

UNIVERSITE CHEICKH ANTA DIOP DE DAKAR
ECOLE INTER ETATS DES SCIENCES ET MEDECINE
VETERINAIRES (E.I.S.M.V.)



ANNEE 2013

N°06

**CARACTERISTIQUES SPERMATIQUES DU
BOUC DU SAHEL AU NIGER**

THESE

Présentée et soutenue publiquement le 02 Février 2013 devant la Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto- Stomatologie de Dakar pour obtenir le grade de

**DOCTEUR EN MEDECINE VETERINAIRE
(DIPLOME D'ETAT)**

Par

MamNoury AMADOU SOULEY

Né le 7 Février 1985 à Niamey (NIGER)

Jury

President:

M. Bernard Marcel DIOP

Professeur à la Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie de Dakar

**Directeur et
rapporteur de thèse:**

M. Germain J. SAWADOGO

Professeur à L'EISMV de Dakar

Membre:

Mme. Rianatou BADA ALAMBEDJI

Professeur à l'E.I.S.M.V de Dakar

Co-Directeur:

M. Marichatou HAMANI

Professeur à l'université Abdou Moumouni de Niamey.

M. Mani MAMAN

Université Abdou Moumouni de Niamey



***ÉCOLE INTER-ÉTATS DES SCIENCES
ET MÉDECINE VÉTÉRINAIRES DE DAKAR***

BP 5077-DAKAR (Sénégal)
Tel. (221) 33 865 10 08- Télécopie (221) 33 825

COMITE DE DIRECTION

LE DIRECTEUR GÉNÉRAL

- ✓ Professeur Louis Joseph PANGUI

LES COORDONNATEURS

- ✓ Professeur Germain Jérôme SAWADOGO
Coordonnateur des Stages et de la
Formation Post-Universitaires
- ✓ Professeur Moussa ASSANE
Coordonnateur des Etudes
- ✓ Professeur Yalacé Y. KABORET
Coordonnateur à la coopération Internationale
- ✓ Professeur Serges Niangoran BAKOU
Coordonnateur Recherche / Développement

Année Universitaire 2012 - 2013

I. PERSONNEL ENSEIGNANT

☞ PERSONNEL ENSEIGNANT E.I.S.M.V

☞ PERSONNEL VACATAIRE (PREVU)

☞ PERSONNEL ENSEIGNANT CPEV

A. DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES **ET PRODUCTIONS ANIMALES**

CHEF DE DEPARTEMENT : Papa EL Hassane DIOP, Professeur

S E R V I C E S

1. ANATOMIE-HISTOLOGIE-EMBRYOLOGIE

Serge Niangoran BAKOU	Maître de conférences agrégé
Gualbert Simon NTEME ELLA	Assistant
M. Jean Narcisse KOUAKOU	Moniteur

2. CHIRURGIE –REPRODUCTION

Papa El Hassane DIOP	Professeur
Alain Richi KAMGA WALADJO	Maître-Assistant
Mlle Anta DIAGNE	Docteur Vétérinaire Vacataire
M.Zahoui Boris Arnaud BITTY	Moniteur

3. ECONOMIE RURALE ET GESTION

Cheikh LY	Professeur (<i>en disponibilité</i>)
M. Walter OSSEBI	Assistant
M.Elhadji SOW	Moniteur

4. PHYSIOLOGIE-PHARMACODYNAMIE-THERAPEUTIQUE

Moussa ASSANE	Professeur
Rock Allister LAPO	Maître-Assistant
M.Ismaël THIAW	Moniteur

5. PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES

Germain Jérôme SAWADOGO	Professeur
M. Adama SOW	Assistant
M.Zounongo Marcellin ZABRE	Moniteur

6. ZOOTECHNIE-ALIMENTATION

Ayao MISSOHOU	Professeur
Simplex AYSSIWEDE	Maître-Assistant
M.Alioune Badara kane DIOUF	Moniteur
M.Yakya Elhadj THIOR	Moniteur

B. DEPARTEMENT DE SANTE PUBLIQUE ET ENVIRONNEMENT

CHEF DE DEPARTEMENT : Rianatou BADA ALAMBEDJI, Professeur

S E R V I C E S

1. HYGIENE ET INDUSTRIE DES DENREES ALIMENTAIRES D'ORIGINE ANIMALE (HIDAOA)

Serigne Khalifa Babacar SYLLA	Maître-Assistant
Bellancille MUSABYEMARIYA	Maître-Assistante
M.Ali Elmi KAIRE	Moniteur
M.Sayouba OUEDRAOGO	Moniteur

2. MICROBIOLOGIE-IMMUNOLOGIE-PATHOLOGIE INFECTIEUSE

Rianatou BADA ALAMBEDJI	Professeur
Philippe KONE	Maître-Assistant
Mlle Fausta DUTUZE	Docteur Vétérinaire Vacataire
Mlle Bernadette YOUGBARE	Moniteur

3. PARASITOLOGIE-MALADIES PARASITAIRES-ZOOLOGIE APPLIQUEE

Louis Joseph PANGUI	Professeur
Oubri Bassa GBATI	Maître – Assistant
M.Laibané D. DAHOUROU	Moniteur

4. PATHOLOGIE MEDICALE-ANATOMIE PATHOLOGIQUE- CLINIQUE AMBULANTE

Yalacé Yamba KABORET	Professeur
Yaghoubba KANE	Maître de conférence agrégé
Mireille KADJA WONOU	Assistante
M.Akafou Nicaise AKAFU	Moniteur
M.Souahibou Sabi SOUROKOU	Moniteur
Mr Omar FALL	Docteur Vétérinaire Vacataire
Mr Alpha SOW	Docteur Vétérinaire Vacataire
Mr Abdoulaye SOW	Docteur Vétérinaire Vacataire
Mr Ibrahima WADE	Docteur Vétérinaire Vacataire
Mr Charles Benoît DIENG	Docteur Vétérinaire Vacataire

5. PHARMACIE-TOXICOLOGIE

Gilbert Komlan AKODA
Assiongbon TEKOU AGBO
Abdou Moumouni ASSOUMY
M.Arnaud TALNAN

Maître-Assistant
Chargé de recherche
Assistant
Moniteur

C. DEPARTEMENT COMMUNICATION

CHEF DE DEPARTEMENT : Yalacé Yamba KABORET, Professeur

SERVICES

1. BIBLIOTHEQUE

Mme Mariam DIOUF

Documentaliste

2. SERVICE AUDIO-VISUEL

Bouré SARR

Technicien

3. OBSERVATOIRE DES METIERS DE L'ÉLEVAGE (O.M.E.)

D. SCOLARITE

M. Théophraste LAFIA
Mlle Aminata DIAGNE
M. Mohamed Makhtar NDIAYE
Mlle Astou BATHILY

Chef de la Scolarité
Assistante
Stagiaire
Stagiaire

II. PERSONNEL VACATAIRE (Prévu)

1. BIOPHYSIQUE

Boucar NDONG

Assistant
Faculté de Médecine et de Pharmacie
UCAD

2. BOTANIQUE

Dr Kandioura NOBA
Dr César BASSENE

Maître de Conférences (Cours)
Assistant (TP)

Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

3. AGRO-PEDOLOGIE

Fary DIOME

Maître -Assistant
Institut de Science de la Terre (I.S.T.)

4. ZOOTECHNIE

Abdoulaye DIENG

Docteur Ingénieur ;
ENSA-THIES

Alpha SOW

Docteur vétérinaire vacataire
PASTAGRI

El Hadji Mamadou DIOUF

Docteur vétérinaire vacataire
SEDIMA

5. H I D A O A:

Malang SEYDI

Professeur
E.I.S.M.V – DAKAR

6. PHARMACIE-TOXICOLOGIE

Amadou DIOUF

Professeur
Faculté de Médecine et de Pharmacie
UCAD

IV. PERSONNEL ENSEIGNANT CPEV

1. MATHEMATIQUES

Abdoulaye MBAYE

Assistant
Faculté des Sciences et Technique
UCAD

2. PHYSIQUE

Amadou DIAO

Assistant
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

⌘ Travaux Pratiques

Oumar NIASS

Assistant
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

3. CHIMIE ORGANIQUE

Aboubacary SENE

Maître-Assistant
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

4. CHIMIE PHYSIQUE

Abdoulaye DIOP
Mame Diatou GAYE SEYE

Maître de Conférences
Maître de Conférences
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

⌘ Travaux Pratiques de CHIMIE

Assiongbon TECKO AGBO

Assistant
EISMV – DAKAR

⌘ Travaux Dirigés de CHIMIE

Momar NDIAYE

Maître-Assistant
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

5. BIOLOGIE VEGETALE

Dr Aboubacry KANE
Dr Ngansomana BA

Maître-Assistant (Cours)
Assistant Vacataire (TP)
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

6. BIOLOGIE CELLULAIRE

Serge Niangoran BAKOU

Maître de conférences agrégé
EISMV – DAKAR

7. EMBRYOLOGIE ET ZOOLOGIE

Malick FALL

Maître de Conférences
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

8. PHYSIOLOGIE ANIMALE

Moussa ASSANE

Professeur
EISMV – DAKAR

9. ANATOMIE COMPAREE DES VERTEBRES

Cheikh Tidiane BA

Professeur
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

10. BIOLOGIE ANIMALE (Travaux Pratiques)

Serge Niangoran BAKOU

Maître de conférences agrégé
EISMV – DAKAR

Oubri Bassa GBATI

Maître - Assistant
EISMV – DAKAR

Gualbert Simon NTEME ELLA

Assistant
EISMV – DAKAR

11. GEOLOGIE :

⌘ FORMATIONS SEDIMENTAIRES

Raphaël SARR

Maître de Conférences
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

⌘ HYDROGEOLOGIE

Abdoulaye FAYE

Maître de Conférences
Faculté des Sciences et Techniques
UCAD

A NOS MAITRES ET JUGES

A notre maître et président du jury, Monsieur Bernard Marcel DIOP, Professeur à la Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie de Dakar, vous nous faites un grand honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse malgré votre calendrier très chargé. Soyez rassuré de notre profonde reconnaissance.

Hommages très respectueux.

A notre maître, co-directeur de thèse, Monsieur Marichatou HAMANI, Professeur à l'Université Abdou Moumouni de Niamey, qui a accepté de diriger et surtout de corriger avec patience cette thèse. Vous m'avez suivi sans faille tout au long de la réalisation de ce travail. Votre rigueur, votre application, vos qualités humaines et scientifiques m'ont fasciné. La disponibilité et le sens particulier que vous avez voulu donner à ce travail ont beaucoup contribué à la valeur de cette thèse. Soyez assuré de ma profonde gratitude.

Hommages respectueux.

A notre Maître Directeur et rapporteur de thèse, Monsieur Germain Jérôme SAWADOGO, Professeur à l'EISMV de Dakar.

Vous nous faites honneur d'accepter de diriger et de rapporter notre travail malgré vos multiples occupations. Vous avez corrigé avec rigueur scientifique et pragmatisme ce travail. Vos qualités Intellectuelles, scientifiques et humaines, votre amour pour le travail bien fait nous ont marqué et suscitent respect et admiration.

Soyez rassuré, Professeur, de notre sincère reconnaissance.

A notre maître et juge, Madame Rianatou BADA ALAMBEDJI, Professeur à l'Ecole Inter Etats des Sciences et Médecine Vétérinaires de Dakar, vous nous faites grand honneur d'accepter de participer à notre jury de thèse. Vos qualités scientifiques et pédagogiques m'ont toujours beaucoup marqué. Soyez rassurée, Professeur, de notre sincère reconnaissance.

DEDICACES

Au nom de Dieu ; Louanges à Dieu ; Dieu se grand ; il n'y a ni force ni puissance qu'en lui.

A MA FAMILLE

A ma très chère maman Hamsatou NIANDOU et mon père Amadou SOULEY pour tout votre amour inconditionnel, pour m'avoir toujours fait confiance et pour votre soutien moral et financier jusqu'à ce jour, j'espère que bientôt j'arriverais à vous rendre un peu de tout ce que vous m'avez offert qui n'a pas de prix. Ce travail est le votre et je prie Que Dieu vous ouvre une demeure dans son Paradis splendide.

A mes sœurs Rhakhiatou, Haoua, Adel pour votre soutien moral et financier, soyez rassurés de ma reconnaissance. Ce travail est le votre. Puisse Dieu nous bénir et nous combler de sa « *BARAKAT* ».

A mes frères Adamou et sa femme Nafissa, Issa pour votre soutien moral et financier, soyez rassurés de ma reconnaissance.

A mes tanty Mamfama, Mariama , Kadidja

A mes nièces et neveux Néné-Amira, Moulaye, Samira, Djibo, Yani, Ismael, Abdoul, Soureya , Bouhari et Faïza .

A Balki, Atou, Baby, Ousmane, Das, Omar, Nas, Saha, Mansour, Papy.

A mes amis du quartier bouk-city Boubacar, Moustapha, Kaso.

Merci à eux, qui même éloignés, m'apportent sans cesse leur soutien et leur affection maintes fois renouvelée.

ET A MES AMIS DE DAKAR...

A Chaïbou, boub, docta, Kader, seydou, docta, mimi, fatim, sad, riche, abdouramane, Abdou N'DAYE.bref à toute la mifa basée à Dakar.

A la petite famille Mbaye : Estelle, Demba et Omar,

A Michel et à sa femme Laure,

Aux camarades de la 39^{ème} et 40^{ème} promotion,

Aux autres étudiants vétérinaires de la communauté Nigérienne, anciens comme nouveaux.

En souvenir de tout ce qu'on a vécu ensemble, en prévision de tout ce qu'il nous reste à partager si on s'en donne la peine. Sans vous, il y aurait eu comme un vide durant cinq années. Merci pour tout ce que vous m'avez apporté.

« Le meilleur pour la fin » : A ma princesse mon rayon de soleil, celle là même qui me respecte et me considère, qui illumine ma vie et qui m'apporte tout le bonheur du monde. Si Dieu le veut très bientôt nous serons réunis pour le meilleur et le pire et pour toujours.

JE T'AIME.....

REMERCIEMENTS

Ce travail est la conjugaison des efforts de plusieurs personnes, qu'elles trouvent ici tous mes sentiments de profonde gratitude. Nos remerciements s'adressent particulièrement à :

M.Mani MAMAN, bénéficiaire de vos sages conseils et de votre soutien est un honneur pour moi et le sera pour toujours. Votre simplicité fait de vous un homme très respectueux. Vous m'avez servi d'exemple. merci pour votre soutien indéfectible à mon égard.

M. Mani ABDOU, Technicien du laboratoire de DPA, pour votre accueil, disponibilité et gentillesse.

Professeur Hamani MARICHATOU, chef du Département Productions Animales (DPA) de la Faculté d'Agronomie de l'Université de Niamey pour son accueil très chaleureux au sein de son service. Vous avez dirigé ce travail avec passion et rigueur scientifique, vous avez mis à notre disposition tous les moyens nécessaires pour la conduite de nos travaux. Votre esprit d'ouverture et de communication a été indispensable pour la réussite de ce travail.

Professeur J.G. SAWADOGO, vous avez accepté de rapporter ce travail. Vos remarques et sages conseils pleins d'enseignements scientifiques ne nous ont pas fait défaut.

Mes très vifs remerciements

Aux Doctorants du département de productions animales : Mahamadou Moussa Garba; Hamadou Issa; Seyni Siddo; Abdou Harouna

Aux bergers du parc : Siddo Hassane; Moustapha Omar; Boureima Idrissa.

Aux Gardiens du parc : Souley Hama Gado; Amadou Amadou

Aux Dr Chaibou MAHAMADOU et Dr Moumouni ISSA, enseignants chercheurs respectivement aux Départements Productions Animales de la Faculté d'Agronomie et de Biologie de la Faculté des Sciences de l'Université de Niamey.

Tous les enseignants, le personnel administratif et technique de la Faculté d'Agronomie pour la franche collaboration.

Tous les enseignants internes et externes à l'EISMV de Dakar pour la qualité de la formation reçue, car nous dit-on "le savoir est une richesse intarissable".

Mes Oncles et tantes, mes frères et sœurs, mes beaux frères, mes cousins, cousines et amis, votre soutien moral m'a été très utile pour la réussite de mes études.

« Par délibération, la faculté et l'école ont décidé que les opinions émises dans les dissertations qui leur sont présentées, doivent être considérées comme propres à leurs auteurs et qu'elles n'entendent leur donner aucune approbation, ni improbation ».

LISTE DES ABREVIATIONS

% :	Pourcentage
°C :	Degré Celsius
ACM :	Analyse en Composante Multiple
ACP :	Analyse en Composante Principale
ADN :	Acide désoxyribonucléique
CIRAD :	Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement
CEDEAO :	Communauté Economique Des Etats de l'Afrique de l'Ouest
cm :	Centimètre
DNS /MRA :	Direction Nationale de la Statistique du Ministère des Ressources Animales
SDRP :	Stratégie de Développement Accéléré et de Réduction de la Pauvreté
DNS/MAE :	Direction Nationale de la Statistique du Ministère de l'Agriculture et de l'Elevage
DPA/FA/UAM :	Département de Productions Animales de la Faculté d'Agronomie à Université Abdou Moumouni.
EISMV :	Ecole Inter- Etats des Sciences et Médecine Vétérinaires
EL :	Equivalence lait
FAO :	Food and Agriculture Organization
FCFA :	Franc de la Communauté Financière Africaine
FSH :	Follicle-Stimulating Hormone
g :	Gramme
GnRH :	Gonadotrophine Releasing Hormone
IA :	Insémination Artificielle
INRA :	Institut National de Recherche Agronomique

INS :	Institut National de Statistique
kg :	Kilogramme
l :	Litre
LH :	Hormone Lutéinisante
m :	Mètre
mm :	Millimètre
NaCl :	Chlorure de Sodium
PH :	Potentiel Hydrogène
PIB :	Produit Intérieur Brut
PBS :	Phosphate Buffered Saline
RGAC :	Recensement Général de l'Agriculture et du Cheptel
Spz :	Spermatozoïde
UBT :	Unité Bétail Tête
UEMOA :	Union Economique et Monétaire Ouest Africain.
WFP :	World Food Programme

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Répartition des effectifs des espèces animales du Niger selon les régions	8
Figure 2 : Evolution du cheptel avicole nigérien de 2000 à 2007	8
Figure 3 : Evolution du bilan fourrager de 2000 à 2010	10
Figure 4 : Evolution de l'offre des animaux dans les marchés suivis par SIMB de 2004 à 2010.....	13
Figure 5 : Evolution de la demande d'animaux dans les marchés suivis par SIMB de 2004 à 2010.....	14
Figure 6 : Evolution des Importations de lait et produits laitiers	17
Figure 7 : Organes reproducteurs du bouc.	23
Figure 8 : Représentation d'un testicule avec l'épididyme.....	25
Figure 9 : Glandes annexes chez les mâles des mammifères : exemple du vererrat.....	26
Figure 10 : Régulation et contrôle de la spermatogenèse.	29
Figure 11 : Spermatogenèse	30
Figure 12 : Méiose spermatique	31
Figure 13 : Structure d'un spermatozoïde.....	34
Figure 14 : Types d'anomalie spermatique.....	38
Figure 15: Comportement sexuel du bouc	39
Figure 16: Vagin artificiel	46
Figure 17: Orchidomètre	46
Figure 18: Microscope photonique	47
Figure 19: Spectrophotomètre	47
Figure 20: Matériel utilisé	48
Figure 21: Le vagin artificiel prêt à l'emploi	49
Figure 22: Séance d'excitation du bouc à collecter.....	50
Figure 23: Collecte du sperme.....	51

Figure 24: Production de l'éjaculat	51
Figure 25: Bouc qui donne un coup de rein	52
Figure 26 : Corrélation entre la concentration en spermatozoïdes et la densité optique de la semence.	60
Figure 27: Motilité massale des spermatozoïdes.....	61

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I:	Répartition des effectifs du cheptel du Niger en nombre de têtes et en UBT.....	7
Tableau II :	Taux de la demande sur l'offre d'animaux de 2004 à 2005.	14
Tableau III :	Répartition du cheptel caprin au Niger	20
Tableau IV :	Durées de la spermatogenèse chez quelques espèces communes	32
Tableau V :	Volume et nombre de spz (spermatozoïde) par éjaculat et par espèce.....	35
Tableau VI:	pH du sperme chez quelques espèces	36
Tableau VII:	Echelle de motilité massale	37
Tableau VIII:	Les animaux du dispositif expérimental à la réception en fonction de l'âge et du sexe	45
Tableau IX:	Caractéristiques des boucs collectés	57
Tableau X:	Volumes moyens d'éjaculat par bouc	58
Tableau XI :	Volume moyen d'éjaculat en fonction du nombre de paires d'incisives permanentes, de la provenance et du poids testiculaire.....	58
Tableau XII:	Concentrations moyennes de en spermatozoïdes selon les boucs.....	59
Tableau XIII :	Concentration en spermatozoïdes en fonction du nombre de paires d'incisives, de la provenance et du poids testiculaire des boucs.....	60
Tableau XIV:	Valeurs moyens des pourcentages en spz anormaux et morts	62
Tableau XV:	Pourcentage des spermatozoïdes anormaux et morts en fonction du nombre de paire d'incisive, de la provenance, et du poids testiculaire.....	63

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION	1
PREMIERE PARTIE : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	5
CHAPITRE I : BREF APERÇU SUR L'ELEVAGE AU NIGER.....	6
I.1. Ressources génétiques animales domestiques au Niger.....	6
I.2. Caractéristiques du système d'élevage au Niger	9
I.2.1. Définition du système d'élevage	9
I.2.2. Caractéristiques des différents modes d'élevage au Niger.....	9
I.2.2.1. Elevage pastoral.....	9
I.2.2.2. Elevage sédentaire ou agropastoral	10
I.2.2.3. Elevage urbain et périurbain	11
I.2.2.4. Le ranching.....	12
I.2.2.5. Système d'élevage de volailles	12
I.3. Les productions animales.....	13
I.3.1. Bétail sur pied.....	13
I.3.2. Viande rouge	15
I.3.3. Cuirs et peaux	16
I.3.4. Lait et produits laitiers	16
I.3.5. Produits de l'Aviculture	17
I.4. Elevage caprin au Niger.....	18
CHAPITRE II : CARACTERISTIQUES DE REPRODUCTION CHEZ	
LE BOUC	22
II.1. Physiologie de la reproduction du bouc	22
II.1.1. Testicule	23

