

SOMMAIRE

INTRODUCTION	1
Première Partie: Généralités, Cadre Géographique, Matériel et Méthodes d'étude	3
Chapitre 1: Généralités sur les Microsporidies et les Myxosporidies de Poissons.	4
I. Les Microsporidies	4
I.1. Définitions et caractères généraux	4
I.2. Cycle de développement	5
I.2.1. Mérontes et Mérogonie	5
I.2.2. Sporontes et sporogonie	7
a) Les sporoblastes	7
b) Les spores	7
I.3. Transmission à de nouveaux hôtes	9
I.4. Actions pathogènes	9
II. Les Myxosporidies	10
II.1. Définitions et caractères généraux	10
II.2. Classification	11
II.3. Cycle de développement	12
II.4. Actions pathogènes	16
II.5. Importance économique	17
II.6. Diagnostic	18
II.7. Moyens de lutte	20
Chapitre 2 : Cadre géographique, Matériel et Méthodes d'étude	22
I. Cadre géographique	22
II. Matériel et Méthodes d'étude	25
II.1. Matériel Biologique	25
II.2. Méthodes d'étude	26
II.2.1. Recherche des parasites	26

II.2.2. Techniques d'étude	27
II.2.2.1. Parasites in situ	27
II.2.2.2. Frottis frais ou colorés	27
II.2.2.3. Histopathologie	28

Deuxième Partie : Résultats et Discussion 29

Chapitre 1 : Liste systématique des poissons examinés 30

Chapitre 2 : Parasites inventoriés 32

I. Les Microsporidies 32

I.1. Description 32

I.1.1. *Microsporidium* sp1 32

I.1.2. *Microsporidium* sp2 32

I.1.3. *Microsporidium* sp3 34

I.1.4. *Microsporidium* sp4 34

I.2. Discussion 34

II. Les Myxosporidies 36

II.1. Myxosporidies du genre *Myxobolus* Bütschli, 1882 36

II.1.1. Caractères généraux des *Myxobolus* 36

II.1.2. Espèces rencontrées 37

II.1.2.1. *Myxobolus brachysporus* 37

II.1.2.2. *Myxobolus heterosporus* 38

II.1.2.3 *Myxobolus homeosporus* 38

II.1.2.4. *Myxobolus israelensis* 41

II.1.2.5. *Myxobolus agolus* 42

II.1.2.6. *Myxobolus galilaeus* 43

II.1.2.7. *Myxobolus dossoui* 45

II.1.2.8. *Myxobolus beninensis* 45

II.1.2.9. *Myxobolus camerounensis* 48

II.1.2.10. *Myxobolus fotoi* 48

II.1.2.11. *Myxobolus gandiolsensis* 49

II.1.2.12. *Myxobolus charii* 50

II.1.2.13. *Myxobolus Oreochromisi* n. sp. 52

II.3.2.14. *Myxobolus diamaensis* n. sp. 55

II.3.2.15. <i>Myxobolus senegalensis</i> n. sp.	56
II.3.2.16. <i>Myxobolus cichlidae</i> n. sp	59
II.2. Myxosporidies du genre <i>Henneguya</i>	60
II.2.1. Caractères généraux des <i>Henneguya</i>	60
II.2.2. Espèce rencontrée	62
II.2.2.1. <i>Henneguya ghaffari</i>	62
 Chapitre 3: Quelques aspects de la Biologie des Microsporidies et Myxosporidies observées	 68
I. Etude des relations Hôte – parasite	69
I.1. Les Microsporidies	69
I.2. Les Myxosporidies	69
I.2.1. Infection diffuse.	69
I.2.1.1. Les affections rénales.	69
I.2.1.2. Les affections intestinales	70
I.2.1.3. Les affections spléniques	70
I.2.1.4. Les affections hépatiques	70
I.2.1.5. Les affections de la vésicule biliaire	70
I.2.2. Infection localisée	71
I.2.2.1. Les branchies	71
I.2.2.2. Le Rein	71
I.2.2.3. L’ovaire	71
II. Histopathologie	72
III. Discussion	73
 CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES	 75
 REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	 77
 ANNEXES	 86
Annexe I : Techniques de coloration	86
Annexe II : Techniques d’histologie	86



Introduction

Introduction

La progression spectaculaire des pêches mondiales au cours de ces trois dernières décennies montre le rôle important que joue le poisson dans l'économie et l'alimentation humaine, en particulier celles des pays en voie de développement. Or, il s'avère que la pêche conventionnelle pour les espèces traditionnellement exploitées tend au plafonnement, en particulier en Afrique où d'énormes chalutiers et des navires-usines exploitent dangereusement, sans discontinuer, les richesses halieutiques marines des pays côtiers. Au Sénégal, les mises à terre évaluées à 429.000 tonnes en 1992 ont chuté à 355.000 tonnes en 2002, soit une baisse de 16% en une décennie. Quant aux pêcheries continentales, elles enregistrent une croissance stable au niveau mondial avec une production de 7,6 millions de tonnes en 1996. En revanche au Sénégal, elles connaissent une baisse notable avec des débarquements qui sont passés de 31.000 tonnes en 1997 à près de 20.000 tonnes en 2002¹. Cette situation résulte notamment des conditions écologiques peu favorables dont la sécheresse des dernières décennies ; de plus, la construction de barrages, les aménagements hydro-agricoles et leurs conséquences (modification des régimes des principaux cours d'eau, perte de plaines inondables et de niches écologiques nécessaires à la reproduction des ressources halieutiques continentales), ainsi que la surexploitation des fleuves et des lacs constituent une menace permanente sur de nombreuses espèces de poissons dont certaines ont disparu ou sont en voie d'extinction (LEVEQUE *et al.* 1990). Conscients de cette situation de régression des ressources halieutiques et dans leur lutte pour arriver à l'autosuffisance alimentaire et/ou à la diversification des productions rurales (donc des sources de revenus), de plus en plus de pays africains se tournent vers l'aquaculture en général, la pisciculture en particulier ; ainsi au Sénégal, on note une production nationale de près de 150 tonnes par an, ce qui représente 0,05% seulement de la quantité de poissons consommée¹. Mais le succès de cette activité passe par la maîtrise et la levée de certaines contraintes socio-économiques et surtout pathologiques. En effet, les maladies parasitaires constituent un danger potentiel pour l'ichtyofaune car, dans le cas de changements brutaux des conditions d'environnement (élévation de température, variations de pH, de quantité d'oxygène, de turbidité, etc.), les parasites peuvent proliférer au détriment des populations piscicoles et provoquer des mortalités importantes ou, au moins, des hétérogénéités de croissance et/ou des baisses de

¹ Aquaculture production statistique 1987-1986. F.A.O Fisheries, Circular n° 815, Révision 10, 197 p.

performances de reproduction, aussi bien en milieu naturel que dans les élevages. Parmi les agents de ces maladies parasitaires, les Microsporidies et les Myxosporidies constituent des groupes très redoutés car ayant souvent été identifiés, en cas d'épizooties, comme cause directe de mortalité massive chez les poissons ; c'est le cas dans des myxosporidioses à Myxosporidies histozoïques souvent très pathogènes, causant de fortes mortalités notamment chez les Cichlidés (ROBERTS et SOMMERVILLE, 1982 ; FALL *et al.*, 2000). Pourtant au Sénégal, les données scientifiques relatives aux microsporidioses et myxosporidioses des poissons (marins et d'eau douce) ne sont que le fruit de quelques travaux de recherches (FAYE, 1988 et 1992 ; KPATCHA, 1992 ; KOSTOÏNGUE et TOGUEBAYE, 1994 ; DIEBAKATE *et al.*, 1999 ; FAYE *et al.*, 1999 ; FALL *et al.*, 2000). Cette situation justifie l'intérêt que nous accordons à ces parasitoses dans ce mémoire qui s'articule sur deux parties : la première partie traite de généralités, du cadre géographique, du matériel et des méthodes d'étude ; la seconde partie présente les résultats obtenus et leur discussion.

Première Partie :
Généralités, Cadre Géographique,
Matériel et Méthodes d'étude

Chapitre 1 : Généralités sur les Microsporidies et les Myxosporidies de Poissons

I. Les Microsporidies

I.1. Définitions et Caractères Généraux

Les Microsporidies ont longtemps été considérées comme des êtres pluricellulaires et classées à côté des Myxosporidies et Actinomyxidies dans le sous-embranchement des Cnidosporidies (POISSON, 1953). Il a fallu attendre l'essor de la microscopie électronique à transmission pour mettre en évidence leur nature unicellulaire et leurs caractéristiques très spéciales avec l'absence, notamment, de mitochondries typiques et de peroxysomes. Aujourd'hui les Microsporidies constituent un phylum à part dans le sous-règne des Protozoaires, celui des Microspora (SPRAGUE, 1977). Ce sont des parasites intracellulaires obligatoires. Elles s'attaquent à des représentants de presque tous les embranchements du règne animal depuis les protozoaires (VIVIER, 1975) jusqu'aux vertébrés les plus évolués y compris l'Homme (CANNING et LOM, 1986) ; chez ce dernier, près de 10 espèces appartenant aux genres *Encephalitozoon*, *Enterocytozoon*, *Septata*, *Nosema* et *Pleistophora* ont été signalées, la plupart en relation avec le SIDA ou Syndrome de l'Immunodéficience Acquise (LIGIA *et al.*, 2001). Certaines espèces peuvent être hyper parasites ; c'est le cas, par exemple, de *Nosema marrionis* hyperparasite de la Myxosporidie *Ceratomyxa cori*, elle-même parasite de la vésicule biliaire d'un poisson (CANNING et LOM, 1986). Les hôtes de prédilection restent cependant les arthropodes (principalement les insectes) chez les Invertébrés, et les poissons chez les Vertébrés.

Un poisson (l'Epinoche, *Gasterosteus aculeatus*) a d'ailleurs été le premier hôte chez lequel on a décelé la présence d'une Microsporidie (GLUGE, 1838). Cette Microsporidie a été nommée *Nosema anomala* par MONIEZ (1887), puis *Glugea anomala* par THELOHAN (1892). Depuis lors, les découvertes se sont succédées et, à ce jour, on compte une quinzaine de genres décrits dans diverses familles de poissons téléostéens dulçaquicoles ou marins à travers le monde (CANNING et LOM, 1986 ; FAYE *et al.* 1991 et 1996). Ainsi, plusieurs centaines de Microsporidies ont été répertoriées et classées dans les genres *Glugea* Thelohan,

1891 ; *Thelohania* Henneguy, 1892 ; *Pleistophora* Gurley, 1893 ; *Ichthyosporidium* Caullery et Mesnil, 1905 ; *Marzekia* Leger et Hesse, 1916 ; *Enterocytozoon* Desportes, Le Charpentier, Galian, Bernard, Cochand-Priollet, Lavergne, Ravisce, et Modigliani, 1985 ; *Heterosporis* Schupert, 1969 ; *Nosemoides* Vinckier, 1975 ; *Spraguea* Weissenberg, 1976 ; *Tetramicra* Matthews et Matthews, 1980 ; *Loma* Morrison et Sprague, 1981 ; *Microgemma* Ralphs et Matthews, 1986 ; *Encephalitozoon* Levaditi, Nicolau et Schoen, 1923 ; *Microfilum* Faye, Toguebaye et Bouix, 1991 ; *Neonosemoides*, Faye, Toguebaye et Bouix, 1996. A ces genres, il faut ajouter le groupe collectif *Microsporidium* Balbiani, 1884 qui renferme les Microsporidies en attente d'un statut systématique précis, leur cycle de développement étant encore insuffisamment caractérisé.

I.2. Cycle de développement

Les Microsporidies tirent l'énergie nécessaire à leur développement de la cellule hôte. Selon l'espèce, la multiplication (extrêmement rapide) aboutit à une infection localisée avec la formation d'une structure "kystique" appelée xénome ou à une infection diffuse se traduisant par une invasion progressive du tissu atteint. Dans les deux cas, le développement reste semblable dans ses grandes lignes.

Le cycle de développement des Microsporidies débute par l'inoculation du germe infectieux (sporoplasme) dans la cellule-hôte et s'achève par la formation des spores. Deux phases de développement sont connues : la mérogonie (ou schizogonie) qui est la phase de prolifération du parasite et la sporogonie, phase de maturation des spores (Fig. 1 et 2).

I.2.1. Mérontes et Mérogonie

Le sporoplasme expulsé de la spore peut se développer dans des tissus éloignés du site d'éclosion (tube digestif). En effet, BEKHTI (1984) a montré que les germes infectieux sont transportés par les polynucléaires neutrophiles jusqu'aux organes ou tissus cibles. Dans les cellules favorables, le sporoplasme se transforme en méronte qui s'accroît et se divise rapidement dans le cytoplasme de la cellule-hôte, augmentant ainsi le nombre de parasites. Pendant cette phase d'invasion de l'hôte, les mérontes et les plasmodies mérogoniaux constituent les stades de développement du parasite. Les mérontes peuvent présenter des noyaux isolés ou des diplocaryons, subir des divisions binaires répétées ou des divisions multiples. La dernière division du méronte donne naissance à des sporontes.

I.2.2. Sporontes et sporogonie

Les sporontes sont les cellules mères des sporoblastes. A leur surface, on note une couche dense aux électrons qui deviendra plus tard l'exospore de la paroi sporale. Les sporontes possèdent des noyaux isolés ou des noyaux doubles (diplocaryons). Ils peuvent donner directement naissance aux sporoblastes par division binaire ou alors devenir multinucléés et subir deux séquences de divisions ; les séquences de division sont variables et sont caractéristiques de chaque genre.

On distingue deux sous-ordres :

- ✓ Le sous-ordre des Pansporoblastina où les spores sont contenues dans une vacuole sporophore ;
- ✓ Le sous-ordre de Apansporoblastina où les spores sont libres, dispersées dans le cytoplasme de la cellule-hôte.

La plupart des genres de Microsporidies parasites de poissons appartiennent au groupe des Pansporoblastina et forment des vacuoles sporophores à l'image des Microsporidies des genres *Glugea*, *Pleisphora*, *Loma*, et *Heterosporis*.

Des cas de dimorphisme sont connus chez les Microsporidies de vertébrés. Par exemple, les Microsporidies du genre *Spraguea* présentent deux séquences sporogoniques : la première est de type *Nosema* et produit des spores à diplocaryons ; la seconde est de type *Nosemoïdes* avec des spores uninucléées à noyaux isolés.

Le sporonte donne un nombre caractéristique de sporoblastes qui vont évoluer en spores.

a) Les sporoblastes

Les sporoblastes subissent la maturation et deviennent des spores. Au cours de cette maturation, il y a synthèse des organites sporaux, augmentation de la quantité de réticulum endoplasmique lisse et granulaire ; les vésicules golgiennes sont responsables, en partie, de la sécrétion du filament et du sac polaires ; un endoplasme transparent est graduellement ajouté à la paroi sporale sous la couche dense maintenant appelée exospore. A la fin de la maturation, les vésicules atrophiées de l'appareil de Golgi fusionnent pour former la vacuole postérieure.

b) Les spores

La spore est l'élément essentiel d'identification des Microsporidies. C'est le seul stade du cycle de développement qui possède une forme propre et une structure interne présentant

des éléments caractéristiques fixes. Les spores sont généralement ovoïdes, mais on observe plusieurs variétés de formes (arquées, piriformes, allongées, etc.). Les plus petites spores de Microsporidies de vertébrés sont celles de *Enterocytozon bieneusi* (parasite de l'Homme) avec $1,1 - 1,6 \times 0,7 - 1 \mu\text{m}$; les plus grandes sont celles de *Marzokia piscicola* (parasite du poisson *Gadus merlanus*) avec $20 \times 6 \mu\text{m}$. La spore est une structure unicellulaire contenant un noyau isolé (ou un diplocaryon chez les espèces diplocaryotiques). La spore type (Fig. 3) comprend :

- ✓ Une enveloppe protectrice tripartite comprenant, de l'intérieur vers l'extérieur : la membrane plasmique, l'endospore électroluminescente et l'exospore opaque aux électrons ;
- ✓ Un appareil d'expulsion du sporoplasme, également tripartite, avec : le filament polaire et ses organites associés (capuchon et sac polaires), le polaroplaste (lamellaire et/ou vésiculaire) et la vacuole postérieure. Un filament polaire comprend, typiquement : une partie antérieure rectiligne (manubrium) et une partie postérieure enroulée en spirale (filament polaire au sens strict.) ;
- ✓ Un Sporoplasme ou germe infectieux qui occupe le reste de la cavité sporale. Le sporoplasme contient quelques cavités de réticulum endoplasmique granulaire, de nombreux ribosomes parfois alignés. Il contient un noyau isolé (espèces monocaryotiques) ou deux noyaux associés en diplocaryon (espèces diplocaryotiques).

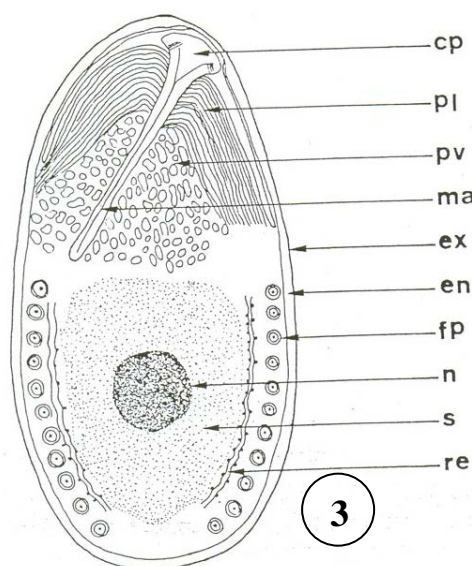


Figure 3 : Représentation schématique (ultrastructurale) d'une spore type de Microsporidie

cp : capuchon polaire ; **en** : endospore ; **ex** : exospore ; **fp** : filament polaire ; **ma** : manubrium ; **n** : noyau ; **s** : sporoplasme ; **pl** : polaroplaste lamellaire ; **pv** : polaroplaste vésiculaire ; **re** : réticulum endoplasmique.

I.3. Transmission à de nouveaux hôtes

Les microsporidioses sont généralement initiées chez de nouveaux hôtes par l'ingestion de spores mûres : c'est une transmission par voie digestive (*per os*). Cependant, et d'une façon exceptionnelle, en cas d'infestation gonadique, le parasite évolue dans les ovocytes pour se retrouver dans les jeunes alevins et la maladie se déclare chez l'adulte ; c'est le cas de *Pleistophora ovariae* SUMMERFELT, 1964 ; le parasite est transmis par les cellules sexuelles : c'est la transmission trans-ovarienne (SUMMERFELT et WARNER, 1970).

Par ailleurs, des expériences menées en laboratoire par BEKHTI (1984), puis BEKHTI *et al.* (1985) suggèrent un rôle d'hôtes de transport ou de concentration du parasite que certains organismes peuvent jouer ; en effet, ces auteurs ont réussi des infestations expérimentales de Flets sains *Platichthys flesus* en leur faisant ingérer des proies (*Nereis*) contaminées par des spores de *Glugea stephani*. Ainsi dans la nature, des invertébrés détritivores tels que les *Nereis* (Annélides polychètes) se nourrissant avec des fragments de cadavres de Flets parasités contaminent les poissons qui les ingèrent.

I.4. Actions pathogènes

Chez les poissons, divers organes et tissus peuvent être attaqués par les Microsporidies : tube digestif, branchies, rein, foie, rate, gonades, musculature, système nerveux, etc. Dans la plupart des cas, il semble que les Microsporidies dont les infections se manifestent souvent par des formations "kystiques" appelés xénomes, soient bien tolérées par leurs hôtes, tant en milieu naturel qu'en aquaculture.

Cependant, ce groupe de parasites compte des espèces hautement pathogènes qui provoquent une mortalité très élevée dans les populations de poissons attaquées. PUTZ *et al.* (1965) signalent que *Pleistophora cepedianae* et *P. salmonae* (= *Loma salmonae*) causent parmi les alevins de *Dorosoma cepedianum* 90% de mortalité et 75% chez les Salmonidés en Amérique du Nord. Aux Etats-Unis, SUMMERFELT (1964) décrit le parasitisme de *Pleistophora ovariae* chez *Notemigonus crysolencas* ; cette Microsporidie logée dans l'ovaire du poisson diminue notablement ses capacités reproductrices. Chez les Eperlans canadiens (*Osmerus eperlanus* et *O. mordax*), *Glugea hertwigii* (Weissenberg, 1911) provoque une diminution de ponte (par destruction d'ovules) et des mortalités massives après la fraye (NEPSYZY et DECHTIAR, 1972). Dans le tube digestif, les xénomes de *Glugea atherinae* peuvent provoquer l'obstruction du canal biliaire chez *Atherina boyeri* (BERREBI et BOUIX,

1978). Les xénomes de *Loma sp.*, décelés chez *Oncorhynchus tshawytscha* en Alaska, sont localisés dans plusieurs organes (branchies, cœur, artères, glande choroïde, rein, foie, cartilage, musculature, etc.) ; des infections massives réduisent la nage, empêchent la croissance et causent la mort des jeunes poissons atteints (HAUCK, 1984). Dans sa thèse, FOMENA (1995) montre que *Loma camerounensis* se développe dans la sous-musculature de son hôte, provoque la destruction des tissus et un blocage mécanique du transit des aliments, ce qui n'est pas sans conséquence sur la croissance et la prise de poids.

II. Les Myxosporidies

II.1. Définitions et Caractères Généraux

Les Myxosporidies (BÜTSCHLI, 1881) sont des organismes parasites d'annélides (KUDO 1919), d'insectes (KUDO, 1919) et de vertébrés poïkilothermes (ectothermes), essentiellement les poissons. Mais quelques espèces ont été décrites chez les amphibiens (UPTON *et al.*, 1992), les trématodes (SIAU *et al.*, 1971), les reptiles (GRASSE *et al.*, 1970). Elles ont également été signalées chez des patients présentant la diarrhée Mc CLELAND *et al.* (1997) ; BOREHAM *et al.* (1998) ; LIGIA *et al.* (2001) mais aussi chez un patient ayant contracté le VIH (Virus de l'Immunodéficience Humaine, LIGIA *et al.*, 2001).

Les Myxosporidies sont caractérisées par la production de spores dont la forme, la structure et les dimensions sont très variables. Ces spores ont généralement une paroi formée de 1 à 7 cellules valvaires ; ces dernières, réunies suivant une ligne de suture, délimitent une cavité occupée par des capsules polaires dont le nombre varie de 1 à 7 suivant le genre et renfermant chacune un filament polaire spiralé ; le reste de la cavité est occupé par un sporoplasme généralement binucléé.

Chez leurs hôtes vertébrés, les Myxosporidies peuvent infecter la quasi-totalité des tissus et organes. Les espèces les plus primitives sont parasites de cavités. On les trouve dans la vésicule biliaire, la vessie urinaire, les uretères et l'urètre des poissons ; dans le tube digestif chez les poissons et l'homme. Les plus évoluées sont parasites de tissus. On les trouve dans la peau, les muscles, les branchies, le cerveau, le foie, le rein, la rate, les gonades, etc. Ainsi, on distingue deux formes de Myxosporidies suivant le site d'infestation :

- ✓ Les formes ceolozoïques qui sont inféodées à la lumière des organes tels que la vessie urinaire et la vésicule biliaire ;
- ✓ Les formes histozoïques qui peuvent : soit se présenter en infiltration diffuse, ou provoquer la formation de kystes dans les tissus parasités.

Il semble que certaines espèces de Myxosporidies montrent une spécificité tissulaire ou organique. Par ailleurs, la morphométrie des spores et de leurs capsules polaires sont, entre autres, des caractères de classification.

II.2. Classification

La position systématique des Myxosporidies reste encore très incertaine en raison de leur complexité structurale. En effet, sur la base de la morphologie des spores, elles ont d'abord été rangées parmi les Protozoa Goldfus, 1818, dans le sous-embranchement des Cnidospora (DOFFLEIN, 1901) où l'on retrouve également les Microsporidies et les Actinomyxidies. Mais les premiers travaux de GRASSE (1960) en microscopie électronique ont confirmé l'état multicellulaire des Myxosporidies. De même, les travaux de LOM et DE PUYTORAC (1965), GRASSE et LAVETTE (1978) ont confirmé la structure pluricellulaire du trophozoïte, ainsi que la différenciation en éléments végétatifs et germinatifs.

Des travaux relativement récents sur la phylogénie moléculaire fondée sur le gène de l'ARN 18S montrent que les Myxosporidies sont des Métazoaires, très vraisemblablement des Eumétazoaires. La simplicité de leur organisation doit donc être considérée comme secondaire, résultant de la vie parasitaire. Les cellules à filament polaire ressemblent à des cnidocytes de Cnidaires ; de même, se fondant sur des études de phylogénie moléculaire, SMOTHERS *et al.* (1994), puis SIDALL *et al.* (1995) ont décelé une parenté entre des gènes codant pour la sous-unité 18S de l'ARN ribosomal de divers gènes de Myxosporidies et ceux de Nématodes et de Cnidaires. Le gène de l'ARN 18S contient des caractères propres et l'absence des feuilletts embryonnaires serait le résultat d'une perte secondaire due à la vie parasitaire (LECOINTE et LEGUYARDER, 2001).

CANNING et OKAMURA (2004) proposent une nouvelle classification fondée sur celle de KENT *et al.* (2002b) à laquelle ils ajoutent une nouvelle classe, celle des Malacosporea. Cette nouvelle classification se présente comme suit :

Phylum des MYXOZOA Grassé, 1970

1°) Classe des Myxosporea, Bütschli, 1881

Le processus sexuel ou autogamie a lieu au sein du sporoplasme. Les spores présentent un ou deux sporoplasmes, une à sept cellules valvaires et une à sept capsules polaires.

A°) Ordre des Bivalvulida Schulman, 1959

Les spores sont constituées de deux cellules valvaires avec deux (rarement une ou quatre) capsules polaires.

✓ **Sous – ordre des Sphaeromyxina Lom et Noble, 1984**

Le filament polaire est court et différent de celui des autres Myxosporidies. Il est large à sa base et devient progressivement effilé vers l'extrémité. Ce sous-ordre comporte une famille et un genre.

✓ **Sous – ordre des Variisporina Lom et Noble, 1984**

La position des capsules polaires est variable à l'intérieur de la spore. Ce sous-ordre comporte 10 familles et 33 genres.

✓ **Sous – ordre des Platysporina Kudo, 1919**

Les capsules polaires sont situées à l'extrémité antérieure de la spore, uniquement dans le plan de suture créant ainsi une symétrie bilatérale. Ce sous-ordre comporte une famille et 11 genres.

B°) Ordre de Multivalvulida Schulman, 1959

Les spores formées de trois à sept valves présentent une symétrie radiale en forme d'étoile. Cet ordre comporte 6 familles et 7 genres.

2°) Classe des Malacosporea Canning, Curry, Feist, Longshaw et Okamura, 2000

Ordre des Malacovalvulida Canning Curry, Feist, Longshaw et Okamura 2000

Famille des Saccosporidae canning, Okamura et Curry, 1996

Genre *Buddenbrockia* Schröder, 1910.

Genre *Tetracapsuloides* Canning, Tops, Curry, et Okamura, 2002.

