



REPUBLIQUE DE COTE D'IVOIRE
Union-Discipline-Travail

**Ministère de l'Enseignement Supérieur
et de la Recherche Scientifique**



**Laboratoire de Zoologie
et Biologie Animale**

**Année Universitaire
2014-2015**

THESE

**Présentée pour l'obtention du Diplôme de Doctorat
de l'Université Félix HOUPHOUËT- BOIGNY**

Spécialité : Parasitologie Animale

OKA AMOIN MARIE AMELIE CLARISSE

**Numéro d'ordre
983/2015**

**PARASITISME DIGESTIF ET SANGUIN DANS LES
ELEVAGES D'OVINS ET DE BOVINS EN COTE D'IVOIRE –
ESSAI DE CONTROLE THERAPEUTIQUE**

Composition du jury

M. KATI-COULIBALY Séraphin	Professeur Titulaire UFHB	Président
M. N'GORAN Kouakou Eliézer	Professeur Titulaire UFHB	Directeur
M. BONFOH Bassirou	Maître de Recherches CSRS	Rapporteur
M. YAPI Ahoua	Maître de Conférences UFHB	Rapporteur
Mme SAWADOGO Duni	Professeur Titulaire UFHB	Examineur
M. COUACY-HYMANN Emmanuel	Directeur de Recherches LANADA	Examineur

**Soutenue publiquement
le 17 novembre 2015**

DEDICACES

A mon époux, **KOMOIN François**,

A mon défunt père, **OKA Koffi Thomas**, et à ma mère, **DIAW épouse OKA Khoudia Jeanne**,

A mes frères et sœurs, à tous mes proches,

A mes défunts collaborateurs **SADIA Mamadou** et **FOFANA Fatou**,

Je vous dédie le présent travail en reconnaissance pour ce que vous êtes et avez fait pour moi.

REMERCIEMENTS

La réalisation de cette thèse n'aurait pas été possible sans le soutien de nombreuses personnes. Je ne peux les citer toutes ; mais, je tiens à remercier tout particulièrement :

Monsieur le Professeur **KOUAMELAN Essetchi Paul**, Doyen de l'UFR Biosciences : merci pour avoir permis la préparation et la soutenance de cette thèse dans l'UFR que vous dirigez.

Monsieur **KATI-COULIBALY Séraphin**, Professeur Titulaire : merci pour avoir accepté de présider ce jury, malgré vos nombreuses occupations.

Monsieur **N'GORAN Kouakou Eliézer**, Professeur Titulaire, Directeur du Laboratoire de Zoologie et Biologie Animale de l'UFR Biosciences : merci pour votre patience, pour votre confiance et pour avoir valorisé mon travail.

Monsieur **YAPI Ahoua**, Maître de Conférences : merci pour le temps consacré à corriger ce travail et pour vos précieux conseils.

Monsieur **BONFOH Bassirou**, Maître de Recherches, Directeur Général du Centre Suisse de Recherches Scientifiques en Côte d'Ivoire (CSRS) : merci pour m'avoir fait bénéficier de votre expertise de « Docteur Vétérinaire » dans l'amélioration de ce travail.

Madame **SAWADOGO Duni**, Professeur Titulaire : merci pour votre amitié et pour avoir accepté de faire partie de ce jury.

Monsieur **COUACY-HYMANN Emmanuel**, Directeur de Recherches : merci pour votre amitié et pour avoir accepté de faire partie de ce jury.

Monsieur **ZINSSTAG Jakob**, ancien Directeur Général du CSRS (1994-1998), actuellement professeur en épidémiologie à l'Institut Tropical et de Santé Publique Suisse (Université de Bâle, Suisse) : merci pour avoir initié ce travail et fortement contribué à ma formation à la recherche scientifique.

Monsieur **PANDEY Vijay**, Professeur à la retraite, anciennement à l'Institut de Médecine Tropicale Prince Léopold d'Anvers, en Belgique : merci pour votre amitié.

Docteur **DEMBELE Ardjourma**, Directeur du Laboratoire National d'Appui au Développement Agricole (LANADA) : merci pour vos encouragements et pour votre appui dans la réalisation de ce travail.

Docteur **COULIBALY M'Bétiégué Bruno**, Chef du Laboratoire Central Vétérinaire de Bingerville (LCVB) : merci pour m'avoir laissé du temps pour rédiger cette thèse.

Docteur **ANGBA Assy**, ancien Directeur du LANADA : merci pour m'avoir accueillie dans votre Etablissement, aidée dans mes premiers pas dans la vie professionnelle et fait entrer dans le milieu de la recherche scientifique.

Docteur **N'DEPO Ahouty Ernest**, ancien Chef du LCVB : merci pour m'avoir accueillie dans votre unité technique et pour votre appui dans la réalisation de ce travail.

Monsieur **ASSI Assi Alfred**, Technicien dans le Service de Parasitologie du LCVB : merci pour ta précieuse collaboration ; ce travail est celui de toute notre équipe, avec nos regrettés Sadia Mamadou et Fofana fatou.

Docteur **ACHI épouse ATSE Louise** et **Professeur KONE Philippe** : merci pour ce travail entrepris ensemble dans les trois zones de la Côte d'Ivoire et pour votre amitié.

Docteur **SANOGO Moussa** : merci pour les cours de statistique, la cartographie, tes conseils, ta patience et ton extrême courtoisie.

Docteur **AFFOURMOU Kouamé**, Docteur **GBAMELE Marie-Pélagie** : merci pour votre amitié, pour vos encouragements au point que cette thèse est devenue la vôtre.

Docteur **YAO Patrick** et à tous les enseignants-chercheurs du Laboratoire de Zoologie et Biologie Animale de l'UFR Biosciences : merci pour les heures passées à corriger mon travail, pour votre disponibilité et votre grande gentillesse.

Monsieur **KOUAME-LELAH Antoine** : merci pour votre dévouement.

La Direction et tout le personnel du LANADA, particulièrement du LCVB : merci pour la réalisation de ce travail

L'Académie Suisse des Sciences Naturelles et l'International Foundation for Science (IFS) : merci pour le financement des travaux de recherche.

AVANT-PROPOS

AVANT-PROPOS

Le présent travail a été réalisé dans le cadre d'un partenariat de recherche entre le Laboratoire de Zoologie de l'UFR Biosciences de l'Université Félix Houphouët-Boigny, le Centre Suisse de Recherches Scientifiques en Côte d'Ivoire (CSRS) et le Laboratoire National d'Appui au Développement Agricole (LANADA). Un axe particulier de ce partenariat concernait la lutte contre les ectoparasites et les nématodes gastro-intestinaux des bovins et des ovins en Côte d'Ivoire.

Le travail a été initié par le Professeur **Jakob ZINSSTAG**, alors Directeur du CSRS, à la suite de travaux qu'il avait menés en Gambie sur le parasitisme digestif des ruminants et le développement de stratégies de contrôle. Il a été réalisé dans les locaux de deux unités techniques du LANADA : le Laboratoire Central Vétérinaire de Bingerville (LCVB) et le Laboratoire National d'Analyse des Semences (Lanasem), annexe du Laboratoire régional de Bouaké (LRB). Il a été financé par l'Académie Suisse des Sciences Naturelles et par l'International Foundation for Science (IFS).

SOMMAIRE

	Page
DEDICACES	I
REMERCIEMENTS	III
AVANT-PROPOS	VI
SOMMAIRE	VIII
LISTE DES ABREVIATIONS.....	X
LISTE DES FIGURES.....	XII
LISTE DES TABLEAUX.....	XVI
INTRODUCTION.....	1
1. GENERALITES	5
1.1. Elevage de ruminants en Côte d'Ivoire	6
1.2. Principaux parasites digestifs et sanguins des ovins et des bovins en Afrique de l'Ouest	11
1.3. Moyens de contrôle du parasitisme chez les ruminants	35
1.4. Zones d'étude	45
2. MATERIEL ET METHODES.....	53
2.1. Matériel.....	54
2.2. Méthodes de travail	56
2.3. Méthodes statistiques.....	75
3. RESULTATS ET DISCUSSION	77
3.1. Résultats	78
3.2. Discussion.....	140
CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES.....	151
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	155
ANNEXES	

LISTE DES ABREVIATIONS

ANADER	:	Agence Nationale d'Appui au Développement Rural
APROCASUDE	:	Association des Producteurs d'Ovins et Caprins du Sud et de l'Est
COWP	:	Copper-oxide wire particles
CSRS	:	Centre Suisse de Recherches Scientifiques en Côte d'Ivoire
DSV	:	Direction des Services Vétérinaires
FAO	:	Food and Agriculture Organisation of the United Nations (Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture)
FECRT	:	Faecal Egg Count Reduction Test
IFS	:	International Foundation for Science
LANADA	:	Laboratoire National d'Appui au Développement Agricole
LCPA	:	Laboratoire Central de Pathologie Animale
LCVB	:	Laboratoire Central Vétérinaire de Bingerville (ex-LCPA)
MINAGRA	:	Ministère de l'Agriculture et des Ressources Animales
MINAGRI	:	Ministère de l'Agriculture
MIPARH	:	Ministère de la Production Animale et des Ressources Halieutiques (ex-MINAGRA)
MIRAH	:	Ministère des Ressources Animales et Halieutiques (ex-MIPARH)
SODEXAM	:	Société d'Exploitation et de Développement Aéroportuaire, Aéronautique et Météorologique
OPG	:	Nombre d'œufs par gramme, Nombre d'ookystes par gramme

LISTE DES FIGURES

	Page
Figure 1 : Cycle évolutif des Strongles digestifs des ovins.....	21
Figure 2 : Carte de la végétation de la Côte d'Ivoire et localisation des élevages.....	47
Figure 3 : Températures moyennes et pluviométrie dans la zone sud de la Côte d'Ivoire (Abidjan), durant la période d'étude allant d'août 1994 à juillet 1996	50
Figure 4 : Températures moyennes et pluviométrie dans la zone sud de la Côte d'Ivoire (Abidjan), durant la période d'étude allant d'août 2003 à août 2004.....	50
Figure 5 : Températures moyennes et pluviométrie dans la zone centre de la Côte d'Ivoire (Yamoussoukro), durant la période d'étude allant de février 1997 à décembre 1997 .	51
Figure 6 : Matériel pour la recherche de parasites dans le sang.....	55
Figure 7 : Centrifugeuse pour la recherche de parasites dans les fèces	57
Figure 8 : Matériel pour la recherche de parasites dans les fèces	57
Figure 9 : Equipement de laboratoire	58
Figure 10 : Ovins de race Djallonké.....	60
Figure 11 : Bovins de race N'Dama.....	62
Figure 12 : Bovins de race Zébu	62
Figure 13 : Bovins métis N'Dama x Zébu	62
Figure 14 : Portions du tractus gastro-intestinal.....	66
Figure 15 : Examen de la muqueuse oculaire	74
Figure 16 : Fréquences du polyparasitisme digestif chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 143)	85
Figure 17 : Distribution de fréquence de la charge des nématodes gastro-intestinaux chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 145).....	88
Figure 18 : Distribution de fréquence de la charge des œufs de strongles dans les fèces chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 143).....	93
Figure 19 : Variations mensuelles de la prévalence et de la moyenne géométrique des charges parasitaires digestives des helminthes digestifs présents toute l'année chez les ovins, sur une année calendaire (n = 145).....	97

Figure 20 : Variations mensuelles de la prévalence et de la moyenne géométrique des charges parasitaires digestives des helminthes digestifs non présents toute l'année chez les ovins, sur une année calendaire (n = 145).....	99
Figure 21 : Variations mensuelles de la prévalence et de la moyenne géométrique de la charge des œufs de strongles dans les fèces comparées à celles de la charge parasitaire digestive des strongles, chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 143).....	100
Figure 22 : Variations mensuelles de la prévalence et de la moyenne géométrique de la charge des ookystes de coccidies dans les fèces, chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 143)	102
Figure 23 : Variations mensuelles de la prévalence des nodules sur la muqueuse intestinale chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 145).....	102
Figure 24 : Variations mensuelles de l'hématocrite et de la moyenne géométrique de la charge parasitaire digestive de l'espèce <i>H. contortus</i> chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 141).....	104
Figure 25 : Fréquence du polyparasitisme digestif chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 42)	110
Figure 26 : Distribution de fréquence de la charge des nématodes gastro-intestinaux chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 60)	113
Figure 27 : Distribution de fréquence des charges parasitaires par compartiment digestif chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 60).....	113
Figure 28 : Distribution de fréquence des charges parasitaires digestives par classe d'âge chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 60).....	114
Figure 29 : Variations mensuelles de la prévalence et de la moyenne géométrique des charges parasitaires digestives des helminthes digestifs présents presque toute la durée de l'étude chez les bovins (n = 62).....	117
Figure 30 : Variations mensuelles de la prévalence des helminthes digestifs présents de façon sporadique chez les bovins (n = 62)	119
Figure 31 : Variations mensuelles de la prévalence et de la moyenne géométrique de la charge des œufs de strongles dans les fèces comparées à celles de la moyenne géométrique de la charge digestive des nématodes, chez les bovins de la zone Centre de la Côte d'Ivoire	

(n = 43)	119
Figure 32 :Pourcentage d'animaux traités par mois dans le lot C, d'août 2003 à août 2004 (n = 27)	130
Figure 33 :Evolution de la prévalence des excréctions d'œufs de strongles dans les fèces des ovins, par lot, d'août 2003 à août 2004 (n = 942)	132
Figure 34 :Evolution de la charge moyenne des excréctions d'œufs de strongles dans les fèces des ovins, par lot, d'août 2003 à août 2004 (n = 942)	134
Figure 35 : Evolution des valeurs de l'hématocrite des ovins, par lot, d'août 2003 à août 2004 (n= 510)	137

LISTE DES TABLEAUX

	Page
Tableau I : Cheptel bovin, ovin et caprin en Côte d’Ivoire, de 1991 à 2011	7
Tableau II : Récapitulatif des espèces parasitaires gastro-intestinales rencontrées chez les bovins en Afrique de l’Ouest	13
Tableau III : Récapitulatif des espèces parasitaires gastro-intestinales rencontrées chez les ovins en Afrique de l’Ouest.....	14
Tableau IV : Inventaire des espèces de parasites sanguins rencontrées chez les bovins et les ovins en Afrique de l’Ouest	28
Tableau V : Principaux anthelminthiques actifs contre les Nématodes digestifs chez les bovins et les ovins.....	36
Tableau VI : Principaux anthelminthiques actifs contre les Trématodes et les Cestodes digestifs chez les bovins et les ovins	37
Tableau VII : Principaux trypanocides actifs chez les bovins et les ovins	44
Tableau VIII : Chimiothérapie des parasitoses sanguines transmises par les tiques chez les bovins et les ovins.....	46
Tableau IX : Périodes d’étude.....	58
Tableau X : Estimation de l’âge des ovins par l’examen de leur arcade incisive, selon la méthode de Landais & Bassewitz (1982)	60
Tableau XI : Estimation de l’âge des bovins par l’examen de leur arcade incisive.....	64
Tableau XII : Interprétation de la numération des nématodes chez les ovins et chez les bovins (Euzéby, 1982 ; Hansen & Perry, 1995 ; Chartier et al., 2000)	70
Tableau XIII : Présentation des programmes de prophylaxie	72
Tableau XIV : Classification des couleurs de la conjonctive selon la Méthode FAMACHA® (Kaplan et al., 2004 ; Reynecke et al., 2011).....	74
Tableau XV : Répartition des ovins de la zone sud de la Côte d’Ivoire par âge, par sexe, en fonction de l’état physiologique et de l’origine (n = 145)	79
Tableau XVI : Résultats de l’examen clinique des ovins de la zone sud de la Côte d’Ivoire, en fonction du site (n = 145).....	80
Tableau XVII : Inventaire des parasites des ovins de la zone sud de la Côte d’Ivoire, en fonction	

du site (n = 145)	82
Tableau XVIII : Comparaison des résultats d'autopsie et de coprologie portant sur le parasitisme helminthique chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 143).....	84
Tableau XIX : Prévalence (%) des parasites des ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire, en fonction du site (n = 145).....	87
Tableau XX : Charge moyenne des parasites chez les ovins infestés de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 145).....	90
Tableau XXI : Fréquence des charges parasitaires par compartiment digestif chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 145).....	92
Tableau XXII : Tableau récapitulatif de la présence des parasites digestifs en fonction du mois chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 145)	95
Tableau XXIII : Effet de l'âge, du sexe et de l'état de gestation, sur les charges des principales espèces parasitaires et les excréments d'œufs de strongles et d'ookystes de coccidies chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (nombre moyen) (IC 95 %) (n = 145).....	105
Tableau XXIV : Répartition des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire par sexe et par âge (n = 62).....	107
Tableau XXV : Résultats des examens ante-mortem et post-mortem des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 59).....	107
Tableau XXVI : Inventaire des parasites des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 62)	108
Tableau XXVII : Comparaison des résultats d'autopsie et de coprologie portant sur le parasitisme helminthique chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 43).....	110
Tableau XXVIII : Prévalence des parasites des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 62).....	111
Tableau XXIX : Charge moyenne des parasites des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 62).....	114
Tableau XXX : Tableau récapitulatif de la présence des espèces parasitaires digestives en	

fonction du mois chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 62) ..	116
Tableau XXXI : Répartition des prélèvements par période (n = 2 160 prélèvements)	121
Tableau XXXII : Répartition des prélèvements par sexe et par âge des animaux (n = 2 138 prélèvements)	121
Tableau XXXIII : Inventaire des parasites sanguins des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 2 160 prélèvements)	122
Tableau XXXIV : Inventaire par localité des parasites sanguins des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 2160 prélèvements)	124
Tableau XXXV : Prévalence des parasites sanguins des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 2 160 prélèvements)	125
Tableau XXXVI : Prévalence des parasites sanguins des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire en fonction des localités (n = 2 160 prélèvements)	127
Tableau XXXVII : Prévalence des parasites sanguins en fonction de la saison, chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 2 160 prélèvements)	128
Tableau XXXVIII : Influence de la saison sur l'hématocrite chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 1 812 prélèvements)	128
Tableau XXXIX : Comparaison de la note Famacha à la valeur moyenne de l'hématocrite et à la charge moyenne des œufs de strongles dans les fèces chez les ovins, d'août 2003 à août 2004 (n = 942)	139

INTRODUCTION

Partout dans le monde, le parasitisme constitue un problème majeur en santé animale et en production. Le parasitisme interne, et notamment digestif, est la cause la plus commune des diarrhées, pertes de poids, anémie, faible production, faible reproduction et mauvais état général des animaux ; il est même à l'origine de morts d'animaux (Fabiyyi, 1987 ; Domenech *et al.*, 1992 ; Pugh & Baird, 2012). Il occasionne ainsi des pertes économiques considérables (Biffa *et al.*, 2006 ; West *et al.*, 2009).

Plusieurs espèces de parasites peuvent être présentes chez un même animal ; mais toutes n'ont pas la même importance clinique. Les espèces qui sont prioritairement responsables des dégâts occasionnés, diffèrent d'une région à l'autre. Cela est principalement dû au climat qui détermine la prédominance de certaines espèces par rapport à d'autres ainsi que l'épidémiologie de leur transmission (Anderson & Rings, 2009 ; Pugh & Baird, 2012).

La lutte contre le parasitisme digestif a connu un grand essor à partir des années 1940, avec l'avènement de produits anthelminthiques efficaces contre les espèces parasitaires en cause (McKellar & Jackson, 2004). Elle se faisait par des traitements stratégiques de routine, effectués à certaines périodes sur tous les animaux d'un même troupeau. L'objectif était d'éliminer leur charge parasitaire et de les protéger sur une longue période (Kenyon *et al.*, 2009). Ces traitements étaient associés, autant que possible, au déplacement des animaux sur des parcelles de pâturage saines afin d'éviter une rapide réinfestation. Ils nécessitaient la connaissance précise de l'épidémiologie des parasites dans une zone donnée, la disponibilité saisonnière des larves sur les pâturages étant à l'origine des pics d'infection parasitaire des animaux (Barger, 1999 ; Stromberg & Auerbeck, 1999). Aussi, diverses études ont-elles été menées en Afrique de l'Ouest pour mieux connaître les espèces parasitaires présentes et leurs particularités (Fritsche *et al.*, 1993 ; Ndao *et al.*, 1995b ; Belem *et al.*, 2001). Elles ont permis de déterminer les prévalences d'infestation des ruminants, qui sont d'au moins 95 % dans les régions humides. Les dynamiques temporelles d'infestation ont été mises en évidence, avec des pics liés à la pluviométrie et une hypobiose larvaire durant les longues périodes sèches. Sur la base des données ainsi recueillies, des traitements stratégiques à but prophylactique ont été élaborés et leur efficacité a été testée dans les conditions locales (Ndao *et al.*, 1995d ; Zinsstag *et al.*, 1997 ; Ankers *et al.*, 1998).

Malheureusement, dès la fin des années 1950, les premiers cas de résistance aux produits anthelminthiques alors utilisés, sont apparus et n'ont fait que se multiplier à travers le monde et s'étendre progressivement aux nouvelles molécules découvertes (Kaplan, 2004 ; McKellar & Jackson, 2004). Cette résistance aux anthelminthiques est liée à un changement

génétique, apparemment non réversible, dans la capacité des parasites à survivre aux traitements aux doses recommandées d'anthelminthiques. En effet, divers processus génétiques surviennent dans l'organisme du parasite : un changement dans la cible moléculaire du produit anthelminthique l'empêchant de la reconnaître, un changement dans le métabolisme de ce produit qui l'inactive ou le détruit, ou encore un changement dans sa distribution dans l'organisme-cible l'empêchant d'accéder à son site d'action (Wolstenholme *et al.*, 2004). Chez les petits ruminants, la résistance aux anthelminthiques est devenue un problème majeur, obligeant à revoir les moyens traditionnels de lutte contre le parasitisme (Besier, 2006 ; Soulsby, 2007 ; Kenyon *et al.*, 2009). En effet, il a été démontré en Nouvelle Zélande que l'impact est tel que des jeunes ovins, bien que traités, peuvent souffrir d'une réduction du gain de poids pouvant atteindre 9 kg si les populations d'helminthes, et notamment de nématodes gastro-intestinaux, ont développé une résistance contre les produits utilisés (Miller *et al.*, 2012). Chez les bovins, la résistance s'est développée plus lentement, mais le nombre de cas s'accroît (Sutherland & Leathwick, 2011).

Du traitement stratégique, il s'est avéré nécessaire de passer au traitement ciblé en évitant de traiter les animaux à des périodes de faible infestation des pâturages. L'objectif était de réduire le nombre de traitements anthelminthiques et de limiter ainsi la contamination des pâturages avec les génotypes résistants. Mais, le traitement ciblé a également montré ses insuffisances. De plus en plus, c'est la notion de traitement ciblé sélectif qui apparaît, c'est-à-dire un traitement ciblé qui concernerait non plus tous les animaux du troupeau, mais seulement ceux nécessitant véritablement un traitement (Kenyon *et al.*, 2009). Cette stratégie permettrait de ralentir le développement de la résistance aux produits anthelminthiques en maintenant un refuge, c'est-à-dire une sous-population d'helminthes non exposée à ces produits et pouvant ainsi conserver les allèles de sensibilité et diluer les allèles de résistance dans la population de vers (Burke, 2005 ; Soulsby, 2007 ; Stafford *et al.*, 2009). Cependant, le traitement ciblé sélectif ne suffit pas à lui seul. Pour une meilleure efficacité, il nécessite d'être associé à d'autres mesures visant une gestion raisonnée du pâturage et un accroissement de la résistance des animaux, dans le cadre d'un contrôle intégré (Cabaret, 2004 ; Ketzis *et al.*, 2006 ; Mahieu *et al.*, 2009).

Le traitement ciblé sélectif prend en compte à la fois les seules périodes épidémiologiquement appropriées pour un traitement anthelminthique et les seuls animaux avec un haut niveau d'infestation. En effet, les infections helminthiques ont la particularité d'être en agrégats, c'est-à-dire que la majorité des vers (80 %) ne sont hébergés que par une minorité

d'hôtes (20 % du troupeau) (Gaba *et al.*, 2005 ; Stafford *et al.*, 2009). Ce sont ces animaux les plus infestés et les plus sensibles à l'infestation qu'il revient d'identifier par divers procédés et de traiter (Cabaret, 2004 ; Kenyon *et al.*, 2009 ; Stafford *et al.*, 2009). L'un de ces procédés consiste en la méthode FAMACHA® (Malan *et al.*, 2001). La méthode FAMACHA® indique l'état d'anémie chez les petits ruminants par l'examen de la muqueuse oculaire, lorsque cet état est dû au parasitisme helminthique et que l'espèce *Haemonchus contortus* prédomine. Cette méthode permettrait de réduire de 38 à 80 %, en fonction des exploitations, l'utilisation des anthelminthiques sans augmenter la mortalité ovine et en maintenant un bon niveau de production (Van Wyk & Bath, 2002 ; Cabaret, 2004 ; Kaplan *et al.*, 2004).

En Côte d'Ivoire, contrairement à d'autres pays de l'Afrique de l'Ouest, rares étaient les publications portant sur l'inventaire et l'épidémiologie des espèces helminthiques parasites dans les années 1990 (Morel, 1959a ; Mishra *et al.*, 1979). Les mesures de contrôle du parasitisme chez les ruminants n'étaient essentiellement fondées que sur le comptage des œufs fécaux et l'estimation approximative du taux des vers correspondant (Domenech *et al.*, 1992). Elles comportaient le traitement systématique de tous les animaux au moins quatre fois par an, notamment en février, en mai, en juillet et en novembre. Il s'est ainsi révélé utile, à l'exemple de ces autres pays de l'Afrique de l'Ouest, d'étudier l'épidémiologie du parasitisme des ruminants en Côte d'Ivoire, afin de permettre d'améliorer les stratégies de lutte.

L'objectif de ce travail est de **contribuer à l'amélioration des stratégies de lutte contre le parasitisme digestif des ovins et des bovins en Côte d'Ivoire par une meilleure compréhension de l'épidémiologie**. Les objectifs spécifiques en découlant sont :

- (i) **Déterminer dans deux contextes bioécologiques de la Côte d'Ivoire, les caractéristiques épidémiologiques et cliniques des parasites gastro-intestinaux et sanguins des ovins et des bovins ;**
- (ii) **Identifier les facteurs de risque liés à la pathogénicité en fonction de l'espèce, du sexe, de l'âge, de l'état physiologique et de la saison ;**
- (iii) **Evaluer l'impact des schémas thérapeutiques proposés.**

Le présent mémoire est organisé en trois parties. Après l'introduction, les généralités sont présentées dans la partie I. Le matériel et la méthodologie de la recherche sont abordés dans la partie II. Les résultats et la discussion sont exposés dans la partie III. Enfin, une conclusion complète le document.

1. GENERALITES

1.1. Elevage de ruminants en Côte d'Ivoire

La Côte d'Ivoire est un pays à vocation essentiellement agricole. L'élevage y est un secteur en plein développement qui, peu à peu, couvre les besoins alimentaires de la population.

Selon les statistiques de l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'Agriculture (FAO, 2014), le cheptel des ruminants était évalué à moins de 2 000 000 de têtes dans les années 1960 ; il a connu une croissance régulière jusqu'à atteindre 4 614 642 têtes en 2011 (Tableau I). Il est composé d'environ 34 % de bovins, 37 % d'ovins et 29 % de caprins. La production de viande de ruminants est ainsi passée de 21 146 tonnes au début des années 1960, à 46 284 tonnes en 2010 et à 41 512 tonnes en 2011.

La transhumance transfrontalière et l'importation d'animaux sur pied pour la consommation nationale créent un flux d'animaux en provenance du Burkina Faso, du Mali et du Niger. Les troupeaux de bovins en transhumance viennent dans les régions du nord et du centre de la Côte d'Ivoire, à la recherche de points d'eau et de pâturages pendant la saison sèche, de janvier à mai. Pour la consommation nationale, les importations d'animaux sur pied ont été de 216 156 bovins, 313 123 ovins et 531 281 caprins en 2007 (FAO, 2012).

1.1.1. Cheptel ovin

Le cheptel ovin a été évalué à 1 700 303 animaux en 2011. La production en viande ovine a été de 8 350 tonnes ; avec la production en viande caprine (3 950 tonnes), elle a couvert à 68 % les besoins en viande de petits ruminants de la Côte d'Ivoire (FAO, 2014 ; MIRAH, 2014b).

Le cheptel ovin est concentré dans les régions centre (40 % des effectifs), nord (37 %) et sud du pays (15 %). Il est essentiellement constitué de moutons de race Djallonké (ou race naine d'Afrique de l'Ouest), et accessoirement de moutons sahéliens.

Le mouton Djallonké est un animal trypanotolérant rencontré dans les zones où la pluviométrie devient supérieure à 700 - 800 mm par an, et où commencent à apparaître les glossines. Il mesure entre 55 et 65 cm au garrot. Le poids à la naissance peut atteindre 2,5 kg ; et à l'âge adulte, il pèse généralement entre 20 et 30 kg, voire 32 kg. L'âge de la puberté chez la femelle se situe en général entre 5 et 13 mois et entre 1,5 et 2 ans chez le mâle. L'âge au premier agnelage varie entre 13 et 23 mois. Sa viande est d'assez bonne qualité (rendement : 48 - 51 %). Les femelles ne sont pas très bonnes laitières (0,25 l de lait par jour pour une lactation de 5 mois environ), mais elles sont prolifiques, donnant souvent naissance à des jumeaux (Larrat *et al.*, 1988 ; Yapi-Gnaoré *et al.*, 1996 ; Gbangboche *et al.*, 2005).

Tableau I : Cheptel bovin, ovin et caprin en Côte d'Ivoire, de 1991 à 2011

Année	Nombre d'animaux		
	Bovins	Ovins	Caprins
1991	1 145 000	1 161 000	908 000
1992	1 180 000	1 190 000	931 000
1993	1 205 000	1 219 000	954 000
1994	1 231 000	1 251 000	978 000
1995	1 258 000	1 282 000	1 002 000
1996	1 286 000	1 314 000	1 027 000
1997	1 316 000	1 346 800	1 052 675
1998	1 280 229	1 364 942	1 072 455
1999	1 308 030	1 392 241	1 093 904
2000	1 308 030	1 392 241	1 093 904
2001	1 336 442	1 420 086	1 115 782
2002	1 365 478	1 448 488	1 138 098
2003	1 392 787	1 477 458	1 160 860
2004	1 420 642	1 507 007	1 184 077
2005	1 449 054	1 537 147	1 207 759
2006	1 478 035	1 567 890	1 231 914
2007	1 507 596	1 599 248	1 256 552
2008	1 537 748	1 631 233	1 281 683
2009	1 573 116	1 670 383	1 307 317
2010	1 581 582	1 692 181	1 324 377
2011	1 582 652	1 700 303	1 331 687

Source: FAO (2014) : <http://faostat3.fao.org> (16/01/2014)

Le mouton sahélien vit difficilement dans les régions humides de la Côte d'Ivoire, du fait de sa sensibilité au parasitisme, aux maladies contagieuses et à la trypanosomose. Il pèse 40 à 50 kg. C'est généralement un bon animal de boucherie (rendement : 40 - 50 %). La production laitière des brebis est souvent faible (0,20 - 0,60 l par jour, pour une durée de lactation de l'ordre de 5 mois) (Larrat *et al.*, 1988). On le rencontre surtout sur les marchés des grandes villes, ou comme mouton de case (Yapi-Gnaoré *et al.*, 1996).

L'élevage ovin s'effectue selon différents systèmes de production (Domenech *et al.*, 1992 ; MIPARH, 2003 ; APROCASUDE, Communication personnelle) :

- Le système traditionnel : il est rencontré dans les villages. Il se fait en divagation. Les animaux sont laissés sans conduite ; ils vivent autour des habitations, et ne font l'objet d'aucun soin. Ils sont parfois parqués la nuit dans des enclos où leur sont distribués des compléments alimentaires, des pierres à lécher et de l'eau. Ils vivent des "parcours" environnants, des sous-produits agricoles et des déchets de cuisine.
- Le système amélioré ou moderne : il est rencontré sous deux formes :
 - Le système semi-intensif : il existe un parc de nuit ou un enclos pour parquer les animaux. Les ovins reçoivent des soins ; ils sont conduits par des bergers qui peuvent les mener dans des zones de pâturage plus riches qu'aux alentours des villages (élevage sur jachères ou sous plantations, surtout pratiqué dans les régions du sud où la savane fait défaut et où les lieux habituels de pâturage sont constitués de plantations de cultures industrielles et par les jachères de cultures vivrières). Ils bénéficient d'une complémentation et d'un programme de prophylaxie.
 - Le système intensif : il s'agit d'une amélioration du type précédent par une meilleure gestion, c'est-à-dire une meilleure maîtrise de la reproduction (gestion des luttres, utilisation de béliers améliorés), le respect des paramètres techniques, une bonne politique d'élevage et l'implantation de cultures fourragères (pâturages artificiels). Les troupeaux sont généralement importants, certains atteignant plus de 400 têtes.

1.1.2. Cheptel bovin

Le cheptel bovin représentait 1 582 652 animaux en 2011. La production en viande bovine a été de 29 212 tonnes, couvrant ainsi à 42 % la consommation nationale (FAO, 2014 ; MIRAH, 2014b).

La moitié sud de la Côte d'Ivoire étant plutôt de tradition agricole, avec les cultures d'exportation, l'élevage bovin est essentiellement cantonné au centre (environ 11 % des effectifs), et surtout au nord (environ 83 % des effectifs) du pays, où la population est en contact avec les peuples nomades du Mali et du Burkina Faso.

Ce cheptel bovin est constitué principalement de quatre types génétiques et des fruits de divers croisements (Larrat *et al.*, 1988 ; Yapi-Gnaoré *et al.*, 1996 ; MIPARH, 2003) :

- des taurins de race N'Dama : ils se caractérisent par leur trypanotolérance, et sont bien adaptés au milieu tropical humide et aux conditions de l'élevage extensif traditionnel. Ils ont un format moyen (116 cm pour les mâles, 113 cm pour les femelles), et un poids à l'âge adulte de 350 à 450 kg pour les mâles et de 200 à 300 kg pour les femelles. Ce sont de bons animaux de boucherie (rendement moyen : 45 à 50 %), mais leur production laitière est plutôt mauvaise (350 litres par lactation), bien que le lait soit très riche en matières grasses. Ils se rencontrent essentiellement au centre et au nord-ouest de la Côte d'Ivoire.
- des taurins de race Baoulé : ils sont également trypanotolérants, bien adaptés au milieu tropical humide et aux conditions de l'élevage extensif traditionnel. De petit format (100 - 110 cm pour les mâles, 90 - 100 cm pour les femelles), ils ne pèsent que de 250 à 350 kg pour les mâles et de 150 à 250 kg pour les femelles, à l'âge adulte. Ce sont également de bons animaux de boucherie, au mauvais rendement laitier (125 à 150 litres par lactation). Ils sont rencontrés au centre et au nord-est de la Côte d'Ivoire.
- des taurins de la race des lagunes : il s'agit d'une race en voie d'extinction, vivant en zone côtière et forestière. Ils ne pèsent qu'une centaine de kilogrammes. Ils ne présentent aucune aptitude bien définie, mais ils sont très résistants et bien adaptés au milieu humide et forestier du sud de la Côte d'Ivoire.
- des zébus : ils sont surtout retrouvés dans le nord de la Côte d'Ivoire, car ils tolèrent mal l'humidité. Ils sont en grande majorité du type peulh sahélien, très adapté à la marche, très résistant au stress thermique, mais sensible aux parasites de la zone tropicale humide, notamment à la trypanosomose. Ils ont un format moyen (120 - 125 cm pour le mâle, 115 - 120 cm pour la femelle), et un poids moyen à l'âge adulte de 400 kg pour le mâle et de 300 kg pour la femelle. Ce sont de bons animaux de boucherie (rendement moyen : 50 %), et d'assez bons producteurs de lait (480 à 600 litres par lactation).
- divers métis : le métissage se pratique surtout avec des zébus mâles pour augmenter le format des animaux, et des taurins femelles ou métisses femelles pour diminuer le risque de

trypanosomose et de parasitisme. Tous les degrés de métissage peuvent se rencontrer. Ces animaux possèdent des caractères intermédiaires entre ceux des populations parentales, en fonction du degré de métissage. Le métissage s'effectue aussi avec des races exotiques, notamment pour améliorer la production laitière. Les trois races taurines sont des races locales bien adaptées à leur milieu de vie, avec de bonnes performances de reproduction, souvent supérieures à celles des zébus (Sokouri *et al.*, 2010). Cependant, du fait du métissage, leur importance ne fait que décroître au profit des races hybrides. Dans un but d'amélioration de la productivité de leurs élevages, les éleveurs ont de plus en plus tendance à effectuer eux-mêmes des croisements. Le plus souvent, ces croisements ont lieu entre les Zébus et les taurins Baoulé, à l'origine de la constitution de la race appelée Méré. Ainsi, auparavant, les proportions des différentes races étaient de 0,1 % de taurins de race Lagunaire, 14 % de taurins de race N'Dama, 37 % de taurins de race Baoulé, 31 % de zébus et 18 % de divers métis (Larrat *et al.*, 1988 ; MIPARH, 2003). Depuis lors, les animaux de race Méré représenteraient jusqu'à 46 % du cheptel bovin de la région nord et 20 % de celui de la région centre, tandis que ceux de race N'Dama ne représenteraient plus que 5 % dans la région nord et 11 % dans la région centre (Sokouri *et al.*, 2009).

L'élevage bovin s'effectue schématiquement selon trois principaux systèmes de production (Atsé, 1987 ; MIPARH, 2003) :

- Le système traditionnel, qui se présente sous deux formes :
 - sédentaire : les animaux sont laissés en divagation ou mis en gardiennage dans le but essentiel de protéger les récoltes. Dans ce dernier cas, ils sont regroupés en troupeaux communautaires, confiés à la garde de bouviers d'origine sahéenne, avec un faible niveau d'intervention de la part des propriétaires. Les performances zootechniques sont assez médiocres. Ce système est particulièrement représenté dans la zone des savanes. Les troupeaux sont de petites tailles, avec une prédominance de races taurines.
 - transhumant : d'origine sahéenne, il constitue l'activité principale de populations peulh provenant des pays voisins, et qui ont émigré dans le nord de la Côte d'Ivoire. Le cheptel est essentiellement composé de zébus, avec cependant une tendance au métissage par acquisition de génisses de races taurines. Les troupeaux sont de plus grande taille : en moyenne de l'ordre de 150 têtes, mais pouvant en atteindre plus de 500. Ils sont morcelés en un troupeau de brousse, constitué de mâles et d'animaux âgés qui effectuent la transhumance à

la recherche de points d'eau et de pâturage, et un troupeau laitier entretenu autour du campement pour assurer l'approvisionnement quotidien des personnes en lait, et qui ne transhume que si la saison sèche est trop rigoureuse.

- Le système traditionnel amélioré : il résulte d'une intensification progressive du système traditionnel. Les éleveurs y sont beaucoup plus conscients de l'intérêt de l'amélioration génétique, quelques-uns se tournant même vers la production laitière. Ces élevages, s'ils sont retrouvés sur l'ensemble du pays, sont plus fortement concentrés au centre et au centre-nord du pays.
- Le système moderne : il est représenté par les ranches, les stations d'Etat, les grands élevages privés et d'autres plus modestes mis au point par des projets ou relevant d'initiatives privées. Le système de production est relativement extensif (pâturage sur savanes naturelles).

1.2. Principaux parasites digestifs et sanguins des ovins et des bovins en Afrique de l'Ouest

Toutes les parties de l'organisme animal sont susceptibles d'héberger des parasites : la peau, l'appareil circulatoire, l'appareil digestif, l'appareil respiratoire, les centres nerveux, etc. Mais, les parasites les plus nombreux et les plus fréquemment mis en cause lors de pathologies d'origine parasitaire sont plutôt ceux à localisation sanguine et surtout digestive.

1.2.1. Parasites digestifs

En Afrique de l'Ouest, un inventaire des helminthes des bovins et des ovins a été fait par Morel (1959b), complété par la suite par d'autres auteurs tels que Vassiliades (1981) et Graber & Perrotin (1983). Plus tard, des études portant sur l'épidémiologie saisonnière des espèces parasitaires ont été réalisées dans la plupart des pays ouest-africains et ont permis de préciser davantage les connaissances. Ces études ont été notamment menées en Côte d'Ivoire (Achi *et al.*, 2003a, b et c), au Bénin (Assogba & Youssao, 2001b), au Burkina Faso (Belem *et al.*, 2000, 2001 ; Ouattara & Dorchie, 2001), en Gambie (Kaufmann & Pfister, 1990 ; Fritsche *et al.*, 1993 ; Ndao *et al.*, 1995c), au Ghana (Agyei, 1991 ; Agyei *et al.*, 1991), en Guinée (Ankers *et al.*, 1997), au Mali (Tembely, 1986), en Mauritanie (Jacquiet *et al.*, 1992), au Nigéria (Fakae, 1990a ; Nwosu *et al.*, 2007), au Sénégal (Ndao *et al.*, 1995a et b ; Tamssar Ichakou, 2006), en Sierra Léone (Asanji & Williams, 1987) et au Togo (Bonfoh *et al.*, 1995 ; Ekpetsi *et al.*, 2001 ; Bastiaensen *et al.*, 2003).

1.2.1.1. Inventaire des parasites digestifs

Les différentes études menées en Afrique de l'Ouest permettent d'établir une liste récapitulative des espèces parasitaires digestives rencontrées chez les bovins (Tableau II) et chez les ovins (Tableau III).

Les parasites ont été retrouvés dans l'œsophage, le rumen, la caillette ou abomasum, l'intestin grêle, le gros intestin, le foie et les canaux biliaires, la cavité péritonéale et les veines mésentériques de ces ruminants domestiques. L'intestin grêle héberge le plus grand nombre de taxons. Dans les fèces, en plus des œufs de certains de ces parasites digestifs, des ookystes de coccidies ont été observés ; il s'agit des formes de résistance et de dissémination des parasites du genre *Eimeria*, protozoaires intracellulaires à localisation intestinale (iléon, caecum, colon). Trente-six taxons, appartenant à 3 phylums, ont été répertoriés. Le phylum des *Apicomplexa* ne comprend que les protozoaires du taxon *Eimeria*. Les 2 autres phylums regroupent la plupart des espèces parasitaires du système digestif ; il s'agit du phylum des *Nematoda* avec la classe des *Chromadorea* et la classe des *Enoplea*, et du phylum des *Platyhelminthes* avec la classe des *Trematoda* et la classe des *Cestoda*.

Dans la plupart des cas, les mêmes parasites sont retrouvés aussi bien chez les bovins que chez les ovins. Cependant, il existe quelques exceptions, certains pouvant être spécifiques ou plus fréquents chez un hôte que chez un autre. De même, certains sont ubiquistes tandis que d'autres ont des localisations géographiques limitées. Ainsi, alors que l'inventaire comporte, généralement, plus d'une dizaine d'espèces, il apparait cependant plus réduit en zone aride (Jacquiet *et al.*, 1995a ; Nwosu *et al.*, 2007).

- *Nématodes*

Les Nématodes sont les helminthes les plus nombreux avec 12 familles, sur un total de 19 répertoriées (cf. Tableaux II et III). Six de ces familles de Nématodes sont habituellement désignées sous le nom de " Strongles ", car elles appartiennent au Sous-Ordre des *Strongylida*, autrefois considéré comme un grand genre appelé *Strongylus* (Euzéby, 1961). Il s'agit des familles suivantes : les Ancylostomatidés appartenant à la super-famille des *Ancylostomatoidea* ; les Chabertiidés appartenant à la super-famille des *Strongyloidea* ; et les Cooperiidés, Haemonchidés, Molineidés et Trichostrongylidés appartenant à la super-famille des *Trichostrongyloidea*.

Tableau II : Récapitulatif des espèces parasites gastro-intestinales rencontrées chez les bovins en Afrique de l'Ouest

Organe	Phylum	Classe	Famille	Espèce parasite
Rumen	<i>Platyhelminthes</i>	<i>Trematoda</i>	Paramphistomidés	<i>Cotylophoron</i> sp, <i>Paramphistomum</i> sp, etc.
			Gastrothylacidés	<i>Caromyerius</i> sp
Caillette	<i>Nematoda</i>	<i>Chromadorea</i>	Haemonchidés	<i>Haemonchus contortus</i> , <i>H. placei</i> , <i>H. similis</i>
			Trichostrongylidés	<i>Trichostrongylus axei</i>
Intestin grêle	<i>Platyhelminthes</i>	<i>Cestoda</i>	Anoplocéphalidés	<i>Moniezia expansa</i> , <i>M. benedeni</i> , <i>Avitellina</i> sp
	<i>Nematoda</i>	<i>Chromadorea</i>	Toxocaridés	<i>Toxocara vitulorum</i>
			Strongyloïdés	<i>Strongyloides papillosus</i>
			Ancylostomatidés	<i>Bunostomum phlebotomum</i>
			Cooperiidés	<i>Cooperia curticei</i> , <i>C. pectinata</i> , <i>C. punctata</i>
			Trichostrongylidés	<i>Trichostrongylus colubriformis</i>
			Molineidés	<i>Nematodirus</i> sp
Gros intestin	<i>Nematoda</i>	<i>Chromadorea</i>	Chabertiidés	<i>Oesophagostomum columbianum</i> , <i>O. radiatum</i>
		<i>Enoplea</i>	Trichuridés	<i>Trichuris bovis</i> , <i>T. globulosa</i>
Foie et canaux biliaires	<i>Platyhelminthes</i>	<i>Trematoda</i>	Fasciolidés	<i>Fasciola gigantica</i>
			Dicrocoeliidés	<i>Dicrocoelium hospes</i>
Cavité péritonéale	<i>Nematoda</i>	<i>Chromadorea</i>	Setariidés	<i>Setaria labiatopapillosa</i>
Veines mésentériques	<i>Platyhelminthes</i>	<i>Trematoda</i>	Schistosomatidés	<i>Schistosoma</i> sp
Fèces	<i>Apicomplexa</i>	<i>Coccidia</i>	Eimeriidés	<i>Eimeria</i> sp

Source : <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi> (consulté le 10/04/2014)

Tableau III : Récapitulatif des espèces parasitaires gastro-intestinales rencontrées chez les ovins en Afrique de l'Ouest

Organe	Phylum	Classe	Famille	Espèce parasitaire
Œsophage	<i>Nematoda</i>	<i>Chromadorea</i>	Gongylonématidés	<i>Gongylonema pulchrum</i>
Rumen	<i>Platyhelminthes</i>	<i>Trematoda</i>	Paramphistomidés	<i>Cotylophoron</i> sp, <i>Paramphistomum</i> sp, etc.
			Gastrothylacidés	<i>Carmyerius</i> sp
Caillette	<i>Nematoda</i>	<i>Chromadorea</i>	Haemonchidés	<i>Haemonchus contortus</i>
			Trichostrongylidés	<i>Trichostrongylus axei</i>
Intestin grêle	<i>Platyhelminthes</i>	<i>Cestoda</i>	Anoplocéphalidés	<i>Moniezia expansa</i> , <i>M. benedeni</i> , <i>Avitellina centripunctata</i> , <i>Stilesia globipunctata</i> , <i>Thysaniezia ovilla</i>
	<i>Nematoda</i>	<i>Chromadorea</i>	Strongyloididés	<i>Strongyloides papillosus</i>
			Ancylostomatidés	<i>Bunostomum trigonocephalum</i> , <i>Gaigeria pachyscelis</i>
			Cooperiidés	<i>Cooperia curticei</i> , <i>C. pectinata</i> , <i>C. punctata</i>
			Molineidés	<i>Nematodirus</i> sp
			Trichostrongylidés	<i>Trichostrongylus colubriformis</i>
Gros intestin	<i>Nematoda</i>	<i>Chromadorea</i>	Oxyuridés	<i>Skrjabinema ovis</i>
			Chabertiidés	<i>Oesophagostomum columbianum</i> , <i>O. radiatum</i> , <i>O. venulosum</i>
		<i>Enoplea</i>	Trichuridés	<i>Trichuris globulosa</i> , <i>T. ovis</i> <i>Capillaria</i> sp
Foie et canaux biliaires	<i>Platyhelminthes</i>	<i>Trematoda</i>	Fasciolidés	<i>Fasciola gigantica</i>
			Dicrocoeliidés	<i>Dicrocoelium hospes</i>
Cavité péritonéale	<i>Platyhelminthes</i>	<i>Cestoda</i>	Taeniidés	<i>Cysticercus tenuicollis</i>
Veines mésentériques	<i>Platyhelminthes</i>	<i>Trematoda</i>	Schistosomatidés	<i>Schistosoma</i> sp
Fèces	<i>Apicomplexa</i>	<i>Coccidia</i>	Eimeriidés	<i>Eimeria</i> sp

Source : <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi> (consulté le 10/04/2014)

Trois espèces d'Haemonchidés peuvent être présentes chez les bovins et les petits ruminants : *Haemonchus contortus*, *H. placei* et *H. similis*. L'espèce *H. contortus* est plutôt inféodée aux moutons et aux chèvres, tandis que les deux autres espèces le sont aux bovins. Cependant, le partage des mêmes pâturages par ces animaux peut conduire à des infections mixtes (Chartier *et al.*, 2000 ; Achi *et al.*, 2003a). La distinction entre ces trois espèces est relativement récente ; elle est basée sur des critères morphométriques portant essentiellement sur les spicules des mâles et d'utilisation délicate (Jacquiet *et al.*, 1997 ; Giudici *et al.*, 1999 ; Chartier *et al.*, 2000). Ainsi, dans la plupart des travaux, la tendance a été de désigner l'espèce *H. contortus* en présence d'une infection à *Haemonchus*, y compris chez les bovins.

L'espèce *Skrjabinema ovis* de la famille des Oxyuridés est propre aux petits ruminants ; tandis que l'espèce *Toxocara vitulorum* de la famille des Toxocaridés est un parasite spécifique aux bovins, et même au veau jusqu'à l'âge de 6 mois (Euzéby, 1966 ; Kaufmann, 1996 ; Ekpetsi *et al.*, 2001). L'espèce *Setaria labiatopapillosa* de la famille des Setariidés est également un parasite des bovins ; mais, étant véhiculée par des moustiques, ses microfilaires peuvent se retrouver dans le sang périphérique des ovins avec le risque d'effectuer une migration erratique.

Certaines espèces, du fait de leur rareté, n'ont été rencontrées que dans quelques inventaires ; il s'agit notamment de *Gongylonema pulchrum*, *Nematodirus* sp et *Bunostomum* sp (Nwosu *et al.*, 2007). *Gongylonema pulchrum* est parfois présente chez les petits ruminants ; *Nematodirus* sp est rare en Afrique tropicale et *Bunostomum* sp est une espèce très pathogène, rencontrée uniquement dans quelques élevages d'une même région (Kaufmann, 1996).

Bien que les espèces parasitaires aient des localisations bien précises dans l'appareil digestif, il arrive que certaines d'entre elles soient retrouvées dans un compartiment inhabituel. C'est le cas de *Trichostrongylus colubriformis* et *Cooperia* sp, dont la localisation préférentielle est l'intestin grêle, mais qui ont été parfois rencontrées dans la caillette (Belem *et al.*, 2001).

- *Trématodes*

Cinq familles de Trématodes ont été inventoriées (cf. Tableaux II et III). Il s'agit des familles suivantes : les Paramphistomidés, les Gastrothylacidés, les Fasciolidés, les Dicrocoeliidés et les Schistosomatidés. Les parasites se localisent dans le rumen, le foie ou les veines mésentériques.

Les familles à localisation gastrique (Paramphistomidés et Gastrothylacidés) regroupent diverses espèces. Celle des Paramphistomidés regroupe des espèces telles que *Bothriophoron bothriophoron*, *Stephanopharynx compactus*, *Cotylophoron* spp, *Paramphistomum* spp (8

espèces) ; et celle des Gastrothylacidés regroupe les espèces *Carmyerius* spp (Kaufmann, 1996). L'identification précise de ces espèces n'est pas toujours faite, la plupart des auteurs se contentant de mentionner la présence de Paramphistomes, ou de Paramphistomidés au sens large.

Les espèces *Fasciola gigantica* et *Dicrocoelium hospes* sont des trématodes à localisation hépatique, généralement retrouvées dans les pays tropicaux. Elles ont des répartitions parfois très localisées, avec de fortes prévalences dans certaines régions et de très faibles dans d'autres (Assogba & Youssao, 2001b ; Soffo, 2010 ; Njoku-Tony & Okoli, 2011). Les espèces *F. hepatica* et *D. dendriticum* sont plutôt rencontrées dans les pays de la zone tempérée, et dans quelques régions de haute altitude de l'Est et du Sud de l'Afrique où elles coexistent alors avec les espèces plus spécifiquement tropicales (Kaufmann, 1996). Cependant, des caractérisations génétiques réalisées en Afrique de l'Ouest semblent y prouver la présence de *F. hepatica* (Ali *et al.*, 2008). En effet, la distinction entre ces deux espèces effectuée sur la base de leurs caractéristiques morphologiques, est parfois source d'erreurs car des formes intermédiaires ou extrêmes peuvent exister (Mas-Coma *et al.*, 2005 ; Rojo-Vázquez *et al.*, 2012).

Les espèces à localisation veineuse rencontrées chez les ovins et les bovins sont *Schistosoma bovis* et *S. curassoni* (Kaufmann, 1996 ; Chartier *et al.*, 2000).

- *Cestodes*

Les Cestodes ne comportent que 2 familles dans cet inventaire, celle des Anoplocéphalidés et celle des Taeniidés (cf. Tableaux II et III). L'espèce *Cysticercus tenuicollis*, seul représentant de la famille des Taeniidés, est la larve de *Taenia hydatigena* du chien ; elle est plus fréquente chez les ovins que chez les bovins (Euzéby, 1966 ; Kaufmann, 1996). Les espèces *Avitellina centripunctata*, *Stilesia globipunctata* et *Thysaniezia ovilla* de la famille des Anoplocéphalidés sont propres aux régions arides, tandis que *Moniezia expansa* et *Moniezia benedeni* sont ubiquistes (Kaufmann, 1996).

- *Coccidies*

Le genre *Eimeria* renferme un grand nombre d'espèces bien spécifiques. Vingt-et-une espèces sont propres aux bovins, les plus pathogènes étant *Eimeria bovis* et *E. zuerni*. Chez les ovins, ce sont 15 espèces qui peuvent être rencontrées, dont la plus pathogène est *E. ovinoitalis* (Kaufmann, 1996).

1.2.1.2. Description générale des parasites digestifs

- *Nématodes*

Les Nématodes sont des helminthes de forme cylindrique et effilée aux deux extrémités. Leur taille varie de quelques millimètres à des dizaines de centimètres. Ils sont à sexes séparés, contrairement aux Trématodes et aux Cestodes qui sont des vers plats hermaphrodites. Les Nématodes sont caractérisés par un tube digestif complet, avec une bouche à l'extrémité antérieure, parfois pourvue de formations telles que des lèvres ou une capsule buccale, et un anus à l'extrémité postérieure. L'extrémité postérieure de la femelle est effilée, alors que celle du mâle peut être porteuse d'un appareil copulateur, incurvée ou spiralée. Chez les Strongles, l'appareil copulateur est une bourse caudale : c'est une sorte de membrane en forme de cloche, soutenue par des côtes rigides qui sont des organes musculo-sensoriels, et pourvue de spicules (Euzéby, 1961) (Annexe 1).

Les œufs de strongles sont pondus aux premiers stades de la segmentation, le nombre de blastomères variant en fonction des espèces. Ils sont de taille moyenne (55-100 µm x 25-35 µm, sauf ceux de *Nematodirus* sp qui ont plus de 130 µm de long) et en forme d'ellipse. Leur coque est mince, lisse et incolore (Thienpont *et al.*, 1979).

Les œufs de Trichuridés sont pondus non segmentés avec un contenu granuleux. Ils sont de taille moyenne (70-80 µm x 30-42 µm). Ils sont de couleur brune, et ont une forme de citron avec un bouchon plus ou moins saillant à chacun des pôles. Leur coque est épaisse.

Les œufs de Toxocaridés sont également pondus non segmentés. Ils sont de taille moyenne (69-95 µm x 60-77 µm). Leur forme est globuleuse, avec une coque très épaisse et légèrement alvéolée.

Les œufs de *Strongyloides papillosus* sont pondus au stade d'embryons. Ils sont de taille moyenne (47-65 µm x 25-26 µm). Ils ont une forme en ellipse, avec des pôles légèrement aplatis et des parois légèrement bombées. Leur coque est mince et incolore.

- *Trématodes*

Les Trématodes ont un aplatissement dorso-ventral et disposent de deux ventouses, l'une orale et l'autre ventrale. Leur taille varie de quelques millimètres à quelques centimètres de long. Deux familles présentent des particularités : celle des Paramphistomidés qui ne sont pas plats mais de forme conique, et celle des Schistosomatidés qui sont à sexes séparés et dont les femelles sont de forme cylindrique.

Les œufs de l'espèce *Dicrocoelium* sp sont de petite taille (38-45 µm x 22-30 µm). Ils sont de couleur brun foncé. Ils ont une forme en ellipse irrégulière avec une paroi plus bombée que l'autre et des pôles étroits et arrondis. Leur coque est épaisse. Ils contiennent un miracidium de structure peu distincte, remplissant complètement l'œuf (Thienpont *et al.*, 1979).

Les œufs des Fasciolidés et des Paramphistomidés se ressemblent. Ils sont de grande taille (au moins 130 µm x 90 µm). Ils ont une forme en ellipse à peu près régulière. La coque est mince et operculée. Le contenu est granuleux et remplit entièrement l'œuf.

- *Cestodes*

Les Cestodes sont des vers plats, de forme rubanée, segmentés au moins au stade adulte, mesurant de quelques millimètres à plusieurs mètres de long. Ils sont dépourvus de tube digestif, la nutrition se faisant par absorption tégumentaire (Euzéby, 1966). Leur corps comporte trois parties : le scolex qui est situé à l'extrémité antérieure et porte les organes de fixation, le cou ou zone de croissance et la chaîne de segments ou strobile. Chaque segment possède des organes de reproduction mâle et femelle.

Leurs œufs sont émis embryonnés : ils contiennent un embryon hexacanthé, sorte de masse embryonnaire globuleuse pourvue de six crochets dispersés en trois paires (Euzéby, 1966). Les œufs de l'espèce *Moniezia* sp sont de taille moyenne (50-90 µm de long). Ils ont une forme triangulaire ou quadrangulaire avec les angles bien arrondis. La coque est épaisse et lisse, et la couleur est gris foncé (Thienpont *et al.*, 1979).

- *Coccidies*

Les Coccidies sont des parasites intracellulaires, qui se localisent dans les cellules épithéliales de l'intestin. Leurs ookystes ressemblent à de petits œufs de strongles, avec une coque colorée en jaune-brun ou en bleu-vert. Ils sont de petite taille (15-40 µm x 10-30 µm). Leur forme est arrondie ou ovale, avec une coque mince et lisse. Le contenu est granuleux, si la sporulation n'a pas encore eu lieu, ou comporte 8 sporozoïtes si elle a eu lieu (Chartier *et al.*, 2000).

