

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



**Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme  
d'Ingénieur d'état en Sciences de la Mer  
Option : Aquaculture**

**INVENTAIRE DE LA PARASITOFAUNE  
DES POISSONS DULCICOLES D'ALGÉRIE**

Présenté par

**BAHRI Sihem**

**NAFAA Amira**

Soutenu le 06 juillet 2011 devant les membres du jury

Dr SEFIANE O.	(ENSSMAL)	<b>Président</b>
Dr MEDDOUR A.	(Université BADJI Mokhtar Annaba)	<b>Promoteur</b>
Dr ZOUAKH D.E.	(ENSSMAL)	<b>Examineur</b>
Dr HEMIS M.	(CNRDPA)	<b>Examinatrice</b>

*Juillet 2011*

# Dédicaces

*Aujourd'hui, ici rassemblés auprès des jurés,  
Nous prions Dieu que cette soutenance  
fera signe de persévérance  
et que nous serions enchantées  
par notre travail.*

*✿ Je dédie ce modeste travail ... ✍*

*A mon très cher père et ma très chère mère  
en témoignage de ma reconnaissance envers le soutien, les sacrifices et tous les  
efforts qu'ils ont fait pour mon éducation ainsi que ma formation.*

*A mes chères sœurs et chers frères : Nawel, Imene, Midou et Khaled  
Pour leur affection, compréhension et patience*

*A mon neveu : Mehdi*

*A ma grand-mère*

*A mes tantes*

*A mes cousines : Yasmine, Hind, Meriem et Houda*

*A mon binôme : Sihem pour sa collaboration et son amitié*

*A mes chères amies : Sihem, Chany, Kawter, Amina, Yasmine, Radia, Ratiba et  
Yasmine Mimouni.*

*A toute la promotion d'Aquaculture (2011).*

*A tous ceux qui, de près ou de loin, ont une relation avec la réalisation du  
présent rapport.*

*Amira.*

 *Je dédie ce mémoire à ...* 

*A mes très chères parents Soror Karima et Mohamed Yacine*

*Qui ont toujours été là pour moi et qui m'ont transmis un magnifique modèle de labeur et de persévérance. J'espère qu'ils trouveront dans ce travail toute ma reconnaissance et tout mon amour.*

*Je vous dédie ce travail en témoignage de mon profond amour. Puisse Dieu le tout puissant, vous préserver et vous accorder santé, longue vie et bonheur.*

*A mes chers frères Mehdi et Zinedine Mounir*

*Pour leur compréhension et leur patience. Je vous exprime à travers ce travail mes sentiments de fraternité et d'amour.*

*A ma belle famille*

*Qui m'a accueilli à bras ouverts, je vous témoigne l'attachement et l'affection que je porte pour vous.*

*A Nazim*

*Pour son aide si précieuse et son amour et pour la confiance qu'il m'a mis en moi et son soutien dans les moments difficiles de ce travail et surtout pour sa patience.*

*A mon binôme et amie de cœur Amira*

*Pour sa collaboration, sa compréhension et son amitié. Je te dédie ce travail avec tout mon amour. Un grand merci à toute sa famille.*

*A ma meilleure amie Imene*

*Pour son soutien et son attention, sa sincérité, sa présence dans les bons comme dans les mauvais moments. Bref, la complice de mes plus beaux moments de la vie. Je te dédie ce travail avec tout mon amour.*

*Et enfin,*

*Aux amoureux de la mer*

*A toutes les personnes que je ne peux citer et qui ont contribué à la réussite de ce travail, un grand merci.*

# Remerciements

*Nous voudrions tout d'abord exprimer toute notre gratitude au directeur de ce mémoire, Monsieur **Meddour Abderrafik** pour sa patience, sa disponibilité et surtout ses judicieux conseils qui ont contribué à alimenter notre réflexion.*

*Notre profonde déférence et nos remerciements à Monsieur **Sefiane Omar** pour avoir accepté de présider le jury de soutenance et pour l'intérêt qu'il a accordé à ce travail.*

*Notre reconnaissance, notre respect et nos remerciements à Monsieur **Zouakhi Djamel Eddine** et Mademoiselle **Hemis Merbouha** pour avoir accepté d'examiner notre travail.*

*Aux familles **Hamrouchi** et **Nafaa** que nous remercions pour leur hospitalité sans égal et leur affection si sincères durant notre séjour à Annaba.*

*Nous tenons à exprimer nos remerciements à toutes les personnes qui, de près ou de loin, nous ont aidées dans la réalisation de ce mémoire.*

## SOMMAIRE

Résumé.....	3
Liste des figures.....	4
Liste des tableaux.....	6
<b>Introduction.....</b>	<b>7</b>
<b>1. Ichtyofaune des eaux douces d'Algérie.....</b>	<b>9</b>
<b>1.1. Les espèces autochtones.....</b>	<b>14</b>
1.1.1. <i>Anguilla anguilla</i> (Linné 1758) (Anguillidae).....	14
1.1.2. <i>Alosa fallax fallax</i> (Linné 1758) (Clupeidae) .....	14
1.1.3. <i>Gambusia affinis affinis</i> (Baird & Girard, 1854) (Poecillidae).....	15
1.1.4. <i>Mugil cephalus</i> et <i>Liza ramada</i> (Mugilidae).....	15
1.1.5. Cyprinidés du genre <i>Barbus</i> (Cyprinidae).....	16
1.1.6. Cyprinidés du genre <i>Pseudophoxinus</i> (Cyprinidae).....	16
1.1.7. <i>Tilapia zillii</i> (Cichlidae).....	17
<b>1.2. Espèces allochtones (importées de Hongrie).....</b>	<b>18</b>
1.2.1. <i>Ctenopharyngodon idella</i> (Cuvier et Valenciennes, 1842) (Cyprinidae) .....	18
1.2.2. <i>Hypophthalmichthys molitrix</i> (Cuvier et Valenciennes, 1842) (Cyprinidae) .....	18
1.2.3. <i>Aristichthys nobilis</i> (Richardson, 1844) (Cyprinidae).....	19
1.2.4. <i>Cyprinus carpio</i> (Linné, 1758) (Cyprinidae).....	20
1.2.5. <i>Sander lucioperca</i> (Linné, 1758) (Famille Percidae).....	20
1.2.6. <i>Carassius gibelio</i> (Bloch, 1782) (Cyprinidae).....	21
1.2.7. <i>Abramis brama</i> (Linné, 1766) (Cyprinidae).....	21
1.2.8. <i>Micropterus salmoides</i> (Lacépède, 1802) (Centrarchidae).....	22
1.2.9. <i>Oreochromis niloticus</i> et <i>Oreochromis niloticus x Oreochromis mossambicus</i> (Cichlidae).....	22
1.2.10. <i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822) (Clariidae).....	23
<b>2. Parasitofaune des poissons des eaux douces d'Algérie.....</b>	<b>24</b>
<b>2.1. Les Protozoaires.....</b>	<b>25</b>
2.1.1. Genre <i>Chilodonella</i> Strand, 1926.....	25
2.1.2. Genre <i>Trichodina</i> Ehremberg, 1831.....	26
2.1.3. Genre <i>Ichthyophthirius</i> Fouquet, 1876.....	27
2.1.4. Genre <i>Myxidium giardi</i> (Cepède, 1906).....	29
2.1.5. Genre <i>Myxobolus</i> Butschli, 1882.....	30
<b>2.2. Les Cestodes.....</b>	<b>33</b>
2.2.1. Genre <i>Khawia</i> (Schmidt, 1986).....	33
2.2.2. Genre <i>Bothriocephalus</i> Yamaguti, 1934.....	35
2.2.2.1. <i>Bothriocephalus acheilognathi</i> (Yamaguti, 1934) .....	35
2.2.2.2. <i>Bothriocephalus claviceps</i> Goeze, 1728.....	37
2.2.3. Genre <i>Ligula</i> (Linnaeus, 1758).....	38
<b>2.3. Les Monogènes.....</b>	<b>40</b>
2.3.1. Genre <i>Dactylogyrus</i> Diesing, 1850.....	40
2.3.2. <i>Pseudodactylogyrus anguillae</i> (Yin et Sproston, 1948) Gussev, 1965.....	42
2.3.3. Genre <i>Gyrodactylus</i> Nordmann, 1832.....	44

<b>2.4. Les Nématodes</b> .....	46
2.4.1. Genre <i>Anguillicola</i> Yamaguti, 1935.....	46
2.4.2. Genre <i>Rhabdochona</i> (Railliet, 1916).....	48
<b>2.5. Les Acanthocéphales</b> .....	49
2.5.1. Genre <i>Neoechinorhynchus</i> (Rudolphi, 1819).....	49
2.5.2. Genre <i>Acanthogyrus</i> Thapar, 1927.....	52
<b>2.6. Les Crustacés Parasites</b> .....	55
2.6.1. Genre <i>Argulus</i> Müller, 1785.....	55
2.6.2. Genre <i>Ergasilus</i> Kroyer, 1863.....	56
2.6.3. Genre <i>Lernaea</i> Linné, 1758.....	57
<b>2.7. Les Larves Mollusques Bivalves</b> .....	59
2.7.1. Glochidies du Genre <i>Anodonta</i> .....	59
<b>Conclusion</b> .....	61
Références bibliographiques .....	62
 Annexes	

## Résumé

Cet inventaire de la parasitofaune des poissons des eaux douces d'Algérie est une synthèse de plusieurs travaux réalisés entre 1988 et 2011. Nous avons recensé 34 entités parasitaires incluant des Protozoaires, des Cestodes des Caryophyllidés et des Pseudophyllidés, des Monogènes, des Acanthocéphales, des Nématodes, des Crustacés parasites et des larves Glochidies de Mollusque bivalve chez 16 espèces de poissons autochtones et allochtones d'Anguillidae, Mugillidae, Cyprinidae et Cichlidae. La diversité parasitaire répertoriée ouvre de nouvelles perspectives de recherche en ichtyoparasitologie à travers des investigations régulières qui permettront aussi d'évaluer les impacts environnementaux des espèces importées pour la pisciculture continentale. La connaissance de l'état sanitaire des populations de poissons dans les hydrosystèmes algériens permettra aussi la mise en place de mesures conservatoires afin d'éviter les risques d'invasions biologiques et l'apparition de nouvelles pathologies liées aux importations d'alevins de poissons vivants.

## Liste des Figures

**Figure 1 :** *Anguilla anguilla* (Labo. Aquaculture & Pathologies, Univ. Annaba).

**Figure 2 :** *Alosa fallax fallax*

**Figure 3 :** *Gambusia affinis affinis*

**Figure 4 :** (A) *Mugil cephalus* (Linné, 1758) ; (B) *Liza ramada*

**Figure 5 :** *Barbus callensis* (Diar-djari la Marsa W.Skikda)

**Figure 6 :** *Pseudophoxinus callensis* (A) ; *Pseudophoxinus guichenoti* (B) (Meddour, 2009)

**Figure 7 :** *Pseudophoxinus punicus* (Pellegrin, 1920)

**Figure 8 :** Spécimen adulte de *Tilapia zillii* capturé dans la zone humide de Oued Righ 2009)

**Figure 9 :** *Ctenopharyngodon idella* du barrage Aïn Zada

**Figure 10 :** *Hypophthalmichthys molitrix*

**Figure 11 :** *Aristichthys nobilis* au barrage Aïn Zada (Avril 2006)

**Figure 12 :** *A. nobilis* du barrage Harreza – 2008 (W. Aïn Defla)

**Figure 13 :** *Cyprinus carpio*: (A) ; forme miroir, (B) ; forme sauvage

**Figure 14 :** *Sander lucioperca*

**Figure 15 :** *Carassius gibelio*

**Figure 16 :** *Abramis brama*

**Figure 17 :** *Micropterus salmoides*

**Figure 18 :** *Oreochromis niloticus*

**Figure 19 :** *Clarias gariepinus* muni de 8 paires de barbillons

**Figure 20 :** Morphologie générale d'une vue ventrale de *Chilodonella piscicola*

**Figure 21 :** (A) *Trichodina sp.* au microscope électronique à balayage, (B) Morphologie générale de *Trichodina sp.*

**Figure 22 :** *Ichthyophthirius multifiliis*, (A) = Trophozoite, (B) = Macrographie après traitement numérique

**Figure 23:** Cycle évolutif d'*Ichthyophthirius multifiliis*

**Figure 24 :** Schéma de *Myxidium giardi*

**Figure 25 :** Schéma d'une spore de *Myxobolus sp*

**Figure 26** : Cycle évolutif de *Myxobolus sp.*

**Figure 27** : *Khawia armeniaca* parasite de *Barbus callensis* (Meddour,2010)

**Figure 28** : (A, B) Scolex de *Bothriocephalus acheilognathi*

**Figure 29** : Cycle évolutif de *Bothriocephalus spp.*

**Figure 30** : Microscopie électronique à balayage du scolex de *B.claviceps* parasite de l'anguille

**Figure 31** : Plérocercoside de *Ligula intestinalis*

**Figure 32** : Cycle évolutif de *ligula intestinalis*

**Figure 33** : Morphologie comparative entre *Dactylogyrus sp.* (A) parasite des Cyprinidés et *Cichlidogyrus arthracanthus* parasite des Cichlidés (B)

**Figure 34** : Cycle évolutif de *Dactylogyrus spp*

**Figure 35** : *Pseudodactylogyrus anguillae*

**Figure 36** : (A) ; Morphologie générale de *Gyrodactylus sp.* (B) ; Un hapter au microscope électronique

**Figure 37**: *Anguillicola crassus*

**Figure 38** : Cycle évolutif d'*Anguillicola crassus*

**Figure 39** : *Rhabdochona sp.*

**Figure 40**: Microscopie électronique à balayage de *N.agilis*. (A) = Proboscis ; (B) (B)= extrémité postérieure d'une femelle

**Figure 41** : Microscopie électronique à balayage de l'extrémité postérieure d'un mâle de *N. agilis*

**Figure 42** : Montage de l'extrémité postérieure d'un mâle de *N. agilis*

**Figure 43** : Cycle évolutif d'Acanthocephales

**Figure 44** : (A) ; *Acanthogyrus (A.) maroccanus* (*Barbus callensis* - Lac Oubeira)

**Figure 45** : *Acanthogyrus maroccanus*

**Figure 46** : *Argulus foliaceus*

**Figure 47** : Morphologie d'*Ergasilus*

**Figure 48** : Morphologie de *Lernaea cyprinacea*

**Figure 49** : Schéma de la larve glochidium des Unionidés

**Figure 50** : Cycle évolutif d'*Anodonta sp.*

## **Liste des Tableaux**

**Tableau 1** : Historique des principales actions d'aquaculture en Algérie (Meddour, 2009 modifié)

**Tableau 2** : Effectifs des peuplements effectués de 1982 à 1988 (Meddour, 2009)

**Tableau 3** : Effectifs des repeuplements effectués de 1991 à 2001 (Meddour, 2009)

## Introduction

Ce travail représente la synthèse des études sur la parasitofaune des poissons des eaux douces d'Algérie, réalisées dans l'Est algérien entre 1988 et 2011. Nous avons consulté divers mémoires de fin de cycle de graduation (DEUA, DES, Ingeniorat), thèses de magistère et de Doctorat (Meddour, 1988, Djaafria *et al.*, 1989 ; Maachi, 1990 ; Saieb, 1991 ; Dahraoui et Yamak, 1992 ; Aoun-Kaïd et Chaïb, 1994 ; Mâali *et al.*, 1995 ; Ammouchi *et al.*, 1999 ; Dahmani, 1999 ; Ghorab *et al.*, 1999 ; Azzaz et Boucif, 2000 ; Benabdelkader et Djaroud, 2001 ; Djabourabbi et Ghimouz, 2001 ; Mokrani, 2002 ; Daghmouchi et Lemouchi, 2003 ; Henchiri, 2004 ; Loucif, 2009 ; Loucif *et al.*, 2009, Meddour, 2009 ; Meddour *et al.*, 2010 ; Meddour *et al.*, 2011) réparties dans diverses bibliothèques universitaires (Annaba, El Tarf, Batna, Constantine).

En effet, devant la difficulté d'accès à ces sources documentaires, il nous est apparu essentiel de regrouper les résultats de ces bases de données à travers l'établissement d'un inventaire des ichtyoparasitoses identifiées à ce jour chez les diverses espèces de poissons d'intérêt piscicole (Anguillidae ; Cyprinidae ; Cichlidae ; Mugilidae). Quelques rares investigations effectuées dans le centre et le Sud de l'Algérie sont aussi intégrées dans ce mémoire (Boukhalfa, 2008 ; Belaribi, 2008 ; Aych et Djelloudi, 2010 ; Mouchouka et Rabhi, 2009). Nous avons aussi intégré dans cet inventaire, les résultats de notre investigation sur *Barbus callensis* capturé dans l'étang de Diar Djari à proximité de la Marsa (W. Skikda).

Les résultats de notre enquête révèlent la présence de **34** parasites réparties en :

- **09 Protozoaires** représentés par 5 genres *Chilodonella*, *Trichodina*, *Ichthyophthirius*, *Myxidium* et *Myxobolus*,
- **05 Cestodes** comportant 01 Caryophyllidé du genre *Khawia* et 03 Pseudophyllidés des genres *Bothriocephalus* et *Ligula*,
- **10 Monogènes** incluant 04 genres *Dactylogyrus*, *Pseudodactylogyrus*, *Cichlidogyrus* et *Gyrodactylus*,
- **02 Nématode** du genre *Anguillicolla*, *Rhabdochona*.
- **02 Acanthocéphales** représentés par 02 genres *Neoechinorhynchus* et *Acanthogyrus*.
- **05 Crustacés** parasites comportant 03 genres *Argulus*, *Ergasilus* et *Lernaea*,
- **01 seul Genre** *Anodonta*, mollusque bivalve parasite temporaire au stade larvaire Glochidium.

À ce jour, aucun Digène n'a été identifié chez les poissons des eaux douces d'Algérie. De plus, les données récentes consultées (Bouزيد-Lamine, 2008 ; Meddour, 2008a, 2008b ; Loucif *et al.*, 2009 ; Meddour, 2009 ; Meddour *et al.*, 2010 ; Meddour *et al.*, 2011) indiquent la présence de nombreuses espèces non encore identifiées.

Au regard de la spécificité connue pour certains parasites, il est très probable que les espèces répertoriées dans les travaux cités à l'exemple de *Trichodina sp.* ; *Myxobolus sp.* ; *Dactylogyrus sp.* ; *Gyrodactylus sp.* ; *Ergasilus sp.* soient des espèces différentes pour chaque hôte.

Ainsi, dans ce travail, nous présentons une revue de l'ichtyofaune dulcicole investiguée par les différents auteurs, l'inventaire de la parasitofaune spécifique à chaque hôte et les données taxonomiques, morphologiques et biologiques des parasites répertoriés.

# **1. ICTHYOPHAUNE DULCICOLE D'ALGÉRIE**

Il est important de souligner que depuis l'indépendance du pays, l'ichtyofaune des eaux douces d'Algérie n'a pas fait l'objet de nombreuses études. Les rares références de la période coloniale (Regan, 1916 ; Pellegrin, 1921 ; Seurat,1930 ; Pellegrin, 1939 ; Dieuzede et Champagne,1950) et les récents travaux (Almaça, 1970 a ; Bouhadad, 1993 ; Tazerouti, 1993 ; Zouakh, 1995 ; Bouhadad, 1998 ; Meddour *et al.*, 1999 ; Meddour, A. et Bouderdia, 2001 ; Zouakh *et al.*, 2004 ; Meddour *et al.*, 2005 ; Zouakh *et al.*, 2005 ; Zouakh *et al.*, 2006 ; Meddour *et al.*, 2007a ; Meddour *et al.*, 2007b ; Zouakh et Meddour, 2007 ; Zouakh *et al.*,2007a ; Zouakh *et al.*, 2007b ; Zouakh et Meddour, 2008 ; Meddour, 2009 ; Zouakh, 2009) mentionnent diverses espèces d'Anguillidae, Poecillidae, Cyprinidae, Clariidae et Cichlidae. Les deux dernières familles étant signalées dans le Sud algérien. Aussi, on reconnaît pour le Nord de l'Algérie, **29** espèces de poissons des eaux douces réparties en deux catégories;

- **18** espèces autochtones,
- **11** espèces allochtones.

Les données sur l'historique des introductions de l'ichtyofaune sont consignées dans les Tableaux **1**, **2** et **3**.

**Tableau 1** : Historique des principales actions d'aquaculture en Algérie (Meddour, 2009 modifié).

Période	Evénement	Référence
Milieu XIX <sup>e</sup> siècle	Introduction de la carpe <i>C. carpio</i> en Algérie.	
1880	• Premier essai d'acclimatation de la truite à El Milia. • Introduction de l'épinoche <i>Gasterosteus brachycentrus</i> dans la Mitidja.	Gauvet, 1930
1894	Introduction <i>C. carpio</i> et de la tanche <i>Tinca tinca</i> à El Goléa.	
1894 – 1895	Essai d'élevage de moules à Tizgirt (Kabylie)	Seurat, 1927
1921	Création de la station d'aquiculture et pêche à Boulsmail.	Boutan, 1925
1927	Essais d'élevage d'huîtres au port d'Alger.	Dieuzede et Argilas, 1928
1931	Introduction de <i>Gambusia affinis</i> par l'Institut Pasteur pour la lutte antipaludique.	Gauvet, 1930
1937	Création de la station d'alevinage du Ghrib.	
1939	Essai d'acclimatation de la truite <i>Salmo gairdneri</i> .	
1939	Empoisonnement du barrage Ghrib en truite <i>Macrostigma</i> issue de la station d'alevinage du Ghrib.	Thevenin, 1948
1941	Empoisonnement du barrage de l'Oued Fodda en truite <i>Salmo trutta macrostigma</i> .	
1947	Construction de la Station Hydrologique du Mazafran.	
1960-1970	• Collaboration la RP de Chine pour la cypriniculture. • Plan de valorisation lagune El Mellah, lac Oubeira et Tonga à El Kala.	Zouakh, 2009
1973	• Premiers essais de conchyliculture et introduction de la moule <i>Mytilus galloprovincialis</i> et de l'huître <i>Crassostrea gigas</i> dans la lagune El Mellah.	Zouakh, 2009
1974	Premiers essais de fumage de l'anguille au lac Oubeira	
1982	Début d'exploitation de l'anguille (Tonga et El Mellah.	
1983 – 1984	Projet d'élevage du loup de mer <i>Dicentrarchus labrax</i> dans la lagune El Mellah en collaboration avec la FAO (MEDRAP 01 et 02). (Projet non réalisé)	Zouakh, 2009
1985-1986	Premier Plan National Piscicole : Importation de Hongrie de 22 Million d'alevins (Cyprinidés, Percidés). Le lac Oubeira reçoit un total de 8.949.600 alevins.	Meddour et Bouderdia, 2001
1989	Implantation de la station piscicole près du barrage de Harreza.	Rouabah et Georges, 1989
1991	2 <sup>e</sup> me Opération Nationale de repeuplement en Cyprinidés importés de Hongrie.	
1999	Création du Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques (MPRH).	
2001	3 <sup>e</sup> me Opération Nationale de repeuplement en Cyprinidés importées de Hongrie (effectif global 14 millions d'alevins).	Zouakh et Meddour, 2007
2002-2006	Importation du Tilapia <i>Oreochromis niloticus</i> d'Egypte. Opérations de lâchers d'alevins de carpes et de mulets.	
2011	Introduction de la crevette <i>Penaeus japonicus</i> (La Marsa, W. Skikda)	Meddour, 2011

**Tableau 2** : Effectifs des peuplements effectués de 1982 à 1988 (Meddour, 2009).

Année	Wilaya	Plan d'eau	Espèce	Quantité	Stade	
1982	Béchar	Barrage Djorf Torba	<i>Cyprinus carpio</i>	3 000	Alevin	
	Tizi Ouzou	RC Draa El Mizane	<i>Cyprinus carpio</i>	10 000	Alevin	
	Tlemcen	Barrage Boukhalfa	<i>Micropterus salmoides</i>	500	Juvénile	
		Barrage Beni Bahdel	<i>Micropterus salmoides</i>	2 000	Juvénile	
1983	Relizane	Barrage Sidi Abed	<i>Gambusia affinis</i>	3 000	Adulte	
			<i>Cyprinus carpio</i>	2 000	Alevin	
1986	Aïn Defla	Ghrib	<i>Sander lucioperca</i>	30	Géniteurs	
	Skikda	Zardezas	<i>S. lucioperca</i>	1 500 000	Alevin	
	Relizane	Sidi Abed	<i>Cyprinus carpio</i>	3 025 000	Alevin	
			<i>H. molitrix</i>	50 000	Alevin	
			<i>A. nobilis</i>	4 000 000	Alevin	
		Sidi Ben Aouda	<i>Cyprinus carpio</i>	500 000	Alevin	
			<i>H. molitrix</i>	100 000	Alevin	
			<i>A. nobilis</i>	150 000	Alevin	
	Khenchela	Barrage Foum El Gheiss	<i>Cyprinus carpio</i>	600 000	Alevin	
			<i>H. molitrix</i>	1 550 000	Alevin	
			<i>A. nobilis</i>	1 550 000	Alevin	
	Biskra	Barrage Foum El Gherza	<i>Cyprinus carpio</i>	400 000	Alevin	
			<i>H. molitrix</i>	1 500 000	Alevin	
			<i>A. nobilis</i>	1 500 000	Alevin	
	Tizi Ouzou	RC Draa El Mizane	<i>S. lucioperca</i>	500 000	Alevin	
	Sétif	RC Aïn Arnat	<i>H. molitrix</i>	270 000	Alevin	
			<i>A. nobilis</i>	270 000	Alevin	
			<i>C. idella</i>	360 000	Alevin	
			<i>H. molitrix</i>	180 000	Alevin	
			<i>A. nobilis</i>	180 000	Alevin	
			<i>C. idella</i>	180 000	Alevin	
		RC Ouricia	<i>H. molitrix</i>	180 000	Alevin	
			<i>A. nobilis</i>	180 000	Alevin	
			<i>C. idella</i>	180 000	Alevin	
		RC Lemhari	<i>H. molitrix</i>	180 000	Alevin	
			<i>A. nobilis</i>	180 000	Alevin	
			<i>C. idella</i>	180 000	Alevin	
	Bordj Bouareridj	Barrage Aïn Zada	<i>H. molitrix</i>	50 000	Alevin	
			<i>A. nobilis</i>	450 000	Alevin	
			<i>C. idella</i>	100 000	Alevin	
	M'sila	Ksobe	<i>H. molitrix</i>	100 000	Alevin	
			<i>A. nobilis</i>	50 000	Alevin	
			<i>C. idella</i>	90 000	Alevin	
	El Tarf	Lac Oubeira	<i>Cyprinus carpio</i>	2 000 000	Alevin	
			<i>H. molitrix</i>	1 000 000	Alevin	
			<i>A. nobilis</i>	200 000	Alevin	
			<i>S. lucioperca</i>	1 405 000	Alevin	
		Barrage Cheffia (W. Tarf)	<i>Cyprinus carpio</i>	1 800 000	Alevin	
			introduction accidentelle de <i>Carassius gibelio</i>	Quantité inconnue	Alevin	
	1988	Boumerdes	R.C Naciria	<i>C. carpio</i>	39	Géniteur
			R.C Sidi Daoud	<i>S. lucioperca</i>	50 000	Alevin
R.C Cap Djinet			<i>C. carpio</i>	2 300 000	Alevin	
			<i>S. lucioperca</i>	1 500 000	Alevin	
			<i>C. idella</i>	10 000	Alevin	
1988	Béchar	Barrage Djorf Torba	<i>Silurus glanis</i>	30	Géniteurs	
1988	Boumerdes	R.C Naceria	<i>Exos lucius</i>	5 nids	Œufs	

