

Etude des parasites sanguins et digestifs chez deux espèces de poissons d'élevage dans les étangs piscicoles à Mingadi (Kongo Central) et onze autres espèces du fleuve Congo à Kinsuka (Kinshasa).

Kabamba M.W.^{1*}, Komba M.¹ et Nyongombe N.¹

Abstract

Study of blood and digestive parasites in two species of livestock fish ponds in Mingadi (Central Kongo) and eleven other species of Congo river at Kinsuka (Kinshasa).

Paper History

Received:
October 26, 2015

Revised:
March 10, 2015

Published online :
March 27, 2015

Keywords:

Fish, Coprology, Buffy Coat, Mingadi, Kinsuka

Blood and feces of 104 specimens of fish, 53 captured in a pond at Migandi in Kongo Central and 51 from the Congo River at Kinsuka were analyzed by Buffy Coat for blood and fresh examination of feces in the laboratory. Strongyles, *Toxocara* sp, *Diphyllobotrium* sp, *Isoospora* sp, *Moniezia* sp, *Oesophagostomum* sp and *microfilariae* were identified in fish from the River with a respective prevalence of 3.9%, 5.9%, 1.9%, 3.9%, 1.9%, 3.9% and 5.9%, while in those of the pond; strongyles, *Toxocara* sp, *Isoospora* sp and *Eimeria* sp were identified with a respective share of 9.4%, 15.1%, 96.7% and 3.8%. Analyses of feces by OPG of two pigs whose feces are used as food supplement for fish show that the first pig had 950 eggs of strongyles, 250 eggs of *Ascaris* sp, 100 eggs of *Trichirus* sp, 50 eggs of *Ankylostoma* sp, 350 *Isoospora* sp and 50 *Eimeria* sp by gram of feces and the second contained 2250 eggs of strongyles, 500 eggs of *Ascaris* sp, 350 eggs of *Trichirus* sp, 1550 *Isoospora* sp and 500 *Eimeria* sp by gram of feces. This shows that an integrated agriculture without good health follow up of animals can be dangerous for fish farming. Some species of fish in the Congo River at Kinsuka could be *microfilaria* tanks.

¹ Université Pédagogique Nationale, Faculté de Médecine Vétérinaire, B.P. 8815 Kinshasa-Ngaliema, République Démocratique du Congo.

* To whom correspondence should be addressed: willykabamba2005@yahoo.fr

INTRODUCTION

La production mondiale de poisson a régulièrement augmenté au cours des cinq dernières décennies et l'offre de poisson destiné à la consommation a progressé avec un taux de croissance annuel moyen de 3,2%, soit un taux plus élevé que celui de la population mondiale qui s'est établi à 1,6%. À l'échelle mondiale, la consommation apparente de poisson par personne est passée d'une quantité moyenne de 9,9 kg dans les années 1960 à 19,2 kg en 2012. Ce développement spectaculaire, entraîné à la fois par la croissance de la population, l'amélioration des revenus et l'urbanisation, est facilité par l'expansion considérable

de la production de poisson et la meilleure efficacité des circuits de distribution [FAO, 2014].

Plusieurs millions de personnes en Afrique dépendent du poisson pour leur subsistance par la pêche, l'élevage, la transformation, le transport et/ou la vente en détail. Le poisson représente une source très importante de nourriture et la seule source de protéines pour la population à faible revenu, en particulier dans les villes où l'élevage à grande échelle est rare. La consommation moyenne africaine est d'environ 5,5 à 8,5 Kg de poissons par personne par an [FAO, 2012].

Mais la forte incidence des maladies des poissons demeure une contrainte majeure au développement

économique et à la réussite de cette activité [NEEDHAM *et* WOOTTEN, 1978]. De plus en plus dans beaucoup d'élevages piscicoles et dans le milieu naturel en République Démocratique du Congo (RDC), il est signalé des cas de retards de croissance chez les poissons. Ceci serait dû au fait que, d'une part, en pisciculture la majorité des éleveurs ont opté pour une agriculture intégrée permettant d'alimenter les poissons avec les matières fécales de la volaille, des porcs et des lapins ; et d'autre part, les cours d'eau sont transformés en dépotoir de toute sorte des déchets ménagers et industriels ; y compris le contenu des fosses septiques, ce qui pourrait entraîner la transmission de certaines pathologies de l'homme aux poissons.

