

INVENTAIRE DES PARASITES DIGESTIFS CHEZ LES PRIMATES DU ZOO NATIONAL D'ABIDJAN : ÉVALUATION DE L'EFFICACITE DE QUATRE MÉTHODES DE DIAGNOSTICS COPROLOGIQUES

Dieudonné Tra Bi TA^{1*}, Ahoua YAPI¹,
Geneviève Lydie ACAPOVI-YAO¹ et Sionfoungo Daouda SORO²

¹ Université Félix Houphouët - Boigny, Laboratoire de Zoologie,
22 BP 582 Abidjan 22, Côte-d'Ivoire

² Zoo National d'Abidjan, 20 BP 650 Abidjan 20, Côte-d'Ivoire

* Correspondance, e-mail : tabitradieudonne@yahoo.fr

RÉSUMÉ

L'étude effectuée au Zoo National d'Abidjan (ZNA), avait pour but d'identifier les espèces de parasites digestifs des Primates par quatre méthodes de diagnostics coprologiques. Les performances diagnostiques de ces techniques ont été comparées sur les différents parasites observés. Les échantillons de selles ont été examinés respectivement avec une série de méthodes parasitologiques nommément, la solution de conservation (SAF), le Mini-FLOTAC, le Kato-Katz et le Mc Master. Au total, 07 échantillons ont été prélevés, sachant qu'un échantillon peut contenir les selles d'un ou de plusieurs individus de la même espèce. Après les différents diagnostics, la technique de Mini-FLOTAC a identifié *T. trichiura* et *H. diminuta*. Kato-Katz a identifié uniquement *T. trichiura* pendant que le Mini-FLOTAC a permis d'identifier les œufs *T. trichiura* et *S. stercoralis*. Cependant, SAF a mis en évidence *T. trichiura* et 07 espèces de protozoaires telles que : *E. hystolitica*, *E. hartmanni*, *B. hominis*, *E. coli*, *E. nana*, *I. buetschlii* et *G. lamblia*. La comparaison de ces méthodes montre que Mc Master, Mini-FLOTAC, Kato-Katz sont plus sensibles pour l'observation des œufs d'helminthes. Par contre SAF est plus sensible pour identifier les protozoaires et moins sensible sur les œufs d'helminthes.

Mots-clés : *primates, ZNA, helminthes, protozoaires, Abidjan, Côte d'Ivoire.*

ABSTRACT

Inventory digestive parasites in primates of the National Zoo of Abidjan : Evaluation of the effectiveness of methods for four stool diagnostics

This study was carried out in the National Zoo of Abidjan (ZNA) with the aim to identify species of gastrointestinal parasites. Four stool examination methods were used and diagnostic performances of these techniques were compared between different parasites observed. Stool samples were respectively examined by a series of parasitological methods involving the preservative solution (formalin-ether concentration or SAF), Mini-FLOTAC, Kato-Katz and Mc Master. In total, seven samples were taken; keeping in mind that one sample can contain stool from one or several individuals of the same species. After different diagnosis tests, *T. trichiura* and *H. diminuta* were identified by the Mini-FLOTAC technique. Kato-Katz allowed identification of just *T. trichiura* while eggs of *T. trichiura* and *S. stercoralis* were identified by Mini-FLOTAC. However, SAF brought out *T. trichiura* and 07 species of protozoa such as *E. histolytica*, *E. hartmanni*, *B. hominis*, *E. coli*, *E. nana*, *I. buetschlii* and *G. lamblia*. The comparison of these methods shows that Mc Master, Mini FLOTAC and Kato-Katz are more sensitive to the observation of helminthes eggs. In the other hand, SAF is more sensitive for the identification of protozoa and less sensitive for helminthes eggs.