(RC = retenue collinaire)

**Tableau 3 : Effectifs des repeuplements effectués de 1991 à 2001 (Meddour, 2009)**

Année	Wilaya	Plan d'eau	Espèce	Quantité	Stade
1991	El Tarf	Lac Oubeira	<i>H. molitrix</i>	1 198 400	Alevin
			<i>A. nobilis</i>	504 000	Alevin
	Skikda	Barage Barraka	<i>H. molitrix</i>	64 000	Alevin
			<i>A. nobilis</i>	22 500	Alevin
	Relizane	Barage Sidi Benaouda	<i>H. molitrix</i>	70 000	Alevin
			<i>A. nobilis</i>	280 000	Alevin
		Barage Gargar	<i>H. molitrix</i>	789 600	Alevin
			<i>A. nobilis</i>	576 800	Alevin
RC Merjet El Amel		<i>H. molitrix</i>	674 00	Alevin	
		<i>A. nobilis</i>	999 600	Alevin	
<b>1999</b>	<b>Création du Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques (MPRH)</b>				
2000	Aïn Témouchent	RC Ouled El Kihel	<i>C. carpio</i>	2 000	Alevin
2001	Guelma	Barage Hammam Debagh	<i>H. molitrix</i>	750 000	Alevin
			<i>C. idella</i>	450 000	Alevin
		Barage Gueffla	<i>H. molitrix</i>	100 000	Alevin
		Barage Madjes El Bgar	<i>H. molitrix</i>	100 000	Alevin
	Souk Ahras	Barrage Aïn Dalia	<i>H. molitrix</i>	1 050 000	Alevin
			<i>C. idella</i>	450 000	Alevin
	Tipaza	R.C Zeralda	<i>H. molitrix</i>	10	Géniteur
			<i>C. idella</i>	10	Géniteur
		Barrage Boukourdene Mazafran	<i>H. molitrix</i>	2 512 818	Larve
			Mugilidés	2 500	Alevin
	Aïn Defla	Barrage El Moustekbel	<i>H. molitrix</i>	1 950 000	Larve
			<i>C. idella</i>	450 000	Larve
		Barrage Ghrib	<i>C. carpio</i>	250 000	Larve
	Relizane	Barrage Derdour	Mugilidés	2 000	Juvénile
			Merdjet Sidi Abed	<i>H. molitrix</i>	1 350 000
		Barrage Gargar	<i>C. idella</i>	450 000	Larve
	Mascara	Barrage Bouhnifia	<i>H. molitrix</i>	1 350 000	Larve
			<i>C. idella</i>	45 0000	Larve
	Boumerdes	Barrage Keddara	<i>H. molitrix</i>	450 000	Larve
			<i>C. idella</i>	150 000	Larve
	Sidi Bel Abbes	Barrage Sarno	<i>H. molitrix</i>	300 000	Larve
			<i>C. idella</i>	300 000	Larve
		Lac Sba	<i>H. molitrix</i>	450 000	Larve
			<i>C. idella</i>	150 000	Larve
	Bordj Bou Arreridj	Barrage Aïn Zada	<i>H. molitrix</i>	450 000	Larve
			<i>C. idella</i>	150 000	Larve
	Jijel	Barrage Iraghen	<i>H. molitrix</i>	900 000	Alevin
	Béjaia	Barrage Ighil Emda	<i>H. molitrix</i>	450 000	Alevin
	Tizi Ouzou	Barrage Boukhalfa	<i>H. molitrix</i>	6 000	Géniteur
			<i>C. idella</i>	7	Géniteur
Barrage Taksebt		<i>C. carpio</i>	3	Géniteur	
Skikda	Barrage Guenitra	<i>H. molitrix</i>	500	Alevin	
		<i>C. idella</i>	1 050 000	Alevin	
Khenchla	Barrage Babar	<i>C. carpio</i>	450 000	Alevin	
Chlef	Barrage	<i>H. molitrix</i>	50 000	Alevin	
		<i>C. idella</i>	1 050 000	Larve	
El Tarf	Barrage Cheffia	Mugilidés	450 000	Larve	
	Barrage Mexa	Mugilidés	96 000	Alevin	
	Barrage Bou Namoussa	Mugilidés	8 000	Alevin	
			Mugilidés	2 000	Alevin

## 1.1. Les espèces autochtones

### 1.1.1. *Anguilla anguilla* (Linné 1758) (Anguillidae)

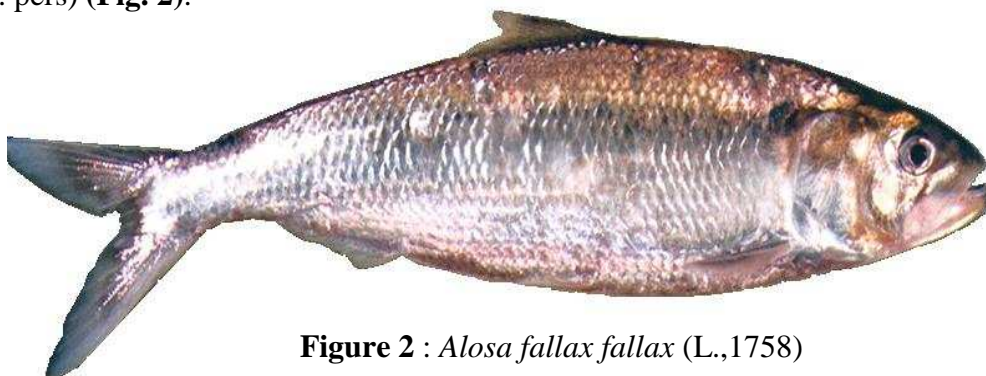
L'anguille vit dans les eaux salées, saumâtres, douces, froides et chaudes. Poisson migrateur, elle peut séjourner de nombreuses années dans les étangs côtiers pour ensuite, se diriger vers la mer des Sargasses pour s'y reproduire vers la fin de l'automne, à une profondeur de 1000 m. L'anguille (**Fig. 1**) peut être considérée comme sédentaire pour l'étude du parasitisme.



**Figure 1** : *Anguilla anguilla* (Labo. Aquaculture & Pathologies, Univ. Annaba).

### 1.1.2. *Alosa fallax fallax* (Linné 1758) (Clupeidae)

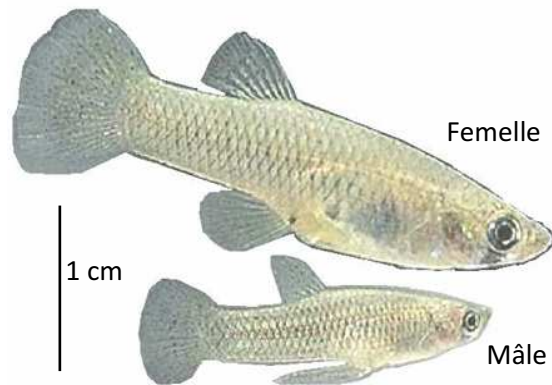
Considérée comme étant une espèce continentale (Syn = *Alosa fallax algeriensis* (Regan, 1916), ce poisson migre de la mer vers les oueds et les lacs pour se reproduire en eau douce. Les adultes et les nouvelles générations migrent vers la mer au début du printemps. Espèce rencontrée dans le Parc National d'El Kala (PNEK) dans le Lac Oubeira et Lac Tonga (Meddour com. pers) (**Fig. 2**).



**Figure 2** : *Alosa fallax fallax* (L.,1758)

### 1.1.3. *Gambusia affinis affinis* (Baird & Girard, 1854) (Poecillidae)

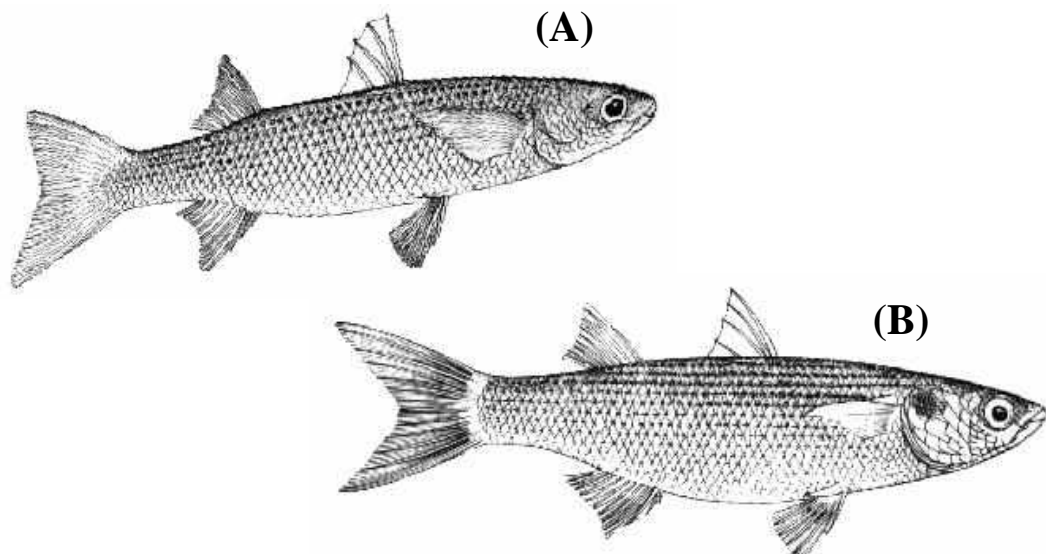
La Gambusie est une espèce vivipare. Le mâle plus petit que la femelle présente au niveau de sa nageoire anale le Gonopodium ; organe de reproduction (dimorphisme sexuel) (**Fig. 3**). Cette espèce est endémique dans les oueds et lacs du Nord algérien. Observée dans de nombreux écosystèmes aquatiques au nord comme au sud de l'Algérie, elle est utilisée dans la lutte contre les moustiques d'où son surnom de poisson-moustique.



**Figure 3 :** *Gambusia affinis affinis*.

### 1.1.4. *Mugil cephalus* et *Liza ramada* (Mugilidae)

Ces deux espèces sont signalées par Meddour (1988 ; 2009) dans les eaux douces du Nord-Est algérien et dans le PNEK. Poissons marins, se reproduisant en mer, migrent en eau douce pour atteindre des tailles commerciales très appréciées (**Fig. 4**).



**Figure 4 :** (A) *Mugil cephalus* (Linné, 1758) ; (B) *Liza ramada*.

### 1.1.5. Cyprinidés du genre *Barbus* (Cyprinidae)

Le genre *Barbus* est représenté en Algérie par 09 espèces :

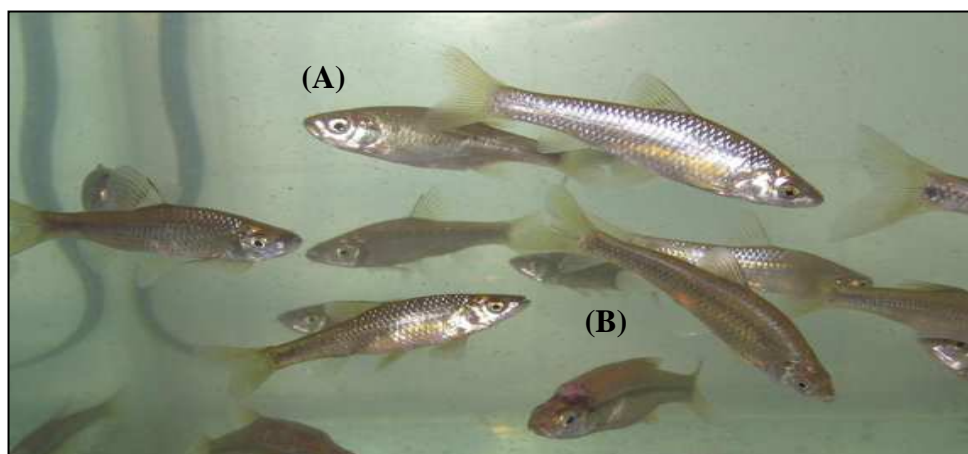
- *Barbus callensis* Cuvier et Valenciennes, 1842 : Espèce endémique dans l'extrême Nord-Est algérien dans les wilayas d'El Tarf, Annaba, Guelma et Souk Ahras, à régime omnivore (**Fig. 5**).
- *Barbus setivimensis* à répartition plus large, de la Tunisie à la frontière marocaine, mais absent dans les hydrosystèmes des wilayas d'El Tarf, Annaba et Souk Ahras.
- *Barbus biscarensis* dans l'axe Batna-El Kantara-Biskra.
- *Barbus desertii*, *Barbus figuigensis*, *B. Amguidensis*, *Barbus nasus*, *B. Pallaryi* et *B. antinorii* dans les hydrosystèmes du Hoggar et du Tassili.



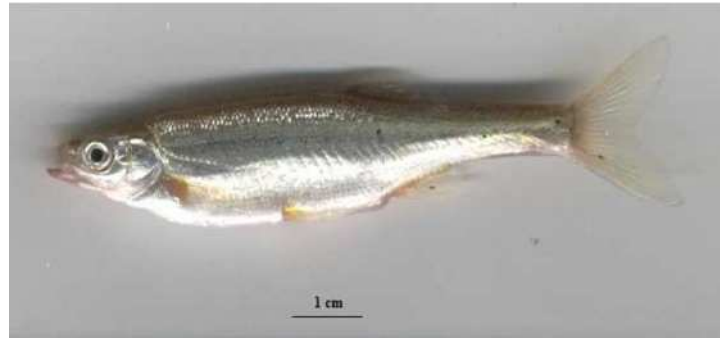
**Figure 5 :** *Barbus callensis* (Diar-djari la Marsa W.Skikda)

### 1.1.6. Cyprinidés du genre *Pseudophoxinus* (Cyprinidae)

*Pseudophoxinus callensis* (Guichenot, 1856), *Pseudophoxinus punicus* (Pellegrin, 1920) et *Pseudophoxinus guichenoti* (Pellegrin, 1920) sont abondantes dans le Nord-Est algérien et dans le PNEK (**Fig. 6 et 7**).



**Figure 6 :** *Pseudophoxinus callensis* (A) ; *Pseudophoxinus guichenoti* (B)  
(Meddour, 2009).



**Figure 7 :** *Pseudophoxinus punicus* (Pellegrin, 1920).

#### **1.1.7. *Tilapia zillii* (Cichlidae)**

La présence de cette espèce est rencontrée dans les zones semi-arides du Sud algérien et au Sahara (Biskra, El Oued, Touggourt, Ouargla, Saida etc..). D'après Meddour (2009), sa présence en Algérie répond à une distribution géographique naturelle bien que son introduction dans certains hydrosystèmes du Sud algérien ait été reportée durant la période coloniale (**Fig. 8**).



**Figure 8 :** Spécimen adulte de *Tilapia zillii* capturé dans la zone humide de Oued Righ (Photo Zouakh, 2009).

## 1.2. Espèces allochtones (importées de Hongrie)

### 1.2.1. *Ctenopharyngodon idella* (Cuvier et Valenciennes, 1842) (Cyprinidae)

Appelée carpe herbivore (**Fig. 9**), sa première introduction en Algérie par l'Office National pour le Développement de la Pêche et l'Aquaculture (ONDPA) a été effectuée en 1985. D'autres repeuplements par cette espèce ont été réalisés par le Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques (MPRH). Ce poisson représente un véritable danger pour les hydrosystèmes car il se nourrit abondamment de végétaux responsables de la production d'oxygène et du recyclage des Nitrites, Nitrates et Orthophosphates dont l'augmentation engendre des phénomènes d'eutrophisation comme signalé au PNEK dans le lac Oubeira (Meddour, 2009). De plus, cette espèce est reconnue comme vecteur de maladies.



**Figure 9** : *Ctenopharyngodon idella* du Barrage Aïn Zada (Photo D.E. Zouakh, 2007).

### 1.2.2. *Hypophthalmichthys molitrix* (Cuvier et Valenciennes, 1842) (Cyprinidae)

La carpe argentée (**Fig. 10**) a été introduite en Mai 1985 dans plusieurs barrages et retenues collinaires. Adaptée aux conditions environnementales de l'Algérie, cette espèce a connu des croissances phénoménales au lac Oubeira atteignant 32 kg (Meddour, com. pers.). Cette espèce est Phytoplanktonophage et reconnue comme vecteur de maladies.



**Figure 10** : *Hypophthalmichthys molitrix*.

### 1.2.3. *Aristichthys nobilis* (Richardson, 1844) (Cyprinidae)

La carpe grande bouche est une espèce Zooplanctonophage, depuis sa première introduction par l'ONDPA en mai 1985, elle a été réintroduite dans plusieurs plans d'eau du Nord algérien. Toutefois, *A. nobilis* et *H. molitrix* ne se reproduisent pas naturellement en Algérie car elles exigent des conditions sub-tropicales.

Le recours à la reproduction artificielle a permis de repeupler divers hydrosystèmes (Meddour *et al.*, 2000 ; Meddour *et al.*, 2005 ; Rouabah et Meddour, 2006 ; Meddour *et al.*, 2007 ; Meddour, 2009). Les records indiquent des poids allant de 45 à 65 kg (Meddour com. pers.) (**Fig. 11 & 12**). Cette espèce est aussi reconnue comme vecteur de maladies.



**Figure 11** : *Aristichthys nobilis* au barrage Aïn Zada, Avril 2006 (Photo D.E. Zouakh).



**Figure 12** : *A. nobilis* du barrage Harreza, 2008 (W. Aïn Defla)  
(Photo de B. Bouali)

#### 1.2.4. *Cyprinus carpio* (Linné, 1758) (Cyprinidae)

Deux variétés de *C. carpio* ont été introduites en Algérie dès mai 1985, la carpe miroir et la carpe commune (**Fig. 13**). Omnivore, cette espèce se reproduit naturellement en Algérie. *C. carpio* est un vecteur de maladies virales, bactériennes et parasitaires (Meddour, 2011).



**Figure 13** : *Cyprinus carpio*: (A) ; forme miroir, (B) ; forme sauvage.

#### 1.2.5. *Sander lucioperca* (Linné, 1758) (Famille Percidae)

Le sandre a été introduit en mai 1986 dans plusieurs plans d'eau. Le peuplement en cette espèce n'a pas eu de succès au lac Oubeira où cette espèce a disparu en été 1991. Prédateur piscivore, ce poisson est très apprécié pour sa valeur organoleptique. Dans d'autres plans d'eau, sa croissance a atteint 13 kg (Meddour, Com. Pers.) (**Fig. 14**).



**Figure 14** : *Sander lucioperca*.

### 1.2.6. *Carassius gibelio* (Bloch, 1782) (Cyprinidae)

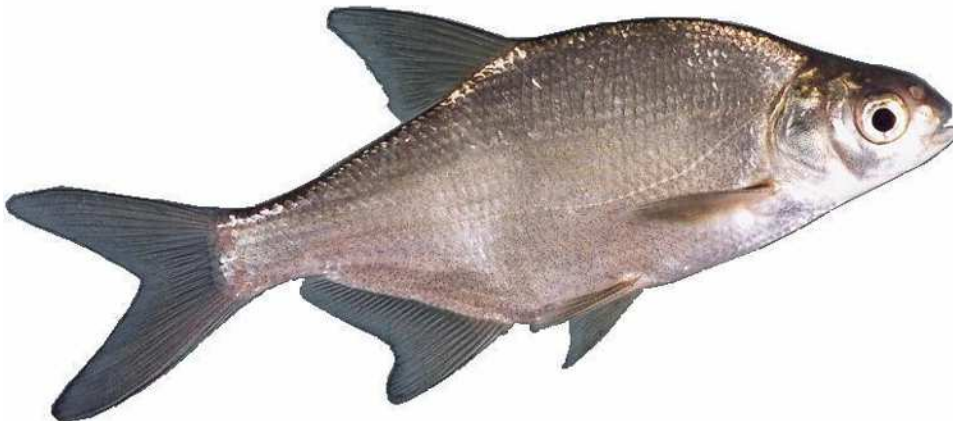
Signalée par Meddour *et al.* (1990) dans les hydrosystèmes du Nord-Est, l'introduction accidentelle en Algérie, dès 1986, du carassin argenté *C. gibelio* s'est faite à travers les importations de poissons de Hongrie. Cette espèce indésirable, est reconnue comme vecteur de maladies (**Fig. 15**).



**Figure 15** : *Carassius gibelio* (Meddour, 2009).

### 1.2.7. *Abramis brama* (Linné, 1766) (Cyprinidae)

La brème est présente dans certains hydrosystèmes de l'Ouest Algérien (Meddour Com. pers.). Il est probable qu'elle ait été introduite accidentellement en 2000 lors des importations d'alevins de Cyprinidés de Hongrie (**Fig. 16**). Il n'y a pas de données sur cette espèce.



**Figure 16** : *Abramis brama*.

### 1.2.8. *Micropterus salmoides* (Lacepède, 1802) (Centrarchidae)

Le Black Bass (**Fig. 17**), probablement été importé de France, a été introduit en 1985 uniquement dans l'Ouest algérien dans le barrage Beni-Bahdel (Tlemcen) et aussi dans la wilaya de Boumerdes. Les barrages de Bou-Hanifia (Mascara) et Sidi-M'hamed Ben Ali (Sidi Bel-Abbes) ont été récemment peuplés par cette espèce. Il n'y a pas de données sur cette espèce qui a fait l'objet d'investigations parasitaires à ce jour. Mais par contre des expérimentations sur la reproduction artificielle ont eu lieu à l'ENSSMAL en 2007 et 2008 (Meddour et Zouakh, 2008).



**Figure 17 :** *Micropterus salmoides*.

### 1.2.9. *Oreochromis niloticus* et l'hybride *Oreochromis niloticus* x *Oreochromis mossambicus* (Cichlidae)

Dès 2002, ces espèces ont été importées d'Egypte pour développer la Tilapiculture intensive et semi intensive en étangs ou bassins dans les zones semi-arides et arides (Laghouat, Ghardaïa, Saida, Ouargla, Touggourt). Ces espèces omnivores, sténothermes se reproduisent de mai à juillet en Algérie (**Fig. 18**).



**Figure 18 :** *Oreochromis niloticus* (ENSSMAL,2008).

#### 1.2.10. *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) (Clariidae)

Appelé poisson chat africain (**Fig. 19**), ce silure devient mature dès sa première année. Sa récente introduction en Algérie dans les élevages piscicoles suppose des succès de production tant cette espèce est connue pour sa capacité d'adaptation et sa croissance rapide. Cette espèce n'a pas fait l'objet d'investigations parasitaires à ce jour. Mais a fait l'objet d'expérimentations de reproduction artificielle (Chebel et Khouas, 2008).



**Figure 19** : *Clarias gariepinus* muni de 8 paires de barbillons.

## **2. PARASITOFAUNE DES POISSONS DULCICOLES D'ALGÉRIE**

## 2.1. Les Protozoaires

### 2.1.1. Genre *Chilodonella* Strand, 1926

#### a) Taxonomie

Phylum :	Alveolata
S/Phylum :	Ciliophora Doflein, 1901 <i>emend.</i> Schulman et Podlipaev, 1980
Classe :	Kinetofragminophorea (= Phyllopharyngea)
S/Classe :	Hypostomatia
Ordre :	Cyrtophorida (= Chlamyodontidea)
S/Ordre :	Gymnostomata Butschli, 1889
Famille :	Chlamyodontidae Claus, 1874
Genre :	<i>Chilodonella</i> Strand, 1926
Espèce:	<i>Chilodonella piscicola</i> (Moroff, 1902) (Syn. = <i>Chilodonella cyprini</i> Moroff, 1902)

#### b) Hôtes et sa localisation :

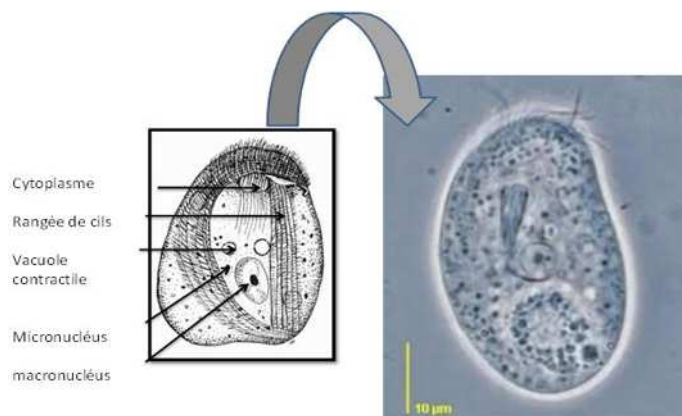
Le parasite est localisé au niveau des branchies et de la peau chez *Barbus callensis*, *Cyprinus carpio*, *Cyprinus gibelio*, *Pseudophoxinus callensis*, *P. guichenoti* mais aussi chez *Barbus setivimensis*, *Oreochromis niloticus*, *Oreochromis niloticus x Oreochromis mossambicus*.

#### c) Distribution géographique

Ce parasite est rencontré dans le Parc National d'El Kala (Lac Oubeira, Lac Tonga), les hydrosystèmes des Wilaya de Tarf, Annaba, Guelma, Bounamoussa, dans le barrage de Boukourdane, Aïn Zada et dans la ferme « Ezzahra » dans la wilaya de Ghardaïa.

#### d) Morphologie

Corps ovoïde aplati dorso-ventralement avec une ciliation incomplète, le cytosome est suivie d'un cytopharynx distinct. Il y a présence d'un macronucléus et d'un micronucléus, de deux vacuoles contractiles et de nombreuses vacuoles digestives (**Fig. 20**).



**Figure 20** : Morphologie générale d'une vue ventrale de *Chilodonella piscicola* <sup>(1,2)</sup>.

## e) Cycle évolutif

*Chilodonella piscicola* se multiplie par division longitudinale entre 5°- 10°C et sa multiplication s'arrête à 20°C. Lorsque les conditions environnementales sont défavorables le parasite s'enkyste en 3 ou 4 heures et les kystes restent viables jusqu'au retour des conditions favorables. (Van Duyn, 1973).

### 2.1.2. Genre *Trichodina* Ehreberg, 1831

#### a) Taxonomie

Phylum :	Alveolata Cavalier-Smith,1991
S/Phylum :	Ciliophora Doflein,1901 <i>emend.</i> Schulman et Podlipaev,1980
Classe:	Oligohymenophorea de Puytorac <i>et al.</i> , 1974 (= Ciliata Perty,1852)
S/Classe:	Peritrichia Stein, 1859
Ordre :	Peritrichida Mobilida
S/Ordre :	Mobilina Kahl, 1935
Famille :	<i>Trichodinidae</i> Claus, 1874 (=Urceolariidae Stein,1867)

La famille *Trichodinidae* comporte 9 genres:

*Trichodina* Ehreberg, 1831 (Ø 60 µm); *Paratrachodina* Lom, 1963 ;*Trichodinella* Srámek-Husek, 1953 (Ø 40–50µm); *Tripartiella* (Lom, 1959) Stein, 1961 (Ø 40 µm); *Vauchomia* Mueller, 1938 ; *Dipartiella* Stein, 1961; *Pallitrichodina* Van As & Basson, 1993 ; *Acyclochaeta* Zick, 1928 ; *Semitrichodina* Kazubsky, 1958.

#### b) Hôtes et sa localisation

*Trichodina* sp. a été localisé sur les branchies, les nageoires et la peau chez les Cyprinidés *B. callensis*, *B. setivimensis*, *C. carpio*, *C. gibelio*, *A. nobilis*, *H. molitrix* et *C. idella*, *Anguilla anguilla*, *Tilapia zillii*, *Oreochromis niloticus*, *Oreochromis niloticus* x *Oreochromis mossambicus*.