1.2.1.3. Prévalences des parasites digestifs

Les prévalences d'infestation des bovins et des ovins par les parasites gastro-intestinaux (c'est-à-dire le pourcentage d'animaux infestés par ces parasites par rapport à la population étudiée) sont généralement très élevées dans les régions humides en Afrique de l'Ouest, d'au moins 95 % (Kaufmann & Pfister, 1990 ; Fritsche *et al.*, 1993 ; Achi *et al.*, 2003c). Mais dans

les régions très sèches, elles sont faibles, inférieures à 60 % (Jacquiet *et al.*, 1995a et b ; Nwosu *et al.*, 2007). Le polyparasitisme apparaît également fréquent avec au moins 70 % des animaux hébergeant en moyenne 4 à 5 espèces d'helminthes (Ankers *et al.*, 1997 ; Belem *et al.*, 2001 ; Achi *et al.*, 2003b).

Les espèces dominantes, ayant des prévalences pouvant être supérieures à 75 %, sont *Haemonchus* sp, *Cooperia* sp et *Oesophagostomum radiatum* chez les bovins (Ndao *et al.*, 1995c ; Belem *et al.*, 2001 ; Achi *et al.*, 2003b). Chez les ovins, il s'agit essentiellement des espèces *T. colubriformis* et *H. contortus*, et accessoirement *O. columbianum* et *Cooperia* sp (Fakae, 1990a ; Jacquiet *et al.*, 1992 ; Ouattara & Dorchies, 2001). Les paramphistomes ont eux-aussi de fortes prévalences. Cette prédominance est également observée sur les pâturages, où sont principalement retrouvées les larves des espèces *Haemonchus* sp, *Oesophagostomum* sp et *Trichostrongylus* sp (Agyei, 1997).

T. colubriformis et *H. contortus*, et occasionnellement *O. columbianum*, sont les espèces généralement incriminées lors des pertes de production chez les ovins (Hansen & Perry, 1995 ; Kagira & Kanyari, 2001 ; Bolajoko & Morgan, 2012). L'infection simultanée par les helminthes et les coccidies débute dès les premières semaines après la naissance, mais l'apparition rapide d'une résistance vers l'âge de 4 à 6 mois maintient la charge des coccidies à un bas niveau (Kanyari, 1993 ; Agyei, 2003 ; Chartier & Paraud, 2012).

1.2.1.4. Cycles des parasites digestifs

- **Nématodes**

Le cycle des nématodes est généralement monoxène, avec un développement larvaire dans le milieu extérieur. Les filaires et les spirures sont une exception, avec un cycle hétéroxène. L'espèce *Strongyloides papillosus* présente, quant à elle, la particularité de se reproduire par parthénogenèse chez son hôte, les femelles étant seules parasites, et de bénéficier d'un cycle libre hétérogonique (Soulsby, 1965).

Les œufs sont éliminés dans les fèces, sauf ceux de *Skrjabinema ovis* qui sont plutôt déposés en région péri-anale par les femelles (Kaufmann, 1996). L'élimination des œufs n'est pas constante dans la journée ni homogène dans les fèces (Soulsby, 1965). De plus, les différentes espèces n'ont pas toutes la même prolificité. L'espèce *Haemonchus contortus* est d'une prodigieuse fécondité, chaque femelle adulte pouvant pondre plus de 5 000 œufs par jour (Burke, 2005 ; Anderson *et al.*, 2009).

Le cycle d'évolution comporte 5 stades larvaires successifs séparés par 4 mues (Euzéby, 1961). Les 3 premiers stades larvaires se déroulent dans le milieu extérieur, soit après éclosion de l'œuf, soit dans la coquille de l'œuf (Figure 1).

Le développement et la survie de ces larves sur le pâturage nécessitent des conditions favorables d'oxygénation, et surtout de température et d'humidité. A température constante, le facteur le plus important est la pluviométrie, qui contribue à l'humidité en même temps qu'à la libération des larves éventuellement emprisonnées dans les matières fécales, en les diluant (Agyei, 1997 ; Van Dijk & Morgan, 2011 ; Bolajoko & Morgan, 2012).

Les exigences diffèrent en fonction du stade de développement, les stades pré-infestants (larves de 1^{er} et de 2^{ème} âge) étant plus sensibles aux conditions climatiques défavorables que le stade infestant qui est la larve de 3^{ème} âge (Agyei, 1997 ; O'Connor *et al.*, 2006). De façon générale, les valeurs optimales sont de 22 à 26°C pour la température et de 85 à 100 % pour l'humidité (Hansen & Perry, 1995). La sécheresse tue rapidement les larves, et même les œufs dans les fèces, tandis que de basses températures ne font que ralentir leur développement. Certaines espèces sont cependant plus résistantes à la dessiccation et au froid que d'autres. Ainsi, la température de développement de l'espèce *Trichostrongylus colubriformis* se situe entre 22 et 33 °C, tandis que celle de l'espèce *Haemonchus contortus* est plutôt comprise entre 25 et 37 °C (O'Connor *et al.*, 2006).

Les larves sont souvent rencontrées dans le micro-environnement généré par les matières fécales ou l'herbe dense touffue, ou dans le sol lorsqu'elles s'y enfouissent (Chiejina *et al.*, 1989 ; Onyali *et al.*, 1990 ; Chartier *et al.*, 2000). Les 2 premiers stades larvaires se déroulent dans la masse fécale. La larve de 1^{er} âge sort de l'œuf et, de même que celle de 2^{ème} âge, se nourrit de bactéries et autres microorganismes présents (Roeber *et al.*, 2013). La larve de 3^{ème} âge sort de la masse fécale et, contrairement aux stades précédents, ne se nourrit pas mais survit grâce aux réserves nutritives stockées dans ses cellules intestinales (Soulsby, 1965 ; Pugh & Baird, 2012). En effet, elle est recouverte comme d'une gaine, de la cuticule de la larve de 2^{ème} âge qu'elle n'a pas perdue lors de la mue. Cette gaine lui confère une plus grande résistance que les autres stades, mais l'empêche de se nourrir, la vouant à la mort lors de l'épuisement de ses réserves métaboliques (Zajac, 2006). Ainsi, elle est sensible aux températures élevées qui, tout en favorisant son développement, réduisent sa durée de survie du fait de l'accroissement de son métabolisme (Anderson & Rings, 2009). La durée de survie, estimée à 5 à 13 semaines, peut alors ne plus être que de 4 à 5 semaines (O'Connor *et al.*, 2006).

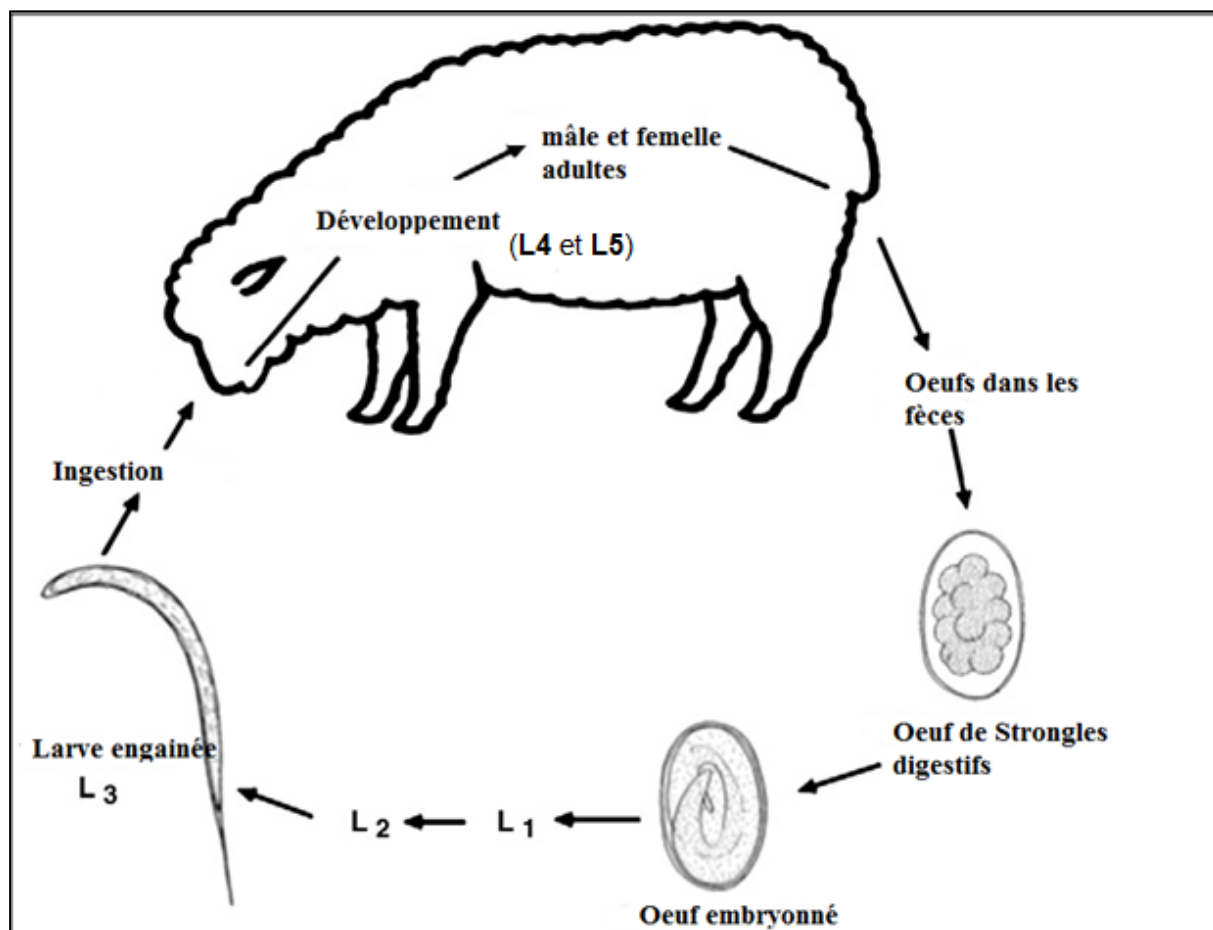


Figure 1 : Cycle évolutif des Strongles digestifs des ovins

Source : Roeber *et al.*, 2013

La durée minimale du développement larvaire est de 3 à 4 jours pour *Haemonchus contortus* (Zajac, 2006). La poursuite du développement nécessite un hôte, dans lequel la larve pénètre généralement par ingestion passive de brins d'herbe sur lesquels elle est présente. En effet, la larve de 3^{ème} âge est mobile et possède un hygrotropisme positif et un phototropisme négatif, qui ont une influence sur les modalités d'infestation des animaux (Euzéby, 1961). Elle se déplace sur les végétaux, aidée par un film d'humidité dû à la pluie ou à la rosée (O'Connor *et al.*, 2006 ; Zajac, 2006). Ainsi, les risques d'infestation sont accrus le matin, aux heures où le soleil est moins ardent et où les plantes sont humides de rosée, et le soir où l'ardeur du soleil s'est atténuée. Pour certaines espèces cependant, la pénétration se fait par voie transcutanée : de façon active en milieu boueux pour *Strongyloides papillosus*, *Bunostomum trigonocephalum* et *Gaigeria pachyscelis*, ou à travers une effraction causée par l'hôte intermédiaire piqueur pour les filaires (Euzéby, 1961). Il existe également une transmission prénatale ou dès la naissance par le colostrum ou le lait pour les parasites des familles des Toxocaridés et des Strongyloïdés (Kaufmann, 1996).

Le développement complet jusqu'au stade adulte se fait soit après une migration de quelques jours au sein de la muqueuse digestive avant de retourner dans la lumière digestive, soit après une migration dans l'organisme. La période prépatente, au cours de laquelle le parasite acquiert la maturité sexuelle, varie selon les espèces : de 10 jours pour *S. papillosus* à plus de 60 jours pour *Trichuris* sp. Elle est de trois semaines environ pour *Haemonchus* sp et *Trichostrongylus* sp (Kaufmann, 1996 ; Chartier *et al.*, 2000 ; Roeber *et al.*, 2013). La période patente, qui débute au moment de la ponte des femelles, est fonction de la longévité des parasites ; elle n'est que de quelques mois pour *Haemonchus contortus* (Zajac, 2006). Dans l'organisme, les nématodes se nourrissent du contenu intestinal, de la muqueuse intestinale ou du sang des capillaires du tube digestif (Euzéby, 1961 ; Soulsby, 1965).

Lorsque les conditions extérieures sont défavorables, c'est-à-dire durant les longues saisons sèches dans les régions arides ou semi-arides, certaines espèces de nématodes ont développé des modes de survie leur permettant d'attendre la saison des pluies suivante (Chartier *et al.*, 2000). L'espèce *Haemonchus* sp survit principalement sous la forme de larve de 4^{ème} âge en état d'hypobiose dans la muqueuse digestive, et secondairement sous la forme d'adulte (Asanji, 1988 ; Dia *et al.*, 2000 ; Ouattara & Dorchie, 2001). Les espèces *Oesophagostomum* sp et *Cooperia* sp survivent partiellement sous forme larvaire dans la lumière intestinale, et aussi dans les nodules pour *Oesophagostomum* sp, et partiellement sous forme d'adultes en état

hypométabolique avec une importante réduction de la fécondité des femelles (Fritsche *et al.*, 1993 ; Ndao *et al.*, 1995c).

Le phénomène d'hypobiose larvaire existe également dans les pays tempérés, où il survient en hiver. Il s'agit d'une inhibition ou d'un arrêt de la croissance, avec un métabolisme faible, permettant à la larve de survivre sur de longues périodes avant la reprise de son développement (Eysker, 1997). En Afrique de l'Ouest, l'hypobiose larvaire décroît du nord au sud, devenant absente ou négligeable dans les zones humides, notamment en Côte d'Ivoire (Achi *et al.*, 2003c), au Ghana (Agyei *et al.*, 1991), en Guinée (Ankers *et al.*, 1997) et au Nigéria (Fakae, 1990b). Le développement de la larve, après hypobiose, reprend juste avant le début de la saison des pluies, avec une maturation rapide à l'origine d'un pic d'infestation juste après le début de la saison des pluies (Bolajoko & Morgan, 2012).

Le parasitisme est ainsi influencé par les saisons. Généralement, dans les régions situées au-dessus du 11^{ème} parallèle ou ayant une seule saison des pluies avec une pluviométrie moyenne inférieure à 1200 mm par an, un pic saisonnier du parasitisme est observé pendant la saison des pluies. Pendant la saison sèche, qui est défavorable au développement et à la survie des stades libres des parasites, les pâturages s'assainissent et les animaux s'infestent peu ; de même, l'élimination d'œufs dans les fèces atteint son niveau le plus bas. Un à deux mois avant le début de la saison des pluies, l'élimination d'œufs dans les fèces remonte du fait d'une réactivation des larves inhibées et des adultes en phase hypométabolique. Ainsi, l'infestation des animaux se fait essentiellement pendant la saison des pluies, alors que les populations adultes sont maximales (Chiejina *et al.*, 1989 ; Onyali *et al.*, 1990 ; Ankers *et al.*, 1994). Par contre, dans les autres régions, plus humides, les animaux se réinfestent toute l'année, avec cependant des pics liés à la pluviométrie (Fakae, 1990b ; Ankers *et al.*, 1997 ; Touré *et al.*, 2006). Mais, des pluies incessantes peuvent avoir un effet adverse sur les larves infestantes, par le lessivage et l'érosion ou par une diminution de l'oxygénation (Bolajoko & Morgan, 2012).

- *Trématodes*

Le cycle des trématodes connaît une à plusieurs générations asexuées au stade larvaire (Soulsby, 1965 ; Rojo-Vázquez *et al.*, 2012). Les œufs sont éliminés dans la vésicule biliaire, puis dans les fèces et, une fois dans le milieu extérieur, ils libèrent le miracidium. Cette larve pénètre dans un mollusque et évolue en sporocyste, qui est un sac germinal. Le sporocyste produit d'autres sporocystes ou des rédies, qui sont la forme larvaire suivante. Les rédies produisent à leur tour d'autres rédies ou des cercaires. La cercaire est le stade final de la

reproduction asexuée ; elle possède deux ventouses et une longue queue. Elle est libérée dans le milieu extérieur et a besoin d'un hôte pour poursuivre son développement.

En fonction des espèces, soit la cercaire pénétrera dans un second hôte intermédiaire, un invertébré ou un poisson, dans lequel elle s'enkystrera sous forme d'une métacercarie avant d'être ingérée par l'hôte définitif ; soit elle s'enkystrera sur des végétaux dans l'attente de l'hôte définitif ; soit elle pénétrera activement à travers la peau de cet hôte définitif. Ainsi, la contamination des animaux se fait généralement à proximité de points d'eau, lieux favorables à l'hôte intermédiaire en même temps que lieux d'abreuvement des animaux. Aussi, la distribution de l'infestation peut-elle être parfois très hétérogène, absente dans certaines zones et atteignant même 100 % en zone endémique (Chartier *et al.*, 2000 ; Youssao & Assogba, 2002 ; Njoku-Tony & Okoli, 2011). La période prépatente est de 9 à 12 semaines pour l'espèce *Fasciola gigantica*, et de 14 semaines pour l'espèce *Dicrocoelium hospes*.

- *Cestodes*

Les Cestodes sont parasites à tous leurs stades d'évolution. Leur cycle évolutif est hétéroxène. Une fois libérés, leurs œufs sont immédiatement infestants pour l'hôte intermédiaire qui les ingère, et qui peut aussi bien être un invertébré qu'un vertébré (Soulsby, 1965 ; Euzéby, 1966). Les formes larvaires sont de trois types : cysticerque, cénure ou échinocoque ; les deux derniers types permettent une multiplication asexuée. L'infestation de l'hôte définitif se fait par l'ingestion de l'hôte intermédiaire (cas des Anoplocéphalidés, l'hôte intermédiaire étant un oribate) ou d'une chair infestée (cas des Taeniidés). La période prépatente est de 35 à 50 jours (Kaufmann, 1996 ; Chartier *et al.*, 2000).

- *Coccidies*

Les Coccidies n'ont qu'un seul hôte, chez lequel se déroulent une reproduction asexuée par scission et une reproduction sexuée aboutissant à la production d'un zygote, contenu dans un ookyste (Soulsby, 1968).

L'ookyste est éliminé dans les fèces des animaux. Dans le milieu extérieur, la sporulation a lieu. L'ookyste, alors porteur de 4 sporocystes contenant chacun 2 sporozoïtes, devient infestant. Une fois ingéré par l'hôte, les sporozoïtes sont libérés et pénètrent dans les cellules épithéliales de l'intestin. Le processus de multiplication démarre alors. Le sporozoïte se transforme en trophozoïte dont le noyau va se diviser, aboutissant à la formation d'un schizonte. Dans le schizonte, le cytoplasme va se diviser constituant ainsi des schizozoïtes dont le nombre varie en fonction des espèces. Une fois arrivés à maturité, les schizozoïtes sont libérés

et envahissent d'autres cellules épithéliales. La multiplication asexuée peut se poursuivre sur quelques générations, mais finit toujours par aboutir à la phase de multiplication sexuée au cours de laquelle des macrogamètes vont être fécondés par des microgamètes, et former le zygote.

Les infections coccidiennes sont toujours auto-stérilisantes. En l'absence de réinfection, un seul cycle a lieu. Mais, dans les conditions naturelles, les infections se répètent, aboutissant cependant à l'installation d'une immunité chez l'hôte (Soulsby, 1968 ; Agyei, 1998). Cette immunité se traduit par une inhibition du cycle des coccidies, avec une faible production d'ookystes.

Ce sont surtout les jeunes animaux qui sont infectés. L'infestation se fait moins de trois semaines après la naissance chez les agneaux, et décline généralement à partir de la 8^{ème} semaine, après un pic à la 6^{ème} semaine (Agyei, 1998). Les infections sont mixtes : diverses espèces de coccidies peuvent être présentes. La période prépatente est de 6 à 35 jours, en fonction des espèces (Kaufmann, 1996).

1.2.1.5. Pathogénies des parasites digestifs

De faibles charges parasitaires ont généralement peu d'impact sur la santé des animaux. Au fur et à mesure que le nombre de parasites augmente, des effets subcliniques apparaissent sous la forme de réduction du gain de poids et de perte d'appétit. Puis, des signes cliniques incluant des pertes de poids, de la diarrhée, une anémie et un œdème sous-maxillaire (signe de la bouteille) se développent. Ces signes cliniques diffèrent selon qu'il s'agit d'espèces parasitaires hématophages ou chymivores. Parfois, un phénomène de "self-cure" survient avec une chute soudaine de la charge parasitaire (Kaufmann, 1996).

Les espèces hématophages (notamment *Haemonchus* sp, *Bunostomum* sp et *Gaigeria* sp) provoquent un syndrome d'anémie, avec des œdèmes et des pertes de poids ou retards de croissance. *Haemonchus contortus* est l'une des espèces parasitaires les plus abondantes et les plus pathogènes. L'adulte et la larve de 4^{ème} âge sont hématophages ; et une femelle de cette espèce peut consommer 200 microlitres de sang par jour. Aussi, une moyenne de 10 000 vers adultes suffit-elle à tuer un mouton (Burke, 2005). L'espèce *Haemonchus* sp a ainsi des effets insidieux, car elle n'est pas première cause de diarrhée, contrairement à l'espèce *Trichostrongylus* sp qui occasionne une diarrhée sévère avec perte de poids et qui peut provoquer la mort (Zajac, 2006).

Les espèces chymivores, telles que *Trichostrongylus* sp, sont à l'origine de signes digestifs avec des alternances de diarrhée et de constipation, un appétit capricieux, de l'abattement, une perte de poids progressive et, en cas de chronicité, une anémie due à la malnutrition.

Les espèces *Cooperia* sp, *Oesophagostomum* sp et *Bunostomum* sp sont rarement pathogènes seules, mais contribuent aux gastro-entérites parasitaires (Zajac, 2006). Dans le cas d'*Oesophagostomum* sp, ce sont plus particulièrement les larves infestantes ingérées qui provoquent des signes cliniques. Elles s'enfoncent dans la muqueuse intestinale pour muer en larves de stade 4, formant ainsi des nodules. Si ces nodules sont très nombreux, ils réduisent la capacité d'absorption de cette muqueuse, ce qui est à l'origine d'une diarrhée et de pertes de poids (Kaufmann, 1996).

Les Paramphistomes ne sont pas pathogènes dans leur forme adulte. Par contre, les formes immatures, qui se localisent dans l'intestin grêle, peuvent irriter la muqueuse intestinale et occasionner une entérite avec diarrhée et affaiblissement. La Fasciolose se manifeste par de l'anémie, des œdèmes, des troubles digestifs avec des alternances de diarrhée et constipation, et un amaigrissement progressif. La Dicrocoeliose est généralement inapparente mais, en cas de forte infestation, les animaux peuvent souffrir de diarrhée et d'une perte de poids (Kaufmann, 1996 ; Rojo-Vázquez *et al.*, 2012).

Les Cestodoses sont généralement des infections inapparentes. Les fortes infestations surviennent surtout chez les jeunes, et se traduisent par des pertes de poids (Kaufmann, 1996 ; Pugh & Baird, 2012).

La Coccidiose affecte surtout les jeunes animaux. Elle se manifeste de différentes manières. Une diarrhée de quelques heures peut survenir, suivie d'une guérison. La diarrhée peut persister avec une perte de poids progressive conduisant à la cachexie. Dans les formes plus graves, il y a une dysenterie sévère avec une diarrhée hémorragique et visqueuse, de la déshydratation, de la fièvre, un abattement et une paralysie, la mort pouvant survenir rapidement (Kaufmann, 1996 ; Pugh & Baird, 2012).

Les jeunes animaux sont généralement plus sensibles au parasitisme que les adultes. Chez les ovins, même si les adultes sont également porteurs de parasites, il est peu fréquent que des signes cliniques, d'haemonchose ovine par exemple, se manifestent après l'âge de 18 mois du fait du développement de l'immunité (Ankers *et al.*, 1997 ; Mahieu *et al.*, 2009 ; Pugh & Baird, 2012). Chez les bovins, l'immunité contre les strongles gastro-intestinaux se

développe progressivement durant les trois premières années de vie (Kaufmann & Pfister, 1990).

Le sexe a une influence sur le parasitisme. Cette influence serait due aux hormones stéroïdes mâles, qui modulent l'immunité et rendent les mâles plus sensibles que les femelles aux infections (Mahieu *et al.*, 2009 ; Saddiqi *et al.*, 2011). Ainsi, elle ne serait présente qu'après la puberté.

L'état de gestation a également une influence sur le parasitisme (Agyei *et al.*, 1991 ; Nuvor *et al.*, 1998 ; Bastiaensen *et al.*, 2003). Cela se traduit par le phénomène de "periparturient rise", augmentation des excréments d'œufs et d'ookystes qui survient en fin de gestation et en début de période d'allaitement, du fait d'un relâchement de l'immunité (Houdijk, 2008 ; Jacquet *et al.*, 2009 ; Saddiqi *et al.*, 2011).

1.2.2. Parasites sanguins

1.2.2.1. Inventaire des parasites sanguins

Les travaux menés dans les pays d'Afrique de l'Ouest permettent également d'établir un inventaire récapitulant les différentes espèces parasitaires retrouvées dans le sang des bovins et celui des ovins (Tableau IV). Ces études ont été menées notamment en Côte d'Ivoire (Poivey *et al.*, 1983 ; Soffo, 2010), en Gambie (Mattioli *et al.*, 1997), au Ghana (Bell-Sakyi *et al.*, 2004), au Nigéria (Adejinmi *et al.*, 2004 ; Adamu & Balarabe, 2012), au Sénégal (Gueye *et al.*, 1989, 1993, 1994) et au Togo (Ekpetsi *et al.*, 2001 ; Bastiaensen *et al.*, 2003).

Six taxons, appartenant à 5 phylums, ont été recensés. Le phylum des *Nematoda* est représenté par l'espèce *Setaria labiatopapillosa*, de la famille des Setariidés, dont les microfilaires se localisent dans le sang périphérique. Les autres phylums sont des protistes (phylum des *Sarcomastigophora* et phylum des *Aconoidasida*) et des procaryotes (phylum des *Proteobacteria* et phylum des *Tenericutes*).

Certains de ces taxons à localisation sanguine sont des parasites intracellulaires (cas des *Anaplasma*, *Babesia* et *Theileria*) tandis que d'autres vivent libres dans le sang (*Setaria* et *Trypanosoma*). Les cellules sanguines parasitées sont le plus souvent les érythrocytes, dans lesquels vont pénétrer les parasites des espèces *Anaplasma marginale*, *Anaplasma ovis*, *Babesia* sp et *Theileria* sp. L'espèce *Theileria* sp infecte également les lymphocytes. L'espèce *Anaplasma bovis* est retrouvée dans les monocytes et granulocytes. Quant à l'espèce *Mycoplasma* sp, elle a la particularité de se localiser à la surface des érythrocytes ou des thrombocytes, ou d'être satellite au voisinage des érythrocytes.

Tableau IV : Inventaire des espèces de parasites sanguins rencontrées chez les bovins et les ovins en Afrique de l'Ouest

Super Règne	Phylum	Classe	Ordre	Famille	Espèce parasitaire / Hôte	
					Bovin	Ovin
Eukaryota	Nematoda	Chromadorea	Spirurida	Setariidés	<i>Setaria labiatopapillosa</i>	
	Sarcomastigophora	Zoomastigophora	Kinetoplastida	Trypanosomatidés	<i>Trypanosoma brucei</i> , <i>T. congolense</i> , <i>T. vivax</i> , <i>T. theileri</i>	<i>T. congolense</i> , <i>T. vivax</i>
	Apicomplexa	Aconoidasida	Piroplasmida	Babésiidés	<i>Babesia bovis</i> , <i>B. bigemina</i>	<i>Babesia ovis</i>
				Theileriidés	<i>Theileria mutans</i> , <i>Theileria velifera</i>	<i>Theileria ovis</i>
Bacteria	Proteobacteria	Alphaproteobacteria	Rickettsiales	Anaplasmatacées	<i>Anaplasma marginale</i>	<i>Anaplasma ovis</i>
					<i>Anaplasma bovis</i> (ou <i>Ehrlichia bovis</i> , ou <i>Rickettsia bovis</i>)	<i>Anaplasma ovina</i> (ou <i>Ehrlichia ovina</i>)
	Tenericutes	Mollicutes	Mycoplasmatales	Mycoplasmatacées	<i>Mycoplasma</i> sp (ex- <i>Eperythrozoon</i> sp)	<i>Mycoplasma ovis</i> (ex- <i>Eperythrozoon ovis</i>)

Source : <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi> (consulté le 10/04/2014)

Les espèces diffèrent parfois selon l'hôte. Ainsi, les taxons *Babesia* et *Theileria* sont représentés par *B. bovis*, *B. bigemina*, *T. mutans* et *T. velifera* chez les bovins, et par *B. ovis* et *T. ovis* chez les ovins. De même, le taxon *Anaplasma* est représenté par les espèces : *A. marginale* et *A. bovis* chez les bovins, et *A. ovis* et *A. ovina* chez les ovins. L'espèce *Anaplasma bovis* était anciennement désignée sous les noms de *Ehrlichia bovis* ou *Rickettsia bovis* ; chez les ovins, l'espèce équivalente est *Anaplasma ovina*, autrefois *Ehrlichia ovina*. Quant à l'espèce *Mycoplasma* sp, elle était autrefois désignée sous le nom de *Eperythrozoon*. L'espèce *Setaria labiatopapillosa* est plutôt propre aux bovins.

Les espèces *Trypanosoma (Duttonella) vivax*, *T. (Nannomonas) congolense* et *T. (Trypanozoon) brucei* sont retrouvées aussi bien chez les ovins que chez les bovins, même si ces derniers apparaissent plus réceptifs (Euzéby, 1986). Ce sont des espèces pathogènes, responsables des trypanosomoses animales africaines. Elles appartiennent à la section des *Salivaria*. L'espèce *T. (Megatrypanum) theileri* appartient à la section des *Stercoraria*, qui renferme des trypanosomes peu ou non pathogènes. Elle ne parasite que les bovidés (Chartier *et al.*, 2000).

Tous ces parasites sont à transmission vectorielle. Les vecteurs sont principalement les moustiques s'agissant des microfilaires de l'espèce *Setaria labiatopapillosa* ; la mouche tsé-tsé ou glossine (*Glossina* sp) et d'autres Diptères (Taons, Stomoxes) dans le cas des trypanosomes ; les tiques pour les espèces *Anaplasma* sp, *Babesia* sp, *Theileria* sp et parfois *Mycoplasma* sp ; et les poux Anoploures surtout pour *Mycoplasma* sp.

1.2.2.2. Description générale des parasites sanguins

- *Microfilaires*

Les microfilaires de l'espèce *Setaria labiatopapillosa* apparaissent sous forme de larves engainées de 140-230 µm de long, dans le sang périphérique (Kaufmann, 1996).

- *Trypanosomes*

Les Trypanosomes sont des parasites unicellulaires. Chez leurs hôtes, ils se localisent essentiellement dans le sang. Mais, ils traversent ensuite la paroi des capillaires pour se répandre dans les liquides physiologiques d'autres tissus tels que les nœuds lymphatiques, la moelle osseuse, le tissu musculaire, la lymphe dermique et les liquides d'œdèmes sous-cutanés et sous-muqueux.

Leur forme varie au cours du cycle évolutif et passe par différents stades caractérisés

par la position du flagelle libre. La forme classique, appelée trypomastigote, est celle d'une cellule allongée et sinueuse avec des extrémités effilées, un kinétoplaste situé en arrière du noyau, et un flagelle plus ou moins développé. Ce flagelle, qui assure la locomotion, est dirigé vers l'avant et délimite avec le périplasme, une membrane ondulante plus ou moins enroulée autour du corps ; d'où le nom "*Trypanosoma*" signifiant "corps en vrille". Les espèces pathogènes mesurent de 10 à 25 μm , alors que celles non pathogènes mesurent au moins 60 μm et peuvent atteindre 120 μm (Euzéby, 1986 ; Chartier *et al.*, 2000). Dans la forme épimastigote, le kinétoplaste est placé très près et en avant du noyau qui est en position très postérieure.

Leur nutrition se fait par endocytose des grosses molécules du milieu ambiant, et spécialement des glucides. Leur multiplication se fait par division binaire longitudinale (Euzéby, 1986 ; Chartier *et al.*, 2000).

- *Parasites intracellulaires transmis par les tiques*

Dans les érythrocytes, l'espèce *Babesia bovis* se présente sous la forme de mérozoïtes de petite taille (2,4 x 1,5 μm), en forme d'anneau, situés au centre de la cellule sanguine, et peu abondants dans le sang périphérique. L'espèce *B. bigemina* est de taille plus grande (4-5 x 2 μm), en forme de poire, et associée par paire dans l'érythrocyte. L'espèce *B. ovis* mesure de 1 à 2,5 μm de long ; elle est de forme arrondie, et en position marginale dans l'érythrocyte. Les trophozoïtes des espèces *Theileria mutans* et *T. ovis* se présentent sous diverses formes : punctiforme, ramassé (circulaire, ovale ou piriforme) d'une taille de 0,8 x 1,5 μm , ou allongé (en forme de bacille ou en virgule) d'une taille de 0,5 x 2 μm . Les espèces *Anaplasma marginale* et *A. ovis* se présentent sous forme de petites inclusions de 0,2 à 1 μm , à l'intérieur des érythrocytes parasités. C'est la position marginale ou centrale au sein de ces hématies, qui permet de distinguer les espèces ; ainsi, *A. marginale* et *A. ovis* occupent une position marginale, contrairement à l'espèce *A. centrale* qui occupe une position centrale (Kaufmann, 1996 ; Chartier *et al.*, 2000).

Dans les monocytes ou les granulocytes, l'espèce *Anaplasma bovis* se présente sous la forme d'inclusions uniques de 2 à 8 μm qui sont des corps initiaux, puis des morulas, ou sous la forme de petites colonies coccoïdes ou cocco-bacillaires de 0,2 à 0,8 μm , qui sont des corps élémentaires (Kaufmann, 1996 ; Chartier *et al.*, 2000).

Les parasites de l'espèce *Mycoplasma* sp sont d'une taille allant de 0,4 à 1 μm . Ils se présentent isolés, dispersés à la surface des érythrocytes ou des thrombocytes où ils apparaissent en relief, ou seulement satellites au voisinage des érythrocytes (Kaufmann, 1996 ; Chartier *et al.*, 2000).

1.2.2.3. *Prévalences des parasites sanguins*

Les prévalences des infections parasitaires sanguines sont liées à celles des arthropodes vecteurs, dont l'abondance dépend des conditions environnementales qui doivent leur être favorables. Ainsi, le risque d'infection est plutôt local et fonction des interactions hôte-parasite-vecteur (Dayo *et al.*, 2010). Ces prévalences sont généralement faibles, surtout lors d'infections chroniques du fait de la faible parasitémie qui rend les parasites plus difficilement détectables. De plus, cette détection des parasites est généralement effectuée par les techniques parasitologiques classiques, moins sensibles que les méthodes sérologiques (Mattioli *et al.*, 2001 ; Marcotty *et al.*, 2008 ; Dayo *et al.*, 2010).

Parmi les espèces de trypanosomes pathogènes, la plus fréquente chez les bovins et les ovins est *T. vivax*, et la moins fréquente est généralement *T. brucei*. Des infections mixtes existent (Chartier *et al.*, 2000 ; Mahama *et al.*, 2005 ; Nakayima *et al.*, 2012). Les prévalences sont estimées de 1,4 à 17,3 % chez les bovins dans le nord de la Côte d'Ivoire, y compris dans les zones présumées indemnes de glossines (Acapovi-Yao *et al.*, 2009 ; Soffo, 2010). Ailleurs en Afrique de l'Ouest, elles sont également la plupart du temps inférieures à 20 % (Adam *et al.*, 2012 ; Enwezor *et al.*, 2012 ; Sow *et al.*, 2013). L'espèce *T. theileri* est commune en Afrique, avec des prévalences pouvant atteindre 100 %, même si la parasitémie est généralement très faible (Euzéby, 1986 ; Chartier *et al.*, 2000).

Parmi les espèces parasitaires transmises par les tiques, les espèces *Anaplasma* spp sont celles qui ont les prévalences les plus élevées, d'au moins 11 %. Les espèces *Babesia* spp ont généralement de faibles prévalences, parfois 1 %, en raison probablement de l'immunisation des animaux face aux réinfections (Adejinmi *et al.*, 2004 ; Grace *et al.*, 2007 ; Adamu & Balarabe, 2012).

1.2.2.4. *Cycles des parasites sanguins*

- *Trypanosomes*

Les trypanosomes sont des parasites obligatoires à deux hôtes, un vertébré et un insecte piqueur qui est en même temps leur vecteur principal, la glossine.

Chez la glossine, le cycle évolutif s'accomplit après infection lors d'un repas sanguin pris sur des individus en état de parasitémie. Il se déroule dans le tractus digestif : dans les parties antérieures pour les espèces de la section des *Salivaria*, et dans les parties postérieures pour celles de la section des *Stercoraria*. Les trypanosomes y passent par le stade épimastigote avant de se transformer en trypanosomes métacycliques infectants ou métatrypanosomes. Cette

évolution dure en moyenne 5 jours pour *T. vivax*, 18 jours pour *T. congolense* et 29 jours pour *T. brucei* (Euzéby, 1986 ; Kaufmann, 1996 ; Chartier *et al.*, 2000).

Chez l'hôte vertébré, les trypanosomes se multiplient dans les liquides physiologiques, en particulier le sang. Pour les espèces de la section des *Salivaria*, la transmission se fait par inoculation, lors d'une piqûre de l'insecte vecteur. Pour les espèces de la section des *Stercoraria*, elle se fait par contamination : les métatrypanosomes sont déposés avec les fèces de l'insecte vecteur et pénètre activement à travers la peau ou à la faveur de la lésion créée par la piqûre de ce vecteur (Chartier *et al.*, 2000).

La transmission des trypanosomes se faisant essentiellement par les glossines, leur localisation est liée à celle de ce vecteur : l'Afrique subsaharienne avec une pluviométrie supérieure à 1 000 mm par an. Mais, d'autres vecteurs peuvent intervenir de façon mécanique, notamment les Tabanidés et les Stomoxyinés, surtout pour l'espèce *T. vivax* qui peut ainsi être présente hors de l'aire de répartition des glossines.

- *Certains parasites transmis par les tiques*

L'évolution des parasites suit la dynamique des tiques qui les transmettent, avec des pics après la période d'abondance des vecteurs. Ces pics surviennent en fin de saison des pluies pour les espèces *Anaplasma* spp et *Babesia* spp, ou en fin de saison sèche pour les espèces *Theileria* spp (Gueye *et al.*, 1994 ; Mattioli *et al.*, 1997).

Les tiques vectrices des espèces *Babesia* spp sont *Rhipicephalus geigy* (ex-*Boophilus geigy*) et *Rhipicephalus annulatus* (ex-*Boophilus annulatus*) pour les espèces de babésies rencontrées chez les bovins, et *Rhipicephalus evertsi* pour l'espèce *Babesia ovis*. Elles sont un vecteur biologique, chez lequel la transmission transovarienne à partir de l'infection d'une femelle est possible. Les espèces *R. geigy* et *R. annulatus* sont des tiques monoxènes. Leur stade infectant est la larve pour l'espèce parasitaire *B. bovis* et la nymphe pour l'espèce *B. bigemina* ; mais l'infection ne se poursuit pas chez la femelle, qui a la possibilité de se réinfecter. La tique *Rhipicephalus evertsi* a un cycle dixène monotrope ; ce sont les nymphes et surtout les adultes qui sont infectants (Chartier *et al.*, 2000). Après inoculation de sporozoïtes éliminés dans la sécrétion salivaire de la tique lors de son repas, l'évolution dans l'érythrocyte commence par le trophozoïte, qui est circulaire ou elliptique, de petite taille, avec un noyau. Sa taille augmente et le noyau se dédouble, formant le trophoblaste. Par bourgeonnement, le trophoblaste donne 2 ou 4 organismes ovalaires ou piriformes réunis par le reliquat cellulaire du trophozoïte, formant le schizonte. Les éléments distincts sont les mérozoïtes, chacun à 2

noyaux s'il s'agit d'une paire, ou à 1 noyau dans le cas d'une tétrade. Chaque mérozoïte, après destruction de l'érythrocyte, poursuivra le cycle infectieux (Chartier *et al.*, 2000 ; Bock *et al.*, 2004).

Le vecteur principal des espèces *Theileria* spp est la tique *Amblyomma variegatum*, dont le cycle est trixène télotrope. La transmission est transtadiale ; la nymphe (plus rarement la larve) s'infecte et l'adulte transmet la maladie. Le cycle comporte une phase lymphoblastique, suivie d'une phase érythrocytaire. Le sporozoïte inoculé par la tique envahit un lymphocyte qui régresse alors au stade de lymphoblaste et recouvre la capacité de se diviser. Le sporozoïte se développe en trophozoïte, puis en trophoblaste et en schizonte, dont la division se fera en même temps que celle de la cellule hôte. Une succession de schizogonies a ainsi lieu, qui finit par aboutir à la formation de mérozoïtes qui sont libérés par destruction de la cellule hôte, et iront envahir les hématies (Chartier *et al.*, 2000).

Le principal vecteur de l'espèce *Anaplasma marginale* est la tique du genre *Rhipicephalus* (ex-*Boophilus*), tandis que l'espèce *Anaplasma bovis* a pour vecteurs les tiques des genres *Amblyomma*, *Hyalomma* et *Rhipicephalus*. Les espèces *Anaplasma ovis* et *A. ovina* sont véhiculées par la tique *Rhipicephalus evertsi*. Il n'y a pas de transmission transovarienne des anaplasmes chez la tique *Rhipicephalus* : l'infection se fait surtout par les tiques mâles, qui ont la possibilité de passer d'un hôte à l'autre. De plus, de très faibles quantités de sang sont infectantes, aussi la transmission mécanique de ces anaplasmes par les insectes diptères hématophages peut-elle parfois être importante. Pour les espèces *Anaplasma bovis* et *A. ovina*, seule l'infection transtadiale est possible : l'infection s'effectue chez la larve et surtout chez la nymphe, et l'adulte est infectant. Dans les érythrocytes, le cycle des Anaplasmes débute par un corps élémentaire, entouré par une invagination vacuolaire de la cellule hôte. Ce corps élémentaire augmente de volume en donnant un corps initial qui se multiplie par dédoublement ou par bipartition en redonnant des corps élémentaires. Ces derniers quittent la cellule hôte sans provoquer de lésions et vont parasiter d'autres hématies. L'infection transplacentaire est possible (Chartier *et al.*, 2000).

Les principaux vecteurs de l'espèce *Mycoplasma* sp sont les poux anoploures, mais les tiques de l'espèce *Hyalomma* sp interviennent également. Les parasites se multiplient par bipartition, avec alternance de corps élémentaires et de corps initiaux. L'infection transplacentaire est possible (Chartier *et al.*, 2000).

1.2.2.5. Pathogénies des parasites sanguins

Les trypanosomoses animales évoluent de façon variable selon le parasite en cause et l'espèce animale affectée, mais généralement de façon chronique avec une anémie conduisant à la cachexie. Chez les bovins, l'espèce la plus pathogène est *T. congolense*, suivie de *T. vivax*, *T. brucei* n'occasionnant qu'une maladie chronique à évolution lente (Kaufmann, 1996). Les ovins sont peu affectés, et l'évolution est généralement chronique. L'incubation dure d'une à quelques semaines. Les symptômes se caractérisent par des poussées fébriles liées à des parasitémies successives d'une durée de 3 à 6 jours et séparées par des intervalles d'apyrexie, une anémie progressive et de plus en plus marquée pouvant être inférieure à 25 % chez les bovins (la norme étant de 35 % en moyenne), des œdèmes, une splénomégalie, une polyadénite, des troubles nerveux avec parésie des membres postérieurs, du pica, des troubles oculaires, de la diarrhée parfois, et un amaigrissement progressif conduisant à la cachexie et à la mort. La mort peut survenir en 6 à 8 semaines dans la forme aiguë, en à peine 6 jours dans la forme suraiguë, et au bout de quelques mois dans la forme chronique en l'absence de traitement (Euzéby, 1986 ; Chartier *et al.*, 2000). Dans les formes chroniques, d'autres symptômes sont présents tels que des avortements, un tarissement de la sécrétion lactée, de la stérilité chez les mâles et des retards de croissance chez les jeunes (Chartier *et al.*, 2000). Le pronostic médical est grave, car il n'y a pas de tendance à la guérison spontanée et l'aboutissement est généralement la mort. Les risques de mortalité sont accrus lors d'infections concomitantes par des helminthes gastro-intestinaux, notamment les espèces hématophages (Kaufmann, 1996).

Les babésioses affectent surtout les animaux adultes. Les jeunes ruminants bénéficient d'une protection passive provenant des anticorps maternels reçus avec le colostrum, qui ne persistent cependant pas au-delà du 2^{ème} ou du 3^{ème} mois. La présence du thymus leur assure également une protection. Par la suite, une prémunition acquise active s'installe, entretenue par la permanence du parasite, mais qui finit par disparaître au bout de 1 à 3 ans. Cette défense immunitaire ne stérilise pas ni n'empêche les réinfections, mais elle amoindrit les manifestations cliniques. Les Babésies ont de grandes capacités de variations antigéniques qui permettent le prolongement de l'infection sur plusieurs années. Les babésioses se traduisent par une anémie hémolytique parasitaire déterminant un ictère hémoglobinurique. L'espèce *B. ovis* provoque un état de choc souvent accompagné de thromboses capillaires, du fait de la séquestration des hématies parasitées dans les capillaires des organes profonds (Chartier *et al.*, 2000 ; Bock *et al.*, 2004 ; Schnittger *et al.*, 2012). Dans les cas graves, l'animal meurt. En cas de guérison, l'infection persistera de 6 mois à 2 ou 3 ans, avec des rechutes qui diminueront en

gravité jusqu'à passer inaperçues. Chez l'animal infecté chronique, la parasitémie est inférieure à 0,1 % (Chartier *et al.*, 2000).

Les theilérioses dues aux espèces *T. mutans*, *T. velifera* et *T. ovis* sont bénignes. La parasitémie est généralement faible (≤ 2 % des érythrocytes parasités) (Kaufmann, 1996).

Les anaplasmoses occasionnées par les espèces *A. marginale* et *A. ovis* se traduisent par une anémie fébrile lente, généralement sans ictère ni hémoglobinurie. Cette anémie est due à la phagocytose des hématies dans la rate. La gravité de la maladie s'accroît avec l'âge des animaux ; alors qu'elle est bénigne chez les veaux, elle peut être fatale chez les adultes (Bock *et al.*, 2004). Les autres anaplasmoses (ou ehrlichioses) sont généralement inapparentes avec une faible parasitémie ; il y a parfois des signes nerveux avec des adénites.

L'éperythrozonose due à l'espèce *Mycoplasma* sp est une affection bénigne, en dépit de parasitémies qui peuvent être élevées.

1.3. Moyens de contrôle du parasitisme chez les ruminants

1.3.1. Contrôle du parasitisme digestif

Avec l'apparition sur le marché du premier anthelminthique moderne, la phénothiazine, au début des années 1940, le contrôle du parasitisme a toujours essentiellement reposé sur l'utilisation de produits anthelminthiques (Pautric-Thomas, 2003 ; McKellar & Jackson, 2004). Les produits actifs contre les nématodes digestifs sont constitués par les Benzimidazoles et Pro-Benzimidazoles, les Imidazothiazoles et Tétrahydropyrimidines, les Sels de pipérazine et Halogénophénols, et les Avermectines et Milbémycines (Tableau V). Certains d'entre eux sont également actifs contre les trématodes et les cestodes, qui disposent cependant de quelques produits qui leur sont propres, notamment les dérivés phénoliques et une dérivée de la salicylanilide, la Niclosamide (Tableau VI). Le traitement des coccidies, quant à lui, fait plutôt appel aux produits suivants : les analogues de l'acide para-amino-benzoïque (composés anti-foliques tels que les sulfamides, les sulfones et les dérivés de la pyrimidine), les dérivés quinoléiques (Chloroquine), les analogues structuraux de la Thiamine (Amprolium, Diméthylum), et les produits de fermentation (Monensin) (Chartier *et al.*, 2000).

L'apparition de chimiorésistance oblige à revoir ces méthodes de lutte, et à leur associer d'autres méthodes de contrôle des infections (Kaplan, 2004 ; Ketzis *et al.*, 2006 ; Sargison, 2012). En effet, les premières descriptions de cas de résistance aux produits anthelminthiques datent de la fin des années 1950 en Europe, et ont concerné la phénothiazine, puis le thiabendazole (Pautric-Thomas, 2003 ; Kaplan, 2004).

Tableau V : Principaux anthelminthiques actifs contre les Nématodes digestifs chez les bovins et les ovins

Famille		Matière active	Dose thérapeutique	Indications	Autres parasites
Benzimidazoles		Thiabendazole	66 - 100 mg/kg	Strongles digestifs, Strongyloides, Ascaris	
		Oxibendazole	10 - 15 mg/kg	Strongles digestifs, Ascaris	
		Fenbendazole	5 - 7,5 mg/kg	Strongles digestifs, Strongyloides, Trichures, Ascaris	<i>Moniezia</i> , Strongles pulmonaires
		Oxfendazole	5 mg/kg	Strongles digestifs, Strongyloides, Trichures, Ascaris	<i>Moniezia</i> , Strongles pulmonaires
		Albendazole	5 - 20 mg/kg	Strongles digestifs, Strongyloides, Ascaris	<i>Moniezia</i> , <i>Fasciola</i> , <i>Dicrocoelium</i> , Strongles pulmonaires
Pro-Benzimidazoles	Thio-allophanates	Thiophanate	60 mg/kg	Strongles digestifs	<i>Dicrocoelium</i>
	Guanidines	Fébantel	5 - 7,5 mg/kg	Strongles digestifs	<i>Moniezia</i> , Strongles pulmonaires
Imidazothiazoles		Tétramisole	15 mg/kg	Strongles digestifs	Strongles pulmonaires
		Lévamisole	7,5 mg/kg	Strongles digestifs, Ascaris	Strongles pulmonaires
Tétrahydro-pyrimidines		Tartrate de pyrantel	20 mg/kg	Strongles digestifs, Ascaris	
Sels de Pipérazine		Citrate de pipérazine	200 mg/kg	Ascaris	
Avermectines		Ivermectine	0,2 mg/kg	Nématodes digestifs	Strongles pulmonaires, Œstres, Gales
		Doramectine	0,2 mg/kg	Nématodes digestifs	Strongles pulmonaires, Œstres, Gales
		Abamectine	0,2 mg/kg	Nématodes digestifs	Strongles pulmonaires, Œstres, Gales
Milbémécines		Moxidectine	0,2 mg/kg	Nématodes digestifs	Strongles pulmonaires, Œstres, Gales

Source : Chartier *et al.* (2000)

Tableau VI : Principaux anthelminthiques actifs contre les Trématodes et les Cestodes digestifs chez les bovins et les ovins

Famille	Matière active	Dose thérapeutique	Trématodes	Cestodes	Autres parasites
Dérivés phénoliques	Bithionol-sulfoxyde	40 - 60 mg/kg	<i>Fasciola</i> , Paramphistomes	<i>Thysaniezia</i>	<i>Oesophagostomum</i> , Œstres
	Clorsulon	2 mg/kg	<i>Fasciola</i>		
	Closantel	5 - 10 mg/kg	<i>Fasciola</i>		Strongles digestifs, Œstres
	Nitroxynil	10 mg/kg	<i>Fasciola</i>		Strongles digestifs, Œstres
	Oxyclosanide	10 - 15 mg/kg	<i>Fasciola</i> , Paramphistomes	Anoplocéphalidés	
Benzimidazoles	Triclabendazole	10 - 12 mg/kg	<i>Fasciola</i>		
Dérivés de la Salicylanilide	Niclosamide	80 - 150 mg/kg	Paramphistomes	Anoplocéphalidés	
Dérivés de la Pipérazine	Praziquantel	20 mg/kg	<i>Dicrocoelium</i> , <i>Schistosoma</i>	Cestodoses	

Source : Chartier *et al.* (2000)

Depuis lors, les cas de résistance n'ont fait que se multiplier, affectant de nombreux pays dans les cinq continents. En Afrique, les pays principalement concernés sont l'Afrique du Sud et le Kenya (Waruiru *et al.*, 1998 ; Kaplan & Vidyashankarb, 2012). La chimiorésistance aux anthelminthiques concerne plus particulièrement les petits ruminants et les chevaux. Elle touche toutes les familles d'anthelminthiques qui existaient jusque-là (McKellar & Jackson, 2004 ; Zouiten, 2006 ; Jacquet *et al.*, 2009).

Pendant une trentaine d'années, en effet, aucun nouveau produit n'était apparu sur le marché. Ce n'est que récemment que deux nouvelles classes d'anthelminthiques ont été découvertes. Il s'agit de dérivés de l'amino-acétonitrile, avec notamment le Monepantel (Kaminsky *et al.*, 2008a et b) et d'un spiroindole, le Derquantel (2-desoxoparaherquamide), combiné à l'Abamectine (Shoop *et al.*, 1990 ; Lee *et al.*, 2001 ; Little *et al.*, 2010). Ces nouvelles molécules sont actives contre la plupart des nématodes gastro-intestinaux, et il importe de protéger leur efficacité. Elles ne sont pour le moment commercialisées que dans quelques pays tels que la Nouvelle-Zélande et le Royaume-Uni, et utilisées chez le mouton (Epe & Kaminsky, 2013).

La principale espèce parasitaire concernée dans les cas de résistance aux produits anthelminthiques, y compris en Afrique tropicale, est *Haemonchus contortus*, probablement du fait de sa prolificité et de la diffusion rapide des gènes de résistance au sein de sa population (Ndamukong & Sewell, 1992 ; Boersema & Pandey, 1997 ; Bolajoko & Morgan, 2012). Ses plus forts taux de résistance ont été observés par rapport à l'Ivermectine, à l'Albendazole et au Fenbendazole (Burke, 2005).

Les principales causes d'apparition des résistances sont liées aux pratiques d'élevage : le mode d'élevage (mélange de classes d'âge, pâturage permanent sur les mêmes parcelles), la fréquence élevée d'utilisation des antiparasitaires, le dosage assez souvent inadapté car basé sur l'évaluation du poids moyen des animaux, et impliquant un sous-dosage pour les animaux les plus lourds et un surdosage pour les moins lourds (Pautric-Thomas, 2003 ; Besier, 2006). La pratique habituelle de traiter tout le troupeau et de le déplacer ensuite sur des pâturages sains, afin d'éviter une réinfestation rapide, a également accéléré le processus, en favorisant la sélection des vers résistants au détriment des vers sensibles (Van Wyk, 2001 ; Wolstenholme *et al.*, 2004 ; Kenyon *et al.*, 2009).

Le contrôle du parasitisme digestif vise à mieux utiliser les anthelminthiques, car il n'est pas possible de s'en passer, et à les associer à d'autres moyens de lutte. Ces autres moyens de

lutte comportent la gestion raisonnée du pâturage et l'accroissement de la résistance des animaux (Cabaret, 2004 ; Jackson *et al.*, 2009 ; Hoste & Torres-Acosta, 2011). Il s'agit ainsi d'un contrôle intégré combinant diverses méthodes qui permettent une bonne productivité des animaux sans utilisation intensive des produits anthelminthiques. Les différentes combinaisons possibles sont à l'étude (Miller *et al.*, 2011). Ces méthodes tiennent davantage compte de la notion de refuge, c'est-à-dire de la proportion de population de vers devant demeurer sensibles aux anthelminthiques ou à l'abri du traitement, de sorte à continuer à fournir suffisamment de gènes pour diluer les gènes résistants apparus chez les spécimens ayant été au contact de ces produits (Van Wyk, 2001 ; Coles, 2002 ; Pugh & Baird, 2012). Cette sous-population est constituée par les stades parasites chez l'hôte non affectés par le traitement anthelminthique (les larves généralement) et des stades libres dans l'environnement au moment du traitement (Kaplan, 2004 ; Burke, 2005).

L'objectif n'est plus de faire disparaître les helminthoses parasites, car cela est pour le moment difficilement envisageable, mais de maintenir un niveau d'infestation tel qu'il n'ait pas de retentissement zootechnique sur les animaux et qu'il conserve ou améliore leur productivité (Chartier *et al.*, 2000 ; Le Jambre, 2006). Ainsi, alors que l'efficacité d'un anthelminthique est appréciée par sa capacité à réduire l'infestation parasite d'au moins 90 % chez l'hôte, celle des nouvelles approches s'apprécie plutôt par la capacité à maintenir les infections parasites en dessous du seuil économique (Ketzis *et al.*, 2006). Le seuil économique est le nombre maximal d'adultes et/ou de larves qu'un hôte peut héberger sans manifester de baisse dans les paramètres de production. Il dépend de l'espèce hôte et de son statut physiologique (statut immunitaire, exposition précédente, niveau de nutrition, stade de production), des espèces parasites ainsi que du multiparasitisme (interactions parasites). L'impact sur la productivité s'apprécie par des indicateurs tels que la perte de poids ou la réduction du gain de poids, la réduction des performances de reproduction (taux de fécondité, taux de mise-bas) et de production laitière (Ketzis *et al.*, 2006).

Mieux utiliser les anthelminthiques revient à mieux cibler les traitements, et à les limiter de ce fait. Les recommandations actuelles sont donc de ne traiter que les animaux nécessitant véritablement un traitement (Kenyon & Jackson, 2012). En effet, dans un troupeau, seulement 20 % des animaux sont porteurs de 80 % de la charge parasite. Ce sont ces animaux qui sont principalement responsables de la dissémination des œufs sur les pâturages (Burke, 2005 ; Gaba *et al.*, 2005 ; Stafford *et al.*, 2009). Le traitement devrait ainsi se faire sur la base des connaissances épidémiologiques concernant le troupeau, et après identification des animaux le

nécessitant. Il doit aussi se faire en respectant les posologies et la bonne application des molécules, et en veillant à alterner les familles de produits (Hansen & Perry, 1995).

Les connaissances épidémiologiques portent sur l'inventaire et l'épidémiologie des espèces parasitaires présentes localement. Elles permettent d'identifier les conditions prédisposant aux risques d'infestations élevés. Ainsi, des programmes de traitements stratégiques peuvent être établis visant à briser le cycle de développement des parasites en devançant ces moments (O'Connor *et al.*, 2006).

L'identification des animaux les plus infestés repose surtout sur la coproscopie. Cette méthode permet de déterminer leur taux d'excrétion parasitaire. Cependant, elle présente des limites. En effet, certaines espèces parasitaires causent davantage de dégâts chez leur hôte au stade larvaire qu'au stade adulte, alors qu'il n'y a pas encore d'excrétion d'œufs. De plus, il s'agit d'une méthode de laboratoire qui n'est pas toujours accessible à l'éleveur. Aussi, des techniques alternatives utilisables par l'éleveur ont-elles été mises au point ou sont en cours d'évaluation (Ouzir *et al.*, 2011 ; Bentounsi *et al.*, 2012).

Un moyen aisé et rapide d'identification des ovins nécessitant un traitement (jusqu'à 300 animaux par heure) consiste en l'application du système FAMACHA[®] (Van Wyk & Bath, 2002). Ce système est un bon indicateur de l'état d'anémie par l'examen de la muqueuse oculaire, lorsque cet état est dû au parasitisme helminthique et que l'espèce *Haemonchus contortus* prédomine. L'anémie est d'autant plus forte que l'infestation par cette espèce est intense (Cabaret, 2004). Cette méthode permet un traitement immédiat de l'animal concerné, à l'exclusion des autres, et réduit ainsi considérablement le nombre de traitements anthelminthiques contre les strongles au sein des élevages (Van Wyk & Bath, 2002 ; Van Wyk, 2008). Mais, elle nécessite un examen régulier des animaux, au moins hebdomadaire pendant les périodes de pic parasitaire (Van Wyk & Bath, 2002 ; Reynecke *et al.*, 2011).

