardés dans un bain marie à une température de 30° C pendant toute la durée de leur examen.

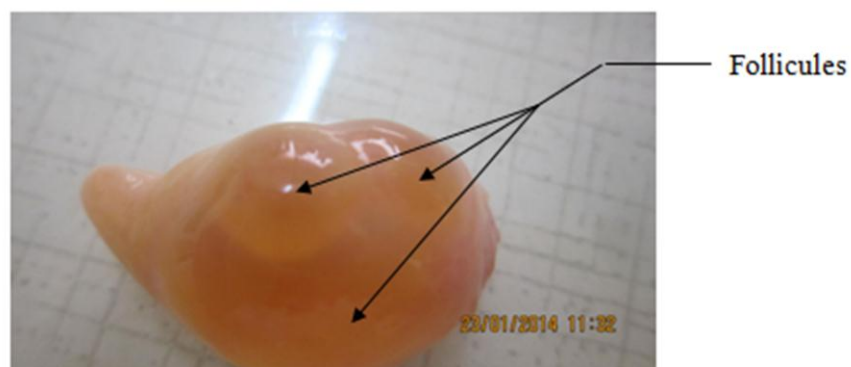


Photo n ° 9 : Ovaire portant des follicules

III. 11. Collecte et classification des ovocytes

La technique de slicing (incision) des ovaires (Wang *et al.*, 2007) a été utilisée pour collecter les ovocytes. Chaque ovaire a été placé dans une boîte de pétri contenant 5 ml de la solution du DPBS. De petites incisions ont été faites sur toute la surface de l'ovaire à l'aide d'une lame de bistouri pour obtenir les ovocytes, l'ovaire étant maintenu avec des pinces à dents de souris.

Une fois collectés et rincés dans une solution de DPBS, les ovocytes ont été examinés et comptés sous stéréoscope à l'objectif 10X (photo n° 10). Les ovocytes ont été ensuite classés en 4 qualités en tenant compte de l'homogénéité du cytoplasme et des couches des cellules du cumulus oophorus selon De Loose *et al.* (1989) et Alves *et al.* (2014).

- Qualité 1 : Cumulus compacté ayant plus de trois couches à cytoplasme homogène ;
- Qualité 2 : Cumulus compacté à une ou deux couches et un cytoplasme homogène ;
- Qualité 3: Cumulus peu compacté à cytoplasme peu régulier avec des zones sombres ;
- Qualité 4 : Sans cumulus, avec un cytoplasme irrégulier.

Pour évaluer la qualité globale des ovocytes, un index a été calculé : [qualité Ix1+ qualité II x 2+qualité III x 3+qualité IVx4] / nombre total des ovocytes (Duygu *et al.*, 2013). Une valeur tendant vers 1 reflète une bonne qualité globale des ovocytes.

IV. Analyses statistiques

Les données ont été analysées avec le logiciel Statistical Package for Social Sciences (SPSS), version 20. Le test de Shapiro-Wilk a été utilisé pour le test de normalité des observations ou valeurs. Les données des follicules et ovocytes qui ne suivent pas une distribution normale ont été transformées par le logarithme Népérien. L'analyse de la variance (ANOVA) à un facteur a été effectuée pour évaluer l'effet des facteurs ovariens et non ovariens sur la population folliculaire, le rendement et la qualité ovocytaire. Les différences entre moyennes ont été testées par le test de Duncan's. Pour les données non normales, le test de Krustal-Wallis a été utilisé pour la comparaison des différentes moyennes. Toutes les données ont été représentées sous la forme de moyenne $\pm$ ESM (Erreur Standard de la Moyenne) au seuil de 5 %.

CHAPITRE III : RÉSULTATS ET DISCUSSION

I. Résultats

I.1. Caractérisation des vaches abattues et des ovaires

I.1.1. Race

Sur les 201 vaches étudiées, 92 étaient de race Goudali, 50 de race White Fulani (Akou), 31 de race Red Fulani (Djafoun) et 20 de race Bokolo (**figure 10**).

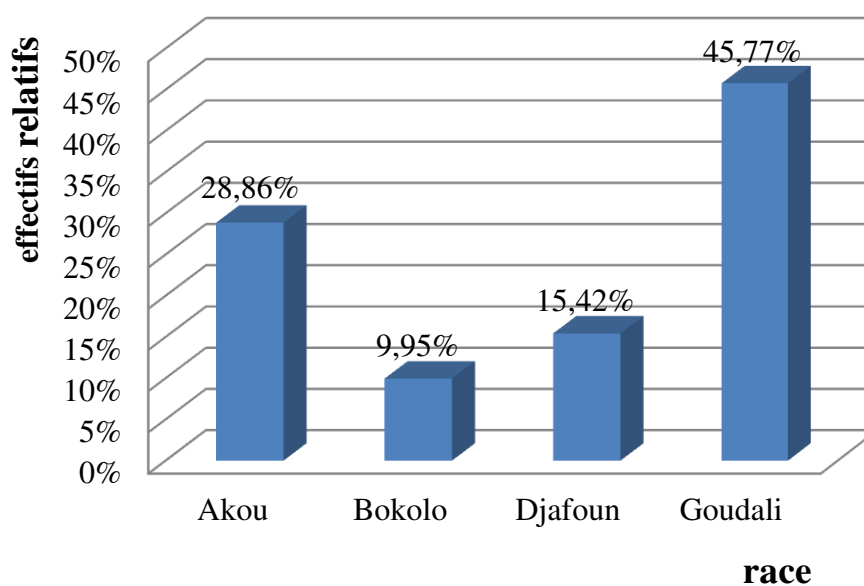


Figure 10: Distribution des vaches en fonction de la race

I.1.2. Age

L'âge des vaches abattues variait entre 3 et 15 ans. Avec une moyenne de $6,80 \pm 0,15$, la plupart des vaches avait un âge compris entre 6 et 10 ans (**tableau III**).

Tableau III : Répartition des vaches en fonction de l'âge

Groupe d'âges	Effectif	Pourcentage
3 - 6 ans	55	27,4
6 - 10 ans	108	53,7
10 - 15 ans	38	18,9
TOTAL	201	100

I.1.3. NEC

L'évaluation morphologique des vaches a montré que la note d'état corporel des vaches abattues variait entre 1 et 5 ; avec une moyenne de $2,67 \pm 0,06$. Plus de la moitié (59,7 %) des vaches avaient une $NEC \geq 3$ (**figure 11**).

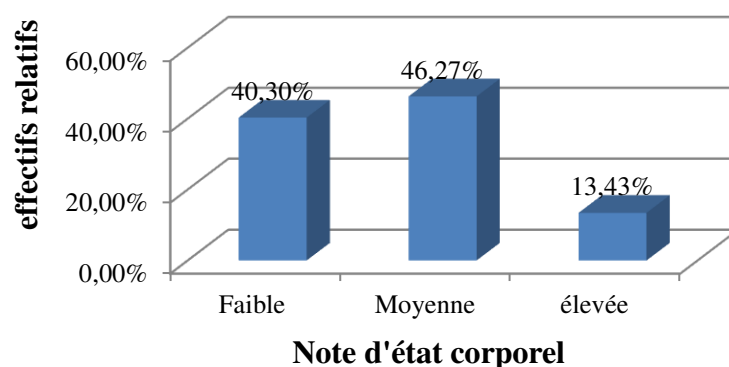


Figure 11 : Distribution des vaches en fonction de la NEC

I.1.4. Statut physiologique

Plus de la moitié (52,2%) des vaches étaient gravides. Le **tableau IV** présente leur répartition en fonction de leur statut physiologique et de la gravidité.

Tableau IV : Répartition des vaches en fonction du statut physiologique

Statut physiologique	Effectifs	Pourcentage
Non gravides	96	47,8
Gravides	105	52,2
• 1 ^{er} trimestre	53	26,4
• 2 ^e trimestre	32	15,9
• 3 ^e trimestre	20	9,9

I.1.5. Corps jaune

Cent quarante vaches (69,7%) possédaient un corps jaune sur l'un ou l'autre ovaire contre soixante une (30,3%) qui n'en possédaient pas.

I.1.6. Poids des ovaires et des vaches

Le poids moyen de l'ovaire était de $4,60 \pm 1,82$ g et ceux de l'ovaire droit et gauche de $4,99 \pm 2,48$ g et $4,22 \pm 2,15$ g respectivement. Il est à noter que l'ovaire droit pèse plus que l'ovaire gauche. Le poids moyen des vaches était de $382,08 \pm 70,73$ Kg.

Le **tableau V** présente la variation du poids des ovaires et des vaches en fonction de la race, de la NEC, de l'âge, du statut physiologique et de la présence ou non du corps jaune. Il ressort de ce tableau que les vaches gravides ont des ovaires plus lourds ($P < 0,05$). De même, les ovaires porteurs de corps jaune sont plus lourds ($P < 0,05$). La race et l'âge des vaches n'ont aucun effet ($P > 0,05$) sur le poids des ovaires, alors que la note d'état corporel a une influence significative. Les ovaires des vaches ayant une $NEC \geq 3$ sont plus lourds ($p < 0,05$). Bien que la race Goudali ait tendance à avoir un poids plus élevé que les autres races, la différence n'est pas significative ($p > 0,05$). Par contre, le poids des vaches augmente de façon significative ($p < 0,05$) avec la note d'état corporel, la présence du corps jaune et de l'état gravidique.

Tableau V : Variation du poids des ovaires et des vaches en fonction de la race, de la NEC, de l'âge, du statut physiologique et du corps jaune (moyenne $\pm$ ESM)

Facteurs		N	Poids moyen ovaire droit	Poids moyen Ovaire gauche	Poids Moyen ovaire	Poids de l'animal
Race	Akou	50	5,07 $\pm$ 0,32 ^a	4,20 $\pm$ 0,26 ^a	4,63 $\pm$ 0,23 ^a	348,27 $\pm$ 7,97 ^a
	Bokolo	20	4,99 $\pm$ 0,87 ^a	3,41 $\pm$ 0,36 ^a	4,20 $\pm$ 0,27 ^a	354,90 $\pm$ 12,76 ^a
	Djafoun	31	4,62 $\pm$ 0,58 ^a	4,56 $\pm$ 0,42 ^a	4,59 $\pm$ 0,42 ^a	364,35 $\pm$ 13,35 ^a
	Goudali	92	5,05 $\pm$ 0,24 ^a	4,28 $\pm$ 0,23 ^a	4,67 $\pm$ 0,18 ^a	373,72 $\pm$ 6,70 ^a
	P-value		0,546	0,675	0,776	0,654
NEC	Faible	81	4,35 $\pm$ 0,24 ^a	3,78 $\pm$ 0,22 ^a	4,06 $\pm$ 0,18 ^a	339,05 $\pm$ 5,51 ^a
	Moyenne	93	5,30 $\pm$ 0,26 ^b	4,45 $\pm$ 0,24 ^b	4,87 $\pm$ 0,26 ^a	366,07 $\pm$ 6,88 ^b
	Elevée	27	5,82 $\pm$ 0,55 ^b	4,70 $\pm$ 0,37 ^b	5,26 $\pm$ 0,31 ^b	424,70 $\pm$ 11,11 ^c
	P-value		0,007	0,027	0,002	0,000
Age	3 - 6	55	4,79 $\pm$ 0,28 ^a	3,87 $\pm$ 0,22 ^a	4,33 $\pm$ 0,19 ^a	357,44 $\pm$ 9,86 ^a
	6 - 10	108	5,12 $\pm$ 0,25 ^a	4,28 $\pm$ 0,21 ^a	4,70 $\pm$ 0,18 ^a	372,32 $\pm$ 5,43 ^a
	10 - 15	38	4,87 $\pm$ 0,45 ^a	4,52 $\pm$ 0,42 ^a	4,69 $\pm$ 0,33 ^a	373,81 $\pm$ 10,65 ^a
	P-value		0,923	0,063	0,441	0,581
Statut physiologique	Non gestante	96	4,26 $\pm$ 0,20 ^a	3,54 $\pm$ 0,18 ^a	3,90 $\pm$ 0,16 ^a	339,09 $\pm$ 5,83 ^a
	Gestante	105	5,65 $\pm$ 0,26 ^b	4,84 $\pm$ 0,22 ^b	5,24 $\pm$ 0,17 ^b	384,97 $\pm$ 6,23 ^b
	P-value		0,000	0,000	0,000	0,000
Corps jaune	Absent	61	3,57 $\pm$ 0,18 ^a	3,22 $\pm$ 0,16 ^a	3,39 $\pm$ 0,16 ^a	333,29 $\pm$ 7,60 ^a
	Présent	140	5,60 $\pm$ 0,22 ^b	4,22 $\pm$ 0,15 ^b	5,12 $\pm$ 0,15 ^b	376,03 $\pm$ 5,32 ^b
	P-value		0,000	0,009	0,000	0,000

