

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل

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



MEMOIRE POUR L'OBTENTION DU DIPLOME

DE MASTER EN SCIENCES DE LA MER

Sujet :

Inventaire des Protozoaires parasites des  
Cyprinidés en Algérie

Présenté par:

- Mr RADJA Mohammed

Soutenu le 20 /10 /2012 devant le jury suivant :

Mme AMAR. I	Maître assistante A (ENSSMAL)	présidente
Dr MEDDOUR. A	Maître de Conférences A (U.B.M. Annaba)	promoteur
Mme MESLEM. N	Maître assistante A (ENSSMAL)	Examinatrice
Mme BOUBCHICHE. Z	Maître assistante A (ENSSMAL)	Examinatrice

Promotion : (2011/2012)

# REMERCIEMENTS

*Au terme de ce travail, nous remercions ALLAH le tout puissant qui nous a donné la santé, le courage et la volonté pour réaliser ce mémoire de fin d'études.*

*Nous tenons à remercier vivement Monsieur MEDDOUR Abderrafik, pour la bonne confiance qu'il nous a accordé en acceptant de nous encadrer. Aussi, pour sa disponibilité tout au long de l'élaboration de ce mémoire de master, pour son aide, ses critiques et ses suggestions qui ont été pour nous un grand apport ;*

*Nous tenons à exprimer nos remerciements aux membres de jury qui ont accepté d'évaluer ce mémoire*

*Ma profonde déférence et mes remerciements à Mme AMAR d'avoir accepté la présidence du jury de soutenance.*

*Ma reconnaissance, mes respects et mes remerciements à Mme MESLEM et Mme BOUBCHICHE d'avoir accepté l'examen et l'évaluation de mon travail.*

*Nous tenons à remercier Mme Chaou N, maître assistante A (ENSSMAL) et Mme Alouache maître assistante A (ENSSMAL) qui m'ont donné une bonne méthodologie de travail, et de précieux conseils utiles avec beaucoup d'encouragements.*

*Ma très sincère reconnaissance à mes respectueux enseignants qui ont contribué à notre formation et notre réussite. Aussi, à toutes les nobles personnes qui nous ont appris une lettre ou une phrase.*

# Dédicace

*Je dédie ce modeste travail :*

*A ma très chère mère RACHIDA qui m'a entouré de son amour, son soutien et qui est toujours A mes côtés que Allah la garde pour moi.*

*A mon très cher père BOUCIF qui m'a soutenu, m'a encouragé et a tout fait pour mon bien que Allah le garde pour moi.*

*Merci mes parents*

*A mon plus cher grand-père BOUALEM qui m'a soutenu, m'a beaucoup aidé et qui compte vraiment sur moi.*

*A mon cher frère HICHEM (Le M, el kınze, et la route), à ma petite adorable sœur ASMA, mes tantes FATIHA, NADJAT, mes oncles DJILALI (sindid), AMINE et toutes ma chère famille.*

*A ma très chère amie Nabila qui m'a aidé énormément.*

*A mes amis : RACHID, OTHMEN, DJAMEL (salhouf), AMINE, HICHEM, AMMAR, MOUSSA, KWIKKA, RIDHA, IDIR, OMAR, YACINE, et tous mes amis, surtout ceux de la cité universitaire.*

*A toutes les personnes qui m'ont aidé et m'ont encouragé tout au long de cette année.*

*MOHAMMED.*

## Liste des figures

- Figure 1** *Barbus callensis* Diar-djari (la Marsa W.Skikda).
- Figure 2** *Barbus setivimensis* Nord d'Algérie.
- Figure 3** *Pseudophoxinus callensis* (A) ; *Pseudophoxinus guichenoti* (B)
- Figure 4** *Pseudophoxinus punicus* (Pellegrin, 1921)
- Figure 5** *Ctenopharyngodon idella* (carpe herbivore)
- Figure 6** *Cyprinus carpio* A : Carpe miroir, B : Carpe commune
- Figure 7** (A) : *Hypophthalmichthys molitrix* (carpe argentée), (B) : *Aristichthys nobilis* (carpe grande bouche)
- Figure 8** carpe cuir (royale).
- Figure 9** morphologie générale d'*Ichthyophthirius multifiliis*.
- Figure 10** Trophozoïte *Ichthyophthirius multifiliis*. (A) Schéma ; (B) Macrographie après traitement numérique.
- Figure 11** Branchies de *Pseudophoxinus callensis* infestées par *I. multifiliis*.
- Figure 12** (A) = Kyste d'*I. multifiliis* sur lamelle branchiale de *B. setivimensis* (Barrage Boukerdane). (B) = Stade Trophozoïte à l'état frais.
- Figure 13** Cycle évolutif d'*Ichthyophthirius multifiliis*.
- Figure 14** Morphologie générale de *Trichodina* (Modifié de plusieurs auteurs).
- Figure 15** *Trichodina* sp sur lamelle branchiale de *Barbus setivimensis* (Barrage oukerdane).
- Figure 16** microscopie électronique à balayage.
- Figure 17** Branchies de *B. setivimensis* de l'oued Isser fortement infestée de kystes de *Myxobolus* sp. (Gr 2,5 x 10)
- Figure 18** Kyste de *Myxobolus* sp. sur branchie de *Barbus setivimensis* (Barrage Ain Zada), (Préparation fraîche).
- Figure 19** Spores de *Myxobolus* sp. chez *Barbus setivimensis* (A) = vue de face ; (B) ; vue de profil.
- Figure 20** (A) schéma de la morphologie générale de *chilodonella picicola*. (B) Micrographie de *Chilodonella piscicola* Sur frottis frais de branchies de *Barbus callensis*.



## Liste de tableau

**Tableau 1** Principales espèces de carpes faisant l'objet d'élevage ; noms vernaculaires et scientifiques

# *Sommaire*

## TABLE DES MATIÈRES

Introduction.....	1
Chapitre I : Présentation de l'hôte Cyprinidé	
I. Généralités sur l'hôte.....	2
I.1. les espèces autochtones.....	2
I.1.1. le barbeau de genre <i>barbus</i> .....	2
I.1.1.1. Taxonomie.....	2
I.1.1.2. Morphologie.....	4
I.1.1.3. Biologie.....	4
A) Régime Alimentaire.....	4
B) Reproduction.....	5
I.1.1.4. Ecologie.....	5
I.1.1.5. Répartition géographique.....	6
I.1.2. Le genre <i>Pseudophoxinus</i> .....	7
I.2. Les espèces allochtones.....	8
I.2.1. Carpe commune.....	10
I.2.1.1. Taxonomie.....	10
I.2.1.2. Morphologie.....	11
I.2.1.3. Répartition géographique.....	12
I.2.1.4. Régime alimentaire.....	12
I.2.1.5. Reproduction.....	12
a) Reproduction naturelle.....	13
b) Reproduction semi- naturelle.....	13
c) Reproduction artificielle.....	13
I.2.2. <i>Hypophthalmichthys molitrix</i> (Valencienne, 1844).....	13
I.2.2.1. Taxonomie.....	13

I.2.2.2. Morphologie.....	14
I.2.2.3. Répartition géographique.....	14
I.2.2.4. Régime Alimentaire.....	14
I.2.2.5. Reproduction.....	15

## Chapitre II : Présentation des parasites

II. Les Protozoaires parasites.....	16
II.1. <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> (Fouquet, 1876).....	16
II.1.1. Taxonomie.....	17
II.1.2. Morphologie.....	17
II.1.3. Localisation et symptôme.....	18
II.1.4. Hôte et distribution géographique.....	18
II.1.5. Cycle évolutif.....	19
II.2. <i>Trichodina sp.</i> Enremberg, 1831.....	20
II.2.1. Taxonomie.....	21
II.2.2. Morphologie.....	21
II.2.3. Localisation et symptômes.....	21
II.2.4. Hôte et distribution géographique.....	21
II.2.5. Cycle évolutif.....	22
II.3. <i>Myxobolus sp.</i> (Butschli, 1882).....	23
II.3.1. Taxonomie.....	24
II.3.2. Morphologie.....	24
II.3.3. Localisation et symptômes.....	24
II.3.4. Hôte et distribution géographique.....	25
II.3.5. Cycle évolutif.....	25
II.4. <i>Chilodonella piscicola</i> (Moroff, 1902).....	26
II.4.1. Taxonomie.....	27
II.4.2. Morphologie.....	27

II.4.3. Localisation et symptômes.....	27
II.4.4. Hôte et distribution géographique.....	27
II.4.5. Cycle évolutif.....	28

### Chapitre III : Traitement et prévention

III. Pathogénie et traitement des parasites.....	29
III.1. <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> .....	29
III.1.1. Diagnostic.....	29
III.1.2. Pathogénie.....	29
III.1.3. Traitement et contrôle.....	29
- Traitement non médicamenteux.....	29
- Traitement médicamenteux par bains.....	30
- Traitement médicamenteux par voie orale.....	30
III.1.4. Prophylaxie.....	31
III.2. <i>Trichodina sp.</i> .....	31
III.2.1. Diagnostic.....	31
III.2.2. Pathogénie.....	31
III.2.3. Traitement et contrôle.....	31
III.2.4. Prophylaxie.....	32
III.3. <i>Myxobolus sp.</i> .....	32
III.3.1. Diagnostic.....	32
III.3.2. Pathogénie.....	32
III.3.3. Traitement et contrôle.....	33
III.3.4. Prophylaxie.....	33
III.4. <i>Chilodonella piscicola</i> .....	33
III.4.1. Diagnostic.....	33
III.4.2. Pathogénie.....	33
III.4.3. Traitement et contrôle.....	34

III.4.4. Prophylaxie.....	34
Conclusion.....	35
Bibliographie.....	37

*Introduction*

La pisciculture en eau douce est une activité ancienne qui mérite qu'on lui accorde un peu plus d'attention en raison de l'épuisement progressif des ressources naturelles marines mais aussi dans un souci de diversification de notre patrimoine rural.

Les Cyprinidés représentent un groupe bien adapté à l'élevage. Dans certains pays, leurs productions prennent des proportions importantes et participent activement à l'alimentation de la population. Des progrès restent donc à faire dans notre pays où ces produits riches en protéines de hautes qualités sont encore très mal exploités. Les cyprinidés forment le groupe le plus exploité par l'aquaculture. Il existe une quinzaine d'espèces de cyprinidés élevés dont les productions significatives portent sur quelques espèces seulement.

En Algérie, il existe deux genres de cyprinidés qui sont autochtones. Les autres, sont des espèces allochtones. Les introductions de ces espèces exogènes, aussi appelées non-natives, non-indigènes, étrangères ou exotiques liées quasi-exclusivement à l'activité humaine : l'aquaculture, la pêche commerciale, la pêche de loisir et l'aquariophilie. Ces introductions constituent l'une des plus grandes menaces actuelles qui pèsent sur la biodiversité, la surexploitation et la perte ou la destruction des habitats. Comme elles peuvent transférer des bioagresseurs pathogènes particulièrement les parasites qui causent des pertes financières préjudiciables en élevages.

A travers le monde, les opérations de peuplement et repeuplement par des poissons importés se sont souvent soldées par l'introduction d'entités pathogènes parasitaires particulièrement dangereuses pour les populations ichtyologiques autochtones (Chubb, 1981 ; Meddour, 1988 ; Kennedy, 1993 ; Blanc, 1998). De ce fait, la connaissance du patrimoine parasitaire de l'ichtyofaune est nécessaire pour évaluer l'impact des infestations et les risques encourus pour les élevages (Meddour et Bouderdia, 2001).

Concernant la biodiversité parasitaire des poissons dulçaquicoles, Khalil (1971) signale l'absence de données pour l'Algérie. Les rares travaux disponibles à ce sujet portent essentiellement sur les Cyprinidés (Meddour, 1988).

En effet, devant l'indisponibilité et la difficulté d'accès aux résultats des travaux sur la parasitologie, on a focalisé cet inventaire sur les protozoaires parasites des Cyprinidés en Algérie. Ce travail est réparti en trois chapitres : le 1<sup>er</sup> aborde la généralité sur les poissons hôtes. Le 2<sup>ème</sup> réunit les parasites rencontrés chez les cyprinidés. Le 3<sup>ème</sup> donne la pathogénie des parasites et les traitements possibles.

