

UNIVERSITE KASDI MERBAH, OUARGLA

FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
ET SCIENCES DE LA TERRE ET DE L'UNIVERS
DEPARTEMENT DES SCIENCES AGRONOMIQUES



Projet de Fin d'Etudes

En vue de l'obtention du diplôme de

Licence

Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Aquaculture

Spécialité : Pisciculture saharienne

Thème

Les ectoparasites branchiaux du *Tilapia nilotica* du dispositif aquacole de l'université Kasdi Merbah Ouargla

Présenté par : * *SDIRA KHADIDJA*

* *SANDALI ZAHRA*

Encadreur : M^{elle} FERHATI. H (M.A.B. Univ. K. M. Ouargla)

Examineur : M^{elle} MANAMANI. R (M.A.B. Univ. K. M. Ouargla)

Année universitaire 2012/2013

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

قُلْ أَجْمَلُوا قَسِيْرًا لِلَّهِ أَجْمَلُوا وَأَسْأَلُهُ وَاسْأَلُوا) (مَنْ مَنَّا)

Remerciement

Nous tenons tout d'abord à remercier DIEU tout puissant de la force et la patience qu'il ma accordé.

Nos sincères remerciements s'adressent en premier lieu à Melle FERHATI. H. (Maitre assistant classe B. département de S.N.V) qui a dirigé avec attention cette investigation. Grâce à son expérience elle nous a fait bénéficier de ces remarques pertinentes et de ses connaissances scientifiques. Les observations apportées au manuscrit ont contribué à le rendre plus concis et explicite nous la remercies infiniment.

- ❖ Nous nous exprimons nos vifs remerciements à M^{elle} MANAMANI. R (Maitre assistant classe B. département de S.N.V) pour avoir accepté d'examiner ce travail. Merci pour son aide et ces conseils.*
- ❖ Plus particulièrement, à Monsieur Meddour R, (Maitre de conférence classe A, à l'université de Badji Mokhtar- Annaba) pour ces précieuses conseils et information ainsi pour son aide toute au long de notre phase de recherche et d'identification des parasites, au sein de son laboratoire de recherche.*

Nos vifs remerciements s'adressent à Mr TAHER (Agent sécurité de l'exploitation de l'université de KASDI MERBAH OUARGLA) pour ses aides précieuses.

Nous remercions toutes les personnes qui ont participé d'une manière ou d'une autre pour la réalisation de notre travail.

Nous remercions tous les techniciens de laboratoire et nos remercions l'ensemble d'étudiantes du Département de biologie surtout M^{elles} Tei Aouatif et Messatefa Mabrouka (Etudiantes 5^{ème} Année Aquaculture) qui ont contribué a la réalisation de notre rapport de stage, merci pour leurs aide au long de la phase pratique

Liste des figures

N°	Titre	N° de Page
01	Structure d'une branchie d'un poisson	08
02	La ferme aquacole de l'université de KMO	09
03	Morphologie externe du <i>Tilapia nilotica</i>	11
04	Répartition géographique du <i>Tilapia nilotica</i> dans le monde	15
05	Technique d'échantillonnage des poissons	16
06	Mesure de poids	17
07	Mesure de longueur totale	17
08	Extraction de branchies	17
09	Morphologie générale <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> . (G10 X10)	20
10	Vue microscopique <i>Dactylogyrus sp</i> dans les branchies d'un Tilapia (G10X10).	20
11	Morphologie externe du <i>Dactylogyrus sp</i>	22
12	Cycle de vie du <i>Dactylogyrus sp</i>	22
13	Vue microscopique de <i>Cichlidogyrus sclerosus</i> (G10X10)	23
14	Morphologie d'un <i>Cichlidogyrus sclerosus</i>	24

SOMMAIRE

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

Généralités

2.1. Le parasitisme	04
2.2. Le parasite.....	04
2.3. Les Monogènes.....	05
2.4. Structure des branchies	07

Matériel et Méthodes

3-1- Présentation de la zone d'étude	09
3.2. Matériel biologique	10
3.2.1. Présentation de l'espèce étudiée	10
3.2.2. Caractéristiques taxonomique et morphologique	10
3.2.3. Position systématique de <i>Tilapia</i> du Nil.....	11
3.2.4. Régime alimentaire	12
3.2.5. La reproduction du <i>Tilapia</i>	12
3.2.6. Maturité sexuelle	13
3.2.7. La croissance.....	13
3.2.8. Exigences écologiques.....	14
3.2.9. Répartition géographique	15
3.3. Méthodes d'étude	16
3.3.1. Parasitologie	16
3.3.1.1. L'échantillonnage.....	16

Résultats et discussion

4. Résultats.....	19
4.1. Identification des ectoparasites branchiaux récoltés	19
4.1.1. <i>Ichtyofitirius multifilis</i>	19
4.1.1.1. Taxonomie.....	19
4.1.1. 2. Morphologie et cycle évolutif	19
4.1.2. <i>Dactylogyrus sp</i>	20

4.1.2.1. Taxonomie	21
4.1.2.2. Morphologie et cycle biologique.....	21
4.1.3. <i>Cichlidogyrus sclerosus</i>	23
4.1.3.1. Taxonomie	23
4.1.3.2. Morphologie et cycle biologique.....	23
4.1.3.3. Discussion	25
5. Conclusion	27
Références bibliographiques.....	28
Annexes.....	

Introduction

1-Introduction

Pour survivre, tout être vivant doit s'adapter aux conditions du milieu dans le quel il est plongé, s'il est incapable de résister aux multiples agressions extérieures auxquelles il est constamment soumis, il est détruit. Parmi tous les modes de vie, le parasitisme semble représenté l'un des plus difficiles à acquérir puisqu'un organisme vivant s'oppose, au moins initialement, à la pénétration de tout élément étranger à lui-même, que cet intrus soit vivant ou non(Price,1980).

Vu l'hétérogénéité des milieux biologiques, les parasites peuvent y occuper des biotopes variés en milieu aquatique; les ectoparasites colonisent les cavités corporelles de l'hôte, largement ouvertes au milieu ambiant, telles que les cavités nasales, buccales et notamment les cavités branchiales de poisson. Les études de phylogénèse, de bioénergétique moléculaire et de biologie ont révélé que les parasites sont des êtres habiles, adaptés généralement à l'exception de leurs hôtes, à des écosystèmes surprenants par la diversité de leurs biotopes, leur mobilité, la variabilité de leurs paramètres et leur létalité (Cassier et al.1998) Vu l'hétérogénéité des milieux biologiques, les parasites peuvent y occuper des biotopes variés en milieu aquatique ; les ectoparasites colonisent les cavités corporelles de l'hôte, largement ouvertes au milieu ambiant, telles que les cavités nasales, buccales et notamment les cavités branchiales de poisson. Les études de phylogénèse, de bioénergétique moléculaire et de biologie ont révélé que les parasites sont des êtres habiles, adaptés généralement à l'exception de leurs hôtes, à des écosystèmes surprenants par la diversité de leurs biotopes, leur mobilité, la variabilité de leurs paramètres et leur létalité (Cassier et al.1998).

Selon Combes(1995), il s'agit en réalité, d'une adaptation qui se fait de plus en plus étroite au fur et à mesure que le parasite évolue et s'éloigne des formes libres qui lui sont apparentées.

Cet auteur pense que plus un parasite s'adapte et plus il tend à s'isoler du milieu du milieu extérieur dans un groupe d'hôtes favorables qui finit par se réduire à une seule espèce parfaitement déterminée. En somme la dépendance du parasite vis -à-vis de son hôte devient de plus en plus étroite et c'est souvent une voie sans retour, car il arrive un moment à partir duquel le parasite ne peut plus survivre hors cet hôte.

En ce qui concerne les poissons sauvages, rares sont les observations imputant au parasitisme une véritable mortalité ou une morbidité appréciable. Il est probable que les troubles d'origine parasitaire restent presque toujours inaperçus et ne sont remarqués que quand ils sont visibles au point d'entraîner un rejet de la part du pêcheur et de consommateur; en revanche chez les poissons d'élevage, le parasitisme peut souvent être une cause d'épizooties graves puisque la forte densité de population tenue dans des conditions d'ambiance naturelles joue en faveur de parasites dont la pullulation peut finalement devenir dangereuse.

Le nombre de parasites nécessaire pour nuire au poisson varie considérablement selon l'hôte, sa taille et son état de santé ; en effet, beaucoup d'espèces de parasites sont dans une certaine mesure spécifiques d'un hôte donné et ne peuvent infester qu'un seul individu ou un nombre limité d'individus de la même espèce. De ce fait, à un parasite, quel qu'il soit, il convient d'associer la dénomination générique et spécifique de son hôte (Euzet et *al*, 1980).

Wiens (1989) rapporte que les parasites comme les hôtes, présentent une sensibilité vis-à-vis l'hétérogénéité des conditions du milieu génératrices de variabilité et de diversité.

Selon Polyanski (1963), la distribution des parasites de poissons serait influencée par des facteurs abiotiques tels que salinité et la profondeur et des facteurs biotiques tels que l'éthologie, le régime alimentaire et l'état physiologique.

Paperna, I, le pionnier de la recherche sur les monogènes des Cichlides. Il a effectué, entre d'autres études, des descriptions et des rapports étendus des espèces de Cichlidogyrus au cours des trente dernières années.

A Ouargla, le seul travail portant sur le parasitisme des poissons d'élevage (Cichlides) est réalisé par Guerrida (2008).

Notre travail porte sur l'inventaire et l'identification des ectoparasites branchiaux de tilapia nilotica récolté dans la région d'Ouargla.

Cette étude a pour objectifs :

- ✓ L'identification à partir de l'observation des caractères morpho-anatomiques, des ectoparasites récoltés chez Tilapia nilotica.

