

UNIVERSITE DE NGAOUNDERE

\*\*\*\*\*

ECOLE DES SCIENCES ET DE  
MEDECINE VETERINAIRE

\*\*\*\*\*

DEPARTEMENT DE PARASITOLOGIE ET  
DE PATHOLOGIES PARASITAIRES



THE UNIVERSITY OF NGAOUNDERE

\*\*\*\*\*

SCHOOL OF VETERINARY  
MEDICINE AND SCIENCES

\*\*\*\*\*

DEPARTMENT OF PARASITOLOGY AND  
PARASITICS DISEASES

**PREVALENCES DES PARASIToses GASTRO-  
INTESTINALES ET DES HEMOPARASIToses DES  
BOVINS (*Bos indicus*) DANS LA ZONE PERI-  
URBAINE DE NGAOUNDERE- CAMEROUN**

MEMOIRE PRESENTE EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE DOCTEUR  
EN MEDECINE VETERINAIRE

**Par : DEYA-YANG Marie Paulette**

Matricule : 08B009MV

Deuxième Promotion

Encadreur :

**Dr MAMOUDOU Abdoulmoumini,**

Chargé de Cours

Superviseur :

**Pr ZOLI PAGNAH André,**

Professeur

*Année académique 2013-2014*

### **FICHE DE CERTIFICATION D'ORIGINALITE DU TRAVAIL**

Je soussigne, DEYA-YANG Marie Paulette, atteste que le présent mémoire est le fruit de mes propres travaux effectués dans la zone péri-urbaine de Ngaoundéré sous l'encadrement de Dr MAMOUDOU Abdoumoumini et sous la supervision de Pr ZOLI PAGNAH André.

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

Auteur : DEYA-YANG Marie Paulette

Date

Encadreur :

Superviseur

Date :

Date :

Chef de Département :

Date

## **DEDICACE**

Je dédie ce travail à:

- mon père YANG SOKO Fidèle;
- ma mère TCHIOVE Marie;
- ma défunte sœur NGAOUAVE YANG Valérie.

## **REMERCIEMENTS**

Nos sincères remerciements :

- Au tout puissant qui a permis que j'arrive à la fin de cette formation.
- A notre superviseur Pr ZOLI PAGNAH André, notre encadreur Dr MAMOUDOU Abdoulmoumini et à Mr EBENE (chercheur à l'IRAD de Wakwa) pour leur disponibilité, leurs encadrements et leurs conseils.
- Au Directeur de l'Ecole des Sciences et de Médecine Vétérinaire et à tout le staff administratif et enseignant pour leurs enseignements et leurs encadrements.
- Au chef de centre de l'IRAD, le Dr DANDJOUA à titre postume lui qui de son vivant a su nous prodiguer des conseils et des encouragements et tout son personnel pour leur encadrement et leurs conseils.
- Aux différents propriétaires des fermes où ce travail a été réalisé. Nous pensons ainsi à El Hadji LAMINO, au Général d'armée BABA Souley, au Djaouro de Vélambaï, au Dr MOHAMADOU (chef de centre de la station zootechnique de Wakwa), aux différents bergers (Souleymanou, Déwa, Youssoufa, Bouba, Abdoulaye, Issa, Nana).
- A la famille NOH pour les conseils et les encouragements.
- A l'Abbé Samuel FOKA pour son soutien matériel et spirituel.
- A mes frères et sœurs pour leurs conseils, encouragements, et soutien matériel.
- A mes camarades de promotion pour leurs conseils et leur disponibilité.

Et à tous ceux qui ont contribué à la réalisation de ce travail et dont les noms n'ont pas été mentionnés; qu'ils ne se sentent nullement pas oubliés.

# TABLE DES MATIERES

# Page

|                                                                                            |      |
|--------------------------------------------------------------------------------------------|------|
| FICHE DE CERTIFICATION D'ORIGINALITE DU TRAVAIL .....                                      | i    |
| DEDICACE .....                                                                             | ii   |
| REMERCIEMENTS.....                                                                         | iii  |
| LISTE DES TABLEAUX.....                                                                    | vii  |
| LISTE DES FIGURES .....                                                                    | viii |
| LISTE DES ABREVIATIONS.....                                                                | ix   |
| RESUME .....                                                                               | x    |
| ABSTRACT.....                                                                              | xi   |
| INTRODUCTION .....                                                                         | 1    |
| CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTERATURE.....                                                  | 2    |
| I. Parasitoses gastro-intestinales des bovins .....                                        | 2    |
| I.1. Nématodoses gastro-intestinales des bovins.....                                       | 2    |
| I.1.1. Strongyloses.....                                                                   | 2    |
| I.1.2. Toxocarose.....                                                                     | 6    |
| I.1.3. Strongyloïdose .....                                                                | 7    |
| I.2. Trématodoses .....                                                                    | 8    |
| I.2.1. Paramphistomose.....                                                                | 8    |
| I.2.2. Fasciolose .....                                                                    | 9    |
| I.3. Coccidioses.....                                                                      | 10   |
| I.4. Diagnostic et contrôle des helminthoses gastro-intestinales des bovins .....          | 11   |
| I.4.1. Diagnostic .....                                                                    | 11   |
| I.4.1.1. Examen macroscopique .....                                                        | 11   |
| I.4.1.2. Coproscopie .....                                                                 | 12   |
| I.4.1.2.1. Méthodes qualitatives .....                                                     | 12   |
| I.4.1.2.2. Méthodes quantitatives: Méthode de McMaster. ....                               | 14   |
| I.4.1.3. Interprétation des résultats coprologiques .....                                  | 15   |
| I.4.2. Contrôle des helminthoses gastro-intestinales des bovins.....                       | 17   |
| I.5. Impact sanitaire et économique des helminthoses.....                                  | 17   |
| I.6. Traitements anthelminthiques.....                                                     | 18   |
| I.6.1. Principes et buts des traitements anthelminthiques .....                            | 18   |
| I.6.2. Schémas de traitement en zone tropicale.....                                        | 19   |
| I.6.3. Principaux anthelminthiques utilisés chez les bovins et leur spectre d'action ..... | 19   |

|                                                                                                |    |
|------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| II. Hémoparasitoses des bovins.....                                                            | 20 |
| II.1. Trypanosomoses Animales Africaines (TAA) .....                                           | 20 |
| II.1.1. Etiologie, morphologie, cycle parasitaire et symptômes.....                            | 20 |
| II.1.2. Diagnostic.....                                                                        | 21 |
| II.1.3. Moyens de lutte .....                                                                  | 22 |
| II.2. Anaplasmoses .....                                                                       | 22 |
| II.2.1. Etiologie et symptômes .....                                                           | 22 |
| II.2.2. Diagnostic.....                                                                        | 22 |
| II.3. Babésioses Bovines tropicales .....                                                      | 23 |
| II.3.1. Etiologie, cycle parasitaire et Symptômes .....                                        | 23 |
| II.3.2. Diagnostic.....                                                                        | 25 |
| II.3.3. Moyens de lutte .....                                                                  | 25 |
| CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES .....                                                       | 27 |
| I. Présentation de la zone d'étude .....                                                       | 27 |
| I.1. Localisation et démographie.....                                                          | 27 |
| I.2. Végétation.....                                                                           | 27 |
| I.3. Climat .....                                                                              | 27 |
| I.4. Zone d'étude .....                                                                        | 28 |
| II. Matériel .....                                                                             | 29 |
| II.1. Animaux .....                                                                            | 29 |
| II.2. Matériel de prélèvement des matières fécales et de sang et d'analyse de laboratoire..... | 31 |
| III. Méthodologie .....                                                                        | 31 |
| III.1. Prélèvements et analyses de laboratoire.....                                            | 31 |
| III.1.1. Matières fécales.....                                                                 | 31 |
| III.1.1.1. Prélèvement, conservation et transport des échantillons .....                       | 31 |
| III.1.1.2. Analyses coproscopiques .....                                                       | 31 |
| III.1.1.2.1. Méthode de sédimentation .....                                                    | 31 |
| III.1.1.2.2. Méthode de McMaster .....                                                         | 32 |
| III.1.2. Sang.....                                                                             | 32 |
| III.1.2.1. Réalisation des frottis.....                                                        | 33 |
| III.1.2.2. Coloration des frottis.....                                                         | 33 |
| III.1.2.3. Hématocrite et « Buffy coat » .....                                                 | 33 |
| III.2. Analyse des données .....                                                               | 34 |

|                                                                                                                     |    |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION.....                                                                         | 35 |
| I. Résultats.....                                                                                                   | 35 |
| I.1. Prévalences des principaux parasites des bovins.....                                                           | 35 |
| I.1.1. Parasites gastro-intestinaux et hépatiques .....                                                             | 35 |
| I.1.1.1. Strongles .....                                                                                            | 35 |
| I.1.1.2. <i>Strongyloides papillosus</i> .....                                                                      | 36 |
| I.1.1.3. <i>Toxocara vitulorum</i> .....                                                                            | 37 |
| I.1.1.4. <i>Eimeria</i> spp.....                                                                                    | 37 |
| I.1.1.5. <i>Fasciola gigantica</i> .....                                                                            | 37 |
| I.1.1.6. <i>Paramphistomum</i> spp. ....                                                                            | 38 |
| I.1.1.7. Co-infestation par les parasites gastro-intestinaux .....                                                  | 38 |
| I.1.2. Hémoparasites .....                                                                                          | 39 |
| I.1.2.1. <i>Babesia</i> .....                                                                                       | 39 |
| I.1.2.2. <i>Anaplasma</i> .....                                                                                     | 40 |
| I.1.2.3. <i>Trypanosoma brucei</i> .....                                                                            | 40 |
| I.1.2.4. Co-infection par les hémoparasites.....                                                                    | 41 |
| I.2. Hématocrite .....                                                                                              | 41 |
| I.3. Effets des co-infections par les parasites gastro-intestinaux et sanguins sur la valeur de l'hématocrite ..... | 42 |
| II. Discussion .....                                                                                                | 43 |
| CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS .....                                                                                 | 48 |
| REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....                                                                                   | 49 |
| ANNEXES .....                                                                                                       | 57 |

## LISTE DES TABLEAUX

## Page

|                                                                                                                                             |    |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Tableau I: Principales espèces de strongles gastro-intestinaux des bovins.....                                                              | 2  |
| Tableau II: Principales solutions de flottaison .....                                                                                       | 13 |
| Tableau III: Différentes méthodes de diagnostic utilisées en parasitologie gastro-intestinale .....                                         | 15 |
| Tableau IV: Catégorisation des niveaux d'infestation des strongles gastro-intestinaux des bovins.....                                       | 16 |
| Tableau V: Principaux anthelminthiques utilisés dans le contrôle des helminthoses des bovins ..                                             | 20 |
| Tableau VI: Répartition du nombre des bovins en fonction des localités.....                                                                 | 29 |
| Tableau VII: Nombre des bovins infestés et prévalences des espèces parasitaires et de leur co-infestation.....                              | 35 |
| Tableau VIII: Intensité de l'infestation par les strongles chez les bovins parasités.....                                                   | 36 |
| Tableau IX: Prévalences des parasites gastro-intestinaux et hépatiques des bovins en fonction de la localité, du sexe et classe d'âge. .... | 36 |
| Tableau X: Intensité de l'infestation par <i>Fasciola gigantica</i> chez les bovins parasités .....                                         | 37 |
| Tableau XI : Intensité de l'infestation par <i>Paramphistomum</i> spp. chez les bovins parasités .....                                      | 38 |
| Tableau XII: Prévalences et nombre de bovins infestés de co-infestation en fonction de la localité, de l'âge et du sexe.....                | 39 |
| Tableau XIII: Nombre de bovins infectés et prévalences des hémoparasites et de leur co-infection .....                                      | 39 |
| Tableau XIV: Prévalences des hémoparasitoses des bovins en fonction de la localité, du sexe et classe d'âge .....                           | 40 |
| Tableau XV: Prévalences et nombre de bovins co-infectés en fonction de la localité, de l'âge et du sexe .....                               | 41 |
| Tableau XVI: Valeurs moyennes d'hématocrite des bovins par localité, sexe et classe d'âge.....                                              | 42 |
| Tableau XVII : Prévalence et PCV moyen par type de co-infection .....                                                                       | 42 |
| Tableau XVIII: Prévalences de co-infection mixte par localité, sexe, classe d'âge .....                                                     | 43 |

## LISTE DES FIGURES

## Page

|                                                                                                                      |    |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Figure 1: Oeufs de Strongles .....                                                                                   | 3  |
| Figure 2: Cycle biologique des nématodes gastro-intestinaux des bovins.....                                          | 4  |
| Figure 3: Etapes du dégainement des larves infestantes des trichostrongles gastro-intestinaux<br>des ruminants ..... | 5  |
| Figure 4: Oeufs de <i>Toxocara vitulorum</i> .....                                                                   | 6  |
| Figure 5: Oeuf de <i>Strongyloides papillosus</i> .....                                                              | 7  |
| Figure 6: Oeuf de <i>Paramphistomum</i> spp.....                                                                     | 9  |
| Figure 7: Oeuf <i>Fasciola gigantica</i> .....                                                                       | 10 |
| Figure 8: Schéma du montage de Baermann.....                                                                         | 14 |
| Figure 9: Lame de McMaster .....                                                                                     | 14 |
| Figure 10: Schema d'un trypanosome.....                                                                              | 21 |
| Figure 11 : <i>Anaplasma marginale</i> sur frottis sanguin .....                                                     | 23 |
| Figure 12: Schéma du cycle de <i>Babesia</i> .....                                                                   | 24 |
| Figure 13 : <i>Babesia bigemina</i> et <i>Babesia bovis</i> sur frottis sanguin. ....                                | 25 |
| Figure 14: Localisation de la zone d'étude .....                                                                     | 28 |
| Figure 15: Animaux de l'étude et Pâturage.....                                                                       | 30 |
| Figure 16: Lieux d'abreuvement des bovins .....                                                                      | 30 |
| Figure 17: Prélèvement des matières fécales .....                                                                    | 31 |
| Figure 18: Prélèvement de sang .....                                                                                 | 33 |

## LISTE DES ABREVIATIONS

- **$\epsilon$**  : seuil d'estimation 5%
- **®** : Registred Trade Mark (Nom déposé)
- **DDT** : Dichloro- diphényl-trichloréthane
- **EDTA** : ethylenediaminetetra acetic acid
- **GI** : gastro-intestinal
- **HP** : hémoparasites
- **IC** : intervalle de confiance
- **INS** : Institut Nationale de la Statistique
- **IRAD** : Institut de Recherches Agricoles pour le Développement
- **L1, L2, L3 et L4** : Larves de 1er, 2ème, 3ème et 4ème stades
- **MF** : Matières fécales
- **N** : nombre d'œufs de Trématodes
- **NGI** : Nématodes gastro-intestinaux
- **OIE** : Organisation mondiale des Epizooties
- **OPG** : œufs ou oocystes par gramme de matières fécales
- **p** : p-value
- **PCV** : Packed Cell Volume

## RESUME

Une étude transversale a été menée dans cinq localités de la zone péri-urbaine de Ngaoundéré (Cameroun) en saison de pluies avec pour objectif de déterminer les prévalences des parasitoses gastro-intestinales et des hémoparasitoses des bovins. Les examens coprologiques réalisés sur 396 échantillons de matières fécales ont permis d'observer les œufs des parasites gastro-intestinaux suivants: Strongles (69,19 %), *Toxocara vitulorum*. (56,31 %), *Strongyloides papillosus*. (19,69 %) ; *Eimeria* spp. (11,61 %), *Paramphistomum* spp. (40,40%) et *Fasciola gigantica* (45,45 %). Les cas de faibles infestations par les strongles (OPG compris entre 50 et 200) (81,06%) et par la *Fasciola gigantica* et *Paramphistomum* spp. (N compris entre 1 et 2 œufs) (70 % et 67,78 % respectivement) ont été prédominants. Les examens hématologiques ont permis de mettre en évidence les hémoparasites suivants: *Babesia bovis* (22,72 %), *Babesia bigemina* (4,54%) *Anaplasma marginale* (45,45 %), *Anaplasma centrale* (38,38 %) et *Trypanosoma brucei* (0,25 %). Par ailleurs, la prévalence des parasites gastro-intestinaux ne dépendait pas du sexe et de la classe d'âge ( $p>0,05$ ) pour *Eimeria* spp. et *Fasciola gigantica*. Les bovins mâles âgés de 3 à 6 ans et les femelles ont présenté en général un taux d'infestation élevé pour la majorité des parasites gastro-intestinaux. La prévalence a varié en fonction de la localité ( $p<0,05$ ) ; la localité de Vélambaï 1 a été la plus infestée par la plupart des parasites gastro-intestinaux. Il y a eu absence de différence significative entre les deux sexes ( $p>0,05$ ) pour l'ensemble des hémoparasites, et entre les classes d'âge pour le genre *Babesia*. Les femelles et les bovins âgés de plus de 9 ans ont été les plus infestés. La localité de Vélambaï 2 a eu un taux d'infestation le plus élevé par le genre *Babesia* et la localité de Wakwa par le genre *Anaplasma*, dont la différence était respectivement non significative ( $p>0,05$ ) et significative ( $p<0,05$ ). Le taux d'infection mixte était de 6,42 %, 37 % de cas de co-infestation gastro-intestinale et 22,5 % de cas co-infections sanguine avec respectivement des PCV moyen de  $31,35 \pm 1,17$  %,  $30,77 \pm 0,54$  % et  $31,55 \pm 0,26$  %. L'égalité non significative entre les PCV moyens de ces trois types d'infection et le PCV moyen général ( $31,46 \pm 3,13$  %) ( $p>0,05$ ) montre une absence d'effet de ces parasites et de leur co-infections sur la valeur de l'hématocrite.

**Mots clés :** Prévalence, parasite gastro-intestinal, hémoparasite, co-infestation gastro-intestinale, co-infection sanguine, infection mixte, PCV moyen

## ABSTRACT

A cross sectional study was carried out in five localities of the peri-urban zone of Ngaoundere (Cameroon) in the rainy season aiming at assessing gastrointestinal parasitoses and haemoparasitoses of cattle. Coprology (McMaster et sedimentation) carried out on 396 samples of faecal material, permitted the observation of eggs of the following gastrointestinal parasites: *Strongyles* (69.19 %), *Toxocara vitulorum* (56.31 %), *Strongyloides papillosus* (19.69 %), *Eimeria* spp. (11.61 %), *Paramphistomum* spp. (40.40%) and *Fasciola gigantica* (45.45 %). Cases of low infestations by *Strongyles* (OPG found between 50 and 200) (81.06%) and by *Fasciola gigantica* and *Paramphistomum* spp (N found between 1 and 2 eggs) (70 % and 67.78 % respectively) were predominant. Haematological examinations (blood smear and buffy coat) permitted the observation of the following haemoparasites: *Babesia bovis* (22.72 %), *Babesia bigemina* (4.54%), *Anaplasma marginale* (45.45 %), *Anaplasma centrale* (38.38 %) and *Trypanosoma brucei* (0.25 %). On the other hand, the prevalence of gastrointestinal parasites was independent of sex and age group ( $p>0.05$ ) for *Eimeria* spp. and *Fasciola gigantica*. Females and bovines ageing from 3 to 6 years presented a high level of infestation by a majority of gastrointestinal parasites. The prevalence varied with respect to locality ( $p<0.05$ ) ; the locality of Vélambaï 1 was the most infested by most of the gastrointestinal parasites. There was no significance difference between the two sexes ( $p>0.05$ ) for all haemoparasites, and between age groups for the genus *Babesia*. Females and bovines older than 9 years were the most infested. The localities of Vélambaï 2 and Wakwa had the highest levels of infestation by the genera *Babesia* and *Anaplasma* respectively, with respective no significant ( $p>0.05$ ) and significant ( $p<0.05$ ) differences. The levels of mixed infections were 6.42 %, 37 % for the case of co-gastrointestinal parasites and 22.5 % for the case of blood co-infestation with the following respective average PCV values of  $31.35 \pm 1.17$  %,  $30.77 \pm 0.54$  % et  $31.55 \pm 0.26$ %. The non significant differences between the average PCV values of these three types of infection and the general average PCV value ( $31.46 \pm 3.13$  %) ( $p>0.05$ ) shows an absence of the effects of these parasites and their co-infestation on the haematocrit value.

**Key word :** Prevalence, gastro-intestinal parasite, haemoparasite, co- gastro-intestinales infestation, co-blood infection , mixed infection, average PCV.