Keywords : *primates, ZNA, helminthes, protozoa, Abidjan, Côte d'Ivoire.*

I - INTRODUCTION

En ce début de millénaire, plus de 50 % de la population mondiale est citadine [1]. La ville séduit, elle attire par ses infrastructures et son dynamisme économique. Dans ce contexte de forte croissance démographique, la biodiversité est confrontée à une érosion accélérée au profit de l'urbanisation galopante [2,3] et une agriculture intensive due à l'évolution des modes de vie [4]. Selon la démarche de certains parcs zoologiques, une des stratégies pour répondre à la crise d'érosion de la biodiversité peut-être la conservation ex-situ des espèces, sur la base des estimations d'effectifs de l'UICN [5]. La protection des Primates se heurte à des problèmes parmi lesquels l'infestation parasitaire pendant leur manipulation, d'autant plus que ces animaux, au contact de l'homme, sont aussi en retour exposés [6]. Le monde médical et vétérinaire fait preuve

aujourd'hui d'un regain d'intérêt pour les maladies associées aux animaux sauvages [7-10].

Les animaux sont très souvent vecteurs de nombreuses maladies transmissibles à l'homme appelées zoonoses, définies comme les maladies et/ou les infections se transmettant naturellement des animaux (vertébrés) à l'homme et vice versa [11,12]. Les zoonoses peuvent être causées par des virus, des bactéries et des parasites. Les organismes qui provoquent les zoonoses parasitaires sont : les Nématodes, les Cestodes, les Trématodes et les Protozoaires. La contamination se fait en général à travers les fèces des animaux hôtes. Les fèces constituent un réservoir de larves surtout pendant les périodes à déficit hydrique prononcé et cela grâce à la formation d'une pellicule externe imperméable qui limite l'évaporation ; cette situation persiste jusqu'à la nouvelle chute de pluie ou de rosée, qui provoque la libération des larves [13,14]. Les endoparasites des primates du Zoo National d'Abidjan (ZNA) sont mal connus. Pour préserver la santé des hommes (visiteurs, ouvriers, personnels administratifs) et des animaux eux-mêmes, il importe d'estimer les types de parasites digestifs des animaux notamment des primates qui semblent plus attractifs au ZNA. Ainsi le présent article a pour objet, de faire l'inventaire des parasites digestifs des primates du ZNA par quatre méthodes de diagnostics coprologiques et de comparer ces analyses afin de voir la plus sensible.

II - MATÉRIEL ET MÉTHODES

II-1. Zone d'étude

Notre étude s'est déroulée au ZNA, situé à 05° 22'48'' de latitude Nord et 4° 00'20'' de longitude Ouest. Le ZNA se trouve à l'intersection de trois communes que sont les communes de Cocody ; d'Adjamé et d'Abobo (*Figure 1*). La surface non exploitée est constituée essentiellement de relique de la grande forêt vierge d'Afrique équatoriale faiblement dégradée. La relique forestière du ZNA a été relativement conservée malgré la forte urbanisation de l'espace qui l'entoure [15]. Le climat de la ville d'Abidjan est de type équatorial [16] caractérisé par deux saisons de pluie : une petite de Septembre à Octobre et une grande d'Avril à Juillet entrecoupées par deux saisons sèches : une petite de juillet à Août et une grande de Novembre à Mars. La température de la ville d'Abidjan oscille entre 25° et 33°C avec une forte pluviométrie de plus de 1500 mm de pluies par an [17].



Figure 1 : Zone d'étude

La superficie actuelle du ZNA est de 12 hectares dont seul 4 hectares sont exploités. Il abrite actuellement plus de 243 animaux constitués de diverses espèces de vertébrés dont les Primates (chimpanzés, patas, babouins, vervets ...), les Sauropsidés (serpents, tortues, oiseaux, crocodiles...), les Artiodactyles (hippopotames, céphalophes, guib harnachés...) en captivité.