D'autres moyens d'identification des animaux existent, tels que la détermination de l'indice de diarrhée et la mesure régulière du gain de poids (Kenyon & Jackson, 2012). La détermination de l'indice de diarrhée est basée sur l'existence d'une zone de souillure sur l'arrière-train des animaux, due à une diarrhée à répétition chez ceux qui sont fortement parasités (Cabaret, 2004 ; Williams & Palmer, 2012). La mesure régulière du gain de poids présente un intérêt surtout pour les jeunes animaux, car les parasitoses gastro-intestinales subcliniques se manifestent par des retards de croissance ; dans ce cas, les animaux à la vitesse

de croissance la plus rapide sont laissés sans traitement (Stafford *et al.*, 2009 ; Pugh & Baird, 2012).

En plus d'éviter de traiter tous les animaux, certains auteurs ont proposé l'usage de combinaison de différentes classes d'anthelminthiques au spectre d'activités semblable mais au mode d'action différent, pour ralentir le développement de la résistance (McKellar & Jackson, 2004). Cependant, cette méthode ne donne de résultats que si toutes les molécules combinées ont conservé une efficacité d'au moins 70 % (Leathwick *et al.*, 2012).

La gestion raisonnée du pâturage vise, quant à elle, à réduire la contamination du milieu extérieur et, partant, l'infestation et la réinfestation des animaux. L'assainissement du milieu extérieur s'effectue de diverses manières : la mise au repos plus ou moins prolongée des pâturages, la pratique culturale du labour, le pâturage mixte ou alterné d'animaux d'espèce différente (bovins, petits ruminants et chevaux) du fait de l'existence d'une forte spécificité d'hôte des nématodes, ou la lutte biologique avec l'utilisation de champignons prédateurs ou endoparasites des larves (Pautric-Thomas, 2003). Cette utilisation de champignons nécessite leur présence en grande quantité dans les fèces des animaux. La méthode consiste à administrer des spores dans l'alimentation, capables de survivre au passage dans le tractus gastro-intestinal et de germer ensuite dans les fèces. Une espèce, *Duddingtonia flagrans*, a donné des résultats prometteurs (Ketzis *et al.*, 2006 ; Larsen, 2006 ; Pugh & Baird, 2012).

L'augmentation de la résistance des animaux comporte deux volets. Le premier volet est l'amélioration de leur résistance proprement dite, qui va se traduire par la réduction et la limitation du nombre des parasites qu'ils hébergent. Le second volet est l'amélioration de leur résilience, c'est-à-dire de leur capacité de production malgré la présence de parasites. Diverses méthodes sont proposées (Sayers & Sweeney, 2005 ; Hoste & Torres-Acosta, 2011 ; Pugh & Baird, 2012) :

- La supplémentation protéique : une alimentation suffisante et équilibrée permet d'éviter la malnutrition. Si cette alimentation est également de grande qualité protéique, elle améliore la réponse immunitaire des animaux, par l'expulsion précoce des parasites ou par une baisse de leur fécondité. La supplémentation protéique peut se faire notamment par l'utilisation de tourteaux de soja, de coton ou de tournesol, de farine de poisson, ou d'urée.
- L'administration aux animaux de petites quantités de particules métalliques de cuivre oxydé (COWP : copper-oxide wire particules) : normalement utilisées pour lutter

contre les déficiences en cuivre chez les bovins, ces particules ont montré une certaine efficacité contre les parasites de la caillette, notamment *H. contortus*.

- La consommation de fourrages riches en tannins condensés : ces tannins ont certes des effets antinutritionnels (réduction de la consommation de nourriture et de la digestibilité des aliments), mais aussi des activités antiparasitaires. Ils réduisent les charges parasitaires et les excréments d'œufs.
- La consommation de plantes aux vertus anthelminthiques ou l'administration de leurs extraits aux animaux : le recours à la médecine traditionnelle pourrait constituer une alternative. En effet, certaines plantes de la pharmacopée ouest-africaine notamment semblent être efficaces contre les nématodes digestifs (Koné *et al.*, 2005 ; Koné & Kamanzi Atindehou, 2008 ; Soro *et al.*, 2013).
- La vaccination : elle constitue un espoir. La vaccination réduirait la charge parasitaire et les excréments d'œufs (Bassetto *et al.*, 2014). Les principales difficultés liées à l'élaboration des vaccins sont, notamment, la non réponse immunitaire des jeunes ovins contre les principaux nématodes durant leurs 5 à 6 premiers mois de vie et le polyparasitisme obligeant à trouver des vaccins efficaces contre plusieurs espèces parasitaires à la fois.
- La sélection d'animaux naturellement résistants aux nématodes gastro-intestinaux : elle constitue une autre approche (Bishop, 2012 ; Idika *et al.*, 2012). Cette sélection a une base génétique. Elle se fait en éliminant les animaux sensibles, identifiés par le comptage des œufs éliminés dans les fèces ou par une méthode telle que la méthode FAMACHA[®], et en conservant ceux qui sont résistants. Les races réputées résistantes peuvent également être utilisées ; c'est notamment le cas de la race N'Dama chez les bovins (Zinsstag *et al.*, 2000). L'impact d'une telle sélection sur d'autres caractéristiques des animaux, telles qu'une sensibilité accrue à d'autres pathologies ou une détérioration de certaines de leurs aptitudes zootechniques, n'a cependant pas encore été vérifié (Jacquiet *et al.*, 2009).

En dépit de ces mesures, le développement de la résistance aux anthelminthiques apparaît comme une conséquence inévitable de leur utilisation. Aussi, pour avoir une efficacité optimale, les programmes de lutte contre le parasitisme digestif devraient-ils introduire des tests de diagnostic de la résistance anthelminthique permettant d'apprécier la sensibilité des parasites présents dans les élevages concernés (Kerboeuf, 2004). Il existe divers tests. Il y a des tests

moléculaires consistant à mettre en évidence des gènes impliqués dans les mécanismes de résistance. Les tests biologiques, tels que les tests d'éclosion des œufs ou les tests de développement larvaire, mettent en contact des parasites avec des concentrations croissantes d'anthelminthiques. Le "Faecal Egg Count Reduction Test" (FECRT) est un test *in vivo* qui apprécie le pourcentage de réduction des excréments d'œufs dans les fèces après traitement ; cette réduction doit être d'au moins 95 % (Coles *et al.*, 2006 ; Kaplan & Vidyashankarb, 2012). C'est le FECRT qui est la méthode la plus couramment utilisée pour l'appréciation de l'efficacité d'un anthelminthique (Eysker & Ploeger, 2000 ; Demeler *et al.*, 2012).

En Côte d'Ivoire, le calendrier de prophylaxie contre les helminthes gastro-intestinaux proposé aux éleveurs de ruminants par les structures d'encadrement préconise des déparasitages mensuels pour les agneaux âgés de 1 à 4 mois et les veaux âgés de 1 à 6 mois, et bimestriels pour les jeunes ovins de 4 à 12 mois et les jeunes bovins de 7 à 18 mois (Annexe 2). Les ovins de plus de 12 mois et les bovins de plus de 18 mois reçoivent 3 à 4 traitements par an.

1.3.2. Contrôle du parasitisme sanguin

La lutte contre les trypanosomoses animales découle de leur épizootologie : elle prend en compte les parasites, les hôtes mammifères et les vecteurs.

Le traitement de l'animal infecté, par injection par voie parentérale, a une action curative qui peut en même temps être préventive, en protégeant l'animal sur quelques mois (Tableau VII). Même lorsque l'action n'est que curative, le traitement a un certain effet préventif : il réduit les risques de propagation de la maladie par la destruction des trypanosomes chez l'animal malade. En raison de la complexité des phénomènes immunitaires et de la variabilité antigénique des trypanosomes, les essais de vaccination ont toujours donné des résultats irréguliers ; aussi, la protection est-elle plutôt assurée par l'emploi de médicaments trypanocides à activité préventive (Chartier *et al.*, 2000). Le diagnostic clinique de la maladie n'étant pas toujours aisé, des méthodes d'identification de l'animal infecté sont en cours d'évaluation. La méthode FAMACHA® (Van Wyk & Bath, 2002), développée pour les ovins, semble présenter un intérêt pour la détection de l'état d'anémie chez les bovins en cas de trypanosomose (Grace *et al.*, 2007). En Côte d'Ivoire, les structures d'encadrement préconisent des injections de trypanocides une fois par mois aux agneaux et aux veaux, et une fois tous les 3 ou 4 mois aux animaux plus âgés (Annexe 2).

Tableau VII : Principaux trypanocides actifs chez les bovins et les ovins

Produit	Activité	Dose thérapeutique	Trypanosomes sensibles	Autres parasites
Homidium (Bromure)	Curative (protection de 4 - 6 semaines)	1 mg/kg	<i>T. vivax</i> , <i>T. congolense</i>	
Homidium (Chlorure)	Curative	1 mg/kg	<i>T. vivax</i> , <i>T. congolense</i>	
Isométymidium	Curative / Préventive (protection de 2 - 4 mois)	0,25 - 1 mg/kg	<i>T. vivax</i> , <i>T. congolense</i> , <i>T. brucei</i>	
Diminazène	Curative	3,5 mg/kg	<i>T. vivax</i> , <i>T. congolense</i> , <i>T. brucei</i>	<i>Babesia</i> sp
Quinapyramine (Sulfate)	Curative	5 mg/kg	<i>T. vivax</i> , <i>T. congolense</i> , <i>T. brucei</i>	
Quinapyramine (Sulfate + Chlorure)	Préventive (protection de 2 - 3 mois)	5 mg/kg	<i>T. vivax</i> , <i>T. congolense</i> , <i>T. brucei</i>	

Source : Chartier *et al.* (2000)

La lutte contre la glossine permet de rompre le cycle de transmission. Elle comporte des méthodes indirectes par action sur son habitat (lutte écologique) et des méthodes directes par destruction directe de l'insecte. Ces méthodes directes comportent l'utilisation de moyens chimiques (insecticides tels que l'Endosulfan et les Pyréthrinoides de synthèse), mécaniques (pièges) ou biologiques (prédateurs, parasites, altération de processus physiologiques, de reproduction notamment par la lutte génétique). La lutte contre les vecteurs mécaniques n'est cependant pas à négliger (Chartier *et al.*, 2000).

Une autre méthode de lutte en zone infestée consiste à y élever des animaux naturellement trypanotolérants. Appartenant à des races moins sensibles que d'autres, ces animaux ont la capacité de limiter la multiplication des trypanosomes et de résister à l'anémie. Le mécanisme de cette résistance est principalement immunitaire, avec une aptitude particulière à produire des anticorps plus rapidement et plus abondamment que les races sensibles (Euzéby, 1986).

La lutte contre les parasites sanguins transmis par les tiques ne vise pas l'éradication du vecteur à moins qu'elle puisse se faire à grande échelle. Elle cherche à réduire l'abondance des tiques et les pertes économiques qu'elles occasionnent en maintenant une population minimale nécessaire à l'établissement et à l'entretien des prémunitions naturelles chez les animaux. Les traitements peuvent se faire de façon occasionnelle du fait d'une abondance momentanée de tiques sur le bétail, de façon saisonnière (traitements stratégiques) ou de façon intensive et permanente (toute l'année et au même rythme, surtout pour le bétail sensible). La lutte peut se faire de diverses manières : chimique, biologique, arrachage manuel, génétique par stérilisation des mâles, agronomique ou écologique, soustraction des hôtes, zootechnique et immunitaire (Chartier *et al.*, 2000).

Diverses molécules sont utilisées dans la lutte contre les babésioses, les theilérioses, l'anaplasmose et les ehrlichioses (Tableau VIII). La vaccination contre les babésioses est également possible. Elle vise à protéger surtout les races améliorées sensibles, les animaux traditionnels étant peu sensibles. Cette protection devrait persister pendant au moins un an, le temps d'une première réinfection (Chartier *et al.*, 2000).

1.4. Zones d'étude

Les zones d'étude se situent au sud et au centre de la Côte d'Ivoire (Figure 2). La zone sud de la Côte d'Ivoire s'étend du bord de l'Océan Atlantique, à 4°30 de latitude Nord, jusqu'à 7° de latitude Nord et entre 2° et 9° de longitude Ouest ; la zone centre est comprise entre 6° et 7° de latitude Nord et entre 5° et 6° de longitude Ouest.

Tableau VIII : Chimiothérapie des parasitoses sanguines transmises par les tiques chez les bovins et les ovins

Produit	Dose thérapeutique			
	Babésioses	Theilérioses	Anaplasmose	Ehrlichioses
Trypaflavine, Acriflavine	2 - 4 mg/kg			
Quinuronium	0,5 - 1 mg/kg			
Pentamidine	3 mg/kg/j x 2 à 48 h			
Amicarbalide	4 - 15 mg/kg			
Phénamidine	10 - 15 mg/kg			
Diminazène	2 - 6 mg/kg			
Imidocarbe	0,5 - 2 mg/kg	2,5 mg/kg	3 mg/kg	
Oxytétracycline		5 - 10 mg/kg/j x 4 à 10 j	5 - 10 mg/kg/j x 4 à 10 j	5 mg/kg/j x 4 j
Chlortétracycline		15 mg/kg/j x 16 j	5 mg/kg/j x 45 j	

Source : Chartier *et al.* (2000)

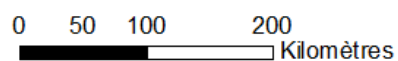
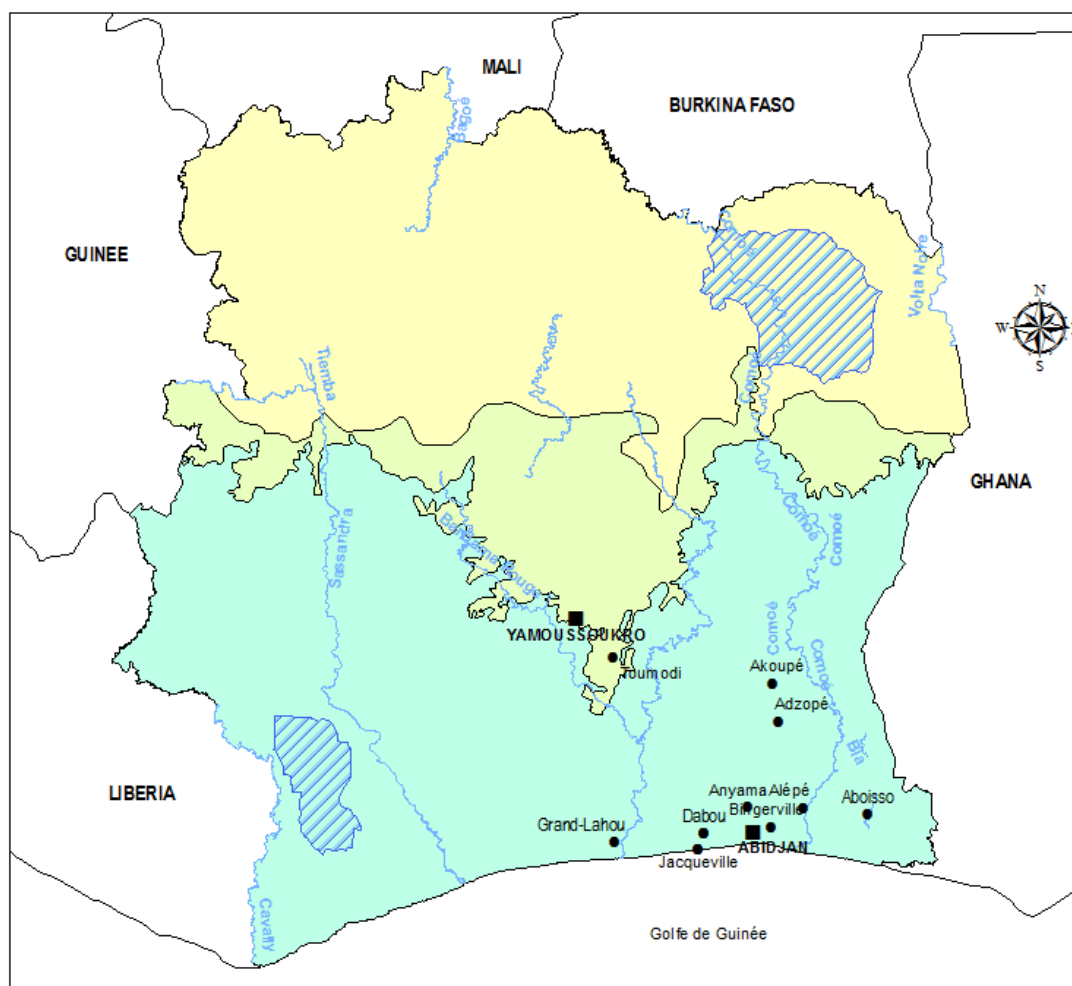


Figure 2 : Carte de la végétation de la Côte d'Ivoire et localisation des élevages
(Cartographie : LANADA/LCVB, Sanogo M., 2014)

1.4.1. Aspects physiques

Le relief, relativement peu accidenté, se présente sous forme de plaine mamelonnée (altitude : 0 - 200 m) au sud, et de plateaux étagés (altitude : 200 - 500 m) séparés par des talus de faible hauteur (10 - 30 m) au centre. Il repose sur un bassin sédimentaire côtier, situé en bordure de l'Océan Atlantique, et sur un socle cristallin qui couvre 97 % de la superficie totale du pays (Vennetier & Laclavere, 1983 ; Konaté & Kampmann, 2010).

Le réseau hydrographique comprend quatre grands fleuves (Cavally, Sassandra, Bandama et Comoé), de petits fleuves côtiers et des affluents des fleuves Volta noire et Niger. Des lagunes sont situées dans la zone côtière du sud-est.

La végétation de la Côte d'Ivoire présente deux grands types de paysages : la zone forestière ou domaine guinéen, dans la moitié sud du pays ; et la zone de savane ou domaine soudanais, dans la moitié nord. Le centre de la Côte d'Ivoire est une zone de transition entre ces deux régions ; le paysage est constitué par le district préforestier guinéen, avec des lambeaux de forêts et de larges mailles de savanes séparées par des forêts-galeries (Vennetier & Laclavere, 1983 ; Konaté & Kampmann, 2010).

Les climats de la Côte d'Ivoire sont chauds, faisant la transition entre les climats équatoriaux humides et les climats tropicaux secs, avec des températures variant peu d'une région à l'autre et d'une saison à l'autre (28°C en moyenne), et une hygrométrie baissant légèrement du sud vers le nord (98 à 60 %). Ainsi, c'est l'importance des précipitations qui permet de souligner des différences saisonnières et régionales (Vennetier & Laclavere, 1983). Au sud, il s'agit d'un climat équatorial de transition ou climat attiéen ; tandis qu'au centre, il s'agit d'un climat équatorial de transition atténué ou climat baouléen. Les deux climats présentent quatre saisons (2 sèches et 2 pluvieuses) ; le climat attiéen bénéficie de 1 300 à 2 400 mm de pluies par an, et le climat baouléen de 1 500 à 2 200 mm de pluies par an (Konaté & Kampmann, 2010).

- *Climat de la zone sud*

Au sud, les saisons des pluies s'étendent généralement de mai à juillet pour la grande, et d'octobre à novembre pour la petite. Les saisons sèches vont de décembre à avril pour la grande, et d'août à septembre pour la petite. Les températures varient entre 25° et 30°C, et l'humidité relative est toujours supérieure à 80 %.

Pendant les périodes d'étude, des valeurs ont été obtenues auprès de la SODEXAM (Société d'Exploitation et de Développement Aéroportuaire, Aéronautique et Météorologique). Ainsi, d'août 1994 à juillet 1996, l'humidité relative moyenne à Abidjan a été de 83 % ; et les

températures moyennes mensuelles ont varié de 24,7 à 28,8°C. La pluviométrie annuelle d'août 1994 à juillet 1995 a été de 1 699,3 mm et celle d'août 1995 à juillet 1996 de 2 181,0 mm. Sur la première période de 12 mois (août 1994 à juillet 1995), le diagramme ombrothermique indique 4 saisons : 2 saisons sèches d'août à septembre 1994, et de décembre 1994 à février 1995 ; 2 saisons des pluies, 1 petite d'octobre à novembre 1994 et 1 grande de mars à juillet 1995. Sur la seconde période de 12 mois (août 1995 à juillet 1996), le diagramme ombrothermique indique également 4 saisons : 2 saisons sèches d'août à septembre 1995, et de janvier à février 1996 ; 2 saisons des pluies, 1 petite d'octobre à décembre 1995 et 1 grande de mars à juillet 1996 (Figure 3).

Sur la période de mai 2002 à août 2004, les seules données météorologiques disponibles sont celles d'août 2003 à août 2004 du fait de la crise socio-politique ivoirienne. Ainsi, d'août 2003 à août 2004, l'humidité relative relevée dans le secteur d'Abidjan a été en moyenne de 84 %, avec une pluviométrie annuelle de 1 130,4 mm, et des températures moyennes mensuelles variant de 24,1 à 30,0°C. Le diagramme ombrothermique de cette période d'étude indique 5 saisons : 3 saisons sèches (août à septembre 2003, janvier à février 2004 et juillet à août 2004) ; 2 saisons des pluies (octobre à décembre 2003 et mars à juin 2004) (Figure 4).

- *Climat de la zone centre*

Au centre, les températures varient entre 19 et 34°C, et l'humidité relative est de 70 %. De février à décembre 1997, la pluviométrie déterminée dans le secteur de Yamoussoukro a été de 1 085 mm ; les températures moyennes mensuelles ont oscillé entre 24,5 et 27,7°C, et l'humidité relative a été en moyenne de 72,3 %. La période sèche est survenue au mois de février, en août et ensuite de novembre à décembre ; tandis que les périodes humides ont été de mars à juillet et de septembre à octobre (Figure 5).

De février 1998 à juin 1999, les données météorologiques n'ont pas été disponibles.

1.4.2. Aspects humains et économiques

Selon les statistiques de la FAO (2014), la population de la Côte d'Ivoire est estimée à vingt millions huit cent cinq mille (20 805 000) habitants, dont 53,5 % vivent en zone urbaine. Le sud du pays concentre 85 % de l'activité économique. Le climat de la Côte d'Ivoire est propice aux cultures (vivriers, cultures de rente, cultures industrielles), particulièrement dans le sud. La région centre dispose en outre de grandes surfaces de pâturages en faisant une région propice à l'élevage ; ainsi, depuis quelques années, les populations, initialement tournées vers les grandes productions végétales telles que le café et le cacao multiplient de plus en plus les expériences pastorales.

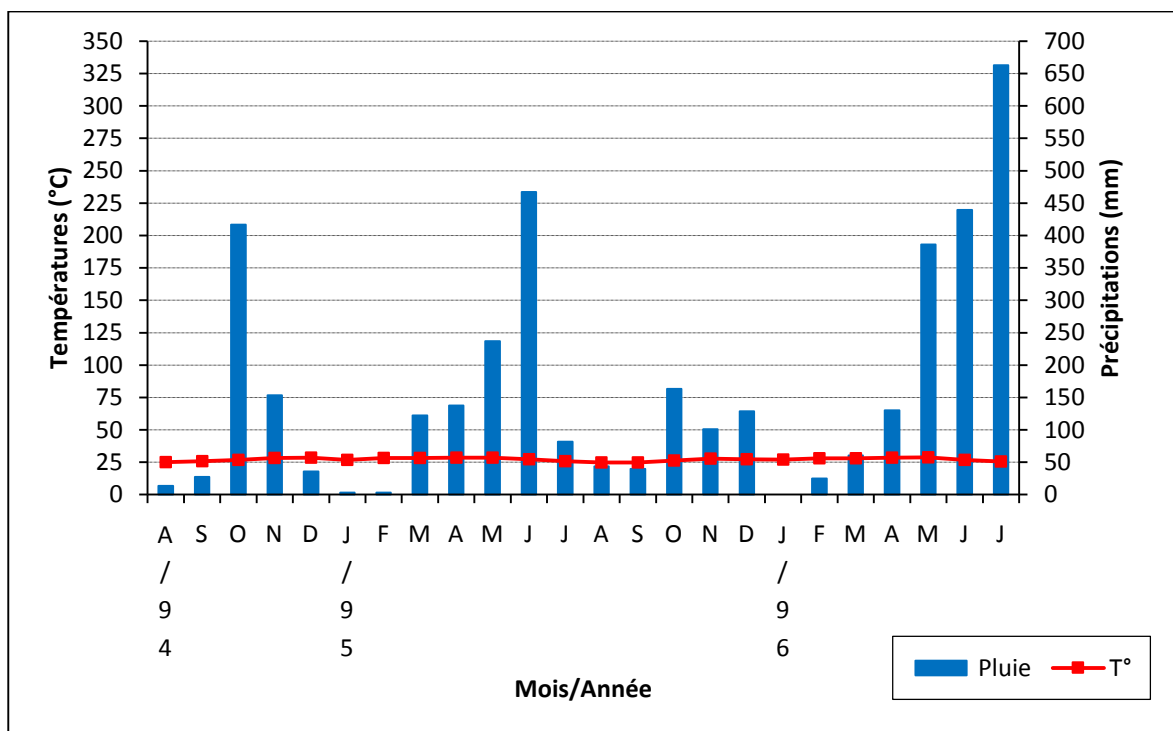


Figure 3 : Températures moyennes et pluviométrie dans la zone sud de la Côte d'Ivoire (Abidjan), durant la période d'étude allant d'août 1994 à juillet 1996

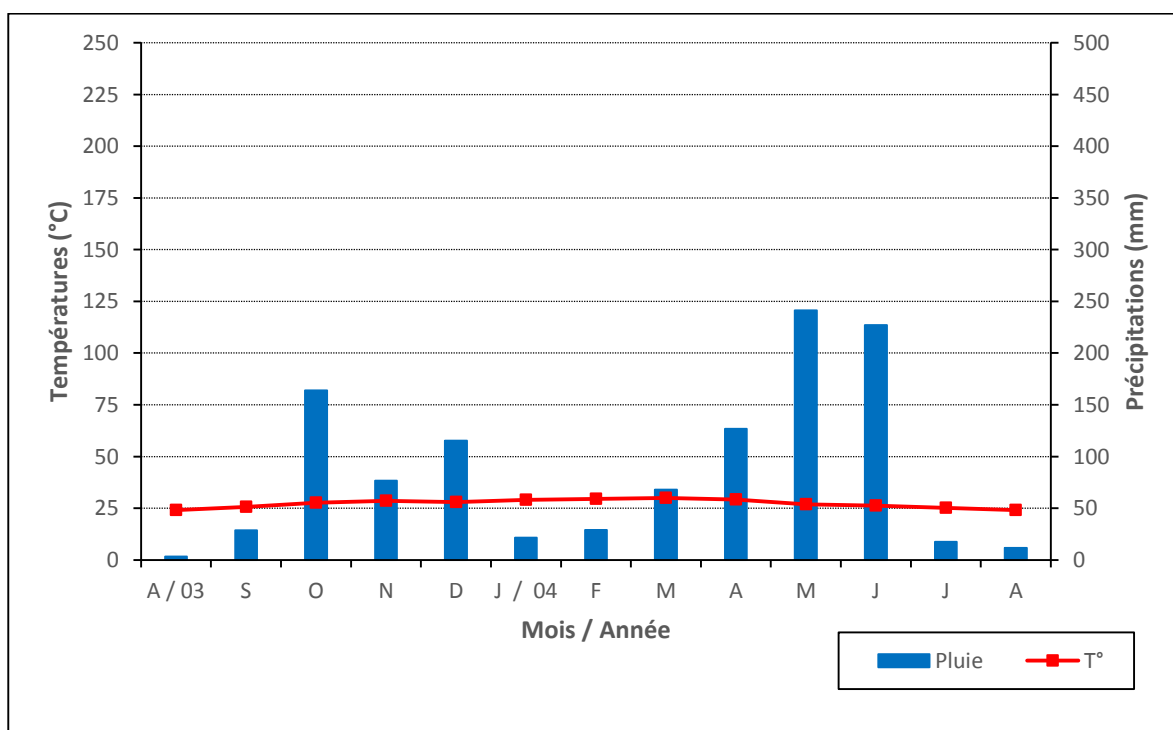


Figure 4 : Températures moyennes et pluviométrie dans la zone sud de la Côte d'Ivoire (Abidjan), durant la période d'étude allant d'août 2003 à août 2004

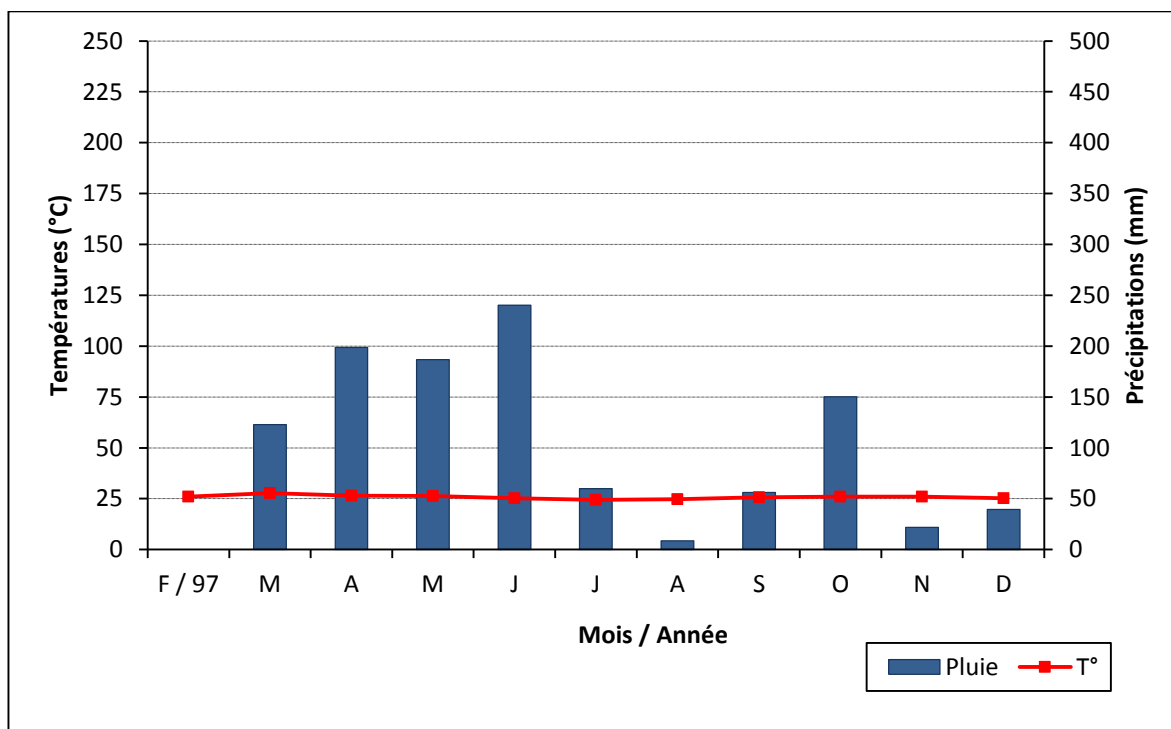


Figure 5 : Températures moyennes et pluviométrie dans la zone centre de la Côte d'Ivoire (Yamoussoukro), durant la période d'étude allant de février 1997 à décembre 1997

Les éleveurs disposent de structures d'encadrement. Ces structures comprennent :

- L'Etat de Côte d'Ivoire, représenté par le Ministère des Ressources Animales et Halieutiques (MIRAH). Le MIRAH a des services présents sur tout le territoire national : 19 directions régionales, 58 directions départementales et 174 postes d'élevage et des ressources halieutiques. Il assure notamment la promotion et le développement des productions animales, l'amélioration et le contrôle de la santé animale, la réglementation et le contrôle des médicaments et produits vétérinaires, la promotion des organisations professionnelles d'élevage, et l'appui à la modernisation des exploitations et des structures de production animale (MIRAH, 2014a).
- L'Agence Nationale d'Appui au Développement Rural (ANADER), créée en 1994. Il s'agit d'une société anonyme au capital réparti entre l'Etat de Côte d'Ivoire (35 %), les familles professionnelles agricoles et les sociétés privées connexes (65 %). L'ANADER a pour mission de contribuer à l'amélioration des conditions de vie du monde rural par la professionnalisation des exploitants et des Organisations Professionnelles Agricoles, en concevant et en mettant en œuvre des outils appropriés et des programmes adaptés pour assurer un développement durable et maîtrisé (ANADER, 2014). Sa compétence s'étend à l'ensemble du territoire national. Elle est représentée par 7 Délégations Régionales et 57 Zones. La Délégation Régionale Sud a son siège à Abidjan, et couvre les zones de : Abidjan, Aboisso, Adzopé, Agboville, Alépé, Dabou, Grand-Lahou et Tiassalé. La Délégation Régionale Centre a son siège à Bouaké et couvre les zones de Béoumi, Bocanda, Bouaké, Dimbokro, Mankono, M'Bahiakro, Sakassou, Tiébissou, Toumodi et Yamoussoukro.
- Les Organisations professionnelles des éleveurs. Il s'agit d'associations telles que l'Association des Producteurs d'Ovins et Caprins du Sud et de l'Est (APROCASUDE), par lesquelles les éleveurs organisent leur propre encadrement. L'APROCASUDE compte environ 240 éleveurs d'ovins, caprins et bovins.

2. MATERIEL ET METHODES

2.1. Matériel

2.1.1. Matériel biologique

Les études ont été menées sur des ovins du sud de la Côte d'Ivoire et sur des bovins du centre du pays.

Sur les animaux vivants, du sang et des fèces ont été collectés. Les animaux abattus ont subi une autopsie ; leur tractus gastro-intestinal a été prélevé pour examen.

2.1.2. Matériel de terrain

- *Pour les examens cliniques* : le matériel ayant servi pour les examens cliniques est composé d'un thermomètre, d'un stéthoscope et de gants.
- *Pour les prélèvements de sang* : des lancettes, des lames porte-objet, des portoirs à lames et des microtubes à hématocrite héparinés ont été utilisés. Ce dispositif a permis de confectionner des lames de frottis sanguins et de gouttes épaisses, et des tubes à hématocrite pour la technique de Murray *et al.* (1977) et la recherche d'anémie.
- *Pour les prélèvements de fèces* : il s'est agi de sachets en plastique d'une contenance de 2 litres.
- *Pour les autopsies* : le matériel était composé de couteaux, d'une petite scie, de ficelle, de plateaux, de seaux, d'un tamis de 200 µm pour tamiser le contenu digestif déversé dans les seaux, et de bocaux pour la collecte de matériels biologiques (résidus issus du tamisage, muqueuses de la caillette et du gros intestin).
- *Pour l'essai de contrôle thérapeutique* : il s'est agi d'un peson pour connaître le poids de chaque animal et d'un Guide d'anémie FAMACHA[®] pour évaluer le degré d'anémie de chaque ovin. Outre ce matériel, des produits médicamenteux tels que l'Albendazole à 2,5 % (ZODALBENND) et l'Ivermectine (IVOMECDND) ont été administrés aux animaux.

Enfin, une glacière a servi à la conservation des prélèvements jusqu'à l'arrivée au laboratoire.

2.1.3. Matériel d'analyse

- *Pour la recherche de parasites dans le sang* : les analyses des échantillons de sang ont été réalisées avec une microcentrifugeuse de marque HERAEUS Sepatech ; un lecteur d'hématocrite ; un stylo-diamant ; des lames porte-objet et des lamelles couvre-objet (Figure 6). Les réactifs utilisés étaient de l'alcool méthylique, une solution de Giemsa R et de l'huile à immersion.

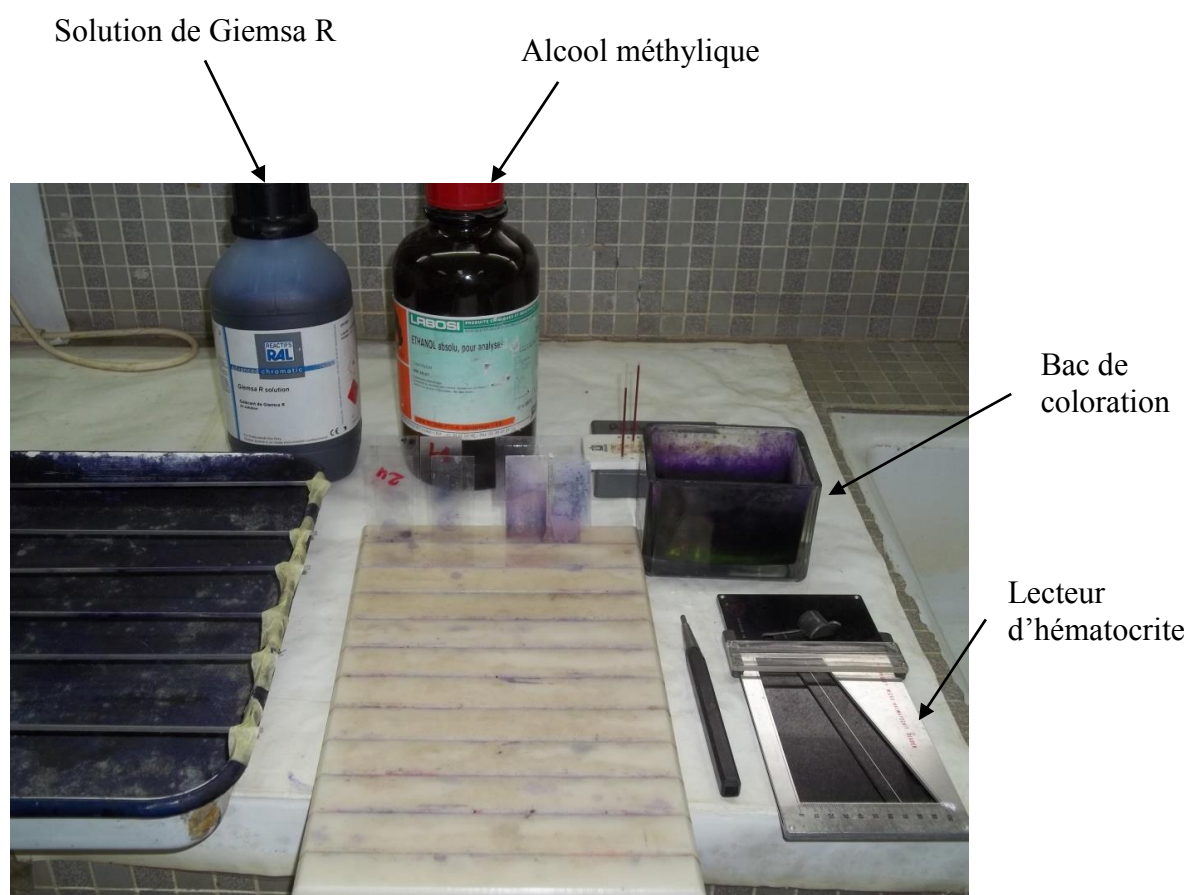


Figure 6 : Matériel pour la recherche de parasites dans le sang

- *Pour la recherche de parasites dans les fèces* : les analyses des échantillons de fèces ont été réalisées avec une centrifugeuse de marque JOUAN E 81 (Figure 7) ; une balance de marque DAYTON ; des verres à pied ; un mortier et un pilon en porcelaine ; un tamis à thé ; des éprouvettes graduées ; des boîtes de Pétri ; des tubes de 10 ml ; des tubes à centrifugation de 15 ml ; des lames porte-objet ; des lamelles couvre-objet et une cellule de MacMaster (Figure 8). Le liquide de flottation utilisé a été une solution saturée de chlorure de sodium (NaCl) d'une densité de 1,20.
- *Pour la recherche des parasites du tractus gastro-intestinal* : le matériel est composé d'une balance de marque DAYTON ; d'une étuve de marque JOUAN E 81 ; de boîtes de Pétri et de flacons. Les réactifs utilisés ont été de la pepsine à 1200 UI/g, du chlorure de sodium (NaCl), de l'acide chlorhydrique (HCl) à 37 %, du chlorure de potassium (KCl), du potassium dihydrogène orthophosphate (KH_2PO_4), du di-sodium hydrogène orthophosphate anhydre (Na_2HPO_4), du formaldéhyde et de l'éthanol.
- *Pour les lectures* : un microscope binoculaire de marque LEICA DMLS muni d'un micromètre, et une loupe binoculaire de marque CETI ont été utilisés (Figure 9).

2.2. Méthodes de travail

2.2.1. Sélection des animaux

La Côte d'Ivoire a été divisée en trois zones d'étude : le sud en zone forestière, le centre en zone de savane humide et le nord en zone de savane soudanienne.

Une première étude a porté sur les ovins dans le sud-est de la Côte d'Ivoire (Tableau IX). Elle s'est déroulée d'août 1994 à juillet 1996 (24 mois) ; elle a concerné l'inventaire et l'épidémiologie saisonnière des parasites d'ovins. Parallèlement, des études similaires ont été menées par d'autres auteurs au centre et au nord du pays (Achi *et al.*, 2003c ; Atsé-Achi *et al.*, 2004).

Deux autres études ont porté sur le parasitisme des bovins, dans le centre de la Côte d'Ivoire. La première étude s'est déroulée de février à décembre 1997 (11 mois) ; elle a concerné l'inventaire et l'évolution saisonnière de la faune parasitaire digestive. Parallèlement, une étude similaire a été menée par Achi *et al.* (2003b) au nord du pays. La seconde étude a été menée de février 1998 à juin 1999 (17 mois), et a concerné les parasites sanguins. Elle a été réalisée dans le cadre d'un projet de recherche sur le parasitisme et la productivité des bovins de race N'Dama (Knopf *et al.*, 2002, 2004).



Figure 7 : Centrifugeuse pour la recherche de parasites dans les fèces



Figure 8 : Matériel pour la recherche de parasites dans les fèces



Figure 9 : Equipement de laboratoire

Tableau IX : Périodes d'étude

Date	Thème
août 1994 - juillet 1996	Inventaire et épidémiologie saisonnière des parasites d'ovins
février 1997 - décembre 1997	Inventaire et évolution saisonnière de la faune parasitaire digestive de bovins
février 1998 - juin 1999	Inventaire et évolution saisonnière des parasites sanguins de bovins
avril 2002 - août 2004	Essai de contrôle thérapeutique

Sur la base des données obtenues au sud chez les ovins et au centre chez les bovins, un essai de contrôle thérapeutique a été réalisé sur des ovins de la zone sud, comparant le traitement ciblé et le traitement ciblé sélectif au traitement de routine.

2.2.1.1. Echantillonnage ovin

- *Pour l'étude des parasites*

Sur la période de 24 mois (août 1994 à juillet 1996), 145 ovins, à raison de 6 par mois, ont été achetés, en fonction de leur disponibilité sur leur lieu d'élevage. Ils ont été acheminés au Laboratoire Central Vétérinaire de Bingerville (LCVB), ex-Laboratoire Central de Pathologie Animale (LCPA), où ils ont été abattus et autopsiés.

Plusieurs animaux provenaient du même troupeau. Néanmoins, la taille de l'échantillon assure un degré de confiance de 95 % pour une prévalence attendue de 80 ± 10 % (en effet, il fallait un minimum de 61 ovins par an, soit 122 animaux au total, pour une population évaluée à 180 000 têtes). Le choix des ovins s'est effectué en fonction de leur lieu d'origine (le sud de la Côte d'Ivoire), de leur âge (2 moutons de chacune des classes d'âge suivantes : < 1 an, 1-2 ans, > 2 ans), et de leur suivi sanitaire (non déparasités depuis au moins 6 mois). L'estimation de l'âge s'est faite par l'examen de leur arcade incisive en s'attachant à la dynamique du remplacement des incisives de lait, selon la méthode de Landais & Bassewitz (1982) (Tableau X).

Les ovins pouvant répondre aux critères de choix sont ceux de race Djallonké, race élevée traditionnellement dans la zone sud de la Côte d'Ivoire, du fait de sa résistance (Figure 10). Ils proviennent d'élevages de type traditionnel, sur jachères ou sous plantations. Ces élevages sont en majorité localisés dans des villages, et pour quelques-uns en zone urbaine ou péri-urbaine. Ils sont situés à Abidjan (villages d'Abata, Akouédo et M'Badon), à Anyama, à Bingerville (ville de Bingerville, et villages d'Aghien, Eloka, M'Badon et Santai), à Alépé, à Adzopé (ville d'Adzopé, et villages d'Adonkoua, Apiaghi, Yakassé et Yan), à Akoupé, à Dabou et à Jacqueville (cf. Figure 2).

- *Pour l'essai de contrôle thérapeutique*

L'essai s'est déroulé en plusieurs phases sur une période de 19 mois. Il devait être réalisé dans 3 élevages de type semi-intensif de la zone sud, sur une période de 2 ans. Des élevages ont ainsi été sélectionnés dans un rayon maximal de 200 km autour du LCVB, en restant dans le sud en zone forestière. L'un était situé à Soribadougou, village situé à proximité de la ville d'Akoupé, et les 2 autres dans les palmeraies de Grand-Lahou. Ces élevages disposaient d'au moins 60 femelles de race Djallonké en âge de reproduction, dont les paramètres de productivité devaient être suivis.

Tableau X : Estimation de l'âge des ovins par l'examen de leur arcade incisive, selon la méthode de Landais & Bassewitz (1982)

Incisives		Age approximatif	
Dents de lait	Dents définitives	Mois	Année
8	0	0 – 13	1
6	2	13 – 20	1,5
4	4	20 – 25	2
2	6	25- 33	2,5
0	8	> 33	3 -5



Figure 10 : Ovins de race Djallonké

L'essai a démarré en avril 2002 et a dû brutalement être interrompu en septembre 2002, du fait de troubles socio-politiques survenus dans le pays. Il a repris d'août 2003 à août 2004 ; mais, les élevages initiaux ont dû être remplacés par d'autres, plus proches (situés dans le département d'Aboisso, à environ 100 km de Bingerville) et d'accès plus facile. Les troupeaux comportaient des effectifs plus réduits (36 à 45 femelles en âge de reproduction). Quatre mois après la reprise de l'étude, l'un des troupeaux a dû être remplacé en raison de la survenue de très fortes mortalités, probablement dues à une intoxication par des produits phytosanitaires.

Ainsi, sur une durée totale de 19 mois, seuls 2 élevages ont pu être suivis suffisamment longtemps (13 mois) pour que les données recueillies soient interprétables. Le premier troupeau comportait 45 femelles en âge de reproduction, et le second en comportait 36 ; soit un effectif total de 81 femelles de race Djallonké.

2.2.1.2. Echantillonnage bovin

- *Pour l'étude des parasites digestifs*

L'étude a été réalisée de février 1997 à décembre 1997, à l'abattoir municipal de Toumodi, ville située à une cinquantaine de kilomètres du laboratoire d'analyses, sis à Yamoussoukro. Soixante-deux (62) bovins ont été examinés, à raison de 6 par mois. Le choix des animaux s'est effectué en fonction de leur origine géographique (la région centre de la Côte d'Ivoire) et de leur statut sanitaire (non déparasités depuis au moins 6 mois). Ils ont été achetés la veille de leur abattage par les bouchers, dans différents élevages locaux, et abattus à l'aube.

Du fait des critères de choix, les bovins proviennent tous d'élevages situés dans le département de Toumodi : ville de Toumodi et 18 villages (Abli, Afotobo, Agbassou, Angonda, Bendressou, Blè, Djèkèkro, Kadiokro, Kodjakro, Konankokorékro, Konankro, Kplessou, Logbakro, Lomo Sud, Moronou, Ohodji, Sérémé et Zahakro) (Annexe 3). Ils sont pour la plupart de race N'Dama (56 bovins), les autres animaux étant de race Baoulé (3) ou des métis (3) (Figure 11). En effet, du fait de leur résistance, seuls les bovins des races taurines locales N'Dama et Baoulé ne bénéficient généralement d'aucun déparasitage (Sokouri *et al.*, 2009).

- *Pour l'étude des parasites sanguins*

L'étude s'est déroulée de février 1998 à juin 1999, dans 25 élevages bovins. Ces élevages sont situés à proximité de 17 villages localisés dans un rayon de 30 km autour de la ville de Toumodi : Abli, Abli Alloukro, Angonda, Assinzé, Assounvoué, Bendressou, Blè, Comékro, Diangomenou, Didablé, Dougba, Kadiokro, Konankokorékro, Lomo Nord, Moronou, N'Cloïdjo et Zahakro. Leur taille varie entre 54 et 493 animaux, totalisant un effectif approximatif de 2267 bovins. La race bovine la plus fréquemment rencontrée est la race N'Dama ; des zébus et des métis N'Dama x Zébu sont également présents (Figures 12 et 13).



Figure 11 : Bovins de race N'Dama



Figure 12 : Bovins de race Zébu



Figure 13 : Bovins métis N'Dama x Zébu

Les prélèvements ont été réalisés en fin de saison sèche (mois de février), en début de grande saison des pluies (mois d'avril) et en fin de grande saison des pluies (mois de juin). En fonction de la disponibilité des éleveurs, chaque troupeau a été visité 1 à 6 fois. Dans chaque troupeau, les animaux ont été choisis de façon aléatoire. A l'aide d'un questionnaire (Annexe 6), des renseignements ont été recueillis sur la taille du cheptel, la présence de pièges à glossines, la nature et la date des derniers traitements effectués, le sexe, l'âge et la race des animaux. Pour les animaux dont l'âge n'était pas connu, une estimation en a été faite par l'examen de leur arcade incisive en s'attachant à la dynamique du remplacement des incisives de lait (Coulomb, 1976 ; Poivey *et al.*, 1981) (Tableau XI). Pour les animaux n'ayant que des dents de lait, l'estimation de l'âge s'est faite sur l'appréciation du développement corporel.

2.2.2. Collecte de produits biologiques

La récolte de sang ou de fèces a été précédée d'un examen de l'aspect extérieur des animaux, examen portant sur leur état général, la couleur de leurs muqueuses et la présence de parasites externes. L'état d'engraissement des animaux a été apprécié par l'observation de leur conformation générale ; mais, lors de l'essai de contrôle thérapeutique, le poids exact des ovins a été déterminé à l'aide d'un peson. Les ovins et les bovins devant être autopsiés pour l'inventaire de leurs parasites ont fait l'objet d'un examen clinique complet, avec le relevé des fréquences cardiaque et respiratoire, la prise de la température, et la recherche d'éventuels troubles respiratoires, digestifs ou nerveux.

Du sang a ensuite été prélevé à l'oreille pour la recherche de parasites sanguins et la détermination de la valeur de l'hématocrite. Les prélèvements ont été effectués sous forme de goutte épaisse et de frottis sur lames d'une part, et dans des microtubes à hématocrite héparinés d'autre part. Les fèces ont été recueillies directement du rectum à l'aide de sachets en plastique utilisés comme gants et matériel de conditionnement de ces fèces. Tous les prélèvements effectués sur le terrain ont été conservés à +4°C dans une glacière, jusqu'à l'arrivée au laboratoire.

Les animaux devant être autopsiés ont été abattus. L'abattage des ovins s'est fait au laboratoire ; ainsi, l'autopsie a pu être complète, avec l'examen détaillé de toutes les parties du corps susceptibles d'héberger des parasites (Annexe 4). Par contre, l'abattage des bovins s'est effectué à l'abattoir ; l'autopsie n'a consisté qu'en une rapide inspection des organes et seul le tractus gastro-intestinal, ayant été acquis, a pu être soigneusement examiné (Annexe 5).

Tableau XI : Estimation de l'âge des bovins par l'examen de leur arcade incisive
(Coulomb, 1976 ; Poivey *et al.*, 1981)

Incisives		Age approximatif	
Dents de lait	Dents définitives	Mois	Année
8	0	0 – 24	≤ 2
6	2	25 – 29	2,5
4	4	30 – 35	3
2	6	36- 42	3,5
0	8	> 42	≥ 4

Après abattage des animaux, les poumons, le cœur, le foie, le rumen et la carcasse ont été inspectés pour récolter d'éventuels parasites. Une estimation semi-quantitative des parasites du rumen a été effectuée. La tête des ovins a été fendue en deux moitiés pour la recherche d'œstres et de cénures. Les différentes portions du tractus gastro-intestinal (caillette, intestin grêle et gros intestin) ont été séparées par une double ligature (Figure 14). Les veines mésentériques ont été examinées pour la recherche de schistosomes. Ensuite, les portions du tractus gastro-intestinal ont été ouvertes dans le sens de leur longueur. Leur contenu a été passé à travers un tamis de 200 µm. Les résidus du tamis ont été versés dans un seau et complétés à 3 litres d'eau pour les ovins, et à 5 litres d'eau pour les bovins. Après homogénéisation, 200 ml de la suspension obtenue (soit 1/15^e du volume total pour les ovins et 1/25^e pour les bovins) ont été prélevés dans des bocaux étiquetés.

Les nodules de l'intestin grêle, du cæcum et du colon ont été comptés. La muqueuse d'une moitié de la caillette et celle de la portion du cæcum allant jusqu'à la valvule iléo-cæcale ont été grattées et récoltées dans des bocaux (Anonyme, 1986).

2.2.3. Analyses des échantillons

2.2.3.1. Pour la recherche des parasites sanguins

Les méthodes d'analyse de sang ont consisté en la lecture au microscope de frottis de sang et gouttes épaisses colorés au Giemsa, et en la mise en œuvre de la technique de centrifugation en tube à hématocrite selon Murray *et al.* (1977).

Dès l'arrivée au laboratoire, le sang recueilli dans les microtubes a subi une centrifugation à 10 000 tours par minute pendant 3 minutes. L'hématocrite a été mesuré à l'aide d'un lecteur d'hématocrite. Afin d'identifier les trypanosomes localisés à l'interface globules blancs-plasma, le microtube a été scié à l'aide d'un diamant et cassé en dessous de la couche de globules blancs. Le contenu de cette partie ainsi isolée, composée du plasma, des globules blancs et de quelques hématies, a été déversé sur une lame porte-objet et recouvert d'une lamelle couvre-objet, pour être observé au microscope à l'objectif x 20 et à l'objectif x 40. Les trypanosomes et les microfilaires présents sont reconnaissables à leurs mouvements. Cette technique permet de déceler même des infections faibles, de l'ordre de 1 000 trypanosomes par millilitre de sang (Chartier *et al.*, 2000).

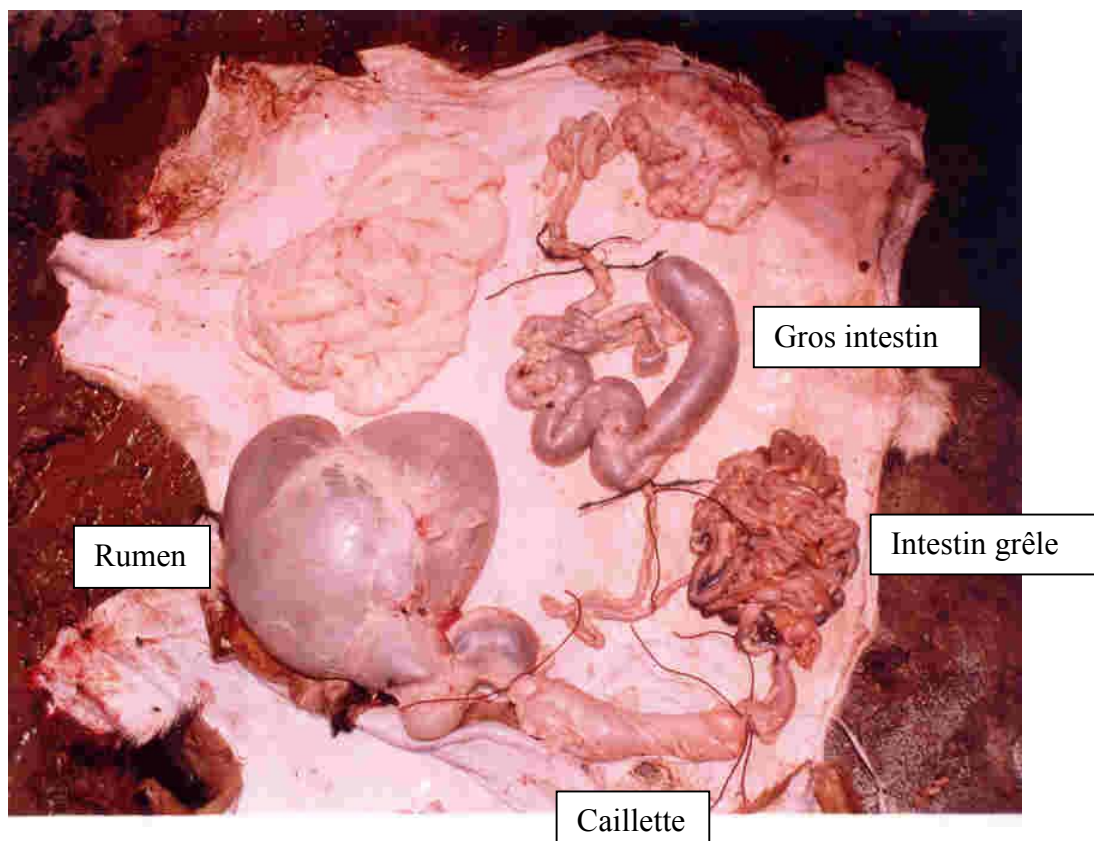


Figure 14 : Portions du tractus gastro-intestinal

(Source : Achi, 2014)

A propos des frottis de sang, ils ont été fixés à l'alcool méthylique pendant 3 minutes. Puis, frottis et gouttes épaisses ont été colorés pendant une trentaine de minutes avec une solution diluée de Giemsa R. Les lames ont ensuite été rincées à l'eau du robinet pour éliminer l'excédent de colorant, et mises à sécher en position verticale. La lecture s'est faite au microscope, à l'objectif à immersion x 100, après dépôt d'une goutte d'huile à immersion sur la lame pour obtenir un grossissement G x 1 000.

L'identification des espèces parasitaires a été faite à l'aide des clés proposées par Kaufmann (1996) et Chartier *et al.* (2000).

2.2.3.2. Pour la recherche des parasites dans les fèces

Les analyses de fèces ont été effectuées selon trois méthodes coprologiques : l'enrichissement par sédimentation à l'eau du robinet, l'enrichissement par flottaison dans une solution saturée de NaCl (d = 1,20), et la technique de MacMaster modifiée suivant Gordon & Whitlock (1939). Il s'agit des méthodes directes classiques de mise en évidence des infections parasitaires digestives (Eysker & Ploeger, 2000 ; Demeler *et al.*, 2012).

L'identification des œufs d'helminthes et des ookystes de coccidies a été faite à l'aide des clés proposées par Thienpont *et al.* (1979), Euzéby (1981) et Kaufmann (1996).

L'interprétation de la numération a été basée sur les ouvrages d'Euzéby (1981), Hansen & Perry (1995), Kaufmann (1996) et Chartier *et al.* (2000). Ainsi, chez les ovins, l'infestation a été jugée modérée si elle a été de 1 000 œufs par gramme de fèces, et lourde pour 2 000 œufs par gramme quelle que soit l'espèce en cause ; et le seuil pathogène pour les ookystes de coccidies a été estimé à 50 000 par gramme de fèces. Chez les bovins, elle a été jugée modérée de 200 à 700 œufs par gramme de fèces et lourde pour plus de 700 ; et le seuil pathogène pour les ookystes de coccidies a été de 3 000 par gramme de fèces.

