

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل

Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION  
DU DIPLOME D'INGENIEUR EN SCIENCES DE LA MER  
OPTION : AQUACULTURE

Thème :

*Contribution à l'étude des interactions entre le  
parasitisme et les facteurs physiologiques chez  
le Tilapia de la ferme « Ezzahra »  
- Ghardaïa -*

Présenté par :

- RAHMOUNI Chahrazed

Soutenu le 13/07/2011 devant le jury suivant :

Mr LOURGUIOUI H.	(ENNSMAL)	Président
M <sup>me</sup> HAOUI MESLEM N.	(ENNSMAL)	Promotrice
M <sup>elle</sup> BENMOKHTAR R.	(CNRDPA)	Examinatrice
Mr BELHASNET K.	(ENNSMAL)	Examinateur
M <sup>me</sup> RABHI N.	(ENNSMAL)	Invitée

Promotion : 2010/2011



# Dédicaces

## A mes chers parents

« Jamais je n'oublierai vos sacrifices pour moi, vous étiez toujours avec moi par vos encouragements et vos conseils. Que vous trouviez dans ce travail une expression de mon grand amour envers vous et de ma grande reconnaissance ! J'aimerais vous demander de trouver dans ce travail, l'expression de mon effort pour arriver à donner un bon exemple de réussite intellectuelle. Vous m'avez toujours appris le sens de la responsabilité, de la raison, du devoir et de la confiance en soi.

Au-delà des mots et des phrases, aucune parole ne saurait exprimer mon éternel attachement, mon profond amour, ma perpétuelle affection et l'infinie gratitude que je vous dois. Que Dieu tout puissant vous protège et vous offre la santé et une longue vie ! »

## A mon cher frère « Hamza »

« Tu étais toujours à mes côtés. Je ne pourrais jamais imaginer ma vie sans toi. Que Dieu te garde, te protège et t'offre une vie pleine de bonheur et de succès ! Que tu trouves dans ce travail mes vifs sentiments d'amour et d'affection ! »

## A ma chère grand-mère

Je sais que tu étais toujours fier de moi et j'espère que tu le seras plus aujourd'hui à l'endroit où tu te reposes. Que Dieu, dans sa grande miséricorde te garde et t'alloue une place de choix dans son royaume céleste.

## A tous les membres de ma famille

« Vous êtes toujours dans mon cœur, Je ne vous oublierai jamais. Veuillez trouver dans ce travail mon expression d'amour envers vous ! »

## A toutes mes amies

Je vous dédie ce travail pour tout ce que cela représente pour vous et pour moi, je vous aime.

A la personne que j'ai tant aimé qu'elle assiste à ma soutenance : ma meilleure amie d'enfance Hind.



# Remerciements

*Je ne peux achever ce travail sans rendre grâce à Dieu tout puissant pour le souffle de vie qu'il m'accorde jusqu'à ces jours, mais aussi pour son aide, sa générosité, pour la patience et la foi qu'il m'a donné pour aboutir à ce stade.*

*Mes vifs remerciements s'adressent à M<sup>me</sup> Meslem N., qui, en tant que promotrice et encadreur professionnel, s'est toujours montrée à l'écoute et très disponible tout au long de la réalisation de ce mémoire, ainsi pour l'inspiration, l'aide et le temps qu'elle a bien voulu me consacrer et sans qui ce mémoire n'aurait jamais vu le jour.*

*Je tiens à exprimer mes sentiments de respect, d'estime et de gratitude à : M<sup>r</sup> Lourquioni H., enseignant à l'ENSSMAL d'avoir accepté de présider le jury et superviser l'audience, M<sup>lle</sup> Benmokhtar R. du CNRDPA ainsi que M<sup>r</sup> Belhasnet K., enseignant à l'ENSSMAL, pour avoir accepté de juger ce modeste travail et de nous avoir honoré de par leur présence.*

*Mes remerciements s'adressent spécialement à M<sup>me</sup> Rabehi N., enseignante à l'ENSSMAL pour son aide précieuse sans laquelle ce travail n'aurait pas abouti à ses fins, son soutien moral et ses conseils précieux malgré ses multiples occupations et de nous avoir honoré par sa présence.*

*J'exprime ma gratitude à M<sup>lle</sup> Amrouche L., enseignante à l'ENSSMAL, qui a su, de par ses réflexions sur le sujet, me guider à travers le monde biologique. Malgré ses multiples occupations, elle a bien voulu m'accorder de l'aide en collaboration avec ses collègues de laboratoire.*

*Je souhaite remercier le laboratoire d'analyse médicale du D<sup>r</sup> Benabadji pour avoir accepté mes échantillons au sein de son laboratoire.*

*Mes remerciements vont également à M<sup>r</sup> Kacher M., enseignant à l'ENSSMAL, pour son encouragement, ses conseils, ses suggestions et ses critiques qui m'ont été d'une très grande utilité.*

*Un grand merci s'adresse au personnel du laboratoire d'aquaculture, et de la bibliothèque en particulier M<sup>r</sup> Boulimane, M<sup>r</sup> Matouk et M<sup>r</sup> Mekki, Fatima et Chriif pour m'avoir permis de travailler dans de bonnes conditions.*

*Je tiens à remercier tous ceux qui ont apporté une contribution directe ou indirecte à la réalisation de ce travail, en particulier Rafik, ancien étudiant à l'ENSSMAL et ses collègues de la ferme Ezzahra pour leur accueil chaleureux et leur aide précieuse durant notre séjour à Ghardaïa, mes camarades pour leur soutien au quotidien ainsi que les étudiants de 4<sup>ème</sup> année aquaculture pour leur aide durant mon travail au laboratoire.*

*Pour finir, j'exprime ma gratitude à tous les consultants et internantes rencontrés lors des recherches effectuées et qui ont accepté de répondre à mes questions avec gentillesse.*

## *Table des abréviations*

°C	Degrés Celsius
µl	Microlitres
µm	Micromètres
AB	Abondance
cm	Centimètre
CNRDPA	Centre National de la Recherche, du Développement de la Pêche et des ressources Halieutiques
CO <sub>2</sub>	Carbone di-oxyde
D.P.R.H	Direction de la Pêche et des Ressources Halieutiques
ddl	Degrés de liberté
EDTA	Acide éthylène diamine tétracétique
FAO	Food and Agriculture Organisation
Fig.	Figure
g	grammes
GB	Globules blancs
GR	Globules rouges
Gr.	Grossissement
H.D	Hôte définitif
H.I.I	1 <sup>er</sup> hôte intermédiaire
H.I.II	2 <sup>ème</sup> hôte intermédiaire
H <sub>0</sub>	Hypothèse nulle
H <sub>1</sub>	Hypothèse alternative
HT	Hématocrite
IM	Intensité moyenne
J	jours
Kg	Kilogrammes
Km	Kilomètres
L.D.H	Lactico-déshydrogénase
L <sub>s</sub>	Longueur standard
L <sub>t</sub>	Longueur totale
$\bar{M}$	Moyenne
m <sup>2</sup> , m <sup>3</sup>	Mètres carrés, mètres cubes
mg/l	Milligrammes par litre
MGG	Coloration de May- Grünwald et Giemsa
mm	Millimètres
NS	Non significatif
N <sub>t</sub> P	Nombre totale de parasite
N <sub>t</sub> P <sub>p</sub>	Nombre total des parasites de la population
<i>O. niloticus</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>
O.M.S	Organisation Mondiale de la Santé
P	Prévalence
P	Probabilité

pH	Potentiel Hydrogène
PLT	Plaquettes
r'	Coefficient de corrélation des rangs ou de <i>Spearman</i>
RGS	Rapport Gonado-somatique
RHS	Rapport hépato-somatique
S	Significatif
T	Tonnes
W <sub>evc</sub>	Poids éviscéré
W <sub>f</sub>	Poids du foie
W <sub>g</sub>	Poids des gonades
W <sub>t</sub>	Poids total
$\chi^2$	Chi-2

## *Liste des figures*

N°	Titre des figures	Page
Fig. 1	<i>Oreochromis niloticus</i> de la ferme Ezzahra.	05
Fig. 2	Anatomie interne d' <i>Oreochromis niloticus</i> .	05
Fig. 3	Répartition géographique du Tilapia du Nil <i>Oreochromis niloticus</i> dans le monde.	06
Fig. 4	Lieux d'introduction d' <i>Oreochromis niloticus</i> en Algérie.	07
Fig. 5	Photos représentant la papille génitale chez <i>Oreochromis niloticus</i>	09
Fig. 6	Le Tilapia hybride de la ferme Ezzahra.	10
Fig. 7	Fermes de tilapiculture en Algérie.	13
Fig. 8	Erythrocytes chez le poisson.	14
Fig. 9	Granulocyte chez le poisson.	15
Fig. 10	Monocyte chez le poisson.	15
Fig. 11	Situation géographique de la commune de Hassi Lafhal.	18
Fig. 12	Bloc technique de la ferme Ezzahra.	19
Fig. 13	Bassin réservé pour le Tilapia avant reproduction.	20
Fig. 14	Bassin de frayère.	20
Fig. 15	Bassin réservé au traitement hormonal.	20
Fig. 16	Larves durant le traitement hormonal.	20
Fig. 17	Bassins d'alevinage.	21
Fig. 18	Bassin de grossissement.	21
Fig. 19	Race way contenant des poissons destinés à l'étude.	22
Fig. 20	Etendue d'eau située derrière la ferme aquacole.	22
Fig. 21	Tilapia placés dans des aquariums équipés au laboratoire.	23
Fig. 22	Longueur totale et standard chez le Tilapia.	25
Fig. 23	Prise de sang au niveau de l'arc branchial.	27
Fig. 24	Automate utilisé pour déterminer la formule sanguine du Tilapia.	28
Fig. 25	Centrifugeuse utilisée pour la séparation des composants du sang.	29
Fig. 26	Equilibrage des tubes dans le rotor.	29
Fig. 27	Cellule de Malassez	29
Fig. 28	Grille de Malassez.	29
Fig. 29	<i>Trichodina</i> sp.	30
Fig. 30	Morphologie générale chez <i>Trichodina</i> sp.	30
Fig. 31	Cycle biologique de <i>Trichodina</i> sp.	30
Fig. 32	<i>Trichodina</i> sp. vue de profil.	33
Fig. 33	<i>Trichodina</i> sp. au niveau des nageoires.	33
Fig. 34	Morphologie générale d' <i>Ichthyophthyrus</i> sp.	34
Fig. 35	<i>Ichthyophthyrus</i> sp. au niveau des lamelles branchiales.	35
Fig. 36	<i>Ichthyophthyrus</i> sp. au niveau de l'arc branchial.	35
Fig. 37	Cycle biologique d' <i>Ichthyophthyrus</i> sp.	36
Fig. 38	<i>Chilodonella</i> sp.	37
Fig. 39	Morphologie générale de <i>Chilodonella</i> sp.	37
Fig. 40	<i>Scyphidia</i> sp.	38

N°	Titre des figures	Page
Fig. 41	Morphologie de <i>Scyphidia</i> sp.	38
Fig. 42	Cycle de vie direct des protozoaires parasites	39
Fig. 43	<i>Cichlydogyrus</i> sp.	40
Fig. 44	Morphologie générale du <i>Cichlydogyrus</i> sp.	41
Fig. 45	Cycle biologique des monogènes (famille des Dactylogyridae).	42
Fig. 46	<i>Cichlydogyrus</i> sp. fixé au niveau d'une lamelle branchiale.	42
Fig. 47	Pâleur des lamelles branchiales.	43
Fig. 48	Lésions pétechiiales aux points de fixation des ancrés.	43
Fig. 49	<i>Gyrodactylus</i> sp.	44
Fig. 50	Morphologie générale du <i>Gyrodactylus</i> sp.	44
Fig. 51	Opisthohapteur du <i>Gyrodactylus</i> sp.	44
Fig. 52	Prohapteur du <i>Gyrodactylus</i> sp.	44
Fig. 53	<i>Gyrodactylus</i> sp. provoquant une hypersécrétion de mucus.	45
Fig. 54	Kystes au niveau de la paroi intestinale chez le Tilapia du Nil.	46
Fig. 55	<i>Haplorchis</i> sp.	46
Fig. 56	Cycle biologique des digènes parasites des poissons.	47
Fig. 57	Influence du sexe chez le Tilapia sur les infections parasitaires	48
Fig. 58	Variation de l'abondance et l'intensité moyenne de <i>Trichodina</i> sp.	49
Fig. 59	variation de la prévalence de <i>Trichodina</i> sp.	49
Fig. 60	Variation de l'abondance et l'intensité moyenne de l' <i>Ichthyophthirius</i> sp.	49
Fig. 61	Variation de la prévalence de l' <i>Ichthyophthirius</i> sp.	49
Fig. 62	Variation de l'abondance et l'intensité moyenne de <i>Chilodonella</i> sp.	50
Fig. 63	Variation de la prévalence de <i>Chilodonella</i> sp.	50
Fig. 64	Variation de l'abondance et l'intensité moyenne de <i>Cichlydogyrus</i> sp.	50
Fig. 65	Variation de la prévalence de <i>Cichlydogyrus</i> sp.	50
Fig. 66	Variation de l'abondance et l'intensité moyenne de <i>Gyrodactylus</i> sp.	51
Fig. 67	Variation de la prévalence de <i>Gyrodactylus</i> sp.	51
Fig. 68	Frottis sanguin d' <i>O. niloticus</i> .	53
Fig. 69	Leucocytes sur lame de Malassez	53

## *Liste des tableaux*

<b>N°</b>	<b>Titre des tableaux</b>	<b>Page</b>
Tableau 1	Clés d'identification des genres de la famille des cichlidés basée sur le mode d'incubation.	04
Tableau 2	Principaux parasites reconnus dans les élevages de Tilapias	31
Tableau 2	Influence du sexe chez le Tilapia sur les infections parasitaires.	48
Tableau 3	Corrélations entre les paramètres physiologiques et le nombre total de parasite retrouvé chez la population.	51
Tableau 4	Corrélations entre les paramètres physiologiques et le nombre total de parasites retrouvés chez les mâles.	52
Tableau 5	Corrélations entre les paramètres physiologiques et le nombre total de parasites retrouvés chez les femelles.	52
Tableau 6	Résultats hématologiques des individus étudiés.	52

# Sommaire

Introduction.....	01
-------------------	----

## Première partie : Généralités

### **Chapitre I Présentation de l'hôte**

1. Taxonomie.....	03
2. La famille des Cichlidés.....	03
3. Le groupe Tilapia.....	04
4. L'espèce <i>Oreochromis niloticus</i> .....	04
4.1 Caractères biologiques et anatomiques.....	04
4.2 Limites écologiques.....	05
4.3 Répartition géographique.....	06
4.4 Régime alimentaire.....	07
4.5 Croissance.....	08
4.6 Reproduction.....	08
4.7 Identification du sexe chez le Tilapia.....	08
5. Le Tilapia hybride.....	09
5.1 Caractéristiques générales.....	09
5.2 Taxonomie.....	10
5.3 Ecologie.....	10
6. Intérêt piscicole du Tilapia.....	10

### **Chapitre II La tilapiculture en Algérie**

1. Elevage extensif.....	11
2. Elevage semi-intensif.....	11
3. Elevage intensif.....	11

### **Chapitre III Physiologie, hématologie et immunité antiparasitaire**

1. Variations de la physiologie.....	12
2. Hématologie chez le poisson.....	13
2.1 Le pH sanguin.....	13
2.2 Le plasma.....	13
2.3 Les érythrocytes ou globules rouges.....	13
2.4 Les leucocytes ou globules blancs.....	14
2.5 Les thrombocytes ou plaquettes.....	15
3. Tissus hématopoïétiques et immunité antiparasitaire.....	15

### **Chapitre IV La parasitofaune du Tilapia.....**

### **Chapitre V Les risques d'introduction d'espèces de poissons.....**

## Deuxième partie : Matériel et méthodes

### **Chapitre I. Présentation de la ferme aquacole « EZZAHRA »**

1. Historique de la ferme.....	18
2. Cycle de Production de la ferme.....	19

2.1 Sélection des géniteurs.....	19
2.2 Reproduction.....	19
2.3 Incubation et éclosion.....	20
2.4 Récolte des larves et traitement hormonal.....	20
2.5 Phase d'alevinage.....	21
2.6 Phase de grossissement.....	21
<b>Chapitre II. Etude de la parasitofaune du Tilapia</b>	
1. Capture des poissons.....	22
2. Dissection.....	22
3. Conservation et identification des parasites.....	23
4. Indices épidémiologiques.....	23
<b>Chapitre III. Etude de quelques aspects de biologie parasitaire</b>	
1. Influence du sexe sur le parasitisme.....	24
2. Influence de la taille sur le parasitisme.....	24
<b>Chapitre IV. Incidence du parasitisme sur l'hôte</b>	
1. Mesure des paramètres physiologiques.....	25
2. Variation des paramètres physiologiques en fonction du sexe.....	26
3. Interactions entre le parasitisme et les paramètres physiologiques.....	26
<b>Chapitre V. Hématologie</b>	
1. Prise de sang.....	27
2. Détermination de la formule sanguine du Tilapia.....	27
3. Réalisation des frottis sanguins.....	28
4. Comptage des leucocytes.....	28
<b><u>Troisième Partie : Résultats</u></b>	
<b>Chapitre I. La parasitofaune du Tilapia</b> .....	30
1. <i>Trichodina</i> sp.....	30
1.1 Position systématique.....	30
1.2 Description et cycle biologique.....	30
1.3 Pathogénie.....	33
2. <i>Ichthyophthirius</i> sp.....	33
2.1 Position systématique.....	33
2.2 Description et cycle biologique.....	34
2.3 Pathogénie.....	35
3. <i>Chilodonella</i> sp.....	36
3.1 Position systématique.....	36
3.2 Description et cycle biologique.....	37
3.3 Pathogénie.....	37
4. <i>Scyphidia</i> sp.....	38
4.1 Position systématique.....	38
4.2 Description et cycle biologique.....	38
4.3 Pathogénie.....	39
5. <i>Cichlydogyrus</i> sp.....	39
5.1 Position systématique.....	40
5.2 Description et cycle biologique.....	40
5.3 Pathogénie.....	41

6. <i>Gyrodactylus</i> sp.....	43
6.1 Position systématique.....	43
6.2 Description et cycle biologique.....	43
6.3 Pathogénie.....	45
7. Métacercaires de trématodes.....	45
7.1 Position systématique.....	45
7.2 Description et cycle biologique.....	46
7.3 Pathogénie.....	46
<b>Chapitre II. Etude de quelques aspects de biologie parasitaire</b>	
1. Influence du sexe sur le parasitisme.....	48
2. Influence de la taille sur le parasitisme.....	49
<b>Chapitre III. Incidence du parasitisme sur l'hôte</b>	
1. Variation des paramètres physiologiques en fonction du sexe.....	51
2. Interactions entre le parasitisme et les paramètres physiologiques .....	51
<b>Chapitre IV. Hématologie</b>	
1. La formule sanguine du Tilapia .....	52
2. Résultats du frottis sanguin.....	52
<b><u>Quatrième partie : Discussion</u></b>	
<b>Chapitre I. La parasitofaune du Tilapia</b>	
1. <i>Trichodina</i> sp.....	54
2. <i>Ichthyophthirius</i> sp.....	54
3. <i>Chilodonella</i> sp.....	54
4. <i>Scyphidia</i> sp.....	54
5. <i>Cichlydogyrus</i> sp.....	54
6. <i>Gyrodactylus</i> sp.....	54
7. <i>Haplorchis</i> sp.....	55
<b>Chapitre II. Etude de quelques aspects de biologie parasitaire</b>	
1. Influence du sexe sur le parasitisme .....	55
2. Influence de la taille sur le parasitisme .....	56
<b>Chapitre III. Incidence du parasitisme sur l'hôte</b>	
1. Variation des paramètres physiologiques en fonction du sexe.....	56
2. Interactions entre le parasitisme et les paramètres physiologiques.....	58
<b>Chapitre IV. Hématologie.....</b>	58
Conclusion générale.....	59
Bibliographie.....	61
Annexes	

**L**a pêche constitue une ressource renouvelable qui ne pourrait indéfiniment fournir du poisson si l'on ne pense pas à développer d'autres activités. Pour cela, l'aquaculture a été introduite afin de combler le déficit, essentiellement pour les pays pauvres. Bien que timidement, le développement de cette dernière a été initié en Algérie par le Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques « MPRH ». Il a débuté par l'introduction de nouvelles espèces : carpes, truite arc-en-ciel dans plusieurs régions du pays (Zouakh, 2009).

**E**ntre 2002 et 2004, des plans d'eau (lacs, retenues collinaires, barrages) ont été approvisionnés en alevins importés d'Egypte par le MPRH (Zouakh *et al.*, 2006). Malgré l'intérêt porté par l'état et les moyens mis en place, le développement piscicole n'a pas connu un résultat escompté et, de ce fait plusieurs projets ont été abandonnés. Il faudrait signaler que ce n'est qu'au cours de ce dernier quinquennal que l'état s'est sérieusement penché sur le problème en s'impliquant par le biais de son ministère. C'est ainsi qu'on a enregistré d'autres initiatives de développement plus importantes que les précédentes et, qui ont permis un « réamorçages » de l'aquaculture dans le pays.

**L**'introduction de l'espèce Tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* et l'hybride *O. niloticus* × *O. mossambicus* à l'inverse des autres espèces, sont mentionné comme un succès dans le pays. Ces poissons font l'objet d'élevage dans les zones sahariennes et semi-arides. Cependant, plusieurs chercheurs dans le domaine rapportent que l'empoisonnement des plans d'eaux par de nouvelles espèces présente un danger potentiel sur la faune autochtone par l'arrivée de germes pathogènes, en particuliers les parasites.

**E**n effet, le parasitisme est parmi les processus évolutifs responsables de la diversité et de l'organisation du monde vivant. Non seulement il concerne tous les êtres vivants (en tant qu'hôtes ou parasites) (Price, 1980), mais il est source de pression sélective pour chacun des deux partenaires (Cousteau, 1991). Par ailleurs, le parasite qui ne peut vivre sans hôtes constitue par définition l'un des facteurs de l'individu hôte, puisqu'il se développe à ses dépens (Price, 1980). Toutefois, le parasite exerce une pression sur l'espèce hôte, bien entendu, en sa fécondité, son état physiologique et son immunité (Bouletreau, 1986 *in* Coustau, 1991).

**L**es poissons, tout comme les vertébrés, possèdent un système immunitaire complexe. Ces dernières décennies, les connaissances dans ce domaine chez les téléostéens ont fait d'énormes progrès grâce aux techniques d'investigations modernes et à l'intensification des recherches. L'objectif recherché est l'amélioration de la qualité des productions aquacoles pour la consommation humaine (Zaccone *et al.*, 2009 *in* Meunier, 2010). Les recherches sur les poissons ont pris exemple sur celles qui étaient menées chez les mammifères. Les résultats acquis aujourd'hui montrent des différences significatives avec les données obtenues chez les vertébrés homéothermes.

**P**ar ailleurs, certaines espèces de téléostéens se sont avérés des modèles biologiques très performants pour l'étude de différents aspects de l'immunologie. Les principaux travaux sont menés sur des espèces d'intérêt aquacole (truite et saumon, bar, dorade, turbot, tilapia, poisson chat, ...etc.) ainsi que sur d'autres modèles comme le poisson rouge (Zaccone *et al.*, 2009 *in* Meunier, 2010).

**E**n effet, plusieurs pathologies ont été signalées chez cette espèce au sein des élevages au niveau des fermes aquacoles du pays (R. Belaribi, 2008 ; I. Ayeche et N. Djelloudi, 2010). Les germes pathogènes responsables de ce déséquilibre étaient facilement détectés par les scientifiques lors de leurs recherches et ce, sur demande des éleveurs. L'influence de ces germes sur l'aspect physiologique et immunitaire n'a jamais été prise en considération. De ce fait, notre étape de recherche peut être considérée comme unique dans le pays.

**L**e présent mémoire a pour objectif d'étudier l'interaction chez le Tilapia entre les différents facteurs physiologiques, et l'influence de la présence des parasites sur le phénomène d'élevage tout en soulignant l'aspect hématologique. Le choix du matériel biologique fut motivé par l'immense intérêt économique et social envers le Tilapia.

**N**otre étude comprend les parties suivantes :

- La première partie est consacrée aux généralités
- La deuxième partie est réservée à la méthodologie et aux matériels utilisés
- Les résultats obtenus sont rapportés dans la troisième partie du mémoire ;
- La quatrième partie présente les interprétations des résultats obtenus ;
- En fin, nous achevons ce modeste travail par une conclusion générale.

## Chapitre I Présentation de l'hôte

Le groupe zoologique des poissons est particulièrement vaste puisque plus de 20 000 espèces constituent ce groupe très hétérogène (Magnan, 1999). On y trouve des espèces aux formes les plus étranges et aux couleurs les plus diverses.

Plusieurs poissons d'eau douce ont leurs plus proches parents de mer (Muus *et al.*, 1991). Du fait, près de 7 000 espèces se répartissent dans les eaux douces (Breton *et al.*, 1999).

### 1. Taxonomie

Règne	Animalia
Embranchement	Chordata
Sous-embranchement	Vertebrata
Classe	Ostéichtyens
Sous-classe	Neoptérygiens
Super-ordre	Téléostéens
Ordre	Perciformes
Sous-ordre	Labroidae
Famille	Cichlidae
Genre	<i>Oreochromis</i>
Espèce	<i>Oreochromis niloticus</i> (Linnaeus, 1758)

### 2. La famille des cichlidés

Le groupe *Tilapia* appartient à la famille des Cichlidae et réunit en son sein 70 espèces dont une vingtaine utilisées en élevage. Il est composé de quatre genres : *Tilapia* (Smith, 1840), *Sarothérodon* (Ruppell, 1852), *Oreochromis* (Gunther, 1889) et *Danakila*, mais de nos jours les *Oreochromis* sont les plus utilisés en élevage, en particulier *Oreochromis niloticus* (Eyeson, 1983 in Toguyeni, 1996). En Algérie, cette famille peut être considérée comme le deuxième grand groupe de poisson en pisciculture d'eau douce après les cyprinidés (Ayeche et Djelloudi, 2010).

Du point de vue phylogénique<sup>1</sup>, les cichlidés ont probablement évolué à partir d'un nombre limité ancestrales africaines, se répartissant ensuite progressivement dans le reste du monde et restant pour la plupart localisées dans des zones bien précises (Bianchi *et Sperotti*, 1998).

La plupart des cichlidés vivent sur le continent africain et le continent américain. On les trouve en effet dans toute l'Afrique (y compris Madagascar), dans certaines régions d'Amérique du nord et dans une grande partie de l'Amérique centrale et du sud.

Cette vaste distribution est probablement la conséquence d'une certaine tolérance à la salinité, plusieurs espèces étant adaptées à la vie en eau saumâtre et s'aventurant même en mer à l'occasion (Durand *et Lévêque*, 1981).

Malgré cette diversité, le soin apporté aux œufs et aux juvéniles reste un point commun chez cette famille (Bailey *et al.*, 2007), qui diffère selon les genres comme le montre le tableau suivant :

<sup>1</sup> La phylogénie est l'étude des parentés entre différents être vivants en vue de comprendre l'évolution des organismes vivants. On peut étudier la phylogénie d'un groupe d'espèces, entre populations ou individus.

**Tableau 1 :** Clés d'identification des genres de la famille des cichlidés basée sur le mode d'incubation (Trewavas, 1983 *in* Ouedraogo, 2000).

<i>Tilapia</i> (Smith, 1840)	<i>Sarothéodon</i> (Ruppell, 1852)	<i>Oreochromis</i> (Gunther, 1889)
Incubation des œufs sur substrat	Incubation buccale	Incubation buccale
Garde biparentale (couple)	Garde uniparentale	Garde uniparentale (maternelle)

### 3. Le groupe *Tilapia*

Le premier élevage de *Tilapia* pourrait remonter à 2 500 ans avant Jésus-Christ (Lequenne, 1984). L'expression « *Tilapia* » est d'origine africaine du mot « *thiape* » qui veut dire poisson (Chapman, 2003).

C'est l'une des meilleures espèces recherchées pour l'aquaculture (Nandlal *et* Pickering, 2004) et l'un des poissons le plus largement cultivés dans le monde. Plusieurs facteurs ont contribué à l'augmentation globale et rapide de la production de cette espèce (fao.org, 2009 *in* Mjoun *et al.*, 2010).

Les *Tilapias* sont des planctonophages présentant un dimorphisme sexuel marqué et un comportement sexuel très défini sur lequel est basée la classification des genres. Ce sont des poissons rustiques qui présentent une grande prolificité ce qui leur a valu la mauvaise réputation de surpeupler les étangs. Ceci a pour conséquence le nanisme des individus, qui deviennent alors difficilement commercialisables (Burlot *et al.*, 1998).

### 4. L'espèce *Oreochromis niloticus*

- ✓ Noms communs : *Tilapia* du Nil ; *Tilapia* gris.
- ✓ Synonymes : *Chromis nilotica* (Linneus, 1757) ; *Perca nilotica* ; *Tilapia nilotica* (Linneus, 1757) ; *Sarotherodon niloticus* (Ruppell, 1852) (Lévêque et Paugy, 1984).

#### 4.1 Caractéristiques biologiques et anatomie

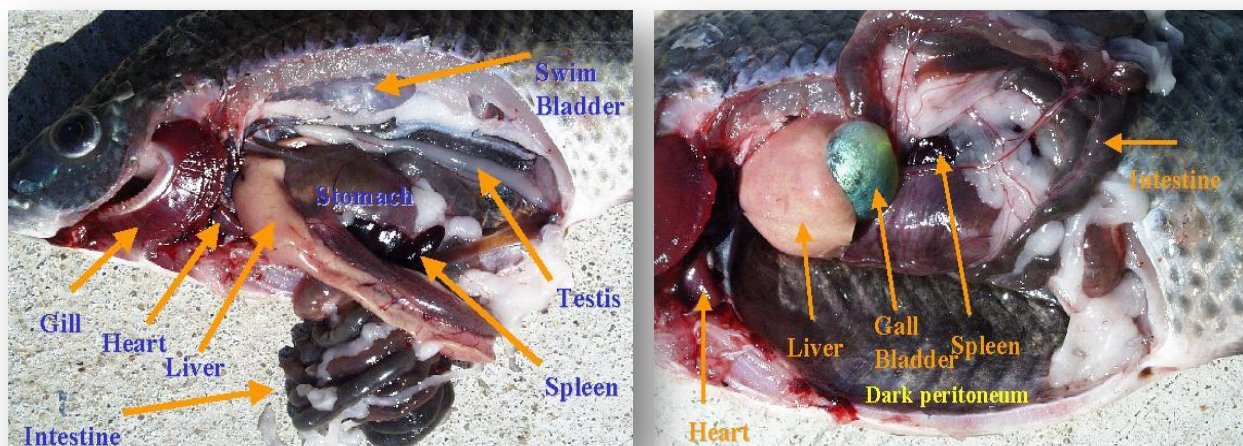
On reconnaît *Oreochromis niloticus* (fig. 1) par ses rayures verticales sur la nageoire caudale. La ligne latérale supérieure couvre 21 à 24 écailles (Lacroix, 2004). Généralement, sur le terrain, le pisciculteur reconnaît les adultes de cette espèce par :

- ✓ Une coloration grisâtre avec poitrine et flancs rosâtres et une alternance de bandes verticales claires et noires nettement visibles notamment sur la nageoire caudale et la partie postérieure de la nageoire dorsale ;
- ✓ Un corps recouvert d'écailles cycloïdes relativement grandes (Ross, 2000 *in* El Sayed, 2006) ;
- ✓ Un nombre élevé de branchiospines fines et longues (18 à 28 sur la partie inférieure du premier arc branchial, et 4 à 7 sur la partie supérieure) ;
- ✓ Une nageoire dorsale longue à partie antérieure épineuse (17-18 épines) et à partie postérieure molle (12-14 rayons) ;
- ✓ Une nageoire dorsale et caudale présentant un liseré noir chez les mâles (El Sayed, 2006).



**Fig. 1 :** *Oreochromis niloticus* de la ferme Ezzahra.

D'après Froese (2006), à maturité, la longueur est de 17.7 cm avec un maximum de 60 cm. Le poids maximal observé est de 4324 g avec une durée de vie relativement courte. Elle est estimée entre 4 et 7 ans et peut arriver jusqu'à 9 ans.



**Fig. 2 :** Anatomie interne d'*Oreochromis niloticus*

[www.uaex.edu/agoodwin/Biology%20of%20Fishes%202010/Text/2%20Fish%20guts/chpr2txt.html](http://www.uaex.edu/agoodwin/Biology%20of%20Fishes%202010/Text/2%20Fish%20guts/chpr2txt.html)

#### 4.2 Limites écologiques

*O. niloticus* est une espèce thermophile : sa distribution géographique est principalement déterminée par la température et surtout la basse température (Melard, 1986 in Ouedraogo, 2000).

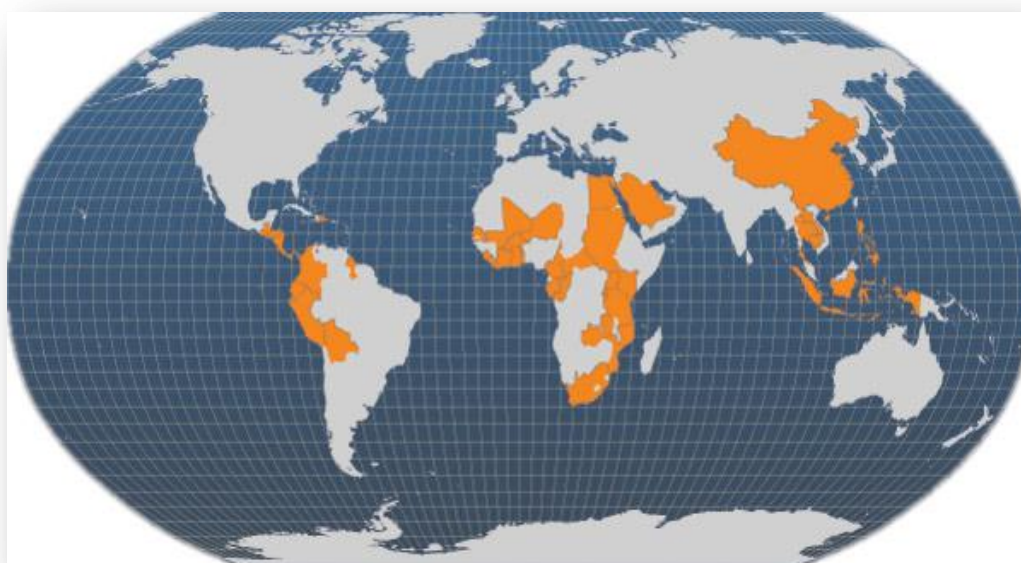
Dans le milieu naturel, cette espèce supporte des températures de 14 à 33°C, mais dans des conditions de laboratoire, *O. niloticus* tolère des températures entre 7°C et 41°C pendant plusieurs heures (Balarin et Hatton, 1979 in Ouedraogo, 2000). Ils résistent aux conditions anoxiques (moins de 1 mg d'oxygène / litre) mais il est souhaitable de rester au dessus de 2 mg/l (Barnabé 1991).

La gamme de pH peut varier de 5 jusqu'à 11. Un intervalle de 7 à 8 est cependant recommandé (Barnabé, 1991).

*O. niloticus* se reproduit généralement à une salinité pouvant aller jusqu'à 29‰ et peut survivre à des salinités atteignant 30‰ (Zouakh *et al.*, 2004 *in* Ayeche et Djelloudi, 2010) voire 35‰ (Barnabé, 1991). La qualité de l'eau recommandée en élevage du Tilapia est indiquée dans le tableau 1 en annexe 1.