II.3. Cycle de développement

Pendant longtemps, les Myxosporidies ont été considérées comme des parasites Monoxènes et seule la transmission directe était admise. Cette hypothèse a fait l'objet de beaucoup d'essais d'infestations expérimentales en faisant avaler à des poissons sains des

spores seules ou avec des aliments. Les résultats ont été décevants, d'où l'hypothèse de l'existence d'un hôte intermédiaire dans le cycle évolutif des Myxosporidies. Ainsi d'importants travaux de recherche ont été réalisés et ont permis de décrire quelques espèces de myxosporidies à cycle dioxène, comme *Myxobolus cerebralis*.

WOLF et MARKIW (1983) ont montré que les spores de *M. cerebralis*, parasite de la truite *Salmon gairdueri* (hôte définitif), ingérées par un hôte intermédiaire, *Tubifex tubifex* (Annélides Oligochètes), se développent en *Triactinomyxon* qui est une Actinomyxidie. Les spores de *Triactinomyxon* ingérées à leur tour par la truite évoluent en *M. cerebralis*. Ceci laisse supposer qu'à chaque espèce d'Actinomyxidie correspond une forme de Myxosporidie, les deux correspondant à un seul et même parasite. La Myxosporidie correspondrait à la phase asexuée et l'Actinomyxidie à la phase sexuée du parasite.

D'autres auteurs ont montré qu'en plus de *M. cerebralis*, beaucoup d'autres Myxosporidies se développent aussi bien chez un oligochète que chez un polychète mais le plus souvent chez un oligochète (EL-MATBOULI et HOFFMANN 1989 et 1993 ; GROSSHEIDER & KÖRTING, 1992 ; EL-MATBOULI *et al.*, 1992 a et b ; BENADJIBA et MARQUES, 1993 ; YOKOYAMA *et al.*, 1993 ; USPENKAYA, 1995 ; TROUILLER *et al.*, 1996 ; BATHOLOMEW *et al.*, 1997 ; EL-MANSY et MOLNAR, 1997 a et b ; EL-MANSY *et al.*, 1998 a et b ; SZEKELY *et al.*, 1998 ; SZEKELY *et al.*, 1999 ; ESZTERBOUER *et al.*, 2000). Il en est de même pour *Myxobolus pseudodispar* (*gorbunova*) dont le cycle de développement est également dioxène avec comme hôte intermédiaire *Tubifex tubifex* et hôte définitif *Rutilus rutilus* (L.)-(SZEKELY *et al.*, 2001).

Dans la plupart de ces études les auteurs ont infecté un hôte intermédiaire oligochète ou polychète avec des myxospores provenant d'un poisson parasité et, après développement chez le ver, ils ont obtenu des actinospores type *Triactinomyxon*, *Raabei*, *Aurantiatinomyxon* ou *Neoactinomyxon*. En revanche, KENT *et al.* (1993) ont infecté le poisson Salmonidé *Onchorhynchus nerka* avec des triactinospores provenant de l'oligochète *Silodrilus heringianus* et ces actinospores se sont développés dans le cerveau du poisson hôte en *Myxobolus articus*. Par ailleurs YOKOYAMA *et al.* (1995) ont infecté le poisson doré *Carasius auratus* (L) avec des actinospores type *Raabei* provenant d'un hôte intermédiaire *Branchiura sawerby* ; ces actinospores se sont transformées en *Myxobolus cultus*.

Aujourd'hui, la découverte de l'existence d'un hôte intermédiaire (invertébré) dans le cycle des Myxosporidies remet en cause le mode de transmission directe. Mais le cycle de développement complet (phase Myxosporidie et Actinosporidie) est décrit seulement chez quelques espèces. Ainsi, EL-MATBOULI et HOFFMAN (1998) ont répété, avec succès,

l'expérience de WOLF et MARKIW (1983) avec *M. cerebralis*. Par ailleurs, RUDISH *et al.* (1991), BARTHOLOMEW *et al.* (1997) et YOKOYAMA *et al.* (1997) ont décrit, respectivement, le cycle de développement de *M. pavlovskii*, *Ceratomyxa shasta* et *Thelohanellus hovorkai*.

Il ressort de l'analyse de tous ces travaux que le cycle de développement le mieux décrit et le plus connu est celui de *Myxobolus cerebralis* parasite des parties cartilagineuses du squelette axial des poissons salmonidés ; c'est donc ce cycle que nous présentons ci-dessous à titre illustratif (Fig.4). Le stade infestant le poisson est une spore émise dans l'eau à partir d'un autre hôte, *Tubifex tubifex* (annélide). Cette spore attribuée précédemment au genre *Triactinomyxon* est pluricellulaire ; elle comprend : une enveloppe formée de trois (3) cellules valvaires (valves) à prolongement postérieur effilé, trois capsules polaires contenant chacune un filament enroulé (tube creux), un sporoplasme (plasmode multinucléé contenant des noyaux végétatifs et ses cellules individualisées), véritable germe infectieux. La spore se fixe sur la peau (ou les branchies) d'un jeune salmonidé ; les filaments polaires en se dévaginant, contribuent à la fixation et provoquent une lésion. Les valves se séparent et le sporoplasme pénètre dans l'épiderme. Commence alors une longue phase de prolifération présporogonique interne qui se déroule dans le tégument puis dans le système nerveux. Les cellules du plasmode s'isolent ; chacune pénètre dans une cellule épithéliale et devient une cellule primaire qui grossit ; son noyau se divise, une vacuole et une membrane isolent l'un des deux noyaux fils, formant une cellule secondaire à l'intérieur de la cellule primaire. Des divisions mitotiques de la cellule secondaire donnent de nombreuses cellules secondaires, lesquelles par division endogène, deviennent des doublets C2-C3. Ces derniers sont libérés et peuvent pénétrer dans d'autres cellules ou migrer dans des tissus sous-cutanés où des mitoses de la cellule interne donnent de nombreuses cellules internes ; chacune subit une division endogène et devient un autre doublet C3-C4. Les doublets libérés pénètrent dans le système nerveux périphérique, puis central, où ils subissent une évolution identique à celle décrite dans les tissus sous-cutanés. Les doublets C4-C5 libérés peuvent devenir des triplets. Doublets et Triplets passent dans le cartilage de la tête ou de la colonne vertébrale du jeune poisson et deviennent, après de nombreuses divisions nucléaires, de petits plasmodes où s'individualisent des noyaux végétatifs et des cellules « germinatives ». Le cartilage est donc envahi par de nombreux petits plasmodes. Chacun détruit le cartilage par lyse enzymatique (digestion extracellulaire), se nourrit par pinocytose, grossit et se fragmente par palintomie pour donner plusieurs plasmodes polysporogoniques dans lesquels va se dérouler la sporogénèse. Les

cellules germinatives s'associent deux à deux et dans chaque couple, une cellule (le péricyte) va envelopper l'autre qui est la cellule sporogonique.

Chaque couple devient un pansporoblaste, dans lequel le péricyte se divise pour donner deux cellules enveloppées qui assurent la nutrition de la cellule interne ; celles-ci se divisent à leur tour en deux sporoblastes, cellules mères des spores ; chaque sporoblaste subit trois divisions nucléaires aboutissant à la formation de six noyaux qui se répartissent dans cinq cellules capsulogènes, et le sporoplasme binucléé, la réduction chromatique aurait lieu pendant les deux dernières divisions du noyau du sporoblaste. Le pansporoblaste mûr ou pansporocyste contient donc deux spores qui sont mûres huit mois environ après l'infestation initiale et qui peuvent subsister dans le cartilage pendant trois ou quatre ans. Si le poisson parasite est mangé par un prédateur les pansporocystes sont détruites et les spores, intacts sont évacuées avec les excréments ; elles peuvent aussi passer du cartilage de l'hôte, dans le sang puis dans l'intestin et les excréments, ou sortir directement du cartilage à l'extérieur ; elles sont aussi libérées à la mort de l'hôte. Après leur émission dans l'eau, les spores peuvent être ingérées par un tubifex ; dans le tube digestif de ce dernier, les filaments polaires s'évaginrent brutalement et blessent la paroi intestinale, les deux valves s'ouvrent alors, libérant le sporoplasme qui pénètre dans la cellule par la plaie, à ce moment, les deux noyaux du sporoplasme fusionnent en un syncaryon diploïde (reproduction sexuée par autogamie) ; le sporoplasme amiboïde, est le seul stade unicellulaire du cycle. Dans la cellule intestinale, le sporoplasme se divise abondamment, donnant de nombreuses cellules filles qui envahissent les cellules épithéliales voisines. Chacune des cellules subit des divisions pour constituer un pansporoblaste à trois cellules enveloppées et huit cellules internes, les cellules mères des spores ou sporoblastes. Celles-ci se divisent pour donner chacune une spore pluricellulaire du type *Triactinomyxon*, d'où la présence de huit (08) spores dans le pansporoblaste mûr, ou pansporocyste. La cellule hôte éclate et les spores, évacuées dans l'eau par éjection ou par mort de l'hôte, gonflent tandis que les prolongements postérieurs des valves s'étalent.

II.4. Actions Pathogènes

L'étude de l'action pathogène des Myxosporidies a fait l'objet de nombreux travaux. Chez l'hôte ces parasites affectent des organes et des tissus variés : branchies, nageoires, peau, tissus squelettiques, gonades, yeux, rein, rate, foie, vésicule biliaire, vessie urinaire, muscles etc. La plupart des espèces semblent être bien tolérées par leur hôte ; JAYASRI et HOFFMAN (1982) pensent que certaines formes de *Myxidium* seraient même commensales. A côté de ces espèces non nocives, de nombreuses formes sont pathogènes et provoquent

souvent des épizooties graves. Le rôle pathogène de ces parasites s'exerce d'abord de manière mécanique à travers des phénomènes d'encombrement et d'implantation qui provoquent des traumatismes, des compressions et des irritations entraînant éventuellement une réaction de l'hôte (DE KINKELIN, 1985). L'encombrement s'observe surtout dans les affections branchiales, musculo-viscérales et digestives. Il a été également signalé la myoliquéfaction des tissus musculaires après la mort du poisson hôte (BARDJA & TORANZO, 1993 ; PAMPOULI *et al.*, 1999), la réduction de la capacité respiratoire (MOLNAR & SZEKELY, 1999) et de la fécondité de l'hôte (SWEARER & ROBERTSON, 1999), voire sa castration (SITJA-BOBADILLA & ALYAREZ-PELLITERO, 1993).

JAYASRI et HOFFMAN (1982), SAKITI (1982) affirment que chez les loups, l'action mécanique exercée par les Myxosporidies coelozoïques avec l'augmentation du nombre de trophontes et de spores dans la vésicule biliaire, aboutit à la formation de véritables calculs obstruant le canal d'écoulement biliaire, ce qui peut se solder par la mort du poisson.

Des déformations squelettiques ont été attribuées à diverses espèces de Myxosporidies : *Myxobolus cerebralis* chez la truite arc-en-ciel (HALLIDAY, 1976) ; *M. ellipsoïdes* chez *Leuciscus cephalus* (BUCKE et ANDREWS, 1985) ; *M. sandrae* chez *Perca fluviatilis* (LOM *et al.*, 1991) ; *Myxobolus sp.* chez *Perca fluviatilis* (TREAUSURER, 1992).

Des épidémies causées par *Myxobolus exiguus* ont entraîné la perte de plusieurs tonnes de Muges dans la mer noire (SCHULMAN, 1957). *Ceratomyxa shasta* détermine des pertes sévères chez les truites tant en élevage que dans la nature (SANDERS *et al.*, 1970)

Cette synthèse bibliographique montre que les Myxosporidies peuvent avoir des actions pathogènes très variées, se comporter en commensales ou devenir pathogène et induire de fortes mortalités chez leurs hôtes poissons, en particulier dans les stations piscicoles ; les Myxosporidies histozoïques sont les plus pathogènes.

II.5. Importance économique

L'importance économique des myxosporidioses a été décrite par quelques auteurs. Ainsi LOM et DYKOVA (1992 b) ont signalé que:

- ✓ dans les élevages de salmonidés en Europe et aux USA, beaucoup de pertes dues à *Myxobolus cerebralis* et *Ceratomyxa shasta* sont enregistrées.
- ✓ De même YOKOYAMA et WAKABAYASHI (2000) ont signalé qu'au Japon, *Myxobolus aeglefini* induit chez *Allolepis hollandi* la formation de nodules localisés

dans la musculature donnant ainsi un aspect transparent à la chair. De tels poissons sont immédiatement reconnus et éliminés du circuit commercial provoquant ainsi un manque à gagner.

Il ressort de cette brève analyse que les Myxosporidies peuvent être à l'origine de pertes économiques très importantes, d'où la nécessité de bien les connaître.

II.6. Diagnostic

La détermination de Myxosporidies reste fondée, en grande partie, sur les caractères morphologiques des spores qui semblent être les seuls stades du cycle de développement à posséder une forme propre et une structure interne comprenant des éléments caractéristiques fixes. Mais si la distinction entre les différents genres est assez aisée, celle des espèces est en revanche très délicate. Aussi, de nombreuses espèces nouvelles sont souvent insuffisamment décrites. Pour harmoniser les descriptions des espèces, LOM et ARTHUR (1989) ont proposé des critères devant guider les chercheurs lors de l'étude des Myxosporides. Ces recommandations prennent en compte des critères importants décrits par des auteurs comme LOM et VARA (1965), SCHULMAN (1966,1984), LOM (1969), SIAU (1978). Ainsi, toute description d'une Myxosporide doit porter sur du matériel frais ou à la limite sur des spores fixées au formol 10% et les éléments suivants doivent être pris en compte :

- ✓ **L'hôte** : nom scientifique, stade infesté, lieu de collecte, prévalence d'infestation ;
- ✓ **La forme végétative** : site d'infestation, forme, taille et structure ; nombre de spores formées dans le trophozoïte, existence ou non de stades présporogoniaux ;
- ✓ **La spore** : forme et structure, forme et taille respective des capsules polaires, nombre et disposition des spires du filament polaire au sein des capsules polaires, présence ou absence du triangle inter capsulaire chez les *Myxobolus*, ornementation de la surface sporale (à mettre en évidence grâce à la technique de microscopie électronique à balayage) forme de la ligne de suture, position des extrémités antérieures des capsules polaires, position du (ou des) sporoplasme(s) dans la cavité sporale, rapport entre capsule polaire et longueur de la spore ;
- ✓ **Les mensurations** : la taille des spores et celle de leurs composantes sont mesurées selon le schéma de la figure n° 5.

De même, grâce à la Biologie moléculaire, des méthodes de diagnostic de plus en plus performantes ont été mises au point mais restent encore peu accessibles. La PCR³ et le test d'hybridation in situ basé sur les séquences d'ARN ont été développés pour la reconnaissance de *Myxobolus cerebralis*, *Ceratomyxa shasta*, *Kudoa sp.* et *Tétracapsula bryosalmonae*.

Par ailleurs, divers anticorps monoclonaux ont été utilisés pour la reconnaissance d'épitopes antigéniques chez de nombreuses espèces de Myxosporidies (SAULNIER et KINKELIN, 1996). Par exemple, l'utilisation de l'anticorps monoclonal 1A9 qui réagit uniquement avec les spores de *Myxobolus rotundatus* montre que certains antigènes sont spécifiques à une phase du cycle et que le profil antigénique d'un parasite peut changer tout au long de sa vie (LU *et al.*, 2002). En revanche l'anticorps monoclonal 2D12 réagit à la fois avec les spores et les trophozoïtes de *M. rotundatus* ce qui prouve l'existence d'une parenté antigénique entre les différents stades de développement d'un parasite (LU *et al.*, 2002). Le même constat a été fait lors d'une étude similaire entreprise chez *M. cerebralis* (MARKIW et WOLF, 1978). Il a été également signalé qu'aucun anticorps monoclonal utilisé dans la précédente étude ne réagissait avec d'autres Myxosporides. Ceci montre que certains antigènes sont spécifiques de *M. rotundatus*, ce qui a été aussi vérifié chez *Tétracapsula bryosalmonae* (MORRIST *et al.*, 2000). Toutes ces études montrent que les anticorps monoclonaux constituent un outil précieux pour la connaissance de la structure des Myxosporidies (LU *et al.*, 2002) et donc la mise au point d'une méthode de diagnostic de type ELISA⁴ spécifique des Myxosporidies pourrait contribuer à la reconnaissance des différents stades de développement de ces parasites.

II.7. Moyens de lutte

Les effets pathogènes des Myxosporidies ont une incidence économique grave. Malheureusement les méthodes de lutte contre ces infections sont très rares et assez récentes.

En 1986, CIRKOVIC réussit la prévention de la maladie inflammatoire de la vessie natatoire ou « Swimbladder Inflammation » (SBI) provoquée par *Sphaerospora renicola* chez la carpe (*Cyprinus carpio*) en Europe. L'expérience consiste à administrer aux alevins des

³ Polymerase chain reaction. Amplification génétique en chaîne par une polymérase, méthode de multiplication in vitro des acides nucléiques ou de leurs fragments pour la recherche en génétique, faisant intervenir des cycles successifs d'appariements d'oligonucléotides spécifiques et d'élongation à l'aide d'une ADN polymérase.

⁴ Enzyme Linked Immunosorbent Assay. Technique de dosage enzymo-immunologique de protéines utilisant la fixation par affinité spécifique d'anticorps sur lesquels ont été attachées les molécules d'enzymes susceptibles d'être révélées quantitativement par une réaction colorée

aliments contenant du Nitrofurazon à 0,06% du 14^{ème} au 29^{ème} jour après l'éclosion, puis à 0,2% jusqu'au 60^{ème} jour avec deux arrêts de 7 jours.

SCKMAHL et MEHLHORN (1989) ont testé avec succès le Triazinone (Toltrazuril) sur différents stades de développement de *Myxobolus* sp., parasite du tissu conjonctif des branchies de la brème (*Abramis brama*). Ce traitement détruit progressivement les différents stades de développement présporaux (surtout les sporocystes) et diminue la production des spores. Cependant il n'a aucun effet sur les spores mûres.

L'efficacité d'un autre antiparasitaire, la Fumagilline, a également été étudiée chez certaines espèces de poissons parasités par des Myxosporides. Ainsi, MOLNAR *et al.* (1987) proposent une prévention contre l'attaque de *Sphaerospora renicola* chez la carpe commune ou carpe colorée (*Cyprinus carpio*). Pour cela, ces auteurs injectent par voie intra péritonéale dans la vessie natatoire, de l'homogénat renfermant des stades tissulaires du parasite tout en alimentant les poissons avec une nourriture contenant de la Fumagilline à 0,1 %. L'expérience réalisée dans un réservoir montre que la prévalence ainsi que l'intensité de la sphaerose rénale et viscérale spontanées sont considérablement réduites chez les alevins de carpes traités à la Fumagilline. Chez la carpe colorée *Cyprinus carpio* L., YOKOYAMA *et al.* (1999) ont, eux aussi, montré l'efficacité de la Fumagilline contre les actinospores de *Thelohanellus hovorkai* récoltées chez un oligochète hôte intermédiaire, *Branchiura sowerbgi*. Ces auteurs indiquent que ce produit peut être administré par voie orale aux poissons infectés dans des conditions de laboratoire et non aux poissons destinés à la consommation humaine. L'efficacité de la Fumagilline a été aussi mise en évidence dans le traitement d'une Myxosporidie à *Thelohanellus wuhanensis* ; en effet pour cette parasitose, il a été prouvé que la Fumagilline agit efficacement contre le développement des spores et/ou des plasmodies ou bien encore contre une réinfection par ledit parasite (WANG *et al.*, 2001).

L'usage préventif de produits appropriés (Fumagilline) et l'amélioration des techniques d'administration devraient être des pratiques courantes dans les élevages. De même la désinfection des étangs contaminés dans les stations piscicoles en cas d'élevage s'avère indispensable afin de garantir la qualité des alevins livrés aux pisciculteurs. Ces pratiques sont en réalité très rares, aussi les populations parasitaires demeurent-elles prospères.

On distingue deux saisons au Sénégal :

- ✓ Une saison sèche, de mi-octobre à mi-juin, souvent subdivisée en saison sèche froide (mi-octobre à mi-février) et en saison sèche chaude (mi-février à mi-juin) ;
- ✓ Une saison pluvieuse, de mi-juin à mi-octobre, se raccourcissant du Sud au Nord du pays et de pluviométrie annuelle décroissante, également qui suit un gradient sud-nord du fait de l'alignement zonal du Front Intertropical (FIT) lors de son déplacement vers le Nord et de son repli vers le Sud de Mai à Octobre. Les totaux annuels confirment ce gradient avec des maxi annuels à Kédougou (1530 mm), Kolda (1500 mm) en zone soudanienne sud et les minima annuels à Dagana 252 mm et Louga 137 mm en zone sahélienne.

Signalons néanmoins qu'avec la période de sécheresse que connaît le Sénégal depuis les années 1968, la durée de la saison des pluies est passée de quatre à trois mois (voire deux mois) suivant les années avec parfois moins de 100 mm de pluie par an (BA, 1993).

Les régions naturelles vont du type sahélien au nord (région du fleuve Sénégal), soudanien au centre avec savane arborée, au type subtropical (humide) au sud (Région naturelle de la Casamance) où l'on commence à voir la grande forêt dense.

Pays plat aux sols sablonneux ne dépassant pas 130 m d'altitude sauf à la frontière sud-est vers la Guinée, le Sénégal est traversé d'est en ouest par trois fleuves : les fleuves Sénégal (1700 Km) au nord, Gambie (750 Km) au centre et Casamance (300 Km) au sud.

Le bassin du fleuve Sénégal se trouve dans la région tropicale saharienne. Les éléments du climat changent selon les sous régions définies par DIOUF et BOUSSO, 1989. Notre zone d'étude présente un climat de type subsaharien à saharien, caractérisé par la faiblesse des précipitations, l'intensité du vent (harmattan) et les températures élevées (REIZER, 1971 ; BA et SY, 1987). Les températures des eaux du fleuve Sénégal ont des variations saisonnières rythmées par les variations thermiques de l'air suivant les saisons. Ainsi en saison humide, les températures hydriques sont de 30-33°C et en saison fraîche elles sont de l'ordre de 16 à 26°C. La proximité de l'océan atlantique réduit considérablement les variations de l'amplitude thermique diurne. Les températures minimales se rencontrent en janvier - février et peuvent être inférieures à 15°C. Les températures maximales s'observent en Août - Septembre et peuvent atteindre 40°C (REIZER, 1971 et 1974 ; BA et SY, 1987 ; DIOUF et BOUSSO, 1989 ; CORBINS et CECCHI, 1991 ; DIOUF *et al.*, 1997). La température moyenne annuelle se situe autour de 26°C (De BOISSEZON *et al.*, 1996).

Le fleuve Sénégal se trouve sous influence du front intertropical (FIT) ou zone de convergence intertropicale (CIT) correspondant à l'axe de confluence des flux issus des deux hémisphères météorologiques⁵.

Dans notre zone d'étude où s'exercent les influences océaniques, l'alizé maritime, souffle du Nord et du Nord-Ouest. Le flux du Nord s'installe dès le mois d'octobre alors que ceux du Nord-Ouest sont permanents pendant toute la saison sèche (DIOUF et BOUSSO 1989). Des vents de sable sont fréquents pendant la saison sèche (harmattan et brise de terre). La brise maritime est fréquente en début d'après-midi, elle contribue à rafraîchir le climat (KANE, 1985).

Le fleuve Sénégal prend naissance à Bafoulabé au Mali, au point de rencontre du Bafing venant du Fouta Djalon et du Bakoye grossi du Baoulé drainant les hauts plateaux mandingues. Par l'importance de ses écoulements et avec une longueur totale d'environ 1700 km, le fleuve Sénégal représente la septième artère fluviale de l'Afrique et la deuxième en Afrique de l'Ouest⁵ (REIZER, 1971, DIOUF et BOUSSO 1989). Outre le Sénégal, le fleuve Sénégal et ses affluents arrosent la Guinée, le Mali et la Mauritanie. Cela lui imprime des paysages et des climats différents le long de son cheminement. Le bassin versant couvre une superficie de 300.000 Km² environs.

Les principaux affluents du fleuve Sénégal sont de l'amont vers l'aval :

- ✓ Le Bafing, branche la plus importante, prenant naissance dans le massif guinéen du Fouta Djalon généralement bien arrosé ;
- ✓ Le Bakoye, prenant sa source au nord de Sigouri (Guinée) sur le rebord méridional du plateau mandingue, reçoit sur sa rive droite la Baoulé en aval de Toukoto au Mali ;
- ✓ La Falémé, seule, affluent de la rive gauche bordant la frontière entre le Mali et le Sénégal ;
- ✓ Le Kilombiné drainant la région de Nioro du Sahel au Mali et le Massif de Affole en Mauritanie ;
- ✓ Le Karakoro descendant de Kiffa en Mauritanie ;
- ✓ Le Gorgol et ses deux bras (le Gorgol blanc et le Gorgol noir), confluent avec le fleuve Sénégal à Kaédi en Mauritanie.

Le lac de Guiers relié au fleuve par la rivière Tawey sur la rive gauche et le lac de R'kiz situé sur la rive droite et en communication avec le fleuve par de nombreux chenaux,

⁵ OMVS (1981).- Evaluation des effets sur l'environnement prévus dans le bassin du fleuve sénégal. Rapport partiel sur la navigation, 37 p.

constituent les deux dépressions qui jouxtent le fleuve Sénégal. Le Djoudj, le Gorom, le Djeuss, le Ntialackh sont les marigots qui constituent le bas delta.

Le régime du fleuve dépend des pluies dans le haut bassin, son cours étant profondément modifié par les ouvrages hydrauliques et les aménagements hydro agricoles (barrages et digues). Avant la construction des barrages, l'eau douce inondait toute la vallée du fleuve Sénégal. Avec l'édification du barrage de Diama, la partie aval du fleuve fonctionne comme un bassin évaporant et on assiste à une augmentation progressive de la salinité. Ainsi, le fleuve est sous influence marine pendant huit mois dans l'année (BA et SY, 1987) ; le barrage est fermé à la fin de la crue, qui dure trois à quatre mois. De Diama à Manantali un lac artificiel d'eau douce s'est établi. La conséquence de cette existence permanente d'eau douce est la disparition des organismes estuariens remplacés par des espèces dulcicoles et la prolifération de plantes aquatiques comme le *Typha* (*Typha australis*), le *Sporobolus* et le *Pistia* (*Pistia stratiotes*)

II. Matériel et Méthodes d'étude

II.1. Matériel biologique

Les poissons examinés au cours de cette étude sont des poissons d'eau douce provenant du fleuve Sénégal (figure 7). Nous les avons collectés :

- ☛ Au niveau de différents sites de débarquement le long du fleuve, en les achetant directement aux pêcheurs : au Parc National du Djoudj (60km au Nord de Saint-Louis) ; au village des pêcheurs de NDiawdoune (situé à 14km au Sud de Saint Louis).

- ☛ Auprès de revendeurs :

- ✓ Au niveau de différentes localités dans Saint-Louis : au marché dit "SOR" ; au "Pont Nord" ;
- ✓ Au barrage de Diama (27 km au Nord de Saint Louis) ;
- ✓ Au marché de Fass De Lormes à Dakar, non loin de l'UCAD.

Tous ces poissons sont mis dans des glacières isothermes et transportés jusqu'au Laboratoire de Parasitologie Générale de l'UCAD. Nous les avons identifiés grâce aux ouvrages de LEVEQUE *et al.* (1990 et 1992).