## INTRODUCTION

Le Cameroun, à l'instar des autres pays en développement, est confronté aux problèmes de malnutrition, d'autosuffisance alimentaire en général et en protéines d'origine animale en particulier. Par ailleurs, face à une démographie galopante, à une urbanisation croissante et à un besoin d'élévation du niveau de vie de ses habitants, il se doit d'intensifier sa production en viande et en lait pour satisfaire les demandes de plus en plus élevées en produits carnés et laitiers. Afin de satisfaire les besoins intérieurs et de dégager des excédents pour l'exportation, la stratégie du Gouvernement camerounais à l'horizon 2035, dans le domaine des productions animales, vise à faciliter et à encourager la création de ranchs de moyennes et grandes tailles pour l'élevage bovin, afin de passer ainsi à un élevage intensif et susceptible de rapporter des devises à l'exportation (DSCE, 2011). Mais, malgré cette situation, les activités de production de viande et de lait sont confrontées à un certain nombre de contraintes qui handicapent la rentabilité optimale des exploitations ; notamment les pathologies causées par les hémoparasites et les parasites gastro-intestinaux des bovins. Une autre contrainte à l'élevage est constituée par les tiques (Montenegro, 1992) vectrices de nombreux agents pathogènes tels que les protozoaires, les bactéries et les virus responsables de maladies graves chez les animaux (Benchikh *et al.*, 2007), telles que la cowdriose, la babésiose, l'anaplasmose et l'impact de ces maladies sur les avortements, les chutes de poids et de la production laitière (Teglas, 2005). Les parasites gastro-intestinaux en particulier exercent sur leurs hôtes diverses actions qui ont pour conséquences une baisse de la digestibilité des glucides et protides alimentaires, ainsi qu'une diminution du taux des éléments minéraux et des vitamines (Mouele, 1996). Certains de ses parasites tels que les strongles provoquent des pertes sanguines qui peuvent être importantes (Mouele, 1996). Les helminthoses gastro-intestinales des bovins restent aujourd'hui une contrainte sanitaire non négligeable à l'amélioration de la productivité des élevages bovins de par le monde (Tisdell *et al.*, 1999). Ces parasitoses sont endémiques au Cameroun et plus particulièrement dans l'Adamaoua du fait du non suivi sanitaire des animaux et du système d'élevage pratiqué (semi-extensif et extensif). Vue les problèmes causés par les hémoparasites et les parasites gastro-intestinaux sur les animaux, une question demeure, celle de savoir quel est l'état des lieux de l'infestation par les parasites gastro-intestinaux et les hémoparasites des bovins dans la zone d'étude. C'est pour répondre à cette question que cette étude a été réalisée dont l'objectif général était de déterminer les prévalences des parasitoses gastro-intestinales et des hémoparasitoses des bovins dans la zone péri-urbaine de Ngaoundéré. Les objectifs spécifiques étaient de rechercher et d'inventorier les parasites gastro-intestinaux et les hémoparasites des bovins de la zone d'étude et de déterminer les prévalences des maladies qu'ils causent. Tout ceci dans le but d'améliorer la gestion de l'élevage bovin dans la zone.

# CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTERATURE

## I. Parasitoses gastro-intestinales des bovins

### I.1. Nématodoses gastro-intestinales des bovins

#### I.1.1. Strongyloses

##### I.1.1.1. Etiologie, cycle parasitaire et symptômes

Les strongyloses digestives des bovins sont des helminthoses dues à la présence et au développement des strongles dans la paroi ou la lumière de la caillette, de l'intestin grêle et du gros intestin (Chartier et Troncy, 2000a). Au Cameroun, elles constituent un problème sanitaire majeur en élevage des ruminants et leur incidence est fonction des conditions climatiques et du système d'élevage (Rushton *et al.*, 2002). Elles peuvent être contractées sur pâturage ou sur sol boueux et se traduisent par des troubles digestifs et sanguins entraînant des chutes de productions (lait, viande) (Zinsstag, 1998). Elles sont causées par plusieurs espèces de nématodes appartenant à trois familles différentes (Chartier et Troncy, 2000a). Le tableau I présente, les principales espèces qu'on trouve dans les zones tropicales africaines.

**Tableau I:** Principales espèces de strongles gastro-intestinaux des bovins

| Familles           | Localisations  | Genre                                                  | Principales espèces                       |
|--------------------|----------------|--------------------------------------------------------|-------------------------------------------|
| Trichostrongylidae | Abomasum       | <i>Haemonchus</i>                                      | <i>H. placei</i><br><i>H. contortus</i>   |
|                    |                | <i>Ostertagia</i>                                      | <i>O. Ostertagi</i>                       |
|                    | Intestin grêle | <i>Cooperia</i><br>(également présent dans l'abomasum) | <i>C. punctata</i><br><i>C. pectinata</i> |
|                    |                | <i>Trichostrongylus</i>                                | <i>T. axei</i>                            |
|                    |                | <i>Nematodirus</i>                                     | <i>Nematodirus</i> spp                    |
| Ancylostomidae     | Intestin grêle | <i>Bunostomum</i>                                      | <i>B. phlebotomum</i>                     |
| Strongylidae       | Gros intestin  | <i>Oesophagostomum</i>                                 | <i>O. radiatum</i><br><i>O. venulosum</i> |

Source : Chartier et Troncy (2000a).

Les strongyloses gastro-intestinales des bovins sont des affections cosmopolites (Kaufmann, 1996). Elles sont particulièrement présentes dans les régions chaudes et humides d'Afrique tropicale (Chartier et Troncy, 2000a ; Ngole *et al.*, 2003). La figure 1 présente l'œuf caractéristique des strongles.



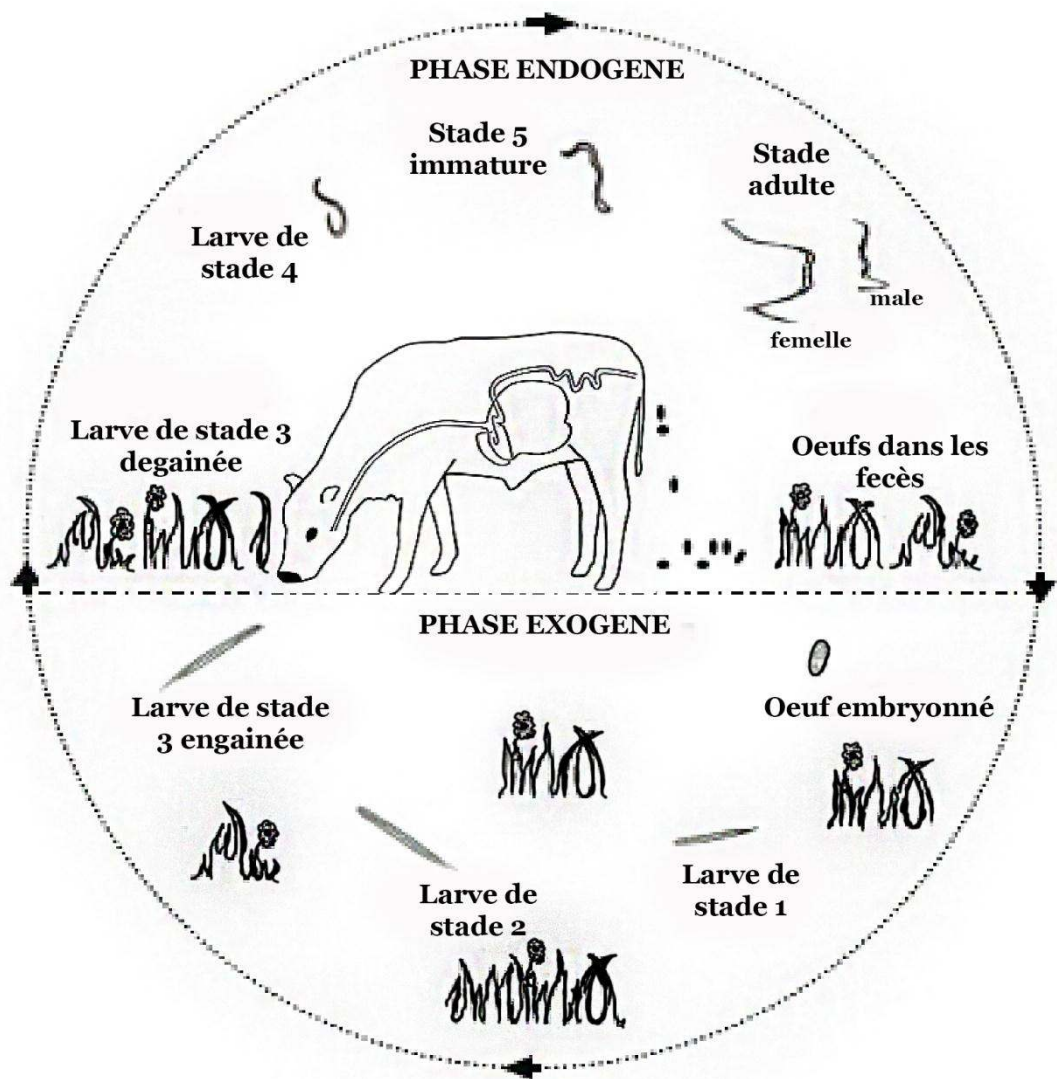
**Figure 1:** Oeufs de Strongles

Source : Zajac et Conboy (2012)

Le cycle biologique des strongles des bovins est monoxène (un seul hôte). Il comprend deux phases : une phase libre dans le milieu extérieur (phase exogène) qui débute avec l'élimination des œufs pondus par les vers femelles avec les fécès de l'hôte et une phase parasitaire chez l'hôte (phase endogène) qui commence par l'ingestion des larves L3 par l'hôte au pâturage (Urquhart *et al.*, 1996; Jacquiet, 1997; Chartier *et al.*, 2000b) (Figure 2).

Sur le pâturage, les larves L3 des nématodes gastro-intestinaux possèdent une gaine vestige de la cuticule de la larve L2 grâce à laquelle elles résistent aux conditions extérieures (O'Connor *et al.*, 2006). La durée de la survie de ces L3 dépend de l'espèce, des conditions climatiques et de leur localisation dans le milieu.

Les L3 sont très mobiles. Elles se déplacent horizontalement et verticalement sur l'herbe suivant un hygrotropisme positif (recherche d'humidité), un phototropisme négatif (fuite d'une trop forte lumière) et selon un géotropisme négatif (élévation au-dessus du sol) (Euzeby, 1963; Rogers et Sommerville, 1963). Cette mobilité les rend plus accessibles à l'ingestion et augmente leur chance de parasiter l'hôte.

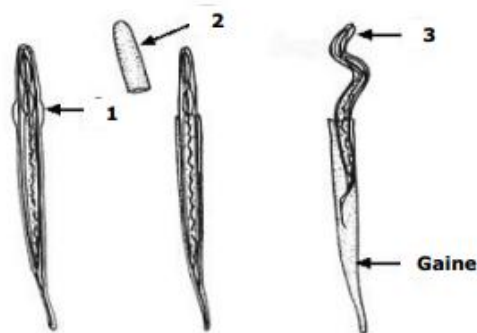


**Figure 2:** Cycle biologique des nématodes gastro-intestinaux des bovins

Source : Brunet (2008)

L'infestation de l'hôte par les L3 débute par le dégainement, qui s'opère dans la portion du tube digestif qui précède le segment où s'établissent les adultes (Hertzberg *et al.*, 2002).

Le dégainement s'opère en trois étapes successives : 1) la formation d'un anneau dentelé dans la partie antérieure de la gaine ; 2) la digestion et la séparation de la coiffe du reste de la gaine ; 3) la sortie de la L3 (Rogers et Sommerville, 1963). La figure 3 présente les étapes du dégainement de la larve L3.



**Figure 3:** Etapes du dégainement des larves infestantes des trichostrongles gastro-intestinaux des ruminants

Source : Brunet (2008)

Les infestations par les nématodes gastro-intestinaux montrent des fluctuations saisonnières qui sont dues aux variations de contamination du pâturage par les animaux parasités, mais également, aux variations saisonnières qui influent sur le développement des œufs en L3 et sur la survie des L3 sur le pâturage (O'Connor *et al.*, 2006).

En zones tropicales, deux pics d'infestations existent : le premier après la reprise des pluies et le second après une longue période de saison sèche (Chartier *et al.*, 2000b).

Les niveaux d'infestation des bovins dépendent du niveau d'excrétion des œufs, de la survie, et du développement des L3 ainsi que de l'intensité de l'exploitation des pâturages.

#### **I.1.1.2. Effets des strongyloses gastro-intestinales chez les bovins**

Chez les bovins, les effets des strongyloses gastro-intestinales diffèrent selon le niveau d'infestation de l'hôte. En général, les strongyloses digestives évoluent sous forme chronique, d'expression sub-clinique, entraînant des déficits de productions chroniques. Néanmoins, lors de fortes infestations, le parasitisme gastro-intestinal peut entraîner l'apparition de signes cliniques voire la mort chez les animaux les plus sensibles.

Sur le plan économique, les strongyloses GI entraînent la baisse de production aussi bien en quantité qu'en qualité. Elles sont également responsables du retard de croissance chez les jeunes animaux (Urquhart *et al.*, 1996) et des baisses de production de lait (Veneziano *et al.*, 2007) observées chez les femelles laitières.

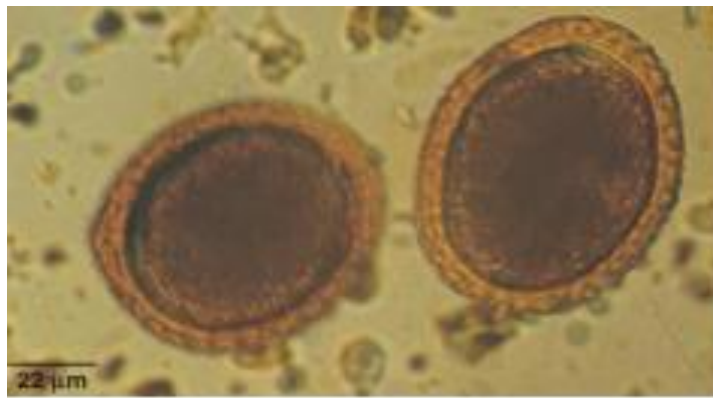
Sur le plan clinique, les strongyloses entraînent chez l'animal lors d'une forte infestation des symptômes généraux tels que : une baisse d'appétit, un amaigrissement progressif, une asthénie ou des

signes de malnutrition et des signes d'anémie et des œdèmes (dans le cas d'infestation par des nématodes hématophages, tels que *H.contortus*) (Urquhart *et al.*, 1996).

### **I.1.2. Toxocarose**

#### **I.1.2.1. Etiologie, cycle parasitaire et symptômes**

La Toxocarose est une helminthose due à la présence et au développement dans l'intestin grêle des nématodes de l'ordre des Ascaridida de la famille des Toxocaridés. L'espèce en cause est *Toxocara vitulorum*. C'est un ver très gros, turgescant et blanchâtre. La femelle peut atteindre 30 cm de long et ses œufs sont globuleux, embryonnés et dotés d'une coque épaisse (Chartier et Troncy, 2000a). La figure 4 présente l'œuf caractéristique de *Toxocara vitulorum*.



**Figure 4:** Oeufs de *Toxocara vitulorum*

Source : Zajac et Conboy (2012)

C'est une affection cosmopolite et particulièrement fréquente en Afrique tropicale dans les zones soudano-guinéenne notamment l'Adamaoua camerounais (Hansen et Perry, 1994 ; Troncy et Chartier, 2000a). Les jeunes animaux sont les plus réceptifs et on observe, en général chez eux, un résultat coproscopique négatif dès l'âge de 4-5 mois à cause du rejet d'un grand nombre de vers (Chartier et Troncy, 2000a ; Zajac et Conboy, 2012). Seuls les jeunes sujets sont porteurs de vers adultes chez les bovins. Les femelles adultes constituent les vecteurs pour le parasite. Le veau s'infeste en ingérant la larve infestante avec le colostrum (Zajac et Conboy, 2012).

La femelle adulte de *Toxocara* vit dans l'intestin des veaux et peut émettre jusqu'à 20.000 œufs par jour. Dans les conditions optimales de température (28-32°C), d'hygrométrie (65% et plus) et d'oxygénation, il se forme successivement dans l'œuf, les formes larvaires L1 et L2 en 17 - 19 jours. L'éclosion n'a lieu qu'après ingestion de l'œuf contenant une larve infestante extrêmement résistante (Chartier et Troncy, 2000a). Lorsque la vache non gestante ingère la larve intra-ovulaire infestante, la

larve reste en état de quiescence dans son organisme. Chez les femelles gestantes contaminées, la larve migre dans la glande mammaire huit jours avant la mise-bas et le veau est parasité en ingérant du colostrum (Radostits *et al.*, 2006).

De façon générale, elle se manifeste par un appétit irrégulier, une alternance de diarrhée-constipation, et des coliques (Chartier et Troncy, 2000a). L'état général est souvent affecté et l'animal malade est affaibli, nonchalant, peu vigoureux, rachitique et à croissance retardée.

### **I.1.3. Strongyloïdose**

#### **I.1.3.1. Etiologie, cycle parasitaire et symptômes**

La Strongyloïdose est une helminthose intestinale due à la présence et au développement de nématodes Rhabditida du genre *Strongyloides* dans les galeries creusées dans l'épithélium glandulaire et dans la sous-muqueuse de l'intestin grêle. L'espèce responsable est *Strongyloides papillosus* (Chartier et Troncy, 2000a).

*Strongyloides papillosus* est un ver microscopique de trois à quatre  $\mu\text{m}$  de long ayant un cycle évolutif caractérisé par une alternance d'une génération sexuée libre et une génération parthénogénétique parasite. Son œuf est caractéristique, avec une forme sub-globulaire, une coque mince renfermant un embryon. La figure 5 présente l'œuf caractéristique de *Strongyloides papillosus*



**Figure 5:** Oeuf de *Strongyloides papillosus*

Source : Zajac et Conboy (2012)

C'est une affection commune dans les zones tropicales du monde. Les jeunes animaux sont plus sensibles à la maladie et l'immunité se développe avec l'âge (entre six et neuf mois) (Chartier et Troncy, 2000a).

L'infestation se fait essentiellement par ingestion du lait après la mise-bas (sept à dix jours) et par voie transcutanée en milieux humides et boueux. Des cas de transmissions prénatales ont été rapportés (Chartier et Troncy, 2000a).

Le cycle évolutif comprend deux phases : une phase libre dans le milieu extérieur et une phase endogène. Les femelles pondent des œufs embryonnés, rejetés avec les MF. L'éclosion se produit dans le milieu extérieur et il y a formation de la larve L1 qui donne par mues successives larves L2 et L3 ou larve infestante qui sera directement ingérée par les ruminants sur pâturages. Les infestations transcutanée et par le lait sont possibles.

Elle se manifeste chez les jeunes animaux, par une dermatite pendant la phase d'invasion, d'une toux associée à la phase de migration larvaire dans l'organisme et une diarrhée plus ou moins importante durant la phase.

## **I.2. Trématodoses**

### **I.2.1. Paramphistomose**

#### **I.2.1.1. Etiologie, cycle parasitaire et symptômes**

Cette helminthose digestive est due à la présence de trématodes appartenant à l'ordre des Paramphistomatoidea et à la famille des Paramphistomidés. Les agents des paramphistomoses appartiennent généralement au genre *Paramphistomum*.

Le cycle parasitaire est dixène avec comme hôte définitif un ruminant et comme hôte intermédiaire, un mollusque aquatique. Le cycle exogène débute par le rejet des œufs avec les fèces dans le milieu extérieur qui éclosent en 12 à 15 jours à 22 - 28°C. On a la formation de miracidiums à l'intérieur de l'œuf qui seront ingérées par le mollusque chez qui ils se transformeront en sporocystes. L'éclosion des sporocystes libère les rédies qui se transforment en larves cercaires qui se fixent sur un support végétal immergé. Elles s'enkystent et se transforment en métacercaires en attendant d'être ingérées. Les métacercaires peuvent résister jusqu'à trois mois dans le milieu extérieur.

Le cycle endogène débute par l'ingestion et la libération de la larve métacercaire dans l'abomasum qui gagnera rapidement le duodénum pour fuir l'acidité de la caillette. Ainsi s'effectue la transformation des larves métacercaires en pré adultes qui s'enfoncent dans la paroi de l'intestin grêle. Au bout de trois à huit semaines, les pré adultes donnent les adultes qui regagnent la lumière du tube digestif et viennent se fixer dans le rumen ou le réseau, migration durant laquelle s'effectue la maturation sexuelle.

En cas d'infestation massive, l'animal infesté présente une diarrhée forte et un amaigrissement. La figure 6 présente l'œuf caractéristique de *Paramphistomum* spp.



**Figure 6:** Oeuf de *Paramphistomum* spp.

Source : Kaufmann (1996)

## **I.2.2. Fasciolose**

### **I.2.1.1. Etiologie, cycle parasitaire et symptômes**

C'est une helminthose provoquée par des parasites appartenant à l'embranchement des Plathelminthes et à la classe des Trématodes. Elle appartient à l'ordre des Distomes et parasite les voies biliaires et l'intestin.

Le cycle de *Fasciola gigantica* est de type dixène. Il comprend donc un hôte définitif, qui est un ruminant domestique ou sauvage, et un hôte intermédiaire qui est un mollusque aquatique appelé Limnée.

Le cycle est long. Il dure environ trois mois pour sa partie exogène, dont la moitié chez l'hôte intermédiaire, et trois mois pour sa partie endogène. La période prépatente est de 10 à 11 semaines. Celui-ci comprend cinq stades larvaires et débute par le rejet des œufs dans le milieu extérieur. Ces œufs sont rejetés dans les fèces après avoir été entraînés avec la bile dans les voies digestives. Chaque douve produit environ 3.000 à 3.500 œufs par jour. La figure 7 présente l'œuf caractéristique de *Fasciola gigantica*



**Figure 7:** Oeuf *Fasciola gigantica*

Source : Kaufmann (1996)

Elle se manifeste chez l'animal par : un appétit capricieux, une anémie, un manque d'état, une baisse des performances (fertilité, croissance, production laitière).

### **I.3. Coccidioses**

#### **I.3.1. Etiologie et symptômes**

Les coccidioses des ruminants sont des affections intestinales causées par des protozoaires du genre *Eimeria*, les coccidies. Ce n'est pas une helminthose mais une protozoose. Toutefois, sa localisation intestinale et son épizootiologie la rapprochent des helminthoses digestives.