Généralités

2. Généralités

2.1. Le parasitisme

Le parasitisme est un mode de vie dans lequel un ou plusieurs organismes distincts, les parasites, vivent en association proche et forcée dans ou autre (hôte) et retirent des avantages comme la nourriture qui dépend de l'hôte normalement sans le tuer. Les parasites appartiennent à plusieurs taxons distincts, différents du point de vue phylogénique et présentant une grande variété de cycles vitaux et de formes corporelles. Presque toute espèce d'organismes à vie libre porte des parasites. Il pourrait donc exister plus d'organismes. Ainsi les parasites contribuent donc de façon significative à la biodiversité par le nombre et la variété des espèces existantes. (**Price, 1980**)

2.2. Le parasite

Un parasite est un organisme qui vit dépend d'un autre être vivant, l'hôte, véritable milieu biologique, donc habitat protégé, nursery ou couveuse, moyen de transport et source d'énergie. L'association est obligatoire pour le parasite qui en tire avantage pendant l'intégrité ou une partie au moins de son cycle vitale. Il s'établit entre les deux organismes étroitement associés un équilibre dynamique où le parasite se nourrit de substances élaborées par l'hôte (**Cassier et al. 1998**)

On peut diviser les parasites en microparasites et macroparasites sur le critère de leur taille. Les microparasites comprennent les virus, les bactéries, les champignons, les protozoaires et les myxozoaires. Les macroparasites sont de plus gros organismes multicellulaires, ce sont des helminthes et des arthropodes. Les helminthes regroupent les monogènes, les trématodes (Douves), les cestodes (Vers plats), les nématodes (Vers ronds) et les Acanthocéphales (Vers à tête épineuse). Les parasites Arthropodes des vertèbres dulcicoles sont surtout des Copépodes (**Macrogliose, 2003**)

Effet du parasite sur l'hôte

Le parasitisme entraîne pour l'hôte des actions néfastes, et bien qu'un parasite ne tue pas son hôte pour des raisons de nécessité vitale, la mort de ce dernier peut survenir à la suite de complications. Les actions du parasite peuvent être les suivantes (**R. R Triki-yamani, 2005**)

- Action spoliatrice : prélèvement de sang ou de sang de chyme intestinal.
- Action traumatique et infectieuse : lésion de la peau ou des organes, introduction de microorganismes pathogènes responsables d'infections secondaires
- Action mécanique : occlusion de vaisseaux, compression d'organes.
- Action irritative et inflammatoire : démangeaisons (prurit), rougeurs...
- Action toxique : trouble nerveux

Ces diverses actions résultent de l'infestation de l'hôte par des organismes appartenant à des groupes zoologique très différents : protozoaire, crustacés, champignons...

Selon (**R. R Triki-yamani, 2005**) la cavité des troubles varie avec la charge parasitaire, les ectoparasites provoquent deux types de trouble:

➤ Troubles du comportement

- * indolence ou excitation, alternant avec prostration
- * prurit accompagne de saut hors de l'eau ou de forttement sur les plantes ou les fonds et les parois des rivières, étangs ou bassins.
- * perte de l'appétit, associe à un amaigrissement et entraînant des retards de croissance.

➤ Altération de l'intégrité corporelle

- Erosion des nageoires, hémorragies et parfois destruction.
- Hérissément des écailles, destruction partielle des écailles.
- Ulcération : rougeurs inflammatoires, puis nécroses.
- Hypersécrétion de mucus : voiles ou tâches gris bleuâtre.
- Mélanisation : noircissement du corps plus ou moins accentué.

La recherche des parasites de grande taille nécessite des investigations soit à la loupe aux mêmes endroits, soit au microscope sur des fragments de peau, des frottis.

2.3. Les Monogènes

Les Monogènes sont verts plats (plathelminthes), ils parasitent surtout les poissons et infestent fréquemment divers organes à savoir les branchies, la peau, les nageoires, la cavité rectale et les narines. (**Bilong-Bilong et Njine, 1998**).

Ils représentent un danger car leur cycle de développement est court et la contagiosité est importants (**Elmadhi et Belghyti, 2006**).

Morphologie et anatomie de monogènes

Les Monogènes sont des ectoparasites, leur taille est comprise entre (0,2- 6mm), toute fois ils peuvent atteindre une taille exceptionnelle de 30mm. (**Baer et al, 1961**)

Ils possèdent corps aplati dorso – centralement à symétrie bilatérale, sa couleur est déterminée par la couleur des organes interne. La face ventrale des corps est légèrement concave et sa face dorsale convexe. Un tégument syncytium délimite la surface et recouvre-la musculature de la paroi du corps qui présente des fibres obliques longitudinales et transversales.

La bouche est généralement ventrale su-terminale ou terminale ; elle abouti à un pharynx musculoux duquel des fibres radiaires, en se contractant, augmentent la lumière de pharynx

(parfois un court œsophage relie pharynx à l'intestin) ; sa morphologie change suivant le genre et peut varier au sien d'un même genre. L'anus est absent chez tous les Monogènes.

Selon (**Baer et al, 1961**), le système excréteur des est Monogènes est composé de trois parties :

- les protonéphridies et leurs capillaires,
- un système de canaux incluant des trônes de base,
- des pores excréteurs qui s'ouvrent à l'extérieur

L'appareil génital femelle comprend un utérus court ou allongé, renfermant un seul ou plusieurs œufs. L'appareil génital male est formé généralement d'un ou de plusieurs testicules, qu'un canal déférent relie à un organe copulateur intromiteur.

Les Monogènes vivent fixer sur la peau ou les branchies des poisson d'eau douce ou marins grâce à des organe de fixation puissant, variés et spécialisés (ventouses, crochets, ou les deux) formant un hapter pouvant être en position antérieure ou postérieure. (**Price, 1937**)

- Le hâteur antérieur, prohapter, renferme des éléments glandulaires, dont sécrétion de nature collante, permet le maintien de cette partie du corps sur l'hôte lui offrant ainsi la possibilité de s'alimenter.
- Le hâteur postérieur, car il est armé, suivant les groupes, de crochets, de pinces, d'épines ou de ventouses.

Le hapter postérieur, opisthohapter, est plus complexe que le prohapter, car il est armé, ce qui permet au ver de se déplacer sans être entraîné par le courant, à la surface des branchies. (**Baer et al 1961**)

Les Monogènes ont une taille comprise entre 0.3 et 6 mm ; toutefois ils peuvent atteindre une taille exceptionnnelle de 30 mm du fait leur capacité de contraction et d'allongement. Les Monogènes de petite taille sont rattachés à la sous classe des Monopistocothylés et ceux de grande taille à des polyopistocothylés. En règle générale, les Monogènes d'eau douce sont moins grands que les formes marines. (**Baer et al 1961**)

➤ Les Monopistocothylés

L'hapter des Monopistocothélés est subventral , ou terminal, rarement pédonculé ; sa forme généralement arrondie et le centre du disque , plus au moins déprimer , donnent à l'hapter l'allure d'une coupe de profondeur variable qui s'applique étroitement sur la peau ou sur les branchies de l'hôte (**Baer et al , 1961**). L'hapter ne subit pas de métamorphoses entre les stades larvaires et adultes ; l'hapter, dur, ne représente que la miniature de l'hapter définitif.

L'intestin est constituée de deux caecums, soudés dans la partie postérieure du corps afin de former un anneau intestinal ;

L'utérus est court et en renferme qu'un seul œuf à la fois. Chez la grande majorité des genres de la sous-classe Monopistocothylea, il n'existe qu'un seul testicule post-ovarien. Le pénis est formé d'un tube sclérotique, plus ou moins recourbé, associé ou non à des pièces copulatrices. **(Baer et al, 1961)**

2.4. Structure des branchies

Les branchies assurent plusieurs fonctions, respiration (échanges de gaz), osmorégulation (régulation des échanges de sel et d'eau), excréation des déchets azotés (épuration).

Les branchies de Téléostéen comprennent 2 séries de 4 monobranchiés, dont chacune est composée de 2 hémibranchies ; chaque hémibranchie comprend :

- Un rangée de filaments minces appelés lamelles primaires ;
- Sur chaque lamelle primaire, sont disposées des rangées dorsales et ventrales de lamelles secondaires .
- Les arcades branchiales et leurs lamelles forment sur les 2 faces du pharynx une sorte de double filtre que l'eau doit sans cesse traverser. **(Ronald J. Roberts, 1979).**

➤ Arcade branchiale

L'arcade branchiale du Téléostéen est une structure osseuse courbe d'où rayonnent les supports osseux (nervure branchiale) des lamelles primaires.

- ❖ Des muscles adducteurs règlent le degré de ventilation des lamelles
- ❖ Les arcades renferment les artères branchiales afférentes qui proviennent de l'aorte ventrale et les artères branchiales efférentes qui se déversent dans l'aorte dorsale .

Chaque rameau de l'artère branchiale afférente circule le long du bord operculaire de la lamelle primaire, dessert les lamelles secondaires et communique avec un rameau symétrique de sang désoxygéné circule ainsi dans les lamelles secondaires dans le sens opposé à celui de l'eau qui passe par l'opercule .

❖ L'épithélium branchial comprend des cellules à mucus, des lymphocytes, des GB éosinophiles et des cellules à chlorure, chez les espèces euryhalines .

❖ Les échanges gazeux se déroulent à la surface des lamelles secondaires ; celles-ci comprennent une enveloppe de cellules épithéliales soutenues et séparées par des cellules en piliers (contractiles) qui établissent un réseau complet de canalicules sanguins lamellaires mettant en communication les lamellaires afférentes et efférentes .

La contractilité des cellules en pilier sert à réguler le débit du sang qui arrive à la surface des échanges gazeux. (Fig .1)

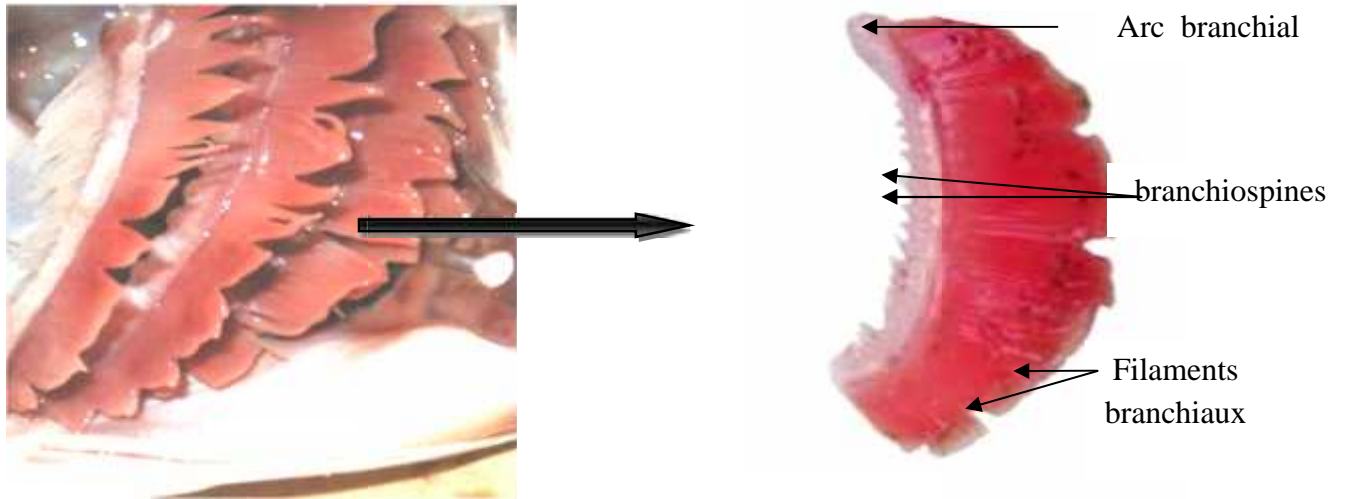


Figure 1 : structure d'une branchie d'un poisson

Matériel et méthodes

3- Matériel et Méthodes

3-1- Présentation de la zone d'étude

Notre étude a été réalisée dans des bassins d'élevage au niveau de l'exploitation agricole de l'université d'Ouargla. Ce projet a été créé en février 2009. Il est constituée principalement des infrastructures d'élevage, qui sont construit en ciment avec des formes varient selon leurs fonction. Ces bassins sont localisés dans la zone d'exploitation du département d'Agronomie saharienne (I.T.A.S), située au sud ouest d'Ouargla, à six kilomètre environ du centre ville. (Fig.2)

Elle s'étend sur une superficie totale de 32 ha cette zone contient :

- ☞ 2 forages (un sénonien et l'autre miopliocene).
- ☞ 1760 palmiers dont plus de 1238 sont productifs.
- ☞ Un réseau de drainage à ciel ouvert qui débouche sur le collecteur principal sépare les secteurs.