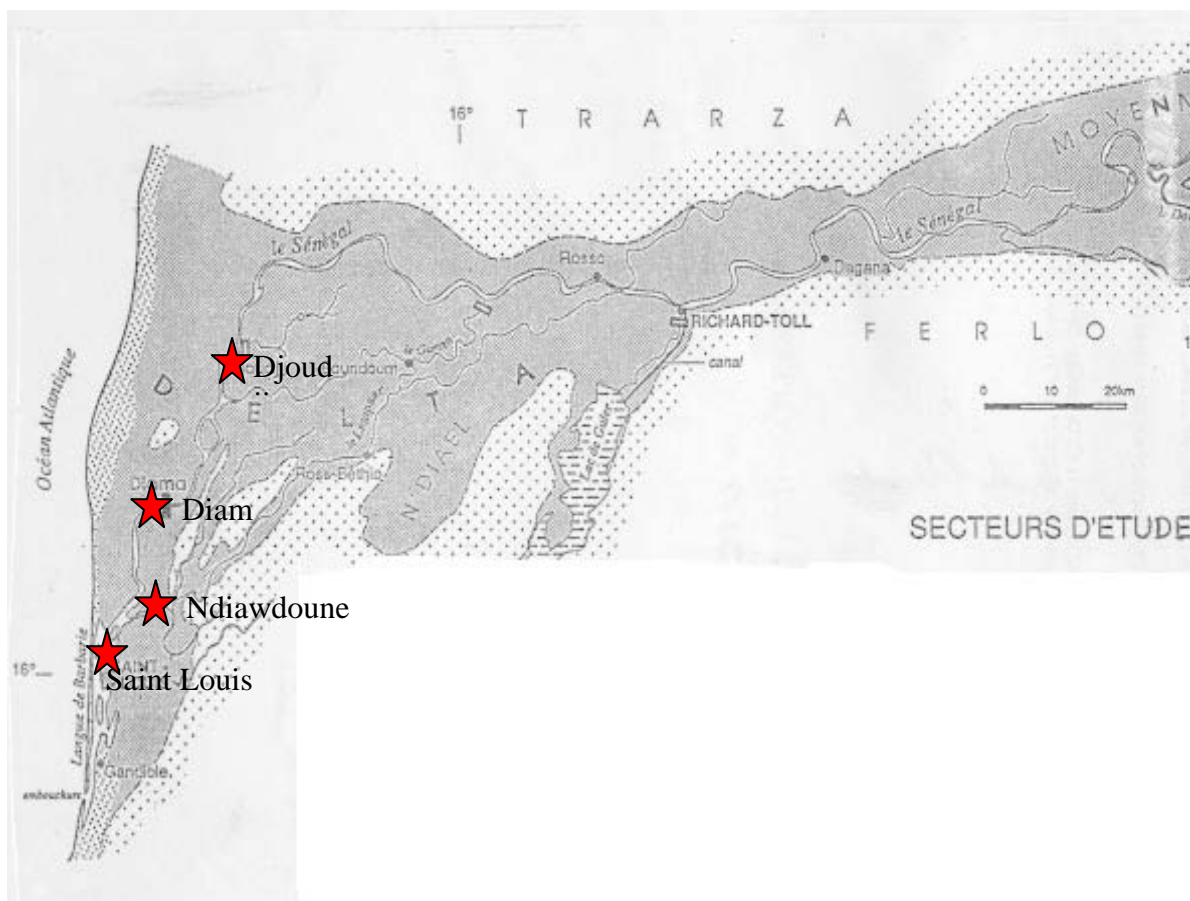


Fig. 7 : Localisation des sites de collecte des poissons (★) au niveau du Fleuve Sénégal

II.2. Méthodes d'études

II.2.1. Recherche des Parasites

La recherche des parasites débute par un examen minutieux des poissons à l'œil nu, puis à la loupe binoculaire, afin de déceler d'éventuels kystes tégumentaires. Ensuite, les poissons sont disséqués, les différents organes (nageoires, branchies, intestin, estomac, rate, rein, cœur, gonades, vésicule biliaire, foie, vessie natatoire, etc.) sont prélevés, répartis dans des boîtes de pétri contenant de l'eau de robinet et examinés individuellement sous une loupe binoculaire à la recherche de kystes. Des frottis frais sont réalisés à partir de ces organes et observés au microscope photonique pour la mise en évidence des parasites qui n'induisent pas la formation de kystes.

II.2.2. Techniques d'étude

Les techniques d'étude sont tirées d'ouvrages classiques d'histologie et de microscopie : MARTOJA et MARTOJA PIERSON (1967).

II.2.2.1. Parasites *in situ*

Les kystes sont mis en évidence sous une loupe binoculaire et photographiés avant d'être prélevés ; parfois des dessins montrant la position des kystes sont réalisés pour accompagner les photos *in situ*.

II.2.2.2. Frottis frais ou colorés

Des frottis frais entre lame et lamelle d'histologie sont réalisés :

- ✓ En dilacérant une portion d'organe parasité (infection diffuse) dans une goutte d'eau de robinet et observés directement au microscope photonique au fort grossissement ;
- ✓ En écrasant un kyste ou un xénome prélevé sous la loupe binoculaire.

Les frottis frais positifs à l'observation au microscope photonique sont séchés à l'air libre pendant une journée, puis colorés au May-GrünWald-Giemsa selon un protocole classique que nous avons modifié (Annexe I).

Les frottis frais ou colorés nous ont permis : d'une part de photographier, mesurer et caractériser les spores fraîches de Microsporidies et Myxosporidies, d'autres part de dessiner les spores de ces parasites à la chambre claire du microscope.

Les spores ont été mesurées à l'aide d'un microscope photonique muni d'une caméra connectée à un écran de visualisation. Les mesures se font grâce à un micromètre connecté à l'écran et étalonné à 72 pour une observation à l'objectif portant le grossissement x 40. Ainsi sont mesurées la longueur et la largeur de la spore. Pour le cas particulier des Myxosporidies, la longueur et la largeur des capsules polaires, ainsi que la longueur du prolongement caudal (pour les types de spores qui en possèdent) sont également mesurées selon le guide de LOM et ARTHUR (1989) ; la caractérisation de la forme des spores et celle des capsules polaires est faite au moyen de la clé de détermination des genres et espèces de Myxosporidies de poissons d'eau douce proposée par FOMENA et BOUIX (1997).

Au moins 30 spores sont mesurées pour chaque espèce étudiée.

II.2.2.3 Histopathologie

Des fragments d'organes parasités sont prélevés et stockés dans des liquides d'attente pour l'étude histopathologique : éthanol à 70% pour des organes comme les branchies, le foie, les reins, la rate) ; formol à 10% pour les fragments d'intestin ou d'estomac (ce sont des organes qui se détériorent plus rapidement en raison de leur contenu ; le formol étant un fixateur de terrain de longue durée, les conserve mieux).

Au sortir de ces liquides d'attente, les fragments d'organes sont soigneusement lavés à l'eau de robinet avant d'être traités (inclusion, réalisation des coupes, coloration) selon un protocole classique dont nous avons, parfois, légèrement modifié certaines étapes (Annexe II).

Deuxième Partie :
Résultats et Discussion

Chapitre 1 : Liste systématique des poissons examinés

Dans le cadre de ce travail nous nous sommes intéressé exclusivement aux poissons Cichlidés du fleuve Sénégal. Au total, 284 spécimens appartenant à 6 espèces, 1 famille, 1 ordre et 4 genres ont été prospectés (Tableau 1). L'ordre systématique que nous avons adopté est celui proposé par LEVEQUE *et al.* (1990 et 1992) :

- Embranchement : **Vertébrés**
- Super classe : **Poissons**
- Classe : **Ostéichthyens**
- Sous-classe : **Actinoptérygiens**
- Superordre : **Téléostéens**

Tableau 1 : Liste systématique des poissons examinés

Ordre	Famille	Espèces	Lieux de récolte	Quantité
Perciformes	Cichlidés	<i>Hemichromis fasciatus</i> Peters, 1852	Diama	1
		<i>Oreochromis aureus</i> Steidachner, 1864	Fass de Lormes	9
		<i>Oreochromis niloticus niloticus</i> Linne, 1758	Fass de Lormes	12
			Djoudj	2
			Diama	10
			Saint-Louis	20
		<i>Sarotherodon galilaeus galilaeus</i> Linne, 1758	Fass de Lormes	9
			Djoudj	12
			Diama	8
			Saint-Louis	40
		<i>S. melanotheron heudelotii</i> Dumeril, 1859	Fass de Lormes	15
			Djoudj	9
			Diama	11
			Saint-Louis	13
		<i>Tilapia guineensis</i> Bleeker in Güther, 1862	Djoudj	13
			Diama	35
			Saint-Louis	65

Les figures 8 à 11 correspondent aux photos de quelques poissons parasités et caractéristiques de la famille des Cichlidés



Oreochromis niloticus



Sarotherodon galilaeus



Sarotherodon melanotheron



Tilapia guineensis

Barre = 10µm

Chapitre 2 : Parasites observés

Nos prospections nous ont permis d'observer 21 espèces de parasites : 4 espèces de Microsporidies et 17 espèces de Myxosporidies.

I. Les Microsporidies

Compte tenu du fait que seules les spores des Microsporidies rencontrées ont été mises en évidence, nous classons momentanément les espèces décelées dans le groupe collectif *Microsporidium* Balbiani, 1884.

I.1. Description

I.1.1. *Microsporidium* sp1

Microsporidium sp1 a été mis en évidence chez *Tilapia guineensis*. Parmi les 113 spécimens examinés, un seul a été trouvé hébergeant cette Microsporidie, soit une prévalence de 0,88% (Fig.12). La Microsporidie provoque la formation de xénomes blanchâtres, sphériques à sub-sphériques, de taille variable (0,5mm à 0,9mm de diamètre), implantés à la base des filaments branchiaux primaires, juste au niveau des muscles adducteurs. Les frottis frais montrent des spores ovoïdes et allongées ; elles mesurent $4,43 \pm 0,50$ (4-5) μm de long, sur $2,4 \pm 0,50$ (2-3) μm de large (Fig.13).

I.1.2. *Microsporidium* sp2

Microsporidium sp2 parasite les lamelles branchiales secondaires de *Oreochromis niloticus*, induisant la formation de xénomes blanchâtres, sphériques et de petite taille (0,3mm de diamètre) (Fig.14). Sur le seul poisson parasité parmi les 44 individus examinés (soit une prévalence de 2,27%), nous avons isolé 4 xénomes. Les spores observées aux frottis frais apparaissent ovoïdes et présentent une extrémité antérieure plus ou moins rétrécie par rapport à la postérieure plutôt arrondie et contenant une vacuole postérieure nettement visible. Elles mesurent 4,0 μm de long, sur 3,0 μm de large (Fig.15).

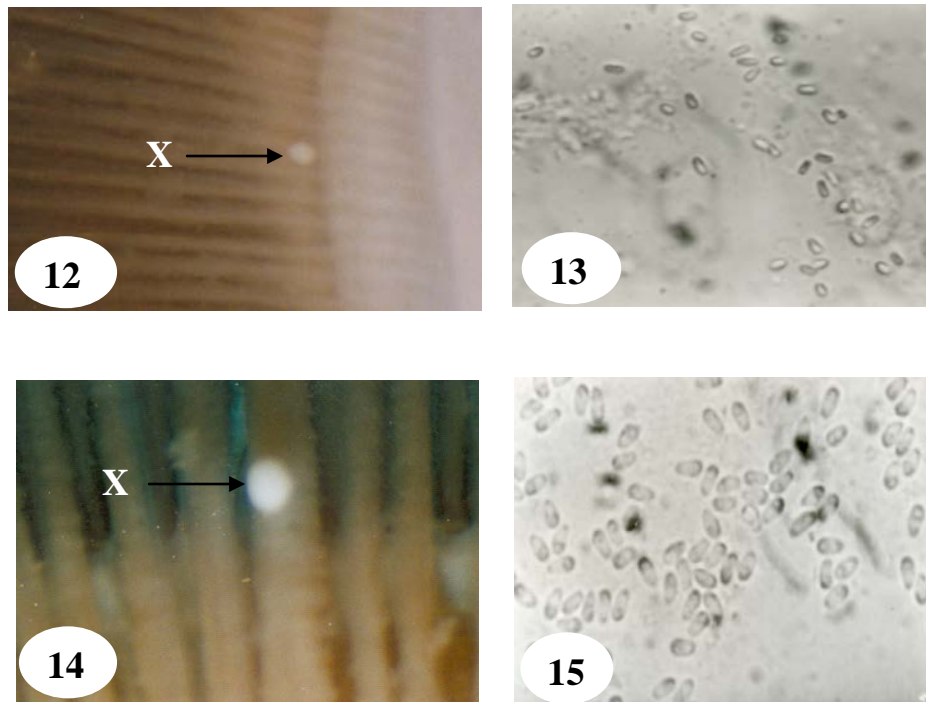


Fig.12: Xénome de *Microsporidium* sp1 au niveau des muscles adducteurs de *Tilapia guineensis*(x 50) **X**= xénome
Fig.13: Spores fraîches de *Microsporidium* sp1 (x 1650)
Fig.14: Xénome de *Microsporidium* sp2 au niveau des lamelles branchiales de *Oreochromis niloticus* (x 37,5) **X**= xénome
Fig.15: Spores fraîches de *Microsporidium* sp2 (x 1650)

I.1.3. *Microsporidium* sp3

Microsporidium sp3 a été observé chez *Tilapia guineensis* au niveau de deux sites d'implantations : la sous muqueuse intestinale où les xénomes, visibles par transparence, apparaissent blanchâtres, sub-sphériques à sphériques ; le mésentère intestinal où les xénomes observés sont jaunâtres et morphologiquement identiques aux précédents (Fig.16). Tous ces xénomes sont de taille variable : 0,5 à 1,2mm de diamètre pour les xénomes du mésentère intestinal ; 1 à 1,5mm de diamètre pour ceux de la sous muqueuse. 3 à 5 xénomes ont été récoltés par poisson parasité. Sur les 113 poissons examinés, 4 hébergeaient la Microsporidie, soit une prévalence de 3,54%.

De taille réduite [$3,26 \pm 0,44$ (3 - 4) μm de long, sur 2,0 μm de large], les spores apparaissent ovales avec l'extrémité antérieure pointue, alors que l'extrémité postérieure arrondie montre une vacuole postérieure nettement visible (Fig.17 et 18)

I.1.4. *Microsporidium* sp4

Microsporidium sp4 induit la formation de xénomes blanchâtres qui apparaissent sphériques au niveau du rein et ovoïdes au niveau des lamelles branchiales de son hôte *Sarotherodon melanotheron*. Ces xénomes de taille variable mesurent 0,7 à 1,7mm de diamètre pour les premiers (Fig.19) et 0,3 à 0,5mm pour les seconds ; nous avons dénombré 5 à 10 xénomes par poisson parasité. Parmi les 48 spécimens que nous avons examinés, 2 hébergeaient la Microsporidie, soit une prévalence de 4,16 %. Les frottis frais montrent des spores piriformes avec une extrémité antérieure rétrécie, tandis que la postérieure apparaît bien arrondie ; la vacuole postérieure est nettement visible. Les spores ont pour dimensions : $3,86 \pm 0,34$ (3 - 4) μm de long et 3,0 μm de large. (Fig.20)

I.2. Discussion

Toutes ces Microsporidies n'ont été observées que de façon sporadique au cours de nos prospections. Nous envisageons de faire d'autres prélèvements pour des investigations complémentaires, notamment en microscopie électronique à transmission, technique de référence dans l'étude des différents stades évolutifs dont la caractérisation est indispensable à l'attribution d'un statut systématique précis aux Microsporidies. Elles sont donc provisoirement rangées dans le groupe collectif *Microsporidium* Balbiani, 1884.

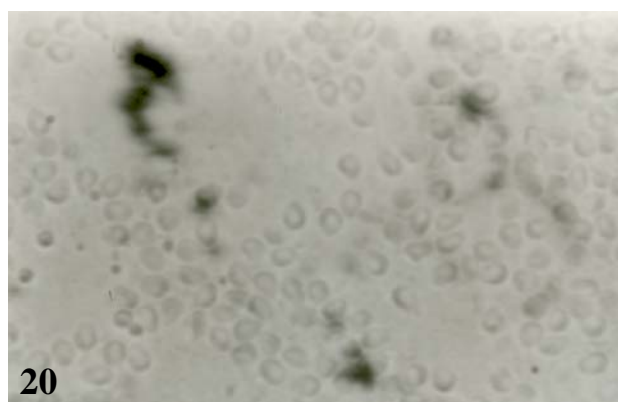
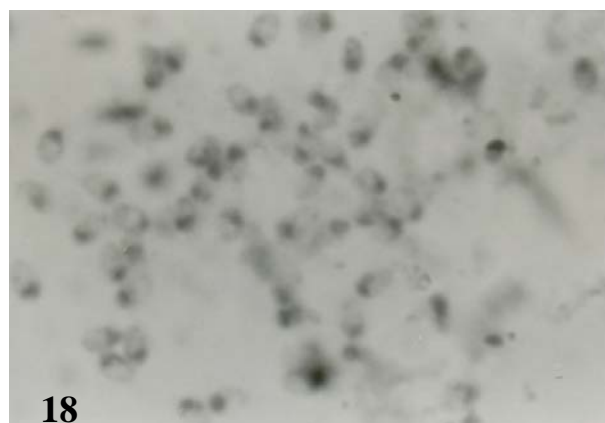
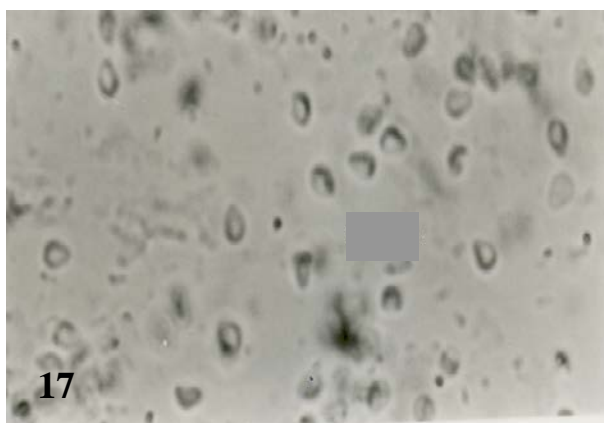
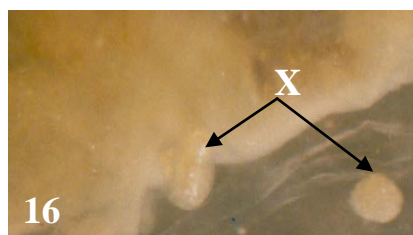


Fig.16 : Xénomes de *Microsporidium* sp3 sur le mésentère intestinal de *Tilapia guineensis* (x 37,5)

Fig.17: Spores fraîches de *Microsporidium* sp3, (x 1650)

Fig.18: Spores colorées au Giemsa de *Microsporidium* sp3 (x 1650)

Fig.19: Xénome de *Microsporidium* sp4 sur la paroi du rein de *Sarotherodon melanotheron* (x 50)

Fig.20: Spores fraîches de *Microsporidium* sp4 (x 1650)

II. Les Myxosporidies

Les Myxosporidies observées au cours de ce travail appartiennent à 2 genres : *Myxobolus* Bütschli, 1882 et *Henneguya* Thélohan, 1892. Au total 21 espèces ont été répertoriées.

II.1. Myxosporidies du genre *Myxobolus* Bütschli, 1882

II.1.1. Caractères généraux des *Myxobolus*

Les *Myxobolus* sont caractérisées par des spores ovoïdes, ellipsoïdales ou sphériques (parfois sub-sphériques), à paroi formée de deux valves. Dans la plupart des cas, ces valves sont lisses et se joignent par une ligne de suture parallèle au plan des deux capsules polaires situées dans la région antérieure. Le reste de la cavité sporale est occupé par un sporoplasme au sein duquel on observe parfois la présence d'une vacuole iodophile représentant une réserve de glycogène dont la quantité varie avec l'état de maturité et l'âge de la spore (WALLIKER, 1969) (Fig.21). Plus de 466 espèces appartenant à ce genre ont été répertoriées à travers le monde (LIGIA *et al* 2001) et des descriptions de nouvelles espèces sont régulièrement enregistrées.

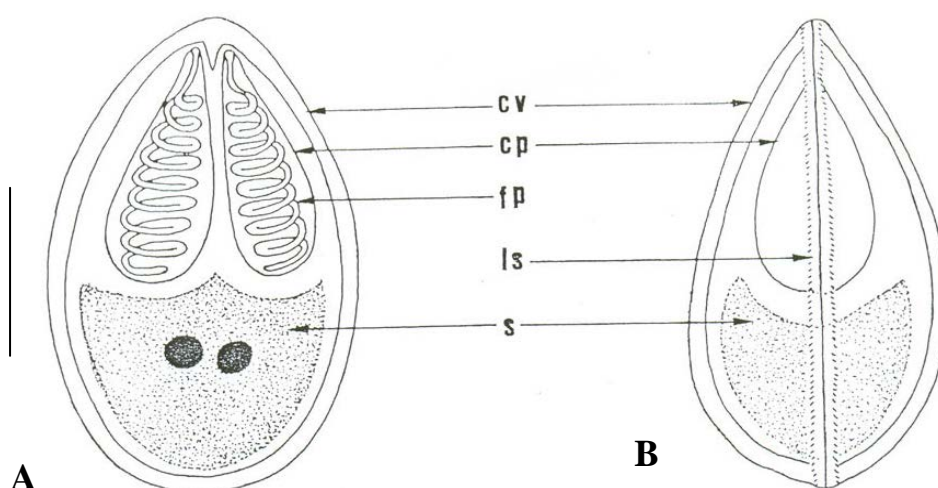


Figure 21 : Représentation schématique d'une spore de *Myxobolus* (vue de face A et vue de profil B). **cp** : capsule polaire ; **cv** : cellule valvaire ; **ls** : ligne de suture ; **s** : sporoplasme. **Barre = 10µm**.

II.1.2. Espèces rencontrées

Parmi les espèces observées 12 ont été antérieurement décrites et nous les avons retrouvées au cours de ce travail ; 4 sont nouvelles pour la Science.

II.1.2.1. *Myxobolus brachysporus* Baker, 1963.

Hôtes	: <i>Oreochromis niloticus niloticus</i> , <i>Sarotherodon galilaeus</i> .
Localité	: Fass Delorme, Saint Louis, Diama, Djoudj.
Sites d'infestation	: Rein, rate et intestin.
Prévalence	: 68,18% (30/44) chez <i>O. niloticus</i> et 62,31% (43/69) chez <i>S. galilaeus</i> .

Description

La présente Myxosporidie provoque une infection diffuse dans divers organes de ses hôtes : l'intestin de *Oreochromis niloticus niloticus* et le rein et la rate chez *Sarotherodon galilaeus*.

Les spores apparaissent ellipsoïdales, avec la particularité d'être plus larges que longues $[8,8 \pm 0,40 (8 - 9) \mu\text{m} \times 13,13 \pm 0,34 (12 - 14) \mu\text{m}]$ (Fig.22). L'extrémité antérieure de la spore est rétrécie alors que l'extrémité postérieure est plus large, presque arrondie. Il n'existe pas d'appendice inter capsulaire. Les capsules polaires sont sub-sphériques à sphériques et de taille sensiblement égale $[4,17 \pm 0,32 (4 - 5) \mu\text{m} \times 3,5 \pm 0,50 (3 - 4) \mu\text{m}]$ (Fig.23) ; elles s'étendent parfois au-delà de la moitié antérieure de la cavité sporale, le reste étant occupé par le sporoplasme. Par transparence, on peut observer le filament polaire qui s'enroule sur 4 à 6 tours de spires.

Discussion

Dans la littérature, seul *Myxobolus brachysporus* décrit au niveau de la peau chez *Haplochromis niloticus*, *Sarotherodon galilaeus*, *Tilapia esculenta*, *T. guineensis*, *T. variabilis* et au niveau du rein et de la rate de l'hybride de *Oreochromis niloticus* x *Sarotherodon galilaeus* par OBIEKEZIE et OKAEME (1990) se rapproche de la présente espèce. Compte tenu des nombreux éléments de rapprochement relevés dans ce travail (espèces hôtes, sites d'infestations, aire de répartition géographique et caractères morphométriques), nous pensons être en présence de la même espèce. Toutefois, l'intestin est un nouveau site d'infestation que nous avons mis en évidence chez *O. niloticus*.

II.1.2.2. *Myxobolus heterosporus* Baker, 1963.

Hôtes	: <i>Oreochromis niloticus</i> et <i>Sarotherodon galilaeus</i>
Localité	: Fass Delorme, Diama, Saint Louis, Djoudj.
Site d'infestation	: Foie, rein, rate, vessie natatoire
Prévalence	: 50% (22/44) chez <i>O. niloticus</i> , 71% (49/69) chez <i>S. galilaeus</i>

Description

Le parasite provoque une infection diffuse dans le foie, le rein, la rate et la vessie natatoire de ses hôtes.

Les spores sont piriformes allongées, à extrémité antérieure nettement effilée (Fig.24). De dimensions $14,56 \pm 0,54$ (14 – 15) μm x $8,8 \pm 0,61$ (7 – 9) μm , elles présentent des capsules polaires piriformes et très allongées, s'étendant sur plus de 2/3 de la cavité sporale (Fig. 25) avec, comme dimensions, $8,3 \pm 0,52$ (8 – 10) μm de long, sur $3,2 \pm 0,45$ (3 – 4) μm de large ; le filament polaire visible par transparence décrit 7 à 9 tours de spires. Le sporoplasme nettement réduit occupe le reste de la cavité sporale.

Discussion

Myxobolus heterosporus décrit en Ouganda par BAKER (1963) dans les reins, la rate et le foie de divers Cichlidés dont *Oreochromis niloticus*, possède des spores qualifiées de type 1, 2 et 3 qui parfois, apparaissent morphologiquement très distinctes. L'espèce que nous décrivons dans ce travail présente les mêmes caractéristiques morphologiques que BAKER (1963) donne du type 3 : spores piriformes, de dimensions $14,65 \pm 0,20$ (13 – 17) μm x $7,97 \pm 0,15$ (6 – 11) μm , à extrémité antérieure rétrécie alors que la postérieure est arrondie ; capsules polaires très allongées, de dimensions $9,47 \pm 0,14$ (8 – 10,5) μm x 2,80 (1,5 – 3,5) μm . Pour toutes ces raisons, nous pensons être en présence de la même espèce.

II.1.2.3 *Myxobolus homeosporus* Baker, 1963.

Hôte	: <i>Tilapia guineensis</i>
Localité	: Djoudj, Saint-Louis.
Site d'infestation	: Branchies
Présence	: 19,46% (27/113)

Description

L'espèce décrite ici induit la formation de 2 à 3 kystes blanchâtres (par poisson parasité), sub-sphériques à sphériques (1,5 à 2mm de diamètre), localisés sur l'arc branchial et entre les filaments branchiaux primaires (Fig.26).

Les spores fraîches apparaissent ovoïdes, sans appendice inter capsulaire et avec l'extrémité antérieure plus rétrécie que la postérieure (Fig.27), de dimensions $17,73 \pm 0,45$ (15 – 18) μm x $11,13 \pm 0,43$ (11 – 13) μm . Les capsules polaires ovoïdes se localisent dans le 1/3 antérieur de la spore (Fig.28) ; de dimensions $5,93 \pm 0,25$ (5 – 7) μm x $3,43 \pm 0,50$ (3 – 4) μm , elles présentent un filament polaire disposé sur 3 à 5 tours de spires. Le sporoplasme volumineux occupe le reste de la cavité sporale.