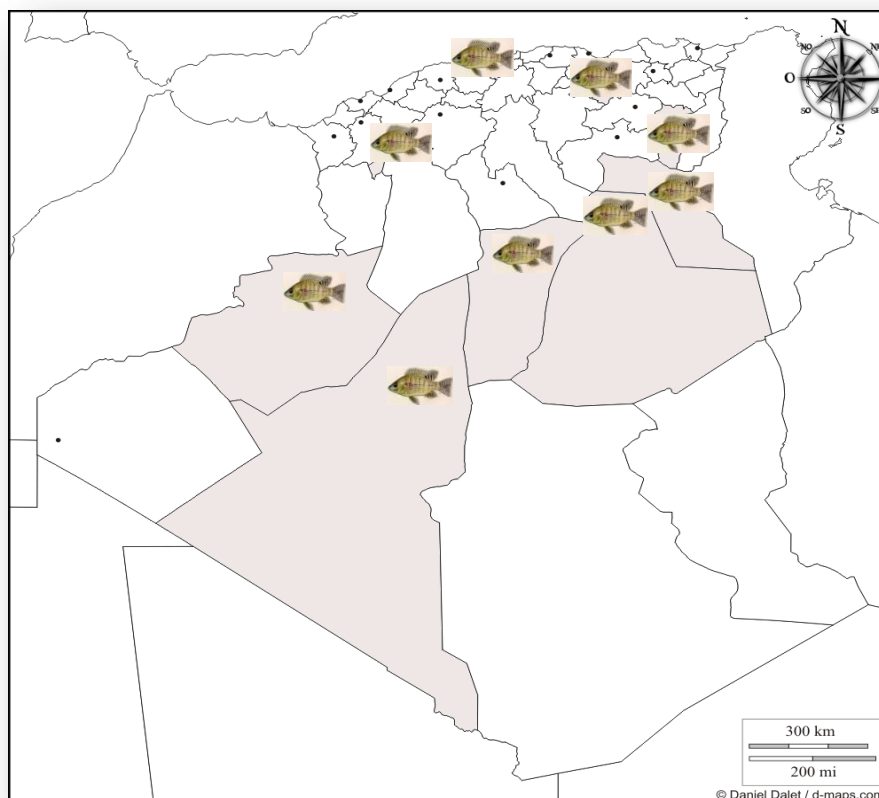
#### 4.3 Répartition géographique

La distribution géographique d'une espèce (animale ou végétale) est fortement liée à ses exigences écologiques (Ouedraogo, 2000). Le Tilapia du Nil se trouve à présent sur le continent africain (fig. 3), asiatique et américain (fao.org, 2011).



**Fig. 3 :** Répartition géographique d'*Oreochromis niloticus* dans le monde.  
(Statistiques de pêche fao, 2006)

En Algérie (fig. 4), 4000 alevins et 210 géniteurs d'*Oreochromis niloticus* ont été importés d'Egypte en Avril 2002 (mortalité enregistrée : 1030 individus) par le Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques et introduits dans différentes régions du pays (Bentoumi et Kahil, 2005) : Tipaza, Sétif, Bechar, Adrar, Ouargla, Saïda, El-Oued, Ghardaïa, Khenchla. (zouakh *et al.*, 2004 *in* Ayeche et Djelloudi, 2010).



**Fig. 4 :** Lieux d'introduction d'*Oreochromis niloticus* en Algérie.  
(zouakh *et al.*, 2004 in Ayeche et Djelloudi, 2010 adaptée par moi-même)

#### 4.4 Régime alimentaire

Dans le milieu naturel, *O. niloticus* est essentiellement phytoplanctonophage (Moryarty *et Moryarty*, 1973) et consomme de multiples espèces de Chlorophycées, Cyanophycées, Euglonophycées (Moryarty, 1973 in El Sayed, 2006) ; ce qui ne l'empêche pas également d'absorber du zooplancton et même des sédiments riches en bactéries et Diatomées (Ouedraogo, 2000).

Mais en milieu artificiel (systèmes de pisciculture) cette espèce est pratiquement omnivore valorisant divers déchets agricoles, tirant parti des excréments de volailles, de déchets ménagers, acceptant facilement des aliments composés sous forme de granulés, etc. Cette capacité d'adaptation à divers aliments est à la base de sa haute potentialité pour la pisciculture (Kestmont *et al.*, 1989 in Ouedraogo, 2000).

#### 4.5 Croissance

En général, *Oreochromis niloticus* est connu pour sa croissance rapide (Mc Connel, 1982 in fao.org, 2002) et présente un indice de croissance plus performant que les autres espèces de Tilapia (Pauly *et al.*, 1988 in Pauly *et al.*, 1996 in Pullin *et al.*, 1996). Sa vitesse de croissance est extrêmement variable selon les milieux.

De nombreux travaux font état d'une différence de croissance entre les femelles et les mâles. Diverses expériences de croissance réalisées avec des individus mâles et femelles dans des conditions environnementales optimales révèlent une meilleure croissance des mâles par rapport aux femelles (Ouedraogo, 2000).

#### 4.6 Reproduction

Dans les milieux naturels, la taille de première maturité chez le Tilapia du Nil diffère selon le sexe (Plisnier *et al.*, 1988 in fao.org, 2002). Toutefois cette taille peut se modifier au sein d'une même population en fonction des conditions fluctuantes du milieu (Gwahaba, 1973 in fao.org, 2009). Un bon nombre de facteurs écologiques influent sur la reproduction des poissons dont celle d'*O. niloticus* : le niveau d'eau, les précipitations, la température (>22°C), la conductivité, le pH et la transparence (Benech *et* Dansoko, 1994) avec l'augmentation de la photopériode et de l'intensité lumineuse.

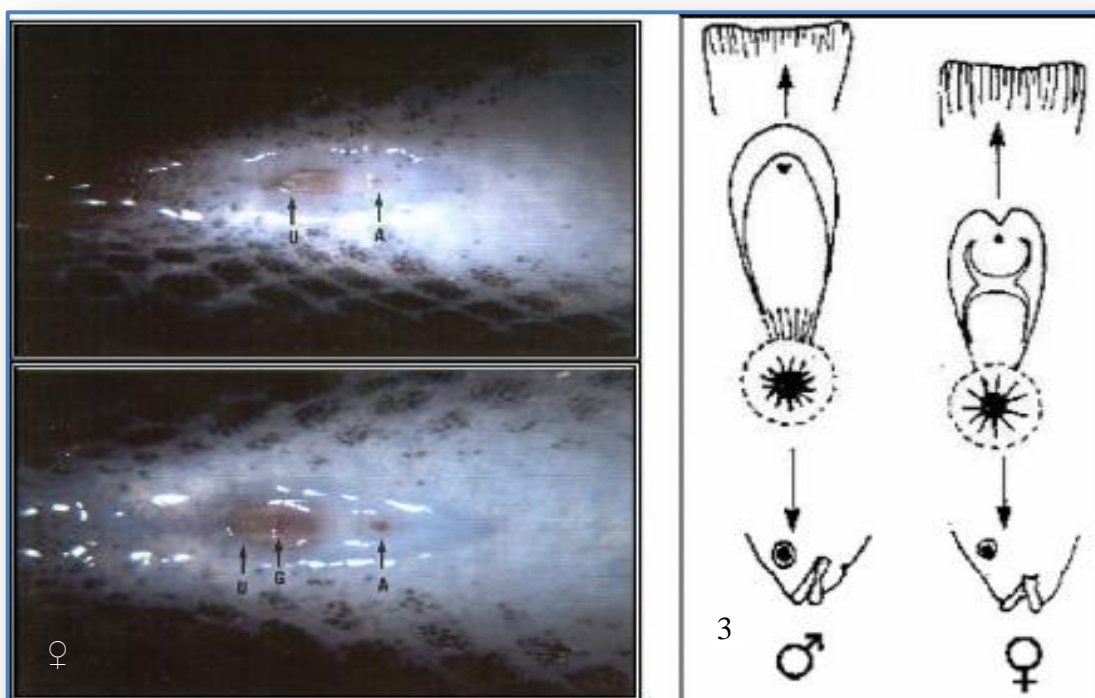
Les adultes migrent vers la zone littorale peu profonde et les mâles se rassemblent en arène de reproduction où ils délimitent chacun leur petit territoire et creusent un nid en forme d'assiette creuse. En cas d'arrêt au-dessus d'un nid et après une parade nuptiale de synchronisation sexuelle, la femelle dépose un lot d'ovules que le mâle féconde immédiatement et que la femelle reprend en bouche pour les incuber. (RUWET *et al.*, 1976 in fao.org, 2002).

La femelle incube ses œufs fécondés dans la zone peu profonde et les garde en bouche jusqu'à éclosion, 4 à 5 jours après. Par un jeu des mâchoires, les œufs sont mélangés avec de l'eau fraîche bien oxygénée (fao.org, 2002).

Les alevins gardés par la femelle pendant plusieurs jours après l'éclosion mais restent à proximité de leur mère. A la taille d'environ 10 mm, ils quittent définitivement leur mère et vivent en petits bancs dans les eaux littorales peu profondes (fao.org, 2002).

##### 4.6.1 Identification du sexe chez le Tilapia

Chez les mâles, la papille génitale est allongée contrairement aux femelles où elle présente à son milieu une fente transversale (oviducte) située entre l'anus et l'orifice urétral (fig. 5). Cette caractéristique permet distinguer aisément les mâles et des femelles lorsqu'ils atteignent un poids de 25-30 g et une taille de 10-12 cm (Ouedraogo, 2000).



**Fig. 5 :** (A gauche) photos représentant la papille génitale chez *Oreochromis niloticus* chez un mâle de 24 g (1) Gr. : 75 x et une femelle de 20 g (2). Gr. : 33 x.

(Toguyeni et Baroiller, 1996)

(1) U = orifice uro-génital ; (2) G = orifice génital; U = orifice urinaire ; A = anus

(3) : (à droite) Dimorphisme sexuel chez *O. niloticus* (fao.org, 2002).

## 5. Tilapia hybride

### 5.1 Caractéristiques générales

Le Tilapia hybride ou rouge (fig. 6) est le résultat du croisement du Tilapia du Nil mâle *O. niloticus* (Linné, 1758) et le Tilapia du Mozambique femelle *O. mossambicus* (Peters, 1852). Le but de cette manipulation humaine est de produire une population 100% mâle ou un pourcentage élevé de mâles. A présent, le Tilapia rouge est en cours de production pour l'aquaculture (Aiken *et al.*, 2002; Hashim *et al.*, 2002 in Canonico *et al.*, 2005).

Hickling (1960) a été le premier à signaler la possibilité de produire des populations mâles hybrides et non stériles (Lovshin, 1982 in Pullin *et al.*, 1988).

En général, les Tilapias hybrides ont un taux de survie similaire à celui de l'espèce parentale et dans certains cas, le taux de croissance spécifique et de conversion alimentaire sont plus importants chez ces espèces (Nobah *et al.*, 2008).

Dans la littérature, les descriptions détaillées sur la morphologie et la biologie de cette espèce manquent. Néanmoins, l'aspect pâle avec la coloration rosâtre et les taches noires sont caractéristiques chez cette espèce (Belaribi, 2008).

## 5.2 Taxonomie

Famille	Cichlidae
Genre	<i>Oreochromis</i>
Espèce	<i>O. niloticus</i> (Linné, 1758) × <i>O. mossambicus</i> (Peters, 1852)



**Fig. 6 :** Le Tilapia hybride de la ferme Ezzahra.

## 5.3 Ecologie

En général, les Tilapias, en particulier *O. mossambicus* et son hybride sont des espèces euryhalines<sup>2</sup> et, peuvent envahir les estuaires et les écosystèmes marins (Costa-Pierce *et* Riedel, 2000 *in* Canonico *et al.*, 2005).

Watanabe *et al.* (1985) ont étudié les tolérances de salinité chez le Tilapia rouge. Ils indiquent qu'elle peut varier de 17 jusqu'à 27‰ selon l'âge de l'espèce. Les mêmes auteurs rapportent que les Tilapias mâles sont plus tolérants que les femelles (El Sayed, 2006).

## 6. Intérêts piscicoles du Tilapia

Dans l'état actuel des connaissances, le meilleur poisson de base pour la pisciculture en Afrique reste l'*O. niloticus*. Ses principales qualités sont :

- ✓ Sa rusticité ;
- ✓ Sa rapidité de croissance ;
- ✓ Son régime alimentaire relativement plastique ;
- ✓ Sa reproduction facile ;
- ✓ Son succès auprès du consommateur (Lazard, 1984) ;

La production mondiale du Tilapia augmente à un rythme élevé : 400 000 T en 1990, 1 800 000 T en 2004, *O. niloticus* représente 85 à 90% de la production mondiale des cichlidés. Les pays développés n'ont découvert le Tilapia que depuis deux décennies. La qualité de la chair est souvent comparée à celle du poisson-chat américain voire à celle de la morue. De nombreuses prospectives positionnent le tilapia comme une des espèces susceptibles de remplacer certaines espèces marines en danger (Lazard, 2007).

<sup>2</sup> Espèces qui supportent des variations de salinité importantes du milieu où elles vivent.

## **Chapitre II La tilapiculture en Algérie**

Le Tilapia est une espèce très appréciée pour ses potentialités aquacoles. Ces caractéristiques biologiques rendent ce dernier apte à tous les modes connus d'élevage, du plus extensif au plus intensif, avec tous les intermédiaires. Il est donc possible d'intégrer sa pisciculture à différents schémas de développement (Prunet *et* Bornacin *in* Lazard, 1987 *in* Rachedi *et* Belhadj, 2007).

En Algérie, *O. niloticus* a été ciblée pour sa rusticité aux conditions climatiques et surtout en zone saharienne dont la température de l'eau et la salinité stimulent la croissance et la reproduction de cette espèce (Rachedi *et* Belhadj, 2007).

### **1. Elevage extensif**

L'élevage extensif se caractérise schématiquement, par une faible densité d'empeusement et une alimentation des poissons reposant essentiellement sur la production de la nourriture naturelle qu'ils peuvent trouver dans l'écosystème d'élevage. Souvent, ils sont pratiqués sur de grandes étendues avec un coup de production réduit (Lévêque *et* Paugy, 2006).

En application du Plan National de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture, une campagne de peuplement et repeuplement a été entreprise en Mai 2002 par le MPRH. L'ensemencement en alevins d'*O. niloticus* a eu lieu dans la retenue collinaire de Merdjet Sidi Abed (Mardjet El Amal) dans la Wilaya de Relizane (100 alevins) et au niveau du barrage Djorf Torba (200 alevins). De plus, la Direction de la Pêche et des Ressources Halieutiques de Ouargla a réalisé un empoissement au niveau de la retenue collinaire Hassi Ben Abdellah (D.P.R.H Ouargla., 2007).

### **2. Elevage semi-intensif**

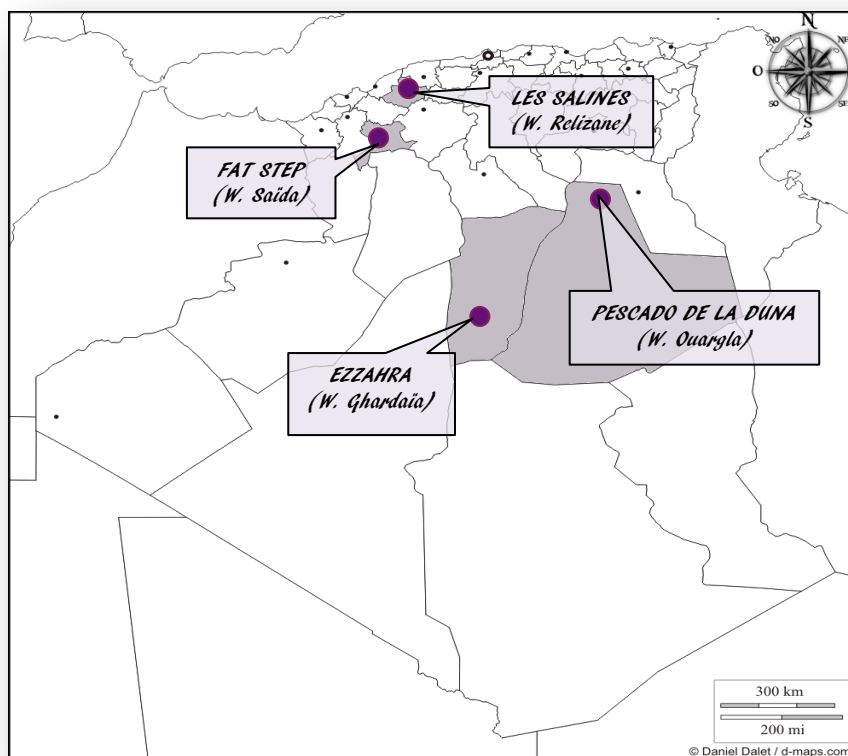
Un même type d'écosystème aquacole peut être utilisé de façon plus ou moins extensive ou intensive, selon la densité d'empeusement choisie et la nécessité de recourir ou non à une alimentation composée plus ou moins élaborée et complète. Cela amène à la définition du type d'élevage intermédiaire qualifié de semi-intensif (Lévêque *et* Paugy, 2006).

En Algérie, l'élevage semi-intensif s'effectue dans des bassins d'irrigations comme une activité annexe à l'agriculture. L'eau d'élevage est réutilisée pour l'irrigation afin de fertiliser les terres. C'est le cas des fermes agro-aquacoles telles que les fermes « Ben Karna », « Gouaraa » et la ferme agricole « Ben Hammouda » à Ghardaïa (Ayeche *et* Djelloudi, 2010). Ce type d'élevage ne produit que de petites quantités de poisson consommées uniquement par les agriculteurs.

### **3. Elevage intensif**

L'élevage intensif correspond généralement à des mises en charge en poissons élevées, au recours systématique à une alimentation composée ou autres intrants, à un renouvellement de l'eau important dans la structure d'élevage. Du fait de l'utilisation d'intrants (fertilisants, aliments) et, éventuellement d'énergie (pompage), le cout de production de poisson est élevé (Lévêque *et* Paugy, 2006).

En Algérie, la tilapiculture en intensif est représentée dans la figure 7 :



**Fig. 7 :** Fermes de tilapiculture en Algérie.  
(Rachedi *et* Belhadj, 2007 adaptée par moi-même)

### Chapitre III Physiologie, hématologie et immunité antiparasitaire

#### 1. Variations de la physiologie

La présence d'agents pathogènes peut affecter les performances du poisson. Pour évaluer l'état physiologique général des poissons, quatre indicateurs sont fréquemment utilisés :

- ✓ La « condition corporelle », exprimée par le « facteur de condition K » ou « coefficient de condition », représente l'embonpoint des poissons (Bruslé *et* Quignard, 2004), en supposant qu'à taille égale, un individu de masse supérieure est en meilleure santé (Bolger *et* Connolly 1989 *in* Poisot, 2007). Cette condition varie avec l'appétit, la valeur des aliments, l'état sexuel et en fonction de l'état physiologique et sanitaire ; elle dépend également des conditions de milieu (Bruslé *et* Quignard, 2004).
- ✓ Le RGS, rapport entre le poids des gonades et le poids du corps, permet d'évaluer l'investissement dans la reproduction (Durif *et al.*, 2000).
- ✓ Le RHS, rapport entre le poids du foie et le poids du corps, donne une indication de la quantité d'énergie disponible à l'individu (Chellappa *et al.*, 1995 *in* Woo *et al.*, 2002; Lefebvre *et al.* 2004).

## 2. Hématologie chez les poissons

Le sang est un tissu conjonctif à matrice extracellulaire liquide, similaire à celui des autres vertébrés. Il est peu abondant chez les poissons et représente à peine 2 à 5% du poids total du corps des téléostéens, 5 à 7% chez les chondrichthyens et participe à des fonctions primordiales telles la respiration, la nutrition des cellules, l'excrétion, l'homéostasie<sup>3</sup> et le transport d'hormones.

C'est un tissu très spécialisé constitué de cellules en suspension dans un liquide, le plasma, solution complexe de composés organiques et inorganiques en échange constant avec les tissus (Genten *et al.*, 2011).

### 2.1 Le pH sanguin

Le plus souvent, il est compris entre 7.8 et 8.0 et est déterminé en grande partie par la présence d'acide organique (acide lactique) et de CO<sub>2</sub>. Ce dernier est véhiculé principalement sous forme d'ions bicarbonates, le reste du CO<sub>2</sub> est soit dissous dans le plasma, soit lié à l'hémoglobine (Genten *et al.*, 2011).

### 2.2 Le plasma

Le plasma est un liquide incolore ou jaunâtre essentiellement constitué par l'eau (95%) (Beaumont *et al.*, 1995). Il contient les produits de la digestion, des anticorps, des minéraux et gaz dissous, des enzymes....etc.

La céruloplasmine, le fibrinogène sont quelques-unes parmi les autres protéines du sang (Genten *et al.*, 2011). Le fibrinogène est responsable de la coagulation du plasma en dehors des vaisseaux sanguins en se transformant en fibrine insoluble (Beaumont *et al.*, 1995).

Les hormones thyroïdiennes T3<sup>4</sup> et T4<sup>5</sup> circulent à l'état libre. Des enzymes telles la phosphatase alcaline, LDH<sup>6</sup>...ont également été mises en évidence. Certains poissons (anguille, silure...) possèdent du sérum présentant une grande toxicité lorsqu'ils sont injectés aux mammifères (action hémolytique entre eux). Le sang des anguilliformes contient une ichtyotoxine, détruite par la cuisson (Genten *et al.*, 2011)

### 2.3 Les érythrocytes ou globules rouges

Dans le plasma circulent librement les érythrocytes ou globules rouges (fig. 8), dont le nombre dépend considérablement de l'espèce, mais aussi de l'âge et de la saison. Le nombre de ces cellules est relativement constant (entre 1.10<sup>6</sup> et 3.10<sup>6</sup>/mm<sup>3</sup> avec 1% d'érythrocytes immatures) dans des conditions optimales. Elles sont le plus fréquemment ovales et dotés d'un noyau central de forme similaire, à ceux des espèces non mammaliennes. Leurs dimensions moyennes chez les téléostéens varient de 7 à 15 µm (7µm chez certains labres, 12×8 µm chez le gardon et le maquereau ; 14×9 µm chez la tanche). Chez les chondrichthyens, elles sont généralement deux fois plus grandes, et ceux des protoptères atteignent 35 à 40 µm (Gauten *et al.*, 2011). Ce sont des cellules incapables de mouvements propres mais extrêmement molles et flexibles (Beaumont *et al.*, 1995).

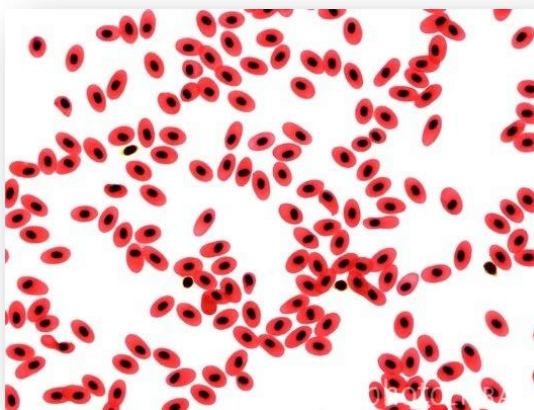
<sup>3</sup>Défini par Claude Bernard (1865), c'est la capacité que peut avoir un système quelconque à conserver son équilibre de fonctionnement en dépit des contraintes qui lui sont extérieures.

<sup>4</sup>Triiodothyronine.

<sup>5</sup>Thyroxine ou tetraiodothyronine.

<sup>6</sup>Enzyme permettant certaines réactions biochimiques présente dans le muscle cardiaque, les hématies, les reins, les muscles squelettiques et le foie.

Maintes espèces – et ceci est valable pour la majorité des poissons – possèdent différentes hémoglobines en fonction de leur stade de développement : les larves (leptocéphales) d'*Anguilla anguilla* ont même des globules rouges dépourvus de ce pigment. Quelques salmonidés ont plusieurs types d'hémoglobines<sup>7</sup> sensibles aux variations de pH (Genten *et al.*, 2011). Cette propriété confère aux globules rouges leur rôle essentiel : le transport de l'oxygène (Beaumont *et al.*, 1995).



**Fig. 8 :** Erythrocytes chez le poisson.  
Microscope optique Gr. :  $\times 800$ .  
(sciencephoto.com)

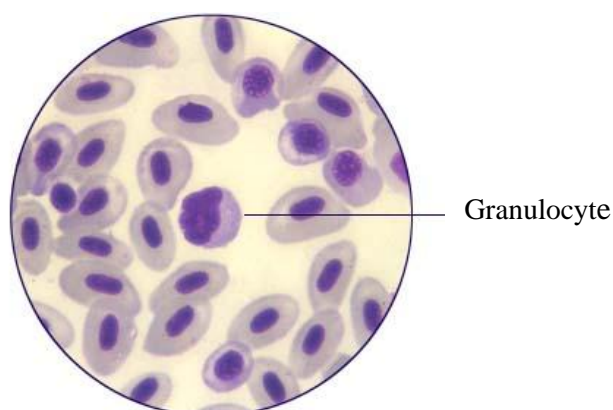
## 2.4 Les leucocytes ou globules blancs

Les leucocytes se répartissent en granulocytes ou polynucléaires (fig. 9) et agranulocytes ou mononucléaires (fig. 10). Les agranulocytes ont un noyau non lobulé et ne possèdent pas de granulations cytoplasmiques visibles en microscope optique. Ce sont les monocytes et les lymphocytes (Genten *et al.*, 2011). Les polynucléaires ont un noyau plurilobé et de forme irrégulière (polymorphe) (I. Maurice *et al.*, 2002). Ils sont classés en hétérophiles (neutrophiles chez l'Homme), éosinophiles ou basophile sur la base de l'affinité de leurs granules cytoplasmiques pour les colorants de caractère basique ou acide (Maurice *et al.*, 2002).

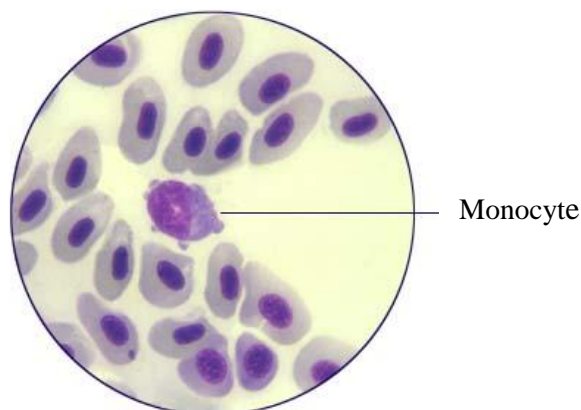
Les fonctions des polynucléaires du sang sont peu connues (Beaumont *et al.*, 1995). Ils jouent un rôle essentiel dans la phagocytose de micro-organismes, la réaction inflammatoire et l'immunité antiparasitaire (Beaumont *et al.*, 1995). Ces cellules sont dotés d'un équipement anti-infectieux similaire à celui des polynucléaires hétérophiles, mais spécifiquement orienté vers certains parasites supérieurs (Spitznagel *in* Schaechter *et al.*, 1999).

---

<sup>7</sup> Ce sont des protéines formés par l'association de quatre chaînes polypeptidiques, les globines, liées chacune à un groupement organique, l'hème, au centre duquel se trouve un atome de fer ferreux qui peut fixer réversiblement une molécule d'oxygène



**Fig. 9 :** Granulocyte chez le poisson.  
Gr. :  $\times 100$   
(aqualex.org).



**Fig. 10 :** Monocyte chez le poisson.  
Gr. :  $\times 100$   
(aqualex.org).

De loin les plus abondants, les mononucléaires sont caractérisés, comme chez les autres vertébrés, par un noyau rond, régulier et entouré d'une quantité variable, le plus souvent faible, de cytoplasme.

Le diamètre moyen d'un lymphocyte varie entre 4.5 et 8  $\mu\text{m}$ , les plus grands atteignent 12 $\mu\text{m}$ . Sur frottis, ils peuvent être confondus avec les plaquettes. Les poissons possèdent également diverses sous-populations lymphocytaires, ce qui a été démontré à l'aide de substances mitogènes<sup>8</sup> (lectines) (Genten *et al.*, 2011).

Les globules blancs sont de véritables cellules conjonctives qui n'empruntent la voie sanguine que pour se rendre vers les lieux de leur activité physiologique : les tissus conjonctifs (Beaumont *et al.*, 1995).

### 2.5 Les thrombocytes ou plaquettes

Ce sont des éléments associés au processus de la coagulation du sang et probablement impliqués dans la formation de la thrombine<sup>9</sup> (d'où leur nom). Chez les non-mammaliens, ce sont des cellules fusiformes, nucléés, souvent difficiles à distinguer des petits lymphocytes (Beaumont *et al.*, 1995).

### 3. Tissus hématopoïétiques et immunité antiparasitaire

Tout facteurs de stress d'ordre physique (température), chimique (polluants) ou biologiques (surdensité, manipulation), surtout lorsqu'il est aigue, provoque un changement de nombre des cellules sanguines circulantes, surtout une diminution du nombre des lymphocytes. Une telle « leucopénie<sup>10</sup> » se traduit par un accroissement de la vulnérabilité vis-à-vis des infections (Bruslé *et* Quignard, 2004).

Le thymus, la sous-muqueuse intestinale, le foie et divers amas conjonctifs sont également impliqués, mais dans une moindre mesure. Chez les Chondrichtyens et quelques poissons osseux (*Perca*, *Scorpaena*...), la rate est le site principal de l'érythropoïèse. Chez les

<sup>8</sup> Substances qui favorisent la division cellulaire (mitose).

<sup>9</sup> Enzyme possédant la capacité de transformer le fibrinogène en fibrine.

<sup>10</sup> Diminution du nombre de leucocytes dans le sang.

Chondrichthyens (esturgeons, spatules), les Holostéens et la majorité des Téléostéens, c'est le rein antérieur qui remplit cette fonction. (Beaumont *et al.*, 1995).

Les poissons possèdent une immunité innée bien développée. Rappelons que le mucus joue aussi un rôle primordial en ce sens qu'il contient des défensines<sup>11</sup>, et quelques anticorps (Beaumont *et al.*, 1995)

La partie hématopoïétique du rein, la rate ainsi que les divers foyers de cellules immunitaires disséminés dans tout le corps filtrent et éliminent du système vasculaire les divers antigènes, corps étrangers et cellules sanguines anormales ou vieilles. (Beaumont *et al.*, 1995).

Dans la mesure où les poissons sont des animaux poïkilothermes, le délai nécessaire au développement de l'immunité et l'importance de la réponse immunitaire sont fonction de la température ambiante (Press *et Lillehaug*, 1995). De fait, la réponse innée est souvent privilégiée (T. Poisot, 2007).

#### **Chapitre IV La parasitofaune du Tilapia**

Les biologistes approchent l'étude des parasites sous des angles différents : certains sont intéressés par leur physiologie, les autres par leur écologie, sur les aspects médicaux et économiques. Par conséquent, la définition du parasitisme varie considérablement, reflétant les intérêts de recherche et la polarisation des chercheurs notamment (Rohde, 2005).

Les animaux sont colonisés par des micro-organismes dès leur naissance et le demeurent toute leur vie. Parmi les espèces qui vivent ainsi en permanence ou par intermittence avec l'hôte, certaines sont commensales, c'est-à-dire normalement inoffensives et même utiles, et d'autres sont qualifiées de parasites, c'est-à-dire qu'elles sont nuisibles ou pathogènes (Reugnaut, 2002).

En général et chez les poissons en particulier, l'effet pathogène des parasites, dans les conditions naturelles est réduit, conséquence de l'équilibre établi au cours de l'évolution dans le système hôte/parasite et c'est l'accumulation de ces derniers qui entraîne les pathologies (Combes, 1990).

Les parasites représentent un groupe d'agent infectieux très variés, tant en ce qui concerne leur morphologie que la complexité de leur cycle évolutif et leur pouvoir pathogène (Capron *et Capron in Bach*, 1993). Une des caractéristiques des parasites est la multitude des possibilités de pénétration chez leurs hôtes. La plupart du temps, la pénétration se fait par ingestion ou par voie transcutanée. L'eau et les aliments jouent un grand rôle dans la transmission, tout comme les conditions d'hygiène (Krogstad *in Schaechter et al.*, 1999).

Les monogènes sont fréquents chez les cichlidés et sont reconnus comme espèces hautement pathogènes (Ayeche *et Djelloudi*, 2010). Selon la bibliographie, les parasites susceptibles d'exister chez le Tilapia sont rapportés dans le tableau suivant :

---

<sup>11</sup> Protéines synthétisées impliquées dans les réactions immunitaires.

**Tableau 2 :** Principaux parasites reconnus dans les élevages de Tilapias (Michel, 1989 in Lazard *et al.*, 1990).

	Monogènes	Protozoaires	Crustacés	Trématodes, cestodes et nématodes
Espèces	<i>Dactylogyrus</i> sp. <i>Gyrodactylus</i> sp. <i>Cichlidogyrus</i> sp.	<i>Trichodina</i> sp. <i>Tripartiella</i> sp. <i>Chilodonella</i> sp. <i>Ichtyophthirius</i> sp. <i>Epyistilis</i> sp. <i>Myxobolus</i> sp. <i>Ichthyobodo</i> sp.	<i>Ergasilus</i> sp. <i>Argulus</i> sp. <i>Lerne</i> sp.	<i>Heterophyes</i> sp. <i>Haplorchis</i> sp. <i>Clinostomum</i> sp. <i>Euclinostomum</i> sp. <i>Diplostomum</i> sp. <i>Contracaecum</i> sp.
Sites d'infection	Branchies Peau et écailles Nageoires	Branchies Peau et écailles Nageoires	Branchies Peau et muscle Nageoires	Yeux, organes internes (estomac, foie, vésicule biliaire, intestin, vessie nataoire, rein,...)

## Chapitre V Les risques d'introduction d'espèces de poissons

L'introduction, sans contrôle sanitaire rigoureux, d'espèces dans une nouvelle biocénose représente un risque majeur à la fois pour l'espèce introduite mais aussi pour les espèces autochtones. La mise en contact de ces deux types de poissons peut entraîner, par transferts latéraux de parasites, une rupture de l'équilibre naturel hôte/parasite. Cette rupture induit souvent une maladie grave aussi bien chez les poissons introduits que chez les autochtones (Combes, 1995).

En Algérie, la pisciculture continentale se résume essentiellement à des opérations de repeuplement de plans d'eau douce en Cyprinidés et Cichlidés importés de l'étranger (Meddour *et al.*, 2005 in Loucif *et al.*, 2009). Un tel schéma de développement piscicole risque de porter atteinte à l'équilibre écologique des hydrosystèmes naturels. L'introduction de poissons allochtones favorise la transmission et l'expression de nouvelles pathologies parasitaires (Meddour, 1988 in Loucif *et al.*, 2009).