- **Analyses qualitatives**

Elles ont été réalisées à l'aide de deux techniques : l'enrichissement par sédimentation à l'eau du robinet et l'enrichissement par flottaison dans une solution saturée de NaCl (d = 1,20). Elles ont pour objet d'identifier les espèces parasitaires dans les fèces.

La technique d'enrichissement par sédimentation à l'eau du robinet a été utilisée pour la recherche d'œufs de trématodes, l'eau pure étant de densité faible. Dans un verre à pied, 10 g de fèces préalablement pilées ont été diluées dans 250 ml d'eau, et laissées sédimenter pendant 1 heure. Le surnageant a été versé et le même volume d'eau a été rajouté. Après avoir laissé

sédimenter pendant 30 minutes, le surnageant a été de nouveau éliminé. Le sédiment a été observé par petites quantités dans une boîte de Pétri, à la loupe (G x 25-50) (Thienpont *et al.*, 1979 ; Euzéby, 1981).

La technique d'enrichissement par flottaison dans une solution saturée de NaCl (d = 1,20) a été utilisée pour la recherche d'œufs de nématodes et de cestodes. Elle s'est faite avec une partie du sédiment recueilli par la technique précédente. Ce sédiment a été transféré dans un tube de 10 ml, dans lequel a été ajoutée la solution saline jusqu'à former un ménisque positif. Le tube a alors été recouvert d'une lamelle. Au bout de 15 à 20 minutes, la lamelle a été ôtée et déposée sur une lame porte-objet. La lecture a été effectuée au microscope à l'objectif x 40 et x 100 (Thienpont *et al.*, 1979 ; Euzéby, 1981).

- *Analyse quantitative*

Une seule technique a été utilisée, celle de MacMaster modifiée suivant Gordon & Whitlock (1939). C'est une méthode d'enrichissement par flottaison, qui a l'avantage d'être quantitative, car elle utilise une cellule spéciale, la cellule de MacMaster qui comporte deux petites cavités d'un volume de 0,15 ml chacune. Cette technique a servi pour le dénombrement des œufs de nématodes et des ookystes de coccidies. Trois grammes de fèces pilées ont été diluées dans 42 ml d'eau, et tamisées à travers un tamis à thé. Après homogénéisation, la suspension a été recueillie dans un tube à centrifugation d'un volume de 15 ml et la centrifugation a été effectuée à 2 000 tours par minute pendant 5 minutes. Après rejet du surnageant, le sédiment a été agité, puis dilué dans la solution saline qui a été ajoutée. Après homogénéisation, la cellule de MacMaster a été rapidement remplie de cette dilution (Kaufmann, 1996). Au bout de 5 minutes environ, le temps que les œufs montent en surface, la lecture a été effectuée au microscope à l'objectif x 40 et x 100 (Thienpont *et al.*, 1979 ; Euzéby, 1981). Le calcul du nombre d'œufs ou d'ookystes par gramme (OPG) de fèces s'est fait selon la formule suivante :

➤ En cas de lecture d'une seule chambre :

$$\begin{aligned} \text{OPG} &= \frac{\text{nombre d'œufs trouvés}}{0,15 \text{ ml}} \times \frac{45 \text{ ml}}{3 \text{ g}} \\ &= \text{Nombre d'œufs trouvés} \times 100 \end{aligned}$$

où : 0,15 ml est le volume de la cellule
 3 g le nombre de grammes de matières fécales
 45 ml le volume total de la dilution de matières fécales

- En cas de lecture des deux chambres de la cellule :

$$\text{OPG} = \text{Nombre d'œufs trouvés} \times 50$$

2.2.3.3. Pour la recherche des parasites dans le tube digestif

Les muqueuses digestives (moitié de la caillette, portion du cæcum allant jusqu'à la valvule iléo-cæcale) ont été pesées et additionnées du triple en volume d'un liquide digestif (10 g de Pepsine à 1200 UI/g + 8,5 g de NaCl + 16 ml de HCl à 37 % + 1 000 ml d'eau distillée). Après incubation à 37°C pendant 12 heures, les digestats ont été laissés à sédimenter pendant une heure dans des verres à pied. Après décantation, une solution saline physiologique tamponnée (40 g de NaCl + 1 g de KCl + 1 g de KH₂PO₄ + 5,75 g de Na₂HPO₄ anhydre + 5 litres d'eau distillée) a été ajoutée. Après une sédimentation de 30 minutes, le surnageant a été éliminé. Le culot de sédimentation a été lu à la loupe binoculaire pour la recherche de larves (Anonyme, 1986).

Lorsque la lecture des différentes suspensions de 200 ml de contenu digestif ne pouvait se faire dans les deux heures qui suivaient l'abattage des animaux, 2 ml de formaldéhyde à 4 % ont été ajoutés dans chaque bocal. L'examen de ces suspensions s'est fait par petites quantités, sous une loupe (G x 20 ou x 40). Les parasites présents ont été récoltés et conservés dans des flacons contenant du formaldéhyde à 4 % ou de l'éthanol à 70°, pour identification et comptage.

La classification et l'identification des espèces d'helminthes ont été faites à l'aide des clés proposées par Euzéby (1982), Barth (1991) et Kaufmann (1996). Lors de la première étude, menée sur les parasites des ovins de la zone sud, l'identification de chaque espèce a été confirmée à l'Institut International de Parasitologie CAB de Saint-Albans, au Royaume Uni.

Le calcul de la charge parasitaire, c'est-à-dire du nombre de vers présents dans l'organisme de l'animal, s'est fait pour chaque espèce de nématodes identifiée, en multipliant le nombre de vers collectés par 15 lorsqu'il s'agissait de prélèvements obtenus sur des ovins, et par 25 lorsqu'il s'agissait de ceux provenant de bovins (cf 2.2.2. relatif à la dilution). La présence de Cestodes n'a été que signalée.

Les charges parasitaires ayant un retentissement clinique sur la santé de l'animal, diffèrent selon les espèces (Euzéby, 1982 ; Hansen & Perry, 1995 ; Chartier *et al.*, 2000). Ainsi, le seuil pathogène peut aller de 100 vers pour l'espèce *Gaigeria pachyscelis* chez les ovins et *Bunostomum phlebotomum* chez les bovins à 25 000 pour *Trichostrongylus* sp, voire 50 000 pour *Cooperia* sp chez les bovins (Tableau XII).

Tableau XII : Interprétation de la numération des nématodes chez les ovins et chez les bovins
(Euzéby, 1982 ; Hansen & Perry, 1995 ; Chartier *et al.*, 2000)

Espèce parasitaire	Seuil pathogène	
	Ovins (Nombre de vers)	Bovins (Nombre de vers)
<i>Bunostomum</i> sp	300 - 400	100
<i>Cooperia</i> sp		40 000 – 50 000
<i>Gaigeria pachyscelis</i>	100	
<i>Haemonchus</i> sp	1 000 – 3 000	8 000 – 10 000
<i>Oesophagostomum</i> sp	200 – 500	800 – 1 000
<i>Strongyloides papillosus</i>	10 000	
<i>Trichostrongylus</i> sp	20 000 – 25 000	25 000
<i>Trichuris</i> sp	500	500

2.2.4. Essai de contrôle thérapeutique

Trois programmes de prophylaxie médicale contre les strongles digestifs ont été évalués sur des ovins dans 2 élevages. Dans chaque élevage, les animaux ont été répartis en trois lots (A, B et C), chaque lot étant soumis à l'un des trois programmes. Dans le premier troupeau, les lots étaient composés de 15 femelles, et dans le second troupeau de 12 femelles ; soit un total de 81 ovins. Les animaux ont été identifiés par :

- une marque de couleur, en fonction du lot : rouge pour le lot A, jaune pour le lot B et vert pour le lot C ;
- une boucle auriculaire portant un code sur chaque face : le code de l'élevage sur une face et, sur l'autre face, le code de l'animal comportant : la lettre du lot, le dernier chiffre de l'année de naissance (établi à partir de la denture) et le n° d'ordre dans l'élevage.

Le premier programme de prophylaxie comporte 4 traitements par an (février, mai, juillet et novembre) de tous les animaux, conformément au schéma de prophylaxie proposé aux éleveurs par les structures d'encadrement (Tableau XIII). Les femelles soumises à ce programme ont été regroupées dans le lot A. Ce lot a constitué le lot témoin.

Le deuxième programme est celui suggéré à l'issue des travaux précédents (Komoin-Oka *et al.*, 1999), avec 2 traitements par an de tous les animaux : à la fin de la grande saison des pluies (en juillet) et au début de la grande saison sèche (en décembre). En effet, les périodes à risque semblent être principalement liées aux pics parasitaires de l'espèce *Haemonchus contortus*. Ces pics surviennent en juin après un accroissement progressif de la charge parasitaire dès la fin de la grande saison sèche (en février), et en août avec une importante réinfestation après une chute du parasitisme en juillet. Le traitement en début de grande saison sèche a pour but de limiter la réinfestation des animaux pendant la grande saison des pluies, car ce sont généralement les ovins infectés en début de saison sèche qui maintiennent l'infection jusqu'à la saison des pluies suivante (Bolajoko & Morgan, 2012). Le second traitement, au mois de juillet, devrait empêcher la survenue du pic du mois d'août. Les femelles soumises à ce programme ont été regroupées dans le lot B.

Le troisième programme s'est inspiré de la méthode FAMACHA® (Malan *et al.*, 2001 ; Van Wyk & Bath, 2002). Il a consisté en un traitement tactique de tout animal présentant des signes d'anémie forte, appréciée par l'examen de la muqueuse oculaire, ces signes d'anémie étant généralement associés à une forte infestation parasitaire due à l'espèce *Haemonchus contortus*. Les femelles soumises à ce programme ont été regroupées dans le lot C.

Tableau XIII : Présentation des programmes de prophylaxie

Lot	Mois												Traitement
	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	
Lot A¹													Tous les animaux
Lot B													Tous les animaux
Lot C													Animaux ciblés

¹ Lot témoin

Le traitement a été effectué par voie orale avec de l'Albendazole à 2,5 %, à la dose de 7,5 mg/kg, dose habituellement utilisée par les éleveurs. Le choix de cet anthelminthique s'est fait après un test d'efficacité, portant également sur l'Ivermectine (IVOMEC DND) à la dose de 0,5 ml/25 kg. Le test a été réalisé dans les 3 premiers élevages de l'étude. Dans chacun de ces élevages, 10 animaux ont été choisis. Leurs fèces ont été prélevées ; puis 5 d'entre eux ont reçu l'Albendazole et 5 autres, l'Ivermectine. A l'analyse des fèces, certains animaux étaient porteurs d'œufs de strongles et de cestodes, de quelques œufs de strongyloïdés et d'ookystes de coccidies. Une semaine plus tard, les fèces de ces mêmes animaux ont été prélevées en vue de déterminer le taux de réduction des excréments d'œufs et d'ookystes. Chez les ovins ayant reçu l'Albendazole, il y a eu disparition totale des œufs de strongles, de strongyloïdés et de cestodes, et persistance des ookystes de coccidies. Chez les animaux ayant reçu l'Ivermectine, il y a eu disparition totale des œufs de strongles, et persistance des ookystes de coccidies et de quelques œufs de cestodes. Compte tenu de sa plus grande efficacité et de son coût moins élevé, l'Albendazole à 2,5 % a été retenu comme anthelminthique.

Les élevages ont été visités toutes les 4 semaines pendant 13 mois, d'août 2003 à août 2004. Afin de respecter l'intervalle de 4 semaines entre chaque visite, 2 passages ont dû être effectués en mars, au début et à la fin du mois. Lors de chaque visite, des prélèvements de fèces ont été effectués ; des paramètres de productivité des animaux ont été relevés : le poids corporel, les naissances et les sorties des lots (mort, vente, vol, abattage, don, etc.) ; le degré d'anémie a été contrôlé sur la base de la méthode FAMACHA[®] (Annexe 8). Toutes les 2 visites, des prélèvements de sang ont été réalisés. En fonction du programme de traitement auquel elles étaient soumises, certaines femelles ont reçu un traitement antiparasitaire.

La périodicité de contrôle conseillée dans la méthode FAMACHA[®] est de 2 à 3 semaines, voire 1 semaine au pic d'infestation (Kaplan *et al.*, 2004 ; Reynecke *et al.*, 2011). Mais, compte tenu de la pression parasitaire supposée peu élevée dans les élevages sélectionnés, le protocole a été modifié avec un examen des muqueuses toutes les 4 semaines, afin de le rendre moins contraignant pour des élevages semi-intensifs. La méthode FAMACHA[®] consiste à comparer, à la lumière du jour, la couleur de la muqueuse oculaire de chaque ovin à celle des représentations du Guide d'anémie FAMACHA[®] et à lui attribuer une note (Figure 15). Le guide comporte une série de 5 représentations identiques d'un œil de mouton, avec des nuances différentes de la conjonctive. Ces nuances correspondent à l'état normal et à divers degrés d'anémie, liés à la valeur de l'hématocrite (Tableau XIV).



Figure 15 : Examen de la muqueuse oculaire

Tableau XIV : Classification des couleurs de la conjonctive selon la Méthode FAMACHA[®] (Kaplan *et al.*, 2004 ; Reynecke *et al.*, 2011)

Note	Valeur moyenne de l'hématocrite (%)	Etat	Nécessité d'un traitement
1	30	optimal	non
2	25	acceptable	non
3	20	limite	envisageable
4	15	dangereux	oui
5	10	fatal	oui

La note 1 et la note 2 correspondent à des états qui ne nécessitent pas de traitement de l'animal. La note 3 correspond à une situation limite à partir de laquelle le traitement peut être envisagé. Les notes suivantes correspondent à des stades dangereux, voire mortels. Dans cette étude, les animaux ont été traités à partir de la note 3.

2.3. Méthodes statistiques

La saisie et la vérification des données ont été faites avec les programmes EPI-INFO (version 5.00, avril 1990) et Microsoft Office Excel 2007.

L'analyse statistique a été faite dans un premier temps avec le programme SAS (Statistical Analysis Systems Inc., Cary, USA). Après transformation logarithmique des données brutes afin de normaliser la distribution des résultats, des comparaisons statistiques ont été réalisées à l'aide du test de Wilcoxon et de l'analyse de variance, avec un seuil de signification de $p < 5 \%$. Des calculs de corrélation entre les espèces parasites ont été effectués selon les procédures Proc-Corr et Proc-GLM de SAS. Pour faciliter la lecture, la dynamique saisonnière des populations parasites a été représentée par des graphiques dont l'axe horizontal ne couvre qu'une année calendaire ; les données sont les moyennes mensuelles des deux années d'autopsie.

Des analyses complémentaires ultérieures ont été faites avec le programme SPSS pour Windows (version 16.0, septembre 2007). Les tests statistiques suivants ont été utilisés :

- Pour la description des données : Tests d'analyses descriptives (fréquence, moyenne, écart-type), Tableau Croisé et Test du Khi 2 pour tester l'hypothèse nulle d'absence de relation entre des variables catégorielles (données cliniques, spectre parasite, site, sexe, classe d'âge, mois).
- Pour la comparaison des moyennes des charges parasites et des valeurs de l'hématocrite en fonction du site, du mois, de l'âge, du sexe et de l'état physiologique, et du traitement administré : Analyse de la variance par le Test ANOVA à 1 facteur, avec les étapes suivantes :
 - Description des données (moyenne et intervalle de confiance à 95 %) ;
 - Vérification de l'homogénéité des variances par le Test de Levene ;
 - Test ANOVA pour vérifier s'il y a des différences entre les moyennes ;
 - Tests de comparaisons multiples pour localiser les différences entre les groupes.
- Pour expliquer la variation des moyennes des charges parasites et des valeurs de

l'hématocrite en fonction des divers facteurs (site, élevage, mois, âge, sexe, état physiologique, espèce parasitaire, traitement administré, note Famacha) : Analyse de régression linéaire, avec les étapes suivantes :

- Statistiques descriptives (moyenne et écart-type) ;
- Relation entre les variables étudiées pour s'assurer de leur indépendance ;
- Variables introduites/éliminées pour connaître les variables retenues pour le modèle de régression ;
- Evaluation de la qualité du modèle de régression par une analyse de variance ;
- Evaluation de l'ajustement du modèle de régression aux données ;
- Evaluation de la variabilité expliquée par le modèle de régression ;
- Evaluation des paramètres du modèle ;
- Evaluation des variables exclues ;
- Diagnostic des observations (Yergeau *et al.*, 2013).

L'indice de biodiversité a été déterminé par le calcul de l'Indice de Shannon-Wiener selon la formule : $H = - \sum_{i=1}^S p_i \ln p_i$,

où : i : une espèce du milieu d'étude,

S : nombre total d'espèces dans le milieu d'étude,

p_i : proportion d'une espèce i par rapport au nombre total d'espèces S .

Les valeurs de l'indice de Shannon-Wiener obtenues pour les différents sites ont été ensuite vérifiées à l'aide du test t de Student (Jayaraman, 1999).

3. RESULTATS ET DISCUSSION

3.1. Résultats

3.1.1. Parasitisme des ovins

3.1.1.1. Données cliniques

Au total, ce sont 145 ovins qui ont été examinés durant cette étude. A l'exception d'une seule brebis âgée de plus de 2 ans, qui est de race sahélienne, ces ovins sont de race Djallonké, avec cependant divers degrés de métissage pour certains. En effet, le relevé de la taille au garrot a parfois donné des valeurs supérieures à celles que l'on attendrait d'ovins Djallonké de race pure. La taille moyenne chez les animaux âgés de plus de 2 ans est certes de $55,8 \pm 6,8$ cm, mais avec une valeur extrême de 80,0 cm pour un animal, et même de 85,0 cm pour un autre âgé de moins de 1 an.

La répartition par âge devant être homogène, 48 animaux ont moins de 1 an, 47 ont entre 1 et 2 ans, et 50 ont plus de 2 ans (Tableau XV). Cent quatre (104) sont des femelles, dont 60 (soit 57,7 %) se sont révélées gestantes à l'autopsie. La majorité des animaux de plus de 1 an sont des femelles, tandis que ceux de moins de 1 an sont des mâles, la tendance des éleveurs étant de se débarrasser au plus tôt de la plupart des mâles, par la consommation ou par la vente, et de conserver les femelles pour la reproduction.

Du fait de la faiblesse des effectifs obtenus selon les sites, à l'exception du site de Bingerville, un regroupement a été effectué sur la base des effectifs, en prenant en compte dans une moindre mesure la proximité géographique. Ainsi ont été regroupés : Abidjan et Anyama (Site 1) ; Adzopé, Akoupé et Alépé (Site 2) ; Bingerville (site 3) ; Dabou et Jacqueville (site 4). Pour 9 animaux, la ville d'origine n'a pas été précisée.

L'examen clinique des animaux avant l'abattage a révélé que, malgré l'absence de suivi sanitaire et le peu de soins dont ils ont fait l'objet, ils sont pour la plupart (82,1 % des ovins) dans un bon état d'embonpoint (Tableau XVI). Quelques-uns avaient les muqueuses pâles ou ont présenté des troubles cliniques, tels que de la dyspnée, du jetage (écoulement nasal), un ballonnement ou de la diarrhée. La dyspnée a été probablement due au stress des manipulations dont ils ont fait l'objet, les poumons et les cavités nasales étant normaux à l'autopsie. Dans un cas, le jetage a été associé à la présence de larves d'*Oestrus ovis* dans les cavités nasales.

Tableau XV : Répartition des ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire par âge, par sexe, en fonction de l'état physiologique et de l'origine (n = 145)

		Age								Nbre Total	
		< 1 an (n = 48)		1-2 ans (n = 47)		> 2 ans (n = 50)		(n = 145)			
		Sexe									
Origine		Gestante	Vide	Mâle	Femelle	Vide	Mâle	Gestante	Vide	Mâle	
Site 1	Abidjan	1	1	2	12	2	-	9	1	-	28
	Anyama	-	-	1	-	-	1	-	-	-	2
	s/total 1	1	1	3	12	2	1	9	1	0	30
Site 2	Adzopé	-	1	5	1	2	3	4	2	1	19
	Akoupé	1	-	-	1	-	-	-	1	-	3
	Alépé	-	2	1	2	2	-	1	1	1	10
	s/total 2	1	3	6	4	4	3	5	4	2	32
Site 3	Bingerville	1	4	7	7	5	1	8	7	-	40
	s/total 3	1	4	7	7	5	1	8	7	2	40
Site 4	Dabou	1	4	12	-	2	2	7	2	2	32
	Jacqueville	-	-	-	-	1	-	1	-	-	2
	s/total 4	1	4	12	0	3	2	8	2	2	34
Non précisé		-	2	2	2	1	-	1	1	-	9
Total		4	14	30	25	15	7	31	15	4	145

Tableau XVI : Résultats de l'examen clinique des ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire,
en fonction du site (n = 145)

Caractéristiques	Abidjan- Anyama (n = 30)	Adzopé- Akoupé- Alépé (n = 32)	Bingerville (n = 40)	Dabou- Jacqueville (n = 34)	Total des animaux¹ (n = 145)
Embonpoint (% d'animaux)	93,3	84,4	82,5	64,7	82,1
Maigreur (% d'animaux)	6,7	9,4	17,5	35,3	16,6
Cachexie (% d'animaux)	-	6,2	-	-	1,4
Muqueuses pâles (% d'animaux)	20,0	25,0	22,5	50,0*	27,6
Dyspnée (% d'animaux)	-	3,1	5,0	2,9	2,1
Jetage (% d'animaux)	30,0	18,8	30,0	14,7	23,1
Ballonnement (% d'animaux)	3,3	-	5,0	8,8	4,2
Diarrhée (% d'animaux)	3,3	3,1	2,5	5,9	4,2
T° rectale (°C) n (IC 95 %)	38,9 (38,7 - 39,1)	38,9 (38,7 - 39,2)	39,0 (38,8 - 39,1)	39,1 (38,9 - 39,2)	39,0 (38,9 - 39,0)
Fréq. cardiaque (/mn) n (IC 95 %)	66,0 (65,4 - 66,6)	66,0 (65,0 - 67,0)	67,1 (65,1 - 69,0)	65,8 (65,4 - 66,3)	66,2 (65,6 - 66,8)
Fréq. respiratoire (/mn) n (IC 95 %)	16,7 (16,4 - 16,9)	16,3 (16,1 - 16,6)	16,6 (16,2 - 17,0)	16,3 (16,1 - 16,5)	16,5 (16,3 - 16,6)
Hématocrite (%) n (IC 95 %)	32,6 (30,2 - 35,0)	35,7* (33,9 - 37,4)	33,2 (31,4 - 34,9)	30,0* (27,3 - 32,7)	32,9 (31,9 - 33,9)

¹ Le nombre total d'animaux prend en compte ceux des sites clairement identifiés et ceux dont l'origine n'est pas précisée.

* Différence significative

Deux animaux sont entrés en agonie, et un troisième a été atteint de paralysie ; ce qui a précipité l'abattage de ces 3 ovins. Les paramètres relevés chez les 2 ovins entrés en agonie n'ont pas été pris en considération. Pour les autres (143 ovins), les températures rectales et les fréquences cardiaques et respiratoires ont peu varié selon les animaux et selon le site ; elles ont été en moyenne respectivement de : 39,0 °C (IC : 38,9 - 39,0), 66,2 pulsations par minute (IC : 65,6 - 66,8) et 16,5 mouvements respiratoires par minute (IC : 16,3 - 16,6).

Chez 2 autres ovins, la valeur de l'hématocrite n'a pas pu être relevée. Ainsi, les 141 valeurs prises en compte allaient de 15 à 47 %, avec une moyenne de 32,9 % (IC : 31,9 - 33,9). Elles n'ont pas été influencées par le sexe ni par l'âge des animaux. Par contre, elles étaient significativement plus élevées sur le site d'Adzopé-Akoupé-Alépé (35,7 % ; IC : 33,9 - 37,4) que sur le site de Dabou-Jacqueville (30,0 % ; IC : 27,3 - 32,7) ($p = 0,002$). Ce dernier site est d'ailleurs celui qui a hébergé le plus grand nombre d'animaux en mauvais état général. Les ovins dont les muqueuses sont pâles ont une valeur moyenne de l'hématocrite (31,7 % ; IC : 29,1 - 34,2) inférieure à celle des ovins dont les muqueuses sont roses (33,1 % ; IC : 32,0 - 34,3) ; mais, cette différence n'est pas significative. Le nombre d'ovins aux muqueuses pâles est significativement plus élevé sur le site de Dabou-Jacqueville comparativement aux autres sites ($p = 0,024$).

Après abattage, tous les animaux ont subi une autopsie helminthologique complète. Mais, les prélèvements de fèces de 2 ovins n'ont pas été retrouvés.

3.1.1.2. Spectre parasitaire

La faune parasitaire rencontrée comporte 20 taxons (espèces/genres/groupes), dont 10 nématodes, 3 trématodes, 3 cestodes, 3 protozoaires et 1 arthropode (Tableau XVII).

Des divergences dans l'inventaire sont retrouvées au niveau des sites. Si la plupart des taxons sont ubiquistes ou presque, ce n'est pas le cas de l'espèce *Fasciola gigantica* qui n'est observée qu'à Dabou-Jacqueville (site 4) ni celui de l'espèce *Babesia ovis* uniquement présente à Bingerville (site 3). Le site de Dabou-Jacqueville est celui où le spectre parasitaire est le plus riche avec 18 parasites sur les 20 recensés contre 16 pour les trois autres sites. Seuls 7 taxons sur les 20 ne se retrouvent pas sur l'ensemble des quatre sites. Il s'agit notamment : de *F. gigantica* et *B. ovis* retrouvés respectivement sur le site 4 et 3 ; de *B. trigonocephalum* sur les sites 2 et 4 ; de *D. hospes* sur les sites 1 et 4 ; de *T. axei* sur les sites 1, 2 et 3 ; de *O. ovis* sur les sites 1, 3 et 4 ; et de *Trypanosoma* sp sur les sites 2, 3 et 4.

Tableau XVII : Inventaire des parasites des ovins de la zone sud de la Côte d’Ivoire, en fonction du site (n = 145)

Localisation	Parasites			Site 1 (n = 30)	Site 2 (n = 32)	Site 3 (n = 40)	Site 4 (n = 34)	Total des animaux ¹ (n = 145)
	Famille	Genre	Espèces					
Rumen	Paramphistomidés	-	-	+	+	+	+	+
Caillette	Haemonchidés	<i>Haemonchus</i>	<i>H. contortus</i>	+	+	+	+	+
	Trichostrongylidés	<i>Trichostrongylus</i>	<i>T. axei</i>	+	+	+	-	+
			<i>T. colubriformis</i>	+	+	+	+	+
Intestin grêle	Trichostrongylidés	<i>Trichostrongylus</i>	<i>T. colubriformis</i>	+	+	+	+	+
	Cooperiidés	<i>Cooperia</i>	<i>C. curticei</i>	+	+	+	+	+
	Ancylostomatidés	<i>Bunostomum</i>	<i>B. trigonocephalum</i>	-	+	-	+	+
		<i>Gaigeria</i>	<i>G. pachyscelis</i>	+	+	+	+	+
	Strongyloïdés	<i>Strongyloides</i>	<i>S. papillosus</i>	+	+	+	+	+
	Anoplocéphalidés	<i>Moniezia</i>	<i>M. benedeni</i> , <i>M. expansa</i>	+	+	+	+	+
Gros intestin	Chabertiidés	<i>Oesophagostomum</i>	<i>O. columbianum</i>	+	+	+	+	+
	Trichuridés	<i>Trichuris</i>	<i>T. globulosa</i>	+	+	+	+	+
Foie et canaux biliaires	Dicrocoeliidés	<i>Dicrocoelium</i>	<i>D. hospes</i>	+	-	-	+	+
	Fasciolidés	<i>Fasciola</i>	<i>F. gigantica</i>	-	-	-	+	+
Cavité péritonéale	Taeniidés	<i>Cysticercus</i>	<i>C. tenuicollis</i>	+	+	+	+	+
Cavité nasale	Oestridés	<i>Oestrus</i>	<i>O. ovis</i>	+	-	+	+	+
Sang	Trypanosomatidés	<i>Trypanosoma</i>	<i>Trypanosoma</i> sp (<i>T. brucei</i> , <i>T. congolense</i> , <i>T. vivax</i>)	-	+	+	+	+
	Babésiïdés	<i>Babesia</i>	<i>B. ovis</i>	-	-	+	-	+
	Setariidés	<i>Setaria</i>	<i>Setaria</i> sp	+	+	+	+	+
Fèces	Strongles digestifs	-	-	+	+	+	+	+
	Strongyloïdés	<i>Strongyloides</i>	<i>S. papillosus</i>	-	+	+	+	+
	Trichuridés	<i>Trichuris</i>	<i>Trichuris</i> sp	-	-	-	+	+
	Anoplocéphalidés	<i>Moniezia</i>	<i>Moniezia</i> sp	+	-	-	+	+
	Eimeriidés	<i>Eimeria</i>	<i>Eimeria</i> sp	+	+	+	+	+

Site 1 = Abidjan-Anyama; Site 2 = Adzopé-Akoupé-Alépé ; Site 3 = Bingerville ; Site 4 = Dabou-Jacquerville

¹ Le nombre total d’animaux prend en compte ceux des sites clairement identifiés et ceux dont l’origine n’est pas précisée.

Les parasites se localisent dans : l'appareil digestif (tractus gastro-intestinal et foie), la cavité péritonéale, les cavités nasales et le sang. Le plus grand nombre (14 helminthes et 1 protozoaire : *Eimeria* sp) a été retrouvé dans l'appareil digestif, ces parasites évacuant leurs œufs ou leurs ookystes dans les fèces des animaux hôtes. L'intestin grêle est le compartiment qui héberge le plus de taxons (7). L'une des espèces, *Trichostrongylus colubriformis*, généralement rencontrée dans l'intestin grêle, est également présente dans la caillette. Dans les fèces, en dehors des ookystes de coccidies (*Eimeria* sp), 4 types d'œufs ont été observés : des œufs de strongles digestifs, de strongyloïdés, de trichures et de ténias (*Moniezia* sp). Aucun œuf de trématodes n'a été retrouvé, malgré la présence d'adultes dans l'appareil digestif.

La comparaison des résultats de l'autopsie à ceux de la coprologie, chez les 143 ovins dont les fèces ont pu être prélevées, montre qu'il existe une bonne corrélation entre la présence de vers adultes et l'excrétion des œufs dans les fèces (Tableau XVIII). La présence des œufs dans les fèces permet de dire qu'il y a des adultes dans le tractus gastro-intestinal.

Dans la majorité des cas (95,8 % des animaux), il s'est agi d'un polyparasitisme digestif (Figure 16a). Sur les 14 taxons de parasites digestifs susceptibles d'être rencontrés (le genre *Moniezia* étant pris dans son ensemble), les animaux peuvent en héberger jusqu'à 9. Cinq animaux n'hébergent qu'une seule espèce parasitaire ; il s'agit de *H. contortus* (3 animaux), *T. colubriformis* (1 animal) ou *G. pachyscelis* (1 animal). La plupart des animaux ont 3 ou 4 taxons parasites à la fois, dont les plus fréquents sont *T. colubriformis* (88,7 % de ces animaux), *Eimeria* sp (87,1 %), *H. contortus* (75,8 %) et *S. papillosus* (40,3 %). La comparaison par site a montré que ce polyparasitisme digestif sévit partout. Sur le site d'Abidjan-Anyama (Figure 16b) et le site de Bingerville (Figure 16d), les animaux hébergent pour la plupart 3 ou 4 taxons parasites. Mais, sur le site d'Adzopé-Akoupé-Alépé (Figure 16c), ils en hébergent surtout 6 ou 7 et aucun animal n'est porteur de moins de 3 taxons. Sur le site de Dabou- Jacquesville (Figure 16e), si la plupart des animaux sont porteurs de 4 taxons, un second pic de 7 taxons est également observé ; ce pic concerne plus particulièrement des animaux maigres. Les taxons les plus fréquents sur chacun de ces sites sont *T. colubriformis* (87,5 à 100 % des animaux), *Eimeria* sp (75 à 100 %) et *H. contortus* (72,7 à 100 % des animaux).

Tableau XVIII : Comparaison des résultats d'autopsie et de coprologie portant sur le parasitisme helminthique chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 143)¹

Coprologie	Autopsie	
	négative	positive
négative	0	2
positive	1	140
Total	1	142

¹ 2 prélèvements de fèces manquent.

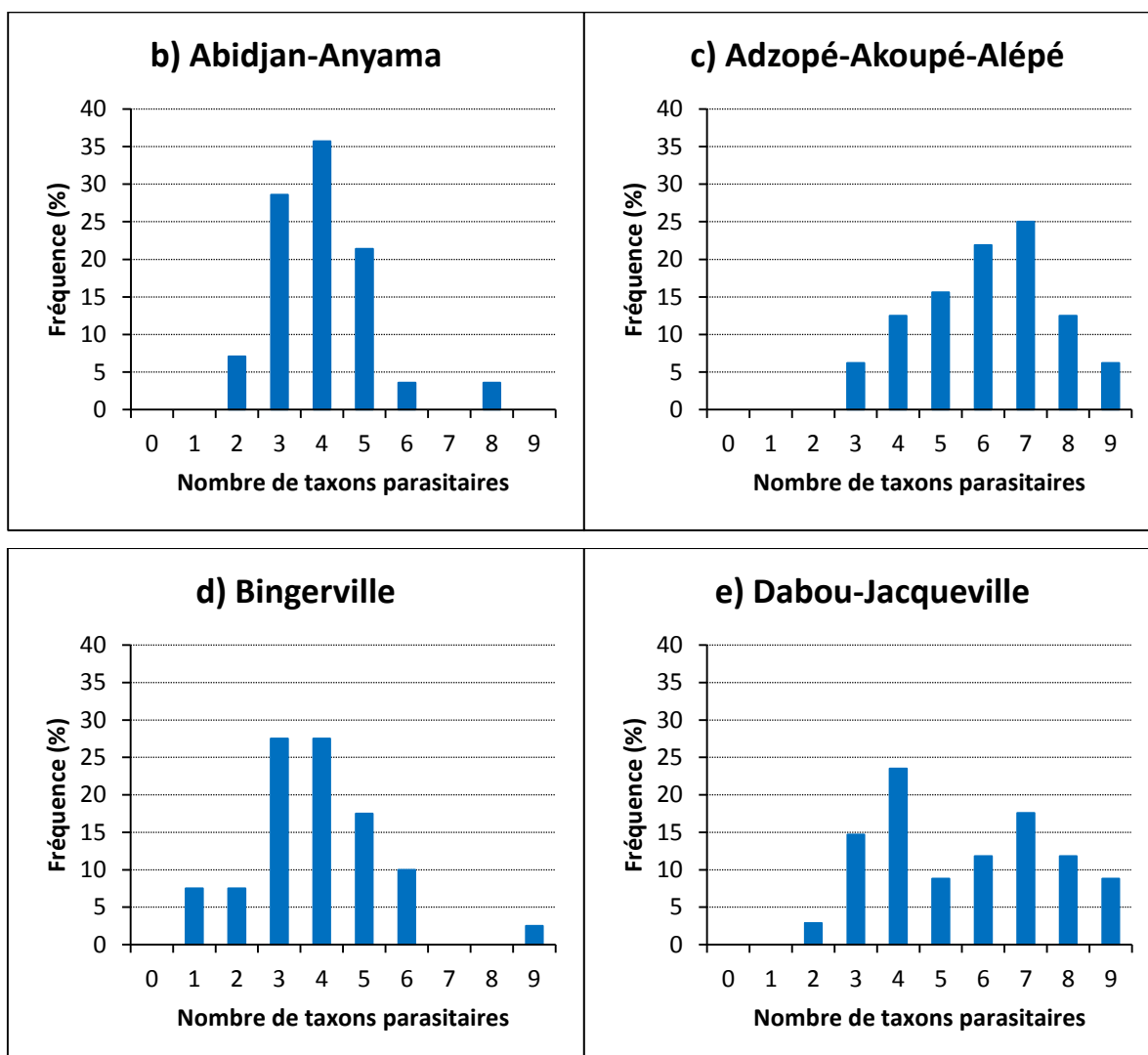
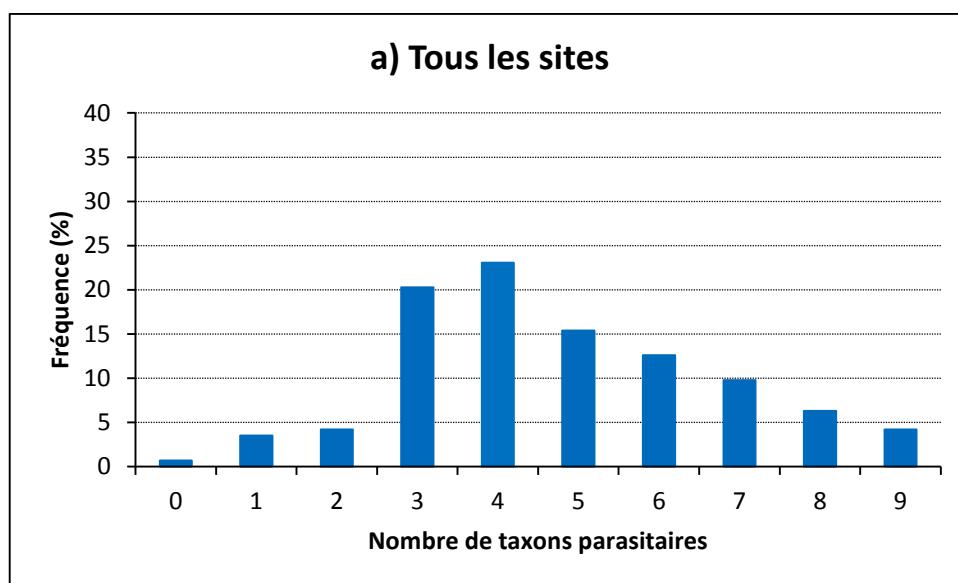


Figure 16 : Fréquences du polyparasitisme digestif chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 143)¹

¹ 2 prélèvements de fèces manquent.

3.1.1.3. *Prévalences parasitaires*

Les prévalences déterminées pour chaque taxon de parasite ont confirmé que certains d'entre eux sont plus fréquents que d'autres (Tableau XIX). Les différences de prévalence observées en fonction du site sont significatives pour 10 d'entre eux : les paramphistomes ($p < 0,001$), *T. axei* ($p < 0,001$), *C. curticei* ($p < 0,001$), *Moniezia* sp ($p = 0,030$), *O. columbianum* ($p = 0,003$), *T. globulosa* ($p = 0,013$), *D. hospes* ($p = 0,002$), *C. tenuicollis* ($p = 0,003$), *Oestrus ovis* ($p = 0,001$) et *B. ovis* ($p = 0,010$).

Quel que soit le site, 3 espèces ont présenté de très fortes prévalences ($> 75\%$). Il s'agit de : *H. contortus*, *T. colubriformis* et *Eimeria* sp. De même, les excréments d'œufs de strongles digestifs ont partout des prévalences de 100% ; seuls deux animaux, dont l'origine n'est pas précisée, en sont dépourvus. Sur le site 2 (Adzopé-Akoupé-Alépé), l'espèce *C. curticei* a présenté une forte prévalence locale ($84,4\%$). Les espèces ayant des prévalences comprises entre 30 et 75% sont *S. papillosus* et *C. tenuicollis*. Localement, d'autres espèces ont eu de telles prévalences ; il s'agit des paramphistomes sur les sites 2 et 4, de *T. axei* sur le site 2, de *C. curticei* sur les sites 2 et 4, de *G. pachyscelis* sur le site 1, de *Moniezia* sp sur le site 4 et de *O. columbianum* sur les sites 2 et 4. Les espèces les plus rares sont *F. gigantea* et *B. trigonocephalum* dans l'appareil digestif, et *Babesia ovis* dans le sang. Le site 2 (Adzopé-Akoupé-Alépé) et le site 4 (Dabou-Jacqueville) apparaissent comme ayant généralement les prévalences parasitaires les plus élevées.

Les indices de diversité de Shannon-Wiener calculés pour chacun de ces sites ont les valeurs suivantes : $1,2$ pour le site d'Abidjan-Anyama ; $1,5$ pour le site d'Adzopé-Akoupé-Alépé ; $1,3$ pour le site de Bingerville ; et $1,3$ pour le site de Dabou-Jacqueville. Ces indices ne présentent aucune différence significative.

3.1.1.4. *Charges parasitaires*

Les charges parasitaires ont été déterminées pour les espèces à localisation digestive appartenant au phylum des nématodes et pour les coccidies.

- *Charges parasitaires du tube digestif*

Les charges parasitaires, déterminées pour les 145 ovins, ont varié de 0 à $10\,432$ nématodes, avec une moyenne de $1\,437,6$ (IC : $1\,159,4 - 1\,715,7$). Plus de la moitié de ces ovins ($55,2\%$) ont une charge comprise entre 0 et $1\,000$ vers, et seulement 3 ovins (soit $2,1\%$) hébergent plus de $6\,000$ nématodes (Figure 17a).

Tableau XIX : Prévalence (%) des parasites des ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire, en fonction du site (n = 145)

Localisation	Parasites	Site 1 (n = 30)	Site 2 (n = 32)	Site 3 (n = 40)	Site 4 (n = 34)	Total des animaux ¹ (n = 145)
Rumen	Paramphistomidés*	10,0	71,9	2,5	44,1	30,3
Caillette	<i>H. contortus</i>	86,7	81,2	82,5	91,2	84,1
	<i>T. axei</i> *	3,3	37,5	5,0	0,0	11,7
	<i>T. colubriformis</i>	66,7	40,6	47,5	50,0	49,7
Intestin grêle	<i>T. colubriformis</i>	96,7	87,5	75,0	85,3	84,8
	<i>C. curticei</i> *	16,7	84,4	22,5	58,8	42,1
	<i>B. trigonocephalum</i>	0,0	9,4	0,0	2,9	2,1
	<i>G. pachyscelis</i>	33,3	25,0	12,5	14,7	20,2
	<i>S. papillosus</i>	40,0	50,0	47,5	55,9	49,7
	<i>Moniezia</i> sp*	16,7	6,2	12,5	32,4	11,7
Gros intestin	<i>O. columbianum</i> *	10,0	46,9	17,5	35,3	25,5
	<i>T. globulosa</i> *	3,3	15,6	5,0	26,5	11,7
Foie et canaux biliaires	<i>D. hospes</i> *	10,0	0,0	0,0	20,6	6,9
	<i>F. gigantica</i>	0,0	0,0	0,0	2,9	0,7
Cavité péritonéale	<i>C. tenuicollis</i> *	63,3	34,4	30,0	20,6	36,6
Cavité nasale	<i>O. ovis</i> *	23,3	0,0	27,5	2,9	13,8
Sang	<i>Trypanosoma</i> sp	0,0	3,2	5,0	3,1	2,8
	<i>B. ovis</i> *	0,0	0,0	3,0	0,0	0,7
	<i>Setaria</i> sp	6,9	3,2	2,5	12,1	5,7
Fèces	Strongles digestifs	100,0	100,0	100,0	100,0	98,6
	<i>S. papillosus</i>	0,0	12,5	17,5	17,6	11,9
	<i>Trichuris</i> sp	0,0	0,0	0,0	2,9	2,1
	<i>Moniezia</i> sp	3,6	0,0	0,0	5,9	0,7
	<i>Eimeria</i> sp	96,4	93,8	90,0	79,4	87,4

Site 1 = Abidjan-Anyama; Site 2 = Adzopé-Akoupé-Alépé ; Site 3 = Bingerville ; Site 4 = Dabou-Jacqueville

¹ Le nombre total d'animaux prend en compte ceux des sites clairement identifiés et ceux dont l'origine n'est pas précisée.

* Différence significative

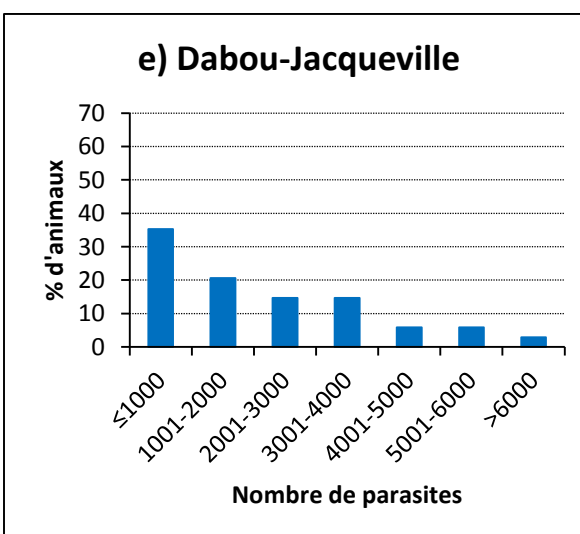
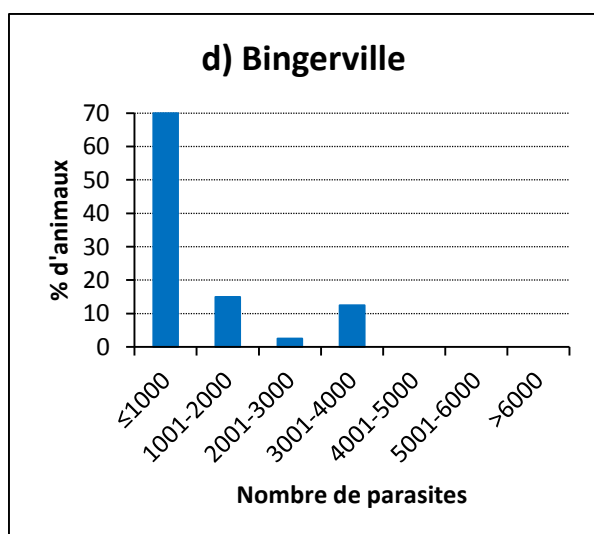
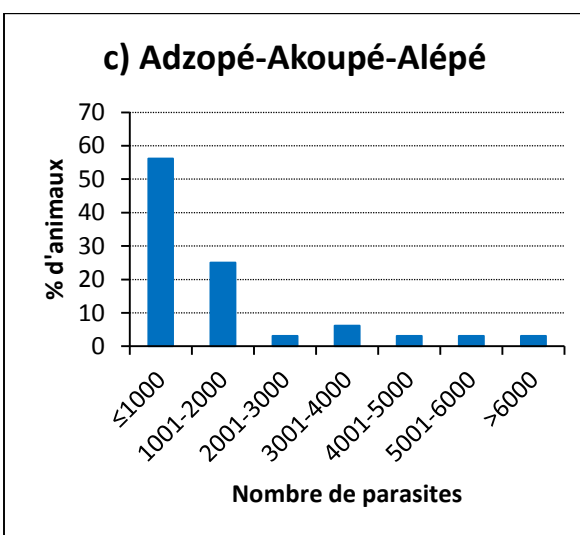
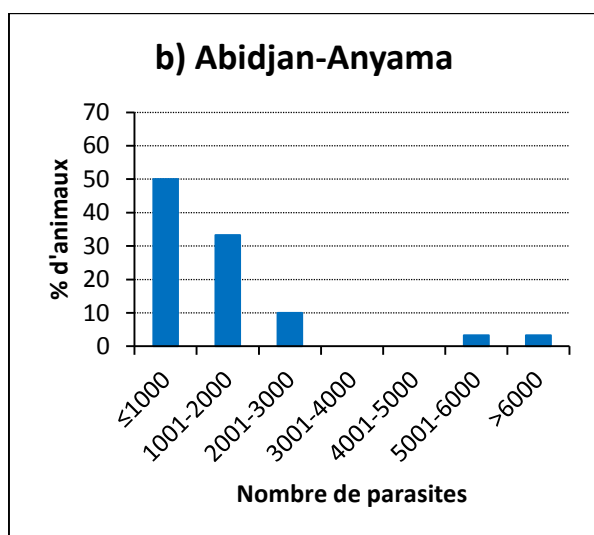
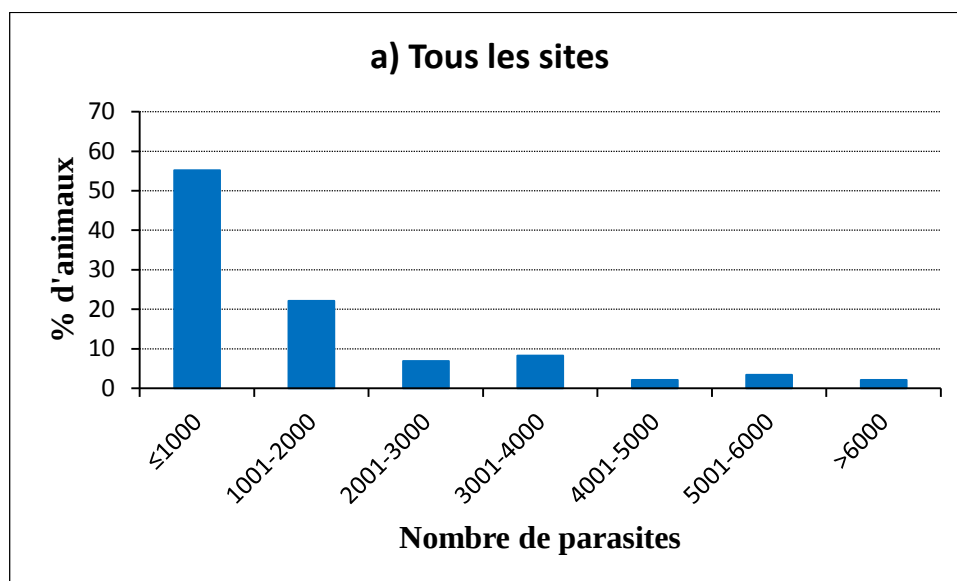


Figure 17 : Distribution de fréquence de la charge des nématodes gastro-intestinaux chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 145)

La comparaison par site a révélé que la charge parasitaire varie entre 15 et 8 715 nématodes avec une moyenne de 1 334,7 (IC : 688,4 - 1 981,0) sur le site d'Abidjan-Anyama, entre 30 et 10 432 avec une moyenne de 1 542,0 (IC : 794,4 - 2 289,7) sur le site d'Adzopé-Akoupé-Alépé, entre 15 et 3 626 avec une moyenne de 946,1 (IC : 617,6 - 1 274,6) sur le site de Bingerville et entre 30 et 6 495 avec une moyenne de 2 109,7 (IC : 1 488,7 - 2 730,8) sur le site de Dabou-Jacquerville. Une différence significative ($p = 0,030$) a été observée entre les sites, notamment entre les sites de Bingerville et de Dabou-Jacquerville : les animaux de Dabou-Jacquerville ont des charges plus élevées que ceux de Bingerville.

Bien que les valeurs extrêmes soient retrouvées sur les sites d'Abidjan-Anyama et d'Adzopé-Akoupé-Alépé, au moins la moitié des ovins de ces 2 sites héberge moins de 1 000 nématodes, ce qui se traduit par une charge moyenne modérée (Figures 17b et 17c). Sur le site de Bingerville, où les charges sont demeurées les plus faibles, ce sont jusqu'à 70,0 % des animaux qui ont moins de 1 000 nématodes (Figure 17d). Par contre, sur le site de Dabou-Jacquerville, le parasitisme est plus uniformément réparti, avec seulement 35,3 % des animaux ayant une charge parasitaire inférieure à 1 000 vers (Figure 17e).

Le site de Dabou-Jacquerville est également celui qui héberge le plus grand nombre d'animaux maigres (35,3 %) et aux muqueuses pâles (50,0 %) (cf. Tableau XVI). Or, la charge parasitaire moyenne des animaux maigres est significativement plus élevée que celle des animaux en état d'embonpoint ($p = 0,030$). Elle est, en effet, de 2 531,3 (IC : 1 379,2 - 3 683,4) nématodes pour les animaux maigres, et de 1 217,1 (IC : 976,5 - 1 457,7) nématodes pour les animaux en état d'embonpoint. La charge parasitaire moyenne est également plus élevée pour les animaux dont les muqueuses sont pâles (2 366,9 ; IC : 1 679,2 - 3 054,7 nématodes) que pour les ovins dont les muqueuses sont roses (1 083,6 ; IC : 825,1 - 1 342,0 nématodes) ; cette différence est significative ($p = 0,001$).

Les moyennes, établies chez les animaux infestés, ont révélé des charges faibles à modérées, allant de 35,6 (IC : 21,7 - 49,6) helminthes pour *G. pachyscelis* à 836,0 (IC : 665,6 - 1 006,4) helminthes pour *T. colubriformis* (Tableau XX). La comparaison des charges parasitaires par site n'a révélé de différence significative que pour 2 espèces. Pour l'espèce *T. colubriformis*, la charge moyenne est significativement différente ($p = 0,007$) entre les sites 3 et 4 ; elle est plus élevée sur le site 4 (Dabou-Jacquerville) que sur le site 3 (Bingerville). Pour l'espèce *Eimeria* sp, la charge moyenne est significativement différente ($p = 0,045$) entre les sites 1 et 2 ; elle est plus élevée sur le site 2 (Adzopé-Akoupé-Alépé) que sur le site 1 (Abidjan-Anyama).

Tableau XX : Charge moyenne des parasites chez les ovins infestés de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 145)

Localisation	Parasites	Site 1 (n = 30) n (IC 95 %)	Site 2 (n = 32) n (IC 95 %)	Site 3 (n = 40) n (IC 95 %)	Site 4 (n = 34) n (IC 95 %)	Total (n = 145) ¹ n (IC 95 %)
Caillette	<i>H. contortus</i>	342,5 (176,1 - 508,9)	291,2 (16,5 - 566,0)	503,6 (263,1 - 744,1)	801,1 (437,3 - 1165,0)	480,5 (348,6 - 612,5)
	<i>T. axei</i>	45,0 (NA)	440,6 (45,6 - 835,6)	435,5 (0,0 - 4634,9)	0,0	427,8 (144,4 - 711,2)
	<i>T. colubriformis</i>	188,2 (89,3 - 287,2)	154,7 (37,0 - 272,4)	101,0 (21,4 - 180,6)	88,4 (29,0 - 147,7)	130,7 (89,8 - 171,5)
Intestin grêle	<i>T. colubriformis</i>	661,3 (310,0 - 1012,5)	671,2 (359,0 - 983,3)	396,0 (185,5 - 606,6)*	1113,6 (763,1 - 1464,1)*	836,0 (665,6 - 1006,4)
	<i>C. curticei</i>	990,0 (0,0 - 3138,9)	306,8 (105,0 - 508,6)	51,7 (9,3 - 94,1)	135,9 (58,0 - 213,7)	269,1 (111,5 - 426,7)
	<i>B. trigonocephalum</i>	0,0	35,7 (0,0 - 95,3)	0,0	75,0 (NA)	45,5 (1,3 - 89,7)
	<i>G. pachyscelis</i>	28,9 (12,8 - 45,0)	61,9 (11,1 - 112,7)	24,0 (0,0 - 49,0)	24,0 (7,3 - 40,7)	35,6 (21,7 - 49,6)
	<i>S. papillosus</i>	168,8 (0,0 - 354,9)	156,6 (0,0 - 324,7)	86,1 (44,3 - 127,8)	119,2 (42,1 - 196,3)	125,7 (75,5 - 175,9)
Gros intestin	<i>O. columbianum</i>	60,0 (0,0 - 124,5)	75,0 (33,7 - 116,3)	47,1 (0,0 - 125,8)	162,5 (67,2 - 257,8)	96,9 (59,6 - 134,2)
	<i>T. globulosa</i>	45,0 (NA)	96,0 (0,0 - 239,4)	22,5 (0,0 - 117,8)	45,0 (8,5 - 81,5)	57,4 (20,3 - 94,4)
Fèces	Strongles digestifs	650,0 (378,9 - 921,1)	1043,8 (748,9 - 1338,6)	1080,0 (753,5 - 1406,5)	1220,6 (836,4 - 1604,7)	1002,5 (846,7 - 1158,3)
	<i>S. papillosus</i>	0,0	762,5 (0,0 - 1622,8)	685,7 (187,2 - 1184,3)	675,0 (238,8 - 1111,2)	700,0 (459,4 - 940,6)
	<i>Trichuris</i> sp	0,0	0,0	0,0	50 (NA)	50 (NA)
	<i>Eimeria</i> sp	492,6 (314,7 - 670,5)*	906,7 (662,0 - 1151,3)*	823,6 (609,0 - 1038,3)	866,7 (622,9 - 1110,4)	770,8 (664,1 - 877,5)

Site 1 = Abidjan-Anyama; Site 2 = Adzopé-Akoupé-Alépé ; Site 3 = Bingerville ; Site 4 = Dabou-Jacquerville

Seuils : *Bunostomum* sp : 300-400 ; *G. pachyscelis* : 100 ; *Haemonchus* sp : 1 000-3 000 ; *Oesophagostomum* sp : 200-500 ; *S. papillosus* : 10 000 ;

Trichostrongylus sp : 20 000 - 25 000 ; *Trichuris* sp : 500 ; œufs de strongles digestifs : 2 000 ; ookystes de coccidies : 50 000.

¹ Le nombre total d'animaux prend en compte ceux des sites clairement identifiés et ceux dont l'origine n'est pas précisée.

* Différence significative

NA : Non Applicable.

La comparaison des charges parasitaires par compartiment digestif montre que l'intestin grêle est celui qui héberge le plus grand nombre de parasites (Tableau XXI). Dans la caillette, la charge parasitaire a varié de 0 à 4 134 nématodes, avec une moyenne de 519,6 (IC : 399,1 - 640,2) ; un seul animal (0,7 % des animaux) est porteur de plus de 4 000 nématodes. La population parasitaire y est essentiellement représentée par l'espèce *H. contortus* (69,7 % de la population totale). Dans l'intestin grêle, les charges parasitaires sont comprises entre 0 et 7 875 nématodes, avec une moyenne de 886,7 (IC : 687,7 - 1 085,6) ; 3 animaux (2,8 %) ont été porteurs de plus de 4 000 nématodes. L'espèce *T. colubriformis*, dont la localisation préférentielle est l'intestin grêle, y représente 72,8 % de la population. Dans le gros intestin, le nombre de parasites va de 0 à 450 avec une moyenne de 31,5 (IC : 17,8 - 45,1). Seulement 2 espèces parasitaires y ont été rencontrées : *O. columbianum* constitue la population majoritaire (78,3 %).

- *Charges parasitaires des fèces*

De même que pour les charges parasitaires dans le tube digestif, les excrétions d'œufs dans les fèces ont été faibles à modérées : en moyenne de 1 002,5 (IC : 846,7 - 1 158,3) œufs par gramme de fèces pour les strongles et de 700,0 (IC : 459,4 - 940,6) œufs pour l'espèce *S. papillosus*. La moyenne des excrétions d'ookystes de coccidies a été de 770,8 (IC : 664,1 - 877,5) ookystes par gramme de fèces.

Les charges des œufs de strongles ont varié de 0 à 5 000 œufs par gramme de fèces, avec 69,2 % des animaux excréant moins de 1 000 œufs, et seulement 4,9 % plus de 3 000 œufs (Figure 18a). La comparaison par site a révélé qu'elles ont varié entre 100 et 3 750 œufs par gramme de fèces avec une moyenne de 650,0 (IC : 378,9 - 921,1) sur le site d'Abidjan-Anyama, entre 150 et 3 250 avec une moyenne de 1 043,8 (IC : 748,9 - 1 338,6) sur le site d'Adzopé-Akoupé-Alépé, entre 100 et 3 750 avec une moyenne de 1 080,0 (753,5 - 1 406,5) sur le site de Bingerville et entre 100 et 5 000 avec une moyenne de 1 220,6 (836,4 - 1 604,7) sur le site de Dabou-Jacquerville. Sur le site d'Abidjan-Anyama, 89,3 % des ovins ont excrété moins de 1 000 œufs de strongles par gramme de fèces (Figure 18b). Sur les autres sites, le pourcentage allait de 55,9 à 67,5 % (Figures 18c, 18d et 18e). Aucune de ces différences observées entre les sites n'était significative.