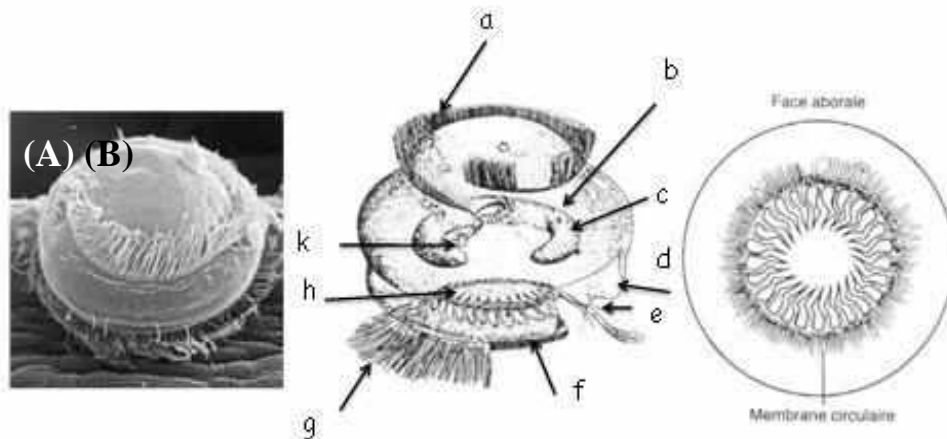
**c) Distribution géographique** Lac Oubeira, Oued el Kébir, Oued Bounamoussa, Barrage de Aïn Zada, Guenitra et barrage de Boukourdane.

#### d) Morphologie

Organisme unicellulaire ectoparasite caractérisé par la présence des cils locomoteurs. On note la présence sur le côté ventral un disque central circulaire (anneau ventral) appelé cytosquelette portant des denticules servant d'organes de perforation des épithéliums cutané et branchiaux (**Fig. 21**).

### e) Cycle évolutif

*Trichodina sp* nage librement et se déplace rapidement, se nourrit des exsudats et de tissu de l'hôte, Sa reproduction s'effectue par division binaire. D'après Bauer *et col*, (1961) une construction médiane du parasite est suivie d'une division en deux parties égales, chaque cellule fille porte une moitié de l'armature originale de crochet. Le parasite ainsi formé, développé un nouvel anneau de denticules dont le nombre et la forme est caractéristique de l'espèce, la durée de vie *Trichodina sp* est de 1 à 1,5 jours (Henchiri, 2004).



**Figure 21 :** (A) *Trichodina sp.* au microscope électronique à balayage, (B) Morphologie générale de *Trichodina sp.*

a- cils, b- macronucleus, c- micronucleus, d- myonème, e- ciliature marginale, f- membrane circulaire, g- ceinture ciliaire, h- denticules, k- vacuole nutritive. (2)

### 2.1.3. Genre *Ichthyophthirius* Fouquet, 1876

#### a) Taxonomie

Phylum: Alveolata

S/Phylum : Ciliophora Doflein, 1901 *emend.* Schulman et Podlipaev, 1980

Classe : Oligohymenophorea (= Ciliata Perty, 1852)

S/Classe : Hymenostomatia

Ordre : Hymenostomatida (= Holotrichia Stein, 1859)

S/Ordre: Hymenostoma Hickson, *emend.* Kahl, 1931

Famille: Ophryonglenidae Kent, 1882 (*emend.* Kahl, 1931)

Genre: *Ichthyophthirius* Fouquet, 1876

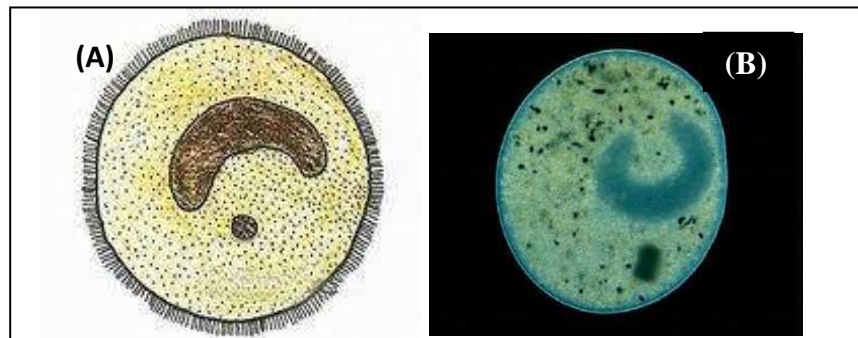
Espèce: *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876

## b) Hôte et distribution géographique

*Ichthyophthirius multifiliis* a été localisé dans le Lac Oubeira, Oued Isser, Oued Bounamoussa, Oued El Kebir, barrage Aïn Zada, Guenitra et Boukeradane chez *Barbus callensis*, *B. setivimensis*, *Cyprinus carpio*, *H. molitrix* et *A. nobilis*, *Carassius gibelio*, *Anguilla anguilla*, *Pseudophoxinus callensis* et *P. guichenoti*. Rencontré chez *Tilapia zillii*, *Oreochromis niloticus* et *Oreochromis niloticus x Oreochromis mossambicus* à Saïda et Touggourt. Parasite présent chez *Barbus callensis* dans l'étang de Diar Djari (La Marsa, W. Skikda).

## c) Morphologie

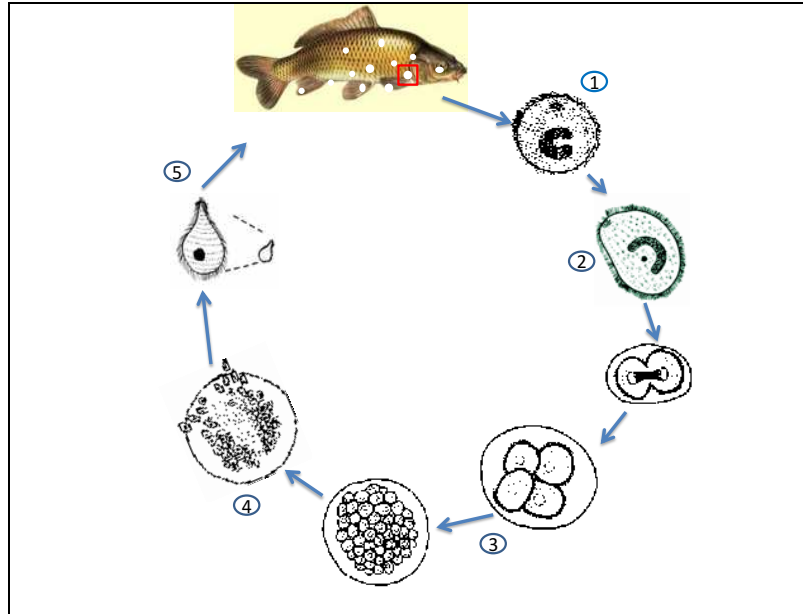
*Ichthyophthirius multifiliis* qui provoque la maladie des points blancs sont des kystes de couleur blanche se localisant sur la peau, les nageoires et les branchies. Chaque kyste héberge un spécimen adulte appelé Trophozoïte. Le corps méridien est chargé de cils locomoteurs. Le cytoplasme contient un macronucléus en forme de fer à cheval (**Fig. 22**).



**Figure 22 :** *Ichthyophthirius multifiliis*, (A) = Trophozoïte, (B) = Macrographie après traitement numérique (Meddour, 2009).

## d) Cycle évolutif

A température optimale (24°C) le Trophozoïte arrive à maturité en 2 à 3 jours. Le parasite quitte son hôte pour s'enkyster dans le substrat. A l'intérieur du kyste une série de division permet la formation de 250 à 2000 Tomites. Ce stade est appelé Plasmodium. Celui-ci se rompt et libère les tomites dans l'eau. Les tomites nagent à la rencontre d'un hôte. Si le Tomonte ne trouve pas un hôte, il meurt en 1 à 3 jours après sa libération (**Fig. 23**).



**Figure 23:** Cycle évolutif d'*Ichthyophthirius multifiliis*

1. Libération du trophozoïte ; 2. Enkystement ; 3. Division ; 4. Rupture du kyste et libération des tomites ; 5. Fixation du tomonte sur l'hôte.

#### 2.1.4. Genre *Myxidium* (Cepède, 1906)

##### a) Taxonomie

- Phylum: Protozoa  
 S/Phylum : Ciliophora Doflein, 1901 *emend.* Schulman et Podlipaev, 1980  
 Ordre : Myxosporidia Butschli, 1881  
 S/Ordre : Bivalvulea Schulman, 1959  
 Super Famille : Bipolaria Tripathi, 1949  
 Famille: Myxidiidae Thelohan, 1892  
 Genre: *Myxidium* Butschli, 1882  
 Espèce : *Myxidium giardi* Cepède (1906)

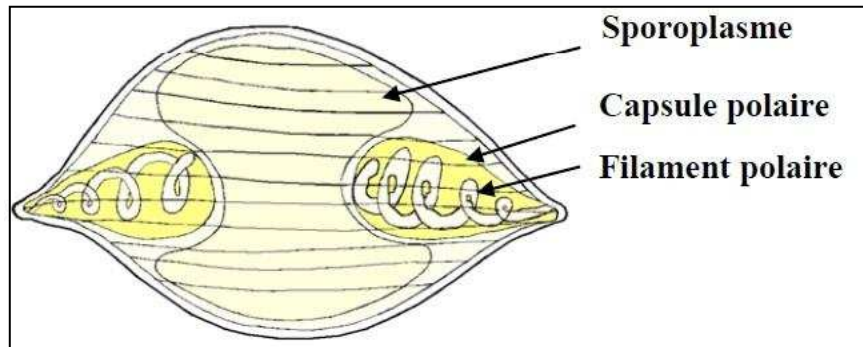
##### b) Localisation sur l'hôte et distribution géographique

*Myxidium giardi* est observé chez *Anguilla anguilla* (Lac Oubeira, Lac Tonga) sous forme de kystes blanchâtre sur les branchies, la peau et les nageoires.

### c) Morphologie générale

Spore fusiforme, occasionnellement très arquée en forme de croissant ou de “S”, capsules polaires opposées aux pôles de la spore avec ouverture terminale. Spores avec 9 à 11 striations longitudinales (**Fig. 24**).

*Myxidium giardi* : spore : 9 à 15 µm x 5 à 7 µm ; épaisseur (vue de profil) : 4,7 à 6 µm ; capsule polaire: 3µm x 2µm ; Sporoplasme (embryon amoeboïde entre les pôles de la spore) sans vacuole iodophile.



**Figure 24** : Schéma de *Myxidium giardi* (Meddour ,2009).

d) Cycle évolutif inconnu, probablement similaire a celui de *Myxobolus spp.*

### 2.1.5. Genre *Myxobolus* Butschli, 1882

#### a) Taxonomie

Phylum:	Protozoa
S/Phylum :	Cnidosporidia Doflein,1901 <i>emend.</i> Schulman et Podlipaev,1980
Classe:	Myxosporidia Butschli, 1881
Ordre:	Bivalvulea Schulman, 1959
S/Ordre:	Platysporea Kudo, 1919 <i>emend</i> Schulman, 1959
Famille:	Myxobolidae Thelohan, 1892

Cette famille intègre 4 genres : *Hoferellus* Berg, 1896 ; *Henneguya* Thelohan, 1892 ; *Thelohanellus* Kudo, 1933 et *Myxobolus* Butschli, 1882 qui comporte 137 espèces en eau douce (Bauer et Schulman, 1984 ; Meddour, 2009).

#### b) Hôtes

Deux espèces ont été signalées pour la première fois en Algérie par Meddour (2009) ; *Myxobolus ramadae* Bahri, 1997 (sur lamelles branchiales) et *Myxobolus ichkeulensis* Bahri, 1997 (sur l'arc branchial) chez *Mugil cephalus* et *Liza ramada*.

*Myxobolus exiguus* Thélohan, 1895 est rencontré sur les branchies et la surface externe de l'intestin de *Mugil cephalus* et *Liza ramada* (Meddour, 1988 ; Bahri, 1997). Meddour (2009) indique la présence de *Myxobolus sp.* chez *A. anguilla*, *B. callensis*, *B. setivimensis*, *Pseudophoxinus callensis*, *P. guichenoti*, *C. carpio*, *C. gibelio*, *H. molitrix* et *A. nobilis*

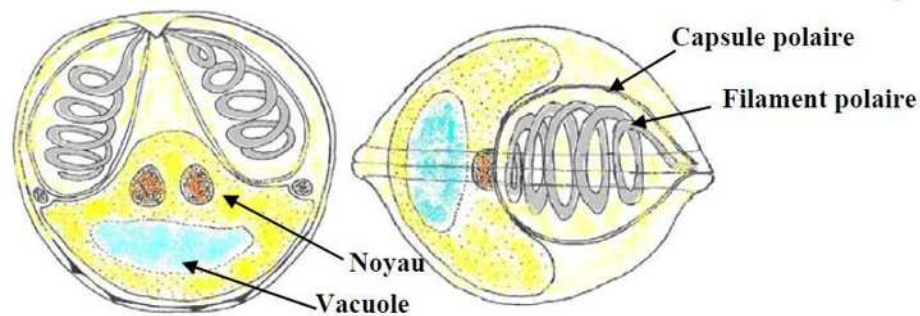
### c) Distribution géographique

Selon la présence de l'hôte : Lac Oubeira, Lac Tonga, Oued El Kébir, Oued Bounamoussa, Oued Isser, barrage de Keddara, barrages de Aïn Zada, Guenitra et Boukourdane.

### d) Morphologie

Les Myxosporidés sont des protozoaires très communs chez les cyprinidés. Leur localisation sous forme des petits kystes blanchâtres est très diverse : peau, derme, hypoderme, branchies, muscle, cartilage et viscères. Un kyste peut contenir plusieurs millions de spores (Meddour, 1988).

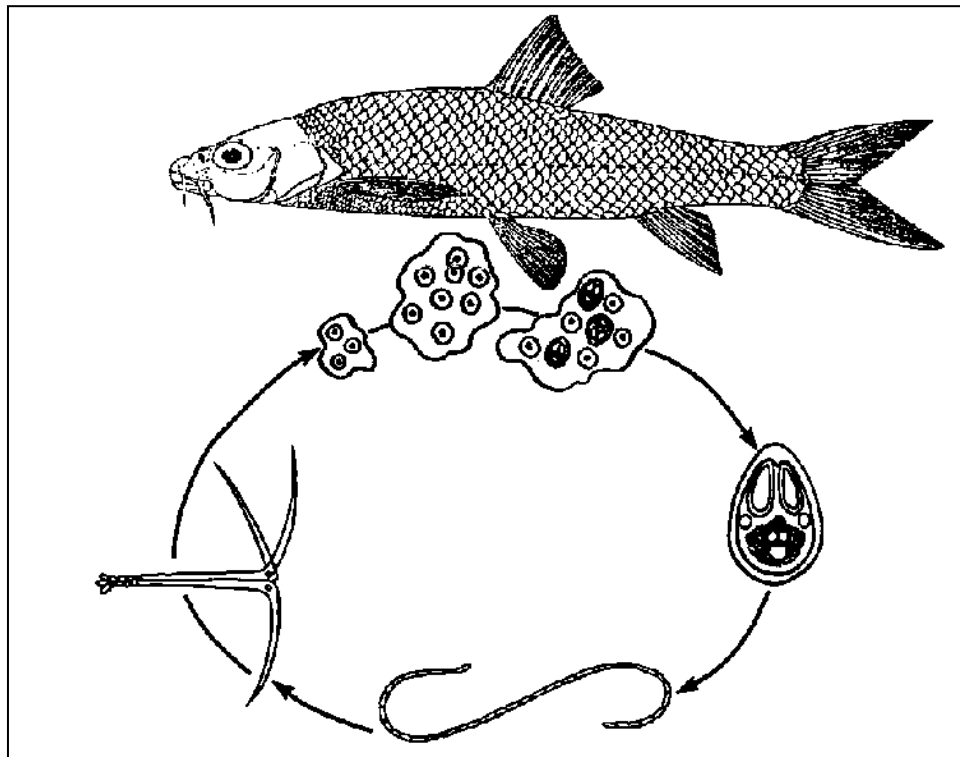
Les spores du genre *Myxobolus* peuvent être ovales, ellipsoïdes ou aplaties au niveau polaire. Elles sont caractérisées par la présence de deux capsules polaires contenant un filament polaire (Fig. 25). Le filament polaire peut être extrudé quand les spores vivantes sont placées dans une solution saline NaCl à 1 % (Paperna, 1982).



**Figure 25** : Schéma d'une spore de *Myxobolus sp* (Meddour, 2009).

#### d) Cycle évolutif

D'après plusieurs auteurs (Markiw et Wolf, 1983 ; Wolf *et al.*, 1986 ; El-Matbouli *et al.*, 1992), la rupture des kystes libère les spores dans le milieu extérieur. Elles sont ingérées par un hôte intermédiaire annélide oligochète (ex : *Tubifex tubifex*). Dans l'épithélium intestinal de l'oligochète, le sporoplasme se transforme en Pansporocystes puis en spore mature d'Actinomyxidie de type Triactinomyxon capable d'infester les poissons par voie buccale ou transcutanée (**Fig. 26**).



**Figure 26** : Cycle évolutif de *Myxobolus sp.* (3)

## 2.2. Les Cestodes

### 2.2.1. Genre *Khawia* (Schmidt, 1986)

#### a) Taxonomie

Phylum:	Plathelminthes Carus, 1863
Classe:	Cestoda Carus, 1863
S/Classe:	Eucestoda Southewell, 1930
Ordre:	Caryophyllidea Benden <i>in</i> Carus, 1863
Famille:	Lytocestidae Hunter, 1849
Genre:	<i>Khawia</i> Hsu, 1935 (= <i>Bothrioscolex</i> Szidat, 1937)
Espèce:	<i>Khawia armeniaca</i> Kholodkowskii, 1915

**b) Localisation et Hôte:** Dans la partie antérieure du tube digestif chez *Barbus callensis*, *Barbus setivimensis*.

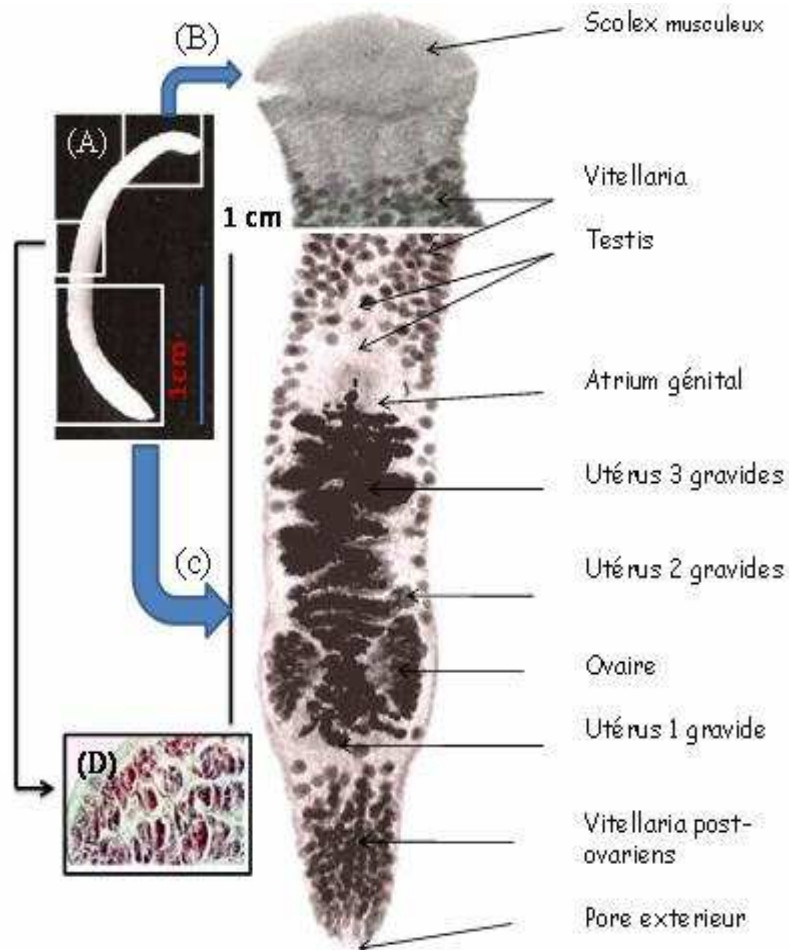
#### c) Distribution géographique

Lac Oubeira, Oued El Kébir, Oued Bounamoussa, Barrage Aïn Zada. Etang de Diar Djari (La Marsa, W. Skikda).

#### d) Morphologie

*Khawia armeniaca* est un cestode monozoïde hermaphrodite. Les matures mesurent en moyenne 65 mm de long et 5mm de large. Les conduits sexuels mâles et femelles débouchent dans un atrium génital commun. Les glandes vitellines entourent les testicules disposés en deux rangées longitudinales.

L'ovaire bilobé est en forme de « nœud de papillon » chez les jeunes spécimens ou en « H » chez les sujets adultes gravides. On remarque la présence de vitellaria post-ovarienne. (Fig. 27).



**Figure 27 :** *Khawia armeniaca* parasite de *Barbus callensis* (Meddour,2010).  
 (A)= Macrographie ; (B)= montage entier du scolex ; (C)= Montage entier extrémité postérieure ;  
 (D)= Diagnose de la famille sur coupe transversale (Hématoxyline d'Ehrlich).

### e) Cycle biologique

Les Caryophyllidés du genre *Khawia* présentent un cycle indirect. L'hôte intermédiaire est un annélide oligochète. Les œufs sont évacués dans le milieu extérieur avec les matières fécales et tombent dans le substrat. Ingéré par l'oligochète, l'œuf libère l'oncosphère.

Ce dernier migre de la lumière intestinale vers la cavité cœlomique pour s'y développer en Procercoïde muni d'un processus caudal le Cercomère.

Les poissons s'infestent en ingérant les oligochètes infestés par les procercoïdes. De manière générale, le cycle des Caryophyllidés est annuel. Il est caractérisé par un séjour de 2 à 3 mois chez l'hôte intermédiaire et 9 à 10 mois chez l'hôte définitif (Meddour, 1988).

## 2.2.2. Genre *Bothriocephalus* Yamaguti, 1934

### 2.2.2.1. *Bothriocephalus acheilognathi* (Yamaguti, 1934)

#### a) Taxonomie

Phylum :	Plathelminthes Carus, 1863.
Classe :	Cestoda Carus, 1863.
S/Classe:	Eucestoda Southwell, 1930.
Ordre:	Pseudophyllidea Carus, 1863.
Famille:	Bothriocephalidae Blanchard, 1849.
Genre:	<i>Bothriocephalus</i> Rudolphi, 1808.
Espèce:	<i>Bothriocephalus acheilognathi</i> (Yamaguti, 1934) (Syn. = <i>Schyzocotyle fluviatilis</i> Akhmerov, 1960)

Pour ce genre, Schmidt (1986) indique 77 espèces parasites des poissons. Chez les Cyprinidés, on retrouve 9 espèces dont le statut est très controversé. Ainsi, *Bothriocephalus opsariichthydis* Yamaguti, 1952 ; *B. gowkongensis* Yeh, 1955 ; *B. phoxini* Molnar, 1968 et *B. aegyptiacus* Rusavy et Moravec, 1975 sont considérées comme synonymes de *B. acheilognathi* (Molnar et Murai, 1973 ; Chubb, 1981 ; Andrews et al, 1981 ; Pool, 1985 ; Pool et Chubb, 1985 ; Chubb *et al.*, 1987 ; Scholz, 1997).

#### b) Localisation sur l'hôte

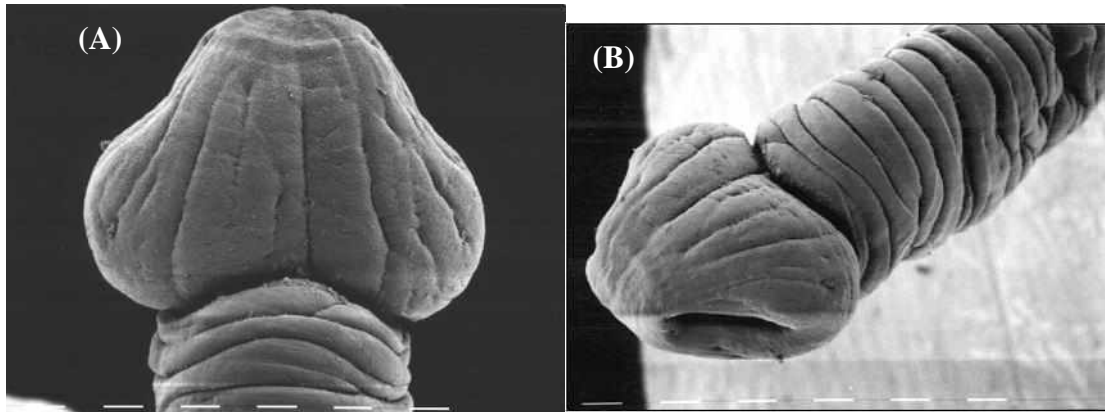
Moitié antérieure du tube digestif de *Barbus callensis*, *B. setivimensis*, *Pseudophoxinus callensis*, *P. guichenoti*, *Hypophthalmichthys molitrix*, *Carassius gibelio*.

La présence de *Bothriocephalus sp* est signalée chez *Barbus setivimensis*. (Mouchouka, et Rabhi, 2009)

**c) Distribution géographique :** Lac Oubeira, Lac Tonga, Oued EL Kébir, Oued Bounamoussa, Barrage Boukourdane, Barrage de Keddara, Aïn Zada, Harreza, Merjet EL Amel.

#### d) Morphologie

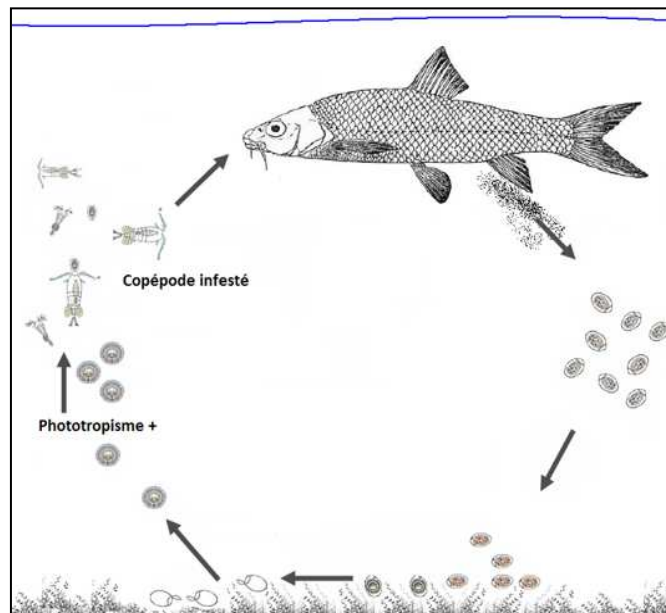
*Bothriocephalus acheilognathi* est un plathelminthe segmenté qui est constitué d'un scolex (**Fig. 28**) et d'un strobile formé de plusieurs segments appelés proglottis. Chaque proglottis est hermaphrodite et dont les caractéristiques sont des critères de diagnose. Le scolex est l'organe de fixation et qui est muni de deux dépressions ou bothria, l'une dorsale et l'autre ventrale. Ce scolex ne présente ni épine ni ventouse.