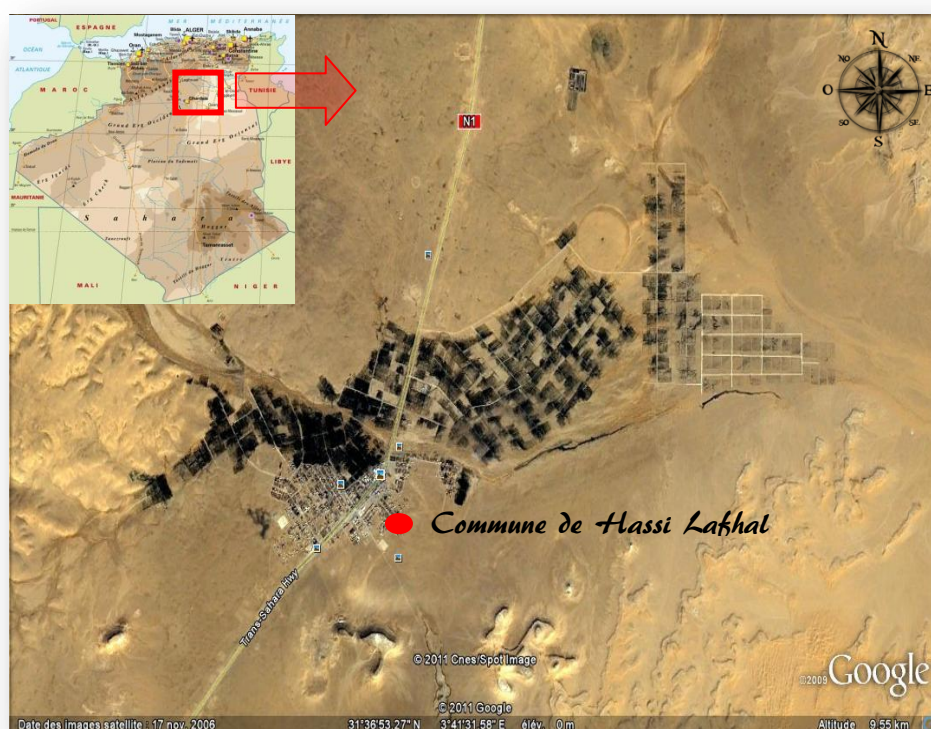
Les introductions des tilapias donnent lieu à des bilans plus mitigés, généralement positifs lorsque les cichlidés sont introduits dans des milieux pauvres en espèces autochtones, alors que des disparitions d'espèces ont été constatés pour les introductions dans des milieux déjà riches en espèces, c'est le cas des lacs Malgaches en Afrique (Lévêque, 1997).

A titre d'exemple, la présence du parasite *Anguillicola crassus* (Kuwahara *et al.*, 1974) représente un danger majeur pour les populations d'anguilles présentes dans les lacs du nord-est algérien. Ce parasite a été déjà signalé en 1999 dans la vessie gazeuse de l'anguille de la lagune El-Mellah (Meddour, Meddour-Bouderba *et* Bensouilah, 2001 in Loucif *et al.*, 2009), dans les lacs Oubaira et Tanga en 2007 (Meddour *et al.*, 2009 in Mouchouka *et* Rabhi, 2009) et en 2009 (Loucif *et al.*, 2009). Ce parasite a été signalé (Djebbari *et al.*, 2009) en Egypte (Koops *et* Hartman 1989 in Kangur *et al.*, 2002), au Maroc (El Hilali *et al.*, 1996 in El Hilali, 2007) et en Tunisie (Maamouri *et al.*, 1999 in Rolbiecki, 2008)

## Chapitre I Présentation de la ferme aquacole « EZZAHRA »

Afin de mettre en application le projet et vulgariser le sujet, une sortie scientifique a eu lieu dans une ferme se situant au sud de l'Algérie plus exactement dans la wilaya de Ghardaïa. Il s'agit de la ferme Aquacole « EZZAHRA ».

Cette dernière se situe à 130 Km de Ghardaïa, dans la région de Hassi Lafhal, Daïra de Mansourah, Wilaya de Ghardaïa (fig. 11).



**Fig. 11 :** Situation géographique de la commune de Hassi Lafhal.  
(afrique-planete.com ; Google earth)

La ferme s'étend sur une superficie totale de 4 hectares. Elle possède un bloc de vie, un bloc technique (fig. 12), un forage à fort débit, une écloserie, des bassins de pré grossissements, d'autres de grossissements ainsi qu'un bassin de décantation. Elle emploie 7 personnes dont un ingénieur en aquaculture.

### 1. Historique de la ferme

Bien que le coût d'investissement théorique a été estimé à 74 Millions de dinars avec une participation étatique de 80% (subvention), la ferme a nécessité enfin de compte une enveloppe de 150 millions de Dinars. Les travaux ont été lancés en 2006 pour être achevés en décembre de la même année.

En 2007, le CNRDPA a remis à l'investisseur à titre de donation 37 alevins femelles et 20 mâles de *Tilapia* pour procéder à une expérience d'élevage. Cette première tentative n'a pas eu un résultat positif du fait de la méconnaissance des techniques d'élevage.

Ce n'est qu'en 2008 que la ferme « EZZAHRA » a démarré une production effective avec une technologie d'élevage adéquate, un recrutement d'effectif compétent et l'importation de l'Égypte de 120000 alevins de 1 à 2 g dont la moitié venant du Nil et le reste des Tilapias rouges.



**Fig. 12 :** Bloc technique de la ferme Ezzahra.

## **2. Cycle de production de la ferme**

### **2.1 Sélection des géniteurs**

Cette étape consiste à préparer les géniteurs pour la reproduction en mettant chaque sexe dans des bassins en dur pour le repos sexuel (fig.13) Ils sont alimentés durant 10 à 15 jours.

Pour les femelles, 3 bassins de 6.5 m<sup>3</sup> sont présents contenant environ 360 individus. Le choix de ces derniers se fait selon les critères suivants :

- La taille de 1<sup>ère</sup> maturité sexuelle (de 80 à 250 g) ;
- La forme de la bouche ;
- L'état physiologique.

Concernant les mâles, 2 bassins de même dimension que ceux destinés pour les femelles sont disponibles renfermant 500 individus. La taille des géniteurs mâles est comprise entre 200 et 250 g et doivent être en bonne santé.

### **2.2 La reproduction**

La ferme dispose de 12 bassins de 30 m<sup>2</sup>, 6 bassins de 22.5 m<sup>2</sup> (fig.14). Le sexe ratio est d'1 mâle pour 2 femelles. La fréquence d'alimentation varie durant un cycle de 13 jours comme suit :

- J<sub>0</sub> : Pas d'alimentation ;
- J<sub>1</sub> - J<sub>3</sub> : 1 repas/jours ;
- J<sub>3</sub> - J<sub>13</sub> : Pas d'alimentation (pour traitement hormonal).



**Fig. 13** : Bassin réservé pour le Tilapia avant reproduction.



**Fig. 14** : Bassin de frayère.

**Remarque** : de faibles quantités d'aliments sont distribuées pour les poissons pour permettre le maintien physiologique (voir tableau 2 en annexe 1 pour la composition de l'aliment).

### 2.3 L'incubation et l'éclosion

Le système utilisé est « bricolé » composé de bouteilles d'eau minérale faisant l'objet de « bouteilles de Zoug » et la moitié d'un fût en plastique en guise « d'auge »

### 2.4 La récolte des larves et traitement hormonal

Après le 13<sup>ème</sup> jour, les larves sont récoltées selon l'évolution de la croissance et mises dans des bassins pour le traitement hormonal avec le 17  $\alpha$ -Méthyltestostérone dans le but d'obtenir une population monosexue mâle (fig. 15). 12 bassins de 1.5 m<sup>3</sup> sont disponibles pour 10 000 à 12 000 larves (fig. 16). La distribution de l'aliment se fait 8 fois par jours durant 21 jours jusqu'à ce que les larves atteignent 1g.



**Fig. 15** : Bassin réservé au traitement hormonal.



**Fig. 16** : Larves durant le traitement hormonal.

### 2.5 Phase d'alevinage

Après 21 jours de traitement hormonal, les alevins sont placés dans des bassins d'alevinage durant 15 jours. La ferme comprend 3 bassins de 30 m<sup>3</sup> contenant du phytoplancton. Les poissons se trouvant dans 3 bassins sont rassemblés et placés dans un seul bassin d'alevinage qui peut tolérer jusqu'à 60 000 alevins (fig. 17). Ces derniers se nourrissent 6 fois par jours d'aliment artificiel. La taille des alevins est de 1 à 3 g.



**Fig. 17 :** Bassins d'alevinage.

### 2.6 Phase de grossissement

Juste après les 15 jours d'alevinages, les alevins sont placés dans des bassins de grossissements qui peuvent renfermer jusqu'à 6 000 individus jusqu'à ce qu'ils atteignent la taille marchande (à partir de 250 g). La fréquence d'alimentation est de 6 fois par jours pour les 7 bassins de 1000 m<sup>3</sup> (fig. 18).



**Fig. 18 :** Bassin de grossissement.

## Chapitre II Etude de la parasitofaune du Tilapia

### 1. Capture des poissons

Le 15 Avril 2011, une quarantaine de poissons provenant de deux sites différents (fig. 19 et 20) ont été pêchés aléatoirement à l'aide d'un filet couramment utilisé par le personnel, et ont été placés dans des fûts. Une source d'oxygénation a été placée à l'intérieur de ces derniers pour assurer leur maintien en vie destinés à l'étude. Les paramètres physico-chimiques du milieu sont représentés dans les tableaux 3 et 4 en annexe 1.



**Fig. 19** : Race way contenant les poissons destinés à l'étude.



**Fig. 20** : Etendue d'eau située derrière la ferme EZZAHRA.

Le retour a été programmé le lendemain de la capture pour éviter d'éventuelles pertes lors de leur déplacement (condition de transport difficile sous une chaleur suffocante). Il y a lieu de signaler que malgré notre précaution pour maintenir les poissons en vie, nous avons enregistré tout de même une perte d'environ 10%. Les Tilapias morts durant le transport n'ont pas été retenus pour les expérimentations. Une fois au laboratoire, ils ont été stockés dans des aquariums équipés Contenant : (fig. 21) :

- ✓ Gravier comme support ;
- ✓ Pompe et diffuseurs d'air ;
- ✓ Résistance pour maintenir la température aux alentours de 23°C (voir tableau 5 en annexe 1 pour les paramètres physico-chimiques à l'intérieur des aquariums).

### 2. Dissection

Le poisson anesthésié est sacrifié par incision des branchies à l'aide de ciseaux et pinces. Ces dernières sont mises au frais dans des boîtes de Pétri contenant de l'eau distillée en attendant leurs examen qui doit être fait normalement juste après la dissection pour éviter la lyse des parasites. Le matériel utilisé tout au long de notre étude est représenté en annexe 1.

A partir de l'anus, on ouvre le long du ventre pour rendre les organes accessibles et les récolter une fois la chair écartée. Les organes doivent être retirées intact. Le foie et les gonades sont pesés comme on vient de la mentionner dans la section précédente. Les autres organes sont aussi mis au frais pour être examinés par la suite. Le sexe est identifié macroscopiquement par l'examen des gonades (ovaires et testicules).



**Fig. 21** : Tilapia placés dans des aquariums équipés (ENSSMAL).

### 3. Conservation et identification des parasites

Les parasites rencontrés sont retirés de leur milieu, aspirés à l'aide de pipettes Pasteur en plastique (cas des monogènes), scalpel (produit de grattage). Ces derniers sont placés directement sur lames et observés sous loupe et microscope pour identification.

Une fois les parasites identifiés, ils sont conservés dans des piluliers en verre contenant de l'éthanol 90°. Du Parafilm est appliquée sur chaque pilulier fermé pour éviter l'évaporation de l'alcool.

Toutefois, les monogènes qui n'ont pu être identifiés sur lame, une lamelle est placée sur l'échantillon pour faciliter l'opération. Les monogènes sont ensuite montés entre lame et lamelles dans du Baume de Canada.

Les endoparasites sont recherchés au niveau de la masse viscérale. Le foie, la vésicule biliaire, la rate et l'intestin sont examinés macroscopiquement. L'intestin est ouvert longitudinalement, les parois et le contenu de l'intestin sont observés sous la loupe à la recherche de parasites intestinaux. Une fois retrouvés, ils sont conservés dans une solution de formolaldéhyde à 10%.

### 4. Indices épidémiologiques

Les paramètres suivants ont été employés (Buch *et al.*, 1997 in Blahoua, 2009) :

- ✓ La prévalence, exprimée en pourcentage, est le rapport entre le nombre d'individus d'une espèce hôte infestée par une espèce parasite et le nombre total d'hôtes examinés ;
- ✓ L'intensité moyenne est le rapport entre le nombre total des individus d'une espèce parasite dans un échantillon d'une espèce hôte et le nombre d'hôtes infestés par le parasite ;
- ✓ L'abondance est le rapport entre le nombre total d'individus d'une espèce parasite dans un échantillon d'hôtes et le nombre total d'hôtes (parasités et non parasités) de

l'échantillon examiné. C'est le nombre moyen d'individus d'une espèce parasite par hôte examiné.

### Chapitre III Etude de quelques aspects de biologie parasitaire

#### 1. Influence du sexe sur le parasitisme

Afin d'étudier l'influence du sexe sur le parasitisme, le test de *Fisher* est appliqué vu que certains effectifs théoriques sont inférieurs à 3. Dans le cas de petits échantillons ( $n > 5$ ), les biologistes statisticiens recommandent d'utiliser la loi du  $\chi^2$  (Thibault *et al.*, 2001). Cependant, vu le faible effectif de certains mâles et femelles infectés par les différents parasites retrouvés ( $n < 5$ ), la loi du  $\chi^2$  a été écartée.

Ce test est unilatéral (Bouyer, 2000), utilisé dans l'analyse des tableaux de contingences où les échantillons sont de petites tailles (Wikipedia).

*Fisher* a démontré que la probabilité du test est donnée par la distribution hypergéométrique comme suit :

	♂	♀	Total
Infectés	a	b	a+b
Non infectés	c	d	c+d
Total	a+c	b+d	a+b+c+d

$$p = \frac{\binom{a+b}{a} \binom{c+d}{c}}{\binom{n}{a+c}} = \frac{(a+b)!(c+d)!(a+c)!(b+d)!}{a!b!c!d!n!} \quad (\text{Wikipedia.org, 2011})$$

$\binom{n}{k}$  Est le coefficient binomial, le symbole « ! » indique l'opérateur factoriel.

#### 2. Influence de la taille sur le parasitisme

Pour étudier la variation du parasitisme (intensité moyenne) en fonction des tailles de poissons, le test de *Kruskal et Wallis* est utilisé (test non paramétrique pour comparaison de plusieurs moyennes).

- ✓ L'hypothèse nulle testée est  $H_0$  : «  $IM_1 = \dots = IM_k$  » ; pas de différence significative entre les poissons de différentes tailles ;
- ✓ L'hypothèse alternative  $H_1$  : il existe une différence significative entre les poissons selon la taille ;
- ✓ La statistique du test est :

$$h = \frac{12}{n(n+1)} \left( \sum_{i=1}^k \frac{r_i^2}{n_i} \right) - 3(n+1)$$

Où  $r_i$  est la somme des rangs des valeurs et  $n = \sum_{i=1}^k n_i$  est l'effectif total ;

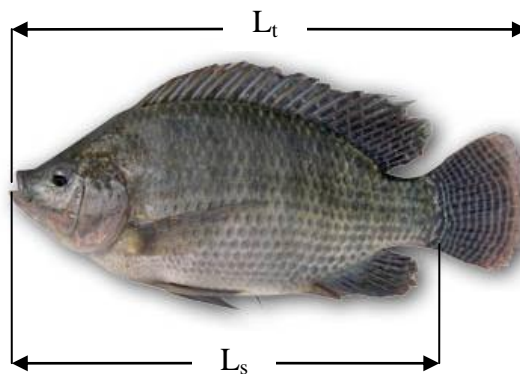
- ✓ La statistique suit une loi de  $\chi^2$  à  $k-1$  ddl. Dans le cas où l'on dispose des échantillons de petites tailles ( $n_i < 5$ ), la statistique tabulée  $h_{\text{seuil}}$  est donnée par la table de *Kruskal et Wallis* ;
- ✓ Si  $h > h_{\text{seuil}}$ ,  $H_0$  est rejetée. Autrement,  $H_0$  est acceptée.

## Chapitre IV Incidence du parasitisme sur l'hôte

### 1. Mesure des paramètres physiologiques

Le poisson est pesé (g) à l'aide d'une balance électronique et mesuré (longueur en cm) à l'aide d'un ichtyomètre. Deux mesures sont généralement utilisées (fig. 22) :

- ✓ Longueur totale  $L_t$  (cm) : de l'extrémité antérieure de la tête jusqu'au point extrême de la nageoire caudale. La nageoire caudale est déployée à la main et tous les rayons sont rassemblés (Coche *et al.*, 1999) ;
- ✓ Longueur standard  $L_s$  (cm) : de la base de la nageoire caudale à la bouche (Poisot, 2007).



**Fig. 22** : Longueur totale et standard chez le Tilapia.  
([oceanfoodholland.com/Tilapia.html](http://oceanfoodholland.com/Tilapia.html) adaptée par moi-même).

Une fois les organes internes retirés, le poids du foie et des gonades est relevé (g) pour être examinés (voir annexe 2 pour les paramètres physiologiques).

Une fois les données récoltées, 3 indices physiologiques sont calculés :

- ✓ Rapport Gonado-Somatique RGS (%) =  $\frac{\text{masse des gonades}}{\text{masse du corps éviscéré}} \times 100$
- ✓ Rapport Hépat-Somatique RHS (%) =  $\frac{\text{masse du foie}}{\text{masse du corps éviscéré}} \times 100$

Ils décrivent la croissance relative des organes par rapport à la masse du corps (Paugy *et al.*, 2006 in Lévêque *et* Paugy, 2006).

- ✓ Facteur de condition  $K = \frac{\text{masse totale}}{(\text{longueur totale})^3}$

## 2. Variation des paramètres physiologiques en fonction du sexe

Le test  $U$  de *Mann et Whitney* (1947) est utilisé pour comparer deux moyennes (femelles et mâles) des différents paramètres physiologiques ( $L_t$ ,  $L_s$ ,  $W_t$ ,  $W_{evc}$ ,  $W_f$ ,  $W_g$ ,  $RGS$  et  $RHS$ ). Ce test est non paramétrique<sup>1</sup>, permet d'effectuer la comparaison de deux échantillons indépendants, de faibles effectifs ne vérifiant pas la condition de "normalité".

- ✓ L'hypothèse nulle testée est  $H_0$ : «  $\bar{M}_\delta = \bar{M}_\varphi$  » ; pas de différence significative entre les mâles et les femelles dans la physiologie ;
- ✓ L'hypothèse alternative  $H_1$ : «  $\bar{M}_\delta \neq \bar{M}_\varphi$  » ; il existe une différence significative entre les mâles et les femelles dans la physiologie ;
- ✓ La statistique du test : On trie l'ensemble des observations, pour chaque  $x$  du 1<sup>er</sup> échantillon on compte le nombre des  $y$  du 2<sup>ème</sup> échantillon supérieur à  $x$ . La somme de tous ces nombres sera  $u_1$ . On inverse le rôle des deux échantillons et on refait l'opération, on obtient  $u_2$ . La statistique du test est :

$$U = \min(u_1, u_2)$$

- ✓ Cette statistique est donnée par la table de *Mann et Whitney* ;
- ✓ Si  $p > 0.05$  ;  $H_0$  est acceptée ;  $\bar{M}_\delta = \bar{M}_\varphi$  ; il n'existe pas de différence physiologique significative entre les mâles et les femelles ;

Si  $p \leq 0.05$  ;  $H_0$  est rejetée ;  $\bar{M}_\delta \neq \bar{M}_\varphi$  ; il existe une différence physiologique significative entre les mâles et les femelles.

## 3. Interactions entre le parasitisme et les paramètres physiologiques

En ce qui concerne la corrélation entre les paramètres physiologiques et le nombre total de parasites retrouvé chez la population, le test du coefficient de corrélation des rangs ou test de *Spearman* (1987) est utilisé afin de tester sa signification. Le même test est appliqué pour étudier la corrélation entre les différents paramètres physiologiques.

- ✓ L'hypothèse nulle testée est  $H_0$ : «  $r' = 0$  » ; pas de corrélation significative ou le coefficient n'est pas significativement différent de zéro ;
- ✓ L'hypothèse alternative  $H_1$ : «  $r' \neq 0$  » ; il existe une corrélation significative ou le coefficient est significativement différent de zéro ;
- ✓ La statistique du test est  $r' = 1 - \frac{6\sum di^2}{n(n^2-1)}$  ;
- ✓ La statistique suit une loi de *Student* de  $n-2$  ddl ;
- ✓ Si  $p > 0.05$  ;  $H_0$  est acceptée ;
- ✓ Si  $p \leq 0.05$  ;  $H_0$  est rejetée.

Le logiciel « STATISTICA version 5, '97 édition » est utilisé pour l'ensemble des tests appliqués (voir annexe 2 pour l'introduction des données dans le logiciel).

<sup>1</sup> Tests ne font aucune hypothèse sur la distribution sous-jacente des données. On les qualifie souvent de test *distribution free*. L'étape préalable consistant à estimer les paramètres des distributions avant du test d'hypothèse proprement dit n'est plus nécessaire.

**Chapitre V Hématologie****1. Prise de sang**

Les poissons sont d'abord anesthésiés avec du Phénoxyéthanol dilué dans de l'eau pour faciliter la manipulation. Une prise de sang est effectuée au niveau de l'arc branchial à l'aide de seringues graduées (fig. 23).

A chaque prise, un volume est prélevé puis mélangé avec l'EDTA (0.5 µl pour chaque tube). Ces derniers sont vite agités pour éviter la coagulation du sang et la formation des caillots qui risquent de fausser les résultats, puis mis au frais en attendant l'examen hématologique réalisé dans un laboratoire spécialisé.

Les poissons sont remis de nouveau dans les aquariums pour être disséqués juste après afin d'éviter d'éventuelles contaminations. Ces individus doivent être attentivement surveillés pendant le réveil pour relever les signes de détresse (réactions) qui peuvent apparaître.



**Fig. 23** : Prise de sang au niveau de l'arc branchial.

**2. Détermination de la formule sanguine du Tilapia**

Le sang prélevé a été immédiatement conduit au laboratoire d'analyse hématologique. Le tube à essai de chaque sexe est placé dans un automate de marque « BECKMAN COULTER » afin d'afficher la formule sanguine du poisson (fig. 24).

Il y a lieu de signaler que cette manipulation a été réalisée pour la première fois au niveau de l'école. C'est pour cette raison que des difficultés ont surgi lors de la concrétisation pratique de l'étude.



**Fig. 24 :** Automate utilisé pour déterminer la formule sanguine du Tilapia.

### 3. Réalisation de frottis sanguins

La coloration a été réalisée selon le procédé décrit par May-Grünwald et Giemsa-Romanovsky (voir annexe 3 pour le protocole). Faute de moyens (réactifs inexistant au niveau de l'établissement), il a fallu s'orienter vers des laboratoires privés « IBN-SINA » sis à Draria pour aboutir à un résultat probant. Cette expérience s'est effectuée sur deux poissons (mâle et femelle). La visualisation des résultats s'est faite sous microscope à immersion. Théoriquement, elle devrait être faite sur l'ensemble de la population pour que les résultats soient statistiquement significatifs.

### 4. Comptage des leucocytes

Pour le comptage des leucocytes, la méthode utilisée consiste à faire centrifuger le sang récolté au moyen d'une centrifugeuse (fig. 25). Cette technique permet de séparer les différents composants du sang suivant le principe de la force centrifuge : Les composants vont sédimenter et se déposer au fond du tube. En général, les globules blancs se trouvent entre le plasma et les globules rouges déposés sur le fond. La vitesse utilisée est de 5000 tours/minutes. Les tubes doivent être en équilibre dans le rotor (fig. 26). De fait, le poids des tubes qui se font face est identique (le même poids est appliqué pour les tubes qui font face de l'eau distillée). Le temps de centrifugation est de 10 minutes maximum pour une bonne sédimentation.

Une fois la centrifugation terminée, le sang est aspiré entre le plasma et le début du dépôt des globules rouges au moyen d'une micropipette (glissée verticalement contre la paroi de l'eppendorf), puis placé sur cellule de Malassez (fig. 27) pour une observation entre lame et lamelle au microscope optique (10 × 40). La gravure de cette lame se compose d'un certain nombre de trait, délimitant en fait, 100 grands carreaux, dont certains sont subdivisés en 20 petits carreaux (fig. 28).

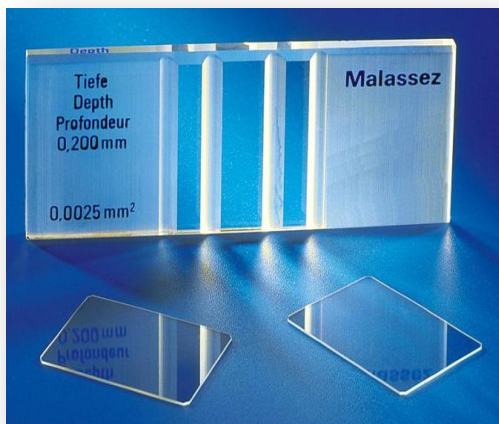
Afin d'éviter de compter deux fois des cellules chevauchants le quadrillage, on compte uniquement les cellules qui mordent sur les cotés droits et inférieurs de chaque carré.



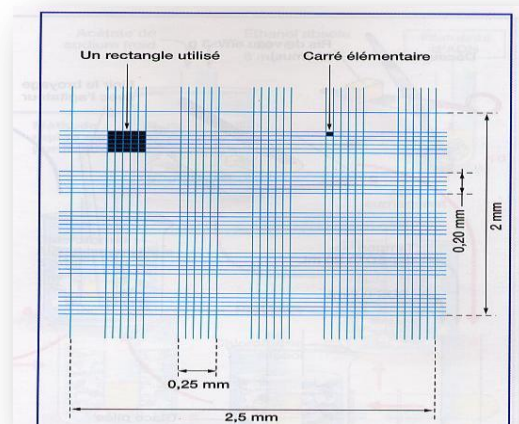
**Fig. 25 :** Centrifugeuse de l'établissement (laboratoire de biochimie).



**Fig. 26 :** Equilibrage des tubes dans le rotor.



**Fig. 27 :** Cellule de Malassez ([hellopro.fr/cellule-de-numeration-standard-de-malassez-1001514-434108-produit.html](http://hellopro.fr/cellule-de-numeration-standard-de-malassez-1001514-434108-produit.html)).



**Fig. 28 :** Grille de Malassez ([web2.crdp.ac-versailles.fr/tpe/series/yaourt/numeration\\_sur\\_lame.htm](http://web2.crdp.ac-versailles.fr/tpe/series/yaourt/numeration_sur_lame.htm)).

## Chapitre I La parasitofaune du Tilapia

Les lésions corporelles observées chez le Tilapia sont rapportées dans le tableau 2.

### 1. *Trichodina* sp.

- ✓ **Hôte** : *O. niloticus* et Tilapia hybride
- ✓ **Site d'infection** : Branchies, nageoires et peau.
- ✓ **Indices épidémiologiques** :

Prévalence (%)	Intensité parasitaire	Abondance
76%	70	53.2

### 1.1 Position systématique

Embranchement	Protozoaires (Dolfein, 1901)
Sous-embranchement	Ciliophora (Prety, 1852)
Classe	Ciliata (Stein, 1859)
Ordre	Petrichia (Stein, 1859)
Famille	Trichonidae (Raabe, 1959)
Genre	<i>Trichodina</i> (Ehrenberg, 1838)

La famille des Trichonidae inclue en son sein plusieurs genres (Woo, 2006) :

- ✓ *Trichodina* (Ehrenberg, 1838) ;
- ✓ *Trichodinella* (Raabe, 1950) ;
- ✓ *Paratrichodina* (Lom, 1959) ;
- ✓ *Tripartiella* (Lom, 1959) ;
- ✓ *Vauchomia* (Mueller, 1938) ;
- ✓ *Hemitrichodina* (Basson et Van As, 1989) ;
- ✓ *Dipartiella* (Stein, 1961).

### 1.2 Description et cycle biologique

Ce sont des ciliés parasites bien spécialisés qui se nourrissent à partir des exsudats et des tissus de l'hôte. En forme de coupe (fig. 29, 30), ils présentent un anneau ventral de denticules servant d'organe de fixation (Paperna, 1982).

Plus de 100 espèces ont été répertoriées chez tous les poissons (Lom et Dikovà, 1992 in Gaze et Wootten, 1998). Près de 70 espèces ont été identifiées chez les poissons marins (Kinne, 1984 in Balta *et al.*, 2008) et d'eau douce (Smith et Schwarz, 2009)

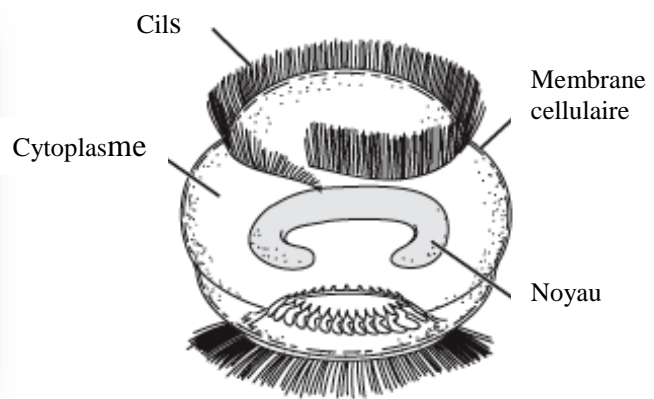
Ces parasites ont une préférence pour branchies, la peau ou les deux à la fois où elles se reproduisent par simple scissiparité (fig. 31). Certaines espèces sont spécifiques à l'hôte et la propagation se fait par contact accidentel entre ces micro-organismes et les poissons hôtes dans la colonne d'eau (Smith *et Schwarz*, 2009).

Tableau 2 : Sites d'infection et lésions corporelles chez les individus étudiés.

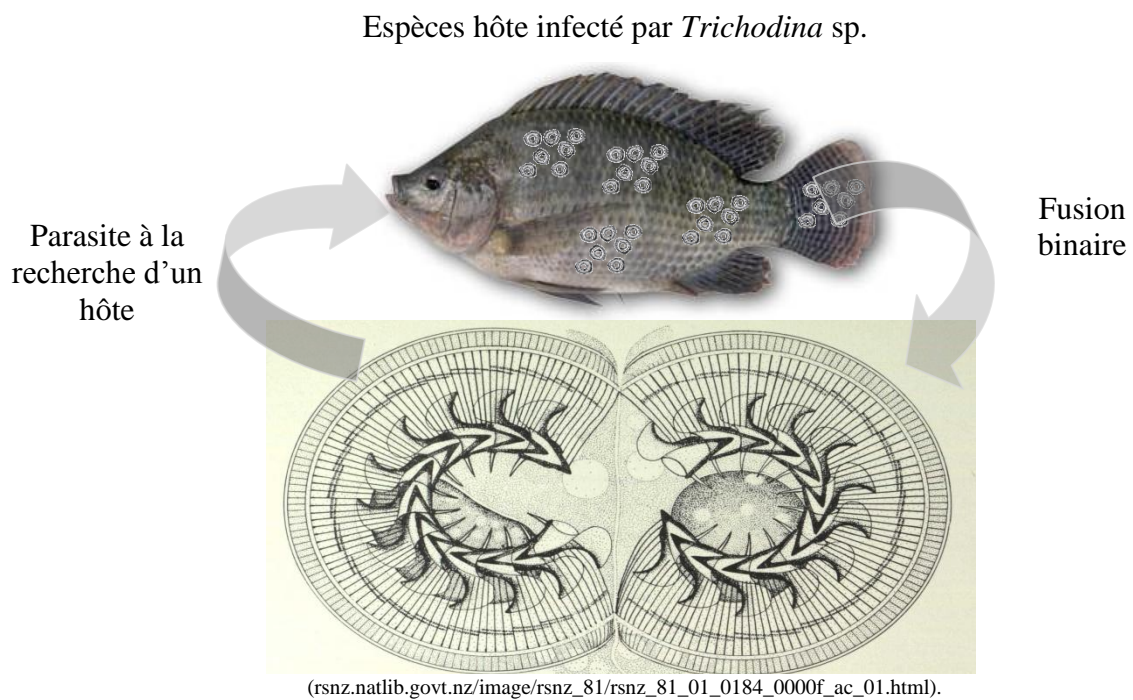
N°	Espèces	Sexe	Sites d'infection	Observations
1	<i>O.niloticus</i>	F	Branchies – nageoires	-
2	Hybride	F	Branchies – nageoires – peau	-
3	<i>O.niloticus</i>	M	Branchies – nageoires	-
4	Hybride	M	Branchies – nageoires	Anémie – nécrose des nageoires
5	<i>O.niloticus</i>	F	Nageoires	-
6	Hybride	F	Branchies – peau	Hypersécrétion de mucus
7	<i>O.niloticus</i>	F	Branchies – nageoires – peau	Exophtalmie – nageoires effilochées – coloration sombre du corps
8	<i>O.niloticus</i>	F	Branchies – nageoires – peau	Hypersécrétion de mucus – malformation branchiale
9	<i>O.niloticus</i>	M	Branchies – peau	Hypersécrétion de mucus – nécrose des branchies et de la peau
10	<i>O.niloticus</i>	F	Branchies – nageoires – peau	Nécrose des nageoires
11	<i>O.niloticus</i>	F	Nageoires – peau	Hypersécrétion de mucus – malformation de la bouche
12	Hybride	F	Branchies	-
13	Hybride	F	Branchies – nageoires – peau	-
14	Hybride	F	Branchies – nageoires – peau	Branchies décolorées
15	<i>O.niloticus</i>	F	Branchies – nageoires – peau	Hypersécrétion de mucus
16	<i>O.niloticus</i>	F	Branchies – peau	Nécrose cutanée – nageoires effilochées
17	<i>O.niloticus</i>	M	Branchies	-
18	<i>O.niloticus</i>	F	-	Malformation buccale
19	Hybride	F	Branchies – peau	-
20	<i>O.niloticus</i>	F	Branchies – nageoires – peau	Hypersécrétion de mucus
21	<i>O.niloticus</i>	M	Branchies – nageoires – peau	Malformation buccale
22	<i>O.niloticus</i>	M	Branchies – peau	Malformation buccale
23	<i>O.niloticus</i>	M	Branchies	-
24	<i>O.niloticus</i>	M	Branchies	-
25	<i>O.niloticus</i>	F	Branchies	-



**Fig. 29 :** *Trichodina sp.*  
Gr. : 10×10.



**Fig. 30 :** Morphologie générale chez *Trichodina sp.*  
(stangbio.wikispaces.com/Classification).



**Fig. 31 :** Cycle biologique de *Trichodina sp*  
(Paperna, 1982 adapté par moi-même).

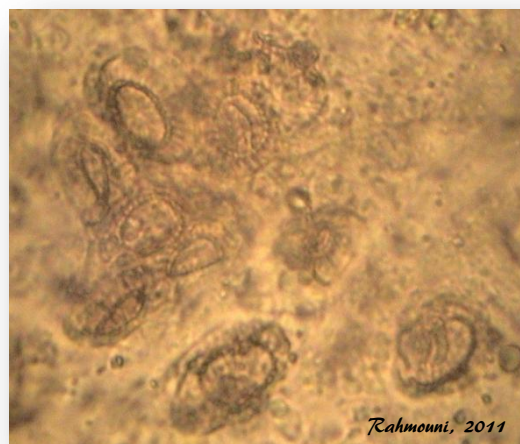
### 1.3 Pathogénie

Un grand nombre de ces organismes peut provoquer des pathologies modérées voire mortelles pour les poissons (fig. 33). Les larves et les alevins sont particulièrement sensibles à la présence de ces protozoaires (Smith et Schwarz ,2009).

La femelle peut contaminer les œufs et transmettre le parasite lors de l'incubation buccale (Fryer et Iles, 1972 ; Roberts *et* Sommerville, 1982 *in* Nguenga, 1988 *in* Pullin *et al.*, 1988). *Trichodina* provoque des irritations en se nourrissant de la couche épithéliale des cellules couvrant les branchies et la peau des poissons, induisant une hyperplasie des cellules épithéliales et une fusion des filaments branchiaux (Smith *et al.* ,2009).