Cette étude vise donc l'identification des endoparasites pouvant entraver le développement des poissons des cours d'eau et d'élevage, et spécialement ceux qui peuvent provoquer des zoonoses.

MATERIEL ET METHODES

Milieu d'étude

Cette étude a été réalisée durant sept mois, de novembre 2014 à mai 2015 sur le Fleuve Congo au niveau du quartier Kinsuka Pêcheur (Latitude : 4° 19' 51" S et Longitude : 15° 13' 51" E), dans la Commune de Ngaliema à Kinshasa et au Domaine Agro-Piscicole Nyongombe du village Mingadi (Latitude : 4° 35' 28" S et Longitude : 15° 10' 15" E) ; dans le Territoire de Kasangulu au Kongo Central.

Les analyses de laboratoire, ont été menées à la Faculté de Médecine Vétérinaire de l'Université Pédagogique Nationale à Kinshasa.

Matériel

Le sang et les selles des poissons juvéniles et adultes, ainsi que les matières fécales des porcs, ont servi de matériels de premier ordre pour les investigations.

Méthodes

Capture, transport et identification des poissons

Au niveau du Fleuve, la capture des poissons a été réalisée par les pêcheurs à l'aide des filets de pêche de 1 cm de maille et des hameçons ; tandis qu'à la ferme, elle s'est fait à l'aide des filets de pêche de 1 cm de maille. Après capture, les poissons ont été gardés vivants dans des bacs en plastique de 55 cm de long, 35 cm de large et 25 cm de haut, contenant de l'eau du fleuve pour les poissons du fleuve et de l'eau des étangs pour ceux d'élevage ; et par la suite transportés jusqu'au laboratoire pour les analyses. Les poissons ont été identifiés en se basant sur la morphologie [MBEGAO *et* TUEGELS, 2003].

Dissection des poissons et prélèvement d'échantillons

Les poissons ont été retirés de l'eau puis contentonnés avec une serviette. Ainsi, à l'aide d'un bistouri muni d'une manche, la dissection a été faite au niveau ventral, suivie du prélèvement du sang à l'aide d'une seringue au niveau de l'aorte. Les selles ont été prélevées au niveau du tube digestif [ABDULFATAH, 2010].

Prélèvement des matières fécales chez les porcs :

Après défécation, une portion de matières fécales des porcs qui n'a pas été en contact avec le pavement a été prélevée, suivie de la collecte du signalment de l'animal, et par la suite ces échantillons ont été amenés au laboratoire pour analyse [PANDEV *et al.*, 1993].

Examen hématologique par Buffy-coat :

Le Buffy-coat a consisté à collecter du sang dans des tubes capillaires muni d'un anticoagulant, suivie de la centrifugation à trois mille tours par minute pendant cinq minutes. Après, les globules rouges ont été tapissés dans la moitié inférieure du tube, le plasma s'est trouvé dans la moitié supérieure du tube et entre les deux parties s'est trouvé un anneau blanchâtre où ont été concentrés les globules blancs et les trypanosomes au cas où il y'en avaient. Le tube a été cassé juste au-dessus de l'anneau blanc et une goutte de cette partie a été déposée sur la lame porte objet couverte de la lamelle couvre objet, en vue de la visualisation au microscope à l'objectif 40x [MURRAY *et al.*, 1977].

Examen coprologique à frais :

Cet examen consiste à prélever une petite quantité de selles de la taille d'un grain de riz à l'aide d'un bâtonnet en bois, à la déposer sur une lame porte objet, puis à la diluer dans une goutte de l'eau physiologique. Après homogénéisation, la préparation est recouverte d'une lamelle couvre objet, suivie de la visualisation au microscope à l'objectif 10x [BELEM *et al.*, 1993 ; BELEM *et al.*, 2001].

Examen coprologique par la flottaison quantitative (OPG) :

L'OPG a consisté à prélever 1 g de selles qui a été déposé dans un bécher à l'aide d'une spatule. Cette quantité de selles a été homogénéisée avec 15 ml d'une solution de Na Cl à 40 %. Ensuite, la solution obtenue a été filtrée avec un tamis de 1mm de maille, puis à l'aide d'une pipette Pasteur ; la solution a été prélevée afin de remplir les deux compartiments de la cellule de Mac Master. Après cinq minutes, la visualisation au microscope est faite à l'objectif 10X. L'OPG est égale au nombre d'œufs dans les deux compartiments x 50 [CABARET, 1976].