**Figure 28 :** (A, B) Scolex de *Bothriocephalus acheilognathi*.  
(Meddour, 2009).

### c- Cycle évolutif :

Le cycle biologique de *B.acheilognathi* est indirect avec un copépode comme hôte intermédiaire. Les œufs libérés dans les fèces des poissons tombent sur le substrat. L'éclosion libère une larve ciliée ou Coracidium, qui nage vers la surface de l'eau (Phototropisme positif) où elle est susceptible d'être ingérée par un copépode. Dans l'intestin du crustacé, le coracidium se développe en une larve Oncosphère qui migre vers la cavité coelomique pour s'y développer en Procercoïde. Un copépode peut héberger plusieurs procercoïdes et rester viable. Les poissons s'infestent en ingérant des copépodes contaminés (**Fig. 29**).



**Figure 29 :** Cycle évolutif de *Bothriocephalus spp.*

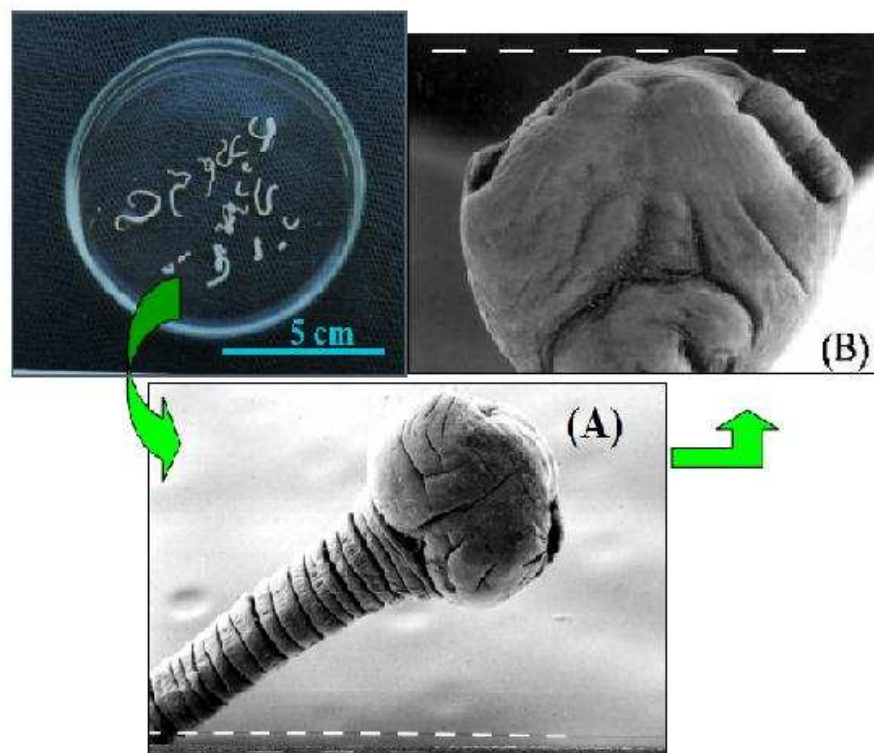
### 2.2.2.2. *Bothriocephalus claviceps* Goeze, 1728

#### a) Taxonomie

Phylum:	Plathelminthes Carus, 1863
Classe:	Cestoda Carus, 1863
S/Classe:	Eucestoda Southwell, 1930
Ordre:	Pseudophyllidea Carus, 1963
Famille:	Bothriocephalidae Blanchard, 1849
Genre:	<i>Bothriocephalus</i> Rudolphi, 1808
Espèce:	<i>Bothriocephalus claviceps</i> Goeze, 1728

**b) Localisation sur l'hôte et Distribution géographique :** Intestin moyen d'*Anguilla anguilla* dans le lac Oubeira, le Lac Tonga, les Oueds El Kébir et Bounamoussa.

**c) Morphologie générale :** Caractéristiques proches de celles de *B. acheilognathi* (Fig. 30).



**Figure 30 :** Microscopie électronique à balayage du scolex de *B. claviceps* parasite de l'anguille. Marker= 54,54  $\mu\text{m}$  ; (B) Marker = 50 $\mu\text{m}$  (Meddour, 2009).

#### **d) Cycle évolutif**

Les copépodes *Megacyclops viridis*, *Macrocyclus fucus*, *M. albidus* et *Acanthocyclops robotus* peuvent servir d'hôtes intermédiaires. *Pseudophoxinus callensis*, *P. guichenoti*, *P. punicus* et *Gambusia affinis affinis* sont les poissons les plus sensibles aux infestations et semble jouer le rôle d'hôtes paraténiques. La maturité sexuelle, achevée au printemps, permet à *B. claviceps* de se reproduire, avant la baisse de la température hivernale. Il est connu que dans les régions septentrionales, il n'y a qu'une seule reproduction annuelle, alors que dans les pays riverains de la Méditerranée, la précocité du printemps et le recul de l'hiver rendent possible deux reproductions annuelles (Meddour, 2009).

#### **2.2.3. Genre *Ligula* (Linnaeus, 1758)**

##### **a) Taxonomie**

Phylum : Plathelminthes Carus, 1863  
Classe : Cestoda Rudolphi 1808  
S/Classe: Eucestoda Southwell, 1930  
Ordre: Diphylobothriidea, Kuchta *et al.*, 2007  
Famille : Diphylobothriidae Luhe, 1910  
S/Famille : Ligulinae Monticelli et Créty, 1891  
Genre : *Ligula* Bloch, 1788  
Espèce : *Ligula intestinalis* Linnaeus, 1758

**b) Localisation et Hôtes :** forme pléroceroïde dans la cavité abdominale de *Barbus callensis*, *Barbus setivimensis*, *Pseudophoxinus callensis*, *P. guichenoti*, *Hypophthalmichthys molitrix* et *Cyprinus carpio*.

**c) Distribution géographique :** Lac Oubeira, Lac Tonga, Oued EL Kébir et Barrage de Keddara.

##### **d) Morphologie**

Le pléroceroïde et le stade adulte (10 – 100 cm x 0,6 – 1,6 cm) sont sensiblement identiques ressemblant à un ruban blanc teinté de jaune clair (**Fig. 31**). La tête est absente. Le strobile présente une rangée longitudinale brunâtre le long de la surface ventrale. Cette rangée correspond à l'appareil génital. Elle est simple chez le genre *Ligula* mais double chez le genre *Diagramma*. Le strobile ne présente pas de véritables segmentations externes.

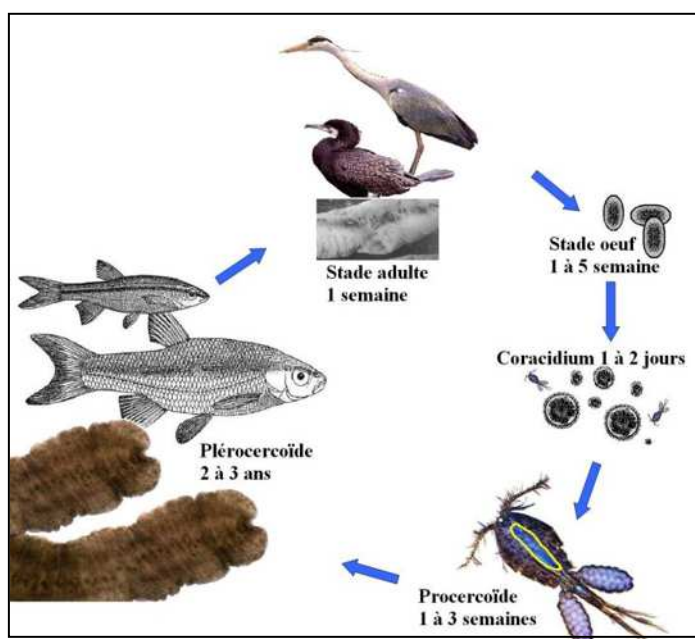
Seule, la partie antérieure des parasites adultes peut présenter des pseudo-segmentations ou pseudoproglotis (24 à 40, le plus souvent 30 à 32 segments). Les organes génitaux (testis, ovaires) sont visibles chez le stade adulte (Meddour, 2002 ; 2009).



**Figure 31** : Pléroceroïde de *Ligula intestinalis* (4).

### c) Cycle évolutif

*Ligula intestinalis* effectue une triple migration. Les œufs sont émis dans l'eau par les oiseaux piscivores. Après éclosion apparaît le coracidium. Ingéré par un copépode, premier hôte intermédiaire, il se développe en Procercoïde. Ingéré par un poisson, ce dernier se développe en Pléroceroïde qui va se développer dans la cavité abdominale pour atteindre une grande taille (séjour de 2 à 3 ans). Cela aura pour conséquences, le gonflement de l'abdomen du poisson, une augmentation de sa flottabilité et une grande probabilité de prédation par les oiseaux piscivores. Le séjour du parasite chez l'oiseau est très court (2 à 5 jours), le temps d'assurer sa maturité en adulte et sa reproduction par l'émission d'œufs à travers les matières fécales de l'oiseau hôte définitif. Ce cycle à trois hôtes dont deux intermédiaires et un définitif est appelé cycle hétéroxène (**Fig. 32**).



**Figure 32** : Cycle évolutif de *ligula intestinalis*

## 2.3. Les Monogènes

### 2.3.1. Genre *Dactylogyrus* Diesing, 1850

#### a) Taxonomie

Phylum: Plathelminthes

Classe: Monogenea (=Monogenoïdea (Beneden) Bykhovskii, 1937)

S/Classe: Monopisthocotylea Odhner, 1912

Ordre: Dactylogyridea Bychowsky, 1937 (= Capsaloidea)

Famille: Dactylogyridae Bykhovsky, 1937

Genre: *Dactylogyrus* Diesing, 1850

Espèces : *Dactylogyrus sp.* , *Dactylogyrus extensus* et *Dactylogyrus anchoratus*  
*Cichlidogyrus halli*, *Cichlidogyrus arthracanthus* et *Cichlidogyrus sp.*

**b) Localisation sur l'hôte :** Branchies, rarement sur les surfaces externes.

#### c) Hôte et distribution géographique

- Le genre *Dactylogyrus* est signalé pour la première fois en Algérie par Meddour *et al.* (1989) sur les branchies de *Barbus callensis* dans l'Oued Bounamoussa. Il est aussi reporté dans le lac Oubeira chez *Cyprinus carpio*, *Aristichtys nobilis*, *Hypophthalmichthys molitrix*, *B. callensis* et *Anguilla anguilla* (Aoun-Kaid et Chaib, 1994 ; Ammouchi *et al.*, 1999, Loucif, 2009 ; Meddour, 2009). *Dactylogyrus sp.* est aussi rencontré chez *Barbus setivimensis* dans l'oued Isser (Boukhalfa, 2008), barrage Keddara, barrage de Aïn Zada (Mouchouka et Rabhi, 2009) et chez *Barbus callensis* dans l'étang de Diar Djari (La Marsa, W. Skikda).

- *Dactylogyrus extensus* est signalée dans le barrage Aïn Zada chez *Barbus setivimensis*, et dans les wilaya d'El Tarf et de Annaba chez *Barbus callensis* et *C. carpio*. Présent aussi chez les Cyprinidés au Lac Oubeira, Lac Tonga, Oued El Kébir, Oued Bounamoussa, barrages de Guenitra, Boukourdane, Harreza et à Merjet El Amel. (Meddour, 2009).

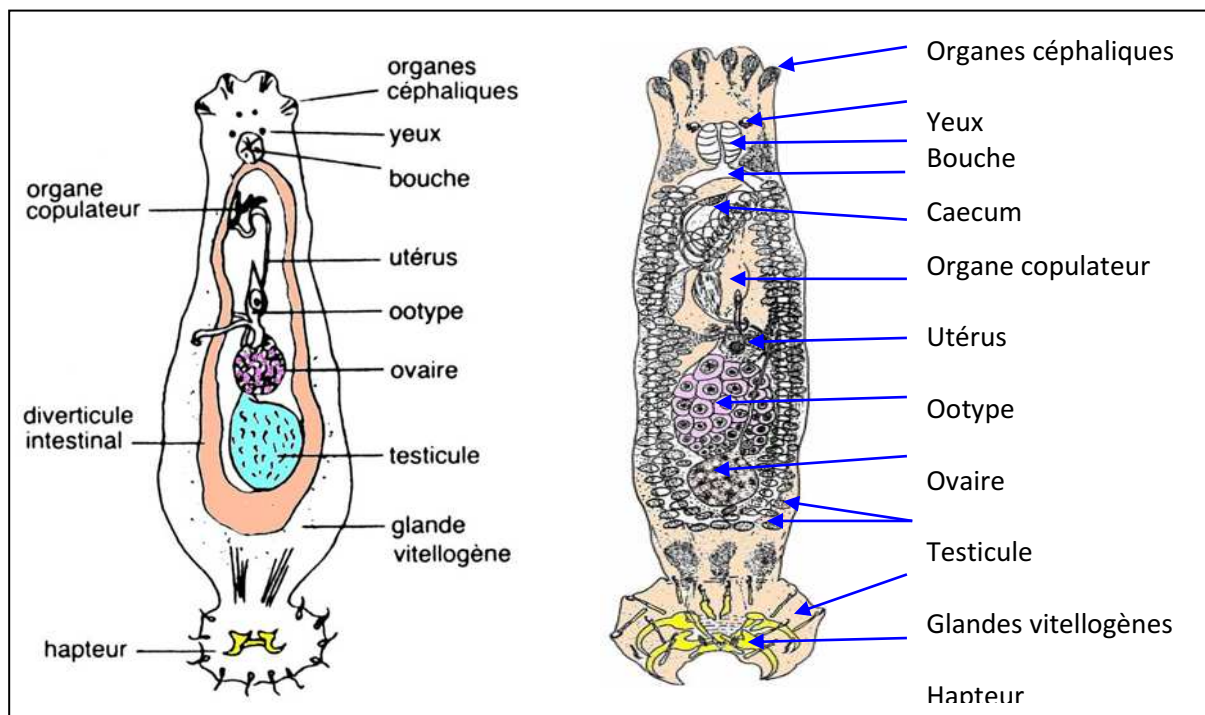
- *Dactylogyrus anchoratus* chez *B.callensis* (1 seul cas), *C. carpio* et *Carassius gibelio* (Meddour, 2009).

- *Cichlidogyrus tilapiae* et *Cichlidogyrus halli* ont été observés chez *O. niloticus* et *O. niloticus* X *O. mossambicus* dans les fermes piscicoles de « Ezzahra » (Ghardaia) et Moulay (Ouargla), et *Cichlidogyrus arthracanthus* chez *Tilapia zillii* à Oued Righ (Belaribi, 2008).

### e) Morphologie générale

Les Dactylogyridés (0,3 à 1,5 mm) sont hermaphrodites et ovipares. La partie antérieure contient les organes sensoriels, 4 taches optiques noires (**Fig. 33**), un pharynx musculueux, un atrium génital et les pièces copulatrices scléreuses.

Dans la partie postérieure, le système de fixation Hapteur ou Opisthaptor est un disque muni de 14 crochets scléreux marginaux et d'une paire de crochets appelés hamulis ou « ancrés » dont la forme et la taille constituent des critères taxonomiques d'identification spécifique des Dactylogyridés.



**Figure 33** : Morphologie comparative entre *Dactylogyrus sp.* (A) parasite des Cyprinidés et *Cichlidogyrus arthracanthus* parasite des Cichlidés (B) (Meddour *et al.*, 2007b).

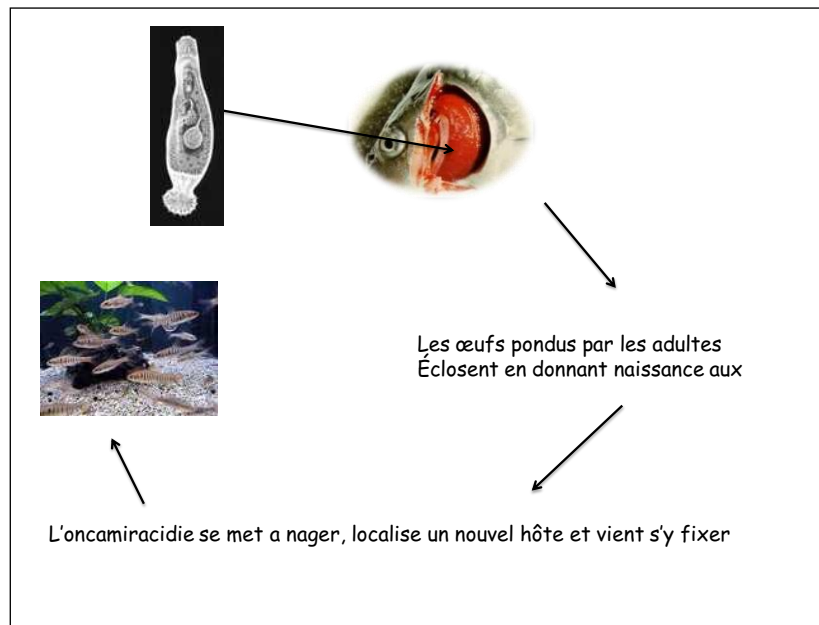
### f) Cycle évolutif :

Le cycle des Dactylogyridés est direct (**Fig. 34**). Les adultes fixés aux branchies de l'hôte libèrent les œufs non embryonnés. La production des œufs est en fonction de l'âge du Monogène. Elle varie de 5 à 25 jours voire 60 jours. Elle est accélérée en réponse de l'adversité de l'environnement (Paperna, 1982). La durée de vie d'un adulte varie entre 5 et 40 jours selon la température de l'eau et les conditions de l'environnement aquatique.

Les œufs libérés sont entraînés dans l'eau et tombent sur le substrat. Chez de nombreux Monogènes la coquille de l'œuf est armée d'un filament polaire qui lui permet de se fixer sur les branchies ou le substrat. Le développement des larves s'effectue en 2 à 3 jours à une température de 28 °C à 29 °C, et en 100 jours à une température de 4 °C. Après éclosion, il y a libération de larves mobiles, munies de 3 touffes de cils qui leur permettent de nager à la recherche d'un hôte.

On retrouve chez les larves deux paires d'yeux et un disque de fixation constitué de 14 crochets marginaux et 2 ancras.

La larve **Oncomiracidium** peut survivre dans l'eau de 12 à 48 heures à une température de 20° à 28°C. Elle atteint sa maturité en se fixant sur les branchies, la surface du corps ou la cavité buccale des poissons.



**Figure 34** : Cycle évolutif de *Dactylogyrus spp.* (in Ayeche et Djelloudi, 2010)

### 2.3.2. Genre *Pseudodactylogyrus* (Yin et Sproston, 1948) Gussev, 1965

#### a) Taxonomie

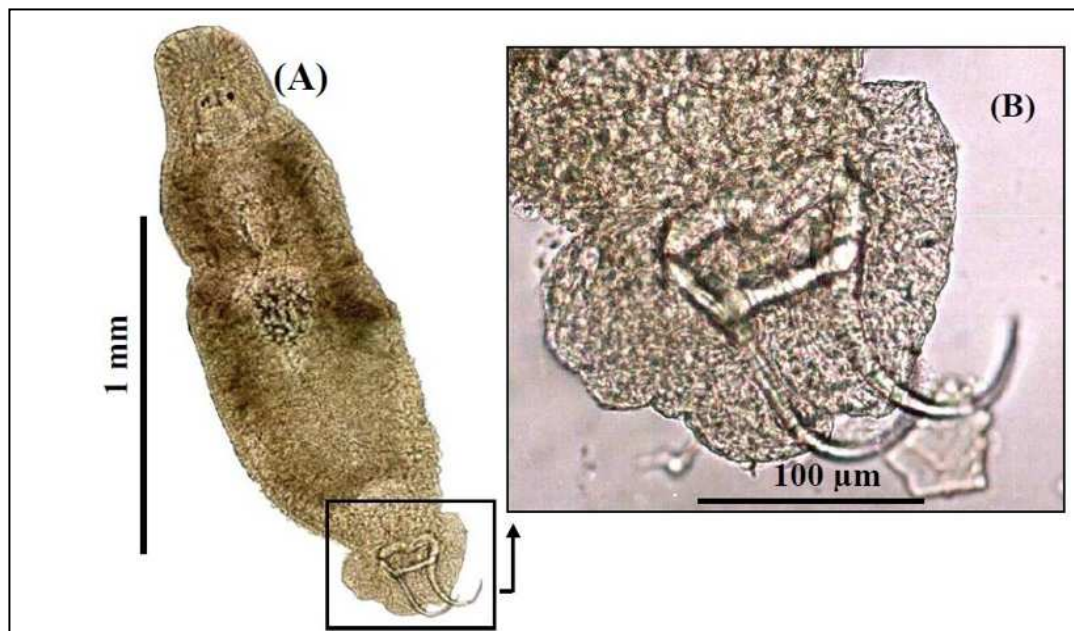
- Phylum: Plathelminthes
- Classe: Monogenea (=Monogenoïdea (Benden) Bykhovskii 1937)
- S/Classe: Monopisthocotylea Odhner, 1912
- Ordre: Dactylogyridea Bychowsky, 1937 (= Capsaloïdea)
- Famille : Pseudodactylogyridae Le Brun, Lambert et Justine, 1986
- Genre : *Pseudodactylogyrus* Gussev, 1965
- Espèce : *P. anguillae* (Yin et Sproston, 1948) Gussev, 1965

**b) Hôte et localisation :** Branchies d'*Anguilla anguilla*.

**c) Distribution géographique :** Lac Oubeira, Lac Tonga, Oued El Kébir, Oued Bounamoussa.

**d) Morphologie générale**

*Pseudodactylogyrus anguillae* (0,5mm à 2mm x 0,08 X 0,6mm) a un corps transparent, 4 taches optiques symétriques très apparentes et une bouche du côté ventrale. L'hapteur est armé de 14 crochets et 2 hamulis avec une barre transversale. Les hamulis orientés du côté ventrale, sont articulés au niveau de la garde dont l'extrémité est repliée en angle droit au-dessus de la barre transversale (**Fig. 35**).



**Figure 35 :** *Pseudodactylogyrus anguillae*. (A) montage frais, sans coloration. (B) Ancres de l'hapteur (Meddour, 2009).

**e) Cycle évolutif**

Chez une espèce proche *Pseudodactylogyrus microrchris* parasite de l'anguille, un sujet mature expulse 1 à 2 œufs par jour à 10°C, et environ 12 œufs par jour à 20°C. Dans l'eau, la durée de vie de la larve oncomiracidium est de 5 heures. Une fois accrochée à la branchie de l'hôte, elle se développe rapidement et devient mature au bout de 7 jours à 28°C (Imada et Muroga, 1977).

### 2.3.3. Genre *Gyrodactylus* Nordmann, 1832

#### a) Taxonomie

Phylum:	Plathelminthes
Classe:	Monogenea (= Monogenoïdea (Beneden), Bykhovskii, 1937)
S/Classe:	Monopisthocotylea
Ordre:	Gyrodactyloidea
Famille:	Gyrodactylidae Bykhovskii, 1937
Genre:	<i>Gyrodactylus</i> Nordman, 1932
Espèce:	<i>Gyrodactylus</i> sp.

#### b) Localisation et Hôtes :

Dans la surface extérieure, nageoires et rarement les branchies. *Gyrodactylus* sp. chez *Barbus callensis*, *Barbus setivimensis*, *Pseudophoxinus callensis*, *P. guichenoti*, *Hypophthalmichthys molitrix*, *Carassius gibelio*, *Liza ramada*.

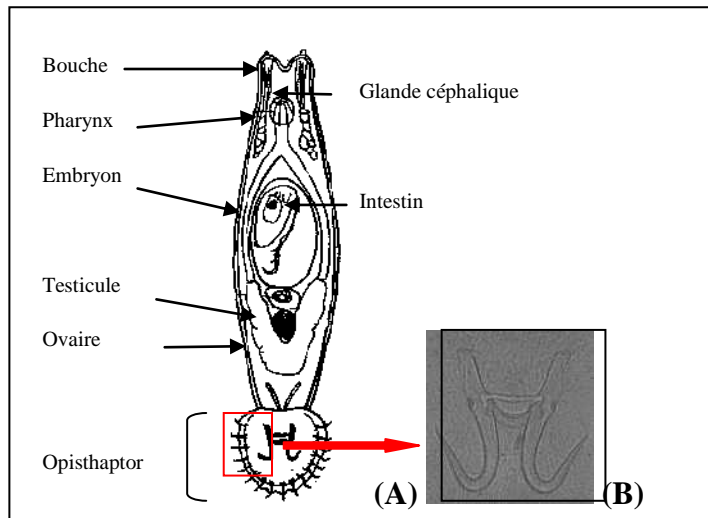
*Gyrodactylus cichlidarum* a été observé pour la première fois en Algérie par (Belaribi, 2008) chez *Tillapia zillii* et *Oreochromis niloticus* X *O. mossambicus*.

**c) Distribution géographique :** Lac Oubeira, Lac Tonga, Oued EL Kébir, Oued Bounamoussa, Barrage Boukourdane.

*Gyrodactylus cichlidarum* au niveau de Oued Khrouf , l'étang de Aïn Zarga et la ferme piscicole de Aïn Skhouna (Belaribi, 2008).

#### d) Morphologie générale

Les Gyrodactylidés sont des ectoparasites qui infestent la peau, les nageoires et les branchies des poissons. Leur corps est transparent à blanchâtre et mesure entre 0,3 et 1,2 mm à extrémité antérieure ou prophaptor bilobée. Chaque lobe est muni de structure glandulaire ou organes céphaliques (**Fig. 36**). Le pharynx médian est suivi d'un tube digestif muni d'un caecum de chaque côté. Le genre *Gyrodactylus* se distingue de *Dactylogyrus* par l'absence des yeux et par son mode de reproduction.



**Figure 36 :** (A) ; Morphologie générale de *Gyrodactylus sp.*  
 (B) ; Un hapter au microscope électronique. <sup>(5)</sup>

### e) Cycle évolutif

Toutes les espèces du genre *Gyrodactylus* sont hermaphrodites, vivipares, présentant un cycle évolutif direct. Dans la partie médiane, l'utérus contient 1 à 2 embryons armés de crochets et griffes. Chaque adulte peut héberger jusqu'à 3 générations successives (polyembryogenèse). L'opisthaptor arbore une paire de crochets interconnectés par 1 ou 2 barres scléreuses.

## 2.4. Les Nématodes

### 2.4.1. Genre *Anguillicola* Yamaguti, 1935

#### a) Taxonomie

Phylum :	Nematoda (Rudolphi, 1808)
Classe :	Rhabditea (= Secernenta ; = Phasmidea)
Ordre :	Spirurida Chitwood, 1933
S/Famille :	Dracunculidae Leiper, 1912
Famille :	Anguillicolidae
S/Famille :	Anguillicolinae
Genre :	<i>Anguillicola</i> Yamaguti, 1935
Espèce :	<i>Anguillicola crassus</i> Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974

Le genre *Anguillicola* présente 2 sous-genres (Moravec et Taraschewski, 1988) :

- *Anguillicola* monospécifique avec une seule espèce *Anguillicola*. L'espèce *Anguillicola globiceps* Yamaguti 1935 à l'origine de la création du genre.