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

## I. Généralités sur l'hôte

### I.1. les espèces autochtones

#### I.1.1. le barbeau de genre *Barbus*

##### I.1.1.1. Taxonomie

Le genre *Barbus* (le barbeau) appartient à la famille des Cyprinidés. Cette dernière compte plus de 2000 espèces avec approximativement 340 genres répartis en majorités en Asie, en Europe et en Afrique (Rafael et Doadrio, 1998 in Bouhbouh, 2002).

Le genre *Barbus* (Cuvier, 1817) comptabilise à lui seul environ 800 espèces, avec degré variable de différenciation génotypique et phénotypique. Il est respectivement en Afrique du Nord par cinq sous-genres « *Barbus*, *Labeobarbus*, *Enteromius*, *Capoeta* et *punius* » et dans le sous-genre *Barbus*, 13 espèces et 5 variétés (Pellegrin, 1939).

La systématique aboutie par ces chercheurs est la suivante :

Règne	Animalia (Linnaeus, 1758)
Embranchement	Chordata (Bateson, 1885)
Sous-embranchement	Vertebrata (Cuvier, 1812)
Super-classe	Osteichthyes (Huxley, 1880)
Classe	Actinopterygii (Huxley, 1880)
Sous-classe	Neopterygii (Regan, 1923)
Super-ordre	Ostariophysi
Ordre	Cypriniformes
Super-famille	Cyprinoidea
Famille	Cyprinidae
Genre	<i>Barbus</i> (Cuvier, 1817)

Les différenciations génotypiques et phénotypiques révélées au sein des espèces appartenant au genre *Barbus* ont remis en question la systématique établie à base de caractères morphologiques et anatomiques (Boulenger, 1919 ; Pellegrin, 1921 et 1924 ; Almaça, 1967, 1970a et 1972 ; Daget *et al.*, 1984 *et al.*, 1984 et Bent et Presben, 1991 in Bouhbouh., 2002).

Actuellement, les méthodes ostéologiques, parasitologiques et moléculaires ont permis d'enlever certaines zones d'ombre sur la systématique (Doadrio, 1990 ; Kraïem et Berrebi,

1994 ; Berrebi *et al.*, 1995 ; Zardoya *et Doadrio*, 1998 *et Tsigenopoulos et al* 1999 *in* Bouhbouh., 2002).

Toutes les espèces du genre *Barbus* vivant dans les eaux douces Algériennes à l'état de populations naturelles sont décrites dans le sous genre *Barbus* (Almaça, 1970).

On retrouve cinq espèces :

\_ Deux d'entre elles « *B. callensis* (figure 1) *et B. setivimensis* (Pellegrin, 1921) » (figure 2) se retrouvent uniquement dans le nord du pays, fréquentent les oueds et autres points d'eau des hauts plateaux.

\_ Les trois autres « *B. biscarensis* ; *B. antinorii* (Boulenger, 1911) *et B. figuigensis* (Pellegrin, 1913) » existent dans les régions arides du sud Algérien (Bouhadad, 1993).



**Figure 1 :** *Barbus callensis* Diar-djari (la Marsa W.Skikda). (Meddour, 2009)



**Figure 2 :** *Barbus setivimensis* Nord d'Algérie. (Meddour, 2009)

### I.1.1.2. Morphologie

*Barbus setivimensis* et *Barbus callensis* sont souvent été considérées comme étant une seule espèce du fait de leur forte ressemblance sur le plan morphologique (Tazerouti, 1993). Des critères morphologiques, comme la position ventrale de la bouche et l'aplatissement du ventre, permettent de classer le barbeau parmi les poissons benthiques (Benabid, 1990).

Les descriptions originales de Pellegrin (1921) pour ces espèces (*B. callensis* ; *B. setivimensis*) sont :

- Un corps allongé, fuselé et plus large dans la partie médiane.
- Une tête courte par rapport au reste du corps.
- Un museau arrondi avec une bouche en position inférieure.
- Les lèvres sont moyennes, l'inférieure interrompue sous le menton.
- Barbillons subégaux formant deux paires dont les postérieures sont plus longues que les antérieures.
- Œil globuleux.
- Présence de quelques écailles à stries divergentes ; 4 à 5 entre la ligne latérale et la ventrale, 18 à 20 autour du pédoncule caudal.
- 44 à 47 écailles le long de la ligne latérale.
- Nageoire dorsale comprend de 8 à 11 rayons, dont le dernier rayon est simple, osseux, modérément fort et denticulé. L'anale atteint généralement la caudale avec 6 à 9 rayons. La nageoire caudale comprend de 18 à 21 rayons. La pectorale est légèrement arrondie, courte comprenant de 10 à 17 rayons.
- La coloration est brune-olivâtre sur le dos, blanche argentée, jaune ou orangée sur les flancs; les jeunes sont parsemés de petites taches noirâtres avec une seule tache à l'origine de la caudale.
- Longueur totale de *B. callensis* et *B. setivimensis* dans nos oueds est de 30 cm.

### I.1.1.3. Biologie

#### A) Régime Alimentaire

Le barbeau est un poisson omnivore qui présente un régime alimentaire assez diversifié généralement à dominance zoophage. Chez le *B. callensis*, les jeunes individus ont une tendance zoophage. En revanche, les plus âgés présentent une tendance phytophage (Kraïem,

1980 ; Benabid, 1990 ; Cherghou, 2001 et Bouhbouh, 2002), ce qui reflète l'opportunisme et la grande flexibilité alimentaire de ce poisson explique ainsi, son adaptation aux conditions trophiques du milieu (Cherghou *et al.*, 2002).

Son spectre alimentaire est composé essentiellement de larves d'insectes, de mollusques et de petits crustacés, de matière végétale, et aussi les œufs de poissons. Une prédation est notée chez les barbeaux adultes sur les alevins et aussi poissons de petites tailles (Bouhadad, 1997). L'activité alimentaire de ce poisson suit un rythme saisonnier. L'été et le printemps sont les saisons où le poisson a une activité alimentaire intense, (Benabid, 1990;Cherghou et al, 2002).

## **B) Reproduction**

En période de frai, les barbeaux revêtent une parure nuptiale. Au cours de la phase de reproduction, certaines femelles portent des boutons nuptiaux (Boudercou et Tomatic *in* Bouhadad, 1997).

Chez les mâles *Barbus barbuis*, Muus et Dahlstrom (1986) signalent l'apparition d'éruptions blanchâtres en forme de tubercules de frai, en rangées longitudinales sur la tête et le dos. Néanmoins, il n'y a aucun dimorphisme sexuel dans le genre *Barbus*. Seule, la dissection reste le moyen le plus sûr pour caractériser le sexe de chaque individu.

La reproduction se caractérise par une seule ponte fractionnée. La maturité sexuelle est acquise tardivement par les femelles (Bouhadad, 1997 ; Tazerouti 1993).

Une longévité maximale est de 12 ans pour les femelles et de 10 ans pour les mâles de *B. callensis* été notée (Bouhbouh, 2002).

### **I.1.1.4. Ecologie**

Les barbeaux sont sédentaires. Ils vivent en général en petits bancs dans les eaux relativement oxygénées. Muus et Dahlstrom (1986) indiquent que le jour les barbeaux se localisent dans les courants ou près des chutes et des jetées. Ils se dispersent au cours de la nuit pour se nourrir. Ils passent l'hiver en groupes dans les zones profondes des cours d'eau, dans les cavités des rivages et sous les pierres et les racines (Tazerouti, 1993). Ils se remettent en circulation en période des hautes eaux et surtout au printemps (Kraïem *in* Tazerouti, 1993).

Au Maghreb, on rencontre ce poisson abondamment dans les cours moyens des oueds où l'eau est relativement rapide dans laquelle il s'adapte grâce à leur forme hydrodynamique et

leur constitution physique musculaire très développée (entre 40 à 60% du poids corporel total).

Le barbeau fréquente également les cours inférieurs où les eaux sont dormantes pendant une longue période de l'année. Ces eaux sont boueuses en automne, en hiver et durant une bonne période du printemps. On le retrouve aussi dans les lacs de barrages, les retenues collinaires et les points d'eau isolés qui se dessèchent presque totalement pendant la période estivale (Bouhireb et Oukhemanou, 2006).

La diversité des milieux fréquentés par les populations naturelles de barbeaux explique la résistance et la facilité d'adaptation de ce Cyprinidé à des biotopes variés. Le barbeau s'adapte à tous les facteurs abiotiques, aux conditions climatiques et hydrologiques des plus défavorables voire à des eaux polluées. Il a été constaté qu'il survie à diverses conditions environnementales :

- Résistance à une température relativement élevée. Toutefois, *Barbus barbuis* la température létale en 24h est 30°C (Kraïem et Pattée, 1980).
- *Barbus antinorii* supporte des températures élevées dans les foggaras du Sahara et survie dans des sources artésiennes à 23-25°C dans une obscurité permanente (Le Berre, 1985).
- La concentration létale en oxygène dissous en 24h est de 2, 1 mg/l à 20°C (Kraïem et Pattée, 1980)
- *B. callensis* en Tunisie peut supporter une salinité égale ou supérieure à 2% (Kraïem in Benabid, 1990)
- *B. setivimensis* supporte un taux de salinité de 2.4 g/l (Bouhadad, 1997)
- *B. biscarensis* se retrouve dans des eaux alcalines à 4g/l de résidus secs (Le Berre, 1985).

#### **I.1.1.5. Répartition géographique**

Le barbeau est d'origine asiatique, il a migré par une première voie Sibérienne de l'Asie vers l'Europe puis vers l'Afrique du Nord durant le Tertiaire (Oligocène et Pliocène), (Darlington, 1957 ; Almaça, 1976).

*Barbus setivimensis* (Cuvier et Valenciennes, 1842) peuple les eaux continentales du Maroc, de la Tunisie et de l'Algérie du nord.

Sur le territoire Algérien, il est abondant principalement dans les oueds : Seybousse, la Soummam, le Sébaou, le Chelif, la tafna et la rivière de Sétif (Almaça, 1970b), les réservoirs et certains systèmes d'irrigations comme Boukerdane, Keddara et Ain zada.

### I.1.2. Le genre *Pseudophoxinus*

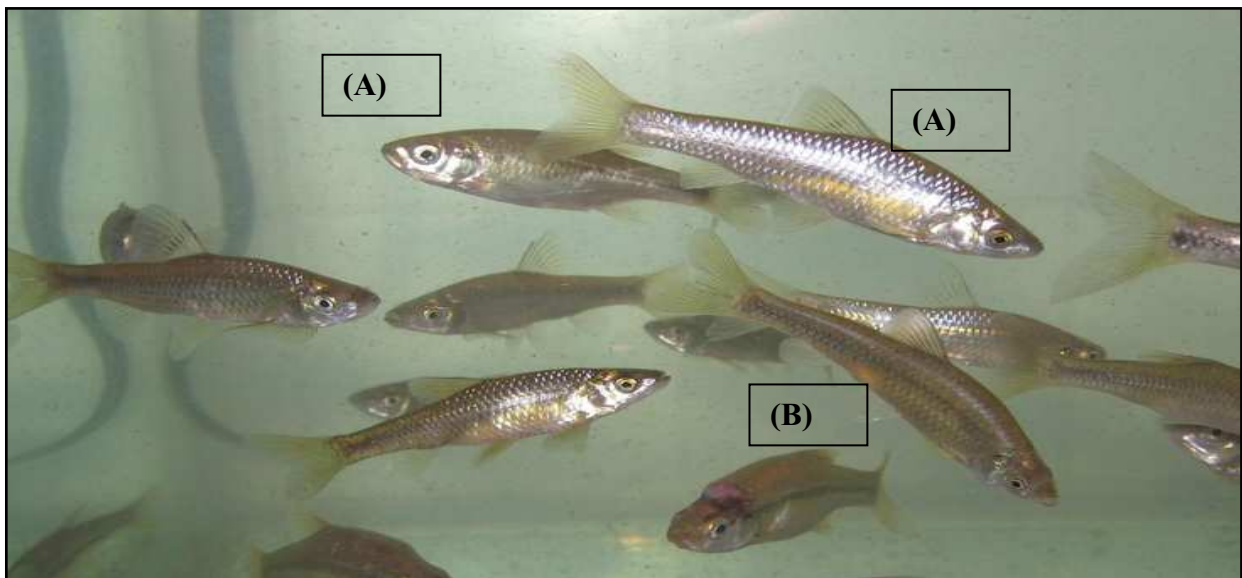
En Algérie, il existe trois espèces du genre *Pseudophoxinus* qui sont : *Pseudophoxinus callensis* (Guichenot, 1856), *Pseudophoxinus guichenoti* (pellegrin, 1921) (Figure 3), *Pseudophoxinus punicus* (pellegrin, 1921) (figure 4), ce genre appartient à la famille des Cyprinidés et l'ordre des Cypriniformes.