Examen coprologique par sédimentation :

La sédimentation a consisté à prélever les selles, suivi de l'ajout de l'eau de robinet et du tamisage de la solution dans un verre à pied de 300 à 500ml avec un tamis de 1 mm de maille. La solution obtenue a été mise dans les tubes à essai, puis centrifugée à 3.000 tours par minute pendant cinq minutes. Après centrifugation, le culot est récupéré à l'aide d'une pipette Pasteur en faisant trois prélèvements, en surface, à mi-hauteur et au fond. Finalement, le culot est déposé sur une lame porte objet et est recouvert de la lamelle couvre objet. L'observation est faite au microscope à l'objectif 10x [CHOLLET *et al.*, 1994].

Analyses statistiques

La proportion ou la prévalence est le paramètre statistique qui a permis d'interpréter les données. Elle est le rapport, exprimé en pourcentage, entre le nombre des cas sur le nombre d'individu à risque.

$$\% = \frac{X}{\sum X} * 100$$

% : Proportion ou Prévalence

X : Nombre des cas

$\sum X$: Nombre d'individus à risque

RESULTATS

Ce travail a abouti aux résultats présentés dans les *Tableaux I, II et III.*

Tableau I. Proportion des parasites observés chez les poissons du Fleuve Congo

| Espèce de Poisson | Ef | Parasite | | | | | | |
|--------------------------------|-----------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| | | Strongles | Toxocara sp | Diph. | Isospora sp | Moniezia sp | Oes. | Mic. |
| <i>Synodontis sp</i> | 5 | 0(0%) | 0(0%) | 1(20%) | 0(0%) | 1(20%) | 0(0%) | 1(20%) |
| <i>Chiloglanis sp</i> | 5 | 2(40%) | 1(20%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 1(20%) | 0(0%) |
| <i>Labeo sp</i> | 7 | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) |
| <i>Chrysichthys waganaaris</i> | 3 | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 1(33,3%) | 1(33,3%) |
| <i>Clarias sp</i> | 16 | 0(0%) | 2(12,5%) | 0(0%) | 1(6%) | 0(0%) | 0(0%) | 1(6%) |
| <i>Heterotis niloticus</i> | 5 | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) |
| <i>Marcusenius sp</i> | 2 | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 1(50%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) |
| <i>Parachana obscura</i> | 3 | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) |
| <i>Malapterus electricus</i> | 1 | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) |
| <i>Distichodus lusoso</i> | 1 | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) |
| <i>Amphilius sp</i> | 2 | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) | 0(0%) |
| Total | 51 | 1(3,9%) | 3(5,9%) | 1(1,9%) | 2(3,9%) | 1(1,9%) | 2(3,9%) | 3(5,9%) |

Légende : Ef.: effectif, Diph. : *Diphyllobotrium sp*, Oes. : *Oesophagostomum sp* et Mic. : microfilaires.

Onze espèces de poissons ont été identifiées au niveau du Fleuve Congo. Il s'agit de *Synodontis sp*, *Chiloglanis sp*, *Labeo sp*, *Chrysichthys waganaaris*, *Clarias sp*, *Heterotis niloticus*, *Marcusenius sp*,

Parachana obscura, *Malapterus electricus*, *Distichodus lusoso* et *Amphilius sp*. Quant aux parasites, sept parasites à savoir les strongles, *Toxocara sp*, *Diphyllobotrium sp*, *Isospora sp*, *Moniezia sp*,

Oesophagostomum sp et les microfilaires ont été mis en évidence chez les poissons du Fleuve Congo (*Tableau I*).

Tableau II. Proportion des parasites observés chez les poissons des étangs du Domaine Agro-Piscicole Nyongombe de Mingadi

| Espèce de poisson | Effectif | Parasite | | | |
|------------------------------|-----------|----------------|--------------------|--------------------|-------------------|
| | | Strongle | <i>Toxocara sp</i> | <i>Isospora sp</i> | <i>Eimeria sp</i> |
| <i>Oreochromis macrochir</i> | 8 | 2(25%) | 0(0%) | 8(100%) | 1(12,5%) |
| <i>Oreochromis niloticus</i> | 45 | 3(6,7%) | 8(17,8%) | 43(95,6%) | 1(2,2%) |
| Total | 53 | 5(9,4%) | 8(15,1%) | 51(96,2%) | 2(3,8%) |

Oreochromis macrochir et *Oreochromis niloticus* sont les deux espèces de poissons élevées dans les étangs à Mingadi. Les strongles, *Toxocara sp*, *Isospora sp* et *Eimeria sp* sont les parasites rencontrés chez ces deux espèces de poissons. Leur prévalence respective est de 25%, 0%, 100% et 12% pour *O. macrochir* et de 6,7%, 17,8%, 95,6% et 2,2% pour *O. niloticus* (*Tableau II*).