II.1.2. Epididyme	24
II.1.3. Les glandes annexes	25
II.1.4. Organes d'évacuation	27
II.1.5. Contrôle endocrinien de la synthèse des spermatozoïdes	27
II.2. La spermatogénèse	29
II.3. Production spermatique : le sperme et ses caractéristiques	33
II.3.1. Caractéristiques physiologiques du sperme et spermatozoïde	33
II.3.2. Caractéristiques physico-chimiques et morphologiques du sperme	34
II.3.2.1. Aspect quantitatif du sperme	34
II.3.2.2. Aspect physique du sperme	35
II.3.3. Aspect qualitatif du sperme	36
II.3.3.1. Motilité	36
II.3.3.2. Pourcentage des anomalies et des morts	37
II.4. La puberté et le comportement sexuel du mâle	39
II.4.1. La puberté	39
II.4.2. Comportement sexuel du mâle	39
II.4.2.1. Description	40
II.4.2.2 Contrôle et régulation	41
DEUXIEME PARTIE : CARACTERISTIQUES SPERMATIQUES DU	
BOUC	43
Chapitre I: Matériel et Méthodes	44
I.1. Matériel	44
I.1.1. Site et période de l'étude	44
I.1.2. Matériel animal	44
I.1.3. Matériel Technique	45

I.2. Méthodes	48
I.2.1. Détection de chaleurs	48
I.2.2. Préparation du vagin artificiel	49
I.2.3. Préparation du bouc	49
I.2.4. Collecte du sperme	50
I.2.5. Analyse du sperme	52
I.2.5.1. Lecture du volume et de l'aspect de l'éjaculat	52
I.2.5.2. Détermination de la motilité massale	52
I.2.5.3. Dilutions du sperme	53
I.2.5.4. Détermination de la concentration en spermatozoïdes	53
I.2.5.5. Détermination du pourcentage des spermatozoïdes morts	55
I.2.6. Analyse des données	56
CHAPITRE II : RESULTATS ET DISCUSSION	57
II.1. RESULTATS	57
II.1.1 . PARAMETRES DE QUANTITE DE LA SEMENCE	57
II.1.1.1. Volume de l'éjaculat	57
II.1.1.2. Concentration en spermatozoïdes	59
II.1.2. PARAMETRES DE FERTILITE DE LA SEMENCE	61
II.1.2.1. La motilité massale des spermatozoïdes	61
II.1.2.2. Proportions des spermatozoïdes anormaux et morts	61
II.2.DISCUSSION	64
II.2.1. Méthodologie	64
II.2.2. Paramètres de quantités de la semence	64
II.2.2.1. Volume de l'éjaculat	64
II.2.2.2. Concentration en spermatozoïde	65

II.2.3. Paramètres de fertilité de la semence	67
II.2.3.1. Motilité massale des spermatozoïdes	67
II.2.3.2. Pourcentages des spermatozoïdes morts et anormaux	67
CONCLUSION	68
<u>RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES</u>	71
<u>WEBOGRAPHIE</u>	80

INTRODUCTION

Pays sahélien en voie de développement, le Niger couvre une superficie de 1.267.000 km². Sa population estimée à environ 13.044.973 habitants (**INS, 2006**) est à plus de 84% rurale.

Les activités socio-économiques du Niger sont dominées par les activités du secteur primaire parmi lesquelles, l'élevage occupe une place importante. Il intervient particulièrement dans la lutte contre la pauvreté et l'insécurité alimentaire à travers de nombreuses possibilités d'accroissement des revenus des ménages ruraux et l'apport de protéines animales aux populations (**ISSA, 2000**).

Malgré la succession des années de sécheresse (1931, 1974, 1984, 2009...) qui ont frappé de plein fouet le pays avec des conséquences multiples et multiformes sur les activités agropastorales, l'élevage reste néanmoins la deuxième source de richesse du pays après l'uranium. Il représente environ 12% du PIB national et 35% du PIB agricole (**IBRAHIM, 2009**). L'effectif du cheptel est estimé selon le Recensement Général de l'Agriculture et du Cheptel (**RGAC**) réalisé en 2004/2005 à environ 29 millions de têtes avec : 38% de caprins, 31% d'ovins, 25% de bovins, 5% d'asins, 1% d'équins, soit un total de 12,5 millions d'UBT, un capital bétail de près de 2000 milliards de F CFA, une production annuelle de 288 milliards et une valeur ajoutée de 240 milliards, faisant certainement du Niger un grand pays d'élevage (**IBRAHIM, 2009**).

Cette contribution de l'élevage dans l'économie du pays a pendant longtemps été considérée comme un apport exclusif de l'élevage des bovins, les petits ruminants en général et les caprins en particulier étant négligés ; la chèvre fut d'ailleurs accusée sur le plan international de pires méfaits écologiques.

Pourtant au Niger, les chèvres sont élevées dans toutes les zones agro-climatiques du pays par toute la population aussi bien sédentaire que nomade. L'engouement suscité par la chèvre au Niger, se justifie par son aptitude à

valoriser les fourrages grossiers mieux que les bovins, sa résistance remarquable à la sécheresse et ses performances zootechniques par lesquelles elle contribue à la formation du revenu et à la couverture des besoins en lait et viande d'une large couche de la population dans la plupart des zones difficiles. Par ailleurs, l'élevage caprin assure l'approvisionnement en matières premières (peaux) de l'artisanat et de l'industrie de cuir nigérienne (**MANI, 2005**).

Les grands défis auxquels sont confrontés, le Niger en particulier et les pays en développement en général, au seuil du troisième millénaire sont entre autre la lutte contre la pauvreté et l'insécurité alimentaire. Tout en préservant de façon durable les ressources naturelles, la chèvre, d'élevage facile, et adaptée à tous les biotopes peut jouer un rôle important en ce sens en milieu rural. Selon **LEBBIE (2004)**, les potentialités pour les chèvres de contribuer à la réalisation de la sécurité alimentaire, le développement économique et la durabilité de l'environnement, sont énormes. Elle est importante dans la diversification de la production, la création de l'emploi, l'augmentation de revenus, la création des capitaux, la sécurité alimentaire et la réduction des risques (**BANERJEE et al., 2000**).

Pour **GEORGE (1997)**, l'amélioration de la productivité des races caprines dans les pays en développement dans une perspective de lutte contre la dénutrition et la malnutrition, passe nécessairement par la connaissance approfondie des races de chèvres locales et de leurs caractéristiques.

Trois races composent le troupeau caprin du Niger : la chèvre du sahel qui représente 79,54% (présente dans toutes les régions du pays), la chèvre rousse qui fait 17,48% (prédominante dans la bande sud du pays) et la chèvre naine d'Afrique de l'ouest (chèvre Djallonkée) dite localement chèvre « gourma » qui ne constitue que 2,98% (présente dans la partie Ouest de la Région de Tillabéry frontière avec le Burkina) (**DNS/MRA, 2005**).

Contrairement à la chèvre rousse de Maradi qui a fait l'objet de nombreuses investigations (**ROBINET, 1967 ; MARICHATOU et al., 1992 ; HAMIDOU,**

1995 ; MOUSSA, 2005 ; MANI, 2005), il existe peu de données scientifiques sur la chèvre du sahel eu égard à son importance numérique et son omniprésence dans toutes les zones climatiques du pays.

Ainsi, conformément aux orientations nationales de réduction de la pauvreté et de sécurité alimentaire, des actions prioritaires ont été retenues : par le **SDRP (2003)** à travers les volets : « maîtrise et connaissance des potentiels productifs », « conservation et valorisation des ressources génétiques » et par la **SDRP (2007)** à travers les volets : « amélioration de la productivité et des productions animales », « promotion d'un élevage moderne et intensif ». Le Département Productions Animales de la Faculté d'Agronomie de l'Université de Niamey a engagé depuis 2008 une série d'investigations sur les races des espèces locales. C'est dans ce contexte, et dans une perspective de conservation et d'amélioration de la productivité animale, que l'espèce caprine a fait l'objet de plusieurs investigations en vue de mieux maîtriser la reproduction, grâce à l'apport de plusieurs techniques : synchronisation des chaleurs, diagnostic et suivi de la gestation, insémination et transfert embryonnaire (**ZARROUK *et al.*, 2001**) avec des résultats très appréciables en matière d'amélioration des performances.

L'objectif principal de la présente étude est d'établir les caractéristiques spermatiques du bouc du Sahel au Niger dans un but de conservation de la biodiversité. Pour atteindre cet objectif, cette étude vise spécifiquement à :

- Déterminer les paramètres de quantité de la semence (volume et concentration de l'éjaculat) ;
- Evaluer les paramètres de fertilité (motilité massale, le pourcentage des spermatozoïdes morts et des anomalies spermatiques).

Ce document est articulé en deux grandes parties :

Première partie : synthèse bibliographique qui présente dans un premier chapitre, l'élevage au Niger et aborde dans un second chapitre les caractéristiques de la reproduction chez l'espèce caprine ;

Deuxième partie : s'intéresse à la présentation du cadre et du milieu d'étude, la méthodologie, les résultats, et enfin la discussion.

PREMIERE PARTIE : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : BREF APPERÇU SUR L'ELEVAGE AU NIGER

Au Niger, à l'instar des autres pays sahéliens, l'élevage constitue un pôle important de l'économie nationale. Il occupe plus de 80% de la population et fait vivre de façon exclusive 20% de la population nigérienne (MRA, 2001). Il représente un moyen de revenus considérables pour les populations et joue d'importants rôles social et culturel. Il constitue le sous-secteur le plus dynamique du secteur primaire et le plus porteur de croissance pour l'économie nationale. Selon les statistiques du Ministère des Ressources Animales (MRA, 2001), l'élevage est crédité d'une contribution de 12% au PIB national et participe à la formation du PIB agricole à hauteur de 35%. Il représente aussi la seconde recette d'exportation du pays après l'uranium.

I.1. Ressources génétiques animales domestiques au Niger

Le cheptel nigérien est riche et varié. On y rencontre toutes les espèces domestiques caractéristiques du sahel notamment, les bovins, ovins, caprins, camelins, asins, équins et plusieurs espèces de volaille. Le tableau 1 donne la composition en nombre de têtes et en UBT du cheptel nigérien selon l'espèce et la figure 1 présente la répartition des effectifs des espèces présentes selon les Régions du pays. Selon **IDI et al. (2010)**, le cheptel avicole comptait en 2007 un effectif de 12 196 000 sujets répartis en quatre espèces : 57,5% poulets, 26% pintades, 12,3% pigeons, 3,5% canards et le reste est composé de dindons et d'oies. Notons qu'à l'instar du cheptel avicole un peu partout dans le monde, celui du Niger a été frappé par la grippe aviaire au moment de sa pleine expansion en 2006 avec comme corollaire une chute drastique de l'effectif (figure 2). Dans le cadre de l'amélioration de la poule locale, plusieurs races exotiques ont été introduites à partir de 1964 ; il s'agit principalement des races suivantes : Rhodes Island Red, la Leghorn Blanche, la Wyandotte Blanche, la Light Sussex, la Plymouth. La pintade améliorée introduite au Niger est le Galor (**RHISSA, 2010**).

Sur le plan diversité génétique, les différentes races locales des espèces mammifères domestiques sont :

-Bovins : cinq (5) races dont les zébus Azawak, Bororo, Djelli, Goudali et le taurin Kouri ;

-Ovins : avec six (6) principales variétés : Mouton peul Bali-bali , mouton peul Oudah, mouton targui, mouton à laine koundoum des kourtey , mouton hadine Toubou, mouton arabe Dane Zaila ;

-Caprins : avec deux (2) grandes variétés dominantes: grande chèvre du sahel, la chèvre rousse de Maradi ;

-Camelins : dont les principales variétés sont : le dromadaire Azawak, dromadaire Azapghaf de l'aïr et du Kel gress, dromadaire toubou Yoria.

Tableau I: Répartition des effectifs du cheptel du Niger en nombre de têtes et en UBT

Espèces	Nombre	UBT
Bovins	7 336 088	5 868 870
Ovins	9 192 729	1 378 909
Caprins	11 238 269	1 685 740
Asins	1 477 075	738 538
Equins	230 176	230 176
Camelins	1 565 420	1 565 420
Total	31 039 757	11 467 654

Source : RGA/2004_2005

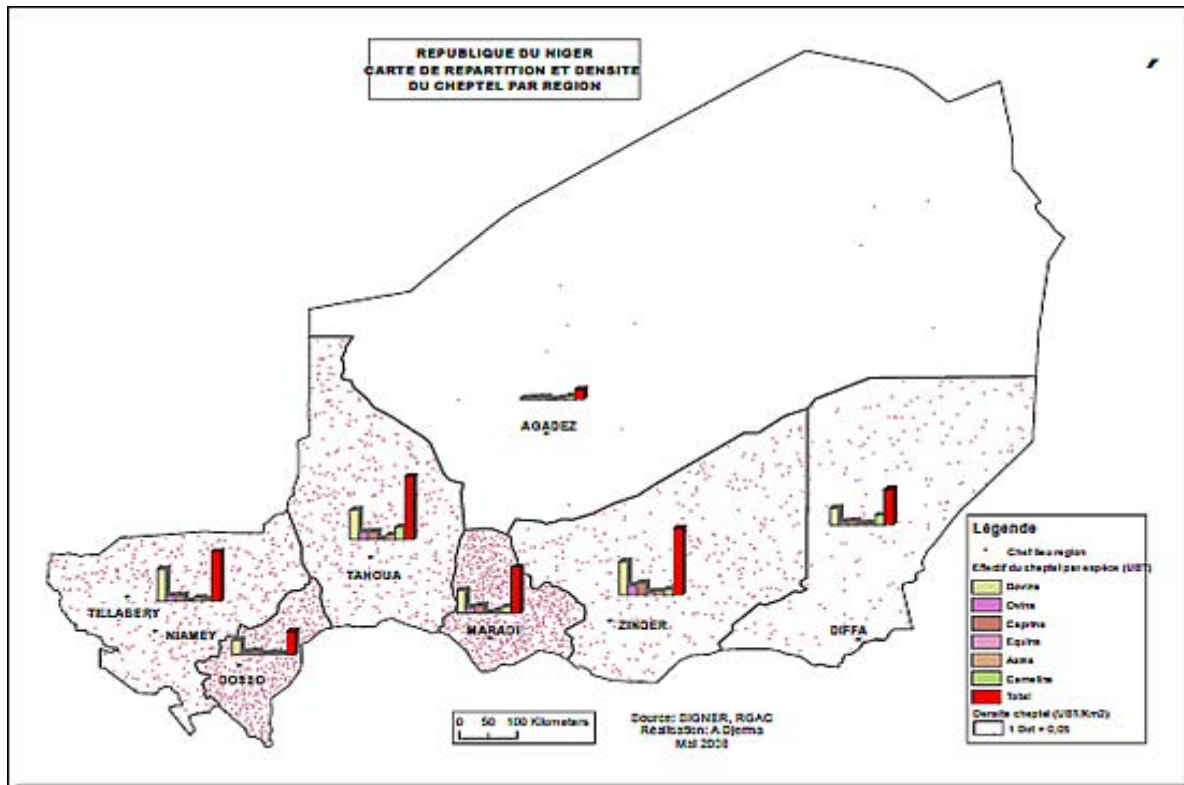


Figure 1: Répartition des effectifs des espèces animales du Niger selon les régions (source : IRAM, 2006)

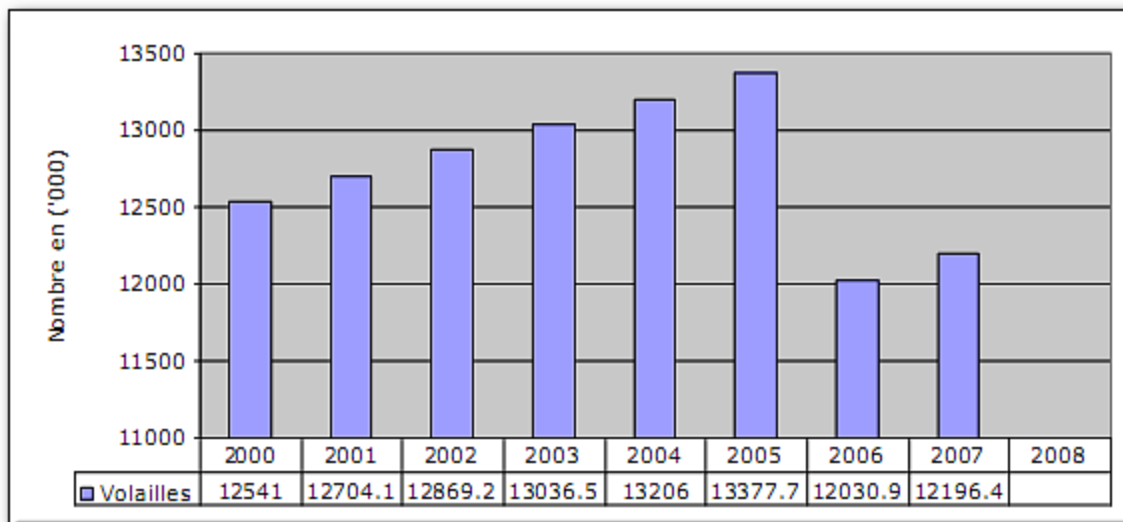


Figure 2 : Evolution du cheptel avicole nigérien de 2000 à 2007 (IDI *et al*, 2010 ; source des données Ministère de l'Élevage et des Industries animales)

I.2. Caractéristiques du système d'élevage au Niger

I.2.1. Définition du système d'élevage

SOLTNER *et al.* (1993) définissent le système d'élevage comme l'ensemble des techniques et des pratiques mises en œuvre par une communauté pour faire exploiter dans un espace donné des ressources végétales par les animaux en tenant compte de ses objectifs et de ses contraintes ».

Les systèmes de production au Niger sont de divers types. Ils sont dominés par les modes extensifs de conduite des troupeaux. De façon générale, pour les mammifères domestiques, on décrit trois grands systèmes de production : les systèmes d'élevage pastoraux, les systèmes d'élevage agro-pastoraux et les systèmes d'élevage périurbains (**IRAM, 2008**). On note également une forme plus ou moins moderne, le ranching.

I.2.2. Caractéristiques des différents modes d'élevage au Niger

I.2.2.1. Elevage pastoral

Il a deux composantes : le nomadisme et la transhumance.

-Le nomadisme est une conduite de troupeau sans calendrier et sans destination précisée à l'avance. L'éleveur est guidé uniquement par le désir d'alimenter et d'abreuver ses animaux. Il est donc à la recherche permanente de l'eau et du pâturage. La direction ou le sens de son mouvement lui importe "peu" l'essentiel étant de subvenir aux besoins de ses animaux. C'est le mode de vie de certains éleveurs Touaregs, Arabes, Peulhs et Bororo (**ZANGUI, 1986**). Le cheptel nomade représente 18,2% du cheptel nigérien. L'alimentation est basée essentiellement sur l'exploitation des parcours, le taux de vaccination est faible (11% du total des éleveurs font vacciner leurs animaux) (**RGAC, 2007**).

-La transhumance : C'est un système d'exploitation des parcours naturels basé sur des mouvements pendulaires de va-et-vient entre les pâturages de saison sèche et les pâturages de saison de pluies. Le point de départ et le point d'arrivée sont connus. Aux premières pluies, les animaux qui se trouvent dans la zone de

cultures regagnent la zone pastorale au Nord. En plein hivernage, ils se dirigent vers les terres salées de cette zone qu'ils quittent en fin de saison de pluies. Ainsi, commence le mouvement de descente vers le Sud où les sous-produits des récoltes sont exploités. Cette descente peut dépasser les frontières nationales (ZANGUI, 1986). La transhumance selon RGAC (2007), est pratiquée dans toutes les régions du Niger avec un taux variant de 12,1% dans la région de Diffa à 25,2% dans la région de Maradi. Le principal pôle d'attraction des éleveurs nigériens est le Nigeria (79,3%). Le taux de vaccination (48%) est plus élevé que pour l'élevage nomade.

Ces modes d'élevage, basés essentiellement sur l'exploitation des parcours sont tributaires des aléas du climat, principalement le déficit fourrager. La figure 3 fait ressortir l'importance et la récurrence du déficit fourrager dans l'évolution du bilan fourrager.