^{a,b,c} : les moyennes dans une colonne avec des exposants différents sont significatives ($P < 0,05$)

I.1.7. Taille des ovaires

Les dimensions moyennes de l'ovaire étaient de $2,78 \pm 0,55$ cm pour la longueur, $1,90 \pm 0,42$ cm pour la largeur et de $1,27 \pm 0,33$ cm pour l'épaisseur.

Le **tableau VI** montre la variation de la taille de l'ovaire en fonction de la race, de la NEC, de l'âge, du statut physiologique et de la présence ou non du corps jaune.

Il ressort de ce tableau que : la longueur de l'ovaire augmente significativement avec l'âge ($p < 0,05$) ; l'épaisseur de l'ovaire est plus réduite ($p < 0,05$) chez les vaches maigres. Les dimensions des ovaires augmentent avec l'état gravidique et la présence du corps jaune ($p < 0,05$).

Tableau VI : Variation de la taille des ovaires en fonction de la race, de la NEC, de l'âge, du statut physiologique et de la présence ou non du corps jaune (moyenne±ESM).

FACTEURS		N	Longueur moyenne OG	Longueur moyenne OD	Longueur moyenne ovaire	Largeur Moyenne OG	Largeur moyenne OD	Largeur moyenne ovaire	Epaisseur moyenne OG	Epaisseur moyenne OD	Epaisseur moyenne Ovaire
Races	Akou	58	2,67±0,54 ^a	2,91±0,55 ^a	2,79±0,06 ^a	1,84±0,37 ^a	1,97±0,39 ^a	1,90±0,04 ^a	1,21±0,27 ^a	1,33±0,33 ^a	1,27±0,03 ^a
	Bokolo	20	2,61±0,52 ^a	2,74±0,37 ^a	2,68±0,08 ^a	1,75±0,44 ^a	2,07±0,49 ^a	1,91±0,05 ^a	1,09±0,33 ^a	1,34±0,35 ^a	1,21±0,55 ^a
	Djafoun	31	2,78±0,47 ^a	2,86±0,58 ^a	2,82±0,09 ^a	1,95±0,45 ^a	1,84±0,45 ^a	1,89±0,06 ^a	1,31±0,33 ^a	1,26±0,41 ^a	1,29±0,05 ^a
	Goudali	92	2,68±0,59 ^a	2,86±0,55 ^a	2,77±0,05 ^a	1,82±0,42 ^a	1,97±0,43 ^a	1,90±0,03 ^a	1,25±0,34 ^a	1,35±0,52 ^a	1,30±0,03 ^a
	p-value		0,716	0,681	0,767	0,354	0,274	0,998	0,100	0,797	0,565
NEC	Faible	81	2,60±0,51 ^a	2,76±0,48 ^a	2,68±0,05 ^a	1,77±0,40 ^a	1,84±0,40 ^a	1,81±0,03 ^a	1,15±0,29 ^a	1,22±0,31 ^a	1,18±0,02 ^a
	Moyenne	93	2,76±0,60 ^a	2,93±0,60 ^a	2,85±0,06 ^a	1,88±0,42 ^a	2,04±0,43 ^a	1,96±0,03 ^b	1,29±0,33 ^b	1,40±0,52 ^b	1,34±0,03 ^b
	Elevée	27	2,72±0,44 ^a	2,93±0,43 ^a	2,82±0,06 ^a	1,89±0,40 ^a	1,96±0,43 ^a	1,97±0,04 ^b	1,31±0,34 ^b	1,42±0,42 ^b	1,36±0,05 ^b
	p-value		0,129	0,094	0,066	0,175	0,055	0,052	0,007	0,014	0,002
Age	3 - 6 ans	55	2,50±0,46 ^a	2,67±0,46 ^a	2,58±0,05 ^a	1,77±0,33 ^a	1,93±0,35 ^a	1,85±0,03 ^a	1,28±0,34 ^a	1,32±0,30 ^a	1,30±0,03 ^a
	6 – 10 ans	108	2,75±0,55 ^b	2,94±0,55 ^b	2,84±0,05 ^b	1,87±0,44 ^a	1,99±0,34 ^a	1,92±0,03 ^a	1,23±0,30 ^a	1,31±0,34 ^a	1,27±0,02 ^a
	10 - 15 ans	38	2,81±0,60 ^b	2,92±0,54 ^b	2,86±0,08 ^b	1,84±0,43 ^a	1,93±0,53 ^a	1,89±0,06 ^a	1,19±0,35 ^a	1,40±0,76 ^a	1,29±0,07 ^a
	p-value		0,009	0,007	0,003	0,348	0,658	0,302	0,376	0,575	0,763
Statut physio- logique	Non gestante	96	2,53±0,49 ^a	2,70±0,47 ^a	2,62±0,04 ^a	1,70±0,37 ^a	1,88±0,39 ^a	1,79±0,03 ^a	1,14±0,29 ^a	1,22±0,30 ^a	1,18±0,02 ^a
	Gestante	105	2,84±0,56 ^b	3,01±0,56 ^b	2,92±0,05 ^b	1,96±0,41 ^b	2,04±0,45 ^b	2,00±0,03 ^b	1,32±0,33 ^b	1,42±0,52 ^b	1,37±0,02 ^b
	p-value		0,000	0,000	0,000	0,000	0,010	0,000	0,000	0,001	0,000
Corps jaune	Absent	61	2,56±0,50 ^a	2,64±0,43 ^a	2,60±0,05 ^a	1,66±0,29 ^a	1,72±0,26 ^a	1,69±0,03 ^a	1,07±0,19 ^a	1,11±0,19 ^a	1,09±0,02 ^a
	Présent	140	2,75±0,56 ^b	2,96±0,55 ^b	2,85±0,04 ^b	1,92±0,43 ^b	2,06±0,45 ^b	1,99±0,02 ^b	1,30±0,34 ^b	1,43±0,48 ^b	1,36±0,02 ^b
	p-value		0,024	0,000	0,001	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000

^{a,b,c} :les moyennes dans une colonne avec des exposants différents sont significatives (P<0,05)

OD : Ovaire Droit, OG : Ovaire Gauche

I.2. Population folliculaire

Sur un total de quatre cent deux (402) ovaires récoltés, six milles sept quarante-sept (6747) follicules ont été obtenus soit une moyenne de $16,75 \pm 0,83$ par ovaire. Le nombre de follicules de diamètre inférieur à 3 mm varie de 0 à 55 ; celui des follicules de diamètre compris entre 3-8 mm de 0 à 47 et de 0 à 2 pour les follicules de diamètre supérieure à 8 mm. La **figure 12** représente la répartition des follicules en fonction de la taille.

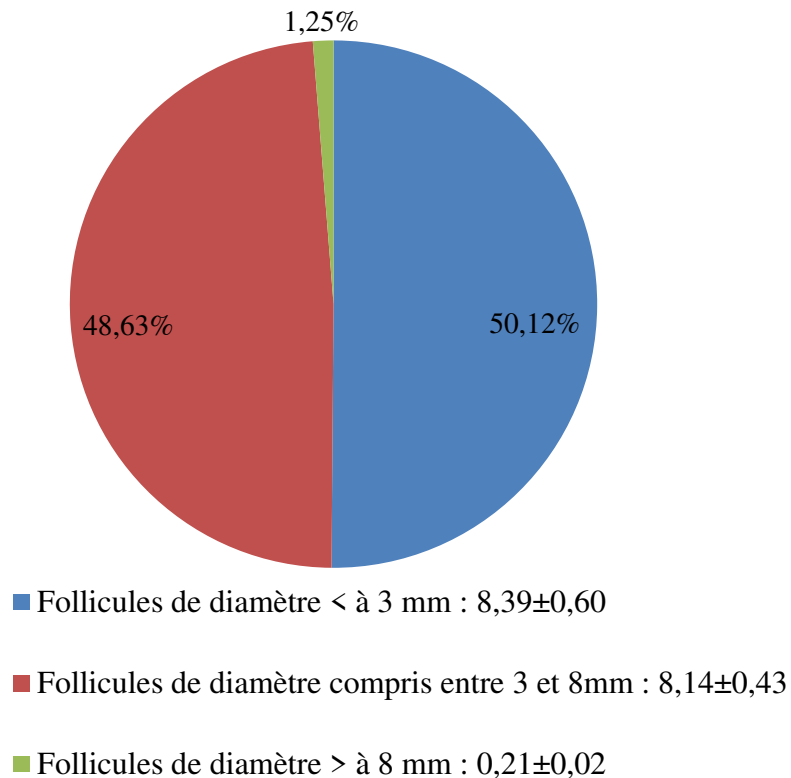


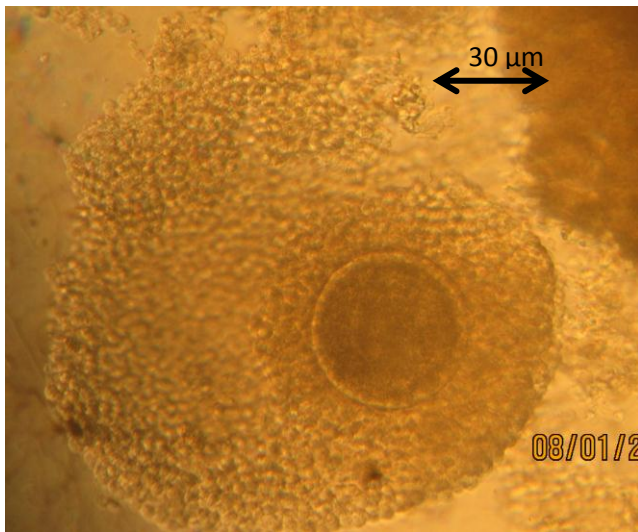
Figure 12: Répartition du nombre des follicules en fonction de leur diamètre

I.3. Rendement en ovocyte

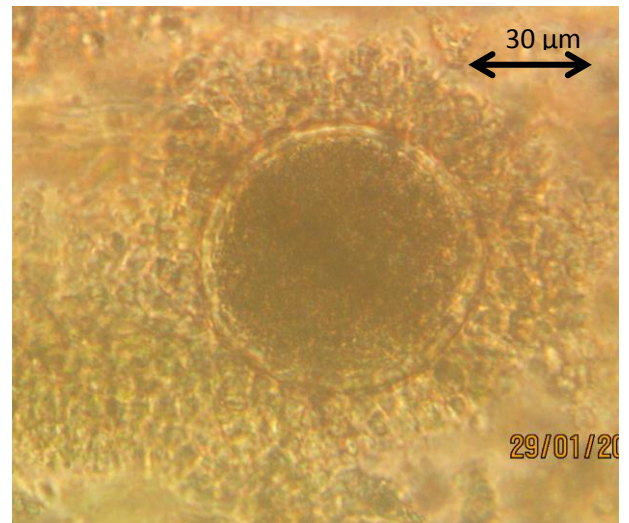
Quatre mille quatre cent onze (4411) ovocytes de qualité I, II, III et IV ont été récoltés des 402 ovaires, soit un rendement moyen en ovocytes par ovaire de $10,97 \pm 0,43$.