L'analyse des matières fécales des porcs servant de complément alimentaire de ces poissons d'étangs montre une forte présence des Strongles, *Isospora sp*, *Ascaris sp*, *Trichuris sp* et *Eimeria sp*, ainsi qu'une présence relative d'*Ankylostoma sp* chez les porcs (*Tableau III*). Ces résultats montrent que les matières fécales des porcs seraient à la base de la contamination de ces poissons.

Tableau III. Parasites observés chez les porcs

| Numéro de porc | Nombre de parasites ou d'œufs de parasites par gramme de selles | | | | | |
|----------------|---|--------------------|-----------------------|-------------------|---------------------|-------------------|
| | Strongle | <i>Isospora sp</i> | <i>Ankylostoma sp</i> | <i>Ascaris sp</i> | <i>Trichuris sp</i> | <i>Eimeria sp</i> |
| 1 | 950 | 350 | 50 | 250 | 100 | 50 |
| 2 | 2.250 | 1.550 | 0 | 500 | 350 | 500 |

DISCUSSION

Les strongles, *Toxocara sp* et *Isospora sp* sont des parasites qui ont été identifiés à la fois chez les poissons du fleuve et des étangs. Les microfilaires, *Moniezia sp*, *Diphyllobotrium sp* et *Oesophagostomum sp* n'ont été vus que chez ceux du Fleuve Congo, tandis qu'*Eimeria sp* n'a été rencontré que chez les poissons des étangs. Par ailleurs, chez les poissons du fleuve, les microfilaires et *Toxocara sp* sont les parasites les plus dominants avec chacun une proportion de 5,9% ; tandis que chez ceux des étangs, c'est *Isospora sp* avec une prévalence de 96,2%.

Eimeria sp et *Isospora sp* sont des parasites cosmopolites des cellules épithéliales de l'intestin de différents animaux et oiseaux domestiques et sauvages, entraînant des modifications architecturales qui sont à la base de la réduction de la surface d'absorption alimentaire et par conséquent, une mauvaise conversion alimentaire, des baisse de croissance et de gain pondéral en résultent [EL-ASHRAM *et al.*, 2015 ; KOUAM *et al.*, 2015 ; HAMZIC *et al.*, 2015 ; YANG *et al.*, 2015].

Barre [1982] a également identifié *Toxocara sp* chez les poissons de la Réunion. Ce parasite est essentiellement observé chez les jeunes animaux et chez les enfants. Il provoque des troubles généraux et des troubles digestifs [OTRANTO *et al.*, 2015]. Chez les enfants *Toxocara sp* peut aussi causer des dommages au niveau de la langue, des poumons, du foie, du pancréas, du système nerveux central et des yeux [WOODHALL *et al.*, 2014 ; AHN *et al.*, 2014 ; KUENZLI *et al.*, 2015 ; FAN *et al.*, 2015 ; BORECKA *et al.*, 2015].

Oesophagostomum sp est également un helminthe à potentiel zoonotique [KABULULU *et al.*, 2015 ; PHUPHISUT *et al.*, 2015]. Les nématodes du Genre *Oesophagostomum* sont les parasites intestinaux communs trouvés chez les bovins, les porcs et les primates. Ils peuvent causer une maladie grave, des lésions et des abcès caséux dans la paroi intestinale. L'oesophagostomose humaine est endémique dans le Nord du Ghana et du Togo. En Ouganda aussi, l'infestation est probablement plus fréquente [GUILLOT *et al.*, 2011].

Quant à *Moniezia sp.*, il est un cestode affectant beaucoup plus les ruminants. Il est transmis par ingestion d'herbe contenant l'hôte intermédiaire du parasite (Oribate). La monieziase se manifeste principalement chez les jeunes par la diarrhée, l'amaigrissement, l'anémie, la perte de poils et les symptômes nerveux [KARBOWIAK *et al.*, 2014 ; DIOP *et al.*, 2015 ; PRCHAH *et al.*, 2015].