L'exploitation, se présente sous forme d'un glacis d'une grande homogénéité topographique (520° E et 3157° N). Les altitudes sont comprises entre 132,5 et 134,0 m. (Benraghda. A 2010)



Figure 02: La ferme aquacole de l'université de KMO

3.2. Matériel biologique

3.2.1. Présentation de l'espèce étudiée

L'espèce de poisson à laquelle nous nous attachons ici est *Tilapia nilotica* c'est l'espèce la plus intéressante à cause de sa rusticité et sa vitesse de croissance. Ubiquiste dans la ceinture intertropicale, cette espèce est capable de vivre et de se reproduire en mer. Elle est microphytophage omnivore, parfois macrophytophage est atteinte 250g au bout de cinq mois d'élevage artisanal, avec un indice de transformation de 2,5.

3.2.2. Caractéristiques taxonomique et morphologique

Selon Linné (1758) : *Tilapia nilotica*, comme tous les tilapias fait partie de la famille des Cichlidées, ordre des Perciformes. Les espèces de cette famille se reconnaissent aisément par :

- ☞ Une tête portant une seule narine de chaque côté.
- ☞ L'Os operculaire non épineux et l'os pharyngien inférieur plus long que supérieur.
- ☞ Un corps assez court et trapu, comprimé latéralement et recouvert de petites écailles cycloïdes et parfois d'écailles cténoïdes. (Fig . 2)
- ☞ Une nageoire anale avec au moins les 3 premiers rayons épineuse et entre 10 et 11 rayons mous .
- ☞ Une longue nageoire dorsal à partie antérieure épineuse (16-17 épines) et à partie postérieure molle (11 à 15 rayons).
- ☞ Une coloration grisâtre avec pointure et flancs rosâtre et une alternance de bandes verticales claires et noires nettement visible notamment sur la nageoire caudale et la partie postérieure de la nageoire dorsale .
- ☞ Une nageoire caudale fins et continuée.
- ☞ Un nombre élevé de fines et longues branchiospines (18 à 28 sur la partie inférieur du 1^{er} arc branchial ,et 4 à 7 sur la partie supérieur).

- 1 —> Nageoire dorsale
- 2 —> Nageoire caudale
- 3 —> Nageoire anale
- 4 —> Nageoires ventrales
- 5 —> Nageoires pectorales
- 6 —> Première ligne latérale
- 7 —> Opercule
- 8 —> Bouche
- 9 —> Narine
- 10 —> Œil

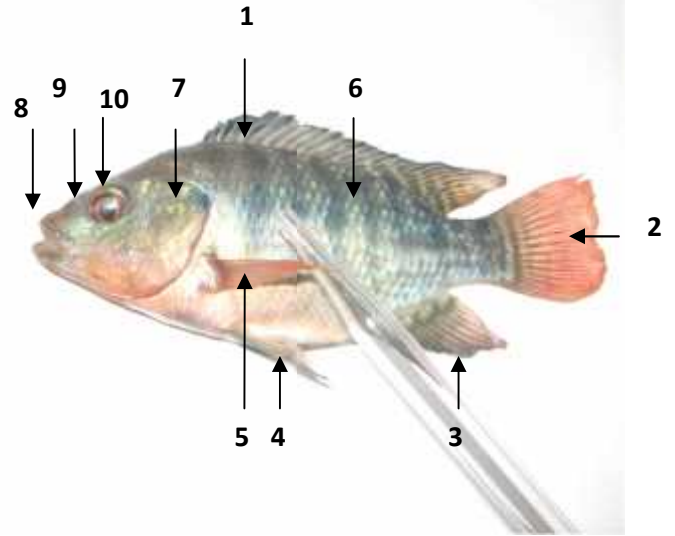


Figure 3 : Morphologie externe du *Tilapia nilotica*

3.2.3. Position systématique de *Tilapia* du Nil

Selon la classification (d'Arnaud, 2003), *Tilapia nilotica* (*Tilapia* du Nil) appartient :

Règne	: Animal
Embranchement	: Vertébrés
Super classe	: Poissons
Classe	: Actinoptérigiens
Sous classe	: Téléostéens
Ordre	: Perciformes
Famille	: Cichlidés
Genre	: <i>Oreochromis</i>
Espèce	: <i>Oreochromis niloticus</i>

Selon Linné (1758), la dénomination la plus universellement répondue est:
« *Tilapia nilotica* »

Les principaux synonymes de cette espèce que l'on peut trouver dans la littérature récent sont : *Oreochromis niloticus*; *Sarotherodon niloticus*; *Labrus niloticus*; *Chromis niloticus*; *Tilapia nilotica*.

3.2.4. Régime alimentaire

Etant donné que les arcs branchiaux du *T.nilotica* disposent des micros branchiospines et des branchiospines longues et nombreuses, l'eau qui y transite est véritablement filtrée de son plancton. Cette espèce est donc :

➡ En milieu naturel, essentiellement phytoplanctonophage et consomme de multiples espèces de Chlorophycées, Cyanophycées, Euglenophycées; ce que ne l'empêche pas d'absorber du zooplancton et même des sédiments riches en bactéries et diatomées .

➡ En milieu artificiel (système de pisciculture) cette espèce est pratiquement omnivore (euryphage) valorisant divers déchets agricoles, tirant des excréments de porcs ou de volailles, de déchets ménagers, acceptant facilement des aliments composés sous forme de granulés ,cette capacité d'adaptation à divers aliments et déchets est phénoménale et est à la base de sa haute potentialité pour la pisciculture (Trewavas, 1983).

En revanche, le comportement alimentaire désigne l'ensemble des conduites d'un individu vis – à- vis de la consommation d'aliment (F. daddoun Monique Romon, 2004)

3.2.5. La reproduction du *Tilapia*

➡ Le moment de reproduction pour cette espèce est reliée directement par les paramètres écologiques (photopériode, température, salinité, la précipitation ...ect) dont si la température est baisse, le nombre des fois de reproduction diminué. Selon l'explication de Lacroix (2004), la reproduction a lieu lorsque la température dépasse 22°C

➡ Le dimorphisme sexuel apparaît principalement au niveau de la papille génitale pour des individus de 25-30g et 10 cm de long ce qui permet un sexage précoce en élevage. (Assemain ,1998)

➡ La femelle en bonne condition se reproduit tout les 6 à 8 semaines ce qui à raison 800 à 1000 œufs en moyenne pour une femelle de 250g, risque de conduire rapidement au surpeuplement et au nanisme en milieu mal contrôlé.

➡ Le mâle féconde les œufs immédiatement en injectant son sperme sur les œufs en suspension dans l'eau, puis la femelle se retourne et les prend dans la bouche pour

les incubes. Cette opération très brève peut être recommencée, soit avec le même mâle, soit avec un autre mâle dans un territoire voisin.

➡ La femelle présente un abaissement de la planche des opercules légèrement écartés et la mâchoire inférieure devient légèrement proéminente.

➡ L'éclosion des œufs a lieu dans la bouche 4 à 5 jours après fécondation, une fois leurs vésicules vitellines résorbées (+10 jours après éclosion); les alevins capables de nager, sont encore gardés par la femelle pendant plusieurs jours.

➡ Toutefois, ils restent à proximité de 10 mm, les alevins, capables de rechercher leur nourriture, quittent définitivement leur mère et vivent en petits bancs dans les eaux littorales peu profondes. (Ruwet *et al.*, 1976)

3.2.6. Maturité sexuelle

➡ *Tilapia niloticus* est connu pour sa maturité sexuelle précoce qui peut intervenir dès 03-04 mois dans certains élevages; des individus de 30 g et de 8 cm peuvent se reproduire. (Balarin *et al.*, 1982)

➡ Elle est en fonction des conditions de milieu et de la densité des individus.

➡ La taille de première maturité sexuelle chez *T. niloticus* varie généralement entre 14 et 20 cm, ce qui correspond à un âge de 2 à 3 ans, mais peut atteindre 28 cm et différer chez les mâles et les femelles.

➡ Toutefois cette taille de maturité peut se modifier au sein d'une même population en fonction des conditions fluctuantes du milieu (FAO, 2002).

Selon Lowe-mcconnel (1982), les facteurs qui diminuent la taille de maturité sont :

- Dimensions réduites du milieu (confinement).
- Déficit alimentaire qualitatif et quantitatif.
- Pêche trop intensive.

3.2.7. La croissance

➡ Pour l'élevage de poisson destiné à la consommation, la croissance est un facteur très important dans la sélection d'une bonne souche d'une même espèce. (Mereau, 1979)

➡ *T. nilotica* est caractérisé par une croissance plus rapide que les autres espèces de tilapia. (Mereau, 1979)

➡ Sa durée de vie est relativement courte (6 à 8 ans) par ailleurs les conditions du milieu ont une influence directe sur sa vitesse de croissance.

➡ les mâles de *Tilapia nilotica* présentent une croissance plus rapide que les femelles. (Mereau, 1979)

3.2.8. Exigences écologiques

➤ De nombreuses études de terrain et de laboratoire (Pullin *et al.*, 1982) montrent que *T. nilotica* est une espèce relativement euryèce et eurytope adaptée à de larges variations des facteurs écologiques du milieu aquatique et colonisant des milieux extrêmement variés.

➤ Ainsi *T. nilotica*, espèce thermophile, se rencontre en milieu naturel entre (13,5 à 33) mais l'intervalle de tolérance thermique observé au laboratoire est plus large (7 à 41°C) pendant plusieurs heures. (Balarin *et al.*, 1979)

➤ Quant à la température optimale de reproduction elle se situe entre 26 et 28°C, le minimum requis étant 22°C.

➤ L'euryhalinité du *T. nilotica* est également bien connue car, on le rencontre dans des eaux de salinité comprise entre 0,015 et 30‰.

➤ Toutefois au-delà de plus ou moins 20 ‰ l'espèce subit un stress important qui la rend sensible à une série de maladies, réduisant sa compétitivité par rapport à d'autres espèces

➤ La reproduction serait inhibée en eau saumâtre à partir de 15 à 18 ‰

➤ La tolérance aux variations de pH est très grande puisque l'espèce se rencontre dans des eaux présentant des variations de pH de 5 à 10.