II-2. Méthodes d'échantillonnage

Les primates du ZNA font leurs selles dans leur cage le plus souvent à proximité des façades en grillage c'est à dire là où les soigneurs leur donnent la nourriture. En effet, lorsque leur (Primates) attention est détournée par des gestes, les soigneurs prélèvent les selles qui sont à proximité du grillage des cages à l'aide de gants et de cuillères jetables. Ces selles sont introduites dans des flacons ou pots stériles de 60 mL. Les prélèvements ont été faits en Octobre 2014 à partir de 08h30mn dans sept enclos de primates du ZNA. Ces primates sont regroupés par espèce en nombre variable dans des cages différentes.

Chaque pot contenait les selles des individus de la même espèce. Pour cette étude deux pots contenaient les selles des patas dont un pot pour deux individus (patas) dans la cage réservée pour les visites et l'autre pot contenant les selles de deux individus (patas) malades dans une cage réservée pour la quarantaine. Les sept pots contenant les selles ont été conservés à + 4°C dans une glacière et ensuite transportés au LANADA (LCVB) (Laboratoire Central Vétérinaire de Bingerville) pour analyse par 4 méthodes de diagnostics coprologiques et pour l'identification des œufs de parasites. Les espèces dont les selles ont été prélevées sont : *Pan troglodytes*, *Cercocebus atys atys*, *Chlorocebus petaurista*, *Papio papio*, *Erythrocebus patas* et *Cercocebus sabaesus*.

II-3. Analyses des parasites

Au Laboratoire, différentes méthodes de diagnostics coprologiques (Kato-Katz, Mini-FLOTAC, Mc Master et SAF (acétate de sodium acétique formaldéhyde) ont été appliquées afin d'identifier les œufs d'Helminthes et de kystes de Protozoaires. Pour chaque outil de diagnostic utilisé, 2 g de selles ont été pesés à l'aide d'une balance. Pour la technique de Mini-FLOTAC et Mc Master, 33% de chlorure de sodium sursaturé soit 33 g de NaCl dans 100 mL d'eau distillée homogénéisée ont été utilisés pour cette analyse. L'identification des œufs d'Helminthes a été faite à l'aide d'un microscope équipé d'un oculaire micrométrique. L'objectif est calibré à l'aide d'un micromètre objet [18].

II-4. Analyses statistiques

La moyenne arithmétique OPG (Œuf Par Gramme de selle) a été calculée pour chaque parasite et chaque technique (Mini FLOTAC, Kato Katz et Mc Master). Ensuite les données recueillies ont été traitées avec le logiciel Excel version 2010.

III - RÉSULTATS

III-1. Les helminthes

Trois espèces d'helminthes ont été identifiées, il s'agit de *Trichuris trichiura*, *Hymenolepis diminuta* et *Strongyloides stercoralis*. Les espèces *P. troglodytes* et *C. sabaesus* sont infestées uniquement par *T. trichiura* (100%). Par contre les espèces *C. atys atys*, *C. petaurista* et *P. papio* ne sont pas

contaminées. L'espèce *E. patas* est contaminée par *T. trichiura*, *H. diminuta* et *S. stercoralis* (**Tableau 1**).

Tableau 1 : Inventaire des Helminthes

	<i>T. trichiura</i>	<i>H. diminuta</i>	<i>S. stercoralis</i>	Total (parasites)
<i>P. troglodytes</i>	+	-	-	1
<i>C. atys atys</i>	-	-	-	0
<i>C. sabaesus</i>	+	-	-	1
<i>C. petaurista</i>	-	-	-	0
<i>E. patas</i>	+	+	+	3
<i>P. papio</i>	-	-	-	0

+ : présence, - : absence

III-2. Les protozoaires

Sept espèces de protozoaires ont été identifiées. Ce sont *Entamoeba coli*, *Entamoeba histolytica/dispar*, *Giardia lamblia*, *Endolimax nana*, *Iodamoeba buetschlii*, *Blastocystis hominis* et *Entamoeba hartmanni*.

III-2-1. Protozoaires pathogènes

Il s'agit de *Giardia lamblia* et d'*Entamoeba histolytica/dispar*.