**Fig. 32 :** *Trichodina* sp. vue de profil.  
Gr. : 10×10



**Fig. 33 :** *Trichodina* sp. au niveau des nageoires.  
Gr. : 10×4.

### 2. *Ichthyophthirius* sp.

- ✓ **Hôte :** *O. niloticus* et Tilapia hybride
- ✓ **Site d'infection :** Arcs branchiaux.
- ✓ **Indices épidémiologiques :**

Prévalence (%)	Intensité parasitaire	Abondance
28%	19.28	5.4

### 2.1 Position systématique

Embranchement	Protozoaires (Dolfein, 1901)
Sous-embranchement	Ciliophora (Prety, 1852)
Classe	Ciliata (Stein, 1859)
Ordre	Holotrichea (Hickson Emend Kahl, 1931)
Famille	Ophryongleniae (Kent, 1882)
Genre	<i>Ichthyophthyrus</i> (Fouquet, 1876)

## 2.2 Description et cycle biologique

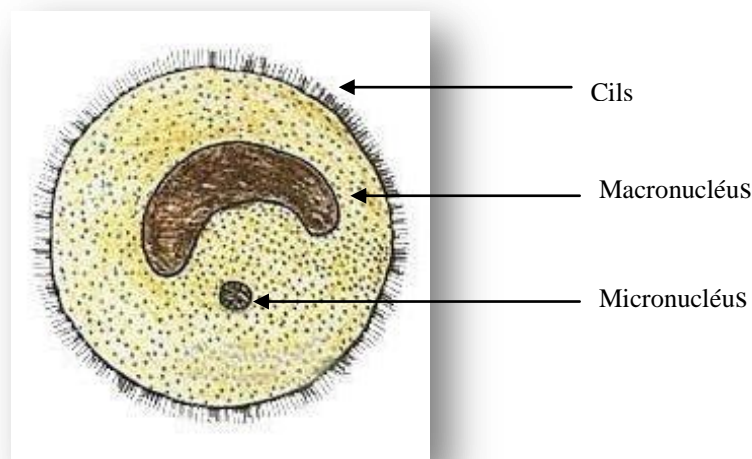
*L'Ichthyophthirius* est un parasite protozoaire qui affecte la surface externe des poissons d'eau douce voire l'épithélium (Davis *et al.*, 2002) et les branchies (Dickerson *et al.*, 1985 ; Ewing *et al.*, 1992 in Lin *et al.*, 1996).

Le corps entier est recouvert par des cils en rangés serrées, un gros macronucléus en forme de croissant est distinct, même chez les spécimens vivants, particulièrement chez les plus grands (fig. 34). Le micronucléus<sup>1</sup> et le cytostome<sup>2</sup> sont petits et indistincts (Paperna, 1982).

Les kystes sont unicellulaires, de couleur blanchâtre, de forme sphérique à ovale pouvant atteindre 1 mm de diamètre et causant la maladie des points blancs (Marchand, 1994).

Le cycle biologique de ce cilié est complexe (fig. 37). Les trophozoïtes (stades adultes) se développent à l'intérieur de l'épithélium de la peau ou des branchies et arrivent à maturité en 3 à 4 jours pour une température de 21 à 24°C. Le parasite quitte son hôte et s'installe sur un substrat en formant des kystes entourés d'une fine membrane. A l'intérieur du kyste, le protozoaire entre en division produisant ainsi jusqu'à 2 000 tomites (Paperna, 1982).

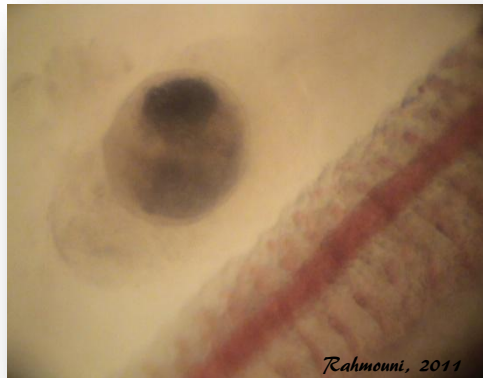
Ce nombre est étroitement lié à la taille de l'adulte enkysté. Ces derniers seront libérés dans le milieu après l'éclatement des kystes. Leur taille est de 30 à 40 µm à la recherche d'un hôte. Dans le cas contraire, les tomites meurent dans les 24 heures qui suivent leur libération dans l'eau. La durée du cycle varie en fonction de la température et du taux d'oxygène dans l'eau (Paperna, 1982).



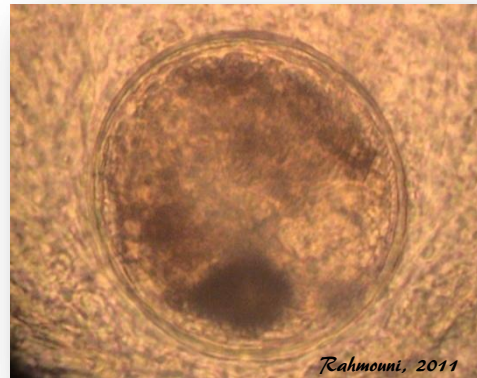
**Fig. 34** : Morphologie générale d'*Ichthyophthirius* sp.  
(chilternkoi.baxx.net/koi\_parasites.htm)

<sup>1</sup> Petit noyau de la classe des ciliés.

<sup>2</sup> Invagination de la membrane plasmique chez certains unicellulaires. Il peut être assimilé à la bouche chez les pluricellulaires.



**Fig. 35** : *Ichthyophthirius* sp. au niveau des lamelles branchiales.  
Gr. : 4×10



**Fig. 36** : *Ichthyophthirius* sp.  
Gr. : 10×10

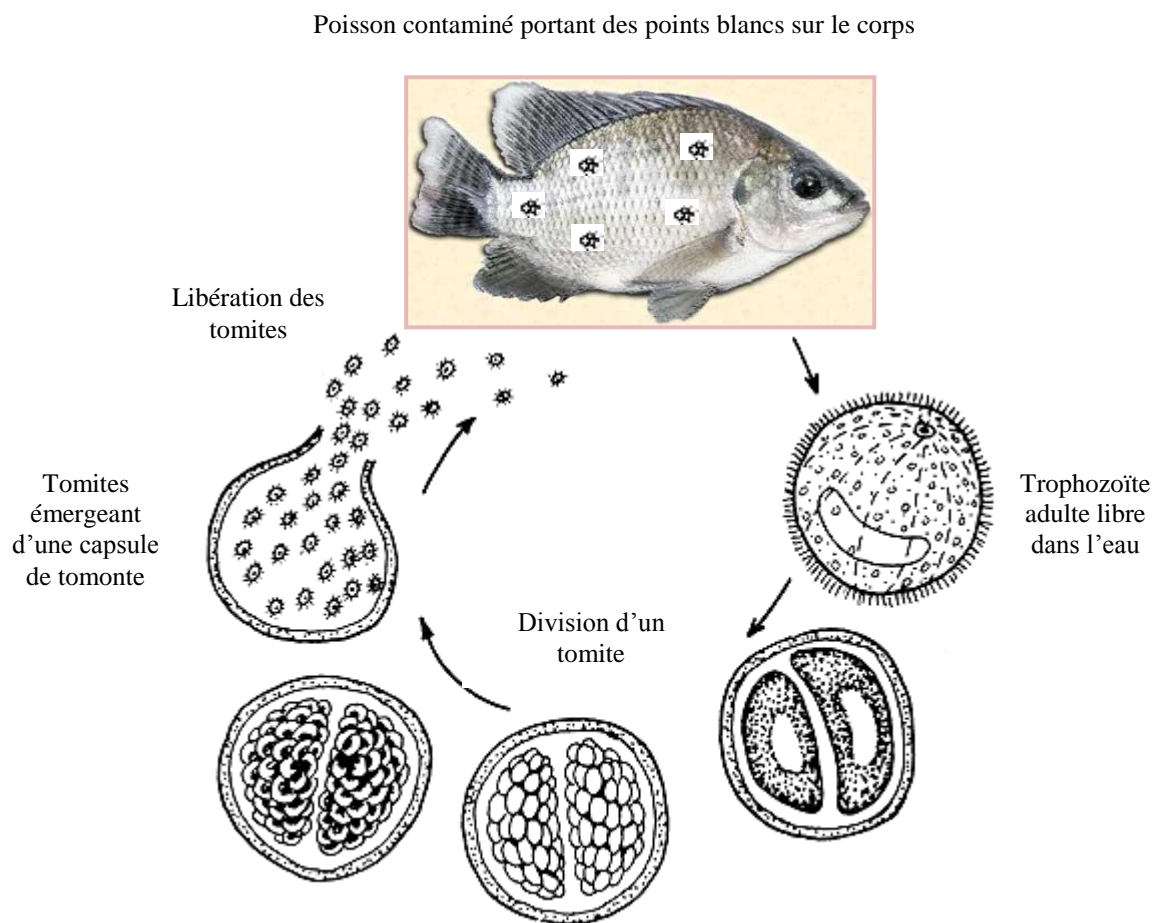
### 2.3 Pathogénie

Les protozoaires ectoparasites sont les plus communs des parasites rencontrés en élevage (Mc Millan, 1991 *in* Noga, 2010). L'ichthyophthiriose<sup>3</sup> est parmi les maladies les plus dangereuses qui touchent les poissons d'eau douce (Matthews, 2005 *in* Noga, 2010) causant ainsi des pertes considérables (Klesius *et al.*, 1995 *in* Lin *et al.*, 1996). Les poissons atteints de petits points blancs en relief sur le corps et les nageoires (comme des têtes d'épingles bien visibles) se frottent sur le sol (Chouteau, 2004 *in* Noga, 2010). Dans notre cas, seules les branchies sont touchées, le rythme respiratoire était accéléré et le poisson infecté avait tendance à s'isoler. La localisation branchiale est souvent mortelle, les kystes provoquent des hyperplasies<sup>4</sup> de l'épithélium branchial réduisant par conséquent la chance de survie chez l'individu touché.

Au stade adulte, les kystes trophozoïtes se localisent sur la peau, les nageoires et surtout les branchies et peuvent provoquer de sérieuses lésions cutanées, qui souvent aboutissent à la mort de l'hôte (fig. 35, 36) (Marchand, 1994).

<sup>3</sup> Synonyme de la maladie des points blancs causée par l'*Ichthyophthirius* sp.

<sup>4</sup> Développement anormale et démesuré des cellules d'un tissu ou d'un organe.



**Fig. 37** : Cycle biologique d'*Ichthyophthirius* sp.  
(fao.org, 2002 adapté par moi-même).

### 3. *Chilodonella* sp.

- ✓ **Hôte** : *O. niloticus* et Tilapia hybride
- ✓ **Site d'infection** : Branchies, nageoires et peau.
- ✓ **Indices épidémiologiques** :

Prévalence (%)	Intensité parasitaire	Abondance
32%	9.75	3.12

#### 3.1 Position systématique

Embranchement	Protozoaires (Dolfein, 1901)
Sous-embranchement	Ciliophora (Prety, 1852)
Classe	Ciliata (Stein, 1859)
Ordre	Gymnostomatida
Famille	Chilodonellidae
Genre	<i>Chilodonella</i> (Canler <i>et al.</i> , 1999)

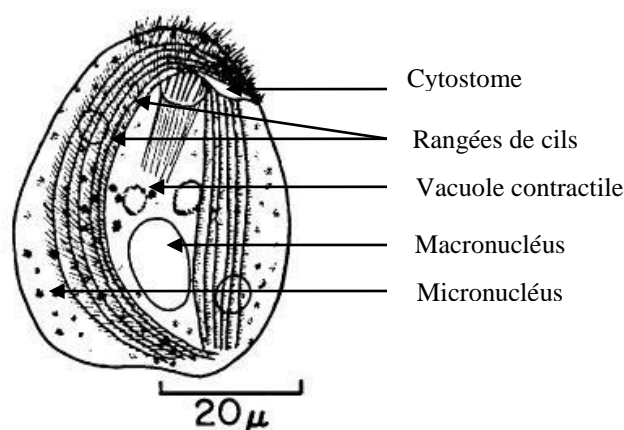
### 3.2 Description et cycle biologique

Le genre *Chilodonella* est très répandu chez les poissons d'eau douce et saumâtre d'Amérique, d'Asie (Hoffman, 1978 in Urawa, 1992) et même d'Afrique (Paperna, 1982).

C'est un organisme unicellulaire avec un corps asymétrique de forme ovale avec une encoche au bord postérieur (Svobodová *et al.*, 1991), libre dans la colonne d'eau (Shulman et Jankovski, 1984 in Noga, 2010). Le cytostome est distinct avec des ciliation incomplète. Les cils sont distribués en nombreuses lignes parallèles sur la surface ventrale concave ; le macronucléus est rond (fig. 38, 39). Ce sont des parasites spécialisés qui se nourrissent à partir des extrudats et des tissus de l'hôte (Paperna, 1982).



**Fig. 38 :** *Chilodonella* sp.  
Gr. : 10×10.



**Fig. 39 :** Morphologie générale de *Chilodonella* sp.  
(Hoffman, 1999 in Flynn *et al.*, 2007).

Ils ont la capacité de se multiplier rapidement dans l'eau froide (5-10°C) et chaude. Leur reproduction est asexuée et s'effectue par fusion binaire (Paperna, 1982)

### 3.3 Pathogénie

*Chilodonella* sp. provoque des dommages au niveau de la peau et des branchies (lésions épithéliales), et même les nageoires causant des mortalités importantes (Urawa, 1992). L'infection peut conduire à des états d'amaigrissements, d'hypoxie<sup>5</sup> et même à la mort.

Au cours de l'infection, le parasite peut couvrir la totalité du corps du poisson provoquant ainsi une hypersecretion de mucus avec un aspect grisâtre de la peau. Au niveau des branchies, une hyperplasie est notée, les lamelles branchiales peuvent fusionner, ce qui réduit considérablement la surface réservée à la respiration. Dans les cas graves, le parasite provoque la nécrose<sup>6</sup> des branchies, ce qui conduit à l'étouffement du poisson (Flynn *et Baker*, 2007).

<sup>5</sup> Inadéquation entre les besoins tissulaires en oxygène et les apports. Elle peut être la conséquence de l'hypoxémie (diminution de la quantité d'oxygène contenue dans le sang).

<sup>6</sup> Forme principale de mort d'une cellule, d'un tissu ou d'un organe, lors d'accidents traumatiques suite à certaines maladies ou lors de déficits métaboliques.

#### 4. *Scyphidia* sp.

- ✓ **Hôte** : *O. niloticus*.
- ✓ **Site d'infection** : Grattage à partir des nageoires.
- ✓ **Indices épidémiologiques** :

Les indices épidémiologiques sont calculés mais ne sont pas pris en considération vu le nombre réduit retrouvé sur les échantillons de poisson.

Prévalence (%)	Intensité parasitaire	Abondance
4%	1	0.04

#### 4.1 Position systématique

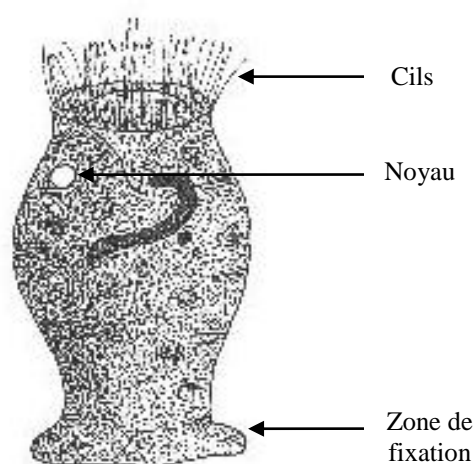
Embranchement	Protozoaires (Dolfein, 1901)
Sous-embranchement	Ciliophora (Prety, 1852)
Classe	Ciliata (Stein, 1859)
Ordre	Peritrichida (Stein, 1859)
Famille	Epistylidae (Kahl, 1933)
Genre	<i>Scyphidia</i> (Dujardin, 1841)

#### 4.2 Description et cycle biologique

Lors de l'investigation parasitaire, un protozoaire unicellulaire a été trouvé. Ce dernier ressemble fortement au genre *Scyphidia*. Il est de forme cylindrique à conique avec un point d'attachement élargi à l'extrémité aborale (fig. 40, 41). Des cils localisés dans la zone buccale sont présents et, Chez quelques espèces, ces derniers forment un anneau médian supplémentaire (Paperna, 1982). Le corps est d'environ 70 à 120  $\mu\text{m}$  de longueur. A l'état rétracté, il prend une forme ovale légèrement fusiforme (Song *et* Wilbert, 2002).

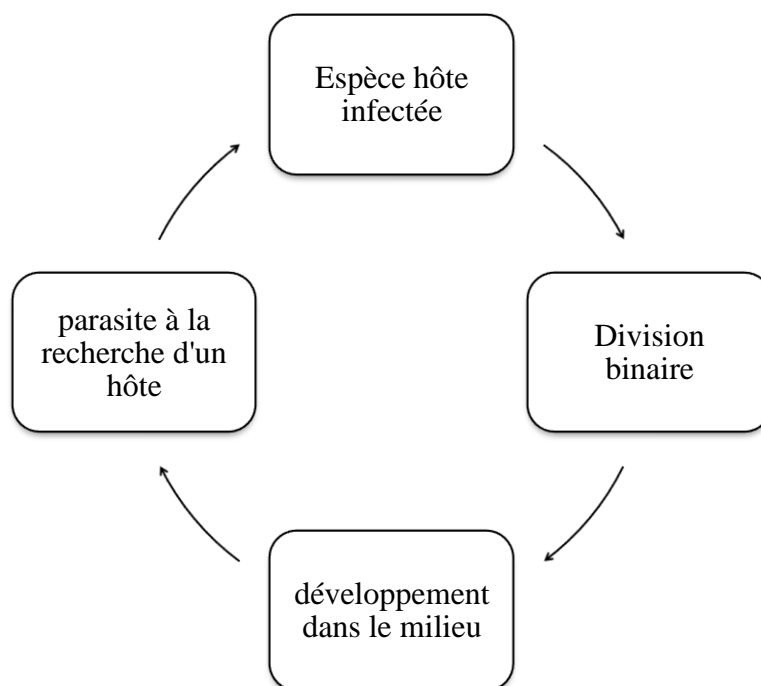


**Fig. 40** : *Scyphidia* sp.  
Gr. 10×10



**Fig. 41** : Morphologie de *Scyphidia* sp.  
(Garibay *et* Ochoterena, 1987).

*Scyphidia* sp. se reproduit par division binaire. L'extrémité aborale se transforme en organicule de fixation (Paperna, 1982).



**Fig. 42** : Cycle biologique récapitulatif des protozoaires.  
(Paperna, 1982 adapté par moi-même).

### 4.3 Pathogénie

En général, cette catégorie de parasite s'installe et se multiplie chez les poissons blessés au niveau des lésions et se propage sur le reste du corps s'il n'est pas traité à temps.

*Scyphidia* sp. ne cause pas de mortalité directe mais provoque un comportement anormal des poissons qui nagent de façon erratique et se heurtent à tout (Brock, 1993 *in* hussenot *et* Gautier, 2005).

Lors de l'infection, l'aspect des lésions ressemblent fortement à ceux causées par les champignons. Néanmoins, l'absence des filaments permet de différencier entre ces deux pathologies. Ils se détectent facilement sous la loupe voire au microscope.

### 5. *Cichlidogyrus* sp.

- ✓ **Hôte** : *O. niloticus* et Tilapia hybride
- ✓ **Site d'infection** : Branchies
- ✓ **Indices épidémiologiques** :

Prévalence (%)	Intensité parasitaire	Abondance
80%	10.9	8.72

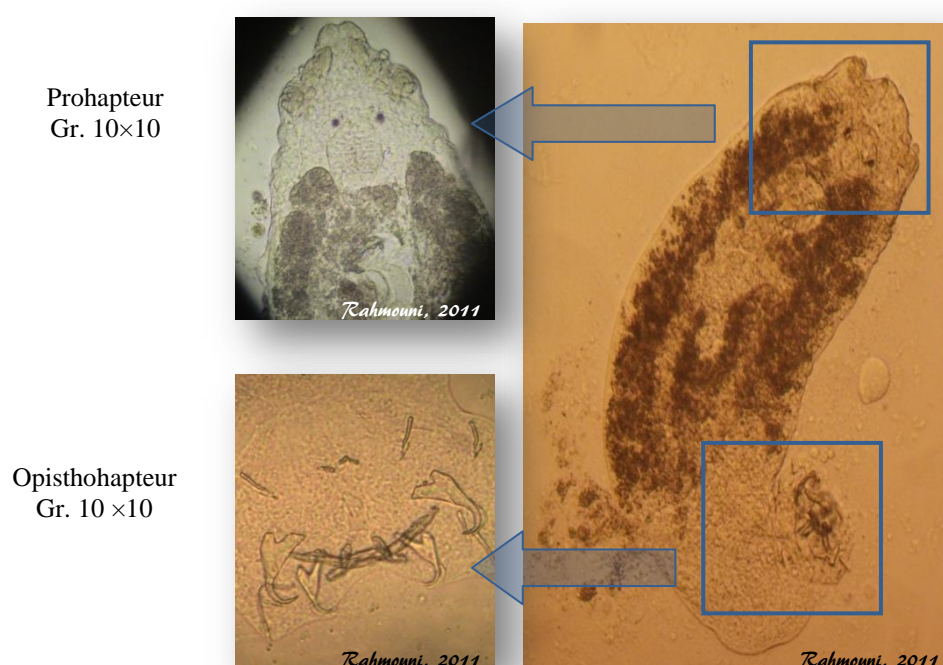
## 5.1 Position systématique

Embranchement	Plathelminthes
Sous-embranchement	Trématodes
Classe	Monogenea (Carus, 1863) (Bychowsky, 1937)
Sous-classe	Monopisthocotylea
Ordre	Dactylogyridea (Bychowsky, 1937)
Sous-ordre	Dactylogyrynea (Bychowsky, 1937)
Super-famille	Dactylogyroidea (Nov.superf. Yamagati, 1963)
Famille	Dactylogyridae (Bychowsky, 1933)
Sous-famille	Ancyrocephalinae (Bychowsky, 1937)
Genre	<i>Cichlidogyrus</i> (Paperna, 1960)

## 5.2 Description et cycle biologique

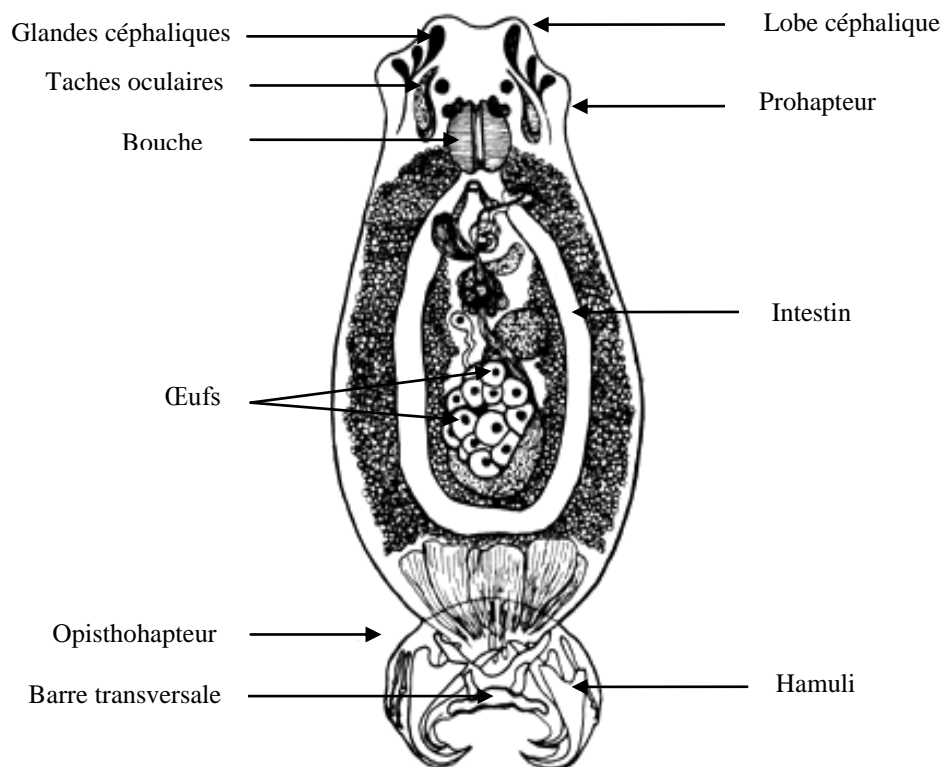
Le genre *Cichlidogyrus* (Paperna, 1960) présentent les caractères suivants : hapter avec quatre gripi, (deux dorsaux et deux ventraux). Deux barres transversales sont présentes avec trois paires de glandes céphaliques (fig. 43, 44). L'appareil copulateur mâle est muni de pièce accessoire avec une ouverture vaginale ventrale. Le vagin est tubulaire plus ou moins sclérifié. C'est un parasite qui affecte uniquement les Cichlidés (N'Douba *et al.*, 1997).

La distinction entre les différents genres et espèces de Monogènes se fait grâce à la morphologie des pièces sclérifiées<sup>7</sup> du hapter (appareil d'accrochage du vers) ou de l'appareil génital (Pariselle, 1994).



**Fig. 43** : *Cichlidogyrus* sp.  
Gr. : 10 × 10

<sup>7</sup> Epaisées, durcies et fibreuses



**Fig. 44** : Morphologie générale du *Cichlidogyrus* sp.  
(Paperna, 1982)

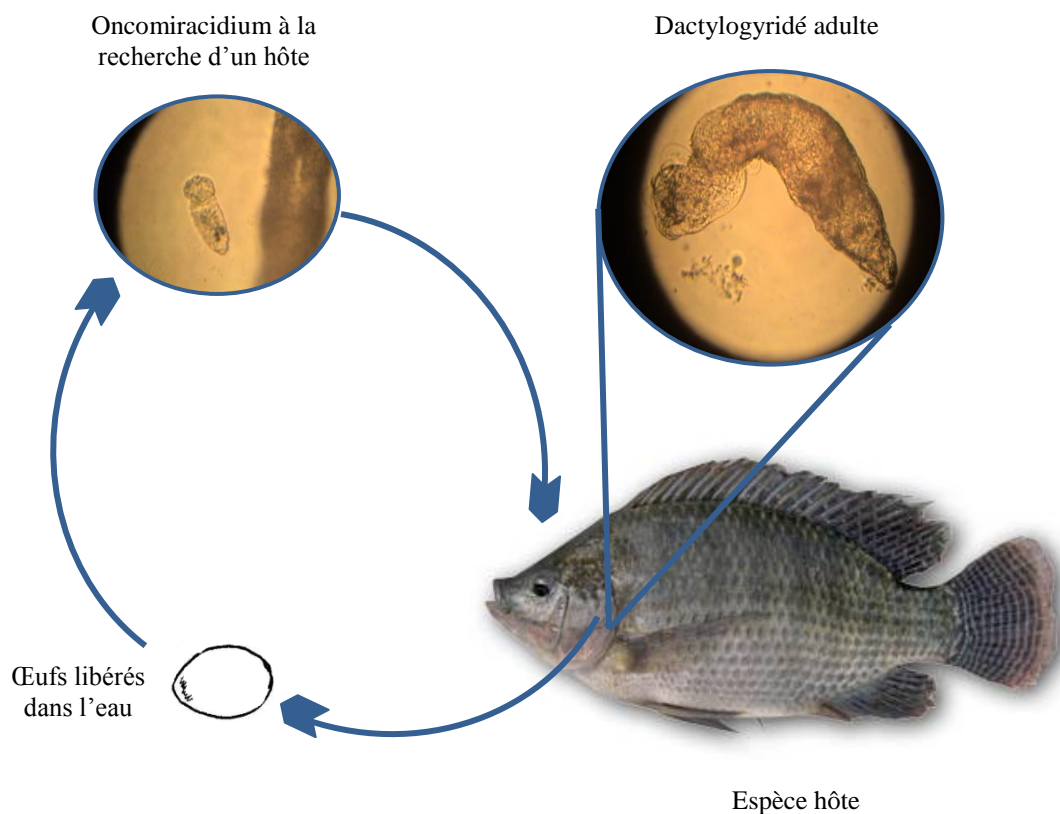
Le cycle biologique du genre *Cichlidogyrus* est direct (Pariselle *et* Euzet, 2003). La température optimale de ponte est de 20°C (Vigier, 1997).

Le ver adulte pond des œufs non embryonnés sur les branchies. Le nombre d'œufs peut arriver jusqu'à 60 œufs par jour. La production de ces derniers varie en fonction de l'âge du ver et de l'environnement (fig. 45). L'œuf demeure attaché aux branchies grâce à un filament polaire (Paperna, 1982) ou peut tomber au fond du bassin où se fera l'éclosion qui ne se réalise pas si la température est inférieure à 10°C (Vigier, 1997). A 20-28°C, les œufs éclosent au bout de deux à six jours.

La larve « oncomiracidium » éclore porte des touffes de cils et ont deux paires de grands yeux pigmentés situés dans le prohaptateur alors que l'opisthaptateur, très distinct est armé soit de griffes marginales seulement, soit, parfois, déjà de vestiges de crochets (Paperna, 1982). Elle se déplace et nage librement à la recherche d'un hôte pour s'y fixer (Vigier, 1997).

### 5.3 Pathogénie

En pisciculture, les monogènes de la famille des Dactylogyridés peuvent être dangereux pour leurs hôtes (surtout les alevins), même à de faibles intensités (Needham *et* Wootten, 1978 in Blahoua *et al.*, 2009).



**Fig. 45 :** Cycle biologique des monogènes (famille des Dactylogyridés).  
(Lambert *et* El Gharbi, 1995 adapté par moi-même).

Le *Cichlidogyrus* sp. provoque des lésions au niveau des lamelles branchiales où il se fixe (fig. 46). Les branchies peuvent apparaître pâles (Paperna, 1982) avec des irritations suivies d'hémorragies pétéchiales<sup>8</sup> (fig. 47, 48) (Belaribi, 2008). Une asphyxie peut être remarquée suivant l'importance de l'atteinte avec une perte d'appétit qui peut aller jusqu'au refus complet de nourriture. L'activité du poisson se réduit et apparaît émacié (Vigier, 1997).

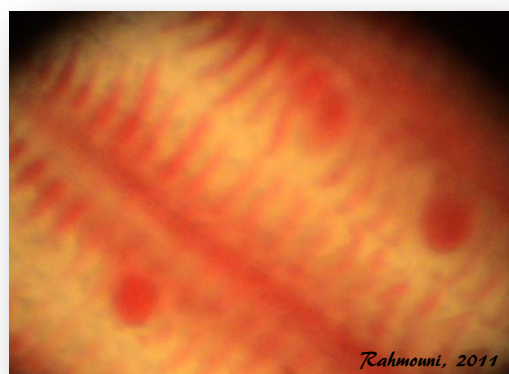


**Fig. 46 :** *Cichlidogyrus* sp. fixé au niveau d'une lamelle branchiale.

<sup>8</sup> Hémorragies dues à l'infiltration de sang sous la peau, induites par la rupture d'un capillaire sanguin.



**Fig. 47** : Pâleur des lamelles branchiales.



**Fig. 48** : Lésions pétéchiâles aux points de fixation des ancrés.

## 6. *Gyrodactylus* sp.

- ✓ **Hôte** : *O. niloticus* et *Tilapia* hybride
- ✓ **Site d'infection** : Lamelles branchiales, peau, nageoires.
- ✓ **Indices épidémiologiques** :

Prévalence (%)	Intensité parasitaire	Abondance
28%	2.71	0.76

### 6.1 Position systématique

Embranchement	Plathelminthes
Sous-embranchement	Trématodes
Classe	Monogenea (Carus, 1863) (Bychowsky, 1937)
Sous-classe	Monopisthocotylea
Ordre	Gyrodactylidea (Bychowsky, 1937)
Famille	Gyrodactylidae (Beneden et Hesse, 1863) (Cobbold, 1864)
Genre	<i>Gyrodactylus</i> (Von Nordmann, 1832)

### 6.2 Description et cycle biologique

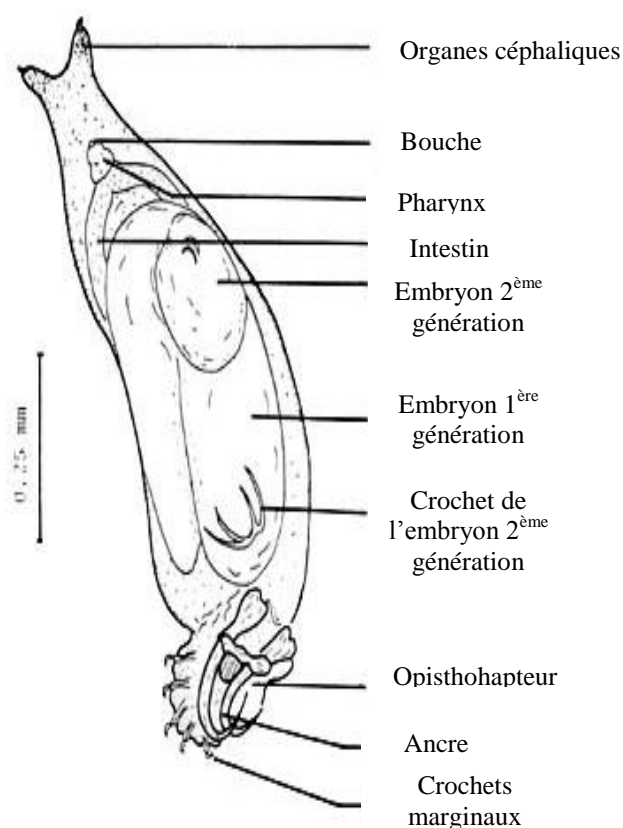
Les Gyrodactylidés sont des vers transparents sans yeux mesurant de 0.3 à 1.2 mm de longueur (fig. 49). L'utérus est situé dans la partie médiane et peut contenir de un à trois embryons armés de crochets et de griffes (fig. 50). L'opisthohapteur contient une paire de crochets interconnectés par des barres scléreuses (voir figure 51).

Le prohaptor est ordinairement bilobé. Les lobes contiennent des structures glandulaires et, derrière les organes céphaliques, un grand pharynx médian (fig. 52). Ils diffèrent des Dactylogyridés par leur corps transparent du à l'absence de glandes vitellines et à l'embryon situé au milieu de l'utérus (Paperna, 1982).

Les *Gyrodactylus* sont vivipares à cycle biologique direct. Les larves se développent dans un grand utérus. Ces dernières contiennent déjà un embryon dans leur utérus qui contient aussi un embryon. Ainsi chaque ver peut héberger jusqu'à quatre générations successives d'embryons qui semblent se développer par une sorte de poly-embryogénèse. La naissance se produit quand le premier embryon achève son développement (Paperna, 1982).



**Fig. 49 :** *Gyrodactylus* sp.  
Gr. : 10×10



**Fig. 50 :** Morphologie générale du *Gyrodactylus* sp.  
(fao.org, 2002).



**Fig. 51 :** Opisthohapteur du *Gyrodactylus* sp.  
Gr. : 10×10



**Fig. 52 :** Prohapteur du *Gyrodactylus* sp.  
Gr. : 10×10

### 6.3 Pathogénie

Les pathologies causées par le genre *Gyrodactylus* sont très répandues en élevage (Vàsquez *et al.*, 2007 ; Roberts *et Sommerveille*, 1982 *in Pullin et Lowe-Mc Connell*, 1982).