➤ Au point de vue concentration en oxygène dissous, cette espèce tolère à la fois de nettes déficits et des sursaturations importantes, ainsi jusqu'à 3 ppm d'oxygène dissous

➤ *T. niloticus* ne présente pas de difficulté métabolique particulière mais au-delà de cette valeur, un stress respiratoire se manifeste bien que la mortalité ne survienne qu'après 6 heures d'exposition à des teneurs de 3,0 ppm. Il n'empêche que, grâce à son hémoglobine particulière à haute affinité pour l'oxygène dissous (0,12) ppm, cette espèce peut supporter sur de courtes périodes des concentrations aussi faibles que 0,1 ppm d'oxygène dissous. (Balarin *et al.*, 1979)

3.2.9. Répartition géographique

▪ Pendant les dernières années, on a observé une large répartition du *T. nilotica* dans les bassins du Nil ,du Tchad ,du Niger ,de la Volta, du Sénégal, de la Gambie et de la Bénoué . (Philippant *et al.*, 1982)

▪ Actuellement cette espèce exploitée dans les zones tropicales et subtropicales sur tous les continents et dans certaines régions disposant des eaux thermiques ou géothermales permettant leur développement. (Lowe-meconnel, 1982) (Fig. 3)

▪ En Algérie, ces espèces ont été introduites dans les régions chaudes du sud , dans les lacs et les bassins d'élevage aquacoles :

➤ En 2002, le nombre d'individus cultivés est de : 3952 individus.

➤ En 2003, le nombre d'individus cultivés est de : 1003 individus. En 2004

➤ jusqu'à 27 Décembre 2004, le nombre d'individus cultivés est de : 4071. (Selon FAO 2002)

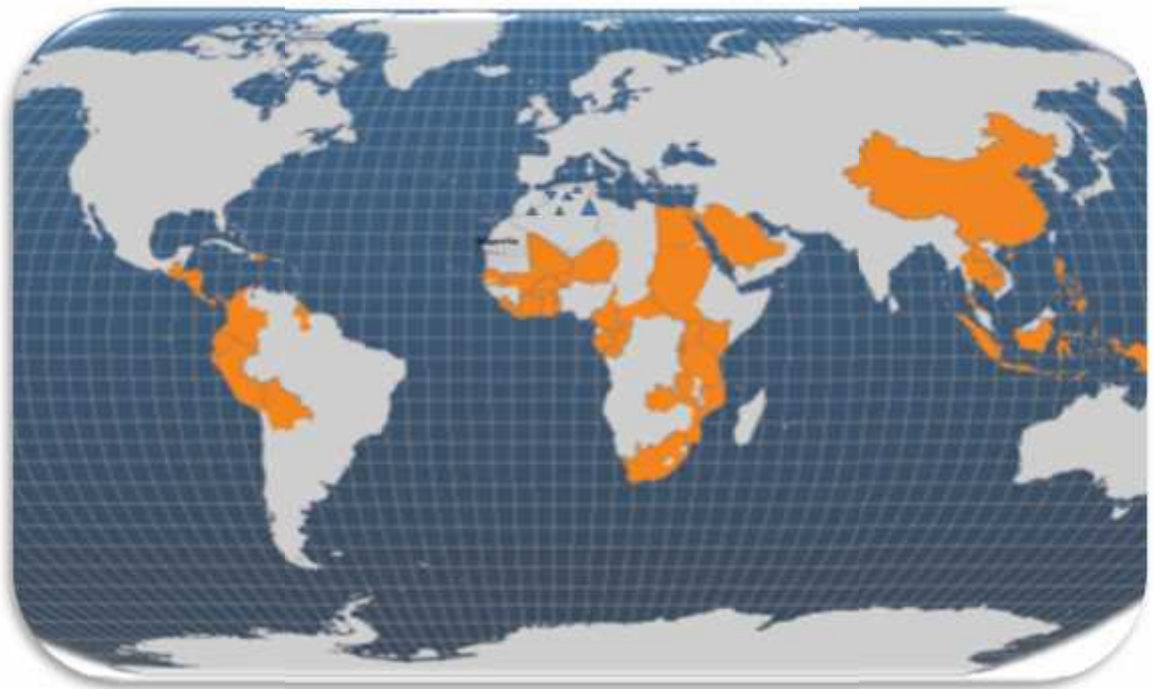


Figure 04 : Répartition géographique du *Tilapia nilotica* dans le monde

(Source : FAO 2006).



Tilapia nilotica en Algérie



Tilapia nilotica dans le monde

3.3. Méthodes d'étude

3.3.1. Parasitologie

3.3.1.1. L'échantillonnage

☞ La pêche des poissons au niveau des 06 bassins se fait à l'aide d'un filet de pêche rectangulaire (1,50m × 90cm), posé verticalement sur le fond du bassin et tiré avec attention horizontalement de la première extrémité du bassin vers l'autre, pour que les poissons ne peuvent pas s'échapper. Après avoir pêché, ces poissons ont été transportés au laboratoire pour être étudiés à l'état frais.



A



B

Figure 5: Technique d'échantillonnage des poissons

(A : filet de pêche, B : la récolte, (*Tilapia nilotica*))

3.3.1.2. Traitement au laboratoire

☞ Au niveau du laboratoire les poissons identifiés sont mesurés avant d'être disséqués ces manipulations doivent être rapides, car six à huit heures après la mort de l'hôte les branchies se couvrent d'un mucus opaque que rend difficile la localisation précise des parasites. Ces derniers meurent se débranchent de l'arc branchial et se collent au mucus.

☞ Pour la réalisation de cette étude nous avons examiné 170 poissons, de l'espèce *Tilapia nilotica* pêché au niveau de la ferme aquacole de l'exploitation de l'Université de Kasdi Merbah dont 130 individus pendant la période froide (Janvier- Mars) et 40 individus dans la période chaude (Mai).

➤ **Mesure de la longueur et du poids total des poissons**

☞ La longueur totale est mesurée à l'aide d'un pied à coulisse (Fig.6) de la pointe du museau à l'extrémité de la nageoire caudale. (Renaud *et al.*, 1980)

☞ Le poids total des poissons est mesuré à l'aide d'une balance. (Fig.5)



Figure 6: Mesure de poids



Figure 7: Mesure de longueur totale

➤ **Prélèvement des branchies**

Le prélèvement des branchies comprend les opérations suivantes :

- Le découpage de l'opercule de chaque côté de la tête. (Fig.7)
- Le détachement des branchies par deux incisions, une ventrale et une dorsale
- Le détachement des branchies par deux incisions, une ventrale et une dorsale
- Les arcs branchiaux sont ensuite congelés dans du papier aluminium ,ou bien placés dans les boîtes de pétri contenant de l'eau de mer ,ou dans des piluliers contenant l' éthanol à 10% .

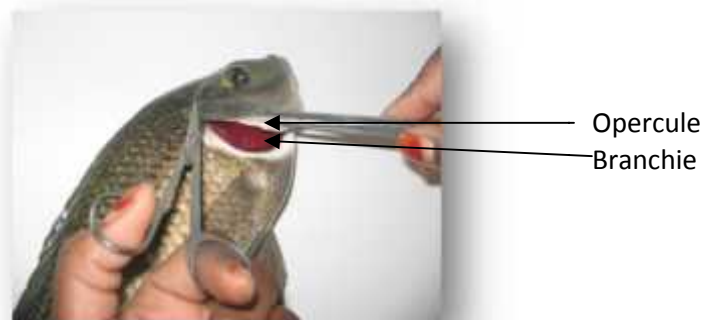


Figure 8 : Extraction de branchies

➡ Récolte, traitement et identification des parasites

☞ La recherche, la localisation et le prélèvement des parasites sont effectués par un examen minutieux des branchies à l'aide d'une loupe binoculaire pour les 130 poissons pêché en période froide.

☞ Concernant les 40 poissons pêchés pendant la période chaude l'examen des ectoparasites branchiaux à été réalisé à l'aide d'une loupe stéréo microscopique (Olympus SZX 10).

☞ Les ectoparasites récoltés sont :

- Fixés par immersion dans du formol à 10%, pendant 24 heures ;
- Rincés à l'eau distillée, pendant 10 à 15 min ;
- Colorés au bleu de Méthylènes 1%, dans lequel ils sont immergés pendant 24 heures ;
- Ensuite décolorés par l'alcool chlorhydrique (alcool 70% + quelques gouttes d'acide chlorhydrique) pendant 30 secondes ;
- Déshydratés par des passages dans 4 bains successifs (de 12 à 24 h) d'alcool éthylène à des degrés croissants (75° -85° - 95° - 100°).
- Eclaircis par le xylène puis montés entre lame et lamelle avec le baume du Canada. Le montage ainsi obtenu est déposé dans une étuve à 60° pour accélères le séchage et permette un milieu d'observation de morphologie et d'anatomie des ectoparasites branchiaux.

☞ L'étude de l'anatomie des ectoparasites récoltés est effectuée au microscope optique (Olympus CH 10 muni d'un système de microphotographie automatique PM2Q).

Resultats

4. Résultats

4.1. Identification des ectoparasites branchiaux récoltés

L'examen des branchies des poissons de l'espèce *Tilapia nilotica* nous a permis de récolté trois espèces d'ectoparasites branchiaux, a savoir : *Ichtyofitirus multifilis* (Fouquet ,1876), *Cicltidogyrus sclerosus* (Paperna et Thurston, 1969) et *Dactylogyrus sp* (Diesing, 1850)

4.1.1. *Ichtyofitirus multifilis* (Fouquet ,1876)

Ichtyophitirus multifilis est l'agent causant la maladie des points blancs Ichtyophitiriasse. Les kystes blanchâtres peuvent se localiser sur la peau, nageoires et les branchies. Chez certains poissons, les kystes peuvent être localisées sur les branchies et être absents sur les nageoires et la peau. (Bauer et Col., 1969)

4.1.1.1. Taxonomie

Phylum : Protozoa

Sous Phylum : Ciliophora

Classe : Cilata

Ordre : Holotrichea

Famille : Ophryongleniae

Genre : *Ichtyophitirus*

Espèce : *Ichtyophitirus multifilis*

4.1.1. 2. Morphologie et cycle évolutif

- ✓ Le corps du parasite *Ichtyophitirus multifilis* est subsphérique ovoïde. Le spécimen adulte est fixé sur le poisson, sous forme d'un petit kyste de 0.6- 0.7 mm de diamètre. (Fig.09)
- ✓ Ce stade est appelé Trophozoite, son observation au grossissement minimum (10X10) révèle un mouvement de rotation intense. Le cytoplasme du parasite montre la présence d'un macronucléus en forme de fer à cheval caractéristique pour son identification. (Fig.09)
- ✓ Le corps du Trophozoite présente des méridiens chargés de cils locomoteurs. Dans ce cycle évolutif, le Trophozoite arrive à maturité en 2 à 3 jours pour une température optimale entre 21-24°C. (Noga, 2000)
- ✓ Le parasite quitte son hôte pour s'enkyster dans le substrat ; à l'intérieur du kyste une série de division permet la formation de 250 à 2000 tomites qui seront libérés dans

l'eau. Si le tomite ne trouve pas un hôte, il meurt 1 à 3 jours après sa libération. (Bauer et Col., 1969)