III-2-2. Protozoaires non pathogènes

Il s'agit d'*Entamoeba coli*, *Endolimax nana*, *Iodamoeba buetschlii*, *Blastocystis hominis* et *Entamoeba hartmanni*. L'espèce *P. troglodytes* est infestée d'*E. coli*. L'espèce *C. atys atys* est infestée par *B. hominis* et par *E. histolytica/dispar*. *C. sabaesus* est infestée par *E. coli* et *G. lamblia*. *C. petaurista* est infectée de : *E. hartmanni*, *E. histolytica/dispar*, *E. coli*, *G. lamblia* et de *E. nana*. L'espèce *E. patas* est infestée par *E. coli* et *E. nana*. Enfin, l'espèce *P. papio* est infestée d'*E. histolytica/dispar*, *E. coli* et de *I. buetschlii* (**Tableau 2**). Des cas de polyparasitisme sont observés chez

plusieurs espèces notamment chez l'espèce *P. troglodytes* chez qui *T. trichiura*, *E. hartmanni* sont présents (**Tableaux 1 et 2**).

Tableau 2 : Inventaire des Protozoaires

	Prot 1	Prot 2	Prot 3	Prot 4	Prot 5	Prot 6	Prot 7	Total (ptes)
Anl 1	0	0	0	+	0	0	0	1
Anl 2	0	+	+	0	0	0	0	2
Anl 3	0	0	0	+	+	0	0	2
Anl 4	0	0	+	+	+	+	0	5
Anl 5	0	0	0	+	0	+	0	2
Anl 6	0	0	+	++	0	0	++	3
Total (ptes)	1	1	3	5	2	2	1	15

Prot 1: *E. hartmanni*
troglodytes

Prot 2: *B. hominis*

Prot 3: *E. histolytica/dispar*

Prot 4: *E. coli*

Prot 5: *G. lamblia*

Prot 6: *E. nana*

Prot 7: *I. buetschlii*

Ptes : parasites

Anl 1: *P.*

Anl 2: *C. atys atys*

Anl 3: *C. sabaesus*

Anl 4: *C. petaurista*

Anl 5: *E. patas*

Anl 6: *P. papio*

+ Rare (1-5)

++ Fréquent (5-10)

Prot : Protozoaire

Anl : Animal

III-3. Différentes méthodes de diagnostics coprologiques

III-3-1. Kato-Katz

La coprologie avec Kato-Katz a permis d'identifier 216 œufs par gramme de selle (OPG) de *T. trichiura* chez les espèces *C. sabaesus* et 3888 OPG chez

l'espèce *E. patas*. Cependant aucune espèce de protozoaire n'a été identifiée avec cette méthode (**Tableau 3**).

III-3-2. Mini-flotac

Le Mini-FLOTAC a permis d'identifier deux espèces d'helminthes qui sont: *T. trichiura* et *H. diminuta*. Chez l'espèce *P. troglodytes* 10 OPG *T. trichiura* ont été observés et l'espèce *E. patas* quarantaine 1290 OPG ont été identifiés. L'espèce *E. patas* hébergeait à elle seule 2750 OPG de *T. trichiura* et 60 OPG de *H. diminuta* (**Tableau 3**).

III-3-3. Mc master

La méthode de Mc Master nous a permis d'identifier deux espèces d'helminthes qui sont: *T. trichiura* et *S. stercoralis*. Ces deux espèces ont été observées uniquement chez l'espèce *E. patas* (**Tableau 3 et 4**). En effet, 600 OPG et 50 OPG ont été comptés respectivement chez *T. trichiura* et *S. stercoralis*.

III-3-4. SAF

La solution de conservation (SAF) a permis d'identifier une seule espèce d'helminthe (*T. trichiura*) avec 89 OPG et sept espèces de protozoaires qui sont : *E. hartmanni*, *B. hominis*, *E. histolytica/dispar*, *E. coli*, *G. lamblia*, *E. nana*, *I. buetschlii* (**Tableau 4**).