Discussion

Les caractères morpho anatomiques mis en évidence chez la présente espèce permettent de la rapprocher de trois espèces de *Myxobolus* précédemment décrites : *M. hydrocyni* décrit par KOSTOÏNGUE et TOGUEBAYE (1994) au niveau des branchies de *Hydrocynus forskalii* ; *M. heterosporus* et *M. homeosporus* décrits par BAKER (1963), respectivement au niveau du rein et de la rate de *Tilapia esculenta* et *T. variabilis*, et au niveau des muscles de *Oreochromis niloticus*, *T. esculenta* et *T. variabilis*.

Malgré une morphométrie sporale semblable, *M. hydrocyni* diffère de la présente espèce par la dissymétrie de ses capsules polaires et par son hôte.

M. heterosporus présente des spores piriformes et moins larges (2,80 μm) que celles de la présente espèce.

Décrit en Ouganda (BAKER, 1963), *M. homeosporus* a été retrouvé dans divers pays :

- ✓ Au Nigeria par OBIEKEZIE et OKAEME (1990) chez *Oreochromis niloticus* ;
- ✓ Au Ghana par PAPERNA (1973) chez *Sarotherodon galilaeus galilaeus* ;
- ✓ Au Sénégal (Parc national de Djoudj) par KPACTCHA (1992) chez *Tilapia niloticus* ;
- ✓ Au Tchad par KOSTOÏNGUE (1997) au niveau des branchies de *O. niloticus* capturé dans le fleuve Chari, puis par NARE (2005) chez *Oreochromis niloticus* capturé à Karal.

Les données fournies par KPACTCHA (1992) et KOSTOÏNGUE (1997) font état de spores ovoïdes de grande taille, présentant une extrémité antérieure légèrement rétrécie et une extrémité postérieure arrondie ; ces caractéristiques sont identiques à celles que nous avons mises en évidence chez la présente espèce. Nous pensons donc être en présence de *Myxobolus homeosporus*. Cependant *Tilapia guineensis* constitue un nouvel hôte au Sénégal.

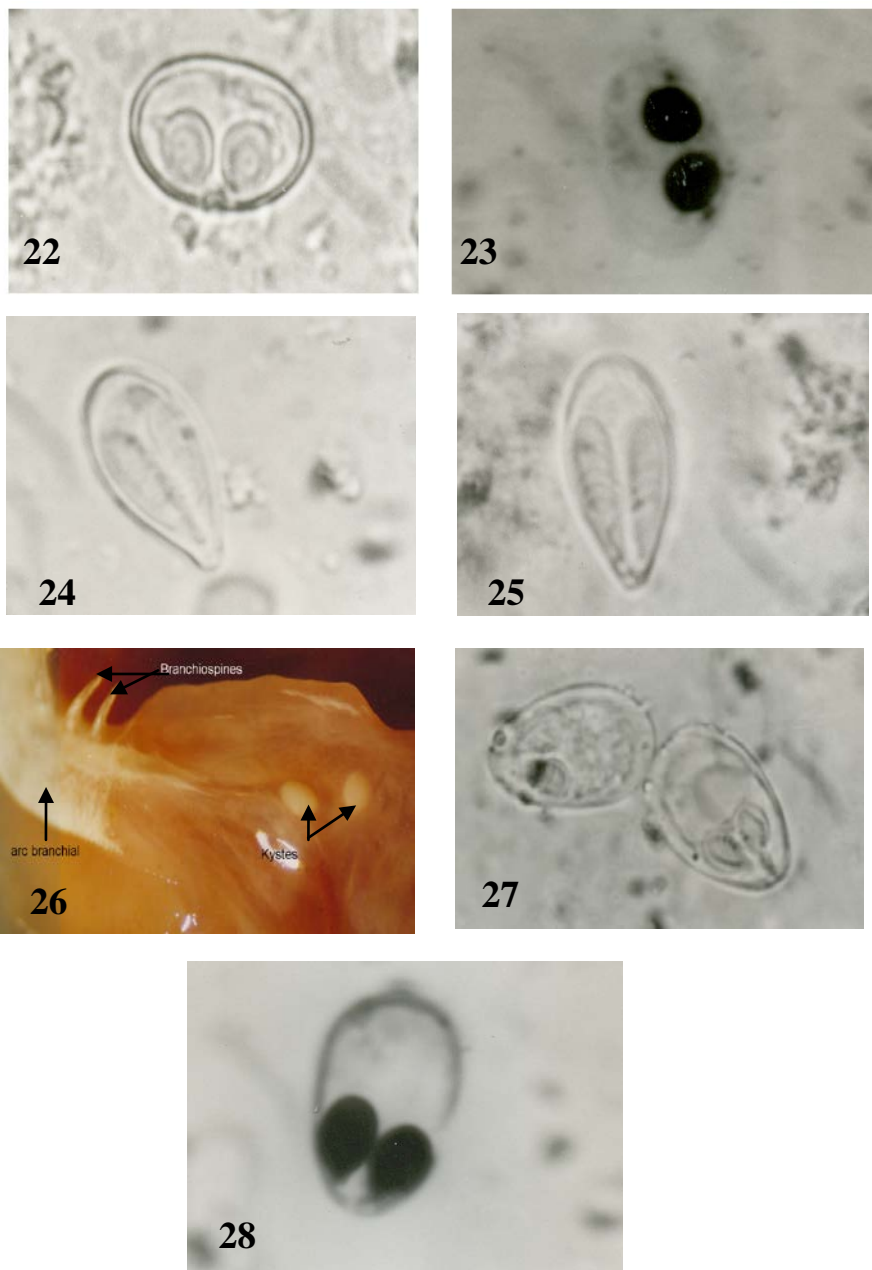


Fig.22: Spore fraîche de *Myxobolus brachysporus* (x 1650)

Fig.23: Spore colorée au Giemsa de *Myxobolus brachysporus* (x 1650)

Fig.24: Spore fraîche de *Myxobolus heterosporus* (x 1650)

Fig.25: Spore fraîche de *Myxobolus heterosporus* (x 1650)

Fig.26: Kystes de *Myxobolus homeosporus*, sur la branchie de *Tilapia guineensis* (x 50)

Fig.27: Spores fraîches de *Myxobolus homeosporus* (x 1650)

Fig.28: Spore colorée au Giemsa de *Myxobolus homeosporus* (x 1650)

II.1.2.4. *Myxobolus israelensis* Landsberg, 1985.

Hôtes : *Hemichromis fasciatus*, *Oreochromis niloticus*, *Sarotherodon galilaeus* et *Tilapia guineensis*

Localité : Fass Delorme, Saint Louis, Diama

Site d'infestation : Rein, rate.

Prévalence : 100%(1/1) chez *H. fasciatus*, 56,81% (25/44) chez *O. niloticus*, 29%(20/69) chez *S. galilaeus* et 10,62% (12/113) chez *T. guineensis*.

Description

Nous avons observé une Myxosporidie qui induit deux types d'infection chez ses hôtes :

- ✓ Une infection diffuse dans le rein et la rate de *Hemichromis fasciatus*, *Oreochromis niloticus*, *Sarotherodon galilaeus* et *Tilapia guineensis*;
- ✓ Une infection localisée sous forme de kystes blanchâtres (0,8mm de diamètre) dans le rein de *Oreochromis niloticus* (Fig.29).

Les spores sont ovoïdes, à extrémité antérieure légèrement arrondie, de dimensions $12,1 \pm 0,30$ (12 - 13) μm x $8,63 \pm 0,55$ (8 - 9) μm . On note l'existence d'un prolongement inter capsulaire qui longe les deux capsules polaires en passant entre elles (Fig.30). Plus des $\frac{3}{4}$ de la cavité sporale sont occupés par les deux capsules polaires piriformes très allongées (2 fois plus longues que larges) (Fig.31) et de dimensions égales : $7,01 \pm 0,50$ (6 - 8) μm x $3,23 \pm 0,77$ (3 - 4) μm ; par transparence, on observe le filament polaire qui s'enroule sur 6 à 9 tours spires. Le sporoplasme réduit occupe la partie postérieure de la cavité sporale.

Discussion

Les caractéristiques morphologiques de la présente espèce sont conformes à celles données par LANDSBERG (1985) chez *Myxobolus israelensis* : forme (ovoïde), la taille (11,5-14 μm x 7,5-10 μm). Nous pensons qu'il s'agit de la même espèce. Toutefois, *Hemichromis fasciatus* constitue un nouvel hôte pour cette Myxosporidie, et le Sénégal une extension de son aire de répartition géographique après le Nigeria (OBIEKEZIE et OKAEME, 1990), le Cameroun (FOMENA, 1995) et le Bénin (SAKITI, 1997).

II.1.2.5. *Myxobolus agolus* Landsberg, 1985

Hôtes : *Oreochromis niloticus*, *Sarotherodon melanotheron*, *S. galilaeus*, *Tilapia guineensis*.

Localité : Fass Delorme, Saint Louis, Djoudj.

Site d'infestation : Rein, rate

Prévalence : 57% (25/44) chez *O. niloticus*, 58,33% (28/48) chez *S. melanotheron*, 57% (25/44) chez *S. galilaeus* et 10,62% (12/113) chez *T. guineensis*.

Description

La Myxosporidie provoque une infection diffuse dans le rein et la rate de ses hôtes.

Les spores sont sub-sphériques, généralement groupées par plages plus ou moins importantes (Fig.32), dépourvues d'appendice inter capsulaire. Elles mesurent $10,4 \pm 0,82$ (10 – 11) μm de long, sur $9,03 \pm 0,66$ (9 – 10) μm de large. Les capsules polaires piriformes et symétriques s'étendent au-delà de la moitié antérieure de la cavité sporale avec $5,7 \pm 0,74$ (5 – 7) μm de long, sur $4,23 \pm 0,62$ (3 – 5) μm de large ; le filament polaire décrit 5 à 6 tours de spires. Le reste de la cavité sporale est occupé par le sporoplasme.

Discussion

Si nous comparons la présente espèce avec les *Myxobolus* précédemment décrits chez les poissons d'eau douce, nous remarquons qu'elle se rapproche de *Myxobolus agolus*, décrit par LANDSBERG, 1985 au niveau du rein et de la rate de *Oreochromis aureus* x *O. niloticus*, *O. niloticus vulcani*, par les caractéristiques morpho métriques de ses spores (sub-sphériques, de dimensions 10,33 x 9,06 μm) et ceux de ses capsules polaires (piriformes, s'étendant au-delà de la moitié antérieure de la cavité sporale). Nous pouvons donc conclure qu'il s'agit de la même espèce. Le Sénégal constitue, néanmoins, une extension de son aire de répartition géographique.

II.1.2.6. *Myxobolus galilaeus* Landsberg, 1985

Hôte	: <i>Sarotherodon galilaeus</i>
Localité	: Fass Delorme, Saint Louis, Djoudj.
Sites d'infestation	: Rein, intestin, ovaire, rate et vésicule biliaire.
Prévalence	: 39% (27/69)

Description

L'espèce décrite ici induit deux types d'infection chez son hôte :

- ✓ Une infection diffuse dans le rein, la rate, la vésicule biliaire et l'intestin ;
- ✓ Une infection localisée sous forme de kystes volumineux (1mm de long, sur 0,5mm de large) au niveau de l'ovaire.

Les spores apparaissent ovoïdes, avec l'extrémité antérieure plus large que l'extrémité postérieure (Fig.33), elles mesurent $13,06 \pm 0,26$ (12 – 14) μm x $9,33 \pm 0,43$ (9 – 10) μm . Les spores présentent un appendice inter capsulaire, des capsules polaires ovoïdes symétriques et non convergentes, de dimensions $4,13 \pm 0,34$ (4 – 5) μm de long, sur 3,0 μm de large ; nettement visible par transparence, le filament polaire décrit 6 à 8 tours de spires. Le sporoplasme occupe le reste de la cavité sporale.

Discussion

Myxobolus galilaeus a été décrit pour la première fois chez *Sarotherodon galilaeus* en Israël par LANDSBERG (1985). Il a été retrouvé au Nigeria chez la même espèce hôte et chez *Oreochromis niloticus* par OBIEKEZIE et OKAEME (1990). Au cours de leurs travaux au Sénégal et au Tchad, FALL *et al.* (2000) ont également retrouvé cette Myxosporidie chez *Sarotherodon galilaeus* ; les sites d'infestation (l'ovaire et l'intestin) et les caractères morphologiques rapportés par ces auteurs sont les mêmes que ceux de la présente espèce.

Tenant compte de toutes ces observations, nous pouvons conclure que nous sommes également en présence de *Myxobolus galilaeus*. Notons néanmoins que la rate et la vésicule biliaire constituent de nouveaux sites d'infestation que nous avons mis en évidence au cours de ce travail et dont il faudra tenir compte dans la diagnose.

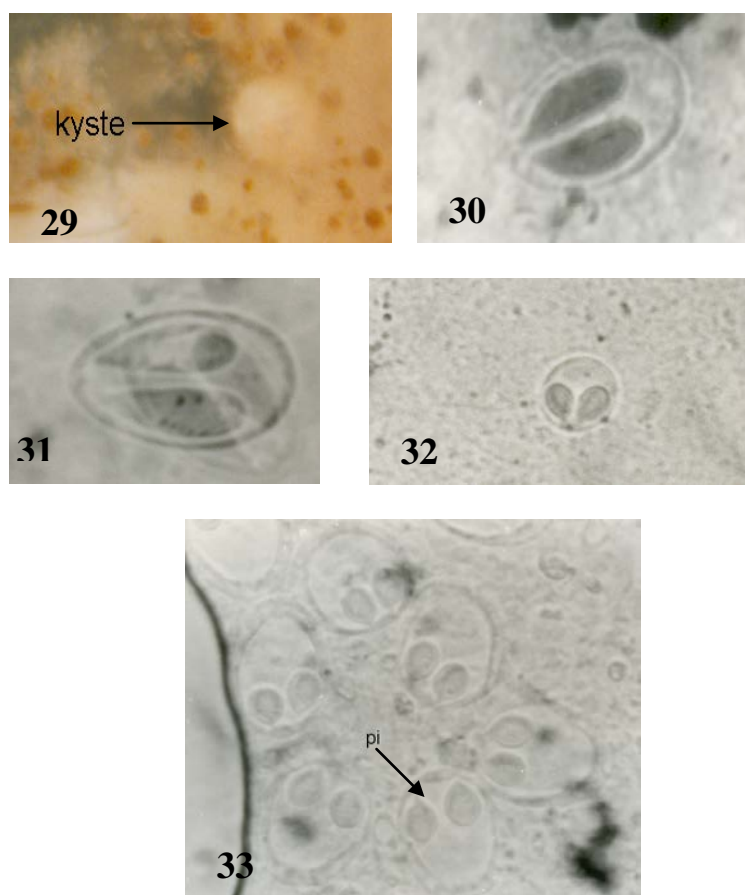


Fig.29 : Kyste de *Myxobolus israelensis* sur la paroi rénale de *O. niloticus* (x 50)

Fig.30-31 : Spores colorées au Giemsa de *Myxobolus israelensis* (x 1650)

Fig. 32 : Spore fraîche de *Myxobolus agolus* (x 660)

Fig. 33 : Spores fraîches de *Myxobolus galilaeus* (x 1650)

pi : prolongement inter capsulaire.

II.1.2.7. *Myxobolus dossoui* Sakiti, Blanc, Marques et Bouix, 1991

Hôtes : *Hemichromis fasciatus*, *Oreochromis niloticus* et *Sarotherodon melanotheron*.

Localité : Fass Delorme (Dakar), Saint Louis.

Sites d'infestation : Rein, rate et foie

Prévalence : 100% (1/1) chez *H. fasciatus*, 72% (21/44) chez *O. niloticus* et 25% (12/48) chez *S. melanotheron*.

Description

La présente Myxosporidie provoque une infection diffuse dans les tissus de ses hôtes.

Les spores sont sub-sphériques à sphériques à extrémité antérieure légèrement arrondie (Fig.34), de dimensions $10,8 \pm 0,40$ (10 - 11) μm x $9,03 \pm 0,49$ (8 - 9) μm . Les deux capsules polaires piriformes et bien développées sont de dimensions inégales, avec $5,7 \pm 0,52$ (5 - 6) μm x $3,9 \pm 0,49$ (3 - 4) μm pour la plus grande, et $4,4 \pm 0,49$ (4 - 5) μm x $3,2 \pm 0,43$ (3 - 4) μm pour la plus petite. Le reste de la cavité sporale est occupé par le sporoplasme.

Discussion

Des *Myxobolus* parasites de poissons d'eau douce et possédant des spores à capsules polaires dissymétriques ont antérieurement été décrits. Parmi ceux qui se rapprochent de la présente espèce, nous notons : *M. bilongi* décrit par FOMENA et BOUIX (1994) au niveau des branchies de *Labeo* sp. ; *M. burkinei* décrit par KABRE *et al.* (1995) au niveau des branchies de *Labeo coubie* ; *M. dossoui* décrit par SAKITI *et al.* (1991) au niveau des branchies de *Hemichromis fasciatus*, *Oreochromis mosambica* x *O. niloticus* et *Tilapia zillii*.

M. bilongi produit des spores plus grandes [$15,3 \pm 0,2$ (14,0 - 17,0) μm de long, sur $12,2 \pm 0,2$ (11,3 - 14,5) μm de large], donc ne peut être confondue avec la présente espèce.

M. burkinei possède des spores de dimensions plus grandes (20 à 23 μm x 9 à 10 μm) que celles de l'espèce décrite dans ce travail.

Myxobolus dossoui possède des spores qui présentent les mêmes caractéristiques que la présente espèce : (forme générale, taille des spores ainsi que celles des capsules polaires). Nous pensons être en présence de la même espèce.

II.1.2.8. *Myxobolus beninensis* Sakiti, Blanc, Marques et Bouix, 1991

Hôtes : *Oreochromis niloticus*, *Sarotherodon galilaeus* et *Tilapia guineensis*

Localité	: Diama, Saint-Louis, Djioudj
Site d'infestation	: Rein, rate
Prévalence	: 65,90% (29/44) chez <i>O. niloticus</i> , 60,87% (42/69) chez <i>S. galilaeus</i> et 86,72% (98/113) chez <i>T. guineensis</i> .

Description

La Myxosporidie provoque deux types d'infection chez ses hôtes :

- ✓ Une infection diffuse observée uniquement chez *Oreochromis niloticus* et *Sarotherodon galilaeus* et marquée par des spores libres dans le rein et la rate.
- ✓ Une infection localisée, observée chez tous les hôtes et marquée par la formation de kystes blanchâtres de 0,9 à 1,4mm de diamètre sur le rein et la rate (Fig.35).

Les spores sont piriformes ou ellipsoïdales, dépourvues d'appendice inter capsulaire ; leur extrémité antérieure est effilée et pointue alors que la postérieure est arrondie (Fig.36a et b) ; de dimensions $14,36 \pm 0,48$ (14 – 16) μm x $9,1 \pm 0,41$ (9 – 10) μm , elles possèdent des capsules polaires également piriformes, à extrémité antérieure effilée et pointue, tandis que l'extrémité postérieure est arrondie ; parallèles au grand axe de la spore, ces capsules polaires de tailles égales [$8,53 \pm 0,57$ (8 – 9) μm x $3,86 \pm 0,34$ (3 – 4) μm] occupent plus de 3/4 de la cavité sporale. Le filament s'enroule obliquement par rapport au grand axe de la capsule polaire sur 4 à 5 tours de spires. Le sporoplasme occupe l'espace extra capsulaire.

Discussion

De par sa morphométrie, le présent *Myxobolus* peut être rapproché de deux espèces précédemment décrites chez des poissons d'eaux douces : *M. kribiensis*, par FOMENA et BOUIX (1994) au niveau de la peau, des yeux et des reins de *Brycinus longipinis* ; *M. beninensis*, par SAKITI *et al.* (1991) au niveau des branchies de *Sarotherodon melanotheron*.

M. kribiensis présente des spores aussi larges que celles de l'espèce décrite dans ce travail, mais nettement plus longues (20 – 23 μm).

M. beninensis présente des caractéristiques qui rappellent celles de la présente espèce : morphométrie des spores [de dimensions $12,50 \pm 0,8$ μm de long, sur $7,20 \pm 0,75$ μm de large] et des capsules polaires (de dimensions $6,90 \pm 0,70$ μm de long, sur $2,20 \pm 0,40$ μm de large). Nous pensons donc que la présente espèce s'identifie parfaitement à *Myxobolus beninensis*. Toutefois *Tilapia guineensis* constitue un hôte nouveau.

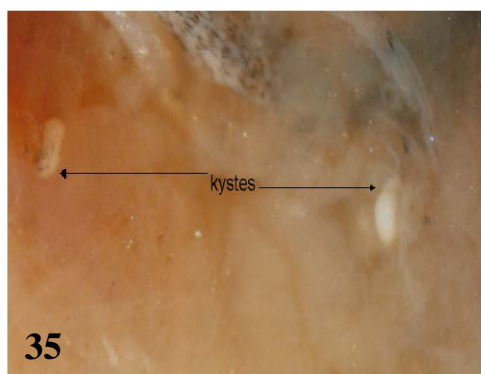


Fig. 34 : Spore fraîche de *Myxobolus dossoui* (x 1650)

Fig. 35 : Kyste de *Myxobolus beninensis* observé sur le rein de *Tilapia guineensis* (x 50)

Fig. 36a-36b : Spores fraîches de *Myxobolus beninensis* (x 1650)

II.1.2.9. *Myxobolus camerounensis* Fomena, Marques et Bouix, 1993

Hôte	: <i>Sarotherodon galilaeus</i>
Localité	: Fass Delorme
Site d'infestation	: Branchies
Prévalence	: 8,69% (6/69)

Description

Nous avons observé des kystes blanchâtres, ovoïdes, de taille 1,5 à 2,5mm de diamètre, généralement logés entre les lamelles branchiales des poissons parasités qu'ils écartent considérablement, parfois insérés entre les deux hémi branchies (Fig.37).

Les spores fraîches apparaissent ovoïdes, à extrémités antérieure légèrement rétrécie, sans prolongement inter capsulaire, de dimensions $17,0 \mu\text{m} \times 12,23 \pm 0,43$ (12 – 13) μm . Les capsules polaires piriformes et sensiblement égales [$7,06 \pm 0,25$ (7 – 8) $\mu\text{m} \times 5,06 \pm 0,25$ (5 – 6) μm] s'étendent sur le 1/3 antérieur de la cavité sporale (Fig.38 et 39). Visible par transparence, le filament polaire décrit 4 à 5 tours de spires empilés obliquement par rapport au grand axe de la capsule polaire. Le reste de la cavité sporale est occupé par le sporoplasme.

Discussion

La présente espèce est semblable à *Myxobolus camerounensis*, décrit par FOMENA *et al.* (1993) au niveau des branchies de *Oreochromis niloticus*. Ces deux espèces ont la même forme des spores (ovoïdes) et les même dimensions ($16,85 \pm 0,52 \times 11,97 \pm 0,31$). Pour toutes ces raisons nous pensons être en présence de la même espèce. Le Sénégal représente une extension de son aire de répartition géographique.

II.1.2.10. *Myxobolus fotoi* Fomena, Marques et Bouix, 1993

Hôte	: <i>Sarotherodon galilaeus</i>
Localité	: Fass Delorme
Sites d'infestation	: Arcs branchiaux
Prévalence	: 17,39% (12/69)

Description

La Myxosporidie que nous avons rencontrée chez *Sarotherodon galilaeus* provoque la formation de kystes blanchâtres, de tailles et de formes variables sur l'arc branchial : certains sont allongés (2mm x 1,5mm), les autres sont sub-sphériques (1,5mm à 1,8mm de diamètre) (Fig.40) ; on compte 1 à 16 kystes par poisson parasité et 1 à 5 par hémi branchie.

Les spores sont globoïdes dépourvues de prolongement inter capsulaire, de dimensions $11,1 \pm 0,30$ (11 – 12) μm x $10 \pm 0,34$ (10 – 11) μm . Les deux capsules polaires sont subovales, symétriques (Fig.41) $[4,83 \pm 0,50$ (4 – 5) μm x $3,06 \pm 0,40$ (3 – 4) $\mu\text{m}]$ et occupent la moitié antérieure de la cavité sporale ; visible par transparence, leur filament polaire s'enroule sur 4 à 6 tours de spires. Le sporoplasme occupe l'espace extra capsulaire.

Discussion

La présente espèce se rapproche de *Myxobolus fotoi*, décrit au Cameroun par FOMENA *et al.* (1993) au niveau des arcs branchiaux de *Oreochromis niloticus* par plusieurs caractères, notamment : la forme et les dimensions des spores, la taille des capsules polaires (4,3 x 3,5 μm), le site d'infestation (arcs branchiaux). Nous pensons donc être en présence de la même espèce. Le Sénégal représente une extension de son aire de répartition géographique.

II.1.2.11. *Myxobolus gandiolenis* Fall, Fomena, Kostoïngué, Diébakaté, Faye et Toguebaye, 2000

Hôtes	: <i>Oreochromis niloticus</i> et <i>Tilapia guineensis</i> ,
Localité	: Fass Delorme, Saint Louis, Diama.
Sites d'infestation	: Branchies et Rein
Prévalence	: 2,27% (1/44) <i>O. niloticus</i> et 1,76% (2/113) chez <i>T. guineensis</i>

Description

La présente espèce provoque deux types d'infection chez ses hôtes :

- ✓ Une infection diffuse, marquée par l'existence de spores libres dans le rein de *Oreochromis niloticus* ;

- ✓ Une infection localisée sous forme de kystes blanchâtres, sub-sphériques à sphériques de petite taille ($0,5\text{mm}$ de diamètre), observés sur les filaments branchiaux primaires de *Tilapia guineensis*.

Les spores à la forme triangulaire inversé possède un appendice inter capsulaire (Fig.42) et $12,06 \pm 0,52$ ($11 - 13$) μm de long, sur $11,93 \pm 0,31$ ($11 - 13$) μm de large. Les capsules polaires sont symétriques [$5,03 \pm 0,18$ ($5 - 6$) $\mu\text{m} \times 4,0 \mu\text{m}$], non convergentes et s'étendent sur la moitié antérieure de la cavité sporale. Le filament polaire décrit 4 à 5 tours de spires. Le reste de la cavité sporale est occupé par le sporoplasme.

Discussion

L'espèce décrite dans ce travail peut être rapprochée de *Myxobolus gandiolsensis* décrit au Sénégal par FALL *et al.* (2000) au niveau du rein de *Tilapia guineensis*, elle possède des spores de la même forme et de même dimensions [$11,3 \pm 0,57$ ($10-12$) \times $10,33 \pm 0,94$ ($9-12$) μm] que la présente espèce, nous pensons être en présence de la même espèce. Toute fois *Oreochromis niloticus* est un hôte nouveau et la présence d'un triangle inter capsulaire doit être prise en compte dans la diagnose de cette espèce.

II.1.2.12. *Myxobolus charii* Fomena, Abakar, Ngassam et Bouix, 2004

Hôte	: <i>Tilapia guineensis</i>
Localité	: Diama, Saint-Louis, Djioudj, Ndiawdoune
Site d'infestation	: Branchies
Prévalence	: 60,17% (68/113).

Description

La Myxosporidie observée chez *Tilapia guineensis* provoque la formation de kystes blanchâtres de formes variables.