Le *Pseudophoxinus callensis* est un poisson de petite taille dépassant rarement les 10 cm de longueur. Son corps est fusiforme ; sa nageoire dorsale présente cinq rayons mous. Sa couleur varie du brun clair au vert olive clair pour le dos et le haut des flancs, jaune clair à blanc crème sur le bas des flancs et sur le ventre (Dkhil-Abbes et Kraiem, 2008).

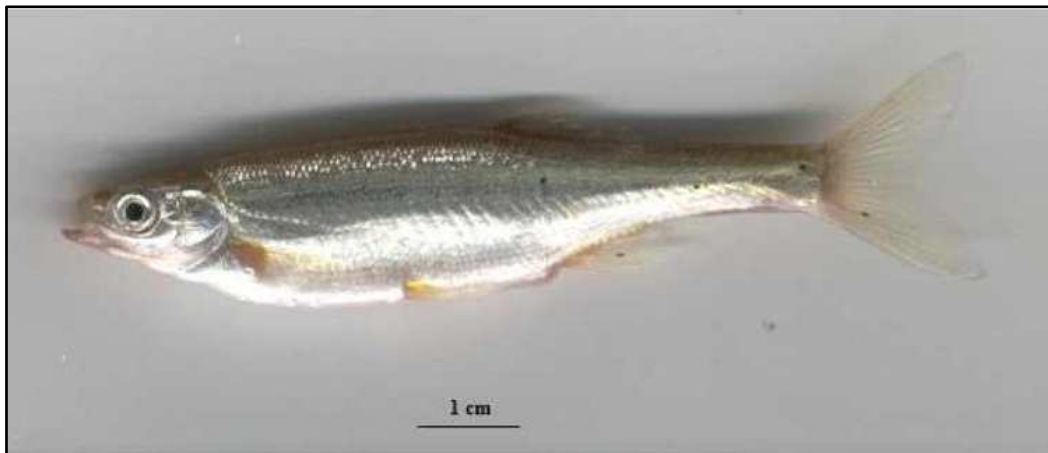
C'est un Poisson omnivore, benthopélagique, il se nourrit de petits crustacés et d'algues et végétaux aquatiques

La phoxinelle est commune dans les cours d'eau sinueux et peu profonds de la région du sud/sud-ouest de la Méditerranée(Dkhil-Abbes et Kraiem, 2008).

Les trois espèces du genre *Pseudophoxinus* prolifèrent dans les eaux continentales de l'Algérie, elles sont abondantes dans le Nord-Est Algérie et dans le Park National d'El Kala. (Meddour, 2009) Ce poisson n'a aucun intérêt commercial.



**Figure 3 :** *Pseudophoxinus callensis* (A) ; *Pseudophoxinus guichenoti* (B).(Meddour, 2009)



**Figure 4 :** *Pseudophoxinus punicus* (Pellegrin, 1921)

## I.2. Les espèces allochtones

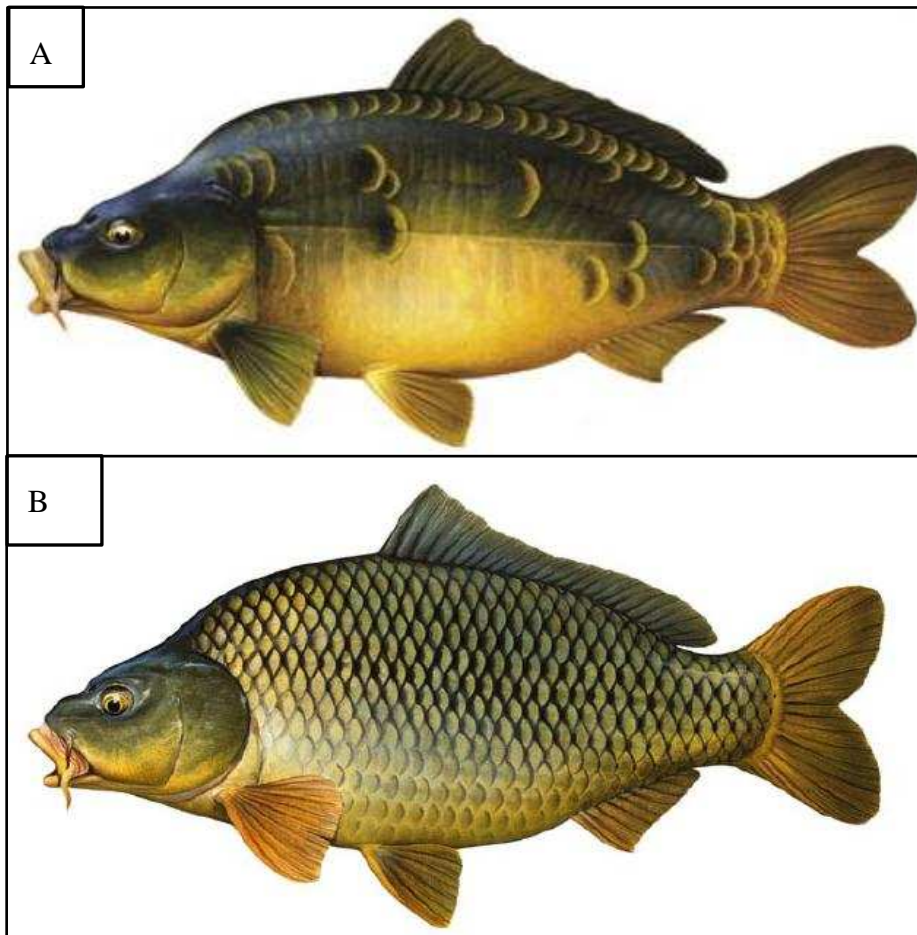
En Algérie la famille des Cyprinidés comporte plusieurs espèces allochtones, pour notre travail on s'est intéressé à la carpe, dont les plus connues sont citées dans le tableau ci-dessous.

**Tableau 1 :** Principales espèces de carpes faisant l'objet d'élevage ; noms vernaculaires et scientifiques (Billard, 1995).

Nom commun	Nom scientifique
Carpe commune (Figure 6)	<i>Cyprinus carpio</i> (inclus de nombreuses souches)
<b>Carpes dites chinoises</b>	
Carpe Argentée (Figure 7)	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i> (Valencienne, 1844)
Carpe Herbivore (Figure 5)	<i>Ctenopharyngodon idella</i> (Cuvier et valenciennes, 1844)
Carpe Marbrée (Grosse tête) (Figure 7)	<i>Aristichthys nobilis</i> (Richardson, 1845)



**Figure 5 :** *Ctenopharyngodon idella* (carpe herbivore). (Meddour, 2009)



**Figure 6 :** *Cyprinus carpio* A : Carpe miroir, B : Carpe commune. (www.anima.net.au)



**Figure 7** : (A) : *Hypophthalmichthys molitrix* (carpe argentée), (B) : *Aristichthys nobilis* (carpe grande bouche). (Issad et Imarazene, 2012)

### I.2.1. Carpe commune

#### I.2.1.1. Taxonomie

La Carpe commune (*Cyprinus carpio*) appartient :

Règne	Animalia (Linnaeus, 1758)
Embranchement	Chordata (Bateson, 1885)
Sous-embranchement	Vertebrata (Cuvier, 1812)
Super-classe	Osteichthyes (Huxley, 1880)
Classe	Actinopterygii (Huxley, 1880)
Sous-classe	Neopterygii (Regan, 1923)
Super-ordre	Ostariophysi
Ordre	Cypriniformes
Super-famille	Cyprinoidea
Famille	Cyprinidae
Genre	<i>Cyprinus</i> (Linnaeus, 1758)
Espèce	<i>Cyprinus carpio</i> (Linnaeus, 1758)

### **I.2.1.2. Morphologie**

D'après Maouche et Seridji (1976), Huet (1970), Ranceschini, Giuliani (1996), Muus et Dahlstrom (1991), la Carpe commune a un corps assez allongé, comprimé latéralement plus au moins bossu, une tête grosse et conique, une bouche terminale dépourvue de dents et munie de 4 barbillons inégaux sur la lèvre supérieure.

La nageoire dorsale longue et dentelée au bord postérieur, la caudale bien développée et fourchue.

Sa couleur varie d'une brune olivâtre au gris verdâtre sur le dos, et blanc au jaunâtre sur le ventre.

A partir de la souche originelle sauvage ; à corps allongé couvert d'écailles, différentes variétés ont été sélectionnées sur des critères de vitesse de croissance et de conformation du corps (haut et trapu). Les souches obtenues présentent 4 types d'écailles différentes:

- 1- Corps entièrement couvert d'écailles : **carpe commune**.
- 2- Corps avec un rang d'écailles le long de la ligne latérale : **carpe royale**.
- 3- Carpe à peau nue et grosse écailles le long du dos: **carpe miroir (royale)**.
- 4- Carpe à peau nue sans écailles : **carpe cuir (royale)**. (Figure 8)



**Figure 8** : carpe cuire (royale). ([www.anima.net.au](http://www.anima.net.au))

### **I.2.1.3. Répartition géographique**

Presque tous les Cypriniformes vivent dans les eaux continentales et leur répartition géographique est très large, ils ont colonisé tous les continents à l'exception de l'Australie.

La carpe est originaire d'Asie de l'ouest, aujourd'hui on la trouve un peu partout dans le monde, en Europe, en Asie, aux Etats-Unis sauf en Australie et au sud de l'Amérique.

Elle colonise une large variété de biotope mais seulement en eau douce et saumâtre.

La carpe commune fréquente les eaux calmes (lacs, étangs, fleuves) à fond vaseux (Franceschini, Guilini, 1996).

### **I.2.1.4. Régime alimentaire**

Le régime alimentaire varie d'une espèce à une autre:

La Carpe commune *Cyprinus carpio* est omnivore, opportuniste, benthophage (feuille jusqu'à 15 cm en fond vaseux), zooplanctonophage occasionnelle (des carpes de 1kg peuvent se gaver de grosses daphnies), comme elle accepte des aliments supplémentaires (Schlumberger, 1997).

La carpe royale *Cyprinus carpio* est omnivore, sa nourriture est constituée d'organismes planctoniques et d'animalcules qui se trouve sur le fond (Michaels, 1988).

La nourriture de larve nouveau-née consiste en algues microscopiques, rotifères et petits crustacés (puces d'eau) (Muus et Dahlstron, 1991).

La taille de la première alimentation pour la Carpe commune est de (0.08 – 0.1mm). (Schlumberger, 1997)

La température joue un rôle en ce qui concerne l'appétit de la carpe. Au-dessous de 8°C, elle ne mange pas ou à peine, et la température optimale pour sa nourriture est de 20°C (Muus et Dahlstron, 1991).

### **I.2.1.5. Reproduction**

On distingue trois modes de reproductions:

**a) Reproduction naturelle**

C'est une pratique qui consiste à mettre en présence des sujets de sexes opposés dans des proportions connues ou non, afin que la fécondation des ovules par les spermatozoïdes se réalise de façon naturelle. (Goche et Muir, 1999)

**b) Reproduction semi- naturelle**

Elle consiste à l'emplacement des nids artificiels afin que la production et la fécondation s'effectuent sur ces nids, généralement les femelles reçoivent une injection pour induire la ponte (Goche et Muir, 1999).

**c) Reproduction artificielle**

C'est la méthode la plus élémentaire pour l'obtention artificielle des œufs.