I.4. Qualité des ovocytes

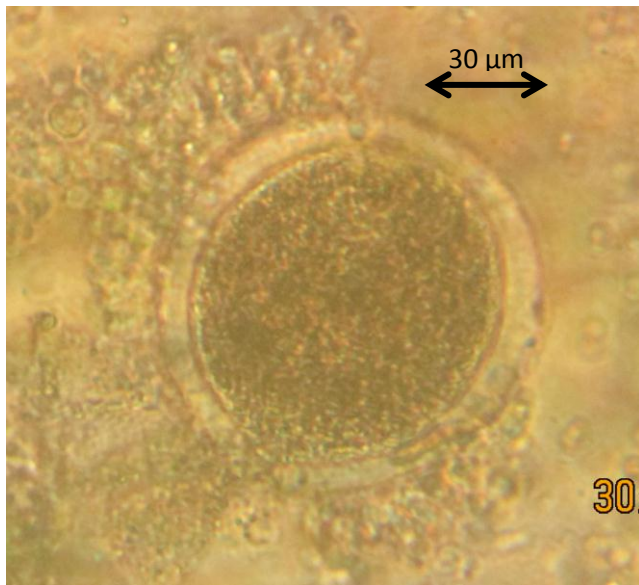
Les ovocytes ont été classés en quatre qualités : I, II, III et IV (**photo n° 10**).



(A)



(B)



(C)



(D)

Photo n° 10 : Complexe Ovocyte-Cumulus

- (A) : Cumulus compacté avec plus de 3 couches et à cytoplasme homogène (COC-I) ;
- (B) : Cumulus compacté avec une ou deux couches et un cytoplasme homogène (COC-II) ;
- (C) : Cumulus peu compacté à cytoplasme peu régulier avec des zones sombres (COC-III) ;
- (D) : Cumulus dénudé ou absent, avec un cytoplasme moins régulier (COC-IV).

La **figure 13** présente la répartition des ovocytes (moyenne $\pm$ ESM) en fonction de leur qualité. Les ovocytes jugés de bonne qualité pour la maturation et la fécondation *in vitro* (qualité I et II) représentent une moyenne de $6,27 \pm 0,32$ par ovaire soit un pourcentage de 57,15% (2515). L'index de la qualité ovocytaire (IOO) était de 2,26.

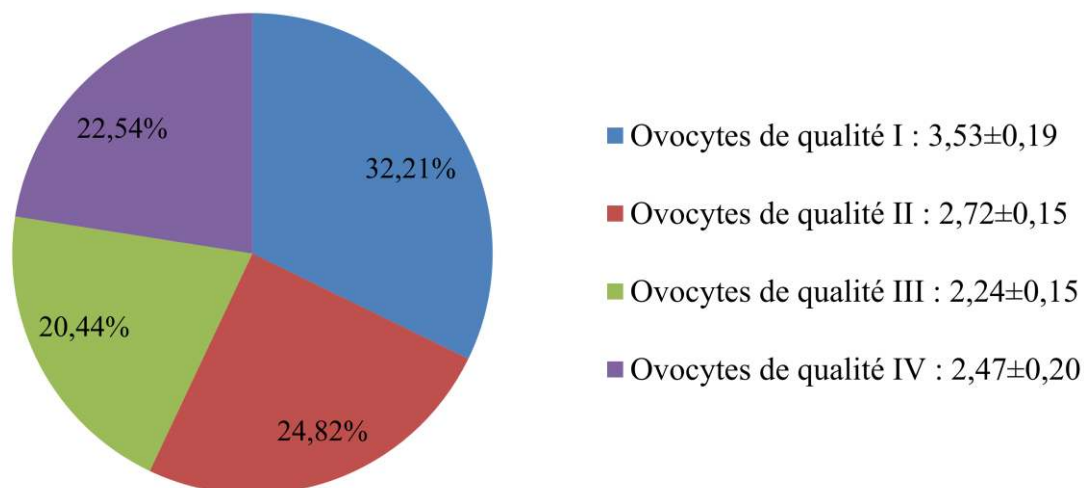


Figure 13 : Répartition des ovocytes en fonction de leur qualité

I.5. Effet des facteurs ovariens sur la population folliculaire, le rendement et la qualité des ovocytes.

Les **tableaux VII et VIII** présentent l'effet de la localisation ovarienne, de la présence ou non du corps jaune, du poids et de la taille de l'ovaire sur la population folliculaire, le rendement et la qualité des ovocytes.

Tableau VII: Variation du nombre des follicules en fonction des facteurs ovariens (moyenne $\pm$ ESM)

Facteurs		N	Nombre des follicules/ovaire			Follicules totaux/ovaire
			Petits (< 3mm)	Moyens (3-8 mm)	Gros (> 8 mm)	
Localisation ovarienne	Droit	201	8,24 $\pm$ 0,62 ^a	8,45 $\pm$ 0,47 ^a	0,25 $\pm$ 0,04 ^a	16,95 $\pm$ 0,86 ^a
	Gauche	201	8,55 $\pm$ 0,64 ^a	7,83 $\pm$ 0,48 ^a	0,18 $\pm$ 0,03 ^a	16,57 $\pm$ 0,88 ^a
	p-value					0,756
Corps jaune	Absent	260	8,99 $\pm$ 0,57 ^a	7,31 $\pm$ 0,38 ^a	0,23 $\pm$ 0,03 ^a	16,53 $\pm$ 0,73 ^a
	Présent	142	7,31 $\pm$ 0,70 ^a	9,68 $\pm$ 0,64 ^b	0,18 $\pm$ 0,03 ^a	17,17 $\pm$ 1,12 ^a
	P-value					0,623
Poids de l'ovaire (g)	< 3	134	5,33 $\pm$ 0,52 ^a	5,74 $\pm$ 0,49 ^a	0,25 $\pm$ 0,04 ^a	11,32 $\pm$ 0,79 ^a
	3 - 5	134	7,55 $\pm$ 0,65 ^b	7,94 $\pm$ 0,53 ^b	0,24 $\pm$ 0,04 ^a	16,47 $\pm$ 0,88 ^b
	>5	134	11,41 $\pm$ 0,99 ^c	10,75 $\pm$ 0,63 ^c	0,16 $\pm$ 0,03 ^a	22,49 $\pm$ 1,26 ^c
	P-value					0,000
volume de l'ovaire (cm ³)	<2,25x1,75x1,25	142	5,07 $\pm$ 0,40 ^a	6,21 $\pm$ 0,40 ^a	0,29 $\pm$ 0,05 ^a	11,57 $\pm$ 0,60 ^a
	>2,25x1,75x1,25	174	10,81 $\pm$ 0,79 ^b	10,72 $\pm$ 0,60 ^b	0,18 $\pm$ 0,03 ^a	21,71 $\pm$ 1,10 ^b
	P-value					0,000

^{a,b,c} : les moyennes dans une colonne avec des exposants différents sont significatifs (P<0,05)

Tableau VIII : Variation du rendement et la qualité des ovocytes en fonction des facteurs ovariens (moyenne±ESM).

Facteurs		N	Rendement ovocyttaire/ovaire	Qualité ovocyttaire				Ovocytes cultivables I et II (%)
				I	II	III	IV	
Localisa- tion ovarienne	Droit	201	11,28±0,62 ^a	3,55±0,22 ^a	2,83±0,18 ^a	2,30±0,17 ^a	2,60±0,26 ^a	6,38±0,36 ^a (56,56)
	Gauche	201	10,67±0,60 ^a	3,52±0,21 ^a	2,62±0,18 ^a	2,17±0,17 ^a	2,36±0,19 ^a	6,13±0,35 ^a (57,45)
	p-value		0,756					0,631
Corps jaune	Absent	260	11,51±0,53 ^a	3,58±0,19 ^a	2,86±0,16 ^a	2,37±0,15 ^a	2,70±0,21 ^a	6,44±0,31 ^a (55,95)
	Présent	142	9,99±0,75 ^a	3,45±0,28 ^a	2,47±0,19 ^a	2,08±0,19 ^a	2,07±0,24 ^a	5,92±0,43 ^a (59,25)
	P-value		0,095					0,330
Poids de l'ovaire (en g)	< 3	134	8,44±0,59 ^a	2,66±0,22 ^a	2,09±0,22 ^a	1,78±0,18	1,90±0,21	4,75±0,35 ^a (56,27)
	3 - 5	134	11,39±0,74 ^b	3,51±0,24 ^b	3,51±0,24 ^b	2,29±0,20	2,59±0,33	6,50±0,44 ^b (57,07)
	>5	134	13,09±0,84 ^b	4,43±0,32 ^b	4,43±0,32 ^b	2,64±0,23	2,93±0,28	7,51±0,48 ^b (57,37)
	P-value		0,000					0,000
Volume de l'ovaire (cm ³)	<2,25x1,75x1,25	142	8,57±0,57 ^a	2,65±1,93 ^a	2,15±0,17 ^a	1,68±0,17 ^a	2,08±0,22 ^a	4,80±0,33 ^a (56,00)
	>2,25x1,75x1,25	174	12,57±0,73 ^b	4,14±0,26 ^b	3,16±0,21 ^b	2,58±0,19 ^b	2,69±0,23 ^a	7,30±0,42 ^b (58,07)
	P-value		0,000					0,000

^{a,b,c} :les moyennes dans une colonne avec des exposants différents sont significatifs (P<0,05).

I.5.1. Localisation ovarienne

La position gauche ou droite de l'ovaire n'a aucun effet significatif ($P > 0,05$) sur la population folliculaire, le rendement et la qualité des ovocytes. Toutefois, l'ovaire droit a tendance à avoir plus de follicules et d'ovocytes que l'ovaire gauche.