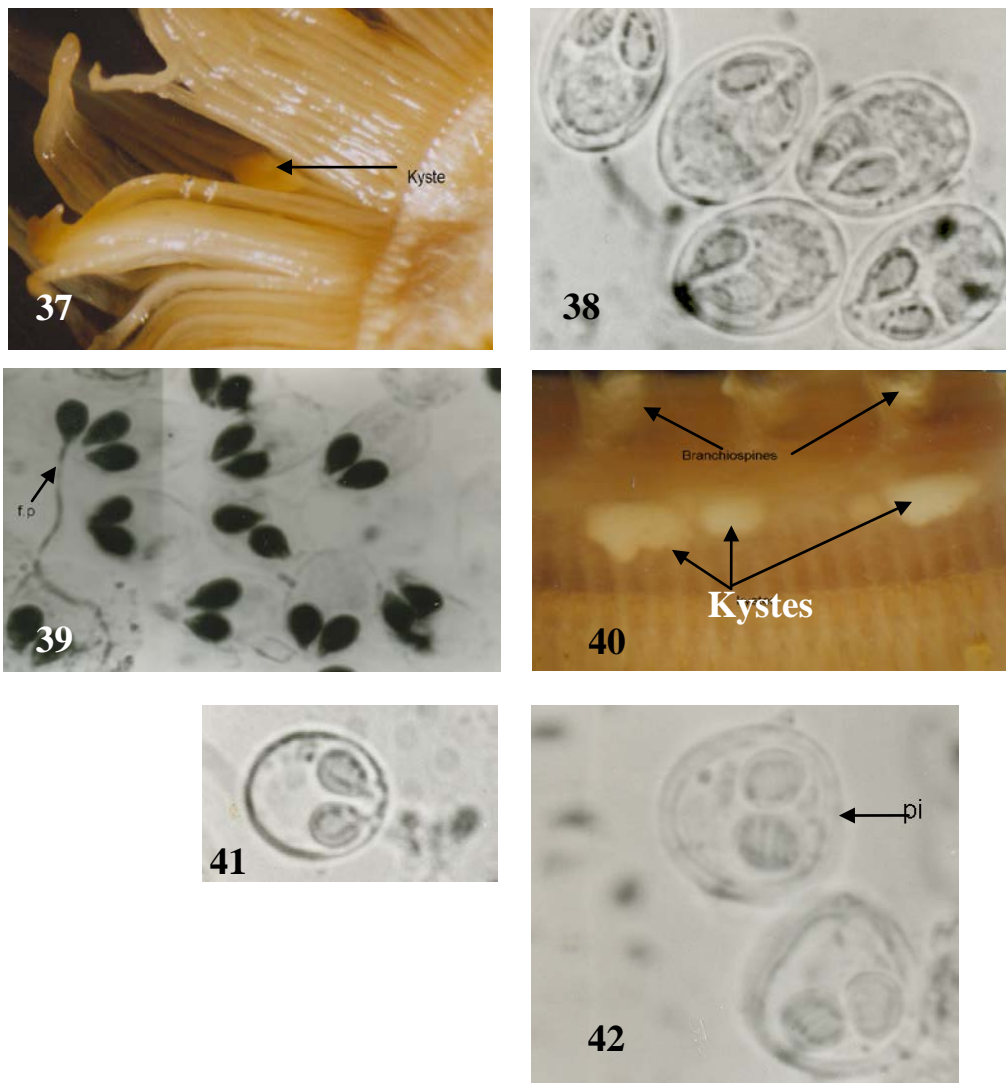


Fig. 37 : Kyste de *Myxobolus camerounensis* au niveau des lamelles branchiales primaires *Sarotherodon galilaeus* (x 25) **fp** : filament polaire

Fig. 38-39: Spores fraîches et colorées au Giemsa de *Myxobolus camerounensis* (x 1650)

Fig. 40 : Kystes de *Myxobolus fotoi* sur l'arc branchial de *Sarotherodon galilaeus* (x 37,5)

Fig. 41 : Spore fraîche de *Myxobolus fotoi* (x 1650)

Fig. 42 : Spores fraîches de *Myxobolus gandiolensis* (x 1650) **p.i** = prolongement inter capsulaire.

- ✓ Certains kystes sont ovoïdes (1,5mm de diamètre), implantés entre les filaments branchiaux primaires qu'ils écartent (Fig.43) ;
- ✓ D'autres apparaissent allongés (1,2 x 0,5mm), logés sur l'arc branchial (Fig.44).

Les spores fraîches sont ovoïdes avec un pôle antérieur légèrement rétréci et une extrémité postérieure large et arrondie (Fig.45) ; elles mesurent $12,8 \pm 0,45$ (12 – 13) μm x $11,23 \pm 0,59$ (11 – 12) μm et possèdent un appendice inter capsulaire réduit (Fig.46). Les capsules polaires ovoïdes, symétriques et très développées [$6,06 \pm 0,25$ (6 – 7) μm x $3,6 \pm 0,49$ (3 – 4) μm] occupent un peu plus de la moitié de la cavité sporale. Le sporoplasme s'étend sur le reste de la cavité sporale.

Discussion

Les caractéristiques mises en évidence chez la présente espèce permettent de la rapprocher de *Myxobolus charii*, décrit par FOMENA *et al.* (2004) au niveau de la peau chez *Citharinus citharus* ; en effet cette espèce présente toutes les caractéristiques de l'espèce décrite dans ce travail : la forme (ovoïde), la taille des spores (14 x 11,4 μm) et des capsules polaires (7,6 x 3,8 μm). Nous pensons donc être en présence de la même espèce ; cependant *Tilapia guineensis* constitue un nouvel hôte et le Sénégal une extension de son aire de répartition géographique.

II.1.2.13. *Myxobolus Oreochromisi* n. sp.

Hôte	: <i>Oreochromis niloticus</i>
Localité	: Fass Delorme, Saint-Louis, Diama.
Site d'infestation	: Branchies
Prévalence	: 6,82% (3/44)

Description

La présente Myxosporidie induit la formation de kystes blanchâtres de forme et de taille variables :

- ✓ Certains kystes (jusqu'à 13 par poisson parasité) sont sub-sphériques à sphériques, de taille variable (1,5 à 2,5mm de diamètre) ; ils sont logés entre les lamelles branchiales ;

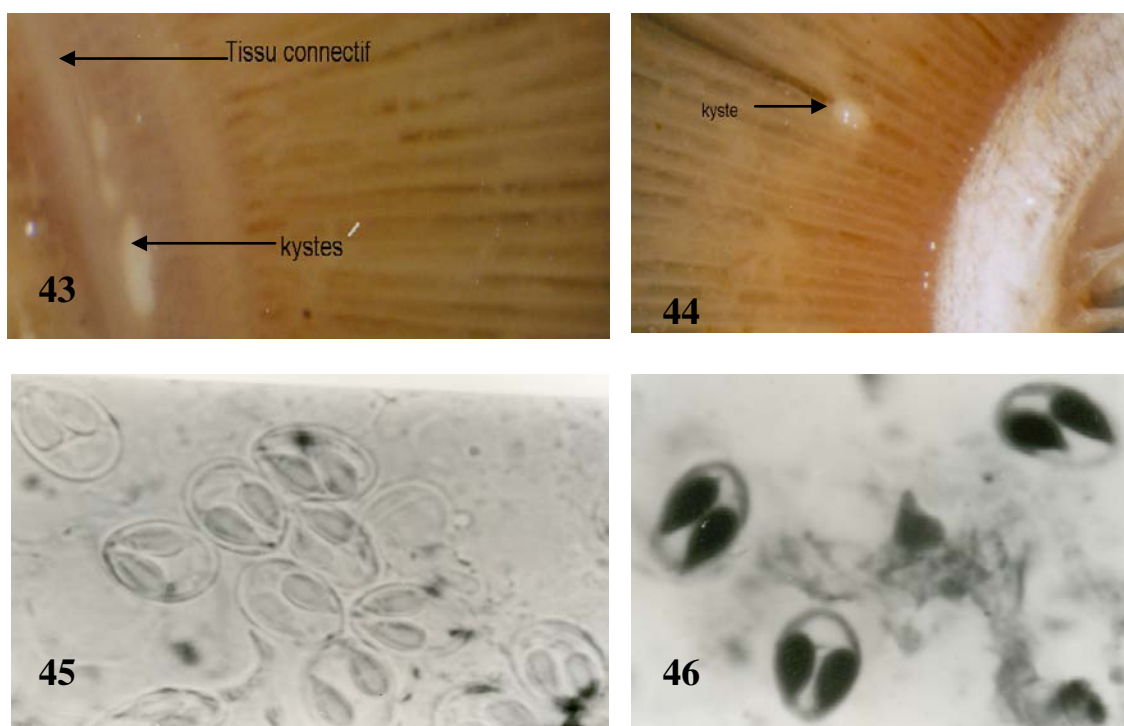


Fig. 43 – 44 : Kystes de *Myxobolus charii* sur l'arc branchial et entre les lamelles branchiales primaires de *Tilapia guineensis* (x 25)

Fig. 45 - 46 : Spores fraîches et colorées de *Myxobolus charii* (x 1650)

- ✓ D'autres kystes (jusqu'à 6 par poisson parasité) apparaissent ovoïdes allongés, spectaculaires par leur taille (2,5 à 4,5mm de long) ; ils sont implantés entre les lamelles branchiales qu'ils écartent considérablement (Fig.47 et 48) ;
- ✓ Les plus petits kystes (jusqu'à 17 par poisson parasité) apparaissent sub-sphériques et implantés de façon désordonnée sur les branchies ; ils mesurent 1 à 1,5mm de diamètre.

Tous ces kystes contiennent des spores mûres.

Les spores sont ovoïdes de grande taille [$20,03 \pm 0,32$ (19 – 21) μm x $15,03 \pm 0,41$ (14 – 16) μm], à l'extrémité antérieure la paroi des valves s'épaissit tandis qu'à l'extrémité postérieure nous avons une chambre claire (Fig.49 et 50). Elles sont dépourvues de prolongement inter capsulaire. Les capsules polaires piriformes et symétriques [$8,0 \pm 0,26$ (7 – 9) μm x $5,43 \pm 0,50$ (5 – 6) μm] sont convergentes vers l'extrémité antérieure de la spore ; le filament polaire présente 5 à 6 tours de spires. Le sporoplasme occupe l'espace extra capsulaire.

Discussion

Par la forme de leurs spores, plusieurs espèces de *Myxobolus* antérieurement décrites chez les poissons d'eau douce peuvent faire l'objet de comparaison avec la présente espèce :

- ✓ *M. tisaie*, décrit chez les *Barbus* par LOM (1969), s'écarte de la présente espèce par la taille nettement plus petite de ses spores (9 – 10 x 8 μm), ses capsules polaires dissymétriques et l'existence d'un appendice inter capsulaire.
- ✓ *M. tilapiae*, décrit au Nigeria par ABOLARIN (1974) au niveau des branchies des *Tilapia* ; elle présente des spores (15,6 x 10,54 μm) et des capsules polaires (5,2 x 3,2 μm) plus petites que celles de la présente espèce.
- ✓ *M. africanus*, décrit au Cameroun par FOMENA *et al.* (1985), parasite les branchies de *Hepsetus odoe* ; ses spores (15,5 x 7,38 μm) à extrémité antérieure plus rétrécie que la postérieure et ses capsules polaires (6,6 x 2,48 μm) sont moins larges que celles de la présente espèce.
- ✓ *M. sarotherodoni*, décrit au Bénin par SAKITI *et al.* (1991) au niveau des branchies de *Sarotherodon melanotheron* ; elle montre des spores ovoïdes (11,37 x 8,58 μm) à extrémité antérieure étroite et des capsules polaires (4 – 5 x 3 – 4 μm) nettement plus petites que celles de la présente espèce.

- ✓ *M. camerounensis*, décrit au Cameroun par FOMENA *et al.* (1993) au niveau des branchies de *Oreochromis niloticus* ; elle présente des spores ovoïdes à extrémité antérieure rétrécie mesurant ($16,85 \times 11,97 \mu\text{m}$), des capsules polaires piriformes et symétriques mesurant ($6,86 \pm 0,11 \times 3,94 \pm 0,08$) et dépourvue de chambre claire à leur extrémité postérieure.

A l'issue de cette étude comparative, nous pensons que la présente espèce est nouvelle et proposons de la nommer *Myxobolus Oreochromisi*, du nom de genre de son poisson hôte.

II.1.2.14. *Myxobolus diamaensis* n. sp.

Hôte	: <i>Tilapia guineensis</i> .
Localité	: Saint-Louis, Diama, Djoudj.
Site d'infestation	: Ovaire, branchies.
Prévalence	: 60,17 % (68/113).

Description

Le parasite forme des kystes de couleur et de forme variables. Certains kystes apparaissent blanchâtres, logés sur les gonades en épousant la forme du contour inter ovocytaire (Fig.51), ils mesurent $0,6 \times 0,4\text{mm}$;

- ✓ Les autres kystes apparaissent blanchâtres ou jaunâtres, de forme sub-sphériques à sphérique ($1,2\text{mm}$ de diamètre) (Fig.52). Ils sont aussi logés entre les ovocytes

On compte jusqu'à 38 kystes par gonade pour les kystes macroscopiques et plus d'une centaine pour les kystes microscopiques, 2 à 3 kystes pour les branchies.

Les spores sont sub-sphériques à sphériques mesurant $11,46 \pm 0,50$ ($11 - 12$) μm de long, sur $11,40 \pm 0,56$ ($11 - 12$) μm de large, on note la présence de bourrelets de sutures des valves qui présentent des crêtes (Fig.53 et 54). Les capsules polaires sont symétriques [$4,03 \pm 0,18$ ($4 - 5$) $\mu\text{m} \times 4,0 \mu\text{m}$], ovales ou arrondies, à extrémité antérieure pointue. Le sporoplasme remplit le reste de la cavité sporale.

Discussion

Deux espèces de *Myxobolus* peuvent être comparées avec la présente espèce : il s'agit de *M. kainjiae*, décrit par OBIEKEZIE et OKAEME (1990) au niveau des ovaires de *Haplochromis angustifrons* et *H. elegans* et *M. dahomeyensis*, décrit par SIAU (1971) et SAKITI *et al.* (1991) au niveau des ovaires de *Synodontis ansorgii*, *Sarotherodon melanotheron* et *Tilapia zillii*.

M. kainjiae possède des spores de dimensions plus petites (9,4 x 7,6µm) que celles de la présente espèce.

M. dahomeyensis, produit des spores sphériques ou ovoïdes mesurant (9,3 x 7,1µm) à capsules polaires symétriques comme la présente espèce. Néanmoins, les dimensions de ses spores l'éloignent de l'espèce que nous décrivons dans ce travail.

L'existence de bourrelets de suture observés au niveau des valves sporales de la présente espèce suggère de la comparer également avec *M. avagbodjiensis* décrit par SAKITI (1997) au niveau du tissu conjonctif recouvrant l'arc branchial de *Citharinus citharus* et *Hepsetus odoe* ; en effet, cette espèce présente des replis valvaires dans la région moyenne et postérieure de ses spores. Cependant, la forme générale de ses spores (ovoïdes), la taille et la dissymétrie de ses capsules polaires peuvent être citées comme caractères discriminants.

Il ressort de cette analyse comparative qu'aucune espèce ne peut être confondue avec la présente espèce. Nous pensons qu'elle est nouvelle et proposons de la nommer *Myxobolus ovariae*, nom qui rappelle son site de prédilection (l'ovaire).

II.1.2.15. *Myxobolus senegalensis* n. sp.

Hôte	: <i>Sarotherodon galilaeus</i>
Localité	: Diama, Saint-Louis
Site d'infestation	: Extrémité branchiale
Prévalence	: 4,34% (3/69)

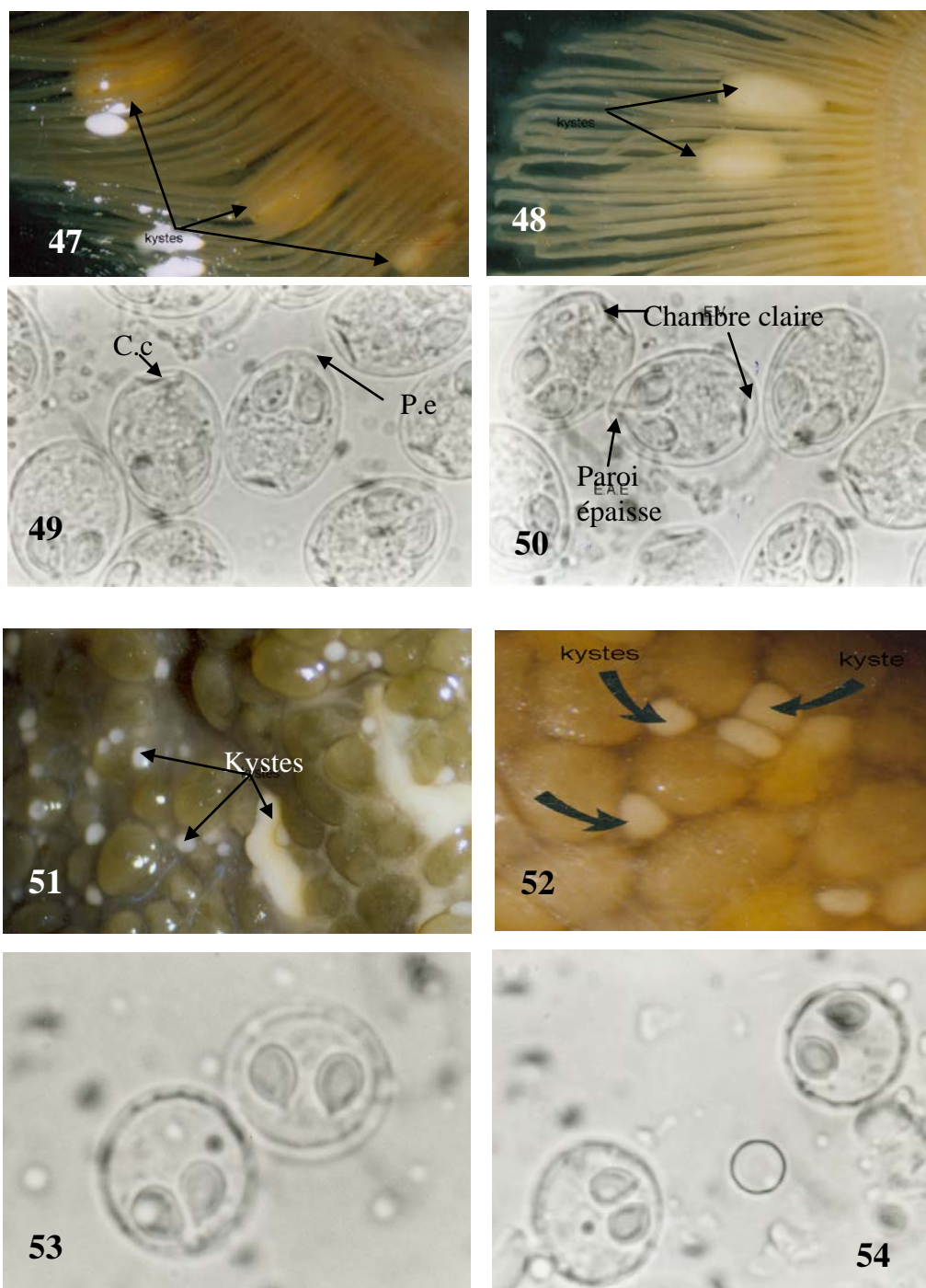


Fig. 47 – 48 : Kystes de *Myxobolus oreochromisi* observés au niveau des lamelles branchiales primaires de *Oreochromis niloticus* (x 25)

Fig. 49 – 50 : Spores fraîches de *Myxobolus oreochromisi* (x 1650). C.c : Chambre claire ; P.e : Paroi épaisse.

Fig. 51 – 52 : Kystes de *Myxobolus diamaensis* observés au niveau de l'ovaire de *Sarotherodon galilaeus* (x 25)

Fig. 53 – 54: Spores fraîches de *Myxobolus diamaensis*. (x 1650)

Description

L'espèce décelée chez *Sarotherodon galilaeus* induit la formation de petits kystes (jusqu'à 42 kystes par poisson parasité), subsphériques à sphériques (0,1 à 0,3mm de diamètre), localisés à l'extrémité des filaments branchiaux. (Fig.55).

Les spores apparaissent ovoïdes plus ou moins allongées, à extrémités identiques arrondies et appendice inter capsulaire bien développé (Fig.56); elles mesurent $14,23 \pm 0,43$ (14 – 15) μm de long, sur $12,1 \pm 0,30$ (12 – 13) μm de large. Les capsules polaires ovoïdes et symétriques occupent le tiers antérieur de la cavité sporale ; logées de part et d'autre du triangle inter capsulaire, elles mesurent $4,33 \pm 0,48$ (4 – 5) μm de long, sur 4,0 μm de large. Le sporoplasme volumineux occupe les 3/4 postérieurs de la cavité sporale.

Discussion

Des espèces de *Myxobolus* précédemment décrites peuvent faire l'objet d'une comparaison avec la présente espèce :

- ✓ Décrit en Israël par LANDSBERG (1985) au niveau des reins et de la rate des *Tilapia*, *Myxobolus sarigi* présente un appendice inter capsulaire et des capsules polaires comparables à ceux de la présente espèce ; cependant, ses spores plus petites (12,37 x 8,49 μm) à extrémité postérieure fortement rétrécie par rapport à l'extrémité antérieure constituent des caractères distinctifs.
- ✓ Décrit au Cameroun par FOMENA *et al.* (1993) au niveau des arcs branchiaux de *Oreochromis niloticus*, *Myxobolus fotoi* présente des similarités avec la Myxosporidie décrite dans ce travail, notamment les dimensions de ses spores (14,71 x 11,48 μm) et le cantonnement des capsules polaires dans le 1/3 antérieur de la cavité sporale. Néanmoins, beaucoup d'autres caractères l'en distinguent : l'absence d'appendice inter capsulaire, la dissymétrie des capsules polaires et la forme des spores (globoïdes).

- ✓ Décrit au Nigeria par ABOLARIN (1974) au niveau des branchies de *Oreochromis niloticus*, *Sarotherodon galilaeus* et *Tilapia zillii*, *Myxobolus tilapiae* possède des spores (15,6 x 10,54µm) et des capsules polaires (5,2 x 3,32 µm) de morphométrie semblable à celle de la présente espèce. Cependant l'absence d'appendice inter capsulaire constitue un caractère distinctif.
- ✓ Décrit au Cameroun par FOMENA *et al.* (1985) sur le tissu conjonctif de l'arc branchial de *Barbus camptacanthus*, *B. guirali* et *B. martorelli*, *Myxobolus njinei* présente un appendice inter capsulaire de forme triangulaire ; néanmoins, elle diffère de l'espèce que nous décrivons ici par l'existence d'une troncature à la base du prolongement inter capsulaire, ses spores presque sphériques [$16,17 \pm 0,13$ (14 – 20) µm x ($13,46 \pm 0,14$ (11,6 – 18,5 µm)], ses capsules polaires (7,81 x 4,56µm) plus grandes et sa spécificité aux poissons Cyprinidés (FOMENA *et al.*, 1985).

A l'issue de cette analyse comparative, nous pensons que la présente espèce est nouvelle et proposons de la nommer *Myxobolus senegalensis*, en référence à son pays d'origine.

II.1.2.16. *Myxobolus cichlidae* n. sp.

Hôte	: <i>Sarotherodon galilaeus</i>
Localité	: Diama
Site d'infestation	: Partie proximale des filaments branchiaux primaires
Prévalence	: 4,34% (3/69)

Description

La présente Myxosporidie provoque la formation de kystes blanchâtres ovoïdes (1 à 3 par poisson parasité), de taille variable (0,5 à 0,9mm de diamètre) à la base des branchies, entre les filaments branchiaux primaires (Fig.57).

Les spores sont ellipsoïdales avec un court prolongement inter capsulaire et dont l'extrémité antérieure apparaît étroite (la postérieure étant arrondie). Avec $11,8 \pm 0,38$ (11–12) µm de long, sur $7,36 \pm 0,55$ (6 – 8) µm de large, elles présentent des capsules polaires piriformes dissymétriques (Fig.58), pouvant atteindre ou s'étendre au-delà (pour la grande

capsule polaire) de la limite médiane de la cavité sporale. La largeur maximale de la spore est obtenue à la base des capsules polaires qui mesurent $6,1 \pm 0,30$ ($6 - 7$) μm de long, sur $3,0\mu\text{m}$ de large pour la plus grande, contre $5,06 \pm 0,25$ ($5 - 6$) μm de long, sur $2,46 \pm 0,50$ ($2 - 3$) μm de large pour la plus petite capsule polaire. Le reste de la cavité sporale est occupé par le sporoplasme.

Discussion

Plusieurs espèces de *Myxobolus* parasites de poissons d'eau douce peuvent être comparées avec l'espèce décrite dans ce travail :

- ✓ *M. barbi*, décrit par FOMENA *et al.* (1985) au niveau des branchies de *B. aspilus*, *Barbus camptacanthus*, *B. guirali*, *B. jae* et *B. martoreli*, se rapproche de la présente espèce par la taille de ses spores ($10,82 \times 6,08 \mu\text{m}$) ; néanmoins, elle s'en écarte par ses capsules polaires symétriques.
- ✓ *Myxobolus amieti*, décrit par FOMENA *et al.* (1985) au niveau de l'épithélium de l'arc branchial, l'œil, le palais dentelé et la cavité générale chez *Ctenopoma nanum*, se rapproche de la présente espèce par la forme de ses spores (ellipsoïdales) et de ses capsules polaires (piriformes) ; cependant, elle s'en écarte par ses spores ($14,06 \pm 0,02 \times 7,40 \pm 0,03\mu\text{m}$) et ses capsules polaires ($8,49 \times 1,96 \mu\text{m}$) plus grandes.
- ✓ *Myxobolus synodonti*, décrit par FOMENA *et al.* (1985) au niveau de l'estomac de *Synodontis batesii*. Il se rapproche de la présente espèce par ses spores ellipsoïdales sans prolongement inter capsulaire, mais s'en écarte par ses spores plus grandes ($13,71 \pm 0,12 \times 6,41 \pm 0,04 \mu\text{m}$) et la symétrie de ses capsules polaires.

A l'issue de cette analyse comparative, nous pensons être en présence d'une espèce nouvelle que nous proposons de nommer *Myxobolus cichlidae* du nom de famille des poissons hôtes.