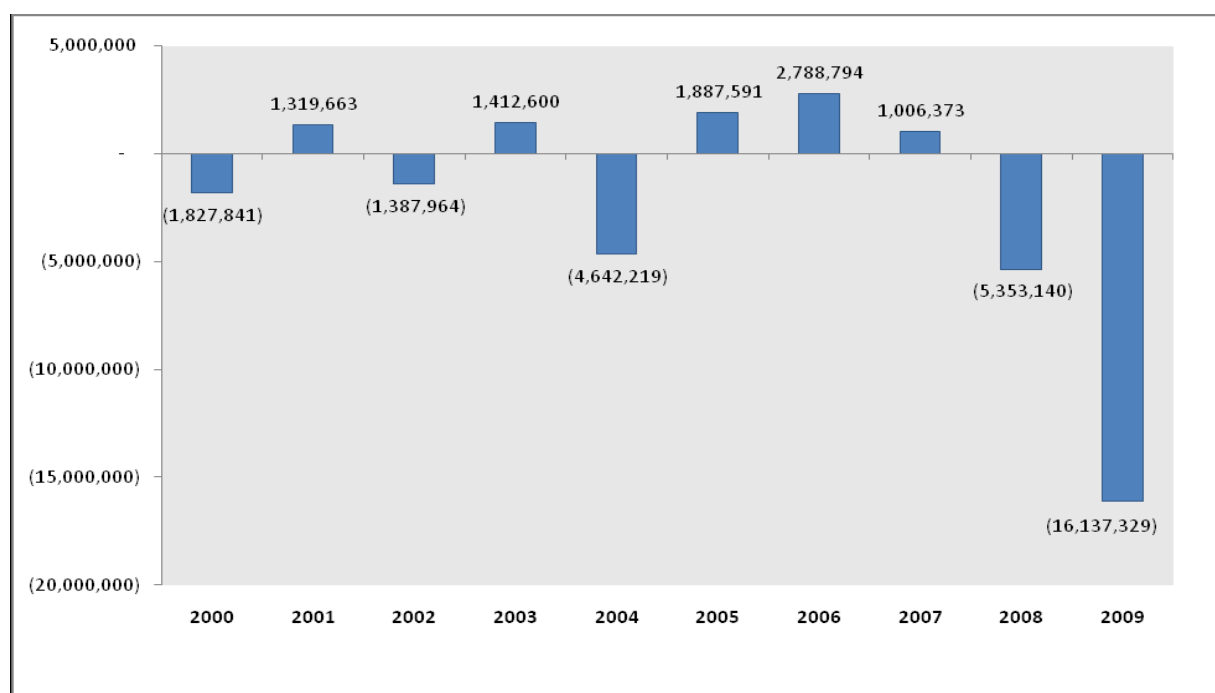


Figure 3 : Evolution du bilan fourrager de 2000 à 2010 (WFP, 2010)

I.2.2.2. Elevage sédentaire ou agropastoral

Selon le forum d'élevage 2010, ce type d'élevage est pratiqué par les agropasteurs (Peul, Bouzou et Haoussa) de la zone intermédiaire et toutes les ethnies de la zone agricole. Le système agropastoral se fonde sur l'association de

l'élevage aux cultures pluviales. Dans ce type d'élevage, les animaux sont fixés sur un même terroir avec des déplacements de faibles amplitudes ; ils sont soit gardés à domicile soit confiés à des bergers qui les amènent au pâturage dans la journée ou encore confiés à la garde d'éleveur de la zone pastorale. Ce type d'élevage concerne 65,7% du cheptel nigérien. Le mode d'alimentation des animaux le plus répandu est l'élevage mixte (à l'auge et au pâturage). Le pâturage pur représente 25 à 35% des éleveurs tandis que l'alimentation à l'auge pure concerne 25% des éleveurs. Sur le plan sanitaire, les taux de vaccination et de déparasitage sont fonctions de l'espèce et présentent de grandes variabilités selon les Régions. A titre illustratif, ces deux pratiques sanitaires sont respectivement mises en œuvre par 52% et 57% des éleveurs de bovins et 23% et 40% des éleveurs caprins.

I.2.2.3. Elevage urbain et périurbain

L'élevage urbain fait référence à une vision de l'élevage centré dans la ville où il est confronté aux besoins politiques de la ville (l'urbanisme, la sécurité alimentaire, la gestion des ressources naturelles urbaines). L'intégration des parcours dans le tissu urbain et donc la cohabitation Homme-Animal, engendre de multiples nuisances comme la transmission des zoonoses, les accidents de la circulation, la dégradation des lieux publics et privés non protégés.

Selon la **SDRP (2003)**, les centres urbains ont une population qui ne cesse de croître entraînant des besoins importants notamment en produits d'élevage (lait et volaille), maraîchers et en fruits. Profitant de cette demande croissante, il se développe, en périphérie des villes, des activités spécifiques : élevage de volaille, de petits ruminants et de bovins, arboriculture, maraîchage, souvent combinés avec des productions vivrières. Ces systèmes profitent de circuits courts de commercialisation et disposent donc de capacités d'intensification assez fortes. Ils sont en revanche rendus vulnérables par la pression foncière et le lotissement progressif de terres agricoles.

Des systèmes périurbains à caractère semi-intensif voire intensif, se rencontrent à la périphérie des grandes villes pour répondre à la forte concentration des demandes en lait et produits laitiers. L'activité est pratiquée par des personnes qui tirent leurs principaux revenus d'autres activités, le cheptel leur fournissant des revenus additionnels. Cependant certains éleveurs comme les peuhls se consacrent uniquement à cette pratique.

I.2.2.4. Le ranching

Il s'agit d'un système d'élevage moderne basé sur l'intensification, la multiplication, la sélection, et la vulgarisation d'espèces performantes en matière de productions animales. Les grands ranchs au Niger sont des exploitations étatiques répartis dans toutes les régions du pays excepté Agadez. D'après **NAFERI (2001)**, c'est à partir du capital de ce système de production que le Niger tente de bâtir une politique d'autosuffisance alimentaire des produits d'origine animale.

Hormis les exploitations étatiques, le ranching regroupe également toute une série d'initiatives périurbaines pour répondre à la demande urbaine en lait. Ces initiatives nées de différents opérateurs ont un système de production laitière utilisant des matériels génétiques et des technologies modernes telle que l'insémination artificielle.

I.2.2.5. Système d'élevage de volailles

Du point de vue pratique, l'aviculture nigérienne est traditionnelle et extensive (97,2% du cheptel est élevé en élevage villageois ou de basse-cour) et les autres formes (intensives) d'élevage relèvent du secteur 2 (une seule ferme) et du secteur 3 (15 fermes) du classement de la FAO qui sont notamment des secteurs commerciaux. Le système d'élevage du secteur 1 (élevage industriel et intégré) est pratiquement inexistant au Niger (**IDI et al, 2008**).

I.3. Les productions animales

Les principaux produits tirés de l'exploitation des animaux au Niger sont :

le bétail sur pied ;

la viande rouge;

les cuirs et peaux ;

le lait et dérivés ;

les produits avicoles.

I.3.1. Bétail sur pied

La commercialisation du bétail sur pied constitue une filière très dynamique des productions animales au Niger. Le pays est autosuffisant dans ce secteur d'activité, et aucune importation de bétail n'est officiellement répertoriée (HUGO, 2004). Cependant, le bétail sur pied constitue le deuxième produit d'exportation du Niger après l'Uranium et le principal marché est le Nigeria.

Les figures 4 et 5 donnent les évolutions de l'offre et la demande de 2005 à 2010 des principales espèces domestiques dans quatre vingt quatre (84) marchés internes (dont 7 transfrontaliers).

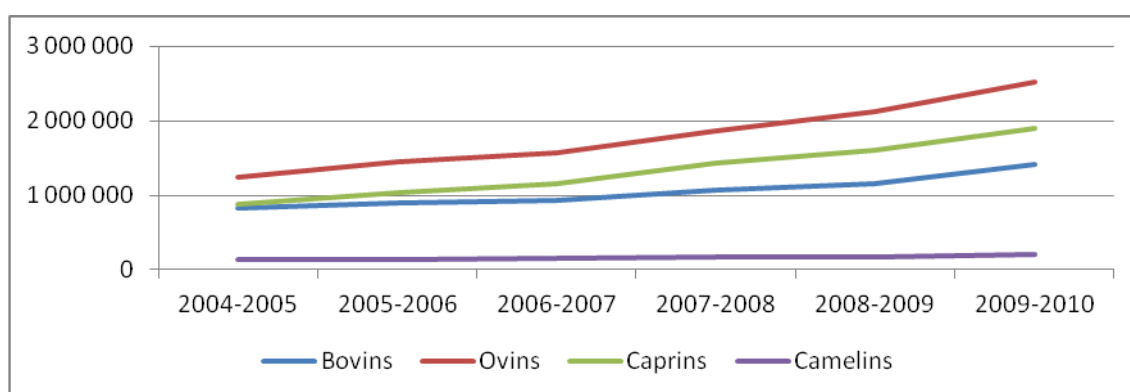


Figure 4 : Evolution de l'offre des animaux dans les marchés suivis par SIMB de 2004 à 2010 (source des données DNS/MAE, 2010)

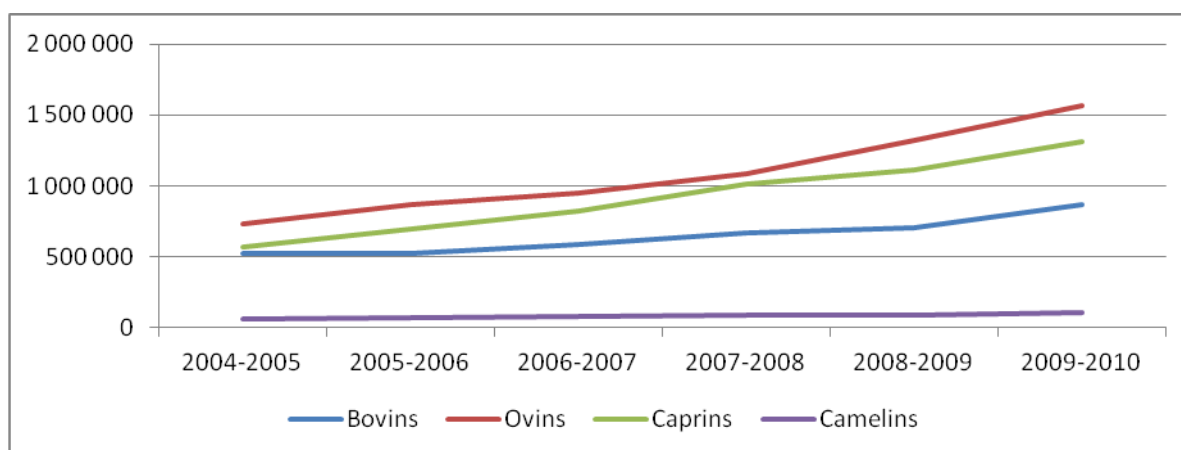


Figure 5 : Evolution de la demande d’animaux dans les marchés suivis par SIMB de 2004 à 2010 (source des données DNS/MAE, 2010).

Il résulte de ces figures que l’offre et la demande d’animaux évoluent avec la même allure. Ces deux grandeurs sont caractérisées par une nette croissance particulièrement pour les bovins, ovins et caprins mais timide pour les camelins. Il est aisé de constater que les petits ruminants constituent la principale spéculation avec en tête les ovins. En effet, selon (SENAC/PAM, 2005), les petits ruminants représentent une monnaie d’échange au Niger surtout en période de pénurie alimentaire. L’analyse des taux de la demande par rapport à l’offre (tableau II), fait ressortir l’importance des caprins dans les transactions commerciales. En effet, avec un taux moyen de vente de 68,75%, les caprins sont les plus demandés, suivent les bovins (61,56%), les ovins (60,35%) et enfin les camelins (51,94%).

Tableau II : Taux de la demande sur l’offre d’animaux de 2004 à 2005.

Espèces	2004-2005	2005-2006	2006-2007	2007-2008	2008-2009	2009-2010	Moyennes
Bovins	63,44	58,90	62,53	62,19	61,07	61,24	61,56
Ovins	58,95	59,82	60,66	58,52	61,99	62,15	60,35
Caprins	65,43	67,64	70,70	70,42	69,34	68,97	68,75
Camelins	49,14	51,58	52,79	52,91	51,80	53,43	51,94

Source des données DNS/MAE, 2010

I.3.2. Viande rouge

Elle concerne au Niger quatre espèces (bovins, ovins, caprins et camelins) tenant compte des tabous religieux. C'est une source monétaire substantielle pour le Niger. A titre illustratif, en 2005, la production annuelle de viande selon la **SDRP (2007)** s'élève à 93 114 tonnes soit une valeur monétaire de 111,74 milliards de F CFA. Cette filière présente une double face, d'un coté les abattages contrôlés et de l'autre les abattages non contrôlés, ce qui rend souvent difficile les analyses statistiques. Les abattages contrôlés s'obtiennent dans trois principaux centres qui, selon **ALMOUZAR et al. (2008)**, sont :

- Les abattoirs frigorifiques, au nombre de quatre localisés à Niamey, Zinder, Maradi et Tahoua ;
- Les abattoirs simples, au nombre de 56, situés dans les centres secondaires ;
- Les aires d'abattage – séchoirs, au nombre de 249, disséminés à travers le pays.

Les abattages non contrôlés concernent les abattages familiaux, les abattages clandestins et des abattages villageois (dans les localités dépourvues d'infrastructures et de services de contrôle). La production de viande des abattages non contrôlés, représenterait 70% de la production totale selon les estimations de la Direction Nationale de la Statistique de l'Elevage rapportées par **ALMOUZAR et al. (2008)**.

A l'image du bétail sur pied, la production de la viande rouge connaît une progression continue (55%) entre 2002 et 2005, la quasi-totalité de la viande produite étant destinée à la consommation locale ; seules des quantités modestes font l'objet d'exportation, notamment vers le Nigeria et la Côte d'Ivoire (**SDRP, 2007**). La consommation moyenne annuelle par habitant est évaluée à 7.17 kg (**ALMOUZAR et al., 2008**).

L'analyse des abattages selon les espèces de 1988 à 2007 (**ALMOUZAR et al., 2008**) montre que les caprins constituent en moyenne l'essentiel des abattages (55,43%). Les pourcentages des autres espèces sont : 14,38% bovins, 28,10% ovins et 2,08% camelins.

I.3.3. Cuirs et peaux

Le développement de cette filière est étroitement lié à celui de la filière viande rouge du fait que la production est subsidiaire des abattages. La production moyenne annuelle de 1997 à 2008 des abattages contrôlés est de 2 298 359 pièces de cuirs et peaux dont 157 092 cuirs de bovins (soit 6,83%), 724 934 peaux d'ovins (soit 31,54%) et 1 416 333 (soit 61,62%) de peaux de caprins (**ALMOUZAR *et al.*, 2008**). En considérant l'importance des abattages non contrôlés (70% des abattages), cette production représenterait environ le tiers de la production totale.

Les cuirs et peaux constituent une importante source de devises pour le pays, car 95% de la production est exportée, soit à l'état brut, soit tannée ou sous forme de produits artisanaux, principalement vers le Nigéria (80% de produits exportés) (**SDRP, 2007**). S'agissant des produits de la filière cuirs et peaux, le Niger dispose de plusieurs tanneries artisanales disséminées dans le pays et une tannerie industrielle (tannerie Malam yaro) installée à Zinder, pour la consommation artisanale locale et dont le surplus est exporté. Cependant, en dépit de l'importance de la production brute, le Niger importe les produits (cuirs et peaux) finis du fait de l'absence d'unité industrielle de production de cuirs et peaux finis.

Un atout important est que la filière est bien organisée eu égard à l'importance des abattages non contrôlés. Elle met en exergue plusieurs acteurs bien individualisés dont les fournisseurs d'intrants spécifiques, les producteurs, les collecteurs, les exportateurs et les consommateurs.

I.3.4. Lait et produits laitiers

Eu égard à l'importance du cheptel, à la présence dans ce cheptel de la race zébu Azawak réputée être la meilleure race laitière de la sous région, mais aussi à la présence des zones écologiquement favorables au développement de l'élevage laitier (zones pastorale et agropastorale), le Niger est déficitaire en matière de production laitière. En effet, la production nationale moyenne de

2002 à 2005 est de 532 995 735 litres de lait (SDRP, 2007) dont 33,91% de lait de vaches, 16,51% de lait de brebis, 36,74% de lait de chèvre et 12,84% de lait de chamelle. La moyenne per capita dans cette période est de 46 litres. En considérant la norme recommandée de 91 litres/personne et par an, le taux de couverture est donc d'environ 50%. La production est largement en dessous de la demande intérieure croissante et pour combler le déficit (50%), le Niger a recours aux importations de lait et produits laitiers. Dans la période 1996-2006, ces importations ont passé de 20 000 tonnes équivalent lait (EL) à 82 000 tonnes EL avec une prédominance du lait en poudre (92%) (VIAS *et al*, 2008). En termes de devise, ces importations représentent une part importante dans la balance commerciale du Niger. La figure 6 présente l'évolution des importations de lait et produit laitiers de 1992 à 2007.

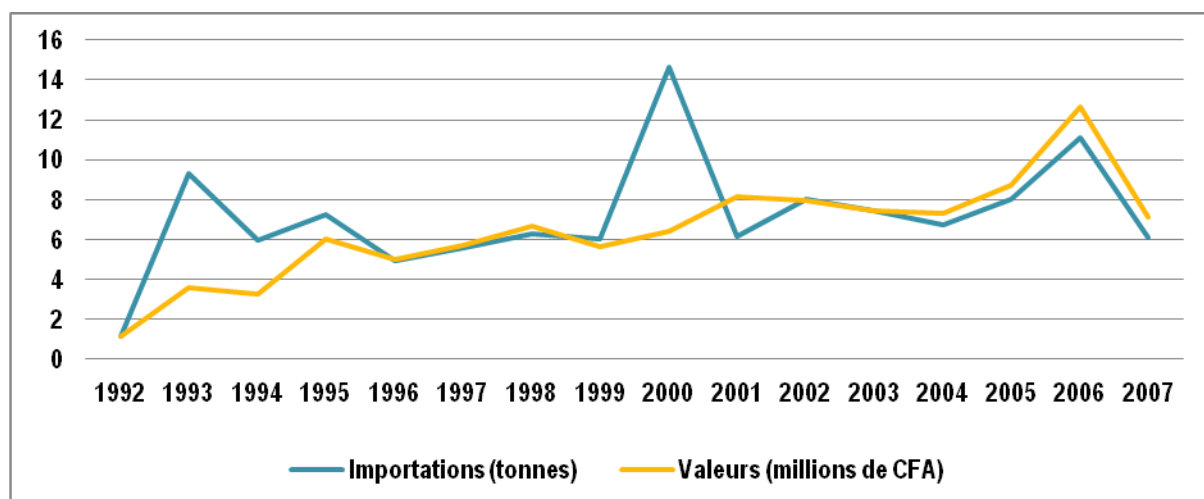


Figure 6 : Evolution des Importations de lait et produits laitiers (1992-2007) (MRA, 2008)

I.3.5. Produits de l'Aviculture

Le secteur de l'aviculture est très peu développé au Niger comparativement aux pays de la sous région (UEMOA, CEDEAO). Les élevages commerciaux sont beaucoup plus orientés vers la production des œufs que celle de poulet de chair, du simple fait que ce dernier est peu compétitif par rapport au poulet villageois pour des raisons non seulement de goût, mais aussi de la possibilité de congélation et du pouvoir d'achat dans les milieux ruraux. Ainsi, au mépris des

conséquences de la grippe aviaire survenue en 2006 (perte de plus de 10% du cheptel entre 2005 et 2006), le Niger est un gros importateur en matière de produits avicoles. Les importations concernent les œufs de consommation (du Nigéria, du Burkina, du Mali, de l'Algérie...), les poussins d'un jour (de l'Europe, du Mali et du Nigeria). Dans les centres urbains, une évolution de la tendance de la consommation inhérente à l'urbanisation et ses conséquences dans l'évolution des sociétés, implique un développement du commerce et de l'importation des poulets congelés et des croupions.

I.4. Elevage caprin au Niger

Deuxième source de devises fortes pour le pays après les industries extractives, l'élevage apparaît comme un véritable outil d'atténuation du déséquilibre de la balance de paiement du Niger. Il constitue un facteur déterminant de sécurité alimentaire et de lutte contre la pauvreté, son apport est en moyenne de 15% au revenu des ménages et de 25% à la satisfaction des besoins alimentaires (**SDR, 2003**). Il intervient comme apport à hauteur d'au moins 25% au budget des collectivités territoriales (**forum, 2010**).

La place de l'espèce caprine dans ce rôle n'est point à démontrer. Les caprins représentent 36% du cheptel nigérien, leurs élevages se rencontrent dans toutes les régions du pays (Tableau 3). Ils constituent une épargne pour les femmes et une source de revenus monétaires facilement mobilisables et occupent une place de choix dans toutes les filières de productions animales.

Filière vente sur pieds :

Les caprins représentent la ressource animale la plus facilement mobilisable après la volaille et jouissent de ce fait d'une importance indéniable dans les budgets familiaux des ménages ruraux du Niger. Ils sont fréquemment vendus, souvent à l'état très jeune, pour la satisfaction des besoins familiaux (achat de vivres, soins médicaux, habillements...). Ils dominent les spéculations sur les marchés intérieurs de bétail sur pied. Les taux de vente moyens de 2005 à 2010

de 84 marchés contrôlés par SIMB sont : caprins 68,75%, bovins 61,56%, ovins 60,35% et camelins 51,94% (DNS/MAE, 2010).

Filière viande et lait

Les caprins constituent la principale source de protéines animales au Niger. Ainsi, en termes de production de viande, les taux d'abattages moyens par an de 1997-2008 sont pour les caprins de 55,43%, 14,38% pour les bovins, 28,10% pour les ovins et 2,08% pour les camelins (ALMOUZAR *et al* 2008). S'agissant de la production laitière, les contributions spécifiques moyennes annuelles sur quatre ans (2002-2005) sont : 36,74% chèvres, 33,91% vaches et 16,51% brebis (SDRP, 2007).

Filière cuirs et peaux

Les caprins représentent une source de devise importante en termes de production et d'exportation de cuirs et peaux. La production moyenne annuelle de 1997 à 2008 se répartit comme suit : 61,62% peaux de caprins, 31,54% peaux d'ovins et 6,83% cuirs de bovins.

Sur le plan socioculturel, notons que la chèvre est au centre de la vie sociale du paysan. En société pastorale, la chèvre occupe une place privilégiée. Son endurance au climat, sa sobriété par rapport aux moutons et aux bovins, sa prolificité, son aptitude aux longues marches lui confèrent l'estime de l'homme touareg qui en fait un animal de choix.

Les caprins sont abattus à l'honneur des hôtes spéciaux, ils sont aussi sacrifiés lors des cérémonies religieuses comme les baptêmes, des funérailles, ou lors de la fête de tabaski. En guise de cadeau de fin d'année, les chevrettes sont offertes aux cousins, ce qui fortifie les relations sociales. La jeune femme nouvellement mariée en régions haoussa regagne son foyer avec quelques têtes de caprins qui lui serviront de base pour la constitution de son troupeau.

Chez les azna (féticheurs), la chèvre fait partie du patrimoine fétichiste; "chaque génie" s'attachant à un animal d'une variété bien déterminée, la variété

d'animaux élevés indique le culte particulier d'une famille. Ainsi une famille des chasseurs élève chèvres noires et coqs rouges, alors qu'une famille des "maîtres de culte" se distingue par l'élevage de boucs roux et coqs rouges (RAZIKOU, 2009).