Pour ce qui est des strongles, ces sont des helminthes qui sont cosmopolites, mais plus fréquents dans les pays chauds ; affectant le plus souvent les animaux au pâturage. Ce parasites ont un caractère saisonnier [XU *et al.*, 2015 ; ZAINOLOBIDIN *et al.*, 2015]. Mc Donald et Margolis [1995], Margolis et Arthur [1979], Lageux [1966] et Frechette et Dodson [1983] ont aussi identifié *Diphyllobotrium sp.* chez les poissons à travers le monde et ont mentionné que *Diphyllobotrium latum* peut infester l'être humain.

Kinsuka étant un foyer de l'Onchocercose [KAYEMBE, 1984 ; HENRI *et al.*, 1984 ; MAERTENS, 1990 ; HENRI *et* MEREDITH, 1990 ; HENRI *et* MAERTENS, 1990 ; KAIMBO *et al.*, 1998 ; DIMOMFU *et al.*, 2007 ; MANSIANGI *et al.*, 2007], l'identification des microfilaires chez les poissons de ce quartier indique que ces derniers pourraient en constituer le réservoir. Dans la mesure où certains poissons sont vendus vivants, les cuisiniers, les vendeurs et les pêcheurs sont donc une catégorie des personnes très exposées, car tout contact sanguin entre les humains et les poissons vivants parasités pourrait constituer une source de contamination entraînant ainsi la pérennisation de cette pathologie.

Il faut noter que plus de 37 millions de personnes sont infestées par l'Onchocercose et plus de 100 millions d'individus sont à risque dans 30 pays de l'Afrique Sub-saharienne [HOPKINS *et* BOATIN, 2011 ; O'NEILL *et al.*, 2015 ; HOPKINS, 2015 ; STOLK *et al.*, 2015].

CONCLUSION

Cette étude avait comme objectifs, d'identifier les endoparasites pouvant entraver le développement des poissons des cours d'eau et d'élevage, ainsi que de déterminer ceux qui peuvent provoquer des zoonoses.

Toxocara sp., *Isospora sp.* et *Eimeria sp.* ont été diagnostiqués chez les poissons d'étangs de Mingadi (*Oreochromis macrochir* et *Oreochromis niloticus*). Les Strongles, *Toxocara sp.*, *Isospora sp.*, *Moniezia sp.*, *Diphyllobotrium sp.*, *Oesophagostomum sp.* et les microfilaires ont été identifiés chez ceux du Fleuve Congo au niveau de Kinsuka (*Synodontis sp.*, *Chiloglanis sp.*, *Labeo sp.*, *Chrysichthys waganaaris*, *Clarias sp.*, *Heterotis niloticus*, *Marcusenius sp.*, *Parachana obscura*, *Malapterus electricus*, *Distichodus lusoso* et *Amphilius sp.*). Parmi ces parasites, les microfilaires,

Oesophagostomum sp., *Diphyllobotrium sp.* et *Toxocara sp.* sont susceptibles de provoquer des zoonoses. La forte infestation parasitaire chez les poissons des étangs serait liée à la forte pression parasitaire des matières fécales de porcs servant de complément alimentaire.

Ainsi, une agriculture intégrée sans une bonne suivie sanitaire des animaux constitue un danger pour la pisciculture. Il faudrait donc, réfléchir sur un système prophylactique chez les poissons comme c'est le cas pour les autres animaux d'élevage.

RESUME

Le sang et les selles de 104 spécimens des poissons, dont 53 capturés dans un étang à Migandi au Kongo Central et 51 provenant du Fleuve Congo à Kinsuka ont été analysés par Buffy-coat pour le sang, et par examen à frais pour les selles au laboratoire de la Faculté de Médecine Vétérinaire de l'Université Pédagogique Nationale. Les strongles, *Toxocara sp.*, *Diphyllobotrium sp.*, *Isospora sp.*, *Moniezia sp.*, *Oesophagostomum sp.* et les microfilaires ont été identifiés chez les poissons du Fleuve avec une prévalence respective de 3,9%, 5,9%, 1,9%, 3,9%, 1,9%, 3,9% et 5,9%, tandis que chez ceux de l'étang ; les strongles, *Toxocara sp.*, *Isospora sp.* et *Eimeria sp.* ont été diagnostiqués avec une proportion respective de 9,4%, 15,1%, 96,7% et 3,8%.