II.2. Myxosporidies du genre *Henneguya* Thélohan, 1892

II.2.1. Caractères généraux des *Henneguya*

Les *Henneguya* ont une large répartition géographique ; en 2002, EIRAS a dénombré 146 espèces. Leurs spores sont constituées de deux parties distinctes (Fig. 59) :

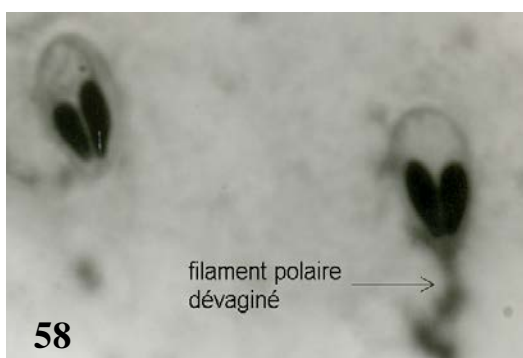
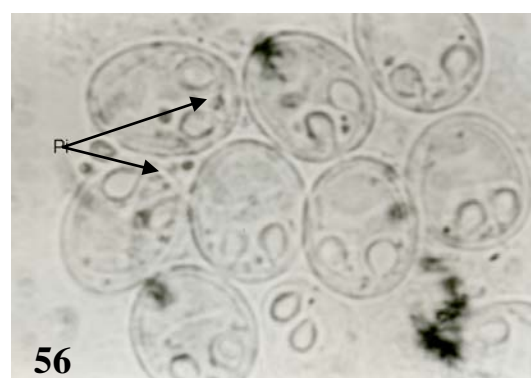
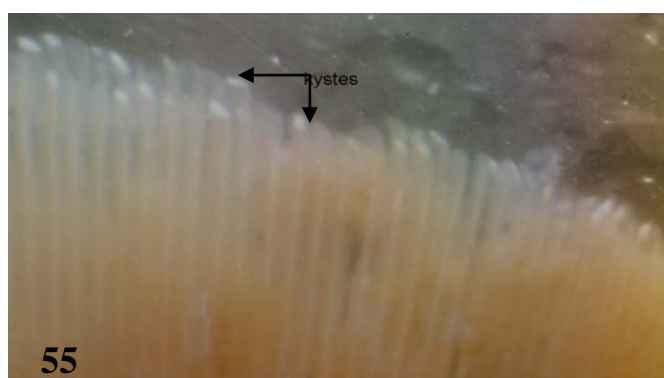


Fig. 55 : Kystes de *Myxobolus senegalensis* observés à l'extrémité des lamelles branchiales primaires de *Sarotherodon galilaeus* (x 25)

Fig. 56: Spores fraîches de *Myxobolus senegalensis* (x 1650)

Fig. 57 – 58 : Spores fraîches et colorées de au Giemsa *Myxobolus cichlidae* (x 1650)

- ✓ Un corps sporal généralement ovoïde ou globuleux, parfois fusiforme, contenant deux capsules polaires localisées à l'extrémité antérieure et un germe infectieux ou sporoplasme occupant le reste de la cavité sporale ; ce corps sporal est formé de deux cellules valvaires ou valves dont la ligne de suture passe par le plan des capsules polaires ;
- ✓ Deux prolongements caudaux qui sont de simples expansions des cellules valvaires.

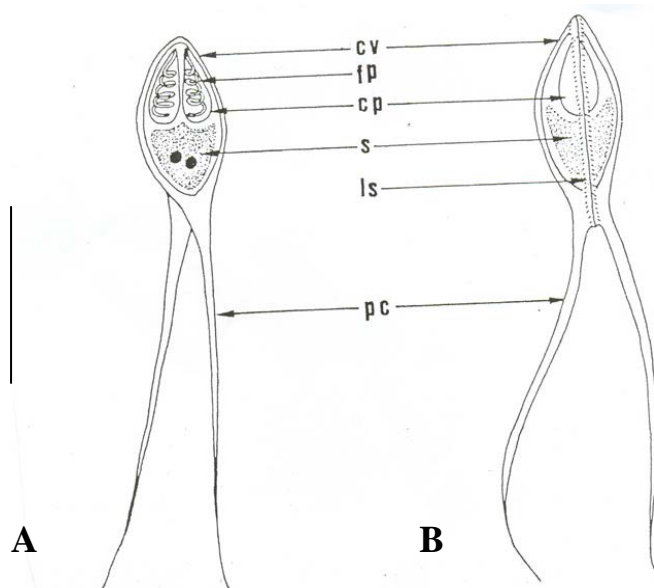


Fig. 59 : Représentation schématique d'une spore d' *Henneguya* (en vu de face (A) et de profil (B)). **cp** : capsule polaire ; **cv** : cellule valvaire ; **ls** : ligne de suture ; **fp** : filament polaire ; **pc** : prolongements caudaux ; **s** : sporoplasme. **Barre = 10µm.**

II.2.2. Espèce rencontrée

L'espèce *Henneguya* que nous avons observée, a précédemment été décrite et nous l'avons retrouvés au cours de ce travail.

II.2.2.1. *Henneguya ghaffari* Ali, 1999.

Hôte	: <i>Tilapia guineensis</i> .
Localité	: Saint Louis, Diama.
Site d'infestation	: Branchie.
Prévalence	: 7,07 % (8/113) chez <i>Tilapia guineensis</i> .

Description

L'espèce que nous décrivons dans ce travail, provoque la formation de kystes ovoïdes et blanchâtres implantés entre les lamelles branchiales et sur l'arc branchial de *T. guineensis* (Fig.60) On compte entre 32 à 86 kystes par poisson parasité au niveau des branchies.

Les spores ont un corps sporal ovoïde présentant deux prolongements caudaux fins, elles mesurent au total $45,16 \pm 3,85$ (33 – 52) μm , soit $10,68 \pm 0,48$ (10 – 12) μm x $7,94 \pm 0,37$ (7 – 9) μm pour le corps sporal, et $35,23 \pm 3,92$ (23 – 40) μm pour les prolongements caudaux. Les capsules polaires occupent la partie antérieure de la spore et ont les mêmes dimensions : $3,73 \pm 0,34$ (3 – 5) μm x $2,76 \pm 0,40$ (2 – 3) μm . Le sporoplasme occupe le reste de la cavité sporale (Fig.61).

Discussion

De toutes les espèces de *Henneguya* connues chez les poissons d'eau douce d'Afrique, seules trois d'entre elles peuvent être rapprochées de la Myxosporidie de *Lates niloticus* ; il s'agit de : *H. auchenoglanii*, *H. latesi* et *H. ghaffari*.

H. auchenoglanii, décrit par KOSTOÏNGUE *et al.* (2001) au niveau des branchies de *Auchenoglanis occidentalis*, a un corps sporal plus grand et moins large $12,0 \pm 0,40$ (11-13) x $3,2 \pm 0,14$ (3 - 4) que celui de l'espèce décrite ici.

Quant à *H. latesi* signalé par PAPERNA (1973) chez *Lates albertianus*, aucune donnée morphologique n'a été fournie. La comparaison n'est donc pas possible.

H. ghaffari décrit par ALI (1999) et retrouvé par KOSTOÏNGUE et TOGUEBAYE (2001) au niveau des branchies et l'intestin de *Lates niloticus*, possède divers caractères qui la rapprochent de la présente espèce : la forme et les dimensions des spores [ovoïdes, $13,0 \pm 0,6$ (11,8-14,0 μm) x $7,5 \pm 0,4$ (6,9-7,9 μm) pour le corps sporal, $57,5 \pm 3,7$ (48,1-66,5 μm)] pour la longueur totale ; des capsules polaires [ovoïdes, $5,2 \pm 0,8$ (4,8-5,9) x $3,2 \pm 0,3$ (2,8-3,9 μm)]. Nous pensons donc être en présence de la même espèce. Toutefois, *Tilapia guineensis* constitue un nouvel hôte et le Sénégal une extension de son aire de répartition géographique.

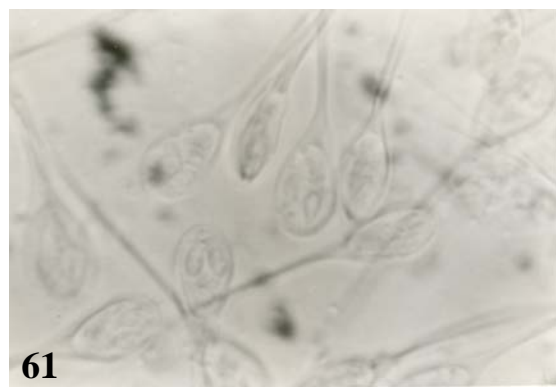
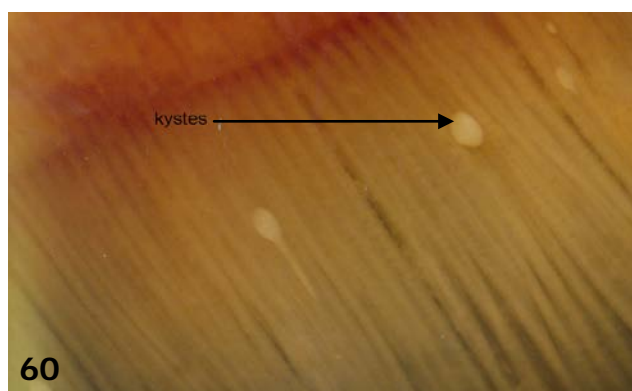


Fig. 60 : Kystes de *Henneguya ghaffari* entre les lamelles branchiales de *Tilapia guineensis* (x 50)

Fig. 61 : Spores fraîches de *Henneguya ghaffari* (x 1650)

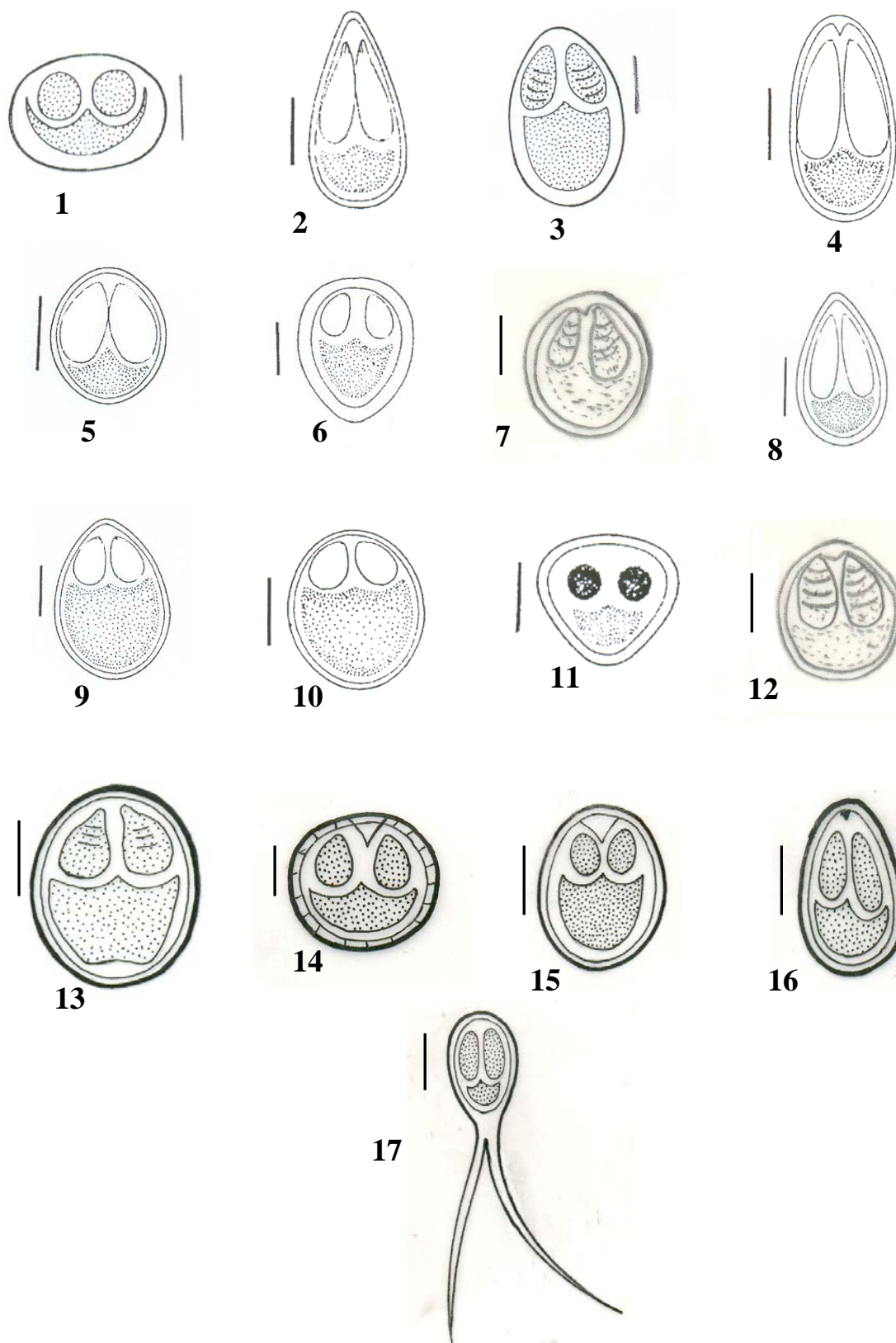


Planche 1 : Représentation schématique des spores matures (Barre = 5µm). 1- *Myxobolus brachysporus*. 2.- *M. heterosporus*. 3.- *M. homeosporus*. 4- *M. israelensis*. 5.- *M. agolus*. 6.- *M. galilaeus*. 7.- *M. dossoui*. 8.- *M. beninensis*. 9.- *M. camerounensis*. 10.- *M. fotoi*. 11.- *M. gandiolenensis*. 12.- *M. charii*. 13.- *M. oreochromisi*. 14.- *M. diamaensis*. 15.- *M. senegalensis*. 16.- *M. Cichlidea*. 17.- *Henneguya ghaffari*.

Tableau 2 : Récapitulatif des parasites observés et de leur principaux caractères

Ls = Longueur sporale ; **ls** = largeur sporale ; **Lcp1** = Longueur de la première capsule polaire ; **Lcp2** = Longueur de la deuxième capsule polaire ;

lcp1 = largeur de la première capsule polaire ; **lcp2** = largeur de la deuxième capsule polaire ; **Pc** = prolongement caudal ; **Lt** = longueur totale ;

= identique ; **V.b.** = Vésicule biliaire ; **Int** = Intestin ; **Br** = Branchies ; **He.** = *Hemichromis* ; **La.** = *Labeo* ; **O.**= *Oreochromis* ; **T.**= *Tilapia* ; **S.**= *Sarotherodon*.

Parasites	Auteurs	Poissons hôtes	Sites	Localités	Spore							
					Ls (µm)	ls (µm)	Lcp1 (µm)	lcp1 (µm)	Lcp2 (µm)	lcp2 (µm)	Pc (µm)	Lt (µm)
<i>Microsporidium</i> sp1	Présent travail	<i>T. guineensis</i>	Branchies	Saint-Louis	4,43±0,50 (4-5)	2,4±0,50 (2-3)	Néant	Néant	Néant	Néant	Néant	Néant
<i>Microsporidium</i> sp2	Présent travail	<i>O. niloticus</i>	Filament branchial	Saint-Louis	4,0	3,0	Néant	Néant	Néant	Néant	Néant	Néant
<i>Microsporidium</i> sp3	Présent travail	<i>T. guineensis</i>	Intestin	Saint-Louis	3,26±0,44 (3-4)	2,0	Néant	Néant	Néant	Néant	Néant	Néant
<i>Microsporidium</i> sp4	Présent travail	<i>S. melanotheron</i>	Rein, Branchies	Diam	3,86±0,34 (3-4)	3,0	Néant	Néant	Néant	Néant	Néant	Néant
<i>Myxobolus brachysporus</i>	Baker, 1963	<i>O. niloticus</i> , <i>S. galilaeus</i>	Rein, Rate, Intestin	Fass Delorme, Saint-Louis, Diam, Djoudj	8,8±0,40 (8-9)	13,13±0,34 (12-14)	4,17±0,32 (4-5)	3,5±0,50 (3-4)	#	#	Néant	Néant
<i>Myxobolus heterosporus</i>	Baker, 1963	<i>O. niloticus</i> , <i>S. galilaeus</i>	Foie, Rein	Fass Delorme, Saint-Louis, Diam, Djoudj	14,56±0,54 (14-15)	8,8±0,61 (7-9)	8,3±0,52 (8-10)	3,2±0,45 (3-4)	#	#	Néant	Néant
<i>Myxobolus homeosporus</i>	Baker, 1963	<i>T. guineensis</i>	Arc branchial	Saint-Louis, Djoudj	17,73±0,45 (15-18)	11,13±0,43 (11-13)	5,93±0,25 (5-7)	3,43±0,50 (3-4)	#	#	Néant	Néant
<i>Myxobolus israelensis</i>	Landsberg, 1985	<i>O. niloticus</i> , <i>S. galilaeus</i> , <i>He. fasciatus</i>	Rein, Rate	Sant-Louis, Djoudj, Diam	12,1±0,30 (12-13)	8,63±0,55 (8-9)	7,01±0,50 (6-8)	3,23±0,77 (3-4)	#	#	Néant	Néant
<i>Myxobolus agolus</i>	Landsberg, 1985	<i>S. melanotheron</i> , <i>O. niloticus</i> , <i>S. galilaeus</i> , <i>T. guineensis</i>	Rein, Rate	Saint-Louis, Djoudj, Fass Delorme	10,4±0,82 (10-11)	9,03±0,66 (9-10)	5,7±0,74 (5-7)	4,23±0,62 (3-5)	#	#	Néant	Néant

<i>Myxobolus galilaeus</i>	Landsberg, 1985	<i>S. melanotheron</i>	Rein, Rate Ovaire, Vb. , Int.	Saint-Louis, Djoudj, Fass Delorme	13,06±0,26 (12-14)	9,33±0,43 (9-10)	4,13±0,34 (4-5)	3,0	#	#	Néant	Néant
<i>Myxobolus dossoui</i>	Sakiti et al., 1991	<i>O. niloticus</i> , <i>S. melanotheron</i> , <i>He. fasciatus</i>	Rein, Rate, Foie	Fass Delorme, Saint-Louis	10,8±0,40 (10-11)	9,03±0,49 (8-9)	5,7±0,52 (5-6)	3,9±0,49 (3-4)	4,4±0,49 (4-5)	3,2±0,43 (3-4)	Néant	Néant
<i>Myxobolus beninensis</i>	Sakiti et al., 1991	<i>T. guineensis</i> , <i>O. niloticus</i> , <i>S. galilaeus</i>	Rein, Rate	Saint-Louis, Diama, Djoudj	14,36±0,48 (14-16)	9,1±0,41 (9-10)	8,53±0,57 (8-9)	3,86±0,34 (3-4)	#	#	Néant	Néant
<i>Myxobolus camerounensis</i>	Fomena et al. 1993	<i>S. galilaeus</i>	Branchies	Fass Delorme	17,0	12,23±0,43 (12-13)	7,06±0,25 (7-8)	5,06±0,25 (5-6)	5,93±0,25 (5-6)	3,93±0,25 (3-4)	Néant	Néant
<i>Myxobolus fotoi</i>	Fomena et al., 1993	<i>S. galilaeus</i>	Arc branchial	Fass Delorme	11,1±0,30 (11-12)	10±0,34 (10-11)	4,83±0,50 (4-5)	3,06±0,40 (3-4)	#	#	Néant	Néant
<i>Myxobolus gandioliensis</i>	Fall et al. 2000	<i>T. guineensis</i> , <i>O. niloticus</i>	Branchies, Rein	Fass Delorme, Saint-Louis, Diama	12,06±0,52 (11-13)	11,93±0,31 (11-13)	5,03±0,18 (5-6)	4,0	#	#	Néant	Néant
<i>Myxobolus charii</i>	Fomena et al., 2004	<i>T. guineensis</i>	Branchies	Diama, Saint-Louis Djoudj, Ndiawdoun	12,8±0,45 (12-13)	11,23±0,59 (11-12)	6,06±0,25 (6-7)	3,6±0,49 (3-4)	#	#	Néant	Néant
<i>Myxobolus oreochromisi</i>	Présent travail	<i>O. niloticus</i>	Branchies	Fass Delorme, Diama	20,03±0,32 (19-21)	15,03±0,41 (14-16)	8,0±0,26 (7-9)	5,43±0,50 (5-6)	#	#	Néant	Néant
<i>Myxobolus diamaensis</i>	Présent travail	<i>T. guineensis</i>	Ovaire, Branchies	Saint-Louis, Djoudj	11,46±0,50 (11-12)	11,40±0,56 (11-12)	4,03±0,18 (4-5)	4,0	#	#	Néant	Néant
<i>Myxobolus senegalensis</i>	Présent travail	<i>S. galilaeus</i>	Extrémité branchiale	Saint-Louis, Diama	14,23±0,43 (14-15)	12,1±0,30 (12-13)	4,33±0,48 (4-5)	4,0	#	#	Néant	Néant
<i>Myxobolus cichlidae</i>	Présent travail	<i>S. galilaeus</i>	Branchies (muscles adducteurs)	Diama	11,8±0,38 (11-12)	7,36±0,55 (6-8)	6,1±0,30 (6-7)	3,0	5,06±0,25 (5-6)	2,46±0,50 (2-3)	Néant	Néant
<i>Henneguya ghaffari</i>	Ali, 1999	<i>T. guineensis</i>	Branchies, Intestin	Saint-Louis, Diama	10,68±0,48 (10-12)	7,94±0,37 (7-9)	3,73±0,34 (3-5)	2,76±0,40 (2-3)	#	#	35,23±3,92 (23-42)	45,16±3,85 (33-52)

*Chapitre 3 : Quelques aspects de la Biologie des
Microsporidies et Myxosporidies observées*

I. Etude des relations hôte - parasite

I.1. Les Microsporidies

Toutes les Microsporidies que nous avons observées au cours de nos prospections provoquent la formation de xénomes au niveau des tissus parasités. C'est le cas de :

Microsporidium sp1 au niveau des muscles adducteurs branchiaux chez *Tilapia guineensis* (Fig.12), de *Microsporidium* sp2 au niveau des filaments branchiaux de *Oreochromis niloticus* (Fig.14), de *Microsporidium* sp3 au niveau du mésentère et de la sous muqueuse intestinale de *Tilapia guineensis* (Fig.16) et de *Microsporidium* sp4 au niveau du rein de *Sarotherodon melanotheron* (Fig.19).

I.2. Les Myxosporidies

Au cours de nos travaux, nous avons répertorié 17 espèces de Myxosporidies qui provoquent deux types d'infections chez leurs hôtes : une infection diffuse marquée par des spores libres isolées ou groupées en amas ; une infection localisée sous forme de kystes. Ces deux types d'infections ont été observées dans divers organes : branchies, cœur, estomac, foie, intestin, rate, rein, vésicule biliaire.

I.2.1. Infections diffuses

Ce type d'infection est le fait des Myxosporidies dites coelozoïques dont les spores sont directement observées dans les tissus parasités. Elle a été mise en évidence dans plusieurs organes : le rein, l'intestin, la rate, le foie et la vésicule biliaire.

I.2.1.1. Les affections rénales

Dans le rein, les spores sont en contact direct avec les tissus de l'hôte. Elles peuvent se regrouper en amas ou plages de taille variable. Des spores ont été observées dans des centres mélanophores ou isolées dans les tissus. Les espèces de Myxosporidies que nous avons répertoriées sont : *Myxobolus brachysporus* chez *Oreochromis niloticus niloticus* et chez *Sarotherodon galilaeus*, *M. israelensis* chez *Hemichromis fasciatus*, *O. niloticus*, *S. galilaeus* et *Tilapia guineensis*, *M. dossoui* chez *H. fasciatus*, *O. niloticus* et *S. melanotheron*, *M. agolus*

chez *O. niloticus*, *S. melanotheron*, *S. galilaeus* et *T. guineensis*, *M. galilaeus* chez *S. galilaeus* et *M. Oreochromisi* chez *O. niloticus* et *T. guineensis*.

Nous avons remarqué que les reins parasités l'étaient sévèrement. Le rein est l'organe préférentiel de certaines espèces de Myxosporidies

I.2.1.2. Les affections intestinales

Nous avons observé 2 espèces de Myxosporidies affectant cet organe. Il s'agit de : *Myxobolus brachysporus* chez *Oreochromis niloticus niloticus* et chez *Sarotherodon galilaeus*, *M. galilaeus* chez *Sarotherodon galilaeus*.

I.2.1.3. Les affections spléniques

La rate héberge également beaucoup d'espèces de Myxosporidies ; elles s'y présentent sous forme de spores isolées ou groupées par petits amas. Dans cet organe, les espèces observées au cours de ce travail sont : *Myxobolus brachysporus* chez *Oreochromis niloticus niloticus* et chez *Sarotherodon galilaeus*, *M. israelensis* chez *Hemichromis fasciatus*, *Oreochromis niloticus*, *Sarotherodon galilaeus* et *Tilapia guineensis*, *M. dossoui* chez *Hemichromis fasciatus*, *Oreochromis niloticus* et *Sarotherodon melanotheron*, *M. agolus* chez *Oreochromis niloticus*, *Sarotherodon melanotheron*, *Sarotherodon galilaeus* et *Tilapia guineensis*, *M. heterosporus* chez *Oreochromis niloticus* et *Sarotherodon galilaeus* et *M. galilaeus* chez *Sarotherodon galilaeus*.

I.2.1.4. Les affections hépatiques

Lors de nos prospections, 2 espèces de Myxosporidies dites coelozoïques responsables de ce type d'affection ont été décelées. Il s'agit de : *Myxobolus dossoui* chez *Hemichromis fasciatus*, *Oreochromis niloticus* et *Sarotherodon melanotheron* et *Myxobolus heterosporus* chez *Oreochromis niloticus* et *Sarotherodon galilaeus*.

I.2.1.5. Les affections de la vésicule biliaire

Au cours de nos prospections nous avons observé *Myxobolus galilaeus* en infiltration diffuse dans la vésicule biliaire de *Sarotherodon galilaeus*.

I.2.2. Infections localisées

Ce type d'infection a été observé au niveau de plusieurs organes au cours de ce travail : les branchies, l'estomac, l'intestin, l'ovaire et le rein.

Si pour les espèces ceolozoïques les affections qu'elles provoquent sont généralement moins pathogènes, celles dues aux espèces histozoïques sont susceptibles d'occasionner des lésions considérables, pouvant être mortelles. Les effets pathogènes de ces Myxosporidies sont surtout mécaniques (l'évolution des kystes aboutit à des compressions, traumatismes et irritations des tissus affectés). Les kystes observés au cours de ce travail apparaissent généralement blanchâtres et de taille variable, logés au niveau de différents organes.

I.2.2.1. Les branchies

Les Myxosporidies répertoriées dans cet organe s'observent à différents niveaux des branchies et n'entraînent pas les mêmes réactions de la part de l'hôte. Dans la plupart des cas, le parasite se présente sous forme de kystes. Cependant il nous est arrivé de constater exceptionnellement des amas parasitaires en infiltration diffuse dans les tissus cartilagineux de l'arc branchial provoqué par *Myxobolus senegalensis* chez *Sarotherodon galilaeus*

C'est dans cet organe que nous avons observé de nombreuses espèces occupant différentes régions des branchies. L'arc branchial est occupé par exemple par *Myxobolus homeosporus* chez *Tilapia guineensis*, *M. fotoi* chez *Sarotherodon galilaeus* et *M. senegalensis* chez *Sarotherodon galilaeus*. Les lamelles branchiales sont infestées par *M. charii* chez *Tilapia guineensis*, *M. oreochromisi* chez *Oreochromis niloticus*, *M. cichlidae* chez *Sarotherodon galilaeus* et *Henneguya ghaffari* chez *Tilapia guineensis*.

I.2.2.2. Le Rein

Nous avons mis en évidence une seule espèce de Myxosporidie formant des kystes au niveau du rein ; il s'agit de *Myxobolus beninensis* dont les kystes apparaissent ovoïdes et de couleur blanchâtre.

I.2.2.3. L'ovaire

Au cours de nos prospections, deux Myxosporidies ont été décelées dans les ovocytes. Il s'agit de : *Myxobolus galilaeus* et *M. diamaensis* chez *Sarotherodon galilaeus*.