Tableau III : Répartition du cheptel caprin au Niger

	Chèvre du sahel	Chèvre du Gourma	Chèvre Rousse	Total
Agadez	664 718	-	2 067	666 785
Diffa	712 766	-	378 592	1 091 358
Dosso	877 882	-	30 710	908 593
Maradi	812 265		1 340 001	2 152 266
Niamey	71 867	-	9 578	81,444
Tahoua	2 063 234	-	196 854	2 260 088
Tillabéry	1 200 295	362 555		
Zinder	3 264 704	-	159 212	3 423 916
Total	9 667 731	362 555	2 125 026	12 155 312

Source : Rapports statistiques du ME/IA.

Les caprins appartiennent à la tribu des caprinés, de la famille des bovidés, au sous-ordre des ruminants, et à l'ordre des artiodactyles (ZEUNER, 1963 ; EPSTEIN, 1974; CORBERT et HILL, 1980) cités par WILSON (1992). Selon FRENCH (1971) cité par LABBO (1999), la chèvre serait le premier ruminant qui a été domestiqué par l'homme il y a plus de 10.000 ans.

Elle était appréciée pour la production de lait, de viande, sa peau et même ses poils. La chèvre est parmi les animaux domestiqués, celle qui est soumise à travers le monde aux conditions d'élevage les plus extrêmes. En effet, nous la rencontrons aussi bien dans des zones quasi désertiques, où elle est la seule capable de survivre, que dans des zones tempérées ou équatoriales dans lesquelles elle peut révéler des niveaux de productivité étonnants (ZARROUK *et al*, 2001).

Les caprins furent classés en quatre groupes qui sont le groupe "africain" dont le centre de distribution en Afrique et Proche-Orient serait le Soudan; le groupe "européen" originaire des Alpes et qui aurait émigré dans toute l'Europe et aussi en Afrique; le groupe asiatique originaire de l'Asie centrale (Himalaya) et le groupe de "métis" (ZANGUI, 1986).

Dans le centre et l'est de l'Afrique, on peut distinguer les chèvres de savane, les chèvres naines et les chèvres croisées.

Parmi les chèvres d'Afrique du Nord, on peut distinguer une chèvre de type sahélien, de petites chèvres de savane, des chèvres nubiennes et des chèvres syriennes(**FAYE *et al.*, 1999**).

Les chèvres naines du Sud sont de taille petite ou moyenne, le profil de la tête est rectiligne ou légèrement concave, le corps trapu, les membres courts et musclés, le poil ras. Elles tolèrent généralement la trypanosomose et peuvent vivre plus au sud dans des zones humides et infestées de glossines.

En Afrique de l'Ouest, deux groupes de chèvres sont distingués. Au nord, les chèvres du Sahel sont de grande taille, le corps allongé, les membres longs et fins, le poil ras. Le profil de la tête, la longueur et le port des oreilles, les cornes et la couleur de la robe varient selon le lieu. Ces chèvres sont sensibles à la trypanosomose(**MAHAMAN, 1986**).

CHAPITRE II : CARACTERISTIQUES DE REPRODUCTION CHEZ LE BOUC

La physiologie de la reproduction de la chèvre a été longtemps assimilée à celle de la brebis qui a représenté et représente toujours le modèle expérimental chez les ruminants. Bien que des similitudes entre les deux espèces aient été observées, il n'en demeure pas moins vrai que des différences existent entre les caractéristiques physiologiques de la chèvre et celles de la brebis et, qu'en la matière, l'extrapolation des données propres de l'une à l'autre s'avère inexacte (**ZARROUK *et al*, 2001**).

II.1. Physiologie de la reproduction du bouc

Les organes reproducteurs du bélier et du bouc (figure 7) comprennent les testicules, les épидидymes, les glandes annexes et les organes d'évacuation. Chaque organe joue un rôle particulier. L'activité des testicules est commandée par les sécrétions gonadotropes de l'hypophyse, elle-même gouvernée par le système nerveux central. Les testicules produisent essentiellement les spermatozoïdes et l'hormone mâle, la testostérone. Les spermatozoïdes passent du testicule dans l'épididyme où ils acquièrent leur motilité et leur fécondance et où ils sont stockés. Lors de l'éjaculation, ils sont propulsés dans le canal déférent et l'urètre, puis mélangés avec les sécrétions des glandes annexes, pour constituer l'éjaculat (**BARIL *et al*, 1993**).

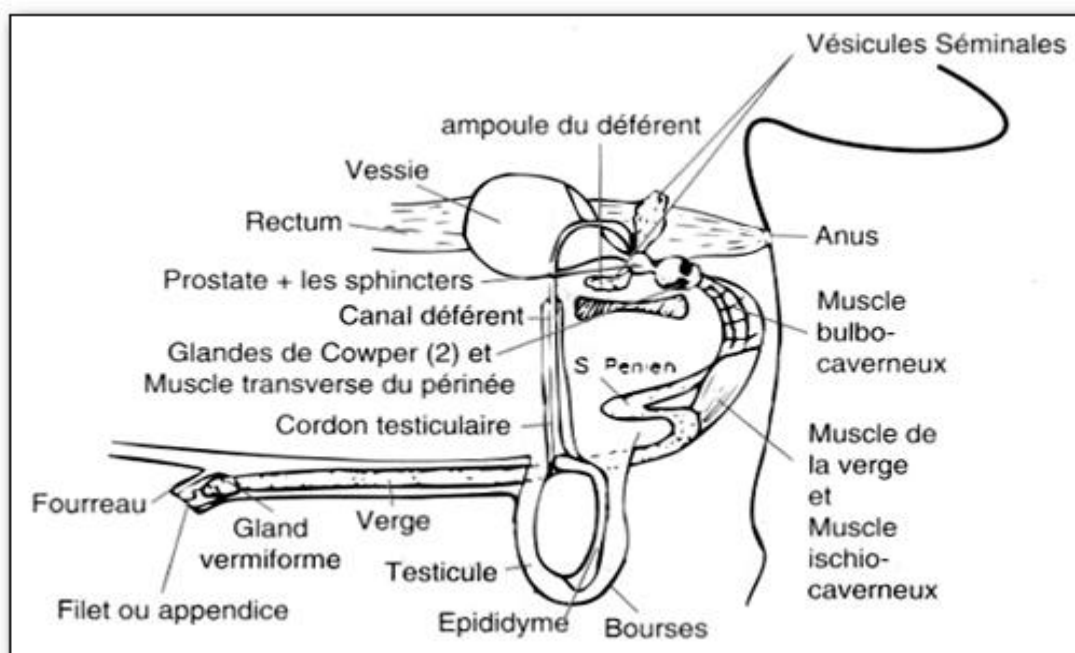


Figure 7 : Organes reproducteurs du bouc (source : Baril et al., 1993).

II.1.1. Testicule

C'est la glande génitale du mâle. Le testicule adulte pèse 80 à 300 g, selon l'espèce, la race, la saison et l'état nutritionnel des animaux. Le poids testiculaire est généralement plus élevé chez le bélier que chez le bouc, chez les races de grande taille que chez celles de petite taille, et au début de la saison sexuelle qu'en pleine contre-saison chez les animaux saisonnés. Chez les ruminants, les testicules sont pendulaires avec un grand axe vertical. Sa fonction gamétogénèse (spermatogénèse) est doublée d'une fonction endocrinienne (sécrétion de testostérone). Le parenchyme testiculaire est formé essentiellement des tubes séminifères où la spermatogénèse (ensemble des transformations cellulaires qui conduisent à la production des spermatozoïdes) se déroule, et du tissu inter-tubulaire contenant les cellules de Leydig qui sécrètent la testostérone. Les tubes séminifères, d'environ 0,2 mm de diamètre et de 1500 à 7 000 m de longueur totale, ont une lumière remplie de fluide qui collecte et transporte les spermatozoïdes jusqu'au rete-testis. Les tubes séminifères sont composés des cellules de la lignée spermatogénétique (cellules germinales qui deviendront les spermatozoïdes) et par les cellules de soutien

(cellules de Sertoli) qui «nourrissent» les cellules germinales. Les liens entre ces deux types de cellules sont très étroits. Les cellules de Leydig ont une structure typique des cellules productrices de stéroïdes, elles produisent essentiellement la testostérone, sous le contrôle de la LH hypophysaire.

Le scrotum, dans lequel le testicule descend pendant la vie fœtale, est, chez l'adulte, très pendulaire et permet de conserver le testicule de 3 à 5°C plus froid que le reste du corps (**MUKASA *et al.*, 1986**). Cette régulation est assurée par des mécanismes d'échanges thermiques entre le sang artériel et le sang veineux dans le cordon testiculaire, et par la présence de nombreuses glandes sudoripares dans la peau du scrotum. Cette dernière contient également quelques thermorécepteurs qui mettent en route les mécanismes corporels de thermorégulation si la température du scrotum s'élève. Si la température testiculaire atteint la température du reste du corps, pendant seulement quelques heures, l'animal devient stérile environ 14 jours plus tard.

II.1.2. Epididyme

L'épididyme est un organe allongé, solidarisé au testicule contre lequel il s'applique latéralement. C'est un organe composé d'un seul tube pelotonné, où le rete-testis débouche et qui transporte et stocke les spermatozoïdes jusqu'à l'éjaculation. Trois parties successives (figure 8) peuvent être distinguées: la tête, le corps et la queue qui est le lieu de stockage des spermatozoïdes.

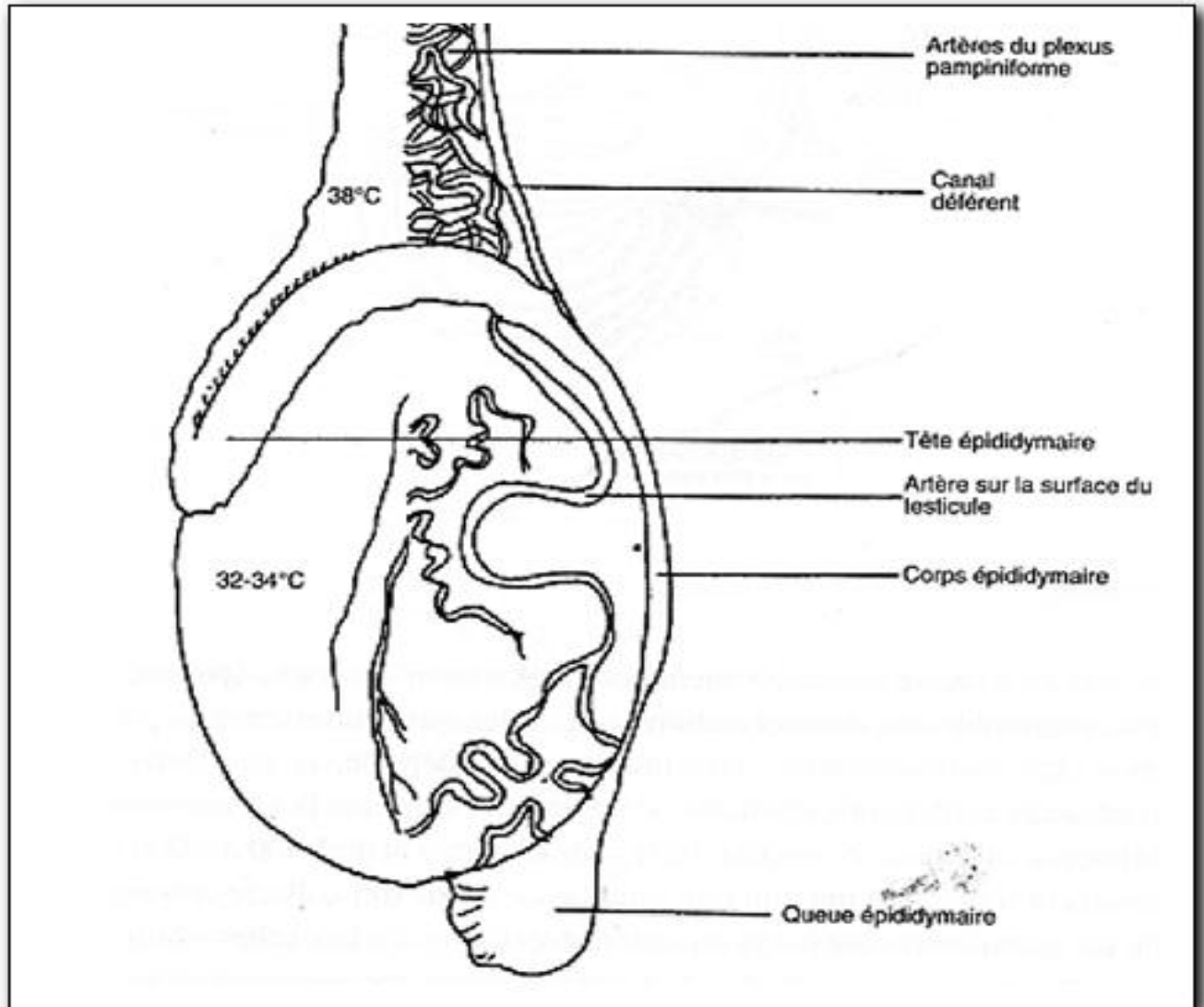


Figure 8 : représentation d'un testicule avec l'épididyme (source : Baril et al., 1993)

II.1.3. Les glandes annexes

Selon (MOGICATO et MONNEREAU, 2005) les glandes annexes de l'appareil génital mâle des mammifères comprennent:

La vésicule séminale, qui, sécrète du fructose et libère des prostaglandines ;

La prostate (présente chez toutes les espèces) produit une sécrétion à pH basique (environ 8) et sécrète du zinc (bactéricide et stabilisateur de nucléoprotéines) ;

La glande bulbo-urétrale ou glande de Cowper, sécrète de la scialomucine ou grain coagulant, chez le verrat notamment; située dans la région caudale de l'urètre, bien que très petite (de la taille d'une noisette), quelques-uns de ses produits de sécrétion sont importants du point de vue qualitatif, en particulier chez le bouc ;

La glande prépucciale (ou glande de Tyson) libère les phéromones.

Le rôle de ces glandes annexes reste cependant controversé car leur ablation n'entraîne pas de stérilité. De plus, les spermatozoïdes prélevés au niveau de la queue de l'épididyme sont féconds. Selon **PHILIPPE *et al* (2010)**, les glandes annexes participent à la production des 3/4 du volume de l'éjaculat, les 25% restant étant produit par l'épididyme.

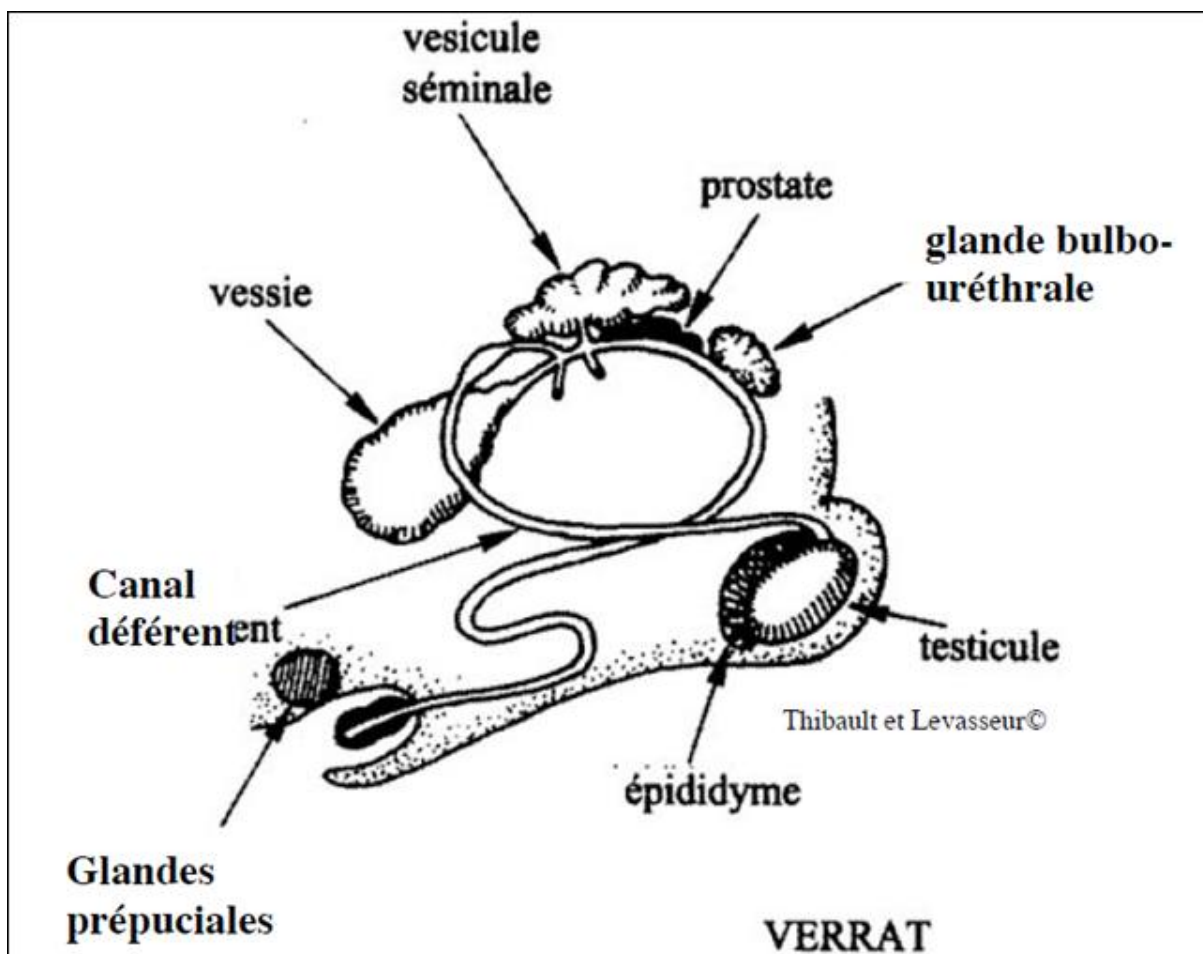


Figure 9 : Glandes annexes chez les mâles des mammifères : exemple du verrat (source : BARIL *et al.*, 1993)

II.1.4. Organes d'évacuation

Ils comprennent l'urètre, le pénis, le prépuce et des glandes tubulaires. L'urètre parcourt le pénis jusqu'à l'appendice vermiforme. Le prépuce est formé par une invagination de la peau et protège la partie terminale du pénis. Des glandes tubulaires, dans le prépuce, sécrètent une substance grasse qui facilite l'intromission.

II.1.5. Contrôle endocrinien de la synthèse des spermatozoïdes

Les deux principales fonctions du testicule comprennent la synthèse des androgènes par les cellules interstitielles (cellules de Leydig) et la production de sperme dans les tubules séminifères. Bien que ces deux fonctions soient séparées anatomiquement, les communications intercellulaires existent entre elles (**LOUIS, 1993**).

La double fonction (spermatogenèse et endocrine) du testicule est sous le contrôle des hormones hypophysaires LH et FSH, contrôlées par la GnRH d'origine hypothalamique (**HANZEN, 1998**).

La puberté est communément définie comme étant le moment où le mâle produit suffisamment de spermatozoïdes, qui soient capables de féconder une femelle. Dans la plupart des espèces domestiques, il est pratiquement défini quand un éjaculat obtenu contient 50 millions de spermatozoïdes dont 10% sont mobiles. La période pubertaire est associée à la croissance rapide des testicules, les changements de sécrétion de LH modèle, une augmentation progressive de la testostérone dans le sang, et l'initiation de la spermatogenèse. Il a été proposé que la puberté se produit quand un animal devient insensible à la rétro-inhibition imposée sur le complexe hypothalamo-hypophysaire par les stéroïdes gonadiques. Vraisemblablement, elle permet une augmentation de la décharge de GnRH et une meilleure réponse par l'hypophyse à la GnRH.

Régulation hormonale: la fonction des gonades est régulée par le système nerveux et le système endocrinien. Ainsi trois organes "dialoguent" par

l'intermédiaire d'hormones, et ce sont ces échanges qui régulent la vie sexuelle du mâle:

-L'hypophyse base de l'encéphale, libère l'hormone gonadotropes(GnRH) qui stimule le lobe antérieur de l'hypophyse (antéhypophyse);

-L'antéhypophyse libère alors deux hormones gonadotropes ou gonadotrophine, les mêmes que chez la femelle: la FSH (hormones de stimulation folliculaire : follitropine) qui stimule la croissance des cellules de sertoli, la LH (hormone lutéinisante : lutropine) qui stimule les cellules de leydig, réparties entre les tubes séminifères.