Tableau XXI : Fréquence des charges parasitaires par compartiment digestif chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 145)

Nombre de parasites	Caillette (% d'animaux)	Intestin grêle (% d'animaux)	Gros intestin (% d'animaux)
0	7,6	6,9	70,3
1-1000	77,2	62,1	29,7
1001-2000	9,0	19,3	-
2001-3000	4,1	4,1	-
3001-4000	1,4	4,8	-
4001-5000	0,7	1,4	-
> 5000	-	1,4	-

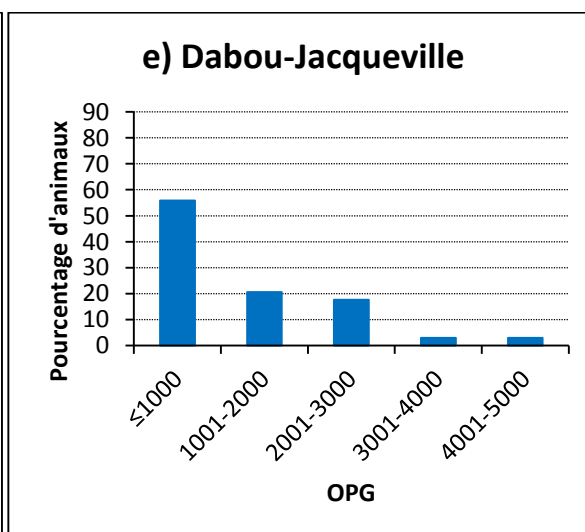
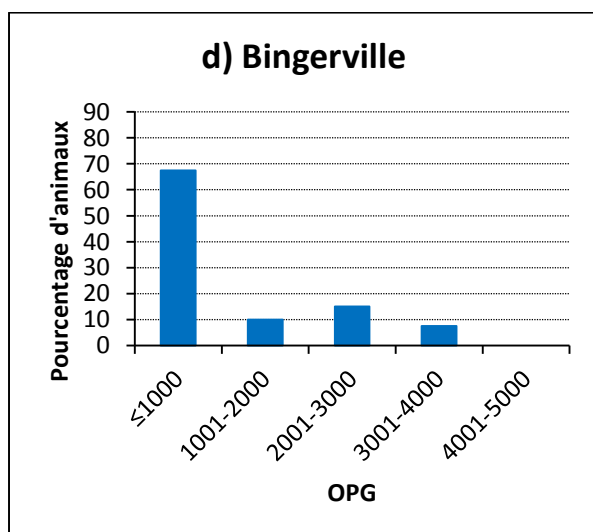
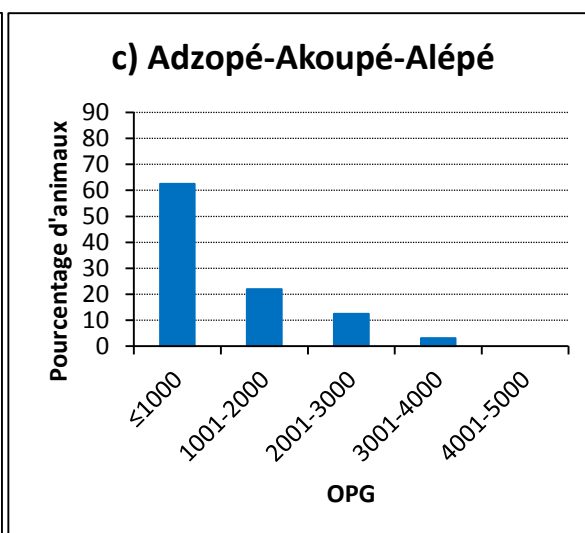
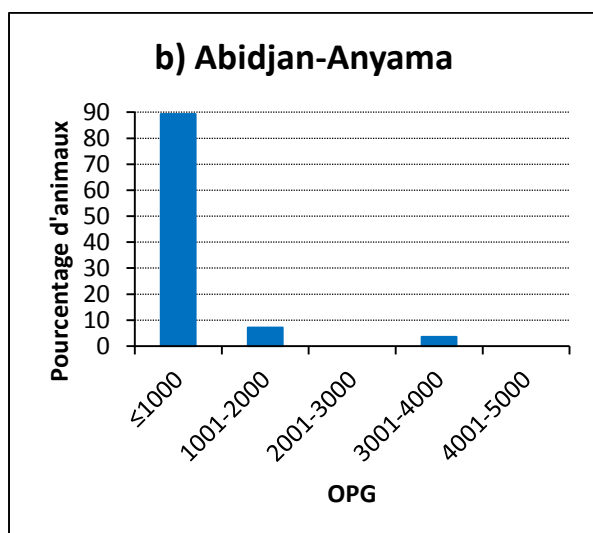
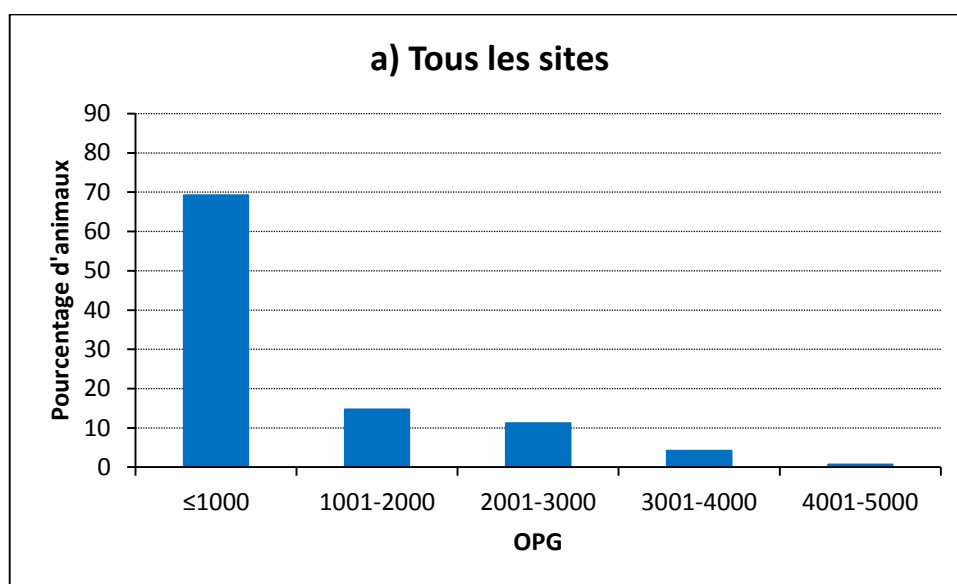


Figure 18 : Distribution de fréquence de la charge des œufs de strongles dans les fèces chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 143)

La charge moyenne des œufs de strongles dans les fèces des animaux en état d'embonpoint est de 902,6 (IC : 748,2 - 1 057,0) œufs par gramme de fèces et celle des animaux maigres est de 1 364,6 (IC : 834,7 - 1 894,5) œufs par gramme de fèces ; la différence de charge n'est pas significative. La charge moyenne des œufs de strongles dans les fèces est de 923,8 (IC : 743,8 - 1 103,8) œufs pour les animaux dont les muqueuses sont roses et de 1 155,0 (IC : 845,5 - 1 464,5) œufs pour les ovins dont les muqueuses sont pâles ; la différence n'est pas significative.

Seulement 5 des 143 animaux (soit 3,5 %) ont eu plus de 1 000 œufs de strongyloïdés par gramme de fèces, avec un maximum de 1 500 œufs ; l'un de ces ovins provient du site d'Adzopé-Akoupé-Alépé, deux autres du site de Bingerville et les deux derniers du site de Dabou-Jacquerville. S'agissant des ookystes de coccidies, ce sont 79,7 % des ovins qui en excrètent moins de 1 000 par gramme, et seulement 5,6 % (soit 8 ovins) plus de 2 000 avec un maximum de 2 500. Sur ces huit ovins, quatre proviennent du site d'Adzopé-Akoupé-Alépé, deux du site de Bingerville et les deux autres du site de Dabou-Jacquerville.

3.1.1.5. Variations saisonnières du parasitisme

Les prévalences et charges obtenues sur les deux années d'étude (août 1994 à juillet 1996) pour les 12 taxons parasites se localisant dans les compartiments du tube digestif et pour les excrétions d'œufs de strongles ont été regroupées sur une année calendaire. Des variations ont ainsi pu être observées au cours de l'année.

Si le parasitisme de façon globale est présent toute l'année, 2 grands groupes peuvent cependant être distingués parmi les espèces (Tableau XXII). En effet, 6 taxons (5 helminthes et 1 protozoaire) sont présents tous les mois de l'année : *Trichostrongylus colubriformis*, *Haemonchus contortus*, *Cooperia curticei*, *Strongyloides papillosus*, *Oesophagostomum columbianum* et *Eimeria* sp (ookystes). Six (6) autres ne le sont qu'à certaines périodes plus ou moins longues : *Moniezia* sp n'est absent que 2 mois tandis que *Bunostomum trigonocephalum* l'est 10 mois ; les Paramphistomes, *Gaigeria pachyscelis* et *Trichuris globulosa* sont absents durant 3 mois et *Trichostrongylus axei* durant 5 mois.

Tableau XXII : Tableau récapitulatif de la présence des parasites digestifs en fonction du mois chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 145)

	Mois	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Parasites													
<i>T. colubriformis</i>		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>H. contortus</i>		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>C. curticei</i>		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>S. papillosus</i>		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>O. columbianum</i>		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Eimeria</i> sp		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Moniezia</i> sp		+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	-
Paramphistomes		+	+	+	-	+	+	-	+	+	+	-	+
<i>G. pachyscelis</i>		+	+	+	+	-	+	+	-	+	-	+	+
<i>T. globulosa</i>		+	-	+	-	+	+	+	+	-	+	+	+
<i>T. axei</i>		+	+	+	-	-	+	-	-	+	+	-	+
<i>B. trigonocephalum</i>		-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Nombre de taxons		11	11	12	8	8	11	9	9	10	10	9	10

- *Helminthes digestifs présents toute l'année*

La prévalence des nématodes pris dans leur globalité est demeurée presque constante durant toute l'année, avec une seule incurvation en juillet (Figure 19a). La charge de ce parasitisme global a connu des variations bien marquées avec 4 pics : en février (fin de la grande saison sèche), en juin (pic de la grande saison des pluies), en août (début de la petite saison sèche) et en novembre (fin de la petite saison des pluies). A la différence des pics, on observe des minima en janvier (milieu de la grande saison sèche), en avril (début de la grande saison des pluies) et en juillet (fin de la grande saison des pluies). L'analyse de variance effectuée sur les données transformées en logarithmes a montré que ces variations sont statistiquement différentes ($p = 0,046$).

L'examen des variations mensuelles de prévalence et de charge des 5 espèces helminthiques présentes toute l'année a permis de distinguer 3 profils.

Le premier profil est présenté par les prévalences des espèces *T. colubriformis*, *S. papillosus* et *O. columbianum* (Figures 19b, 19e et 19f). Ce profil en zigzag présente plusieurs variations en cours d'année, avec des pics bien marqués surtout pour *T. colubriformis*. Cette dernière espèce en raison de sa forte abondance a influencé le plus le profil général. A l'exception de *T. colubriformis* pour qui les prévalences et charges suivent les mêmes profils, les charges sont restées faibles avec peu de variations pour *S. papillosus* et *O. columbianum*. Les variations de charge ont été statistiquement différentes pour *T. colubriformis* ($p = 0,001$) et aussi pour *O. columbianum* ($p = 0,022$).

Le deuxième profil est celui de l'espèce *H. contortus*, avec un profil en plateau marqué d'un V en juillet (fin de grande saison des pluies) pour la prévalence, suivi d'un pic des charges en août (début de petite saison sèche) (Figure 19c). Ces variations ne sont cependant pas statistiquement différentes.

Le troisième profil est observé chez *C. curticei*, avec un profil en plateau ponctué de 2 pics respectivement en mars et en octobre tant pour la prévalence que pour la charge (Figure 19d). Ces deux pics correspondent au début des deux saisons des pluies. Ici non plus, ces variations ne sont pas statistiquement différentes.

En dehors de *S. papillosus*, toutes les espèces présentes toute l'année connaissent une nette chute du parasitisme au mois de juillet (fin de grande saison des pluies).

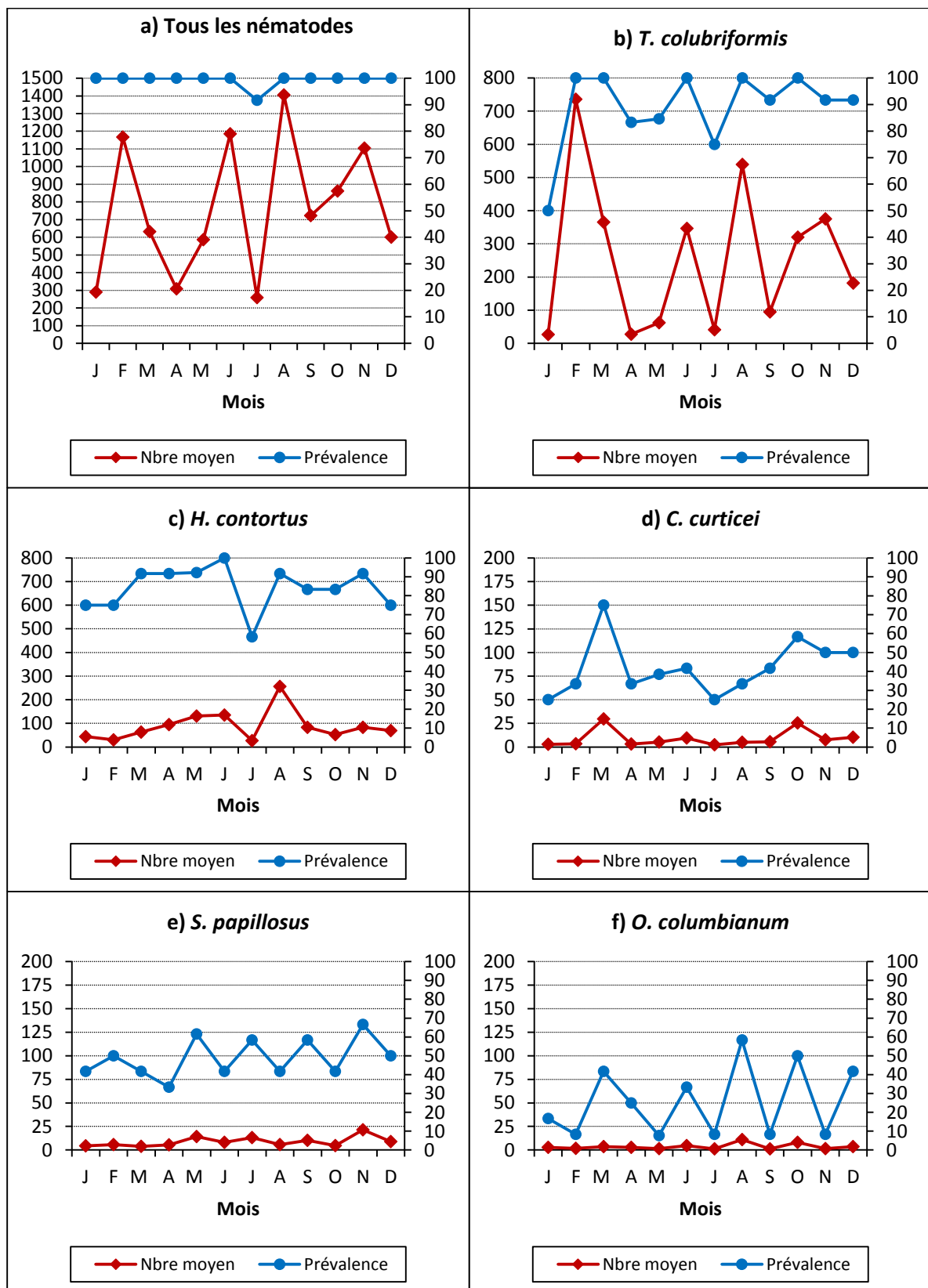


Figure 19 : Variations mensuelles de la prévalence et de la moyenne géométrique des charges parasitaires digestives des helminthes digestifs présents toute l'année chez les ovins, sur une année calendaire (n = 145)

- *Helminthes digestifs non présents toute l'année*

Six taxons d'helminthes ne sont pas présents à certaines périodes de l'année. Les charges n'ont été déterminées que pour les nématodes, c'est-à-dire *T. axei*, *B. trigonocephalum*, *G. pachyscelis* et *T. globulosa*. Ces charges sont très faibles ; des pics ont cependant été observés. Trois profils se distinguent.

Le premier profil est celui de l'espèce *B. trigonocephalum*, qui ne présente qu'un seul pic en mars (début de saison des pluies) et reste non décelable d'avril à janvier (Figure 20d). Les différences observées dans ce profil sont significatives.

Le deuxième profil correspond à celui des Paramphistomes (Figure 20a) et *Moniezia* sp (Figure 20c), avec deux modes centrés sur les mois de février (fin de la grande saison sèche) et d'octobre (début de petite saison des pluies) pour les premiers, d'avril (début de grande saison des pluies) et d'octobre (début de petite saison des pluies) pour les seconds. Les différences observées dans ce profil sont également significatives.

Le troisième profil correspond à celui en zigzag des espèces *T. axei*, *G. pachyscelis* et *T. globulosa* (Figures 20b, 20e et 20f). Les variations de prévalence et de charge de ces deux premières espèces sont statistiquement différentes ($p < 0,05$).

- *Œufs de strongles et ookystes de coccidies*

Les prévalences des œufs de strongles dans les fèces demeurent constantes presque toute l'année, avec une seule incurvation en juillet. Les variations des charges de ces œufs dans les fèces ont montré un profil marqué par la présence de deux modes centrés sur les mois de février (fin de la grande saison sèche) et octobre (début de la petite saison des pluies) ; un pic secondaire est présent en août (début de la petite saison sèche) (Figure 21).

L'analyse de variance réalisée sur les données transformées montre que les variations des excréments d'œufs de strongles ne sont pas statistiquement différentes. Cependant, ces variations présentent des similitudes avec celles des charges des strongles adultes. En effet, les pics de fin de grande saison sèche (février) et de début de petite saison sèche (août) coïncident ; celui lié à la petite saison des pluies est plus précoce pour les excréments d'œufs. Le pic lié à la grande saison des pluies (juin) n'est observé que pour les charges des strongles adultes. La corrélation entre les valeurs logarithmiques du nombre total de vers des différentes espèces parasites et les excréments d'œufs de strongles dans les fèces est significative pour *T. colubriformis* ($p = 0,032$), *C. curticei* ($p = 0,044$) et surtout *O. columbianum* ($p = 0,001$).

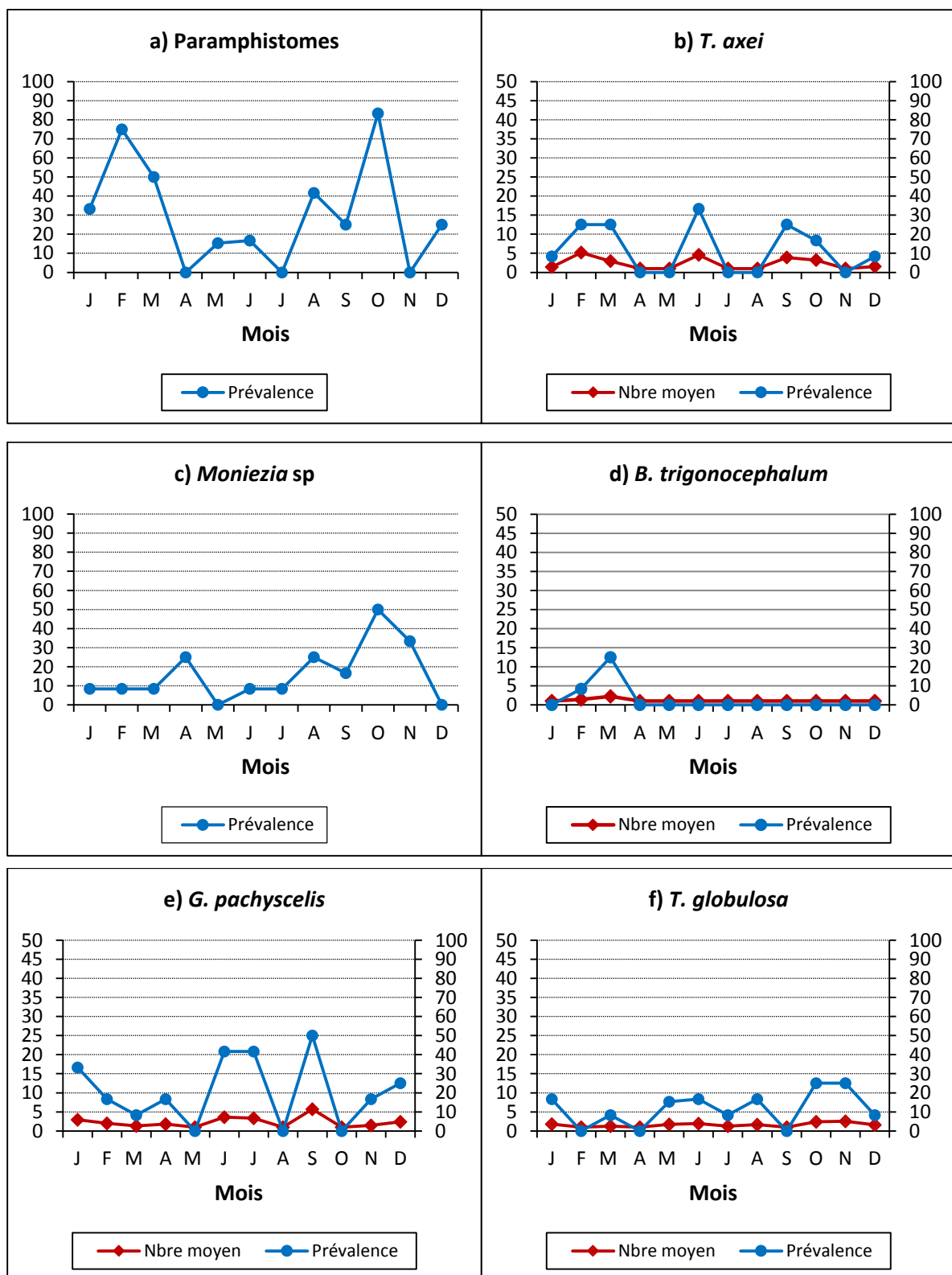


Figure 20 : Variations mensuelles de la prévalence et de la moyenne géométrique des charges parasitaires digestives des helminthes digestifs non présents toute l'année chez les ovins, sur une année calendaire (n = 145)

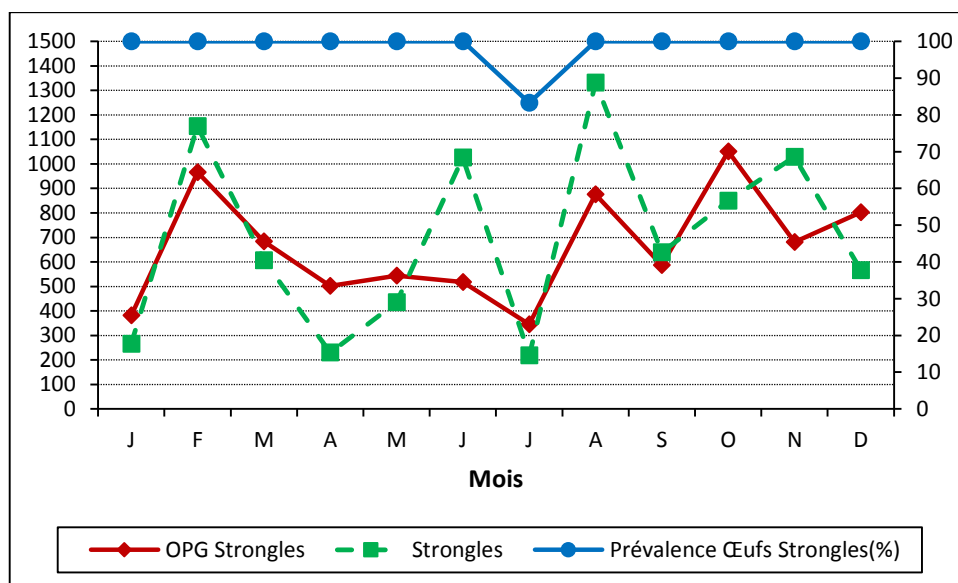


Figure 21 : Variations mensuelles de la prévalence et de la moyenne géométrique de la charge des œufs de strongles dans les fèces comparées à celles de la charge parasitaire digestive des strongles, chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 143)

Les variations de prévalences des ookystes de coccidies dans les fèces présentent un profil quasiment en plateau avec une incurvation en juillet. Celles des charges ont présenté un profil marqué par la présence de deux modes centrés sur les mois de février (fin de la grande saison sèche) et août (début de la petite saison sèche) (Figure 22). Les variations de charge et de prévalence des ookystes de coccidies sont statistiquement différentes ($p < 0,001$). Une corrélation positive ($p < 0,001$) est observée entre les variations des excréments d'ookystes de coccidies et celles des œufs de strongles.

- *Nodules et larves de parasites*

Des nodules ont été observés sur la muqueuse intestinale de 40,8 % des animaux, tout au long de l'année, avec un nombre compris entre 1 et 200. Le suivi des variations mensuelles de la prévalence de ces nodules présente un profil bimodal avec une incurvation centrée sur le mois de juillet (Figure 23). Les principaux pics se situent en février (fin de la grande saison sèche) et en décembre (début de la grande saison sèche). Ces variations ne sont cependant pas significativement différentes. Dans le caecum, des larves (de 4 à 16) de *O. columbianum* n'ont été mises en évidence que chez 3 ovins (2,1 % des animaux), en septembre (fin de petite saison sèche), en octobre (début de petite saison des pluies) et en décembre (début de grande saison sèche).

Dans la muqueuse de la caillette, quelques larves (de 2 à 6) de *H. contortus* ont été retrouvées chez 5 ovins (3,5 % des animaux). Ces larves sont présentes de novembre (fin de la petite saison des pluies) à janvier (milieu de la grande saison sèche) et en août (début de la petite saison sèche).

3.1.1.6. Influence du parasitisme sur les valeurs de l'hématocrite

Des analyses de corrélation entre l'hématocrite et les différentes espèces parasitaires identifiées ont été réalisées. Elles ont montré une corrélation négative uniquement entre la charge parasitaire de *H. contortus* et l'hématocrite ($r = -0,188$; $p = 0,027$) ; les autres espèces de parasites n'ont pas eu d'influence. Ainsi, la forte présence de *H. contortus* chez les ovins peut s'exprimer par une anémie chez ces derniers. Les parasites sanguins, notamment les trypanosomes, sont si faiblement présents que leur impact sur l'hématocrite n'est pas décelable.

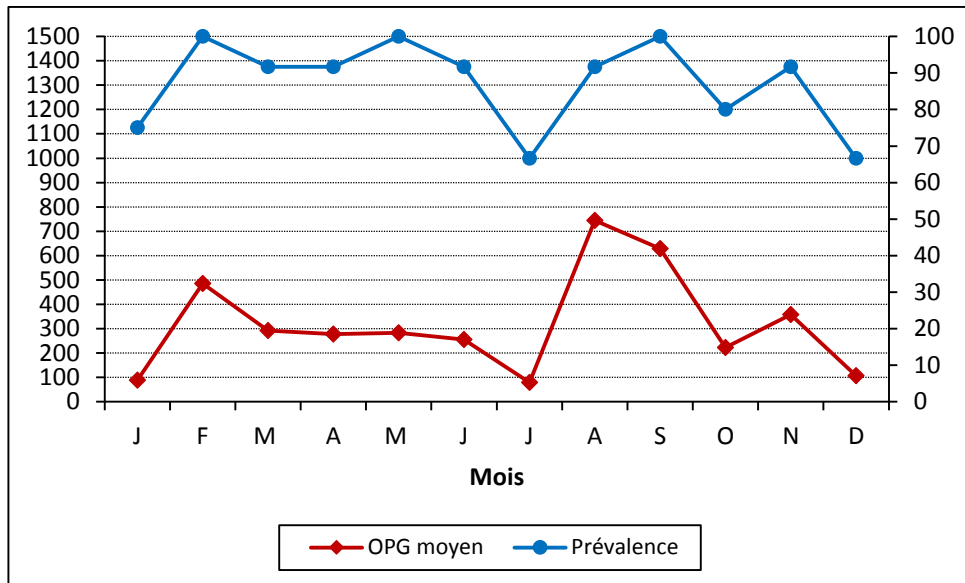


Figure 22 : Variations mensuelles de la prévalence et de la moyenne géométrique de la charge des ookystes de coccidies dans les fèces, chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 143)

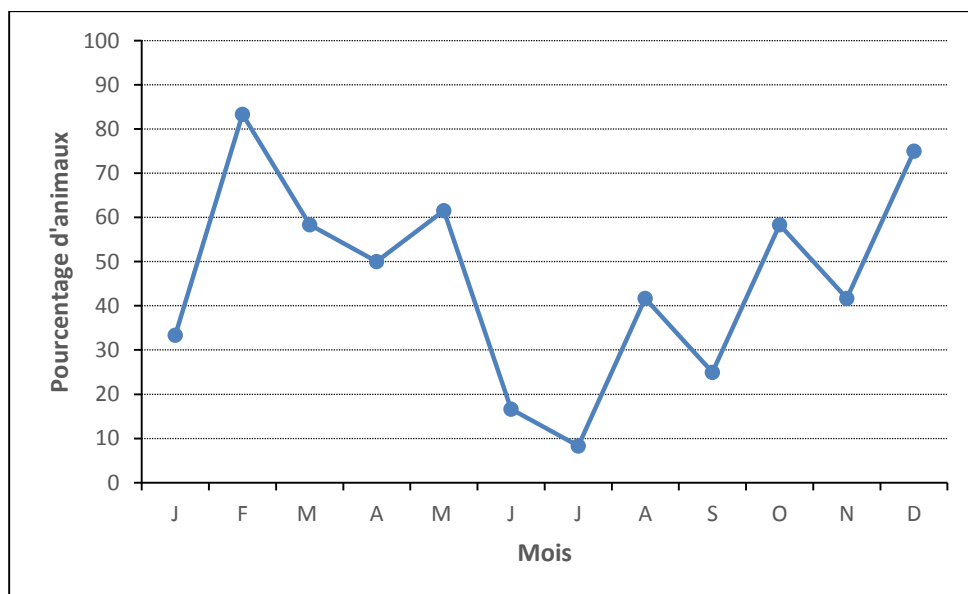


Figure 23 : Variations mensuelles de la prévalence des nodules sur la muqueuse intestinale chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 145)

Les variations mensuelles de l'hématocrite présentent un profil en plateau marqué de deux chutes, la première survenant en août (début de petite saison sèche) et la seconde en novembre (fin de petite saison des pluies) (Figure 24). Ces variations sont statistiquement différentes ($p < 0,001$), en rapport avec les variations saisonnières d'une seule espèce de parasites, en l'occurrence *H. contortus*. Durant le mois d'août, l'hématocrite connaît une décroissance qui s'accompagne d'un pic d'infestation par *H. contortus* ; en novembre, la décroissance est associée à une légère remontée de la charge d'infestation par le parasite (*H. contortus*).

3.1.1.7. Influence de l'âge, du sexe et de l'état de gestation sur le parasitisme

Chez les animaux âgés de moins de 1 an, les charges des différentes espèces parasitaires et les excréments d'œufs de strongles et d'ookystes de coccidies ont été plus élevées que chez les animaux plus âgés (Tableau XXIII). Ces différences sont significatives pour les espèces *H. contortus* ($p = 0,025$) et *S. papillosus* ($p < 0,001$). De même, les prévalences sont significativement plus élevées chez les jeunes ovins âgés de moins de 1 an pour les espèces *H. contortus* ($p = 0,015$) et *S. papillosus* ($p < 0,001$).

Le sexe de l'animal a eu une influence sur les charges des différentes espèces parasitaires et les excréments d'œufs de strongles et d'ookystes de coccidies, qui sont plus élevées chez les mâles que chez les femelles. Les différences sont significatives pour les espèces *T. colubriformis* ($p = 0,016$), *S. papillosus* ($p = 0,047$) et *O. columbianum* ($p = 0,028$). Les prévalences sont significativement plus élevées chez les mâles pour les espèces *C. curticei* ($p = 0,012$), *S. papillosus* ($p < 0,001$) et *O. columbianum* ($p = 0,006$).

Contrairement à l'âge et au sexe, l'état de gestation n'a pas influencé les charges des différentes espèces parasitaires ni les excréments d'œufs de strongles et d'ookystes de coccidies.

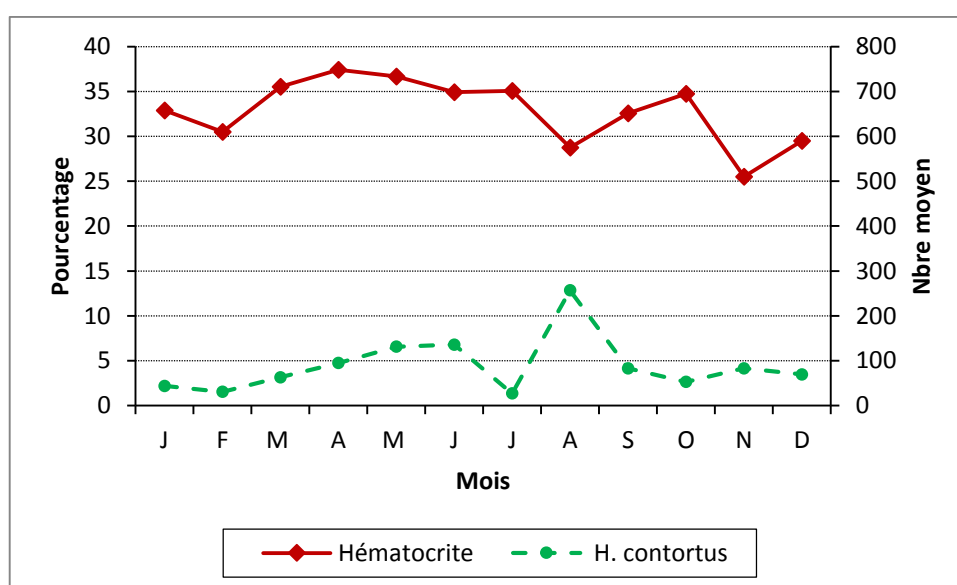


Figure 24 : Variations mensuelles de l'hématocrite et de la moyenne géométrique de la charge parasitaire digestive de l'espèce *H. contortus* chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (n = 141)

Tableau XXIII : Effet de l'âge, du sexe et de l'état de gestation, sur les charges des principales espèces parasites et les excréments d'œufs de strongles et d'ookystes de coccidies chez les ovins de la zone sud de la Côte d'Ivoire (nombre moyen) (IC 95 %) (n = 145)

	Nbre d'animaux	<i>T. colubriformis</i>	<i>H. contortus</i>	<i>C. curticei</i>	<i>S. papillosus</i>	<i>O. columbianum</i>	Œufs de Strongles	Ookystes de Coccidies
Age								
<1an	48	956,7 (655,5 - 1257,9)	628,3* (366,0 - 890,6)	217,3 (20,4 - 414,2)	140,3* (66,9 - 213,7)	37,2 (12,3 - 62,1)	1104,3 (840,1 - 1368,4)	725,5 (533,7 - 917,4)
1-2ans	47	632,6 (390,0 - 875,3)	293,8 (120,2 - 467,5)	69,9 (4,9 - 134,9)	32,2 (14,6 - 49,8)	21,1 (0,5 - 41,7)	909,8 (631,6 - 1188,0)	578,3 (424,6 - 731,9)
>2ans	50	714,9 (438,8 - 991,1)	293,1 (152,4 - 433,8)	54,0 (22,0 - 86,0)	13,5 (0,9 - 26,1)	16,2 (1,8 - 30,6)	952,0 (674,1 - 1229,9)	713,0 (522,2 - 903,8)
Total	145	768,3 (611,7 - 924,8)	404,3 (289,8 - 518,8)	113,2 (44,5 - 182,0)	61,6 (35,2 - 87,9)	24,7 (13,2 - 36,2)	988,5 (833,6 - 1143,3)	673,8 (571,5 - 776,1)
Sexe								
Femelle	104	648,8 (472,0 - 825,5)	347,9 (222,4 - 473,4)	58,9 (12,5 - 105,2)	42,8 (14,6 - 71,1)	14,7 (3,9 - 25,6)	932,2 (748,4 - 1116,0)	658,7 (535,7 - 781,6)
Mâle	41	1071,4* (753,2 - 1389,6)	547,4 (292,8 - 802,0)	251,1 (37,5 - 464,8)	109,0* (49,7 - 168,4)	50,1* (20,5 - 79,7)	1138,5 (844,0 - 1432,9)	714,1 (523,7 - 904,5)
Total	145	768,3 (611,7 - 924,8)	404,3 (289,8 - 518,8)	113,2 (44,5 - 182,0)	61,6 (35,2 - 87,9)	24,7 (13,2 - 36,2)	988,5 (833,6 - 1143,3)	673,8 (571,5 - 776,1)
Gestation								
Non	44	647,6 (399,6 - 895,6)	450,4 (220,7 - 680,1)	31,4 (13,3 - 49,5)	51,8 (21,6 - 82,0)	22,5 (0,0 - 45,2)	819,3 (611,5 - 1027,2)	661,4 (468,8 - 853,9)
Oui	60	649,6 (396,9 - 902,4)	272,7 (131,9 - 413,5)	79,0 (0,0 - 158,9)	36,3 (0,0 - 80,7)	9,0 (0,0 - 18,3)	1015,0 (731,7 - 1298,3)	656,7 (492,1 - 821,3)
Total	104	648,8 (472,0 - 825,5)	347,9 (222,4 - 473,4)	58,9 (12,5 - 105,2)	42,8 (14,6 - 71,1)	14,7 (3,9 - 25,6)	932,2 (748,4 - 1116,0)	658,7 (535,7 - 781,6)

* Différence significative

3.1.2. Parasitisme digestif des bovins

3.1.2.1. Données cliniques

Au total, ce sont 62 bovins qui ont été examinés durant cette étude, dont 56 de race N'Dama et 3 de race Baoulé, les 3 autres étant des métis. La répartition par âge indique qu'un seul bovin a moins de 1 an, 20 ont entre 1 et 3 ans, et les 41 autres plus de 3 ans (Tableau XXIV). La plupart (74,2 %) sont des femelles, dont 13 se sont révélées gestantes.

L'examen clinique a été réalisé à l'abattoir, juste avant l'abattage des animaux par les bouchers. Trois bovins ont été abattus sans avoir pu être examinés, et seuls leurs viscères ont été mis à disposition. Aussi, les examens ante et post-mortem n'ont-ils porté que sur 59 bovins. Quarante-quatre animaux (soit 74,6 %) sont dans un bon état d'embonpoint, tandis que les autres sont maigres (Tableau XXV). Un animal a présenté un jetage séreux. Certains (30,5 %) ont les muqueuses pâles. Après abattage, des lésions pulmonaires (nodules) ont été observées chez 3 bovins.

Les prélèvements de sang n'ont pu être réalisés que sur 54 des 59 bovins examinés vivants. La valeur de l'hématocrite a été en moyenne de 38,5 % (IC : 36,6 - 40,3). Les animaux dont les muqueuses sont pâles ont une valeur moyenne de l'hématocrite de 34,6 % (IC : 31,2 - 38,1), inférieure à celle des bovins dont les muqueuses sont roses (40,1 % ; IC : 38,0 - 42,1) ; cette différence est significative ($p = 0,005$). Les tractus gastro-intestinaux des 62 animaux ont été achetés aux bouchers ; mais, 2 caillettes ont été vidées par mégarde par les bouchers. Les fèces n'ont pu être recueillies que chez 43 bovins.

3.1.2.2. Spectre parasitaire

La faune parasitaire rencontrée comporte 14 taxons (espèces/genres/groupes), soit 7 nématodes, 2 trématodes, 2 cestodes et 3 protozoaires (Tableau XXVI). La présence des Paramphistomidés n'a été que rapportée.

Les parasites se localisent dans le tractus gastro-intestinal, les veines mésentériques, la cavité péritonéale et le sang. Le plus grand nombre de taxons (9 helminthes et 1 protozoaire : *Eimeria* sp) a été retrouvé dans l'appareil digestif, ces parasites évacuant leurs œufs ou leurs ookystes dans les fèces. Dans les fèces, en dehors des ookystes de coccidies, seuls les œufs de strongles et de ténias ont été observés. Dans le sang, 4 taxons ont été rencontrés : *Babesia* sp, *Setaria labiatopapillosa*, *Trypanosoma* sp et *Schistosoma* sp (dans les veines mésentériques). Aucune larve n'a été récoltée dans les digestats.

Tableau XXIV : Répartition des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire par sexe et par âge (n = 62)

Caractéristiques des animaux		Nombre d'animaux
Sexe	Age	
Femelle (n = 46)		
Gestante (n = 13)	1 – 3 ans	1
	> 3ans	12
Vide (n = 30)	1 – 3 ans	8
	> 3ans	22
Non précisé (n = 3)	1 – 3 ans	1
	> 3ans	2
Mâle (n = 16)	< 1an	1
	1 – 3 ans	10
	> 3 ans	5
Total (n = 62)	< 1an	1
	1 – 3 ans	20
	> 3 ans	41

Tableau XXV : Résultats des examens ante-mortem et post-mortem des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 59)

Examen réalisé	Anomalies observées	Pourcentage d'animaux
Examen ante-mortem	Maigreur	25,4
	Jetage	1,7
	Muqueuses pâles	30,5
Examen post-mortem	Nodules pulmonaires	5,1

Tableau XXVI : Inventaire des parasites des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 62)

Localisation	n	Parasites		
		Famille	Genre	Espèces
Rumen	62	Paramphistomidés	-	-
Caillette¹	60	Haemonchidés	<i>Haemonchus</i>	<i>Haemonchus</i> sp
		Trichostrongylidés	<i>Trichostrongylus</i>	<i>T. axei</i>
Intestin grêle	62	Cooperiidés	<i>Cooperia</i>	<i>C. pectinata</i>
				<i>C. punctata</i>
		Anoplocéphalidés	<i>Moniezia</i>	<i>M. benedeni</i> <i>M. expansa</i>
Gros intestin	62	Chabertiidés	<i>Oesophagostomum</i>	<i>O. radiatum</i>
		Trichuridés	<i>Trichuris</i>	<i>Trichuris</i> sp
Veines mésentériques	62	Schistosomatidés	<i>Schistosoma</i>	<i>Schistosoma</i> sp
Cavité péritonéale	62	Setariidés	<i>Setaria</i>	<i>S. labiatopapillosa</i>
Sang²	54	Trypanosomatidés	<i>Trypanosoma</i>	<i>Trypanosoma</i> sp
		Babésiidés	<i>Babesia</i>	<i>Babesia</i> sp
		Sétariidés	<i>Setaria</i>	<i>S. labiatopapillosa</i>
Fèces³	43	Strongles digestifs	-	-
		Anoplocéphalidés	<i>Moniezia</i>	<i>Moniezia</i> sp
		Eimeriidés	<i>Eimeria</i>	<i>Eimeria</i> sp

¹ Deux caillettes ont été vidées par mégarde.

² Les prélèvements de sang n'ont pu être réalisés que sur 54 bovins.

³ Les fèces n'ont pu être recueillies que chez 43 bovins.

La comparaison des résultats de l'autopsie à ceux de la coprologie, chez les 43 bovins dont les fèces ont pu être prélevées, montre qu'ils ne sont pas toujours concordants, c'est-à-dire que la présence de vers et la présence d'œufs ne sont pas toujours liées (Tableau XXVII). Ainsi, 12 bovins porteurs d'helminthes sont apparus non excréteurs d'œufs. La présence de vers n'implique donc pas forcément la présence d'œufs dans les fèces.

Le parasitisme digestif a affecté tous les bovins. Neuf taxons de parasites (helminthes et coccidies) ont été observés dans les compartiments digestifs et/ou dans les fèces (le genre *Moniezia* étant pris dans son ensemble).

La fréquence du polyparasitisme a été déterminée pour les 42 bovins pour lesquels aussi bien les fèces que tout le contenu du tube digestif ont été analysés. Ainsi, 92,9 % de ces bovins hébergent plus de 1 taxon parasitaire avec un maximum de 5 taxons (Figure 25). Deux pics sont observables : l'un à 2 taxons et l'autre à 4. La comparaison du polyparasitisme en fonction de l'âge des animaux a révélé que le pic à 2 taxons concerne les animaux de plus de 3 ans, tandis que celui à 4 taxons concerne plutôt les jeunes bovins. Aucun bovin de moins de 3 ans n'héberge moins de 2 taxons. Ces différences sont significatives ($p = 0,014$). Elles indiquent que les jeunes bovins sont plus sensibles au parasitisme que les bovins adultes. Cependant, le spectre parasitaire est indépendant de l'âge des animaux ; ce qui indique que les jeunes et les adultes sont porteurs des mêmes espèces inventoriées. Dans les 2 seuls cas de mono-infestation, le taxon présent a été *Haemonchus* sp ou des Paramphistomes. Dans les cas d'infestation par 2 taxons, *Haemonchus* sp est associé à des Paramphistomes, ou plus rarement à *Cooperia punctata* ou *Oesophagostomum radiatum*.

3.1.2.3. Prévalences parasitaires

Les prévalences déterminées pour chaque taxon de parasites montrent que certains sont plus fréquents que d'autres (Tableau XXVIII).

Deux taxons ont présenté une très forte prévalence, supérieure à 80 % ; il s'agit de *Haemonchus* sp et des Paramphistomides. Les excréments d'œufs de strongles digestifs ont eu une prévalence de 69,8 %. Ces parasites sont suivis par des espèces ayant des prévalences comprises entre 30 et 50 % : *C. punctata*, *O. radiatum*, *S. labiatopapillosa* et *T. axei*.

Un troisième groupe d'espèces a eu des prévalences comprises entre 5 et 15 % : *Moniezia* sp, *Trypanosoma* sp, *Eimeria* sp et *C. pectinata*. Les espèces les plus rares (prévalence inférieure à 5 %) sont *Babesia* sp, *Trichuris* sp et *Schistosoma* sp. Dans chaque compartiment digestif, une espèce a prédominé. Il s'agit de *Haemonchus* sp dans la caillette, *C. punctata* dans l'intestin grêle et *O. radiatum* dans le gros intestin.

Tableau XXVII : Comparaison des résultats d'autopsie et de coprologie portant sur le parasitisme helminthique chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 43)

Coprologie	Autopsie	
	négative	positive
négative	0	12
positive	1	30
Total	1	42

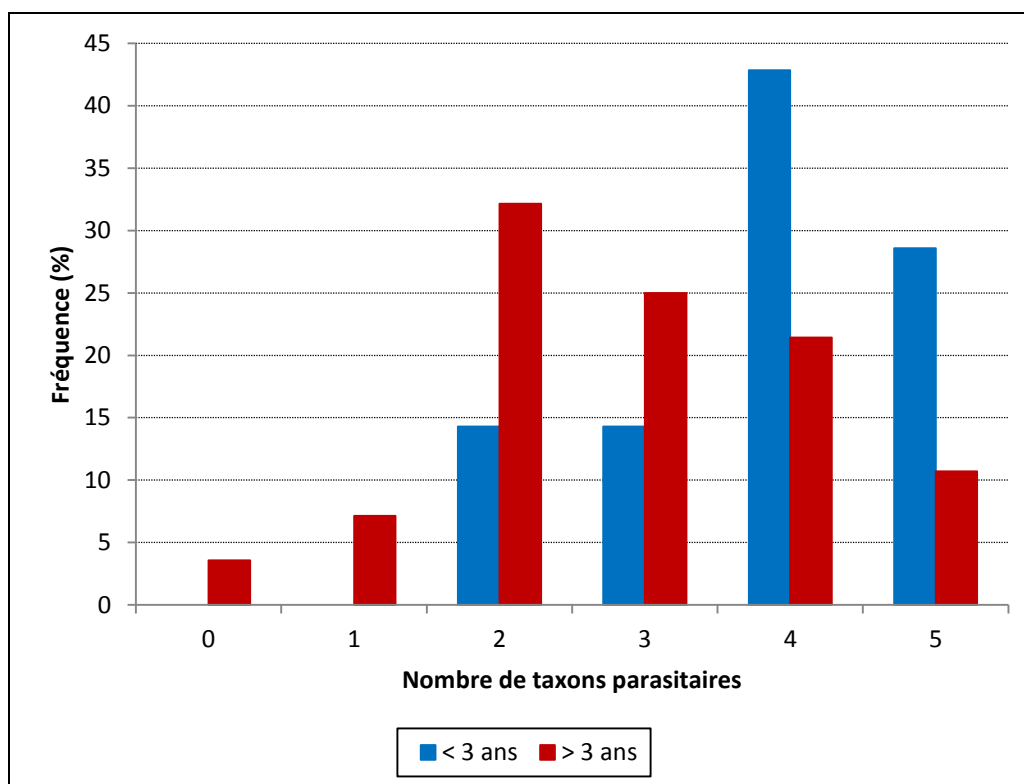


Figure 25 : Fréquence du polyparasitisme digestif chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 42)¹

¹ La cailliette de l'un des 43 bovins dont les fèces ont été recueillies, a été vidée par mégarde.

Tableau XXVIII : Prévalence des parasites des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire
(n = 62)

Localisation	n	Parasites	Prévalence (%)
Rumen	62	Paramphistomidés	80,6
Caillette¹	60	<i>Haemonchus</i> sp	95,0
		<i>T. axei</i>	30,0
Intestin grêle	62	<i>C. pectinata</i>	8,1
		<i>C. punctata</i>	50,0
		<i>Moniezia</i> sp	15,0
Gros intestin	62	<i>O. radiatum</i>	35,5
		<i>Trichuris</i> sp	1,6
Veines mésentériques	62	<i>Schistosoma</i> sp	1,6
Cavité péritonéale	62	<i>S. labiatopapillosa</i>	30,6
Sang²	54	<i>Trypanosoma</i> sp	11,2
	54	<i>Babesia</i> sp	3,6
	54	<i>S. labiatopapillosa</i>	24,1
Fèces³	43	Strongles digestifs	69,8
		<i>Moniezia</i> sp	12,0
		<i>Eimeria</i> sp	9,3

¹ Deux caillettes ont été vidées par mégarde.

² Les prélèvements de sang n'ont pu être réalisés que sur 54 bovins.

³ Les fèces n'ont pu être recueillies que chez 43 bovins.

3.1.2.4. Charges parasitaires

Les charges parasitaires ont été déterminées pour les espèces à localisation digestive appartenant au phylum des nématodes et pour les coccidies.

Les charges parasitaires ont varié de 0 et 5 203 nématodes, avec une moyenne de 1 074,2 (IC : 765,6 - 1 382,7). La majorité des animaux (63 %) héberge moins de 1 000 nématodes, et un seul en a eu plus de 5 000 (Figure 26). La répartition par compartiment montre que le parasitisme est surtout localisé à la caillette (Figure 27). En effet, dans la caillette, la charge parasitaire a varié entre 0 et 5 151 nématodes, avec 5 % des animaux ayant une charge nulle et 1 animal hébergeant plus de 5 000 parasites. Dans l'intestin grêle, cette charge parasitaire oscille entre 0 et 2 183 nématodes, avec la moitié des animaux ayant une charge nulle et 1 seul animal ayant plus de 2 000 vers. Dans le gros intestin, la charge parasitaire n'a pas dépassé 1 200 nématodes, avec 64,5 % ayant une charge nulle. Cette prédominance du parasitisme abomasal est liée à la prédominance de l'espèce *Haemonchus* sp.

En effet, *Haemonchus* sp qui a la plus forte prévalence (95,0 %), a également la charge moyenne la plus élevée : 899,7 (IC : 640,2 - 1 159,2) vers (Tableau XXIX). Cette espèce est suivie par *C. punctata* (273,6 ; IC 88,2 - 459,0), puis par *T. axei* (114,8 ; IC : 35,8 - 193,9) et *O. radiatum* (113,7 ; IC : 4,0 - 223,4). *Trichuris* sp n'a été retrouvé que chez 1 seul animal, avec une charge de 25 vers, soit un seul représentant dans l'aliquote de 200 ml de la suspension provenant du contenu du gros intestin. Dans les fèces, les excréments d'œufs de strongles n'ont pas été supérieures à 750 par gramme (moyenne : 305,0 ; IC : 237,2 - 372,8) ni celles des ookystes à 600 par gramme (moyenne : 350,0 ; IC : 74,4 - 625,6). Toutes ces valeurs parasitaires sont en-deçà du seuil pathogène.

Les animaux en état d'embonpoint ont une charge parasitaire moyenne plus faible (1 020,1 ; IC : 653,7 - 1 386,5 nématodes) que les animaux maigres (1 397,9 ; IC : 658,2 - 2 137,6 nématodes) ; mais, la différence n'est pas significative. Les bovins ayant les muqueuses roses ont une charge parasitaire moyenne plus faible (1 026,1 ; IC : 638,8 - 1 413,4 nématodes) que les bovins ayant les muqueuses pâles (1 335,3 ; IC : 704,2 - 1 966,3 nématodes) ; mais, la différence n'est pas significative. La corrélation entre la charge parasitaire et l'hématocrite n'est pas significative non plus.

La charge du parasitisme n'est pas apparue influencée par le sexe ni par l'état de gestation des animaux. Par contre, elle apparaît influencée par l'âge des bovins, avec des charges parasitaires plus élevées chez les jeunes que chez les adultes (Figure 28).

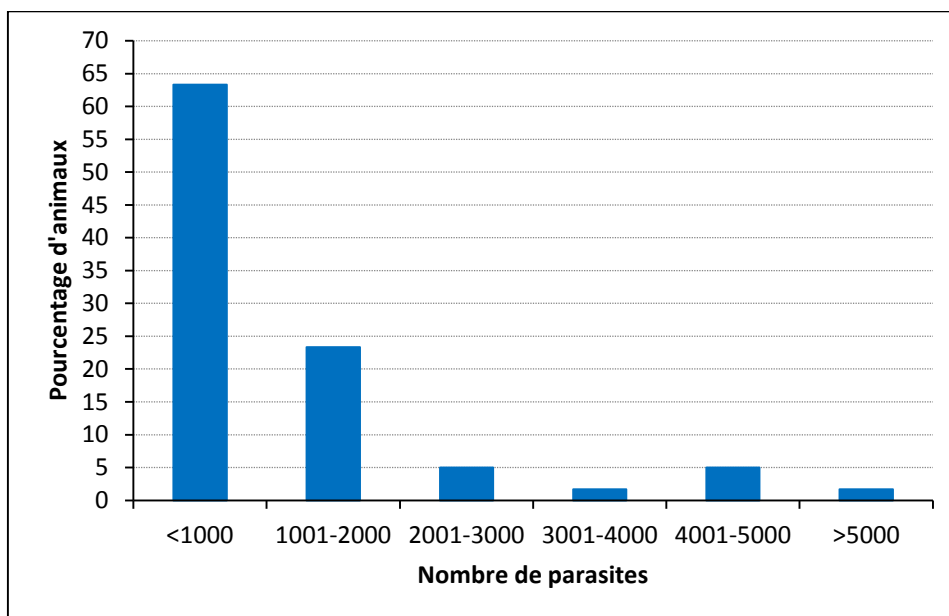


Figure 26 : Distribution de fréquence de la charge des nématodes gastro-intestinaux chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 60)¹

¹ Deux caillottes ont été vidées par mégarde.

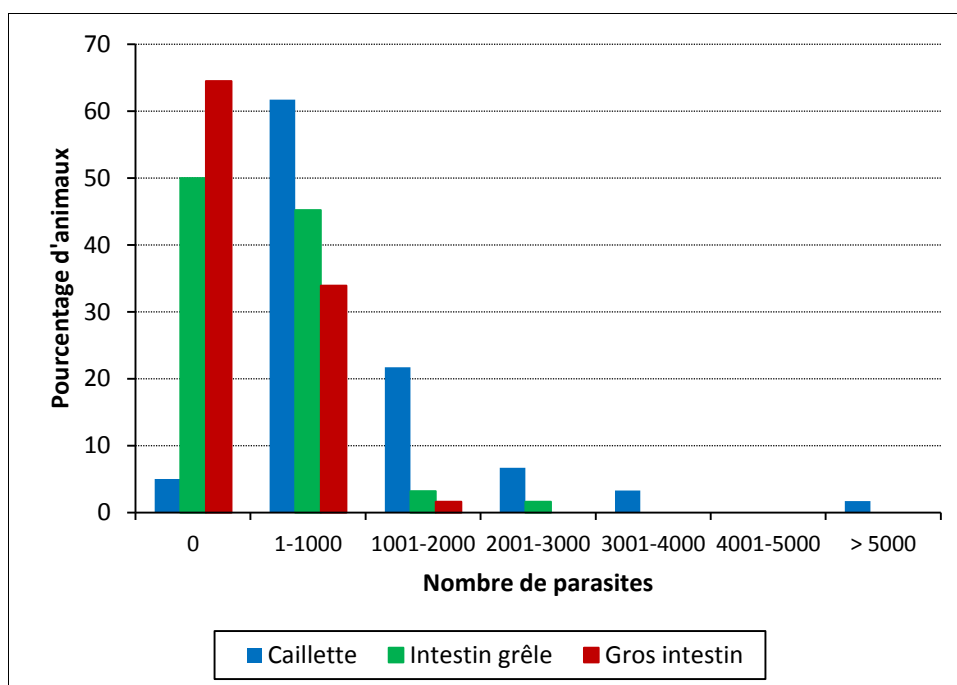


Figure 27 : Distribution de fréquence des charges parasitaires par compartiment digestif chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 60)

Tableau XXIX : Charge moyenne des parasites des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 62)

Localisation	n	Parasites	Moyenne des positifs n (IC 95 %)
Caillette ¹	60	<i>Haemonchus</i> sp	899,7 (640,2 - 1159,2)
		<i>T. axei</i>	114,8 (35,8 - 193,9)
Intestin grêle	62	<i>C. pectinata</i>	72,8 (0,0 - 151,1)
		<i>C. punctata</i>	273,6 (88,2 – 459,0)
Gros intestin	62	<i>O. radiatum</i>	113,7 (4,0 - 223,4)
		<i>Trichuris</i> sp	25 (NA)
Fèces	43	Strongles digestifs	305,0 (237,2 - 372,8)
		Ookystes de coccidies	350,0 (74,4 - 625,6)

¹ Deux caillettes ont été vidées par mégarde.

NA : Non Applicable

Seuil : *Cooperia* sp : 40 000 - 50 000 ; *Haemonchus* sp : 8 000 - 10 000 ;

Oesophagostomum sp : 800 - 1000 ; *Trichostrongylus* sp: 25 000 ; *Trichuris* sp : 500.

œufs de strongles digestifs : 700 ; ookystes de coccidies : 3 000.