- ✓ D'autre part, si les conditions aquatiques deviennent défavorables (taux d'oxygène inférieur à 1 mg/litre), le trophozoite quitte le poisson, s'enkyste dans l'eau et entame un processus de division. Cependant le nombre de tomites serait moins important que lors d'une évolution normale. (Bauer et Col., 1969)

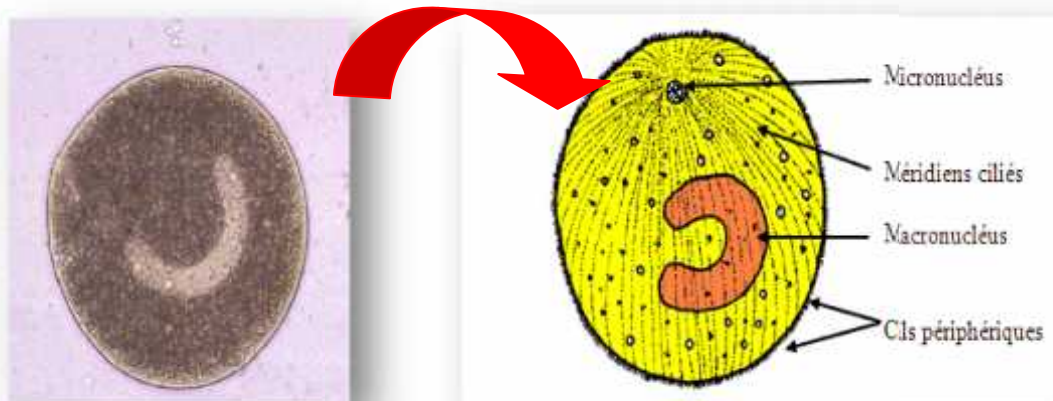


Figure09 : Morphologie générale *Ichtyophthirius multifiliis*. (G10 X10)

4.1.2. *Dactylogyrus sp* (Diesing, 1850) :

Les parasites des *Dactylogyrus* sont des espèces des monogènes trématodes de la famille des Dactylogyridae. Les membres des espèces *Dactylogyrus* préfèrent vivre dans les branchies des poissons. (Fig. 10)

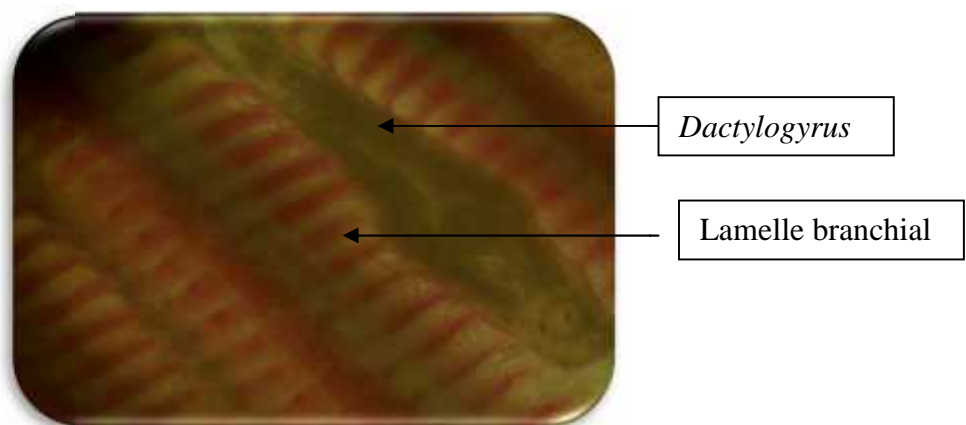


Figure 10 : Vue microscopique *Dactylogyrus sp* dans les branchies d'un Tilapia (G10X10)

4.1.2.1. Taxonomie

Phylum	: Helminthes.
Embranchement	: Plathelminthes.
Super classe	: Trematoda
Classe	: Monogenoïdea (Benden) Bykhovskii 1937.
Ordre	: Monopisthocotylea
Famille	: Dactylogyridae
Genre	: <i>Dactylogyrus</i> Diesing, 1850
Espèce	: <i>Dactylogyrus sp</i>

4.1.2.2. Morphologie et cycle biologique

Les Dactylogyridea sont des trématodes hermaphrodites dont la taille, généralement comprise entre 0,3 et 1,5 mm de longueur, elle peut atteindre exceptionnellement 3mm. Cette variation de taille du corps est due à la capacité des monogènes de se contracter et de s'allonger excessivement. En règle générale, les monogènes d'eau douce sont moins grands que les formes marines (Bekri et *al.*, 1995).

- Le corps est à symétrie bilatérale.
- La section transversale varie de la forme aplatie dorso-ventralement.
- La face ventrale du corps est légèrement concave, de ce fait face dorsale est convexe.
- La couleur des Monogènes est déterminée par la couleur des organes internes. Elle peut être rose, rougeâtre, brunâtre ou bien noirâtre (intestin), couleur jaune ou bronze (Utérus)

Ces vers se fixent aux branchies par un appareil constitué de gros et petit crochets scléreux dans la partie postérieure qui est l'organe de fixation appelé « Opisthaptor ». Ces structures sont utilisées comme critères taxonomiques chez les Dactylogyridea. L'opisthaptor est un disque muni de 14 crochets marginaux, et d'une paire de crochets médians appelés aussi « ancras », et qui constituent un critère d'identification spécifique. (Price, 1934)

La partie antérieure fonctionne comme organe additionnel de fixation et contient des glandes et des organes sensoriels. Le pharynx musculueux est distinct. On note la présence de 4 yeux noirâtres. (*In* Bekri et *al.*, 1995) (fig. 11)

Le cycle biologique du genre *Dactylogyrus* est direct. Les vers adultes libèrent les œufs non embryonnés sur les branchies de l'hôte. Le nombre d'œufs produits par jour varie entre 5 à 25 voire même 60 par jour (Paperna, 1982). La production d'œufs varie avec l'âge des vers. Elle est accélérée en réponse de l'adversité de l'environnement. (*in* Dahmani, 1999)

Les adultes sont ovipares et les œufs sont libérés dans l'eau ou ils vont subir une éclosion dans des conditions bien définit. Ces œufs sont souvent très résistants et peuvent survivre au traitement chimique. Les larves ciliées émergentes sont effectuées à un nouvel hôte par les courants d'eau et par leur propre mouvement. Le temps de maturation de l'espèce *Dactylogyrus*, de l'œuf à l'adulte dépend de la température (20°C-28°C).

Le développement des larves s'effectue en 2-3 jours à une température de 28-29°C et en 100 jours à une température de 4°C. (In Dahmani, 1999)

La larve libre peut survivre dans l'eau de 12 à 48 heures à une température de 20-28°C. Elle atteint sa maturité en se fixant sur les branchies, la surface du corps ou la cavité buccale des poissons. La durée de vie d'un adulte varie entre 5 à 40 jours selon la température de l'eau et les conditions de l'environnement aquatique. (In Dahmani, 1999)

1 : conduite des organes

2 : 2 paires des yeux noirâtres

3-4 : pharynx et intestin

5-7 : testicules, deferens du vas, et pore génital

8-14: ovaire, oviducte, canal génito-intestinal, les œufs non embryonnés dans utérus, ouverture génitale féminine, glande vitelline,

15-18: opisthaptor, ancras, barre transversale, crochets marginaux,

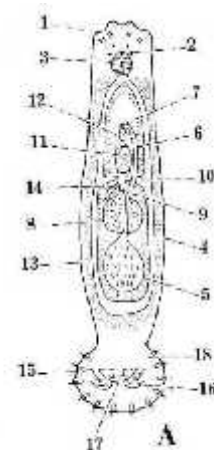


Figure11 : Morphologie externe du *Dactylogyrus sp*

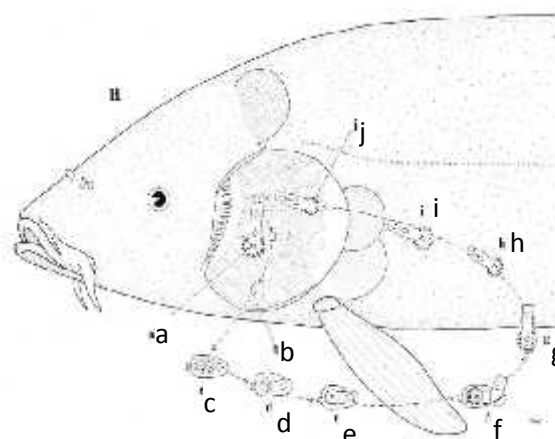


Figure 12 : Cycle de vie du *Dactylogyrus sp*. L'œuf est publié par un adulte gravide (a-b) et résout au fond d'un étang où il développe jusqu'à ce qu'un adulte immature émerge (c-f).

Dactylogyrus sp attache au poisson et fait sa place aux branchies (g-J).

4.1.3. *Cichlidogyrus sclerosus* (Fig. 13)

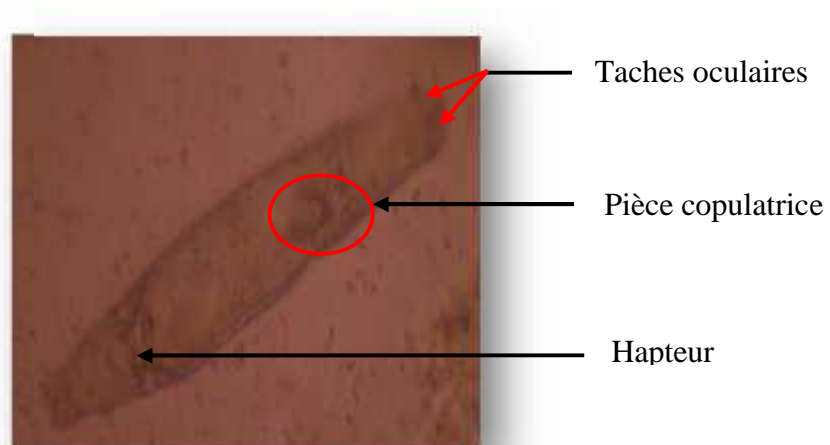


Figure13 : Vue microscopique de *Cichlidogyrus sclerosus* (G10X10)

4.1.3.1. Taxonomie

La position systématique de monogène « *Cichlidogyrus Sclerosus* », selon (Paperna et Thurston, 1969 et Bychowsky, 1973) est :

Embranchement : plathelminthes

Classe : Monogènes

Sous classe : Monopisthocotylés

Ordre : Dactylogyridea

Famille : Acyrocephalidae

Genre : *Cichlidogyrus*

Espèce : *Cichlidogyrus sclerosus*

4.1.3.2. Morphologie et cycle biologique

Le genre *Cichlidogyrus* se caractérise par :

- ✓ L'extrémité antérieure est marquée par deux paires cristallines. (Fig. 14)
- ✓ L'hapteur postérieur, rectangulaire est à peine séparé du corps et plus étroit que ce dernier armé de 14 crochets marginaux et de deux paires (une ventrale et une dorsale) de grands crochets (gripi ou hamuli) réunis par deux barres transversales : une ventrale recourbée et articulée et une dorsale auriculaire.