Les coccidies sont des parasites très spécifiques, très bien adaptés à leur hôte, et par-là même, rarement pathogènes. Chez les bovins, les espèces pathogènes sont *E. bovis* et *E. zuerni*. (Soffo, 2010).

Les coccidioses se manifestent dans les cas de faibles infestations le plus souvent, par une crise diarrhéique qui dure 48 à 72h, puis tout rentre en ordre sans aucune intervention. Et dans les cas sévères, par une diarrhée noire, sanguinolente, visqueuse de plus en plus violente. Des jets de sang en nature ou des caillots expulsés avec les excréments sont parfois observés. Dans ce cas, un peu de fièvre apparaît. Des troubles nerveux ont été décrits, parésies, paralysies, surtout chez les veaux. L'animal se déshydrate, s'épuise et, si l'on n'intervient pas, la mort peut survenir dans un bref délai. (Soffo, 2010).

#### **I.3.2. Diagnostic**

Une dysenterie brutale, chez un jeune en début de sevrage, constitue le signe d'appel de la coccidiose. L'allure contagieuse de la maladie en l'absence d'hyperthermie marquée, la tournure rapidement dramatique de la diarrhée doivent faire suspecter fortement la coccidiose, qu'on ne pourra diagnostiquer avec certitude que par l'examen des fèces (Soffo, 2010).

Il importe pour poser un diagnostic, de connaître le nombre des ookystes observés : il faut au moins 3000 ookystes au gramme de fèces pour que l'on puisse parler de coccidiose maladie (on peut observer des quantités bien supérieures : 10.000, 50.000, 100.000, 200.000 ookystes par gramme de fèces).

A l'autopsie, on recherchera, sur l'intestin, le contraste entre l'aspect parfaitement sain de l'épithélium et de la muqueuse de la première partie de l'intestin, avec celui, congestif, hémorragique, de l'iléon terminal et/ou cæcum et du côlon.

### **I.3.3. Traitement**

Le traitement doit être institué dès qu'un cas a été reconnu dans un troupeau. Les principaux coccidicides sont: l'Amprolium « Amprol », analogue structural de la Thiamine, qui s'utilise en poudre ou en liquide, pour des traitements de 5 jours consécutifs et la diaphénysulfone « Coccid », utilisable soit par la voie parentérale, soit per os, pour des traitements de 2 jours (Soffo, 2010).

### **I.3.4. Prophylaxie**

Le moyen de lutte le plus efficace contre la coccidiose est basé sur une règle générale de l'élevage : l'hygiène des lieux de stabulation. Il faut proscrire le séjour prolongé des jeunes sujets dans des enclos piétinés, humides, riches en fumier et ombragés ; de même, il faut éviter les concentrations de troupeau sur le même emplacement pendant des durées prolongées (Soffo, 2010).

## **I.4. Diagnostic et contrôle des helminthoses gastro-intestinales des bovins**

### **I.4.1. Diagnostic**

Le diagnostic permet la détection des animaux parasités. Pour Chartier et Troncy (2000a), un diagnostic certain est le préalable indispensable à la mise en place d'un bon traitement et d'une bonne prophylaxie. Vercruysse *et al.* (2006), pensent qu'en helminthologie des bovins, le diagnostic doit permettre non seulement de détecter les sujets parasités, mais d'identifier parmi les animaux parasités ceux chez qui les vers ont un retentissement sur les productions afin de mettre en place des stratégies de contrôle économiquement rentable.

#### **I.4.1.1. Examen macroscopique**

Il s'effectue à l'œil nu ou à l'aide d'une loupe .Il permet d'avoir une appréciation des qualités physiques des fèces : consistance (diarrhée, constipation), coloration (présence de sang digéré ou non, de pigments), présence de mucus, présence de débris alimentaires (Bussieras et Chermette, 1991). Il peut également permettre de mettre en évidence des éléments parasitaires macroscopiquement visibles.

#### **I.4.1.2. Examen microscopique : Diagnostic coprologique**

La coprologie est l'examen macroscopique et microscopique des matières fécales en vue de rechercher, d'une part les modifications du transit gastro-intestinal et d'autre part les éléments parasitaires éliminés (Chartier et Troncy, 2000a).

Le diagnostic coprologique est essentiel en parasitologie vétérinaire et permet de déceler les parasitoses du tube digestif, du foie et de l'arbre respiratoire. Il permet la mise en évidence des éléments parasitaires et des parasites eux-mêmes et d'apprécier le degré de l'infestation (Bussieras et Chermette, 1991 ; Zajac et Conboy, 2012).

Il comporte donc les méthodes qualitatives et les méthodes quantitatives.

#### **I.4.1.2. Coproscopie**

Elle permet la mise en évidence et l'identification des espèces parasitaires et se caractérise par des méthodes qualitatives et quantitatives. On distingue, les méthodes avec ou sans enrichissement. Les méthodes sans enrichissement donnent des résultats médiocres, mais sont utiles pour observer les formes végétatives des protozoaires (Zajac et Conboy, 2012)

##### **I.4.1.2.1. Méthodes qualitatives**

##### **a. Méthode qualitative sans enrichissement**

Elle consiste en une simple dilution sur une lame d'un fragment de fèces dans deux gouttes d'eau, puis d'une lecture entre lame et lamelle. Cette méthode est donc très simple et disponible; mais les résultats sont le plus souvent décevants du fait d'un faible nombre de parasites ou d'une préparation peu lisible à cause des nombreux débris (Bussieras et Chermette, 1991).

##### **b. Méthode qualitative avec enrichissement: Méthode de flottation**

Son principe consiste en la concentration des éléments parasitaires à partir d'une très petite quantité de fèces en les mélangeant à un liquide dense (de densité supérieure à celle de la plupart des éléments parasitaires) afin que sous l'action de la pesanteur ou d'une centrifugation, les débris sédimentent dans le culot tandis que les éléments parasitaires remontent à la surface du liquide où ils sont recueillis puis identifiés (Euzeby, 1981).

Le tableau II présente les liquides de flottaison couramment utilisés en coprologie vétérinaire.

**Tableau II:** Principales solutions de flottaison

| <b>Solution de flottaison</b>         | <b>Préparation (quantité en g à mettre dans 1 litre d'eau)</b>      | <b>Densité</b> | <b>Inconvénients</b>                    |
|---------------------------------------|---------------------------------------------------------------------|----------------|-----------------------------------------|
| Solution de NaCl (solution de Willis) | 360                                                                 | 1,2            | Ne concentre pas les œufs de trématodes |
| Solution de ZnCl <sub>2</sub>         | 436                                                                 | 1,3            | Déforme les œufs de parasites           |
| Solution de saccharose                | 550                                                                 | 1,3            | Onéreuse                                |
| Solution de ZnSO <sub>4</sub>         | 703                                                                 | 41,3           | Déforme les œufs des parasites          |
| Solution de NaNO <sub>3</sub>         | 350                                                                 | 1,2            | Ne concentre pas les œufs de trématodes |
| Solution d'iodomercurate de potassium | 150g d'iodure de mercure + 111g d'iodure de potassium + 399 g d'eau | 1,4            | Toxique et caustique                    |

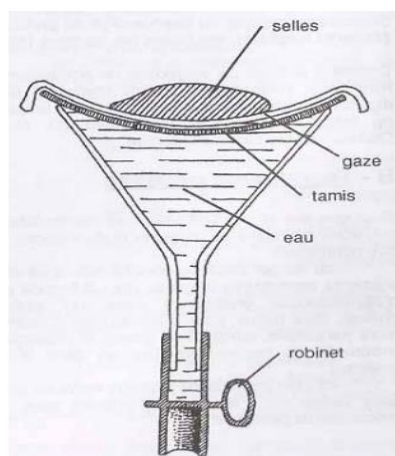
Source : Kaufmann (1996)

### **c. Méthode qualitative avec enrichissement: Méthode de sédimentation**

Le principe de cette méthode est la dilution du prélèvement dans une solution aqueuse de densité inférieure à celle des éléments parasitaires afin de les concentrer dans le culot du tube tandis que certains débris flottent. De plus, elle permet d'obtenir dans le culot les œufs de toutes les espèces de parasites y compris les plus lourds (comme les œufs de trématodes).

### **d. Méthode qualitative avec enrichissement: Méthode de Baermann**

Le principe est d'extraire des larves vivantes de nématodes du prélèvement, en utilisant leurs propriétés d'hygrotropisme positif et phototropisme négatif. En effet, elles migrent des fèces vers un entonnoir rempli d'eau, où elles sont concentrées, puis récoltées et analysées. La figure 8 présente le schéma du montage de Baermann.



**Figure 8:** Schéma du montage de Baermann

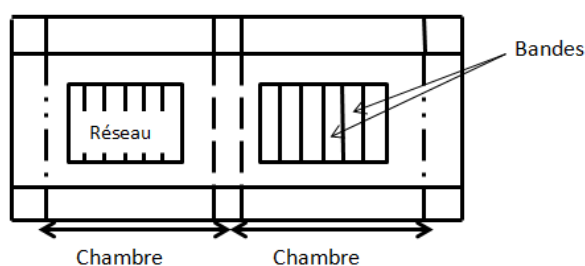
Source : Bussieras et Chermette (1991)

#### **I.4.1.2.2. Méthodes quantitatives: Méthode de McMaster.**

La méthode de coproscopie quantitative de choix est la méthode de McMaster, qui utilise le principe de la flottation et permet de déterminer la richesse d'un prélèvement en éléments parasites. Elle consiste en une dilution des matières fécales au 1/15<sup>ème</sup> puis du comptage du nombre d'éléments parasites contenus dans 0,30 ml de la suspension à l'aide d'une lame de McMaster aussi appelée cellule de McMaster. Le seuil de détection de cette méthode est de 50 OPG (Hansen et Perry, 1994).

#### **Présentation de la lame de McMaster**

La lame de McMaster se compose de deux compartiments contigus séparés par une cloison, chacun ayant un volume de 0,15 ml. Le plafond de chaque compartiment est divisé en six cellules de 1,7 mm de largeur (Chartier *et al.*, 2000b). La figure 9 présente le schéma d'une lame de McMaster



**Figure 9:** Lame de McMaster

Le nombre d'œufs ou d'oocystes de parasites par gramme de fèces ou OPG est obtenu par multiplication du nombre total d'œufs comptés dans les deux réseaux par 50. La formule utilisée est la suivante (Zajac et Conboy, 2012):

$$OPG = \frac{[(T/V) * N]}{F}$$

**N** = nombre total d'œufs de parasites comptés

**T** = volume total du mélange fèces + solution de flottaison (mL)

**V** = volume du mélange examiné dans la lame de McMaster (mL)

**F** = poids des matières fécales utilisées (g)

Le tableau III présente les Différentes méthodes de diagnostic utilisées en parasitologie gastro-intestinale

**Tableau III:** Différentes méthodes de diagnostic utilisées en parasitologie gastro-intestinale

|                      | Avantages                                                                                                                                      | Inconvénients                                                                                                                                                                                                                       |
|----------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| <b>Examen direct</b> | <ul style="list-style-type: none"> <li>- Rapide</li> <li>- Très peu coûteux</li> <li>- Pas de déformation des éléments Parasitaires</li> </ul> | <ul style="list-style-type: none"> <li>- mauvaise sensibilité (+/-)</li> </ul>                                                                                                                                                      |
| <b>Flottaison</b>    | <ul style="list-style-type: none"> <li>- Très bonne sensibilité (++++)</li> <li>- Facile</li> <li>- Rapide</li> <li>- Faible coût</li> </ul>   | <ul style="list-style-type: none"> <li>- Déformation des éléments parasitaires</li> <li>- Pas de mise en évidence des œufs lourds pour des solutions de densité &lt; 1,3</li> <li>- Peu adaptée à la recherche de larves</li> </ul> |
| <b>Sédimentation</b> | <ul style="list-style-type: none"> <li>- Facile</li> <li>- Faible coût</li> <li>- Recherche des œufs lourds possible</li> </ul>                | <ul style="list-style-type: none"> <li>- Longue</li> <li>- Sensibilité moyenne (++)</li> </ul>                                                                                                                                      |
| <b>Baermann</b>      | <ul style="list-style-type: none"> <li>- Adaptée à la recherche des larves</li> <li>- bonne sensibilité (+++)</li> </ul>                       | <ul style="list-style-type: none"> <li>- Ne s'applique qu'à la recherche des larves</li> <li>- Longue</li> <li>- Travailler obligatoirement avec un prélèvement frais</li> </ul>                                                    |
| <b>Coproculture</b>  | <ul style="list-style-type: none"> <li>- Diagnose des strongles digestifs par espèce</li> </ul>                                                | <ul style="list-style-type: none"> <li>- Longue</li> <li>- Diagnose délicate</li> <li>- Travailler obligatoirement à partir d'un prélèvement sans agent de conservation (sauf réfrigération)</li> </ul>                             |

Source : Yannick (2013)

#### I.4.1.3. Interprétation des résultats coprologiques

Cette interprétation est fonction de la technique utilisée, de l'espèce animale parasitée et du résultat obtenu (Hansen et Perry, 1994).

Dans les cas positifs, la présence d'éléments de parasites dans les MF ne suffit pas toujours pour affirmer que l'animal souffre d'une helminthose. La numération et l'identification des éléments parasitaires observés sont nécessaires à prendre en compte.

Dans les cas de strongyloses gastro-intestinales, l'interprétation des résultats de l'examen coproscopique peut s'avérer délicate en raison du fait que la coproscopie ne permet pas de différencier les œufs de strongles (sauf pour *Nematodirus* spp.). Chez les bovins, alors que 100 OPG de *Bunostomum* indiquent une forte infestation, 500 OPG d'*Haemonchus* peuvent traduire une faible infestation. La réalisation de la coproculture peut donc s'avérer indispensable pour un diagnostic précis des strongles des ruminants. En ce qui concerne *Toxocara vitulorum*, l'infestation est dite importante lorsque la coproscopie dépasse 50.000 OPG (Chartier et Troncy, 2000a). Le tableau IV catégorise les niveaux des infestations par les strongles gastro-intestinaux des bovins.

**Tableau IV:** Catégorisation des niveaux d'infestation des strongles gastro-intestinaux des bovins

| Parasites                      | Intensité de l'infestation (OPG) |          |           |
|--------------------------------|----------------------------------|----------|-----------|
|                                | Faible                           | Modérée  | Forte     |
| <b>Infestation mixte</b>       | 50-200                           | 200-700  | + de 700  |
| <b><i>Haemonchus</i> spp.</b>  | 200                              | 200-600  | + de 600  |
| <b><i>Cooperia</i> spp.</b>    | 200-300                          | 300-2500 | + de 2500 |
| <b><i>Trichostrongylus</i></b> | 50-100                           | 100-400  | + de 400  |

Source : Hansen et Perry (1994) ; Chartier et Troncy (2000a)

Les résultats négatifs quant à eux ne permettent pas toujours de tirer une conclusion pour différentes raisons :

- En cas de formes larvaires des helminthoses (oesophagostomose, paramphistomose, cestodose et fasciolose), on n'observe aucun signe coproscopique.
- En cas d'examen coproscopique chez les animaux ayant subi un traitement anthelmintique récent (moins de 10 jours pour les animaux traités aux benzimidazolés et au lévamisole et moins de 21 jours pour les animaux traités à l'ivermectine).
- En cas de recherche d'œufs d'helminthes peu prolifiques tels que les schistosomes (Chartier et Troncy, 2000a).
- En cas de sensibilité réduite de la technique coprologique utilisée (Hansen et Perry, 1994).

En général, il n'existe pas de corrélation directe entre la valeur de l'OPG et le nombre d'helminthes adultes présents chez un animal parasité (Kaufmann, 1996) sauf chez les jeunes animaux (Hansen et Perry, 1994). En effet, le développement de l'immunité interfère avec le niveau d'excrétion des œufs des vers. Une faible valeur de l'OPG n'indique donc pas nécessairement une faible infestation (Kaufmann, 1996). Pour Hansen et Perry (1994), la valeur de l'OPG est influencée par :

- le nombre de parasites adultes présents dans le tube digestif,
- le degré d'immunité chez l'hôte,
- l'âge de l'hôte,
- l'espèce du parasite,
- le stade de la maladie,
- la consistance des MF,
- la parturition (post-parturient rise).

#### **I.4.2. Contrôle des helminthoses gastro-intestinales des bovins**

Pour contrôler les helminthoses gastro-intestinales, de nombreuses méthodes de lutte existent. Quelle que soit la technique de contrôle utilisée, l'éradication totale des parasites reste difficile, voire impossible et la réduction ou le maintien de la charge parasitaire à des niveaux relativement faibles en vue d'améliorer les productions restent l'objectif principal de toute stratégie raisonnable de lutte contre les parasites des bovins (Chartier et Troncy, 2000a).

L'usage des anthelminthiques, qui est la méthode de contrôle la plus pratiquée, présente des limites évidentes et certains auteurs proposent une stratégie de lutte intégrée pour un contrôle durable des helminthoses (Vercruysse et Dorny, 1999).

#### **I.5. Impact sanitaire et économique des helminthoses**

Les parasitoses internes des ruminants constituent une contrainte non négligeable à l'amélioration de la productivité des élevages bovins, car elles engendrent des pertes économiques directes (mortalités, baisses des productions) et indirectes (influence sur l'immunité) souvent difficiles à évaluer dans les conditions habituelles d'élevage (Zinsstag, 1998). En élevage bovin, il est admis qu'en l'absence de toutes mesures de contrôle, la prévalence moyenne des helminthoses est de 70 %; avec seulement 5 % de cas de forte infestation (Tisdell *et al.*, 1999).

Rushton *et al.* (2002) ont remarqué qu'au Cameroun, les helminthes gastro-intestinaux des ruminants constituent un problème majeur. En Afrique en général et au Cameroun en particulier,

l'impact sanitaire et économique de ces parasitoses est plus important et leur incidence est fonction des conditions environnementales (Fikru *et al.*, 2006).

En effet, le milieu tropical est connu pour être favorable au développement de nombreux parasites ; les températures étant élevées toute l'année, seule la faiblesse de l'humidité en saison sèche constitue le facteur limitant au développement des larves infestantes dans le milieu extérieur (Fikru *et al.*, 2006; Chartier et Troncy, 2000a). On pense qu'en Afrique soudano-sahélienne, la sous-alimentation du bétail en saison sèche, aggravée par l'action spoliatrice de ces parasites, est à l'origine des baisses de productions (Chartier et Troncy, 2000a).

## **I.6. Traitements anthelminthiques**

### **I.6.1. Principes et buts des traitements anthelminthiques**

Chartier et Troncy (2000a) résumaient le principe des traitements anthelminthiques en 4 grandes questions à savoir :

- Contre quoi lutte-t-on? Il s'agit ici d'avoir une connaissance précise de l'épidémiologie des espèces parasitaires à combattre.
- Chez qui lutte-t-on? L'espèce, la race et l'âge des ruminants conditionnent la stratégie de traitement à appliquer.
- Quand lutte-t-on? La maîtrise des périodes à haut risque d'infestation pour les bovins est indispensable dans la définition d'un calendrier de traitement.
- Pourquoi lutte-t-on? Il s'agit ici du but des traitements.

Quel que soit l'anthelminthique utilisé, le but essentiel des traitements est d'améliorer les productions en limitant le niveau d'infestation des bovins (Radostits *et al.*, 2006).

L'éradication totale des helminthes n'est donc pas le but des traitements et l'idéal est que les animaux au pâturage, surtout les plus jeunes, soient en contact permanent avec une petite quantité de parasites de façon à ce qu'ils développent progressivement une prémunition.

Vercruysse et Claerebout (2001) classent les traitements anthelminthiques en fonction de leur but et on distingue selon eux :

- Les traitements curatifs réservés aux animaux présentant une valeur de l'OPG supérieur 200.
- Les traitements préventifs réalisés avant la période à risque.
- Les traitements à but économiques ou destinés à améliorer les productions.

Il s'agit ici de traiter les formes sub-cliniques des helminthoses afin de réduire leur impact sur les productions. Cette forme de thérapie est conseillée dans les élevages intensifs où les autres facteurs entravant les productions sont suffisamment maîtrisés (alimentation et prophylaxie sanitaire).

### **I.6.2. Schémas de traitement en zone tropicale**

Les schémas de traitements sont fonction des zones climatiques. En zone soudano-sahélienne, Chartier et Troncy (2000a), préconisent chez les ruminants deux vermifugations annuelles :

- Un premier traitement à la fin de la saison des pluies; pour réduire la population de nématodes acquise pendant la saison des pluies et pour diminuer la population des larves hypobiotiques susceptible de se mettre en place pendant la saison sèche. On utilise de préférence un anthelminthique agissant sur les formes adultes et larvaires des vers (Ankers *et al.*, 1994).
- Et un second traitement à la fin de la saison sèche; pour éliminer tous les nématodes ayant survécu au premier traitement (larves hypobiotiques). L'utilité de ce traitement reste discutable surtout lorsque le premier a été réalisé avec succès.

D'autres schémas à trois traitements existent et leur efficacité a déjà été prouvée au Nigeria. (Chiejina et Emehelu, 1986). Mais la mise en place d'une stratégie effective de contrôle des parasites gastro-intestinaux nécessite la maîtrise des données épidémiologiques pour chaque parasite visé et l'évaluation de l'impact économique des mesures de contrôle (rapport cout-bénéfice) (Roushton *et al.*, 2002).