Les femelles reçoivent deux injections hormonales tandis que les mâles reçoivent une seule, et dès que les géniteurs atteignent la maturation, les gamètes mâles et femelles sont extraits du corps puis fertilisés et mis ainsi dans des incubateurs à des conditions optimales. (Goche et Muir, 1999)

**I.2.2. *Hypophthalmichthys molitrix* (Valencienne, 1844)**

**I.2.2.1. Taxonomie**

La systématique détaillée de cette espèce est décrite ci-dessous (Billard, 1995).

Embranchement	Chordés (Bateson, 1885).
Sous-embranchement	Vertébrés (Cuvier, 1812).
Classe	Actinopterygien (Huxley, 1880).
Ordre	Cypriniformes
Famille	Cyprinidés
Genre	<i>Hypophthalmichthys</i> (Bleeker, 1860).
Espèce	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i> (Valencienne, 1844).

### **I.2.2.2. Morphologie**

La carpe argentée est caractérisée par un corps massif, haut, comprimé latéralement. Une tête large et pointue. Une grande bouche terminale dépourvue de barbillons. Des yeux en dessous de la ligne médiane du corps. Un dos sombre, flanc et ventre gris chez l'adulte, argenté chez les jeunes jusqu'au 3<sup>ème</sup> été. Les écailles petites. La ligne latérale incurvée vers le bas jusque sous la région moyenne de l'abdomen. La nageoire anale à base plus longue que la dorsale, la caudale très échancrée. La nageoire dorsale a 11-15 rayons, l'anale a 14 -17 rayons, une ligne latérale de 110 à 124 écailles. Un organe suprabranchial filtre et oriente le plancton vers l'œsophage. Une carène ventrale marquée, sans écailles de la base de la tête à l'anale (Barbier, 2001 ; Brusle et Quignard, 2001).

### **I.2.2.3. Répartition géographique**

La carpe argentée est originaire des grands fleuves du sud de l'Asie, de l'est de la Chine et de l'extrême de la Russie qui se jettent dans l'océan Pacifique. Certaines populations sont aussi actuellement présentes dans le nord du Vietnam, mais elles auraient été introduites. Cette espèce aurait été introduite dans 95 pays. Le devenir de ces introductions est peu connu (Kolar *et al.*, 2005 in Fabrice et Yannick, 2010).

### **I.2.2.4. Régime Alimentaire**

La carpe argentée est planctophage, les branchiospines constituent le principal moyen de filtration. Elle se nourrit de diatomées, de dinoflagellés, de chrysophycées, de xanthophycées, de certaines algues vertes et de cyanobactéries (ex : algues bleues tel qu'*Oscillatiria*, *Aphanizomenon*, *Anabaena*, *Microcystis*...), en plus de détritus, de conglomérations des bactéries, de rotifères et de petits crustacés (FAO, 2005).

La carpe argentée est un poisson-filtreur dont les arcs branchiaux sont munis d'un appareil filtreur spécial d'une telle finesse qu'il peut tamiser les algues planctoniques et les débris organiques extrêmement petits, de 0.02mm. Il se nourrit d'algues planctoniques qui abondent dans un bon étang bien fertilisé. Il est parmi la faune piscicole un spécialiste en aliment, mangeant principalement le phytoplancton ; il ne consomme pas les plus gros aliments et ne se nourrit jamais sur le fond des étangs. C'est un réel poisson filtreur exploitant les eaux pélagiques (son habitat). (FAO, 1982).

Son intestin est long (six fois la longueur corporelle), en rapport avec l'ingestion de matériel végétal (Brusle et Quignard, 2001).

#### **I.2.2.5. Reproduction**

La carpe argentée pond en fin de printemps et en été, quand la température de l'eau est relativement élevée. A partir d'Avril à Août, à cause des tempêtes de pluies et de l'engorgement des cours d'eau et rivières, les géniteurs se rassemblent dans des aires de pontes où les conditions sont favorables, un courant rapide, compliqué et irrégulier. La température de ponte est généralement entre (6-28 °C) avec un optimum entre 22 et 28 °C.

Les œufs de la carpe argentée sont comme ceux des autres carpes chinoises, non adhésifs.

Après la ponte, les œufs commencent à absorber de l'eau à travers la membrane et se gonflent jusqu'à ce que leur gravité spécifique soit légèrement plus élevée que l'eau, pour qu'ils puissent rester au fond (dans le cas des eaux stagnantes) ou flotter à mi-chemin dans la couche d'eau intermédiaire (eaux en circulation) jusqu'à l'éclosion (FAO, 2005).

La carpe argentée ne se reproduit naturellement que dans les conditions thermiques et hydrologiques de son aire de distribution naturelle (cours moyen des fleuves chinois). La ponte se situe à une température d'environ 25°C au fond de rivières à fort courant. Les œufs sont semi-pélagiques et dérivent vers l'aval. L'éclosion se produit après une incubation qui dure entre 14 et 17 h à 28-30°C (Brusle et Quignard, 2001).

Dans son pays d'origine l'âge de maturité est compris entre 3 à 5 ans (Anonyme, 2005).

Les carpes chinoises ne se reproduisent pas en dehors de leur milieu naturel.

Dans ce cas, le recours aux techniques d'induction de la ponte est particulièrement nécessaire.

L'hypophysation représente ainsi le seul choix technique et économique réaliste pour développer la pisciculture (Meddour *et al.*, 2005).

*Chapitre II*  
*Présentation*  
*des parasites*

## II. Les Protozoaires parasites

Les parasites sont des êtres vivants, animaux ou végétaux, qui se développent aux dépens d'un autre être vivant, sans le détruire. Dans son sens large, la parasitologie devrait comprendre l'étude de tous les agents pathogènes y compris celle des bactéries et même des virus. Mais, dans le sens restreint, communément utilisé, la parasitologie concerne les Eucaryotes.

Les protozoaires sont des micro-organismes unicellulaires eucaryotes habituellement mobiles. Ce sont des composants importants des chaînes et des réseaux alimentaires, beaucoup sont parasites de l'homme et des animaux, leur morphologie et leur physiologie ressemblent sous de nombreux aspects à celles des animaux multicellulaires.

Ils se déplacent au moyen d'un des trois types principaux d'organes locomoteurs : Pseudopodes, flagelle ou cils. Certains n'ont aucun moyen de locomotion. La plupart des protozoaires se reproduisent de manière asexuée, certains ont une reproduction sexuée et d'autres utilisent les deux modes.

Dans cet inventaire on se limitera donc aux parasites protozoaires des poissons de la famille des cyprinidés.

### II.1. *Ichthyophthirius multifiliis* (Fouquet, 1876)

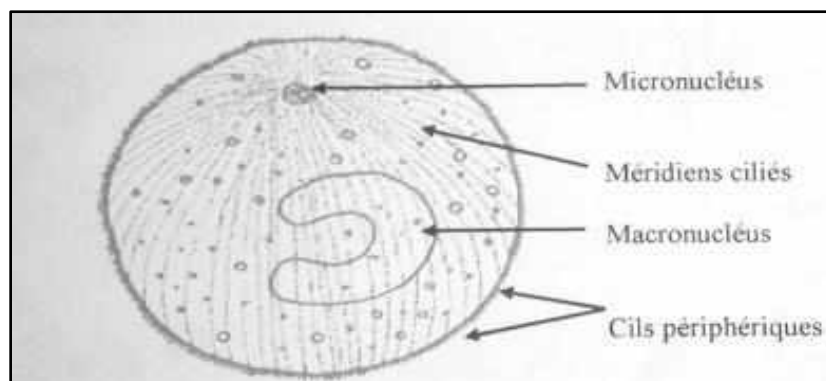
L'Ichthyophthiriose est la maladie des points blancs. Elle est l'une des ectoparasitoses les plus fréquentes chez le poisson. Elle est très connue et redoutée parmi les aquariophiles. Son agent est l'*Ichthyophthirius multifiliis* peut provoquer lorsque le traitement n'est pas mis en place assez rapidement, des pertes considérables. L'Ichthyophthiriose est essentiellement caractérisée par l'apparition de points blancs de 0.3 à 1 mm sur le tégument, d'où le nom usuel de « maladie des points blancs » (Alexandre, 2005).

### II.1.1. Taxonomie

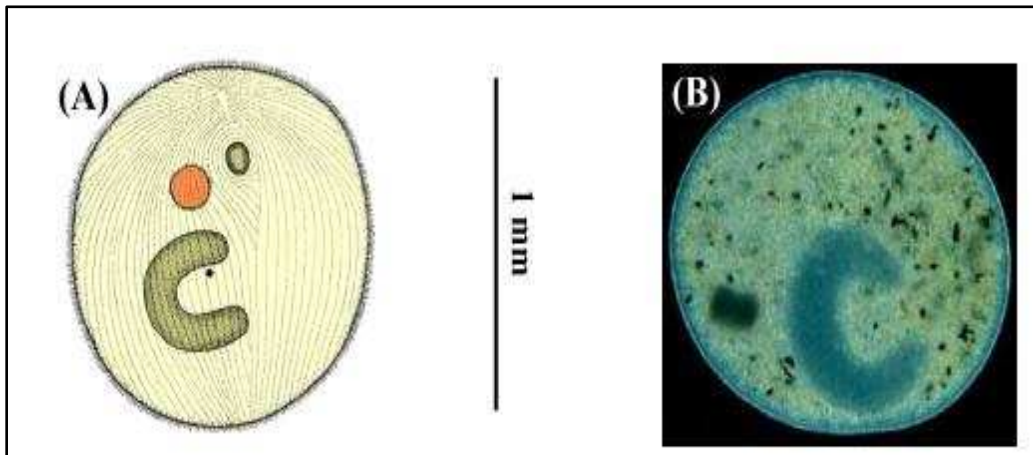
Phylum	Alveolata
S/Phylum	Ciliophora (Doflein, 1901, emend. Schulman et Podlipaev, 1980)
Classe	Oligohymenophorea (= Ciliata) (Perty, 1852)
S/Classe	Hymenostomatia
Ordre	Hymenostomatida (= Holotrichia) (Stein, 1859)
S/Ordre	Hymenostoma (Hickson, emend. Kahl, 1931)
Famille	Ophryonglenidae (Kent, 1882 ; emend, Kahl, 1931)
Genre	<i>Ichthyophthirius</i> (Fouquet, 1876)
Espèce	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> (Fouquet, 1876)

### II.1.2. Morphologie

*Ichthyophthirius multifiliis* (Figure 9, 10) provoque l'ichtyophthiriose la maladie des points blancs qui sont des kystes blanchâtres se localisant sur la peau, les nageoires et les branchies. Chez *B. callensis* et *B. setivimensis* ces kystes sont uniquement localisés sur les branchies (Figure 11, 12). Chaque kyste héberge un spécimen adulte appelé Trophozoïte, subsphérique de 0,6 à 1 mm de diamètre. Les observations au grossissement 10 x 10 révèlent un mouvement rotatif continu. Le corps présente des méridiens chargés de cils locomoteurs. Le cytoplasme contient un macronucléus en forme de fer à cheval (Meddour, 2009).



**Figure 9** : morphologie générale d'*Ichthyophthirius multifiliis*.



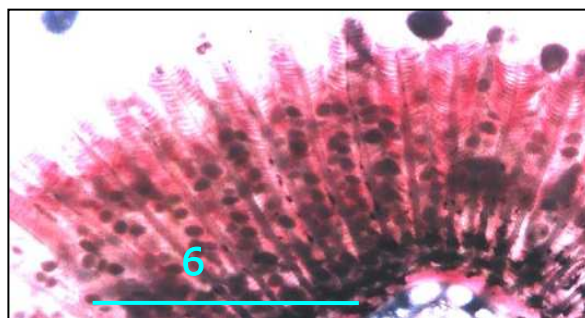
**Figure 10 :** Trophozoïte *Ichthyophthirius multifiliis*. (A) Schéma ;  
(B) Macrographie après traitement numérique. (Meddour, 2009)

### II.1.3. Localisation et symptôme

Les symptômes d'*Ichthyophthirius multifiliis* sont des Points blancs (pustules) sur la peau, les nageoires et les branchies. Chez certains poissons, ces pustules peuvent être localisées sur les branchies seulement et être absentes sur les nageoires et sur la peau. Le poisson fortement infecté refuse toute nourriture et se rassemble à l'entrée ou à la sortie des étangs (Paperna, 1982).