- ✓ Les Hamulis ventraux robuste ont ; un axe long avec une extrémité plus ou moins pointus ; aucunes racines distinctes ; une massive base. Les Hamulis dorsaux ont la même taille que les Hamulis ventraux ; un axe long ; une extrémité courte et pointue ; 2 courbures sont présentent ; racines à peine distinctes ; présence de cannelures sur la base de la plupart des spécimens.
- ✓ La barre ventrale massive, large, presque en forme U ; ses extrémités sont rondes.
- ✓ La barre dorsale caractéristique, massive, en forme de X ; a de large branches avec des extrémités arrondies, ont presque la même longueur que les appendices ; appendices larges, légèrement pyriforme avec des extrémités arrondies et parfois dentelées.
- ✓ Les petits crochets ou crochetons de la deuxième paire, sont plus courtes et minces, d'autres avec la base réduite à environ 1/5 de la longueur totale ; la 4^{ème} paire est légèrement plus longue que la 3^{ème} paire ; autres paires ont une taille similaire.
- ✓ L'organe copulateur ou pièce copulatrice est très grand ; long, mince, le tube copulateur arqué avec une extrémité effilant associé à une grand plate dentelée ; pièce accessoire massive avec un doigt proéminent, comme l'extension finale au-delà de l'extrémité distale effilée du tube copulateur.
- ✓ Le vagin est à peine visible, légèrement sclérotique.

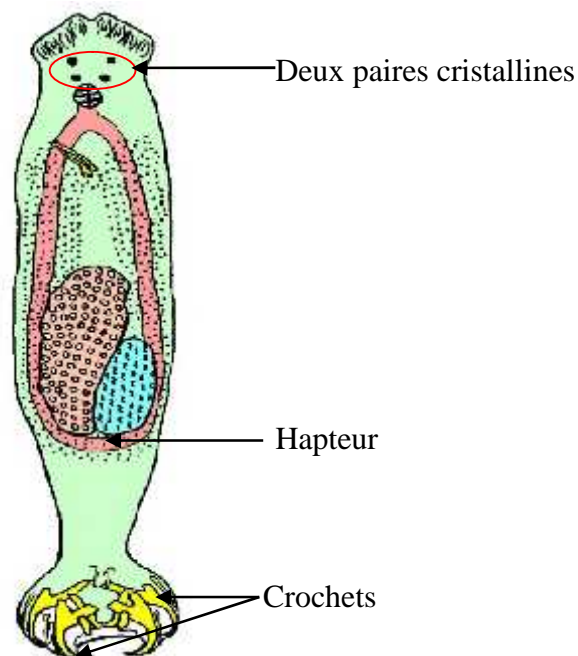


Figure14 : Morphologie d'un *Cichlidogyrus sclerosus*

Discussion

4.1.3.3. Discussion

L'examen des branchies des poissons de l'espèce *Tilapia nilotica* nous a permis de récolter un parasite protozoaire appartenant au genre *Ichtyofitirius*, et deux espèces des monogènes trématodes appartenant au deux genres : *Cicltlidogyrus* et *Dactylogyrus* de la famille des Dactylogyridae. Ces trois espèces d'ectoparasites branchiaux, sont successivement : *Ichtyofitirius multifilis* (Fouquet, 1876), *Cicltlidogyrus sclerosus* (Paperna et Thurston, 1969) et *Dactylogyrus sp* (Diesing, 1850)

Dans le monde plusieurs études rapportent la présence d'*Ichtyophthirius multifiliis*, chez différentes espèces de poissons hôte. elle a été enregistrée chez la truite de l'Arc-en-ciel et la truite brune (Boucher, 1947), elle a été aussi rapporté dans les fermes d'Amérique du Nord (Bois, 1979) et Europe (Bauer, 1959; Valtonen et Keräen, 1981). Ce cilié est cosmopolite, sans spécificité d'hôte, parasitant de nombreux poissons d'eau douce y compris l'anguille. Il constitue un risque sanitaire majeur dans les élevages piscicoles à l'origine de mortalités élevées à tous les stades de développement (Paperna, 1982; De Kinkelin, Michel and Ghittino, 1985; Bruslé, 1994). La résistance de ce protozoaire vis-à-vis de plus grand poisson peut être due à la grande immunité pourvue d'infections antérieures (Lom et Dyková, 1992)

En Algérie l'existence de ce parasite protozoaire a été signalée dans le lac Oubeira chez *C. gibelio callensis*, *C. carpio*, *C. gibelio* (Meddour, 2000); *B. callensis* (Meddour, 2001); *B. callensis* et *C. carpio* (Meddour, 2002).

Dans notre zone d'étude l'infestation des poissons de *Tilapia nilotica*, a été signalé pour la première fois.

Les Dactylogyridea sont des parasites monogènes qui infectent les branchies des poissons cyprinidés (carpe, carpes communes et la carpe argentée) (Koskivaara., 1991; Ogawa, 1994; Simkova., 2007). L'infection est hautement spécifique (Whittington, 1998; Whittington., 2000; Xiao-Qin., 2000; Simkova., 2007). L'infection cause un épaissement de l'épithélium et de la lamelle, ce qui affaiblit la fonction respiratoire, et peut causer même la mort, surtout dans les petites carpes. (Thoney et Hargis, 1991)

Plusieurs auteurs rapportent la présence des parasites du genre *Cichlidogyrus* chez des poissons de la famille Cichlidée en Afrique. Cependant; (Pariselle et al, 1997) décrit six nouvelles espèces du genre *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 chez des poissons de la famille Cichlidée de l'Afrique de l'ouest. Toutefois; en 1997, ces auteurs enregistrent la présence de sept espèces de monogènes, cinq appartenant toutes au genre *Cichlidogyrus* (Paperna, 1960) sont considérées comme nouvelles chez des poissons de la famille Cichlidées, en Guinée et en Sierra Leone (Afrique de l'Ouest). En revanche; ces auteurs signalent en 2003, chez des poissons

de la même famille pêchés dans divers pays africains l'existence de 11 espèces de monogènes, dont 4 espèces, appartenant au genre *Cichlidogyrus* (Paperna, 1960), sont considérées comme nouvelles.

La présence de ce genre a été signalée par (Guerrida, 2008) chez *Oreochromis niloticus* pêché dans la région d'Ouargla (Algérie). Cette espèce de parasite a été signalé également par Baaziz. F et Rezzoug. M (2012), dans la même zone d'étude.

Les seuls trématodes recensés en Algérie du genre *Dactylogyrus*, ont été découvert par Meddour et Col., (1989) sur les branchies d'alevins de *Barbus callensis* dans l'oued Bounamoussa. Ce trématode qui appartient à la classe des Monogènes, se localise au niveau des branchies et les surfaces externes de l'hôte.

Ce parasite est également rencontré chez les poissons des eaux douces et saumâtres (Ex : Lac Oubeira - El Kala), nous citons: *Cyprinus carpio*, *Hypophthalmichthys nobilis*, *Hypophthalmichthys molitrix*, *Barbus callensis* et *Anguilla anguilla*. (Aoun-Kaid et Chai , 1994; Ammouchi et Col., 1999).

Conclusion

Conclusion:

L'examen des branchies des poissons de l'espèce *Tilapia nilotica* nous a permis de récolter un parasite protozoaire appartenant au genre *Ichtyofirius*, et deux espèces des monogènes trématodes appartenant aux deux genres : *Ciclidogyrus* et *Dactylogyrus* de la famille des Dactylogyridae. Ces trois espèces d'ectoparasites branchiaux, sont successivement : *Ichtyofirius multifilis* (Fouquet, 1876), *Ciclidogyrus sclerosus* (Paperna et Thurston, 1969) et *Dactylogyrus* sp (Diesing, 1850)

Il ressort de cette étude :

- ❖ Tous les parasites récoltés sont prélevés du poisson hôte *tilapia nilotica* capturé de dans la ferme aquacole située à l'exploitation de l'université KMO;
- ❖ La parasitofaune est très dépendante de la région d'échantillonnage de l'hôte et de l'espèce hôtes.

Ces résultats ouvrent donc de nombreuses perspectives d'étude, telles que :

- L'étude de l'impact pendant tout un cycle de certains paramètres physicochimiques de l'eau (température, oxygène dissous, pH et salinité) et de la pollution sur la diversité et les charges parasitaires;
- Étaler l'étude de la détermination des espèces parasites des branchies durant tout un cycle;
- L'étude de l'impact de l'état physiologique de l'hôte (taille, sexe, poids...) sur le parasitisme (diversité et charges parasitaires);
- Poursuivre l'étude de la biodiversité des parasites d'autres espèces du genre *Dactylogyrus*, *Ciclidogyrus* et protozoaires *Ichtyofirius multifilis* provenant de localités différentes.

Références bibliographiques

References bibliographiques

- APERNA, I. (1960).**- Studies on monogenetic trematodes in Israel. 2. Monogenetic termatodes of Cichlids, Bamidgeh, 12, 20-30.
- APERNA, I. et EUZET, L. (1997).**- New species of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea, Ancyrocephalidae) from the gills of *Sarotherodon occidentalis* (Daget) (Osteichthyes, Cichlidae) in Guinea and Sierra Leone (West Africa). *erra Leone (West Africa)*. Systematic parasitology 38: 221-230, 1997.
- ARRIGNON J., (2000).**- Pisciculture en eau douce : le Tilapia. *Le technicien d'agriculture tropicale. Maisonneuve et Larose* : 125 p.
- ASSIER, P., BRUGEROLLE, G., et al (1998).** -Le parasitisme; un équilibre dynamique Masson. Paris : 361pp.
- BAAZIZI,F.,et RAZOUG,M(2012).**-Contribution à l'etude pathologique du tilapia nilotica de la ferme aquacole (Exploitation)
- BAER, J.G. et EUZET,L. (1961) .** - Classe des Monogènes, Monogenoidea Bychowsky *In : Traité de zoologie Anatomie, systématique, biologie*. Plathelminthes, Mésozoaires, Acanthocéphales, Nemertieens, publié sous la direction de P.P Grasse.4 : 243-325.
- BALARFN,LD. ET HATTON J. P., (1979).** - *Tilapia*.A guide to their biology and culture in Africa. Unit of Aquatique pathobiology, University of Sterling, Scotl and
- BALARIN J. D. & HALLER R. D., (1982).** -The intensive culture of Tilapia in tanks, raceways and cages. *In: Muir & Roberts (eds). Recent Advances in Aquaculture, vol. 1, London*
- BALARIN J. D. & HATTON J. D., (1979).** -Tilapia: A guide to their biology and culture in Africa. *Unit of Aqua. Pathobio., Stirling University*: 174 p.
- BENRAGHDA A, (2010).**- issu de la mise en marache de dispositif expérimental aquacol de l'exploitation de l'université de Ouargla et production des alvins du Tilapia nilotica.
- BLAZEK, R.; JARKOVSKY. J.; KOUBKOVA, B. AND GELNAR, M. (2008).** -Seasonal variation in parasite occurrence and microhabitat distribution of monogenean parasites of gudgeon *Gobio gobio* (L.). *Helminthologia* 45: 185-191.
- BONDAD-REANTASO,J.R(1990).** -The parasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in the Philippines, including an analysis of changes in the parasite fauna of cultured tilapia from fry to marketable size. *In : Hirano, R. et Hanyu, I. (Eds) The Second Asian Fisheries Forum*. Maila, Philippines: Asian Fishries Society, pp.
- BYCHOWSKY, B. E. (1937).**-Trématodes Monogénétiques. Leur systématique et leur phylogénie. Editions de l'Académie des sciences, Moscou : 509pp (english translation by P.c. OUSTINOFF, American Intitute Wash of Biology Sciences. Washington. W. J. Hargis j. r. (Eds)., 1996: 1-626).
- CASSIER, P., BRUGEROLLE, G., (1998).** -Le parasitisme; un équilibre dynamique Masson. Paris : 361pp.
- CHAPMAN A., (2003).**-Culture of hybrid Tilapia : reference profile. *IFAS extension. University of Florida. Edis.* : 86 p.
- CLARK TG, LIN T L & DICKERSON H W (1995).** -Surface immobilization antigens of Ichthyophthirius multifiliis: Their role in protective immunity. *Annual Review of Fish Diseases* 5, 113-131.