-Les testicules enfin, non seulement reçoivent les hormones FSH et LH, mais secrètent les hormones mâles ou androgènes, dont la principale est la testostérone, sécrétée par les cellules de Leydig, cellule de la glande endocrine qui est partiellement le testicule. Les cellules de Sertoli quant à elles secrètent aussi une hormone de réponse. L'inhibine, par action rétrograde, freine la sécrétion de FSH. A l'inverse, l'activine en stimule la sécrétion. Les cellules de Leydig produisent également des œstrogènes qui tout comme la testostérone exerce un effet feedback négatif sur la GnRH et les hormones LH et FSH **(OUSMANE, 2003; HASSANE, 2007).**

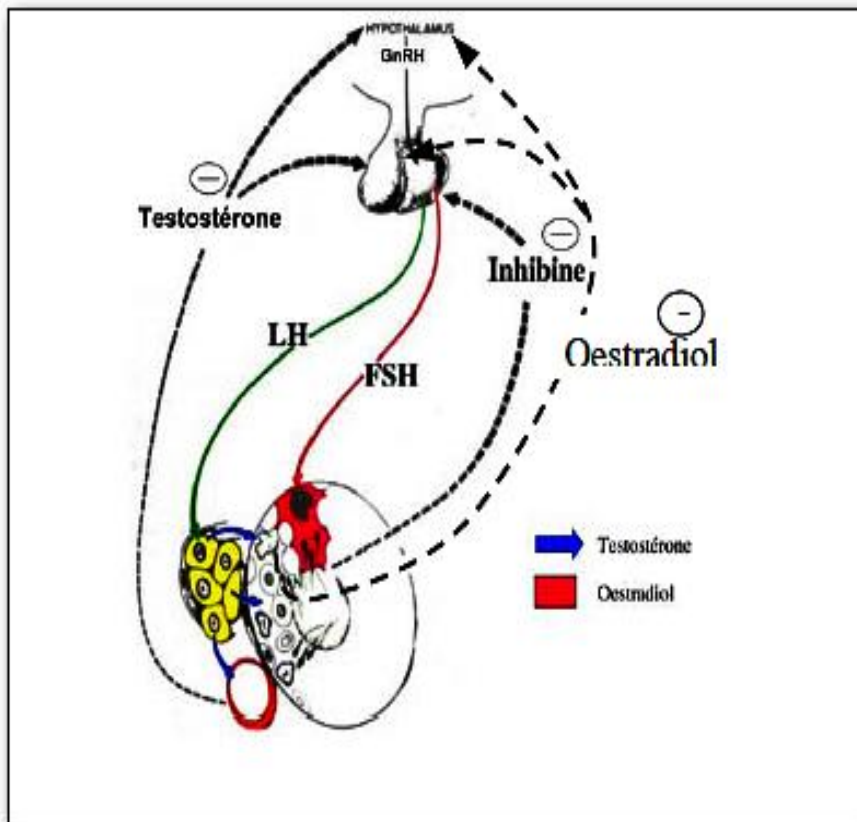


Figure 10 : Régulation et contrôle de la spermatogénèse (source : PHILIPPE *et al.*, 2011).

II.2. Spermatogénèse

La connaissance de la spermatogénèse est essentielle pour les personnes travaillant dans un centre d'insémination artificielle (IA) ovine ou caprine. Il est en effet nécessaire de connaître les différentes situations dans lesquelles des altérations de la production spermatique peuvent se produire et de savoir quels traitements et quelles conditions d'élevage appliquées aux animaux, pour corriger ces défauts (BARIL *et al*, 1993).

La spermatogénèse (figure 11) chez le mâle adulte, est un mécanisme extrêmement complexe qui assure deux fonctions essentielles: la multiplication perpétuelle des spermatogonies souches pour la production de spermatozoïdes, et le renouvellement permanent de ces spermatogonies qui vont constituer le stock de «futurs» spermatozoïdes.

Juste avant la différenciation sexuelle de l'embryon, les cellules germinales primordiales migrent dans le testicule fœtal, puis se différencient en gonocytes qui sont situés dans les tubes séminifères. Ils se multiplient et, peu après la naissance, se transforment en spermatogonies qui restent dormantes jusqu'à la puberté où elles se transforment en spermatozoïdes.

Les spermatogonies souches constituent, chez le mâle, le stock de renouvellement (estimé à plusieurs millions de cellules), à partir duquel les lignées spermatogénétiques sont initiées tout au long de la future vie reproductive du mâle adulte et d'où, dans le même temps vont se différencier les cellules conduisant aux spermatocytes primaires. Les spermatogonies sont essentiellement des cellules diploïdes.

Six divisions successives ont lieu entre la spermatogonie souche et les spermatocytes primaires.

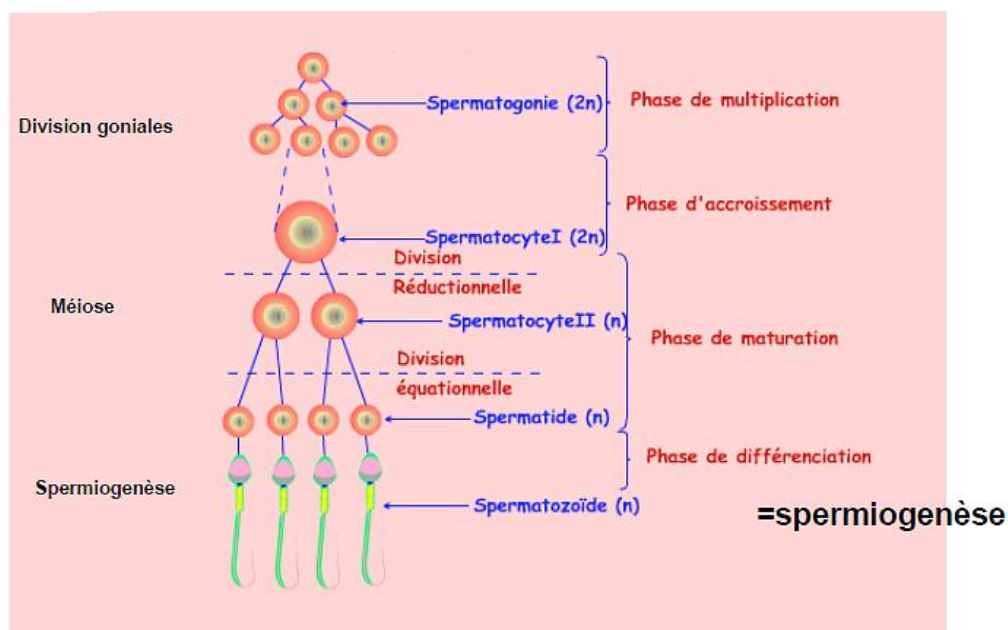


Figure 11 : Spermatogénèse (Source: Blancou *et al.*, 2011)

Une fois transformée en spermatocyte primaire (produit final de la dernière division spermatogoniale), la cellule germinale va se diviser. C'est la dernière synthèse d'ADN ($4n$ chromosomes), puisque la méiose (figure 12) débute immédiatement. Cette série complexe de phénomènes : appariement des

chromosomes, «crossing-over»; conduira à la première division méiotique, qui aboutira aux spermatocytes secondaires ($2n$ chromosomes). Ces derniers se divisent rapidement pour donner naissance à des cellules haploïdes (n chromosomes), les spermatides qui vont entamer leur spermatogénèse. Théoriquement, un spermatocyte primaire est capable de donner quatre spermatides, toutefois, un certain nombre d'entre eux ne passent pas le stade de la prophase méiotique. L'efficacité de la transformation des spermatocytes primaires en spermatides peut être modifiée par des signaux externes comme la lumière, chez les races photopériodiques. Des anomalies dans la division méiotique peuvent aussi entraîner la production de gamètes diploïdes.

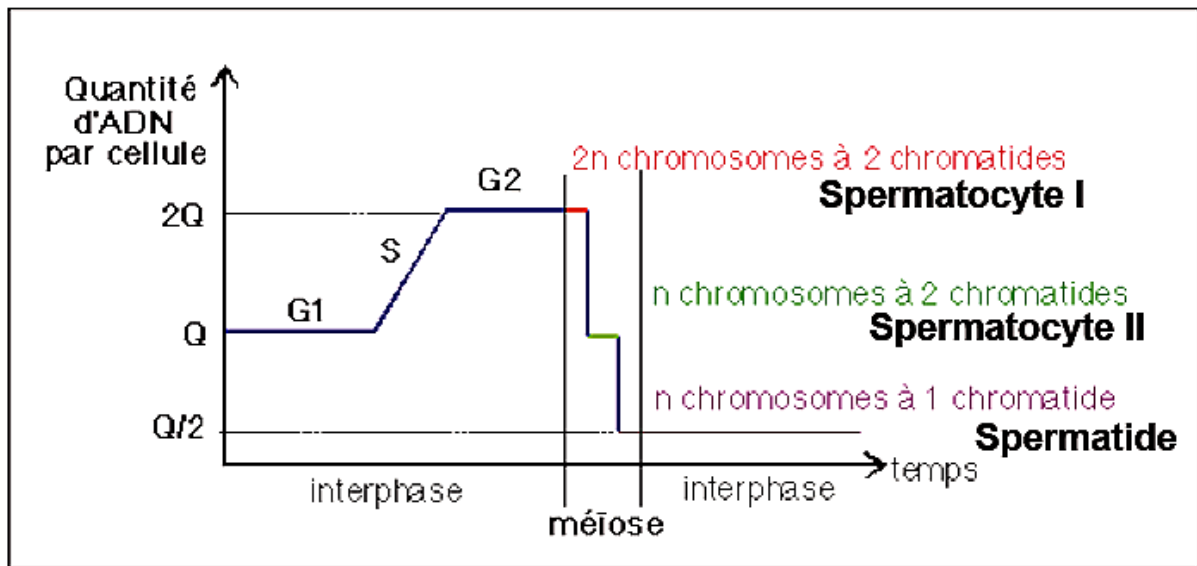


Figure 12 : Méiose spermatique (Source : BLANCOU *et al.*, 2011)

La spermatogénèse est définie comme la somme des changements nucléaires et cytoplasmiques intervenant entre les spermatides et les spermatozoïdes. C'est une étape essentielle dont dépend, dans une large mesure, la qualité finale des gamètes. Au niveau du noyau, les transformations essentielles sont l'élongation et l'aplatissement dorsoventral de celui-ci. Des anomalies dans la transformation du noyau produisent les anomalies observées dans le sperme éjaculé. La formation de l'acrosome, pièce essentielle du spermatozoïde et l'appareil locomoteur ont lieu pendant la spermiogénèse. La libération du spermatozoïde dans la lumière des tubes séminifères est l'étape finale de la spermatogénèse.

Théoriquement, une spermatogonie est capable de produire 192 spermatozoïdes, mais du fait des nombreuses dégénérescences des cellules germinales, la production maximale est de 64 spermatozoïdes par spermatogonie.

La durée de la spermatogenèse est fixe et ne dépend pas notamment de la fréquence des accouplements. Il existe donc un nombre fini de spermatozoïdes prêts à être éjaculés à un temps donné, qu'on appelle réserve extragonadique.

Le tableau IV donne à titre indicatif les durées de la spermatogenèse chez certaines espèces.

Tableau IV : Durées de la spermatogénèse chez quelques espèces communes

Espèces	Durée de la spermatogenèse (jour)
Verrat	38
Bélier	49
Chien	54
Taureau	65
Homme	74
Etalon	54

(Source: BLANCOU et al, 2011)

Les cellules de Sertoli jouent un rôle important dans la spermatogenèse. Elles créent une barrière, entre le sang et le testicule, qui maintient un milieu spécifique à l'intérieur des tubes, et elles synthétisent des produits nécessaires aux processus spermatogénétiques ou à la maturation épидидymaire. Les cellules de Sertoli sécrètent le fluide tubulaire qui transporte les spermatozoïdes jusqu'au rete-testis, avec un flux qui varie avec la saison et la race. Elles synthétisent aussi des métabolites (inositol, pyruvate ou lactate) et des protéines (Androgen Binding Protein, inhibine, etc.).

II.3. Production spermatique : le sperme et ses caractéristiques

II.3.1. Caractéristiques physiologiques du sperme et des spermatozoïdes

Le sperme est le produit de l'éjaculation. C'est un tissu liquide physiologique composé de deux fractions:

Des éléments cellulaires ou spermatozoïdes provenant des spermatogonies logées dans le tube séminifère des testicules;

Un milieu liquide d'origine séminale qui est le produit des sécrétions des glandes annexes du tractus génital: vésicules séminales, prostate et glandes de Cowper.

Le spermatozoïde est le gamète chez les mâles, c'est la seule cellule programmée pour vivre hors de l'organisme qui l'a produit (**SOLTNER, 2001**). C'est une cellule hautement spécialisée qui ne grossit plus et ne se divise plus. Découvert au microscope à Delf en 1677 par l'Hollandais Van Leeuwenhoek, il est aujourd'hui étudié jusqu'aux moindres détails au microscope électronique. Sur le plan anatomique il comprend :

Une tête, essentiellement constituée du noyau à n chromosomes et recouverte d'une coiffe, l'acrosome, riche en enzymes qui facilitent la pénétration de l'ovule ;

Une pièce intermédiaire, de nature cytoplasmique garnie de mitochondries, petites «centrale énergétique» source de l'extrême mobilité du spermatozoïde (figure 13);

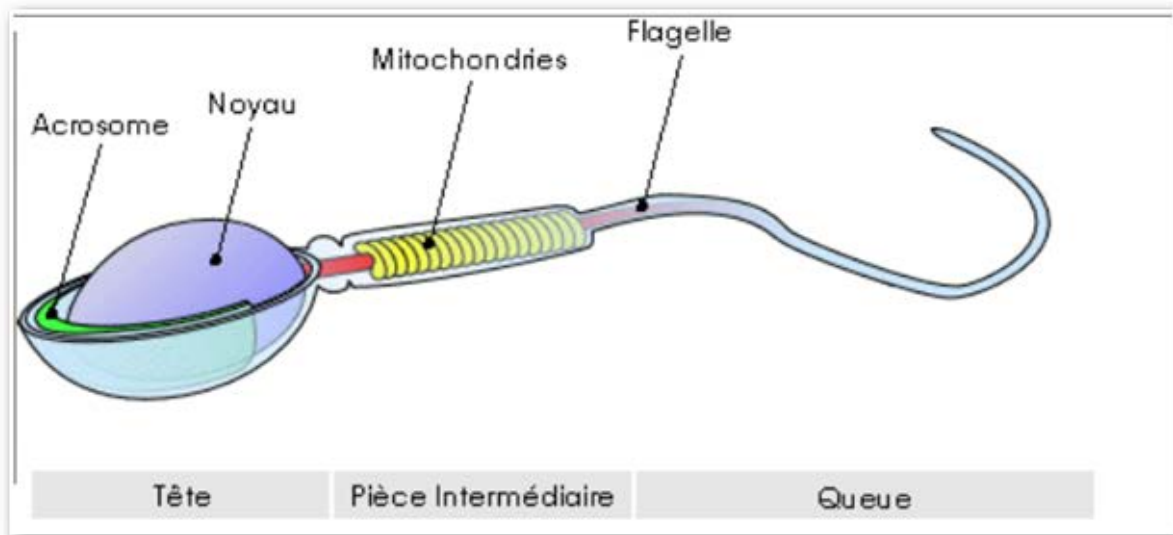


Figure 13 : structure d'un spermatozoïde (source : UV. Physiologie de la reproduction. ENVT)

Le long flagelle, élément moteur constitué de fibrilles contractiles. L'ondulation du flagelle lui permettra de monter à la rencontre de l'ovule en étonnant parcours d'obstacles.

II.3.2. Caractéristiques physico-chimiques et morphologiques du sperme

II.3.2.1. Aspect quantitatif du sperme

Le volume du sperme est variable suivant les espèces et au sein d'une même espèce suivant l'état physiologique du mâle, l'individu, l'âge, la saison, la race, la fréquence des récoltes, les facteurs hygiéniques, sanitaires et alimentaires. Chez les espèces comme le cheval, le porc, le chien, le sperme est abondant et peu concentré, contrairement aux espèces comme le bœuf, le mouton, le lapin où il est peu abondant mais très concentré. Le volume du sperme est généralement plus réduit chez le jeune que chez l'adulte. Le tableau V présente les volumes et nombre de spermatozoïdes de quelques espèces.

La concentration est évaluée en utilisant un hématimètre qui permet d'effectuer sous le microscope, le comptage des spermatozoïdes contenus dans un volume du sperme dilué. On peut également mesurer la turbidité de celui-ci à l'aide d'un photo-colorimètre en se référant à une courbe étalon.

Tableau V : Volume et nombre de spz (spermatozoïde) par éjaculat et par espèce

	Volume de l'éjaculat (en ml)	Nombre de spz par éjaculat
Verrat	250 (150-500)	Quelques dizaines de milliards
Étalon	70 (30-300)	Quelques milliards
Chien	6 (1-15)	Quelques milliards
Taureau	4 (2-10)	Quelques milliards
Bélier	1 (0,7-2)	Quelques milliards

(Source: PHILIPPE *et al.*, 2010)

II.3.2.2. Aspect physique du sperme

✓ Aspect, consistance et couleur du sperme

Le sperme normal est un liquide crémeux, épais, légèrement jaunâtre ou grisâtre selon les espèces, consistant en une suspension de spermatozoïdes dans le plasma séminal. Cette consistance varie selon les espèces. Chez le taureau, il est de consistance laiteuse et de coloration blanchâtre. Chez le bélier et le bouc, il est de consistance laiteuse et de coloration blanc-jaunâtre.

Le sperme devient de plus en plus clair au fur et à mesure que sa concentration en spermatozoïdes diminue.

Plus souvent blanchâtre, la couleur du sperme peut être modifiée pour des raisons physiologiques (concentration) mais le plus souvent pathologiques. Les variations de coloration peuvent également être dues soit par la présence de pus, d'urine ou d'éléments sanguins dégénérés.

✓ Odeur du sperme

Le sperme serait inodore sauf s'il est contaminé (urine), il dégage alors une odeur qui rappellerait en général, l'odeur d'os frais râpé.

✓ Viscosité et pH du sperme

La viscosité du sperme dépend de la concentration en spermatozoïde, de la charge et de la conductivité électrique c'est-à-dire de la concentration des ions.

La mesure du pH doit être immédiate, le sperme s'acidifiant rapidement étant donné la formation d'acide lactique. Sa valeur normale doit être comprise entre 6,5 et 6,8. Le tableau VI donne le pH du sperme de quelques espèces.

Tableau VI: pH du sperme chez quelques espèces

	Taureau	Bélier	Verrat	Étalon	Chien	Lapin
PH	6,9	6,9	7,5	7,4	6,4	7
	(6,4-7,8)	(5,9-6,3)	(7,3-7,9)	(6,2-7,8)	(6,1-7)	(6,6-7,5)

(Source: Herve, 2011)

II.3.3. Aspect qualitatif du sperme

II.3.3.1. Motilité

✓ Motilité d'ensemble

D'après l'hypothèse que seul le spermatozoïde très mobile pouvait atteindre l'ovule et le féconder, la mesure de la motilité a constitué dès le début de la mise en pratique des tests basés sur les caractéristiques morphologiques du sperme, le test de qualité du sperme le plus courant. Son contrôle est simple et rapide. C'est une appréciation sous microscopie de l'intensité du mouvement des spermatozoïdes qui peut être faite aux différentes étapes de la préparation de la semence. L'observation doit se faire très rapidement car la motilité du sperme pur à la température du microscope diminue au bout de quelques secondes (HASSANE, 2007).

La motilité est notée subjectivement en utilisant une échelle de 0 à 5 sur l'intensité des vagues observées. Elle traduit le taux de spermatozoïdes vivants et demeure un critère complémentaire du bilan morphologique (ISSA, 2000). Elle varie en fonction du bélier (bouc) et en fonction de l'âge (ISSA, 2000). Selon LABUSSERIE, (1989 - 1990) les éjaculats dont la note est inférieure à 4 présentent une fécondance plus faible (60,9 %).

Tableau VII: Echelle de motilité massale

Note	Motilité massale
0	Immobilité totale
1	Mouvements individualisés
2	Mouvements très lents
3	Motilité massale générale de faible amplitude
4	Motilité massale rapide, sans tourbillons
5	Motilité massale rapide, avec tourbillons

✓ **Motilité individuelle**

Sur la semence diluée en contrôlant parfaitement la température, une appréciation subjective du pourcentage des spermatozoïdes en mouvement et l'intensité de leur déplacement est possible. Une méthode plus objective consiste à éclairer la préparation par un faisceau laser et à analyser la lumière diffusée, dont chacune des variations de fréquence est proportionnelle à la vitesse de déplacement des spermatozoïdes réflecteurs (effet DOPPLER).

II.3.3.2. Pourcentage des anomalies et des morts

La figure 14 nous montre les différentes anomalies des spermatozoïdes

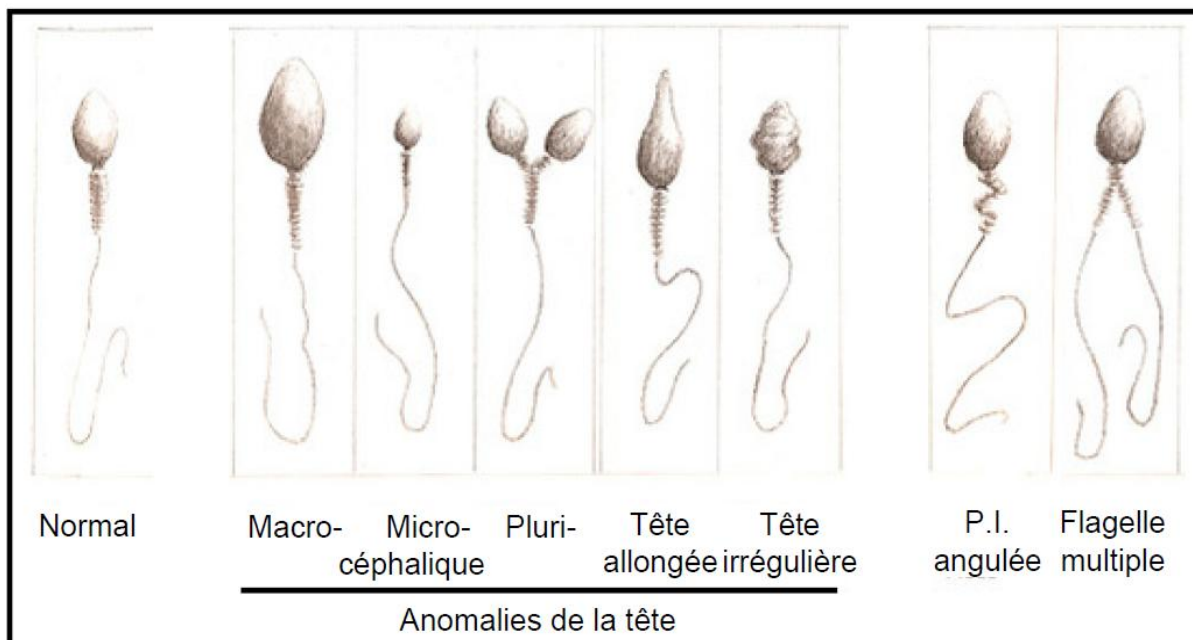


Figure 14 : Types d'anomalie spermatique (source : HERVE, 2011)

La détermination se fait sur de la semence que l'on soumet 30 secondes à une coloration différentielle, généralement constituée de bleu d'aniline (4%) et d'éosine (1%) dissout dans un tampon phosphaté à PH = 6,78. Les spermatozoïdes morts se colorent en rose en totalité ou en partie à cause de la perméabilité des membranes céphaliques alors que les vivants apparaissent incolores. Plusieurs types d'anomalies peuvent être identifiées. La figure 14 récapitule un certain nombre d'entre elles.