### **I.6.3. Principaux anthelminthiques utilisés chez les bovins et leur spectre d'action**

Une diversité d'anthelminthiques avec différents modes d'action est disponible sur le marché pour le contrôle des helminthoses. Le tableau V présente les principaux anthelminthiques utilisés dans le contrôle des helminthoses des bovins

**Tableau V:** Principaux anthelminthiques utilisés dans le contrôle des helminthoses des bovins

| Familles                    | Molécules    | Doses (mg/kg)       | Activité contre les nématodes |                   | Autres vers sensibles                                         |
|-----------------------------|--------------|---------------------|-------------------------------|-------------------|---------------------------------------------------------------|
|                             |              |                     | Larves hypobiotiques          | Adultes           |                                                               |
| <b>Benzimidazoles</b>       | Albendazole  | 7,5-10 PO           | +                             | +                 | <i>Moniezia</i><br>Grande et petite douve du foie             |
|                             | Oxfendazole  | 7,5 PO              | +                             | +                 | <i>Moniezia</i><br><i>Fasciola</i>                            |
|                             | Fenbendazole | 7,5-10 PO           | +/-                           | +                 | <i>Moniezia</i>                                               |
| <b>Imidazothiazoles</b>     | Lévamisole   | 5-7,5 PO            | +/-                           | +                 | -                                                             |
| <b>Lactones macrocycles</b> | Ivermectine  | 0,2 SC              | +                             | +                 | <i>Moniezia</i><br>Ectoparasites (hypodermes, oestres, gales) |
|                             |              | 0,5 pour-on         |                               |                   |                                                               |
| <b>Autres molécules</b>     | Closantel    | 2,5-5 SC<br>5-10 PO | -                             | <i>Haemonchus</i> | <i>Fasciola</i>                                               |
|                             | Nitroxynile  | 10 SC               | -                             | <i>Haemonchus</i> | <i>Fasciola</i>                                               |

+ : forte activité ; +/- : faible activité ; - : pas d'activité

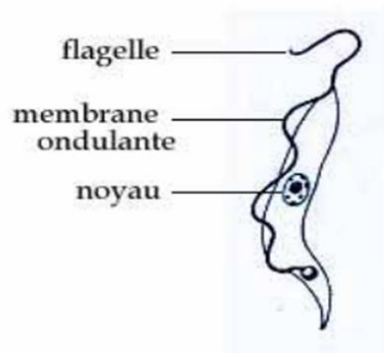
Source : Bradford *et al.* (2009)

## II. Hémoparasitoses des bovins

### II.1. Trypanosomoses Animales Africaines (TAA)

#### II.1.1. Etiologie, morphologie, cycle parasitaire et symptômes

Les trypanosomoses sont des affections parasitaires provoquées par des protozoaires appartenant à la famille des Trypanosomatidae et au genre *Trypanosoma*, qui se multiplie chez les mammifères dans le sang, la lymphe et divers autres tissus, dont le muscle cardiaque et le liquide céphalorachidien (CIRAD, 2001). Elles sont transmises par les glossines (vecteurs biologiques). Dans l'Adamaoua, les vecteurs de la TAA sont : *Glossina morsitans submorsitans*, *Glossina tachinoïdes* et *Glossina fuscipes fuscipes* (Deltour, 2004). Au Cameroun elles sont également transmises par les Tabanidés et les Muscidae (vecteurs mécaniques) (Bouyer *et al.*, 2005) affectant diverses espèces de mammifères. Elles sont dues à *Trypanosoma brucei*, *Trypanosoma vivax*, et *Trypanosoma congolense*. La prévalence des TAA est de 11,5 % dans la Vina et 23 % dans le Faro et Déo (Mamoudou *et al.*, 2009a; Mpouam *et al.*, 2011). La figure 10 présente le schéma d'un trypanosome



**Figure 10:** Schéma d'un trypanosome

Source : Chartier *et al.* (2000b)

Le cycle de trypanosome débute par l'injection des formes métacycliques infectieuses présentes dans les pièces buccales de la glossine, dans le derme du mammifère à l'occasion d'un repas sanguin.

Les formes métacycliques se multiplient au point d'inoculation pendant plusieurs jours en déterminant parfois une réaction inflammatoire appelée chancre. Les trypanosomes migrent par voie lymphatique vers le ganglion de drainage et sont détectables dans la lymphe efférente de ce ganglion quelques jours avant leur détection dans le sang (Sidibe, 1996). La durée de la période prépatente varie généralement de un à trois semaines, en fonction de l'espèce et de la souche de trypanosome, du nombre de trypanosomes injectés et de l'état immunitaire de l'hôte (Claussen *et al.*, 1993).

Les TAA se manifestent après une période d'incubation de 8 à 20 jours (OIE, 2008), premièrement par une forte fièvre de l'anémie, de la splénomégalie, des polyadénites (inguinale, préscapulaire) très banales, une conjonctivite purulente et kératite interstitielle. Deuxièmement, lorsque le parasite se localise dans le liquide céphalorachidien, par des troubles nerveux de type parésie des membres postérieurs, pic, hyperesthésie, somnolence, coma. La détresse physiologique conduit à l'amaigrissement, la cachexie et la mort (Desquesnes *et al.*, 2004). On assiste à des avortements et au tarissement de la sécrétion lactée chez les femelles, à un retard de croissance chez les jeunes, à un manque d'ardeur du travail chez les animaux de trait et à une infertilité chez les taureaux infectés à *T. congolense* (Sekoni *et al.*, 2004).

### **II.1.2. Diagnostic**

Le diagnostic peut être basé sur les signes cliniques (tels que : fièvre intermittente, anémie, hypertrophies ganglionnaires, larmolement, œdèmes, troubles nerveux avec parésie et pica), sur les examens microscopiques directs (l'état frais, frottis colorés (Desquesnes *et al.*, 2004)) et sur les examens microscopiques après concentration des parasites (technique de Woo et technique de Murray

ou Buffy coat) (Desquesnes *et al.*, 2004) pour la détection des trypanosomes. Les méthodes séro-immunologiques sont également utilisées pour la mise en évidence des traces de la présence ou du passage des trypanosomes chez les animaux suspects.

### **II.1.3. Moyens de lutte**

La lutte passe contre les parasites par l'utilisation de trypanocides et de trypanopréventifs. L'acéturate de diminazène (Bérénil®, Veriben®) à action curatif et le chlorure d'isométymidium (Trypamidium®, Véridium®) à action préventive sont les principaux trypanocides. Ils aboutissent à une suppression clinique (des symptômes) de la maladie. En plus des trypanocides utilisés, il y'a la mise en place d'élevage trypanotolérants (taurains). La lutte contre les glossines passe par différentes méthodes et stratégies comme l'aspersion d'insecticide sur les habitats préférentiels, utilisation des mâles stérilisés artificiellement, l'application d'insecticides sur les animaux ou l'utilisation de leurres attractifs (écrans et pièges) imprégnés.

## **II.2. Anaplasmoses**

### **II.2.1. Etiologie et symptômes**

Les anaplasmoses sont des maladies infectieuses, virulentes, inoculables, non contagieuses, qui affectent les ongulés domestiques et sauvages. Leur agent causal est une Rickettsie du genre *Anaplasma*, transmise ordinairement par des tiques infectées, mais éventuellement d'une façon mécanique par des diptères piqueurs (taons, stomoxes).

Les anaplasmoses sont causées par :

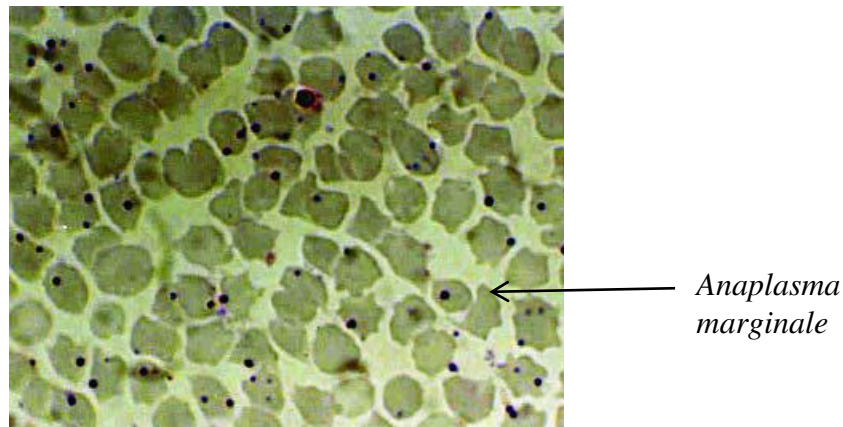
- *Anaplasma marginale*, agent de l'Anaplasmose maligne des bovins; sa distribution est pantropicale, ce qui correspond à celle des *Boophilus* considérés comme ordinairement ses vecteurs.
- *Anaplasma centrale*, agent de l'Anaplasmose bénigne des bovins (Troncy *et al.*, 1981)

Les Anaplasmoses sont ordinairement des maladies subaigües ou chroniques, évoluant lentement et dont le début peut passer inaperçu, ou se confond avec une convalescence de babésiose ou de piroplasmose qui entraîne : l'hyperthermie ; l'anémie ; pas d'ictère.

### **II.2.2. Diagnostic**

Cliniquement il est difficile, car la symptomatologie n'est pas caractéristique. Cependant, l'anaplasmose doit être suspectée lors de toute anémie chronique menant à la cachexie et de constipation constante. Elle est reconnue à l'autopsie par la congestion de la vésicule biliaire et le

contenu du feuillet sec et compact. Au laboratoire, elle est mise en évidence sur frottis colorés. (Figure 11)



**Figure 11** : *Anaplasma marginale* sur frottis sanguin

Source : Desquesnes (2004)

### **II.3. Babésioses Bovines tropicales**

Ce sont des maladies infectieuses, virulentes, inoculables, non contagieuses, qui affectent la plupart des mammifères domestiques. Elles sont dues à des sporozoaires du genre *Babesia*, localisés dans les globules rouges de l'hôte définitif et transmis par les tiques. *Boophilus sp.* est le principal vecteur biologique et réservoir naturel des babésioses bovines tropicales : *B. bigemina* et *B. bovis*.

#### **II.3.1. Etiologie, cycle parasitaire et Symptômes**

Les babésioses sont dues à des sporozoaires du genre *Babesia*, localisés dans les globules rouges de l'hôte définitif et transmis par les tiques (transmission transovarienne). *Boophilus sp.* est le principal vecteur biologique et réservoir naturel des Babésioses bovines tropicales : *B. bigemina* et *B. bovis*.

*Babesia* présente un cycle dixène car l'hémoparasite se développe dans deux types d'hôtes:

- Un hôte définitif, la tique, où le protozoaire se retrouve de manière asymptomatique, lui permettant uniquement la transmission vers un hôte vertébré sain.
- Un hôte intermédiaire, les bovins, qui contrairement aux tiques, développent la maladie par parasitisme de leurs érythrocytes.

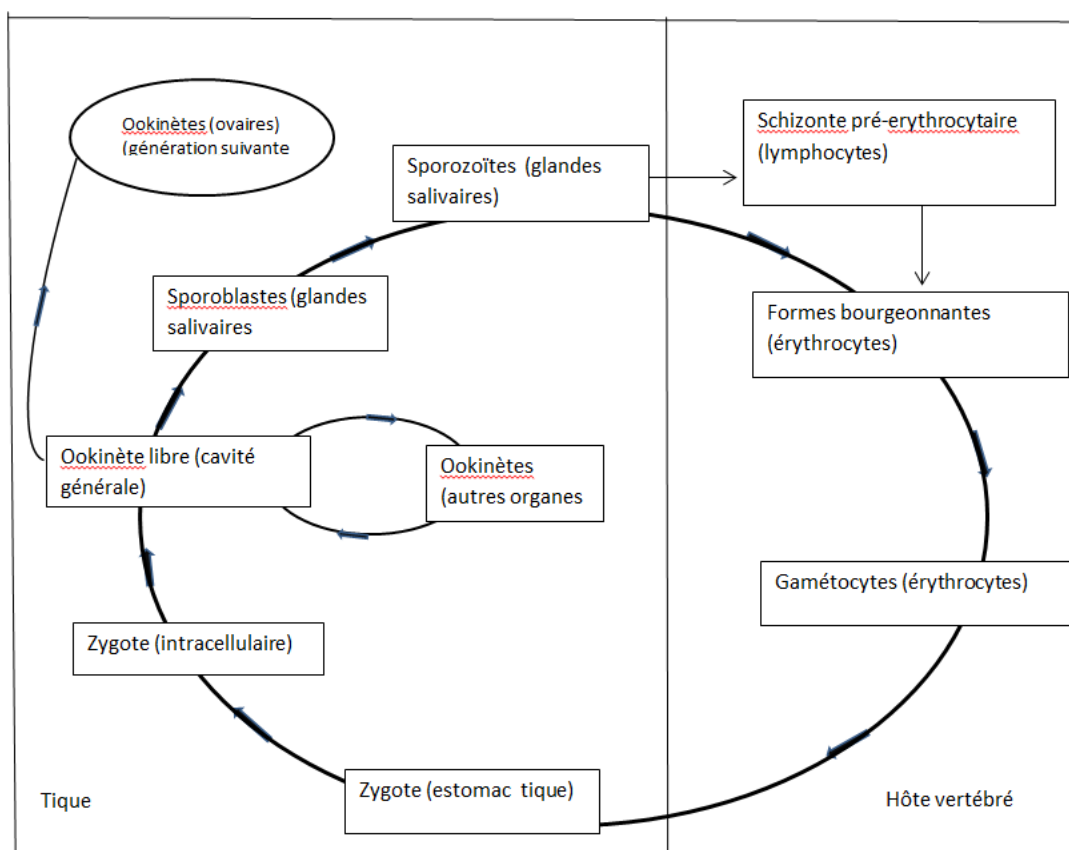
Les trois phases du cycle sont : mérogonie chez le bovin, gamogonie et sporogonie chez la tique (Delaunay, 2005). (Figure12)

Conformément aux différences entre les deux mécanismes pathogéniques existant dans les babésioses bovines, les phénomènes cliniques majeurs obligent à distinguer deux types : la babésiose à syndrome hémolytique due à *B. bigemina*, et la babésiose à syndrome de choc due à *B. bovis*.

- **Signes dus au syndrome hémolytique**

La maladie aiguë débute par un accès thermique en plateau (4-12 jours) et atteint 40-41°C. L'hémolyse entraîne une anémie (hématocrite < 15 %), masquée par l'ictère. Les signes généraux, peu caractéristiques, sont ceux de déshydratation, d'amaigrissement, avec poils piqués, yeux enfoncés, accompagnés d'anorexie, de faiblesse, de tremblement, de dyspnée, de tachycardie. L'avortement chez les femelles pleines et l'agalaxie chez les laitières sont des phénomènes précoces.

La babésiose subaiguë s'étale sur 2-3 semaines, se manifestant par une hyperthermie légère (40°C), un ictère et de l'hémoglobinurie moyennement marquée, une parasitémie faible.



**Figure 12:** Schéma du cycle de *Babesia*

Source : Wery (1995)

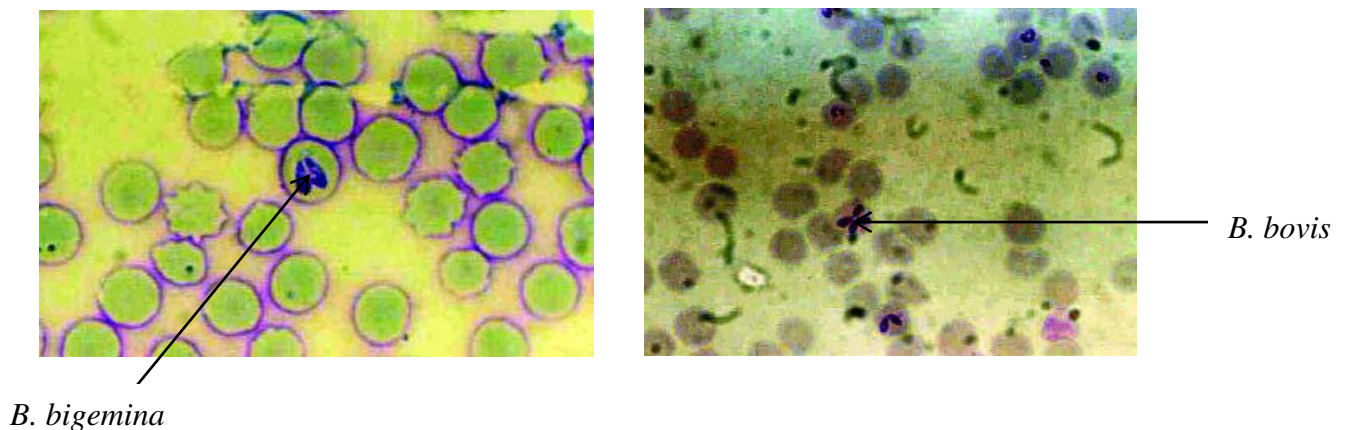
- **Signes dus au syndrome de choc**

La maladie aiguë se manifeste par une élévation thermique et des signes généraux peu caractéristiques : anorexie, poils piqués, dyspnée, atonie du rumen, constipation. Les signes sanguins sont moins évidents : muqueuses normales, hématicrite supérieur à 15 %.

Dans la babésiose (tropicale) suraiguë, la mort survient brutalement sans autres symptômes qu'une élévation thermique très forte, suivie, du syndrome de choc (choc circulatoire avec des symptômes nerveux ou moteurs : démarche vacillante, grincements de dents et agressivité). Dans la forme subaiguë ou bénigne, n'apparaissent que les signes généraux.

### **II.3.2. Diagnostic**

Sur le plan clinique, il est basé sur l'observation des signes cliniques. A l'autopsie, la splénomégalie avec pulpe boueuse est caractéristique des babésioses hémolytiques et piroplasmoses, ainsi que l'ictère et l'hémoglobininurie. Le sang est fluide, clair. Au laboratoire elle est mise en évidence sur frottis colorés. La figure 12 montre les cellules sanguines parasitées par *Babesia bovis*.



**Figure 13 :** *Babesia bigemina* et *Babesia bovis* sur frottis sanguin.

Source : Desquesnes (2004)

### **II.3.3. Moyens de lutte**

#### **II.3.3.1. Prophylaxie**

Elle a pour but, premièrement de ne plus permettre le gorgement d'une seule femelle. On évite ainsi la réinfestation de l'environnement par les larves et on limite les populations de tiques. Elle repose sur l'aspersion de produits acaricides (organophosphorés, malathion ; organochlorés, DDT ; carbamates, carbaryl) sur les animaux. Et deuxièmement de modifier le biotope de la tique rendant difficile ou impossible l'accomplissement du cycle biologique. C'est ainsi qu'une conduite de troupeau

basée sur la rotation des pâtures, qui consiste à retirer les animaux d'une parcelle le temps nécessaire à la disparition par inanition des tiques libres qui y sont présentes, revient à empêcher la réalisation du contact entre les tiques et les hôtes, et donc à interrompre le cycle.

### **II.3.3.2. Traitements**

Le traitement doit être mis en place le plus rapidement possible après confirmation de la maladie. Il existe plusieurs molécules actives contre les protozoaires. Cependant, leur efficacité n'est pas égale et le traitement fait appel essentiellement au diminazène administré par voie intramusculaire à la dose de cinq à six milligrammes par kilogramme (Lefevre *et al.*, 2003) et à l'imidocarbe.

Le traitement le plus cité dans nos sources consiste en l'injection d'imidocarbe (CARBESIA®) qui est un piroplasmicide efficace. Il peut être utilisé pour un traitement curatif, mais également pour un traitement préventif.

### **II.3.3.3. Prémunition**

#### **II.3.3.3.1. Vaccination contre le parasite *Babesia***

Etant donné que les bovins développent une immunité de longue durée après une première infection par *B. bovis*, *B. divergens* ou *B. bigemina*, certains pays ont utilisé cette caractéristique pour immuniser leurs bovins contre la babésiose. La plupart de ces vaccins vivants contiennent des souches de *Babesia* spécialement sélectionnées, principalement *B. bovis* et *B. bigemina*.

La vaccination des veaux de trois à quatre mois permet de pallier à la disparition de l'immunité passive d'origine maternelle (Euzeby *et al.*, 2005).

#### **II.3.3.3.2. Vaccination contre les tiques**

Devant les problèmes consécutifs à l'utilisation des acaricides tels que les résistances, le coût et la pollution (particulièrement les molécules de synthèse), la recherche des vaccins anti-tiques s'est développée. Il existe actuellement un vaccin contre *Boophilus microplus*, mais aucun contre *Ixodes ricinus*.

L'activité de celui-ci repose sur une réaction immunitaire induite artificiellement par des antigènes du tube digestif de la tique *Boophilus microplus*, l'antigène Bm86 (Fontugne, 2002). Ainsi, lors de son repas sur un hôte vacciné, la tique ingurgite les anticorps antiBm86 qui se lient ensuite à la protéine cible dans l'intestin de la tique. Cette réaction conduit à la lyse des cellules intestinales de la tique et à une fuite importante de matériel de l'intestin vers l'hémolymphe.

## **CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES**

### **I. Présentation de la zone d'étude**

#### **I.1. Localisation et démographie**

La région de l'Adamaoua est située dans la partie septentrionale du Cameroun et couvre une superficie de 63 701 Km<sup>2</sup> (INS, 2010). Elle comporte cinq Départements dont le département de la Vina qui inclu notre zone d'étude. Ce département a huit arrondissements à savoir Ngaoundéré Ier (Mbideng), Ngaoundéré IIème (Mabanga), Ngaoundéré IIIème (Dang), Ngan'ha, Nyambaka, Martap, Mbé et Belel.