- *Anguillicoloïdes* plurispécifique avec 4 espèces :

- Anguillicola Anguillicoloïdes australiensis* Johnson et Mawsson, 1940
- Anguillicola Anguillicoloïdes crassus* Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974
- Anguillicola Anguillicoloïdes novaezelandiae* Moravec et Taraschewski, 1988
- Anguillicola Anguillicoloïdes papernai* Moravec et Taraschewski, 1988

**b) Localisation sur l'hôte :** Vessie gazeuse d'*Anguilla anguilla*.

**c) Distribution géographique :** Lac Oubeira, Lac Tonga, Oued EL Kébir, Oued Bounamoussa.

#### d) Morphologie générale

Corps sombre, fusiforme, assez rond, effilé aux deux extrémités (**Fig. 37**); épicuticule presque lisse ; tête arrondie avec ouverture buccale circulaire entravée par 4 grosses papilles (dorsale, ventro-latéral et deux amphides latérales) ; capsule buccale sclérotinisé avec une couronne antérieure portant 22 dents circumorales ; œsophage fortement musclé, élargi dans la moitié postérieure ; anneaux nerveux situé entre le premier et le second tiers de l'œsophage ; Pore excréteur à la jonction de l'œsophage et de l'intestin ; intestin foncé, droit, large, seule la partie antérieure est étroite ; 3 glandes rectales unicellulaire ovales ; queue courte et conique (Risson, 1992 ; Thibaut, 1992).



**Figure 37:** *Anguillicola crassus* (6).

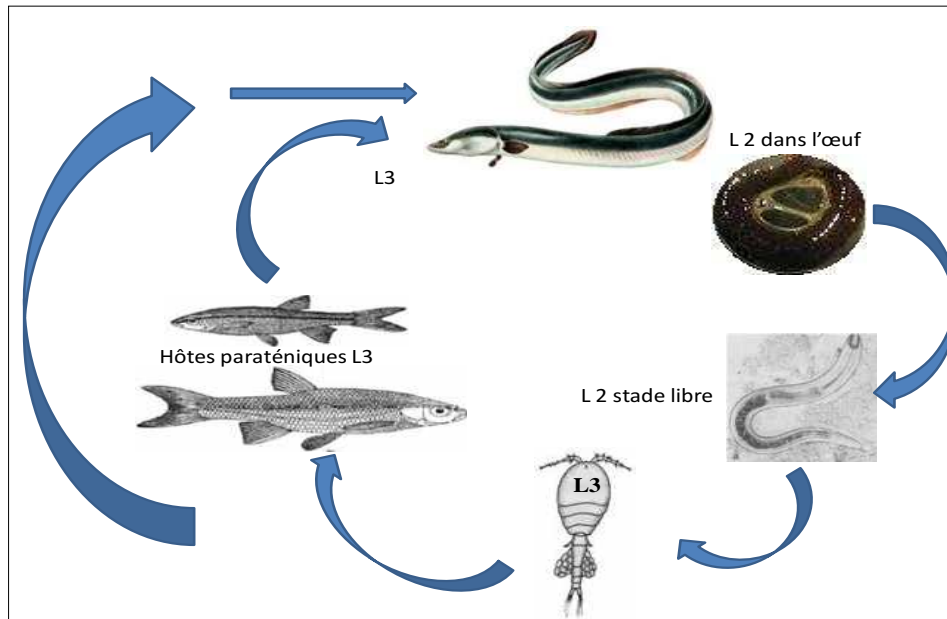
### e) Cycle évolutif

Chez *Anguilla anguilla*, la maturité sexuelle est atteinte au bout de 8 à 10 mois. Le parasite mature se reproduit dans la vessie gazeuse. Les œufs émis contiennent les larves L1 enveloppés d'une coque ovigère. Certaines larves sont en phase de différenciation en larve L2. L'émergence de la larve L2 peut avoir lieu dans la vessie mais aussi à travers le canal pneumatique et vers le tube digestif, ou bien plus tardivement dans l'environnement aquatique extérieur.

La larve L2, libre et nageante, peut s'attacher à un support ou être ingérée par un copépode hôte intermédiaire. La transformation de la L2 en stade infestant L3 se fait à l'intérieur du copépode. La durée totale du cycle dans le milieu extérieur serait d'une année.

Quand la larve L3 est ingérée par une anguille (copépode infesté, prédation d'hôte paraténiques), elle traverse la paroi intestinale de l'anguille et gagne la lumière de la vessie gazeuse pour se transformer en larve L4 en 2 à 3 semaines puis en stade pré-adulte et enfin en stade adulte mature (**Fig. 38**).

Les phases d'évolution des larves L1, L2, L3 et L4 se font par mues (Kennedy et Fitch, 1990 ; Bonneau et al, 1991 ; Risson, 1992, Blanc, 1994 ; Kirk *et al.* 2000 ; Crean *et al.* 2003).



**Figure 38** : Cycle évolutif d'*Anguillicola crassus*.

#### 2.4.2. Genre *Rhabdochona* (Railliet, 1916)

##### a) Taxonomie : (Arthur et bui, 2006)

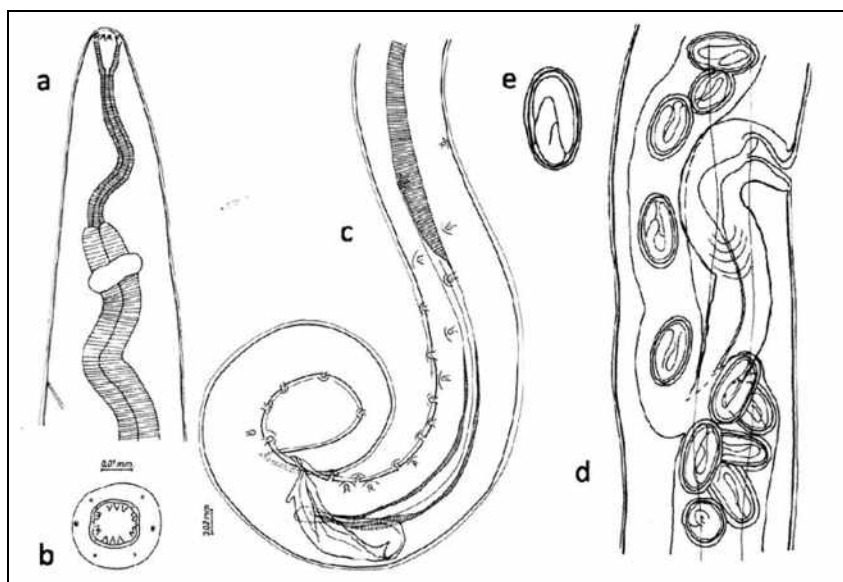
Phylum:	Platyhelminthes
Classe:	Nematoda
Ordre :	Spirurida
Famille :	Rhabdochonidae
S/Famille :	Rhabdochoninae
Genre :	<i>Rhabdochona</i> (Railliet , 1916)
Espèce :	<i>Rhabdochona sp.</i>

**b) Localisation et Hôte** : Dans l'intestin chez *Cyprinus carpio* (Mouchouka et Rabhi, 2009).

**c) Distribution géographique** : barrage de Keddara (W. Boumerdes).

##### d) Morphologie générale :

- Tête nue. Bouche à deux lèvres limitant une cavité infundibuliforme (forme d'un entonnoir) soutenue par des bâtonnets longitudinaux.
- Œsophage de médiocre longueur, compose de deux parties distinctes.
- Les males ont une queue conique, pointue, recourbée; pas d'ailes caudales; nombreuses papilles préanales et post-anales simples. Deux spicules inégaux.
- Les femelles ont une queue droite, conique, allongée. Vulve vers le tiers postérieur du corps; utérus opposés (**Fig. 39**)<sup>(7)</sup>.



**Figure 39 :** *Rhabdochona* sp. (Alvarez et Bueno, 1979).

a) Extrémité antérieure du cops ; b) Structure de la bouche (Vue apicale) ; c) Extrémité postérieure du male ; d) Œufs embryonnés de l'utérus de la femelle ; e) Œufs matures.

## 2.5. Les Acanthocéphales

### 2.5.1. Genre *Neoechinorhynchus* (Rudolphi, 1819)

#### a) Taxonomie

Phylum:	Acanthocephala Meyer, 1931
Classe:	Eoacanthocephala Van Cleave, 1936
Ordre :	Neoechinorhynchida Southwell et Macfie, 1925
Famille :	Neoechinorhynchidae Ward, 1917
S/Famille :	Neoechinorhynchinae Travassos, 1926
Genre :	<i>Neoechinorhynchus</i> Stilles et Hassal, 1905
Espèce :	<i>Neoechinorhynchus agilis</i> Rudolphi, 1819

**b) Localisation sur l'hôte :** Partie moyenne du tube digestif de *Mugil cephalus*, *Liza ramada*. D'autre part, *N. agilis* a été retrouvé chez 3 individus de *Barbus callensis* du lac Oubeira.

**c) Distribution géographique :** Lac Oubeira, Lac Tonga, Oued El Kébir, Oued Bounamoussa.

#### d) Morphologie générale :

Le corps de teinte blanche et jaunâtre, cylindrique, aplati dorso-ventralement, incurvé ventralement et comportant deux parties distinctes : le Phaesoma et le Metasoma ou tronc, cavité ou sont logés les organes sexuels et les structures annexes (**Fig. 40**).

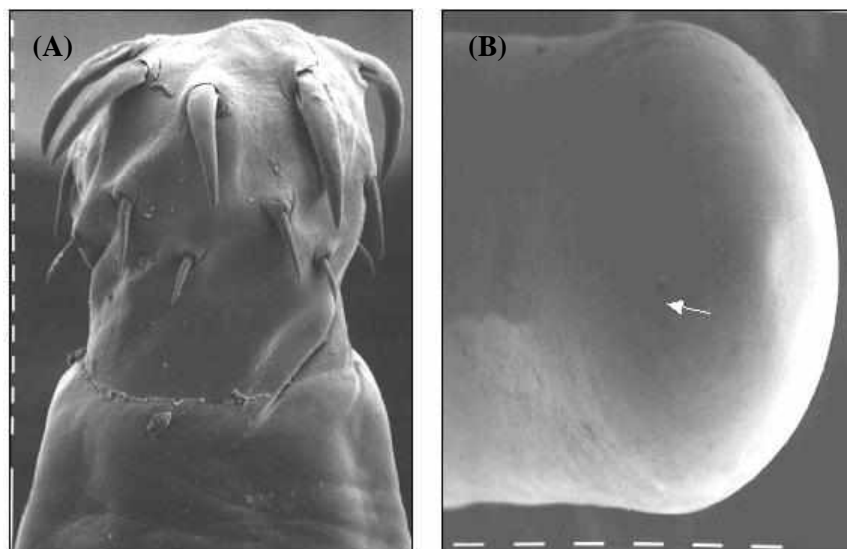
Dépourvus de tube digestif, les acanthocéphales possèdent un réseau lacunaire au niveau de la cuticule permettant de faire circuler les nutriments qu'ils absorbent grâce à un mécanisme osmotique (Crompton, 1985).

Le phaesoma comprend :

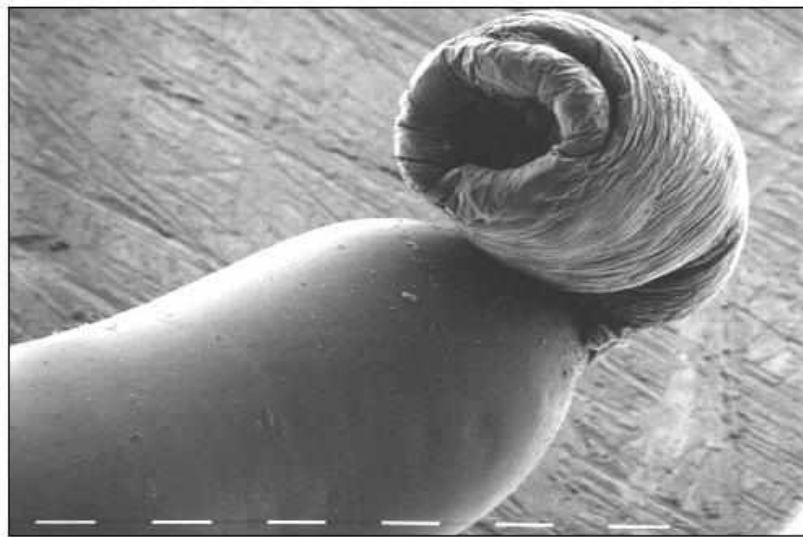
- Les différents muscles du proboscis et le cou.
- Le proboscis (ou rostre) armé de 18 crochets disposé en trois rangées de six crochets chacune. La longueur des crochets diminue de la rangée antérieure à la troisième rangée postérieure. Cette partie est responsable de la fixation du parasite au niveau de la muqueuse intestinale de l'hôte.
- Le réceptacle du proboscis, sub-cylindrique, court, constitué d'une seule couche cellulaire, avec un ganglion nerveux à sa base.
- Les lemnisques, longs, filiformes et inégaux en taille, pouvant atteindre la partie médiane du testicule antérieur chez le mâle.

Le métasoma comprend :

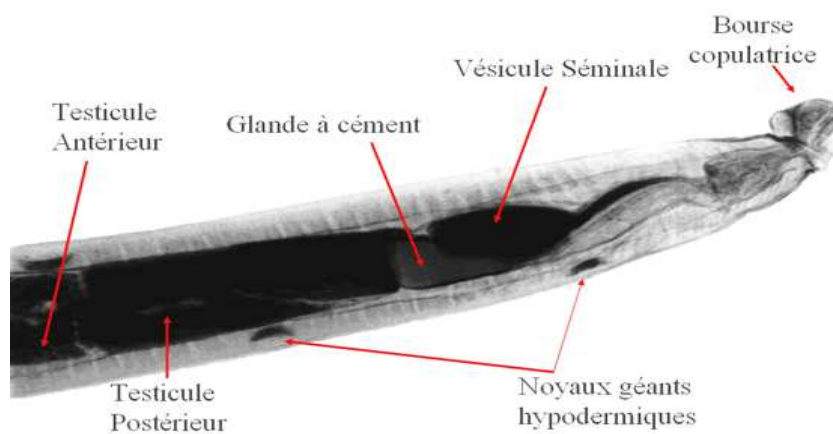
- Chez le mâle la cavité du tronc ou métasoma comprend essentiellement les organes reproducteurs ; deux testicules, les glandes à ciment et la vésicule séminale.
- Dans l'hypoderme de *N. agilis* il y a 8 noyau géant dont 6 sont situés du côté ventral. Le mâle présente une bourse copulatrice à l'extrémité postérieure du corps alors que chez la femelle cette extrémité est ronde (**Fig. 41 et 42**).



**Figure 40:** Microscopie électronique à balayage de *N. agilis*. (A) = Proboscis ; (B) = extrémité postérieure d'une femelle. (Meddour, 2009).



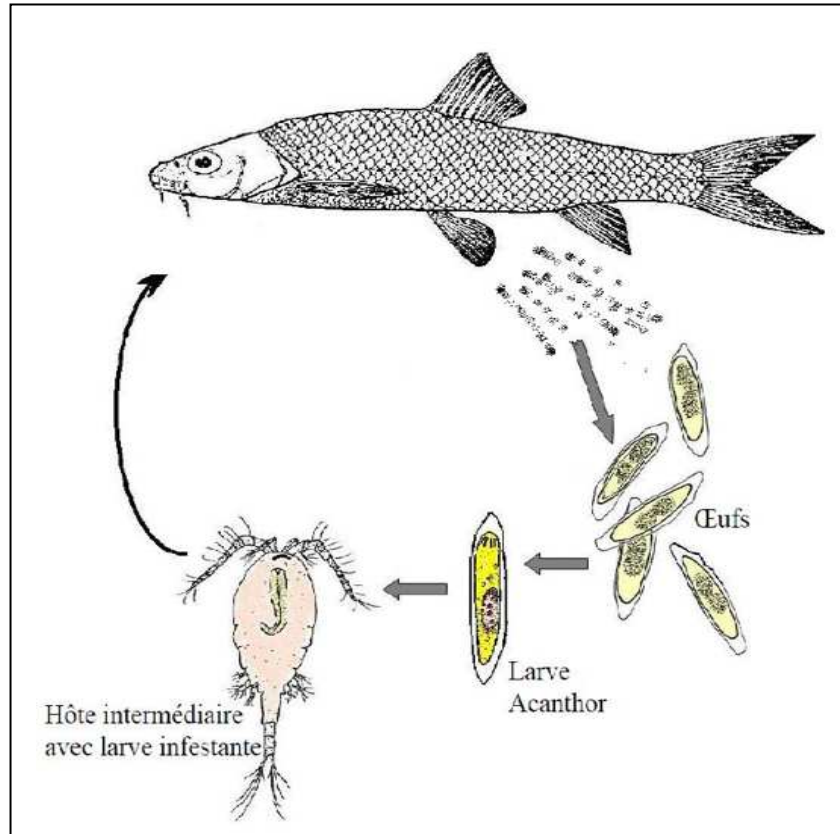
**Figure 41 :** Microscopie électronique à balayage de l'extrémité postérieure d'un mâle de *N. agilis* (Meddour, 2009).



**Figure 42 :** Montage de l'extrémité postérieure d'un mâle de *N. agilis* (Meddour, 2009).

### e) Cycle évolutif

Le poisson étant l'hôte définitif, le cycle est indirect et implique comme hôte intermédiaire un crustacé Amphipode du zooplancton (*Gammarus spp.*) ou un copépode Cyclopoida (ex : cycles de *N. agilis* et *Acanthogyrus (Acanthosentis) maroccanus* (**Fig. 43**)).



**Figure 43** : Cycle évolutif des Acanthocephales (Meddour, 1988).

### 2.5.2. Genre *Acanthogyrus* Thapar, 1927

#### a) Taxonomie

- Phylum: Acanthocephala Mayer, 1931
- Classe: Eoacanthocephala Van Cleave, 1936
- Ordre: Gyraacanthocephala Van Cleave, 1936
- Famille: Quadrigyridae Van Cleave, 1920
- S/Famille: Pallisentidae Van Cleave, 1928.

Genre: *Acanthogyrus* Thapar, 1927

(Syn. = *Acanthosentis* Verma et Datta, 1929 ; = *Hemigyris* Achmerova et Dombrowskaya, 1941)

Espèce : *Acanthogyrus (Acanthosentis) maroccanus* (Dollfus, 1951)

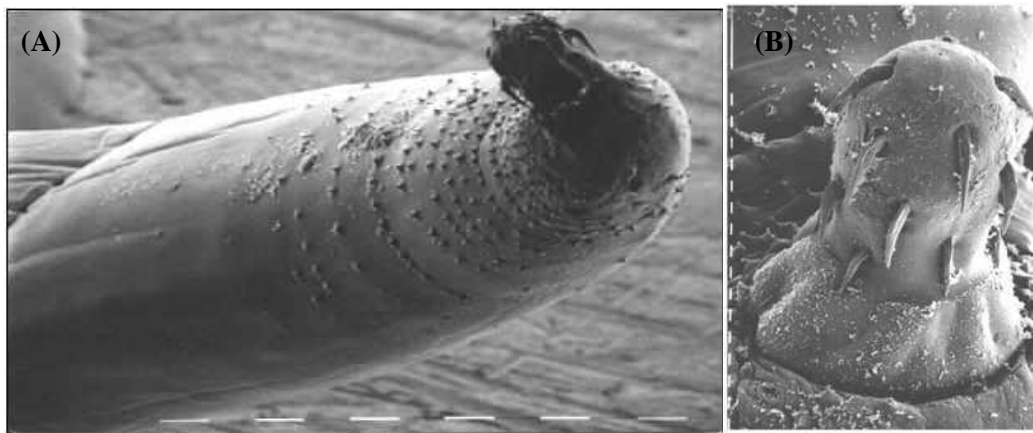
(Syn.= *Acanthosentis maroccanus* Dollfus, 1951).

## b) Hôtes et Distribution géographique

Chez *Barbus callensis* dans Lac Oubeira, Oued El Kebir, Oued Bounamoussa, barrage Ain Dalia, Oued Seybouse, Barrage Guelma et dans l'étang de Diar Djari (La Marsa, W. Skikda).  
Chez *Barbus setivimensis* (barrages de Harreza, Aïn Zada et Skikda, Oued Isser et région de Tipaza).

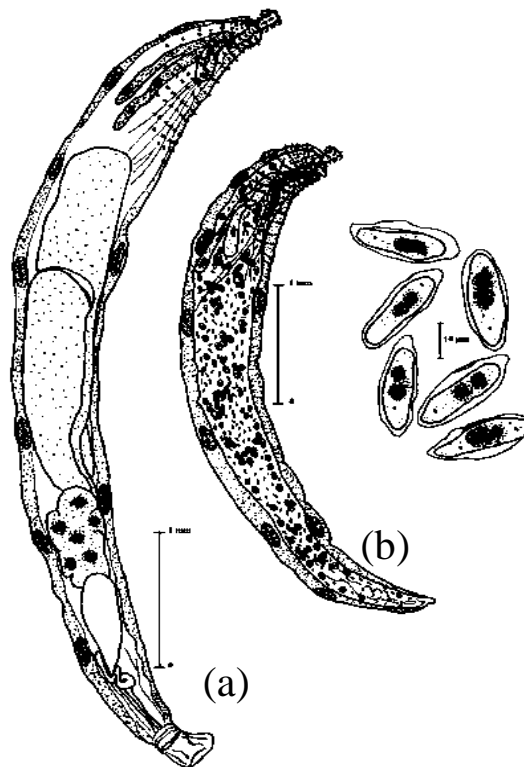
## c) Morphologie générale

La description donnée par Meddour (1988 ; 2009) indique les caractéristiques suivantes : Corps long et cylindrique, à courbure sur le côté ventral (**Fig. 44 A**). Proboscis ou rostre petit, rétractile, possédant 18 crochets répartis en trois rangées de six crochets chacune (**Fig. 44 B**). Seule la partie antérieure externe du tronc est parsemé de petit crochets coniques plus abondant du coté ventral, disposé en 12 à 18 rangées transversales. Leur nombre est inconstant.



**Figure 44** : (A) ; *Acanthogyrus (A.) maroccanus* (*Barbus callensis* - Lac Oubeira. Marker = 58,8µm. à 7,2 kV). (B) ; Crochets du Proboscis d'*Acanthogyrus (A.) maroccanus*. (Marker = 10 µm à 7,2 kV) (Meddour, 2009).

L'extrémité postérieure de la femelle est arrondie parfois conique. Chez le mâle elle présente une bourse copulatrice. L'hypoderme comporte 10 à 12 noyaux géants de forme irrégulière dont 8 sont situés dorsalement. Les lemnisques sont inégaux, munis de deux noyaux géants. Les glandes copulatrices forment un syncytium à six noyaux en arrière du testicule postérieur. Les femelles d'*A.(A.)maroccanus* (5,69 à 15,66 mm de long) sont plus grandes que les mâles (4,33 à 8,45 mm). Dans la (**fig. 45**), le mâle est plus grand que la femelle afin de mieux représenter ces détails morphologiques, critères d'identification de cette espèce (Meddour, 1988 ; 2009 ; 2011).



**Figure 45 :** *Acanthogyrus maroccanus* ; **(a)** mâle et **(b)** femelle (Meddour, 1988 ; 2009 ; 2011).

### c) Cycle évolutif

Le cycle est indirect. L'hôte intermédiaire est un copépode du zooplancton. Sharma et Wattal (1976) ont démontré que seules les femelles de *Mesocyclops leukarti* interviennent dans le cycle évolutif d'*Acanthogyrus dattai* . Il faut souligner la grande spécificité des Acanthocéphales vis-à-vis de l'hôte intermédiaire et de l'hôte définitif (**Fig. 43**, p. 52).

## 2.6. Les Crustacés Parasites

### 2.6.1. Genre *Argulus* Müller, 1785

#### a) Taxonomie

Phylum :	Arthropoda
Classe :	Crustacea Lamarck, 1801
Ordre :	Branchiura Thorell, 1864
Famille :	Argulidae Müller, 1785
Genre :	<i>Argulus</i> Müller, 1785
Espèces :	<i>Argulus sp.</i> <i>Argulus foliaceus</i> (Linnaeus, 1758)

**b) Hôte :** Sans spécificité pour l'hôte, ces poux des poissons sont ectoparasites observés sur *Barbus callensis*, *B. setivimensis*, *Pseudophoxinus callensis*, *P. guichenoti*, *P. punicus*, *Cyprinus carpio* et *Carassius gibelio*

**c) Distribution géographique :** Lac Oubeira, Lac Tonga, Oued El Kebir, Oued Bounamoussa, et barrage de Ain Defla, Harreza, Boukourdane et Guenitra.

#### d) Morphologie

Corps aplati dorso-ventralement, mesurant 3 à 9 mm de long ; céphalothorax en carapace ronde plus large que la moitié de la longueur du corps, avec deux yeux antérieurement ; face ventrale portant 2 ventouses pédonculées (Maxilles 1) servant à la fixation du parasite sur l'hôte ; bouche tubulaire ; stylet préoral perforateur rétractable ; 4 paires de pattes nageuses ; 2 yeux et 2 petites antennes ; Tube digestif formé d'une bouche tubulaire, d'un abdomen 2 petits lobes arrondis (**Fig. 46**). Mâles et femelles similaires en structure et en taille ; absence des sacs ovigères chez la femelle.



**Figure 46 :** *Argulus foliaceus* (8).

### e) Cycle évolutif

Le cycle évolutif d'*Argulus* est direct. Les femelles pondent leurs œufs sur un substrat dur (cailloux, galets, végétation etc.). Selon les espèces, plusieurs pontes peuvent avoir lieu. D'après Paperna (1982), le nombre d'œufs varie de 100 à 400 chez *A. japonicus* et 421 chez *A. africanus*.

En fonction des espèces et de la température de l'eau, l'éclosion se fait après 12 à 80 jours. Généralement en condition optimale, elle a lieu au bout d'une semaine, libérant une larve nageante qui au bout de 6 jours entame sa première mue (Boxshall, 2005). En l'absence d'hôte, la survie larvaire est de 2 à 3 jours. Les argulidés quittent leur hôte lors des périodes de mues et sont capables de changer d'hôte au cours de leur vie.

## 2.6.2. Genre *Ergasilus* Kroyer, 1863

### a) Taxonomie

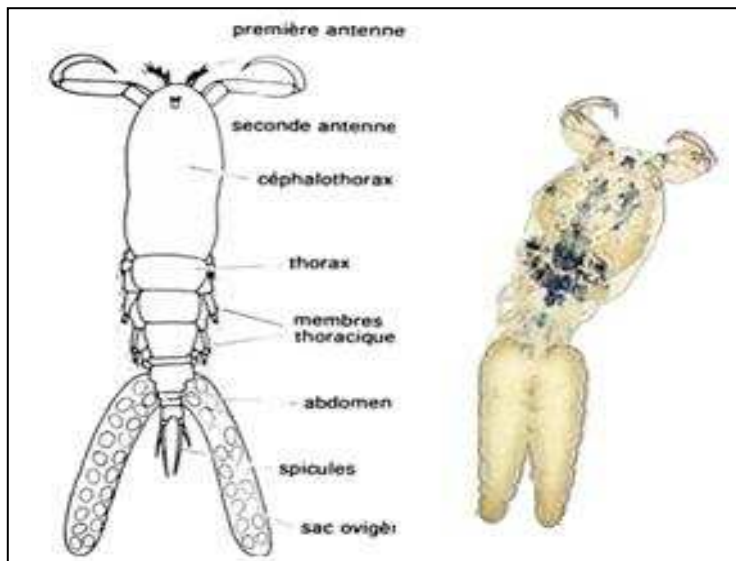
Phylum:	Arthropoda
Classe:	Crustacea Lamarck, 1801
Ordre:	Copepoda Milne-Edwards, 1834-1840
Famille:	Ergasilidae Thorell, 1859
Genre:	<i>Ergasilus</i> Nordmann, 1832
Espèce:	<i>Ergasilus lizae</i> Kroyer, 1863 (= <i>Ergasilus nanus</i> Van Beneden, 1870)

### b) Hôtes et distribution géographique

- *Ergasilus* sp. chez *Barbus callensis*, *Cyprinus carpio*, *Carassius gibelio*.
- *Ergasilus lizae* chez *Mugil cephalus*, *Liza ramada* (Lac Oubeira, Oued Bounamoussa, et Oued El Kébir).