Les principales anomalies morphologiques rencontrées en microscopie optique sont:

- Des spermatozoïdes décapités;
- Des spermatozoïdes présentant une gouttelette cytoplasmique;
- Des anomalies de flagelles.

Les spermatozoïdes anormaux ne sont pas féconds et toute anomalie quelle que soit sa nature morphologique fait partir au spermatozoïde une partie de son pouvoir fécondant. Ces anomalies ne doivent pas dépasser 15% des spermatozoïdes pour obtenir un taux de fertilité convenable chez les animaux (HAROUNA, 1987 cité par SEYNI, 2008).

II.4. La puberté et le comportement sexuel du mâle

II.4.1. La puberté

La puberté c'est le moment ou l'étape de la vie sexuelle où commencent les comportements sexuels secondaires notamment la production et l'éjaculation des spermatozoïdes. C'est ainsi que chez le bouc, la puberté est associée à une augmentation de la sécrétion de testostérone, à la spermatogénèse et au comportement sexuel. La copulation et l'éjaculation de spermatozoïdes viables se produisent à l'âge de 4 à 6 mois, période à laquelle le poids du jeune bouc représente 40 à 60% du poids vif de l'adulte.

La production spermatique débute à partir de la puberté et se poursuit tout au long de la vie chez les ruminants. Il faut cependant noter que l'activité sexuelle du bouc est influencée par la longueur du jour. Le pic d'activité sexuelle coïncide avec l'augmentation de la testostérone plasmatique se produisant au cours de l'automne (JAINUDEEN *et al*, 2000).

II.4.2. Comportement sexuel du mâle

La figure 15 présente les différentes phases du comportement sexuel du bouc.

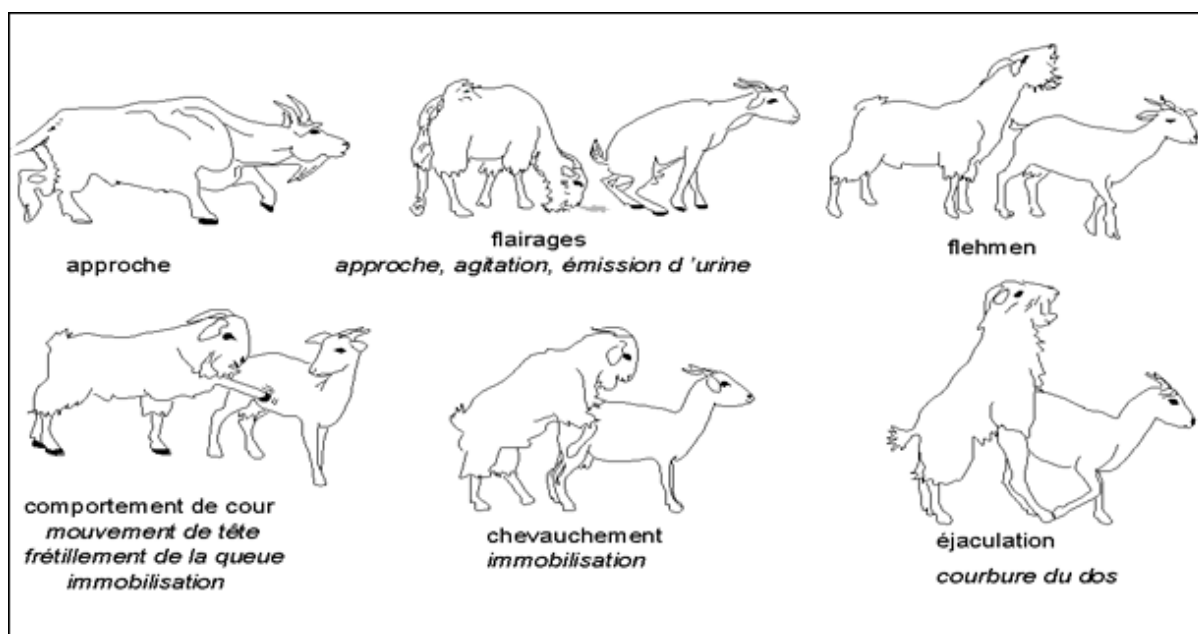


Figure 15: Comportement sexuel du bouc (Source : BARIL *et al*, 1993)

II.4.2.1. Description

La première étape de la phase appétitive est marquée par l'adoption d'une posture de la tête allongée dans le prolongement du dos, les oreilles couchées. Lui succède en général une étape d'identification olfactive par flairage de la zone ano-génitale de la femelle qui est suivie, notamment si la femelle urine, par une mimique particulière, la lèvre supérieure retroussée, appelée "flehmen". Pendant cette phase, les boucs présentent fréquemment un comportement d'auto-marquage olfactif : le mâle se cambre, tourne le mufler vers son pénis et s'asperge la barbe d'urine. Si la femelle accepte ces premières approches, le bouc placé en retrait de la femelle se livre éventuellement à un comportement de cour avec une rotation de la tête vers la femelle, une émission sonore brève et de basse fréquence et un mouvement de la patte antérieure en extension vers la partenaire. Chez les boucs d'élevage comme chez les caprins sauvages, l'importance de cette phase appétitive dépend beaucoup des individus, de leur motivation, du contexte, du moment de la saison de reproduction, de la valeur stimulante de la femelle et de sa réaction.

Débutent ensuite la phase consommatoire. Celle-ci se concrétise par des tentatives d'accouplement après une période de locomotion pendant laquelle le mâle entre en érection puis par un chevauchement avec intromission et éjaculation. Chez le bouc, l'éjaculation suit en général la première intromission. Elle est de courte durée (de l'ordre de la seconde) et est accompagnée d'un coup de rein et d'un mouvement de la tête vers l'arrière avec éventuellement décollement des membres postérieurs. Après l'éjaculation, le bouc présente souvent une diminution d'activité sexuelle, mais il n'existe pas réellement de phase réfractaire. Si de la nourriture est présente, le mâle va souvent s'adonner à un comportement alimentaire. **ROUGER (1970)** considère ces deux activités comme alternatives : quand l'une augmente, l'autre diminue.

Ces périodes typiques du comportement sexuel mâle, peuvent aussi comprendre des actes agressifs lorsqu'il y a compétition entre mâles. Elles peuvent

également être modifiées par le mode de conduite tel que la monte en main ou la récolte de la semence au vagin artificiel.

II.4.2.2 Contrôle et régulation

Chez le mâle adulte, le comportement sexuel (motivation et efficacité) dépend directement des sécrétions hormonales et des événements «sociaux». Le déclenchement de l'acte sexuel met en jeu des interactions entre ces deux facteurs principaux, le second pouvant jouer le rôle de «démarreur». Des stimulations externes, comme l'alimentation ou le climat peuvent également interagir avec ces facteurs.

Sécrétions hormonales

Le comportement sexuel des mâles est sous le contrôle de la testostérone ou de ses métabolites. Chez des mâles castrés, un traitement à la testostérone rétablit le comportement sexuel mâle, alors que, avant traitement, celui-ci tend à persister quelques mois après castration chez des animaux sexuellement expérimentés. Chez les races saisonnées, ces sécrétions stéroïdiennes varient avec la saison sous le contrôle de la photopériode. Toutefois, les variations hormonales sont très progressives et il faut attendre plusieurs semaines après un changement de niveau plasmatique pour observer un effet sur le comportement sexuel. Il est utile de préciser également que les variations rapides observées à l'échelle d'une journée (épisodes pulsatiles de sécrétion) n'ont pas de conséquences directes sur le comportement sexuel **(MOGICATO ET MONNEREAU, 2005)**

Environnement social

Des béliers et des boucs régulièrement entraînés à la saillie manifestent une légère baisse de leur libido en dehors de la saison sexuelle. Les conditions de déclenchement du comportement sont également très importantes, la motivation et l'efficacité sexuelle de béliers et de boucs peuvent être modifiées par la compétition et la hiérarchie existant dans un groupe. Des femelles en œstrus

jouent un rôle important en facilitant la pleine expression du comportement sexuel du mâle. Les stimuli olfactifs, conséquences de l'état d'œstrus, comme les stimulations visuelles sont des facteurs importants pour l'obtention d'un accouplement. Des préférences individuelles peuvent aussi conduire à des saillies plus fréquentes de certaines femelles, alors que d'autres femelles, bien qu'étant également en œstrus, sont négligées par le mâle.

**DEUXIEME PARTIE : CARACTERISTIQUES SPERMATIQUES DU
BOUC**

Chapitre I: Matériel et Méthodes

I.1. Matériel

I.1.1. Site et période de l'étude

L'étude a été conduite au parc expérimental de la faculté d'agronomie de l'université Abdou Moumouni de Niamey. Ce parc se trouve à une altitude de 216 m, est situé aux coordonnées 18°30' de latitude Nord et 2°08' de longitude Est.

Les travaux ont eu lieu dans la période de septembre à décembre 2012 selon le chronogramme suivant:

- ✓ Septembre-octobre 2012: Préparation des enclos, recherche bibliographique sur la thématique;
- ✓ Novembre 2012: acquisition des animaux, déparasitage à l'ivermectine de l'ensemble des animaux et injection de prostaglandines pour les femelles (elles doivent être vides au démarrage de l'expérimentation, et l'effort fourni à l'achat pour avoir des femelles vides ne suffit pas), puis période de quarantaine et d'entraînement à la collecte;
- ✓ Décembre 2012 : collecte et analyse de sperme.

I.1.2. Matériel animal

Dans le parc, nous disposons d'un effectif de 66 caprins du sahel dont 50 chèvres (dont seules celles qui étaient en chaleurs durant notre collecte nous intéressaient pour exciter les boucs) et 16 boucs. L'étude expérimentale a porté sur les 16 boucs du sahel. Ce dispositif expérimental a été mis en place dans le cadre des travaux de recherche sur la caractérisation zootechnique de la chèvre du sahel au Niger menée par le Département Productions Animales de la Faculté d'Agronomie de l'Université Abdou Moumouni de Niamey (**DPA/FA/UAM**). Ces animaux sont issus de deux régions du Niger à savoir la région de Tillabéry (département de Téra) à l'Ouest du pays et la région de Tahaou (département d'Abalak) au Nord à raison de 33 animaux par région (25

femelles et 8 boucs). En effet, selon une étude antérieure non publiée du DPA/FA/UAM, des différences physiques (certains paramètres baryométriques et phanéroptiques) ont été notées entre ces deux groupes d'animaux. L'âge de ces animaux apprécié à partir de la dentition (échelle **EPSIG, 2009**) est présenté au tableau VIII.

Tableau VIII: Les animaux du dispositif expérimental à la réception en fonction de l'âge et du sexe

N paire d'incisives permanentes	0 (0-1 an)	1 (1-2 ans)	2 (2-3 ans)	3 (3-4 ans)	4 (4-5 ans)	Total
Sexe						
Mâle	1	2	10	3	0	16
Femelle	0	5	18	23	4	50
Total	1	6	27	26	4	66

Tous les animaux ont été déparasités à l'ivermectine à la réception au parc expérimental et les femelles ont en plus été traitées à la prostaglandine.

I.1.3. Matériel Technique

Le matériel de collecte du sperme utilisé est le vagin artificiel (figure 15) composé d'une durite en caoutchouc, d'un cône en caoutchouc, d'une capote lisse, d'un manchon protecteur et d'un tube conique gradué servant à recueillir l'éjaculat. En outre, un tablier protecteur non marqueur, une thermos (glacière) et des Orchidomètres (figure 17) ont été utilisés.



Figure 16: Vagin artificiel



Figure 17: Orchidomètre

Pour l'analyse des caractéristiques spermatozoaires, le matériel de laboratoire utilisé (figure 18, 19 et 20) est composé de : micropipette (10 μ l), pipette graduée, spectrophotomètre, cellule de Thoma, microscope photonique, boîtes à lames et lamelles, étuve, portoirs, tubes à essai et à hémolyse.



Figure 18: Microscope photonique



Figure 19: Spectrophotomètre



Figure 20 : Matériel de laboratoire utilisé

Des solutions ont également été utilisées pour l'analyse spermatique dont :

- ✓ Un dilueur préparé à 1% de solution de NaCl (9 g de NaCl dilués dans 1 litre d'eau distillée) ;
- ✓ Solution de NaCl formolée : 1 ml de formol complété à 100 ml avec la solution du NaCl à 9‰.
- ✓ Solution de PBS (Phosphate Buffered Saline) ;
- ✓ Solution d'Eosine-Nigrosine : 1g d'éosine + 2g de Nigrosine + 3.57g de tri-citrate de sodium + 100 ml d'eau distillée. Puis ce mélange est laissé au repos pendant 24h à +4°C et filtré par la suite. En fin le pH de la solution est ajusté à 6.7 - 6.8 avec la solution d'acide citrique concentrée.

I.2. Méthodes

I.2.1. Détection de chaleurs

Pour la collecte spermatique, des femelles en chaleurs sont utilisées comme boute-en-train pour la collecte de l'éjaculat. Chaque jour un bouc muni d'un tablier non marqueur est introduit dans le parc des femelles pour la détection des chaleurs. L'usage des tabliers lors de contrôle de chaleurs vise à éviter les saillies indésirables.

I.2.2. Préparation du vagin artificiel

Une capote en caoutchouc est insérée sur un manchon rigide (durite) ouvert aux deux extrémités et percé d'un trou obturable par un bouchon à vis. Par ce trou, on introduit de l'eau chaude (40 à 45°C) qui s'accumule entre la capote et le manchon et simule le vagin naturel. A l'extrémité du manchon rigide, on adopte un cône en caoutchouc sur lequel est inséré un tube en verre gradué qui permet de recueillir le sperme. L'entrée du vagin servira à introduire le pénis du bouc. Après avoir rempli le manchon d'eau tiède et installé les différents accessoires, le vagin artificiel est alors prêt pour l'emploi (Figure 21).



Figure 21: Le vagin artificiel prêt à l'emploi

I.2.3. Préparation du bouc

Afin de mieux stimuler le bouc et permettre une bonne érection, le bouc à collecter est présenté 2 à 3 fois à la chèvre en chaleur (figure 22) tout en étant vigilant d'éviter la monte et donc la saillie (fausse monte).



Figure 22: Séance d'excitation du bouc à collecter

I.2.4. Collecte du sperme

L'opérateur se place accroupi à côté de la femelle immobilisée par un aide, le vagin artificiel en main. Après deux à trois fausses montes sans intromission effectuées par le bouc, l'opérateur tente, à la monte suivante de récolter la semence, lorsque le bouc s'approche avec plein d'énergie pour saillir. A cet instant, l'opérateur intercale le vagin artificiel dans le prolongement du pénis afin que celui-ci pénètre complètement et de façon coordonnée, il dévie légèrement avec l'autre main le pénis du bouc en le manipulant au niveau du fourreau.

Dés que le gland (pénis) rentre en contact avec la chaleur humide des parois internes de l'ouverture du vagin artificiel, le bouc donne un vigoureux coup de rein suivi de l'éjaculation, puis se retire. L'opérateur agite alors énergiquement le vagin artificiel afin de faire descendre l'éjaculat dans le fond du tube de collecte gradué.

La collecte a été effectuée selon un rythme journalier du fait du nombre important de femelle et donc de la régularité des chaleurs. Un endroit calme pour éviter toute situation stressante à l'animal et sur un sol non glissant et non pulvérulent (pour éviter toutes contamination des prélèvements) offrent des meilleures conditions de collecte (figures 23, 24 et 25).



Figure 23: Collecte du sperme



Figure 24: Production de l'éjaculat



Figure 25: Bouc qui donne un coup de rein

I.2.5. Analyse du sperme

I.2.5.1. Lecture du volume et de l'aspect de l'éjaculat

La lecture du volume de l'éjaculat est effectuée directement à l'aide des graduations du tube conique de collecte. Elle se fait immédiatement après la collecte sans tenir compte de la partie mousseuse de l'éjaculat.

L'aspect de l'éjaculat est apprécié par simple observation en même temps que la lecture du volume de l'éjaculat.

I.2.5.2. Détermination de la motilité massale

Une fois collecté, une goutte du sperme pur est directement examinée au microscope à l'objectif 40, du fait qu'au bout de 15 à 20 secondes, la motilité massale du sperme pur diminue. Pour apprécier la motilité massale, une échelle de 0 à 5 (**BARIL *et al.*, 1993**) a été utilisée. Cette échelle est décrite de manière suivante :

- ✓ 0 = Immobilité totale
- ✓ 1 = Mouvements individualisés
- ✓ 2 = Mouvements très lents

- ✓ 3 = Motilité massale générale de faible amplitude
- ✓ 4 = Motilité massale rapide, sans tourbillons
- ✓ 5 = Motilité massale rapide, avec tourbillons

I.2.5.3. Dilutions du sperme

Aussitôt après la collecte, deux dilutions de la semence ont été effectuées dans l'objectif de déterminer la concentration en spermatozoïdes et le taux de spermatozoïdes morts ainsi que celui des différentes anomalies.

✓ Première dilution

Le sperme est dilué au 1/401 dans le sérum physiologique formolé (NaCl 9%0 + formol 1%) auquel on ajoute 0,005ml de sperme pur. Cette préparation servira d'une part au comptage des spermatozoïdes sur la cellule de Mallassez et d'autre part à la détermination de la densité optique ($\lambda = 520 \text{ nm}$). Ces opérations visent à déterminer la concentration du sperme en spermatozoïdes.

✓ Deuxième dilution

La deuxième dilution se fait dans un tampon phosphate (4ml de tampon PBS + 1ml de sperme pur). Cette préparation servira à la réalisation d'un frottis coloré à l'éosine-nigrosine, en vue de déterminer les taux de spermatozoïdes morts et anormaux. Mais pour notre expérience, nous avons utilisé 1ml de tampon PBS plus 0,25ml de sperme pur car beaucoup de boucs éjaculent moins d'un millilitre par collecte.

I.2.5.4. Détermination de la concentration en spermatozoïdes

L'objectif est de pouvoir déterminer le nombre de spermatozoïdes par millilitre de semence pure. Pour cela, on a procédé au comptage de spermatozoïdes à l'hématimètre et à la lecture au spectrophotomètre de la densité optique des semences collectées. Cela dans l'optique d'établir une relation entre ces deux grandeurs telle que décrite par **BARIL et al. (1993)**.

➤ **Comptage à l'hématimètre (cellule de thomas).**

C'est une technique précise si elle est effectuée soigneusement. On prépare d'abord un hématimètre propre et sec sur lequel on adhère une lamelle. L'hématimètre (cellule de Malassez) est une plaque de verre composée de petits carrés groupés par 20.

Pour chaque rectangle le grand côté mesure $\frac{1}{4}$ mm et le petit côté $\frac{1}{5}$ de mm. La surface d'un rectangle est donc de $\frac{1}{20}$ de mm^2 . L'espace compris entre la lamelle et le plan (épaisseur) est de $\frac{1}{5}$ de mm. Le volume d'un rectangle précipité (censé accueillir la solution du sperme à analyser) est donc de $1 \cdot 10^{-2}$ mm^3 .

On procède par la suite à l'homogénéisation de la solution de sperme (0,05 ml de semence pure et 20 ml de solution de NaCl formolée à 1%). Avec une pipette pasteur, rincée au préalable avec la solution de sperme dilué contenant les spermatozoïdes, on dépose une petite goutte de sperme dilué sans bulle d'air, en bordure de la lamelle; ou elle se répartit par capillarité entre la cellule de Malassez et la lamelle. Cette préparation est laissée au repos pendant quelques minutes afin que les spermatozoïdes se déposent sur le fond de la lame. Puis, l'hématimètre est placé avec soins sur la platine du microscope optique et on procède au comptage à l'objectif 40.

Le nombre de spermatozoïdes est compté dans 10 rectangles au niveau de chaque grille (grille supérieure A et inférieure B) de la cellule.

Pour plus de précision, ce comptage est réalisé avec deux prises successives de la préparation du sperme dilué.

La moyenne de quatre résultats de comptage à savoir 2 fois A et 2 fois B est calculée et servira à la détermination de la concentration moyenne en spermatozoïdes du sperme utilisé (spermatozoïdes/ml).

Soit X : le nombre de spermatozoïdes dans 10 rectangles de A.

Soit Y : le nombre de spermatozoïdes dans 10 rectangles de B.

Soit Z : le nombre moyen de spermatozoïdes comptés dans 10 rectangles.

$$Z = (2X + 2Y)/4.$$

Le volume de la solution de sperme introduite autrement dit le volume de l'espace entre le plan de l'hématimètre et la lamelle étant de $10 \cdot 10^{-2} \text{ mm}^3$, donc contenant Z spermatozoïde, alors la concentration en spermatozoïdes dans la solution diluée du sperme sera :

$$C = 10Z \text{ spz/mm}^3$$

Le facteur de la dilution étant de $20,05/0,05=401$

La concentration en spermatozoïdes de l'éjaculat est : $10Z \times 401 = 4010Z/\text{mm}^3$
 $= 4010Z10^3/\text{ml}$.

I.2.5.5. Détermination du pourcentage des spermatozoïdes morts

Sur une lame, bien nettoyée, on dépose 3 gouttes de colorant (éosine-nigrosine), puis une goutte de sperme dilué au PBS. On mélange pendant 10 secondes environ et on laisse reposer pendant 50 secondes (voir 1 minute). Le mélange colorant plus semence est alors étalé à l'aide d'une lamelle en un film aussi fin et régulier.

La lame est identifiée avec le numéro du mâle, de l'éjaculat (collecté) et la date. Elle est ensuite observée au microscope à l'objectif 40.