I.5.2. Corps jaune

Le corps jaune n'a aucun effet significatif ($P > 0,05$) sur le nombre de petits (diamètre < 3 mm), gros (diamètre > 8 mm) et follicules totaux. Par contre, les ovaires porteurs de corps jaunes ont plus ($P < 0,05$) de follicules moyens.

Les ovaires ne portant pas de corps jaune ont tendance à avoir un rendement plus élevé en ovocytes totaux et en ovocytes cultivables. Aucune différence significative n'est observée en terme de qualité ovocytaire entre les ovaires ipsi et contra-latéraux au corps jaune.

I.5.3. Poids de l'ovaire

Le poids de l'ovaire influence de façon significative la population folliculaire totale, le rendement et la qualité ovocytaire. Cependant, il n'a aucun effet significatif ($P > 0,05$) sur le nombre moyen des gros follicules.

I.5.4. Taille de l'ovaire.

Il ressort du **tableau VII** que les ovaires dont le volume est supérieur à $2,25 \times 1,75 \times 1,25 \text{ cm}^3$ ont plus ($P < 0,05$) de follicules totaux que ceux dont le volume est moindre. Cependant le nombre des gros follicules ne diffère ($P > 0,05$) pas entre ces deux groupes.

De même, le rendement en ovocytes totaux et en ovocytes cultivables est plus élevé ($P < 0,05$) dans les ovaires ayant un volume supérieure à $2,25 \times 1,75 \times 1,25 \text{ cm}^3$ (**tableau VIII**).

I.6. Variation de la population folliculaire, du rendement et de la qualité des ovocytes en fonction des facteurs non ovariens.

Les **tableaux IX et X** présentent l'effet de la race, de l'âge, de la NEC, du statut physiologique et du stade de la gestation sur la population folliculaire, le rendement et la qualité ovocytaire.

Tableau IX : Variation de la population folliculaire en fonction des facteurs non ovariens (moyenne $\pm$ ESM)

Facteurs		N	Nombre de follicules/ovaire			Follicules totaux /ovaire
			Petits	Moyens	Gros	
			(< 3mm)	(3-8mm)	(> 8mm)	
Race	Akou	58	9,60±1,20 ^a	7,63±0,91 ^a	0,19±0,03 ^a	17,39±1,74 ^a
	Bokolo	20	7,80±2,04 ^a	8,00±1,26 ^a	0,25±0,07 ^a	16,02±2,45 ^a
	Djafoun	31	9,10±1,83 ^a	8,22±1,03 ^a	0,22±0,06 ^a	17,47±2,42 ^a
	Goudali	92	7,53±0,76 ^a	8,48±0,62 ^a	0,20±0,04 ^a	16,27±1,10 ^a
	P-value					0,170
Age	3 -6 ans	55	8,52±1,08 ^a	8,55±0,67 ^a	0,34±0,05 ^a	17,42±1,38 ^a
	6 -10 ans	108	8,61±0,86 ^a	9,14±0,59 ^a	0,17±0,02 ^b	17,76±1,13 ^a
	10 -15 ans	38	7,59±1,34 ^a	4,74±1,06 ^b	0,13±0,04 ^b	12,46±2,16 ^b
	P-value					0,043
NEC	Faible	81	7,61±0,79 ^a	6,68±0,63 ^a	0,20±0,03 ^a	14,48±1,14 ^a
	Moyenne	93	8,98±0,99 ^a	9,78±0,68 ^b	0,22±0,03 ^a	18,99±1,35 ^b
	Elevée	27	8,74±1,71 ^a	6,91±0,86 ^a	0,18±0,05 ^a	15,85±2,05 ^a
	P-value					0,038
Statut physio- logique	Non gravide	96	9,23±0,79 ^a	7,55±0,64 ^a	0,29±0,03 ^a	17,00±1,26 ^a
	Gravide	105	7,63±0,79 ^a	8,69±0,59 ^a	0,31±0,03 ^a	16,52±1,11 ^a
	P-value					0,781
Stade de gravidité	1 ^{er} trimestre	53	8,20±1,34 ^a	9,60±0,93 ^a	0,27±0,05 ^a	18,08±1,82 ^a
	2 ^e trimestre	32	7,48±1,25 ^a	8,50±0,88 ^a	0,17±0,05 ^b	16,12±1,69 ^a
	3 ^e trimestre	20	6,37±0,94 ^a	6,60±1,15 ^a	0,12±0,05 ^c	13,05±1,74 ^a
	P-value					0,431

^{a,b,c} :les moyennes dans une colonne avec des exposants différents sont significatifs (P<0,05)

Tableau X : Variation du rendement et de la qualité des ovocytes en fonction des facteurs non ovariens (moyenne±ESM)

Facteurs		N	Rendement ovocytaire	Qualité ovocytaire				Ovocytes cultivables I et II (%)
				I	II	III	IV	
Race	Akou	58	11,39±1,03 ^a	3,63±0,28 ^a	2,65±0,28 ^a	2,42±0,58 ^a	2,74±0,42 ^a	6,27±0,60 ^a (55,12)
	Bokolo	20	11,07±1,93 ^a	2,95±0,45 ^a	3,27±0,63 ^a	2,27±0,47 ^a	2,42±0,69 ^a	6,22±1,02 ^a (56,21)
	Djafoun	31	10,79±1,82 ^a	3,75±0,65 ^a	2,55±0,40 ^a	2,10±0,19 ^a	2,21±0,53 ^a	6,31±0,99 ^a (58,41)
	Goudali	92	10,75±0,76 ^a	3,53±0,26 ^a	2,70±0,22 ^a	2,23±0,15 ^a	2,41±0,26 ^a	6,23±0,45 ^a (58,00)
	P-value		0,809					1,000
Age (années)	3 - 6	55	12,23±0,95 ^a	3,77±0,28 ^a	2,94±0,27 ^a	2,60±0,32 ^a	2,91±0,37 ^a	6,72±0,49 ^a (54,97)
	6 - 10	108	11,64±0,79 ^a	3,79±0,28 ^a	2,98±0,22 ^a	2,35±0,19 ^a	2,52±0,28 ^a	6,77±0,46 ^a (58,18)
	10 - 15	38	7,25±1,30 ^b	2,46±0,49 ^b	1,65±0,28 ^b	1,41±0,26 ^b	1,72±0,38 ^b	4,12±0,75 ^b (56,83)
	P-value		0,006					0,006
NEC	Faible	81	9,59±0,82 ^a	2,93±0,26 ^a	2,44±0,25 ^a	1,89±0,21 ^a	2,31±0,34 ^a	5,38±0,48 ^a (56,08)
	Moyenne	93	12,50±0,87 ^b	4,34±0,31 ^b	3,07±2,15 ^a	2,49±0,23 ^a	2,59±0,26 ^a	7,42±0,49 ^b (59,36)
	Elevée	27	9,87±1,52 ^a	2,55±0,41 ^a	2,33±0,38 ^a	2,41±0,43 ^a	2,57±0,58 ^a	4,89±0,75 ^b (49,54)
	P-value		0,034					0,003
Statut physiologique	Non gravide	96	12,05±0,85 ^a	3,62±0,27 ^a	2,98±0,24 ^a	2,53±0,23 ^a	2,90±0,32 ^a	6,61±0,48 (54,88)
	Gravide	105	9,99±0,75 ^b	3,46±0,28 ^a	2,48±0,19 ^a	1,97±0,18 ^b	2,08±0,24 ^a	5,93±0,44 (59,40)
	P-value		0,023					0,298
Stade de gravidité	1 ^{er} trimestre	53	11,33±1,27 ^a	3,87±0,45 ^a	2,82±0,33 ^a	2,23±0,29 ^a	2,41±0,39 ^a	5,26±0,72 ^a (59,00)
	2 ^e trimestre	32	9,41±0,98 ^a	3,47±0,42 ^a	2,30±0,25 ^a	1,92±0,29 ^a	1,72±0,31 ^a	5,76±0,59 ^a (61,29)
	3 ^e trimestre	20	7,37±1,26 ^a	2,35±0,46 ^a	1,85±0,33 ^a	1,37±0,30 ^a	1,80±0,50 ^a	4,20±0,76 ^a (56,94)
	P-value		0,016					1,430

^{a,b,c} :les moyennes dans une colonne avec des exposants différents sont significatifs (P<0,05)

I.6.1. Race

La race n'a aucun effet significatif sur la population folliculaire totale ($P > 0,05$). Toutefois, les races Red Fulani et white Fulani ont tendance à avoir plus de follicules que les races Goudali et Bokolo.

Il n'existe aucune différence significative ($P > 0,05$) entre les races sur le rendement en ovocytes, la qualité et les ovocytes cultivables ($P > 0,05$). Toutes les races étudiées possèdent un pourcentage en ovocytes cultivables (I et II) supérieur à 50 %.

I.6.2. Age

Les vaches âgées de plus de 10 ans ont moins de gros et moyens follicules ($P < 0,05$). De même, le rendement en ovocytes est plus élevé ($P < 0,05$) chez les vaches âgées de moins de 10 ans. Les ovocytes cultivables récoltés chez ces dernières représentent 61,13 % des ovocytes totaux.

I.6.3. NEC

La note d'état corporel exerce un effet significatif sur le nombre des follicules moyens et des follicules totaux. Les vaches ayant une NEC moyenne ont plus ($P < 0,05$) de follicules moyens et de follicules totaux que les vaches maigres et celles ayant une bonne NEC.

De même, les vaches ayant une NEC moyenne ont un rendement en ovocyte plus élevé ($P < 0,05$) que les vaches maigres et grasses. En ce qui concerne la qualité ovocytaire, les ovocytes de qualité I et les ovocytes cultivables sont plus nombreux ($P < 0,05$) chez les vaches ayant une NEC moyenne.

I.6.4. Statut physiologique

Le statut physiologique n'a aucun effet significatif ($P > 0,05$) sur la population folliculaire. Toutefois, les vaches non gravides ont tendance à avoir plus des follicules totaux que les vaches gravides.

Le statut physiologique exerce un effet significatif sur le rendement en ovocytes. Les vaches gravides ont moins ($p < 0,05$) d'ovocytes totaux, comparées aux vaches non gravides. En termes de qualité ovocytaire, les ovocytes de qualité III sont plus élevés ($p < 0,05$) chez les vaches non gravides. Les ovocytes de qualité I et II qui sont utilisés pour la maturation *in vitro* ne sont pas influencés par le statut physiologique. Toutefois, les vaches non gravides ont tendance à avoir plus d'ovocytes cultivables que les vaches gravides.

I.6.5. Stade de gravidité

Les résultats montrent que l'âge de la gestation n'a aucun effet significatif ($p > 0,05$) sur le nombre des follicules totaux. Les vaches, au dernier trimestre de la gestation, ont tendance à avoir moins de follicules que les vaches aux premier et deuxième trimestres. Par contre, le stade de la gestation a un effet significatif sur le nombre de gros follicules. Les vaches au dernier trimestre de la gestation ont moins ($P < 0,05$) de gros follicules.

La gravidité influence le rendement en ovocytes. Les vaches au premier trimestre ont plus ($P < 0,05$) d'ovocytes que les vaches au dernier trimestre de gravidité. Cependant, il n'a aucun effet sur la qualité globale des ovocytes et sur la qualité des ovocytes cultivables.