Les analyses par la flottaison quantitative (OPG) des échantillons des selles de deux des porcs dont les matières fécales servent de complément alimentaire pour les poissons, montrent que le premier porc avaient 950 œufs des strongles, 250 œufs d'*Ascaris sp.*, 100 œufs de *Trichuris sp.*, 50 œufs d'*Ankylostoma sp.*, 350 *Isospora sp.* et 50 *Eimeria sp.* par gramme de matières fécales ; et que le second contenait 2.250 œufs des strongles, 500 œufs d'*Ascaris sp.*, 350 œufs de *Trichirus sp.*, 1.550 *Isospora sp.* et 500 *Eimeria sp.* par gramme de matières fécales. Ceci prouve qu'une agriculture intégrée sans une bonne suivie sanitaire des animaux est très dangereuse pour la pisciculture. Certaines espèces des poissons du Fleuve Congo au niveau de Kinsuka seraient réservoirs des microfilaires.

Mots clés : Poissons, Coprologie, Buffy Coat, Mingadi, Kinsuka

REFERENCES ET NOTES

- ABDULFATAH A. [2010]. Etude du déterminisme environnemental du cycle de reproduction chez la perche commune (*Perca fluviatilis*), Thèse doctorale, Institut National Polytechnique de Lorraine (INPL), 159 p. Lieu ???
- AHN S.J., RYOO N.K. et WOO S.J. [2014]. Ocular toxocarosis : clinical features, diagnosis, treatment and prevention, *Asia Pac Allergy* 4(3) : 134-141.
- BELEM A.M.G., COUVILLION C.E., SIEFKER C. and CRIFFIN R.N. [1993]. Evidence for arrested development of abomasal nematodes in white-tailed deer, *J. Wild. Dis.*, 29: 261-265.
- BELEM A.M.G., OUEDRAOGO O.P. and BESSIN R. [2001]. Gastro-intestinal nematodes and cestodes of cattle in Burkina Faso, *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, 5: 17-21.