### c) Morphologie générale

Seules les femelles *Ergasilus lizae* (longueur < à 2 mm) sont parasites des lamelles branchiales des poissons. D'aspect blanchâtre à brun sombre, elles portent deux sacs ovigères distincts. La tête et le premier segment thoracique sont fusionnés en un céphalothorax renflé dorsalement. L'œil est médian vers l'extrémité antérieure. Les deux paires d'antennes sont segmentées, la première est petite, garnie de soies tandis que la seconde est grande, en forme de crochet permettant la fixation du parasite sur les filaments branchiaux (**Fig. 47**). Cette dernière constitue l'élément de diagnose le plus significatif du genre *Ergasilus*.



**Figure 47** : Morphologie d'*Ergasilus* (9).

#### **d) Cycle évolutif**

Les œufs sont produits dans les deux sacs ovigères des femelles. Ils s'y développent jusqu'à l'éclosion. Les nouveaux sacs ovigères sont produits par la femelle en 1 à 2 jours. Les stades larvaires comprennent des Nauplii libres, des Métanauplius et plusieurs stades de copépodites.

Les Métanauplius et les Copépodites se nourrissent de nanoplancton. Les males adultes sont libres et les femelles sont fécondées lors de leur phase libre avant leur fixation sur l'hôte. Les femelles pénètrent dans la cavité branchiale, se fixent sur les filaments branchiaux pour devenir adultes et peuvent vivre une année entière sur l'hôte (Ben Hassine, 1983).

### **2.6.3. Genre *Lernaea* Linné, 1758**

#### **a) Taxonomie**

Phylum : Arthropoda  
 Classe : Crustacea Lamarck, 1801  
 Ordre : Copepoda Milne-Edwards, 1834-1840  
 Famille : Lernaeidae Wilson, 1917  
 Genre : *Lernaea* Linné, 1746  
 Espèce : *Lernaea cyprinacea* Linné, 1758

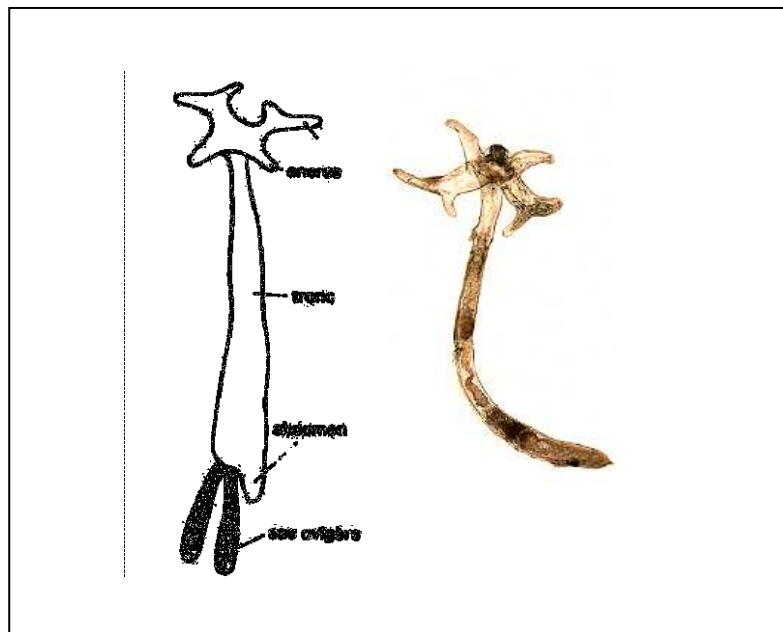
#### **b) Hôtes et Distribution géographique**

*Barbus callensis* et *Cyprinus carpio* (Lac Oubeira, Oued El Kébir, Oued Bounamoussa, Barrage Chefia).

### c) Morphologie générale

La femelle (7 à 9mm) se fixe dans le derme par sa partie céphalique. Le male n'est jamais parasite. Au cours de son développement, la femelle subit une métamorphose qui différencie sa morphologie des autres crustacés. En fait, ce crustacé subit une métamorphose qui fait que le stade adulte perd toutes ses caractéristiques morphologiques de crustacé et présente un abdomen ressemblant plus à un nématode.

*L. cyprinacea* se distingue par une tête à 4 cornes pointues ou renflées. Le thorax, non segmenté, devient tubulaire pouvant s'épaissir graduellement vers l'extrémité postérieure où l'on remarque parfois deux sacs ovigères grâce à des cornes ou processus d'ancrage dont la forme est le critère de différenciation spécifique (**Fig. 48**).



**Figure 48** : Morphologie de *Lernaea cyprinacea* (10).

### d) Cycle évolutif

Le développement larvaire et la durée de vie du stade adulte sont dépendants de la température. De 12 °C à 16 °C et au bout de 9 jours, les œufs libèrent la forme Nauplius I. Le stade copépodite apparaît au bout de 14 jours et le stade femelle adulte est atteint 60 jours après l'éclosion. La durée de vie de la femelle est de 2 à 3 mois. De 27°C à 30°C, l'éclosion se fait en 3 à 6 jours libérant la forme Nauplius I qui évolue en copépodite en 2 à 3 jours. Le stade femelle est précoce et apparaît au bout de 9 à 12 jours après éclosion (Kabata, 1970 ; Van Duyn, 1973).

## 2.7. Les larves Mollusques Bivalves

### 2.7.1. Glochidies du Genre *Anodonta*

#### a) Taxonomie

Phylum :	Mollusca
Classe :	Bivalvia
Ordre :	Eulamellibranchia
Famille :	Unionidae
Genre :	<i>Anodonta</i>
Espèce :	<i>Anodonta sp.</i>

#### b) Hôtes et distribution géographique

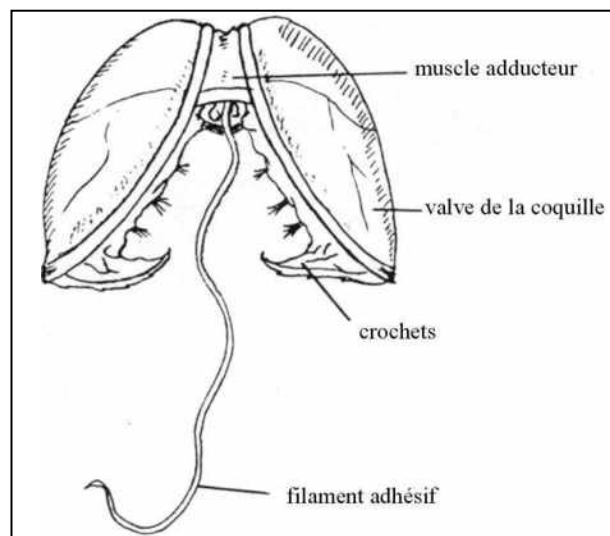
Parasite tous les poissons ; *Cyprinus carpio*, *Barbus callensis*, *Anguilla anguilla*, *Pseudophoxinus callensis*, *P. guichenoti*, *Carassius gibelio*, *Gambusia affinis affinis* (Lac Oubeira, Oued El Kébir, Oued Bounamoussa, barrage Cheffia).

Chez *Barbus callensis* dans l'étang de Diar Djari (La Marsa, W. Skikda).

#### c) Morphologie

Dans le Lac Oubeira, les adultes du genre *Anodonta* peuvent atteindre 20 cm de longueur. Le bord ventral de la coquille est droit à concave en région moyenne. La couleur est typiquement marron sombre. Leurs valves sont minces et pourvues de petits crochets sur leur bord interne (**Fig. 49**).

Le stade larvaire des *Unionidés* est parasite temporaire des branchies, nageoires et peau des poissons d'eau douce. Les stades juvéniles et adultes se retrouvent enfouis dans le substrat (sable, vase...) et même au niveau des berges.

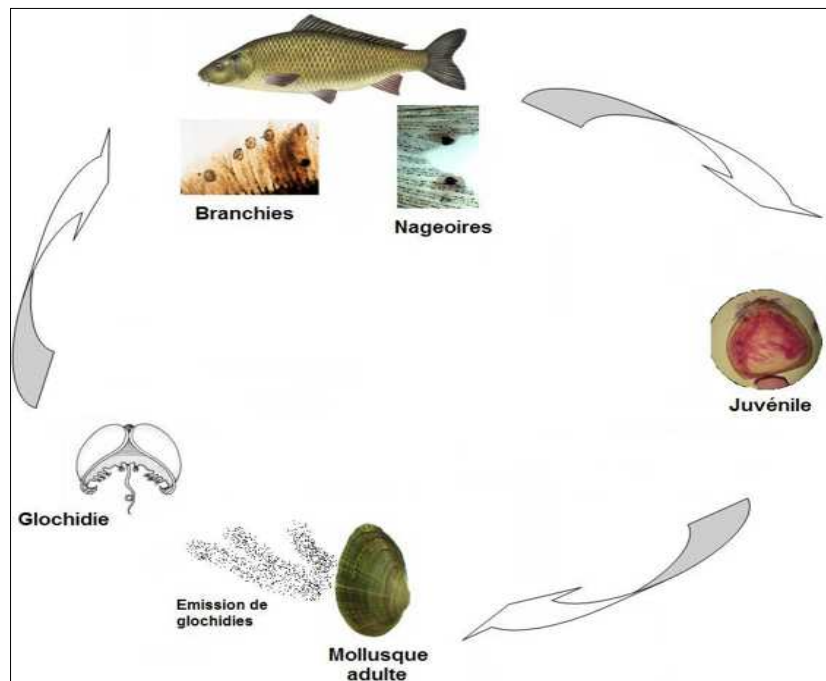


**Figure 49** : schéma de la larve glochidium des Unionidés (2).

#### d) Cycle évolutif

Durant la période de reproduction, à l'approche d'un poisson, les mollusques adultes propulsent les larves dans l'eau. Les glochidies libérées se fixent au niveau des nageoires de l'hôte grâce à leurs filaments adhésifs et à leurs crochets situés sur les bords internes des valves. Quand ces larves sont absorbées par les poissons, leur fixation se fait au niveau des lamelles branchiales.

La fixation des crochets du glochidium irrite l'épithélium branchial ou la nageoire. Un processus inflammatoire entraîne l'enkystement du parasite en 2 à 4 heures (Van Duyn, 1973). Le bivalve enkysté se nourrit de cellules de son hôte par osmose (Paperna, 1982). Cette phase d'enkystement peut durer 1 mois (Bykhovskaya-Pavlovskaya *et al.*, 1962) à 10 semaines (Van Duyn, 1973). Au stade juvénile, le mollusque se détache de l'hôte poisson pour poursuivre sa croissance dans le substrat (**Fig. 50**).



**Figure 50** : Cycle évolutif d'*Anodonta sp.*

## CONCLUSION

Cette étude nous a permis de recenser la présence de 34 parasites chez 16 espèces de poissons dulcicoles d'Algérie. Cette biodiversité ne reflète pas la réalité présente dans les hydrosystèmes et les milieux piscicoles car divers écosystèmes aquatiques du pays n'ont pas encore été investigués.

Il est important de réviser le statut de l'ichtyofaune des eaux douces d'Algérie afin de dresser un listing complet des espèces présentes et de définir leur distribution géographique. Les espèces répertoriées dans la littérature de la période coloniale doivent être confirmées ou infirmées au niveau des plans d'eau désignés par les auteurs de cette époque, particulièrement les truites *Salmo trutta macrostigma* et *Salmo gairdneri*.

Sur le plan parasitaire, Cet inventaire n'est pas exhaustif mais offre de nouvelles perspectives de recherche sur les parasitoses tant en milieu naturel que piscicole. Les impacts pathogènes des parasites sur les espèces hôtes doivent aussi faire l'objet d'études afin de situer les niveaux d'infestations (Prévalence, Intensité, Abondance) et évaluer leur impact dans les systèmes piscicoles et définir la dynamique saisonnière propre à chaque entité parasitaire.

L'importation de poissons pour stimuler la pisciculture a engendré l'introduction en Algérie de nouvelles entités parasitaires comme *Chilodonella piscicola*, *Trichodina spp.*, *Ichthyophthirius multifiliis*, *Dactylogyrus sp.*, *Gyrodactylus sp.*, *Cichlidogyrus halli*, *Bothriocephalus acheilognathi*, *Argulus foliaceus* et *Lernaea cyprinacea*. Les milieux repeuplés en poissons importés doivent faire l'objet d'un monitoring afin d'évaluer leur impact environnemental.

## Références bibliographiques

- Almaça C. (1970 a) :** Sur les barbeaux (genre et sous-genre *Barbus* de l'Afrique du Nord. *Bul. Mus. His. Nat.*, Paris, 2e série T42: 141-158
- Ammouchi. F, Gharifi. N et Gouri. A, (1999) :** Etude épizootologique des endoparasites chez *Anguilla anguilla*, *Cyprinus carpio* *Carassius carassius* et *Pseudophoxinellus callensis* du lac Oubeïra (Parc National d'El Kala). Mémoire pour l'obtention du diplôme d'Ingénieur en Aquaculture, Institut des Sciences de la Nature, Université d'Annaba. 53 pp.
- Andrews,C.; Chubb, J.C.; Coles, T. et Darsley, A.,(1981):** The occurrence of *Bothriocephalus acheilognathi* Yamaguti,1934 (*B.gowkongensis*), (Cestoda : Pseudophyllidea) in the British Isles. *Journal of Fish Diseases*, 4, 89 – 93.
- Aoun-Kaïd et Chaïb, (1994) :** Actualisation de l'inventaire des parasites de l'ichtyofaune (Cyprinidés et *Anguilla anguilla*) du lac Oubeïra. Etude épizootologique spécifique. Mémoire pour l'obtention du diplôme d'Ingénieur en Aquaculture, Institut des Sciences de la Nature, Université d'Annaba, 70 pp.
- Ayeche et Djelloudi, (2010) :** Analyse des aménagements piscicoles et de la gestion sanitaire de la ferme aquacole « Ezzahra ». Mémoire d'ingénieur d'état en sciences de la mer option : Aquaculture, ENSSMAL, Alger, 57pp.
- Azzaz et Boucif, (2000) :** Exploitation et pathologie d'*Anguilla anguilla* du lac Tonga. Mémoire d'ingénieur en Aquaculture, Département des Sciences de la Mer, Université Annaba, 38pp.
- Bahri, S. (1997) :** Etude comparée de quelques Myxosporidies parasites de poissons Mugilidae de Méditerranée occidentale : Aspects structuraux, biologiques et immunologiques. Thèse de Doctorat, Parasitologie, U.S.T.L., Montpellier, 153 pp.
- Bauer et Schulman, (1984):** Determination of parasites of freshwater fishes.Parasites simple (Protozoa), Vol. 1. Academy of science of the Soviet Union, « Nauk » Leningrad, USSR, 428pp.
- Belaribi, R. (2008) :** Investigation préliminaire sur la parasitofaune des Cichlidés d'Algérie. Mémoire d'ingénieur d'état en sciences de la mer option : Aquaculture, ISMAL, 59 pp.
- Benabdelkader, et Djaroud, (2001) :** Inventaire parasitaire de *Barbus setivimensis* du barrage de Guenitra (w. Skikda). Mémoire d'ingénieur en Aquaculture, Département des Sciences de la Mer, Université Annaba, 38pp.
- Ben Hassine, O.K. (1983) :** Les copépodes parasites des poissons Mugilidae en Méditerranée occidental (cotes Françaises et Tunisiennes).Morphologie, bio-écologie, cycles évolutifs. Thèse Doctorat d'état, Université des Sciences et Techniques du Languedoc, Montpellier, 471pp.
- Blanc, (1994) :** Biologie du cycle d'*Anguillicola crassus* (Nematoda, Dracunculoidea).Contrôle thérapeutique des ses populations. Thèse de Doctorat, université de Perpignan, 185 pp.
- Bonneau, S. ; Blanc, G. et Petter, J.A. (1991) :** Etude sur la biologie des premiers stades larvaires d'*Anguillicola crassus* (Nematoda, Dracunculoidea) : Spécificité de l'hôte intermédiaire en influence de la température sur la durée du développement. *Bull. Fr. Pêche Piscic.*, 320, 1-6.
- Boukhalfa,M. (2008) :** Biodiversité de la parasitofaune de *Barbus setivimensis* : Approche préliminaire. Mémoire d'ingénieur d'état en sciences de la mer option : Aquaculture, ISMAL, Alger, 59pp.
- Bouhadad, R. (1993) :** Distribution des espèces du genre *Barbus* en Algérie. *Cahiers d'Ethologie*, 13, 185-188.
- Bouhadad, R. (1998) :** Génétique des populations de barbeaux (Genre *Barbus*, Poisson Cyprinidae) des Oueds Algériens. Thèse de Doctorat d'état, U.S.T.H.B, Alger, 150pp.

**Bouزيد-Lamine, W. (2008):** Structure génétique de *Ligula intestinalis* (Cestode : Diphyllbothriidea), parasite des poissons d'eau douce. Thèse de Doctorat, Option Écologie et évolution des populations et communautés. Université Toulouse III Paul Sabatier, Toulouse, 162pp.

**Boxshall, G. (2005):** Branchiua (fishlice) in Marine Parasitology. Klaus Rohde Editor, CSIRO Publishing, Collingwood, Australia and CABI Publishind, Wallingford, UK, 565pp.

**Bykhovskaya-Pavlovskaya, I.E.; Gusev, A.V.; Dubinine, M.N.; Izyumova, N.A.; Smirnova, T.S.; Sokolovskaya, I.L.; Shtein, G.A.; Schulman, S.S. and Epshtein, V.M. (1962):** Key To The Parasites of Freshwater Fishes of The U.S.S.R., *Izdatel'stov Akademii Nauk, S.S.S.R.*, Moskow, Leingrad, (English Translation).

**Chubb, J.C. (1981):** The Chinese tapeworm *Bothriocephalus acheilognathi* Yamaguti, 1934 (Synonym *B.gowkongensis* Yeh, 1955) in Britain. *Proceedings of the Second British Fisheries Conference*, University of Liverpool, 40 – 51.

**Chubb, J.C.; Pool, D.W.; and Veltkamp, C.J. (1987):** A key to the spices cestodes (tapeworms) parasitic in the British and Irish freshwater fishes. *J. Fish Biol.*, 31: 517-543.

**Crean, S.R.; Dick, J.T.A.; Evans, D.W.; Elwood, R.W. and Rosell, R.S. (2003):** Anal redness in European eels as an indicator of infection by the swimbladder nematode, *Anguillicola crassus*. *Journal of fish of biology* 62, 482-485.

**Crompton, (1985)** Reproduction, Biology of Acanthocephala. Cambridge University Press, Cambridge, UK., 519 pp.

**Daghmouchi, S. et Lemouchi, K. (2003):** Contribution à l'étude de quelques ectoparasites branchiaux (Trématodes Monogènes et Crustacés parasites) chez les Mugilidés dans la baie d'Annaba. Mémoire d'Ingénieur en Aquaculture, Département des Sciences de la Mer, Université Annaba, 55pp.

**Dahmani, A. (1999):** Les ichtyoparasites du lac oubeira : Etude synthétiques (1988, 1999). Mémoire de D.E.U.A., Département des Sciences de la Mer, Université Annaba, 52pp.

**Dahraoui, M. et Yamak, S.S. (1992):** Caractérisation de l'épizootologie des parasitoses de *Barbus callensis* dans le système hydrologique Oued Messida–Oued El Kébir Est et de quelques espèces piscicoles secondaires. Mémoire pour l'obtention du diplôme d'Ingénieur d'état en Aquaculture, Institut des Sciences de la Nature, Université d'Annaba. 62pp.

**Djaafria, S. ; Hadj-Ammar, L. et Mehellou, H. (1989):** Inventaire des parasites affectant l'ichtyofaune de l'Oued Bounamoussa. Mémoire de D.E.S., Institut des Sciences de la Nature, Université d'Annaba. 74 pp.

**Djabourabbi, A. et Ghimouz, M. (2001):** Révision sur la parasitofaune affectant les cyprinidés *Barbus callensis*, *Cyprinus carpio*, *Carassius carassius* de l'Oued Bounamoussa. Mémoire d'ingénieur Département des Sciences de la Mer, Université Annaba, 85 pp.

**Dieuzede, R. et Champagne, R. (1950):** L'Able de la Calle *Phoxinellus callensis*. *Station d'aquaculture et de pêche de Castiglione, Fasc. 2*, 173-184.

**El-Matbouli, M.; Fisher-Scherl, T.H. and Hofmann, R.W. (1992):** Present knowledge on the life cycle, taxonomy, pathology, therapy of some *Myxosporea spp.* important for freshwater fish. *An. Rev. Fish Dis.* ; 367-402

**Gauvet G., (1930):** Conseils pratiques pour l'élevage des poissons d'ornement en Algérie .2<sup>ème</sup> fasc. stat. Castigl .1930.p11 - 15.

**Ghorab, I., Guedah, D et Hamida, C, (1999):** Les ectoparasites de *Cyprinus carpio* et *Carassius carassius* (Cyprinidae) du lac Oubeira (Parc National d'El Kala). Suivi épizootologique. Mémoire pour l'obtention du diplôme d'Ingénieur en Aquaculture, Institut des Sciences de la Nature, Université d'Annaba, 70 pp.

**Henchiri, I. (2004)** : Révision des investigations (1988 à 2003) sur la parasitofaune des poissons dans le nord-est algérien. Mémoire d'ingénieur d'état en aquaculture. Département des Sciences de la Mer, Université Annaba, 70 pp.

**Imada, R. and K., Muroga, K. (1977)**: *Pseudodactylogyrus microrchis* (Monogenea) on the gills of cultured eel. Seasonal changes in abundance. *Bull. Japan. Soc. Sci. Fish.* 43, pp. 1397-1401.

**Kabata, (1970)**: Crustacea as enemies of fishes. Book 1 of Diseases of fishes. Edites by Sniesco, S. F & Axelrod, H. R. Jersey City, New Jersay, T.F.H Publication Inc. Ltd.; 111 pp.

**Kennedy and Fitch, (1990)**: Colonization, larval survival and epidemiology of the Nematode *Anguillicola crassus*, in Britain. *J. Fish Biol.* 36; 117-131.

**Kirk,K.; Kennedy, C.R. and Lewis, J.W. (2000)**: Effect on salinity on hatching survival and infectivity of *Anguillicola crassus* (Nematoda, Dracunculoidea). *Diseases of Aquatic Organisms*, 40, 211-218.

**Loucif, N. ; Meddour, A. et Samraoui, B. (2009)** : Biodiversité des parasites chez *Anguilla anguilla* Linnaeus, 1758 dans le Parc National d'El kala - Algérie. *European Journal of Scientific Research*, Vol. 25, N° 2, 300 – 309.

**Loucif, N. (2009)** : Parasites de l'anguille *Anguilla anguilla* Linnée, 1845 du Lac Tonga, Parc National d'El Kala. Thèse de Doctorat, Département des Sciences de la Mer, Université Badji Mokhtar Annaba, 100 pp.

**Mâali, L, Mici, S & Abdou, W., (1995)** : Synthèse des travaux établis sur les ichthyoparasitoses (1988-1994), dans le lac Oubeïra, l'oued El Kebir (Taref) et l'oued Bounamoussa. Mémoire pour l'obtention du diplôme d'Etudes Universitaires Appliquées (D.E.U.A.). Option : A.B.B. Institut des Sciences de la Nature, Université de Badji Mokhtar Annaba.

**Maachi, L. (1990)** : Contribution de la médecine vétérinaire dans le contrôle parasitaire en pisciculture. Cas du lac Oubeïra. Mémoire pour l'obtention du Diplôme de Docteur en Médecine Vétérinaire, Institut des Sciences Vétérinaires, Université de Constantine.

**Markiw, M.E. and Wolf, M. (1983)**: *Myxosoma cerebralis* (Myxosoa, Myxosporidea) etiologic agent of Salmonid whirling disease requires tubificid worm (Annelida : Oligochaeta) in its life cycle. *J. Protozool.*; 30, 3, 561-564.

**Meddour, A. (1988)**: Parasites of freshwater fishes from Lake Oubeira, Algeria. Thesis of Master of Science, Department of Zoology, The University of Liverpool, U.K., 146 pp.

**Meddour, A. (1989a)** : Parasites affectant l'ichtyofaune du Lac Oubeïra, El Kala. **(Communication)** 4èmes Journée Nationales de Parasitologie, Annaba, Société Algérienne de Parasitologie, Institut Pasteur Alger, 9 pp.

**Meddour, A. ; Hadj-Ammar, L. ; Mehellou, H. & Djaafria, S. (1989b)** : Les parasites affectant l'ichtyofaune de l'oued Bou Namoussa, Wilaya de Tarf. 4èmes Journée Nationales de Parasitologie, Annaba, Société Algérienne de Parasitologie, Institut Pasteur Alger, 2 pp.

**Meddour, A ; Hadj-Amar, L. ; Mehellou, H. & Djaafria, S. (1990)** : Les ichthyoparasitoses dans le Nord-Est algérien. 3èmes Journées Nationales Vétérinaires, Alger - Mars 1990, Société de Médecine Vétérinaire Alger.

**Meddour, A. (1992)** : Prévention et contrôles des parasitoses dans les systèmes piscicoles. Premier Forum International Vétérinaire. Société Algérienne de Médecine Vétérinaire, Alger Mai 1992, 14 pp.