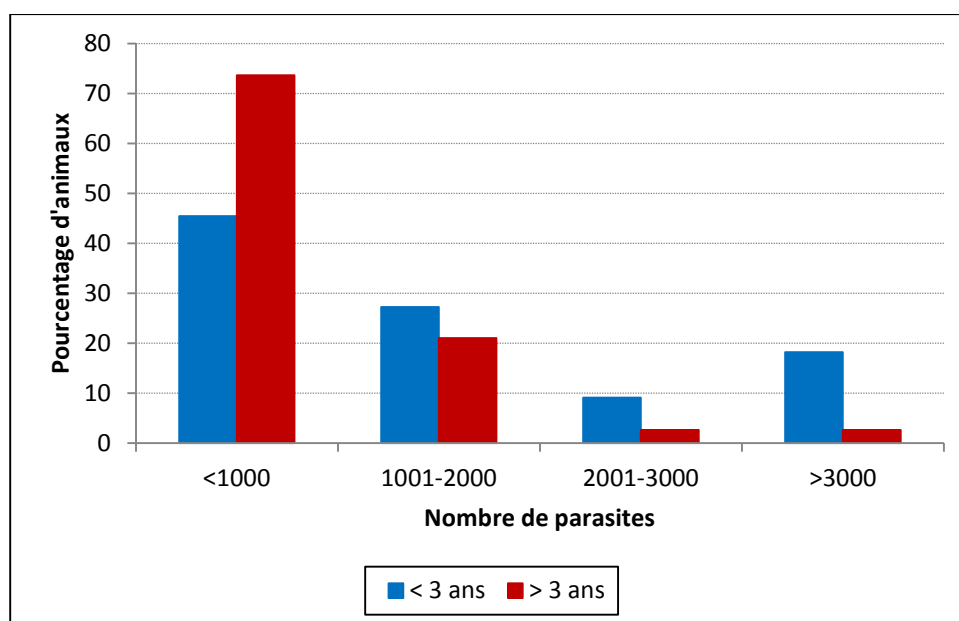


Figure 28 : Distribution de fréquence des charges parasitaires digestives par classe d'âge chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 60)

Ainsi, alors que 73,7 % des bovins adultes ont une charge inférieure à 1 000 nématodes et 2,6 % supérieure à 3 000, ce sont respectivement 45,5 % et 18,2 % des bovins âgés de moins de 3 ans qui ont de telles charges parasitaires. Cette différence est significative ($p = 0,028$). De même, la moyenne des charges parasitaires déterminée chez les bovins âgés de moins de 3 ans est de 1 497,2 (IC : 876,9 - 2 117,6) nématodes et, chez les bovins plus âgés, de 846,3 (IC : 508,5 - 1 184,1). Cette différence est significative ($p = 0,043$).

3.1.2.5. Variations saisonnières du parasitisme

Des variations des prévalences et des charges parasitaires ont pu être observées pendant la durée de l'étude, soit de février à décembre (11 mois). Si le parasitisme digestif a persisté de façon globale, 2 grands groupes peuvent cependant être distingués parmi les taxons (Tableau XXX). Le premier groupe comprend 5 taxons présents pendant la plus grande partie de l'année : *Haemonchus* sp et *O. radiatum* ont été présents les 11 mois de l'étude ; les Paramphistomes, *T. axei* et *C. punctata* l'ont été pendant 10 mois. Le deuxième groupe comprend les taxons présents de façon sporadique : *Moniezia* sp (6 mois), *C. pectinata* et *Eimeria* sp (2 mois), *Trichuris* sp (1 mois).

- *Helminthes digestifs présents pendant presque toute la durée de l'étude*

Le parasitisme dû aux nématodes dans leur globalité a connu des variations (Figure 29a). Les prévalences connaissent une baisse de février (fin de grande saison sèche) à mars (début de grande saison des pluies) et en août (petite saison sèche) ; elles restent constantes le reste de l'année (100 %). Les charges présentent deux pics, l'un en juillet (fin de grande saison des pluies) et le second en octobre (pic de petite saison des pluies). Elles sont basses de février à mars (fin de grande saison sèche – début de grande saison des pluies), en août (petite saison sèche), et de novembre à décembre (grande saison sèche). Les analyses de variance réalisées sur les données transformées ont montré que les différences observées ne sont pas significatives.

L'espèce *Haemonchus* sp apparaît comme étant celle qui a le plus influencé les variations saisonnières du parasitisme helminthique pris dans sa globalité. En effet, elle présente un profil semblable à celui du parasitisme global, à la différence que son premier pic de charge survient au mois de juin (pic de grande saison des pluies) (Figure 29b). Cette similitude de profil montre à nouveau son rôle prédominant dans le parasitisme digestif des bovins. Les différences observées ne sont pas significatives.

Tableau XXX : Tableau récapitulatif de la présence des espèces parasitaires digestives en fonction du mois chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 62)

	Mois	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Parasites												
<i>Haemonchus</i> sp		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>O. radiatum</i>		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Paramphistomes		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
<i>T. axei</i>		+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
<i>C. punctata</i>		-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Moniezia</i> sp		-	+	+	+	-	+	-	+	+	-	-
<i>C. pectinata</i>		-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-
<i>Eimeria</i> sp		+	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>Trichuris</i> sp		-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-
Nombre de taxons		5	7	6	7	5	7	5	5	6	6	4

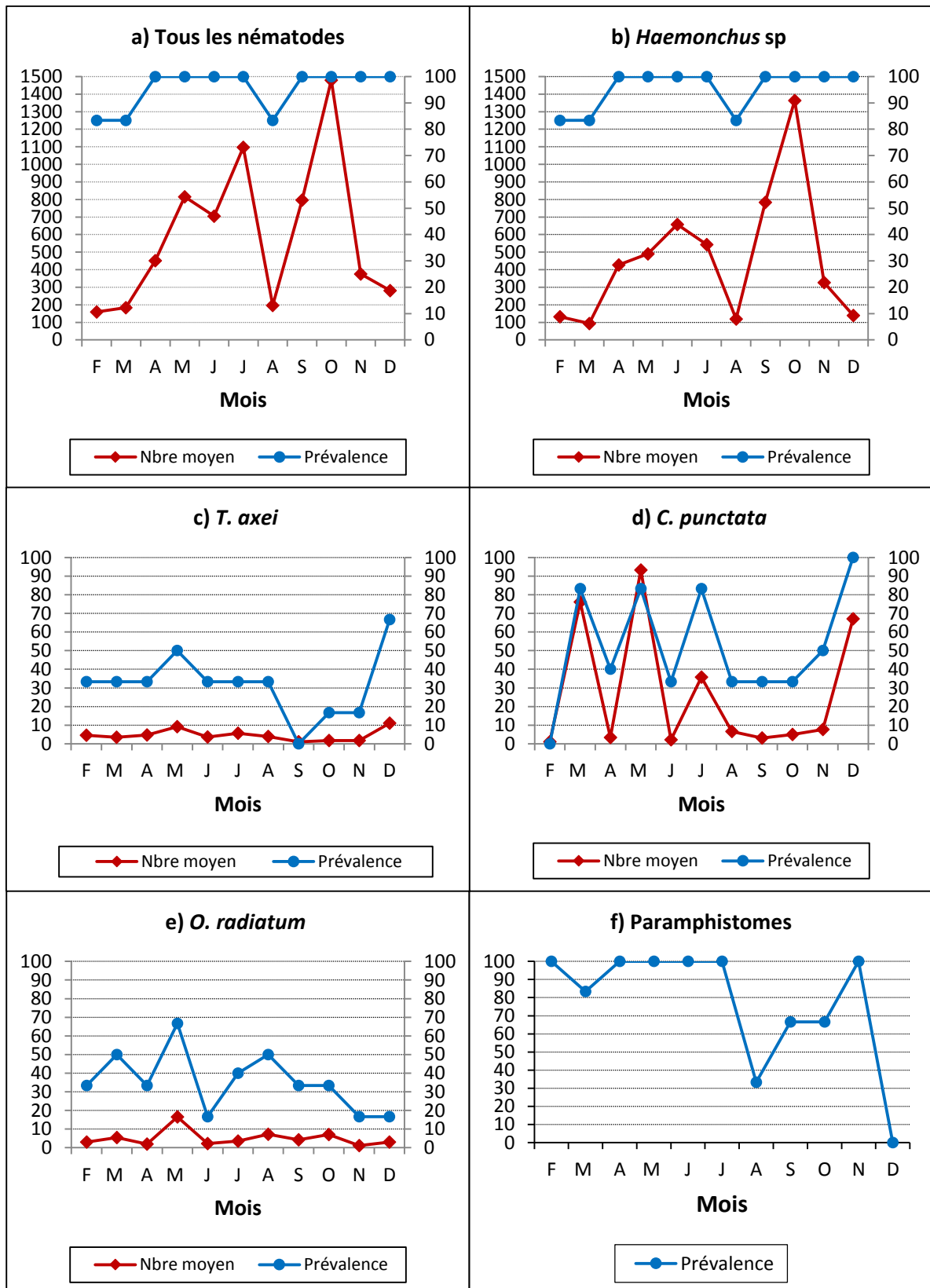


Figure 29 : Variations mensuelles de la prévalence et de la moyenne géométrique des charges parasitaires digestives des helminthes digestifs présents presque toute la durée de l'étude chez les bovins (n = 62)

Les Paramphistomes, dont seule la prévalence a été déterminée, ont également présenté ce premier profil. Leur prévalence subit une baisse en août (petite saison sèche), suivie d'un pic en novembre (début de grande saison sèche) ; en décembre (saison sèche), ces parasites sont absents (Figure 29f). Ces différences sont significatives ($p = 0,001$).

Le deuxième profil est observé pour l'espèce *T. axei* (Figure 29c). Il est à 2 modes centrés sur les mois de mai (milieu de grande saison des pluies) et de décembre (saison sèche). Les différences observées ne sont pas significatives. Le troisième profil est un profil en zigzag présenté par 2 espèces : *C. punctata* (Figure 29d) et *O. radiatum* (Figure 29e). Ce profil montre plusieurs variations en cours d'année, avec des pics bien marqués surtout pour *C. punctata*. Ces différences ne sont significatives que pour *C. punctata* ($p = 0,022$).

- *Helminthes digestifs présents de façon sporadique*

L'espèce *Moniezia* sp n'a été présente que 6 mois : de mars à mai (grande saison des pluies), en juillet (fin de grande saison des pluies) et de septembre à octobre (petite saison des pluies) (Figure 30a). L'espèce *C. pectinata* n'a été présente qu'en mars (début de grande saison des pluies) et en juillet (fin de grande saison des pluies) ; ces différences sont significatives ($p = 0,009$) (Figure 30b). Les Trichures n'ont été retrouvés que chez 1 seul animal, en mai (milieu de grande saison des pluies).

- *Œufs d'helminthes et ookystes de coccidies*

Les variations des excréments d'œufs de strongles présentent 2 pics, l'un en février (fin de grande saison sèche) et l'autre en septembre (début de petite saison des pluies) (Figure 31). Un pic plus petit est survenu en juin (pic de grande saison des pluies). Ces différences sont significatives ($p = 0,002$). Les pics d'excréments d'œufs de strongles précèdent les pics des charges digestives des strongles. En effet, le pic d'excrément d'œufs en fin de grande saison sèche (février) précède l'accroissement progressif de la charge digestive des strongles, qui démarre vers le début de la grande saison des pluies (mars-avril). Le pic d'excrément d'œufs observé au pic de la grande saison des pluies (juin) précède celui observé pour les charges digestives en fin de grande saison des pluies (juillet). Enfin, le pic d'excrément d'œufs en début de petite saison des pluies (septembre) précède celui des charges au pic de petite saison des pluies (octobre). Cependant, la corrélation entre la charge digestive des vers et les excréments d'œufs de strongles dans les fèces n'est pas significative.

Les œufs de ténias n'ont été présents que de mai (milieu de grande saison des pluies) à juin (pic de grande saison des pluies) et en octobre (pic de petite saison des pluies). Les ookystes de coccidies n'ont été retrouvés qu'en février (fin de grande saison sèche) et en novembre (début de grande saison sèche).

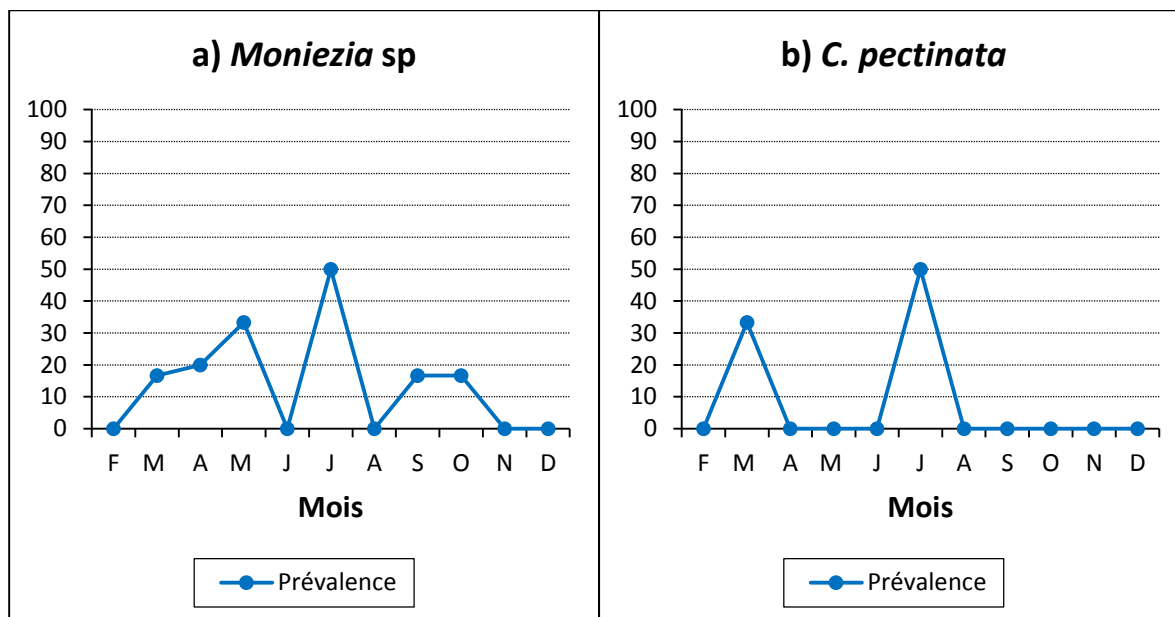


Figure 30 : Variations mensuelles de la prévalence des helminthes digestifs présents de façon sporadique chez les bovins (n = 62)

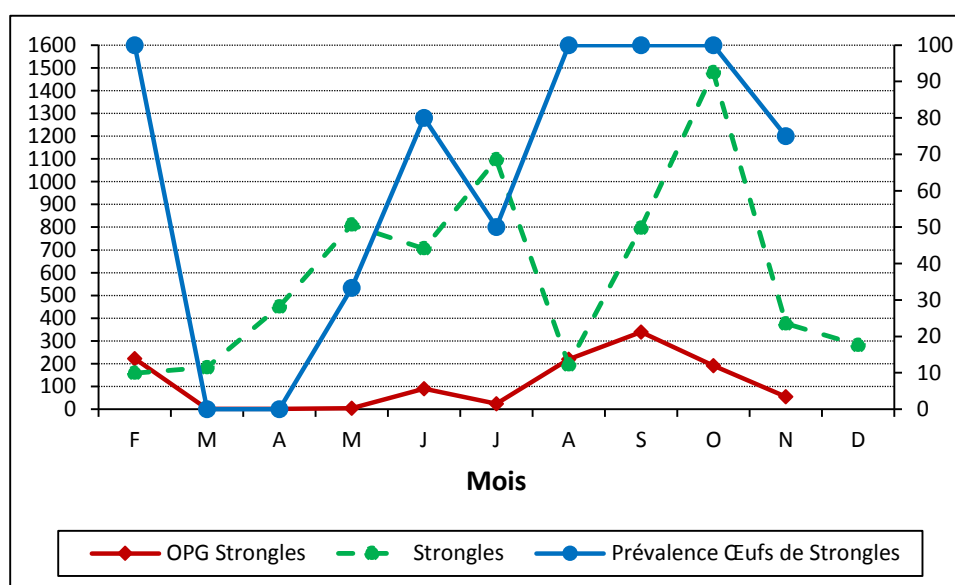


Figure 31 : Variations mensuelles de la prévalence et de la moyenne géométrique de la charge des œufs de strongles dans les fèces comparées à celles de la moyenne géométrique de la charge digestive des nématodes, chez les bovins de la zone Centre de la Côte d'Ivoire (n = 43)¹

¹ Les fèces n'ont pu être recueillies que chez 43 bovins.

3.1.3. Parasitisme sanguin des bovins

3.1.3.1. Description des animaux

Un total de 2160 prélèvements de sang a été réalisé dans 25 troupeaux de 17 villages situés autour de la ville de Toumodi. Ces prélèvements ont été réalisés dans des tubes capillaires et sous forme de frottis et gouttes épaisses. Ils ont été effectués en février (39,5 % des prélèvements), en avril (44,1 %) et en juin (16,4 %) (Tableau XXXI). La race bovine la plus fréquemment rencontrée étant la race N'Dama, 87,7 % des échantillons de sang proviennent de bovins de cette race, 1,9 % de bovins de race Zébu et 5,9 % de métis N'Dama x Zébu. Pour 4,5 % des prélèvements, la race des animaux n'a pas été précisée. Un troupeau, celui de la localité d'Assinzé, n'est constitué que de zébus. Pour 2138 des 2160 prélèvements, le sexe et l'âge des animaux ont été précisés ; ainsi, 83,2 % de ces prélèvements proviennent de femelles et 74,6 % de bovins âgés de plus de 2 ans (Tableau XXXII).

D'après les résultats du questionnaire (Annexe 7) qui leur a été soumis, la plupart des éleveurs effectuent des traitements contre les principaux parasites externes et internes (tiques, trypanosomes et helminthes). La lutte antitrypanosomienne est individuelle : elle ne concerne que les veaux et les animaux malades, et consiste en l'administration d'Acéturate de Diminazène et de Chlorure d'Isométymidium. Les espèces de glossines présentes dans la région sont principalement *Glossina palpalis*, *G. longipalpis* et *G. medicorum*. La pression glossinaire n'est pas uniformément répartie. Dans certains élevages, la prospection entomologique a révélé l'inutilité de l'utilisation de pièges à glossines compte tenu de la densité très faible, voire inexistante, de ces insectes. Par contre, dans d'autres élevages, la densité apparente par piège et par jour est comprise entre 0 et 2,2 ; la lutte anti-glossinaire y est réalisée par l'utilisation de pièges biconiques insecticides.

3.1.3.2. Spectre parasitaire

La faune parasitaire sanguine rencontrée comporte 4 genres et 7 espèces, soit 1 nématode et 6 protozoaires (Tableau XXXIII). Ces parasites sont les suivants : *Anaplasma bovis*, *Babesia bovis*, *Setaria labiatopapillosa*, *Trypanosoma brucei*, *T. congolense*, *T. vivax* et *T. theileri*. Les 3 espèces pathogènes du genre *Trypanosoma* sont présentes : *T. brucei*, *T. congolense* et *T. vivax*.

Tableau XXXI : Répartition des prélèvements par période (n = 2 160 prélèvements)

Année	Mois			Total n (%)
	Février	Avril	Juin	
	(fin saison sèche) n (%)	(début saison des pluies) n (%)	(fin saison des pluies) n (%)	
1998	767 (35,5)	771 (35,7)	191 (8,8)	1 729 (80,0)
1999	86 (4,0)	181 (8,4)	164 (7,6)	431 (20,0)
Total	853 (39,5)	952 (44,1)	355 (16,4)	2 160 (100,0)

**Tableau XXXII : Répartition des prélèvements par sexe et par âge des animaux
(n = 2 138 prélèvements)¹**

Caractéristiques des animaux		Nombre de prélèvements
Sexe	Age	
Femelle	< 1an	70
	1 – 2 ans	245
	> 2 ans	1 464
s/total 1		1 779 (83,2 %)
Mâle	< 1an	71
	1 – 2 ans	156
	> 2 ans	132
s/total 2		359 (16,8 %)
Tous	< 1an	141 (6,6 %)
	1 – 2 ans	401 (18,8 %)
	> 2 ans	1 596 (74,6 %)
Total		2 138

¹ Animaux dont le sexe et l'âge ont été précisés.

Tableau XXXIII : Inventaire des parasites sanguins des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 2 160 prélèvements)

Parasites		
Famille	Genre	Espèces
Anaplasmatacées	<i>Anaplasma</i>	<i>A. bovis</i>
Babésiidés	<i>Babesia</i>	<i>B. bovis</i>
Setariidés	<i>Setaria</i>	<i>S. labiatopapillosa</i>
Trypanosomatidés	<i>Trypanosoma</i>	<i>T. brucei</i>
		<i>T. congolense</i>
		<i>T. vivax</i>
		<i>T. theileri</i>

L'inventaire parasitaire par localité montre que l'espèce *A. bovis* est rarement rencontrée, contrairement aux autres espèces qui sont plutôt ubiquistes (Tableau XXXIV). En effet, *A. bovis* n'est présente que dans 2 villages sur 17 ; alors que *S. labiatopapillosa* est présente dans 16 villages, *Trypanosoma* sp dans 15 villages et *B. bovis* dans 14 villages. Didablé et Kadiokro sont les sites qui disposent du spectre parasitaire le plus riche (4 taxons), et Zahakro du spectre le plus pauvre (1 seul taxon : *Trypanosoma* sp). A Angonda, Assinzé, Comékro et N'Cloïdjo, ce sont 2 taxons qui ont été observés.

En saison sèche, le spectre parasitaire apparaît réduit, avec l'absence de *A. bovis*. Le spectre n'est pas influencé par l'âge ni par le sexe des animaux ($p > 0,05$).

3.1.3.3. Prévalences parasitaires

La présence de parasites sanguins n'a été observée que dans 16,2 % des prélèvements. L'espèce *S. labiatopapillosa* (9,5 %) est la plus fréquente (Tableau XXXV). Elle est suivie par *B. bovis* (4,6 %). Les autres espèces ont des prévalences inférieures à 2 % : *T. brucei* (1,6 %), *T. congolense* (1,4 %), *T. vivax* (0,3 %), *A. bovis* (0,1 %) et *T. theileri* (0,1 %).

Dans 14,8 % des prélèvements, il s'est agi d'un monoparasitisme. L'espèce parasitaire la plus fréquente, dans ces cas, demeure *S. labiatopapillosa* (8,8 %) ; elle est suivie par *B. bovis* (3,8 %). Les autres espèces sont rencontrées avec des prévalences inférieures à 1,0 % : *T. brucei* (1,0 %), *T. congolense* (0,8 %), *T. vivax* (0,2 %), *A. bovis* (0,1 %) et *T. theileri* (0,1 %). Dans les infections mixtes, les seules associations observées sont les suivantes : des microfilaires et des *Babesia* (dans 0,5 % des prélèvements), des microfilaires et des trypanosomes (*T. brucei* et *T. congolense* dans 2 et 3 prélèvements respectivement), des *Babesia* et des trypanosomes (*T. brucei* et *T. congolense* dans 4 et 3 prélèvements respectivement). Les trypanosomes pathogènes ont été observés dans 3,0 % des prélèvements. Dans 0,3 % des prélèvements, il s'est agi d'infections mixtes ; elles associent généralement les 2 espèces les plus fréquentes : *T. brucei* et *T. congolense*. Un seul cas d'infection mixte à *T. congolense* et *T. vivax* a été rencontré. Un seul animal a été porteur des 3 espèces de trypanosomes.

La race, l'âge et le sexe des animaux n'ont pas eu d'influence sur les prévalences parasitaires ($p > 0,05$).

Tableau XXXIV : Inventaire par localité des parasites sanguins des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 2160 prélèvements)

Parasites	Localité																	Total (n = 2160)
	Abli (n = 122)	Abli Alloukro (n = 98)	Angonda (n = 75)	Assinzé (n = 30)	Assounvoué (n = 136)	Bendressou (n = 322)	Blè (n = 255)	Comékro (n = 49)	Diangomenou (n = 116)	Didablé (n = 217)	Dougba (n = 109)	Kadiokro (n = 111)	Konankokorekro (n = 204)	Lomo Nord (n = 84)	Moronou (n = 139)	N'Clôidjo (n = 65)	Zahakro (n = 28)	
<i>A. bovis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-	-	-	-	-	+
<i>B. bovis</i>	+	+	+	-	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
<i>S. labiatopapillosa</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
<i>Trypanosoma</i> sp	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+

Tableau XXXV : Prévalence des parasites sanguins des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 2 160 prélèvements)

Parasites	Nombre de prélèvements positifs	Prévalence (%)
<i>Anaplasma bovis</i>	3	0,1
<i>Babesia bovis</i>	100	4,6
<i>Setaria labiatopapillosa</i>	205	9,5
<i>Trypanosoma brucei</i>	35	1,6
<i>Trypanosoma congolense</i>	31	1,4
<i>Trypanosoma vivax</i>	7	0,3
<i>Trypanosoma theileri</i>	2	0,1

La localité d'origine des prélèvements a eu une influence significative sur les prévalences des microfilaires et des babésies ($p < 0,001$), des trypanosomes ($p = 0,039$) et des anaplasmes ($p = 0,050$). L'espèce *S. labiatopapillosa* n'a pas été retrouvée à Zahakro, mais sa prévalence est de 20,4 % à Comékro, comprise entre 10 et 20 % sur 5 sites, entre 5 et 10 % sur 6 sites, et < 5 % sur 4 sites (Tableau XXXVI). L'espèce *B. bovis* est absente sur 3 sites (Assinzé, Comékro et Zahakro) ; sa prévalence est de 20,4 % à Abli-Alloukro et de 13,5 % à Kadiokro, comprise entre 5 et 10 % sur 3 sites, et < 5 % sur 9 sites. Les trypanosomes sont absents sur 2 sites (Angonda et N'Cloïdjo) ; leur prévalence est comprise entre 5 et 10 % sur 4 sites, et < 5 % sur 11 sites. L'espèce *A. bovis* n'est présente qu'à Didablé (prévalence de 0,5 %) et Kadiokro (1,8 %).

La saison a influencé les prévalences parasitaires ($p < 0,001$), à l'exception de celle des microfilaires. La prévalence de l'espèce *B. bovis* est plus élevée en fin de saison sèche et en début de saison des pluies, et celle des trypanosomes est plus importante en fin de saison des pluies (Tableau XXXVII). L'espèce *A. bovis* n'est présente qu'en fin de saison des pluies.

3.1.3.4. Valeurs de l'hématocrite

L'hématocrite des bovins a eu une valeur moyenne de 34,7 % (IC : 34,5 - 35,0). Ni la race, ni le sexe ni l'âge des animaux n'ont eu d'effet significatif sur les valeurs de l'hématocrite. La présence de parasites sanguins n'a pas eu non plus d'effet sur ces valeurs. Par contre, l'hématocrite a été influencé par les saisons (Tableau XXXIII). En effet, les valeurs de l'hématocrite baissent en début de saison des pluies et remontent en fin de saison des pluies ; ces différences sont significatives ($p < 0,001$).

Tableau XXXVI : Prévalence des parasites sanguins des bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire en fonction des localités (n = 2 160 prélèvements)

Parasites (Prévalence en %)	Localité																	Total
	Abli	Abli Alloukro	Angonda	Assinzé	Assounvoué	Bendressou	Blè	Comékro	Diangomenou	Didablé	Dougba	Kadiokro	Konankokorekro	Lomo Nord	Moronou	N'Clôidjo	Zahakro	
<i>A. bovis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5	-	1,8	-	-	-	-	-	0,1
<i>B. bovis</i>	4,9	20,4	2,7	-	2,2	4,7	5,5	-	1,7	5,1	0,9	13,5	1,0	7,1	0,7	3,1	-	4,6
<i>S. labiatopapillosa</i>	16,4	6,1	4,0	6,7	10,3	12,4	9,8	20,4	7,8	12,4	3,7	15,3	5,9	9,5	3,6	4,6	-	9,5
<i>Trypanosoma</i> sp	1,6	4,1	-	3,3	2,2	0,3	5,5	6,1	6,0	2,8	1,8	3,6	3,4	3,6	3,6	-	7,1	3,0

Tableau XXXVII : Prévalence des parasites sanguins en fonction de la saison, chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 2 160 prélèvements)

Parasites	Prévalence (%)		
	Fin saison sèche	Début saison des pluies	Fin saison des pluies
	(février)	(avril)	(juin)
	(n = 853)	(n = 952)	(n = 355)
<i>A. bovis</i>	-	-	0,8
<i>B. bovis</i>	4,6	6,3	0,3
<i>S. labiatopapillosa</i>	11,0	8,9	7,3
<i>Trypanosoma sp</i>	2,7	1,8	6,8

Tableau XXXVIII : Influence de la saison sur l'hématocrite chez les bovins de la zone centre de la Côte d'Ivoire (n = 1 812 prélèvements)¹

	Fin saison sèche	Début saison des pluies	Fin saison des pluies
	(février)	(avril)	(juin)
	(n = 851)	(n = 766)	(n = 195)
Hématocrite moyen			
(%)	34,5 (34,2 - 34,9)	34,0 (33,6 - 34,4)	38,4 (37,3 - 39,5)
n (IC 95 %)			

¹ Seuls 1812 prélèvements de sang ont été réalisés dans des tubes capillaires.

3.1.4. Essai de contrôle thérapeutique des parasites gastro-intestinaux des ovins

3.1.4.1. Description des animaux et situation parasitaire

Au démarrage de l'étude, l'âge, le poids et la valeur de l'hématocrite ont été relevés pour chacune des 81 femelles sélectionnées dans les 2 élevages d'ovins de race Djallonké. Des prélèvements de sang et de fèces ont été réalisés.

Ainsi, la répartition par classe d'âge montre que 22,2 % de ces 81 ovins ont moins de 1 an, 25,9 % ont de 1 à 2 ans et 51,9 % ont plus de 2 ans. Le poids des animaux varie de 10,0 à 30,0 kg, avec une moyenne de 13,7 kg (IC : 12,3 - 15,0 kg) pour les animaux âgés de moins de 1 an ; 20,2 kg (IC : 18,0 - 22,3 kg) pour ceux qui sont âgés de 1 à 2 ans et 22,3 kg (IC : 21,1 - 23,4 kg) pour ceux qui ont plus de 2 ans. Vingt-quatre femelles (29,6 % de l'effectif) toutes âgées de plus de 1 an sont en état de gestation. La valeur de l'hématocrite varie de 17 à 38 %, avec une moyenne de 29,1 % (IC : 28,1 - 30,0 %).

Le spectre parasitaire comporte 4 taxons. Il s'agit d'un parasite sanguin (*Trypanosoma brucei*) et de 3 parasites digestifs : des strongles, des ténias (*Moniezia* sp) et des coccidies (*Eimeria* sp). Les strongles digestifs prédominent (prévalence : 75,3 %) ; ils sont suivis par les coccidies (45,2 %), puis par les ténias (4,1 %), et enfin par les trypanosomes (1,2 %). Les charges parasitaires sont comprises entre 0 et 12 500 œufs de strongles par gramme de fèces avec une moyenne de 796,6 (IC : 383,8 - 1 209,4) œufs ; et entre 0 et 10 000 ookystes de coccidies par gramme de fèces avec une moyenne de 406,9 (IC : 120,1 - 693,6) ookystes. Au cours de l'essai, d'autres parasites ont parfois été observés : *Strongyloides papillosus* dans les fèces et *Anaplasma* sp dans le sang.

3.1.4.2. Effet des traitements sur les excréments d'œufs de strongles

D'août 2003 à août 2004, un total de 942 prélèvements de fèces a été réalisé sur les 81 ovins sélectionnés. Trois cent quinze (315) prélèvements proviennent du lot A, 325 du lot B et 302 du lot C. Les animaux du lot A ont été traités en février, en mai, en juillet et en novembre. Les ovins du lot B ont été traités en juillet et en décembre. Dans le lot C, seuls les animaux présentant un début d'anémie (c'est-à-dire à partir de la note 3 du Guide d'anémie FAMACHA®) ont été traités. Ainsi, dans ce lot C, des traitements ont été administrés principalement en octobre, au début du mois de mars et en juillet ; les traitements ont été administrés à au plus 6 ovins (soit 28,6 % de l'effectif du lot) (Figure 32).

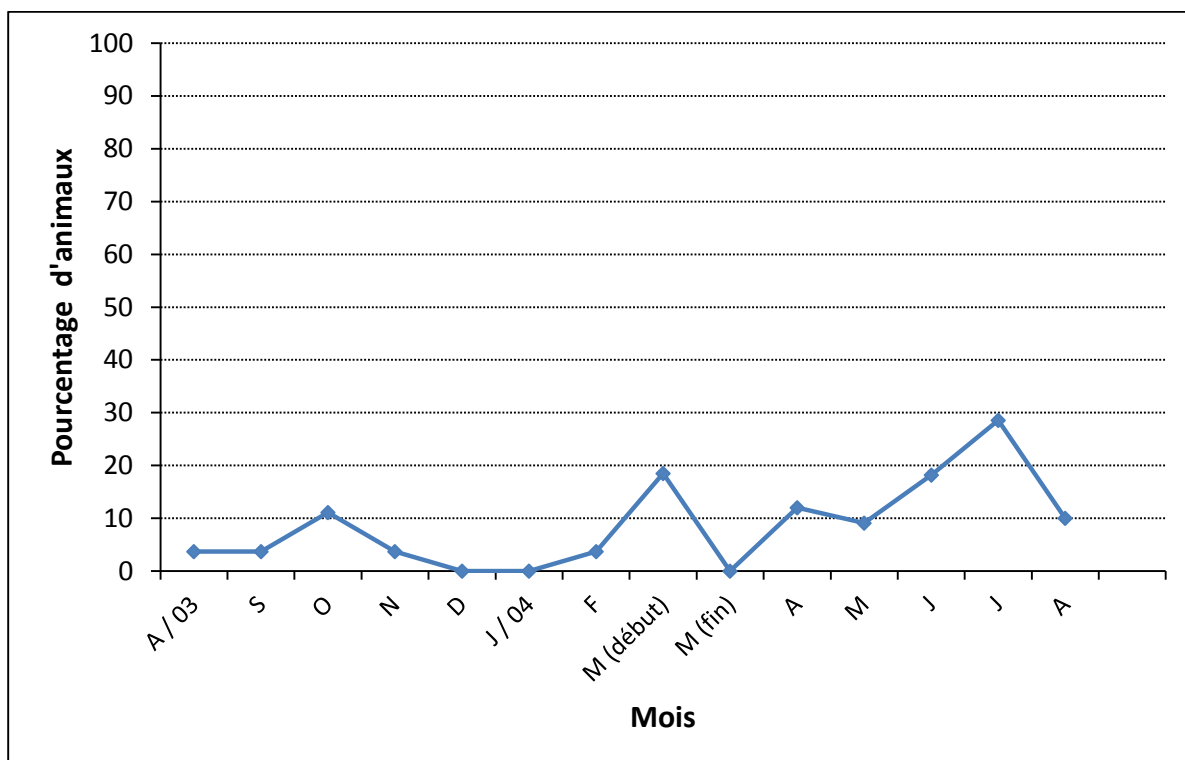


Figure 32 : Pourcentage d'animaux traités par mois dans le lot C, d'août 2003 à août 2004 (n = 27)

- *Prévalence des excrétions d'œufs de strongles*

Dans le lot A, 64,8 % des animaux ont excrété des œufs de strongles dans leurs fèces contre 72,0 % dans le lot B et 83,1 % dans le lot C. Ces différences de prévalence sont significatives ($p \leq 0,001$). Les prévalences des excrétions d'œufs de strongles ne sont pas restées constantes au cours de l'année, avec une seule incurvation en juillet, comme cela avait été observé chez les ovins dans la zone sud (cf. 3.1.1.5.). Elles ont connu des variations différentes en fonction des lots (Figure 33) ; mais, ces variations de prévalence ne sont pas significatives.

Dans le lot A, des chutes surviennent en décembre (fin de la petite saison des pluies), à la fin du mois de mars (début de la grande saison des pluies), en juin (fin de la grande saison des pluies) et en août (saison sèche) ; des pics sont observés en novembre (milieu de la petite saison des pluies) et au début du mois de mars (début de la grande saison des pluies). Les baisses de prévalence observées en décembre, en juin et en août dans le lot A ont été précédées de traitements effectués en novembre, en mai et en juillet ; mais, des hausses des prévalences ont suivi le traitement effectué en février.

Dans le lot B, les chutes surviennent en décembre (fin de la petite saison des pluies), en avril (grande saison des pluies) et en août (saison sèche) ; les pics sont observés en octobre (début de la petite saison des pluies), au début du mois de mars (début de la grande saison des pluies) et en juillet (début de saison sèche). La chute de prévalence observée au mois d'août dans le lot B a été précédée d'un traitement administré en juillet ; mais le traitement administré en décembre a plutôt été suivi d'une hausse de prévalences.

Dans le lot C, les chutes surviennent en décembre (fin de la petite saison des pluies) et en juillet (début de saison sèche) ; et les pics sont observés en novembre (milieu de la petite saison des pluies), en février (fin de saison sèche) et en août (saison sèche).

- *Charge des œufs de strongles dans les fèces*

Dans le lot A, la moyenne des charges des œufs de strongles dans les fèces est de 561,2 (IC : 390,2 - 732,1) œufs par gramme de fèces ; dans le lot B, la moyenne est de 717,7 (IC : 553,5 - 881,8) œufs par gramme de fèces ; dans le lot C, elle est de 1 284,7 (IC : 1 025,1 - 1 544,2) œufs. Le lot C est significativement plus infesté que le lot A et le lot B ($p \leq 0,001$) ; le lot A et le lot B ne sont pas significativement différents. Cependant, dans les 3 lots, les charges demeurent faibles à modérées, en deçà du seuil pathogène qui est de 2 000 œufs de strongles par gramme de fèces.

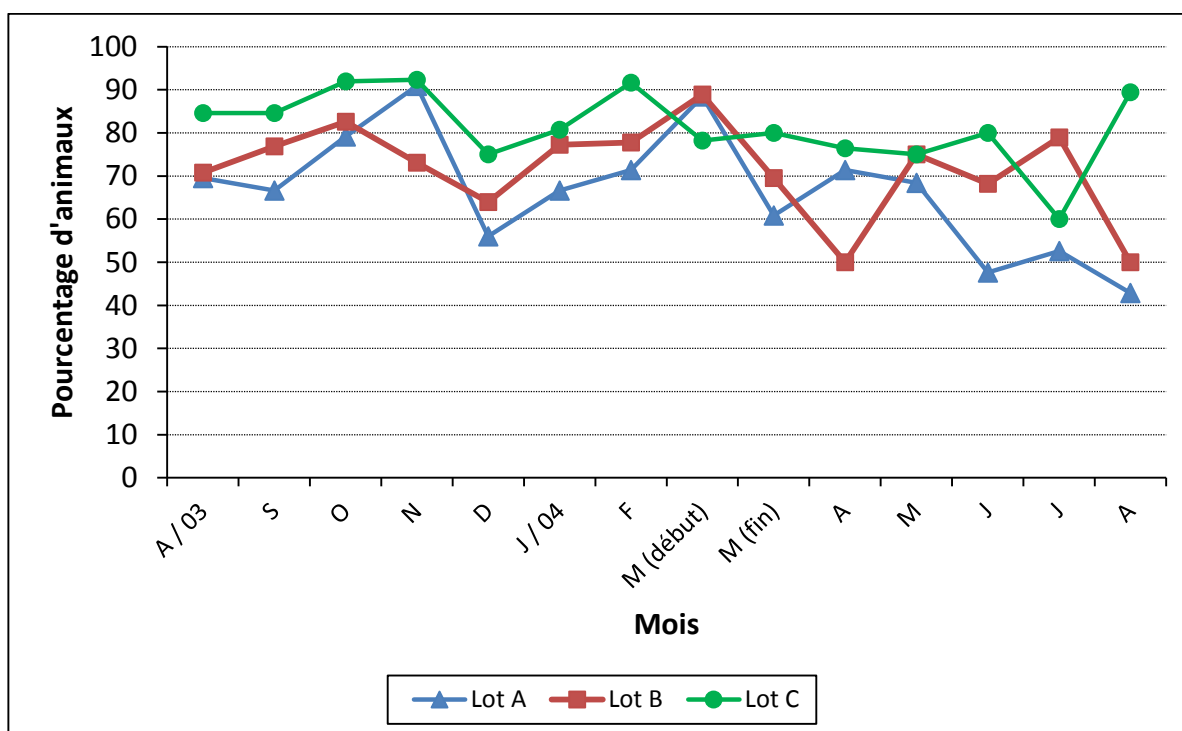


Figure 33 : Evolution de la prévalence des excréments d'œufs de strongles dans les fèces des ovins, par lot, d'août 2003 à août 2004 (n = 942)

Au cours de l'année, les excrétions d'œufs de strongles ont connu des variations (Figure 34). Dans le lot A, les charges des œufs de strongles dans les fèces sont basses d'août à octobre (de la saison sèche au début de la petite saison des pluies), en décembre (fin de la petite saison des pluies) et d'avril à mai (grande saison des pluies) ; les pics surviennent en novembre (milieu de la petite saison des pluies), en février (fin de saison sèche), à la fin du mois de mars (début de la grande saison des pluies) et en juin (fin de la grande saison des pluies). La baisse de la charge parasitaire observée en août 2003 est moins importante que celle observée en août 2004 ; la baisse d'août 2004 a probablement été influencée par le traitement administré aux animaux en juillet. Le traitement administré en novembre aux animaux du lot A précède la chute des excrétions d'œufs observée en décembre. Le traitement administré en février est suivi d'une baisse au début du mois de mars ; mais, le traitement administré en mai est suivi d'une hausse des excrétions d'œufs en juin.

Dans le lot B, les charges des œufs de strongles dans les fèces sont basses d'août à octobre (de la saison sèche au début de la petite saison des pluies), en décembre (fin de la petite saison des pluies), en avril (grande saison des pluies) et en juin (pic de la petite saison des pluies) ; les pics surviennent en novembre (milieu de la petite saison des pluies), au début du mois de mars (début de la grande saison des pluies) et en juillet (début de la saison sèche). La baisse des excrétions observée en août 2003 est moins importante que celle observée en août 2004 ; la baisse d'août 2004 a été précédée d'un traitement administré en juillet. Le traitement administré en décembre a plutôt été suivi d'une légère hausse de charges.

Dans le lot C, les charges des œufs de strongles dans les fèces sont basses en octobre (début de la petite saison des pluies) et en avril (grande saison des pluies) ; les pics surviennent au début du mois de mars (début de la grande saison des pluies) et surtout en juillet (début de la saison sèche).

Dans les 3 lots, les charges des œufs de strongles dans les fèces sont demeurées faibles à modérées tout au long de l'année, sauf en juillet. En effet, en juillet, les excrétions d'œufs ont dépassé le seuil pathogène de 2 000 œufs de strongles par gramme de fèces dans le lot B et le lot C, atteignant les valeurs respectives de 2 307,9 (IC : 473,0 - 4 142,8) œufs et 3 683,3 (IC : 1 229,3 - 6 137,3) œufs.

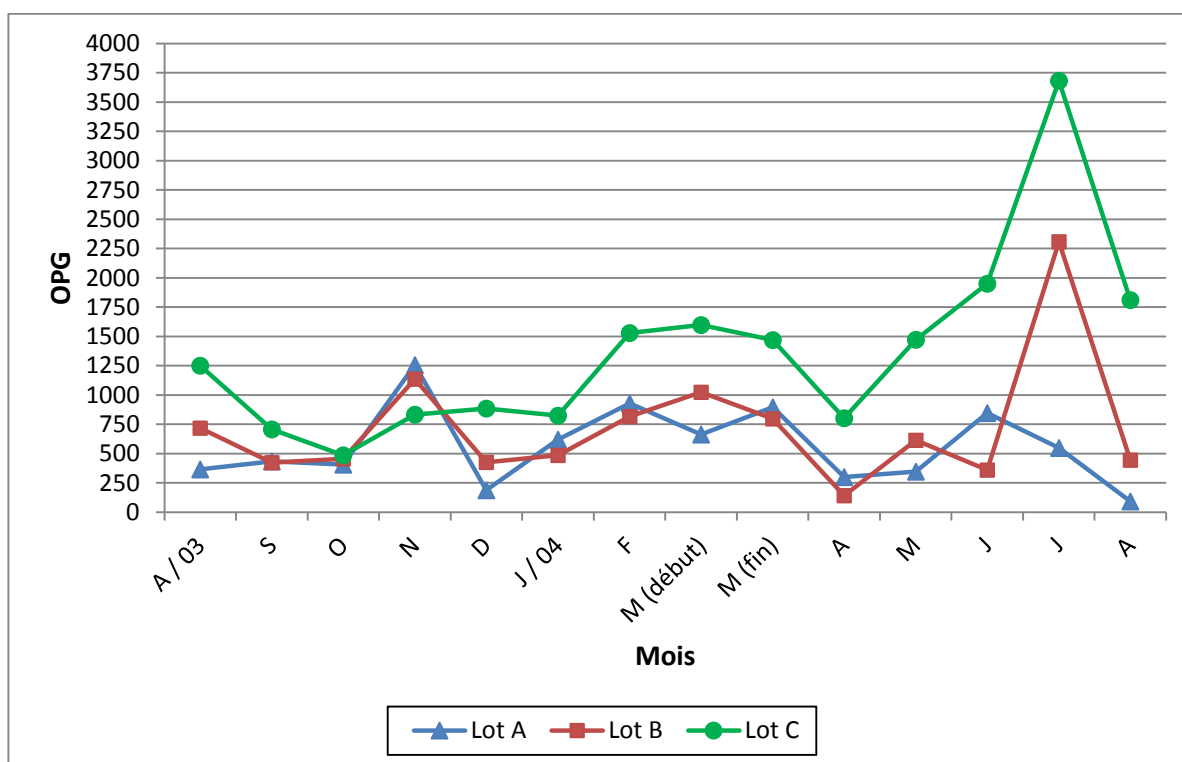


Figure 34 : Evolution de la charge moyenne des excréments d'œufs de strongles dans les fèces des ovins, par lot, d'août 2003 à août 2004 (n = 942)

Les variations mensuelles sont significatives ($p < 0,001$). Elles présentent des similitudes avec les variations saisonnières précédemment observées au cours de l'année chez les ovins dans la zone sud (cf. 3.1.1.5.). En effet, les pics d'excrétion d'œufs de strongles dans les fèces surviennent vers la fin de la grande saison sèche et le début de la grande saison des pluies (février-mars), vers la fin de la grande saison des pluies et le début de la petite saison sèche (juin à août) et pendant la petite saison des pluies (octobre-novembre).

Les variations des excrétions d'œufs dans les fèces ont été également influencées par les traitements administrés aux ovins. L'administration du traitement semble, en effet, atténuer la charge parasitaire chez les animaux au cours des semaines qui suivent. La corrélation entre les traitements administrés et les excrétions d'œufs dans les fèces est significative ($r = 0,119$; $p < 0,001$).

Les analyses de corrélation montrent aussi une influence de l'élevage ($r = 0,258$; $p < 0,001$) et de l'état physiologique des animaux ($r = 0,066$; $p = 0,021$) sur les charges des œufs dans les fèces. Ainsi, les charges parasitaires diffèrent d'un élevage à l'autre : dans l'un des élevages, la charge moyenne est de 426,0 (IC : 353,0 - 498,9) œufs par gramme de fèces et elle est de 1 375,1 (IC : 1 136,7 – 1 613,4) œufs dans l'autre élevage. Dans l'élevage le moins infesté, les charges parasitaires des lots ne sont pas significativement différentes ; les variations des charges au cours de l'année sont significatives pour chacun des 3 lots ($p \leq 0,001$), mais la corrélation entre les traitements administrés et les excrétions d'œufs dans les fèces n'est pas significative. Dans le second élevage, les charges parasitaires des lots sont significativement différentes ($p \leq 0,003$) ; les variations des charges au cours de l'année sont significatives pour le lot B et pour le lot C ($p \leq 0,001$), mais le lot A a présenté un profil en zigzag ; la corrélation entre les traitements administrés et les excrétions d'œufs dans les fèces est significative.

Au cours de l'étude, des femelles ont été en état de gestation. Ainsi, 19,8 % des prélèvements proviennent de femelles au stade de gestation et 19,0 % proviennent de femelles au stade de lactation. Les femelles au stade de lactation ont eu des charges parasitaires plus élevées (opg moyen : 1 398,1 ; IC : 1 009,1 - 1787,1) que celles des femelles gestantes (opg moyen : 850,0 ; IC : 615,4 - 1 084,6) et celles des femelles qui n'étaient ni gestantes ni allaitantes (opg moyen : 666,9 ; IC : 543,1 - 790,6). Cette différence est significative ($p = 0,002$).

Une corrélation positive existe entre les excrétions d'œufs de strongles dans les fèces et les excrétions d'ookystes de coccidies ($r = 0,143$; $p < 0,001$). Ainsi, lorsque les excrétions d'œufs de strongles s'accroissent, les excrétions d'ookystes de coccidies s'accroissent également.

3.1.4.3. Effet des traitements sur l'hématocrite

D'août 2003 à août 2004, des prélèvements de sang ont été effectués tous les 2 mois sur les animaux sélectionnés. Un total de 520 prélèvements de sang a ainsi été réalisé pour la recherche de parasites sanguins et la détermination de la valeur de l'hématocrite. La valeur de l'hématocrite a pu être déterminée pour 510 prélèvements, dont 171 proviennent du lot A, 174 du lot B et 165 du lot C.

Dans le lot A, la valeur moyenne de l'hématocrite est de 31,3 % (IC : 30,3 - 32,3) ; dans le lot B, la valeur moyenne est de 31,4 % (IC : 30,3 - 32,5) ; et elle est de 29,0 % (IC : 28,0 - 30,1) dans le lot C. La valeur moyenne de l'hématocrite dans le lot C est significativement moins élevée que dans le lot A et dans le lot B ($p = 0,002$) ; elle n'est pas significativement différente entre le lot A et le lot B.

L'évolution des valeurs moyennes de l'hématocrite a connu des variations significatives au cours de l'année ($p < 0,001$) (Figure 35). Dans le lot A, la valeur de l'hématocrite est minimale en janvier (début de saison sèche) et maximale au début du mois de mars (début de la grande saison des pluies). Dans le lot B, la valeur de l'hématocrite est minimale en janvier (début de saison sèche) et maximale en avril (grande saison des pluies). Dans le lot C, la valeur est maximale au début du mois de mars (début de la grande saison des pluies) et minimale en juin (fin de la grande saison des pluies).

Des analyses de corrélation entre l'hématocrite et les espèces parasitaires présentes montrent une influence négative de la charge parasitaire des strongles sur les valeurs de l'hématocrite ($r = -0,245$; $p < 0,001$). Ainsi, une forte excrétion d'œufs de strongles dans les fèces signifie une importante infestation parasitaire par les strongles, qui s'exprime par une anémie chez les ovins (cf. 3.1.1.6.). Cette influence de la charge parasitaire des strongles sur l'hématocrite est plus perceptible dans le lot B que dans le lot A et le lot C. En effet, dans le lot B, le pic de la valeur de l'hématocrite est atteint en avril, alors que les excrétions d'œufs de strongles dans les fèces sont à leur niveau minimal.

3.1.4.4. Relations entre la note Famacha, l'hématocrite et la charge parasitaire

Lors des visites dans les élevages, le degré d'anémie des ovins a été contrôlé à l'aide du Guide d'anémie FAMACHA[®]. Une note a été attribuée à chaque animal. Les notes attribuées vont de 1 à 3 ; les notes 4 et 5 n'ont pas été attribuées.

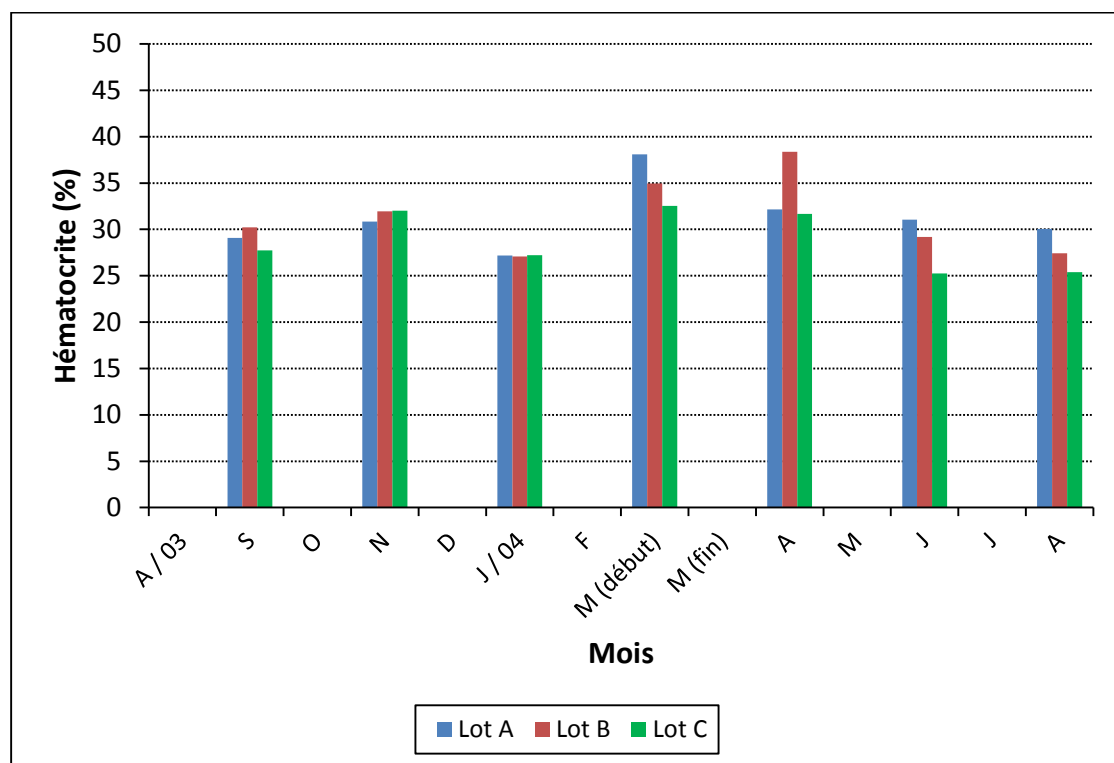


Figure 35 : Evolution des valeurs de l'hématocrite des ovins, par lot, d'août 2003 à août 2004 (n= 510)

La comparaison des notes Famacha aux valeurs de l'hématocrite ($n = 510$) montre que la valeur moyenne de l'hématocrite a été de 33,7 % (IC : 32,7 - 34,6) pour les ovins ayant obtenu la note 1 ; elle est de 29,9 % (IC : 29,2 - 30,6) pour les animaux ayant obtenu la note 2 ; et elle est de 20,9 % (IC : 19,1 - 22,6) pour les ovins ayant obtenu la note 3 (Tableau XXXIX). La note 1 a été attribuée dans 29,6 % des cas, la note 2 dans 65,7 % des cas et la note 3 dans 4,7 % des cas. Les valeurs de l'hématocrite diffèrent significativement en fonction de la note attribuée ($p < 0,001$). Ainsi, l'examen de la muqueuse oculaire semble être un bon indicateur du degré d'anémie des ovins.

La moyenne des charges des œufs de strongles dans les fèces ($n = 942$) diffère en fonction de la note attribuée. La note 1 a été attribuée dans 40,4 % des cas ; la note 2 dans 55,8 % des cas et la note 3 dans 3,7 % des cas. La valeur moyenne des excrétions d'œufs de strongles a été de 405,2 (IC : 317,0 - 493,4) œufs par gramme de fèces pour les ovins ayant obtenu la note 1 ; de 943,2 (IC : 786,7 - 1 099,4) œufs par gramme de fèces pour les animaux ayant obtenu la note 2 ; et de 4 215,7 (IC : 2 733,2 - 5 698,2) œufs par gramme de fèces pour les ovins ayant obtenu la note 3. Les valeurs moyennes des charges des œufs diffèrent significativement en fonction de la note attribuée ($p < 0,001$). Ainsi, l'influence de la charge parasitaire des strongles sur l'état de santé des ovins peut être appréciée par l'examen de leur muqueuse oculaire, qui apparaît comme un bon indicateur de leur état d'anémie.

Sur la base de la note Famacha (note 3), les ovins du lot C ont été traités. Durant les 13 mois de l'étude, seuls 2 animaux de ce lot C ont été traités dans l'élevage le moins infesté : l'un a été traité 2 fois et l'autre une seule fois. Par contre, dans le second élevage, des animaux du lot C ont dû être traités presque chaque mois, du fait de leur état d'anémie : 9 ovins ont été traités de 1 à 3 fois, mais un dixième animal l'a été de façon répétée. Ce dixième animal, en plus d'avoir souvent les muqueuses pâles, se réinfestait fréquemment et avait des charges parasitaires très élevées dans les fèces (atteignant 12 500 œufs par gramme de fèces).

Tableau XXXIX : Comparaison de la note Famacha à la valeur moyenne de l'hématocrite et à la charge moyenne des œufs de strongles dans les fèces chez les ovins, d'août 2003 à août 2004 (n = 942)

Note Famacha	Hématocrite moyen (%)	Charge moyenne des œufs de strongles (opg)
	n (IC 95 %)	n (IC 95 %)
	(n = 510)	(n = 942)
1	33,7 (IC : 32,7 - 34,6)	405,2 (IC : 317,0 - 493,4)
2	29,9 (IC : 29,2 - 30,6)	943,2 (IC : 786,7 - 1 099,4)
3	20,9 (IC : 19,1 - 22,6)	4 215,7 (IC : 2 733,2 - 5 698,2)

3.2. Discussion

Les 145 ovins de l'étude menée dans le sud de la Côte d'Ivoire, en zone forestière, proviennent d'élevages de type traditionnel dans 4 sites différents. Ils sont pour la plupart dans un bon état général. Mais, les localités de Dabou et Jacqueline renferment un grand nombre d'animaux maigres, ballonnés, faisant de la diarrhée ou anémiés. Cette situation ne semble cependant pas liée à la localisation géographique, mais plutôt au mauvais suivi des ovins par leurs propriétaires. En effet, beaucoup de ces animaux vivaient dans des conditions sanitaires et hygiéniques déplorables ; par ailleurs, étant livrés à eux-mêmes, ils évoluaient dans des zones boueuses du fait de la proximité de nombreux points d'eau.

Le spectre parasitaire rencontré chez ces ovins a mis en évidence 20 taxons, dont 15 à localisation digestive et 3 à localisation sanguine. La plupart des parasites sont des strongles digestifs. Deux espèces prédominent par leur ubiquité, par leur prévalence et par leur charge : *Trichostrongylus colubriformis* et *Haemonchus contortus*. A l'opposé, trois espèces sont très rares : *Bunostomum trigonocephalum*, *Fasciola gigantica* et *Babesia ovis*. L'espèce *B. trigonocephalum* apparaît comme rarement rencontrée ; elle est absente dans d'autres inventaires effectués au centre et au nord de la Côte d'Ivoire (Achi *et al.*, 2003b ; Atsé-Achi *et al.*, 2004 ; Touré *et al.*, 2006). La présence de l'espèce *F. gigantica* étant liée à l'existence de points d'eau "à risque", c'est-à-dire hébergeant son hôte intermédiaire *Lymnea natalensis*, sa prévalence varie beaucoup d'un site à l'autre (Chartier *et al.*, 2000 ; Bunza *et al.*, 2008 ; Njoku-Tony & Okoli, 2011). Ces points d'eau pourraient exister à Dabou. En ce qui concerne la rareté de *Babesia ovis* chez les ovins, elle pourrait être liée à sa dépendance d'un hôte intermédiaire, la tique *Rhipicephalus evertsi* (Achi *et al.*, 2006) ; mais aussi à la résistance des ovins de race Djallonké à ce parasite (Chartier *et al.*, 2000 ; Adejinmi *et al.*, 2004). Cet inventaire effectué chez des ovins dans le sud de la Côte d'Ivoire révèle des espèces habituellement rencontrées en Afrique de l'Ouest. Le polyparasitisme est également de règle avec, comme dans les autres pays, en général trois ou quatre espèces présentes. Ces espèces sont les 2 espèces prédominantes (*T. colubriformis* et *H. contortus*) et *Eimeria* sp, auxquelles s'associe parfois *Strongyloides papillosus*.