Le *Gyrodactylus* se fixe principalement sur le tégument du poisson. Il provoque des lésions qui peuvent être parfois hémorragiques, où s'insèrent les ancres et les crochets. Ce parasite en grand nombre provoque l'apparition d'un voile grisâtre sur la peau avec des plaques rougeâtres dues à l'inflammation<sup>9</sup> (Flynn *et Baker*, 2007).



**Fig. 53 :** *Gyrodactylus* sp. provoquant une hypersécrétion de mucus.  
Gr. : 10×10.

### 7. Métacercaires de trématodes

- ✓ **Hôte :** *O. niloticus*
- ✓ **Site d'infection :** Cavité abdominale, sur le foie et la paroi intestinale.
- ✓ **Indices épidémiologiques :**

Plusieurs kystes de métacercaires ont été retrouvés sur le foie et entourant la paroi intestinale chez un seul individu. Pour cela, les indices épidémiologiques n'ont pas été pris en considération.

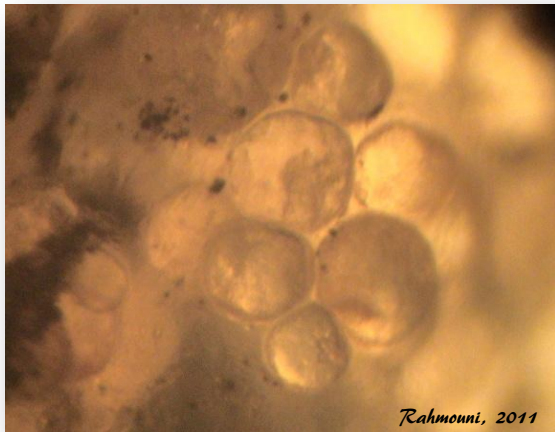
#### 7.1 Position systématique

Embranchement	Plathelminthes
Sous-embranchement	Trématodes
Classe	Digenea
Sous-classe	Opisthorchiida
Ordre	Opisthorchiata
Famille	Heterophyidae (Odhner, 1914)
Genre	<i>Haplorchis</i>

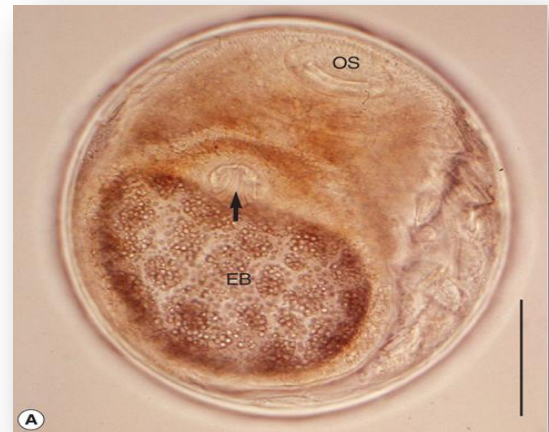
<sup>9</sup> Réaction de défenses immunitaires du corps à une agression.

## 7.2 Description et cycle biologique

Les kystes sont translucides et présentent une forme arrondie avec une pigmentation en noir (fig. 54, 55). les métacercaires de trématodes exigent un cycle de développement complexe passant successivement par un mollusque gastéropode, et un vertébré ichthyophage (Paperna, 1960 ; Roberts *et* Sommerville, 1982 *in* Lazard *et al.*, 1990).



**Fig. 54** : Kystes au niveau de la paroi intestinale chez le Tilapia du Nil.  
Gr. :  $\times 4.5$



**Fig. 55** *Haplorchis* (Rim *et al.*, 2008).

L'une des caractéristiques les plus frappantes des trématodes parasites est la diversité (Galaktionov et Dobrovolskij, 2003) et la complexité du cycle de vie impliquant plusieurs hôtes rencontrés selon un ordre précis (fig. 56). Ces hôtes peuvent être intermédiaires ou définitifs (Schmid-Hempel, 2011).

Le cycle des trématodes enkystés dans le poisson comprend trois hôtes : un vertébré comme hôte final, un mollusque comme hôte primaire, un poisson comme intermédiaire (Paperna, 1982), voire un invertébré crustacé (Noga, 2010).

Du point de vue biologique, l'hôte définitif est considéré comme l'un des plus importants vecteurs pouvant infecter l'être humain (Schmid-Hempel, 2011). Les spécialistes rencontrent de nombreux problèmes de type physiologiques (métabolisme) lors de l'étude du cycle biologique des trématodes et, ces derniers demeurent non résolus (Smyth et Halton, 1983).

## 7.3 Pathogénie

Les métacercaires de trématodes sont des parasites de nombreuses espèces de poissons dulcicoles. Dans de nombreux pays africains, les cichlidés sont les plus touchés par ce genre de parasitoses (Coulibaly *et al.*, 1995) qui seraient pathogènes pour l'homme. Elles provoqueraient des douleurs abdominales suivies de diarrhées.

Cependant, ces infections peuvent être bénignes et passer facilement inaperçues. La contamination se fait par ingestion accidentelle de métacercaires au niveau des hôtes intermédiaires ou, dans le cas du poisson comme hôte définitif, la consommation de ce dernier cru et mal cru peut favoriser l'apparition de l'infection (OMS, 1999).

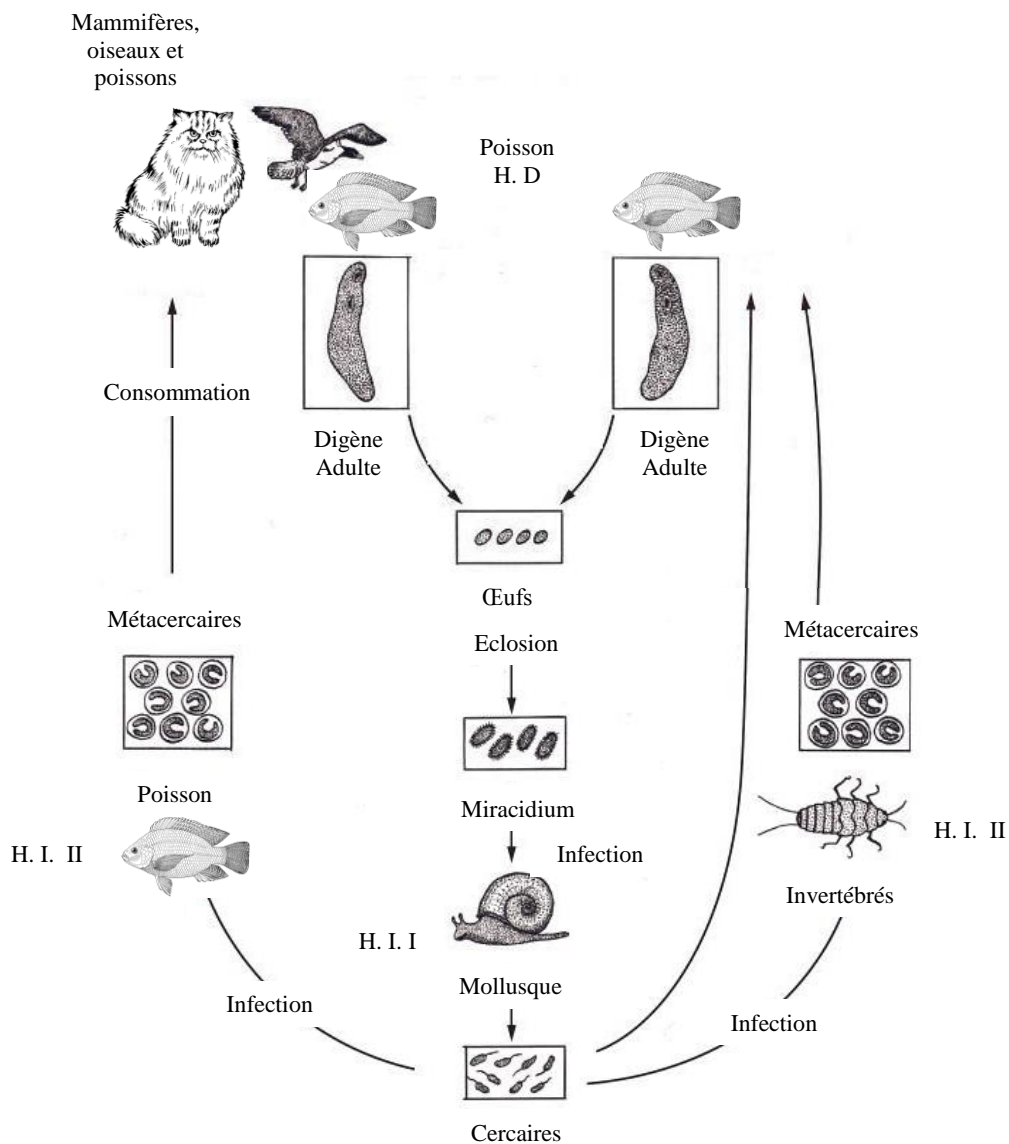


Fig. 56 : Cycle biologique des digènes parasites des poissons.  
(Noga, 2010).

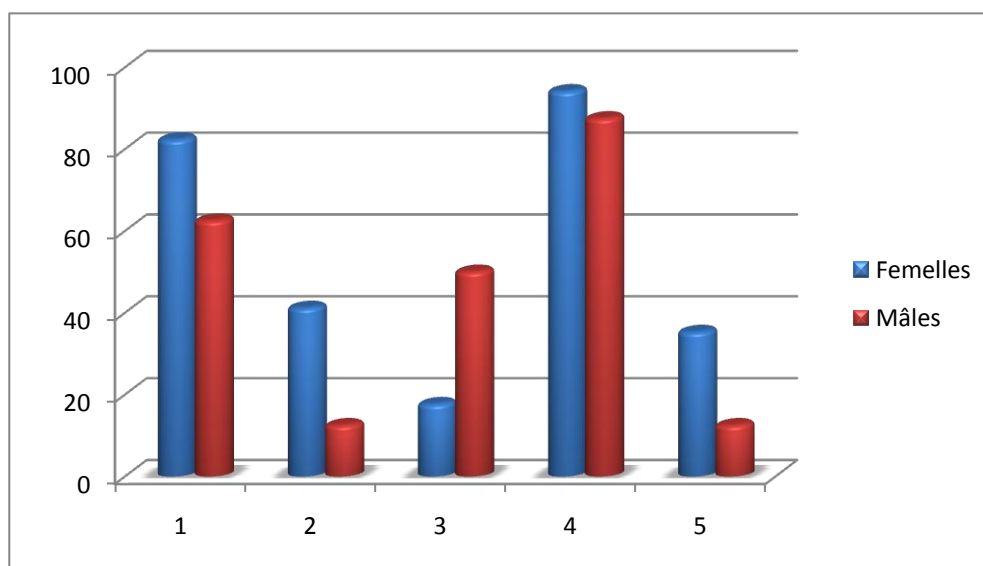
## Chapitre II Etude de quelques aspects de biologie parasitaire

## 1. Influence du sexe sur le parasitisme

Notre population est représentée par 68 % femelles et 32 % mâles. La distribution des parasites en fonction du sexe est représentée dans le tableau 3 et la figure 57.

**Tableau 3** : Influence du sexe chez le Tilapia sur les infections parasitaires.

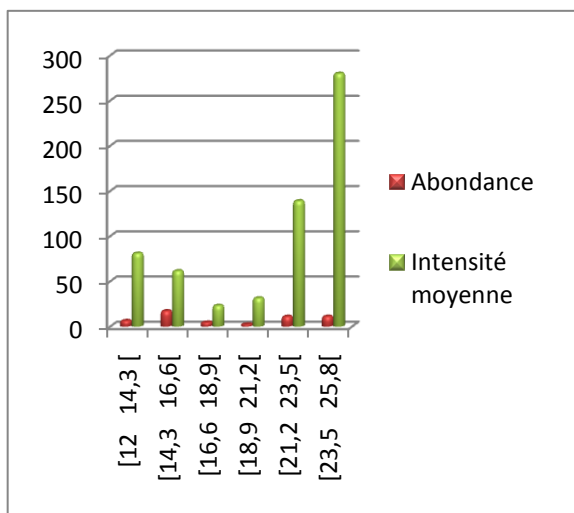
		<i>Trichodina</i> sp. (1)	<i>Chilodonella</i> sp. (2)	<i>Ichthyophthirius</i> sp. (3)	<i>Cichlidogyrus</i> sp. (4)	<i>Gyrodactylus</i> sp. (5)
Nombre poissons examinés	♀	17	17	17	17	17
	♂	8	8	8	8	8
Nombre de poissons infectés	♀	14	7	3	16	6
	♂	5	1	4	7	1
% de poissons non infecté	♀	17.7	58.83	82.35	5.88	64.71
	♂	37.5	87.5	50	12.5	87.5
% de poissons infecté	♀	82.3	41.17	17.65	94.12	35.29
	♂	62.5	12.5	50	87.5	12.5
% de la population infectée		76%	32%	28%	92%	28%
P		0.27	0.17	0.11	0.55	0.25
S		NS	NS	NS	NS	NS



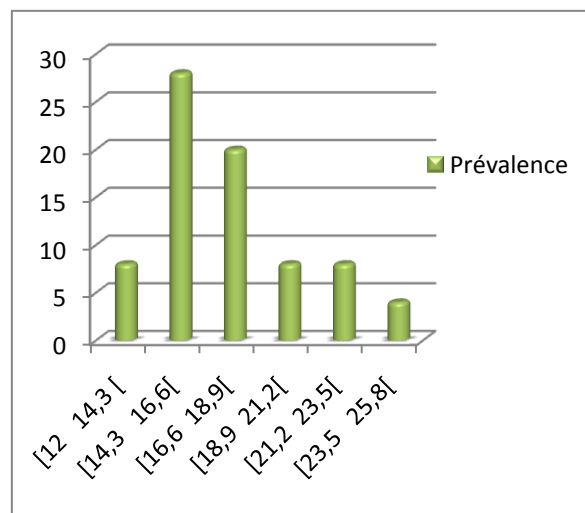
**Fig. 57** : Influence du sexe chez le Tilapia sur les infections parasitaires

## 2. Influence de la taille sur le parasitisme

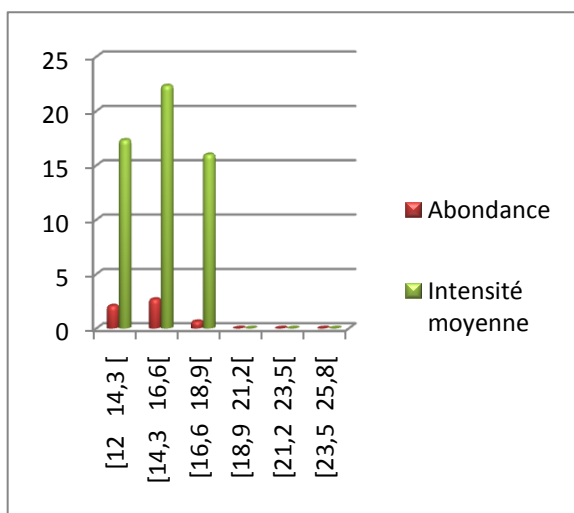
Les histogrammes ci-dessous illustrent les abondances, les intensités moyennes et les prévalences chez les parasites retrouvés. Les tableaux de l'annexe 4 montrent les variations des indices épidémiologiques en fonction des classes de taille du Tilapia.



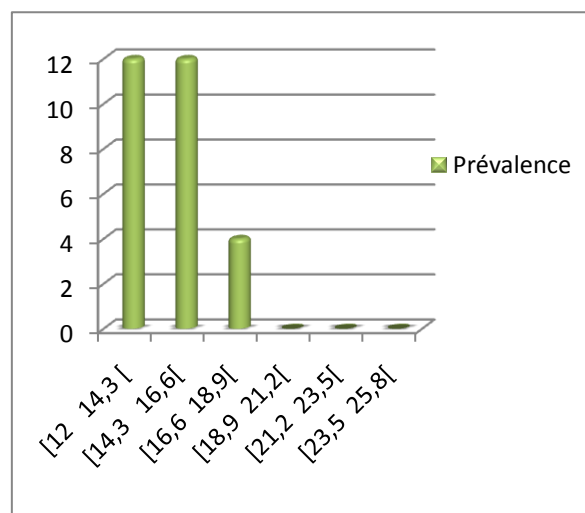
**Fig. 58** : Variation de l'abondance et l'intensité moyenne de *Trichodina* sp.



**Fig. 59** : variation de la prévalence de *Trichodina* sp.



**Fig. 60** : Variation de l'abondance et l'intensité moyenne d'*Ichthyophthirius* sp.



**Fig. 61** : Variation de la prévalence d'*Ichthyophthirius* sp.

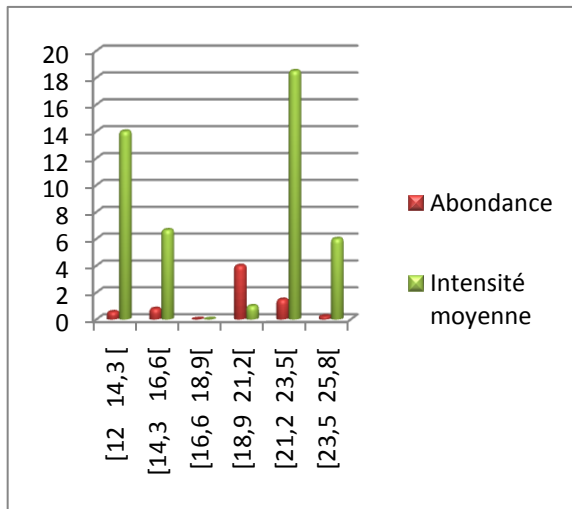


Fig. 62 : Variation de l'abondance et l'intensité moyenne de *Chilodonella* sp.

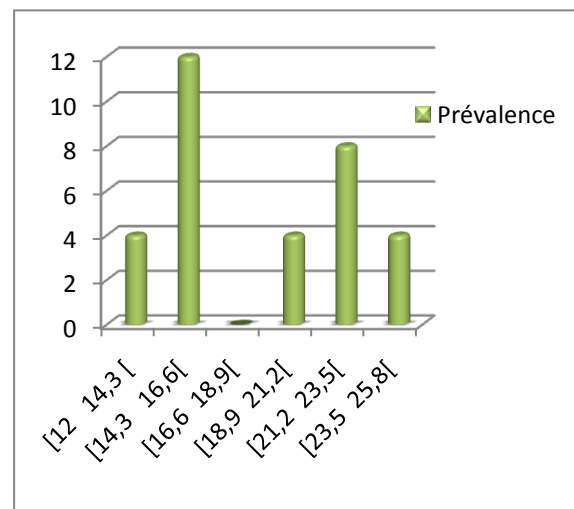


Fig. 63 : Variation de la prévalence de *Chilodonella* sp.

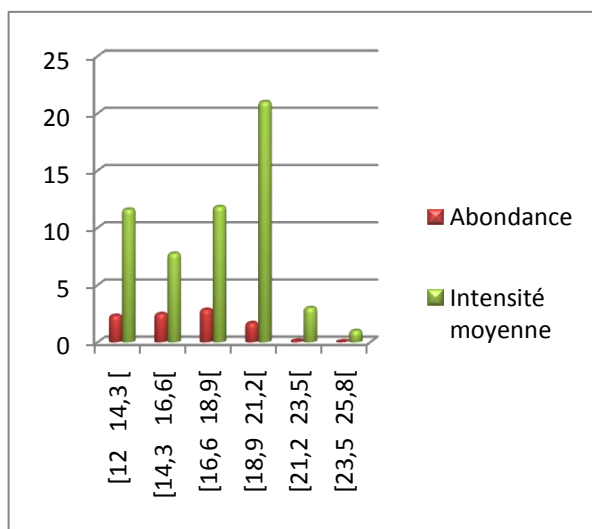


Fig. 64 : Variation de l'abondance et l'intensité moyenne de *Cichlidogyrus* sp.

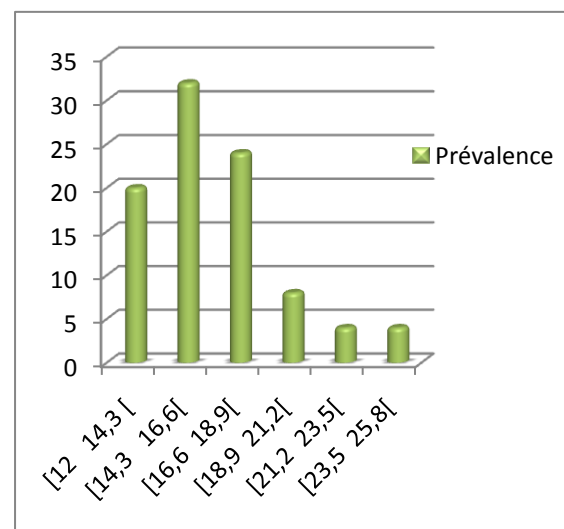
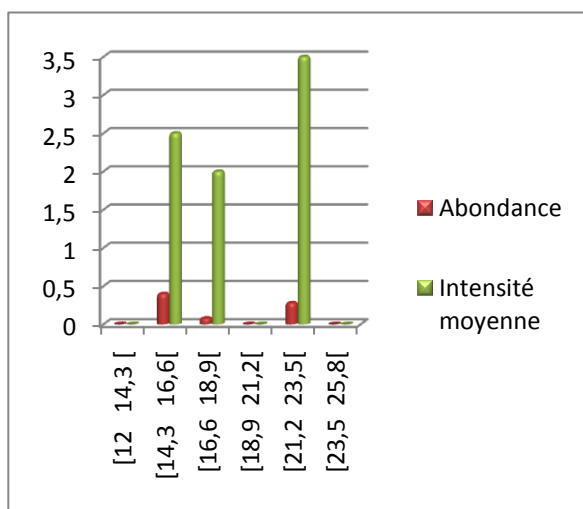
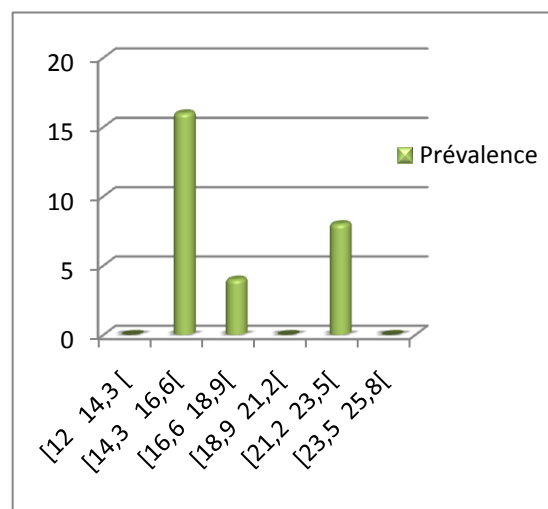


Fig. 65 : Variation de la prévalence de *Cichlidogyrus* sp.



**Fig. 66** : Variation de l'abondance et l'intensité moyenne de *Gyrodactylus* sp.



**Fig. 67** : Variation de la prévalence de *Gyrodactylus* sp.

### Chapitre III Incidence du parasitisme sur l'hôte

#### 1. Variation des paramètres physiologiques en fonction du sexe

Avant d'étudier la corrélation entre le parasitisme et les facteurs physiologiques, il est intéressant d'étudier l'interaction entre ces derniers paramètres et voir la différence entre les deux sexes. Le tableau 1 de l'annexe 5 présente l'influence du sexe sur les paramètres étudiés.

Les indicateurs de la physiologie retenus sont K, RGS, RHS. Faute d'effectif, certains variables ont été écartés (voir annexe 6 pour les paramètres physiologiques retenus). La corrélation entre ces différents paramètres est représentée dans le tableau 2 en annexe 5 et 7.

#### 2. Interaction entre le parasitisme et les paramètres physiologiques

Les résultats relatifs au parasitisme en fonction des paramètres physiologiques sont représentés dans les tableaux 4, 5 et 6 et en annexe 8

**Tableau 4** : Corrélations entre les paramètres physiologiques et le nombre total de parasite retrouvé chez la population.

	RGS <sub>p</sub>			RHS <sub>p</sub>			K <sub>p</sub>		
	R	P	S	R	P	S	R	P	S
N <sub>t</sub> P	-0.09	0.67	NS	0.36	0.08	S	0.26	0.20	NS

**Tableau 5** : Corrélations entre les paramètres physiologiques et le nombre total de parasites retrouvés chez les mâles.

	RGS♂			RHS♂			K♂		
	R	P	S	R	P	S	R	P	S
N <sub>t</sub> P	-0.5	0.21	NS	-0.13	0.75	NS	0.48	0.23	NS

**Tableau 6** : Corrélations entre les paramètres physiologiques et le nombre total de parasites retrouvés chez les femelles.

	RGS♀			RHS♀			K♀		
	R	P	S	R	P	S	R	P	S
N <sub>t</sub> P	-0.14	0.58	NS	0.48	0.048	S	0.14	0.58	NS

## Chapitre IV Hématologie

Les résultats obtenus permettent de donner un aperçu sur la composition sanguine chez le Tilapia en termes de proportions des différents types cellulaires.

### 1. La formule sanguine

Concernant la formule sanguine, Les résultats sont rapportés dans le tableau suivant :

**Tableau 7** : Résultats hématologiques des individus étudiés.

	GR	HB	HT <sup>10</sup>	VMC <sup>11</sup>	TCMH <sup>12</sup>	CCMH <sup>13</sup>	PLT
Unités	Eléments/ $\mu$ l	g/dl	%	fl	pg	g/dl	Eléments / $\mu$ l
F <sub>1</sub>	$1.84 \times 10^6$	8.2	26.4	143	44.5	31	$4 \times 10^3$
M <sub>1</sub>	$2.04 \times 10^6$	9.2	35.3	174	45.2	26	$6 \times 10^3$
F <sub>2</sub>	$1.50 \times 10^6$	5.1	18.4	122.9	34.3	27.9	$7 \times 10^3$
M <sub>2</sub>	$1.66 \times 10^6$	6.7	22.8	137.3	40.2	29.3	$610^3$

### 2. Résultats du frottis sanguin

Les globules rouges sont représentés par les cellules nucléées colorées en violet (fig. 68). Cependant, au cours de la visualisation microscopique, nous n'avons pas pu observer les globules blancs.

<sup>10</sup> HT (Hématocrite) : Désigne le pourcentage relatif du volume des globules rouges par rapport au volume total du sang. Ce chiffre permet entre autres le calcul du volume globulaire moyen (VGM) et la concentration corpusculaire moyenne en hémoglobine (CCMH).

<sup>11</sup> Exprimé en femtolitres ( $10^{-15}$  L), il indique le Volume Globulaire Moyen d'une hématie.

<sup>12</sup> Indique la Teneur Corpusculaire Moyenne en hémoglobine, c'est à dire la masse moyenne d'hémoglobine contenue dans un seul globule rouge. Il est exprimé en picogramme.

<sup>13</sup> Indique la Concentration Corpusculaire Moyenne en hémoglobine, c'est à dire la quantité d'hémoglobine contenue dans 100 ml d'hématies qui seraient débarrassées du plasma.



**Fig. 68** : Frottis sanguin d'*O. niloticus*.  
Gr. : 10×100 coloration MGG.

Pour ce qui est du comptage des globules blancs sur cellules de Malassez, il y a lieu de signaler le nombre exact des leucocytes retrouvé dans l'échantillon qui ne peut pas être pris en considération vu la méthode appliquée (fig. 69).



**Fig. 69** : Leucocytes sur lame de Malassez  
Gr. : 10×40.

## Chapitre I La parasitofaune du Tilapia

### 1. *Trichodina* sp.

Le genre *Trichodina* (Ehrenberg, 1838) est un protozoaire connu chez le Tilapia. Plusieurs auteurs ont signalé sa présence chez cette espèce (Paperna, 1982 ; Nguenga ; 1988 in Pullin *et al.*, 1988). En Algérie, *Trichodina* sp. a été signalée pour la première fois chez les cichlidés (*Tilapia zillii*, *O. niloticus* et *O. niloticus* × *O. mossambicus*) (Belaribi, 2008). Les espèces appartenant au genre *Trichodia* ne semblent pas spécifiques à notre hôte puisqu'elles ont été retrouvées en Algérie sur d'autres espèces de poissons telles *Barbus callensis*, *Cyprinus carpio*, *Pseudophoxynus callensis* *Pseudophoxynus chaignoni* et *Anguilla anguilla* (Meddour *et Meddour-Bouderda*, 2004 in Belaribi, 2008)

### 2. *Chilodonella* sp.

Ce parasite a été signalé chez les cyprinidés, le carassin doré et le Tilapia (Paperna, 1982 ; Van As et Basson, 1984 ; Paperna et Van As, 1984 in Hoffman, 1999). *Chilodonella* sp. retrouvée chez le Tilapia de la ferme EZZAHRA est signalée pour la première fois en Algérie.

### 3. *Ichthyophthirius* sp.

Plusieurs auteurs ont signalé l'atteinte du Tilapia par ce cilié (Paperna, 1982 ; Shoemaker *et al.*, 2006). La présence de l'*Ichthyophthirius* sp. a été signalé sur des alevins de *Barbus callensis* de l'Oued Bounamoussa, dans le lac Oubeira, chez *Barbus callensis*, *Cyprinus carpio* et *Anguilla anguilla*. De même, l'espèce *I. multifilisi* a été retrouvée chez les cichlidés des plans d'eau de l'Oued Khrouf, de l'étang Ain Zergua (El-Oued) et de la ferme piscicole d'Ain Skhouna (Saida) (Meddour *et al.*, 1989 ; Ghorab *et col.*, 1999 in Belaribi, 2008).

### 4. *Scyphidia* sp.

Ce parasite semble être présent accidentellement chez notre hôte vu le nombre réduit retrouvé. Michel (1989) ne rapporte pas la présence de ce dernier chez le Tilapia. Néanmoins, sa présence chez le Tilapia de la ferme EZZAHRA est signalée pour la première fois en Algérie.

### 5. *Cichlidogyrus* sp.

Paperna (1982) a identifié le genre *Cichlydogyrus* comme étant spécifique aux cichlidés. 71 espèces sont actuellement décrites (Pariselle *et Euzet*, 2009 in Vanhove *et al.*, 2011), provenant essentiellement de l'Afrique occidentale, mais aussi du sud, de l'est et de l'Asie occidentale (Vanhove, 2011). L'espèce *Cichlidogyrus tilapae* a été signalée sur les cichlidés d'Algérie (*Tilapia* du Nil, *Tilapia* du Zillii et le *Tilapia* hybride) en 2008 par Belaribi.

### 6. *Gyrodactylus* sp.

Il existe une centaine d'espèces de *Gyrodactylus* à travers le monde (Bakke *et al.*, 2002 in Verspoor *et al.*, 2007). Des épidémies à gyrodactylose ont été signalées dans différents pays (Uganda, Colombie, Kenya, Thaïlande, Kuwait, Israël, Pays-Bas et le Mexique (Fryer et Iles, 1979 ; Roberts et Sommerville, 1980 in Vâsquez *et al.*, 2007). Le *Gyrodactylus* sp. (Nordmann, 1832) a été signalé en Algérie au niveau des branchies et de la peau de *Barbus callensis* à l'Oued El Kebir (El-Taraf) (Dahraoui et Yamak, 1992 in Meddour *et al.*, 1989).

Le même genre a été rapporté chez *Cyprinus carpio*, *Hypophthalmichthys molitrix*, *Barbus callensis*, *Carassius gibelio* du lac Oubeira (Meddour et Meddour-Bouderda, 2004 in Belaribi, 2008). L'espèce *Gyrodactylus cichlidarum* a été détectée chez le *Tilapia zillii* de l'Oued Khrouf, dans l'étang d'Ain Zargua et la ferme piscicole d'Ain Skhouna chez le tilapia hybride. Par contre, la parasitose n'a pas été rapportée chez le tilapia du Nil *O. niloticus* (Belaribi, 2008)

### 7. *Haplorchis* sp.

Plusieurs hypothèses peuvent expliquer l'infestation du Tilapia par les kystes de métacercaires dans la masse viscérale. L'alimentation joue un rôle important à travers sa fabrication à partir de composants contaminés dans des conditions non hygiéniques qui favorisent l'infection entraînant l'apparition des endoparasites. En outre, la présence des hôtes intermédiaires (mollusques) permet de compléter le cycle évolutif des trématodes.

Dans le cas de la ferme « Ezzahra », la fabrication de l'aliment peut être une raison de la présence de ces endoparasites. Cependant, cette hypothèse ne peut être confirmée vu qu'on a répertorié qu'un seul individu atteint.

Les métacercaires d'*Haplorchis* ont été rapporté plusieurs fois dans différents pays asiatiques, (Pearson et Ow-Yong in Rim *et al.*, 2008) et africains (Paperna, 1982). Ils sont particulièrement connus dans les muscles, les viscères et les branchies des poissons des eaux saumâtres et des eaux douces ainsi que des lagunes hypersalées de la côte méditerranéenne de l'Afrique.

La présence des trématodes enkystés n'est pas rare chez le Tilapia (Paperna, 1960 ; Roberts *et* Sommerville, 1982 in Lazard *et al.*, 1990) et les muets (Paperna, 1982). L'identification de ces agents pathogènes se fait habituellement par la méthode de la digestion artificielle de la zone infectée. Le choix de cette dernière est modulé par le degré de l'infestation (Rim *et al.*, 2008). Une autre méthode est appliquée sur les poissons, c'est la compression musculaire. C'est une inspection visuelle qui permet de détecter les larves encapsulées in situ à l'aide d'un microscope spécialisé.

## Chapitre II Etude de quelques aspects de biologie parasitaire

### 1. Influence du sexe sur le parasitisme

#### 1.1 *Trichodina* sp. et *Chilodonella* sp.

Sur les 25 individus étudiés, 14 femelles et 5 mâles sont infectés par *Trichodina* sp. avec respectivement un pourcentage d'infection de 82.3% et 62.5%. Statistiquement, cette différence n'est pas significative. Il semble que le sexe de l'hôte n'a aucune influence sur le parasite.

Concernant le deuxième protozoaire, seulement 12.5% des mâles de la population sont porteurs de *Chilodonella* sp. Le nombre est faible comparé avec les femelles ; 41.17%. Malgré cette différence, le résultat n'est pas significatif. Le sexe ne semble pas influencer sur le parasitisme de cette espèce.

### 1.2 *Ichthyophthirius* sp.

Une différence non significative est notée dans le cas de l'infection par le protozoaire *Ichthyophthirius* sp. entre les mâles et femelles à un seuil de 0.05%. 50% des mâles sont touchés par ce parasite contre 17.65% de femelles. En effet, cette fluctuation peut être expliquée par le faible effectif de l'échantillon étudié. Dans le cas de *Leuciscus cephalus*, Poisot (2007) explique la différence de l'infection entre les mâles et les femelles par le fait que les mâles investissent plus d'énergie dans les fonctions physiologiques en plus de la production des gamètes comparé avec les femelles, ce qui diminue considérablement le taux réservé au maintien.

### 1.3 *Cichlidogyrus* sp. et *Gyrodactylus* sp.

Dans notre étude, il semble que le sexe de l'hôte parait sans influence sur l'infestation par les deux monogènes *Cichlidogyrus* sp. et *Gyrodactylus* sp. d'où la différence non significative des résultats. Cela indique qu'ils sont infestés de la même manière. L'absence de l'influence du sexe a déjà été mise en évidence chez les monogènes branchiaux d'*Hemichromis fasciatus* (cichlidés) (Bilong-Bilong, 1995 in Blahoua *et al.*, 2009) et chez *Sarotherodon melanotheron* (cichlidés) (Blahoua *et al.* 2009). Les branchies des poissons représentent pour les ectoparasites un milieu hétérogène (Silan *et al.*, 1987 ; Bilong Bilong, 2007 in Nack *et al.*, 2010) qui imposent un choix judicieux des sites de fixation sur l'hôte (Bilong Bilon, 1995 in Nack *et al.*, 2010). Si on considère que l'hôte et les espèces de sa parasitofaune ont un passé évolutif commun, il peut être envisageable que le système hôte-parasites soit arrivé à un équilibre (T. Poisot, 2007).