Tableau 3 : Efficacité de la méthode de Kato-Katz et de Mini-FLOTAC (OPG= Œuf Par Gramme de selle)

	<i>Trichuris trichiura</i>		<i>Hymenolepis diminuta</i>	
	Kato-Katz	Mini-Flotac	Kato-Katz	Mini-Flotac
<i>P. troglodytes</i>	0	10	0	0
<i>C. atys atys</i>	0	0	0	0
<i>C. sabaesus</i>	216	0	0	0
<i>C. petaurista</i>	0	0	0	0
<i>E. patas</i>	3888	2750	0	60

<i>E. patas</i> (Qts)	2856	1290	0	0
<i>P. papio</i>	0	0	0	0

Qts : Quarantaine

Tableau 4 : Efficacité de la méthode de Mc Master et de la solution de conservation (SAF)

		<i>P. troglodytes</i>	<i>C. atys atys</i>	<i>C. sabaueus</i>	<i>C. petaurista</i>	<i>E. patas</i>	<i>E. patas</i> (Qts)	<i>P. papio</i>
<i>T. trichiura</i>	SAF	0	0	0	0	89	0	0
	Mc	0	0	0	0	600	0	0
<i>S. stercoralis</i>	SAF	0	0	0	0	0	0	0
	Mc	0	0	0	0	50	0	0
<i>E. hartmanni</i>	SAF	0	0	0	+	0	0	0
	Mc	0	0	0	0	0	0	0
<i>B. hominis</i>	SAF	0	+	0	0	0	0	0
	Mc	0	0	0	0	0	0	0
<i>E. hist/dispar</i>	SAF	0	+	0	+	0	0	+
	Mc	0	0	0	0	0	0	0
<i>E. coli</i>	SAF	+	0	+	+	+	0	++
	Mc	0	0	0	0	0	0	0
<i>G. lamblia</i>	SAF	0	0	+	+	0	0	0
	Mc	0	0	0	0	0	0	0
<i>E. nana</i>	SAF	0	0	0	+	+	0	0
	Mc	0	0	0	0	0	0	0
<i>I. buetschlii</i>	SAF	0	0	0	0	0	0	++
	Mc	0	0	0	0	0	0	0

Mc : Mc Master + Rare (1-5)
++ Fréquent (5-10)

III-4. Comparaison des méthodes de diagnostics coprologiques

Les quatre méthodes de diagnostic ont tous mis en évidence les œufs d'helminthes (*T. trichiura*) avec respectivement : 3888 OPG identifiés par la technique de Kato-Katz, 2750 OPG par le Mini-FLOTAC, 600 OPG par la technique de Mc Master et enfin 89 OPG par la solution de conservation (SAF). Cependant, le Mini-FLOTAC a permis d'identifier 60 OPG d'*H.*

diminuta, Mc Master a permis d'identifier 50 OPG de *S. stercoralis*. La solution de conservation (SAF) a permis d'observer sept espèces de protozoaires intestinaux dont *Entamoeba coli*, *Entamoeba histolytica/dispar*, *Giardia lamblia*, *Endolimax nana*, *Iodamoeba buetschlii*, *Blastocystis hominis* et *Entamoeba hartmanni* (**Tableau 5**).

Tableau 5 : Comparaison des méthodes de diagnostic
(OPG : Œuf Par Gramme par selle)

	Kato-Katz	Mini-Flotac	Mc Master	SAF (OPG)
<i>T. trichiura</i>	3888	2750	600	89
<i>H. diminuta</i>	0	60	0	0
<i>S. stercoralis</i>	0	0	50	0
<i>E. hartmanni</i>	0	0	0	+
<i>B. hominis</i>	0	0	0	+
<i>E. hist/dispar</i>	0	0	0	+
<i>E. coli</i>	0	0	0	+
<i>G. lamblia</i>	0	0	0	+
<i>E. nana</i>	0	0	0	+
<i>I. buetschlii</i>	0	0	0	+