**Meddour, A. Meddour-Bouderda, K. et Bensouilah, M. (1999)** – Bilan d'une pisciculture extensive et parasites des poissons de la lagune Mellah et du lac Oubeira (Parc National El Kala). *Proceedings des Journées Internationales d'études sur les Sciences Marines J'NESMA99, Commandement des Forces Navales, Alger, Atelier B, 657-670.*

**Meddour, A. ; Rouabah, A. ; Remili, A. et Khatal, Y. (2000)** : Expérimentations sur la reproduction artificielle de *Stizostedion lucioperca*, *Hypophthalmichthys molitrix*, *Aristichthys nobilis* en Algérie. *XVIIème Congrès Vétérinaire Maghrébin, Union Maghrébine Vétérinaire Société, Algérienne de Médecine Vétérinaire, Alger 03-05 Mai 2000.*

**Meddour, A. et Bouderda, K. (2001)** : Biodiversité et développement piscicole au parc National El Kala Algérie. *Proceedings of the International Workshop on Marine Biodiversity in Muslim Countries, Algiers, 22-24 October 2001. INOCMPRH-IDB, Workshop Report N° 07, INOC, Turkey, 42-51.*

**Meddour, A. (2002)**: Microscope électronique a balayage des parasites des Cyprinidés du Lac Oubeira Algérie. *27th World Vetenary Congress, Tunis, Tunisia, World Vetenary Association – Ordre National des Médecins Vétérinaires de Tunisie, 23 pp.*

**Meddour, A. ; Rouabah, A. ; Meddour-Bouderda, K. ; Loucif, N. ; Remili, A. et Khatal, Y. (2005)** : Expérimentations sur la reproduction artificielle de *Sander lucioperca*, *Hypophthalmichthys molitrix* et *Aristichthys nobilis* en Algérie. *Sciences et Technologie C, N° 23, Juin 2005, 63 – 71.*

**Meddour, A.; Meddour-Bouderda, K. ; Zouakh, D.E. ; Brahim-Tazi, N.A. & Rouabah, A. (2007a)** : Prospects in the development of aquaculture in Algeria. *Workshop International sur la gestion des ressources halieutiques GRH2007, 29-30 Oct. 2007, ISMAL - Alger. 22 pp.*

**Meddour, A. ; Meddour-Bouderda, K. ; Zouakh, D.E. et Brahim-Tazi, N.A. (2007b)** – Les activités piscicoles dans le Parc National d'El KALA entre incidences pathogènes et conservation environnementale. *Workshop International Biodiversité et écosystèmes littoraux, BEL01, 27-29 Nov.2007. Université Es-Senia - Oran. 19 pp.*

**Meddour, A. (2008a)** : Impacts pathologiques dans les milieux piscicoles du Nord-Est algérien : Biodiversité de l'ichtyofaune dulçaquicole et parasitologie spécifique. *Rapport de Projet de Recherche MATE/CREAD Code 32.572, Ministère de l'Environnement et de l'Aménagement du Territoire, Alger, 44 pp.*

**Meddour, A. (2008b)** : Rapport final de Projet de Recherche ; Evaluations de la biodiversité de la parasitofaune dans les milieux piscicoles du Nord-Est Algérien. *Agence Nationale pour le Développement de la Recherche en Santé, PNRS 2004, Code ANDRS : 01-07-01-04-151, 40 pp.*

**Meddour, A. (2009)** : Pisciculture et Biodiversité de la Parasitofaune des Poissons dans le Nord-Est de l'Algérie. *Thèse de Doctorat es Sciences, Option Sciences Vétérinaires, Institut des Sciences vétérinaires, Centre Universitaire de Tarf, 236 pp.*

**Meddour, A.; Meddour-Bouderda, K. ; Brahim-Tazi, N.A. ; Zouakh, D.E. et Mehennaoui, S. (2010)** : Microscopie Electronique a Balayage des Parasites des Poissons du lac Oubeira – Algérie. *European Journal of Scientific Research, Vol.48, N°1, 129-141.*

**Meddour, A.; Meddour-Bouderda, K. ; Zouakh, D.E. ; Soumati, B. et Mehennaoui, S. (2011)** : Les pathologies transfrontalières de la filière pisciculture en Algérie. *ACTES DU 2ème Colloque International Biodiversite et Ecosystemes Littoraux. INOC – LRSE, Edité par Chouikhi, A., Inter Islamic Science & Technology Network on Oceanography, Izmir, Turkey, 37-45.*

**Mokrani, A. (2002)** : Parasitofaune des Cyprinidés *Carassius carassius* et *Barbus callensis*, de l'oued Bounamoussa (w.tarf). *Mémoire d'Ingénieur en Aquaculture, Département des Sciences de la Mer, Université Annaba, 44pp.*

- Molnar et Murai, (1973)** : Morphological studies of *Bothriocephalus gowkongensis* Yeh, and *B.phoxini* Molnar, 1968 (Cestoda, Pseudophyllidae). *Parasitologica Hungarica*, 6, 99-108.
- Moravec, F. and Taraschewski, H. (1988)** : Revision of the genus *Anguillicola* Yamaguti, 1935 (Nematoda: Anguillicolidae) of the swimbladder of eel, including descriptions of two new species, *A. novaezealandiae* sp. n. and *A. papernai*, sp.n. *Folia Parasitol. (Praha)* 35, 125-146.
- Mouchouka, N. et Rabhi, A. (2009)** : Contribution à l'étude de la parasitofaune de *Barbus setivimensis* (Cuvier et Valenciennes, 1842) et de *Cyprinus carpio* (Linné, 1758) Barrage de Keddara et Barrage de Aïn Zada. Mémoire d'ingénieur d'état en sciences de la mer option : Aquaculture, ENSSMAL, Alger, 53pp.
- Paperna, I. (1982)** Parasites, infections et maladies du poisson en Afrique. C.P.C.A. ; Documents techniques, N° 7, F.A.O. ; Rome, 202 pp.
- Pellegrin, J. (1921)** : Les poissons des eaux douces de l'Afrique du Nord : Maroc, Algérie, Tunisie, Sahara. Mém. Soc. Sci. Nat. du Maroc., Rabat, Maroc, 1-216.
- Pellegrin, J. (1939)** : Les barbeaux de l'Afrique du Nord française. Description d'une nouvelle espèce. Bull. Soc. Sci. Nat. du Maroc. 14, 1, 1-11.
- Pool, (1985)**: An experimental study of the biology of *Bothriocephalus acheilognathi* Yamaguti, 1934, (Cestoda : Pseudophyllidae). PhD Thesis, Department of Zoology, the University of Liverpool, 196 pp.
- Pool, D.W. et Chubb, J.C. (1985)**: A critical scanning electron microscope study of the scolex of *Bothriocephalus acheilognathi* Yamaguti, 1934, with a review of the taxonomic history of the genus *Bothriocephalus* parasitizing cyprinid fishes. *Systematic Parasitology*, 7, 199 – 211.
- Regan, T. (1916)**: The British fishes of the family Clupeinae and related species in other seas. *Annals and Magazine of Natural History*, 18, 8, 1-19.
- Rouabah, A. et Meddour, A. (2006)** : Perspectives de développement de la pisciculture en Algérie par induction hormonale. *Congrès Vétérinaire Maghrébin, Association Nationale de Médecine Vétérinaire de Tunisie, Société Algérienne de Médecine Vétérinaire*, Hammamet 14-15 Avril, Tunisie, 31p.
- Risson, (1992)** : Mise au point d'une méthode de comptage et de sexage automatique par analyse d'images d'*Anguillicola crassus*, parasite de l'anguille européenne. Thèse de Docteur Vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes, 145 pp.
- Saieb, R. (1991)** : Contribution à l'étude épidémiologique saisonnière des ecto et endoparasitoses de l'ichtyofaune du système hydrique Bou Namoussa. Mémoire d'Ingénieur d'état en Aquaculture, Institut des Sciences de la Nature, Université d'Annaba, 51pp.
- Seurat, L.G. (1930)** : Les connaissances actuelles sur les poissons culicivores. *Bull. Stat. Aquac. Pêche.Castiglione*, 1, 56-73.
- Sharma et Wattal (1976)** : First record of a cyclopoid host *Mesocyclops leukarti* (Claus) for an acanthocephalous worm *Acanthosenti dattai* Podder from Delhi (India). *Folia parasitologica (Praha)*, 23, 169-173.
- Scholz, (1997)**: The revision of species of *Bothriocephalus* Rudolphi, 1808 (Cestoda : Pseudophyllidae) parasitic in American freshwater fishes. *Systematic Parasitology* February 1997, Volume 36, Number 2, 85-107.
- Tazerouti, F. (1993)** : Contribution à l'étude de la biologie de reproduction d'un poisson téléostéen Cyprinidés d'eau douce *Barbus callensis* (Valenciennes, 1942). Thèse de Magistère, U.S.T.H.B., Alger, 157 p.

- Thibaut, (1992)** : Etude de la morphologie et de la biologie des stades libres et infestants d'*Anguillicola crassus* (Nematoda, Dracunculoidea) parasite de l'Anguille européenne (*Anguilla anguilla*) L.1758. Thèse de Docteur Vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes, 160pp.
- Van Duyn, (1973)**: Disease of fishes. 3rd Edition. I Life Books, Butterworth and Co. Publishers Rtd, London, 372 pp.
- Wolf, M. ; Markiw, M.E. and Hiltunen, J.K. (1986)**: Salmonid whirling disease *Tubifex tubifex* (Müller) identified as the essential Oligochaete in the Protozoan life cycle. *J. Fish. Dis.*; 9, 83-85.
- Zouakh D.E. (1995)** : Étude des macroinvertébrés et des poissons de l'oued El Harrach et de ses affluents appliquée à l'évaluation de la qualité des eaux. Thèse de magister, USTHB. 65 p
- Zouakh, D.E.; Adjout, H.; Bouroubi, H. ; Zeghimi, M. L. et Bouhadad, R. (2004)** : Étude expérimentale de l'adaptation à la salinité d'un poisson d'eau douce *Oreochromis niloticus* (Pisces, Cichlidae). *Congrès annuel de la Société Zoologique de France*, Reims, 4-6 octobre 2004, 29p.
- Zouakh, D.E. ; Moulla, M. ; Bouhadad , R. et Cherbi, M. (2005)** : Ichtyofaune, macrofaune benthique et peuplements zooplanctoniques des hydrosystèmes du Hoggar et du Tassili. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, 130, 1, 55-80.
- Zouakh, D.E. ; Meddour, A. ; Adjout, H. et Bouali, B. (2006)** : Pisciculture saharienne en Algérie : Bilan et perspectives. *3èmes Journées Franco-Tunisiennes de Zoologie*, Tabarka, Tunisie 3-7 Nov. 2006, 32 p.
- Zouakh, D.E. et Meddour, A. (2007a)**: Current situation of aquaculture in Algeria. *Aquaculture Europe 2007*, Istanbul, Turkey, 24-27 November 2007. (Poster).
- Zouakh, D.E. ; Bouaziz, A. et Meddour, A. (2007b)** : Etude bioécologique comparative de *Barbus setivimensis* Cuv. Et Val., 1842 (Pisces, Cyprinidae) dans deux milieux aquatiques différents. *Pelagos*, Actes du Workshop Gestion des Ressources Halieutiques, N° spécial, 171-174.
- Zouakh, D.E. et Meddour, A. (2008)**: First experimental controlled reproduction of the Black-Bass *Micropterus salmoides* (Pisces, Centrarchidae) in Algeria. *32<sup>nd</sup> Annual Larval Fish Conference*, Kiel, Germany, 4-7 August. (Poster).
- Zouakh, D.E. (2009)** : Hydrosystèmes continentaux et valorisation des ressources ichtyologiques d'Algérie. Thèse de Doctorat d'état. Faculté des Sciences Biologiques, USTHB, Alger, 143 pp.

**URL:**

1. [http://www.google.com/imgres?imgurl=http://starcentral.mbl.edu/msr/rawdata/viewable/chilodonna\\_atw.jpg&imgrefurl=http://starcentral.mbl.edu/mv/portal.php%3Fpagetitle%3Dassetfactsheet%26imageid%3D146&h=350&w=292&sz=18&tbnid=UWBslaImamz0vM:&tbnh=120&tbnw=100&prev=/search%3Fq%3DCHILODONELLA%26tbm%3Disch%26tbo%3Du&zoom=1&q=CHILODONELLA&hl=fr&usg=\\_\\_Xdc\\_N1xk5cmcHptdiMd7o2XaXWE=&sa=X&ei=ydcHTp78F8yxhQfXuK26Dg&ved=0CCEQ9QEwAw](http://www.google.com/imgres?imgurl=http://starcentral.mbl.edu/msr/rawdata/viewable/chilodonna_atw.jpg&imgrefurl=http://starcentral.mbl.edu/mv/portal.php%3Fpagetitle%3Dassetfactsheet%26imageid%3D146&h=350&w=292&sz=18&tbnid=UWBslaImamz0vM:&tbnh=120&tbnw=100&prev=/search%3Fq%3DCHILODONELLA%26tbm%3Disch%26tbo%3Du&zoom=1&q=CHILODONELLA&hl=fr&usg=__Xdc_N1xk5cmcHptdiMd7o2XaXWE=&sa=X&ei=ydcHTp78F8yxhQfXuK26Dg&ved=0CCEQ9QEwAw)
2. <http://theses.vet-alfort.fr/telecharger.php?id=695>
3. [http://www.google.com/search?um=1&hl=fr&rlz=1W1GGLL\\_en&biw=1419&bih=781&tbm=isch&sa=1&q=cycle+%C3%A9volutif+de+Myxobolus&oq=cycle+%C3%A9volutif+de+Myxobolus&aq=f&aqi=&aql=&gs\\_sm=e&gs\\_upl=14752781149046810131129101211211012851173710.1.618](http://www.google.com/search?um=1&hl=fr&rlz=1W1GGLL_en&biw=1419&bih=781&tbm=isch&sa=1&q=cycle+%C3%A9volutif+de+Myxobolus&oq=cycle+%C3%A9volutif+de+Myxobolus&aq=f&aqi=&aql=&gs_sm=e&gs_upl=14752781149046810131129101211211012851173710.1.618)
4. [http://www.google.com/search?hl=fr&rlz=1W1GGLL\\_en&q=ligula+intestinalis&bav=on.2.or.r\\_gc.r\\_pw.&biw=1419&bih=742&pdl=3000&wrapid=tljp1308431303244016&um=1&ie=UTF-8&tbm=isch&source=og&sa=N&tab=wi](http://www.google.com/search?hl=fr&rlz=1W1GGLL_en&q=ligula+intestinalis&bav=on.2.or.r_gc.r_pw.&biw=1419&bih=742&pdl=3000&wrapid=tljp1308431303244016&um=1&ie=UTF-8&tbm=isch&source=og&sa=N&tab=wi)
5. [http://www.google.com/imgres?imgurl=http://www.bumblebee.org/invertebrates/images/Gyrodactyluscylin driformis.jpg&imgrefurl=http://www.bumblebee.org/invertebrates/PLATYHELMINTHES.htm&usg=\\_\\_ErR39njranz\\_YyyIZro29WxhTGU=&h=226&w=624&sz=105&hl=fr&start=25&zoom=1&tbnid=5CC4dDGvZAoI8M:&tbnh=68&tbnw=187&ei=St4HTpXYNY2o8APXnYG4DQ&prev=/search%3Fq%3Dgyrodactylus%2Bsp%26um%3D1%26hl%3Dfr%26sa%3DN%26rlz%3D1R2GGLL\\_en%26biw%3D1440%26bih%3D785%26tbm%3Disch&um=1&itbs=1&iact=hc&vpx=257&vpy=153&dur=2678&hovh=135&hovw=373&tx=224&ty=68&page=2&ndsp=31&ved=1t:429.r:1.s:25&biw=1440&bih=785](http://www.google.com/imgres?imgurl=http://www.bumblebee.org/invertebrates/images/Gyrodactyluscylin driformis.jpg&imgrefurl=http://www.bumblebee.org/invertebrates/PLATYHELMINTHES.htm&usg=__ErR39njranz_YyyIZro29WxhTGU=&h=226&w=624&sz=105&hl=fr&start=25&zoom=1&tbnid=5CC4dDGvZAoI8M:&tbnh=68&tbnw=187&ei=St4HTpXYNY2o8APXnYG4DQ&prev=/search%3Fq%3Dgyrodactylus%2Bsp%26um%3D1%26hl%3Dfr%26sa%3DN%26rlz%3D1R2GGLL_en%26biw%3D1440%26bih%3D785%26tbm%3Disch&um=1&itbs=1&iact=hc&vpx=257&vpy=153&dur=2678&hovh=135&hovw=373&tx=224&ty=68&page=2&ndsp=31&ved=1t:429.r:1.s:25&biw=1440&bih=785)
6. [http://www.google.com/search?um=1&hl=fr&rlz=1W1GGLL\\_en&biw=1419&bih=781&tbm=isch&sa=1&q=anguillicola+crassus&oq=anguillicola+&aq=0&aqi=g1&aql=&gs\\_sm=c&gs\\_upl=2431830124392981](http://www.google.com/search?um=1&hl=fr&rlz=1W1GGLL_en&biw=1419&bih=781&tbm=isch&sa=1&q=anguillicola+crassus&oq=anguillicola+&aq=0&aqi=g1&aql=&gs_sm=c&gs_upl=2431830124392981)
7. [http://digitalcommons.unl.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1731&context=jrnlp parasitology&sei-redir=1#search="Cycle+Ã©volutif+de+Rhabdochona+sp"](http://digitalcommons.unl.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1731&context=jrnlp parasitology&sei-redir=1#search=)
8. [http://www.google.com/search?um=1&hl=fr&rlz=1W1GGLL\\_en&biw=1419&bih=781&tbm=isch&sa=1&q=Argulus+foliaceus&oq=Argulus+foliaceus&aq=f&aqi=g1&aql=&gs\\_sm=e&gs\\_upl=70550717067611011110101010197119710.111](http://www.google.com/search?um=1&hl=fr&rlz=1W1GGLL_en&biw=1419&bih=781&tbm=isch&sa=1&q=Argulus+foliaceus&oq=Argulus+foliaceus&aq=f&aqi=g1&aql=&gs_sm=e&gs_upl=70550717067611011110101010197119710.111)
9. [http://www.google.com/search?um=1&hl=fr&rlz=1W1GGLL\\_en&biw=1419&bih=781&tbm=isch&sa=1&q=ergasilus&oq=ergasilus&aq=f&aqi=g1&aql=&gs\\_sm=e&gs\\_upl=259817845101251141014141012951187210.4.5110](http://www.google.com/search?um=1&hl=fr&rlz=1W1GGLL_en&biw=1419&bih=781&tbm=isch&sa=1&q=ergasilus&oq=ergasilus&aq=f&aqi=g1&aql=&gs_sm=e&gs_upl=259817845101251141014141012951187210.4.5110)
10. [http://www.google.com/search?um=1&hl=fr&rlz=1W1GGLL\\_en&biw=1419&bih=781&tbm=isch&sa=1&q=lernea&oq=lernea&aq=f&aqi=g1&aql=&gs\\_sm=e&gs\\_upl=145483116179310119115151111014321142910.3.2.0.118](http://www.google.com/search?um=1&hl=fr&rlz=1W1GGLL_en&biw=1419&bih=781&tbm=isch&sa=1&q=lernea&oq=lernea&aq=f&aqi=g1&aql=&gs_sm=e&gs_upl=145483116179310119115151111014321142910.3.2.0.118)

# Annexes

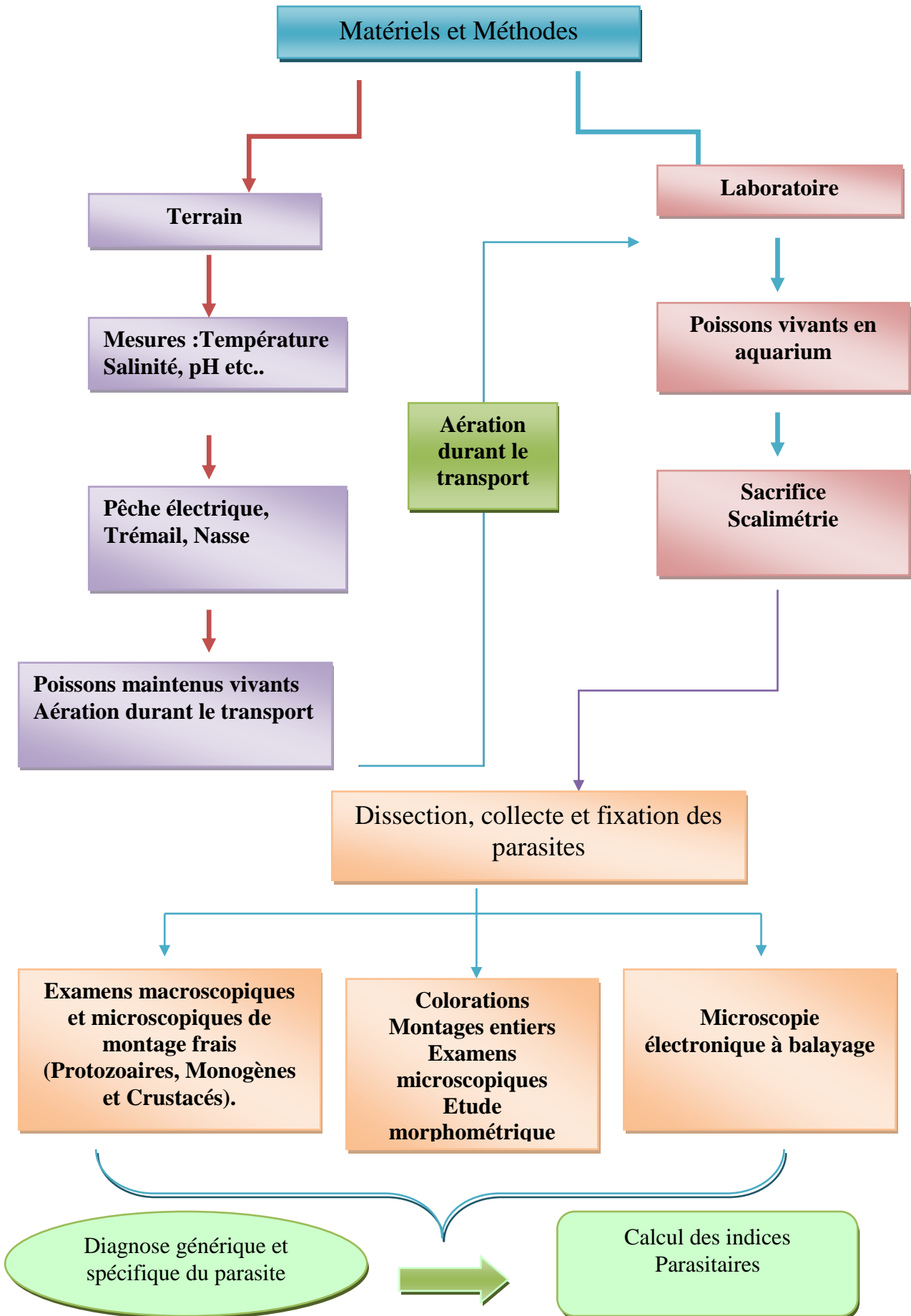


Figure annexe 01 : Diagramme des étapes de l'investigation parasitaire

## Protocoles d'investigation parasitaire (Meddour, 2009).

### 1. Site de pêche :



**Figure Annexe 02 :** Étang de Dar Djari, La Marsa, Wilaya de Skikda.



**Figure Annexe 02 :** Situation géographique de l'étang de Diar-Djari (La Marsa W.Skikda)



**Figure Annexe 04 :** Pêche au filet trémail dans l'étang de Dar Djari (La Marsa)



**Figure Annexe 05 :** *Barbus callensis* de l'étang de Dar Djari (La Marsa) capturé au filet trémail (maille 20 mm)



**Figure Annexe 06 :** Échantillons de *Barbus callensis* destiné à une investigation parasitaire.

## 2. Matériel et produits de laboratoire

- Aquariums de divers volumes (50 L ; 150 L ; 200 L)
- Trousse à dissection,
- Bacs à dissection,
- Piluliers pour la conservation des parasites,
- Boîtes de Petri en verre,
- Lames et lamelles,
- Pipettes Pasteur avec poire d'aspiration
- Verres à montre,
- Pinceaux fins à poils pour le prélèvement de parasites métazoaires de petites tailles,
- Loupe binoculaire **Olympus SZH-10**,
- Microscope optique **Leica DM 2000** équipé de tube à dessin et d'une caméra numérique,
- Balance (Max 5kg ; précision  $\pm 1$  gr),
- Anesthésique Méthasulfonate de Tricaine (appelé aussi MS-222 ou FinquelND)
- Fixateurs : Formaldéhyde à 10%, éthanol 70°, Acide Acétique Glacial,
- Colorants : Bleu de méthylène, Hématoxyline, ou Carmin Boracique,
- Solutions d'éthanol à différentes concentrations 70°, 80°, 90° et éthanol absolu (100%),
- Xylène, Toluène, Acide acétique glacial, Méthyle Salicylate,
- Baume de Canada.

## 3. Protocoles de dissection

Au laboratoire, les poissons sont placés dans des aquariums et maintenus vivants jusqu'au moment de la dissection (**fig.06**). Quelques paramètres morphométriques sont relevés pour chaque spécimen (Longueur Totale (LT), âge, poids). L'âge des poissons est estimé par scalimétrie. Les écailles seront prélevées au niveau antérieur sous la nageoire pectorale ou à proximité de la ligne latérale.

Après nettoyage à l'eau de Javel, elles sont placées entre lames et lamelles et observées sous microscope à faible grossissement. La détermination de l'âge est basée sur le dénombrement des groupes de stries les plus sombres correspondant à chaque période hivernale.



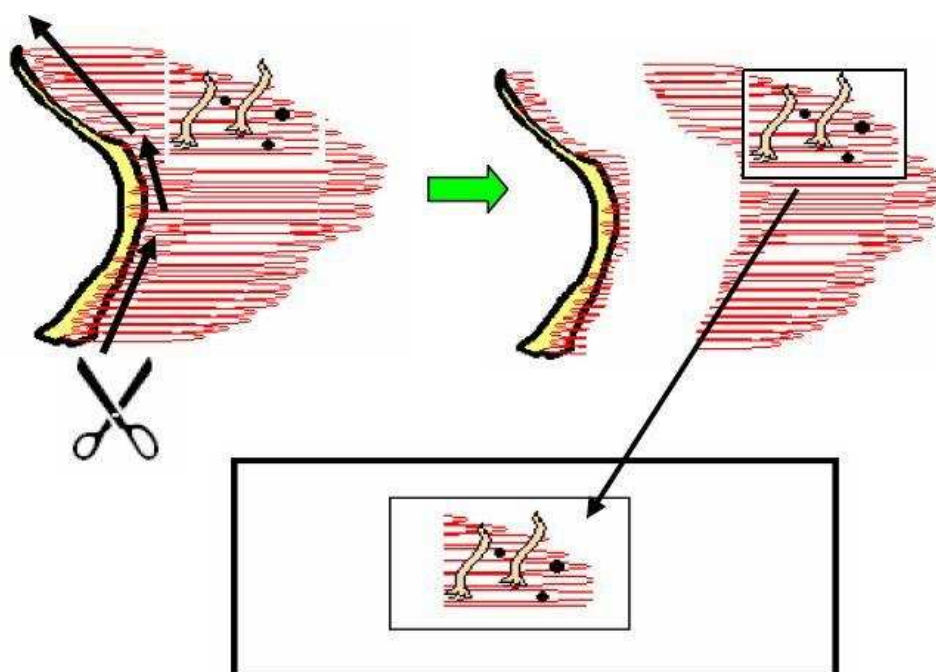
**Figure annexe 07** : Dissection de *Barbus callensis* pour une investigation parasitaire.

#### 4. Recherche des ectoparasites

La phase la plus urgente est le prélèvement de mucus corporel et son observation à l'état frais afin d'y rechercher la présence éventuelle de Protozoaires, de Monogènes ou de Crustacés parasites susceptibles de se détacher rapidement quand leur hôte meurt. La fraîcheur des poissons disséqués est un critère majeur dans la réussite d'une investigation parasitaire. Les poissons morts ou en état de décomposition ne font pas l'objet de dissection.

L'inspection de la surface externe du corps, des nageoires, des opercules et de la cavité buccale permet de déceler toute anomalie ou présence de Protozoaires (*Myxobolus*, *Ichthyophthirius*, *Trichodina* etc.), Monogènes (*Dactylogyrus*, *Gyrodactylus*) ou Crustacés (*Argulus*, *Lernaea*).

Les branchies sont isolées dans des boîtes de Pétri, puis rincées soigneusement pour éliminer l'excès de mucus et de sang afin de permettre sous loupe binoculaire une observation claire. Les lamelles branchiales sont sectionnées le long de l'arc branchial, isolées par petites portions, puis observées sous faible ou fort grossissement (**Fig.08**).



**Figure annexe 08 :** Méthode d'isolement entre lame et lamelle d'une section de lamelles branchiales parasitées par des Protozoaires et Monogènes.

Ces organes richement vascularisés sont habituellement le siège de diverses parasitoses à Protozoaires (*Myxobolus*, *Myxidium*, *Ichthyophthirius*, *Trichodina*), Trématodes Monogènes (*Dactylogyrus*, *Gyrodactylus* etc.), Crustacés (*Ergasilus*, *Lernaea*) et larves Glochidies de mollusques bivalves Unionidés.