## 2. Influence de la taille sur le parasitisme

Pour tous les parasites retrouvés, l'intensité moyenne change de manière non significative avec les tailles des individus. Dans le cas des monogènes, plusieurs auteurs (Guégon *et* Hugueni, 1994 ; Bilong-bilong, 1995 ; Bakke *et al.*, 2002 ; Cable *et al.*, 2002 in Blahoua *et al.*, 2009) ont défini l'augmentation du degré de parasitisme chez *Sarotherodon melanotheron* en fonction de la taille par l'augmentation de la surface branchiale qui peut héberger plusieurs parasites. En ce qui concerne l'*Ichthyophthirius* sp. Shoemaker *et al.* (2006) rapporte que dans de nombreux cas, la taille du *Tilapia* joue un rôle dans le choix de l'hôte.

Il se peut que le faible effectif de la population étudiée soit la cause de ce résultat non significatif comparé avec les résultats rapportés par la bibliographie. Cependant, le test statistique ne permet pas de confirmer cette hypothèse.

## Chapitre III Incidence du parasitisme sur l'hôte

### 1. Variation des paramètres physiologiques en fonction du sexe

En ce qui concerne la physiologie, Sur les 25 individus de *Tilapia* examinés, les mâles et les femelles ne diffèrent pas par leur longueur totale et standard de manière significative. Cette comparaison est effectuée afin d'identifier l'influence du sexe sur la physiologie du *Tilapia* du point de vue taille, poids total et éviscéré. D'après Pullin *et* Lowe-Mc Connell (1982), dès que les individus atteignent l'âge de maturité sexuelle (1 à 3 ans selon le sexe et le milieu), les mâles présentent une croissance nettement plus rapide que les femelles et atteignent une taille nettement plus supérieure, ce qui n'est pas le cas avec nos résultats.

Le même auteur rapporte que dans certains milieux où la croissance est bonne, mâles et femelles atteignent des tailles identiques. De plus, quand mâles et femelles sont élevés ensemble, la population s'accroît rapidement et on obtient des individus nains avec des tailles plus ou moins similaires (Iga-Iga, 2008). En outre, même la taille de première maturité sexuelle peut différencier en fonction des conditions fluctuantes du milieu : déficit alimentaire qualitatif et quantitatif, dimensions réduites du milieu (Ruwet *et al.*, 1975 *in* Iga-Iga, 2008).

La différence de croissance entre les mâles et les femelles n'est pas caractérisée du point de vue physiologique chez le *Tilapia*. Elle est extrêmement variable d'un milieu à l'autre (Melard, 1986 *in* Ouedraogo, 2000). La période d'apparition de cette différence n'est pas précisément identifiée. Pour mieux préciser l'étape d'apparition de ce différentiel, des mesures morphométriques et des analyses biochimiques et histologiques sont nécessaires. Pour ces raisons, l'analyse statistique ne permet pas de confirmer ces hypothèses (Toguyeni, 1996).

Le poids des gonades varie selon le sexe de manière significative, ce qui explique le résultat significatif du RGS chez l'ensemble de la population. Ces résultats peuvent être expliqués par la maturité sexuelle précoce de l'un des deux sexes. Lors de la dissection, les ovaires étaient bien développés, remplis d'ovocytes, contrairement aux testicules des mâles, ce qui conduit à des fluctuations au niveau du poids des gonades et donc, le RGS. Cette hypothèse est vérifiée dans le milieu naturel et pourrait être valable pour les poissons d'élevage (Plisnier *et al.*, 1988 *in* Rakotovo Ravahatra, 2004).

#### ✓ **Corrélation entre les paramètres physiologiques**

Bien qu'elle ne soit pas significative, la corrélation entre le RGS et RHS chez les mâles et les femelles est négative. En 1989, Meyer et Burgdorff ont étudié les aspects énergétiques du métabolisme d'*Oreochromis niloticus* (poids individuel compris entre 7 et 26 g). Chez certains poissons d'eau douce, *Leuciscus cephalus* en particulier, l'énergie intervient également dans la présence des caractères sexuels secondaires, notamment les ornements. Pour les mâles, c'est un effort massif dans la compétition sexuelle (Balthazart, 1983 *in* T. Poisot, 2007).

Phillipart et Mélard (1987) indiquent que l'énergie métabolique chez les femelles est orientée vers la fonction de reproduction, en particulier pour la production des ovules, mais aucune étude physiologique validant cette hypothèse n'a encore été réalisée chez *Oreochromis niloticus* (Toguyeni, 1996).

Le RHS et le K chez les mâles et les femelles sont corrélés positivement de manière non significative. Le facteur de condition K varie en lui-même avec l'appétit, la valeur des aliments, l'état sexuel et en fonction de l'état physiologique et sanitaire ; il dépend également des conditions de milieu (J. Bruslé et J.P. Quignard, 2004). Lorsque l'alimentation ne couvre pas les besoins de maintenance, l'énergie manquante est prélevée sur les tissus du poisson, en particulier sur les réserves lipidiques et ce dernier maigrit.

Ce phénomène a été observé chez d'autres espèces piscicoles. Il s'accompagne généralement d'une réduction de l'activité spontanée des poissons (Hepher, 1988 *in* Dabbadie, 2009). Le reste des paramètres physiologiques  $W_t$ ,  $W_{evc}$ ,  $W_f$ , RHS et K ne présentent pas de différences significatives selon le sexe.

## 2. Interaction entre le parasitisme et les paramètres physiologiques

Une différence non significative est notée entre le RGS et le k avec le nombre total de parasites retrouvés chez les deux sexes, Par conséquent, la non signification des résultats obtenus sur l'ensemble de la population. Il semble que le parasitisme n'a donc pas ou peu d'effet sur la reproduction et la croissance chez le Tilapia. Une diminution du facteur de condition a été observé chez des saumons (*Salmo salar*) infectés par le copépode *Lepeophtheirus salmonis* (Grimnes et Jakobsen 1996 in Dawson, 1998).

Dans certaines conditions, le parasite et l'hôte constitue un système physiologique qui tend à s'équilibrer de telle sorte que le parasite s'installe dans l'hôte et y vive normalement. Il devient pathogène au contraire, si cet équilibre est rompu. Le parasite, dans ce cas, n'est plus adapté à son hôte et provoque un déclin (Brien, 1968). Cependant, il existe de nombreux exemple des effets néfastes de parasites sur le développement de leur hôte, incluant les taux de croissance (Thompson, 1990 in Peyrusse, 2010).

Dans le cas du RHS, ce dernier diffère significativement chez les femelles avec le nombre total de parasites. Il semble que la présence de parasites entraîne un investissement en énergie pour l'individu infecté. Mais vu le faible effectif et le peu de travaux réalisés sur ce phénomènes physiologiques, l'hypothèse ne peut pas être confirmée.

### Chapitre IV Hématologie

Dans le cas de nos résultats, nous nous contentons de les présenter en indiquant seulement la formule sanguine. Celle ci diffère entre le mâle et la femelle, cette différence n'a pu être analysée vu le nombre réduit d'échantillons.

Cependant, plusieurs auteurs ont étudié l'influence du parasitisme sur l'aspect hématologique chez le poisson. Ainsi, l'état de maturité sexuelle influe sur la variation des mesures hématologiques. Une augmentation du nombre d'érythrocytes circulants, pendant l'hiver, chez les mâles *Salmo trutta* sexuellement matures a été mise en évidence (Pickering, 1986). Des résultats identiques ont été obtenus chez *Salmo salar* (Pickering, 1986 in Pottinger et Pickering, 1987). Chez la même espèce, suite à une infection par le pou de mer *Lepeophtheirus salmonis*, une diminution de l'hématocrite a été observée (Grimnes et Jakobsen 1996 in Dawson, 1998). Un résultat identique a été obtenu chez *Onchorynchus mykiss* (Fast et al., 2002).

Dans certains cas, la réponse à l'infection parasitaire se traduit par une augmentation du nombre d'érythrocytes et une diminution de la proportion de lymphocytes comme l'a signalé Ruane et al., (2000) lors de l'infection de *Salmo trutta* par *Lepeophtheirus salmonis*.

De précédents travaux en immunologie du poisson et des études sur les infections à *Gyrodactylus derjavini* chez la truite arc-en-ciel ont indiqué des facteurs cellulaires et humoraux en tant qu'acteurs principaux lors de la réponse immunitaire (Buchmann, 1999).

Les programmes de recherche se concentrant sur l'immunité innée anti-parasitaire chez les poissons manquent. Les études réalisées ont été faites sur un nombre réduit de modèles, salmonidés en particulier (Jones, 2001 in Poisot, 2007).

L'objectif majeur arrêté pour cette étude était d'identifier l'influence du parasitisme sur la physiologie du Tilapia. A l'issue de cette investigation, bien que préliminaires, des résultats encourageants ont été obtenus.

Au cours de l'étude sur la parasitofaune des Tilapia provenant de la ferme piscicole EZZAHRA, quatre genres de protozoaires ont été répertoriés à savoir *Trichodina*, *Chilodonella*, *Ichthyophthirius* et *Scyphidia*. Nous avons constaté aussi la présence du monogène spécifique au cichlidés : le genre *Cichlidogyrus* accompagné du *Gyrodactylus*. En plus de ces parasites connus chez cette espèce, des métacercaires enkystés au niveau de la masse viscérale ont été retrouvés pour la première fois chez notre hôte. La parasitofaune du Tilapia est donc diversifiée.

L'équilibre raffiné qui préside aux relations hôtes-parasites laisse sans réponse de nombreuses questions. En effet, dans l'état actuel des connaissances, le Tilapia peut être considéré comme une espèce très résistante aux différentes agressions. A titre d'exemple, dans les cas de *Trichodina* sp. et *Chilodonella* sp, nous avons constaté que, malgré le pourcentage élevé du taux de l'infection chez la population (respectivement 76% et 68%), ce dernier n'avait pas d'effet remarquable sur les fonctions physiologiques. Il est donc permis d'affirmer que cette espèce s'adapte avec sa parasitofaune et, qu'à un certain moment, un équilibre hôte-parasite s'installe chez cette espèce et lui permet de préserver son équilibre physiologique. Cette idée est valable aussi pour le cas du *Cichlydogyrus* sp.

Un autre point restait à éclaircir durant cette étude, c'est l'immunité antiparasitaire chez le Tilapia. Les résultats obtenus ne permettent pas d'émettre des hypothèses à ce sujet. Néanmoins, il est sûr que cette espèce possède des mécanismes sophistiqués pour échapper au parasitisme. Il est donc intéressant de développer à l'avenir cette idée afin de prouver la rusticité de cette espèce. Il est important de signaler que le déroulement de ce type de recherche doit se faire dans des laboratoires conçus et, spécialisés pour ce type d'études.

De plus, l'analyse hématologique et la définition des proportions des cellules sanguines d'un poisson peuvent être considérées comme nouvelles dans le monde de l'aquaculture.

Enfin, cette étude nous a permis aussi de nous familiariser avec certaines techniques relatives à la parasitologie, la physiologie et l'hématologie.

De nos jours, nous constatons le désintéressement de la recherche relative aux effets néfastes sur la physiologie et l'hématologie que peut provoquer ces agents infectieux alors que, les conséquences peuvent être terribles.

## *Conclusion générale*

Ceci est dû au manque de moyens dans le domaine scientifique et le peu d'intérêt que portent les responsables concernés. D'ailleurs c'est l'une des conséquences que nous enregistrons auprès des aquaculteurs, à titre d'exemple, les pathologies récentes signalées au niveau de certaines fermes aquacoles du pays. Un signe de détresse lancé par ces derniers sans résultat.

**A**ctuellement, l'étude des parasites, après avoir profité de l'apport de l'immunologie, bénéficie de la « révolution génétique ». L'accès à la connaissance des génomes parasitaires, des génomes des vecteurs, la mise en évidence de gènes de résistance ou de susceptibilité chez l'homme confèrent pour les années à venir une dimension nouvelle à la compréhension globale des relations hôte-parasite.

**E**n fin, la recherche scientifique dans l'aquaculture est très importante. Elle peut résoudre énormément de problèmes et peut aider l'activité à prospérer si les décideurs se penchent sérieusement sur cette branche et mettent les moyens adéquats.

- ✓ **Ayeche I. et Djelloudi N., 2010** – Analyse des aménagements piscicoles et de la gestion sanitaire de la ferme aquacole « EZZAHRA » -. Mémoire d'Ingénieur en Aquaculture, I.S.M.A.L, Alger, 57 p.
- ✓ **Bach J. F., Chatenoud L., 2002** – Immunologie - 4<sup>ème</sup> édition, Edition Flammarion Médecine-Sciences, Collection De la biologie à la clinique, France, 369 p.
- ✓ **Bailey M., Fletcher N., Fuller I. et Lambert P., 2007** – Le guide complet des poisons tropicaux d'eau douce –Edition De Vecchi, France, 208 p.
- ✓ **Balarin J.D. et Hatton J.P., (1979** – Tilapia: A guide to their biology and culture in Africa - Unit of Aquatique pathobiology, Stirling University,174 p.
- ✓ **Balta F., Kayis S. et Altinok I., 2008** - External protozoan parasites in three trout species in the Eastern Black Sea region of the Turkey: intensity, seasonality, and their treatments - Bull. Eur. Ass. Fish Pathol., 28(4), 157 p.
- ✓ **Barnabé G., 1991** – Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture – Edition Tec & Doc, Paris, 520 p.
- ✓ **Beaumont A., Truchot J. P., et Du Pasquier L., 1995** – Respiration circulation système immunitaire – Edition Dunod, Collection Sciences Sup, France, 263 p.
- ✓ **Bekri K. et Djama K., (1995)** – *Dactylogyrus extensus* Mueller et Van Cleave, 1932, Parasite branchial de *Cyprinus carpio haematopterus* (carpe sauvage) du barrage de MERDJAT-EL-AMAL (ALGERIE) : Morph-anatomie et aspects éco-biologiques – Mémoire d'ingénieur en Aquaculture, U.S.T.H.B, Alger, 67p.
- ✓ **Belaribi R., 2008** – Investigation préliminaire sur la parasitofaune de trois cichlidés d'Algérie – Mémoire d'ingénieur en Aquaculture, 46 p.
- ✓ **Bentoumi A. et Kahil N., (2005)** – Etude expérimentale de la croissance du tilapia *Oreochromis niloticus* en fonction de la salinité et de la densité de mise en charge - Mémoire d'ingénieur en Aquaculture, ISMAL, Alger, 37 p.
- ✓ **Bianchi P. M. et Sperotti A., 1998** – Les cichlidés – Edition De Vecchi, Collection Animaux, France, 95 p.
- ✓ **Blahoua G. K., N'Douba V., Kone T. et Kouassi N. G. J., (2009)** - Variations saisonnières des indices épidémiologiques de trois Monogènes parasites de *Sarotherodon melanotheron* (Pisces : Cichlidae) dans le lac d'Ayamé I (Côte d'Ivoire) - Sciences et Nature Vol.6 N°1 : 39 - 47 p.
- ✓ **Blahoua K. G., N'Douba V., Kone T., et Khouassi N. J., 2009** – Variations saisonnières des indices épidémiologiques de trois Monogènes parasites de *Sarotherodon melanotheron* (Pisces : Cichlidae) dans le lac d'Ayamé I (Côte d'Ivoire) - Sciences et Nature Vol.6 N°1 : 39 – 47 p.

- ✓ **Bouyer J., 2000** – Méthodes statistiques : Médecine-Biologie – Edition Estem, France, 351 p.
- ✓ **Breton B., Gérard T. et Gérard R., 1999** – Tous les poissons d'eau douce, leur pêche et leur gestion – Editions Jean-Paul Gisserot, Collection toutes les pêches en poche, France, 128 p.
- ✓ **Brian P., (1968)** – Le parasitisme, expérience de la nature – Ann. Soc. Belge Méd. Trop., 48, 6, 565-582 p.
- ✓ **Bruslé J. et Quignard J.P., 2004** – Les poissons et leur environnement : écophysiologie et mécanismes adaptatifs – Edition Tec et Doc Lavoisier, France, 1592 p.
- ✓ **Buchmann k., (1999)** - Immune mechanisms in fish skin against monogeneans – A model. Folia Parasitol (Praha), 46 (1), 1-9 p.
- ✓ **Burlot G., Buthon L., Davaine y., Didri H., Papiou T., Rafini m. et Valingot C., 1998** – Références aquaculture – Edition Synthèse Agricole, 312 p.
- ✓ **Canonico C. G., Arthington A., Mccrary J. K. et Thieme M. L., 2005** - The effects of introduced tilapias on native biodiversity - Aquatic Conserv: Mar. Freshw. Ecosyst. 15: 463–483 p.
- ✓ **Chapman A., (2003)** - Culture of hybrid Tilapia: A reference profile. Circular, 1051 p.
- ✓ **Cho C.Y., Cowey C.B. et Watanabe T., (1985)** - Fish nutrition in Asia Methodological Approaches to Research and Development, Ottawa, Ont., IDRC, 154 p.
- ✓ **Combes C., 1990** - When is a parasite pathogen! Metazoan parasitic diseases: concluding remarks - . In: Pathology in marine science. Academic Press Inc. Publisher, 331-340 p.
- ✓ **Combes C., 1995** - Interactions durables. Ecologie et évolution du parasitisme. Edition Masson, Collection Ecologie N°26. Paris, 544 p.
- ✓ **Coulibaly D. N., Salembéré S. et Bessin R., 1995** - La clinostomose larvaire des poissons cichlidés du lac de la Kompienga au Burkina Faso : des menaces pour l'exploitation halieutique et la santé publique - Sante ; 5 (3) 189-193 p.
- ✓ **Coustau C., 1991** - Analyse génétique et physiologique des interactions hôte - parasite: le système *prosoorhynchus squamatus* – *Mytilus* – Thèse de doctorat, Université de Montpellier II, France, 133 p.
- ✓ **Davis K. B., Griffin B. R. et Gray W., L., 2002** - Effect of handling stress on susceptibility of channel catfish *Ictalurus punctatus* to *Ichthyophthirius multifiliis* and channel catfish virus infection - Aquaculture 214 55–66 p.
- ✓ **Dawson L. H. J., 1998** - The physiological effects of salmon lice (*Lepeophtheirus salmonis*) infections on returning post-smolt sea trout (*Salmo trutta* L.) in western Ireland, 1996-. ICES Journal of Marine Science, 55: 193–200 p.

- ✓ **De Franco A. L., Robertson M., Locksley R. M., 2009** – Immunité : la réponse immunitaire dans les maladies infectieuses et inflammatoires, Edition De Boeck, Collection Biologie, Bruxelles, 365 p.
- ✓ **Djebbari N., Boudjadi Z., Bensouilah M., 2009** - L'infestation de l'anguille *Anguilla anguilla* L., 1758 par le parasite *Anguillicola crassus* Kuwahara, Niimi & Itagaki, 1974 dans le complexe de zones humides d'El Kala (Nord-Est algérien) - *Bulletin de l'Institut Scientifique*, Rabat, section Sciences de la Vie, n°31 (1), 45-50 p.
- ✓ **Durand J. R., Dufour p., Guiral D. et Zzbi S. G. F., 1994** – Environnement et ressources aquatiques de Côte d'Ivoire : LES MILIEUX LAGUNAIRES - Edition Orstom, Tome II, Paris, 546 p.
- ✓ **Durand J. R., et Lévêque C., 1981** – Flore et faune aquatiques de l'Afrique Sahélo-soudanienne, Edition Orstom, Collection Initiations – documentations Techniques N° 45, Tome II, Paris, 873 p.
- ✓ **Durif C., Elie P., Dufour S., Marchelidon J. et Vidal B., 2000** - Analyse des paramètres morphologiques et physiologiques lors de la préparation à la migration de dévalaison chez l'anguille européenne (*Anguilla anguilla*) du lac de grand-lieu (Loire Atlantique) - Rencontres de l'ichtyologie en France. Cybium, Paris, Vol. 24 (3), 63-74 p.
- ✓ **Echikh F., Khali M.K. et Bouketta K., 2006** – Formulation, fabrication et essai d'un aliment composé pour tilapia. Mémoire d'Ingénieur en Aquaculture, I.S.M.A.L, Alger, 57p
- ✓ **El Hilali M., 2007**- L'anguille européenne (*Anguilla anguilla* L., 1758) dans le Bas-Sebou : Biologie et infestation par *Anguillicola crassus* – Thèse de doctorat en Biologie Marine, Faculté des Sciences, Rabat, Maroc, 201 p.
- ✓ **El Sayed A.F.M., 2006** – Tilapia culture – Edition CABI Publishing, 1ère Edition, UK, 304 p.
- ✓ **El Sayed A.F.M., 2006** – Tilapia culture in salt water: environmental requirements, nutritional implications and economic potentials – *Avances en Nutricion Acuicula VIII Symposium International De Nutrition Acuicolz.* Edited by Elizabeth Cruz, Suzar *et col.*, Nuevo Leon, Mexico, 95-106 p.
- ✓ **Fast M. D., Ross N. W., Mustafa A., Sims D. E., Johnson S. C., Conboy G. A., Speare D. J., Johnson G. et Burka J. F., 2002** - Susceptibility of rainbow trout *oncorhynchus mykiss*, atlantic salmon *salmo salar* and coho salmon *Oncorhynchus kisutch* to experimental infection with sea lice *Lepeophtheirus salmonis* - . Dis Aquat Organ, Vol. 52 (1), 57-68 p.
- ✓ **Flynn R. J. et Baker D. G., 2007**–Flynn's parasites of laboratory animals – Edition Wiley-Blackwell, 2ème Edition, UK, 840 p.

- ✓ **Froese R. (2006)** – Cube law, condition factor, and weight-length relationships – history, meta-analysis and recommendations. *J. Appl. Ichthyol.* 22, 241–253 p.
- ✓ **Galaktionov K. V. et Dobrovolskij A. A., (2003)** – The biology and evolution of Trematodes : An essay on the Biology, Morphology, Life Cycles, Transmissions and Evolution of diagnostic Trematodes – Edition Kluwer Academic Publishers, 620 p.
- ✓ **Garibay M. M. et Ochoterena L. E., (1987)** - Protozoarios ciliados de México. XXXI. siete especies del género *Scyphidia* dujardin (peritrichida, olygohymenophorea) y su asociación con almejas comestibles (mollusca: bivalvia) de la laguna Pom, Campeche - Universidad Nacional Autónoma de México. A.P. 70-305 p.
- ✓ **Gaze W. H. et Wootten R., 1998** - Ectoparasitic species of the genus *Trichodina* (Ciliophora:Peritrichida) parasitising British freshwater fish – *Folia parasitologica* 45: 177-190 p.
- ✓ **Genten F., Terwinghe E., Danguy A., 2011** – Histologie illustrée du poisson – Edition Quae, Collection savoir faire, France, 505 p.
- ✓ **Hoffman G. L., 1999** – Parasites of North American freshwater Fishes - Comstock Pub Assoc., UK, 539 p.
- ✓ **Hussenot J., et Gautier D., 2005** – Les mulets des mers d’Europe : Synthèse des connaissances des bases biologiques et les techniques d’aquaculture – IFREMER, Collection Ressources de la Mer, France, 119 p.
- ✓ **Iga-Iga R., 2008** – Contribution à la mise au point d’aliments pour tilapia *Oreochromis niloticus* à base d’intrants locaux : cas du Gabon – Mémoire de Master en Aquaculture, IRAF, Gabon, 23 p.
- ✓ **Kangur A., Kangur P. et Kangur K., 2002** – Prevalence and intensity of *Anguillicola crassus* infection of the European eel, *Anguilla anguilla* (L.), in lake Võrtsjärv (Estonia) – *Proc. Estonia Acad. Sci. Biol. Ecol.*, 51, 1, 62-73 p.
- ✓ **Kenneth B. Davis, Griffin B. R. et Wayne L. G., 2002** - Effect of handling stress on susceptibility of channel catfish *Ictalurus punctatus* to *Ichthyophthirius multifiliis* and channel catfish virus infection - *Aquaculture* 214, 55–66 p.
- ✓ **Lambert A. et El Gharbi S., 1995** – Monogenean host specificity as a biological and taxonomic indicator for fish – *Biological conservation* 72, 227- 235 p.
- ✓ **Lazard J., 1984** – L’élevage du Tilapia en Afrique. Données techniques sur sa pisciculture en étang – *Revue Bois et Forêts des Tropiques*, n° 206, 4<sup>ème</sup> Trimestre, 33-50 p.
- ✓ **Lazard J., Jalabert B. et Doudet T., 1990** – L’aquaculture des tilapias du développement à la recherche - *Cahier scientifique* N° 10, Edition Cirad, 122p.

- ✓ **Lefebvre F., Mounaix B., Poizat G. et Crivelli A. J., 2004** - Impacts of the swimbladder nematode *anguillicola crassus* on *anguilla anguilla*: Variations in liver and spleen masses. J Fish Biol, 64 (2), 435-447 p.
- ✓ **Lequenne P., (1984)** – Les fermes marines : élever des poissons en bord de mer – Edition Edisud, 124 p.
- ✓ **Lévêque C., (1997)** – Introductions de nouvelles espèces de poissons dans les eaux douces tropicales : objectifs et conséquences. Bull. Fr. Pêche Piscic. 344/345 : 79-91 p.
- ✓ **Lévêque C., Paugy D., 1984** – Guide des poissons d’eau douce, de la zone du programme de lutte contre l’onchocercose en Afrique de l’Ouest – Convention ORSTOM-OMS, 381 p.
- ✓ **Lévêque C., Paugy D., 2006** – Les poissons des eaux continentales africaines. Diversité, écologie, utilisation par l’homme –Editions IRD, Paris, 564 p.
- ✓ **Lin T. L., Clark T. G. et Dickerson H., 1996** - Passive Immunization of Channel Catfish (*Ictalurus punctatus*) against the Ciliated Protozoan Parasite *Ichthyophthirius multifiliis* by Use of Murine Monoclonal Antibodies – Infection and Immunity, 4085–4090 p.
- ✓ **Loucif N., Meddour A., Samraoui B., 2009** – Biodiversité des Parasites chez *Anguilla Anguilla* Linnaeus, 1758 Dans le parc national d’El kala – Algérie - European Journal of Scientific Research ISSN 1450-216X Vol.25 N°.2, 300-309 p.
- ✓ **Magnan D., ouvrage collectif, 1999** – Faune de France : poissons d’eau douce – Edition Artemis, Collection Découverte.Nature, 309 p.
- ✓ **Mann H. B., et Whitney D. R., 1947** - On a test of whether one of two random variables is stochastically larger than the other - Annals of Mathematical Statistics,18, 50-60 p.
- ✓ **Marchand B., 1993** – Les animaux parasites : Biologie et systématique – Les nouvelles Editions du Sénégal, 281 p.
- ✓ **Moryarty C.M. et Moryarty D.J. W., 1973** - Quantitative estimation of the daily ingestion of phytoplankton by *Tilapia nilotica* and *Haplochromis nigripinnis* in Lake George. Uganda. 1. Zool. Land . .171 : 15-24 p.
- ✓ **Muus J. B., et Dahlström P., 1991** – Guide des poissons d’eau douce et pêche – Edition Delachaux et Niestlé, Collection Les guides du naturaliste, 4<sup>ème</sup> édition, France, 223 p.
- ✓ **N’Douba V., Audenaerde D. F. E Thys van den et Pariselle A., 1997** - Description d’une espèce nouvelle de Monogènes ectoparasite branchial de *Tilapia guineensis* (Bleeker, 1862) (Cichlidae) en Côte-d’Ivoire - J. Afr. Zoo/. 111 : 429-433 p.
- ✓ **Nack J., Tombi J., Bitja N. A. et Bilong Bilong C. F., 2010** - Sites de fixation de deux monogènes Dactylogyridea parasites branchiaux de *Clarias*

- camerunensis*: évidence sur le mode d'infestation par les Monopisthocotylea - Journal of Applied Biosciences **33**: 2076 – 2083 p.
- ✓ **Nguenga D., (1988)** – A note on infestation of *Oreochromis niloticus* with *Trichodina sp.* and *Dactylogyrus sp.* – 117-119 p. In Pullin R. S. V., Bhukaswan T., Tonguthai K., et Maclean J. L., 1988 - The Second International Symposium of Tilapia in Aquaculture – ICLARM Conference Proceeding 15, 223 p.
  - ✓ **Nobah C. S.K., Kone T., Ouattara I. N., Kouamelan P. E., N'douba V. et Snoeks J., (2008)** - Étude des performances de croissance de deux tilapias (*Tilapia zillii* et *T. guineensis*) et de leurs hybrides en cage flottante – Cybium, 32(2): 131-136 p.
  - ✓ **Noga D. J., 2010** – Fish diseases: Diagnosis and treatment- Edition WileyBlackwell, 2ème Edition, 536 p.
  - ✓ **Olsen O. W., 1986** – Animal parasites : their life cycles and ecology – Courier Dover Publication, USA, 562 p.
  - ✓ **Ouedraogo S., (2007)** – Biologie de reproduction du Tilapia : *Oreochromis niloticus* du lac de barrage de la Comoe, Mémoire d'Ingénieur en Eaux et forêts, Université polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina-Faso, 56 p.
  - ✓ **Paperna I., 1982** – Parasites, infections et maladies du poisson en Afrique -
  - ✓ **Pariselle A., (1994)** – Etude de parasites de cichlidés en Afrique de l'Ouest - 44-52 p in Agnès J. F., 1994 – Biodiversité et Aquaculture en Afrique : Comptes rendus de l'atelier Biodiversité et Aquaculture. ORSTOM, Abijan, Côte-d'Ivoire, 100 p.
  - ✓ **Pariselle A., et Euzet L., 2003** – Four new species of *Cichlidogyrus* (Monogenea : Ancyrocephalidae), gill parasites of *Tilapia cabrea* (Teleostei: Cichlidae), with discussion on relative length of haptor sclerites – Folia parasitologica **50**: 195-201 p.
  - ✓ **Pauly D., Moreau J. et Gayanilo F., 1996** – A new method for comparing the growth performance of fishes, applied to wild and farmed tilapias – 433-441.
  - ✓ **Peyrusse K., 2010** – Phases de colonisation larvaire et prévalence parasitaire des poissons de récifs coralliens – Rapport de stage de Master en Sciences Biologiques Marines, IRD, 24 p.
  - ✓ **Pickering A. D., 1986** - Changes in blood cell composition of the brown trout, *salmo trutta l.*, during the spawning season - J Fish Biol, 29 (**3**), 335-347 p.
  - ✓ **Pillay T.V.R, et Kutty M.N., 2005** – Aquaculture : principles and practices – Edition Wiley-Blackwell, 575 p.
  - ✓ **Poisot T., 2007** – Analyse des facteurs physiologiques et immuns chez *Leuciscus cephalus*, associations potentielles et parasitisme - Mémoire de Master I Biologie et Santé, Université de Versailles, Paris, 40 p.

- ✓ **Pottinger T. G. et Pickering A. D., 1987** – Androgen levels and erythrocytosis in maturing brown trout, *Salmo trutta* L. Fish Physiology Biochemistry **3**: 121-126 p.
- ✓ **Press C.Mc L. et Lillehaug A., 1995** - Vaccination in European salmonid aquaculture: A review of practices and prospects - British Veterinary Journal, 151, 45-69 p.
- ✓ **PRICE, P.W., 1980** - Evolutionary Biology of Parasites-, Princeton University Press : 237 p.
- ✓ **Pullin R. S. V. et Lowe-Mc connel R. H., 1982** – The biology and culture of tilapias - International Center for Living Aquatic Resources Management. Iclarm, Manila, Philippines, 83-113 p.
- ✓ **Pullin R. S. V., Bhukaswan T., Tonguthai K., et Maclean J. L., (1988)** – The Second International Symposium of Tilapia in Aquaculture The Second International Symposium of Tilapia in Aquaculture – ICLARM Conference Proceeding 15, 223 p.
- ✓ **Pullin R. S. V., Lazard J., Legendre M., Amon Kothias J. b. et Pauly D., 1996** – The third international symposium on Tilapia in aquaculture – ICLARM conferences Proceeding. 41. 575 p.
- ✓ **Rachedi L., et Belhadj M., 2007** – Situation actuelle de l'aquaculture en Algérie – Mémoire d'ingénieur en Aquaculture, I.S.M.A.L, 65 p.
- ✓ **Rakotovao Ravahatra J. N., 2004** – Valorisation des Tilapias en charcuterie : Fabrication semi-industrielle de saucisses à base de Tilapias – Mémoire d'ingénieur en industrie agricole et alimentaire, Antananarivo, Madagascar, 129 P.
- ✓ **RimH. G., Sohn W. M., Yong T. S., Eom K. S., Chai J. y., Min d. Y., Lee S. H., Hoang E. H., Phommasack b. et Insisengmay S., 2008** - Fishborne Trematode Metacercariae Detected in Freshwater Fish from Vientiane Municipality and Savannakhet Province, Lao PDR - Korean J Parasitol.;46(4):253-260 p.
- ✓ **Rohde K., (2005)** – Marine parasitology – CSIOR publishing, UK, 592 p.
- ✓ **Roitt I.M., Brostoff J., Male D., 2002** – Immunologie - Edition De Boeck, Bruxelles, 480 p.
- ✓ **Rolbiecki L., 2008** – New data on the biology of the introduced exotic nematod *Anguillicola crassus* Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974 in the eel *Anguilla anguilla* in lake Wdzydze (Polish waters) – Institute of Oceanography, 37, 3, 37-48 p.
- ✓ **Ruane N. M., Nolan D. T., Rotllant J., Costelloe J. et Bonga S. E. W., 2000** - Experimental exposure of rainbow trout oncorhynchus mykiss (walbaum) to the infective stages of the sea louse lepeophtheirus salmonis (kroyer) influences the physiological response to an acute stressor - Fish Shellfish Immunol, 10 (5), 451-463 p.