### II.1.4. Hôte et distribution géographique

La maladie des points blancs a été localisé dans les sites suivants : Lac Oubeira, Oued El Kébir, Oued Bounamoussa, Oued Isser, Barrage Ain Zada, Guenitra et Boukerdane chez *Barbus callensis*, *B .setivimensis*, *Pseudophoxinus callensis*, *P.guichenoti*, *Cyprinus carpio*, *H. molitrix*, *A. nobilis* (Meddour, 2009).



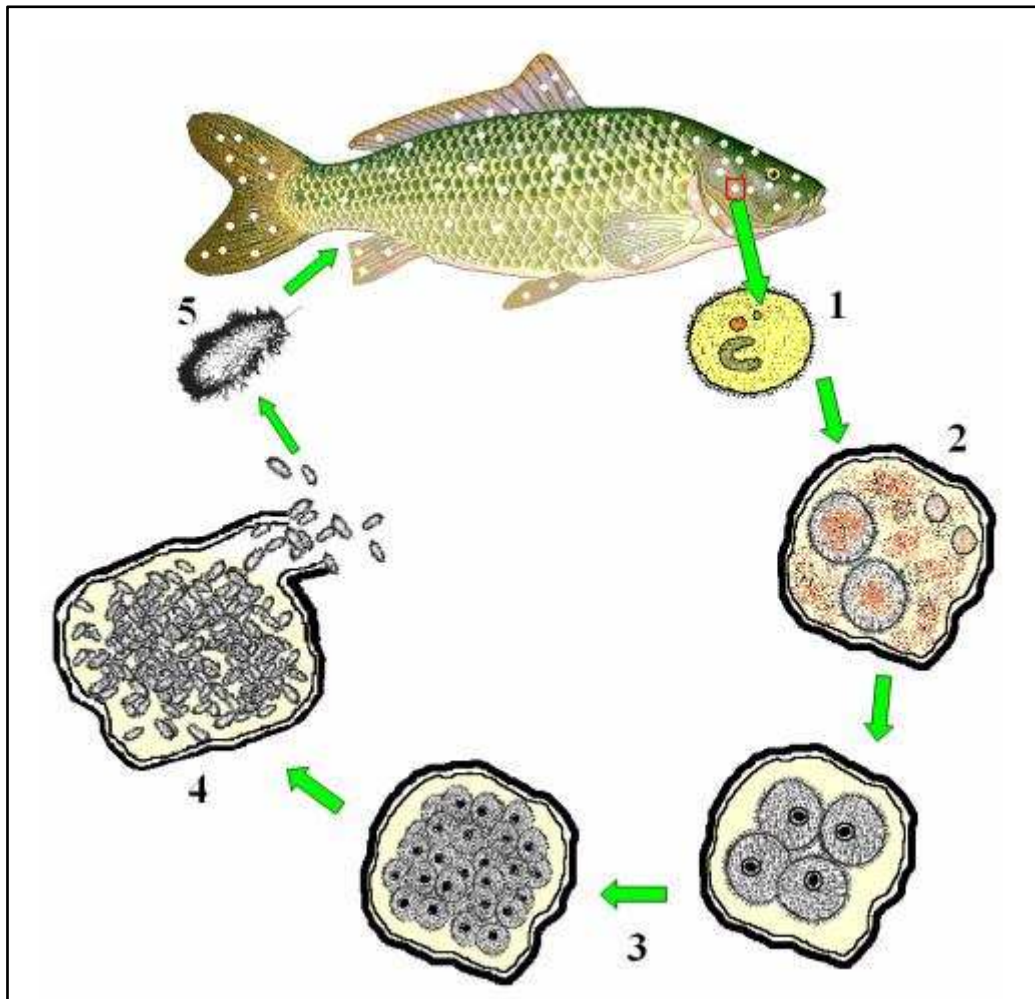
**Figure 11 :** Branchies de *Pseudophoxinus callensis* infestées par *I. multifiliis* (Meddour, 2009).



**Figure 12 :** (A) = Kyste d'*I. multifiliis* sur lamelle branchiale de *B. setivimensis* (Barrage Boukerdane). (B) = Stade Trophozoïte à l'état frais. (Meddour, 2009)

### II.1.5. Cycle évolutif (figure 13)

Les stades adultes (trophozoïtes) se développent à l'intérieur de l'épithélium de la peau ou des branchies. La maturité atteinte à une température optimale de 21 à 24°C en 3 à 4 jours, et à 25–28°C en 2 jours, le parasite quitte son hôte, et en 2 à 6 heures s'installe sur un substrat dans l'habitat et forme un kyste en s'entourant d'une fine membrane. A l'intérieur du kyste, le protozoaire est l'objet d'une série de divisions binaires qui aboutissent à la production de 250 à 2 000 "tomites". Le nombre ainsi formé est directement en relation avec la taille de l'adulte enkysté. Les trophontes peuvent produire des kystes et des tomites s'ils sont délogés de l'hôte avant d'avoir atteint leur taille définitive. Ce développement est complet à température optimale dans les 15 à 20 heures. Le kyste éclate et les tomites libérés, d'une taille de 30 à 40  $\mu\text{m}$ , nagent aux alentours, à la recherche d'un poisson-hôte. S'ils ne trouvent pas d'hôte, les Tomontes meurent dans les 24 heures (Paperna, 1982). D'autre part, quand les conditions aquatiques sont défavorables (ex : taux d'oxygène inférieur à un 1 mg/ litre), le trophozoïte quitte le poisson, s'enkyste dans l'eau et entame un rapide processus de division. Cependant le nombre de tomites libérés est moins important que dans le premier cas d'évolution (Van Duyn, 1973).



**Figure 13** : Cycle évolutif d'*Ichthyophthirius multifiliis*. (Meddour, 2009)

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

## II.2. *Trichodina* sp. Enremberg, 1831

La maladie Trichodinose est due à des protozoaires ciliés appartenant respectivement à la famille Trichodinidae. Ces parasites extrêmement fréquents, ne sont pas nuisibles chez des poissons sains, vivants dans des bonnes conditions environnementales. Par contre, si ces conditions sont mauvaises ou si les poissons sont affaiblis par d'autres maladies, on peut assister à des infestations massives qui sont mortelles en l'absence de traitement (Alexandre, 2005).

En Algérie *Trichodina* sp a été signalé pour la première fois par Meddour *et al.*, 1989 chez *Barbus callensis* de l'oued Bounamoussa.

### II.2.1. Taxonomie

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

La famille Trichodinidae comporte 9 genres: *Trichodina* Ehrenberg, 1831 (Ø 60µm); *Paratrichodina* 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 (Meddour, 2009).

### II.2.2. Morphologie

*Trichodina* sp est facilement observable aux grossissements 10x20 et 10 x 40. Cet ectoparasite est caractérisé par la présence de cils locomoteurs et par un anneau ventral appelé cystosquelette portant des denticules, au nombre 20 à 32 selon l'espèce et servant d'organe de fixation (figure 14, 16) (Van Duyn, 1973).

Ce protozoaire se distingue par ses mouvements rotatifs intenses (sorte de toupie se déplaçant à grande vitesse dans le champ d'observation). Le corps est de forme arrondie ou en poire (27 à 75 µm de diamètre) (Figure 14,16) (Meddour, 2009).

### II.2.3. Localisation et symptômes

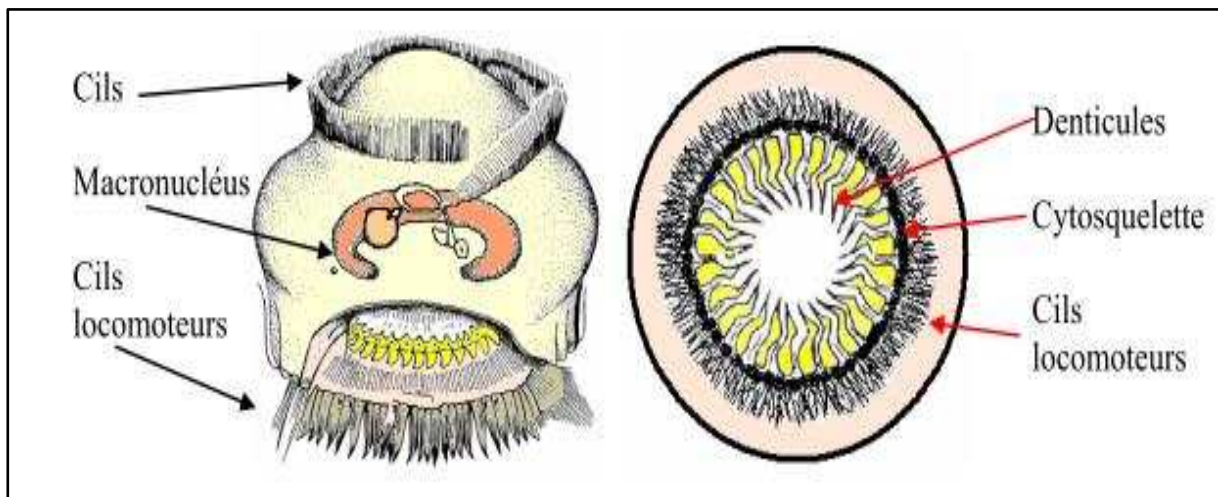
*Trichodina* sp a été localisé sur la peau, les nageoires et les branchies (figure 15). Les symptômes ne sont pas spécifiques, et sont ceux des affections cutanées (Alexandre, 2005).

### II.2.4. Hôte et distribution géographique

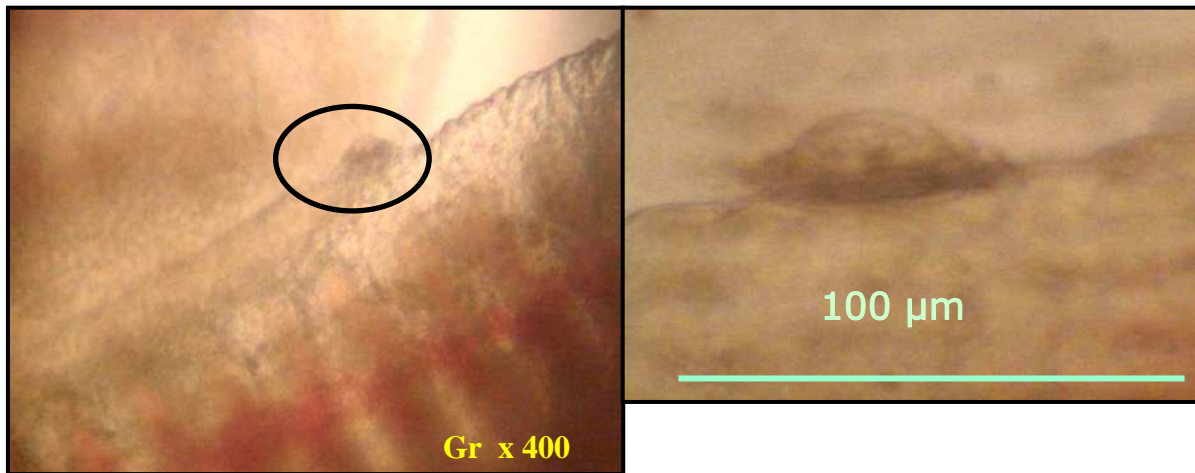
*Trichodina* sp a été localisée dans les sites suivants : Lac Oubeira, Oued El Kébir, Oued Bounamoussa, Barrages de Ain Zada, Guenitra et de Boukerdane chez *B. callensis*, *B. setivimensis*, *C. carpio*, *C. gibelio*, *A. nobilis* et *H. molitrix* (figure 15) (Meddour, 2009).