Les parasites récoltés seront prélevés avec prudence, puis isolés sur lames puis directement observés à l'état vivant sous faible grossissement ou au microscope en vue de leur identification et dénombrement.

## 5. Recherche des endoparasites

L'inspection interne implique l'ouverture de la cavité abdominale et l'isolation des viscères. Une première incision est pratiquée de l'isthme branchial le long de la ligne médiane vers l'anus. Une seconde incision va de l'anus puis latéralement vers la région céphalique, le long de la ligne latérale. La cavité abdominale peut montrer la présence éventuelle d'endoparasites particulièrement des kystes de Protozoaires Myxobolidés, *Ligula intestinalis* (Cestoda), ou parfois *Anguillicolla crassus* au niveau de la vessie gazeuse de l'anguille.

Le tube digestif est isolé par deux sections, l'une au niveau du pharynx, l'autre au niveau rectal. Une incision longitudinale permet d'examiner le contenu du tube digestif qui est partagé trois parties. Chacune subit des dilutions successives jusqu'à l'obtention d'un dépôt clair, transparent qui est observé sous loupe binoculaire soit directement dans la boîte de Petri ou dans un verre de montre.

Le tube digestif est sectionné en 3 parties : proximale à l'œsophage (30% de la longueur du tube digestif), médiane (30%) et distale (40% restants). Chaque portion est isolée dans une boîte de Petri avec un peu d'eau pour un examen de la muqueuse intestinale sous loupe binoculaire. Les organes annexes du tube digestif (vessie gazeuse, foie, reins) sont aussi isolés et examinés.

Les parasites métazoaires (Cestodes, Monogènes, Digènes, Acanthocéphales, Nématodes), visibles à l'œil nu, sont prélevés à l'aide d'une pipette Pasteur, d'une aiguille fine ou d'un pinceau puis sont placés dans une boîte de Pétri contenant de l'eau. Chaque boîte de Petri est recouverte puis placée au réfrigérateur pour une période de 06 h à 24 h pour relaxer les parasites. Les acanthocéphales sont percés à l'aide d'une aiguille fine afin de faciliter la fixation, la coloration et le montage.

Cette méthode de relaxation permet de provoquer une légère extension des Cestodes et surtout induire chez les acanthocéphales l'extériorisation du proboscis dont les crochets sont un critère de diagnose.

## 6. Fixation des parasites

Plusieurs travaux ont concerné les problèmes de variations morphologiques et de tailles des helminthes induits par les fixateurs. La plupart de ces auteurs recommandent l'usage d'Acide Acétique Glacial (AAG) ou des fixateurs conventionnels chauffés. L'utilisation du Glycérol (Glycérine + éthanol) n'est pas partagée car elle provoque l'altération d'organes internes. L'usage du Glycérol induit une transparence tissulaire. Cependant cette méthode oblige par la suite une coloration si un montage est prévu dans du baume de Canada.

D'autre part le Lactophénol (mélange de Phénol, AAG, Glycérol et eau) est considéré comme excellent pour la fixation des nématodes bien qu'il provoque une augmentation de leur longueur. En fait, une fixation dans 10% de formaldéhyde ou d'éthanol 70° chauffés est préconisée alors que l'utilisation de ces produits à l'état froid est déconseillée en raison de leurs effets indésirables, dont l'extrême rigidité des tissus et la cassure des échantillons lors de manipulations ultérieures.

De plus, les parasites fixés à froid subissent des distorsions et des contractions anatomiques pouvant déformer les spécimens et les mensurations morphométriques sont grandement influencées.

Les variations morphologiques induites sont à l'origine de confusions taxonomiques et des erreurs de diagnoses génériques ou spécifiques peuvent survenir ce qui a valu des descriptions d'une même espèce sous des identités différentes voire des descriptions erronées de nouvelles espèces comme ce fut le cas pour *Bothriocephalus acheilognathi*.

Dans certains cas, les spécimens récoltés sont directement placés dans un mélange d'Acide Acétique Glacial (2 à 3 gouttes) + Glycérine (50 ml) + éthanol (200 ml). Cette préparation permet la relaxation des parasites (Monogènes, Digènes, Crustacés) et rend leur tégument transparent pour une meilleure observation des organes internes. Autre avantage de cette méthode, les parasites conservent leur élasticité et sont donc facilement manipulables.

Après un court séjour (1h à 2h) dans ce mélange, les parasites *frais* (Protozoaires, Monogènes, Digènes, Crustacés) sont isolés entre lame et lamelle sans compression. La lamelle est scellée hermétiquement à sa périphérie avec du vernis à ongle.

Cette procédure permet de conserver des montages entiers pour une période d'une année sans que les tissus ne soient altérés. Le renouvellement du scellement étant obligatoire dès le premier mois de conservation. L'étude des parasites s'est faite selon deux étapes d'observations :

- Macroscopique de façon à orienter l'identification,
- Microscopique afin de discerner les particularités morphologiques d'intérêt taxonomique permettant une diagnose du genre ou de l'espèce.

Les parasites prélevés sont conservés dans des piluliers à fermeture hermétique contenant soit du formaldéhyde à 10 % ou de l'éthanol à 70°. L'inconvénient du formaldéhyde est sa lente diffusion dans les tissus (Bucke, 1972) mais il est préférable si la collection de parasites est stockée pour une longue durée en raison de son faible degré d'évaporation par rapport à l'éthanol.

Chaque flacon est muni d'une étiquette où sont mentionnés :

- **Date et le Lieu** de l'échantillonnage,
- **Numéro d'ordre** de l'échantillon ;
- **Espèce hôte**, organe parasité ;
- **Diagnose** du parasite (Genre, espèce).

## 7. Montage entier des Helminthes

Selon le fixateur utilisé, le protocole de coloration et de montage, est conforme aux indications de Meyer et Olsen (1980) :

Après fixation dans le formaldéhyde à 10 % ou l'alcool 70°, les parasites sont rincés dans l'eau distillée durant 1 à 2 h.

## 8. Coloration des Monogènes, Digènes, Cestodes et Acanthocéphales

- Carmin boracique,
- Hématoxyline de Delafield
- Hématoxyline d'Erhlish
- Hématoxyline de Harris
- Bleu de méthylène.

La décoloration est obtenue par passage des spécimens (30 secondes à 1 minute) dans l'alcool à 70° additionné de deux ou trois gouttes d'acide chlorhydrique pur.

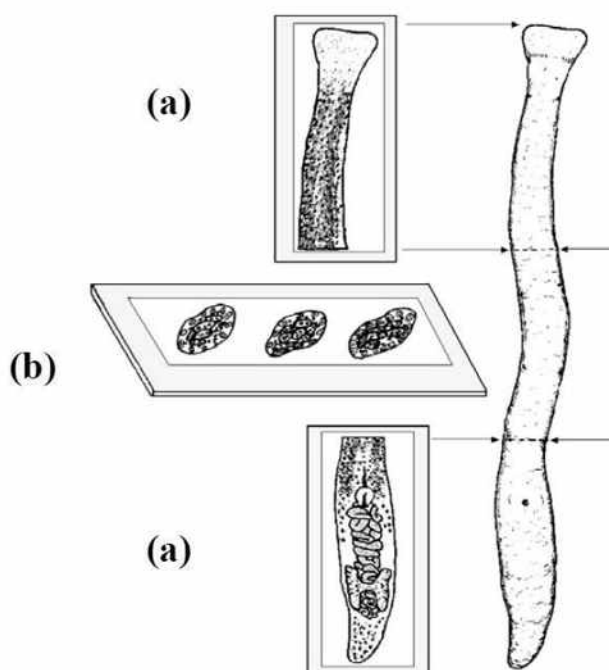
La déshydratation est effectuée dans une série de dilution d'éthanol à 75° ; 80° ; 90° puis 100° durant 12 à 24 Heures pour chacune des étapes.

L'éclaircissement des tissus est obtenu par le passage des parasites dans un bain de quelques minutes de Méthyle Salicylate. L'utilisation du xylène et du toluène exige des manipulations sous hôte aspirante vu les effets néfastes des vapeurs de ces produits.

Les parasites sont montés entre lame et lamelle, sans compression, dans du baume de Canada.

Pour les Cestodes Caryophyllidés, les parties antérieure et postérieure sont isolées, colorées (hématoxyline d'Erhlish ou de Delafield) puis montées entre lame et lamelle dans du baume de Canada pour servir à la diagnose générique et spécifique. La partie moyenne, après coloration (rouge Carmin ou hématoxyline) puis inclusion dans de la paraffine, est sectionnée au microtome (coupes histologiques de 3 à 6 microns).

Les coupes sont montées entre lame et lamelle pour la diagnose de la famille (**Fig.09**) basée sur la position des vitellaria et des testicules par rapport aux muscles longitudinaux internes (Schmidt, 1986 ; Mackiewicz, 1994). Le Bleu de Méthylène avec une contre coloration finale à l'éosine a été utilisé pour quelques montages entiers.



**Figure annexe 09:** Élément de diagnose des Caryophyllidés (Meddour , 1988)

- (a) Montage entier de diagnose générique et spécifique
- (b) Coupes histologiques transversales (diagnose de la famille)



**Figure annexe 10 :** Observation à la loupe binoculaire pour la diagnose parasitaire.



**Figure annexe 11:** Observation à la loupe binoculaire pour la diagnose parasitaire.

## 9. Préparation des échantillons pour l'observation au Microscope Electronique à Balayage (MEB) :

- Les Cestodes et Acanthocéphales vivants sont placés dans des boîtes de Petri contenant du sérum physiologique puis mis au réfrigérateur (8h à 12h) pour favoriser leur relaxation et surtout provoquer l'émergence du proboscis chez les acanthocéphales (Meddour et Bouderra, 1999 ; Meddour et Meddour, 2002). Les échantillons sont fixés et conservés dans l'éthanol à 70° ou du formaldéhyde à 10%.
- Les parasites sont rincés dans l'eau distillée et leur surface externe nettoyée sous loupe binoculaire à l'aide de pinces fines. Cette étape importante permet d'éliminer les tissus ou débris organiques fixés sur la surface externe du parasite et favorise des observations propres au MEB.
- Les spécimens sont soumis à une déshydratation dans une série de bains successifs d'éthanol (30°, 50°, 70°, 80°, 90°, et deux fois dans 100°) durant 24 heures pour chacune de ces étapes.
- La déshydratation totale au point critique des échantillons est réalisée dans un appareil **Pollaron T-3000** à une pression CO<sub>2</sub> de 800 Lbs/inch<sup>2</sup> à 31,2°C.
- Les échantillons sont blanchâtres et d'une extrême fragilité.
- Les échantillons sont métallisés sous vide (Coating Process), par pulvérisation cathodique, à sec, à base d'une texture Or (60%) et Palladium (40%) dans un appareil de type **Pollaron E-5100**.
- Les parasites sont observés au MEB de type **Philips 501-B** à 7.2 k.V. sauf avis contraire.

## 10. Nomenclature des indices parasitaires :

Afin de mieux cerner la dynamique des parasitoses, nous avons utilisé la nomenclature de Margolis *et al.* (1982) pour le calcul des indices parasitaires :

### Prévalence Spécifique (P) ou Taux d'infestation :

C'est le pourcentage du rapport du nombre d'hôtes infestés (N) par une espèce parasitaire sur le nombre total de poissons examinés (H).

$$P (\%) = (N / H) \times 100$$

Avec : P = Prévalence

N = Nombre d'hôtes infestés par l'espèce parasite.

H = Nombre de poissons examinés

### Intensité Parasitaire Moyenne (I) :

C'est le rapport du nombre (n) d'individus d'une espèce de parasite récoltés dans un échantillon d'hôtes sur le nombre d'hôtes infestés (N) par ce parasite ; soit le nombre moyen de parasites par hôte infesté dans l'échantillon.

$$I = n / N$$

### Abondance Parasitaire (A) :

C'est le rapport du nombre total (n) d'individus d'une espèce parasitaire dans un échantillon d'hôtes sur le nombre total de poissons hôtes examinés (H).

$$A = n / H$$

Tableau annexe 1 : Listing Protozoaires Parasite- Poisson Hôte.

Parasites	Hôtes
<b>1. PROTOZOA</b>	
<i>Chilodonella piscicola</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i> <i>Cyprinus carpio</i> <i>Carassius gibelio</i> <i>Pseudophoxinus callensis</i> <i>Pseudophoxinus guichenoti</i> <i>Oreochromis niloticus</i> <i>Oreochromis niloticus X Oreochromis mossambicus</i>
<i>Trichodina sp.</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i> <i>Cyprinus carpio</i> <i>Carassius gibelio</i> <i>Aristichthys nobilis</i> <i>Ctenopharyngodon idella</i> <i>Hypophthalmichthys molitrix</i> <i>Anguilla anguilla</i> <i>Tilapia zillii</i> <i>Oreochromis niloticus</i> <i>Oreochromis niloticus X Oreochromis mossambicus</i>
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i> <i>Pseudophoxinus callensis</i> <i>Pseudophoxinus guichenoti</i> <i>Anguilla anguilla</i> <i>Cyprinus carpio</i> <i>Carassius gibelio</i> <i>Aristichthys nobilis</i> <i>Hypophthalmichthys molitrix</i> <i>Tilapia zillii</i> <i>Oreochromis niloticus</i> <i>Oreochromis niloticus X Oreochromis mossambicus</i>
<i>Myxidium giardi</i>	<i>Anguilla anguilla</i>
<i>Myxobolus sp.</i>	<i>Anguilla anguilla</i>
<i>Myxobolus ramadae</i> <i>Myxobolus ichkeulensis</i> <i>Myxobolus exiguus</i>	<i>Mugil cephalus</i> <i>Liza ramada</i>
<i>Myxobolus sp.</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i> <i>Pseudophoxinus callensis</i> <i>Pseudophoxinus guichenoti</i> <i>Cyprinus carpio</i> <i>Carassius gibelio</i> <i>Aristichthys nobilis</i> <i>Hypophthalmichthys molitrix</i>


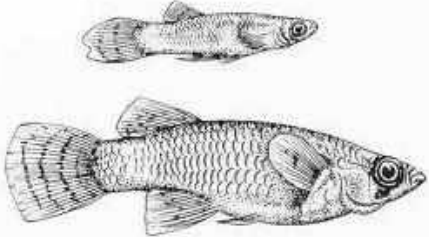
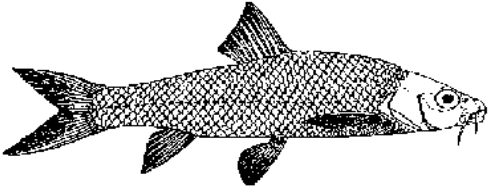
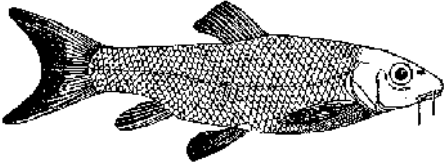
Tableau annexe 2 : Listing Helminthes Parasite- Poisson Hôte.

Parasites	Hôtes
<b>2. CESTODA</b>	
<b>2.1. Cestoda ; Caryophyllidea</b>	
<i>Khawia armeniaca</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i>
<b>2.2. Cestoda ; Pseudophyllidea</b>	
<i>Bothriocephalus sp</i>	<i>Barbus setivimensis</i>
<i>Bothriocephalus acheilognathi</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i> <i>Pseudophoxinus callensis</i> <i>Pseudophoxinus guichenoti</i> <i>Carassius gibelio</i> <i>Hypophthalmichthys molitrix</i>
<i>Bothriocephalus claviceps</i>	<i>Anguilla anguilla</i>
<i>Ligula intestinalis</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i> <i>Cyprinus carpio</i> <i>Pseudophoxinus callensis</i> <i>Pseudophoxinus guichenoti</i> <i>Hypophthalmichthys molitrix</i>
<b>3. MONOGENA</b>	
<i>Dactylogyrus extensus</i> <i>Dactylogyrus anchoratus</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i> <i>Cyprinus carpio</i>
<i>Dactylogyrus sp.</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i> <i>Aristichthys nobilis</i> <i>Hypophthalmichthys molitrix</i> <i>Anguilla anguilla</i> <i>Cyprinus carpio</i> <i>Pseudophoxinus callensis</i> <i>Pseudophoxinus guichenoti</i>
<i>Pseudodactylogyrus anguillae</i>	<i>Anguilla anguilla</i>
<i>Cichlidogyrus sp.</i>	<i>Oreochromis niloticus</i> <i>Oreochromis niloticus X Oreochromis mossambicus</i> <i>Tilapia zillii</i>
<i>Cichlidogyrus tilapiae</i>	<i>Oreochromis niloticus</i> <i>Oreochromis niloticus X Oreochromis mossambicus</i>
<i>Cichlidogyrus arthracanthus</i>	<i>Tilapia zillii</i>
<i>Cichlidogyrus halli</i>	<i>Oreochromis niloticus</i> <i>Oreochromis niloticus X Oreochromis mossambicus</i>
<i>Gyrodactylus sp.</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i> <i>Pseudophoxinus callensis</i> <i>Pseudophoxinus guichenoti</i> <i>Carassius gibelio</i> <i>Hypophthalmichthys molitrix</i> <i>Liza ramada</i>
<i>Gyrodactylus cichlidarum</i>	<i>Tilapia zillii</i> <i>Oreochromis niloticus</i> <i>Oreochromis niloticus X Oreochromis mossambicus</i>
<b>4. NEMATODA</b>	
<i>Anguillicola crassus</i>	<i>Anguilla anguilla</i>
<i>Rhabdochona sp.</i>	<i>Cyprinus carpio</i>

**Tableau annexe 3 : Listing Acanthocéphales, Crustacés et Glochidies**  
Parasite-Poisson hôte

Parasites	Hôtes
<b>5. ACANTHOCEPHALA</b>	
<i>Neoechinorhynchus agilis</i>	<i>Mugil cephalus</i> <i>Lisa ramada</i> <i>Barbus callensis</i>
<i>Acanthogyrus (Acanthosentis) maroccanus</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i>
<b>6. CRUSTACEA</b>	
<i>Argulus foliaceus</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i> <i>Pseudophoxinus callensis</i> <i>Pseudophoxinus guichenoti</i> <i>Pseudophoxinus punicus</i> <i>Cyprinus carpio</i> <i>Carassius gibelio</i>
<i>Argulus sp.</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Barbus setivimensis</i> <i>Pseudophoxinus callensis</i> <i>Pseudophoxinus guichenoti</i> <i>Pseudophoxinus punicus</i>
<i>Ergasilus lizae</i>	<i>Mugil cephalus</i> <i>Liza ramada</i>
<i>Ergasilus sp.</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Cyprinus carpio</i> <i>Carassius gibelio</i>
<i>Lernaea cyprinacea</i>	<i>Barbus callensis</i> <i>Cyprinus carpio</i>
<b>7. Glochidies (Mollusca; Bivalvia)</b>	
<i>Anodonta sp.</i>	<i>Anguilla anguilla</i> <i>Cyprinus carpio</i> <i>Barbus callensis</i> <i>Pseudophoxinus callensis</i> <i>Pseudophoxinus guichenoti</i> <i>Carassius gibelio</i> <i>Gambusia affinis affinis</i>

Tableau Annexe 4 : Listing Hôte – Parasites Anguillidés et Cyprinidés autochtones.

Hôtes	Parasites
<b>Anguillidés</b>	
<p><i>Anguilla anguilla</i></p> 	<p><i>Ichthyophthirius mutifiliis</i>  <i>Myxidium giardi</i>  <i>Myxobolus sp.</i>  <i>Bothriocephalus claviceps</i>  <i>Dactylogyrus sp.</i>  <i>Pseudodactylogyrus anguillae</i>  <i>Anguillicola crassus</i>  <i>Anodonta sp.</i></p>
<b>Poecillidés</b>	
<p><i>Gambusia affinis affinis</i></p> 	<p><i>Anodonta sp.</i></p>
<b>Cyprinidés</b>	
<p><i>Barbus callensis</i></p> 	<p><i>Chilodonella piscicola</i>  <i>Trichodina sp.</i>  <i>Ichthyophthirius mutifiliis</i>  <i>Myxobolus sp.</i>  <i>Khawia armeniaca</i>  <i>Bothriocephalus acheilognathi</i>  <i>Ligula intestinalis</i>  <i>Dactylogyrus sp.</i>  <i>Gyrodactylus sp.</i>  <i>Neoechinorhynchus agilis</i>  <i>Acanthogyrus (Acanthosentis) maroccanus</i>  <i>Ergasilus sp.</i>  <i>Argulus foliaceus</i>  <i>Argulus sp.</i>  <i>Lernaea cyprinacea</i>  <i>Anodonta sp.</i></p>
<p><i>Barbus setivimensis</i></p> 	<p><i>Chilodonella piscicola</i>  <i>Trichodina sp.</i>  <i>Ichthyophthirius mutifiliis</i>  <i>Myxobolus sp.</i>  <i>Khawia armeniaca</i>  <i>Bothriocephalus sp.</i>  <i>Bothriocephalus acheilognathi</i>  <i>Ligula intestinalis</i>  <i>Dactylogyrus sp.</i>  <i>Gyrodactylus extensus</i>  <i>Gyrodactylus sp.</i>  <i>Acanthogyrus (Acanthosentis) maroccanus</i></p>
<p><i>Pseudophoxinus callensis</i></p>	<p><i>Chilodonella piscicola</i>  <i>Ichthyophthirius mutifiliis</i>  <i>Myxobolus sp.</i>  <i>Bothriocephalus acheilognathi</i></p>

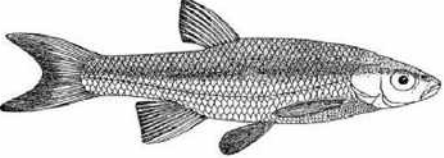
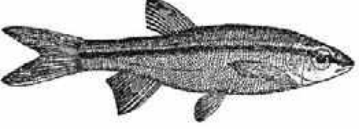
	<i>Ligula intestinalis</i> <i>Gyrodactylus sp.</i> <i>Anodonta sp.</i>
<p><i>Pseudophoxinus guichenoti</i></p> 	<i>Chilodonella piscicola</i> <i>Ichthyophthirius mutifiliis</i> <i>Myxobolus sp.</i> <i>Bothriocephalus acheilognathi</i> <i>Ligula intestinalis</i> <i>Gyrodactylus sp.</i> <i>Anodonta sp.</i>

Tableau Annexe 5 : Listing Hôte – Parasites Cyprinidés importés de Hongrie.



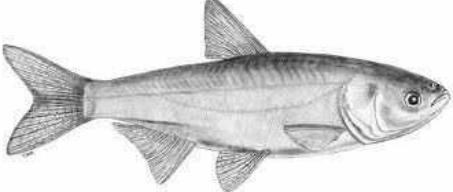
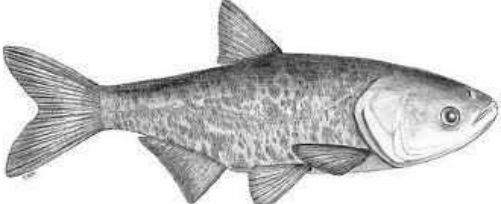

Hôtes	Parasites
<b>Cyprinidés</b>	
<p><i>Cyprinus carpio</i></p> 	<i>Chilodonella piscicola</i> <i>Trichodina sp.</i> <i>Ichthyophthirius mutifiliis</i> <i>Myxobolus sp.</i> <i>Ligula intestinalis</i> <i>Dactylogyrus sp.</i> <i>Rhabdochona sp.</i> <i>Ergasilus sp.</i> <i>Anodonta sp.</i>
<p><i>Ctenopharyngodon idellus</i></p> 	<i>Trichodina sp.</i>
<p><i>Hypophthalmichthys molitrix</i></p> 	<i>Trichodina sp.</i> <i>Ichthyophthirius mutifiliis</i> <i>Myxobolus sp.</i> <i>Ligula intestinalis</i> <i>Bothriocephalus acheilognathi</i> <i>Dactylogyrus sp.</i> <i>Gyrodactylus sp.</i>
<p><i>Aristichthys nobilis</i></p> 	<i>Trichodina sp.</i> <i>Myxobolus sp.</i> <i>Dactylogyrus sp.</i> <i>Ichthyophthirius mutifiliis</i>
<p><i>Carassius gibelio</i></p> 	<i>Chilodonella piscicola</i> <i>Trichodina sp.</i> <i>Dactylogyrus sp.</i> <i>Gyrodactylus sp.</i> <i>Ergasilus sp.</i> <i>Anodonta sp.</i>

Tableau Annexe 6 : Listing Hôte – Parasites Mugilidés.

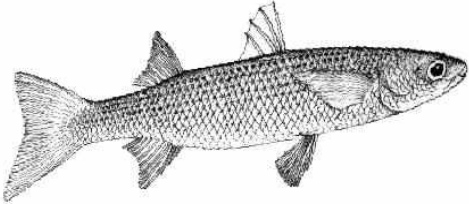
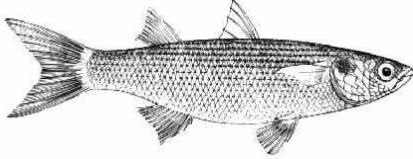
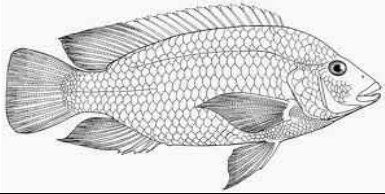

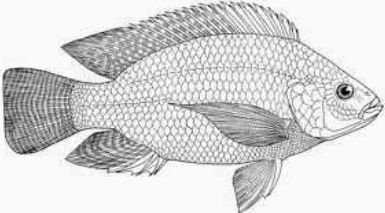
Hôtes	Parasites
<b>Mugilidés</b>	
<p><i>Mugil cephalus</i></p> 	<p><i>Myxobolus exiguus</i>  <i>Myxobolus ichkeulensis</i>  <i>Myxobolus ramadae</i>  <i>Neoechinorhynchus agilis</i>  <i>Ergasilus lizae</i></p>
<p><i>Liza ramada</i></p> 	<p><i>Myxobolus exiguus</i>  <i>Myxobolus ichkeulensis</i>  <i>Myxobolus ramadae</i>  <i>Neoechinorhynchus agilis</i>  <i>Ergasilus lizae</i></p>

Tableau Annexe 7 : Listing Hôte – Parasites Cichlidés.

Hôtes	Parasites
<b>Cichlidés</b>	
<p><i>Tilapia zillii</i></p> 	<p><i>Trichodina sp.</i>  <i>Ichthyophthirius mutifiliis</i>  <i>Cichlidogyrus sp.</i>  <i>Cichlidogyrus arthracanthus</i>  <i>Gyrodactylus cichlidarum</i></p>
<p><i>Oreochromis niloticus</i> X <i>Oreochromis mossambicus</i></p> 	<p><i>Chilodonella piscicola</i>  <i>Trichodina sp.</i>  <i>Cichlidogyrus sp.</i>  <i>Ichthyophthirius mutifiliis</i>  <i>Gyrodactylus cichlidarum</i>  <i>Cichlidogyrus tilapiae</i>  <i>Cichlidogyrus halli</i></p>
<p><i>Oreochromis niloticus</i></p> 	<p><i>Chilodonella piscicola</i>  <i>Trichodina sp.</i>  <i>Ichthyophthirius mutifiliis</i>  <i>Cichlidogyrus sp.</i>  <i>Gyrodactylus cichlidarum</i>  <i>Cichlidogyrus tilapiae</i>  <i>Cichlidogyrus halli</i></p>