La région de l'Adamaoua comporte une population à majorité rurale et estimée à plus de 1 015 622 habitants, soit 5,2 % de la population du Cameroun, avec une densité de 16 habitants au Km<sup>2</sup>. Les principaux groupes ethniques sont : les Foulbés, les Mbororo, les Haoussas, les Gbaya, les Kakas, les Tikar, les Konja, les Vouté, les Mboum et les Dourou. L'islam est la religion dominante de la région (INS, 2010).

#### **I.2. Végétation**

La végétation de l'Adamaoua est celle des hautes savanes guinéennes avec des pâturages propices à l'élevage des herbivores. Elle est constituée de graminées naturelles et de ligneux. L'Adamaoua est une terre d'élevage bovin où poussent de façon naturelle les fourrages des genres *Sporobolus*, *Hyparrhenia*, *Setaria*, *Brachiaria*, *Andropogon* et *Pennisetum* (Mandon, 1953).

#### **I.3. Climat**

Le climat est de type soudano-guinéen avec une saison de pluie allant d'avril à novembre et une saison sèche qui va de décembre à Mars. L'altitude élevée de la région (>1000 m) lui donne un climat relativement frais avec des températures moyennes comprises entre 25 et 31°C et des précipitations moyennes annuelles comprises entre 900 mm à 1 500 mm. Ces conditions climatiques sont favorables au développement larvaire des parasites gastro-intestinaux (Station météorologique de Ngaoundéré, 2014).

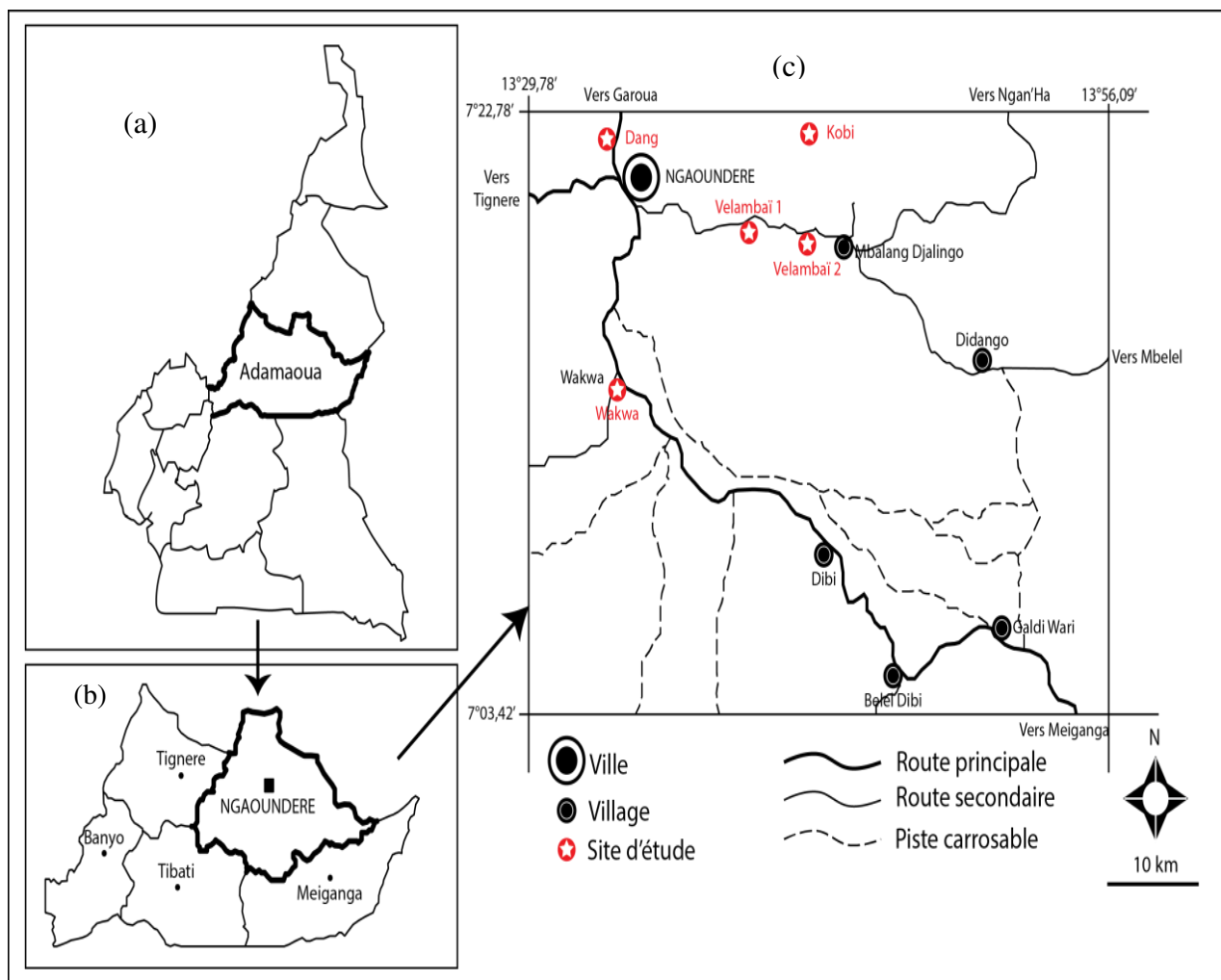
La région est dotée d'un riche réseau hydrographique avec des rivières, les fleuves et des lacs permanents. On dit d'ailleurs que l'Adamaoua est le « château d'eau » du Cameroun.

Pendant la saison sèche, les feux de brousse sont fréquemment enregistrés dans cette zone. La destruction des pâturages par les feux de brousse accentue la sous-alimentation saisonnière du bétail,

mais favorise le contrôle des helminthoses du bétail en limitant le risque d'infestation des stades larvaires des helminthes présents dans l'environnement (Chartier et Troncy, 2000a).

#### I.4. Zone d'étude

Le travail a été réalisé en zone périurbaine de la ville de Ngaoundéré précisément dans les localités de Dang, Wakwa, Vélambaï 1, Vélambaï 2 et Kobi, choisies en fonction de la disponibilité des bovins et leur accessibilité. Le choix porté sur cette zone s'explique également par les systèmes d'élevage (extensif et semi-extensif) qui y sont pratiqués. La figure 14 montre la localisation de la zone d'étude et des différentes localités.



a = carte Cameroun b = carte région Adamaoua c = carte zone d'étude

**Figure 14:** Localisation de la zone d'étude

Source : Carte réalisée par Nguetoum

Au total cinq fermes ont été visitées et des prélèvements de matières fécales et du sang ont été effectués. Dans ces différentes fermes, les bovins sont élevés en mode extensif et d'autres en semi-

extensif. Ces bovins ne vont pas en transhumance pendant la saison sèche. Les prélèvements ont été effectués dans douze (12) troupeaux dans la zone périurbaine de Ngaoundéré durant la période d'août 2015 à décembre 2015.

**Tableau VI:** Répartition du nombre des bovins en fonction des localités

| Localité     | Nombre de bovins |
|--------------|------------------|
| Dang         | 17               |
| Kobi         | 20               |
| Wakwa        | 140              |
| Vélambaï 1   | 149              |
| Vélambaï 2   | 70               |
| <b>Total</b> | <b>396</b>       |

## II. Matériel

### II.1. Animaux

Les effectifs des troupeaux de bovins étudiés ont varié de 20 à 50 têtes. Au total ont été échantillonnés 396 bovins.

Les races bovines choisies ont été les zébus Goudali et les métis Goudali issus des croisements Goudali- Mbororo. Les 13 troupeaux impliqués appartenaient à des éleveurs privés. Certains d'entre eux étaient suivis sur le plan sanitaire. Ces bovins étaient nourris sur pâturages naturels vermifugés à chaque début de saison de pluies et s'abreuvaient dans des rivières, des retenues d'eau pérennes et à l'eau du forage. Cette pratique favorise l'infestation des bovins par les helminthes à transmission transcutanée (*Bunostomum* et *Strongyloides*) et les douves du foie (Chartier et Troncy, 2000a). A partir du mois de janvier, les bovins recevaient régulièrement du tourteau de coton (Alibet®) pendant toute la saison sèche. Le sel de cuisine leur était distribué quasiment toute l'année. Tous étaient vaccinés contre les grandes épizooties : pasteurellose, charbon symptomatique, charbon bactérien et péripneumonie contagieuse des bovidés. Ils étaient traités deux à trois fois par semaine contre les tiques, par pulvérisation à la cyperméthrine.

Les critères considérés étaient par rapport au choix des bovins : l'âge et le sexe. Les bovins ont été répartis en quatre classes d'âge:

- classe 1 [0 – 3 ans [;

- classe 2 [3 - 6 ans [;
- classe 3 [6 - 9 ans [;
- classe 4  $\geq 9$  ans

L'étude des prévalences des parasitoses a été réalisée sur un échantillon de 396 bovins choisis dans les différents troupeaux.



**Figure 15:** Bovins de l'étude



Pâturage



a) Abreuvoir moderne



b) Mare d'eau

**Figure16:** Lieux d'abreuvement des bovins

## **II.2. Matériel de prélèvement des matières fécales et de sang et d'analyse de laboratoire**

### **III. Méthodologie**

#### **III.1. Prélèvements et analyses de laboratoire**

##### **III.1.1. Matières fécales**

##### **III.1.1.1. Prélèvement, conservation et transport des échantillons**

Environ 20 à 50 g de fèces ont été prélevés directement dans le rectum de chaque animal avec du plastique d'emballage.

Tous les prélèvements ont été étiquetés et placés dans une glacière (glacière + carboglaces). Ils ont été par la suite acheminés au laboratoire de Parasitologie de l'IRAD où les analyses ont été réalisées.

Une fois au laboratoire, les prélèvements ont été conservés à +4° C pendant 48 heures au maximum.



**Figure17:** Prélèvement des matières fécales

##### **III.1.1.2. Analyses coproscopiques**

Les méthodes utilisées étaient : la méthode de McMaster (Kaufmann, 1996) pour ce qui concerne la recherche et le dénombrement des œufs des nématodes et la méthode de sédimentation pour ce qui est des œufs des trématodes.

##### **III.1.1.2.1. Méthode de sédimentation**

5g de matières fécales ont été homogénéisés dans 45mL d'eau distillée dans un tube en plastique gradué. Ensuite, le mélange a été tamisé, puis le filtrat a été reposé pendant 15 à 20 min. Ensuite le

surnageant a été éliminé et le culot monté entre lame et lamelle a été observé au microscope après ajout d'une goutte de Bleu de méthylène. Cette méthode a servi à mettre en évidence les œufs des trématodes. (Chollet *et al.*, 1994)

#### **III.1.1.2.2. Méthode de McMaster**

3g de fèces ont été homogénéisés dans de l'eau. Après tamisage au passe-thé, la solution obtenue a été laissée au repos pendant une heure dans un tube en plastique gradué. Le surnageant a été éliminé et le sédiment a été mélangé à une solution saturée de NaCl (solution de Willis) pour examen en cellule de McMaster (Chollet *et al.*, 1994). Les deux réseaux de la cellule de McMaster ont été examinés au microscope au grossissement x40. Le nombre d'œufs de parasites par gramme de fèces (OPG) a été obtenu par multiplication du nombre total d'œufs observés par 50. La formule utilisée est la suivante (Zajac et Conboy, 2012) :

$$OPG = \frac{[(T/V) * N]}{F}$$

**N**= nombre total d'œufs de parasites comptés

**T**= volume total du mélange fèces + solution de flottaison (ml)

**V**= volume du mélange examiné dans la lame de McMaster (ml)

**F**= poids des matières fécales utilisées (g)

#### **III.1.2. Sang**

Le prélèvement du sang a été réalisé au niveau de la veine jugulaire de chaque animal à l'aide d'un tube vacutainer contenant de l'EDTA et d'une aiguille de type vacutenaire puis transporté au laboratoire où des microtubes à hématocrite ont été immédiatement remplis et centrifugés à 13.000 trs/min pendant cinq minutes. Après centrifugation, la valeur de l'hématocrite a été lue à l'aide d'un lecteur d'hématocrite pour évaluer l'état d'anémie. Puis, le microtube a été sectionné et le «Buffy coat» a été examiné au microscope optique, après un étalement entre lame et lamelle pour recherche et observation des trypanosomes et microfilaires (Murray *et al.*, 1977).

Ensuite, une goutte de chaque prélèvement sanguin a été utilisée pour la réalisation du frottis. Les frottis ont été ensuite colorés au GIEMSA avant d'être examinés au microscope optique à l'objectif x100 (Achi *et al.*, 2003) pour identification des hémoparasites intracellulaires.



**Figure18:** Prélèvement de sang

### **III.1.2.1. Réalisation des frottis**

Les frottis ont été réalisés comme suit:

- deux lames ont été nettoyées à l'alcool (faces et tranches), séchées avec du papier absorbant, et ont été déposées sur papier absorbant.
- Une goutte de sang a été prélevée à l'aide du compte –goutte et déposée à l'extrémité d'une des lames portant le numéro d'identification de l'animal.
- Une autre lame inclinée à 45° a été appliquée en avant de la goutte de sang de façon à ce que le sang s'étale sous la lame par capillarité.
- La lame inclinée à 45° a été glissée pour étaler uniformément la goutte.
- La lame a été séchée à la température ambiante pendant quelques minutes, ensuite fixée à de l'alcool.

### **III.1.2.2. Coloration des frottis**

La coloration des frottis a été réalisée à l'aide d'une solution extemporanée (eau distillée (90ml) + solution mère de GIEMSA (10ml)), pendant 30 minutes et laissée sécher à température ambiante après rinçage.

### **III.1.2.3. Hématocrite et « Buffy coat »**

Pour déterminer le PCV, les tubes capillaires ont été remplis de sang par capillarité et un bout a été bouché avec de la plasticine. Puis centrifugées pendant 5min à 13.000 tours par minute dans une microcentrifugeuse. Les mesures des PCV ont été faites à l'aide d'un lecteur d'hématocrite.

La recherche des trypanosomes a été effectuée après que les tubes capillaires ont été coupés à environ 1 mm en dessous de la frange séparant le plasma des globules rouges. Les préparations fraîches du buffy-coat entre lame et lamelle ont été examinées au microscope optique à l'objectif x100 pour détecter la présence des trypanosomes vivants.

Les étalements sanguins ont été directement observés à l'objectif x100 avec l'huile à immersion. L'identification des parasites s'est faite d'après leur morphologie (Trypanosomes) et leur localisation dans les globules rouges (*Babesia* et *Anaplasma*) et dans le plasma sanguin (motilité) (*Trypanosoma*).

### **III.2. Analyse des données**

Pour les bovins parasités par les strongles, les charges parasitaires ont été catégorisées en faible (OPG inférieure à 200), modérée (OPG comprise entre 200 et 700) et élevée (OPG supérieure à 700) (Hansen et Perry, 1994; Chartier et Troncy, 2000a). En ce qui concerne les charges parasitaires des trématodes, elles ont été catégorisées comme suit : faible (1 à 2 œufs) ; modéré (3 à 5 œufs) et forte (plus de 5 œufs).

L'analyse des prévalences pour chaque type d'helminthe et *Eimeria* spp ainsi que la moyenne d'hématocrite a été faite en fonction de la localité, du sexe et de la classe d'âge en utilisant respectivement des tests d'ANOVA et de Chi-carré ( $\chi^2$ ). ( $\epsilon = 5\%$  ; IC = 95 %). Le logiciel R version 3.2 a été utilisé pour les analyses statistiques.

## CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

### I. Résultats

#### I.1. Prévalences des principaux parasites des bovins

##### I.1.1. Parasites gastro-intestinaux et hépatiques

Les examens coproscopiques réalisés pendant la période d'étude ont permis de détecter la présence d'œufs de cinq types d'helminthes à savoir les strongles, *Strongyloides papillosus*, *Toxocara vitulorum*, *Fasciola gigantica* et *Paramphistomum* spp. ainsi que les oocystes du genre *Eimeria*. La figure 17 donne les prévalences des espèces parasitaires et de co-infestation par les parasites gastro-intestinaux dans la population d'étude.

**Tableau VII:** Nombre des bovins infestés et prévalences des espèces parasitaires et de leur co-infestation

| Espèce parasitaire        | Strongles | <i>Toxocara vitulorum</i> | <i>Strongyloides papillosus</i> | <i>Eimeria</i> spp. | <i>Fasciola gigantica</i> | <i>Paramphistomum</i> spp. | Co-infestation |
|---------------------------|-----------|---------------------------|---------------------------------|---------------------|---------------------------|----------------------------|----------------|
| Nombre de bovins infestés | 274       | 223                       | 78                              | 46                  | 180                       | 160                        | 215            |
| Prévalences (%)           | 69,19     | 56,31                     | 19,69                           | 11,61               | 45,45                     | 40,40                      | 37,0           |

##### I.1.1.1. Strongles

La prévalence globale des strongles gastro-intestinaux était de 69,19 %. Le taux d'infestation le plus élevé a été enregistré dans la localité de Vélambaï 1 où la prévalence était de 85,23 %. Il existe une différence significative ( $p < 0,05$ ) entre les localités et les classes d'âge. La classe 3 avait la prévalence la plus élevée (82,3 %). Les femelles étaient les plus infestées (45,49 %). Il existe une différence significative entre le taux des différentes prévalences ( $p < 0,05$ ) relatives aux classes d'âge et au sexe. (Tableau IX)

Les cas de forte infestation (OPG > 700) étaient rares, ils n'ont été observés que chez trois sujets dans toute la zone d'étude soit 0,75 %. Les cas de faible infestation (OPG compris entre 50-200) représentaient 81,06 % et les cas modérément infestés (OPG comprise entre 200 et 700) étaient de 18,18 %. La différence entre le taux des prévalences de ces niveaux d'infestation est statistiquement significative ( $p < 0,05$ ). Le tableau VIII présente les taux d'infestation en fonction du niveau d'excrétion fécale d'OPG.

**Tableau VIII:** Intensité de l'infestation par les strongles chez les bovins parasités

| Degrés d'infestation | Faible<br>(50 ≤OPG< 200) | Modérée<br>(200 ≤OPG<700) | Elevée<br>(OPG≥ 700) | Total bovins parasités |
|----------------------|--------------------------|---------------------------|----------------------|------------------------|
| Effectifs            | 321                      | 72                        | 3                    | 396                    |
| Prévalences (%)      | 81,06 <sup>a</sup>       | 18,18 <sup>b</sup>        | 0,75 <sup>c</sup>    | 100                    |

<sup>a,b,c</sup> les prévalences avec des exposants différents sont significatives différence significative (p<0,05).

#### I.1.1.2. *Strongyloides papillosus*

La prévalence de la Strongyloidose était de 19,69 %. La classe 2 a eu le taux le plus élevé (25,5 %). La différence entre les classes d'âge a été statistiquement significative (p<0,05). La prévalence la plus élevée était de 26,84 % dans la localité Vélambaï 1. Une différence significative (p<0,05) a été établie entre les taux des prévalences des localités de Vélambaï 1, Vélambaï 2, Kobi et Dang. Les mâles avaient la prévalence la plus élevée de 24,07 %. Mais la différence entre le taux des deux sexes n'était pas significative (p>0,05). (Tableau IX)

**Tableau IX:** Prévalences des parasites gastro-intestinaux et hépatiques des bovins en fonction de la localité, du sexe et classe d'âge.

|              |            | Prévalences (%)    |                                 |                           |                     |                           |                            |
|--------------|------------|--------------------|---------------------------------|---------------------------|---------------------|---------------------------|----------------------------|
|              |            | Strongles          | <i>Strongyloides papillosus</i> | <i>Toxocara vitulorum</i> | <i>Eimeria</i> spp. | <i>Fasciola gigantica</i> | <i>Paramphistomum</i> spp. |
|              |            |                    |                                 |                           |                     |                           |                            |
| Localité     | Dang       | 70,27 <sup>a</sup> | 10,81 <sup>a</sup>              | 32,43 <sup>a</sup>        | 32,43 <sup>a</sup>  | 10,81 <sup>a</sup>        | 5,41 <sup>a</sup>          |
|              | Vélambaï 2 | 77,14 <sup>b</sup> | 21,42 <sup>b</sup>              | 38,57 <sup>b</sup>        | 10 <sup>b</sup>     | 54,29 <sup>b</sup>        | 61,43 <sup>b</sup>         |
|              | Vélambaï 1 | 85,23 <sup>c</sup> | 26,84 <sup>c</sup>              | 79,19 <sup>c</sup>        | 8,72 <sup>c</sup>   | 57,72 <sup>c</sup>        | 64,43 <sup>c</sup>         |
|              | Wakwa      | 47,85 <sup>d</sup> | 13,57 <sup>d</sup>              | 47,14 <sup>d</sup>        | 10 <sup>d</sup>     | 37,14 <sup>d</sup>        | 13,57 <sup>d</sup>         |
|              | Kobi       | 65 <sup>e</sup>    | 15 <sup>e</sup>                 | 25 <sup>e</sup>           | 10 <sup>e</sup>     | 20 <sup>e</sup>           | 0                          |
|              |            |                    |                                 |                           |                     |                           |                            |
| Sexe         | Femelle    | 45,49 <sup>a</sup> | 18,05 <sup>*</sup>              | 57,29 <sup>a</sup>        | 10,06               | 47,72                     | 70,48 <sup>a</sup>         |
|              | Mâle       | 26,85 <sup>b</sup> | 24,07 <sup>*</sup>              | 53,70 <sup>b</sup>        | 15,74               | 38,89                     | 65,74 <sup>b</sup>         |
| Classe d'âge | Classe 1   | 26,3 <sup>a</sup>  | 23,3 <sup>a</sup>               | 65,1 <sup>a</sup>         | 13,7                | 39,8                      | 77,4 <sup>a</sup>          |
|              | Classe 2   | 61,5 <sup>b</sup>  | 15,5 <sup>b</sup>               | 49,1 <sup>b</sup>         | 11,6                | 45,2                      | 34,2 <sup>b</sup>          |
|              | Classe 3   | 82,4 <sup>c</sup>  | 25,5 <sup>c</sup>               | 60,8 <sup>c</sup>         | 9,8                 | 58,8                      | 56,9 <sup>c</sup>          |
|              | Classe 4   | 45,2 <sup>d</sup>  | 15,8 <sup>d</sup>               | 47,4 <sup>d</sup>         | 5,3                 | 52,6                      | 52,6 <sup>d</sup>          |

<sup>a,b,c,d,e</sup> les prévalences dans une colonne avec des exposants différents sont significatives différence significative ( $p < 0,05$ ). <sup>a,b,c,d</sup> les prévalences dans une colonne avec des exposants différents sont significatives différence significative ( $p < 0,05$ ). <sup>a,b</sup> les prévalences dans une colonne avec des exposants différents sont significatives différence significative ( $p < 0,05$ ).