- DUNCAN, B. L. (1937).** -*Cichlidogyrus sclerosus* Paperna et Thurston 1969 from cultured *Tilapia mossambica* Kalikasan, 2, 154-158.
- EUZET, L et COMBES, C.(1980).** Les problèmes de l'espèce chez les animaux parasites. In les problèmes de l'espèce dans le règne animal. T.H.(Bocquet ch., Genermot J. et M. Lamotte, ed).
- EWING MS & KOCAN KM (1987).** -Ichthyophthirius multifiliis (Ciliophora) exit from gill epithelium. Journal of Protozoology **34**, 309-312.
- EWING MS & KOCAN KM (1992).**- Invasion and development strategies of Ichthyophthirius multifiliis, a parasitic ciliate of fish. Parasitology Today **8**, 204-208.
- EWING MS, BLACK MC, BLAZER VS & KOCAN KM (1994).** -Plasma chloride and gill epithelial response of channel catfish to infection with Ichthyophthirius multifiliis. Journal of Aquatic Animal Health **6**,187-196.
- EZZ EL-DIEN N M, ALY SM & ELSAYED EE (1998).**- Outbreak of Ichthyophthirius multifiliis in ornamental goldfish (*Carassius auratus*) in Egypt. Egyptian Journal of Comarative Pathology and Clinical Pathology **2**, 235-244.
- FAIZAL AC (2003).** -Parasitic infections in freshwater ornamental fish in Sri Lanka. Diseases of Aquatic Organisms **54**, 157-162.
- FAO, (2002).** -Les méthodes de production d'alevins de *Tilapia nilotica*. ADCP/REP/89/46 : 120 p.
- GUERRIDA, H. (2008).**- Les ectoparasites branchiaux d'*Oreochromis niloticus* (Téloostéen-Cichlidae) peche dans différents sites de la région de Ouargla. Mémoire d'ingénieur d'état. Université Kasdi Merbah, Ouargla.
- GUERRIDA, H. (2008).** -Les ectoparasites branchiaux d'*Oreochromis niloticus* (Téléostéen Cichlidae) pêchés dans différents sites de la région de Ouargla. Mémoire d'ingénieur d'état. Université Kasdi Merbah, Ouargla : 28pp.
- GWAHABA., (1973).** -Effect of fishing on the *Tilapia nilotica* (Linne, 1957) population in Lake George, Uganda over the past 20 years J.J.
- KABATA, Z. (1985).** -Parasites and diseases of fish cultured in the tropics. London, Philadelphia: Taylor et Francis, 317pp.
- KIM JEONG-HO, HAYWARD CJ, JOH SEONG-JOH & HEO GANG-JOON (2002).** - Parasitic infections in live freshwater tropical fishes imported to Korea. Diseases of Aquatic Organisms **52**,169-173.
- KOSKIVAARA, M.; VALTONEN, E.T. AND PROST, M. (1991).** -Dactylogyrids on the gills of roach in central Finland: features of infection and species composition. Int. J. Parasitol. **21**: 565-572.
- KRITSKY, D. C. et THATCHER, V. E. (1974).**-Monogenetic trematodes (Monopisthocotylea: Dactylogyridae) from freshwater fishes of Colombia, South America. Journal of Helminthology, **48**, 59-66.
- LAURENCE, D. (1993).**-Monogeneans of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae) form cichlid fishes of Lake (Zimbawe) with descriptions of new species. Systematic parasitology **25**: 159-186, 1993.

- LAUZANNE, L. , (1988).** -Feeding habits of african freshwater fishes. In LEVEQUE, C. ; BRUTON, M.N. ;SSENTONGO, G. W., 1988- Biologie and Ecology of African Freshwater Fishes, P. 221- 233
- LAZARD J., (1990) .** -Transferts de poissons et développement de la production piscicole. *Rev. Hydrobiol. Trop.*, **23(3)** : 25 1-256.
- LEESON DJ (1999).** -Experimental infection of striped marshfrog tadpoles (*Limnodynastes peronii*) by *Ichthyophthirius multifiliis*. *Journal of Parasitology* **85**, 568-570.
- LOM J & DYKOVA I (1992).** -Protozoan parasites of fishes. *Developments in Aquaculture and Fisheries Science*, pp. 253-259. Elsevier, Amsterdam.
- LOWE-McCONNELL R. H., (1982).** -Tilapias in fish communities. *In : Pullin & LowMcConnell (eds). The biology and culture of Tilapias. ICLARM Conf. Proc.*, **(7)** : 83-113.
- MATTHEWS RA (1994).** -*Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876: Infection and protective response within the fish host. In (Pike AW & Lewis JW Eds.), pp.17-42. *Parasitic Disease of Fish*. Samara Publishing, Tresaith, UK.
- MEDDOUR,A.,(1988).**-Pisciculture et Biodiversité de la parasitofoune des poissons dans le Nord-Est de l'Algerie .Thésis of doctorat of science,centre universitaired'el taref(in MEDDOUR,R).
- MIRES, D., (1982).** -A study of the problems of the mass production of hybrids tilapia fry, P317-329. In R.S.V. PULLIN ET R.H. LOWE-Mc CONNELL (éds). *The biology and culture of tilapia*. r.C.L.A.R.M. Conference proceedings 7,432P. International Center for living Aquatic ressources Managements, Manila, Philippine.
- MOREAU J., (1979).** -Biologie et évolution des peuplements de Cichlides introduits dans les lacs malgaches d'altitude. *Thèse de Doctorat d'Etat n°38, Institut Polytechnique de Toulouse* : 301 p.
- MORYARTY,D.J.W., (1973).** -The physiology of digestion of blue-green algae In the Cichlid fish, *Tilapia nilotica*. *J. Zool. Land.*, 171 : 25-39
- NATIVIDAD, J. M., BONDAD-REANTASO, M.G. et ARTHUR, J.R. (1986).**- Parasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in the Philippines. *In : MacClean, J. L. et al. (Eds) The first Asian Forum*. Manila, Philippines: Asian Fisheries Society, pp 255-259.
- ODHNER, T. (1912).** -Die Homologie der weiblichen Genitalwege bei den Trematoden und cestoden, *Zool. ANN.*, 39(10): 327-351.
- OGAWA, K. (1994).**- Monogenean parasites of freshwater fishes of Hokkaido, Japan. *Sci. Rep. Hokkaido. Fish Hatchery*. 48: 59-67.
- PAPERNA, I. (1979).** -Monogenea of inland water fish in Africa. *Annales. Muse Royal de l'Afrique Centrale, Ser. In-8°, sciences Zoologiques, N°. 226*, 132pp. + 48 plates.
- PAPERNA, I. et THURSTON, J. P. (1969).** -Monogenetic trematodes collected from cichlid fish in Uganda; including the description of five new species of *Cichlidogyrus*. *Revue de Zoologies et de Botanique Africaine*, 79(1-2), 15-33.
- PAPERNA, I. LAHAV, M. (1971).** -New records and further data on fish parasites in Israel, *Bamidgeh*, 23, 43-51.
- PHILIPPART, I. C. ET LC.RUWET, (1982).** -Ecology and distribution of Tilapia, p. 15-59. In R.S. V. Pullin et R.H. Lowe- Mc Connell (eds). *The Biology and culture of Tilapia*.ICLARM conference proceedings 7,432p. International center for living Aquatic Ressources Management, Manila, Philippines.

- PIISNER, P.D. ;1. C. MICHA et V. FRANK, (1988).**- Biologie et Exploitation des poissons du Lac IHEMA (Bassin Akagera, RWANDA) O.R.T.P.N-A.G.D, C.E.C.O.D.E.L.(UIG), U.N.E.C.E.D. (F.N.D.P.): 212
- PRICE, P.W. (1937).** -North American monogenetic trematodes. III. The family Capsalidae (Capsaloidea). *J. wash.acad.sci.*, 29: 63-92.
- PRICE, P.W.(1980).** -Evolutionary Biology of parasites. Princeton University press, Princeton.
- PRIETO, A. et FAJER, E. (1978).** -Characterization of the infection of intensively farmed tilapia by the genus *Cichlidogyrus* (Monogenea, Ancyrocephalinae). *Revista de Salud Animal*, 9, 280-287.
- PRIETO, A. et FAJER, E. et VINJOY, M. (1985).**- *Cichlidogyrus sclerosus* (Monogenea, Ancyrocephalinae) en *Tilapia hornorum* x *Tilapia mossambica* (perca doroda) en cultivo intensive, *Revista de Salud Animal*, 7, 291-295.
- ROBERTS, R. J. et SOMMERVILLE, C. (1982).** -Diseases of tilapia. *In* : Pullin, R.S.V. et McConnell, R. H. (Eds) *The biology and culture of Tilapia*. International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila, Philippines: ICLARM Conference Proceedings, 7, pp. 247-263.
- ROBERTS, R.J.(1979).** -Pathologie du poisson. Malouines S.A. Editeur. Paris : 317pp.
- RUWET, le. ; VÜSS, 1. ; HANON, L. et MICHA,IC., (1976).**- Biologie et élevage du Tilapia, pp. 332-364. *In* Symposium on aquaculture in Africa. C.I.F.A. Tech. Pop., 4 (Suppl. 1) : 791 Pages
- SIMKOVA, A.; PECINKOVA, M.; REHULKOVA, E. AND VYSKOCILOVA, M. (2007).**-Dactylogyrus species parasitizing European Barbus species: morphometric andmolecular variability. *Parasitology*. 134: 1-15.
- THILAKARATNE ID, RAJAPAKSHA G, HEWAKOPARA A, RAJAPAKSE RP & THONEY, D.A.; HARGIS, W.J. (1991).** -Monogenea (platyhelminthes) as hazards for fish in confinement. *Ann. Rev. Fish Dis*. 1: 133-153.
- TREWAVAS E., (1983).** -Tilapias: Taxonomy and Speciation. *In* : Pullin & Maclean (eds). *Second International Symposium on Tilapia in aquaculture, march 1987, Thailand ICLARM conf. Proc.*, (15) : 3-13.
- TREWAVAS E., (1983).** -Tilapias: Taxonomy and Speciation. *In* : Pullin & Maclean (eds). *Second International Symposium on Tilapia in aquaculture, march 1987, Thailand ICLARM conf. Proc.*, (15) : 3-13.
- VALTONEN ET & KERÄNEN AL (1981).** -Ichthyophthiriasis of Atlantic salmon, *Salmo salar* L. at the Montta hatchery in northern Finland in 1978-1979. *Journal of Fish Diseases* 4, 405-411.
- VENTURA MT & PAPERNA I (1985).** -Histopathology of Ichthyophthirius multifiliis infections in fishes. *Journal of Fish Biology* 27, 185-203.
- WHITTINGTON, I.D. (1998).** -Diversity “down under”: monogeneans in the Antipodes (Australia) with a prediction of monogenean biodiversity worldwide. *Int. J. Parasitol.* 28: 1481-1493.
- WHITTINGTON, I.D.; CRIBB, B.W.; HAMWOOD, T.E. ANDHALLIDAY, J.A. (2000).** -Host-specificity of monogenean (platyhelminth) parasites: a role for anterior adhesive areas? *Int. J. Parasitol.* 30: 305-320.