Dans le centre de la Côte d'Ivoire, en zone de savane humide, l'état général des bovins s'est révélé bon dans l'ensemble aussi. L'excellence des pâturages et l'abondance des fourrages peuvent l'expliquer. Le spectre parasitaire a mis en évidence 10 taxons à localisation digestive et 4 taxons à localisation sanguine. Le polyparasitisme digestif est fréquent, avec 1 espèce prédominante, *Haemonchus* sp. L'identification précise de l'espèce *Haemonchus* sp n'a pas été

effectuée, car étant supposée être *Haemonchus contortus*. En effet, *H. contortus* et *H. placei* ont longtemps été considérées comme étant une seule et même espèce, jusqu'à ce que des techniques plus évoluées, basées sur la cytologie, la biologie moléculaire ou les mesures morphométriques des spicules mâles, l'infirmement (Jacquiet *et al.*, 1997). Ainsi, jusqu'à une date encore récente, des inventaires effectués en Afrique indiquent *H. contortus* comme étant l'espèce retrouvée chez les bovins (Ngole *et al.*, 2003). D'après les travaux effectués par Achi *et al.* (2003a), trois espèces sont rencontrées chez les bovins en Côte d'Ivoire, seules ou associées ; il s'agit de *H. placei*, *H. similis* et, accessoirement, *H. contortus* qui est plutôt présente chez les petits ruminants. L'inventaire n'a pas mis en évidence deux espèces parasitaires relativement fréquentes chez les bovins : *Toxocara vitulorum* et *Strongyloides papillosus*. Cela s'explique par l'échantillonnage qui ne comprenait qu'un seul animal de moins de 1 an. Il s'agit, en effet, de parasites surtout présents chez le veau, qui disparaissent progressivement jusqu'à l'âge de 5 à 6 mois (Kaufmann, 1996 ; Wymann *et al.*, 2007, 2008). L'infestation des veaux commence dès les premiers jours après leur naissance (Faber *et al.*, 2002).

Chez les ovins, le spectre parasitaire rencontré dans les matières fécales a montré une forte concordance avec celui rencontré dans le tractus gastro-intestinal ; par contre, la concordance s'est révélée moins bonne chez les bovins. Les techniques d'analyse coprologique utilisées ont des limites et les excréments fécaux ne sont pas toujours le reflet exact de la charge des parasites présents. En effet, ces techniques d'analyse sont de faible sensibilité (30 % pour la technique de sédimentation) ; elles ne mettent pas en évidence les infections prépatentes ; elles ne fournissent aucune information sur la présence de nématodes mâles ; elles peuvent être influencées par divers facteurs tels que la variation des excréments d'œufs par les vers adultes, l'immunité ainsi que le sexe et l'âge de l'hôte (Dorchies, 2007 ; Adedokun *et al.*, 2008 ; Roeber *et al.*, 2013). Cependant, le diagnostic coprologique est d'une grande utilité lors des infestations gastro-intestinales par les nématodes, aussi bien chez les ovins que chez les bovins (Euzéby, 1981 ; Eysker & Ploeger, 2000 ; Demeler *et al.*, 2012).

Trois espèces (*T. colubriformis*, *H. contortus*, *Eimeria* sp) et les œufs de strongles ont présenté des prévalences supérieures à 84 %. Ces valeurs sont en conformité avec les résultats obtenus notamment par Fritsche *et al.* (1993), Ouattara & Dorchies (2001) et Achi *et al.* (2003c). En effet, ces auteurs ont révélé que chez les ovins, les espèces essentiellement rencontrées, avec une prévalence supérieure à 75 %, sont *T. colubriformis* et *H. contortus*, et accessoirement *O. columbianum* et *Cooperia* sp. Contrairement aux 3 espèces dominantes sur

les 15 identifiées, 12 ont présenté des valeurs inférieures à 50 %, indiquant ainsi leur importance relativement faible dans le parasitisme chez les ovins.

Chez les bovins, l'espèce prédominante *Haemonchus* sp a une prévalence de 95,0 %. Les espèces qui suivent, *Cooperia punctata* et *Oesophagostomum radiatum*, ont des prévalences nettement inférieures, de 50,0 % et 35,5 % respectivement. Les excréments d'œufs de strongles digestifs ont une prévalence de 69,8 %. Les études menées au nord de la Côte d'Ivoire ont montré que *Haemonchus* sp y prédomine également ; mais, les prévalences de *C. punctata*, *O. radiatum* et même *C. pectinata*, sont beaucoup plus élevées (de 69 à 85 %) (Achi *et al.*, 2003b). Au Burkina Faso, l'espèce qui prédomine est plutôt *Cooperia* sp (Belem *et al.*, 2001). Parmi les parasites à localisation sanguine, les microfilaires de l'espèce *Setaria labiatopapillosa* prédominent, bien que leur prévalence soit faible (9,5 %). Ce parasite, heureusement peu pathogène, est extrêmement commun en Afrique (Chartier *et al.*, 2000). Les autres espèces parasitaires, qui sont pathogènes, ont de faibles prévalences. La prévalence des trypanosomes est faible (3,0 %), comme dans certains sites du nord de la Côte d'Ivoire (Acapovi-Yao *et al.*, 2009). *Anaplasma bovis* est apparue comme une espèce peu fréquente et localisée ; sa parasitémie est généralement faible, ce qui peut expliquer qu'elle n'ait pas été plus souvent mise en évidence (Chartier *et al.*, 2000). Au nord de la Côte d'Ivoire, Soffo (2010) a trouvé une prévalence beaucoup plus élevée pour *B. bovis* (34,2 %) ; cette forte prévalence est une probable conséquence de la crise sociopolitique qu'a connue le pays, et qui a conduit à une dégradation du suivi sanitaire des animaux.

Les charges parasitaires sont faibles à modérées, malgré le climat favorable au développement et à la survie des larves infestantes des nématodes, aussi bien au sud qu'au centre de la Côte d'Ivoire. Cela peut être dû au système d'élevage extensif pratiqué : il a l'avantage de réduire la pression parasitaire. Mais, cela confirme aussi une résistance naturelle des ovins de race Djallonké et des bovins de race N'Dama au parasitisme (Assoku, 1981 ; Goossens *et al.*, 1997 ; Sokouri *et al.*, 2009). Cette caractéristique conduit les éleveurs à accorder moins de soins à ces animaux réputés de race résistante qu'à ceux des autres races (Poivey *et al.*, 1983 ; Sokouri *et al.*, 2009). Cependant, la transhumance transfrontalière qui s'étend jusqu'au centre de la Côte d'Ivoire ainsi que les importations d'animaux sur pied jusqu'à Abidjan, peuvent constituer un danger. En effet, ces déplacements d'animaux qui ne sont pas toujours déparasités ni vaccinés avant leur départ de leur pays d'origine provoquent la dissémination de germes pathogènes sur leur parcours (FAO, 2012).

Les indices de diversité spécifique, relatifs aux sites dans la zone sud, n'ont présenté

aucune différence significative. Ainsi, la distribution des parasites dans les différents sites serait identique ; ce qui signifie que dans la zone sud de la Côte d'Ivoire, quel que soit le site, les prévalences et les charges des parasites d'ovins sont semblables pour une même espèce dans les élevages de type traditionnel. Les quelques variations de prévalence et de charge parasitaires relevées entre les sites seraient liées à des facteurs tels que la sensibilité individuelle des animaux aux parasites, ou aux conditions d'hygiène variables de chaque troupeau (Idika *et al.*, 2012a). Au centre, le site a influencé les prévalences des espèces parasitaires sanguines. Ceci peut s'expliquer par l'abondance relative des vecteurs sur certains sites et leur contamination par les parasites sanguins. A Bringakro, village situé à quelques kilomètres de Toumodi, Knopf *et al.* (2002) ont observé que, bien que presque tous les animaux soient porteurs de tiques, seulement 3,6 % d'entre eux sont infectés par *Babesia bovis* ; ainsi, la prévalence d'infection des tiques doit probablement être peu élevée.

Le parasitisme a un impact sur la santé des animaux, lié au nombre de parasites présents (Kaufmann, 1996 ; Zajac, 2006). L'impact clinique a été surtout perceptible chez les ovins : il s'est traduit par de la maigreur et des signes d'anémie (pâleur des muqueuses). En effet, bien que la différence ne soit pas toujours significative, les animaux maigres ont eu en moyenne des charges parasitaires digestives et des excrétions d'œufs dans les fèces plus élevées, et aussi un spectre parasitaire plus large, que les animaux en état d'embonpoint. De même, les ovins ayant les muqueuses pâles ont eu en moyenne des charges parasitaires digestives et des excrétions d'œufs dans les fèces plus élevées, que les ovins ne présentant pas de signes d'anémie (muqueuses roses). L'anémie chez les ovins semble avoir été provoquée par l'espèce hématophage *H. contortus*. En effet, les résultats indiquent une baisse significative de l'hématocrite (signe d'anémie) lorsque la charge de *H. contortus* augmente, confirmant ainsi les travaux de Burke (2005) et Zajac (2006). Ces résultats montrent la pertinence d'utiliser l'état d'anémie pour identifier des animaux fortement parasités, comme dans la méthode FAMACHA®, lorsque le parasite en cause est principalement *H. contortus* (Malan *et al.*, 2001).

Le parasitisme digestif des ovins et des bovins est présent toute l'année ; cependant, il est influencé par la saison. En effet, bien que les analyses statistiques n'aient pas pu démontrer un lien significatif pour toutes les espèces parasitaires, les variations du parasitisme digestif au cours de l'année sont apparues liées à la pluviométrie. La pluviométrie se présente comme l'élément déterminant, probablement parce que la température varie peu au cours de l'année et demeure favorable au développement et à la survie des larves dans le milieu extérieur (Hansen & Perry, 1995 ; Bolajoko & Morgan, 2012). La plupart des espèces parasitaires digestives sont

présentes toute l'année ; celles qui ne le sont pas, *Gaigeria pachyscelis* et *Cooperia pectinata* notamment, ont de faibles charges pouvant expliquer qu'à certaines périodes elles ne soient pas mises en évidence.

Chez les ovins, le profil de l'espèce prédominante *T. colubriformis* a influencé l'allure générale du parasitisme. Les pics parasitaires apparaissent en fin de grande saison sèche, au pic de grande saison des pluies, en début de petite saison sèche et en fin de petite saison des pluies ; tandis que les baisses du parasitisme surviennent en milieu de grande saison sèche, et surtout en fin de grande saison des pluies. Le pic en saison sèche, principalement observé chez l'espèce *T. colubriformis*, a également été observé au nord (Achi *et al.*, 2003c) et au centre (Touré *et al.*, 2006) de la Côte d'Ivoire, ainsi qu'au sud du Ghana (Agyei, 2003). Il pourrait s'expliquer par l'adaptation de cette espèce aux températures relativement froides et la résistance de ses œufs à la dessiccation (O'Connor *et al.*, 2006). Observé également pour les excrétions d'œufs de strongles et d'ookystes de coccidies, et pour les nodules, il traduit une importante réinfestation des animaux en même temps qu'un réensemencement des pâturages. La baisse du parasitisme en fin de grande saison des pluies (juillet), surtout marquée chez l'espèce *H. contortus*, peut s'expliquer par le phénomène d'autorégulation parasitaire ("self-cure") qui survient après le pic parasitaire correspondant au pic de pluviométrie (Kaufmann, 1996). La baisse du parasitisme fait chuter les valeurs des excrétions d'œufs. Elle est immédiatement suivie d'une réinfestation plus intense et plus rapide (O'Connor *et al.*, 2006). Si, dans le sud de la Côte d'Ivoire, la réinfestation est effectivement immédiate et à l'origine du pic de début de petite saison sèche, dans les régions plus sèches, ce n'est pas le cas. Le phénomène d'autorégulation parasitaire y est observé après la saison des pluies et en début de saison sèche ; mais, l'absence d'infestation pendant la saison sèche maintient le parasitisme à un bas niveau (Diaw, 1997). La croissance progressive de l'infestation par l'espèce *H. contortus* en relation avec l'importance des pluies a également été observée au nord de la Côte d'Ivoire (Achi *et al.*, 2003c) et au Bénin (Attindehou *et al.*, 2012), à la différence qu'aucune baisse du parasitisme n'en a perturbé la régularité. L'hypobiose larvaire semble négligeable, voire absente, compte tenu des conditions climatiques favorables au développement parasitaire durant toute l'année. L'absence d'hypobiose larvaire chez les ovins a été retrouvée au Ghana (Agyei *et al.*, 1991) où les conditions climatiques sont semblables à celles du sud de la Côte d'Ivoire, ainsi qu'au sud du Nigéria (Fakae, 1990b) et de la Guinée (Ankers *et al.*, 1997). Au nord de la Côte d'Ivoire, où les conditions climatiques sont plus sèches qu'au sud, une très faible hypobiose semble exister (Achi *et al.*, 2003c). Au sud du Burkina Faso, elle est déjà plus présente (Ouattara & Dorchie, 2001). Une corrélation positive

est observée entre les variations des excréments des œufs de strongles et celles des ookystes de coccidies. L'infection simultanée par les helminthes et les coccidies débute, en effet, très tôt après la naissance, et perdure même si elle demeure de faible charge pour les coccidies (Agyei, 2003 ; Chartier & Paraud, 2012).

Chez les bovins, c'est l'espèce *Haemonchus* sp qui apparaît comme étant celle qui a le plus influencé l'allure générale du parasitisme. Les pics, au nombre de deux, surviennent principalement pendant la grande saison des pluies pour le premier et au pic de petite saison des pluies pour le second. Le phénomène d'autorégulation parasitaire observé au mois de juillet chez les ovins dans la zone sud semble également survenir chez les bovins dans la zone centre, mais plutôt au mois d'août. Les pics des excréments d'œufs ont précédé ceux des autres formes parasitaires, laissant supposer que, même si le parasitisme est permanent, les réinfestations des bovins s'intensifient dès la fin des saisons sèches. L'hypobiose larvaire semble négligeable, voire absente, comme dans la zone sud.

La pluviométrie exerce également une influence favorable sur le parasitisme sanguin, surtout sur la prévalence des trypanosomes qui est plus élevée en fin de saison des pluies. La prévalence de *B. bovis* est plus élevée en saison sèche qu'en saison des pluies, comme l'ont également observé Knopf *et al.* (2002) dans le centre de la Côte d'Ivoire. Cependant, la présence des hémoparasites n'a pas eu d'effet sur la valeur de l'hématocrite. En effet, les variations des valeurs de l'hématocrite ont présenté un profil semblable à celui des variations des prévalences des trypanosomes : elles étaient plus élevées en fin de saison des pluies. Ceci peut s'expliquer par la faible parasitémie, car la baisse de l'hématocrite est généralement l'un des indicateurs de l'infection par les trypanosomes (Marcotty *et al.*, 2008 ; Dayo *et al.*, 2010). Mais, l'abondance des fourrages pendant la période pluvieuse pourrait également réduire l'impact négatif que le parasitisme sanguin a sur les animaux. En effet, ces résultats sont conformes à ceux d'autres auteurs, qui les ont expliqués par une plus grande abondance des vecteurs des parasites sanguins pendant la saison pluvieuse, en même temps qu'une plus grande abondance des fourrages contribuant au mieux-être des animaux (Leperre *et al.*, 1992 ; Ekpetsi *et al.*, 2001 ; Dayo *et al.*, 2010).

Le parasitisme est influencé par l'âge, par le sexe et par l'état physiologique des animaux (Agyei *et al.*, 1991 ; Jacquet *et al.*, 2009 ; Pugh & Baird, 2012). Si les résultats obtenus confirment bien l'effet de l'âge et du sexe, celui de l'état de gestation n'a pas été mis en évidence dans ces deux premières études menées sur le parasitisme digestif.

En effet, les jeunes ovins âgés de moins d'un an sont apparus plus infestés que les

animaux plus âgés. Au nord de la Côte d'Ivoire, Achi *et al.* (2003c) n'ont fait cette observation que pour l'espèce *S. papillosus*, les populations moyennes des autres espèces augmentant plutôt avec l'âge, sauf *H. contortus* qui parasitait davantage les animaux âgés de 1 à 2 ans. En Guinée et au Bénin, des auteurs n'ont pas non plus observé cette influence de l'âge sur le parasitisme chez les ovins (Ankers *et al.*, 1997 ; Attindehou *et al.*, 2012). Par contre, la forte infestation des ovins âgés de moins d'un an par *S. papillosus* a, quant à elle, été également observée au Nigéria (Onyali *et al.*, 1989). La sensibilité des jeunes ovins semble se manifester surtout par l'apparition des signes cliniques, plus fréquents chez eux que chez les animaux plus âgés (Pugh & Baird, 2012). Domenech *et al.* (1992) avaient observé que les entérites parasitaires dominaient largement la pathologie des jeunes ovins dans le sud de la Côte d'Ivoire, avec comme parasites en cause l'espèce *Haemonchus* sp, suivie par *Moniezia* sp et *Eimeria* sp. Chez les bovins, les charges parasitaires sont plus élevées chez les jeunes âgés de 1 à 3 ans que chez les animaux plus âgés. Ceci indique l'apparition d'une immunité contre les strongles gastro-intestinaux, déjà observée par les auteurs et qui justifie leur recommandation de ne traiter que les bovins âgés de moins de 4 ans (Kaufmann & Pfister, 1990 ; Zinsstag *et al.*, 1997). L'effet de l'âge sur l'infection par les parasites sanguins n'a pas été observé chez les bovins dans la zone centre ; ceci peut être dû à la pression glossinaire qui est faible, et au fait que les jeunes bénéficient pour la plupart d'une prophylaxie antitrypanosomienne. Au nord de la Côte d'Ivoire, les auteurs ont observé une plus grande réceptivité à la trypanosomose chez les animaux de moins de 3 ans, et surtout les jeunes de 0 à 3 mois dont c'était la première cause de mortalité (Mishra *et al.*, 1979 ; Poivey *et al.*, 1983 ; Soffo, 2010).

L'effet du sexe a été perçu chez les ovins, bien que la plupart des ovins de sexe mâle de l'étude soient âgés de moins d'un an. En effet, les animaux de sexe mâle ont présenté des niveaux d'infestation parasitaire plus élevés que les animaux de sexe femelle. Au nord de la Côte d'Ivoire, Achi *et al.* (2003c) ont également observé cette influence du sexe sur les charges des espèces *Haemonchus* sp et *Trichuris globulosa*. L'effet du sexe serait lié aux hormones stéroïdes mâles qui, après la puberté, rendraient les animaux de sexe mâle plus sensibles que ceux de sexe femelle aux infections (Mahieu *et al.*, 2009 ; Saddiqi *et al.*, 2011).

L'état de gestation n'a eu aucune influence sur le parasitisme alors que, au nord de la Côte d'Ivoire, Achi *et al.* (2003c) ont observé des charges plus élevées pour les espèces *Haemonchus* sp et *T. globulosa* chez les brebis gestantes comparativement aux brebis non gestantes. Ceci pourrait s'expliquer par l'état de gestation peu avancé des femelles, et qui a été la plupart du temps découvert à l'autopsie. En effet, le phénomène de 'periparturient rise'

survient plutôt en fin de gestation et en début de période d'allaitement (Houdijk, 2008 ; Mahieu *et al.*, 2009 ; Saddiqi *et al.*, 2011).

Malgré certains biais comme le nombre inégal des animaux jeunes et âgés et des mâles et des femelles, les informations obtenues sur l'épidémiologie du parasitisme chez les ovins au sud de la Côte d'Ivoire et chez les bovins au centre du pays devraient contribuer à améliorer la lutte antiparasitaire. Il serait possible de cibler davantage les périodes et les animaux à risque, notamment dans la lutte contre les parasites digestifs. Les animaux à risque apparaissent comme étant principalement les jeunes en période de sevrage et les animaux maigres. Les périodes à risque apparaissent comme étant celles liées aux pics parasitaires de l'espèce *Haemonchus* sp. Ces pics surviennent en juin et en août au sud du pays, et en juin et en octobre au centre de la Côte d'Ivoire. Le pic du mois de juin est l'aboutissement d'un accroissement progressif de la charge parasitaire qui débute dès la fin de la grande saison sèche ; il pourrait être atténué, voire éliminé, par l'administration d'un traitement en début de grande saison sèche. En effet, les auteurs ont observé que ce sont généralement les animaux infectés en début de saison sèche qui maintiennent l'infection jusqu'à la saison des pluies suivante (Bolajoko & Morgan, 2012). Le second pic (en août au sud et en octobre au centre) correspond à une importante réinfestation qui survient immédiatement après l'importante chute du parasitisme, en juillet dans la zone sud et en août dans la zone centre ; il pourrait être atténué par un traitement en juillet au sud et en septembre au centre. Ainsi, le nombre de traitements annuels pourraient être limités à deux, aussi bien chez les ovins dans le sud que chez les bovins dans le centre de la Côte d'Ivoire : en juillet et en décembre pour les premiers, et en avril et en septembre pour les seconds. Une analyse coût/bénéfice devrait toutefois être faite avant de mettre en place tout programme de traitement stratégique. Pour cela, une étude sur un nombre plus important d'animaux serait souhaitable.

L'essai de contrôle thérapeutique a porté sur les ovins. En effet, c'est chez les ovins que l'impact clinique du parasitisme digestif est plus perceptible et que la concordance entre le spectre parasitaire rencontré dans les matières fécales et celui rencontré dans le tractus gastro-intestinal s'est révélée meilleure. En outre, la prédominance de l'espèce *Haemonchus contortus* et son impact sur la valeur de l'hématocrite rendait également possible l'utilisation de la méthode FAMACHA[®].

Dans les 2 élevages sélectionnés, l'état général des ovins s'est révélé bon dans l'ensemble. L'âge de la puberté chez les femelles de race Djallonké se situe entre 5 et 13 mois, pour un poids moyen de $15,0 \pm 2,1$ kg, et le poids à l'âge adulte peut atteindre 32 kg

(Gbangboche *et al.*, 2005). En dehors de quelques animaux, les valeurs obtenues pour les femelles de cette étude sont conformes aux critères de race, allant de 10,0 à 30,0 kg.

Le spectre parasitaire est conforme à celui précédemment observé dans la zone sud de la Côte d'Ivoire. Les charges parasitaires sont également faibles à modérées, en dehors de quelques cas extrêmes. Les valeurs extrêmes observées chez certains animaux confirment la non homogénéité de la distribution des parasites gastro-intestinaux au sein d'une population d'hôtes, et la nécessité de repérer ces animaux (Gaba *et al.*, 2005 ; Stafford *et al.*, 2009).

Les ovins du lot A (4 traitements dans l'année) ont eu des excrétions d'œufs de strongles dans les fèces plus faibles que les ovins du lot B (2 traitements dans l'année), et surtout plus faibles que ceux du lot C (traitement des animaux ciblés). Une faible différence de charge parasitaire a été observée entre les animaux du lot A et ceux du lot B : 2 traitements par an au lieu de 4 pourraient donc suffire à maintenir un niveau de parasitisme supportable. Dans le lot C, bien que les animaux aient des charges parasitaires dans les fèces significativement plus élevées que ceux des autres lots, leur moyenne d'excrétion d'œufs de strongles est demeurée en-deçà du seuil pathogène (2 000 œufs de strongles par gramme de fèces). Ces résultats montrent que le traitement d'animaux ciblés pourrait également être envisagé dans les élevages ovins de type semi-intensif de la zone sud, à condition que le niveau d'infestation du troupeau ait été apprécié au préalable et qu'il soit faible à modéré. En effet, une influence de l'élevage a été mise en évidence, et quelques ovins ont eu des charges parasitaires très élevées (> 10 000 œufs par gramme des fèces). Ces résultats confirment que des variations de prévalence et de charge parasitaires sont liées à la sensibilité individuelle des animaux aux parasites et aux conditions d'hygiène du troupeau (Idika *et al.*, 2012a). Les ovins présentant des charges parasitaires très élevées, s'ils ne sont pas en grand nombre, pourraient être éliminés. Ceci permettrait non seulement de réduire la contamination des pâturages due aux fortes excrétions d'œufs de strongles, mais éviterait aussi de traiter de façon répétée les quelques animaux fortement excréteurs. De même, une bonne hygiène générale et une bonne conduite du troupeau sont requises.

Les variations mensuelles du parasitisme, liées à la pluviométrie, ont été de nouveau observées, avec notamment la chute du mois de juillet suivie de la remontée du mois d'août. Ces variations ont été atténuées par l'administration de traitement. Ceci a été particulièrement notable pour le pic du mois d'août, suite aux traitements du mois de juillet dans le lot A et dans le lot B, et même dans le lot C dans lequel plusieurs animaux ont été traités à cette période. La corrélation positive entre les variations des excrétions d'œufs de strongles dans les fèces et

celles des excréments d'ookystes de coccidies a été de nouveau observée.

L'impact clinique du parasitisme digestif sur les ovins est de nouveau prouvé, avec une corrélation négative entre la charge parasitaire des œufs de strongles dans les fèces et les valeurs de l'hématocrite. Le parasitisme sanguin a été trop faible pour pouvoir être incriminé dans les variations des valeurs de l'hématocrite. Une relation significative a été relevée entre la note Famacha attribuée, la valeur de l'hématocrite ainsi que la charge parasitaire dans les fèces. Ces résultats confirment la possibilité d'utiliser la méthode FAMACHA[®] pour identifier des animaux fortement parasités (Malan *et al.*, 2001). La condition cependant est de s'assurer que leur état d'anémie est bien dû à la présence de nématodes hématophages, et notamment d'*Haemonchus contortus* (Moors & Gauly, 2009). Une bonne formation des utilisateurs est également nécessaire (Reynecke *et al.*, 2011 ; Maia *et al.*, 2014). En effet, la confusion peut être faite sur des nuances voisines correspondant à des valeurs d'hématocrite assez proches. La valeur moyenne de l'hématocrite définie pour la note 1 est de 30 % ; elle est de 25 % pour la note 2 et de 20 % pour la note 3 (Kaplan *et al.*, 2004 ; Reynecke *et al.*, 2011). Les résultats obtenus au cours de l'essai montrent qu'il y a eu une confusion entre la note 1 et la note 2. En effet, la note 2 a été attribuée à des animaux ayant une valeur moyenne de l'hématocrite de 29,9 % ; ce qui correspondrait plutôt à la note 1.

Les résultats montrent une apparente inefficacité de la méthode FAMACHA[®], avec un niveau d'infestation parasitaire plus élevé chez les ovins du lot C (traitement des animaux ciblés) comparativement au lot A (4 traitements dans l'année) et au lot B (2 traitements dans l'année). Ceci est certainement dû au non suivi rigoureux du protocole d'utilisation, qui exige un contrôle bimensuel, voire hebdomadaire pendant les périodes à risque (Van Wyk & Bath, 2002 ; Van Wyk, 2008). En effet, le protocole a été modifié compte tenu de la pression parasitaire supposée peu élevée dans les élevages sélectionnés. Mais, les charges parasitaires sont restées en moyenne en-deçà du seuil pathogène ; ainsi, si la pression parasitaire est effectivement faible, le contrôle de l'état d'anémie pourrait être mensuel, ce qui le rendrait moins contraignant pour les éleveurs.

L'intérêt de la méthode FAMACHA[®] n'est pas négligeable. Elle permet d'identifier les quelques animaux nécessitant un traitement anthelminthique. Selon les auteurs, elle réduit ainsi le nombre des traitements (réduction des dépenses dues au traitement d'environ 58 %), et donc les risques d'apparition de résistance aux produits anthelminthiques (Cabaret, 2004 ; Van Wyk, 2008). Elle réduit les pertes économiques liées à l'achat des produits antiparasitaires, sans impact négatif sur les paramètres de reproduction des brebis, ni sur les paramètres de production

des élevages, tels que le gain de poids des animaux ou le poids à la naissance et l'âge au sevrage des agneaux, qui restent inchangés comparativement aux modes habituels de traitement (Molento *et al.*, 2009 ; Leask *et al.*, 2013). C'est une méthode qu'il importerait donc de développer, sans attendre d'être effectivement confronté à des résistances médicamenteuses, en l'associant à des mesures d'hygiène et de conduite du troupeau et à un contrôle régulier du niveau d'infestation parasitaire des animaux.

Au cours de l'essai de contrôle thérapeutique, l'effet de l'état physiologique des ovins sur le parasitisme digestif a pu cette fois-ci être observé. Si les excréments d'œufs de strongles étaient déjà plus importantes chez les brebis en état de gestation, c'est surtout chez les brebis au stade de lactation que l'accroissement est important comparativement à celles qui n'étaient ni gestantes ni allaitantes. Le phénomène de "periparturient rise" se manifeste, en effet, par une augmentation des excréments d'œufs et d'ookystes de coccidies en fin de gestation et en début de période d'allaitement, du fait d'un relâchement de l'immunité (Agyei *et al.*, 1991 ; Jacquet *et al.*, 2009 ; Saddiqi *et al.*, 2011).

CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES

Les deux contextes bio-écologiques de la Côte d'Ivoire dans lesquels les diverses études ont été menées, le sud en zone forestière et le centre en zone de savane humide, se sont révélés favorables au développement des principaux parasites gastro-intestinaux des ruminants, particulièrement des ovins et des bovins. En effet, l'inventaire des parasites comporte 20 taxons dont 15 à localisation digestive chez les ovins, et 14 taxons dont 10 à localisation digestive chez les bovins. Les strongles digestifs prédominent, notamment les espèces *Trichostrongylus colubriformis* et *Haemonchus contortus* chez les ovins, et *Haemonchus* sp et *Cooperia* sp chez les bovins. Parmi les différentes espèces, quelques-unes sont communes aux bovins et aux ovins. Si la plupart des espèces sont ubiquistes, celles qui sont tributaires d'un hôte intermédiaire peuvent être localisées ; c'est notamment le cas de *Fasciola gigantica*, *Dicrocoelium hospes*, *Babesia ovis* et *Anaplasma bovis*. Certains sites peuvent ainsi avoir un spectre plus riche que d'autres, comme le site de Dabou-Jacqueville dans le sud.

Le polyparasitisme est observé en règle générale. Les ovins peuvent héberger jusqu'à 9 taxons différents, et le plus souvent 3 ou 4 ; les bovins peuvent en héberger jusqu'à 5, avec une moyenne de 2 taxons pour les animaux de plus de 3 ans et 4 taxons pour les plus jeunes. Les niveaux d'infestations parasitaires sont restés faibles, en deçà des valeurs seuils standards, dans les élevages de type extensif de l'échantillonnage : ils sont en moyenne de 1 437,6 helminthes et 1 002,5 œufs de strongles par gramme de fèces chez les ovins, et de 1 074,2 helminthes et 305,0 œufs de strongles par gramme de fèces chez les bovins.

Les ovins et les bovins de ces études sont, pour la plupart, dans un bon état général. L'impact du parasitisme sur leur santé s'est traduit par de la maigreur et des signes d'anémie (pâleur des muqueuses, baisse de la valeur de l'hématocrite). La baisse de la valeur de l'hématocrite est essentiellement due à l'espèce hématophage *Haemonchus contortus*. Ces résultats font d'elle la principale espèce parasitaire digestive contre laquelle lutter.

L'étude de la dynamique saisonnière a montré l'influence prééminente de la pluviométrie comme facteur climatique. Mais, elle a surtout montré un phénomène d'autorégulation parasitaire qui se matérialise par une chute brutale du parasitisme après un pic important. Cette chute, observée à la fin de la grande saison des pluies (juillet) dans le sud en zone forestière, et pendant la petite saison sèche (août) dans le centre en zone de savane humide, est suivie d'une importante réinfestation. Dans la zone sud, 4 pics parasitaires sont observés : en février (fin de la grande saison sèche), en juin (pic de la grande saison des pluies), en août (début de la petite saison sèche) et en novembre (fin de la petite saison des pluies). L'espèce *Haemonchus contortus* présente une croissance régulière de février (fin de la saison sèche) à

juin (pic de la grande saison des pluies), et un pic principal en août (début de la petite saison sèche). Dans la zone centre, les pics parasites sont au nombre de 2 et se situent en juillet (fin de grande saison des pluies) et en octobre (pic de petite saison des pluies) ; les pics de l'espèce *Haemonchus* sp se situent en juin (pic de grande saison des pluies) et en octobre (pic de petite saison des pluies). Les périodes à risque pour les animaux sont principalement liés à la dynamique saisonnière de *Haemonchus* sp. Ainsi, dans la zone sud, les traitements pourraient être effectués principalement au mois de juillet pour limiter la réinfestation du mois d'août et en décembre pour maintenir le parasitisme à un bas niveau et limiter la réinfestation survenant dès la fin de la saison sèche. Dans la zone centre, les traitements pourraient être effectués en avril pour limiter la réinfestation qui a lieu pendant la grande saison des pluies, et en septembre pour réduire le pic de la petite saison des pluies. Le phénomène d'hypobiose semble négligeable, voire absent.

Les travaux ont également permis de montrer l'influence de facteurs tels que l'âge, le sexe et l'état de gestation des animaux sur le parasitisme. En effet, les jeunes ruminants sont plus infestés que les adultes. Chez les ovins, les mâles se révèlent plus infestés que les femelles ; et les femelles en fin de gestation et surtout en période d'allaitement excrètent davantage d'œufs de strongles que les autres femelles. Ces résultats permettent de limiter les traitements aux jeunes animaux, aux animaux maigres et aux femelles en fin de gestation et en période d'allaitement. En outre, une distribution non homogène du parasitisme digestif au sein de la population d'hôtes a été observée. De ce fait, il apparaît nécessaire de repérer les individus les plus infestés afin de les traiter, voire les éliminer pour une meilleure gestion de l'élevage.

Les différents schémas thérapeutiques contre les helminthes, qui ont été testés chez les ovins, ont montré une faible différence entre le lot ayant reçu 4 traitements par an et le lot n'ayant reçu que 2 traitements par an (fin de grande saison des pluies et début de grande saison sèche). Ainsi, 2 traitements par an devraient suffire à maintenir un niveau de parasitisme supportable, à condition qu'une bonne hygiène générale et une bonne conduite du troupeau soient assurées. La méthode FAMACHA[®] présente un intérêt certain, lorsque l'état d'anémie est bien dû à l'espèce *Haemonchus contortus* et non à un mauvais suivi des animaux. Elle nécessite un contrôle régulier qui pourrait être mensuel si la pression parasitaire est faible ; mais si la pression parasitaire est forte, ce contrôle devrait être bimensuel, et hebdomadaire dans les périodes à risque, c'est-à-dire en saison des pluies. Le principal avantage de cette méthode FAMACHA[®] est une réduction du nombre d'animaux à traiter. Ainsi, elle permet non seulement de retarder l'apparition d'une résistance aux produits anthelminthiques, mais aussi

de réduire les frais occasionnés par la lutte contre les strongles digestifs ; ce qui représente un gain économique certain pour les éleveurs.

Les perspectives découlant de ces travaux sont les suivantes :

- Utiliser de nouvelles approches, tels que les tests sérologiques et moléculaires pour l'identification et la caractérisation plus précise des parasites ;
- Evaluer l'efficacité des anthelminthiques couramment utilisés par les éleveurs, par des tests biologiques et des tests de réduction des excréments d'œufs dans les fèces après traitement ;
- Evaluer l'effet de la méthode FAMACHA[®] sur la productivité des animaux ;
- Evaluer le coût et l'efficacité de l'utilisation de la méthode FAMACHA[®] dans les élevages.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Acapovi-Yao G. L., Desquesnes M., Hamadou S. & N'Goran E. (2009). Prévalence parasitologique et sérologique des trypanosomoses chez trois races bovines en zones à glossines et présumée indemne, Côte d'Ivoire. <http://dx.doi.org/10.4314/aga.v21i2.49811>, Consulté le 17/04/2014.
2. Achi Y. L., Zinsstag J., Yao K., Yéo N., Dorchies P. & Jacquet P. (2003a). Host specificity of *Haemonchus* spp for domestic ruminants in the savanna in northern Ivory Coast. *Vet. Parasitol.*, 116 : 151-158.
3. Achi Y. L., Zinsstag J., Yéo N., Déa V. & Dorchies Ph. (2003b). Les nématodes gastro-intestinaux des bovins de la région des savanes de la Côte d'Ivoire. *Revue Méd. Vét.*, 154 : 105-112.
4. Achi Y. L., Zinsstag J., Yéo N., Déa V. & Dorchies Ph. (2003c). Epidémiologie des helminthoses des moutons et des chèvres dans la région des savanes du Nord de la Côte d'Ivoire. *Revue Méd. Vét.*, 154 : 179-188.
5. Achi Y. L., Stachurski F., Adakal H., Ruehle C. & Betschart B. (2006). Parasitoses animales in Centre Suisse de Recherches Scientifiques en Côte d'Ivoire, Rapport d'activité 2004-2006, Abidjan (Côte d'Ivoire), p. 71-73.
6. Adam Y., Marcotty T., Cecchi G., Mahama C. I., Solano P., Bengaly Z. & Van den Bossche P. (2012). Bovine trypanosomosis in the Upper West Region of Ghana: Entomological, parasitological and serological cross-sectional surveys. *Res. Vet. Sci.*, 92 : 462-468.
7. Adamu B. S. & Balarabe L. M. (2012). Prevalence of haemoparasites of sheep and goats slaughtered in Bauchi Abattoir. *Int. J. Appl. Biol. Res.*, 4 : 128-133.
8. Adedokun O. A., Ayinmode A. B. & Fagbemi B. O. (2008). A comparative study of three methods for detecting *Fasciola* infections in Nigerian cattle. *Vet. Arhiv.*, 78 : 411-416.
9. Adejinmi J. O., Sadiq N. A., Fashanu S. O., Lasisi O. T. & Ekundayo S. (2004). Studies on the blood parasites of sheep in Ibadan, Nigeria. *Afr. J. Biomed. Res.*, 7 : 41-43.
10. Agyei A. D. (1991). Epidemiological observations on helminth infections of calves in southern Ghana. *Trop. Anim. Health Prod.*, 23 : 134-140.
11. Agyei A. D., Spong D. & Probert A. J. (1991). Periparturient rise in faecal nematode egg counts in west african dwarf sheep in southern Ghana in the absence of arrested strongyle larvae. *Vet. Parasitol.*, 39 : 79-88.

12. Agyei A. D. (1997). Seasonal changes in the level of infective strongylate nematode larvae on pasture in the coastal savanna regions of Ghana. *Vet. Parasitol.*, 70 : 175-182.
13. Agyei A. D. (1998). Observations on the gastrointestinal parasites of sheep in Ghana. *Ann. N. Y. Acad. Sci.*, 849 : 470-473.
14. Agyei A. D. (2003). Epidemiological studies on gastrointestinal parasitic infections of lambs in the Coastal Savanna Regions of Ghana. *Trop. Anim. Health Prod.*, 35 : 207-217.
15. Ali H., Ai L., Song H. Q., Ali S., Lin R. Q., Seyni B., Issa G. & Zhu X. Q. (2008). Genetic characterisation of *Fasciola* samples from different host species and geographical localities revealed the existence of *F. hepatica* and *F. gigantica* in Niger. *Parasitol. Res.*, 102 : 1021-1024.
16. ANADER (Agence Nationale d'Appui au Développement Rural) (2014). Site web de l'ANADER. <http://www.anader.ci/>, consulté le 14/11/2014.
17. Anderson D. E. & Rings D. M. (2009). Food Animal Practice. 5e éd. Saunders Elsevier, Saint Louis (USA), 736 pp.
18. Ankers P., Zinsstag J. & Pfister K. (1994). Quasi-absence de réinfestation par les strongles du bétail gambien en saison sèche. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 47 : 201-205.
19. Ankers P., Fofana S. & Biaye A. (1997). Les dominantes du parasitisme helminthique chez les bovins, ovins et caprins en Guinée maritime, République de Guinée. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 50 : 111-116.
20. Ankers P., Itty P., Zinsstag J., Trawally S. & Pfister K. (1998). Biannual anthelmintic treatments in village Djallonke sheep in The Gambia: effects on productivity and profitability. *Prev. Vet. Med.*, 34 : 215-225.
21. Anonyme (1986). Manual of Veterinary Parasitological Laboratory Techniques. Reference Book 418, 3rd edn. Ministry of Agriculture, Fisheries and Food. HMSO, London, 160 pp.
22. Asanji M. F. & Williams M. O. (1987). A qualitative and quantitative survey and seasonal dynamics of gastrointestinal helminth parasites of livestock in Sierra Leone. *Bull. Anim. Health Prod. Afr.*, 35 : 191-199.
23. Asanji M. F. (1988). Haemonchosis in sheep and goats in Sierra Leone. *J. Helminthol.*, 62 : 243-249.

24. Assogba M. N. & Youssao A. K. I. (2001a). Prévalence de la fasciolose bovine à *Fasciola gigantica* (Cobbold, 1885) dans les principaux abattoirs du Bénin. *Revue Méd. Vét.*, 152 : 699-704.
25. Assogba M. N. & Youssao A. K. I. (2001b). Epidémiologie de la fasciolose à *Fasciola gigantica* (Cobbold, 1885), de la dicrocoeliose et de la paramphistomose bovines au Bénin. *Ann. Méd. Vét.*, 145 : 260-268.
26. Assoku R. K. G. (1981). Studies of parasitic helminths of sheep and goats in Ghana. *Bull. Anim. Health Prod. Afr.*, 29 : 1-10.
27. Atsé A. P. (1987). Production laitière en Côte d'Ivoire : possibilités de développement. Thèse Méd. Vét. 48, Ecole Nationale Vétérinaire, Toulouse (France,) 252 pp.
28. Atsé-Achi L., Komoin-Oka C., Koné P., N'Depo A. E. & Zinsstag J. (2004). Le Parasitisme digestif des ruminants en Côte d'Ivoire in Le parasitisme des ruminants domestiques en Afrique de l'Ouest, cas de la Côte d'Ivoire, Sempervira n° 11, Centre Suisse de Recherches Scientifiques en Côte d'Ivoire, Abidjan (Côte d'Ivoire), p. 29-59.
29. Attindehou S., Salifou S., Biaou C. F., Gbati O. B., Adamou-N'diaye M. & Pangui L. J. (2012). Epidemiology of haemonchosis in sheep and goats in Benin. *J. Parasitol. Vector Biol.*, 4 : 20-24.
30. Barger I. A. (1999). The role of epidemiological knowledge and grazing management for helminth control in small ruminants. *Int. J. Parasitol.*, 29 : 41-47.
31. Barth D. (1991). Magen-Darmnematoden des rindes, Edition Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart (Allemagne), 105 pp.
32. Bassetto C. C., Silva M. R. L., Newlands G. F. J., Smith W. D., Ratti Júnior J., Martins C. L. & Amarante A. F. T. (2014). Vaccination of grazing calves with antigens from the intestinal membranes of *Haemonchus contortus*: effects against natural challenge with *Haemonchus placei* and *Haemonchus similis*. *Int. J. Parasitol.*, <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijpara.2014.04.010>, consulté le 03/07/14.
33. Bastiaensen P., Dorny P., Batawui K., Boukaya A., Napala A. & Hendrickx G. (2003). Parasitisme des petits ruminants dans la zone périurbaine de Sokodé, Togo. I. Ovins. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 56 : 43-50.

34. Belem A. M. G., Nikiema Z. L., Sawadogo L. & Dorchie Ph. (2000). Parasites gastro-intestinaux des moutons et risques d'infestation parasitaire des pâturages dans la région centrale du Burkina Faso. *Revue Méd. Vét.*, 151 : 437-442.
35. Belem A. M. G., Ouédraogo O. P. & Bessin R. (2001). Gastro-intestinal nematodes and cestodes of cattle in Burkina Faso. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, 5 : 17-21.
36. Bell-Sakyi L., Koney E. B. M., Dogbey O. & Walker A. R. (2004). Incidence and prevalence of tick-borne haemoparasites in domestic ruminants in Ghana. *Vet. Parasitol.*, 124 : 25-42.
37. Bentounsi B., Meradi S. & Cabaret J. (2012). Towards finding effective indicators (diarrhoea and anaemia scores and weight gains) for the implementation of targeted selective treatment against the gastro-intestinal nematodes in lambs in a steppic environment. *Vet. Parasitol.*, 187 : 275-279.
38. Besier B. (2006). New anthelmintics for livestock: the time is right. *Trends Parasitol.*, 23 : 21-24.
39. Biffa D., Jobre Y. & Chakka H. (2006). Ovine helminthosis, a major health constraint to productivity of sheep in Ethiopia. *Anim. Health Res. Rev.*, 7 : 107-118.
40. Bishop S. C. (2012). Possibilities to breed for resistance to nematode parasite infections in small ruminants in tropical production systems. *Animal*, 6 : 741-747.
41. Bock R., Jackson L., De Vos A. & Jorgensen W. (2004). Babesiosis of cattle. *Parasitology*, 129 : 247-269.
42. Boersema J. H. & Pandey V. S. (1997). Anthelmintic resistance of trichostrongylids in sheep in the highveld of Zimbabwe. *Vet. Parasitol.*, 68 : 383-388.
43. Bolajoko M. B. & Morgan E. R. (2012). Relevance of improved epidemiological knowledge to sustainable control of *Haemonchus contortus* in Nigeria. *Anim. Health Res. Rev.*, 13 : 196-208.
44. Bonfoh B., Zinsstag J., Ankers P., Pangui L. J. & Pfister K. (1995). Epidémiologie des nématodes gastro-intestinaux chez les petits ruminants dans la région des plateaux au Togo. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 48 : 321-326.

45. Bunza M. D. A., Ahmad A. & Fana S. A. (2008). Prevalence of *Paramphistomiasis* in ruminants slaughtered at Sokoto Central Abattoir, Sokoto. *Nigerian J. Basic Appl. Sci.*, 16 : 287-292.
46. Burke J. (2005). Management of Barber pole worm in sheep and goats in the southern U.S. Small Farm Research Update. https://attra.ncat.org/downloads/goat_barber_pole.pdf, Consulté le 23/04/2014.
47. Cabaret J. (2004). Parasitisme helminthique en élevage biologique ovin : réalités et moyens de contrôle. *INRA Prod. Anim.*, 17 : 145-154.
48. Chartier C., Itard J., Morel P. C. & Troncy P. M. (2000). Précis de parasitologie vétérinaire tropicale. Universités francophones, Editions Technique et Documentation, Paris (France), 774 pp.
49. Chartier C. & Paraud C. (2012). Coccidiosis due to *Eimeria* in sheep and goats, a review. *Small Rumin. Res.*, 103 : 84-92.
50. Chiejina S. N., Fakae B. B. & Eze P. I. (1989). Development and survival of free-living stages of gastrointestinal nematodes of sheep and goats on pasture in the nigerian derived savanna. *Vet. Res. Commun.*, 13 : 103-112
51. Coles G. C. (2002). Sustainable use of anthelmintics in grazing animals. *Vet. Rec.*, 151 : 165-169.
52. Coles G. C., Jackson F., Pomroy W. E., Prichard R. K., von Samson-Himmelstjerna G., Silvestre A., Taylor M. A. & Vercruysse J. (2006). The detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Vet. Parasitol.*, 136 : 167-185.
53. Coulomb J. (1976). La race N'Dama. Quelques caractéristiques zootechniques. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 29 : 367-380.
54. Dayo G.-K., Bengaly Z., Messad S., Bucheton B., Sidibe I., Cene B., Cuny G. & Thevenon S. (2010). Prevalence and incidence of bovine trypanosomosis in an agro-pastoral area of southwestern Burkina Faso. *Res. Vet. Sci.*, 88 : 470-477.
55. Demeler J., Schein E. & von Samson-Himmelstjerna G. (2012). Advances in laboratory diagnosis of parasitic infections of sheep. *Vet. Parasitol.*, 189 : 52-64.
56. Dia M. L., Jacquet P., Chollet J. Y., Diop C., Thiam A., Aminétou M., Ahmed Salem C. B., Mrézig A. & Diallo B. C. (2000). Ten years of research activities on tropical

- parasitology of dromedaries, cattle, and small ruminants in Mauritania. *Ann. N. Y. Acad. Sci.*, 916 : 404-409.
57. Diaw S. (1997). Contribution à la connaissance des Strongles gastro-intestinaux des petits ruminants au Sénégal. Thèse Doctorat Troisième Cycle de Biologie Animale, Université Cheikh Anta Diop, Dakar (Sénégal), 103 pp.
 58. Domenech J., Formenty P., Yao Bouaffo H., N'Depo A. E., Ouattara M. & Couacy-Hymann E. (1992). La pathologie ovine dans le sud forestier de la Côte d'Ivoire. Ministère de l'Agriculture et des Ressources animales, Abidjan (Côte d'Ivoire), 276 pp.
 59. Dorchie Ph. (2007). Comparison of methods for the veterinary diagnosis of liver flukes (*Fasciola hepatica*) in cattle. *Bulletin USAMV-CN*, 64 : 14-19.
 60. Ekpetsi Bouka C., Batawui K., Napala A., Bastiaensen P., Faye N. & Hendrickx G. (2001). Parasitoses des veaux dans la région septentrionale du Togo. *Revue Élev. Méd. vét. Pays trop.*, 54 : 17-27.
 61. Enwezor F. N. C., Samdi S. M., Ijabor O. & Abenga J. N. (2012). The prevalence of bovine trypanosomes in parts of Benue state, north-central Nigeria. *J. Vector Borne Dis.*, 49 : 188-190.
 62. Epe C. & Kaminsky R. (2013). New advancement in anthelmintic drugs in veterinary medicine. *Trends Parasitol.*, 29 : 129-134.
 63. Euzéby J. (1961). Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome premier. Maladies dues aux Némathelminthes. Fascicule premier. Vigot Frères Editeurs, Paris (France), 473 pp.
 64. Euzéby J. (1966). Les maladies vermineuses des animaux domestiques et leurs incidences sur la pathologie humaine. Tome II. Maladies dues aux Plathelminthes. Fascicule premier. Cestodes. Vigot Frères Editeurs, Paris (France), 663 pp.
 65. Euzéby J. (1981). Diagnostic expérimental des helminthoses animales. Tome 1 : Généralités-Diagnostic ante mortem, Editions " Informations Techniques des Services Vétérinaires ", Paris (France), 349 pp.
 66. Euzéby J. (1982). Diagnostic expérimental des helminthoses animales. Tome 2 : Diagnostic direct post mortem-Diagnostic indirect, Editions " Informations Techniques des Services Vétérinaires ", Paris (France), 364 pp.

67. Euzéby J. (1986). Protozoologie médicale comparée. Volume I : Généralités - Sarcomastigophores (Flagellés, Rhizopodes) - Ciliés, Collection Fondation Marcel Mérieux, Lyon (France), 463 pp.
68. Eysker M. (1997). Some aspects of inhibited development of trichostrongylids in ruminants. *Vet. Parasitol.*, 72 : 265-283.
69. Eysker M. & Ploeger H. W. (2000). Value of present diagnostic methods for gastrointestinal nematode infections in ruminants. *Parasitology*, 120 : 109-119.
70. Faber J. E., Kollmann D., Heise A., Bauer C., Failing K., Bürger H. J. & Zahner H. (2002). Eimeria infections in cows in the periparturient phase and their calves: oocyst excretion and levels of specific serum and colostrum antibodies. *Vet. Parasitol.*, 104 : 1-17.
71. Fabiyi J. P. (1987). Production losses and control of helminths in ruminants of tropical regions. *Int. J. Parasitol.*, 17 : 435-442.
72. Fakae B. B. (1990a). The epidemiology of helminthosis in small ruminants under the traditional husbandry system in eastern Nigeria. *Vet. Res. Commun.*, 14 : 381-391.
73. Fakae B. B. (1990b). Seasonal changes and hypobiosis in *Haemonchus contortus* infection in the west african dwarf sheep and goats in the Nigerian derived savanna. *Vet. Parasitol.*, 36 : 123-130.
74. Fakae B. B. & Chiejina S. N. (1993). The prevalence of concurrent trypanosome and gastrointestinal nematode infections in west african dwarf sheep and goats in Nsukka area of eastern Nigeria. *Vet. Parasitol.*, 49 : 313-318.
75. FAO (Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'Agriculture) (2012). La transhumance transfrontalière en Afrique de l'Ouest, Proposition de plan d'action. 146 pp.
76. FAO (Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'Agriculture) (2014). Données statistiques de la FAO (FAO-STAT). <http://faostat3.fao.org>, Consulté le 16/01/2014.
77. Fritsche T., Kaufmann J. & Pfister K. (1993). Parasite spectrum and seasonal epidemiology of gastro-intestinal nematodes of small ruminants in The Gambia. *Vet. Parasitol.*, 49 : 271-283.
78. Gaba S., Ginot V. & Cabaret J. (2005). Modelling macroparasite aggregation using a nematode-sheep system: the Weibull distribution as an alternative to the Negative Binomial distribution? *Parasitology*, 131 : 393-401.

79. Ganaba R., Bengaly Z. & Ouattara L. (2002). Calf morbidity, mortality and parasite prevalences in the cotton zone of Burkina Faso. *Prev. Vet. Med.*, 55 : 209-216.
80. Gbangboche A. B., Hornick J.-L., Adamou-N'diaye M., Edoth A. P., Farnir F., Abiola F. A. & Leroy P. L. (2005). Caractérisation et maîtrise des paramètres de la reproduction et de la croissance des ovins Djallonké (*Ovis amon aries*). *Ann. Méd. Vét.*, 149 : 148-160.
81. Giudici C. J., Cabaret J. & Durette-Desset M. C. (1999). Description of *Haemonchus placei* (Place, 1893) (Nematoda, Trichostrongylidae, Haemonchinae), identification and intra-specific morphologic variability. *Parasite*, 6 : 333-342.
82. Goossens B., Osaer S., Kora S., Jaitner J., Ndao M. & Geerts S. (1997). The interaction of *Trypanosoma congolense* and *Haemonchus contortus* in Djallonke sheep. *Int. J. Parasitol.*, 27 : 1579-1584.
83. Gordon H. M. & Whitlock H. V. (1939). A new technique for counting nematodes eggs in sheep faeces. *J. Counc. Sci. Ind. Res. Aust.*, 10 : 50-52.
84. Graber M. & Perrotin C. (1983). Helminthes et helminthoses des ruminants domestiques d'Afrique tropicale. Le Point Vétérinaire, Maisons-Alfort (France), 378 pp.
85. Grace D., Himstedt H., Sidibe I., Randolph T. & Clausen P.-H. (2007). Comparing FAMACHA[®] eye color chart and Hemoglobin Color Scale tests for detecting anemia and improving treatment of bovine trypanosomosis in West Africa. *Vet. Parasitol.*, 147 : 26-39.
86. Gueye A., Mbengue M. & Diouf A. (1989). Tiques et hémoparasitoses du bétail au Sénégal. IV. La zone sud-soudanienne. *Rev. Elev. Méd. Vét. Pays trop.*, 42 : 517-528.
87. Gueye A., Mbengue M., Diouf A. & Sonko M. L. (1993). Tiques et hémoparasitoses du bétail au Sénégal. V. La zone nord-guinéenne. *Revue Elev. Méd. Vét. Pays trop.*, 46 : 551-561.
88. Gueye A., Mbengue M. & Diouf A. (1994). Tiques et hémoparasitoses du bétail au Sénégal. VI. La zone soudano-sahélienne. *Rev. Elev. Méd. Vét. Pays trop.*, 47 : 39-46.
89. Hansen J. & Perry B. (1995). Epidémiologie, diagnostic et prophylaxie des helminthiases des ruminants domestiques. FAO, Rome (Italie), 176 pp.
90. Hoste C., Deslandes P., Cloe L. & Havet A. (1983). Etude des hématocrites des taurins N'Dama et Baoulé de Côte d'Ivoire. *Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 36 : 273-282.

91. Hoste H. & Torres-Acosta J. F. J. (2011). Non chemical control of helminths in ruminants: Adapting solutions for changing worms in a changing world. *Vet. Parasitol.*, 180 : 144-154.
92. Houdijk J. G. M. (2008). Influence of periparturient nutritional demand on resistance to parasites in livestock. *Parasite Immunol.*, 30 : 113-121.
93. Idika I. K., Chiejina S. N., Mhomga L. I., Ngongeh L. A. & Nnadi P. A. (2012a). Responses of the humid zone ecotype of the Nigerian West African Dwarf sheep to mixed infections with *Haemonchus contortus* and *Trichostrongylus colubriformis*. *Parasitol. Res.*, 110 : 2521-2527.
94. Idika I. K., Chiejina S. N., Mhomga L. I., Nnadi P. A. & Ngongeh L. A. (2012b). Correlates of resistance to gastrointestinal nematode infection in Nigerian West African dwarf sheep. *Asian Pac. J. Trop. Med.*, 5 : 529-532.
95. Jackson F., Bartley D., Bartley Y. & Kenyon F. (2009). Worm control in sheep in the future. *Small Rumin. Res.*, 86 : 40-45.
96. Jacquet P., Cabaret J., Colas F., Dia M. L., Cheikh D. & Thiam A. (1992). Helminths of sheep and goats in desert areas of south-west Mauritania (Trarza). *Vet. Res. Commun.*, 16 : 437-444.
97. Jacquet P., Colas F., Cabaret J., Dia M. L., Cheikh D. & Thiam A. (1995a). Dry areas: an example of seasonal evolution of helminth infection of sheep and goats in southern Mauritania. *Vet. Parasitol.*, 56 : 137-148.
98. Jacquet P., Humbert J. F., Comes A. M., Cabaret J., Thiam A. & Cheikh D. (1995b). Ecological, morphological and genetic characterization of sympatric *Haemonchus* spp parasites of domestic ruminants in Mauritania. *Parasitology*, 110 : 483-492.
99. Jacquet P., Cabaret J., Cheikh D. & Thiam E. (1997). Identification of *Haemonchus* species in domestic ruminants based on morphometrics of spicules. *Parasitol. Res.*, 83 : 82-86.
100. Jacquet P., Barillet F., Bouix J., François D., Moreno C. & Terefe G. (2009). La résistance génétique des ovins aux strongles gastro-intestinaux. *Bull. Acad. Vét. France*, 162 : 39-46. <http://www.academie-veterinaire-defrance.org/>
101. Jayaraman K. (1999). Manuel de statistique pour la recherche forestière. <http://www.fao.org/docrep/003/X6831F/X6831f18.htm>, consulté le 27/11/2013.