IV - DISCUSSION

Les Protozoaires et les Helminthes sont des parasites qui infestent les primates en captivité au ZNA. Cette analyse est similaire à une étude effectuée en 2013 sur les primates du jardin Zoologique de Jos au Nigeria [19]. L'origine de ces infections parasitaires du ZNA provient sûrement de la nourriture, ou d'une insuffisance d'hygiène dans les cages car la nourriture est déposée à même le sol dans des cages dont le nettoyage n'est pas toujours effectué de façon optimale. Le ZNA offre comme nourriture aux primates, des légumes, du pain, des fruits (la banane douce, des oranges), les laitues qui sont des herbes potagères. Ces herbes peuvent abriter des mouches qui exposent ces Primates après consommation à des infestations par des vers intestinaux [20]. Les primates du ZNA sont infectés par les protozoaires et les helminthes, ces mêmes observations ont été faites par des chercheurs en Argentine [21]. Ils ont mentionné dans leur étude six espèces de protozoaires

et quatre helminthes chez des singes hiboux. Par contre, le nombre élevé des protozoaires rapporté dans cette étude n'est pas similaire avec l'étude réalisée par d'autres chercheurs [22-24] qui contrairement rapportaient que les helminthes sont les parasites gastro-intestinales les plus dominants des primates dans les jardins Zoologiques. Dans cette étude *T. trichiura* est le parasite qui a été mis en évidence par les quatre méthodes de diagnostic.

Les œufs de *T. trichiura* sont plus grands que les œufs des autres espèces de *Trichuris*, avec pour taille 50 micromètres et ils sont plus caractéristiques. Cette observation a été faite à partir d'enquête effectuée sur les endoparasites des rongeurs réalisés par [25] dans le Zoo de Twycross situé à Leicestershire, près de la frontière Warwickshire. Cette étude avait pour but de montrer les risques d'infestation entre les rongeurs et les primates non humains. L'espèce *T. trichiura* est prédominante au ZNA. Elle s'est également révélée comme le parasite le plus répandu chez PNH du Kenya, avec 48% des primates infectés [26]. Les primates sont reconnus comme étant un hôte préférentiel de *T. trichiura* [27]. La solution de conservation (SAF) a identifié sept espèces de protozoaires et l'espèce *T. trichiura*, les techniques de Mini-FLOTAC, Kato-Katz et Mc Master n'ont pas identifié de protozoaires intestinaux. Ce résultat permet de conclure que la solution de conservation est une technique plus sensible que les trois autres pour l'identification des protozoaires intestinaux.

Ce résultat est similaire avec une étude effectuée en 2013 à l'hôpital San Raffaele à Milan (Italie) avec 88 % de protozoaires intestinaux contre 68 % pour le Mini-FLOTAC. La technique de Mini-FLOTAC serait une technique sensible pour l'identification des cestodes. Nos observations sont identiques avec une étude réalisée au nord de l'Argentine [28], au cours de laquelle le Mini-FLOTAC a identifié 904 œufs par gramme de selles pour *H. nana* qui est un cestode contre 457 œufs par gramme de selles pour *H. nana* par la technique de Mc Master et 111 œufs par gramme de selles pour *H. nana* par la technique de Kato-Katz. Le Mini-FLOTAC serait une technique plus sensible pour identifier *H. diminuta* et *H. nana*. Les techniques de Mini-Flotac, Mc Master et Kato-Katz sont donc sensibles pour identifier les Helminthes. Dans cette étude des analyses statistiques sur la sensibilité, spécificité des différentes méthodes de diagnostic n'ont pas été calculées. En outre aucune prévalence des différentes espèces de parasites observés chez les primates du ZNA n'a été réalisée. En effet, la taille de l'échantillon étant petite nous n'avons pas pu faire ces différentes analyses statistiques.