- BORECKA A.** and KLAPER T. [2015]. Epidemiology of human toxocarosis in Poland. A review of cases 1978-2009, *Ann Agric Environ Med.*; 22(1): 28-31.
- CABARET J.** [1976]. Note sur le parasitisme dû aux nématodes et aux coccidies chez les espèces domestiques dans la région de Kaedi (Mauritanie), *Rev. Elev. Méd. Vét. Pays Trop.*, 29(3) : 221-226.
- CHOLLET J.Y., MARTRENCARA, BOUCHEL D., NJOYA A.** [1994]. Épidémiologie des parasitoses digestives des jeunes bovins dans le Nord-Cameroun, *Rev. Elev. Méd. Vét. Pays Trop.*, 47 : 365-374.
- DIMOMFU B.L., LUBEJI D.K., NOMA M., SEKETELI A. and BOUSSINESQ M.** [2007]. African Programme for Onchocerciasis Control (APOC): Sociological study in three foci of Central Africa before the implementation of treatments with ivermectin (Mectizan), *Trans R Soc. Trop Med Hyg.* 101 (7): 674-679.
- DIOP G., YANAGIDA T., HAILEMARIAM Z., MENKIR S, NAKAO G and SAKO Y.** [2015]. Genetic characterization of *Moniezia* species in Senegal and Ethiopia, *Parasitol Int.*, 64(5): 256-260.
- EL-ASHRAM S., YIN Q., LIU H., AL NASR I., LIU X., SUO X. and BARTA J.** [2015]. From the Macro to the Micro: Gel Mapping to Differentiate between Sporozoites of Two Immunologically Distinct strains of *Eimeria maxima* (strains M6 and Guelph), *PLOS One* 10(12): e0143232. doi: 10.1371.
- FAN C.K., HOLLAND C.V., LOXTON K. and BARGHOUTH U.** [2015]. Cerebral Toxocarosis: Silent Progression to Neurodegenerative Disorders?, *Clin Microbiol. Rev.* 28(3): 663-686.
- FAO** [2012]. Situation mondiale des pêches et de l'aquaculture, Rome, 239p.
- FAO** [2014]. Situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Possibilités et défis, Rome, 253p.
- FRECHETTE A.** et DODSON J.J. [1983]. Les parasites de l'Eperlan d'Amérique (*Osmerus mordax*) anadrome du Québec et leur utilité comme étiquettes biologiques, *Canadian Journal of Zoology*, 61 : 621-626.
- GUILLOT J., VERMEULEN B., LAFOSSE S., CHAUFFOUR S., CIBOT M., NARAT V., MASI S., NIEGUISILA A., SNOUNOU G., BAIN O. and KRIEF S.** [2011]. Nematodes of the genus *Oesophagostomum*: a emerging risk for humans and apes in Africa, *Bull Acad Natl Med*, 195(8) 1955-1963.
- KABULULU M.L., NOWI H.A., KIMERA S.I., LEKULE F.P., KIMBI E.C. and JOHANSEN M.V.** [2015]. Risk factors for prevalence of pig parasitoses in Mbeya Region, Tanzania, *Vet parasitol.* 212(3-4): 460-464.
- KAIMBO D., DIFUKO A., DERNAUCHAMPS J.P. and MISSOTTEN L.** [1998]. Chronic ureiti in Kinshasa (DR Congo), *Bull Soc Belge Ophthalmol*; 270: 95-100.
- KAYEMBE L.** [1984]. Causes of blindness in Zaire, *J Pr Ophthalmol*, 7(5): 393-398.
- KARBOWIAK G., DEMIOSZKIEWICZ A.W., PYZIEL A.M., WITE I, MOSKWA B., WERSZKO J., BIEN J., GOZDZIK K., LOCHOWICZ J. and COBAY W.** [2014]. The parasitic fauna of the European bison (*Bison bonosus*) (Linnaeus, 1758) and their impact on the conservation. Part I; The summarising list of parasites noted, *Acta parasitol*, 59(3): 363-371.
- KOUOM M.K., MEUTCHIEYE F., NGUAFACK T.T., MIEGOUÉ E., TCHOUMBOUE J. and THEODOROPOULOS G.** [2015]. Parasitic fauna of domestic cavies in the Western highlands of Cameroon (Central Africa), *BMC Vet Res.*, 11(1): 288. doi: 10.1186/s12917-015-0605-4.
- KUENZLI E., NEUMOYER A., CHANEY M. and BLUM J.** [2015]. Toxocarosis-associated cardiac diseases- A systematic review of the literature, *Acta Trop*, 154: 107-120.
- HAMZIC E., BUITENHUIS B, HERAULT F., HAWKEN R., ABRAHAMSEN M.S., SERVIN B., ELSÉN J.M., PINARD VAN DER LAAN M.H. and BED'HON B.** [2015]. Genome-Wide association study and biological path way analysis of the *Eimeria maxima* response in broilers, *Genet Sel Evol*, 47(1):91. doi: 10.1186/s12711-015-0170-0.
- HENRY M.C., JANSSENS P.G. and DE BOECK M.** [1984]. Recent findings on the transmission of onchocerciasis in Kinsuka, Kinshasa, Zaire, *Ann Soc Belg Med Trop*, 64(3): 267-281.
- HENRY M.C. and MEREDITH S.E.** [1990]. The onchocerciasis focus at Kinsuka/Kinshasa (Republic of Zaire) in 1985 I. Entomological aspect, *Ann Trop Med Parasitol*, 84(4): 369-379.
- HENRY M.C. and MARTENS K.** [1990]. The onchocerciasis focus at Kinsuka/Kinshasa (Republic of Zaire) in 1985 II. Parasitological and clinical aspect, *Ann Trop Med Parasitol*, 84(5): 493-502.
- HOPKINS A. et BOATIN B.A.** [2011]. Water and Sanitation Diseases and the environment: Challenges, interventions and Preventive Measures, First Edition, Edited by Lamine M.H. Selendy: 1336149.
- HOPKINS D.D.** [2015]. From control to elimination: a strategic change to win the end game, *Int Health*, 7(5): 304-305.
- MAERTENS K.** [1990]. Onchocerciasis in Zaire: Review, *Int Ophthalmol*, 14(3): 181-188.
- MANSIANGI P., KIYOMBO G., MULUMBA P., JOSENS G. and KRUEGER A.** [2007]. Molecular systematic of *Simulium squamosum*, the vector in Kinsuka on Onchocerciasis focus (Kinshasa, Democratic Republic of Congo), *Ann Trop Med Parasitol*, 101(3): 275-279.
- MARGOLIS L and ARTHUR J.R.** [1979]. Synopsis of the parasite of fishes of Canada, *Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada*, 199 : 269.
- MBEGAO J.D. et TEUGELS G.G.** [2003]. Guide de détermination des poissons du bassin inférieur de l'Ogooué, Institut de Recherche Agronomique et Forestière du Gabon (IRAF), Laboratoire d'Hydrobiologie et d'Ichtyologie, B.P. 2246 Libreville, Gabon, 165p.
- MCDONALD T.E. and MARGOLIS L.** [1995]. Synopsis of the parasites of fishes of Canada: Supplement (1978-1993), *Canadian Special Publication of Fisheries and Aquatic Sciences*, 122 : 265p.
- MURRAY M., CLIFFRORD D.J. and MC INTYRE W.I.M.** [1977]. An improved parasitological technique for the diagnostic of African Trypanosomosis, *Trans. Royal. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 71, 325-326.
- NEEDHAM T. and WOOTTEN P.** [1978]. The parasitology of teleosts, Robert P. J., Ed., Fish pathology, London, UK, Balliere Tindall, 144-189.
- LAGUEUX R.** [1996]. Présence de larves plérocercoides de *Diphyllobotrium* (cestode) sur la truite du Québec, *Le Naturaliste Canadien*, 93 : 440-441.
- O'NEIL M., GEARY J.P., AGNEW D.W., MACKENZIE C.D and GEARY T.G.** [2015]. In vitro flubendazole induced damage to vital tissues in adult females of the filarial nematode *Brugia malayi*, *Int J Parasitol Drugs Resist*, Jul 7; 5(3): 135-140.
- OTRANTO D., CANTACESSI C., DANTAS-TORRES F, BRIANTI E., PFEFFER M., GENCHI C., GUBERTI V., CAPELLI G. and DEPLAZES P.** [2015]. The role of wild canids and felids in spreading parasites to dogs and cats in Europe. Part II: Helminths and arthropods, *Vet Parasitol.*, 213(1-2): 24-37.
- PANDEV V.S., CHITATE F. and NYANZUNDA T.M.** [1993]. Epidemiological observations on gastro-intestinal nematodes in communal land cattel from the Highveld of Zimbabwe, *Vet. Parasitol.*, 51: 99-106.
- PHUPHISUT O., MAIPANICH W., PUBOMPEN S., YINDEE M., KOSOLTANAPIWAT N., MUAMTANONG S., PANLAWAT A. and ADISAKWATTANA P.** [2015]. Molecular identification of strongyloid nematode *Oesophagostomum aceleatum* in the Asian wild elephant *Elphas maximus*, *J. Helminthol*, 27:1-7.