- ✓ **Schaechter M., Medoff G., Eisenstein B.I., Flandrois J.P., 1999** – Microbiologie et pathologie infectieuse, Edition De Boeck et Larcier, Bruxelles, 1000 p.
- ✓ **Schmid-Hempel P., 2011** – Evolutionary parasitology: The integrated study of infections, immunology, ecology and genetics – Oxford University Press, USA, 496 p.
- ✓ **Shoemaker C. A., Xu D. H., Evans J. J. et Klesius P. H., 2006** – Parasites and diseases – The Haworth press in Webster C. D. et Lim c., 2006 – Tilapia: Biology, Culture and Nutrition – CRC press, 1ère édition, 704 p.
- ✓ **Smyth J. D. et Halton D. W., 1983** – The physiology of trematodes – Press Syndicate of the University of Cambridge, 2ème Edition, 446 p.
- ✓ **Song W. et Wilbert N., (2002)** - Faunistic Studies on Marine Ciliates from the Antarctic Benthic Area, Including Descriptions of One Epizoic Form, 6 New Species and, 2 New Genera (Protozoa: Ciliophora) - Acta Protozool. **41**: 23 – 61 p.
- ✓ **Thibault M., Bagel S., Sautou-Miranda V. et Chopinau J., 2001** – Séries statistiques simples - Lyon Pharmaceutique, 52, 214-232 p.
- ✓ **Toguyeni A., 1996** – La croissance différentielle liée au sexe chez le Tilapia (Pisces : Cichlidae), *Oreochromis niloticus* (Linneus, 1758) : Contribution des facteurs génétiques, nutritionnels, comportementaux, et recherche d'un relai endocrinien – Thèse de Doctorat en Biologie et Agronomie, Rennes, 130 p.
- ✓ **Urawa S., 1992** - Host Range and Geographical Distribution of the Ectoparasitic Protozoans *Ichthyobodo necator*, *Trichodina truttae* and *Chilodonella piscicola* on Hatchery-Reared Salmonids - Scientific Reports of the Hokkaido Salmon Hatchery N°. **46**: 175-203 p.
- ✓ **Vanhove M. P. M., Volckaert F. A. M. et Parsielle A., 2011** - Ancyrocephalidae (Monogenea) of Lake Tanganyika: I: Four new species of *Cichlidogyrus* from *Ophthalmotilapia ventralis* (Teleostei: Cichlidae), the first record of this parasite family in the basin - Zoologia 28 (2): 253–263 p.
- ✓ **Vàsquez A. G., Hansen H. et Shinn A. P., 2007** - A revised description of *Gyrodactylus cichlidarum* Paperna, 1968 (Gyrodactylidae) from the Nile tilapia, *Oreochromis niloticusniloticus* (Cichlidae), and its synonymy with *G. Niloticus* Cone, Arthur et Bondad-Reantaso, 1995- Folia Parasitologica 54: 129–140 p.
- ✓ **Verspoor E., Stradmeyer L. et Nielsen J. L., 2009** – The Atlantic salmon: Genetics, conservation and management – Edition Willey-Blackwell, UK, 520 p.
- ✓ **Vigier J. F., 1997** – Les pathologies des anguilles – Edition Quae, 200 p.
- ✓ **Woo P. T. K., 2006** – Fish diseases and disorders. Protozoan and metazoans infections – Vol. 1, , CABI publishing, 2ème Edition, UK, 200 p.
- ✓ **Woo P. T. K., Bruno D. W. Et Lim L. h. H, 2002** – Diseases and Disorders of Finfish in Cage Culture – CABI Publishing, 1ère Edition, UK, 384 p.

- ✓ **Yamaguti, S., 1963** - Systema helminthum- , vol. IV: Monogenea and Aspidocotylea. Intersci. Publ., New York: 699 p.
- ✓ **Zaccone G., Meseguer J., Garcia-Ayala A. et Kapoor G., 2009** in Meunier F. J., 2010 – Fish defenses - Cybium, 34(4) : 366 p.
- ✓ **Zouakh J. E., 2009** – L'aquaculture en Algérie – Cours d'aquaculture générale, 4<sup>ème</sup> année, ISMAL, Alger.

## *Sites internet*

- ✓ **Benech V. et Dansoko D. F., 1994** -Reproduction des espèces d'intérêt halieutique - 213-227 p. [En ligne]. [http://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins\\_textes/divers/40733.pdf](http://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins_textes/divers/40733.pdf).
- ✓ **Chouteau F., 2004** – Ichthyophthiriose : la maladie des points blancs –[En ligne].  
[http://aquariophilie.org/articles/Ichthyophthiriose\\_la\\_maladie\\_des\\_points\\_blancs.html](http://aquariophilie.org/articles/Ichthyophthiriose_la_maladie_des_points_blancs.html).
- ✓ **Dabbadie L., 2009** – L'alimentation du Tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* – [En ligne].  
[http://aquatrop.cirad.fr/encyclopedie/especes\\_d\\_interet\\_aquacole/tilapia/1\\_alimentation\\_du\\_tilapia\\_du\\_nil](http://aquatrop.cirad.fr/encyclopedie/especes_d_interet_aquacole/tilapia/1_alimentation_du_tilapia_du_nil)
- ✓ **Durborow W. R., 2003** – Protozoan parasites – SRAC Publication n°. 4701, United States, Department of Agriculture. [En ligne].  
<http://www.aces.edu/dept/fisheries/aquaculture/pdf/4701fs.pdf>.
- ✓ **Lacroix E., (2004)** – Pisciculture en zone tropicale – [En ligne].  
<http://www.gfa-bassila.com/fichiers%20texte/el%20pisciculture%20version%20screen.pdf>
- ✓ **Lazard J., 2007** – Le Tilapia – [En ligne]  
<http://aquatrop.cirad.fr/content/download/1691/9561/file/AFSSA%20tilapias.pdf>.
- ✓ **Mjoun K., Rosentrater Kurt A., Brown M.A., 2010** - Tilapia : Environmental Biology and Nutritional Requirements – [En ligne].  
[http://pubstorage.sdstate.edu/AgBio\\_Publications/articles/FS963-02.pdf](http://pubstorage.sdstate.edu/AgBio_Publications/articles/FS963-02.pdf).
- ✓ **Nandlal S. et Pickering T., 2004** - Tilapia hatchery operation – [En ligne].  
[http://www.spc.int/DigitalLibrary/Doc/FAME/Manuals/Nandlal\\_04\\_Tilapia1.pdf](http://www.spc.int/DigitalLibrary/Doc/FAME/Manuals/Nandlal_04_Tilapia1.pdf).
- ✓ **Pauly D. et Froese R., 1988** – Fishbase: World wide Web electronic publication. [En ligne]. [www.fishbase.org](http://www.fishbase.org)
- ✓ **Smith S., et Schwarz M., (2009)** – Commercial Fish and Shellfish Technology Fact Sheet: Dealing with Trichodina and Trichodina-like species- [En ligne]. [http://pubs.ext.vt.edu/600/600-205/600-205\\_pdf.pdf](http://pubs.ext.vt.edu/600/600-205/600-205_pdf.pdf).

- ✓ **Svobodová Z. et Vykusová B. 1991** – Diagnostics, prevention and therapy of fish diseases and intoxications – [En ligne]. <http://www.fao.org/docrep/field/003/AC160E/AC160E00.HTM>.
- ✓ **Zouakh J. E., Hadjout H., Bouali B. et Meddour A., 2006** – Perspectives de développement de la tilapiculture saharienne en Algérie – [En ligne]. <http://www.enssmal.dz/doc/aquaculture/Pisciculture%20saharienne%20%5BMode%20de%20compatibilit%C3%A9%5D.pdf>
- ✓ <http://www.accessscience.com/popup.aspx?figID=551900FG0150&id=551900&name=figure>
- ✓ <http://www.africamission-mafr.org/anicarte/algerie-map.gif>
- ✓ <http://www.uekoi.com/Parasitic-Koi-Diseases/White-Spot-Ich-or-Ichthyophthirius-p-25.html>
- ✓ [http://stangbio.wikispaces.com/Classification trichodina](http://stangbio.wikispaces.com/Classification+trichodina)
- ✓ [http://sites.google.com/site/lesenfantsensituationderue/projet-aquaculture-barga caractère bio](http://sites.google.com/site/lesenfantsensituationderue/projet-aquaculture-barga+caractère+bio)
- ✓ [www.uaex.edu/agoodwin/Biology%20of%20Fishes%202010/Text/2%20Fish%20guts/chptr2txt.html](http://www.uaex.edu/agoodwin/Biology%20of%20Fishes%202010/Text/2%20Fish%20guts/chptr2txt.html)
- ✓ [http://web2.crdp.ac-versailles.fr/tpe/series/yaourt/numeration\\_sur\\_lame.htm](http://web2.crdp.ac-versailles.fr/tpe/series/yaourt/numeration_sur_lame.htm)
- ✓ <http://www.hellopro.fr/cellule-de-numeration-standard-de-malassez-1001514-434108-produit.html>
- ✓ [http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Oreochromis\\_niloticus/fr](http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Oreochromis_niloticus/fr)
- ✓ [http://en.wikipedia.org/wiki/Fisher's\\_exact\\_test](http://en.wikipedia.org/wiki/Fisher's_exact_test)

## *Annexe 1*

**Tableau 1** : Quelques critères de qualité d'eau pour la pisciculture des Tilapias (Ballarin *et* Hatton, 1979).

Paramètres physico-chimiques	Unité	Valeurs
Gamme de Température	C°	8 – 40
Limite létale en oxygène	mg/l	2 – 3
pH : gamme de tolérance	-	5 – 11
Concentration létale en CO <sub>2</sub>	mg/l	>72.6
Concentration létale en NH <sub>3</sub> -NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	mg/l	>4 à pH 7.3 – 7.5
Turbidité	ppm	13 000
Salinité	‰	<20 – 35

**Tableau 2** : Composition de l'aliment artificiel pour grossissement (à 30% de protéines).  
(MAHI NUTRITION ALIMENTATION : usine de Guerrouaou B.P : 78, Boufarik, Blida).Tel : 025.49.04.13/14

Composition (pour 1 000 kg)	Unité	
Mais	g	209.98
Soja	g	627.70
Farine basse	g	50
Calcaire	g	44.940
Huile	g	33.350
Phosphate di-calcite	g	17.660
Levure	g	1000
Enzymes	g	1000
Lésine	g	960
Méthionine	g	3.420

**Tableau 3** : Paramètres physico-chimiques du race way.

pH	O <sub>2</sub> (mg/l)	T (°C)	S(‰)
7.9 - 8.2	6.5	28	0.2

**Tableau 4** : Paramètres physico-chimiques de l'étendue d'eau.

pH	O <sub>2</sub> (mg/l)	T (°C)	S(‰)
9.13	4.12	25.2	0.2

## Annexe 1

**Tableau 5 :** Paramètres physico-chimiques des aquariums contenant les poissons destinés à l'étude (les paramètres ont été calculés deux fois) .

	17 Avril 2011				
	Aquarium <sub>1</sub>	Aquarium <sub>2</sub>	Aquarium <sub>3</sub>	Aquarium <sub>4</sub>	Aquarium <sub>5</sub>
pH	7.8	7.5	7.7	8.02	7.9
O <sub>2</sub> (mg/l)	5	5	5.47	6.11	6.07
T (°C)	22.9	23.2	23.7	22.1	23.1
S(‰)	0.2	0.2	0.2	0.2	0.2

	20 Avril 2011				
	Aquarium <sub>1</sub>	Aquarium <sub>2</sub>	Aquarium <sub>3</sub>	Aquarium <sub>4</sub>	Aquarium <sub>5</sub>
pH	7.8	7.9	8.1	7.8	7.9
O <sub>2</sub> (mg/l)	5.9	5.6	6.5	6.2	6.2
T (°C)	21.8	23.9	23.9	22.5	23.1
S(‰)	0.2	0.2	0.2	0.2	0.2

### Matériel utilisé au laboratoire

Comme toute investigation parasitaire réalisée au laboratoire, le matériel utilisé est le suivant :

- ✓ Epuisettes pour la capture du poisson ; Ichtyomètre;
- ✓ Balance électronique « SARTORIUS » d'une précision de 0.1g ;
- ✓ Centrifugeuse « SIGMA 3K30 »
- ✓ Gants chirurgicaux ;
- ✓ Bêchers ; Eau distillée ; Seringues graduées ;
- ✓ Microscope optique; Loupe binoculaire ;
- ✓ Bacs de dissection ; Boîtes de Pétri en verre ; Lames et lamelles ;
- ✓ Ethanol 90% ; Formol 10% ; Phénoxyéthanol (anesthésiant);
- ✓ Huile à immersion ; Baume de Canada pour conserver les parasites ;
- ✓ Piluliers en verre pour conserver les parasites avec Parafilm (rôle hermétique) ;
- ✓ Pipettes Pasteur en plastique ;
- ✓ Matériel de dissection comportant :
  - Une paire de ciseaux ;
  - Aiguilles à dissection en acier ;
  - Manche de Scalpel avec lames stériles ;
  - Pincés droites à pointes fines.
- ✓ Réfrigérateur pour maintenir le poisson sacrifié au frais durant les manipulations ;
- ✓ Eau de Javel pour la désinfection du matériel et de la zone de travail.

## Annexe 2

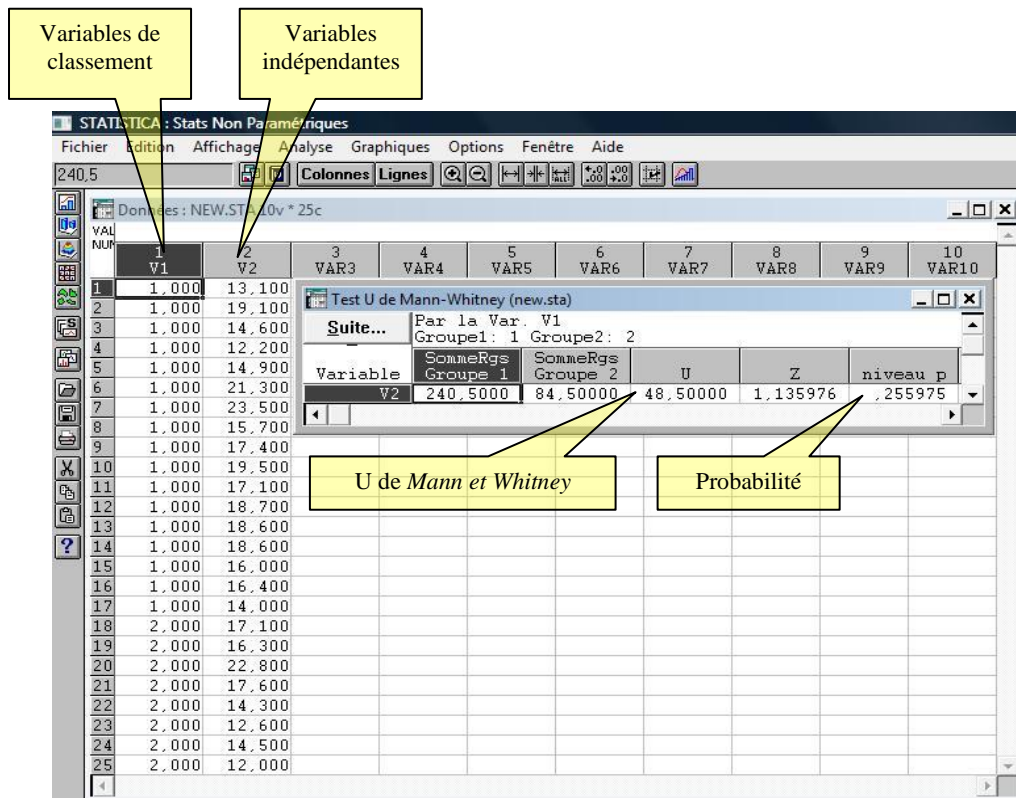


Fig. 1 : Test de *Mann et Whitney* (introduction des données dans le logiciel STATISTICA).

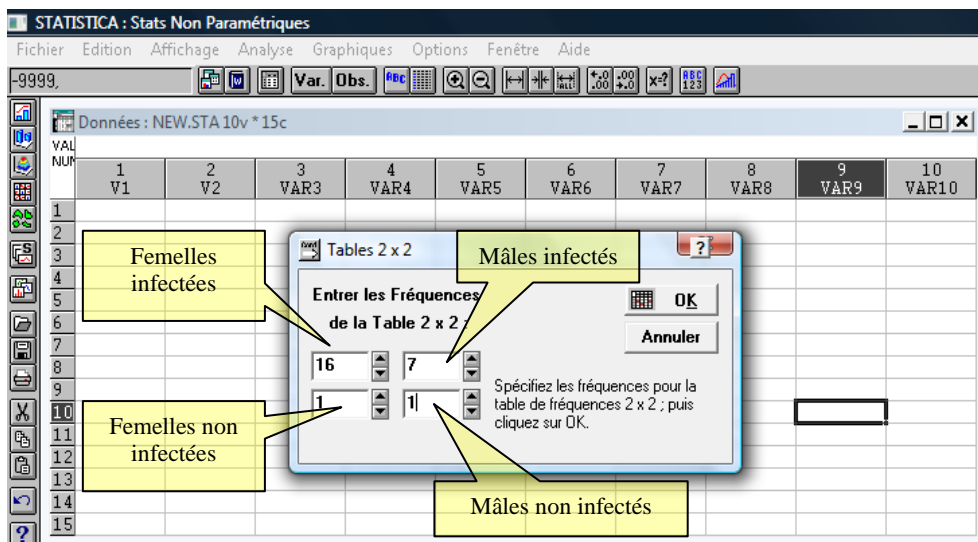


Fig. 2 : Test de *Fisher* (introduction des données dans le logiciel STATISTICA).

## Annexe 2

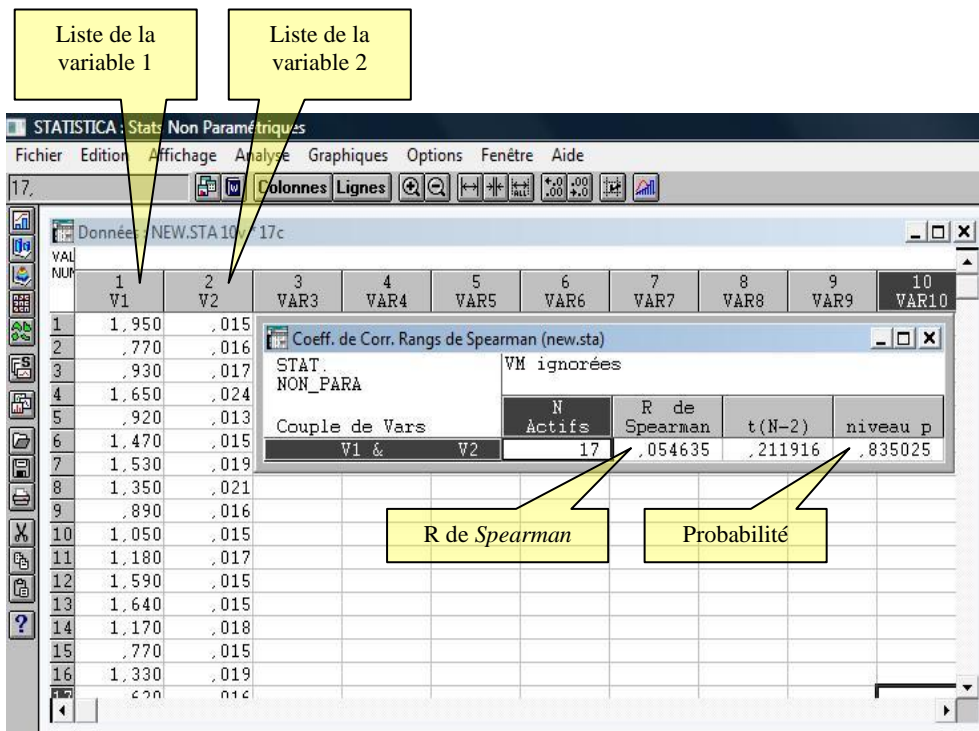


Fig. 3 : Test de *Spearman*  
(introduction des données dans le logiciel STATISTICA).

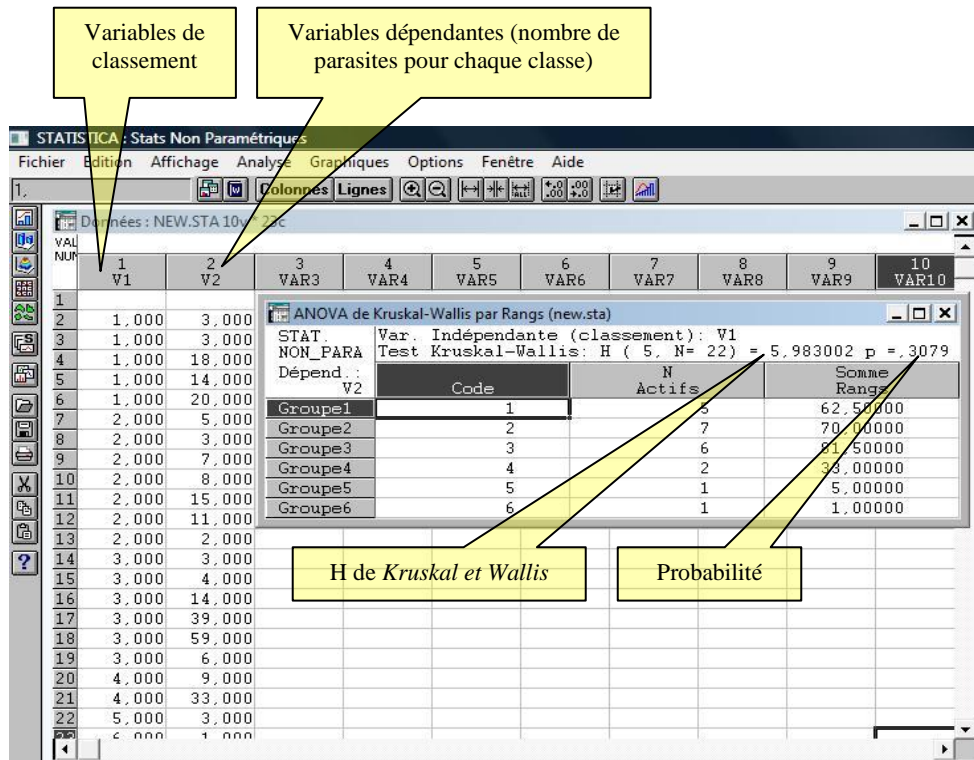


Fig. 4 : Test de *Kruskal et Wallis*  
(introduction des données dans le logiciel STATISTICA).

### *Annexe 3*

#### **Protocole pour la réalisation du frottis sanguin selon la séquence de May-Grünwald et Giemsa-Romanovsky (MGG) :**

- ✓ Mettre une goutte de sang sur la lame, l'étaler puis la laisser sécher ;
- ✓ Verser 20 gouttes du colorant May-Grünwald de façon à recouvrir tout le frottis ;
- ✓ Laisser agir pendant 20 minutes.
- ✓ Eliminer le colorant sans lavage ;
- ✓ Recouvrir de nouveau la lame avec le Giemsa dilué au 1/10<sup>ème</sup> dans de l'eau tamponnée ;
- ✓ Laisser agir durant 8 à 10 minutes puis laver à l'eau du robinet ;
- ✓ Laisser sécher à l'air après avoir essuyé la lame avec du papier filtre puis observer sous microscope à immersion.

## *Annexe 4*

**Tableau 1** : Variation du parasitisme en fonction des classes de taille chez la population : Cas des protozoaires.

Classes de taille	F (%)	N <sub>i</sub>	Longueur moyenne	Protozoaires								
				<i>Trichodina</i> sp.			<i>Ichthyophthyrus</i> sp.			<i>Chilodonella</i> sp.		
				P (%)	A	I	P (%)	A	I	P (%)	A	I
[12 14,3[	20	5	13,15	8	6,48	81	12	2,08	17,33	4	0,56	14
[14,3 16,6[	32	8	15,45	28	17,24	61,57	12	2,68	22,33	12	0,8	6,66
[16,6 18,9[	28	7	17,75	20	4,64	23,2	4	0,64	16	0	0	0
[18,9 21,2[	8	2	20,05	8	2,52	31,5	0	0	0	4	4	1
[21,2 23,5[	8	2	22,35	8	11,12	139	0	0	0	8	1,48	18,5
[23,5 25,8[	4	1	24,65	4	11,2	280	0	0	0	4	0,24	6
H de <i>Kruskall et Wallis</i>				-	-	4.98	-	-	1.16	-	-	3.51
Probabilité				-	-	0.41	-	-	0.56	-	-	0.47
Signification				-	-	NS	-	-	NS	-	-	NS

## *Annexe 4*

**Tableau 2 :** Variation du parasitisme en fonction des classes de taille chez la population : Cas des monogènes.

Classes de taille	F (%)	N <sub>i</sub>	Longueur moyenne	Monogènes					
				<i>Cichlidogyrus</i> sp.			<i>Gyrodactylus</i> sp.		
				P (%)	A	I	P (%)	A	I
[12 14,3 [	20	5	13,15	20	2,32	11,6	0	0	0
[14,3 16,6[	32	8	15,45	32	2,48	7,75	16	0,4	2,5
[16,6 18,9[	28	7	17,75	24	2,84	11,83	4	0,08	2
[18,9 21,2[	8	2	20,05	8	1,68	21	0	0	0
[21,2 23,5[	8	2	22,35	4	0,12	3	8	0,28	3,5
[23,5 25,8[	4	1	24,65	4	0,04	1	0	0	0
H de <i>Kruskall et Wallis</i>				-	-	5.81	-	-	0.75
Probabilité				-	-	0.32	-	-	0.69
Signification				-	-	NS	-	-	NS

## Annexe 5

**Tableau 1** : Influence du sexe sur les paramètres physiologiques.

	L <sub>t</sub>		L <sub>s</sub>		W <sub>t</sub>		W <sub>evc</sub>		W <sub>f</sub>		W <sub>g</sub>		RGS		RHS		K	
	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀
$\bar{M}$	15.9	17.1	13.16	14.23	88.36	88.42	66.38	77.36	0.77	0.98	0.47	3.07	0.84	4	1.03	1.22	0.02	0.017
U	48.5		48.5		49		53		47.5		10		6		46.5		47	
P	0.25		0.25		0.27		0.38		0.23		0.0007		0.0003		0.21		0.22	
S	NS		NS		NS		NS		NS		S à 10%		S		NS		NS	

**Tableau 2** : Corrélations entre les paramètres physiologiques en fonction du sexe.

		RGS <sub>♂</sub>	RHS <sub>♂</sub>	K <sub>♂</sub>
RGS <sub>♂</sub>	R			
	P	-	-	-
	S			
RHS <sub>♂</sub>	R	- 0.51		
	P	0.19	-	-
	S	NS		
K <sub>♂</sub>	R	- 0.33	0.35	
	P	0.42	0.40	-
	S	NS	NS	

		RGS <sub>♀</sub>	RHS <sub>♀</sub>	K <sub>♀</sub>
RGS <sub>♀</sub>	R			
	P	-	-	-
	S			
RHS <sub>♀</sub>	r'	-0.009		
	P	0.74	-	-
	S	NS		
K <sub>♀</sub>	R	0.19	0.05	
	P	0.45	0.83	-
	S	NS	NS	

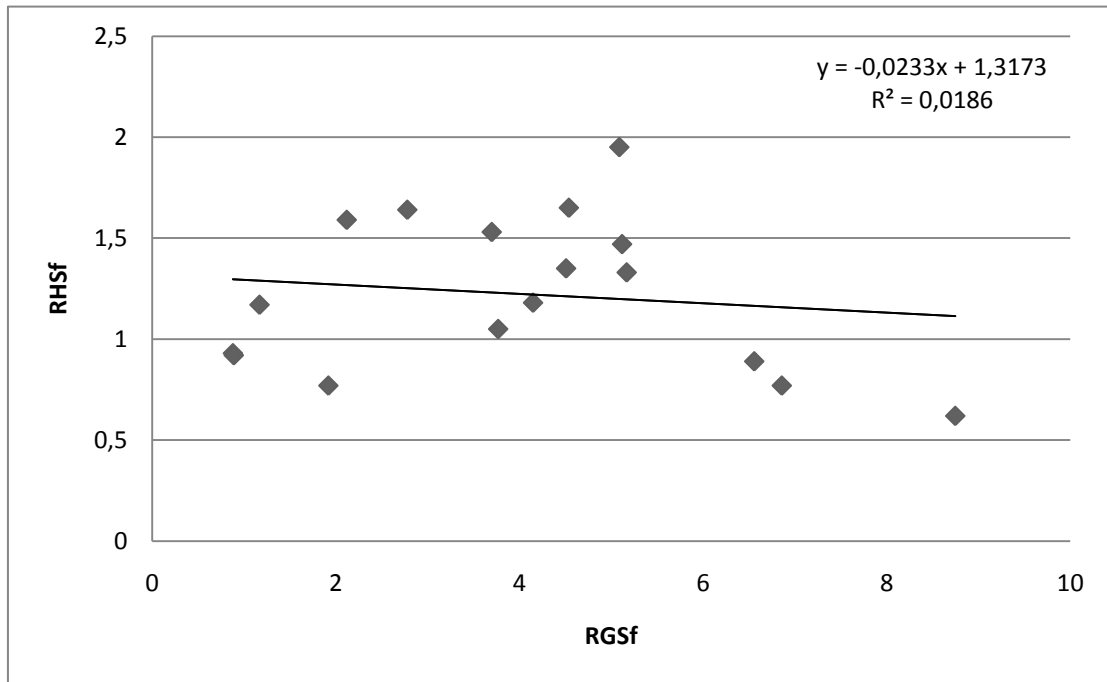
## Annexe 6

**Tableau 1** : Critères morphologiques et physiologiques chez les 25 individus de la population ( $n_{\text{♂}} = 8$  ;  $n_{\text{♀}} = 17$ ).

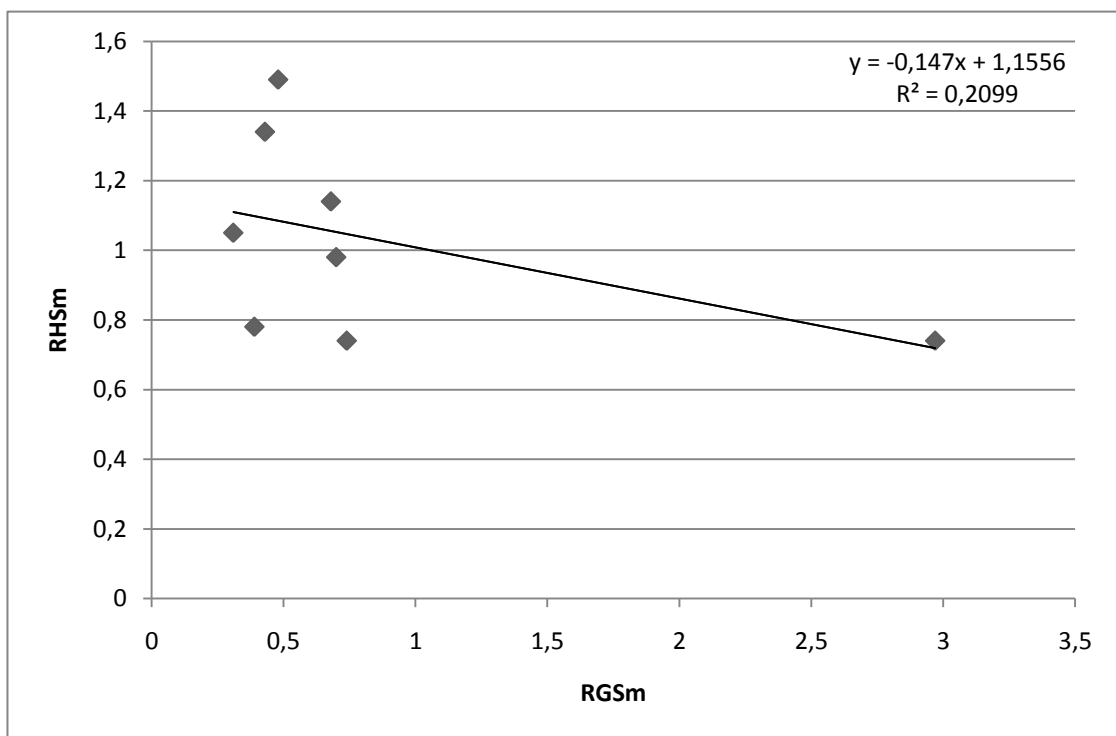
N°	Espèce	sexe	W <sub>t</sub> (g)	W <sub>evc</sub> (g)	W <sub>f</sub> (g)	W <sub>g</sub> (g)	L <sub>t</sub> (cm)	L <sub>s</sub> (cm)	RGS (%)	RHS (%)	K
1	<i>O.niloticus</i>	F	34,13	26,72	0,52	1,36	13,1	11,1	5,09	1,95	0,0151
2	Hybride	F	110,4	90,68	0,7	6,22	19,1	15,3	6,86	0,77	0,0158
3	<i>O.niloticus</i>	M	88,5	80,4	1,2	0,39	17,1	14,2	0,48	1,49	0,0176
4	Hybride	M	62,93	55,41	0,58	0,17	16,3	13,4	0,31	1,05	0,045
5	<i>O.niloticus</i>	F	51,56	41,89	0,39	0,37	14,6	12,1	0,88	0,93	0,0165
6	Hybride	F	44,08	36,33	0,6	1,65	12,2	10,9	4,54	1,65	0,024
7	<i>O.niloticus</i>	F	43,72	36,86	0,34	0,33	14,9	12,3	0,89	0,92	0,0132
8	<i>O.niloticus</i>	F	174,5	164,38	2,41	8,41	21,3	18,3	5,12	1,47	0,0149
9	<i>O.niloticus</i>	M	221,1	186,7	2,5	1,2	22,8	19,1	0,43	1,34	0,0186
10	<i>O.niloticus</i>	F	241,4	202,5	3,1	7,5	23,5	20	3,7	1,53	0,0186
11	<i>O.niloticus</i>	F	81,5	66,5	0,9	3	15,7	13,8	4,51	1,35	0,021
12	Hybride	F	82	67,1	0,6	4,4	17,4	14,2	6,56	0,89	0,0155
13	Hybride	F	114,1	95,4	1	3,6	19,5	15,8	3,77	1,05	0,0153
14	Hybride	F	84	67,5	0,8	2,8	17,1	13,8	4,15	1,18	0,0167
15	<i>O.niloticus</i>	F	98,54	94,1	1,5	2	18,7	15,1	2,12	1,59	0,015
16	<i>O.niloticus</i>	F	95,1	79,2	1,3	2,2	18,6	15,5	2,78	1,64	0,0147
17	<i>O.niloticus</i>	M	82,3	71,6	0,7	0,5	17,6	14,3	0,7	0,98	0,015
18	<i>O.niloticus</i>	F	117,5	94,3	1,1	1,1	18,6	15,2	1,17	1,17	0,0182
19	Hybride	F	62,7	52,1	0,4	1	16	13,1	1,92	0,77	0,0153
20	<i>O.niloticus</i>	F	85,3	67,7	0,9	3,5	16,4	13,9	5,17	1,33	0,0193
21	<i>O.niloticus</i>	M	48,2	40,5	0,3	0,3	14,3	11,5	0,74	0,74	0,0164
22	<i>O.niloticus</i>	M	31,1	25,6	0,2	0,1	12,6	10	0,39	0,78	0,0155
23	<i>O.niloticus</i>	M	52,2	43,9	0,5	0,3	14,5	13	0,68	1,14	0,0171
24	<i>O.niloticus</i>	M	32,1	26,9	0,2	0,8	12	9,8	2,97	0,74	0,0185
25	<i>O.niloticus</i>	F	42,8	32	0,2	2,8	14	11,6	8,75	0,62	0,0155
Moyenne (mâles)			88.36	66.38	-	-	15.9	13.16	0.84	1.03	0.02
Moyenne (femelles)			88.42	77.36	-	-	17.1	14.23	4	1.22	0.017