V - CONCLUSION

Nos investigations sur les endoparasites des primates du Zoo National d'Abidjan par quatre méthodes de coprologie ont permis de montrer que les primates sont infectés par des Helminthes (*T. trichiura*, *H. diminuta* et *S. stercoralis*) et des Protozoaires pathogènes et non pathogènes que sont : *E. coli*, *E. histolytica/dispar*, *G. lamblia*, *E. nana*, *I. buetschlii*, *B. hominis* et *E. hartmanni*.

Les différentes méthodes Kato-Katz, Mini-FLOTAC et Mc Master ont mis en évidence uniquement les œufs d'helminthes, tandis que la solution de conservation (SAF) a identifié une espèce d'helminthe (*T. trichiura*) et sept espèces de protozoaires. Les résultats de nos études ont mis en évidence la nécessité de diagnostiquer régulièrement les animaux et de rendre propre leur environnement pour éviter le développement de germes qui pourraient exposer les visiteurs à des risques d'infection. En outre, le public doit être éclairé sur les règles standards d'hygiène pour la prévention des infections zoonotiques.

Remerciements

Nos sincères remerciements vont à l'endroit des techniciens du laboratoire de zoologie et biologie animale ainsi que ceux du Laboratoire National de Développement Animal (LANADA) qui nous ont aidés à la réalisation de ce travail. Notre gratitude va également au Dr. Coulibaly Tenenan pour sa contribution à l'amélioration du manuscrit.

RÉFÉRENCES

- [1] - G. PISON, Populations et Sociétés: Tous les Pays du monde. (2009) 17p.
- [2] - GIEC, Changements climatiques, Rapport de synthèse. Contribution des groupes de travail I, II et III au quatrième rapport d'évaluation du groupes d'experts intergouvernemental sur l'évolution du climat équipe de rédaction principale, Genève, (2007) 103p.
- [3] - G. COURCOUX, Quel futur pour la biodiversité? Des scénarios pour agir. *Actualité scientifique* : (2010) 34p.
- [4] - ONERC, Stratégie nationale d'adaptation au changement climatique. Rev. air pur (2007) 95p.
- [5] - UICN, Lignes directrices de l'UICN relatives aux réintroductions. Préparées par le Groupe de spécialistes de la réintroduction de la Commission de la sauvegarde des espèces de l'UICN, numéro spécial, parasitologie des ruminants, 28 (1998) 125-132.

- [6] - N. L. NGUEKOU, Etude des parasites internes sur les primates du jardin zoologique de limbe au Cameroun. Rapport de stage, Ecole pour la formation des Spécialistes de la faune Garoua, Cameroun, (2014) 59p.
- [7] - P. DASZAK, A. A. CUNNINGHAM, A. D. HYATT, Emerging infectious diseases of wildlife: threats to biodiversity and human health. *Science*, 287 (2000) 443-9.
- [8] - F. MOUTON, Epidémiologie et faune sauvage d'Europe. *Epidémiol. et santé anim.*, 37 (2000) 1-8.
- [9] - M. ARTOIS, E. FROMONT, J. HARS, La faune sauvage, indicateur possible du risque de maladie émergente. *Epidémiol. et santé anim.*, 44 (2003) 21-31.
- [10] - ANONYME, Getting out into the field, and forest. *Lancet Infect Dis*, 4 (2004) p127.
- [11] - S. PALMER, L. SOULSBY, and D. I. H. SIMPSON, Zoonoses: Biology, clinical practice and public health control. Oxford university press, parasitaires des PNH. Thèse de Doctorat Vétérinaire, Toulouse. (1998) 785p.
- [12] - B. TOMA et B. DUFOUR, La nouvelle réglementation de la tuberculose animale en France. *Bull. GTV*, 23 (2004) 315-319.
- [13] - B. B. FAKAE, S. N. CHIEJINA, Relative contributions of late dry-season and early rains pasture contaminations with trichostrongyle eggs to the wet season herbage infestation in eastern Nigeria. *Vet. Parasitol.*, 28 (1988) 115-123.
- [14] - D. MOUNPORT, L. GRUNER, G. REBOUL, Dynamique, De l'infestation par des strongles gastro-intestinaux de garrigues pâturées par des ovins en région méditerranéenne. *Ann. Rech. Vét.*, 21 (1990) 251-258.
- [15] - D. ZOH, Lutte contre les glossines vectrices de trypanosomoses Africaines au parc zoologiques d'Abidjan et à l'Université Nangui Abrogoua (Sud Côte d'Ivoire). DEA d'Entomologie générale, Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire, (2013) 64p.
- [16] - M. ELDIN, Le climat. *Mém. ORSTOM*, 50 (1971) 50-73.
- [17] P. VENNTIER, G. LACLAVERE et A. F. BARRY-BATTESTI, Atlas de la Côte-d'Ivoire : Ed. Jaguar, (1978) 72p.
- [18] - A. M. G. BELEM, O. P. OUEDRAOGO et R. BESSIN, Gastro-intestinal nematodes and Cestodes of cattle in Burkina Faso *Biotechnol Agron. Soc Env*, 5 (1) (2001) 17-21.
- [19] - A. DAWET, D. P. YAKUBU, H. M. BUTU, Survey of Gastrointestinal Parasites of Non-Human Primates in Jos Zoological Garden. *Journal Primatology*, 2 (2013)1-3.