Au moment de la lecture, plusieurs champs sont examinés au microscope. Dans chaque champ on évalue le nombre de cellules vivantes, morte et anormales. Toute cellule colorée en rose en partie ou en totalité est considérée comme morte. Sur un total d'au moins 150 cellules, on estime les taux (en %) des cellules mortes et anormales.

Les spermatozoïdes présentant les défauts suivants sont considérés comme anormaux : spermatozoïde décapité ou tête sans flagelle, flagelle replié ou pièce intermédiaire coudée, tête pyriforme ou microcéphalie ou acrosome endommagé et présence de gouttelette cytoplasmique en position proximale ou en position distale.

I.2.6. Analyse des données

Toutes les données ont été saisies sur une base des données préalablement établie avec le logiciel SPSS 17.0. La maquette contenait des paramètres sur les caractéristiques des boucs et les caractéristiques spermatiques. Elle est articulée en onze (11) variables dont 8 variables quantitatives (nombre de paire d'incisives permanentes, poids des boucs, poids testiculaires de ces boucs, volume de l'éjaculat, concentration en spermatozoïdes, densité optique et taux de spermatozoïdes morts et anormaux des éjaculats) et 3 variables qualitatives (provenance des boucs, motilité massale et aspect des éjaculats). L'analyse statistique descriptive a été faite au logiciel SPSS 17.0. La comparaison des moyennes a été réalisée avec le test de Student, le seuil de significativité choisi est de 5% ($P < 0.05$). La synthèse et la mise en forme de certaines données analysées avec le logiciel SPSS a été faite sur tableur Excel (version 2012).

CHAPITRE II : RESULTATS ET DISCUSSION

II.1. RESULTATS

Après une vingtaine de jour d'expérimentation, six (6) des 16 boucs mis à l'épreuve ont permis de collecter les semences. Au total, cinquante deux (52) collectes ont pu être réalisées dans la période. Le tableau IX présente les caractéristiques des boucs collectés.

Tableau IX: Caractéristiques des boucs collectés

Numeros des bouc	Provenance	Nombre de paire d'incisives permanentes	Poids (kg)	Poids testiculaires (g)	Effectifs nombre de collectes
5053	Abalak	3	28,6	150	1
5054	Abalak	2	33,7	150	13
5057	Téra	2	26,8	150	8
5063	Abalak	2	26,6	125	9
5064	Abalak	2	26,8	125	13
5067	Abalak	2	30,9	125	8

Il ressort de ce tableau qu'un seul des huit (8) boucs de Téra (région de Tillabéri) a été collecté contre 5 (62,5%) des huit(8) boucs issus d'Abalak (région de Tahoua). En outre, ce tableau indique que la presque totalité des boucs collectés ont deux (2) paires d'incisives permanentes.

II.1.1 . PARAMETRES DE QUANTITES DE LA SEMENCE

II.1.1.1. Volume de l'éjaculat

Le tableau X donne les volumes moyens d'éjaculat par bouc.

Tableau X: Volumes moyens d'éjaculat par boucs

Numéros des boucs	Nombre de collectes	Volumes moyens de l'éjaculat (ml)
5053	1	0,20
5054	13	0,59±0,28
5057	8	0,56±0,23
5063	9	0,30±0,13
5064	13	0,58±0,24
5067	8	0,49±0,22
Total	52	0,51±0,25

Il ressort de ce tableau que le volume moyen de l'éjaculat chez le bouc du sahel est d'environ 0,5 ml. Cependant, ce volume enregistre des variations individuelles et entre individus de faibles amplitudes.

Les variations du volume de l'éjaculat en fonction du nombre de paires d'incisives, de la provenance des animaux et du poids testiculaire sont données au tableau XI.

Tableau XI : Volume moyen d'éjaculat en fonction du nombre de paire d'incisives permanentes, de la provenance et du poids testiculaire.

Paramètres	Nombre de collectes	Volume moyen de l'éjaculat(ml)	p
Nombre de paires d'incisives			
2	51	0,52±0,25	
3	1	0,20	
Provenance			
Téra	8	0,56±0,23	0,51
Abalak	44	0,50±0,25	
Mesure des testicules (g)			
125,00	30	0,47±0,23	0,182
150,00	22	0,56±0,26	

Ce tableau indique que le volume moyen de l'éjaculat en fonction de la provenance est environ 0,56±0,23ml pour les boucs de Téra et de 0,50±0,25ml pour ceux d'Abalak. Les boucs avec un volume testiculaire de 125g ont un volume moyen de 0,47±0,23ml alors que ceux possédant un volume testiculaire

de 150 g ont donné un volume moyen d'éjaculat qui est environ $0,56 \pm 0,26$ ml. Le volume d'éjaculat ne varie pas en fonction de la provenance des boucs ainsi que le volume testiculaire ($P > 0,05$).

II.1.1.2. Concentration en spermatozoïdes

Les concentrations moyennes en spermatozoïdes selon les boucs sont exposées au tableau XII.

Tableau XII: Concentrations moyennes en spermatozoïdes selon les boucs

Numéro des boucs	Nombre de collecte	Concentration de la semence en spermatozoïdes ($\times 10^9$ spz/ml)
5053	1	0,844
5054	13	3,008 \pm 0,86
5057	8	3,41 \pm 0,71
5063	9	3,24 \pm 1,11
5064	13	3,18 \pm 0,8
5067	8	1,37 \pm 0,51
Moyenne	52	2,86 \pm 1,07

Le tableau XII indique que la concentration moyenne en spermatozoïdes chez le bouc du sahel est d'environ $2,8 \pm 1.10^9$ spermatozoïdes/ml. Cependant, cette concentration connaît de faibles variations individuelles. Pour les variations entre individus, il est à noter que pour plus de 66% des boucs collectés et environ 83% des collectes, la concentration en spermatozoïdes est comprise entre 3.10^9 et $3,5.10^9$ spermatozoïdes/ml.

La figure 26 représente la corrélation entre la concentration en spermatozoïdes et la densité optique de la semence de tous les boucs collectés et toutes collectes confondues. Il ressort de cette figure que la concentration en spermatozoïdes est en corrélation positive avec la densité optique de l'éjaculat, $R^2 = 0,4$. La droite de régression donnant la concentration en spermatozoïdes en fonction de la densité optique est: $Y = (0,786X + 0,9199) \times 10^9$.

Cependant, le tableau XIII présente les variations de la concentration de la semence en fonction des paramètres comme le nombre de paires d'incisives, la provenance et le poids des testicules.

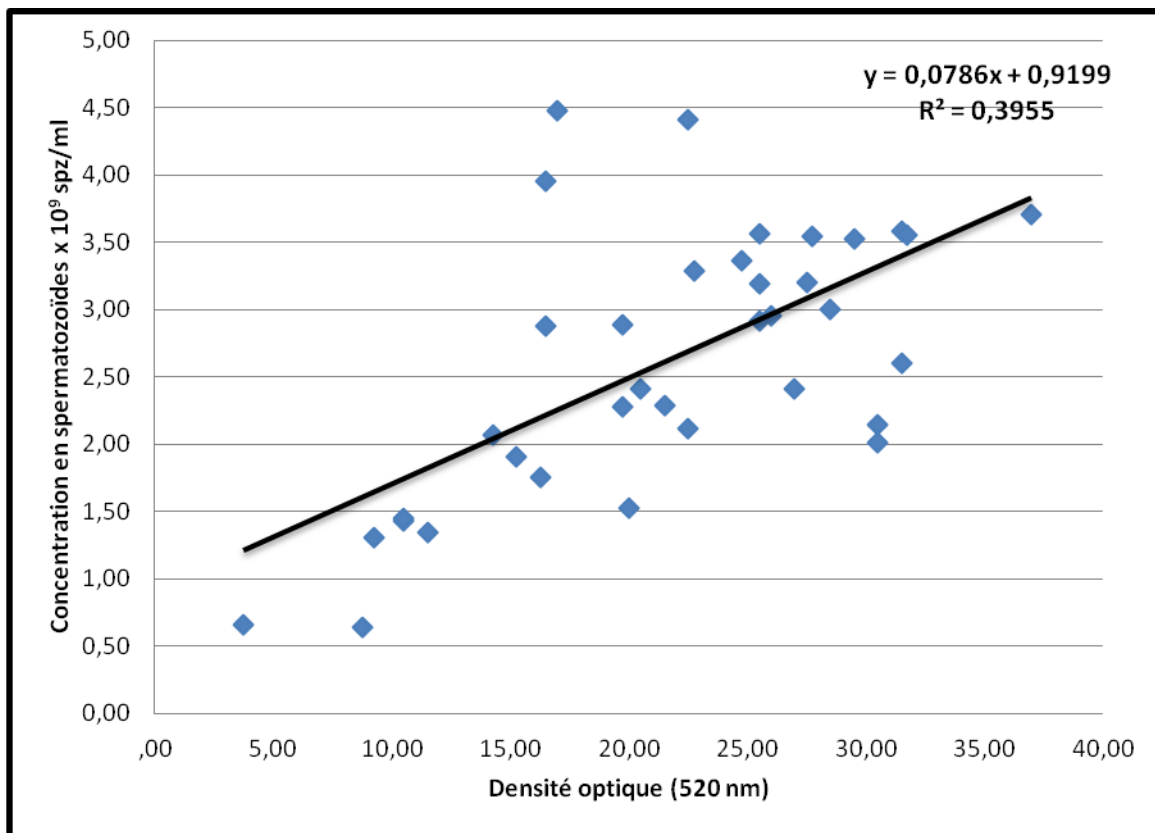


Figure 26 : Corrélation entre la concentration en spermatozoïdes et la densité optique de la semence.

Tableau XIII : Concentration en spermatozoïdes en fonction du nombre de paire d'incisive, de la provenance et du poids testiculaire des boucs.

Paramètres	Nombre de collectes	Concentration de la semence en spermatozoïdes (x 10 ⁹)	P
Nombre de paire d'incisive			
2	51	2,9±1,05	
3	1	0,844	
Provenance			
Téra	8	3,41±0,7	0,113
Abalak	44	2,76±1,1	
Poids des testicules (g)			
125,00	30	2,71±1,16	0,26
150,00	22	3,06±0,93	

La concentration en spermatozoïdes de la semence ne varie pas en fonction de la provenance et des poids testiculaires ($P>0,05$). En effet, cette concentration est de $3,41\pm 0,7.10^9$ spz/ml pour le bouc de Téra et de $2,76\pm 1,1.10^9$ pour ceux d'Abalak.

II.1.2. PARAMETRES DE FERTILITE DE LA SEMENCE

II.1.2.1. La motilité massale des spermatozoïdes

La figure 27 nous donne la représentation de la motilité massale des spermatozoïdes en pourcentage des différentes modalités retenues.

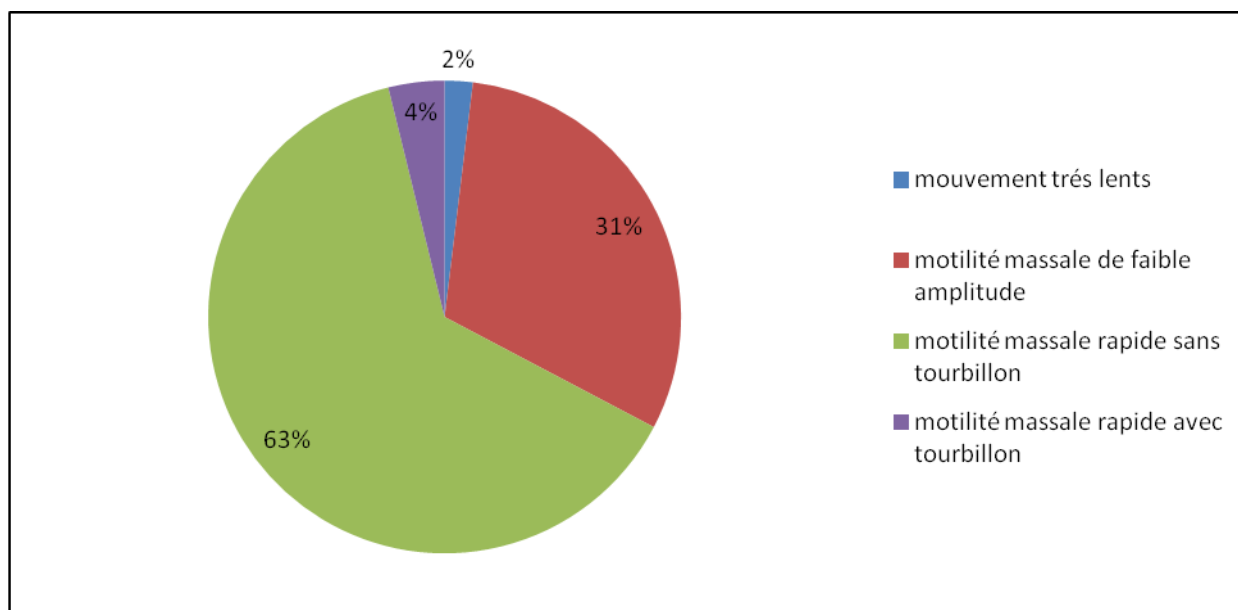


Figure 27: Motilité massale des spermatozoïdes

Il ressort de cette figure que la motilité massale des spermatozoïdes chez le bouc du sahel est caractérisée par des mouvements rapides sans tourbillon (63%) suivis des mouvements de faible amplitude (31%).

II.1.2.2. Proportions des spermatozoïdes anormaux et morts

Le tableau XIV présente les valeurs moyennes des pourcentages des spermatozoïdes anormaux et morts en fonction des boucs.

Tableau XIV: Valeurs moyennes des pourcentages en spz anormaux et morts

Numero du bouc	Nombre de collectes		pourcentage des spermatozoïdes anormaux	pourcentage des spermatozoïdes morts
5054	11	Moyenne	8,01±2,55	0,108±0,36
		Minimum	3,66	0,00
		Maximum	11,93	1,19
5057	7	Moyenne	13,10±4,56	0,39±0,97
		Minimum	7,86	,00
		Maximum	21,19	2,58
5063	8	Moyenne	14,45±5,61	0,0813±0,23
		Minimum	8,08	0,00
		Maximum	24,55	0,65
5064	11	Moyenne	11,08±4,6	0,00±0
		Minimum	4,87	0,00
		Maximum	21,98	0,00
5067	7	Moyenne	11,8±4,39	0,82±0,94
		Minimum	4,40	0,00
		Maximum	16,66	2,47
Moyenne	44	Moyenne	11,36±4,72	0,24±0,61
		Minimum	3,66	0,00
		Maximum	24,55	2,58

Le tableau XIV affiche un pourcentage d'anomalie moyen de 11,36±4,72 pour l'ensemble des boucs et un pourcentage moyen de spermatozoïdes morts de 0,24±0,61. Tout de même, on peut retenir de ce tableau que le taux de spermatozoïdes morts est faible.

L'analyse de la variation des pourcentages moyens de spermatozoïdes anormaux et morts selon le nombre de paires d'incisives, de la provenance et des poids testiculaires des boucs est exposée au tableau XV.

Tableau XV : Pourcentage des spermatozoïdes anormaux et morts en fonction du nombre de paire d'incisive, de la provenance, et du poids testiculaire.

Paramètres	Effectifs	pourcentage des spermatozoïdes anormaux	pourcentage des spermatozoïdes morts
Nombre de paires d'incisives			
2	44	11,36±4,72	0,2350±0,61
3	0	0	0
Provenance			
Téra	7	13,10±4,56	0,39±0,97
Abalak	37	11,03±4,73	0,21±0,53
P #		0,293	0,413
Mesure des testicules (g)			
125	26	12,31±4,91	0,25±0,60
150	18	9,99±4,20	0,2189±0,65
P #		0,110	0,886

#Les moyennes sont comparées entre les différentes modalités horizontalement

Il résulte de ce tableau qu'il n'y a pas de variations entre les pourcentages moyens de spermatozoïdes anormaux et morts selon la provenance et le poids testiculaire des boucs ($P > 0,05$). Il apparaît que les boucs en provenance de Téra ont en moyenne un taux de spz anormaux qui est de 13,10±4,56% contre 0,39±0,97% de spz morts. Les boucs d'Abalak ont donné en moyenne 11,03±4,73% de spz anormaux contre 0,21±0,53% de spz morts.

II.2.DISCUSSION

II.2.1. Méthodologie

Les méthodes de collecte et d'analyse de sperme utilisées dans le cadre de cette étude sont conformes à celles décrites par BARIL *et al.* (1993). Ces méthodes ont été utilisées dans le cadre de plusieurs études sur les caractéristiques spermatiques des béliers et boucs roux au niveau du DPA/FA/UAM. (MARICHATOU *et al.*, 2002; RAZIKOU, 2009; ISSA, 2008). Dans ces études il a été remarqué que la technique utilisant le vagin artificiel, a donné de meilleurs résultats par rapport aux autres techniques comme par exemple l'électro-éjaculation. Notre étude qui a porté sur 16 boucs du sahel, marque le commencement de l'expérimentation de cette race au Niger. Après la préparation des enclos, l'acquisition des animaux et le déparasitage à l'ivermectine de l'ensemble des boucs, nous avons eu un bref moment d'initiation des boucs à la collecte (séances d'entraînements matin et soir durant 15 jours) . C'est à partir du premier décembre que nous avons commencé à collecter et à analyser les spermés récoltés chez les boucs bien qu'ils n'étaient pas encore familiés à la présence humaine lors des relations sexuelles. Aussi au moment de l'acheminement, les boucs d'Abalak comparativement à ceux de Téra ont été injectés à l'antistress tenant compte de la longueur du trajet (plus de 24 heures de route d'Abalak contre seulement 4 heures de Téra).

II.2.2. Paramètres de quantités de la semence

II.2.2.1. Volume de l'éjaculat

L'étude a porté sur 16 boucs du sahel dont 6 boucs seulement ont pu être collectés ce qui nous donne 37,5% de boucs collectés (la presque totalité de ces boucs est issue d'Abalak, Région de Tahoua soit 62,5% des boucs d'Abalak). A l'issue de nos résultats nous pouvons affirmer que le volume moyen de sperme obtenu dans le cadre de cette étude de $0,51 \pm 0,25$ ml est semblable au volume de $0,5 \pm 0,1$ ml obtenu par ISSA (2008) et comparable aux résultats de RAZIKOU (2009) sur le bouc roux (0,8 ml). Nos résultats sont également conformes à ceux

de **ORGEUR *et al.* (1988)** rapportés par **BARIL *et al.*, (1993)** qui varient de 0,6 à 1 ml obtenus chez les boucs alpins. La même tendance est constatée par rapport aux résultats réalisés par **KUMI-DIAKA *et al.*, (1985)** sur trois races de bélier (Udda, Balami et Yankassa) au Nigéria. **PHILIPPE *et al.*, (2010)** rapportent un volume de 0,2 ml à 1 ml chez des ovins et les résultats de **BOLAND *et al.*, (1985)** chez trois races de bélier (1,05 ml chez le bélier Suffolk, 1,14 ml chez le bélier Texel et 1,09 ml chez le belier Dorset Horn).

Il a été remarqué par **BARIL *et al.* 1993** et **MARICHATOU *et al.* 2002** à l'issue de leurs résultats que le volume de la collecte augmente avec le poids des testicules, qui est en relation avec le poids corporel de l'animal. Cependant de nos résultats, il apparaît que le volume de collecte de sperme ne varie pas selon la provenance et le poids testiculaire ($P > 0.05$). Ceci pourrait se justifier par le fait que nous sommes à notre première phase expérimentale (non maîtrise de technique utilisée). La condition corporelle faible et le changement de régime alimentaire de nos boucs pourraient aussi expliquer que le volume de collecte de sperme ne varie pas selon la provenance et le poids testiculaire.

La faiblesse du volume de l'éjaculat dans notre étude peut être inhérente à l'état corporel des animaux au moment de nos travaux (poids des boucs variant entre 26 et 31 kg). En effet, selon **BARIL *et al.* (1993)**, il existe des corrélations significatives entre la production spermatique journalière et la condition corporelle.

II.2.2.2. Concentration en spermatozoïde

A l'issue de notre expérimentation, la concentration moyenne de spermatozoïdes de $2,86.10^9 \pm 1,07.10^9$ spz/ml obtenue est inférieure à celle rapportée par **RAZIKOU (2009)** sur le bouc roux de Maradi ($4,78 \pm 3,19.10^9$ spz/ml), par **HAROUNA (1987)** chez les ovins ($3,990 \times 10^9$ spz/ml à $5,020 \times 10^6$ spz/ml), ainsi que celle de **KUMI-DIAKA *et al.* (1985)** chez les béliers Udda, Balami et Yankassa au Nigéria et à ceux de **OSINOWO *et al.* (1988)**.

La faiblesse de la concentration en spermatozoïdes comme pour le volume de l'éjaculat peut être inhérente à l'état corporel des animaux au moment de ces travaux. Cette influence de l'état corporel se comprend aisément du moment où selon **BARIL *et al.*, (1993)**, la production spermatique (volume et concentration) est importante lorsque le volume testiculaire est élevé.

En outre, il a été constaté dans le cadre de cette étude que la concentration spermatique ne varie pas en fonction de la provenance. Bien qu'une partie des boucs provient de Téra, une zone agropastorale, le système d'élevage pratiqué est semi-extensif alors que Abalak est située en zone pastorale où le mode de conduite est essentiellement extensif (nomadisme et transhumance).

Il en ressort également que la concentration spermatique est en corrélation positive avec la densité optique de l'éjaculat. Cependant, le coefficient de corrélation et la pente de la droite de régression respectivement de 0,63 et 0,79, se distinguent de la norme admise rapportée par **BARIL *et al.* (1993)**. En effet selon cette norme, le coefficient de corrélation doit être supérieur à 0,9 et la pente proche de 1. La qualité du matériel utilisé pour déterminer la concentration en spermatozoïdes peut être incriminer pour expliquer ces résultats. En effet, le spectrophotomètre utilisé est vétuste et non stable, il a été emprunté au laboratoire de biologie de la Faculté des Sciences et Techniques (FST) de l'Université où les techniciens ont bien affirmé qu'il y a longtemps que cet appareil n'a pas été utilisé.