#### **I.1.1.3. *Toxocara vitulorum***

Les examens coproscopiques ont révélé la présence d'œufs de *Toxocara vitulorum* dans 56,31 % des échantillons de matières fécales examinés. La localité de Vélambaï 1 a eu la prévalence la plus élevée (79,19 %). La classe 1 a été la plus parasitée avec une prévalence de 65,1 %. La différence entre les taux des prévalences des différentes classes d'âge était statistiquement significatif ( $p < 0,05$ ). Les femelles étaient les plus infestées (57,29 %). L'analyse en fonction du sexe et de la localité a montré une différence significative entre les différents taux des prévalences ( $p < 0,05$ ). (Tableau IX)

#### **I.1.1.4. *Eimeria* spp.**

Avec une prévalence de 11,61 %, la Coccidiose était la moins présente chez les bovins pendant la période d'étude. La localité de Dang a été la plus infestée avec une prévalence de 32,43 %. La classe 1 a été la plus affectée avec une prévalence de 13,7 %. Les mâles ont été les plus parasités (15,74 %). La comparaison des prévalences en fonction, du sexe et de la classe d'âge des bovins a montré une différence non significative entre les taux des prévalences ( $p > 0,05$ ). Cependant la différence était significative ( $p < 0,05$ ) entre les taux des prévalences des différentes localités. (Tableau IX)

#### **I.1.1.5. *Fasciola gigantica***

Sur les 396 bovins examinés, 180 étaient porteurs d'œufs de *Fasciola gigantica* soit une prévalence de 45,45 %. La localité de Vélambaï 1 a eu le taux d'infestation le plus élevé (57,72 %). Mais la différence a été significative entre les taux de prévalence de ces localités ( $p < 0,05$ ). La classe 3 était la plus infestée (58,8 %). La différence entre ces valeurs était non significative ( $p > 0,05$ ). Les femelles étaient les plus infestées (47,72 %). La différence entre les taux des deux sexes était non significative ( $p > 0,05$ ). Les infestations faibles (N compris entre 1 et 2 œufs) ont été plus fréquemment rencontrées (67,78 %). (Tableau X)

**Tableau X:** Intensité de l'infestation par *Fasciola gigantica* chez les bovins parasités

| Degrés d'infestation | Faible<br>( $1 \leq N \leq 2$ ) | Modérée<br>( $3 \leq N \leq 4$ ) | Elevée<br>( $N \geq 5$ ) | Total bovins parasités |
|----------------------|---------------------------------|----------------------------------|--------------------------|------------------------|
| Effectifs            | 122                             | 31                               | 27                       | 180                    |
| Prévalences %        | 67,78 <sup>a</sup>              | 16,67 <sup>b</sup>               | 15 <sup>c</sup>          | 100                    |

<sup>a,b,c</sup> les prévalences avec des exposants différents sont significatives différence significative (p<0,05).

#### **I.1.1.6. *Paramphistomum* spp.**

En ce qui concerne *Paramphistomum* spp. les cas positifs ont représenté 40,40 % sur les 396 bovins. La classe 1 était plus sensible (77,4 %) à cette affection. La localité de Vélambaï 1 était la plus infestée (64,43 %). Les femelles ont été les plus infestées (70,48 %). L'analyse en fonction de la localité, du sexe et de la classe d'âge a montré une différence significative (p<0,05) entre les différents taux des prévalences. Les faibles infestations (N compris entre 1 et 2 œufs) (70 %) ont été plus fréquemment rencontrées. (Tableau XI)

**Tableau XI** : Intensité de l'infestation par *Paramphistomum* spp. chez les bovins parasités

| Degrés d'infestation | Faible (1 ≤ N ≤ 2) | Modérée (3 ≤ N ≤ 4) | Elevée (N ≥ 5)  | Total bovins parasités |
|----------------------|--------------------|---------------------|-----------------|------------------------|
| Effectifs            | 112                | 32                  | 16              | 160                    |
| Prévalences (%)      | 70 <sup>a</sup>    | 20 <sup>b</sup>     | 10 <sup>c</sup> | 100                    |

<sup>a,b,c</sup> les prévalences avec des exposants différents sont significatives différence significative (p<0,05).

#### **I.1.1.7. Co-infestation par les parasites gastro-intestinaux**

La prévalence de co-infestation par les parasites gastro-intestinaux observée lors de cette étude était de 37 % soit 215 bovins sur les 396 échantillonnés. La localité de Vélambaï 1 a présenté le taux de co-infestation le plus élevée (77,18 %). Les bovins de la classe 1 ont été les plus co-infestés (54,95 %). Les femelles ont présenté le plus de cas de co-infestation (37,41 %). La différence entre la prévalence des différentes localités et des différentes classes d'âge était statistiquement significative (p<0,05). (Tableau XII)

**Tableau XII:** Prévalences et nombre de bovins infestés de co-infestation en fonction de la localité, de l'âge et du sexe

| Co-infestation gastro-intestinal |            | Effectif | Prévalence %               | p-value              |
|----------------------------------|------------|----------|----------------------------|----------------------|
| localité                         | Dang       | 2        | 11,76 ± 4,16 <sup>a</sup>  | 2,2 e <sup>-16</sup> |
|                                  | Kobi       | 2        | 10,00 ± 0,86 <sup>b</sup>  |                      |
|                                  | Vélambaï 1 | 115      | 77,18 ± 4,25 <sup>c</sup>  |                      |
|                                  | Vélambaï 2 | 52       | 74,28 ± 5,63 <sup>d</sup>  |                      |
|                                  | Wakwa      | 44       | 31,42 ± 0,95 <sup>e</sup>  |                      |
| Age                              | Classe 1   | 65       | 54,95 ± 8,92 <sup>a</sup>  | 0,007366             |
|                                  | Classe 2   | 79       | 26,23 ± 5,91 <sup>b</sup>  |                      |
|                                  | Classe 3   | 50       | 46,89 ± 11,38 <sup>c</sup> |                      |
|                                  | Classe 4   | 21       | 50,14 ± 0,22 <sup>d</sup>  |                      |
| Sexe                             | Mâle       | 48       | 35,92 ± 3,67               | 0,01612              |
|                                  | Femelle    | 167      | 37,41 ± 8,21               |                      |

<sup>a,b,c,d,e</sup> les prévalences dans une colonne avec des exposants différents sont significatives différence significative (p<0,05). <sup>a,b,c,d</sup> les prévalences dans une colonne avec des exposants différents sont significatives différence significative (p<0,05).

### I.1.2. Hémoparasites

Les examens hématologiques effectués lors de notre étude ont mis en évidence les hémoparasites suivants: *Babesia bovis* ; *Babesia bigemina* ; *Anaplasma marginale*, *Anaplasma centrale* et *Trypanosoma brucei*. La figure 18 présente les prévalences de ces hémoparasites et de leur co-infection.

**Tableau XIII:** Nombre de bovins infectés et prévalences des hémoparasites et de leur co-infection

| Espèce parasitaire        | <i>B. bovis</i> | <i>B. bigemina</i> | <i>A. marginale</i> | <i>A. centrale</i> | <i>Trypanosoma brucei</i> | Co-infection |
|---------------------------|-----------------|--------------------|---------------------|--------------------|---------------------------|--------------|
| Nombre de bovins infectés | 91              | 18                 | 185                 | 155                | 1                         | 75           |
| Prévalences (%)           | 22,72           | 4,54               | 45,45               | 38,38              | 0,25                      | 22,5         |

#### I.1.2.1. *Babesia*

Les prévalences des infestations à *B. bovis* et à *B. bigemina* dans la population d'étude étaient respectivement de 22,72 % et 4.54 % soit respectivement 90 et 18 bovins. La localité de Vélambaï 2 a été la plus infestée par *B. bovis* (25,71 %). Alors que la localité de Vélambaï 1 était plus infestée par *B. bigemina* (7,38 %). Les femelles ont été les plus infestées par *B. bovis* (24,65 %) alors que les mâles étaient les plus infestés par *B. bigemina* (5,20 %). La classe 1 a été la plus infestée par *B. bovis* avec une prévalence de 24,7 %. Tandis que la classe 3 a eu un taux élevé de prévalence (5,9 %). L'analyse des prévalences en fonction du sexe a montré une différence significative entre les taux des

prévalences ( $p < 0,05$ ) et une différence non significative entre les taux des prévalences des différentes localités et des différentes classes d'âge ( $p > 0,05$ ). (Tableau XIV)

### I.1.2.2. *Anaplasma*

Les prévalences des infestations par *A. marginale* et *A. centrale* ont été respectivement de 45,45 % et 38,38 % soit respectivement 180 et 152 bovins. Le taux d'infestation par *A. marginale* était élevé dans la localité de Wakwa (64,28 %). Tandis que la localité de Wakwa a été la plus infestée par *A. centrale* (52,14 %). La classe 4 a été plus infestée par les deux parasites (71,1 % et 57,9 % respectivement pour *A. marginale* et *A. centrale*). Les femelles ont été les plus infestées par les deux parasites avec les prévalences respectives de 47,22 % et 40,97 %. L'analyse en fonction de la localité et de la classe d'âge a montré une différence significative entre les valeurs des différentes prévalences ( $p < 0,05$ ), alors que celle en fonction du sexe a montré une différence non significative ( $p > 0,05$ ). (Tableau XIV)

### I.1.2.3. *Trypanosoma brucei*

Un seul bovin (femelle) a été parasité et dont l'âge était compris entre 3 et 6 ans, dans la localité de Vélambaï 1 soit un taux d'infestation de 0,25 %. L'analyse des prévalences en fonction de la localité, du sexe et de l'âge montre une différence non significative entre les taux de prévalence ( $p > 0,05$ ). (Tableau XIV)

**Tableau XIV:** Prévalences des hémoparasitoses des bovins en fonction de la localité, du sexe et classe d'âge

|              |            | Prévalences (%) |                    |                     |                    |                           |
|--------------|------------|-----------------|--------------------|---------------------|--------------------|---------------------------|
|              |            | <i>B. bovis</i> | <i>B. bigemina</i> | <i>A. marginale</i> | <i>A. centrale</i> | <i>Trypanosoma brucei</i> |
| Localité     | Dang       | 18,91           | 0                  | 43,24 <sup>a</sup>  | 37,83 <sup>a</sup> | 0                         |
|              | Vélambaï 2 | 25,71           | 5,71               | 31,42 <sup>b</sup>  | 31,42 <sup>b</sup> | 0                         |
|              | Vélambaï 1 | 22,14           | 7,38               | 34,89 <sup>c</sup>  | 28,85 <sup>c</sup> | 0,67                      |
|              | Wakwa      | 22,85           | 2,14               | 64,28 <sup>d</sup>  | 52,14 <sup>d</sup> |                           |
|              | Kobi       | 20              | 0                  | 50 <sup>e</sup>     | 40 <sup>e</sup>    | 0                         |
| Sexe         | Femelle    | 24,65           | 2,77               | 47,22               | 40,97              | 0,6                       |
|              | Mâle       | 17,59           | 5,20               | 40,74               | 31,48              | 0                         |
| Classe d'âge | Classe 1   | 24,7            | 4,1                | 38,4 <sup>a</sup>   | 34,9 <sup>a</sup>  | 0                         |
|              | Classe 2   | 23,6            | 5                  | 42,2 <sup>b</sup>   | 52,8 <sup>b</sup>  | 0,35                      |
|              | Classe 3   | 17,6            | 5,9                | 33,3 <sup>c</sup>   | 27,5 <sup>c</sup>  | 0                         |
|              | Classe 4   | 21,1            | 2,6                | 71,1 <sup>d</sup>   | 57,9 <sup>d</sup>  | 0                         |

<sup>a,b,c,d,e</sup> les prévalences dans une colonne avec des exposants différents sont significatives différence significative (p<0,05). <sup>a,b,c,d</sup> les prévalences dans une colonne avec des exposants différents sont significatives différence significative (p<0,05).

#### I.1.2.4. Co-infection par les hémoparasites

Sur les 396 bovins échantillonnés, seulement 75 ont présenté une co-infection par les hémoparasites soit une prévalence de 22,5 %. La localité de Wakwa a présenté le taux de co-infection le plus élevé (27,57 %). Les bovins de la classe 2 ont été les plus co-infectés (24,13 %). Les femelles ont présenté le plus de cas de co-infection (24,46 %). La différence entre les taux de prévalence des différentes localités, des différentes classes d'âge et des deux sexes était statistiquement non significative (p>0,05). (Tableau XV)

**Tableau XV:** Prévalences et nombre de bovins co-infectés en fonction de la localité, de l'âge et du sexe

| Co-infection sanguine |            | Effectif | Prévalence% | p-value |
|-----------------------|------------|----------|-------------|---------|
| localité              | Dang       | 3        | 17,64       | 0,2662  |
|                       | Kobi       | 4        | 20,00       |         |
|                       | Vélambaï 1 | 20       | 13,42       |         |
|                       | Vélambaï 2 | 15       | 21,42       |         |
|                       | Wakwa      | 33       | 23,57       |         |
| Age                   | Classe 1   | 19       | 20,03       | 0,9967  |
|                       | Classe 2   | 33       | 24,13       |         |
|                       | Classe 3   | 15       | 16,21       |         |
|                       | Classe 4   | 8        | 23,05       |         |
| Sexe                  | Mâle       | 14       | 17,73       | 0,0634  |
|                       | Femelle    | 61       | 24,46       |         |

#### I.2. Hématocrite

L'action des parasites sur leurs hôtes a été évaluée par la mesure de l'hématocrite qui est reconnue comme un des indices représentatifs de l'état de santé de l'animal. Dans des conditions nutritionnelles similaires, l'anémie est avant tout symptomatique des infections par les hémoparasites et des infestations par les parasites gastro-intestinaux principalement *Haemonchus sp.* et *Bunostomum sp.*

Un total de 396 mesures de l'hématocrite des bovins a été effectué. L'hématocrite variait de 22 à 43 % suivant les individus avec une moyenne de  $31,46 \pm 3,13$  %.

La valeur moyenne de l'hématocrite en fonction de la localité, du sexe et de la classe d'âge est présentée dans le tableau XVI ci-dessous :

**Tableau XVI:** Valeurs moyennes d'hématocrite des bovins par localité, sexe et classe d'âge

|              |            | Effectif | PCV moyen%                | p-value               |
|--------------|------------|----------|---------------------------|-----------------------|
| Localité     | Dang       | 17       | 27,76 ± 2,02 <sup>a</sup> | 2,15 e <sup>-12</sup> |
|              | Vélambaï 2 | 70       | 30,01 ± 3,8 <sup>b</sup>  |                       |
|              | Vélambaï 1 | 149      | 31,23 ± 4,11 <sup>c</sup> |                       |
|              | Wakwa      | 140      | 30,67 ± 4,16 <sup>d</sup> |                       |
|              | Kobi       | 20       | 29,90 ± 3,99 <sup>e</sup> |                       |
| Sexe         | Femelle    | 288      | 31,22 ± 4,11 <sup>a</sup> | 0,0043                |
|              | Mâle       | 108      | 28,60 ± 3,48 <sup>b</sup> |                       |
| Classe d'âge | Classe 1   | 104      | 32,00 ± 3,95              | 0,133                 |
|              | Classe 2   | 174      | 29,55 ± 3,92              |                       |
|              | Classe 3   | 77       | 32,78 ± 3,80              |                       |
|              | Classe 4   | 41       | 31,39 ± 4,35              |                       |

<sup>a,b,c,d,e</sup> les moyennes dans une colonne avec des exposants différents sont significatives (P<0,05).

<sup>a,b</sup> les prévalences dans une colonne avec des exposants différents sont significatives différence significative (p<0,05).

### I.3. Effets des co-infections par les parasites gastro-intestinaux et sanguins sur la valeur de l'hématocrite

Au cours de cette étude, les analyses de sang et des matières fécales effectuées sur 396 sujets ont permis d'observer une prévalence de co-infection mixte (à la fois par les parasites gastro-intestinaux et les hémoparasites) de 6,42 % (soit 34 bovins) avec une moyenne de l'hématocrite de 31,35 ± 1,17 %. Le taux de co-infestation par les parasites gastro-intestinaux était de 37 % (soit 215 bovins) et celui de co-infection par les hémoparasites de 22,5 % (soit 75 bovins). Le PCV moyen pour les cas de deuxième co-infection était de 31,55 ± 0,26 % celui des cas de première co-infestation était de 30,77 ± 0,54 %. La différence entre les taux de ces trois PCV moyens était non significative. (Tableau XVII)

**Tableau XVII :** Prévalence et PCV moyen par type de co-infection

| Co-infestations | Co-infections | Co-infection mixte |
|-----------------|---------------|--------------------|
|-----------------|---------------|--------------------|

|                     | <b>gastro-intestinales</b> | <b>sanguines</b> |              |
|---------------------|----------------------------|------------------|--------------|
| <b>Prévalence %</b> | 37                         | 22,5             | 6,42         |
| <b>PCV moyen %</b>  | 30,77 ± 0,54               | 31,55 ± 0,26     | 31,35 ± 1,17 |
| <b>p-value</b>      | 0,712                      | 0,111            | 0,816        |

**Tableau XVIII:** Prévalences de co-infection mixte par localité, sexe, classe d'âge

| <b>Infection mixte</b> | <b>Effectifs</b>  | <b>Prévalence (%)</b> | <b>p-value</b>    |
|------------------------|-------------------|-----------------------|-------------------|
| <b>Localité</b>        | <b>Dang</b>       | 0                     | 0                 |
|                        | <b>Kobi</b>       | 0                     | 0                 |
|                        | <b>Vélambaï 1</b> | 17                    | 11,40             |
|                        | <b>Vélambaï 2</b> | 9                     | 12,85             |
|                        | <b>Wakwa</b>      | 8                     | 5,71              |
| <b>Age</b>             | <b>Classe 1</b>   | 11                    | 10,93             |
|                        | <b>Classe 2</b>   | 13                    | 6,32              |
|                        | <b>Classe 3</b>   | 8                     | 3,94              |
|                        | <b>Classe 4</b>   | 2                     | 5,76              |
|                        | <b>Femelle</b>    | 30                    | 7,19 <sup>a</sup> |
| <b>Sexe</b>            | <b>Mâle</b>       | 4                     | 4,55 <sup>b</sup> |

<sup>a,b</sup> les prévalences dans une colonne avec des exposants différents sont significatives (P<0,05).

Le taux d'infection mixte était élevé dans la localité de Vélambaï2 (12,85 %). Les femelles ont été les plus parasitées 7,19 %. Le taux le plus élevé d'infection mixte a été observé dans la classe 1 10,93 %. (Tableau XIV)

## II. Discussion

Les examens coprologiques effectués sur des échantillons prélevés dans la zone périurbaine de Ngaoundéré ont révélé une diversité d'œufs de parasites chez les bovins (*Strongles*, *Toxocara vitulorum*, *Strongyloides papillosus*, *Eimeria* spp., *Fasciola gigantica*, *Paramphistomum cervis*). Ceci confirme l'hypothèse selon laquelle le milieu tropical est propice au développement de toute sorte d'helminthes (Chartier et Troncy, 2000a). L'infestation des bovins par ces parasites pourrait s'expliquer par le mode de conduite des élevages pratiqués dans cette zone (notamment la non-rotation des pâturages, le surpeuplement des enclos, le piétinement des fèces qui provoque une dislocation de la gangue fécale et la libération des œufs et des larves infestantes), les conditions climatiques (celle de la saison de pluies) qui favoriseraient l'évolution des larves en L3 infestantes des nématodes dans les pâturages, et de la présence constante de Lymnée, hôte intermédiaire des trématodes observés.