102. Kagira J. & Kanyari P. W. N. (2001). The role of parasitic diseases as causes of mortality in small ruminants in a high-potential farming area in central Kenya. *J. S. Afr. Vet. Assoc.*, 72 : 147-149.
103. Kaminsky R., Ducray P., Jung M., Clover R., Rufener L., Bouvier J., Schorderet Weber S., Wenger A., Wieland-Berghausen S., Goebel T., Gauvry N., Pautrat F., Skripsky T., Froelich O., Komoin-Oka C., Westlund B., Sluder A. & Mäser P. (2008a). A new class of anthelmintics effective against drug-resistant nematodes. *Nature*, 452 : 176-180.
104. Kaminsky R., Gauvry N., Schorderet Weber S., Skripsky T., Bouvier J., Wenger A., Schroeder F., Desales Y., Hotz R., Goebel T., Hosking B. C., Pautrat F., Wieland-Berghausen S. & Ducray P. (2008b). Identification of the amino-acetonitrile derivative monepantel (AAD 1566) as a new anthelmintic drug development candidate. *Parasitol. Res.*, 103 : 931-939.
105. Kanyari P. W. N. (1993). The relationship between coccidal and helminth infections in sheep and goats in Kenya. *Vet. Parasitol.*, 51 : 137-141.
106. Kaplan R. M. (2004). Drug resistance in nematodes of veterinary importance: a status report. *Trends Parasitol.*, 20 : 477-481.
107. Kaplan R. M., Burke J. M., Terrill T. H., Miller J. E., Getz W. R., Mobini S., Valencia E., Williams M. J., Williamson L. H., Larsen M. & Vatta A. F. (2004). Validation of the FAMACHA[®] eye color chart for detecting clinical anemia in sheep and goats on farms in the southern United States. *Vet. Parasitol.*, 123 : 105-120.
108. Kaplan R. M. & Vidyashankar A. N. (2012). An inconvenient truth: Global worming and anthelmintic resistance. *Vet. Parasitol.*, 186 : 70-78.
109. Kaufmann J. & Pfister K. (1990). The seasonal epidemiology of gastrointestinal nematodes in N'Dama cattle in The Gambia. *Vet. Parasitol.*, 37 : 45-54.
110. Kaufmann J. (1996). Parasitic infections of domestic animals: a diagnostic manual. Birkhäuser Verlag, Basel (Switzerland), 423 pp.
111. Kenyon F., Greer A. W., Coles G. C., Cringoli G., Papadopoulos E., Cabaret J., Berrag B., Varady M., Van Wyk J. A., Thomas E., Vercruysse J. & Jackson F. (2009). The role of targeted selective treatments in the development of refugia-based approaches to the control of gastrointestinal nematodes of small ruminants. *Vet. Parasitol.*, 164 : 3-11.
112. Kenyon F. & Jackson F. (2012). Targeted flock/herd and individual ruminant treatment

- approches. *Vet. Parasitol.*, 186 : 10-17.
113. Kerboeuf D. (2004). Apport des tests de laboratoire dans le diagnostic des strongyloses gastro-intestinales des ruminants et le choix des traitements. *Bull. Acad. Vét. France*, 157 : 17-23. <http://www.academie-veterinaire-france.fr>
 114. Ketzis J. K., Vercruysse J., Stromberg B. E., Larsen M., Athanasiadou S. & Houdijk J. G. M. (2006). Evaluation of efficacy expectations for novel and non-chemical helminth control strategies in ruminants. *Vet. Parasitol.*, 139 : 321-335.
 115. Knopf L., Komoin-Oka C., Betschart B., Jongejan F., Gottstein B. & Zinsstag J. (2002). Seasonal epidemiology of ticks and aspects of cowdriosis in N'Dama village cattle in the Central Guinea savannah of Côte d'Ivoire. *Prev. Vet. Med.*, 53 : 21-30.
 116. Knopf L., Komoin-Oka C., Betschart B., Gottstein B. & Zinsstag J. (2004). Production and health parameters of N'Dama village cattle in relation to parasitism in the guinea savannah of Côte d'Ivoire. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 57 : 1-6.
 117. Komoin-Oka C., Zinsstag J., Pandey V. S., Fofana F. & N'Depo A. (1999). Epidémiologie des parasites des ovins de la zone sud forestière de la Côte d'Ivoire. *Revue Elev. Méd. Vét. Pays trop.*, 52 : 39-46.
 118. Komoin-Oka C., Zinsstag J., Fofana F., N'Depo A. & Pandey V. S. (2000). Epidémiologie des nématodes gastro-intestinaux des bovins de la région centre de la Côte d'Ivoire. *Revue Elev. Méd. Vét. Pays trop.*, 53 : 257-262.
 119. Konaté S. & Kampmann D. (eds) (2010), Atlas de la Biodiversité en Afrique de l'Ouest, Tome III : Côte d'Ivoire, Abidjan & Frankfurt/Main, BIOTA, 560 pp. http://www2.uni-frankfurt.de/47671163/CI_Atlas_complete.pdf, consulté le 02/01/2014.
 120. Koné W. M. & Kamanzi Atindehou K. (2008). Ethnobotanical inventory of medicinal plants used in traditional veterinary medicine in Northern Côte d'Ivoire (West Africa). *S. Afr. J. Bot.*, 74 : 76-84.
 121. Koné W. M., Kamanzi Atindehou K., Dossahoua T. & Betschart B. (2005). Anthelmintic activity of medicinal plants used in Northern Côte d'Ivoire against intestinal helminthiasis. *Pharm. Biol.*, 43 : 72-78.
 122. Landais E. & Bassewitz H. (1982). Détermination de l'âge des moutons Djallonké du Nord de la Côte-d'Ivoire par examen de leur dentition. *Rev. Elev. Med. vét. Pays trop.*, 35 : 57-62.

123. Larrat R., Pagot J. & Vandenbussche J. (1988). Manuel vétérinaire des agents techniques de l'élevage tropical. 2ème éd. Ministère de la Coopération et du Développement, Paris (France), 533 pp.
124. Larsen M. (2006). Biological control of nematode parasites in sheep. *J. Anim. Sci.*, 84: E133-E139. http://www.journalofanimalscience.org/content/84/13_suppl/E133, consulté le 23/04/2014.
125. Le Jambre L. F. (2006). Eradication of targeted species of internal parasites. *Vet. Parasitol.*, 139 : 360-370.
126. Leask R., van Wyk J. A., Thompson P. N. & Bath G. F. (2013). The effect of application of the FAMACHA[®] system on selected production parameters in sheep. *Small Rumin. Res.*, 110 : 1-8.
127. Leathwick D. M., Waghorn T. S., Miller C. M., Candy P. M. & Oliver A.-M. B. (2012). Managing anthelmintic resistance – Use of a combination anthelmintic and leaving some lambs untreated to slow the development of resistance to ivermectin. *Vet. Parasitol.*, 187 : 285-294.
128. Lee B. H., Clothier M. F. & Johnson S. S. (2001). Semi-synthesis of 2-deoxo- and 3-epiparasherquamide A. *Bioorg. Med. Chem. Lett.* , 11 : 553-554.
129. Leperre P., Dwinger R. H., Rawlings P., Janneh L., Zurcher G., Faye J. & Maxwell J. (1992). Etude des paramètres zootechniques de la race N'Dama en milieu traditionnel villageois en Gambie. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 45 : 55 - 62.
130. Little P. R., Hodge A., Watson T. G., Seed J. A. & Maeders S. J. (2010). Field efficacy and safety of an oral formulation of the novel combination anthelmintic, derquantel abamectin, in sheep in New Zealand. *N. Z. Vet. J.*, 58 : 121-129.
131. Mahama C. I., Desquesnes M., Dia M. L., Losson B., De Deken R., Speybroeck N. & Geerts S. (2005). A longitudinal epidemiological survey of bovine trypanosomosis and its vectors in the White Volta river basin of Northern Ghana. *Vet. Parasitol.*, 128 : 201-208.
132. Mahieu M., Arquet R., Fleury J., Coppry O., Marie-Magdeleine C., Boval M., Archimède H., Alexandre G., Bambou J.-C. & Mandonnet N. (2009). Contrôle intégré du parasitisme gastro-intestinal des petits ruminants au pâturage en zone tropicale humide. *Renc. Rech. Ruminants*, 2009, 16 : 265-268. http://www.journees3r.fr/IMG/pdf/2009_08_03_Mahieu.pdf, Consulté le 19/08/2013.

133. Maia D., Rosalinski-Moraes F., Van Wyk J. A., Weber S. & Santos Sotomaior C. (2014). Assessment of a hands-on method for FAMACHA[®] system training. *Vet. Parasitol.*, 200 : 165-171.
134. Malan F. S., Van Wyk J. A. & Wessels C. D. (2001). Clinical evaluation of anaemia in sheep: early trials. *Onderstepoort J. Vet. Res.*, 68 : 165-174.
135. Marcotty T., Simukoko H., Berkvens D., Vercruysse J., Praet N. & Van den Bossche P. (2008). Evaluating the use of packed cell volume as an indicator of trypanosomal infections in cattle in eastern Zambia. *Prev. Vet. Med.*, 87 : 288-300.
136. Mas-Coma S., Bargues M. D. & Valero M. A. (2005). Fascioliasis and other plant-borne trematode zoonoses. *Int. J. Parasitol.*, 35 : 1255-1278.
137. Mattioli R. C., Janneh L., Corr N., Faye J. A., Pandey V. S. & Verhulst A. (1997). Seasonal prevalence of ticks and tick-transmitted haemoparasites in traditionally managed N'Dama cattle with reference to strategic tick control in the Gambia. *Med. Vet. Entomol.*, 11 : 342-348.
138. Mattioli R. C., Faye J. A. & Jaitner J. (2001). Estimation of trypanosomal status by the buffy coat technique and an antibody ELISA for assessment of the impact of trypanosomosis on health and productivity of N'Dama cattle in The Gambia. *Vet. Parasitol.*, 95 : 25-35.
139. McKellar Q. A. & Jackson F. (2004). Veterinary anthelmintics: old and new. *Trends Parasitol.*, 20 : 456-461.
140. Miller J. E., Burke J. M., Terrill T. H. & Kearney M. T. (2011). A comparison of two integrated approaches of controlling nematode parasites in small ruminants. *Vet. Parasitol.*, 178 : 300-310.
141. Miller C. M., Waghorn T. S., Leathwick D. M., Candy P. M., Oliver A-M. B. & Watson T. G. (2012). The production cost of anthelmintic resistance in lambs. *Vet. Parasitol.*, 186 : 376-381.
142. Ministère de la Production Animale et des Ressources Halieutiques (MIPARH) (2003). Rapport national sur l'état des ressources zoogénétiques. République de Côte d'Ivoire. 80 pp.
143. Ministère des Ressources Animales et Halieutiques (MIRAH) (2014a). Site Web du MIRAH. <http://www.ressourcesanimales.gouv.ci/>, consulté le 12/11/2014.

144. Ministère des Ressources Animales et Halieutiques (MIRAH) (2014b). Plan stratégique de développement de l'élevage, de la pêche et de l'aquaculture en Côte d'Ivoire (PSDEPA 2014 - 2020), Tome I : Diagnostic - Stratégie de développement - Orientations stratégiques. République de Côte d'Ivoire, 102 pp.
145. Mishra G. S., Camus E., Belot J. & N'Depo A. E. (1979). Enquête sur le parasitisme et la mortalité des veaux dans le Nord de la Côte d'Ivoire : observations préliminaires. *Rev. Elev. Méd. Vét. Pays trop.*, 32 : 353-359.
146. Molento M. B., Gaviao A. A., Depner R. A. & Pires C. C. (2009). Frequency of treatment and production performance using the FAMACHA method compared with preventive control in ewes. *Vet. Parasitol.* 162 : 314-319.
147. Moors E. & Gauly M. (2009). Is the FAMACHA[®] chart suitable for every breed? Correlations between FAMACHA[®] scores and different traits of mucosa colour in naturally parasite infected sheep breeds. *Vet. Parasitol.*, 166 : 108-111.
148. Morel P. C. (1959a). Enquête sur les parasites des animaux domestiques en République de Côte d'Ivoire. Mission du 19 mai au 26 juin 1959. <http://www.sist.sn/gsd/collect/publi/index/assoc/HASHb210/01fdadc0.dir/doc.pdf>, consulté le 07/10/2014.
149. Morel P. C. (1959b). Les helminthes des animaux domestiques de l'Afrique occidentale. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 12 : 153-174.
150. Murray M., Murray P. K. & McIntyre W. I. M. (1977). An improved parasitological technique for diagnosis of african trypanosomiasis. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 71 : 325-326.
151. Nakayima J., Nakao R., Alhassan A., Mahama C., Afakye K. & Sugimoto C. (2012). Molecular epidemiological studies on animal trypanosomiasis in Ghana. *Parasit. Vectors*, 5 : 217-223.
152. Ndamukong K. J. N. & Sewell M. M. H. (1992). Resistance to benzimidazole anthelmintics by trichostrongyles in sheep and goats in North-West Cameroon. *Vet. Parasitol.*, 41 : 335-339.
153. Ndao M., Belot J., Zinsstag J. & Pfister K. (1995a). Epidémiologie des helminthoses gastro-intestinales des petits ruminants dans la zone sylvo-pastorale au Sénégal. *Vet. Res.*, 26 : 132-139.

154. Ndao M., Belot J., Zinsstag J. & Pfister K. (1995b). Epidémiologie des nématodoses gastro-intestinales des bovins dans la zone sylvo-pastorale au Sénégal. *Revue Méd. Vét.*, 146 : 129-134.
155. Ndao M., Pandey V. S., Zinsstag J. & Pfister K. (1995c). Helminth parasites and hypobiosis of nematodes in N'Dama cattle during the dry season in The Gambia. *Vet. Parasitol.*, 60 : 161-166.
156. Ndao M., Pandey V. S., Zinsstag J. & Pfister K. (1995d). Effect of a single dry season anthelmintic treatment of N'Dama cattle on communal pastures in The Gambia. *Vet. Res. Commun.*, 19 : 205-213.
157. Ngole I. U., Ndamukong K. J. N. & Mbuh J. V. (2003). Internal parasites and haematological values in cattle slaughtered in Buea Subdivision of Cameroun. *Trop. Anim. Health Prod.*, 35 : 409-413.
158. Njoku-Tony R. F. & Nwoko B. E. B. (2009). Prevalence of paramphistomiasis among sheep slaughtered in some selected abattoirs in Imo State, Nigeria. *Sci. World J.*, 4 : 12-15.
159. Njoku-Tony R. F. & Okoli G. C. (2011). Prevalence of fascioliasis among slaughter sheep in selected abattoirs in Imo State, Nigeria. *J. Am. Sci.*, 7 : 361-366.
160. Nuvor S. V., Agyei A. D. & Assoku R. K. (1998). Oocyst counts in crossbred ewes under tree-crop plantation in the forest zone of Ghana. *Trop Anim Health Prod.*, 30 : 279-285.
161. Nwosu C. O., Madu P. P. & Richards W. S. (2007). Prevalence and seasonal changes in the population of gastrointestinal nematodes of small ruminants in the semi-arid zone of north-eastern Nigeria. *Vet. Parasitol.*, 144 : 118-124.
162. O'Connor L. J., Walkden-Brown S. W. & Kahn L. P. (2006). Ecology of the free-living stages of major trichostrongylid parasites of sheep. *Vet. Parasitol.*, 142 : 1-15.
163. Onyali I. O., Onwuliri C. O. E. & Ajayi J. A. (1989). *Strongyloides papillosus* infestations of lambs in Plateau State of Nigeria. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 42 : 223-226.
164. Onyali I. O., Onwuliri C. O. E. & Ajayi J. A. (1990). Development and survival of *Haemonchus contortus* larvae on pasture at Vom, Plateau State, Nigeria. *Vet. Res. Commun.*, 14 : 211-216

165. Ouattara L. & Dorchie Ph. (2001). Helminthes gastro-intestinaux des moutons et chèvres en zones sub-humide et sahélienne du Burkina Faso. *Revue Méd. Vét.*, 152 : 165-170.
166. Ouédraogo A., Ouattara L., Kaufmann J. & Pfister K. (1992). Epidémiologie des nématodes gastro-intestinaux des ruminants au Burkina Faso : spectre, fréquences et variations saisonnières. In : 7ème Conf. A.I.M.V.T., Yamoussoukro, Côte d'Ivoire, 14-18 sept. 1992, 749-750.
167. Ouzir M., Berrag B., Benjouad A. & Cabaret J. (2011). Use of pathophysiological indicators for individual decision of anthelmintic treatment of ewes against gastro-intestinal nematodes in Morocco. *Vet. Parasitol.*, 180 : 372-377.
168. Pautric-Thomas S. (2003). Données récentes sur la résistance aux anthelminthiques des strongles gastro-intestinaux des ruminants. Thèse Méd. Vét. Ecole Nationale Vétérinaire, Toulouse (France), 96 pp.
169. Poivey J. P., Landais E., Seitz J. L. & Kouyaté M. (1981). Détermination de l'âge des bovins par l'examen de la dentition. Méthodologie et principaux résultats acquis en milieu villageois dans le Nord de la Côte-d'Ivoire. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 34 : 55-62.
170. Poivey J. P., Camus E. & Landais E. (1983). Enquête sur l'infection trypanosomienne dans les troupeaux bovins villageois du Nord de la Côte d'Ivoire. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 36 : 45 - 53.
171. Pugh D. G. & Baird N. (2012). Sheep & Goat Medicine. Second Edition, Edition Elsevier Saunders, Missouri (USA), 640 pp.
172. Reynecke D. P., van Wyk J. A., Gummow B., Dorny P. & Boomker J. (2011). Validation of the FAMACHA[®] eye colour chart using sensitivity/specificity analysis on two South African sheep farms. *Vet. Parasitol.*, 177 : 203-211.
173. Roeber F., Jex A. R. & Gasser R. B. (2013). Advances in the diagnosis of key gastrointestinal nematode infections of livestock, with an emphasis on small ruminants. *Biotechnol. Adv.*, 31 : 1135-1152.
174. Rojo-Vázquez F. A., Meana A., Valcárcel F. & Martínez-Valladares M. (2012). Update on trematode infections in sheep. *Vet. Parasitol.*, 189 : 15-38.

175. Saddiqi H. A., Jabbar A., Sarwar M., Iqbal Z., Muhammad G., Nisa M. & Shahzad A. (2011). Small ruminant resistance against gastrointestinal nematodes: a case of *Haemonchus contortus*. *Parasitol. Res.*, 109 : 1483-1500.
176. Sargison N. D. (2012). Pharmaceutical treatments of gastrointestinal nematode infections of sheep—Future of anthelmintic drugs. *Vet. Parasitol.*, 189 : 79-84.
177. Sayers G. & Sweeney T. (2005). Gastrointestinal nematode infection in sheep – a review of the alternatives to anthelmintics in parasite control. *Anim. Health Res. Rev.*, 6 : 159-171.
178. Schnittger L., Rodriguez A. E., Florin-Christensen M. & Morrison D. A. (2012). Babesia: A world emerging. *Infect. Genet. Evol.*, 12 : 1788-1809.
179. Shoop W. L., Egerton J. R., Eary C. H. & Suhayda D. (1990). Anthelmintic activity of paraherquamide in sheep. *J. Parasitol.*, 76 : 349-351.
180. Soffo Y. V. (2010). Enquête sur les hémoparasitoses et les parasitoses gastro-intestinales des bovins dans la région des savanes en Côte d'Ivoire. Thèse Méd. Vét., Ecole Inter-Etats des Sciences et Médecine Vétérinaires, Dakar (Sénégal), 158 pp.
181. Sokouri D. P., Yapi-Gnaoré C. V., N'Guetta A. S. P., Loukou N'G. E., Kouao B. J., Touré G., Sangaré A. & Kouassi A. (2009). Utilisation et gestion des races taurines locales sous la pression des croisements avec les zébus dans les régions Centre et Nord de la Côte d'Ivoire. *J. Anim. Plant Sci.*, 5 : 456-465.
182. Sokouri D. P., Yapi-Gnaoré C. V., N'Guetta A. S. P., Loukou N. E., Kouao B. J., Touré G., Kouassi A. & Sangaré A. (2010). Performances de reproduction des races bovines locales de Côte d'Ivoire. *J. Appl. Biosci.*, 36 : 2353- 2359.
183. Soro D., Koné W. M., Bonfoh B., Dro B., Toily K. B. & Kamanzi K. (2013). *In vivo* anthelmintic activity of *Anogeissus leiocarpus* Guill & Perr (*Combretaceae*) against nematodes in naturally infected sheep. *Parasitol. Res.*, 112 : 2681-2688.
184. Soulsby E. J. L. (1965). Textbook of Veterinary Clinical Parasitology. Volume I. Helminths. 1^{ère} Edition. Blackwell Scientific Publications, Oxford (Great Britain), 1120 pp.
185. Soulsby E. J. L. (1968). Helminths, arthropods & protozoa of domesticated animals. Baillière, Tindall and Cassel Ltd, 6^{ème} Edition, London (Great Britain), 824 pp.
186. Soulsby, L. (2007). New concepts in strongyle control and anthelmintic resistance: the role of refugia. *Vet. J.*, 174 : 6-7.

187. Sow A., Ganaba R., Percoma L., Sidibé I., Bengaly Z., Adam Y., Koné P., Sawadogo G. J., Van Den Abbeele J., Marcotty T. & Delespaux V. (2013). Baseline survey of animal trypanosomosis in the region of the Boucle du Mouhoun, Burkina Faso. *Res. Vet. Sci.*, 94 : 573-578.
188. Stafford K. A., Morgan E. R. & Coles G. C. (2009). Weight-based targeted selective treatment of gastrointestinal nematodes in a commercial sheep flock. *Vet. Parasitol.*, 164 : 59-65.
189. Stromberg B. E. & Averbeck G. A. (1999). The role of parasite epidemiology in the management of grazing cattle. *Int. J. Parasitol.*, 29 : 33-39.
190. Sutherland I. A. & Leathwick D. M. (2011). Anthelmintic resistance in nematode parasites of cattle: a global issue? *Trends Parasitol.*, 27 : 176-181.
191. Tamssar Ichakou M. N. (2006). Parasitisme helminthique gastro-intestinal des moutons abattus aux abattoirs de Dakar. Thèse Méd. Vét. 2, Ecole Inter-Etats des Sciences et Médecine Vétérinaires (E.I.S.M.V.), Dakar (Sénégal), 106 pp.
192. Tembely S. (1986). An abattoir survey of gastro-intestinal helminth parasites in cattle, sheep and goats in Mali (West Africa). Graduate College of Texas A&M University, Ph D, 1986, 116 pp.
193. Thienpont D., Rochette F. & Vanparijs O. (1979). Le diagnostic des verminoses par examen coprologique. Janssen Research Foundation, Beerse (Belgique), 187 pp.
194. Touré G., Komoin-Oka C., Cabaret J., Ouattara Z., Faye B. & Lhostis M. (2006). Peri-urban sheep breeding in Ivory Coast: evaluation of gastro-intestinal parasitism and influent factors of variation. *J. Agr. Environ. Int. Dev.*, 100 : 155-168.
195. Van Dijk J. & Morgan E. R. (2011). The influence of water on the migration of infective trichostrongyloid larvae onto grass. *Parasitology*, 138 : 780-788.
196. Van Wyk J. A. (2001). Refugia-overlooked as perhaps the most potent factor concerning the development of anthelmintic resistance. *Onderstepoort J. Vet. Res.*, 68 : 55-67.
197. Van Wyk J. A. & Bath G. F. (2002). The FAMACHA[®] system for managing haemonchosis in sheep and goats by clinically identifying individual animals for treatment. *Vet. Res.*, 33 : 509-529.
198. Van Wyk J. A. (2008). Production trials involving use of the FAMACHA[®] system for

- haemonchosis in sheep: preliminary results. *Onderstepoort J. Vet. Res.*, 75 : 331-345.
199. Vassiliades G. (1981). Parasitisme gastro-intestinal chez le mouton du Sénégal. *Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 34 : 169-177.
 200. Vennetier P. & Laclavere A. (1983). Atlas de la Côte d'Ivoire. 2^e édition, Editions Jeune Afrique, 72 pp.
 201. Waruiru R. M., Ngatho J. W. & Mukiri J. G. (1998). Multiple and multigeneric anthelmintic resistance on a sheep farm in Kenya. *Trop. Anim. Health Prod.*, 30 : 159-166.
 202. West D. M., Pomroy W. E., Kenyon P. R., Morris S. T., Smith S. L. & Burnham D. L. (2009). Estimating the cost of subclinical parasitism in grazing ewes. *Small Rumin. Res.*, 86 : 84-86.
 203. Williams A. R. & Palmer D. G. (2012). Interactions between gastrointestinal nematode parasites and diarrhoea in sheep: Pathogenesis and control. *Vet. J.*, 192 : 279-285.
 204. Wolstenholme A. J., Fairweather I., Prichard R., von Samson-Himmelstjerna G. & Sangster N. C. (2004). Drug resistance in veterinary helminths. *Trends Parasitol.*, 20 : 469-476.
 205. Wymann M. N., Bonfoh B., Traoré K., Tembely S. & Zinsstag J. (2007). Species diversity and acquisition of gastrointestinal parasites in calves aged 0-13 months in periurban livestock production in Mali. *Vet. Parasitol.*, 143 : 67-73.
 206. Wymann M. N., Traoré K., Bonfoh B., Tembely S., Tembely S. & Zinsstag J. (2008). Gastrointestinal parasite egg excretion in young calves in periurban livestock production in Mali. *Res. Vet. Sci.*, 84 : 225-231
 207. Yapi-Gnaoré C. V., Oya B. A. & Ouattara Z. (1996). Revue de la situation des races d'animaux domestiques de Côte d'Ivoire. *Anim. Genet. Resour. Inform.*, 19 : 99-118.
 208. Yergeau E., Poirier M., Couture M. & Poulin Y. (2013). Le site francophone le plus complet sur SPSS 17. <http://spss.espaceweb.usherbrooke.ca/>, consulté le 19/12/2014.
 209. Youssao A. K. I. & Assogba M. N. (2002). Prévalence de la fasciolose bovine dans la vallée du fleuve Niger au Bénin. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 55 : 105-108.
 210. Zajac A. M. (2006). Gastrointestinal nematodes of small ruminants: life cycle, anthelmintics, and diagnosis. *Vet. Clin. Food. Anim.*, 22 : 529-541.

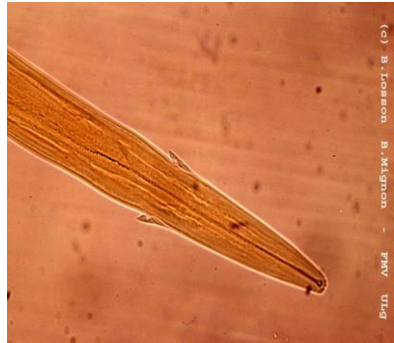
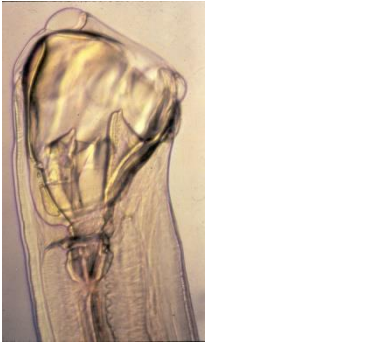
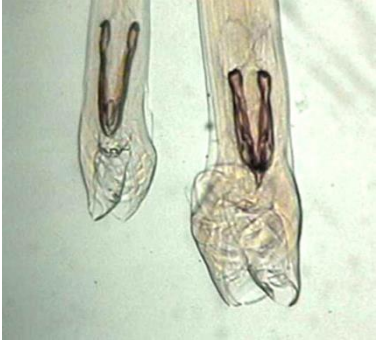
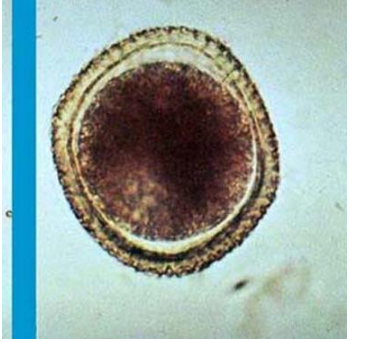
211. Zinsstag J., Ankers P., Mbake M. & Clifford D. (1994). Recherche appliquée dans la coopération au développement. Le "Projet helminthoses de l'Université de Berne" en Gambie (Afrique de l'Ouest), pour une amélioration de la productivité du bétail. *Revue suisse Agric.*, 26 : 115-120.
212. Zinsstag J. & Pfister K. (1994). Workshop summary: strategies and economics of parasite control in Africa. *Vet. Parasitol.*, 54 : 309-311.
213. Zinsstag J., Ankers P., Dempfle L., Njie M., Kaufmann J., Itty P., Pfister K. & Pandey V.S. (1997). Effect of strategic gastrointestinal nematode control on growth of N'Dama in Gambia. *Vet. Parasitol.*, 68 : 143-153.
214. Zinsstag J., Ankers P., Ndao M., Bonfoh B. & Pfister K. (1998). Multiparasitism, production and economics in domestic animals in sub-saharan west Africa. *Parasitol. Today*, 14 : 46-49.
215. Zinsstag J., Ankers Ph., Njie M., Smith T., Pandey V.S., Pfister K. & Tanner M. (2000). Heritability of gastrointestinal nematode faecal egg counts in West African village N'Dama cattle and its relation to age. *Vet. Parasitol.*, 89 : 71-78.
216. Zouiten H. (2006). Résistance aux anthelminthiques des nématodes parasites du tube digestif chez les ovins et les équidés au Maroc. Thèse Doctorat d'Etat Université Mohammed V – Agdal, Rabat, Maroc, 138 pp.

ANNEXES

- Annexe 1 : Tableau synoptique illustrant les principaux parasites digestifs et sanguins
- Annexe 2 : Programmes de prophylaxie en élevages ovin et bovin
- Annexe 3 : Localisation des sites d'étude dans la zone centre de la Côte d'Ivoire
- Annexe 4 : Fiche helminthologique ovine (Etude des parasites des ovins de la zone sud)
- Annexe 5 : Fiche helminthologique bovine (Etude des parasites des bovins de la zone centre)
- Annexe 6 : Fiche de prélèvements bovins (Enquête sur les hémoparasites des bovins de la zone centre)
- Annexe 7 : Résultats du questionnaire soumis aux éleveurs (Enquête sur les hémoparasites des bovins de la zone centre)
- Annexe 8 : Fiche de suivi des ovins (Essai de contrôle thérapeutique)

Tableau synoptique illustrant les principaux parasites digestifs et sanguins

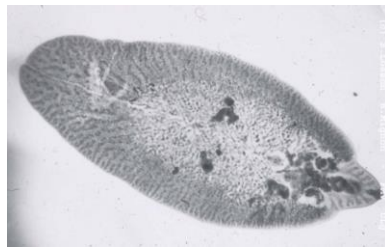
I/ Les Nématodes

		
Nématodes <i>Chromadorea</i> mâles et femelles (<i>Haemonchus</i> sp)	Nématodes <i>Enoplea</i> mâle et femelle (<i>Trichuris</i> sp)	Extrémité antérieure d'un Haemonchidé (<i>Haemonchus</i> sp)
		
Extrémité antérieure d'un Ancylostomatidé (<i>Bunostomum</i> sp)	Extrémité antérieure d'un Cooperiidé (<i>Cooperia</i> sp)	Extrémité antérieure d'un Chabertiidé (<i>Oesophagostomum</i> sp)
		
Bourse caudale de Strongles digestifs	Œuf de Strongles digestifs	Œuf de Trichures
		
Œuf de Toxocaridés	Œuf de Strongyloididés (<i>Strongyloides</i> sp)	Larve de 3^{ème} âge d'<i>Oesophagostomum</i> sp

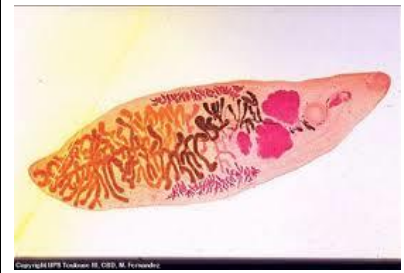
II/ Les Trématodes



Trématode Paramphistomidé



Trématode Fasciolidé (*Fasciola* sp)



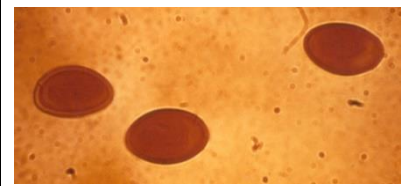
Trématode Dicrocoelidé
(*Dicrocoelium* sp)



Œuf de Paramphistomidé



Œuf de Fasciolidé



Œufs de *Dicrocoelium* sp

III/ Les Cestodes



Extrémité antérieure d'un Anoplocéphalidé (*Moniezia* sp)



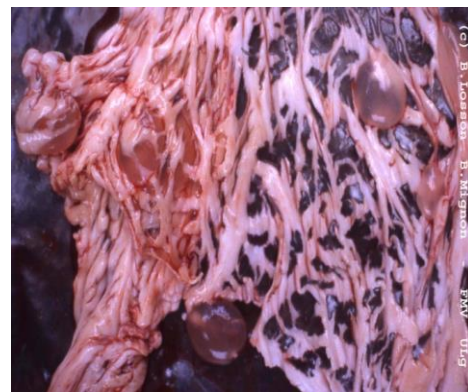
Segments d'un Anoplocéphalidé



Œuf d'un Anoplocéphalidé (*Moniezia* sp)



Lésion de cysticercose hépatique



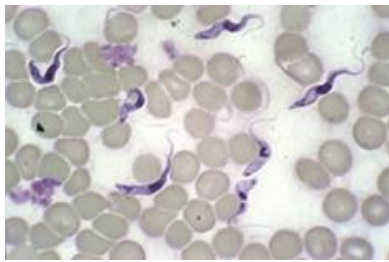
Lésion de cysticercose péritonéale

IV/ Les Coccidies

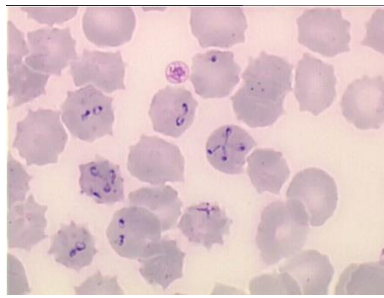


Oocyste d'Eimeriidés (*Eimeria* sp)

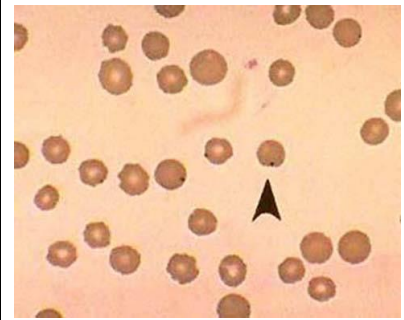
V/ Les Parasites sanguins



Trypanosoma vivax



Babesia sp dans des érythrocytes



Anaplasma marginale dans des érythrocytes de bovins

Sources :

- <https://instruction.cvhs.okstate.edu/jcfox/htdocs/clinpara/>, consulté le 19/02/2014 ;
- Ecole Inter-Etats des Sciences et Médecine Vétérinaire (Session de formation des formateurs en techniques de diagnostic des maladies animales -FAO – UEMOA – EISMV, 28/01/2014-07/02/2008) ;
- http://www.powershow.com/view/3c6e93-MTRmN/Diagnosis_of_Internal_Parasites_of_Ruminants_powerpoint_ppt_presentation, consulté le 31/10/2014.

PROGRAMME DE PROPHYLAXIE EN ELEVAGE (OVIN, CAPRIN)

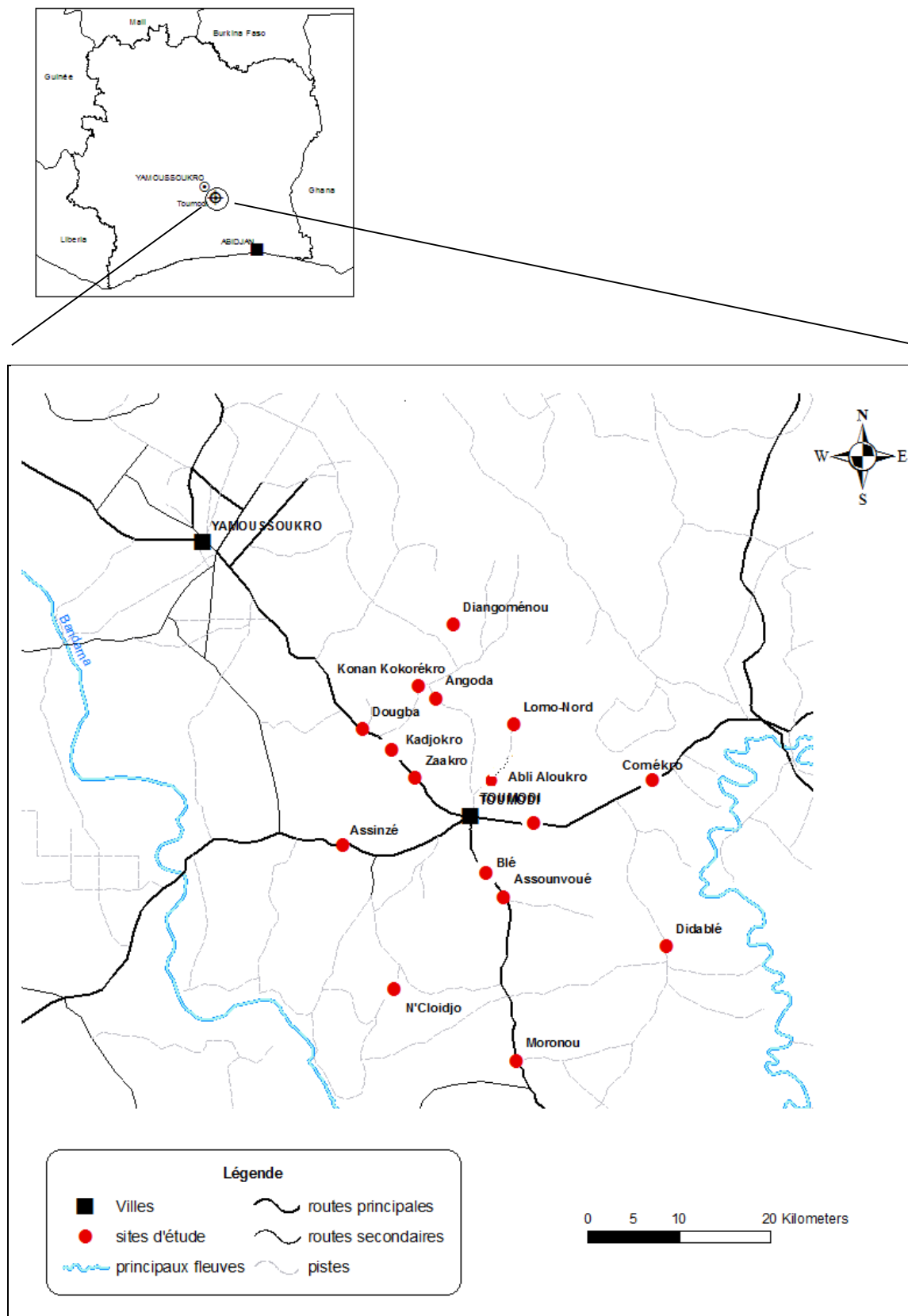
TRAITEMENTS PREVENTIFS	PETIT (1 à 4 mois) OVIN, CAPRIN	JEUNES OVIN, CAPRIN (4 mois à 1 an)	ADULTE OVIN, CAPRIN (1 an et plus)
- Déparasitage interne (lutte contre les vers : strongles, ténias, ...)	1 fois par mois à partir d'un mois d'âge	1 fois tous les 2 mois	1 fois tous les 3 ou 4 mois
- Déparasitage externe (lutte contre les parasites du corps : gales, mouches, tiques, ...)	2 pulvérisations par mois en saison des pluies 1 pulvérisation par mois en saison sèche	2 pulvérisations par mois en saison des pluies 1 pulvérisation par mois en saison sèche	2 pulvérisations par mois en saison des pluies (tous les 15 jours) 1 pulvérisation par mois en saison sèche
- Injection de trypanocides (lutte contre la trypanosomose et autres parasites du sang)	1 fois tous les mois à partir d'un mois d'âge	1 fois tous les 3 ou 4 mois	1 fois tous les 3 ou 4 mois
- Vaccination contre la Peste des Petits Ruminants (PPR)	1 fois par an à partir d'un mois	1 fois par an	1 fois par an
- Pasteurellose ovine	1 fois par an à partir d'un mois	1 fois par an	1 fois par an

Source : APROCASUDE (informations non publiées)

PROGRAMME DE PROPHYLAXIE EN ELEVAGE BOVIN

TRAITEMENTS PREVENTIFS	VEAUX (1 à 6 mois)	JEUNES (7 à 18 mois)	ADULTE (plus de 18 mois)
- Déparasitage interne (lutte contre les vers : strongles, ascaris, ...)	1 fois par mois à partir du 15 ^{ème} jour d'âge et tous les mois	1 fois tous les 2 mois	1 fois tous les 3 ou 4 mois
- Déparasitage externe (lutte contre les parasites du corps : gales, mouches, tiques, ...)	2 pulvérisations par mois en saison des pluies (tous les 15 jours) 1 pulvérisation par mois en saison sèche	2 pulvérisations par mois en saison des pluies 1 pulvérisation par mois en saison sèche	2 pulvérisations par mois en saison des pluies 1 pulvérisation par mois en saison sèche
- Injection de trypanocides (lutte contre la trypanosomose et les maladies parasitaires sanguines : babésiose, piroplasmose, ...)	1 fois tous les mois à partir du 15 ^{ème} jour d'âge	1 fois tous les 3 ou 4 mois	1 fois tous les 3 ou 4 mois
- Vaccination PPCB	Moins de 6 mois d'âge	1 fois par an	1 fois par an
- Pasteurellose bovine - Charbon symptomatique	A partir de 6 mois d'âge	1 fois par an	1 fois par an

Source : APROCASUDE (informations non publiées)



Localisation des sites d'étude dans la zone centre de la Côte d'Ivoire
(Cartographie : Lanada/LCVB, M. Sanogo, 2013)

FICHE HELMINTHOLOGIQUE Ovine N°

DATE :

ANNEE :

MOIS :

1. ANIMAL

RACE : 1.Djallonké 2.Sahélien 3.Métis	AGE : 1.<1 an 2.1-2ans 3.>2ans	SEXE : 1.Mâle 2.Femelle 3.Castré	ORIGINE: 1. Marché 2.Village 3.Elevage 4.Ville
HAUTEUR AU GARROT : cm	LARGEUR OREILLES : cm		

2. EXAMEN CLINIQUE

ETAT GENERAL :	1.Embonpoint 2.Maigreux 3.Cachexie -9.Valeur manquante	MUQUEUSES : 1.Pâle 2.Rose -9.Valeur manquante
ECTOPARASITES :	1.Absence 2.Tiques 3.Gale 4.Poux 5.Autres -9.Valeur manquante	T° RECTALE : °C
FREQ CARDIAQUE : / mn	FREQ RESPIRATOIRE : / mn	
APP. RESP. : 1.Normal 2.Dyspnée -9.Valeur manquante	JETAGE : 1.Absent 2.Séieux 3.Muqueux 4.Purulent -9.Valeur manquante	
APP. DIG. : 1.Normal 2.Diarrhée 3.Ballonnement 4.Autres -9.Valeur manquante	SYST NER. : 1.Normal 2.Pédalage 3.Tournis 4.Agressivité 5.Autres -9.Valeur manquante	

0=Absence

HEMATOCRITE : %	Tb : Tc : Tv :	Mf : 1=Présence -9.Valeur manquante
	(Score : 1-6 ; -9.Valeur manquante)	

FROTTIS (0=Absence, 1=Présence, -9.Valeur manquante) : Babesia : Anaplasma :

3.AUTOPSIE :

POUMON: 1.Normal 2.Congestion 3.Bronchopneumonie 4.Abcédation 5.Autres	FOIE: 1.Normal 2.Fasciola 3.Dicrocoelium 4.Cysticerque 5.Autres cystes 6.Abcès 7.Autres	CARC & COEUR: 1.Normal 2.Cysticerque 3.Autres
CRANE : 1.Normal 2.Coenurus -9.Valeur manquante	CAV. NASALES : 1.Normal 2.Oestrus -9.Valeur manquante	APP.GENIT.: 1.Normal 2.Gestante -9.Mâle/castré

4.COPROLOGIE :

MACMASTER : (opg):	Strongles:	Strongyloides:	Cestodes:
	Trichuris:	Coccidies:	Autres:
SEDIMENTATION : (0=Absence, 1=Présence, -9.Valeur manquante)	Paramphist:	Fasciola:	Schisto:
FLOTTATION : (0=Absence, 1=Présence, -9.Valeur manquante)	Strongles:	Strongyl:	Cestodes:
	Trichuris:	Ascaris:	Coccidies: Dicro:

5.AUTOPSIE HELMINTHOLOGIQUE :

RUMEN :	0=Absence 1=0-10 Paramphistomum: 2=10-100 3=>100 -9.Valeur manquante
---------	--

CAILLETTE (0=Absence, -9.Valeur manquante) :

<i>Haemonchus contortus:</i>		
<i>T. axei:</i>	<i>T. colubriformis:</i>	
L4:	<i>H cont. femelle:</i>	
C.V.long:	C.V.rond:	C.V.absent:

INTESTIN GRELE (0=Absence, -9.Valeur manquante) :

<i>Cooperia pectinata:</i>	<i>C. curticei:</i>	<i>C. punctata:</i>
<i>T. colubriformis:</i>	<i>Nematodirus sp:</i>	
<i>Moniezia expansa:</i>	<i>M. benedeni:</i>	
<i>Stilesia:</i>	<i>Thysaniezia:</i>	<i>Avitellina:</i>
<i>Bunostomum trigonocephalum:</i>		
<i>Gaigeria pachyscelis:</i>		
<i>Strongyloides papillosus:</i>		

GROS INTESTIN (0=Absence, -9.Valeur manquante) :

<i>Oesophagostomum columbianum:</i>		
<i>Oesophagostomum venulosum:</i>		
<i>Trichuris ovis:</i>	<i>Trichuris globulosa:</i>	
Nodules int.grêle:	Nod.caecum:	Nod.colon:
L4:		

FICHE HELMINTHOLOGIQUE Bovine N°

DATE :

ANNEE :

MOIS :

1. ANIMAL

RACE :	1.N'Dama 2.Baoulé 3.Zébu 4. Métis	AGE :	1.<1 an 2.1-3ans 3.>3ans	SEXE :	1.Mâle 2.Femelle 3.Castré	ORIGINE:	1.Village 2.Elevage 3.Ville
--------	--	-------	--------------------------------	--------	---------------------------------	----------	-----------------------------------

2. EXAMEN CLINIQUE

ETAT GEN :	1.Embonpoint 2.Maigreux 3.Cachexie -9.Valeur manquante (V.m.)	MUQUEUSES :	1.Pâle 2.Rose -9.V.m.	ECTOPARASITES:	1.Absence 2.Tiques 3.Gale 4.Poux 5.Autres 6.Mixte -9.V.m.
T° RECTALE :	°C	FREQ. CARD. :	/ mn	FREQ. RESP. :	/ mn
APP. RESP. :	1.Normal 2.Dyspnée 3.Polypnée -9.V.m.	JETAGE :	1.Absent 2.Séreux 3.Muqueux 4.Purulent -9.V.m.	APP. DIG. :	1.Normal 2.Diarrhée 3.Ballonnement 4.Autres -9.V.m.
SYST NER. :	1.Normal 2.Pédalage 3. Agressivité 4. Autres -9.V.m.	HEMATOCRITE :	% Tb : Tc : Tv : Mf :		0=Absence 1=Présence -9.V.m.
FROTTIS :	BABESIA :	0.Absence 1.Présence -9.V.m.	ANAPLASMA :	0.Absence 1.Présence -9.V.m.	MICROFILAIRES :

3. AUTOPSIE :

POUMON:	1.Normal 2.Congestion 3.Bronchopneumonie 4.Abcédation 5.Autres -9.V.m.	FOIE:	1.Normal 2.Fasciola 3.Dicrocoelium 4.Cysticerque 5. Abcès 6. Autres -9.V.m.
CARC & COEUR:	1.Normal 2.Cysticerque 3.Autres	APP.GENIT.:	1.Vide 2.Gestante -9.Mâle/castré

4. COPROLOGIE :

MACMASTER : Strongles: Strongyloides: Cestodes:
(opg): Trichuris: Dicrocoelium : Coccidies: Autres:

SEDIMENTATION : Paramphist: Fasciola: Schisto:
(0=Absence, 1=Présence, -9=V.m.)

FLOTTATION : Strongles: Strongyl: Cestodes:
(0=Absence, 1=Présence, -9=V.m.)
Trichuris: Ascaris: Coccidies: Dicro:

5. AUTOPSIE HELMINTHOLOGIQUE :

RUMEN : 0=Absence
1=0-10
Paramphistomum: 2=10-100
3=>100
-9.V.m.

CAILLETTE (-9.V.m.) :

Haemonchus: *T. axei:* *T. colubriformis:* *Tricho* sp:
L4: *H cont. fem:* C.V. long: C.V. rond: C.V. absent:

INTESTIN GRELE (-9.V.m.) :

C. pectinata: *C. curticei:* *C. punctata:* *Coop. sp:*
T. colubriformis: *B. phlebotomum:* *B. trigonocephalum:*
G. pachyscelis: *S. papillosus:* *M. expansa:* *M. benedeni:*
Stilesia: *Thysaniezia:* *Avitellina:*

GROS INTESTIN (-9.V.m.) :

O. columbianum: *O. venulosum:* *O. radiatum:* *T. globulosa:*
T. ovis: *Skrjabinema ovis:* L4 Caecum:

NODULES : Intestin grêle: Caecum: Colon:

Schistosoma sp: *Onchocerca* sp: *Setaria labiatopapillosa:*

(0=Absence, 1=Présence, -9=V.m.)

FICHE DE PRELEVEMENTS Bovins	
------------------------------	--

DESCRIPTION GENERALE :

Ville :

Lieu :

Nom du propriétaire :

Date de la visite :

N° de la visite :

Taille du troupeau :

Race :

Type de p⁴aturage :

METHODES DE LUTTE CONTRE LES PARASITES :

Pièges à glossines :

Trypanocides :

Déparasitages internes :

Autres traitements :

Dates des derniers traitements :

PRELEVEMENTS EFFECTUES :

[illegible]

Résultats du questionnaire soumis aux éleveurs

N° ordre	Propriétaire	Origine (Site)	Taille troupeau	Traitements	Lutte antiglossinaire
1	Kouamé P.	Abli	180	Régulier	non
2	Yao G.	Abli Alloukro	62	Régulier	oui
3	Yao D.	Angonda	76	Régulier	oui
4	S.	Assinzé	120		
5	M.	Assounvoué	183	Régulier	oui
6	Kouadio B.	Bendressou	114	Régulier	oui
7	M. Jean	Bendressou	232	Régulier	oui
8	M. Kouadio	Bendressou	61	Non régulier	non
9	N'G. K.	Bendressou	64		
10	D. Georges	Blè	83		
11	Konan N'G. L.	Blè	95		
12	Kouamé D.	Blè	73	Régulier	oui
13	T. A.	Blè	54	Non régulier	non
14	Kouassi K. B.	Comékro	117	Régulier	oui
15	N'D. O.	Diangomenou	100	Régulier	oui
16	K. Kouassi	Didablé	104	Régulier	non
17	N'D. K.	Didablé	138	Régulier	oui
18	T.Ab.	Dougba	72	Régulier	
19	D. P.	Kadiokro	524	Régulier	oui
20	Konan F.	Konankokorekro	180	Régulier	non
21	Konan K. N.	Konankokorekro	300	Régulier	non
22	D. Yao	Lomo Nord	100	Régulier	oui
23	S. Ab.	Moronou	180	Non régulier	non
24	A. Konan	N'Clöidjo	57	Régulier	oui
25	A. C.	Zahakro	493		

FICHE DE SUIVI

N° tournée :

Date :

Code Troupeau :

Code Lot :

[illegible]

Table des matières

	Page
DEDICACES	I
REMERCIEMENTS	III
AVANT-PROPOS	VI
SOMMAIRE	VIII
LISTE DES ABREVIATIONS	X
LISTE DES FIGURES.....	XII
LISTE DES TABLEAUX.....	XVI
INTRODUCTION.....	1
1. GENERALITES	5
1.1. Elevage de ruminants en Côte d’Ivoire	6
1.1.1. Cheptel ovin.....	6
1.1.2. Cheptel bovin.....	8
1.2. Principaux parasites digestifs et sanguins des ovins et des bovins en Afrique de l’Ouest.....	11
1.2.1. Parasites digestifs.....	11
1.2.1.1. Inventaire des parasites digestifs	12
1.2.1.2. Description générale des parasites digestifs.....	17
1.2.1.3. Prévalences des parasites digestifs	18
1.2.1.4. Cycles des parasites digestifs	19
1.2.1.5. Pathogénies des parasites digestifs.....	25
1.2.2. Parasites sanguins	27
1.2.2.1. Inventaire des parasites sanguins	27
1.2.2.2. Description générale des parasites sanguins.....	29
1.2.2.3. Prévalences des parasites sanguins	31
1.2.2.4. Cycles des parasites sanguins	31
1.2.2.5. Pathogénies des parasites sanguins.....	34
1.3. Moyens de contrôle du parasitisme chez les ruminants.....	35

1.3.1. Contrôle du parasitisme digestif	35
1.3.2. Contrôle du parasitisme sanguin	43
1.4. Zones d'étude	45
1.4.1. Aspects physiques	48
1.4.2. Aspects humains et économiques	49
2. MATERIEL ET METHODES	53
2.1. Matériel	54
2.1.1. Matériel biologique	54
2.1.2. Matériel de terrain	54
2.1.3. Matériel d'analyse	54
2.2. Méthodes de travail	56
2.2.1. Sélection des animaux	56
2.2.1.1. <i>Echantillonnage ovin</i>	59
2.2.1.2. <i>Echantillonnage bovin</i>	61
2.2.2. Collecte de produits biologiques	63
2.2.3. Analyses des échantillons	65
2.2.3.1. <i>Pour la recherche des parasites sanguins</i>	65
2.2.3.2. <i>Pour la recherche des parasites dans les fèces</i>	67
2.2.3.3. <i>Pour la recherche des parasites dans le tube digestif</i>	69
2.2.4. Essai de contrôle thérapeutique	71
2.3. Méthodes statistiques	75
3. RESULTATS ET DISCUSSION	77
3.1. Résultats	78
3.1.1. Parasitisme des ovins	78
3.1.1.1. <i>Données cliniques</i>	78
3.1.1.2. <i>Spectre parasitaire</i>	81
3.1.1.3. <i>Prévalences parasitaires</i>	86
3.1.1.4. <i>Charges parasitaires</i>	86
3.1.1.5. <i>Variations saisonnières du parasitisme</i>	94

3.1.1.6. <i>Influence du parasitisme sur les valeurs de l'hématocrite</i>	101
3.1.1.7. <i>Influence de l'âge, du sexe et de l'état de gestation sur le parasitisme</i>	103
3.1.2. Parasitisme digestif des bovins	106
3.1.2.1. <i>Données cliniques</i>	106
3.1.2.2. <i>Spectre parasitaire</i>	106
3.1.2.3. <i>Prévalences parasitaires</i>	109
3.1.2.4. <i>Charges parasitaires</i>	112
3.1.2.5. <i>Variations saisonnières du parasitisme</i>	115
3.1.3. Parasitisme sanguin des bovins.....	120
3.1.3.1. <i>Description des animaux</i>	120
3.1.3.2. <i>Spectre parasitaire</i>	120
3.1.3.3. <i>Prévalences parasitaires</i>	123
3.1.3.4. <i>Valeurs de l'hématocrite</i>	126
3.1.4. Essai de contrôle thérapeutique des parasites gastro-intestinaux des ovins.....	129
3.1.4.1. <i>Description des animaux et situation parasitaire</i>	129
3.1.4.2. <i>Effet des traitements sur les excrétions d'œufs de strongles</i>	129
3.1.4.3. <i>Effet des traitements sur l'hématocrite</i>	136
3.1.4.4. <i>Relations entre la note Famacha, l'hématocrite et la charge parasitaire</i> ...	136
3.2. Discussion	140
CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES	151
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	155
ANNEXES	

PUBLICATIONS ISSUES DE LA THESE

Résumé : Le parasitisme interne, surtout digestif, constitue un problème majeur en santé animale et en production. Le contrôle se fait habituellement par des traitements stratégiques de routine effectués sur tous les animaux. L'apparition de résistance aux produits anthelminthiques oblige à cibler de plus en plus les périodes de traitements et les animaux à traiter. L'objectif de ce travail est de mieux comprendre l'épidémiologie et la dynamique saisonnière des helminthes gastro-intestinaux des ovins et des bovins dans deux contextes bioécologiques de la Côte d'Ivoire et d'évaluer l'importance des hémoparasites dans l'une de ces zones, et l'efficacité de différents schémas thérapeutiques contre les helminthes. Pour ce faire, des autopsies d'ovins et de bovins ont été effectuées, et des échantillons de fèces et de sang ont été collectés et analysés. L'inventaire des parasites comporte 20 taxons dont 15 à localisation digestive chez les ovins, et 14 taxons dont 10 à localisation digestive chez les bovins. Le polyparasitisme est observé en règle générale. Les espèces prédominantes sont *Trichostrongylus colubriformis* et *Haemonchus contortus* chez les ovins, et *Haemonchus* sp et *Cooperia* sp chez les bovins. L'impact du parasitisme sur la santé des animaux s'est traduit par de la maigreur et des signes d'anémie, essentiellement dus à *H. contortus*. L'étude de la dynamique saisonnière a montré l'influence de la pluviométrie et un phénomène d'autorégulation parasitaire ; les périodes à risque pour les animaux sont principalement liés aux pics d'infestation de *Haemonchus* sp. Les animaux à risque sont les jeunes et les animaux maigres et présentant des signes d'anémie. L'essai de contrôle thérapeutique confirme la possibilité d'effectuer des traitements ciblés chez les ovins. L'identification des animaux à traiter peut se faire à l'aide de la méthode FAMACHA®.

Mots-clés : Ruminants, parasitisme, inventaire, impact clinique, facteurs de risque, contrôle.

Abstract: Internal parasitism, especially digestive parasitism, is a major problem in animal health and production. To control it, strategic treatments are usually routinely carried out on all animals. The occurrence of resistance to anthelmintics products forces to implement treatments at determined periods and also to select animals to be treated. This research aims to better understand the epidemiology and seasonal variation of gastrointestinal infestation of helminths in sheep and cattle from two bio-ecological contexts of Côte d'Ivoire. It also aims to assess both the importance of the hemoparasites in one of these areas and the efficiency of different treatment against helminths. Thus, post mortem examination of sheep and cattle were carried out, and fecal and blood samples were collected and analyzed. Inventory of parasites revealed 20 taxa including 15 of digestive origin in sheep, and 14 taxa including 10 of digestive origin in cattle. In general, polyparasitism is observed. Prevailing species in sheep are *Trichostrongylus colubriformis* and *Haemonchus contortus*, while *Haemonchus* sp and *Cooperia* sp are the most identified species in cattle. The impact of parasitism on the health of the animals resulted in thinness and anemia, mainly due to *H. contortus*. Regarding the seasonal variation of infestation, it appeared to be under the influence of rainfall and a phenomenon of parasitic self-regulation was observed; periods with increased risk for animals are mainly related to the peaks of infestation by *Haemonchus* sp. Animals at risk are young, thin and animals showing anemia. The therapeutic assay confirms the possibility to targeted treatments in sheep. FAMACHA® method can be useful for the identification of the animals to be treated.

Keywords : Ruminants, parasitism, inventory, clinical impact, risk factors, control.