II. Discussion

L'âge moyen des vaches abattues ($6,80 \pm 0,15$) est similaire à celui observé par Bah *et al.* (2010). Selon ces auteurs, 39 % des vaches abattues à Ngaoundéré souffriraient des pathologies diverses qui, associées aux effets de la saison sèche et de la rareté des pâturages y relative auraient des répercussions sur les performances pondérales avec pour conséquence une note d'état corporel faible. La caractérisation des vaches indique que les zébus Mbororo (Akou et Djafoun) et les zébus Bokolo associés constituent 50,24 % des races. Ceci est dû au coût plus élevé du zébu Goudali. D'où le choix des bouchers porté vers les zébus Mbororo dont le prix est relativement plus bas.

Le poids moyen de l'ovaire des zébus étudiés est comparable à celui du zébu Ankolé ($4,6 \pm 2,3$; Natumanya *et al.*, 2008), mais inférieur à celui de la vache Frisonne (10-19 ; Pierson et Ginther, 1987a) et de la vache Swedish Red (10,2 g ; Rajoski, 1960). Cette différence de poids entre les ovaires des zébus et des taurins peut être due à l'effet race. En effet le poids moyen des vaches abattues était inférieur à celui de la vache frisonne, soit 547-793 kg (Laizeau, 2003). La différence de poids entre l'ovaire droit et gauche a également été rapportée par Rajoski (1960). En effet, les études de Pierson et Ghinter (1987a) et de Ghinter *et al.* (2014) ont montré que les ovulations sont plus fréquentes sur l'ovaire droit. Cette plus grande activité physiologique de l'ovaire droit serait donc responsable de son poids plus élevé. Par ailleurs, il a été démontré que le statut nutritionnel, la présence du corps jaune et celles des follicules influence la taille de l'ovaire (Pierson et Ginther, 1987a) ; d'où la corrélation positive observée entre la NEC, la présence du corps jaune, le statut physiologique et le poids des ovaires. L'âge n'a aucun effet sur le poids des ovaires, ceci s'expliquerait par le fait que toutes les vaches étudiées ont atteint leur maturité sexuelle et que le poids des ovaires augmente très peu après la puberté. Les dimensions de l'ovaire étaient inférieures à

celles des races européennes (Rajoski, 1960). La corrélation positive entre la note d'état corporel et l'épaisseur de l'ovaire s'expliquerait par une sous-alimentation qui influence négativement l'état général des animaux et par conséquent le poids des ovaires. Dans cette étude, la présence du corps jaune avait un effet positif sur les dimensions de l'ovaire.

La population folliculaire moyenne est comparable à celle obtenue par Carvalho *et al.* (2008) chez le Zébu Nellore. Le nombre des follicules de taille comprise entre 3 et 8 mm est similaire à celui du zébu Ankolé rapporté par Natumanya *et al.* (2008). Par contre, Dominguez (1995) a observé des valeurs plus élevées chez les races européennes. Ces différences sont probablement liées à la race et/ ou à l'environnement.

La présence du corps jaune n'a aucun effet sur la population folliculaire ; ceci est également rapporté par Natumanya *et al.* (2008). Par contre, Ghinter *et al.* (2014) pensent que le corps jaune a une influence positive sur le nombre de follicules ovariens si et seulement si un follicule dominant est également présent sur l'ovaire porteur du corps jaune. Cet effet s'expliquerait par les facteurs angiogéniques d'origine lutéale qui, en augmentant l'apport sanguin, stimuleraient également la croissance folliculaire au niveau de l'ovaire porteur du corps jaune. Ghinter *et al.* (2014) ont également observé une grande activité folliculaire sur l'ovaire droit portant un follicule dominant et/ou un corps jaune. Ceci s'expliquerait par la densité des vaisseaux sanguins qui favorisent un apport important de sang au niveau de l'ovaire droit ou alors par la présence des follicules primordiaux plus nombreux sur cet ovaire. La corrélation positive entre la taille de l'ovaire et la population folliculaire a également été rapportée par Samad et Raza (1999) et Wani *et al.* (1999) chez la bufflesse et la chèvre respectivement.

La race n'a aucun effet sur la population folliculaire. Santos *et al.* (2013) ont observé que la population folliculaire varie entre les individus d'une même race et entre les races. Dominguez (1995) a observé que les zébus ont moins de gros follicules, mais plus de follicules totaux que les taurins (Sartori et Barros, 2011).

Dominguez (1995) et Alves *et al.* (2014) ont observé le même effet de la NEC sur la population folliculaire. En effet, il a été observé que la sous-alimentation inhibe le mécanisme du rétrocontrôle exercé par l'œstradiol sur la FSH. Par ailleurs, la folliculogénèse basale est essentiellement contrôlée par les hormones de croissances telles que l'IGF-1 (Insuline Growth Factor-1). Lucy *et al.* (1992) ont montré que lors d'un déficit énergétique, il y a un ralentissement de la croissance folliculaire suite à une diminution des concentrations en IGF-

1. Une situation alimentaire favorable s'accompagnant des teneurs plasmatiques élevées en IGF-1 serait un stimulant de la croissance folliculaire. De plus, il augmente la sensibilité des cellules de la granulosa à la stimulation de la FSH (O'callaghan et Boland, 1999). Ryan *et al.* (1994) ont trouvé qu'il existe une corrélation entre les apports alimentaires suffisants et la concentration en IGF-1 dans le sang et la NEC. Les animaux ayant une NEC très élevée (4 et 5) ou faible (1 et 2) avaient des faibles concentrations en IGF-1 ; d'où la diminution de la croissance folliculaire.

L'âge influence significativement la population folliculaire. Son effet a également été rapporté par Lucyna et Zdzislaw (1984), et Fassi (2006). En effet, les travaux de Armstrong (2001) ont montré que le nombre des follicules diminue avec l'âge chez toutes les espèces. Ceci s'expliquerait par la défaillance de l'axe hypothalamo-hypophysaire, la déficience des hormones ovariennes et surtout l'apoptose des follicules, principales responsable de l'épuisement de la réserve ovarienne.

La gestation n'influence pas significativement la population folliculaire bien que Ginther *et al.* (1989) aient identifié des vagues de croissance folliculaire tous les 8 à 10 jours sans toutefois conduire à la sélection et à la dominance entre le 4^e et le 9^e mois de gestation. Par contre, une réduction du nombre de gros follicules avec l'âge du fœtus a été rapportée par Dominguez (1995). De même, la présence du corps jaune gestatif a un effet négatif sur la croissance des follicules de diamètre supérieur à 7 mm après le 22^e jour de gestation (Pierson et Ginther, 1987b). La différence observée sur le nombre de gros follicules s'expliquerait par le fait que la sécrétion de la progestérone durant la gestation inhibe la sécrétion des gonadotropines hypophysaires (FSH et LH). En effet, la folliculogénèse terminale est dépendante d'un taux élevé des gonadotropines. En absence de ces hormones, les follicules en croissance n'atteignent que les stades des follicules préantraux.

La technique de slicing des ovaires permet de récolter les ovocytes présents dans tous les follicules quelle que soit leur localisation au niveau du cortex ovarien (Ward *et al.*, 2000). Le rendement ovocytaire, comparable à celui rapporté par Wang *et al.* (2007) chez la vache Holstein, est néanmoins supérieur à celui rapporté par Armstrong (2001), Natumanya *et al.* (2008) et Abraham *et al.* (2012) soit $6,0 \pm 0,6$; $4,05 \pm 0,77$ et 3.33 ± 1.03 mais inférieur aux 66 ovocytes rapportés par Carolan *et al.* (1992). Ces variations pourraient être liées à la technique d'incision qui produit beaucoup de débris tissulaires (Wani *et al.*, 2000). D'autres auteurs se servent d'une lame à brin séparée de 1 mm pour inciser les follicules et d'un passoir. Un nombre important d'ovocytes serait donc retenu dans les ovaires sans être

récoltés, ou alors les ovocytes ont été désintégrés par la lame de bistouri durant l'incision des ovaires. Cette technique pourrait contribuer au faible rendement obtenu dans cette étude. Des investigations futures seraient également nécessaires pour évaluer, par des coupes histologiques, la localisation des follicules dans l'ovaire des zébus. L'index de la qualité ovocytaire obtenu est supérieur à 1. Ceci indique que la qualité globale des ovocytes est moyenne. Le taux d'ovocytes de qualité I et II à sélectionner pour la maturation *in vitro* se situe dans l'intervalle de 30- 60 % rapportés par Lucyna et Zdzislaw (1984) et Natumanya *et al.* (2008)

Les résultats obtenus ont montré que la quantité des ovocytes augmente avec le poids et la taille de l'ovaire. Or, peu d'études ont montré l'effet de la taille et du poids de l'ovaire sur la population folliculaire, le rendement et la qualité des ovocytes chez les bovins. Mais on constate que ceux obtenus par Samad et Raza (1999) chez la bufflesse et par Wani *et al.* (1999) chez la chèvre sont contraires. Ceci pourrait être dû à l'espèce. De même, Natumanya *et al.* (2008) montrent qu'il n'y a aucune influence du corps jaune sur le rendement et la qualité des ovocytes chez la vache Ankolé. Par contre, une corrélation positive entre la présence du corps jaune, le rendement et la qualité des ovocytes a été montrée chez la brebis (Wani *et al.*, 1999), la bufflesse (Samad et Raza, 1999) et le dromadaire (Abdoon, 2001). Ces variations pourraient être dues à l'espèce.

Cette étude n'a révélé aucune influence de la race sur le rendement et la qualité des ovocytes. Ceci a également été rapporté par Abraham *et al.* (2012) chez les races Swedish Red et Swedish Holstein. Par contre, Dominguez (1995) et Fassi (2006) ont noté que les vaches de races européennes donnaient plus d'ovocytes que celles des races locales au Nord-Est du Mexique. Par ailleurs, de nombreuses études ont montré que la quantité et la qualité ovocytaire diminuaient avec l'âge (Lucyna et Zdzislaw, 1984; Natumanya *et al.*, 2008). Ce qui corrobore nos résultats. En effet, notre étude montre que les jeunes animaux constituent les meilleurs donneurs d'ovocytes de bonne qualité. L'effet de la NEC et de la gestation sur le rendement et la qualité ovocytaire a été également rapporté par Dominguez (1995) et Natumanya *et al.* (2008). En effet, les changements métaboliques et hormonaux n'affectent pas seulement la croissance folliculaire mais aussi la croissance de l'ovocyte. Etant donné que la folliculogénèse et l'ovogénèse sont deux processus étroitement liés (Monniaux *et al.*, 2009), la qualité des ovocytes dépend des conditions nutritionnelles sous lesquelles le follicule a commencé son développement c'est-à-dire au moment de son recrutement. En effet,

l'absence d'ovulation pendant la gestation est la conséquence de l'atrésie des ovocytes et ce n'est qu'entre le 30^e et 100^e jour post-partum que le nombre d'ovocytes augmente linéairement chez la vache (Kendrick et *al.*, 1999).