PRCHAL L., BARTIKOVA H., BECANOVA A., JIRASKA R., VOKRAL I., STUCHLIKOVA L., SKOLOVA L., KUBICEK V., LAMKA J., TREJTNAR F and SZOTAKOVA B. [2015]. Biotransformation of anthelmintics and the activity of drug-metabolizing enzymes in the tape worm *Moniezia expansa*, *Parasitology*, 142(5): 648-659.

STOLK W.A., WALKER M., COFFENG L.E. BASANEZ M.G. and DE VLAS J.J. [2015]. Required duration of mass ivermectin treatment for onchocerciasis elimination in Africa: a comparative modelling analysis, *Parasit vectors*; 8(1): 552.

WOODHALL D.M. and FIORE A.E. [2014]. Toxocariasis: A Review for Pediatricians, *J Pediatric Infect Dis Soc.* 3(2): 154-159.

XU W.W., QIU J.H., LIU G.H., ZHANG Y., LIU Z.X., DUAN H., YEU D.M., CHANG Q.C., WANG C.R. and ZHAO X.C. [2015]. The complete mitochondrial genome of *Strongylus equines*

(Chromadorea: Strongylidae): Comparison with other closely related species and phylogenetic analyses, *Exp Parasitol*, 159: 94-99.

YANG R., BRICE B. and RYAN U. [2015]. Morphological and molecular characterization of *Choleoeimeria pogona* n. sp. Coccidian parasite (Apicomplexa: Eimeriidae.1989, Paperna and Landsberg) in a Western bearded dragon (*Pogona minor minor*), *Exp parasitol*, 160: 11-16.



This work is in open access, licensed under a Creative Commons Attribution 4.0 International License. The images or other third party material in this article are included in the article's Creative Commons license, unless indicated otherwise in the credit line; if the material is not included under the Creative Commons license, users will need to obtain permission from the license holder to reproduce the material. To view a copy of this license, visit <http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>