Les strongyloses ont été les principales affections gastro-intestinales des bovins de la zone d'étude avec une prévalence de 69,19 %. Ce résultat est proche de celui rapporté par Sakativa (2014) (69,57 %) chez les jeunes bovins (9 à 21 mois) dans la Vina. Cette prévalence est également proche de celle obtenue par Tisdell *et al.* (1999) (70 %) dans les élevages bovins sans aucune mesure de contrôle. Cette prévalence est supérieure à celle obtenue chez les bovins par Islam *et al.* (2014) (1,17 %) au Bangladesh et est inférieure à celle obtenue par Mamoudou *et al.* (2015) (96,30 %) dans le Mayo Rey Cameroun. Le fait que les infestations légères et modérées soient prédominantes pourrait s'expliquer par le fait que ces bovins ont reçu un traitement anthelminthique en fin de saison sèche ce qui influencerait positivement le niveau d'excrétion des œufs d'helminthes. Ce constat confirme les deux schémas de vermifugations annuelles en zone soudano-sahélienne proposés par Chartier et Troncy (2000a), l'un en fin de saison sèche et l'autre en fin de saison de pluies. Le taux d'infestation par les strongles varie plus en fonction de la localité que du sexe et de l'âge des bovins ( $p < 0,05$ ). Ces observations ont été également faites par Squire *et al.* (2013) au Sud du Ghana et par Telila *et al.* (2013) en Ethiopie. Aussi les femelles présentaient un taux d'infestation de 70,48 % par rapport aux mâles (65,14 %) et les adultes un taux d'infestation de 82,4 %. Cette observation contraste avec les résultats de Zinsstag (2000); mais confirme ceux de Kaufmann et Pfister (1990). Cette augmentation de la charge parasitaire pourrait s'expliquer par la baisse de la résistance naturelle due au traitement anthelminthique reçu. Selon la localité, Vélambaï 1 a été la plus infestée (85,23 %). Ceci pourrait s'expliquer par le fait que les bovins de cette localité se réinfestent au pâturage, car ils partagent le même pâturage avec que les bovins en transhumance.

L'étude a révélé une prévalence de la toxocarose de 56,31 % qui est proche de celle obtenue par Chollet *et al.* (1994) (58 %) chez les veaux de 0 - 6 mois dans le Nord et l'Extrême-Nord du Cameroun. Ce résultat est supérieur à celui obtenu par Ankers *et al.* (1997) (46 %) chez les jeunes veaux en République de Guinée et Sakativa (2014) (13,64 %) dans la Vina en saison sèche. Cette différence pourrait être due au phénomène d'hypobiose observé pendant la saison sèche. Cette prévalence varie avec la localité, le sexe et la tranche d'âge des bovins. L'étude montre que les bovins de Vélambaï 1 ont été les plus infestés (79,19 %). Les jeunes bovins étaient les plus infestés (65,1 %). Ce qui a également été observé par Tigist *et al.* (2012) en Ethiopie. Ceci pourrait être dû à l'immaturité du système immunitaire. Il ressort également de cette étude que par rapport au sexe les femelles étaient les plus infestées, ce qui pourrait s'expliquer par le phénomène de post parturient rise telle qu'évoqué par Kaufmann (1996). En effet, la plupart des femelles échantillonnées étaient au stade post-partum ce qui compromettrait leur immunité et donc une augmentation de l'infestation.

La prévalence de la strongyloïdose (19,69 %) est inférieure à celle rapportée par Aliyara *et al.* (2012) (24 %) au Nigéria et supérieure à celles de Ntonifor *et al.* (2013) (9 %) chez les jeunes bovins dans la zone de Jakiri, à celle obtenue par Islam *et al.* (2014) (1,17 %) au Bangladesh et de Sakativa (2014) (4,24 %) chez les jeunes bovins 9 à 21 mois dans la Vina Ngaoundéré-Cameroun pendant la saison sèche. Cette supériorité pourrait s'expliquer par le fait que l'étude a été réalisée pendant la saison des pluies, ce qui favoriserait le développement de la larve infestante. Il n'y avait pas de différence significative entre les sexes ( $p>0,05$ ), bien que les mâles ont été les plus infestés (18,05 %). Par contre, il y avait de différence significative entre les classes d'âge des bovins. Elle a été plus observée chez les bovins de [0 à 3 ans]. Ceci pourrait s'expliquer par le fait que les jeunes bovins ne développent une forte immunité pour ce parasite qu'à partir de 6-9 mois (Chartier et Troncy, 2000a).

Le taux d'excrétion des oocystes d'*Eimeria* spp observé chez les bovins a été de 11,61 %. Ce qui est inférieur au résultat de Pfukenyi *et al.* (2007) (19,8 %) au Zimbabwe et celui de Ntonifor *et al.* (2013) (20,1 %) à Jakiri au Cameroun. Cette différence pourrait s'expliquer par la durée de l'étude qui était de cinq mois et de un an à deux ans pour ces études réalisées par ces auteurs. Pendant l'étude (saison de pluies) aucun cas de Coccidiose maladie n'a été observé chez les bovins. Ceci s'expliquerait par le fait que l'humidité élevée et la température modérée sont des facteurs qui facilitent la survie et la sporulation des oocystes (Troncy, 1989). Il n'y avait pas de différence significative entre les classes d'âge des bovins, bien que les jeunes bovins soient les plus sensibles (13,7 %) ce qui serait dû au développement tardive de l'immunité chez les jeunes.

La prévalence de la fasciolose (45,45 %) est supérieure à celle rapporté par Telila *et al.* (2013) (36,5 %) en Ethiopie et est inférieure à celles de Squire *et al.* (2013) (51,1 %) au Ghana, et de Abaliou (2014) (87,00 %) à Ngaoundéré. L'infériorité de ce résultat pourrait être due au fait que le résultat obtenu par ces auteurs résulte d'une observation macroscopique des formes adultes sur le foie alors celui de l'étude résulte d'un examen coprologique. Cette prévalence est statistiquement non significative en fonction de l'âge, du sexe. Ce qui corrobore les résultats de Moje *et al.* (2015) en Ethiopie, mais contraste ceux de Mekroud (2004) au Maroc. En effet, les bovins adultes ont un système immunitaire qui les protège de façon assez efficace contre les parasites. Mais pour cela la quantité de parasites présents ne doit pas dépasser les possibilités de défenses naturelles de l'organisme. Contrairement aux adultes, les jeunes bovins n'ont pas encore acquis cette immunité naturelle.

La prévalence de la paramphistomose est de 40,40 %. Ce qui est similaire à celle de Islam *et al.* (2014) (40 %) au Bangladesh. Ce résultat est inférieur à celui obtenu par Chowbhury *et al.* (1993) (48

%) au Bangladesh et à celui obtenu par Ankers *et al.* (1997) (64 %) et Komoin *et al.* (2000) (80,6 %) chez les bovins N'Dama respectivement en République de Guinée et en Côte d'Ivoire. Moti *et al.* (2013) ont rapporté une prévalence de 18,7 %. Cette prévalence varie avec la localité. Ainsi Vélambai 1 était la plus infestée probablement à cause de sa proximité avec le fleuve Vina qui constitue un gîte pour l'hôte intermédiaire : la lymnée.

Les examens hématologiques effectués sur les bovins ont relevé la présence de cinq espèces parasitaires, *Babesia bovis*, *Babesia bigemina*, *Anaplasma marginale*, *Anaplasma centrale* et *Trypanosoma brucei* avec des prévalences respectives de 22,72 %, 4,54 %, 45,45 %, 38,38 % et 0,25 %. Dans une étude menée en Ethiopie, Tirualem *et al.* (2014) ont rapporté des prévalences moindres pour *B. bovis*, *B. bigemina*, *A. marginale*, *A. centrale* soit respectivement 0,3 %, 0,3 %, 1,6 % et 0,3 % excepté *Trypanosoma brucei* (1,6 %). La diversité parasitaire dans la zone d'étude pourrait s'expliquer par la large distribution des tiques vectrices de ces parasites (Barre N. et Uilenberg, 2010) *Boophilus* spp pour les *Babesia* et les *Anaplasma*. La prévalence de la Trypanosomose observée est inférieure à celle rapportée par Mamoudou *et al.* (2015) (9,6 %) dans le Mayo Rey Cameroun et par Moti *et al.* (2013) dans une étude menée en Ethiopie (4,2 %). La très faible prévalence (0,25 %) de la Trypanosomose observée pourrait s'expliquer par le fait que la zone d'étude est indemne des glossines (Mamoudou *et al.*, 2009b). La prévalence de *B. bigemina* obtenue est proche de celle rapportée par Karanja (2005) chez les bovins au Kenya, (4,8 %). Par contre elle est inférieure à celle obtenue par Soffo (2010) (34,2 %) et par Qadeer *et al.* (2015) (48,2 %) respectivement en Côte d'Ivoire et au Nigéria. La prévalence de *A. marginale* est inférieure à celle rapportée par Soffo (2010) (68,9 %) en Côte d'Ivoire. Nwoha *et al.* (2013) ont également constaté de fortes prévalences de *B. bovis* (68 %) et d'*A. marginale* (31 %) dans l'Etat d'Abia au sud-est du Nigéria. Ceci pourrait s'expliquer par le système semi-extensif pratiqué dans les différents élevages échantillonnés qui serait favorable à la transmission des parasitoses. Selon Jorgensen *et al.* (1992), les modes d'élevage font partie des facteurs influençant le plus, les prévalences des maladies transmises par les tiques.

L'étude a montré d'une part que la prévalence des anaplasmoses dépendait de la localité ( $p < 0,05$ ), et d'autre part que la localité n'influe pas sur la prévalence des Babésioses ( $p > 0,05$ ). Ainsi la localité de Wakwa a été la plus infestée par les *Anaplasma*, Vélambai2 et Vélambai1 ont été respectivement les plus infestées respectivement par *B. bovis* et *B. bigemina* ce qui pourrait s'expliquer par l'abondance des tiques dans cette zone pendant la période d'étude. Il est également montré dans cette étude que le sexe n'influence pas le taux d'infestation ( $p > 0,05$ ). Ce qui confirme les résultats de Djakaridja *et al.* (2014) en Côte d'Ivoire et de Farougou *et al.* (2007) au Bénin. Le fait que les femelles soient plus infestées que les mâles pourrait s'expliquer par le fait qu'elles sont maintenues longtemps

dans les élevages pour la reproduction et pour la production de lait (Kamani *et al.*, 2010). L'âge n'avait aucune influence sur le taux d'infestation des Babésioses ( $p>0,05$ ). Mais pour les anaplasmoses ce sont les adultes qui étaient les plus parasités, ce qui statistiquement est significatif ( $p<0,05$ ).

Le PCV moyen obtenu était de  $31,46 \pm 3,13$  %. En effet, l'hématocrite diminue lors d'anémie et augmente lors de la déshydratation. L'hématocrite est normal entre 24 et 46 % avec une moyenne de 35 % (Blood, *et al.*, 1989), l'anémie est légère entre 20 et 24 %, modérée entre 14 et 19 %, sévère entre 10 et 13 % et très sévère en dessous de 10%. La valeur de l'hématocrite obtenue est supérieure à celle de Bouka *et al.* (2001) (29,3 %) dans une étude menée au Togo. La valeur normale d'hématocrite obtenue ( $31,46 \pm 3,13$  %) pourrait s'expliquer par la faible parasitémie présentée par les bovins et par le fait ceux-ci étaient suivis sur le plan sanitaire.

Le taux d'infection mixte observée était de 6,42 % avec un PCV moyen de  $31,35 \pm 1,17$  % soit 34 bovins. Pam *et al.* (2013) ont rapporté des prévalences plus élevées au Nigéria (84,91 % et  $35,13 \pm 5,2$  %). Moti *et al.* (2013) en Ethiopie ont obtenu une prévalence de 3,6 % pour les infections mixtes de la trypanosomose avec les helminthes gastro-intestinaux. Il a été aussi rapporté que les bovins souffrant de distomatose sont particulièrement immunodéprimés et développent plus fréquemment des infections mixtes associant les hémoparasites (Ogunrinade et Adegoke, 1982).

Les prévalences des co-infestations par les parasites gastro-intestinaux ou sanguins étaient de chacune une prévalence de 37 % et 22,5 % respectivement avec un PCV moyen de  $30,77 \pm 0,54$  % et de  $31,55 \pm 0,26$  %. Par contre Farougou *et al.* (2007) ont rapporté pour les co-infections par les hémoparasites (*Babesia* - *Anaplasma*) une prévalence de 52,3 % supérieure à celle de cette étude (22,5 %). La prévalence des co-infections par les parasites gastro-intestinaux était inférieure à celle obtenue par Kemal et Terefe (2013) (41,4 %) chez les bovins en Ethiopie.

L'étude montre que la présence d'infections mixte ne dépend pas de la localité et de l'âge des bovins ( $p>0,05$ ), mais dépend du sexe. Les jeunes (âgés de [0 à 3 ans]) et les femelles étaient les plus parasités (10,93 et 7,19 % respectivement). Ces résultats sont différents de ceux obtenus au par Pam *et al.* (2013) au Nigéria.

Le PCV moyen des bovins ayant une infection mixte ( $31,35 \pm 1,17$  %) était sensiblement supérieur au PCV moyen général ( $31,46 \pm 3,13$  %) et sensiblement égale au PCV moyen des co-infestations. Aucune différence significative n'a été observée entre ces trois PCV moyens. Les hémoparasites comme les parasites gastro-intestinaux sont connus pour leur action anémiant (Morrison *et al.*, 1981), évaluée par la détermination des PCV. Dans cette étude, les PCV moyens des

bovins atteints d'infection mixte et d'une co-infestation étaient sensiblement similaires. L'étude montre qu'aussi bien les parasites gastro-intestinaux que les hémoparasites n'ont pas eu un effet de manière significative sur la valeur de PCV des bovins.

## CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS

Les strongyloses, la toxocarose, la fasciolose et la paramphistomose étaient les principales helminthoses gastro-intestinales des bovins de la zone péri-urbaine de Ngaoundéré et d'autre part que la Babésiose à *B. bovis* et l'Anaplasmose à *A. marginale* et à *A. centrale* sont les hémoparasitoses les plus fréquentes des bovins dans cette même zone. Ces différentes prévalences sont variables en fonction de la localité, de l'âge, et du sexe. 6,42 % des bovins sont infectés par les deux groupes de parasites; 37 % des bovins ont présenté une co-infestation par les parasites gastro-intestinaux et 22,5 % des bovins ont présenté une co-infection par les hémoparasites. Mais l'égalité entre les différentes valeurs de PCV moyens montre qu'aucun des deux groupes de parasites n'a eu d'effet sur la valeur de l'hématocrite.

Au terme de cette étude nous formulons les recommandations suivantes à l'endroit des éleveurs :

- aménager les points d'eau pour l'abreuvement des bovins,
- éviter de concentrer les bovins dans un seul et même pâturage, en d'autres termes pratiquer la rotation des pâturages,
- faire pâturer les jeunes bovins dans un pâturage différent de celui des adultes,

- détiqage régulier des bovins au moins trois fois par semaine soit par pulvérisation, soit par passage dans un bain détiqeur, soit par dépôt pour-on.
- éviter les surpeuplements dans les enclos.

En perspective, une étude de l'évaluation du niveau d'infestation des pâturages des bovins doit être réalisée.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ABALIOU A., 2014.** Prévalence et impact économique de la fasciolose à l'abattoir municipal de Ngaoundéré. Mémoire de Doctorat en Médecine Vétérinaire, l'Ecole des Sciences et de Médecine Vétérinaire, Université de Ngaoundéré, 2014, 76p, pp 41-43.
- ACHI Y. L., ZINSSTAG J., YEO N., DEA V. ET DORCHIES P. H. 2003.** Les nématodes gastro-intestinaux des bovins de la région des savanes de la Côte-d'Ivoire : enquête d'abattoir. *Revue de Médecine Vétérinaire*, 154 : pp102- 112.
- ALIYARA, H.Y. ;NWOSU C.O. AND ARDO M.B., 2012.** Prevalence and seasonal changes in gastro-intestinal helminthes of Nigeria cattle. *Veterinary Research* 5(3): pp 46- 49.
- ANKERS P., FOFANA S. ET BIAYE A. 1997.** Les dominantes du parasitisme helminthique chez les bovins, ovins et caprins en Guinée maritime, République de Guinée. *Revue d'Élevage et Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux* 50 (2) : pp111-116
- ANKERS P. ZINSSTAG J. ET PFISTER K. 1994.** Quasi-absence de réinfestation par les strongles du bétail gambien en saison sèche. *Revue d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux* 47 : pp201-205.
- BARRE N. ET UILENBERG G. 2010.** Propagation des parasites transportés avec leurs hôtes: cas exemplaires de deux espèces de tiques du bétail. *Revue Scientifique et Technique Office Internationale des Epizooties* 29: pp135-147.

- BENCHIKH ELFEGOUN M.C., BENAKHA A., BENTOUNSI B., BOUATTOUR A. ET PIARROUX R. 2007.** Identification et cinétique saisonnière des tiques parasites des bovins dans la région de Taher (Jijel), Algérie. *Ann.Medecine Veterinair* 151 : pp209-214.
- BLOOD D.C., RADOSTITS O.M. AND HENDERSON J.A., 1989.** Disease caused by protozoa. A text book of the disease of cattle, pigs, goats and horses. 7th ed. Oxford: ELBS. pp1012 -1015.
- BOUKA, E. C., BATAWUI. K. ET NAPALA A. 2001.** Parasitoses des veaux dans la région septentrionale du Togo. *Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux*. 54 (1) : pp17-27.
- BOUYER J., IDRISSE K., STACHURSKI F. ET DESQUESNES M., 2005.** Traitement épicutané du bétail. fiche technique du CIRDES N° 8. p12.
- BRADFORD P. S., 2009.** Large animal internal medicine. Fourth edition, Mosby Elsevier, 11830 Westline Industrial Drive St. Louis, Missouri 63146. pp1632-1647.
- BRUNET S., 2008.** Analyse des mécanismes d'action antiparasitaire de plantes riches en substances polyphénoliques sur les nématodes du tube digestifs des ruminants. Thèse de Doctorat, Université de Toulouse, 246p 16-18.
- BUSSIERAS J. ET CHERMETTE R., 1999.** Abrégé de parasitologie vétérinaire. Fascicule I : Parasitologie générale (Polycopié). 75 pages. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Service de parasitologie.
- CHARTIER C., ITARD J., MOREL P. C. ET TRONCY P. M., 2000a.** Précis de parasitologie vétérinaire tropicale. Paris : Ministère français de la coopération française. 305p.
- CHARTIER C., ITARD J., MOREL P. ET TRONCY P., 2000b.** Précis de parasitologie vétérinaire tropicale, Paris.
- CHIEJINA S.N. ET EMEHELU C.O. 1986.** Evaluation of three strategic anthelmintic programmes for the prophylaxis of parasitic gastroenteritis in cattle in Nigeria. *Tropical Animal Health and Production* 18: pp55-63.
- CHOLLET J.Y., MARTRENCAR A., BOUCHEL D. ET NJOYA A. 1994.** Epidémiologie des parasitoses digestives des jeunes bovins dans le Nord-Cameroun. *Revue d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux* 47 (4) : pp365-374.
- CHOWBHURY S.M.H., MIAN. M.F. AND DEBNATH .N.C. 1993.** Prevalence of helminthic infestations in zebu cattle (*Bos indicus*) at savar, Bangladesh. *AJAS*. 6 (3) 4276: 431.
- CLAUSSEN P.H., SIDIBE I., BASSINGA A., RICHARD X., BAUER B. ET POHLIT H. 1993.** Pathogenesis and pathology of African trypanosomiasis in Baoulé, N'Dama/Baoulé, cross bred and zebu cattle in Burkina Faso 1. Clinical performance under high natural tsetse challenge. *Tropical Medicine and Parasitology*. 44 (2): pp99-107.

- COLLOT M.E., 2010.** La babésiose bovine, une zoonose à risque pour l'homme. 10p Thèse de Doctorat en Pharmacie, Université Henri Poincaré – Nancy1.
- DELAUNAY C., 2005.** Analyse in vitro des interactions érythrocytes de mouton par *Babesia divergens*. 99p., pp17-38.
- DELTOUR BENJAMIN ALFRED PIERRE., 2004.** Proposition d'enquêtes transversales sur la Trypanosomose du bétail en Adamaoua. 199p, Thèse de Doctorat Vétérinaire, Université Paul-Sabatier de Toulouse.
- DESQUESNES M., DIA M. ET BENGALY Z., 2004.** Les Trypanosomoses animales : diagnostic différentiel des trypanosomes des ruminants. – Bobo-Dioulasso: CIRDES.-8p.
- DJAKARIDJA, B. P., YAO KOUASSI G., GRAGNON B., G.ACAPOVI-YAO., MAVOUNGOU J.F. ET N'GORAN KOUAKOU E. 2014.** Situation épidémiologique des hémoparasites des bovins dans deux zones d'élevage de la Côte d'Ivoire : cas des anciennes régions des Savanes et de la vallée du Bandama. *Revue Médecine. Vétérinaire*. 165, pp9-10, 297-303.
- Document de Stratégie pour la Croissance et l'Emploi. 2011.** Chapitre3. page65.
- DRIEU C., 2009.** Hématologie en médecine bovine et application à la réalisation d'une transfusion. Thèse Médecine Vétérinaire de l'Université d'Alfort.
- EUZEBY J., 1963.** Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leur incidence sur la pathologie humaine, Paris.
- EUZEBY J., BOURDOISEAU G. ET CHAUVE CL-M., 2005.** Dictionnaire de parasitologie médicale et vétérinaire. Ed Tec & Doc, Paris, 492p. pp49-51.
- EUZEBY J., 1981.** Diagnostic expérimental des Helminthoses animales (animaux domestiques, animaux de laboratoire, Primates) Travaux pratiques d'helminthologie, Paris.
- FAROUGOU S., TASSOU A.W., TCHABODE D.M., KPODEKON M., BOKO C., YOUSAO A.K.I. 2007.** Tiques et hémoparasites du bétail dans le nord-Bénin. *Revue Médecine Vétérinaire.*, 2007, 158, 8-9, 463-467.
- FIKRU, R., TESHALE S., DHUGUMA R. ET YOSEF K. 2006.** Epidemiology of Gastrointestinal Parasites of Ruminants in Western Oromia, Ethiopia. *International Journal of Applied Research in Veterinary Medicine*. 4. 1.
- FONTUGNE C., 2002.** Interactions immunitaires hôtes-tiques : des mécanismes aux applications. 73p, Thèse de Doctorat vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. pp51-54.
- HANSEN J. ET PERRY B., 1994.** The epidemiology, diagnosis and control of helminth parasites of ruminants, a handbook. ILRAD, 171 pp. Nairobi, Kenya.