### II.2.5. Cycle évolutif

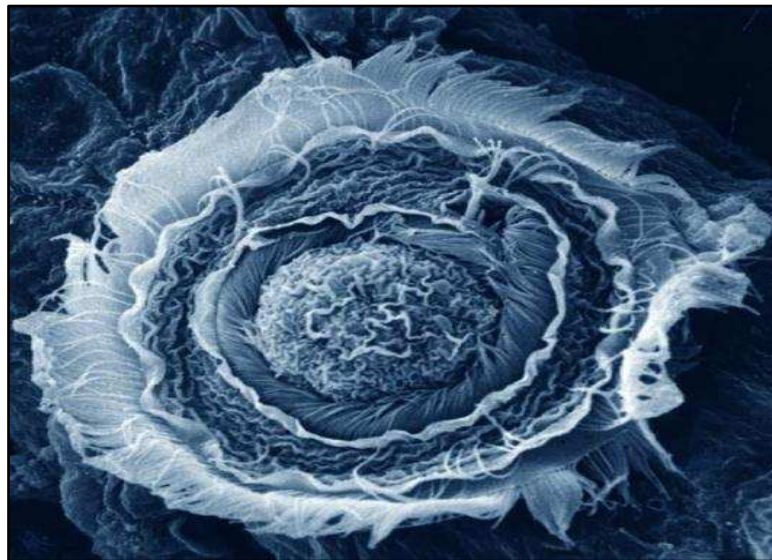
*Trichodina* sp. est capable de nager librement à la recherche de l'hôte et se nourrit des exsudais et de tissus épithéliaux. Sa reproduction s'effectue par division binaire (Paperna, 1982). Une constriction médiane du parasite est suivie d'une division en deux parties égales. Chaque cellule fille porte une moitié de l'armature originale de crochet. Le parasite ainsi formé, développe un nouvel anneau de denticules dont le nombre et la forme sont caractéristiques de l'espèce. Ces denticules sont révélés par imprégnation au Nitrate d'Argent (AgNO<sub>3</sub>). Le nombre de denticules varie de 20 à 32 selon les espèces. Les trichodinidés peuvent survivre deux jours sans hôte. Certains, sont capables de se fixer et survivre sur les têtards ou les crustacés planctoniques qui constituent les réservoirs. La durée de vie de *Trichodina* sp. est de 1 à 1,5 jour (Bauer et al., 1969 ; Van Duyn, 1973 ; Sery-Bailly, 1988).



**Figure 14** : Morphologie générale de *Trichodina* sp. (Meddour, 2009).



**Figure 15 :** *Trichodina* sp sur lamelle branchiale de *Barbus setivimensis* (Barrage boukerdane) (Meddour, 2009).



**Figure 16 :** *Trichodina* sp sous le microscope électronique à balayage (Mehlhorn, 2008).

### II.3. *Myxobolus* sp. (Butschli, 1882)

Spores ovoïdes, capsules polaires piriformes. La famille Myxobolidae comporte de très nombreuses espèces (plus de 450), certaines sont spécifiques à certains tissus et certains hôtes (Alexandre, 2005).

### II.3.1. Taxonomie (Meddour, 2009)

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

Cette famille comprend 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 ; Li et Desser, 1985).

### II.3.2. Morphologie

Les Myxosporidies parasitent les Cyprinidés, sous forme de kystes (stade végétatif) à divers niveaux : peau, derme, hypoderme, branchies, muscles, cartilages ou viscères. Un kyste peut contenir jusqu'à 20 millions de spores (Bykhovskaya-Pavlovskaya *et al.*, 1962 ; Lom et Noble, 1984).

Les spores de *Myxobolus* sp. (13 µm x 10 µm) sont ovales (figure 19), ellipsoïdales ou aplaties aux pôles, avec deux capsules polaires contenant un filament spiralé (figure 19). Ce filament polaire peut être extrudé quand les spores vivantes sont placées dans une solution de NaCl à 1 % (Paperna, 1982). La détermination de l'espèce est basée sur l'étude morphométrique des spores. Un kyste peut contenir jusqu'à 20 millions de spores (Meddour, 1988).

### II.3.3. Localisation et symptômes

*Myxobolus* sp. a été localisé dans les lamelles branchiales, l'arc branchial, les branchies (figure 17,18), et surface externe de l'intestin et du mésentère. *Myxobolus* sp. peut provoquer l'apparition des kystes blanchâtres de taille variable sur la peau, sous et sur les écailles, dans le derme et l'hypoderme, dans les muscles, sur les branchies, dans le périoste et les cartilages et dans tous les viscères (Paperna, 1982 ; Bahri, 1997).

### II.3.4. Hôte et distribution géographique

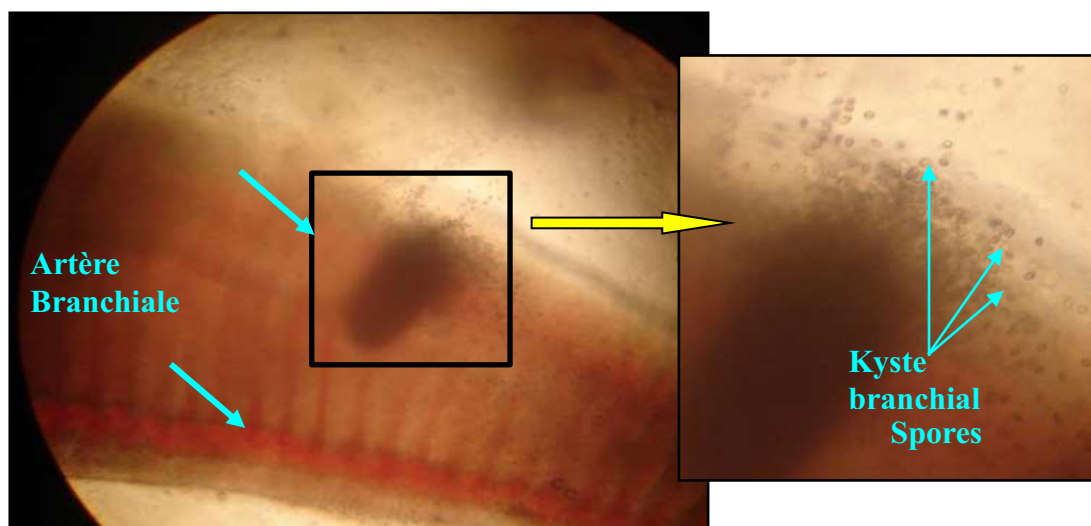
*Myxobolus sp.* a été localisé chez *B.callensis*, *B.setivimensis*, *Pseudophoxinus callensis*, *P.guichenoti*, *C .carpio*, *C. gibelio*, *H. molitrix*, *A. nobilis* dans les sites suivants : Lac Oubeira, Lac Tonga, Oued El Kébir, Oued Bounamoussa, Oued Isser; Barrages de Ain Zada, Guenitra et Boukerdane (Meddour, 2009).

### II.3.5. Cycle évolutif

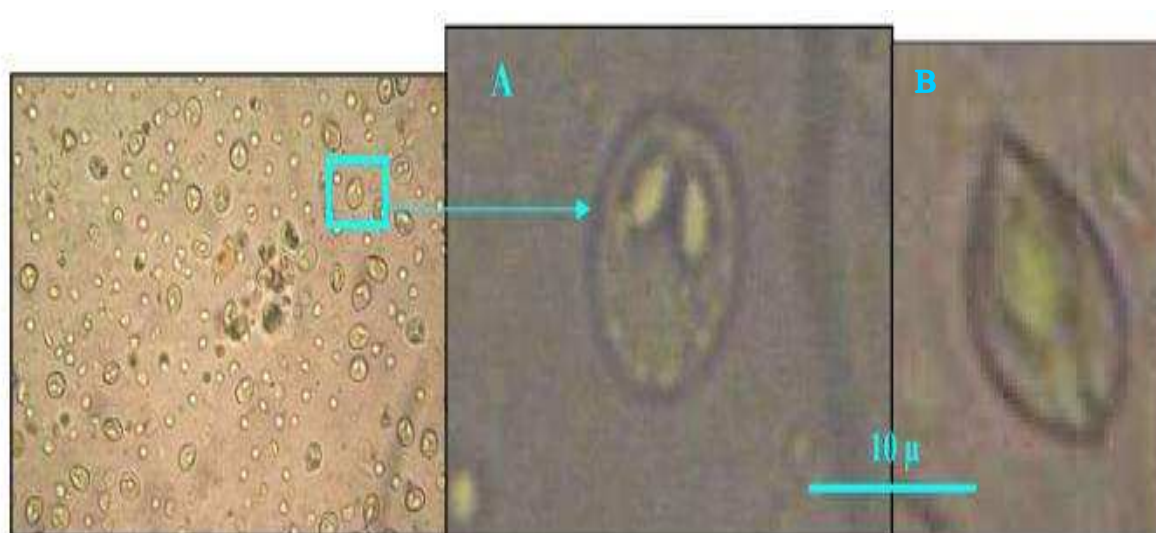
Dans la transmission des Myxosporidies, la rupture des kystes libère dans le milieu extérieur les spores qui sont ingérées par un hôte intermédiaire *Tubifex tubifex* (annélide oligochète). Dans l'épithélium intestinal de l'oligochète, le sporoplasme se transforme en pansporocystes puis en spore mature d'Actinomyxidie de type *Triactinomyxon* capable d'infester les poissons par voie buccale ou transcutanée (Markiw et Wolf, 1983 ; Wolf et al., 1986 ; El-Matbouli et al., 1992 *in* Meddour, 2009).



**Figure 17 :** Branchies de *B. setivimensis* de l'oued Isser fortement infestée de kystes de *Myxobolus sp.* (Gr 2,5 x 10) (Meddour, 2009).



**Figure 18 :** Kyste de *Myxobolus* sp. sur branchie de *Barbus setivimensis* (Barrage Ain Zada), (Préparation fraîche) (Meddour, 2009).



**Figure 19 :** Spores de *Myxobolus* sp. chez *Barbus setivimensis* (A) = vue de face ; (B): vue de profil. (Meddour, 2009)

#### II.4. *Chilodonella piscicola* (Moroff, 1902)

La plupart des espèces de *Chilodonella* vivent librement, mais certaines d'entre elles sont les microbes pathogènes sérieux des poissons d'eau douce, peuvent causer de lourdes pertes dans les aquariums et dans les cultures (les élevages).

#### II.4.1. Taxonomie

Phylum	Alveolata
S/Phylum	Ciliophora Doflein, 1901 emend. 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) (= <i>Chilodonella cyprini</i> Moroff, 1902)

#### II.4.2. Morphologie

*Chilodonella cyprini* mesure (41-70 µm X 30-57 µm) (Bauer et al, 1969) cet ectoparasite possède un corps ovale aplati dorso-ventralement, une ciliation incomplète avec cils distribués en de nombreuses lignes parallèles sur la surface concave (Sery-Bailly, 1988). Cytostome suivi d'un cytopharynx distinct. Présence d'un macronucléus, d'un micronucléus, de deux vacuoles contractiles et de nombreuses vacuoles digestives (figure 20) (Meddour, 2009).

#### II.4.3. Localisation et symptômes

Dans des conditions favorables à la prolifération du parasite, il envahit les branchies et la peau des poissons affectés. Les branchies souffrent le hyperplasia, la dégénération et la nécrose. La respiration est rigoureusement altérée. Sur la peau, le parasite peut pratiquement couvrir la surface du corps (Alexandre, 2005).