CONCLUSION

Les ovaires récoltés à la suite des abattages constituent une importante source d'ovocytes. La population folliculaire ovarienne ainsi que la qualité des ovocytes sont d'une grande importance pour la production *in vitro* d'embryons. Dans cette étude, il était question d'évaluer le potentiel ovarien des zébus pour la production *in vitro* d'ovocytes fécondables à partir des ovaires récoltés à l'abattoir. Les vaches et les ovaires ont été caractérisés, la population folliculaire, le rendement et la qualité ovocytaire déterminés. L'effet des facteurs ovariens et non ovariens sur la population folliculaire, le rendement et la qualité ovocytaire a été évalué. Les résultats montrent que l'âge, l'état corporel et l'état de gravidité des vaches donneuses ainsi que le volume et le poids des ovaires influencent la population folliculaire, le rendement et la qualité ovocytaires. Les ovocytes cultivables (I et II) récoltés représentent 57,15 %. Ce résultat indique que les ovaires des zébus de races locales élevés au Cameroun possèdent un potentiel moyen pour la production *in vitro* d'embryon. Afin d'optimiser la réussite de la maturation et de la fécondation *in vitro* des ovocytes, les études futures doivent tenir compte de certains facteurs qui influencent le rendement et la qualité des ovocytes à savoir : l'âge des vaches donneuses (< 10 ans), la note d'état corporel (≥ 3), l'état de non gravidité, le poids (> 3 g) et le volume ($> 2,25 \times 1,75 \times 1,25$ cm³) des ovaires. Ce travail constitue une phase préliminaire de la 2^e génération des biotechnologies de l'embryon. Nos perspectives sont celles de :

- réaliser toutes les étapes de la production *in vitro* d'embryon : la capacitation des spermatozoïdes ; la fécondation des ovocytes maturés ; le développement des œufs jusqu'au stade blastocyste ;
- utiliser cette technique pour multiplier et préserver les races camerounaises en voie d'extinctions telles que les taurins Namchi et Kapsiki.

BIBLIOGRAPHIE

- Abdoon, A.S.S. 2001. Factors affecting follicular population, oocyte yield and quality in camels (*camelus dromedarius*) ovary with special reference to maturation time in vitro. *Anim. Reprod. Sci.* 66, 71–79.
- Abraham, M.C., Gustafsson H., Ruete, A. and Brandt, Y.C., 2012. Breed influences on in vitro development of abattoir-derived bovine oocytes. *Acta Veterinaria Scandinavica* 54, 1-6.
- Agrawal, K.P., Sharma, T., Sexana, C. and Sharma, N. 1995. Chronology of first meiotic events of caprine oocytes matured in vitro. *Indian J. Anim. Sci.* 65, 285-288.
- Al-Katanani, Y. M., Paula-Lopes, F.F. and Hansen, P.J. 2002. Effect of season and exposure to heat stress on oocyte competence in holstein cows. *J. Dairy. Sci.* 85, 390-396.
- Alves, B.G., Alves, A.K., Lucio, A.C., Martins, C.M., Silva, T.H. and Santos, R.M. 2014. Ovarian activity and oocyte quality associated with the biochemical profil of serum and follicular fluid from girolando dairy cows postpartum. *Anim. Reprod. Sci.* <http://dx.doi.org/10.1016/j.anireprosci.2014.02.019>.
- Armstrong, D.T. 2001. Effect of maternal age on oocyte developmental competence. *Theriogenology* 55, 1303-1322.
- Anguita, B., Vandaele, L., Mateusen, B., Maes, D. and Soom, A.V. 2007. Developmental competence of bovine oocytes is not related to apoptosis incidence in oocytes, cumulus cells and blastocysts. *Theriogenology* 67, 537–549.
- Anna, A.A., Hisham, M.N., Khadijah, W.E.W. and Abdullah, R.B. 2013. Comparative study on goat oocytes recovery methods and factors affectings the quantity and quality of oocytes. *Asian journal of animal and veterinary advances.* 8, 437-448.
- Bah, G.S., Ebangui, A.L., Niba, E.S., Manchang, T.K., Messine, O. et Achukwi, A.D. 2010. Reproductive status of cows slaughtered at the Ngaoundere municipal slaughter house and factors responsible for potential losses in herd productivity. *Int. J. Biol. Chem. Sci.* 4(4), 916-923.
- Blondin, P. and Sirard, M.A. 1995. Oocyte and follicular morphology as determining characteristics for developmental competence in bovine oocytes. *Mol. Reprod. Dev.* 41, 54–62.
- Boni, R. 2012. Origins and effects of oocyte quality in cattle. *Anim. Reprod.* 9, 333-340.

- Camargo, L.S.A., Viana, J.H.M., SÁ, W.F., Ferreira, A.M. and Filho, V.R.V. 2005. Developmental competence of oocytes from prepubertal *bos indicus* crossbred cattle. *Anim. Reprod. Sci.* 85, 53–59.
- Carolan, C.P., Monaghan, A., Mehmood, M., Lonergan, P. and Gordon, I. 1992. Slicing of bovine ovaries as a means of oocyte recovery. *J. Reprod. Fertil* : 9-51.
- Carvalho, J.B., Carvalho, N.A., Reis, E.L., Nichi, M., Souza, A.H. and Baruselli, P.S. 2008. Effect of early luteolysis in progesterone-based timed ai protocols in *bos indicus*, *bos indicus* x *bos taurus*, and *bos taurus* heifers. *Theriogenology* 69: 167-175.
- Cetica, P.D., Dalvit, G.C. and Beconi, M.T. 1999. Study of evaluation criteria used for in vitro bovine oocyte selection and maturation. *Biocell.* 23, 125-133.
- Cuq, P. et Agba, K. C. 1975. Les organes génitaux de la femelle zébu. *Rev. Elev. Méd. Vét Pays trop.* 28, 331-403.
- De Loose, F., Vliet, P.V., Maurik, P.V. and Kruip, T.A.M. 1989. Morphology of immature bovine oocytes. *Gamete Res.* 24, 197–204.
- Derivaux, J., and F. Ectors. 1989. Reproduction chez les animaux domestiques. *Academia*, Edition et Diffusion, Louvain-la-Neuve I, 57-506.
- Deuleuze, S., Pointhier, J. et Hanzen, C. 2009. Reproduction assistée dans l'espèce équine : Collecte, évaluation, maturation et utilisations d'ovocytes équins. *Ann. Méd. Vét.* 153, 22-30.
- Diskin, M.G., Mackey, D.R., Roche, J.F. and Screenan, J.M. 2003. Effects of nutrition and metabolic status on circulating hormones and ovarian follicle development in cattle. *Anim. Reprod. Sci.* 78, 345-370.
- Dominguez, M.M. 1995. Effects of body condition, reproductive status and breed on follicular population and oocyte quality in cows. *Theriogenology* 43, 1405-1418.
- Driancourt, M. A., Gougeon, A., Monniaux, D., Royère, D. and Thibault, C. 2001. Folliculogénèse et ovulation Dans : la reproduction chez les mammifères et l'homme. *Eds Ellipses INRA*, 316- 322.
- Driancourt, M. A., A. Gougeon, and D. Royere. 1991. La fonction ovarienne. Dans : la reproduction chez les mammifères et l'homme. Thibault C., Levasseur MC. *Eds Ellipses INRA*, 273- 298.
- Drion, P.V., Beckers, J.F., Ectors, F.J., Hanzen, C., Houstain, J.Y., Lonergan, P. 1996. Régulation de la croissance folliculaire et lutéale : Folliculogénèse et atresie. *Le point vétérinaire* 28. Spécial reproduction des ruminants, 881-891.

- Duygu, B.A., Muhammed, K.B., Dogan, N. and Hander, G. 2013. Effect of the stage of oestrus cycle on follicular population oocyte yield and quality, and biochemical composition of serum and follicular fluid in Anatolian water buffalo. *Anim. Reprod. Sci.* 137, 8-114.
- Ebangi, A.L., Erasmus, G.J., Mbah, D.A., Tawah, C.L. and Ndofor-Foleng, H.M. 2011. Evaluation of level of inheritance in the growth traits in the Gudali and Wakwa beef cattle breeds of Adamawa, Cameroon. *Lives. Res. Rural Dev.* 23, Article #139. Retrieved August 25, 2014, from <http://www.lrrd.org/lrrd23/6/eban23139.htm>
- Erickson, B. H. 1966. Developmental and senescence of the postnatal bovine ovary. *J. Anim. Sci.* 25, 800-805.
- Fassi, F. A. 2006. Collecte et maturation des ovocytes bovins : Effet de l'état nutritionnel sur le rendement et la qualité des ovocytes. 163 p. Thèse de Doctorat d'Etat Es-Sciences Biologiques, Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat.
- Foudani, A.A., Waddington, D., and Cambell, K.H.S. 1998. Maintenance of bovine oocytes in meiotic arrest and subsequent development in vitro: A comparative evaluation of antral follicle culture with other method. *Biol. Reprod.* 59, 255-262.
- Ginther, O.J., Bashir, S.T., Santos, V.G. and Beg, M.A. 2013. Contralateral ovarian location between the future ovulatory follicle and extant *corpus luteum* increases the length of the luteal phase and number of follicular waves in heifers. *Theriogenology* 79, 1130-1138.
- Ginther, O.J., Hoffman, M. M. 2014. Intraovarian effect of dominant follicle and *corpus luteum* on number of follicles during a follicular wave in heifers. *Theriogenology* 79, 1130-1138.
- Ginther, O.J., Knopf, L. and Kastelic, J.P. 1989. Ovarian follicular dynamics in heifers during early pregnancy. *Biol. Reprod.* 41, 247-254.
- Ginther, O.J., Kot, K., Kulick, L.J., Martin, S. and Wiltbank, M.C. 1996. Relationship between FSH and ovarian follicular waves during the last six months of pregnancy in cattle. *J. Reprod. fert.* 108, 271-279.
- Hanzen, C., Lourtie, O. and Drion, P.V. 2000. Le développement folliculaire chez la vache aspects morphologiques et cinétiques. *Ann. Méd. Vét.* 144, 223-235.
- Huang, Y.J., and Rosenwarks, Z. 2012. In vitro fertilization treatment and factors affecting fertility. *Pract. Rest. Cl., Obst. Cynatecol.* 26, 777-788.
- Kendrick, K.W., Bailey, T.L., Garst, A.S., Pryor, A.W., Ahmadzadeh, A., Akers, R.M., Eyestone, W.E., Pearson, R.E., Gwazdauskas, G. 1999. Effects of energy balance on