- [20] - E. MUSUBAO, Prévalence des helminthes de primates détenus en ville de Butembo, par Emmanuel Musubao, Université de la conservation de la nature et développement de Kasugho Licence, dans la catégorie Géographie, (2007) 157-123.
- [21] - J. P. PEREA-RODRIGUEZ, A. M. MILANO, B. E. OSHEROV, E. FERNANDEZ-DUQUE, Gastrointestinal parasites of owl monkeys *Aotus azarai azarai* in the Argentinean chaco. *Neotropical Primates*, 17 (2010) 7-11.
- [22] - D. AKINBOYE, A. OGUNFETIMI, O. FAWOLE, O. AGBOLADE, O. AYINDE, Control of parasitic infections among workers and inmates in a Nigerian zoo. *Nigerian J. Parasitol.*, 31 (2010) 35-38.
- [23] - X. POURRUT, J. L. DIFFO, R. M. SOMO, C. F. BILONG BILONG, E. DELAPORTE, Prevalence of gastrointestinal parasites in primate bush meat and pets in Cameroon. *Vet. Parasitol.*, 175 (2011) 187-191.
- [24] - D. N. MBORA, E. MUNENE, Gastrointestinal parasites of critically endangered primates endemic to Tana River, Kenya: Tana River red colobus (*Procolobus rufomitratu*s) and crested mangabey (*Cercocebus galeritu*s). *J. Parasitol.*, 92 (2006) 928-932.
- [25] - H. ELSHEIKHA, S. CLAYTON, L. YON, Rodent endoparasites survey : review, zoonosis study. *Veterinary Times* 36 (2010) 6-8.
- [26] - S. M. K. MURIUKI, R. K. MURUGU, E. MUNENE, G. M. KARERE, and D. C. CHAI, Certains parasites gastro-intestinaux de zoonoses (santé publique) l'importance fréquemment observés chez les primates non-humains de l'Ancien monde au Kenya, *Acta Trop.*, 71 (1998) 73-82.
- [27] - R.W. ASHFORD et W. CREWE, *Les parasites de l'Homo Sapiens* (seconde Ed.), Taylor and Francis Group, (2003) 89p.
- [28] - B. BARDA, P. CAJAL, E. VILLAGRAN, R. CIMINO, M. JUAREZ, A. KROLEWIECKI, L. RINALDI, G. CRINGOLI, R. BURIONI, M. ALBONICOR, Mini-FLOTAC, Kato-Katz et Mc Master : trois méthodes, un but ; Faits saillants du nord Argentine, *Parasites & Vectors*, 7 (2014) 1-7