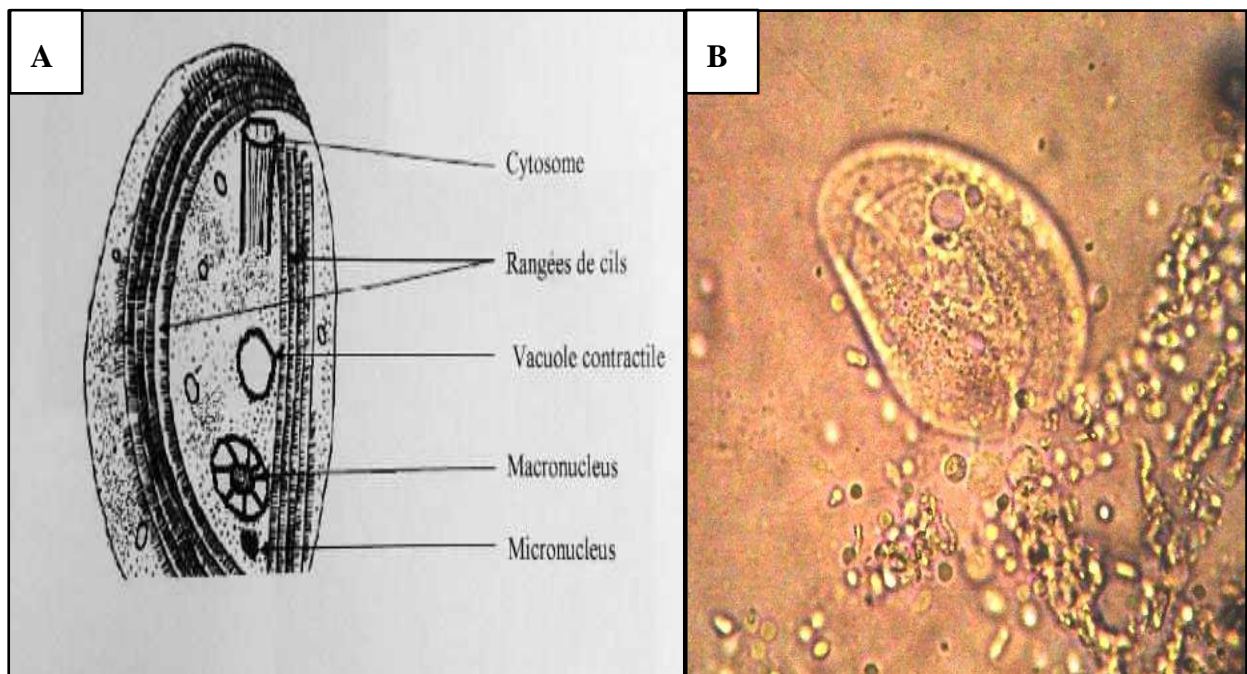
#### II.4.4. Hôte et distribution géographique

*Chilodonella cyprini* a été localisé chez *B. callensis*, *C. carpio*, , *Pseudophoxinus callensis*, *P. guichenoti* (Lac Oubeira, Oued El Kébir et Bounamoussa). Observé aussi chez *Barbus setivimensis* dans les Barrages Boukerdane et Ain Zada (Meddour, 2009).

#### II.4.5. Cycle évolutif

La reproduction de *Chilodonella piscicola* se fait par division longitudinale quand les conditions du milieu aquatique sont favorables. Quand ces conditions deviennent défavorables, le parasite s'enkyste pendant 3 à 4 heures. Les kystes restent viables jusqu'au retour des conditions favorables à leur développement (Bauer *et al*, 1969).

La chilodonellose est une parasitose à incidence hivernale. *C. piscicola* se multiplie par division longitudinale à des températures comprises entre 5° - 10°C et sa multiplication cesse à 20°C. Sous conditions environnementales défavorables, le parasite s'enkyste en 3 à 4 heures et les kystes restent viables jusqu'au retour de conditions favorables (Van Duyn, 1973).



**Figure 20 :** (A) schéma de la morphologie générale de *chilodonella picicola*. (B) Micrographie de *Chilodonella piscicola* Sur frottis frais de branchies de *Barbus callensis*. (Meddour, 2009)

*Chapitre III*  
*Traitement et*  
*prévention*

### III. Pathogénie et traitement des parasites

#### III.1. *Ichthyophthirius multifiliis*

##### III.1.1. Diagnostic

Le diagnostic de l'ichthyophthiriose nécessite l'identification du parasite. En effet, la présence des points blancs peut être provoquée par différents organismes provoquant des symptômes similaires (Microsporidies, taches blanches à aspect cotonneux dû à des champignons comme *Saprolegnia* ou à des bactéries comme *flexibacter columnaris*). Il faut donc effectuer un raclage de la peau afin d'observer les points blancs au microscope. On reconnaît très facilement *I. multifiliis* par sa taille et son noyau en fer à cheval caractéristique (Alexandre, 2005; David, 2007).

##### III.1.2. Pathogénie

Après pénétration du théronte dans l'épiderme, il apparaît une petite plage de nécrose s'agrandissant avec le développement du trophonte. Par son action mécanique, celui-ci crée de nombreux dommages aux tissus avoisinants. Dans les branchies, on observe une hyperplasie de l'épithélium gênant le processus de respiration. Les lésions de la peau affectent sérieusement l'osmorégulation, ce qui est probablement la cause de la mort dans l'ichthyophthiriose. En général, c'est le trophonte mûr qui crée le plus de dégâts à l'hôte, mais une infection synchrone par de nombreux thérontes peut provoquer la mort en 8 à 12 heures (Alexandre, 2005; David, 2007).

##### III.1.3. Traitement et contrôle

- **Traitement non médicamenteux**

La multiplication des parasites ne s'effectue pas sur le poisson, il est possible de mettre en place un traitement non médicamenteux, en interrompant le cycle évolutif. La température dont dépend la durée des différentes phases du cycle est d'une grande importance dans ce traitement. Cette méthode nécessite deux bacs de quarantaine, on place les poissons malades à 27°C dans l'un de ces bacs où on les laisse 12 heures. Pendant ce temps, les trophontes à maturité quittent les poissons et commencent à se diviser, mais ils ne peuvent pas atteindre le stade de thérontes en un temps aussi court. Au bout de 12 heures, on transfère les poissons dans le second bac, tandis que l'on vidange et nettoie le premier. On renouvelle cette procédure toutes les 12 heures pendant 6 jours au moins jusqu'à ce que tous les trophontes

aient quitté les poissons. Pendant ce temps, dans l'aquarium également à 27°C les tomontes ont donné des thérontes qui n'ont pas pu survivre du fait de l'absence d'hôtes.

Un autre traitement consiste à tuer les thérontes par irradiation aux rayons ultraviolets (longueur d'onde 253.7 nm). On place les poissons dans une caisse à fond perforé suspendue dans un bac de quarantaine. On équipe le bassin d'un filtre d'une capacité suffisante et d'une pompe puissante aspirant l'eau du bac et la renvoyant dans la caisse après passage dans un épurateur à lampe UV. Les thérontes sont tués par les UV dans l'eau sortant du bac.

Les poissons se trouvent ainsi constamment en eau exempte de thérontes. La durée du traitement dépend de celle du cycle évolutif. Et elle doit être d'au moins 6 jours à 24-26°C pour que tous les parasites aient quitté les poissons

Enfin, il est possible d'empêcher le déroulement du cycle, en augmentant la température à 32°C pendant cinq jours, si les poissons le permettent (Alexandre, 2005).

- **Traitement médicamenteux par bains**

De nombreux traitements en bains sont proposés contre l'ichthyophthiriose : bleu de méthylène, formol, chlorure de sodium, permanganate de potassium et vert malachite. Tous ne sont actifs que contre les thérontes et demandent donc plusieurs traitements répétés pendant au moins six jours à 24-26°C ou plus à des températures inférieures.

En aquariophilie, le traitement le plus courant utilise l'association de vert malachite et de formol (mélange de Leteux-Meyer). On prépare une solution de 3.7 g (ou 3.2g suivant auteurs) de vert malachite pour un litre de formol et on traite avec 2.5 ml de mélange pour 100 litres d'eau, en retirant le filtre (retient le vert de malachite). On continuera le traitement tous les jours en renouvelant 50% de l'eau pendant 6 jours.

Plusieurs précautions sont à prendre avec ce traitement en raison de la toxicité du vert malachite et du formol. Tout d'abord le formol ne doit pas contenir de paraformaldehyde (précipité blanc) très toxique pour le poisson. Le vert malachite est très efficace contre les protozoaires ectoparasites; malheureusement c'est également un poison respiratoire pour le poisson, sa toxicité augmentant avec la température (Paperna, 1982 ; Alexandre, 2005).

- **Traitement médicamenteux par voie orale**

Ces traitements ont l'avantage d'agir efficacement contre les trophontes, et empêchent également les thérontes de s'enkyster sous l'épiderme des poissons. Mais ils ne peuvent être

utiliser que lorsque le poisson se nourrit; malheureusement les poissons très atteints refusent généralement de s'alimenter. Il est donc nécessaire de diagnostiquer très tôt la maladie pour pouvoir mettre en œuvre ces traitements. On peut utiliser des aliments médicamenteux contenant de la quinine (5g /kg de nourriture) pendant 8 à 10 jours.

L'utilisation de vert malachite (formulation non soluble dans l'eau) dans la nourriture est également très efficace et réduit les effets toxiques observés avec l'utilisation par bains (Alexandre, 2005; David, 2007).

#### **III.1.4. Prophylaxie**

La seule prophylaxie efficace est une quarantaine de deux semaines des poissons nouvellement introduits. Elle permet d'observer et de traiter une infestation éventuelle. Les tomites d'*Ichthyophthirius* peuvent aussi être introduits par des plantes. Aussi faut-il placer celles-ci en quarantaine pendant quatre jours à 24-26°C dans un aquarium sans poissons. Les objets introduits dans l'eau d'un aquarium ou d'un bassin doivent toujours être rincés et séchés à défaut d'une désinfection. (Alexandre, 2005)

### **III.2. *Trichodina* sp.**

#### **III.2.1. Diagnostic**

Pour le diagnostic, on effectue un frottis de la peau sur un poisson vivant ou récemment sacrifié car les parasites quittent rapidement le cadavre des poissons morts. Le frottis est examiné directement au microscope; on observe facilement les protozoaires Ciliés de grande taille (Alexandre, 2005; David, 2007).

#### **III.2.2. Pathogénie**

Par leurs mouvements, les ciliés exercent une action mécanique, qui lèsent les cellules de la peau et des branchies et entraînent des troubles de la respiration et de l'osmorégulation (Alexandre, 2005; David, 2007).

#### **III.2.3. Traitement et contrôle**

La plupart des protozoocides sont efficaces, le traitement le plus commun est celui au vert de malachite pendant deux à quatre jours. De plus, il convient d'identifier les facteurs qui ont pu déclencher une prolifération massive, et de les corriger (Alexandre, 2005; David, 2007).

### **III.2.4. Prophylaxie**

Il faut respecter une quarantaine de trois semaines avant introduction de poissons ou de plantes, nettoyer et sécher tous objets utilisés dans l'aquarium ou le bassin, et éviter l'introduction d'eau contaminée (Alexandre, 2005; David, 2007).

### **III.3. *Myxobolus* sp.**

#### **III.3.1. Diagnostic**

On peut reconnaître à l'œil nu les nodules de la peau et des nageoires, mais de telles formations peuvent apparaître lors de certaines microsporidioses ou lors de maladie lymphokystique virale (Lymphocystis, virus à ADN). Pour confirmer le diagnostic, on racle avec précaution le nodule avec un scalpel. Généralement, la coque des kystes se rompt et libère les spores. On distingue alors au microscope les spores typiques avec leurs capsules polaires, elles sont d'ailleurs plus faciles à observer après une coloration de Wright ou Giemsa. En cas d'atteinte des viscères et des muscles, on recherche les spores dans les kystes et les lésions des organes prélevés sur un poisson récemment sacrifié (Alexandre, 2005; David, 2007).

#### **III.3.2. Pathogénie**

Suivant les espèces, l'action pathogénique des Myxosporidies est très variée. L'hypertrophie des plasmodiums peut être à l'origine de l'atrophie des tissus avoisinants par compression. Ils peuvent également lyser ou phagocyter les cellules de l'hôte, ou encore détruire les tissus par infestation massive (Alexandre, 2005; David, 2007).

Une certaine atrophie musculaire a toutefois été signalée autour des nodules cutanés de *Myxobolus* chez les cyprinidés. Les kystes dans le derme ou dans la paroi intestinale peuvent provoquer une prolifération métaplasique du tissu infecté, avec infiltration par le réseau des capillaires. Les gros kystes ou les gros agrégats de petits kystes peuvent être la cause de dommages mécaniques. S'ils sont localisés dans la gueule, de tels kystes peuvent troubler l'alimentation. Une infection sévère des branchies peut gêner l'activité respiratoire. L'infection sous-cutanée causée par un grand kyste de *Myxobolus* sur *Barbus sublineatus* provoque une difformité distincte du corps du poisson (Paperna, 1982).