II. Histopathologie

Nous n'avons pas abordé ici l'étude histopathologique exhaustive des espèces inventoriées dans ce travail ; simplement à travers ces exemples, nous avons voulu montrer quelques aspects de la pathologie liés à la présence des parasites dans les tissus hôtes.

► Le premier exemple est celui de *Myxobolus senegalensis* qui parasite les branchies de *Sarotherodon galilaeus*. Les actions pathogènes sont visibles sur les coupes histologiques réalisées sur l'arc branchial parasité : désorganisation du tissu conjonctif, lyse progressive du cartilage et son remplacement par des spores libres en infiltration ou sous forme d'amas parasitaires entre les fibres musculaires déstructurées. Les spores libres sont en contact direct avec les fibres du tissu conjonctif (Fig.62).

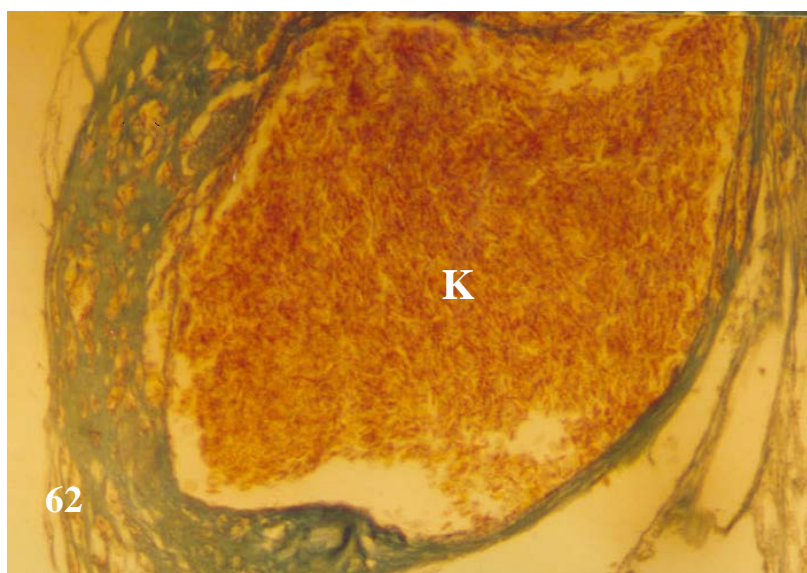


Fig.62 : Coupe transversale de l'arc branchial de *Sarotherodon galilaeus* (x 250) montrant un kyste (K) de *Myxobolus senegalensis*.

► Le deuxième exemple concerne *Myxobolus oreochromisi* observé également au niveau des branchies de *Oreochromis niloticus*. Ici, les actions pathogènes sont d'origine mécanique avec la présence de kystes volumineux qui provoquent l'écartement et la distorsion des lamelles branchiales (Fig.47 et 48).

Par ailleurs, concernant ces deux parasites, certains spécimens de *Oreochromis niloticus*, *Sarotherodon galilaeus* ont été trouvés hébergeant une multitude de kystes qui laissent aisément envisager une réduction de surface respiratoire et donc une perturbation des échanges gazeux respiratoire liées à leur présence. De même une éventuelle rupture de ces kystes volumineux entraîne des lésions considérables des vaisseaux sanguins, foyers secondaires d'infestations bactériennes et fongiques.

► Le troisième exemple est celui de *Myxobolus diamaensis* qui provoque la formation de kystes implantés entre les ovocytes de *Tilapia guineensis* (Fig. 51 et 52). Les actions pathogènes sont visibles sur les coupes histologiques qui montrent des ovocytes totalement ou partiellement liquéfiés et remplacés par des sacs remplis de spores du parasite, ainsi que des plages vides autour des kystes (Fig.63).

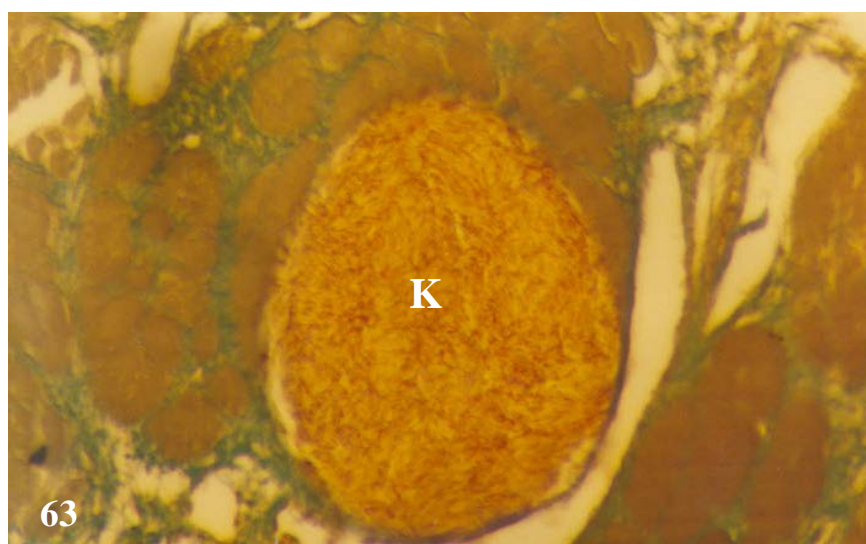


Fig. 63 : Coupe histologique de l'ovaire de *Tilapia guineensis* montrant un kyste (K) de *Myxobolus diamaensis* (x 500).

III. Discussion

Le nombre de xénomes observés au niveau de l'intestin de *Tilapia guineensis* et du rein de *Sarotherodon melanotheron* ne peut pas être considérés comme inoffensifs pour leurs hôtes. Des études détaillées des pathologies occasionnées par ces parasites nous permettrons de tirer une conclusion quand au pouvoir pathogène de ces microsporidioses.

Au cours de nos travaux, nous avons décelé plusieurs cas myxosporidioses branchiales. Nos observations rappellent celles réalisées par d'autres auteurs sur ces affections branchiales. Les effets pathogènes apparents ou soupçonnés de certaines Myxosporidies parasites des branchies sont différents suivant le type d'implantation.

Dans le tissu cartilagineux, *Myxobolus cartilaginis* provoque la liquéfaction du cartilage de la tête chez *Lepomis macrochirus* (HOFFMAN, PUTZ et DUNBAR, 1965). *Thelohanellus nikolskii* détruit les rayons branchiaux et entraîne la cassure des nageoires (DYKOVA et LOM, 1988). Au cours de nos observations, nous avons noté une infiltration diffuse dans les tissus cartilagineux sous forme d'amas parasitaires provoquée par *Myxobolus senegalensis* chez *Sarotherodon galilaeus*. Nos observations confirment celles de SAKITI *et al.* (1991) qui ont rencontré ce type d'implantation accompagné de liquéfaction du tissu cartilagineux chez *Sarotherodon melanotheron* et *Pagrus coupei*, respectivement parasités par *Myxobolus sarotherodoni* et *Myxobolus coupei*.

OBIEKEZIE et ENYENIHI (1987) font état d'infections sévères par *Henneguya chrysichthyi* (jusqu'à 10.000 kystes par poisson parasité) provoquant la distorsion des lamelles branchiales ; ces auteurs ont estimé à environ 40% la surface respiratoire non fonctionnelle chez de tels poissons. Nous n'avons pas observé autant de kystes chez un même individu au cours de ce travail, mais un nombre élevé de kystes volumineux provoquant l'écartement considérable des lamelles branchiales chez *Oreochromis niloticus* parasité par *Myxobolus oreochromisi*, d'où des actions pathogènes similaires.

Des myxosporidioses ovariennes ont été rapportées par plusieurs auteurs. C'est le cas en Europe où KUDO (1920) signale 3 Myxosporidies hébergées dans les ovaires de poissons : *Myxobolus müelleri* Bütshili, 1882 chez *Leuciscus phoxinus*, *M. pfeifferi* Thelohan, 1895 chez *Barbus fluviatilis* et *M. hylae* Johson et Bancroft, 1918 chez *Hyla aurea*. En Afrique SIAU (1971) observe *M. dahomeyensis* dans l'ovaire de *Synodontis ausorgii* des eaux douces du Bénin ; FOMENA (1995), décrit *M. kainjiae*, espèce hautement pathogène, au niveau des ovaires des Cichlidés camerounais ; SAKITI (1997) décrit des actions pathogènes dues à *M. dahomeyensis* au niveau des ovaires de *Sarotherodon melanotheron* et *Tilapia zillii*.

Toutes ces actions pathogènes sont similaires à celles que nous avons mises en évidence au cours de ce travail au niveau des ovaires de *Tilapia guineensis* parasité par *Myxobolus diamaensis*.

Conclusion Générale et Perspectives

Au cours de nos travaux, nous avons examiné 284 spécimens représentant 6 espèces, 4 genres, 1 famille et 1 ordre. Divers cas de microsporidioses et de myxosporidioses ont été observés. Nos résultats montrent une diversité des faunes microsporidiennes et surtout myxosporidiennes des poissons Cichlidés du fleuve Sénégal : 4 espèces de Microsporidies et 17 espèces de Myxosporidies ont été inventoriées.

Nos résultats sont essentiellement d'ordre systématique, épidémiologique et pathologique.

Au plan de la systématique

- Au cours de nos prospections, nous avons rencontré 4 espèces de Microsporidies qui, du fait de l'insuffisance de leurs observations n'ont pu recevoir un statut systématique définitif. Elles sont donc momentanément rangées dans le groupe collectif *Microsporidium* Balbiani, 1884.
- Quant aux Myxosporidies, le genre *Myxobolus* est le plus représenté chez les poissons examinés avec 80,95 % de fréquence. Mais les Myxosporidies inventoriées se répartissent dans 2 genres et 17 espèces ;
 - 13 d'entre elles ont été antérieurement décrites et nous les avons retrouvées au cours de ce travail ; elles appartiennent aux genres : *Henneguya* et *Myxobolus*. Ce sont *M. brachysporus*, *M. heterosporus*, *M. homeosporus*, *Myxobolus israelensis*, *Myxobolus agolus*, *Myxobolus galilaeus*, *M. camerounensis*, *M. dossoui*, *M. beninensis*, *M. fotoi*, *M. gandiolsensis*, *M. charii*, et *Henneguya ghaffari*.
 - ✓ Les 4 autres espèces appartiennent toutes au genre *Myxobolus*. Elles présentent des caractères morphométriques et morpho anatomiques qui les distinguent les unes des autres et de celles qui ont été antérieurement décrites ; elles sont nouvelles pour la Science et nous avons proposé de les nommer : *Myxobolus oreochromisi*, *Myxobolus diamaensis*, *Myxobolus cichlidae*. et *Myxobolus senegalensis*.

Au plan épidémiologique

Parmi les 284 poissons examinés, 236 sont parasités, soit un taux global de parasitisme de 83,09%. Nos résultats montrent que les poissons d'eau douce de la famille des Cichlidés du

Fleuve Sénégal présentent des Microsporidies à 19,05% et des Myxosporidies à 80,95%. Les Myxosporidies se répartissent dans les genres *Henneguya* avec 5,88% et *Myxobolus* avec 94,11%.

Au plan Histopathologique

Les espèces inventoriées au cours de ce travail présentent deux types d'implantations :

- Une implantation diffuse sous forme de spores libres ou groupées en amas au niveau des organes qu'elles parasitent. Ces espèces sont dites coelozoïques.
- Une implantation localisée sous forme de kystes au niveau du rein, de l'intestin, de l'estomac et des branchies. L'affection branchiale prédomine dans ce type d'implantation. Les espèces responsables de ce type d'implantation sont dites histozoïques.

L'étude histologique nous a permis d'observer l'action pathologique de ces espèces sur les tissus parasités.

Nous avons constaté que les myxosporidies forment pour la plupart des kystes au niveau des organes de leurs hôtes pouvant gêner la circulation et les échanges gazeux au niveau des branchies, ces actions pouvant aussi se matérialiser par la lyse des tissus. Par ailleurs l'action de *Myxobolus diamaensis* sur les ovaires des Cichlidés est la plus redoutable. La destruction des ovocytes peut conduire à une castration totale de l'hôte, réduisant notablement la fécondité des poissons.

Ce travail a permis de nous initier aux techniques de microscopie photonique, d'histologie et de morphométrie qui restent aujourd'hui les outils fondamentaux pour la systématique et l'étude des actions pathogènes de ces organismes.

Nos résultats apportent une contribution sur la connaissance de ces groupes parasites de poissons. Néanmoins ce mémoire ne constitue qu'une première étape à la connaissance de ces groupes zoologiques, particulièrement chez les poissons d'eau douce au Sénégal. Nous souhaitons donc poursuivre et approfondir nos investigations. Ainsi nos prochaines recherches seront axées sur l'inventaire des parasites des poissons dans d'autres localités du pays.

L'examen d'un matériel plus abondant permettra d'une part de parachever la description des espèces non encore nommées et d'autre part de procéder une étude détaillée de ces pathologies par la microscopie électronique et les techniques de la biologie moléculaire, etc.

Les Cichlidés vont occuper une place importante parmi le matériel à examiner à cause de leur rôle économique, nutritive et leur importance en aquaculture.

Références Bibliographiques

- ABOLARIN, M.O.** (1974). *Myxobolus tilapiae* sp. Nov. (Protozoa: Myxosporidia) from three species of freshwater *Tilapia* in Nigeria. *J. West Af. Sci. Assoc.* **19**: 109-114.
- ALI, M.A.** (1999). *Henneguya ghaffari* sp. n. (Myxozoa: Myxosporidia), infecting the Nile perch *Lates niloticus* (Teleostei: Centropomidae). *Diseases of Aquatic Organisms*. **38**: 255-230.
- BÂ, M.** (1993). Les masses d'eau de la partie estuarienne. In : l'après barrages dans la vallée du Sénégal. Modifications hydrodynamiques et sédimentologie. Conséquences sur le milieu et les aménagements hydroagricoles, P. Michel, J. P. Barusseau, J. F. Richard et M. Sall (éds). *Presses Universitaires, Perpignan*, p. 41-51.
- BÂ, M. et SY, I.** (1987). Introduction à la sédimentologie de la langue de Barbarie et à l'hydrologie de l'estuaire du Sénégal. In : Etudes des estuaires et lagunes du Sénégal. Rapport final, EPPEEC, Dakar, p. 5-41.
- BAKER, J.R.** (1963). Three new species of *Myxosoma* (Protozoa: Myxosporidia) from East African freshwater fish. *Parasitology*. **53**: 285-292.
- BARDJA, J.L. & TORANZO, A.E.** (1993). Myoliquefaction post-mortem caused by the myxosporean *Kudo thyrstites* in reared salmon in Spain. *Bulletin of European association of Fish Pathology*. **13**: 86-88.
- BARTHOLOMEW, J.L., WHIPPLE, M.J., STEVENS, D.G. & FRYER, J.L.** (1997). The life cycle of *Ceratomyxa Shasta*, a myxosporean parasite of salmonides, requires a freshwater polychaete as an alternate host. *Journal of Parasitology*. **83** : 859-868.
- BEKHTI, M.** (1984). Contribution à l'étude des Microsporidies de poissons des côtes méditerranéennes. Les genres *Loma* et *Glugea* et relations hôte-parasites. Thèse 3^{ème} cycle, U.S.T.L., Montpellier. 197 p.
- BEKHTI, M. VIANER, R. & BOUIX, G.** (1985). *Glugea stephani* (Hagenmüller, 1899) Microsporide parasite du flet *Platichthys flexus* (Linné, 1758) du littoral languedocien. Importance du régime alimentaire de l'hôte dans le cycle saisonnier du parasite. *Vie et Milieu*. **35**: 107- 114.
- BENADJIBA, M.H. & MARQUES, A.** (1993). The alternative of actinomyxidian and myxosporidian sporadic forms in the development of *Myxidium giardi* (parasite on *Anguilla anguilla*) through oligochaetes. *Bulletin of the European Association of fish Pathologists*. **13**: 100-103.
- BERREBI, P et BOUIX, G.** (1978). Premières observations sur les microsporidies de l'Athérine des étangs languedociens, *Atherina boyeri* RISSO, 1810 (Poissons Téléostéens). *Ann. Parasitol. Humaine et comparée*. **53** (1) : 1-20.
- BOREHAM, R.E., HENDRICK, S., O'DONOGHUE, P.J. & STENZEL, D.J.** (1998). Incidental finding of *Myxobolus* spores (Protozoa: Myxozoa) in stool samples from patients with gastrointestinal symptoms. *J. Clin. Microbiol.* **36**: 122-124.

- BUCKE, D. and ANDREWS, C.** (1985). Vertebral anomalies in chub *Leuciscus (Squalius) cephalus* L., *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.* **5**: 3-5.
- BÜTSCHLI, O.** (1881). Beiträge zur Kenntnis der Fishsporospermien. *Zeitschr. Wiss. Zool.* **35**: 629-651.
- CALI, A. and TAKVORIAN, P.M.** (1999). Developmental Morphology and Life cycles of Microsporidia. In: *The Microsporidia and Microsporidiosis*, WITTER, M. Ed., *American Society for Microbiology, Washington, D.C.*, p.553.
- CANNING E.U. and LOM, J.** (1986). *The Microsporidia of vertebrates. London, UK, Academic Press (London) Ltd.* 304p.
- CANNING, E.U. & OKAMURA, B.** (2004). Biodiversity and Evolution of the Myxozoa. *Advances In Parasitology.* **56** : 43-117.
- CASSIER, P., BRUGEROLLES G., COMBES, C., GRAIN, J. & RAIBOUT, A.** (1998). *Le Parasitisme. Un équilibre dynamique*, Edition Masson, Paris, 361p.
- CORBINS, D. et CECCHI, P.** (1991). Hydrobioclimat du fleuve Sénégal dans la zone d'influence du barrage de Diama. Compilation des données recueillies d'avril 1988 - juin 1990. *Archives CRODT-ISRA*, **185**, 45p
- DE BOISSEZON, J., NAJADA, I. et LEFEBRE, C.** (1996). Etude de faisabilité d'un projet d'appui au Parc National du Diawling. Rapport de mission, UICN, Nouakchott, 115 p.
- DE KINKELIN, P., MICHEL, C. & GHITHINO, P.** (1985). Précis de pathologie des poissons. INRA-OIE, Paris, 348p.
- DIEBAKATE, C., FALL, M., FAYE, N. & TOGUEBAYE, B.S.** (1999). *Unicapsula marquesi* n. Sp. (Myxosporea, Multivalvulida) parasite des branchies de *Polydactylus quadrifilis* (Cuvier, 1829) (Poisson, Olynemidae) des côtes sénégalaises (Afrique de l'Ouest). *Parasite.* **6** : 231-235.
- DIOUF, P.S et BOUSSO T.** (1989). Fleuve Sénégal. Environnement aquatique et pêche. Synthèse bibliographique. Centre de recherches Océanographiques de Dakar/Thiaroye, Dakar, 108 p.
- DIOUF, P.S., FALL, S. M., DEME-GNINGUE, I., FALL, M., DIOUF, S.** (1997). Synthèse des résultats des travaux de recherche effectués dans le Parc National des Oiseaux du Djoudj : un outil de gestion. UICN, Dakar, 54 p.
- DOFLEIN, F.** (1901). Die Protozoen als Parasiten und Krankheitserreger nach biologischen Gesichtspunkten dargestellt- Jena Ed.
- DYKOVA, I. and LOM, J.,** (1988). Review of pathogenic Myxosporeans in intensive culture of Carp (*Cyprinus carpio*) in Europe. *Folia Parasitologica.* **35**: 289-307.
- DYKOVA, I., LOM. J. & CIRKOVIC, M.,** (1986). *Sphaerospora renicola* n. sp. a myxosporean from carp kidney, and its pathogenicity. *Z. Parasitenk.*, **68**: 259-268.
- EIRAS, J.C.** (2002). Synopsis of the species of the genus *Henneguya* Thélohan, 1892 (Myxozoa : Myxosporea : Myxobolidae). *Systematic Parasitology.* **52**: 43-54.
- EL-MANSY, A. & MOLNAR, K.** (1997a). Extrapiscine development of *Myxobolus drjagini* Akhmerow, 1954 (Myxosporea, Myxobolidae) in oligochaete alternative host. *Act Veterinaria Hungarica.* **45**: 427-438.

- EL-MANSY, A. & MOLNAR, K.** (1997b). Development of *Myxobolus hungaricus* (Myxosporea : Myxobolidae) in oligochaete alternative host. *Diseases of Aquatic Organisms*. **31**: 227-232.
- EL-MANSY, A., MOLNAR, K. & SZÉKELY, CS.** (1998a). Development of *Myxobolus porticalensis* (Myxosporea: Myxobolidae) in the oligochaete *Tubifex tubifex* (Müller, 1774). *Systemetic parasitology*. **41**: 95-103.
- EL-MANSY, A., MOLNAR, K. & SZÉKELY, CS.** (1998b). Studies on the occurrence of the actinosporean stages of fish myxosporeans in a fish farm of Hungary, with the description of triactinomyxon, raabeia, aurantiactinomyxon and neoactinomyxon types. *Acta Veterinaria Hungarica*. **46**: 259-284.
- EL-MATBOULI, M., FISCHER-SHERL, TH., HOFFMANN, R.W.** (1992a). Transmission of *Hoferellus carassi* ACHMEROV, 1960 to Goldfish *Carassius auratus* via an aquatic oligochaete. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.* **12** (2): 54-56.
- EL-MATBOULI, M., FISCHER-SCHERL, T. & HOFFMANN, R.W.** (1992b). Present knowledge on the life cycle, taxonomy, pathology, and therapy of some *Myxosporea* spp. Important for freshwater fish. *Annual Review of fish Diseases*. **3**: 367-402.
- EL-MATBOULI, M., & HOFFMANN, R.W.** (1989). Experimental transmission of two *Myxobolus* spp. Developing bisporogeny via tubificid worms. *Parasitology Research*. **75**: 461-464.
- EL-MATBOULI, M., & HOFFMANN, R.W.** (1993). *Myxobolus carassii* Klokaceva, 1914 also requires an aquatic oligochaete, *B. sowerbyi* as an intermediate host in its life cycle. *Bulletin of the European Association of fish Pathologists*. **13**: 189-192.
- EL-MATBOULI, M. & HOFFMANN, R.W.** (1998). Light and electron microscopic studies on the chronological development of *Myxobolus cerebralis* to the actinosporean stage in *Tubifex tubifex*. *International Journal for Parasitology*. **28**: 195-217.
- ESZTERBAUER, E., SZÉKELY, CS., MOLNAR, K. AND BASKA.** (2000). Development of *Myxobolus brahamae* (Myxosporea : Myxobolidae) in oligochaete alternate host, *Tubifex tubifex*. *Journal of fish Diseases*. **23**: 19-25.
- FALL, M., FOMENA, A., KOSTOÏNGUÉ, B, DIEBAKATE, C., FAYE, N. & TOGUEBAYE, B.S.** (2000). Myxosporidies (Myxozoa, Myxosporea) parasites des poissons Cichlidae du Cameroun, du Sénégal et du Tchad avec la description de deux nouvelles espèces. *Annales des Sciences naturelles*. **21** (3): 81-92.
- FAYE, N.** (1988). Contribution à l'étude des protozoaires endoparasites des poissons des côtes dakaroises, Sénégal, Afrique de l'Ouest. Mémoire de D.E.A, U.S.T.L, Montpellier, 30 p.
- FAYE, N.** (1992). Microsporidies des Poissons des côtes sénégalaises : faunistique, biologie ultrastructure. Thèse, Université Montpellier II, 241p.

- FAYE, N., KPATCHA, T.K., DIEBAKATE, C., FALL, M. & TOGUEBAYE, B.S.** (1999). Gill infections to Myxosporean (Myxozoa) Parasites in fishes from Senegal with description of *Myxobolus hani* sp. n. *Bull. Eur.Ass.Fish Pathol.* **19**(1).14.
- FAYE, N., TOGUEBAYE, B.S., BOUIX, G.** (1991). *Microfilum lutjani* n.g.; n.sp. (Protozoa : Microsporida), a gill parasite of the golden African snapper *Lutjanus fulgens* (VALENCIENNES, 1830) (Teleost, Lutjanidae) : developmental cycle and ultrastructure *J. Protozool.*, **38** (1) : 30-40.
- FAYE, N., TOGUEBAYE, B.S., BOUIX, G.** (1996). Ultrastructure and Development of *Neonosemoides tilapiae* (Sakiti and Bouix, 1987) n.g., n. comb. (Protozoa, Microspora) from African Cichlid Fish.
- FOMENA, A.** (1995). Les Myxosporidies et Microsporodies des poissons d'eau douce du sud Cameroun. Etude Faunistique, ultratructure et biologie. Doctorat d'Etat ès science de Biologie Animale. Université de Yaoundé I, 367 p.
- FOMENA, A., ABAKAR-OUSMAN, NGASSAM, P. & BOUIX, G.** (2004). Description de trois espèces de Myxosporidies (Myxozoa) parasites de *Citharinus citharus* (Geoffroy Saint-Hilaire 1809) (Citharinidae) au Tchad (Afrique centrale). *Parasite.* **11**: 83-88
- FOMENA, A. & BOUIX, G.** (1994). New Myxosporidae species (Myxozoa) from frehwater teleosts in Southern Cameroon (Central Africa). *Journal of African Zoology.* **110**: 413-423
- FOMENA, A. & BOUIX, G.** (1997). Myoxosporea (Protozoa : Myxozoa) of freshwater fishes in africa : keys to genera an species. *Sytematic Parasitology.* **37**: 161-178.
- FOMENA, A. BOUIX, G. & BIRGI, E.** (1985). Contribution à l'étude des Myxosporodies d'eau douce du Cameroun. II. Espèces nouvelles du genre *Myxosbolus* Bütschli, 1882. *Bull. IFAN, Série A.* **46** : 167-192.
- FOMENA, A., MARQUES, A. & BOUIX, G.** (1993). Myxosporodia (Myxozoa) of *Oreochromis niloticus* (Linneaus, 1757) (Teleost., Cichlidae) in fish-farming pools at melen (Yaoundé Cameroon, Central Africa). *J.Afr.Zool.* **107**: 45-46.
- GLUGE, G.** (1838). Notice sur quelques points d'anatomie pathologique comparée, suivie de quelques observations sur la structure des branchies dans épinoches. *Bull. Acad. R. Belg.* **5**: 771-772.
- GRASSE, P.P.** (1960). Les Myxosporidies sont des organismes pluricellulaires. *C.R. Acad. Sci. (Paris).***251** : 2638-2640.
- GRASSE, P.P. et LAVETTE, A.** (1978). La Myxosporidie *Sphaerospora sabrazesi* et le nouvel Embranchement des Myxozoaires (Myxozoa). Recherches sur l'état pluricellulaire primitif et considérations phylogénétiques. *Ann. Sci Nat. 12^e Ser.* **20** : 193-285.
- GRASSE, P.P. POISSON, R.A. & TUZET, O.** (1970). Précis de Sciences biologiques. Zoologie Invertébré. Tome I, 2^{ème} Edition, Masson et C^{ie} Editeurs, Paris VI^e.
- GROSSHEIDER, G. & KÖRTING, W.** (1992). First evidence that *Hoferellus cyprinid* (Doflein, 1898) is transmitted by Nais sp. *Bulletin of the European Association of fish pathologists.* **12**: 54-56.