- hormones, ovarian activity, and recovered oocytes in lactating holstein cows, using transvaginal follicular aspiration. *J. Dairy Sci.* 82, 1731-1740.
- Kouamo, J., Sow, A., Leye, A., Sawadogo, G.J., et Ouedraogo, G.A. 2009. Amélioration des performances de production et de reproduction des bovins par l'utilisation de l'insémination artificielle en Afrique sub-saharienne et au Sénégal en particulier : État des lieux et perspectives. *Revue Africaine de Santé et de Productions Animales* : Vol .7 N°3-4, : 139-148.
- Kumar, A., Solanki, S.K., Tripathi, V.N. and Jain, G.C. 1997. Oocyte retrieval and histological studies of follicular population in buffalo ovaries. *Anim. Reprod. Sci.* 47, 189-195.
- Laizeau, J.S. 2003. Facteurs de variation de la production d'embryons chez la vache laitière de race montbéliarde. 183 P. Thèse de doctorat vétérinaire. École nationale vétérinaire d'Alfort. Créteil, France.
- Lhoste, P. 1991. Cattle genetic resources of West Africa. In Hickman, C.G., ed. *Cattle genetic resources*, Amsterdam, the Netherlands, Elsevier Science Publishers, 73-89.
- Lhoste, P. 1969. Les races bovines de l'Adamaoua. *Institut d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 19.
- Lucci, C.M., Figueiredo, J.R. and Bao, S.N. 2002. Zebu (*Bos indicus*) ovarian preantral follicles: Morphological characterization and development of an efficient isolation method. *Theriogenology* 57, 1467-1483.
- Lucy, M.C., Savio, J.D., Badinga, L., De La Sota, R.L. and Thatcher, W.W. 1992. Factors that affect ovarian follicular dynamics in cattle. *J. Anim. Sci.* 70, 3615-3626.
- Lucyna, K., and Zdzisław, S. 1984. Number and quality of oocytes in relation to age of cattle. *Anim. Reprod. Sci.* 7: 451-460.
- Machatkova, M., Krausova, K., Jokesova, E. and Tomanek, M. 2004. Developmental competence of bovine oocytes: Effects of follicle size and the phase of follicular wave on in vitro embryo production. *Theriogenology* 61, 329-335.
- Marichatou, H., Tamboura, H. et Amadou T. 2010. Synchronisation des chaleurs et insémination artificielle bovine. Production animale en Afrique de l'Ouest. *CIRDES*. Recommandations techniques. Fiche n° 9. 8P.
- Marieb, N. E. 1999. Anatomie et physiologie humaine, éditions du renouveau pédagogique inc. *the benjamin/cumming publishing company inc*, 1-1204.
- Mauleon, P. 1961. Déroulement de l'ovogénèse comparé chez différents mammifères domestiques. *Proc. ivth int Congr. Anim. Reprod.* 2, 348-354.

- Messine, O. 2003. Certain aspects of the reproductive performance of zebu cattle in Cameroon. PhD thesis, University of the Free State, Bloemfontein, South Africa.
- MINEPIA (Ministère de l'Élevage, des Pêches et des Industries Animales). 2009. Schéma directeur pour le développement des filières de l'élevage au Cameroun, volume II: cartographie des filières, 82p.
- Monniaux, D., Caraty, A., Dalbies-Tran, R., Dupont, J., Fabre, S., Mermillod, P. et Monget, P. 2009. Développement folliculaire ovarien et ovulation chez les mammifères. *Inra Prod. Anim.* 22, 59-76.
- Monniaux, D., Mandon-Pepin, B. and Monget, P. 1999. L'atrésie folliculaire, un gaspillage programmé. *Médecine/sciences* 15, 157-166.
- Namdori, R.M., Potireddy, S. and Latham, K.E. 2008. Oocyte quality and maternal control of development. *International Review of Cell and Molecular Biology* 268: 223-262.
- Natumanya, R., Owiny, D. and Kugonza, R. 2008. The potential of Ankole cattle abattoir ovaries for *in vitro* embryo production. *African journal of Animal and Biomedical Sciences* 3(1), 1819-4214.
- Njoya, A., Bouchel, D., Ngo Ntama, A.C. Moussa, C. Martrenchar, A. et Leteneur, L. 1997. Systèmes d'élevage et productivité des bovins en milieu paysan au Nord-Cameroun. *World Animal Review* 89, 12-23.
- Norris, R.P., Freudzon, M., Mehlmann, L.M., Cowan, A.E., Lampe, P.D. et Jaffe, L.A. 2008. Luteinizing hormone causes map kinase-dependent phosphorylation and closure of connexion 43 gap junctions in mouse ovarian follicles: One of two paths to meiotic resumption. *Development* 135, 3229-3238.
- O'callaghan, D., and Boland, M.P. 1999. Nutritionnal effects on ovulation, embryo development and the establishment of pregnancy in ruminants. *Anim. Science.* 68, 299-314.
- Pedersen, H. G., E. D. Watson, and E. E. Elfer. 2004. Effect of ovary holding temperature and time on equine granulosa cell apoptosis, oocyte chromatin configuration and cumulus morphology. *Theriogenology* 62, 468-480.
- Pierson, R.A. and Ginther, O.J. 1987a. Follicular population during the estrous cycle in heifers. Influence of right and left side and intraovarian effect of the corpus luteum. *Anim. Reprod. Sci.* 14, 177-186.
- Pierson, R. A. and Ginther, O.J. 1987b. Intraovarian effect of the corpus luteum on ovarian follicles during early pregnancy in heifers. *Anim. Reprod. Sci.* 15, 53-60.

- Rajakoski, E. 1960. The ovarian follicular system in sexually mature heifers with special reference to seasonal, cyclical and left-right variations. *acta endocrinol.* 52, 1-68.
- Richards, J. S., Janhseh, T., Hedin, L., Lifka, J., Ratoosh, S., Durica, J.M. and Golding, N.B. 1987. Ovarian follicular development from physiology to molecular biology. *Recent Prog. Horm. Res.* 43: 231-276.
- Ryan, D.P., Spoon, R.A., Griffith, M.K. and Williams, G.L. 1994. Ovarian follicular recruitment, granulosa cell steroidogenic potential and growth hormone/insuline-like growth factor-i relationships in suckled beef cows consuming high lipid diets: Effect of graded differences in body condition maintained during the puerperium. *Domest. Anim. Endocrinol.* 11: 161-174.
- Salomone, D.F., Adams, G.P. and Mapletoft, R.J. 1999. Changes in the cumulus-oocyte complex of subordinate follicles relative to follicular wave status in cattle. *Theriogenology* 52, 549-561.
- Samad, H.A., and Raza, A. 1999. Factors affecting recovery of buffalo follicular oocytes. *Pakistan vet. J.* 2, 19.
- Santos, S.S.D., Feirirra, M.A.P., Pinto, J.A., Sampaio, R.V., Carvalho, A.C., Silva, T.V.G., Costa, N.N., Cordeiro, M.S., Miranda, M.S., Ribeiro, H.F.L. and Ohashi, O.M. 2013. Characterization of folliculogenesis and the occurrence of apoptosis in the development of the bovine fetal ovary. *Theriogenology* 79, 344–350.
- Sartorelli, E.S., Carvalho, L.M., Bergfelt, D.R., Ginther, O.J. and Barros, C.M. 2005. Morphological characterization of follicle deviation in Nelore (*Bos indicus*) heifers and cows. *Theriogenology* 63, 2382–2394.
- Sartori, R. and Barros, C.M. 2011. Reproductive cycles in *Bos indicus* cattle. *Anim. Reprod. Sci.* 124, 244-250.
- Satrapa, R.A., Nabhan, T., SILVA, C.F., Simões, R.A.L., Razza, E.M., Puelker, R.Z., Trinc, L.A. and Barros, C.M. 2010. Influence of sire breed (*Bos indicus* versus *Bos taurus*) and interval from slaughter to oocyte aspiration on heat stress tolerance of in vitro-produced bovine embryos. *Theriogenology* 76, 1162–1167.
- Savio, J.D., Keenan, L., Boland, M. P., and Roche, J. F. 1988. Pattern of growth of dominant follicles during the oestrous cycle of heifers. *J. Reprod. Fertil.* 83, 663–671.
- Seidel, G.E. and Seidel, S.M. 1989. Analysis of application of embryo transfer in developing countries. *Theriogenology* 31(1), 3-16.
- Shabankareha, H. K., Habibizadb, J., Sarsaifia, K., Cheghamirzac, K. and Jasemi, V.K. 2010. The effect of the absence or presence of a *corpus luteum* on the ovarian follicular

- population and serum oestradiol concentrations during the estrous cycle in sanjabi ewes. *Small Ruminant Research* 93, 180-185.
- Silva-Santos, K. C., Santos, G.M.G., Siloto, L.S., Hertel, M.F., Andrade, E.R., Rubin, M.I.B., Sturion, L., Melo-Sterza, F.A. and Seneda, M.M. 2011. Estimate of the population of preantral follicles in the ovaries of *Bos taurus indicus* and *Bos taurus taurus* cattle. *Theriogenology* 76, 1051–1057.
- Sirard, M.A., Richard, F., Blondin, P. and Robert, C. 2006. Contribution of the oocyte to embryo quality. *Theriogenology* 65: 126–136.
- Sirois, J. and Fortune, J. E. 1988. Ovarian follicular dynamics during the oestrus cycle in heifer monitored by real-time ultrasonography. *Biology of reproduction* 39: 308-317.
- Snijders, S.E., Dillon, P. O’callaghan, D. and Boland, M. P. 2000. Effect of genetic merit, milk yield, body condition and lactat number on in vitro oocyte development in dairy cows. *Theriogenology* 53(4), 981-990.
- Spicer, L.J., and Echterkamp, S.E. 1996. Ovarian follicular growth, function and turnover in cattle: A review. *J. Anim. Sci.* 62, 428-451.
- Stouffer, L.R. 2006. Structure, function, and regulation of the corpus luteum. Knobil and Neill’s Physiology of Reproduction, Third Edition edited by Jimmy D. Neill, 475-526.
- Schwarz, T., and E. Wierzcho. 2010. The distribution of *corpus luteum* and ovarian follicular development in pregnant goats. *Reproductive biology* 10 n° 1, 53-66.
- Tanghe S., Van Soom A., Nauwynck H., Coryn M. and De Kruif A., 2002. *Mini review*: Functions of the cumulus oophorus during oocyte maturation, ovulation, and fertilization. *Mol. Reprod. Dev.* 61, 414-424.
- Terret, M.E. and Wassmann, K. 2008. Meiotic weakness: the first division. *Med. Sci. (Paris)*: 24, 197-203.
- Vall., C., Abakar, O. et Dongmo Ngoutsop, A.L. 2002. Note d’état corporel des zébus de trait dans les savanes d’Afrique centrale. N’Djamena, Tchad, fiches techniques du Prasac n° 13, 4.
- Wang, Z. G., Song-Dong, Y. and Zi-Rong, X. 2007. Effects of collection methods on recovery efficiency, maturation rate and subsequent embryonic developmental competence of oocytes in Holstein cow. *Asian-Aust. J. Anim. Sci.* 20(4), 496 - 500.
- Wani, N.A., Wani, G.M., Khana, M. Z. and Salahudinb, S. 2000. Effect of oocyte harvesting techniques on in vitro maturation and in vitro fertilization in sheep. *Small Ruminant Research* 36, 63–67.