II.2.3. Paramètres de fertilité de la semence

II.2.3.1. Motilité massale des spermatozoïdes

Il ressort de notre expérimentation que la motilité massale moyenne est satisfaisante chez le bouc du sahel cela est sûrement dû à la technique de collecte utilisée (avec vagin artificiel). Il a été démontré par des études réalisées par **DUANE et al. (1981)** que la technique avec vagin artificiel est beaucoup plus fiable que les autres techniques comme par exemple celle de l'électro-éjaculateur. Nos résultats sont en accord avec ceux de **MOUMOUNI (2000)** et de **SEYNI (2008)** qui ont obtenu que 75% des boucs ont des motilités acceptables (comprises entre 3 et 4 dans l'échelle de motilité). Les boucs qui ont des motilités comprises entre 1 et 3 ont des motilités non acceptables car tout sperme dont la note est inférieure à 3 (note < 3) est réjeté (**SIAKA, 2009**).

II.2.3.2. Pourcentages des spermatozoïdes morts et anormaux

Le pourcentage moyen des spermatozoides morts obtenu est acceptable par rapport aux limites pour un bon géniteur. Il est cependant très faible comparativement au pourcentage moyen de 17,01 rapporté par **RAZIKOU (2009)** chez le bouc roux de Maradi. Les pourcentages des spermatozoïdes morts et anormaux n'affichent pas de différences significatives selon le volume testiculaire mais aussi selon qu'on soit en présence des boucs de Téra ou ceux d'Abalak.

Les pourcentages moyens des spermatozoides morts et anormaux obtenus sont acceptables parce que la période de notre collecte est favorable à la collecte de sperme (Décembre période fraîche au Niger). Des études réalisées par **GAUTHIER et al. (1983)** sur la race Borgou au Bénin montrent que Les pourcentages moyens des spermatozoides morts et anormaux varient selon les saisons de collecte de sperme.

CONCLUSION

Un des plus grands défis auquel le Niger est confronté dans le troisième millénaire est d'assurer à sa population galopante un niveau de sécurité alimentaire satisfaisant. L'agriculture en général et l'élevage en particulier reste une des voies utilisées pour atteindre cet objectif. C'est pourquoi, au fil des années l'élevage nigérien accorde beaucoup plus d'importance à la maîtrise et la connaissance des potentiels productifs tout en conservant et en valorisant les ressources génétiques pour l'amélioration de la productivité et des productions animales. Le département de productions animales de la faculté d'agronomie de l'université de Niamey a engagé depuis 2008 une série d'investigations sur les races locales des espèces animales domestiques. C'est dans ce contexte, et dans une perspective de conservation et d'amélioration de la productivité animale que nous nous sommes intéressés à l'espèce caprine et plus précisément à la chèvre du sahel.

L'intérêt de notre étude est d'établir les caractéristiques spermatiques du bouc du sahel au Niger. De façon spécifique, il s'agit de :

- Déterminer les paramètres de quantité de la semence (volume et concentration de l'éjaculat) ;
- Apprécier les paramètres de fertilité (motilité massale, le pourcentage des spermatozoïdes morts et des anomalies spermatiques).

Pour ce faire, l'étude a porté sur un effectif de 16 boucs du sahel. Ces animaux sont issus de deux régions du Niger à savoir la région de Tillabéry (département de Téra) à l'Ouest du pays et la région de Tahaou (département d'Abalak) au Nord. Il découle alors de ce travail les résultats suivants : s'agissant des paramètres de quantité étudiés tel que le volume moyen de l'éjaculat chez le bouc du sahel est d'environ $0,5 \pm 0,25$ ml et la concentration moyenne en spermatozoïdes est approximativement de 3.10^9 spz/ml. Cependant, quant aux paramètres de qualité envisagés, il ressort que la motilité massale est à plus de

60% rapide sans tourbillon, et les pourcentages de spermatozoïdes anormaux et morts sont respectivement de 11,4% et 0,24%. Il résulte de ces résultats qu'il n'existe pas de variations entre les paramètres étudiés. En outre, la confrontation de ces résultats à des publications antérieures a fait constater que les valeurs de la production spermatique (volume et concentration) sont faibles, il en est de même pour les pourcentages de spermatozoïdes anormaux et morts et la motilité massale est acceptable. Etant donné que ces résultats ne sont qu'indicatifs marquant le début de l'expérimentation avec tous ses corrolaires dont entre autre la non maîtrise du matériel technique et animal, la non familiarisation des boucs aux manoeuvres de collecte. La poursuite des travaux sur une longue période (afin de mieux apprécier l'influence des paramètres environnementaux) avec un nombre plus important de collecte, permettra de caractériser sans ambages ces paramètres. Cependant, pour une caractérisation plus complète des paramètres spermatiques du bouc du sahel, il sera important de tenir compte en plus des paramètres ici envisagés d'autres paramètres tels que: le pourcentage de spermatozoïdes mobiles, la motilité individuelle, le test de thermorésistance et bien d'autres tests de qualité de la semence.

La relation entre la qualité de sperme, la quantité de sperme et le pouvoir fécondant de la semence telle qu'on l'apprécie habituellement, n'est jamais très rigoureuse car la mesure de la qualité du sperme, réalisée au laboratoire avec le microscope optique après coloration à l'éosine-nigrosine ne donne qu'une indication relativement grossière du pouvoir fécondant de cette semence. C'est pourquoi, il serait intéressant d'étudier dans l'avenir les éventuelles conséquences de ces variations de qualité et de quantité de sperme en fonction des saisons.

Au vu de tout ce qui précède, nous formulons les recommandations suivantes :

- d'améliorer les conditions de collectes et d'analyse de sperme;

- de poursuivre l'étude sur une plus longue période sans interruption pour mieux cerner les variations saisonnières et annuelles de toutes les caractéristiques du sperme;
- de prendre en compte dans les études ultérieures tous les paramètres de qualité;
- de faire un tri des géniteurs sur l'ensemble de la zone de distribution dans le pays sur la base des caractéristiques obtenues pour constituer une banque de semence pour la conservation de la biodiversité.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **ASSOUMANE I. et OUSSEINI G., 2010.** Revue du secteur avicole.- Rome : FAO.-Division de la Production et de la Santé Animales._ Centre d'Urgence pour les Maladies Animales Transfrontalières._ 61p.
2. **BANERJEE A.K., ANIMUT G. et ERMIAS E., 2000.** Selection and breeding strategies for increased productivity of goats in Ethiopia(70-79) **In** : R.C. Merkel, G. Abebe and A.L. Goetsch (eds.). The Opportunities and challenges of Enhancing Goat Production in East Africa. Proceedings of a conference held at Debud University, Awassa, Ethiopia from Novembre 10 to 12, 2000. E (Kika) de la Garza Institute for Goat Research, Langston University, Langston, OK
3. **BARIL G., CHEMINEAU., COGNIE Y., GUERIN Y., LEBOEUF B., ORGEUR P. et VALLET JC., 1993.** Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins.- Rome : FAO.- Production et Santé Animales.-261-273
4. **BEMBELLO A., 1961.** La chèvre rousse et son exploitation au Niger. Thèse : Méd.-Vét. : Toulouse.
5. **BLANCOU P., BACH J et HERVE J., 2010-2011.** Physiologie de l'appareil reproducteur. u.v. 61 : physiologie et physiopathologie.-Paris : Oniris.- Département DBPSA.-55p.
6. **BOLAND M., AL-KAMALI A., CROSBY T., HAYNES N ET HOWLES C., 1985.** The influence of breed, season and photoperiod on

semen characteristics, testicular size, libido and plasma hormone concentrations in rams. *Anim. Reprod. Sci.* **9** :241-252.

7. **GAUTHIER D., CHEMINEAU P et THIMONIER J., 1983.** Reproduction des ruminants en zone tropicale. Réunion internationale, Pointe-à-Pire, Guadeloupe.-Paris : INRA.- 520p.- (les colloques de l'INRA ;20).
8. **CLOE L., CHICOTEAU P., COULIBALY M et BASSINGA A., 1989.** Caractéristiques spermatiques du taureau Baoulé (*Bos taurus* au Burkina Faso). *Revue Elev.Méd.Vét Pays trop.*,1989,4 .
9. **DJARIRI B., 2002.** Elaboration de la situation de référence du PPEAP : Filière bétail-viande ; filière cuirs et peaux, Niamey.
10. **DUANE W., LARRY G et JEROME J., 1981.** Scrotal circumference and sperm motility and morphology in rams. Washington: Washington State University (Department of veterinary clinical Medicine and surgery).-99164.
11. **DUBEUF J-P. et ZOGLU J-B., 2009.** An international panorama of goat selection breeds. *Livestock Science* ,**120** : 225–231.
12. **MOGICATO G et MONNEREAU., 2005.** Appareil génital male des mammifères domestiques. Promotion D1.Toulouse. [en ligne]. Accès internet: [http //www.oniris-nantes.fr](http://www.oniris-nantes.fr).

13. **FAO/SFW., 2010.** Stratégie de développement rural. Niger.- Rome : FAO.- Rapport national, Niger.-120p.
14. **FAYE B., MEYER C. et RICHARD D., 1999.** Elevage des ovins, caprins et camelins. – Montpellier : CIRAD.-Productions Animales.-87p.
15. **FRENCH M., 1971:** Observations sur la chèvre. –Rome : FAO. – Production et santé animale.72p.
16. **GAYRARD V., 2007.** Physiologie de la reproduction des mammifères, cours EMVT [en ligne]. Accès internet: <http://www.oniris.be>. (page consultée le 22 juin 2012).
17. **GEORGE F.W., 1997.** Goat Breeds. Book reviews ; *Small Ruminant Research* , **26** : 295-296
18. **GILLES V. et MATTHIAS B., 2008.** Etude de l'impact de la hausse des cours du lait et des produits laitiers sur les producteurs et les consommateurs : Etude de cas du Niger. –Niamey IRAM. - 68p ;
19. **HANZEN C., 2010.** La maîtrise des cycles chez les petits ruminants. Cours, ONIRIS France. Accès internet: <http://www.oniris.be>.
20. **HANZEN C., 2008.** Rappels anatomophysiologiques relatifs à la reproduction du taureau. .-cours oniris France. Accès internet: <http://www.oniris.be>.

21. **HAMIDOU I., 1995.** Contribution à l'analyse des paramètres de reproduction de la chèvre Rousse de Maradi. Thèse : Méd. Vét. : Dokar ;11.
22. **HAROUNA A., 1987.** Etude de quelques caractéristiques morphologiques du sperme de bélier Peul bicolore du Niger. Rapport de stage.- Niamey, Faculté d'agronomie – Université Abdou Moumouni.-15 p.
23. **HASSANE O., 2007.** Essais de congélation de la semence de zébu Azawak. Production animale. Mémoire : Ingénieur des techniques agricoles :-Niamey Faculté d'agronomie.-Université Abdou moumouni.-37p.
24. **HERVE J., 2011.** Rapprochement sexuel et Fécondation. Aspects physiopathologiques. Cours UV 61-Oniris France. Accès internet: <http://www.oniris.be>.
25. **HUGO BL., 2004.** Portrait de la filière bétail au Niger et de son positionnement dans le commerce international ; UPA Développement international (UPA DI), Accès internet: <http://www.fao.org>.
26. **IBRAHIM M.B., 2009.** Variation saisonnière de la qualité du sperme du zébu Azawak. Rapport de stage. –Niamey : Faculté d'Agronomie Université Abdou Moumouni.
27. **FABRE-NYS C., 2000.** Le comportement sexuel des caprins : contrôle hormonal et facteurs sociaux. Physiologie et pathologie périnatale chez les animaux de ferme. INRA Productions Animales, **13**(1) : 13-23.

28. **IRAM., 2008.** Etude de l'impact de la hausse des cours de lait et des produits laitiers sur la production et la consommation. Etude du cas du Niger.-Niamey: IRAM.-Alimenterre. -68p.
29. **ISIDORE B.G., 2008.** Importance socio-économique de la chèvre du Sahel burkinabé et amélioration de sa productivité par l'alimentation. thèse doctorale de spécialisation : Productions Animales : Niamey (Université Abdou Moumouni).
30. **ISSA M., 2000.** Etude de la variation saisonnières des caractéristiques morphologiques du sperme et endocrinologie sexuelle du bélier peulhs et touaregs. Thèse de doctorat de spécialisation, physiologie de la reproduction : Niamey (Université Abdou Moumouni).
31. **KUMI-DIAKA J., ADESIYUM A.A., SEKONI V. et EZEOKOLI C.D., 1984.** Scrotal dimension and Ejaculate characteristics of three breeds of sheep in tropical Nigeria. Publication September 26. Zaria: Faculty of veterinary Medicine Ahmadu Bello University. 44-51.
32. **LABBO M., 1999.** Contribution à l'étude comparative des performances zootechniques de la Chèvre Rousse de Maradi et de son « Apparentée » à robe noire dans la zone de Maradi/Niger. Mémoire : Productions Animales Bamako : Université du Mali (Institut polytechnique rural de formation et de recherche appliquée).

33. **LABUSSIERE J., 1990.** Physiologie de la reproduction des mammifères domestiques et application zootechniques. Accès internet: <http://www.oniris.be>.
34. **LY. I., 1976.** Contribution à l'étude de l'élevage caprin en Mauritanie. Thèse : Méd. Vét : Dakar ; 12.
35. **MANI M., 2005.** Le cycle sexuel de la chèvre rousse de Maradi : Etude descriptive et progestéronémie. Mémoire : Productions Animales et Développement Durable : Dakar ; 5.
36. **MARICHATOU H., MAMANE L., BANOIN M. et BARIL G., 2002.** Performances zootechniques des caprins au Niger : étude comparative de la chèvre rousse de Maradi et de la chèvre à robe noire dans la zone de Maradi. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.* **55** (1) : 79-84.
37. **MOUSSA S., 2005.** Politique fiscale et informalités économiques au Niger. Mémoire DEA : Spécialité : Genève (Institut Universitaire d'études en développement).
38. **MUKASA M., EPHRAIM B. et TADESSE T., 1986.** Productivity of indigenous sheep and goats in the Ada District of the Ethiopian Highlands.-Addis Abeba :Prod. Anim. 241-252
39. **NIGER. Cabinet du Premier Ministre., 2003.** Document de Stratégie de Réduction de la Pauvreté.- Niamey : Cabinet du Premier Ministre.-125p

40. **NIGER. Cabinet du Premier Ministre., 2007.** Stratégie de Développement Accélère et de Réduction de la Pauvreté 2008 – 2012.- Niamey : Cabinet du Premier Ministre.- 132p ;
41. **NIGER. Direction Nationale de la Statistique du Ministère de l’Agriculture et de l’Elevage. DNS/MAE. 2010.**
42. **NIGER. DNS/MRA. 2005.** Direction Nationale de la Statistique du Ministère des Ressources Animales.
43. **NIGER. 2007.** Document du Recensement Général de l’Agriculture et du Cheptel. Volume VII. Dimension genre « Elevage ». Résultats définitif. – Niamey : MDA/MRA/RGAC. -85-117..
44. **NIGER. Ministère des Ressources Animales. 2008 ;**
45. **NIGER. WFP. 2010.** Chocs et Vulnérabilité au Niger: Analyse des Données Secondaires. –Niamey : WFP. - 77p
46. **ORGEUR P., MIMOUNI P., LEBOEUF B., SIGNORET J., 1988.** Effet de la race des jeunes boucs sur l’apprentissage à la collecte du sperme au vagin artificiel *Ann. Zootech.* **37** (2) : 99-110.
47. **OSINOWO O.A., AHMED M.S et EKPE G.A.,1988.** Semen quality and sperm output of Yankasa rams at different ages. *Theriogenology*, **29**: 381-386.

48. **OUSMANE T., 2003.** Evaluation de la fonction sexuelle des taureaux Azawaks.GIR et GIRO Taudo au Burkina Faso,56p.
49. **PHILIPPE B., BACH J-M. et JULIE H., 2010.** Physiologie de l'appareil de reproduction, ONIRIS. accès Internet : <http://www.oniris-nantes.fr>.
50. **RAZIKOU O., 2009.** Les caracteristiques spermatiques du bouc roux. Memoire: Ingenieur des techniques agricoles , Faculté d'agronomie Niamey -UAM.
51. **RHISSA Z., 2010.** Revue du secteur de l'élevage au Niger. Ministère de l'Élevage, des Pêches et des Industries Animales (ME/IA). rapport provisoire. – Niamey : ME/IA ; FAO/SFW.-75p.
52. **ROBINET A. H., 1967.** La chèvre rousse de Maradi son exploitation et sa place dans l'économie et l'élevage de la République du Niger. *Productions Animales.* **20** (1), 129-186
53. **LEBBIE S.H.B., 2004.** Goats under household conditions. *Small Ruminant Research.* Zaria, Nigeria University Ahmadu Bello.-**51**: 131–136
54. **SRP. 2007.** Stratégie de développement accélérer et de réduction de la pauvreté 2008-2012 Niamey/Niger.
55. **SOLTNER D., 2001.** Reproduction des animaux d'élevages. - 3^e édition. – Paris : Sciences et techniques Agricoles. - 223p. – (collection sciences et techniques agricoles)

56. **SOW-ANGT., 2000.** Etat des ressources génétiques animales dans le monde. Rapport national. Niger.-Niamey : INRA.-104p.
57. **STRENGTHENING EMERGENCY NEEDS ASSESSMENT CAPACITY. 2005.** Niger. Analyse de la sécurité alimentaire et de la vulnérabilité. –Niamey : CFSVA. -87p.
58. **ZARROUK A., SOULEM O., DRION P.V. et BECKERS J.F., 2001.** Caractéristiques de la reproduction de l'espèce caprine. *Annuaire. Méd. Vét*, **145**. -98-105.
59. **ZANGUI I.M., 1986.** L'élevage des bovins, ovins, caprins au niger : Etude Ethnologique. Thèse : Méd. Vét : Dakar ; 4

WEBOGRAPHIE

1. CIRAD, s.d. AGRITROP, Catalogues bibliographiques du Cirad - [en ligne]. Accès internet: http://agritrop.cirad.fr/lorisinternet/jsp/system/win_main.jsp?welcome_page=servlet%2FMenuManager%3Fmenu%3Dmenu_search (page consultée le 19 juillet 2012).
2. FAO, s.d. Country STAT - [en ligne]. Accès internet: <http://www.fao.org/economic/ess/ess-capacity/countrystathome/fr/> (page consultée le 11 juillet 2012).
3. Malpaux B., Coulon J.B., s.d. Département INRA : Physiologie animale et Systèmes d'élevage - [en ligne]. Accès internet: http://www.inra.fr/les_recherches/annuaires/agriculture/animal/physiologie_animale_et_elevage/departement_de_physiologie_animale (page consultée le 22 juin 2012).
4. <http://www.inra.fr/Internet/Produits/PA/an2000/num204/thimoni/jt204.htm>.

SERMENT DES VETERINAIRES DIPLÔMES DE DAKAR

« Fidèlement attaché aux directives de **Claude Bourgelat**, fondateur de l'Enseignement Vétérinaire dans le monde, je promets et je jure devant mes Maîtres et mes Aînés :

⌘ d'avoir en tous moments et en tous lieux le souci de la dignité et de l'honneur de la profession vétérinaire ;

⌘ d'observer en toutes circonstances les principes de correction et de droiture fixés par le code de déontologie de mon pays ;

⌘ de prouver par ma conduite, ma conviction, que la fortune consiste moins dans le bien que l'on a, que dans celui que l'on peut faire ;

⌘ de ne point mettre à trop haut prix le savoir que je dois à la générosité de ma patrie et à la sollicitude de tous ceux qui m'ont permis de réaliser ma vocation.

Que toute confiance me soit retirée s'il advienne que je me parjure. »

CARACTERISTIQUES SPERMATIQUES DU BOUC DU SAHEL AU NIGER

RESUME

Face aux successions des années de sécheresse qu'a vécue l'élevage Nigérien et dans un souci de conservation de la biodiversité. L'une des options envisagée par le Niger pour lutter est de conjuguer l'amélioration de la production animale avec la conservation de ces ressources animales locales.

Cette étude a eu pour objectif d'étudier les caractéristiques spermatisques du bouc du sahel au Niger. Cette race de caprin la plus majoritaire en nombre de têtes est élevée dans toutes les zones agro-climatiques du pays par toute la population aussi bien sédentaire que nomade. Dans un effectif de 16 boucs ou seulement 6 boucs ont répondu à la collecte de sperme avec le vagin artificiel. Ces animaux en provenance de deux régions du Niger à savoir la région de Tillabéry (département de Téra) à l'Ouest du pays et la région de Tahaou (département d'Abalak) au Nord. Il découle alors de ce travail les résultats suivants : que le volume moyen de l'éjaculat chez le bouc sahélien est d'environ $0,5 \pm 0,25$ ml, la concentration moyenne en spermatozoïdes est approximativement de 3.109 spz/ml, la motilité massale est satisfaisante (dominée à plus de 60% par un mouvement rapide sans tourbillon), et les pourcentages de spermatozoïdes anormaux et morts sont respectivement de 11,4% et 0,24%. La confrontation de ces résultats à des publications antérieures a fait constater que les valeurs de la production spermatisque (volume et concentration) sont faibles et des valeurs acceptables pour les pourcentages de spermatozoïdes anormaux et morts et la motilité massale. Ces résultats qui marquent le début de l'expérimentation chez le bouc du sahel, ne sont qu'indicatifs. Cette étude avec tous ses corollaires dont entre autre la non maîtrise du matériel technique et animal, la non familiarisation des boucs aux manœuvres de collecte, nous permet de dire que la poursuite des travaux sur une longue période avec un nombre plus important de collecte, permettra de caractériser sans ambages ces paramètres.

Mots-clés : Spermatozoïdes, chèvre du sahel, caractéristiques spermatisques du bouc, Niger.

Auteur : Mam-Noury AMADOU SOULEY. **Adresse:** Boukoki II (Niamey-Niger). **Tél :** 00223 77 307 47 34. **B.P:** 5077 s/c E.I.S.M.V de dakar

E-mail : mamnouryas @yahoo.fr