- HALLIDAY, M.M.** (1976). The biologie of *Myxosoma cerebralis*: the causative organism of whirling disease of salmonids. *J. of Fish Biol.* **9**: 339-357.
- HAUCK, A.J.** (1984). A mortality and associated tissue reactions of chinook salmon, *Oncorhynchus tshawytscha* (Walbaum), caused by microsporidian *Loma* sp. *J. Fish Dis.* **7**: 217-229.
- HOFFMANN, G.L., PUTZ, P.E., DUNBAR, C.E.** (1965). Studies on *Myxosoma cartilaginis* n. sp. (Protozoa: Myxosporidea) of centrarchid Fish and a Synopsis of the *Myxosoma* of North American Freshwater Fishes. *J. Protozool.* **12** (3): 319-332.
- JAYASRI, M. & HOFFMAN, G.L.** (1982). Review of *Myxidium* (Protozoa: Myxozoa: Myxosporidea). *Prozoological Abstracts.* **6**: 61-91
- KABRE, G.G., SAKITI, G. N., MARQUES, A. & SAWODOGO, L.** (1995). *Myxobolus comei* n. sp. et *Myxobolus burkinei* n. sp. Nouvelles Myxosporidies histozoïques chez *Clarias anguillaris* et *Labeo coubie* capturés dans les pêcheries au Burkina Faso (Afrique de l'Ouest) *Bull. Inst. Fond. Afr. Noire Cheikh Anta Diop, Dakar, Sér. A*, **48** : 49-91
- KANE, A.** (1985). Le bassin du fleuve Sénégal à l'embouchure. Flux continentaux dissous et particuliers. Invasion marine. Th.3^e cycle: géogr. Phys: Univ. de Nancy II. 205 p.
- KENT, M. L., WHITAKER, D. J. & MARGOLIS, L.** (1993). Transmission of *Myxobolus arcticus* Pugachev and Khokhov, 1997, myxosporean parasite of pacific salmon, via a triactinomyxon from the aquatic oligochaete *Stylodrilus beringianus* (Lumbriculidea). *Canadian Journal of Zoology.* **71**: 1207-1211.
- KENT, M.L., MOSER, M., MARQUES, A. & LOM, J.** (2002b). Phylum Myxozoa Grassé 1970. In : The illustrated Guid to Protozoa (J.J. Lee, G.F. Leedale and P. Bradbury, eds). 2nd Edition. **1**: 127-148. Lawrence, Kansas: Allen Press for society of protozoologists
- KOSTOINGUE, B.** (1997). Contribution à l'Etude des Myxosporidies (Myxozoa) parasites des poissons d'eau douce du Tchad : Taxonomie, Ultrstructure et Biologie. Thèse de Doctorat 3^{ème} cycle de Biologie animale. Université Cheikh Anta Diop de Dakar, 138 pp.
- KOSTOINGUE, B. & TOGUEBAYE, B.S.** (1994). Le genre *Myxobolus* (Myxozoa, Myxosporidea) chez les poissons d'eau douce du Tchad avec la description de trois nouvelles espèces. *Bull. Inst. Afr. Noire Cheikh Anta Diop, Dakar, Sér. A*, **47**: 63-71
- KOSTOINGUE, B., DIEBAKATE, C., FAYE, N. & TOGUEBAYE, B.S.** (2001). Presence of Myxosporidea (Myxozoa : Myxosporidea) of the genus *Henneguya* Thelohan, 1982 in Freshwater from Chad (Central Africa). *Acta Protozool.* **40**: 117-123.
- KPATCHA, T.K.** (1992). Contribution à la connaissance des Myxospories des genres *Myxobolus* et *Henneguya* de poissons du Sénégal. Mémoire de DEA, UCAD, Dakar., 83 p.
- KUDO, R.R.** (1919). Studies on Myxosporidia. A synopsis of genera and species of Myxosporidia. III. *Biol. Monogr.* **5**: 1-256.
- KUDO, R.R.** (1920). On the structure of some microsporidian spores. *J. Parasitol.* **6**: 178-182.
- LANDSBERG, J.H.** (1985). Myxosporidia infections in cultured *Tilapia* in Israel. *Journal of Parasitology.* **32**: 194-201.

- LECOINTRE, G. & LEGUYADER, H.** (2001). Classification phylogénétique du vivant. *Edition Delin Paris*.
- LEVEQUE, C., PAUGY, D., & TEUGELS, G.G.** (1990). Faunes des poissons d'eaux douces et saumâtres d'Afrique de l'Ouest. Tome I. O.R.S.T.O.M. Paris, 383 p.
- LEVEQUE, C., PAUGY, D., & TEUGELS, G.G.** (1992). Faunes des poissons d'eaux douces et saumâtres d'Afrique de l'Ouest. Tome II. O.R.S.T.O.M. Paris, 519 p.
- LIGIA, I.M. LOPEZ, M. C., MURCIA, M. I., NICHOLLS, S., LEON, F., GUIO, O. L. & CORREDOR, A.** (2001). *Myxobolus* sp. Another Opportunistic Parasite in Immunosuppressed Patients? *J. Clin. Microbial.* **39**: 3728-3730.
- LOM, J.** (1969). On a new Taxonomic character in Myxosporidia as demonstrated in descriptions of two new of *Myxobolus*. *Fol. Parasitol. (Praha)*. **16** : 97-103
- LOM, J. & ARTHUR, J.R.** (1989). A guidlin for preparation of species descriptions in Myxozoa. *Journal of fish Disease.* **12**: 151-156.
- LOM, J. and DE PUYTORAC, P.** (1965). Studies on the Myxosporidian ultrastructure and polar capsule development. *Protistologica*. **1**: 53-65.
- LOM, J. & DYKOVA, I.** (1992b). Protozoan Parasites of fishes. Development in aquaculture and fisheries science, Vol. **26**, *Elsevier, Amsterdam*, 315 p.
- LOM, J., PIKE, AW., DYKOVA, I.** (1991). *Myxobolus sandrae* Reuss, 1906, the agent of vertebral column deformities of Perch *Perca fluviatilis* in north east Scotland Dis. *Aquat. Org.* **12**: 49-53.
- LOM, J. & VARA, J.** (1965). Notes on the morphogenesis of the polar filament in *Henneguya* (Protozoa: Cnidosporidia). *Acta Protozoologica*. **3**: 57-60
- LU, Y.S., LI, M., WU, Y. S. & WANG, J. G.** (2002). Antigenic Study of *Myxobolus rotundus* (Myxozoa: Myxosporidia) using monoclonal antibodies. *Journa of fish Diseases.* **25**: 307-310.
- MARKIW, M. E. & WOLF, K.** (1978). *Myxosoma cerebralis*. Fluorescent antibody techniques for antigen recognition. *Journal of the fisheries Research Board of Canada*. **35**: 828-832.
- MARTOJA, R.A. & MARTOJA-PIERSON, M.** (1967). Initiation aux techniques d'histologie animale. Masson et Cie, Paris, 345 p.
- MC CLELLAND, R. S. MURPHY, D.M. & CONE, D. K.** (1997). Report of spores of *Hunneguya salmonicola* (Myxozoa) in human stool specimens: possible source of confusion with human spermatozoa. *J. Clin. Microbiol.* **35**: 2815-2818.
- MOLNAR, K., & SZÉKELY, C.** (1999). *Myxobolus* infection of the gills of common bream (*Abrahamis brama* L.) in lake Balaton and in the Kis-Balaton reservoir, Hungry. *Acta Veterinaria Hungarica*. **47**: 419-432.
- MOLNAR, K., BASKA, F. & SZÉKELY, C.** (1987). Fumagillin, an effecacious drug against renal sphaerosporosis of the commom carp *Cyprinus carpio*. *Dis. Aquat. Org.* **2**: 187-190.
- MONIEZ, R.J.** (1887). Observations pour la révision des Microsporidies. *C. R. Acad. Sci., Paris*, **104**: 1312-1314.
- MORRIST, M. E., ADAMS, A., FEIST, S. W., MC GEORGE, J. & RICHARD, R. H.** (2000). Immunohistochemical and PCR studies of Wild fish for *Tetracapsula bryosalmonae* (PKX), the causative organism of proliferative kidney disease. *Journal of fish Diseases.* **23**: 129-135.

- NARE, N.B.** (2005). Contribution à l'étude des Myxosporidies et Myxosporidioses de poissons du Lac Tchad
Mémoire de Diplôme d'Etudes Approfondies de Biologie Animale, Université Cheikh Anta Diop de
Dakar, 68 p.
- NEPSYZY, S.J. et DECHTIAR, A.O.** (1972). Occurrence of *Glugea herwigi* in lake Erié rainbow Smelt
(*Osmerus mordax*) and associated mortality of adult Smelt. *J. Fish. Res. Bd Canada* **29**: 1639-1641.
- OBIEKEZIE, A. I. & OKAEME, A. N.** (1990). Myxosporea (Protozoa) infection of cultured *Tilapias* in
Nigéria. *J. Afr. Zool.* **104**: 77-91.
- OBIEKEZIE, A. I. & ENYENIHI, U.K.** (1988). *Henneguya chrysicthi* n. Sp. (Protozoa: Myxozoa) from the
gills of estuarine catfish *Chrysichthys nigrodigitatus* (Lacépède) (Pisces: Bagridea) in Nigeria. *Rev. Zool.
Afr.* **102**: 33-42
- PAMPOULINE, C., MARQUE, A., ROSECCHI, E., CRIVELLI, A. J. & BOUCHEVREAU, J. L.** (1999).
A new Myxosporean parasite, *Kudoa camarguensis* n. sp. Recorded on two goby species (Teleostei:
pisces) in the Rhône Delta (Mediterranean sea, France). *Journal of Eukaryotic Microbiology.* **46**: 304-310.
- PAPERNA, I.** (1973). Occurrence of Cnidospora infections in freshwater fishes in Africa. *Bull. IFAN, série. A.*
33 : 509-527.
- POISSON, R.,** (1953). Sous-embranchement des Cnidosporidies, in « Traité de Zoologie », Grassé,
P.P., Masson et Cie éd., **1** (2) : 1006-1088.
- PUTZ, R.E., HOFFMAN, G.J., DUNBAR, C.E.** (1965). Two new species of *Pleistophora* (Microsporidea)
from North American fish with a Synopsis of freshwater and euryhaline fishes *J. Protozool.* **12** : 228-236.
- REIZER, C.** (1971). Contribution à l'étude hydrogéologique du bas Sénégal. Première directive d'aménagement
halieutique. Centre Technique Forestier Tropical, Nogent-sur-Marne, 142 p.
- REIZER, C.** (1974). Définition d'une politique d'aménagement des ressources halieutiques d'un écosystème
aquatique complexe pour l'étude de son environnement abiotique, biotique et anthropique. Th. doc. Arlon
ful, 525 p.
- ROBERTS R.J. and SOMMERVILLE, C.** (1982). Diseases of *Tilapias*. In : PUBLIN RSV and LOWE Mc
CONNELL. R.H. (eds). The Biology and Culture of *Tilapias*, L.C.L.A.R.M. *, Manila Philippines : 247-
263.
- RUIDISCH, S., EL - MATBOULI, M. & HOFFMANN R. W.** (1991). The rôle of tubicid worms as an
intermediate host in the life cycle of *Myxobolus pavlovskii* (Akherov, 1954). *Parasitol. res.* **77**: 663-667.
- SAKITI, G.N.** (1982). Recherches ultrastructurales et biologiques sur quelques Myxosporidies parasites de
Serranides (Poissons, Téléostéens). Thèse 3^{ème} cycle. U.S.T.L., Montpellier 191p.
- SAKITI, G. N.** (1997). Myxosporidies et Microsporidies des poissons du Sud Bénin: Faunistiques, ultra
structure, biologie. Thèse Doctorat d'Etat, Université Nationale de Bénin, 296 p.
- SAKITI, N., BLANC, E., MARQUES, A. & BOUIX, G.** (1991). Myxosporidies (Myxozoa, Myxosporian) du
genre *Myxobolus* Bütschli, 1882, parasites des poissons Cichlidea du lac Nokoué au Bénin (Afrique de
l'Ouest). *J. Afr. Zool. Fra* **105**: 173-186.
- SANDERS, J.E., FRYER, J.L., GOULD, R.W.** (1970). Occurrence of the myxosporidian parasite *Ceratomyxa*
shasta, in Salmonid fish from the Columbia river basin and Oregon Coastal stream. In : A Symposium on
Disease of Fishes and Shellfishes, SNIESZKO, S.F. (ed.). *American Fisheries Society Special publication*
N°5, Washington D.C. pp. 113-1141.

- SAULNIER, D. & DE KINKELIN, P.** (1996). Antigenic and biochemical study of PKX, the Myxosporian causative agent of proliferative Kidney disease of salmonid fish. *Disease of aquatic Organisms*. **27**: 103-114.
- SCHMAHL, G. & MEHLHORN, H.** (1989). Treatment of fish parasites. 6. Effects of Sym-triazinone (Toltrazuril) on development stages of *Glugea anomala* Monier, 1887 (Microsporidia): a light and electron microscopic study. *Europ. J. Protistol.* **24** : 252-259.
- SCHULMAN, S.S.** (1957). Note sur la pathogénèse de la Myxosporidie *M. exiguus* et sur les épizooties dues à ce parasite. Bull ; Inst. Rech. Exploitation des Poissons des lacs et rivières (en Russe) **42** : 328.
- SCHULMAN, S.S.** (1966). Myxosporodies d'U.R.S.S. Acad. Nank. U.S.S.R, 508p. (En Russe).
- SCHULMAN, S.S.** (1984). Key to parasites of freshwater Fish. I : Parasitic Protozoa (en Russe) U.S.S.R *Akad Zool. Inst.* **140** : 1-431.
- SIAU, Y.,** (1971). Myxosporidies de *Synodontis ansorgii* Bouleng. Ann. et Mag. N.H. 1911 et *Eleostis* (Kribia) *kribiensis* Boulenger, 1964, poissons des eaux saumâtres et de la lagune de Porto-Novo (Dohomey). Bull. Soc. Zool. Fra., **96** : 563è-570.
- SIAU, Y.** (1978). Contribution à la Connaissance des Myxosporidies, Etude de *Myxobolus exiguus* THELOHAN, 1895. Thèse d'Etat, U.S.T.L., Montpellier, 200p.
- SIDALL, M. E., MARTIN, D. S., BRIDGE, D., DESSER, S. S. and CONE, D. K.** (1995). The demise of a phylum of protists: phylogeny of myxozoa and other parasitic cnidaria. *J.Parasitol.* **81**: 961-967.
- SMOTHERS, J. F., SMITH, JR., L. H., SPALL, R. D.** (1994). Molecular Evidence that the myxozoa protists are Metazoans Sciences 265: 179- 1721.
- SITDJA-BOBADILLA, A. & ALVAREZ-PELLITERO, P.** (1993). Pathologie effects of *Sphaerospora dicentrarchi* Sitdja-Bobadilla, & Alvarez-Pellitero 1992 and *S. testicularis* Sitdja-Bobadilla, & Alvarez-Pellitero 1990 (Myxosporea : Bivalvulidae) parasitic in the Mediterranean sea bass *Dicentrarchus labrax* L. (Teleostei : Seranidae) and the cell-mediated immun reaction : a light and electron microscopy study. *Parasitology Research.* **79**: 110-129.
- SPRAGUE, V.** (1977). Systematic of the Microsporidia. In: *Comparative pathology. Vol. 2. Bullia, L. A., and CHENG, T.C. (eds) Plenum Press, New York.* 510p.
- SUMMERFELT, RC.** (1964). A new microsporidia parasite from the golden shiner, *Notemigonus crysoleucas*. Trans. Amer. Fish. Soc. **93**. 6-10.
- SUMMERFELT, RC. & WARNER, MC.** (1970). Incidence and intensity of infection of *Pleistophora ovarie*
- SUMMERFELT,** (1964). A microsporidian parasite of the golden shiner, *Notemigonus crysoleucas*. *Amer. Fish. Soc. U.S.A., Symposium on Disease of Fishes and Shelfihses, F. SNIESZKO.* 142-160.
- SWEARER, S.E. & ROBERTSON, D. R.** (1999). Life history, pathology, and description of *Kudoa ovara* n.sp. (myxozoa, myxosporea): an ovarian parasite of *Acaribban labroid* fishes. *Journal of parasitology.* **85**: 337-353.
- SZEKELY, CS., EL-MANSY, K.& BASKA. F.** (1998). Development of *Thelohanellus hovorkai* and *Thelohanellus nilokolskii* (Myxosporea: Myxobolidae) in oligochaete alternate hosts. *Fish Pathology.* **33**: 107-114.

- SZEKELY, CS., MOLNAR, K., ESZTERBAUER, E. & BASKA, F.** (1999). Experimental detection of actinospores of *Myxobolus pseudodispar* (Myxosporea: Myxobolidae) in oligochaete alternate host. *Disease of Aquatic Organism*. **38**: 219-224.
- SZEKELY, CS., MOLNAR, K. & RÁCZ, O.** (2001). Complet development cycle of *Myxobolus pseudodispar* (Gorbunova) (Myxosporea : Myxobolidae). *Journal of fish Deseases*. **24**: 461-468.
- THELOHAN, P.** (1892): Note sur *Glugea microspora*. *Compt. Rend. Hebdom. Soc. Biol. Paris*, **4**: 82-84.
- TREASURER, J.** (1992). Vertebral anomalies associated with *Myxobolus sp.* In Perch, *Perca fluviatilis* L., in a Scottish Loach. *Bull. Eur. Fish Pathol.* **12**: (2): 61-63.
- TROUILLIER, A., EL-MATBOULI, M. & HOFMANN, R.W.** (1996). A new look at the life cycle of *Hoferellus carassii* in goldfish (*Carassius auratus*) and its relation to kidney enlargement disease (KED). *Folia Parasitologica*. **17**: 173-187.
- UPTON, S. J., FREE, D. A., MCALLISTER, C. T. & GOLBERG, R.** (1992). Testicular myxosporidiasis in the Flat-Backed toad, *Bufo maculatus* (Amphibia: Bufonidae), from Cameroon. *Africa J. Wildlife Diseases*. **28**: 326-329.
- USPENKAYA, A.V.** (1995). Alternative of actinosporean an myxosporean phase in the life cycle of *Zschokkella nova* (Myxozoa). *Journal of Eukaryotic Microbiology*. **42**: 665-668.
- VIVIER, E.** (1975). The Microsporidia of the Protozoa. *Protistologica*, XI. **3**: 345-361.
- WALLIKER, D.** (1969). Myxosporidea of some Brazilian freshwater fishes. *Journal of Parasitology*. **5**: 942-948.
- WANG, G.T., YAO, W.J. & LU, Y.S.** (2001). Occurence of thelohanellosis caused by *Thelohanellus wuhanensis* (Myxosporea) in juvenile allogenenetic silver crucian carp, *Carassius auratus gibelio* (Bloch), with an observation on the efficacy of fumagillin as a therapeutant. *Journal Fish diseases*. **24**: 57-60.
- WOLF, K. & MARKIW, M.E.** (1983). Biology contravenes taxonomy in the Myxozoa: new discoveries show alternation of invertebrate and vertebrate hosts. *Science*. **225**: 1449-1452.
- YOKOYAMA, H. DANJO, T., OGAWA, K. & WAKABAYASHI, H.** (1997). A vital staining technique with fluorescein diacetata (FDA) and propidium iodide (PI) for the determination of viability of myxosporean and actinosporean spores. *Journal of Fish diseases* **20**: 281-286.
- YOKOYAMA, H. LIYANAGE, Y.S., SUGAI, A. & WAKABAYASHI, H.** (1999). Efficacy of fumagillin against haemorrhagic thelohanellosis caused by *Thelohanellus hovorkai* (Myxosporea: Myxozoa) in coloured carp, *Cyprinus carpio* L. *Journal of Fish diseases*. **22**: 243-245.
- YOKOYAMA, H., OGAWA, K. & WAKABAYASHI, H.** (1993). Involvement of *B. sowerbyi* (Oligochaete: annelida) in transmission of *Hoferellus carassii* (Myxosporea: Myxozoa), the causative agent of kidney enlargement disease (KED) of goldfish *Carassius auratus*. *Fish Pathology*. **23**: 135-139.
- YOKOYAMA, H., OGAWA, K. & WAKABAYASHI, H.** (1995). *Myxobolus cultus* n.sp. (Myxosporea: Myxobolidae) in the goldfish *Carassius auratus* transformed from the actinosporean stage in the oligochaete *Branchiura sowerbyi*. *The journal of Parasitology*. **81**: 446-451.
- YOKOYAMA, H. & WAKABAYASHI, S.** (2000). *Myxobolus aeglefini* found in the skeletal muscle of poroushead eelpout *Allolepis hollandi* from the Sea of Japan. *Fisheries science*. **66**: 963-966.

Annexes

Annexe I : Techniques de coloration

Les colorants ont été préparés comme suit :

A) May-GrünWald

0,25 g de poudre dans 100 ml de méthanol pur

B) Giemsa pur

0,8 g ou 1% de poudre dans ½ méthanol + ½ glycine

- Solution Giemsa :

20ml Giemsa pur + 80 ml Tampon

C) Solution tampon phosphate de travail

225 ml KH_2PO_4 concentrée et 275 ml Na_2HPO_4 concentré (2 semaines)

- Solution KH_2PO_4 concentrée : 20 g KH_2PO_4 poudre pour 1000 ml eau distillée (2 mois)
- Solution Na_2HPO_4 concentrée : 50 g NaHPO_4 poudre pour 1000 ml eau distillée (2 mois)

Nous avons ensuite procédé à la coloration comme suit :

- Fixation au méthanol à 95 % pendant 2 à 3 minutes ;
- Coloration au May-GrünWald, pendant 3 à 4 minutes ;
- Rinçage à l'eau tamponnée ;
- Séchage à l'air libre sur du papier absorbant, pendant 2 à 4 minutes
- Coloration à la solution Giemsa, pendant 10 à 15 minutes ;
- Lavage à l'eau distillée, puis séchage à l'air libre ;
- Montage au Baume de Canada.

Annexe II : Techniques d'histologie

- Fixation au liquide de Carnoy ou au Bouin alcoolique, pendant vingt quatre heures (24 h)
- Déshydratation par trois (3) bains successifs dans l'alcool à 95 % 3 heures
- Trois (3) bains successifs dans du Butanol 3 heures ;
- Imprégnation dans du Butty-paraffine ($\frac{1}{2}$ butanol et $\frac{1}{2}$ paraffine) : un seul bain, pendant toute une nuit (le soir, à partir de 18h jusqu'au lendemain à 8h) ;
- Imprégnation dans de la paraffine pure : trois (3) bains successifs 3 heures ;
- Mise en bloc avec de la paraffine neuve à 60°C ;
- Réalisation de coupes d'environ 5 à 7 micromètres d'épaisseur au moyen d'un microtome à paraffine, type Minot ; recueillies et collées à l'albumine sur des lames d'histologie ;

On procède alors au déparaffinage qui consiste à éliminer le milieu d'inclusion c'est-à-dire la paraffine, puis à la déshydratation :

- 1^{er} bain de toluène, pendant cinq (5) minutes ;
- 2^{ème} bain de toluène, pendant cinq (5) minutes ;
- 1^{er} bain de butanol, pendant cinq (5) minutes ;
- 2^{ème} bain de butanol, pendant cinq (5) minutes ;
- Bain d'alcool à 95 % pendant cinq (5) minutes ;
- Bain d'alcool à 70 % pendant cinq (5) minutes ;

Comme technique de coloration, nous avons utilisé le trichrome de Masson :

- Lavage à l'eau courante, pendant cinq (5) minutes ;
- Coloration à l'hématoxyline de Graot pendant deux (2) à cinq (5) minutes ;
- Lavage à l'eau distillée pendant cinq (5) minutes ;
- Coloration à la Fushine – Acide – Ponceau pendant cinq (5) minutes ;
- Lavage à l'eau acétique ;
- Coloration au vert lumière acétique pendant cinq (5) minutes ;
- Lavage à l'eau acétique pendant cinq (5) minutes ;
- Déshydratation par des bains pendant cinq (5) minutes d'alcool à concentrations croissantes (70, puis 95 %)
- 1^{er} bain de butanol, pendant cinq (5) minutes
- 2^{ème} bain de butanol, pendant cinq (5) minutes
- 1^{er} bain de toluène pendant cinq (5) minutes ;
- 2^{ème} bain de toluène pendant cinq (5) minutes ;

Montage des lames au Baume de Canada et séchage dans une étuve à 60 °C.

Nom : **DIAMANKA Arfang**

Titre du mémoire : **Microsporidies et Myxosporidies parasites des Poissons Cichlidés du Sénégal**

Nature du mémoire : **Diplôme d'Etudes Approfondies (D.E.A) de Biologie Animale.**

Soutenu le 8 Juillet 2006

Jury :

Président :	Bhen Sikina TOGUEBAYE	Professeur	FST/UCAD
Membres:	Cheikh Tidiane BÂ	Professeur	FST/UCAD
	Karamoko DIARRA	Maître de Conférences	FST/UCAD
	Malick FALL	Maître Assistant	FST/UCAD
	Ngor FAYE	Maître de Conférences	FST/UCAD

Résumé

Dans le cadre d'une large prospection sur les poissons Cichlidés du Sénégal, nous avons examiné 284 spécimens appartenant à 6 espèces, 1 ordre et 4 genres. Parmi les 284 poissons examinés, 236 sont parasités, soit un taux global de parasitisme de 83,09%. Ainsi, 4 espèces de Microsporidies et 17 de Myxosporidies ont été inventoriées. Ces poissons Cichlidés hébergent donc des Microsporidies à 19,05% et des Myxosporidies à 80,95%. Nous avons étudié ces parasites par les moyens de la microscopie photonique. Toutes les microsporidioses mises en évidence au cours de ce travail l'ont été par l'observation de xénomes dans les organes parasités. Mais compte tenu de l'insuffisance des données les concernant, les Microsporidies répertoriées sont provisoirement rangées dans le groupe collectif *Microsporidium* Balbiani, 1984. Quant aux myxosporidioses, elles sont dues à des Myxosporidies des genres *Myxobolus* Bütschli, 1882 à 94,12% et *Henneguya* Thelohan, 1892 à 5,88%. Treize (13) de ces Myxosporidies correspondent à des espèces antérieurement décrites et que nous avons retrouvées au cours de nos prospections ; il s'agit de *Henneguya ghaffari*, *Myxobolus brachysporus*, *M. heterosporus*, *M. homeosporus*, *M. israelensis*, *M. agolus*, *M. galilaeus*, *M. beninensis*, *M. camerounensis*, *M. fotoi*, *M. gandiolenis*, *M. dossouis* et *M. charii*. Observées pour la première fois, les 4 autres Myxosporidies représentent des espèces nouvelles pour la Science ; il s'agit de *Myxobolus oreochromisi*, *M. diamaensis*, *M. senegalensis* et *M. cichlidae*. Toutes ces Myxosporidies parasitent leurs hôtes selon deux types d'implantations : soit une implantation diffuse marquée par des spores libres (isolées ou par petits amas) dans les organes parasités ; ce type de localisation est le fait de parasites dits ceolozoïques ; soit une implantation localisée décelable par l'observation de kystes au niveau des organes affectés. L'étude des actions pathogènes des parasites été abordée ; celles-ci peuvent être marquées par la compression d'organes ou par des lésions tissulaires décelables en histopathologie.

Mots clés : Microsporidies, Myxosporidies, Parasites, Poissons, Cichlidés, Sénégal, Taxonomie, Morpho anatomie, Pathologie, *Myxobolus*, *Henneguya*.