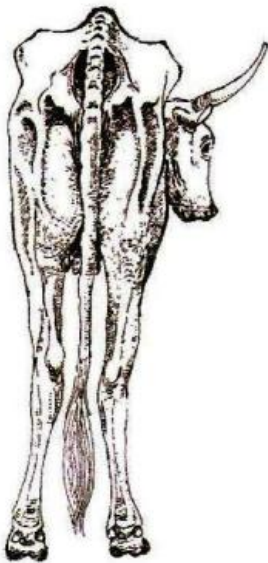
- Wani, N.A., Wani, G.M., Khana, M.Z. and Sidiqi, M.A. 1999. Effect of different factors on the recovery rate of oocytes for *in vitro* maturation and *in vitro fertilization* procedures in sheep. *Small Ruminant Research* 34, 71–76.
- Ward, F.A., Lonergana, P., Ennght, B.P. and Boland, M.P. 2000. Factors affecting recovery and quality of oocytes for bovine embryo production *in vitro* using *ovum pick-up* technology. *Theriogenology* 54, 433-446.
- Webb, R., Gong, J.G. and Bamley, T.A. 1994. Role of growth hormone and intrafollicular peptides in follicle development in cattle. *Theriogenology* 41, 25-30.
- Yoshida M., Cran D.G. et Pursel V.G. 1993. Confocal and fluorescence microscopic study using lectins of the distribution of cortical granules during the maturation and fertilization of pig oocytes. *Mol. Reprod. Dev.* 36, 462-468.

WEBOGRAPHIE

<http://mapageweb.umontreal.ca/cabanat/bio2460/Gametogenese.html>

ANNEXE

SCHEMAS DES ZEBUS EN FONCTION DE LEUR NEC



Note 0

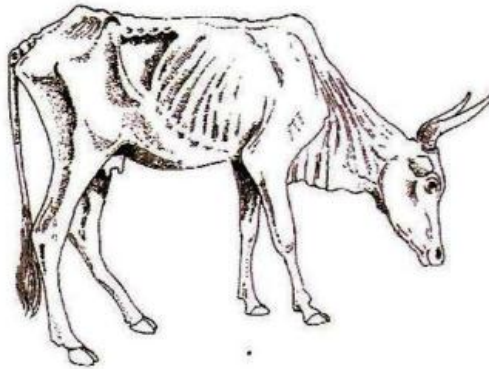


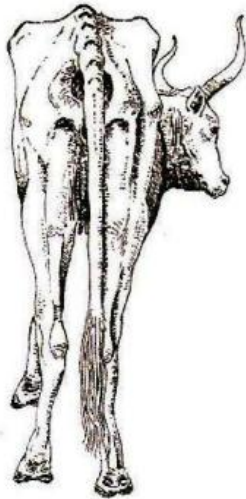
Figure 2. Animal cachectique.

Cachectique

L'animal est très émacié, squelettique (figure 2).

De dos, la croupe est osseuse et saillante. Le détroit caudal est très profond et le ligament en lame. La pointe des fesses est osseuse. La musculature des cuisses très maigres (creuses).

De flanc, les apophyses transverses sont individualisées. La ligne des apophyses épineuses est irrégulière. Les côtes sont très saillantes sur toute la cage thoracique. La pointe de la hanche présente une crête osseuse. La hanche est fortement déprimée, et la peau collée sur les os.



Note 1

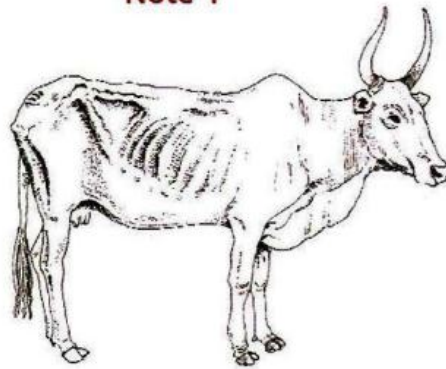


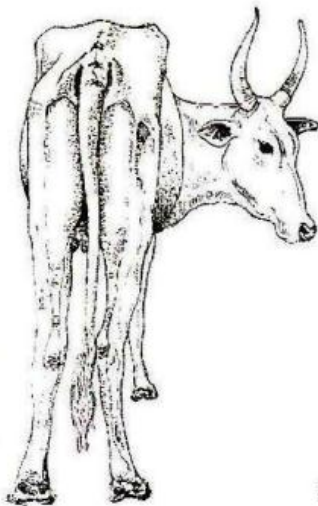
Figure 3. Animal émacié.

Trop maigre

Animal trop maigre (figure 3).

De dos, la croupe est saillante. Le détroit caudal et le ligament sont visibles, la pointe de la fesse est saillante et les cuisses sont maigres.

De flanc, la ligne des apophyses transverses marque un angle vif. La ligne des apophyses épineuses est marquée. Les côtes et les apophyses iliaques sont saillantes. La hanche est très marquée, sans muscles apparents.



Note 2

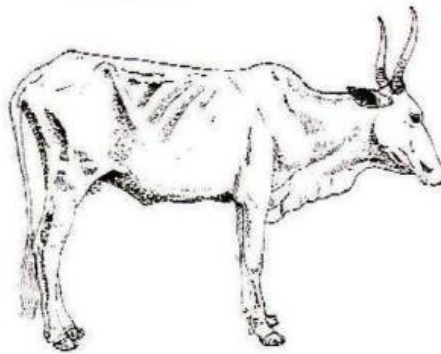


Figure 4. Animal d'aspect général assez maigre.

Maigre

Animal d'aspect général assez maigre (figure 4).

De dos, la croupe est proéminente. Le détroit caudal est naissant. Le ligament est isolé et légèrement couvert. Les pointes de la fesse sont visibles. Les musculatures de la cuisse sont fines.

De flanc, la ligne des apophyses transverses est saillante, mais l'angle est non vif. La ligne des apophyses épineuses est peu couverte. Les côtes sont apparentes à l'arrière de la cage thoracique. Les apophyses iliaques sont apparentes avec un angle vif. Le creux de la hanche est marqué, légèrement couvert.

Bon

Animal ayant un bon aspect général (figure 5).

De dos, la croupe est concave. Le détroit caudal est à peine visible. Le ligament est d'aspect épais et arrondi. Les pointes de la fesse sont juste apparentes. La musculature des cuisses est un peu rebondie.

De flanc, la ligne des apophyses transverses est marquée, l'angle n'est pas vif. La ligne des apophyses épineuses est perceptible. Les côtes sont repérables. La pointe de la hanche est visible. Le creux de la hanche est couvert de masse musculaire.

Note 3

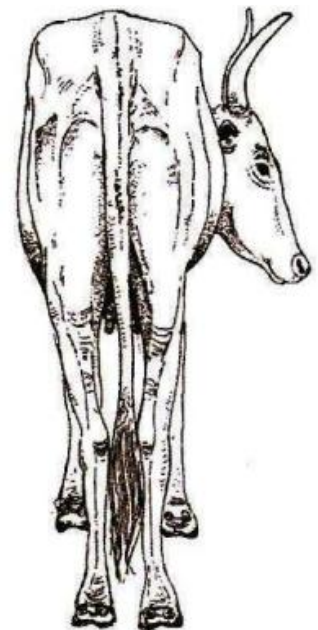
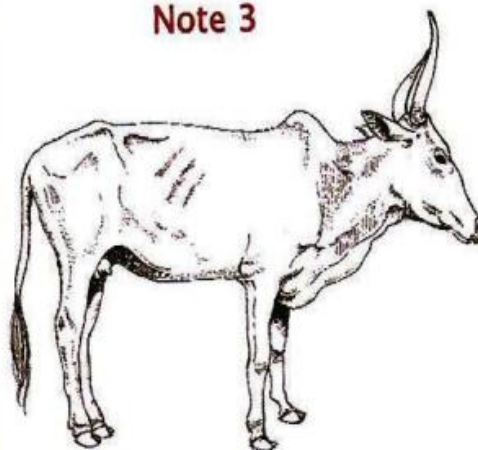


Figure 5. Animal ayant un bon aspect général.

Très bon

Animal ayant un aspect général bien couvert (figure 6).

De dos, la croupe est bien recouverte. Le détroit caudal bien comblé. Le ligament est à peine visible. Les pointes de la fesse sont couvertes. Les cuisses sont pleines.

De flanc, la ligne des apophyses transverses est repérable, mais la peau suit cette ligne sur une courbe très arrondie. La ligne des apophyses épineuses est repérable. Les côtes sont à peine visibles. L'ilium est apparent, mais les angles sont ouverts. Le creux de la hanche est rebondi.

Note 4

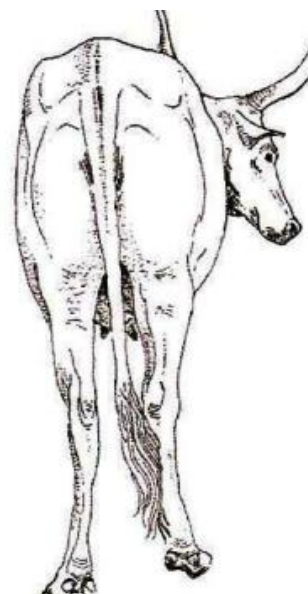
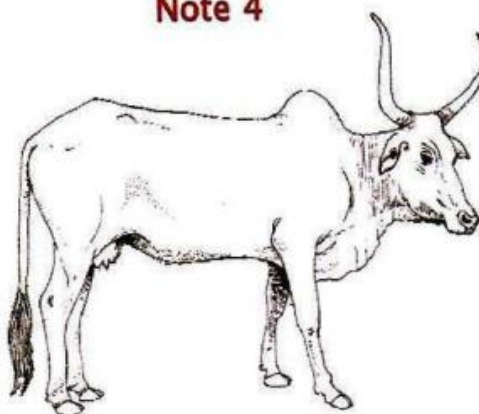


Figure 6. Animal ayant un aspect général bien couvert.

Trop gras

Animal ayant un aspect général gras et lisse (figure 7).

De dos, la croupe est rebondie. La queue est noyée dans un rond de tissus gras, descendant largement sous la pointe de la fesse. Le ligament est invisible, noyé. Les pointes de la fesse sont difficiles à localiser. La musculature des cuisses est puissante (aspects de gigots).

De flanc, les apophyses transverses et les apophyses épineuses ne sont pas repérables. Les côtes ne sont pas détectables au toucher. La région anatomique de l'iliaque reste repérable, mais l'épaisseur du tissu sous-jacent interdit une localisation précise de l'ilium. Le creux de la hanche est très largement comblé (globuleux).

Note 5

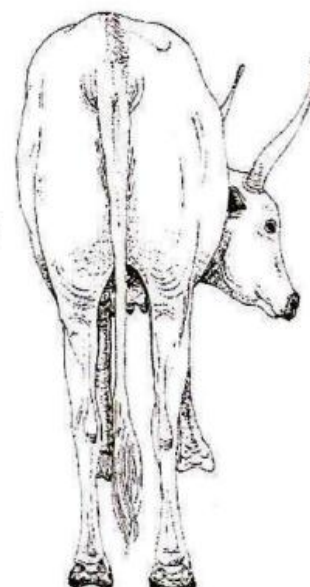
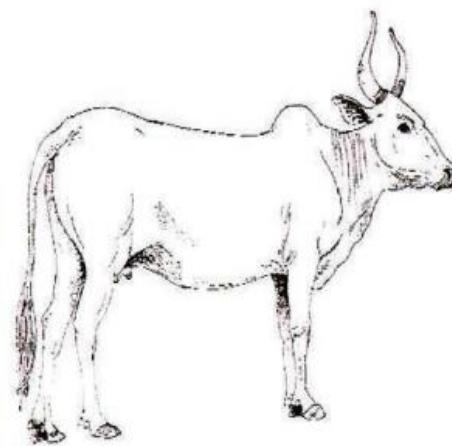


Figure 7. Animal ayant un aspect général gras et lisse.