WURTSBAUGH WA & TAPIA RA (1988).- Mass mortality in lake Titicaca (Peru-Bolivia) associated with the protozoan parasite *Ichthyophthirius multifiliis*. Transaction of the American Fisheries Society **117**, 213-217.

XIAO-QIN, X.; WEI-JUN, W. AND CHENG-PING, L. (2000). -The distribution of monogenean parasites on aquatic vertebrates inhabiting Chinese inland waters. Syst. Parasitol. 46: 151–155.

LITERATURE CITED

Olson,, O. W. 1974. Animal Parasites, Their Life Cycles and Ecology. Dover. New York.

Annexes

Liste de tableaux annexe

N°	Titre	N° de page
01	Quelques critères de qualité d'eau pour la pisciculture des Tilapias	VII

Listes de figures annexes

N°	Titre	Page
01	Les bassins d'élevage	II
02	Le forage de forme rectangulaire	II
03	Les bassins (circulaires, carré) et le réservoir	II
04	Vanne d'alimentation	II
05	La pompe	II
06	Vannes d'évacuation	III
07	Le dispositif expérimental	III
08	Rechargement par l'eau de forage	IV
09	Trop-plein	IV
10	L'eau évacuée par trop-plein	IV
11	Rechargement du réservoir par la pompe	V
12	Filet de pêche	V
13	Epuisette de pêche	V
14	Pied à coulisse	V
15	Fut	V
16	Aquarium	V
17	Un trousse à dissection	VI
18	Une balance à ressorts pour peser le poisson	VI
19	Stéréo microscope	VI

1. Description du dispositif expérimental

Six (06) bassins de forme rectangulaire (fig01) à ciel ouvert pour l'élevage des poissons, disposés parallèlement des deux cotés (03 à gauche et 03 à droite), présentant 3 mètres (m) de longueur, 1,50 mètre de largeur, et une profondeur de 1,20mètre, chaque bassin atteindre le volume de 5,4 mètre cube (m³) avec une pente de 1% (10cm).

- Un petit bassin de 1,2m de longueur et d'une profondeur de ,80m pour la mise en charge comme il est possible de l'utiliser comme un filtre biologique.
- Un petit bassin de forme carré (fig03) de 0,5m de longueur et de 1m de profondeur il est utilisé pour l'accumulation de l'eau lors du vidange des bassins et de la récupération des larves qui fuient.
- Un bassin de forme circulaire (fig03) de 2m avec une profondeur de 1m. il se caractérise par un fond conique; il est pour objectif la filtration mécanique et la décantation des matières en suspension.
- Un réservoir d'eau (château) son hauteur est de 2m. (fig03)
- 2 pompes d'une capacité de 4,5 m/h. (fig04)
- Des tubes en plastique (63mm, 40mm et 90mm de diamètre) utilisé pour l'alimentation et l'évacuation des bassins

- 10 grandes vannes :
 - 2 pour l'alimentation des bassins (fig04)
 - 8 pour l'évacuation des bassins (fig06)
 - 5 vers les serres et 3 vers le canal de drainage ou vers la plantation (Irrigation).

- 6 petites vannes pour l'alimentation des bassins.



Figure 01: Les bassins d'élevage



Figure02: Le forage de forme rectangulaire



Figure03: Les bassins (circulaires, carré) et le réservoir



Figure04 : Vanne d'alimentation



Figure05 : La pompe



Figure 06 : Vannes d'évacuation

Les bassins sont construits sur une plate forme en ciment (fig07). L'épaisseur de leurs bordures est de 0.25m, réalisés en parpaings et renforcée par une couche de béton armé. Ils sont espacés de 1m, par ailleurs l'espacement pédagogique est de 2m entre les deux ensembles des bassins pour faciliter des activités et de la manutention des accessoires et des outils de travail et de mesures. -Ces bassins sont munis d'un système de "circuit fermé" permettant le recyclage d'eau et un réceptacle de récupération des alvins lors des vidanges qui sont intégrés à l'ensemble des réalisations.



Figure 07 : Le dispositif expérimental

Concernant le remplissage des bassins d'élevage nous avons utilisé le forage sénonien, c'est le forage le plus anciens, il est légèrement artésien, distancée du projet à environ 100 m, situé au Nord-est de l'exploitation agricole, équipé d'une pompe électrique centrifugeuse, possédant une profondeur égale à 188,8 m avec un débit de 40 l/s.

Le recyclage d'eau

Le départ de mouvement d'eau est le forage (fig08). Après l'ouverture de la vanne à la proximité du forage, l'eau arrive vers le réservoir.



Figure 08 : Rechargement par l'eau de forage

- Nous ouvrons les vannes d'alimentation des bassins pour les remplir sachant que les six bassins et le forage sont liés par des canaux d'eau et des vanne pour contrôler le débit de cet eau lors de l'alimentation.
- Lorsque les six bassins sont remplis, l'eau sera évacuée à l'aide d'un trop-plein (fig09). située sur le canal d'évacuation de chaque bassin.
- L'eau évacuée par le trop-plein s'accumule dans le bassin de décantation, où il subit la filtration mécanique par un filet de forme hélicoïdale posé au périphérique du bassin circulaire vers le centre (fig.10). Les eaux filtrées remplissent le bassin de remise.



Figure 10 : L'eau évacuée par trop-plein



Figure 09 : Trop-plein

- Si l'eau atteint un certain niveau, le flotteur qu'est lié à la pompe commence à balancé (flotter), la pompe démarre l'aspiration d'eau vers le réservoir (fig 11).



Figure 11: Rechargement du réservoir par la pompe

2. Les matériels d'échantillonnage et d'investigation parasitaire



Figure 12: Filet de pêche



Figure 13 : Epuisette de pêche



Figure 14 : Pied à coulisse



Figure 15 : Fut



Figure16: Aquarium



Figure 17 : Un trousse à dissection



Figure18 : Une balance à ressorts pour peser le poisson



Figure 19 : Stéréo microscope

-Matériel utilisé:

- ✓ Un bac de dissection
- ✓ Des boites de Pétri
- ✓ Des lames et lamelles
- ✓ Une loupe binoculaire pour l'observation des masses de parasites
- ✓ Un microscope optique pour l'étude morphologique des parasites

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

	Valeurs
Paramètres physico-chimiques de l'eau	
Gamme de température (°C)	8 - 40
Limite létale en oxygène (mg/l)	2 - 3
pH : gamme de tolérance	5 – 11
Concentration létale en CO ₂ + (mg/l)	> 72,6
Concentration létale en NH ₃ -NH ₄ (mg/l)	> 4 à pH 7,3 - 7,5
Turbidité (ppm)	13 000
Salinité ‰	<20-30

Les ectoparasites branchiaux du *Tilapia Nilotica* de la ferme aquacole situé à l'exploitation de l'université Kasdi Merbah Ouargla

Résumé

✂ Ce travail préliminaire consiste à inventorier et évaluer le parasitisme chez 120 poissons rattachés à l'espèce de *Tilapia nilotica* pêché dans la ferme aquacole de l'université KMO

✂ L'examen des branchies des poissons de l'espèce *Tilapia nilotica* nous a permis de récolter un parasite protozoaire appartenant au genre *Ichtyofitirius*, et deux espèces des monogènes trématodes appartenant au deux genres : *Cicltidogyrus* et *Dactylogyrus* de la famille des Dactylogyridae.

✂ Les trois espèces d'ectoparasites branchiaux, sont successivement : *Ichtyofitirius multifilis* (Fouquet, 1876), *Cicltidogyrus sclerosus* (Paperna et Thurston, 1969) et *Dactylogyrus* sp (Diesing, 1850)

Mots clés : *Tilapia nilotica*, Ectoparasites branchiaux, Dactylogyridae, *Ichtyofitirius multifilis*

The ectoparasites branchiaux of the *Tilapia nilotica* of the firme aquacole situated has the exploitation of the university Kasdi Merbah Ouargla

Abstract

This preliminary work is to identify and assess the parasitism 120 attached to the fish species *Tilapia nilotica* caught in the fish farm of the University KMO

Examination of fish gills of *Tilapia nilotica* allowed us to harvest a protozoan parasite belonging to the genus *Ichtyofitirius*, and two species of monogenic trematodes belonging to two genera and *Cicltidogyrus* *Dactylogyrus* family of Dactylogyridae.

The three species of gill ectoparasites are successively *Ichtyofitirius multifilis* (Fouquet, 1876) *Cicltidogyrus sclerosus* (Paperna and Thurston, 1969) and *Dactylogyrus* sp (Diesing, 1850)

Keywords: *Tilapia nilotica* gill ectoparasites, Dactylogyridae, *Ichtyofitirius multifilis*

الطفيليات الخارجية لخياشيم البلطي النيلي في مزرعة تربية المائيات الموجودة بمستثمرة جامعة قاصدي مرباح

هذا العمل الأولي هو تحديد وتقييم التطفل 120 أسماك البلطي النيلي في المزارع السمكية

فحص خياشيم أسماك البلطي النيلي سمح لنا لجني طفيلي تنتمي إلى جنس *Ichthyophthirius* ، ونوعين من الديدان المثقوبة أحادي الجين الذين ينتمون إلى اثنين من أجناس *Cicltidogyrus* *Dactylogyrus* Dactylogyridae.

هذه الأنواع الثلاثة من الطفيليات الخارجية الخيشومية هي *Ichtyofitirius multifilis* *Cicltidogyrus* (Fouquet 1876) *Dactylogyrus* SP (Paperna et Thurston, 1969) (Diesing, 1850)

النيلي, الطفيليات الخارجية الخيشومية، *Ichtyofitirius multifilis* Dactylogyridae **مفتاحية:**