- HERTZBERG H., HUWYLER U., KOHLER L., REHBEIN S. ET WANNER M., 2002.** Kinetics of exsheathment of infective ovine and bovine strongylid larvae in vivo and in vitro. *Parasitology* 125, pp 65-70.
- Institut Nationale de la Statistique (INS), 2010.** Rapport régional de progrès des objectifs du millénaire pour le développement : région de l'Adamaoua. 31p
- ISLAM R., GOLAM Y., ABDULLAH AL N., NURJAHAN B., AND HUSSAIN M. 2014.** Prevalence of gastrointestinal parasites in cattle at Vangura upazila in Pabna district of Bangladesh. *International Journal of Natural and Social Sciences* 1: pp45-52.
- JACQUIET, P., 1997.** Les strongles digestifs des ruminants. *Point Vét. (Parasitologie des Ruminants)*. 28: pp20-22.
- JORGENSEN W.K., WEILGAMA D.J., NAVARATNE M. AND DALGLIESH R. J. 1992.** Prevalence of *Babesia bovis* and *Anaplasma marginale* at selected localities in Sri Lanka. *Tropical Animal Health and Production* 24. pp9-14.
- KAMANI J., SANNUSI A., EQWU OK., DOGO GI., TANKO T.J., KEMZA S., AETAKARKI AND GBISE DS. 2010.** Prevalence and significance of haemoparasitic infections of cattle in North-Central, Nigeria. *Vet World* 3: pp445-448.
- KARANGWA C., 1998.** Contribution à la lutte contre l'oestrose, la gasterophilose et les helminthoses gastro-intestinales des asins au Sénégal : essai thérapeutique comparatif de la Doramectine (DectomaxnD.) et du Closantel (Seponvern.D). 101p, thèse Doctorat vétérinaire, Université Cheikh Anta Diop. pp31-32.
- KARANJA, S. M., 2005.** Epidemiology and importance of trypanosomosis, helminthosis and tick-borne diseases on the performance of cattle in Busia district, Kenya, Ph.D Thesis, Freie Universitat, Berlin, 191 pages.
- KASSE N. F., 2007.** Efficacité comparative de deux Macrolides endectocides (Doramectine et Moxdectine) dans le traitement des parasitoses gastro-intestinales chez les zébus Gobra dans la zone sylo-pastorale du Sénégal. Thèse de Médecine Vétérinaire Dakar: 29.
- KAUFMANN J. 1996:** Parasitic infections of domestic animal. *A diagnostic Manuel*, Birkhauser Verlag, 423pp.
- KAUFMANN J., PFISTER K. 1990.** The seasonal epidemiology of gastrointestinal nematodes in N'Dama cattle in The Gambia. *Veterinary Parasitology*. 37: pp 45-54.
- KEMAL, J. AND TEREFE Y. 2013.** Prevalence of gastrointestinal parasitism of cattle in Gedebano Gutazer Wolene district, Ethiopia. *Journal of Veterinary Medicine and Animal Health* 5(12): 365-370.

- KOMOIN-OKA C., ZINSSTAG J., FOFANA F., N'DEPO A. ET PANDEY V.S. 2000.** Epidémiologie des nématodes gastro-intestinaux des bovins dans la région centre de la Côte d'Ivoire, *Revue d'Élevage et Médecine Vétérinaire des Pays tropicaux* 53 (3) : pp257-262.
- LEFEVRE P-C., BLANCOU J., CHERMETTE R., 2003.** Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail : Europe et régions chaudes. Volume2 : Maladies bactériennes, Mycoses, Maladies parasitaires. Ed Tec & Co, Paris. 1761p. pp1569-1581.
- MAMOUDOU A., ZOLI A. AND TCHOUA P. 2009a.** Parasitological prevalence of bovine trypanosomosis in the Faro and Deo division valley of the Adamaoua plateau Cameroon. *Int. J. Biol. Chem. Sci.* 3(5): 1192-1197.
- MAMOUDOU A., ZOLI A., VAN DEN BOSSCHE P., DELESPAUX V., CUISANCE D. AND GEERTS S. 2009b.** Half a Century of Tsetse and Animal Trypanosomosis Control on the Adamawa Plateau in Cameroon. *Revu. Élevage Médecine Vétérinaire des Pays tropicaux* 62 (1) : pp33-38.
- MANDON A. 1953.** L'Adamawa, terre d'élevage. *Revu. Élevage Médecine Vétérinaire des Pays tropicaux* 2: pp77-89.
- MEKROUD, A., 2004.** Contribution à l'étude de la distomatose à *Fasciola hepatica* Linnaeus 1758, dans le Nord Est algérien. Recherches sur les ruminants et le mollusque Hôte. Thèse de Doctorat d'état en médecine vétérinaire.
- MOJE, N., MATHEWOS S., DESISSA F. AND ALEMAYEHU R. 2015.** Cross-sectional study on bovine fasciolosis: Prevalence coprological, abattoir survey and financial loss due to liver condemnation at Areka Municipal Abattoir, southern Ethiopia. *Journal of Parasitology and Vector Biology* Vol. 7(1): pp33-38.
- MONTENEGRO-JAMES S. 1992.** Prevalence and control of babesiosis in the Americas. *Memorias do instituto Oswaldo Cruz* 87: pp27-36.
- MORRISON WL., MURRAY M., MCINTYRE WIM., 1981.** Bovin trypanosmiasis in Diseases of Cattle in the Tropics. M. Ristic and I. McIntyre (Ed) Martinus Nyhoff Publishers. The Hague . 469-497.
- MOTI Y., DERARA B., DALASA D., SENBETA T. AND HAILU D. 2013.** Bovine trypanosomosis and gastrointestinal helminthosis in settlement villages of Bedele district, South-western Ethiopia. *Ethiop Vetenary Journal* 17(1): pp41-54.
- MOUELE V. 1996.** Contribution à l'étude des helminthoses gastro-intestinales chez les asins au Sénégal, thèse de Doctorat vétérinaire, Université Cheikh Anta Diop, Dakar. 18p.
- MPOUAM S. E., ACHUKWI M. D., FEUSSOM KAMENI J. M., BENGALY Z. AND OUEDRAOGO G. A. 2011.** Serological and parasitological prevalence of bovine

trypanosomosis in small holder farms of the Vina division, Adamawa region of Cameroon. *Journal of Parasitology and Vector Biology* 3 (4): pp44-51.

**MURRAY M., MURRAY P. K. AND MCINTYRRE W. I. M. 1977.** An improved parasitological technique for the diagnosis of African trypanosomiasis. *Trans. Roy. Soc. trop. Med. Hyg.* 71 (4): pp325 - 326.

**NGOLE, I.U., NDAMUKONG, K.J.N. AND MBUH, J.V. 2003.** Internal parasites and heamatological values in cattle slaughtered in Buea subdivision of Cameroon. *Tropical Animal Health and Production* 35(5): 405-413.

**NTONIFOR, H. N., SHEI, S. J., NDALEH, N. W. ET MBUNKUR, G. N. 2013.** Epidemiological studies of gastrointestinal parasitic infections in ruminants in Jakiri, Bui Division, North 59 West Region of Cameroon. *Journal of Veterinary Medicine and Animal Health* 5(12): pp344-352.

**NWOHA R.I.O., ONYEABOR A., IGWE K.C., DANIEL-IGWE G., OUEKWUSI G.CO. AND OKAH U. 2013.** Prevalence of Haemoparasites in Livestock in Ikwuano Local Government Area of Abia State. *Journal of Fisheries and Livestock* 1, 3 p.

**O'CONNOR, L.J., WALKDEN-BROWN, S.W. ET KAHN, L.P. 2006.** Ecology of the free-living stages of major trichostrongylid parasites of sheep. *Vet. Parasitol.* 142, 1-15.

**OGUNRINADE A., ADEGOKE G.O. 1982.** Bovine fascioliasis in Nigeria-Intercurrent parasitic and bacterial infections. *Tropical Animal Health Production* 14 : pp121-125.

**OIE (2008).** Manuel terrestre. Chapitre 2.4.18. p.11.

**PAM V. A., OGBU K. I., IGEH C. P., BOT C. J. AND VINCENT G. 2013.** The Occurrence of Gastrointestinal and Haemo parasites of cattle in Jos of Plateau State, Nigeria. *J Vet Adv* . 3(2): pp74-78.

**PFUKENYI D.M., MUKARATIRWA. S., WILLINGHAM. A.L. AND MONRAD. J; ONDERSTEOPOORT., 2007.** Epidemiological studies of parasitic gastrointestinal nematodes, cestodes and coccidian infections in cattle in the highveld and lowveld communal grazing areas of Zimbabwe. *Journal of Veterinary Research*, 74: pp129–142.

**QADEER, M. A., GUMEL M. A., CHESSED G., NGANJIWA J. I., BERNARD K., VANDI P., HAKIM, D. AND FADIMATU, U. 2015.** A Cross Sectionnall Study on the Gastrointestinal and Haemoparasites of Trade Cattle In Girei And Yola North Local Government Areas Of adamawa State, Nigeria. *Journal of Agriculture and Veterinary Science*. Volume 8, Issue 4 Ver. I (Apr. 2015), 03-05.

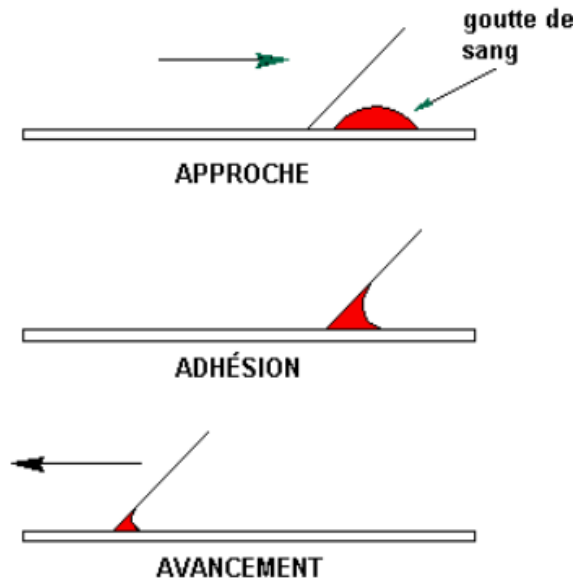
**RADOSTITS, O. M., GAY C. C., HINCHCLIFF K.W., CONSTABLE P. D., 2006.** Veterinary medicine: A textbook of the diseases of cattle, horses, sheep, pigs and goats. Tenth Edition. 2162 p, New York, USA.

- ROGERS, W.P. ET SOMMERVILLE, R.I. 1963.** The infective stage of nematode parasites and its significance in parasitism. *Adv. Parasitol.* 1: pp109-171.
- RUSHTON, J., PILLING, D. ET HEFFERNAN, C. L., 2002.** Appendix 7. A literature review of livestock diseases and their importance in the lives of poor people. Investigation in Animal Health Research to Alleviate Poverty. International Livestock Research Institute, Nairobi, Kenya, 129 p.
- SAHIDOU S., 1996.** Nématodes et Nématodoses du tube digestif des petits ruminants du Sud.bénin : taxonomie, épidémiologie et facteurs de variation, thèse Doctorat. 33.
- SAKATIVA D., 2014.** Evaluer l'Impact de la Vermifugation à l'Albendazole 10% sur le niveau d'excrétion des œufs des helminthes gastro-intestinaux et sur le poids des jeunes bovins des élevages semi-intensifs du Département de la Vina-Région de l'Adamaoua au Cameroun pendant la saison sèche. 76p, Mémoire de Doctorat en médecine Vétérinaire, Ecole des Sciences et de Médecine Vétérinaire de l'Université de Ngaoundéré. pp41-43.
- SEKONI V.O.; KUMI-DIAKA J.; SAROR D.I. ET NJOKU C. 1988.** L'effet des infections à *T. vivax* et *T. congolense* sur le temps de réaction et les caractéristiques du sémen sur le taureau zébu. *British Veterinary Journal*, 144 (4) : pp181-394.
- SIDIBE I., 1996.** Variabilité génétique de *Trypanosoma congolense*, agent de la trypanosomose animale: implications taxonomiques et épidémiologique. Thèse de Doctorat, Université de Montpellier II.
- SOFFO Y.V., 2010.** Enquête sur les hémoparasitoses et les parasitoses gastro-intestinales dans la région des Savanes en Côte d'Ivoire. Thèse de Médecine Vétérinaire. Dakar, Sénégal. 126p.
- SQUIRE S. A., AMAFU-DEY, H AND BEYUO J. 2013.** Epidemiology of gastrointestinal parasites of cattle from selected locations in Southern Ghana. *Livestock Research for Rural Development* 25 (7).
- TEGLAS M., MATERN E., LEIN S., FOLEY F., MAHAN S. M. AND FOLEY J. 2005.** Ticks and tick-borne disease in Guatemalan cattle and horses. *Veterinary Parasitology* 131, pp119-127.
- TELILA, C., BIRHANU A., DIRIBA L., AND EYOB E. 2013.** Prevalence of gastrointestinal parasitism of cattle in East Showa Zone, Oromia Regional State, Central Ethiopia. *J.Vet.Med.Anim.* 5(12): 365-370.
- TIGIST AWRARIS, BASAZNEW BOGALE AND MERSHA CHANIE. 2012.** Occurrence of Gastro Intestinal Nematodes of Cattle in and Around Gondar Town, Amhara Regional State, Ethiopia. *Acta Parasitologica Globali* 3 (2): pp28-33.

- TIRUALEM S., FIKRU R., FIKRE Z. AND ABRAHA G. Z. K. 2014.** Epidemiological significance of major hemoparasites of ruminants in and around Debre-Zeit, Central Ethiopia. *Journal of Parasitology and Vector Biology* 6(2): pp16-22.
- TISDELL C. A., HARRISON S.R. & RAMSAY G.C. 1999.** Impact économique des enzooties et des programmes de prophylaxie. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.* 18 (2): pp380-398.
- TRONCY P.M., ITARD J. ET MOREL P.C., 1981.** Précis de Parasitologie vétérinaire tropicale.- Maison Alfort : I.E.M.V .T.- 10p.
- TRONCY P.M., 1989.** Helminths of livestock and poultry in tropical Africa, in *Manual of Tropical Veterinary Parasitology*, translated by Shah-Fischer & R. Ralph Say. Wallingford, UK: CAB International.
- URQUHART, G.M., ARMOUR, J., DUNCAN, J.L., DUNN, A.M. ET JENNINGS, F.W., 1996.** *Veterinary Parasitology*. 2nd ed., Oxford.
- VENEZIANO V., RINALDI, L., CAPUTO, A.R., FEDELE, V. ET GRINGOLI, G., 2007.** Effects of gastrointestinal strongyle parasitism on milk quality. In: *The quality of goat products* (IGA-CRA, ed.). 142-145, Bella, Italy.
- VERCRUYSSSE J. ET CLAEREBOU, E. 2001.** Treatment vs non-treatment of helminth infections in cattle: defining the threshold. *Veterinary Parasitology* 98: pp195-214.
- VERCRUYSSSE J. ET DORNY, P. 1999.** Integrated control of nematode infections in cattle: A reality? A need? A future. *International Journal of Parasitology* 29: pp165-175.
- VERCRUYSSSE J., CHARLIER J., DORNY P. ET CLAEREBOU E., 2006.** Diagnosis of helminth infections in cattle: were we wrong in the past? *Proceedings of World Buiatrics Congress-Nice*: 1-7.
- WERY M. 1995.** Protozoologie médicale. Ed De Boeck. 276p.
- YANNICK CARON ;** Coprologie Vétérinaire, PCL DMI – 2012-2013 GMV2
- ZAJAC, ANNE M., CONBOY ET GARY A., 2012.** *Veterinary Clinical Parasitology*. 8th Edition, 368 pages. John Wiley & Sons, Inc. 2121 State Avenue, Ames, Iowa 50014-8300, USA.
- ZINSSTAG, J., ANKERS, P., N'DAO, M., BONFOH, B., PFISTER, K. 1998.** Multiparasitism, Production and economics in domestics animals in subsaharian west Africa. *Parasitology Today* 14 : pp46-49.
- ZINSSTAG, J., P. ANKERS, M. NJIE, P. ITTY, V. MONSAN, J. KAUFMANN, T. SMITH, V. S. PANDEY, AND K. PFISTER. 2000.** Effect of strategic gastrointestinal nematode control on faecal egg count in traditional West African cattle. *Vet. Res.* 31, no. 2:259-266.

## **ANNEXES**

### **Annexe 1 : Réalisation d'un frottis**



Réalisation d'un frottis sanguin  
Source : Drieu (2009)

## **Annexe 2: Matériel de prélèvement et d'analyse de laboratoire**

### **1. Matériel de prélèvement et d'analyse des matières fécales**

- Des plastiques d'emballage;
- Des gants en latex ;

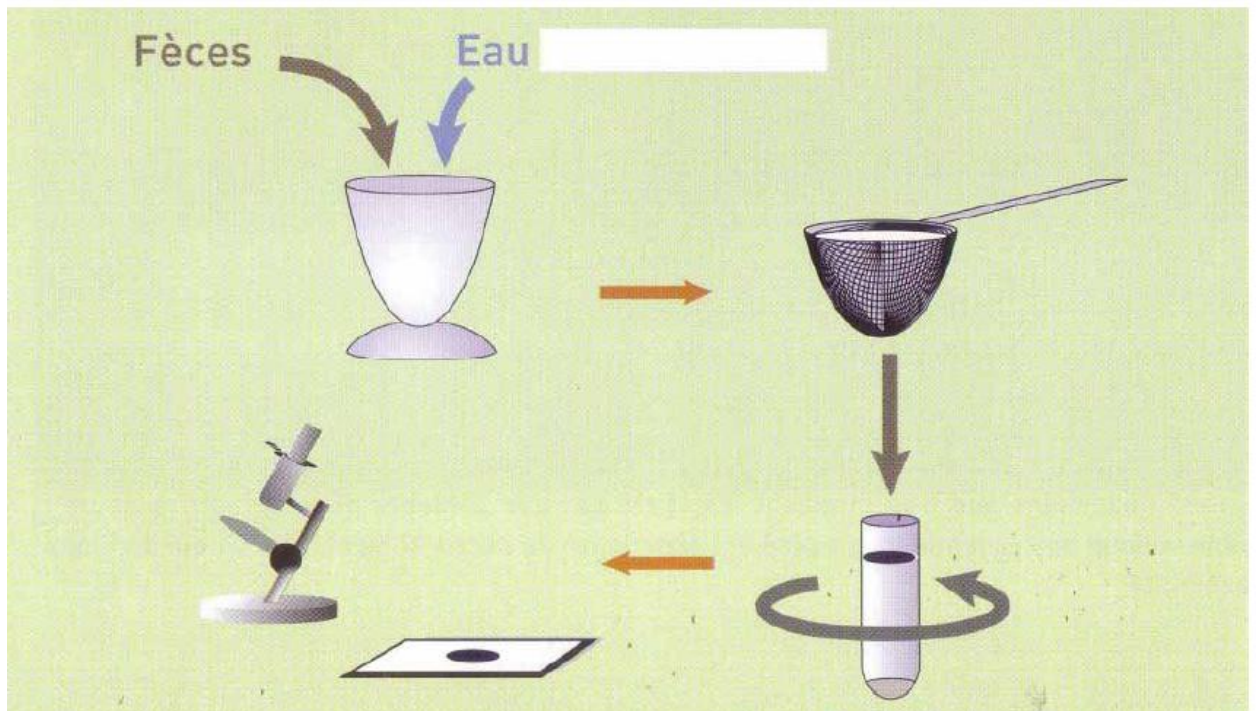
- De la glacière et carboglaces ;
- D'une Balance numérique ;
- D'un pilon et d'un mortier en porcelaine ;
- D'un tamis (passoires à thé) ;
- Des tubes en plastique gradués (45ml).
- Des Lamelles;
- De la Solution NaCl saturée;
- Des Lames porte objet;
- D'une Cellule de McMaster ;
- De l'eau distillée ;
- D'un Chronomètre ;
- D'une solution Bleue de méthylène ;
- D'un Microscope optique,

## **2. Matériel de prélèvement et d'analyse du sang**

Le matériel utilisé a été constitué des éléments suivants:

- Des tubes EDTA
- Des aiguilles de type vacutenaire et porte-aiguilles
- Des porte-tubes
- Des lames portes objets;
- Des lamelles;
- Des microtubes à hématocrite ;
- De la plasticine ;
- De l'alcool, coton, gants en latex ;
- D'une microcentrifugeuse ;
- D'une glacière et carboglaces
- De l'huile d'immersion ;
- De la solution mère de GIEMSA, d'un microscope optique.

## **Annexe 3 : Mode opératoire de la méthode de sédimentation**



Source : Kasse (2007).