## *Annexe 6*

## Annexe 5

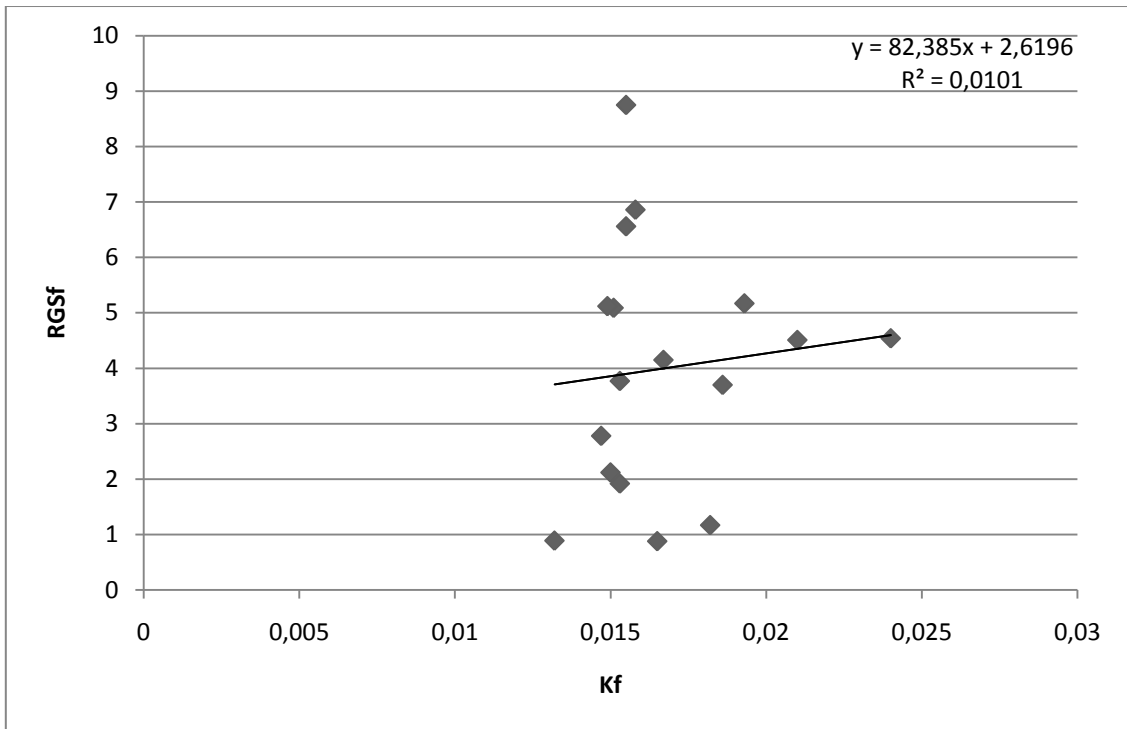


**Fig. 1** : Corrélation entre le RGS et le RHS chez les femelles.

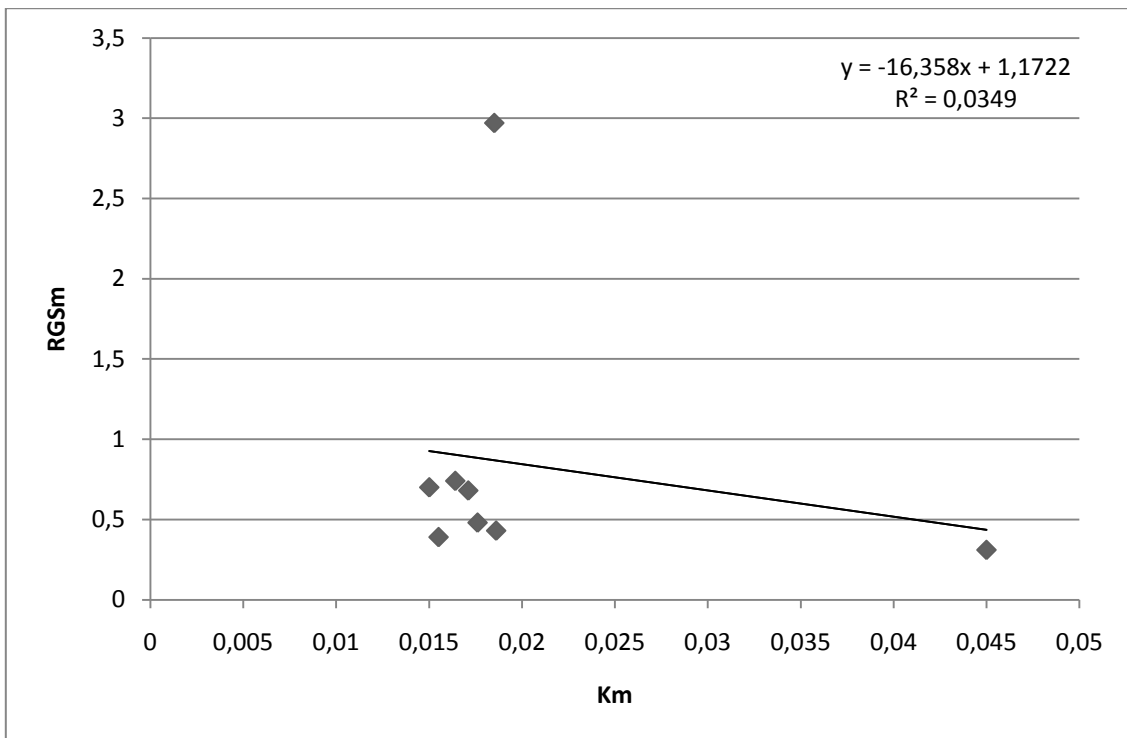


**Fig. 2** : Corrélation entre RGS et RHS chez les mâles

## Annexe 5

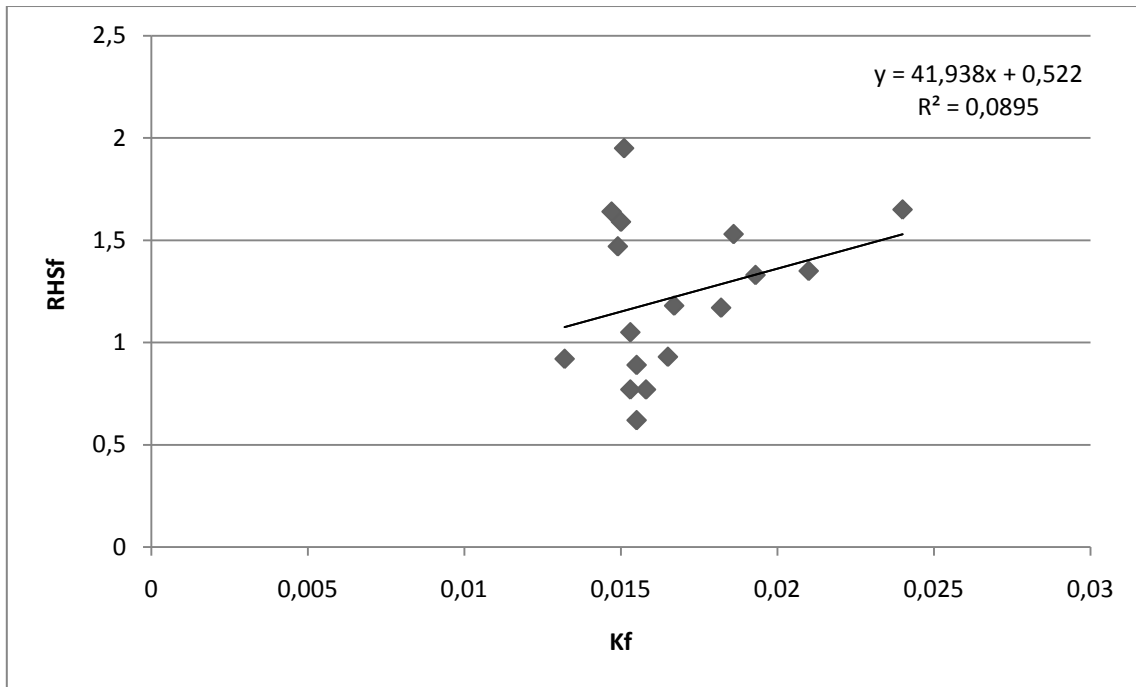


**Fig. 3** : Corrélation entre le K et le RGS chez les femelles

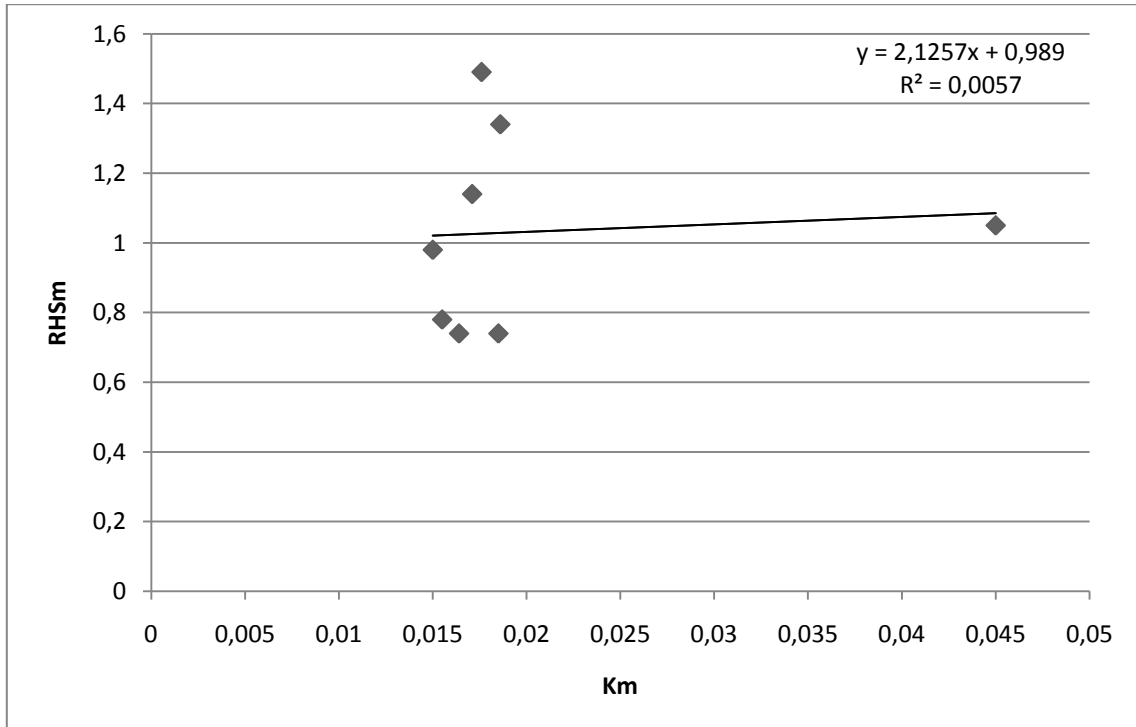


**Fig. 4** : Corrélation entre le k et le RGS chez les mâles.

## Annexe 5

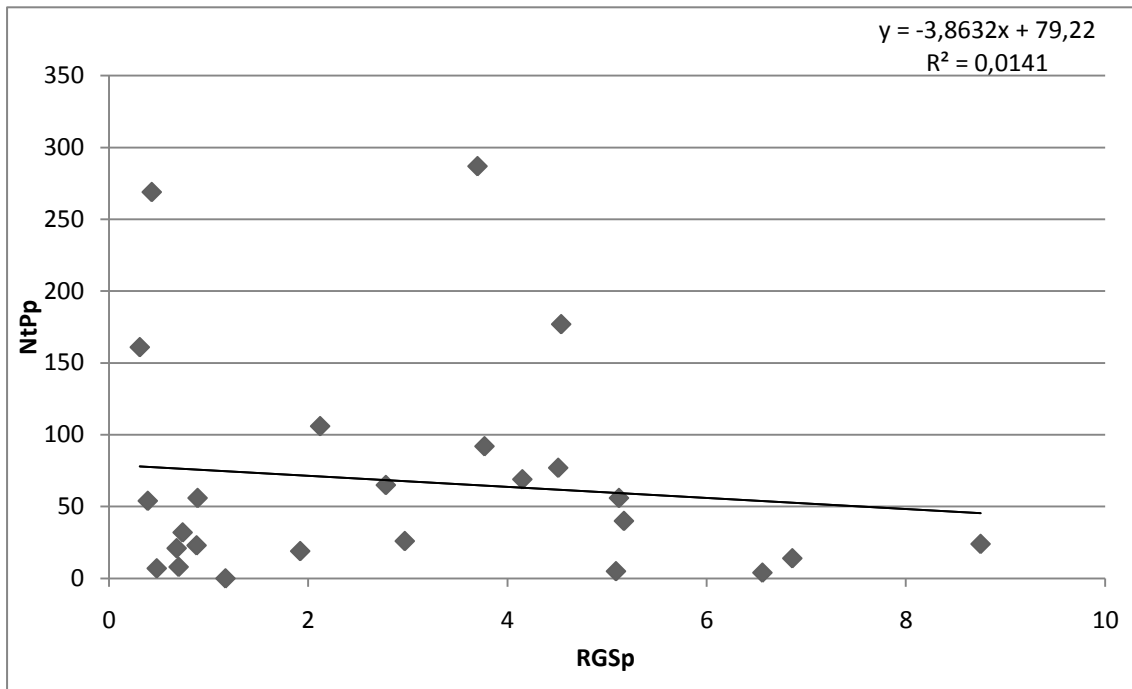


**Fig. 5 :** Corrélation entre le K et le RHS chez les femelles.

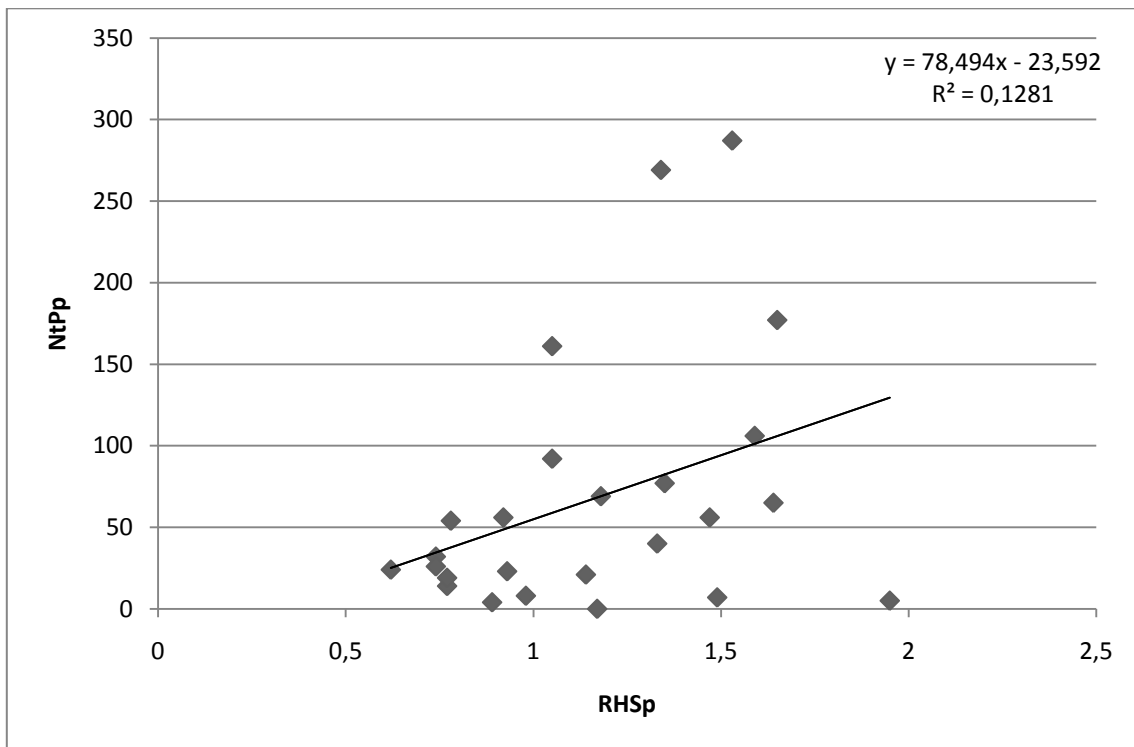


**Fig. 6 :** Corrélation entre le K et le RHS chez les mâles.

## Annexe 5

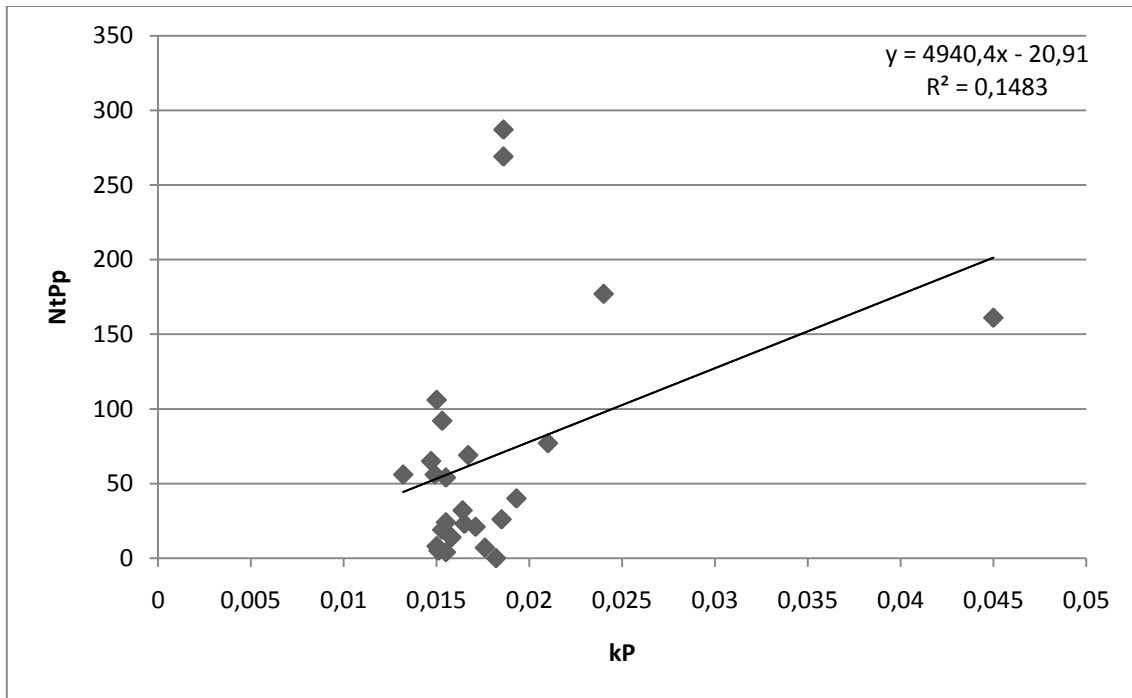


**Fig. 7 :** Corrélation entre le RGS et le nombre total de parasites de la population.

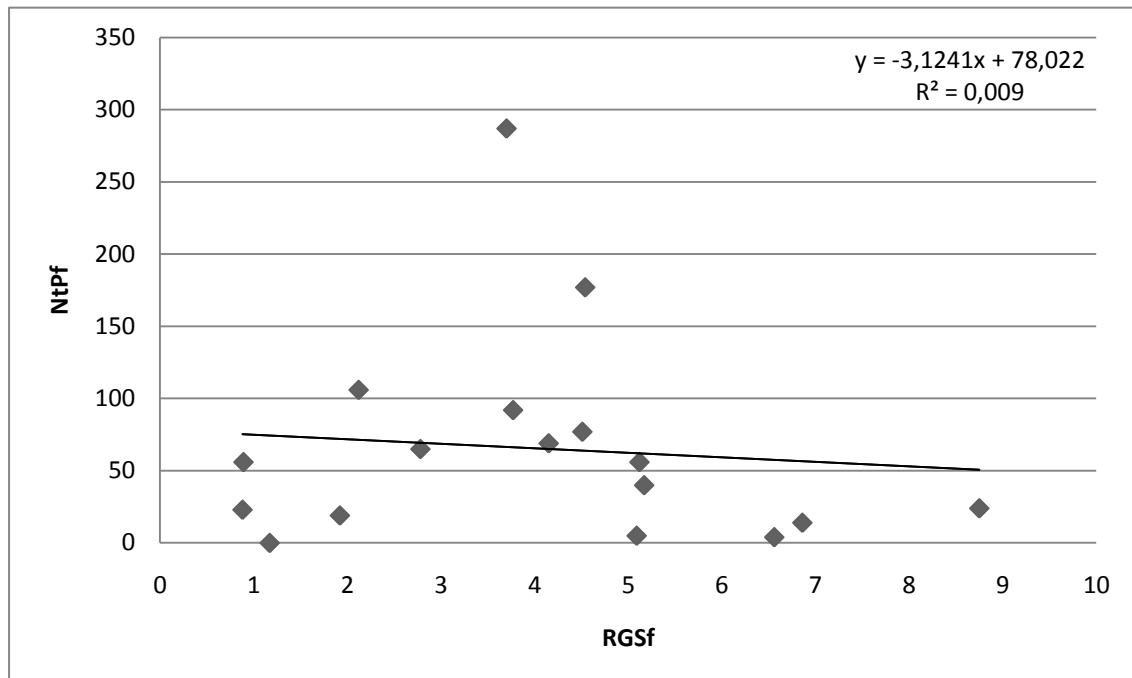


**Fig. 8 :** Corrélation entre le RHS et le nombre total de parasites de la population.

## Annexe 5

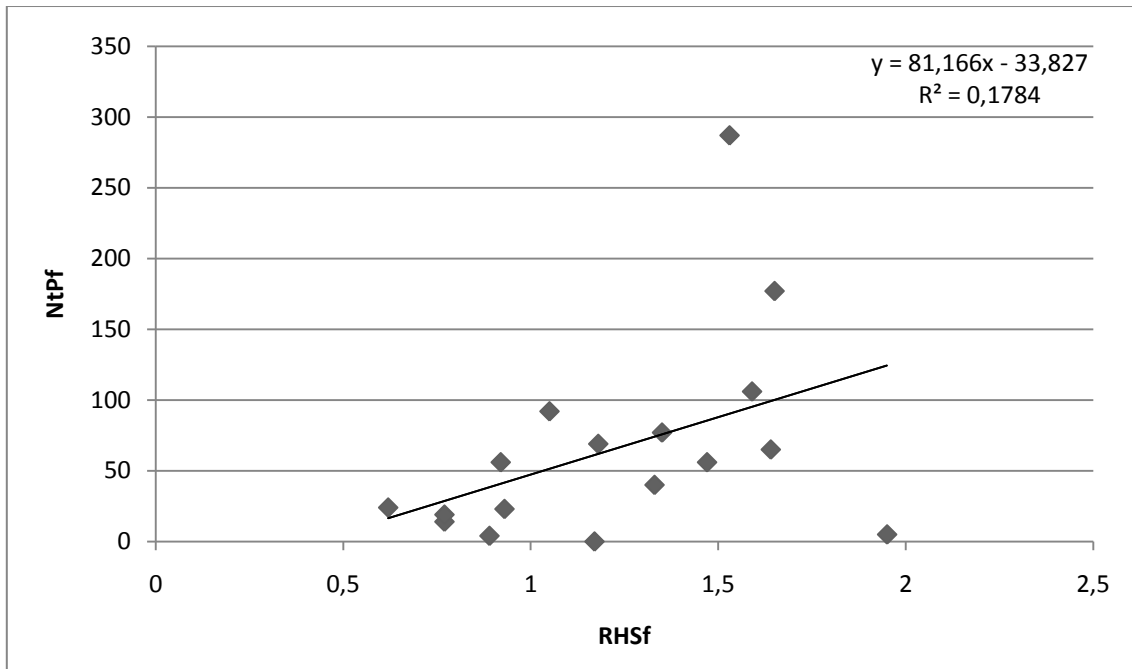


**Fig. 9** : Corrélation entre le K et le nombre total de parasites de la population.

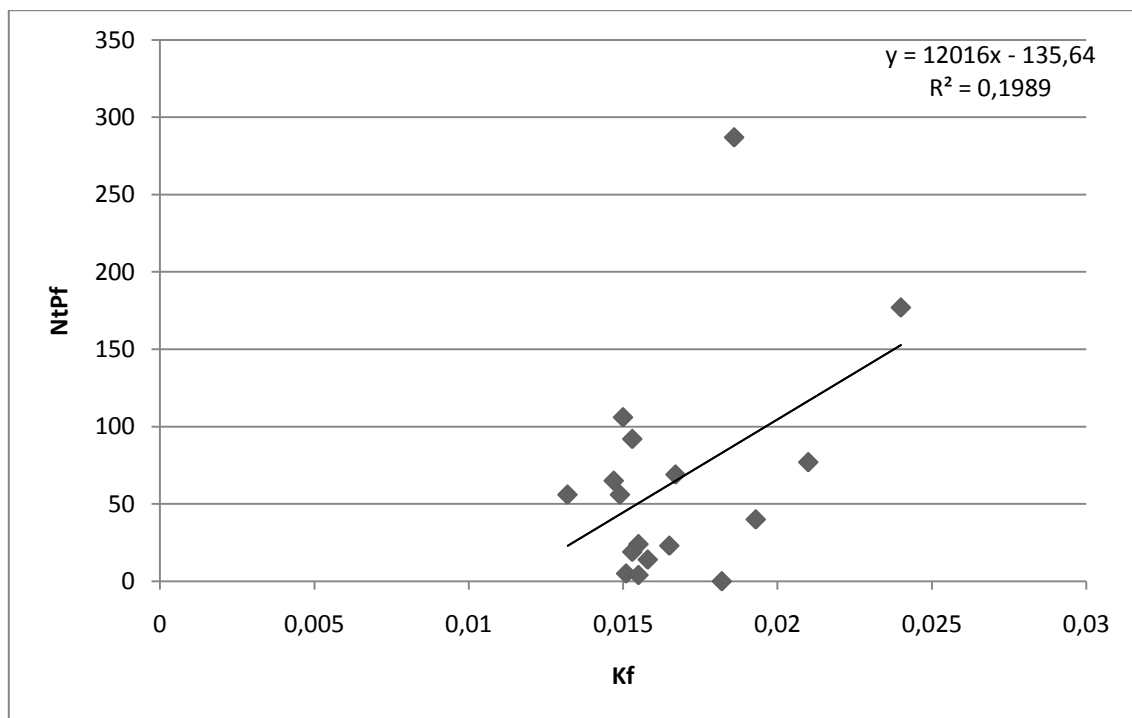


**Fig. 10** : Corrélation entre le RGS et le nombre total de parasites chez les femelles.

## Annexe 5

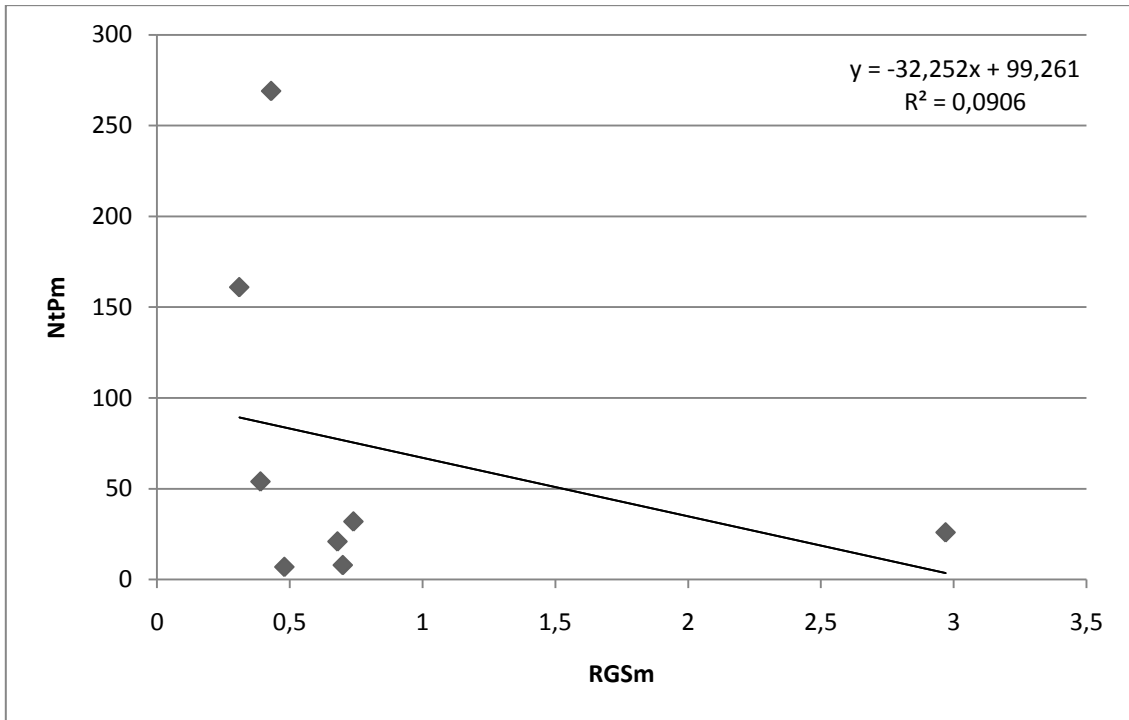


**Fig. 11** : Corrélation entre le RHS et le nombre total de parasites chez les femelles.

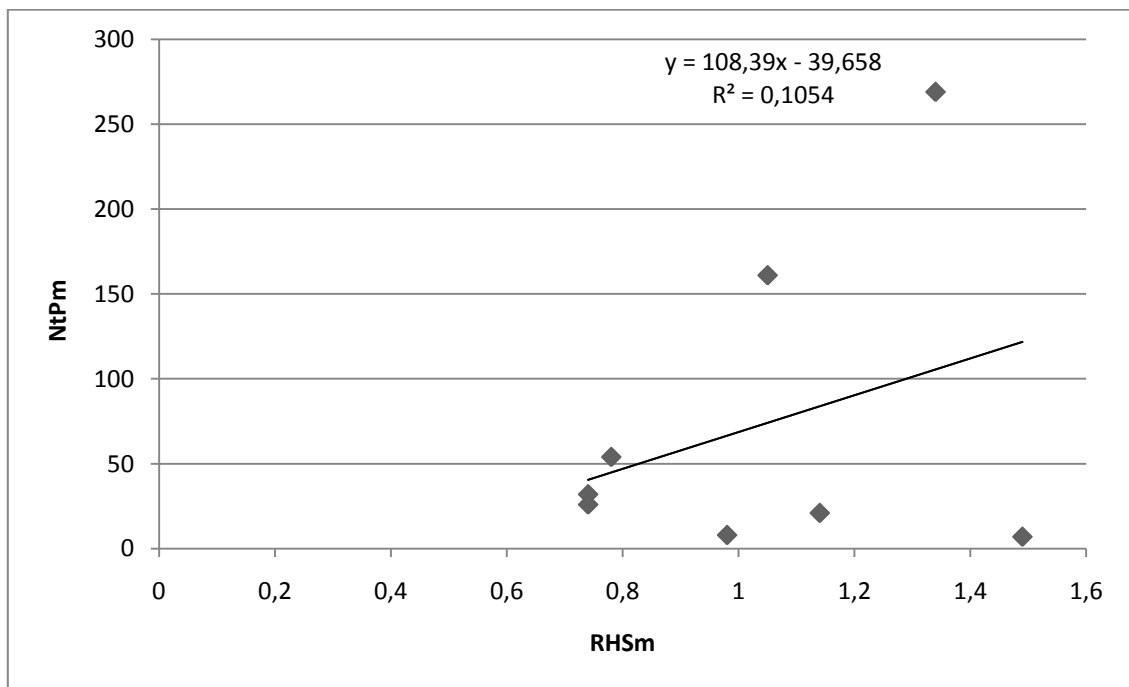


**Fig. 12** : Corrélation entre le K et le nombre total de parasites chez les femelles.

## Annexe 5

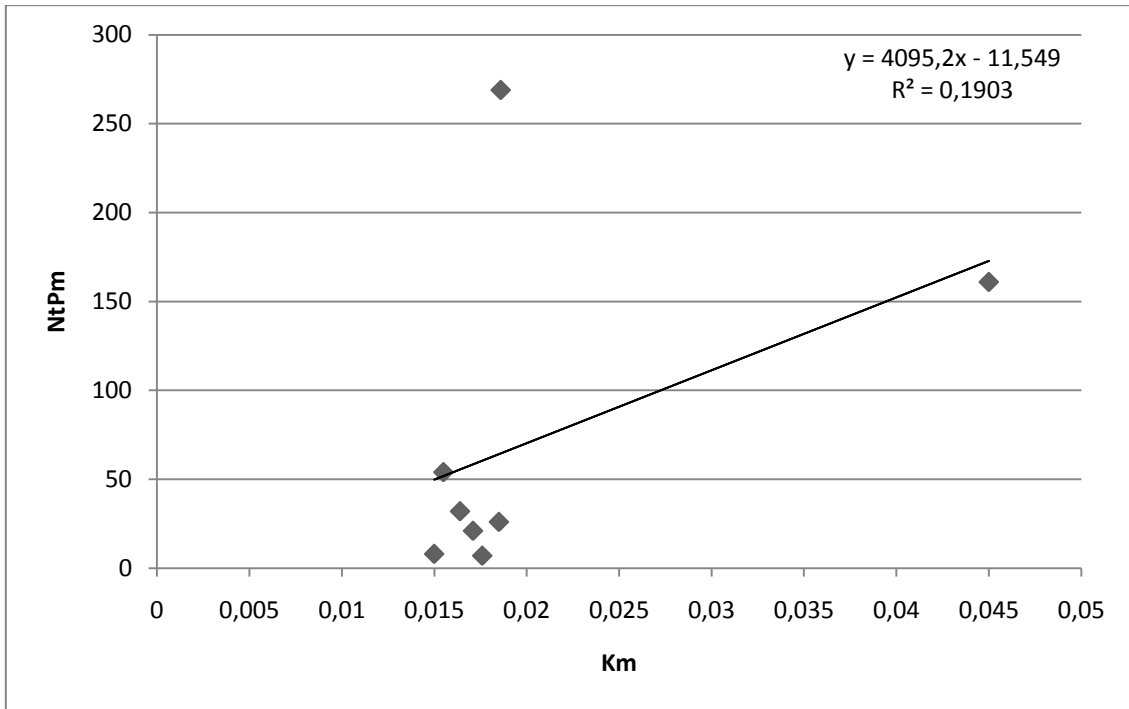


**Fig. 13** : Corrélation entre le RGS et le nombre total de parasites chez les mâles.



**Fig. 14** : Corrélation entre le RHS et le nombre total de parasites chez les mâles.

*Annexe 5*



**Fig. 15** : Corrélation entre le K et le nombre total de parasites chez les mâles.

### Annexe 8

**Tableau 1** : Nombre des parasites et indices épidémiologiques pour l'ensemble de la population (1) : *Cichlidogyrus* sp. ; (2) : *Gyrodactylus* sp. ; (3) : *Ichthyophthirius* sp. ; (4) *Trichodina* sp. ; (5) *Chilodonella* sp. ; (6) *Scyphidia* sp.

N°	Espèce	sexe	Ectoparasites						Total
			(1)	(2)	(3)	(4)	(5)	(6)	
1	<i>O.niloticus</i>	F	3	0	0	2	0	0	5
2	Hybride	F	9	0	0	5	0	0	14
3	<i>O.niloticus</i>	M	3	0	0	4	0	0	7
4	Hybride	M	5	0	0	156	0	0	161
5	<i>O.niloticus</i>	F	3	0	0	18	2	0	23
6	Hybride	F	3	0	0	160	14	1	177
7	<i>O.niloticus</i>	F	7	1	29	180	0	0	56
8	<i>O.niloticus</i>	F	3	2	0	41	10	0	56
9	<i>O.niloticus</i>	M	0	5	0	237	27	0	269
10	<i>O.niloticus</i>	F	1	0	0	280	6	0	287
11	<i>O.niloticus</i>	F	8	3	0	49	17	0	77
12	Hybride	F	4	0	0	0	0	0	4
13	Hybride	F	33	0	0	58	1	0	92
14	Hybride	F	14	0	16	39	0	0	69
15	<i>O.niloticus</i>	F	39	0	0	67	0	0	106
16	<i>O.niloticus</i>	F	59	2	0	4	0	0	65
17	<i>O.niloticus</i>	M	6	0	0	2	0	0	8
18	<i>O.niloticus</i>	F	0	0	0	0	0	0	0
19	Hybride	F	15	2	0	2	0	0	19
20	<i>O.niloticus</i>	F	11	4	0	24	1	0	40
21	<i>O.niloticus</i>	M	11	0	19	2	0	0	32
22	<i>O.niloticus</i>	M	18	0	36	0	0	0	54
23	<i>O.niloticus</i>	M	2	0	19	0	0	0	21
24	<i>O.niloticus</i>	M	14	0	12	0	0	0	26
25	<i>O.niloticus</i>	F	20	0	4	0	0	0	24
Total			291	19	135	1330	78	1	1692
Prévalence (%)			92%	28%	28%	76%	32	-	-
Abondance			11,64	0.76	5.4	53.2	0.32	-	-