### III.3.3. Traitement et contrôle

Peu de recherches ont été effectuées sur des chimiothérapies contre les maladies causées par des Myxozoaires. Récemment, des publications ont montré une bonne activité du toltrazuril (ainsi que d'autres dérivés de la triazine) contre les stades présporaux de *Myxobolus sp.* Toutes ces molécules ne sont pas efficaces contre les spores et si elles diminuent le parasitisme au bout de plusieurs traitements, elles ne permettent pas l'éradication des Myxozoaires (David, 2007).

### III.3.4. Prophylaxie

Pour les bassins lorsque l'eau d'arrivée est susceptible d'être infestée, l'installation d'un épurateur à U.V. sur un circuit de filtration est une mesure prophylactique qui semble efficace. Les U.V. tuent les spores libres dans l'eau et les inactivent. Il faut désinfecter avec soins tout le matériel utilisé. Enfin, il ne faut pas oublier une possibilité de transmission des Myxozoaires par des vers, hôtes intermédiaires. Aussi faut-il se méfier de l'introduction dans un aquarium de l'introduction de vers vivants ou même congelés, étant donné la résistance des spores au froid (David, 2007).

## III.4. *Chilodonella piscicola*

### III.4.1. Diagnostic

Pour le diagnostic, on effectue un frottis de la peau sur un poisson vivant ou récemment sacrifié car les parasites quittent rapidement le cadavre des poissons morts. Le frottis est examiné directement au microscope; on observe facilement les protozoaires Ciliés de grande taille (David, 2007).

### III.4.2. Pathogénie

Dans le milieu naturel, il existe plusieurs espèces de *Chilodonella*. Mais, deux espèces seulement *C. piscicola* et *C. hexasticha* sont pathogènes pour les poissons. L'espèce *C. hexasticha* est moins répandue que *C. piscicola* mais on la rencontre aussi dans les eaux saumâtres et affecte surtout les poissons les plus âgés.

Ce parasite se nourrit directement à partir de l'épithélium de l'hôte. Il pénètre à l'intérieur des cellules épithéliales de l'hôte à l'aide du Cytosome pour ingérer le contenu. Son attache à l'épithélium est facilitée par les cils ventraux. Sa présence sur le poisson provoque une importante réponse immunitaire (Noga, 2000).

La Chilodonellose est une pathologie hivernale qui disparaît avec l'augmentation de la température. Dans les eaux chaudes, si la température diminue à 20°C le parasite peut provoquer des pertes considérables. Les fortes infestations au niveau des branchies et de la peau sont souvent accompagnées d'ulcérations de la peau suites aux infections secondaires (Noga, 2000).

#### **III.4.3. Traitement et contrôle**

Le traitement le plus commun est celui au vert de malachite pendant deux à quatre jours. De plus, il convient d'identifier les facteurs qui ont pu déclencher une prolifération massive, et de les corriger (David, 2007).

#### **III.4.4. Prophylaxie**

Une quarantaine de trois semaines avant l'introduction de poissons ou de plantes, nettoyer et sécher tous les objets utilisés dans l'aquarium ou le bassin, et éviter l'introduction d'eau contaminée (Alexandre, 2005; David, 2007).

*Conclusion*

Les ensemencements ichtyologiques en Cyprinidés des plans d'eau en Algérie n'excluent pas l'introduction d'entités parasitaires menaçant notre patrimoine biologique naturel. Pour cette raison la nécessité de connaître l'ichtyofaune parasitaires est importante afin de maîtriser les activités de peuplements et de repeuplements et l'élevage de ce genre de poisson.

Ce travail intitulant sur l'inventaire des Protozoaires parasites des Cyprinidés consiste à une recherche documentaire qui nous a permis de regrouper les résultats des différents travaux effectués sur la parasitofaune en Algérie.

Au cours de cette étude les Protozoaires parasites les plus fréquemment rencontrés chez les Cyprinidés sont : *Ichthyophthirius multifiliis*, *Trichodina* sp, *Myxobolus* sp, *Chilodonella piscicola*. Parmi ces derniers certains sont spécifiques à des hôtes donnés, les autres fréquentent plusieurs espèces.

Les parasites recensés dans cet inventaire ont une pathogénie qui se diffère d'un parasite à l'autre, certains causent des mortalités aiguës tout dépend aux parasites et les conditions environnementales favorables leurs prolifération.

Il est utile de réactualiser les données sur la parasitofaune d'un milieu aquatique, du moins chaque décennie. Mais, il faut signaler la carence des travaux de terrain sur la parasitose des poissons en Algérie ce qui ouvre de nouvelles perspectives de recherche 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 et la dynamique saisonnière propre à chaque entité parasitaire.

Il est évident que les risques pathologiques parasitaires dans les milieux piscicoles peuvent être contrôlés à la suite de l'identification des agents parasitaires. Et cela, par la connaissance de leur biologie, par l'application de mesures préventives appropriées et par une inspection vétérinaire rigoureuse aux frontières (pour les poisons importés) avec l'application de protocoles qui restent à définir avec les ministères et organismes de tutelle en concordance des normes telles que définies par l'Office International des Epizooties.

Selon plusieurs auteurs (Paperna, 1982 ; Alexandre, 2005; David, 2007) le traitement le plus adéquat pour les parasites des poissons est le vert malachite, mais la prophylaxie reste le moyen le plus sûr et le plus fiable pour garder les poissons en un très bon état sanitaire.



# *Bibliographie*

- Alexandre A .F., 2005.** Parasites et parasitoses des poissons d'ornements d'eau douce aide au diagnostic et propositions de traitement. Thèse Doctorat Vétérinaire. *Faculté de médecine de Créteil*. 106p.
- Almaça C., 1970b.** Sur les barbeaux (genres et sous genre *Barbus*) de l'Afrique du nord. *Bull. Mus. His. Nat. Paris*, série 2, 42 (1) : 141-158.
- Almaça C., 1976.** La spéciation chez les cyprinidés de la péninsule ibérique. *Revue des travaux de l'institut des pêches maritimes*. 40: 399-411.
- Anonyme., 2005.** La population piscicole: les espèces et leurs caractéristiques guides de bonnes pratiques de gestion piscicole d'étangs. s. l. : *smidap*. Fiche n° 4 a. 78 p.
- Bahri S., 1997.** Etude comparée de quelques Myxosporidies parasites de poissons Mugillidae de Méditerranée occidentale : Aspects structuraux, biologiques et immunologiques. Thèse de Doctorat, Parasitologie, *U.S.T.L., Montpellier*. 153 p.
- Bauer O.N., Musselius V.A., et Strelkov YU.A., 1969.** Diseases of pond fishes. *Izdatel'stov « kolos » moskov*. Departement of commerce, springfield. 219p. [ English translation U.S]
- Bauer O.N., et Schulman S.S., 1984.** Determination of parasites of freshwater fishes *.Parasites simples (Protozoa), Vol. 1. Academy of Science of the Soviet Union, "Nauka", Leningrad, USSR*.428 p.
- Benabid M., 1990.** Bioécologie de deux espèces de barbeau: *Barbus barbus callemis* (Günther) et *Barbus labeobarbus fritschii* (Valenciennes) d'un cours d'eau du Haut-Atlas du Maroc Thèse de Doctorat *Univ. CadiAyyas, Marrakech*, 170 p.
- Billard R., 1995.** Les carpes, biologie et élevage. *INRA édition Paris*. 387 p.
- Bouhadad R., 1997.** Génétique des populations du barbeau (genre *barbus*, poisson cyprinidae) des Oued Algériens, Docteur en science, département de biologie, *U.S.T.H.B*, 145p.
- Bouhadad R., 1993.** Distribution des espèces du genre *Barbus* en Algérie. *Cahier d'Ethologie, Algérie*. 13 (2) : 185-186.

- Bouhbouh S., 2002.** Etude bioécologique de deux espèces de barbeau, (*Barbus callensis* (Valenciennes, 1842) et *barbus frifshii* (Günther, 1874)) dans la retenue du barrage Allal EL Fassi, Thèse de doctorat, *Fac Sci. Fès, Maroc*. 168p.
- Bouhireb N., Oukhemamou R., 2006.** Contribution à l'étude des ressources piscicoles du barrage de Ain Zada. Mémoire d'ingénieur d'état en sciences de la mer, option : aquaculture. Institut des sciences de la mer et de l'aménagement du littoral. 36p.
- Brusle J., et Quignard J.P., 2001.** Biologie des poissons d'eau douce européens. Édition. *TEC & DOC*. Paris : s. n., 2001. p. 625.
- Bykhovskaya-Pavlovskaya I.E., Gusev A.V., Dubinina M.N., Izyumova N.A., Smirnova T.S., Sokolovskaya I.L., Shtein G.A., Schulman S.S., et 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, Leningrad.
- Cherghou S., Khodrari M., Yaâkoubi F., Benabid M et Badri A., 2002.** Contribution à l'étude du régime alimentaire du barbeau (*Barbus barbuis callensis* valenciennes, 1842) d'un cours d'eau du moyen – Atlas (Maroc) : oued Boufekrane. *Rev. Sci. Eau, Maroc*, 15: 153-163.
- David G. B., 2007.** Flynn's Parasites of Laboratory Animals. *American College of Laboratory Animal Medicine. Second edition*. 789p.
- Fabrice T et Yannick L. D., 2010.** Etude sur l'élevage des carpes dites chinoises en France et évaluation de leur possible reproduction naturelle dans les cours d'eau Français. s. l. : *Vandoeuvre-lès-Nancy*. 92p.
- FAO., 2005.** Cultured Aquatic Species Information Programme : Hypophthal michthysmolitrix. Rome : *FAO fisheries and aquaculture department*. 10p.
- FAO., 1982.** Projet de développement des pêches continentales et de l'aquaculture. *Département des pêches Antananarivo* : s.n., 1982. 40p.
- Goche A. G., Muir G. F., 1999.** La Gestion de la ferme et ses stocks. FAO. 341p.
- Huet M., 1970.** Traité de pisciculture. *Lied et Wyngaert* .718 p.

**Kraïem M. M., 1980.** Structure et fonctionnement des écosystèmes du Haut-Rhône français xxi, Contribution à l'étude du régime alimentaire de *Barbus barbus* (L. 1758) (Poisson, Cyprinidae).5w//. *Fr. Fisc.*, 278 : 1-10.

**Kraïem M. M., Pattée E., 1980.** La tolérance à la température et au déficit en oxygène chez le barbeau (*Barbus barbus* L.) et d'autres espèces provenant des zones piscicoles voisines. *Arch. Hydrobiol.* 88 (2) : 250-261.

**Kraïem M. M., Dkhil-Abbes T., 2008.** Preliminary results of orphological variability of the genus *Pseudophoxinus* [teleostei, cyprinidae] in tunisian freshwaters. *Laboratoire d'Aquaculture- INSTM, Salammbô, Tunisie.* Vol 35. 15-23p.

**Le Berre M., 1985.** Faune du Sahara 1, poissons- amphibiens et reptiles, Edit, *RAYMOND chabaud*, Paris.300 p.

**Lom J., et Noble E.R., 1984.** Revised classification of the class Myxosporea Bütschli, 1881. *Folia Parasitologica (Praha)*,31 : 193-205.

**Maouche Y., Seridji R., 1976.** Elevage des cyprinidés. Elevage de la crevette marine. Rapport de stage en république populaire de chine. *Centre de recherche océanographique et des pêches.* 800p.

**Meddour A., Rouabah A., Meddour-Bouderda K., Loucif N., Remili A., Khatal Y., 2005.** Experimentations sur la reproduction artificielle de sander *lucio-perca*, *hypophthalmichthys molitrix* et *aristichthys nobilis* en Algérie. Edition. *Sciences &technologie.* 9p.

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

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

**Meddour A., 2009.** Pisciculture et Biodiversité de la Parasitofaune des Poissons dans le Nord-Est de l'Algérie. Thèse de Doctorat en Sciences Vétérinaires, Université de Tarf, 236pp.

**Mehlhorn H., 2008.** Encyclopedia of Parasitology. *Springer.Third Edition.*1573p.

**Michaels V. K., 1988.** Carpe farming. *Published by fishing new books LTD.* 207 p.

**Muus B. J., et Dahlstrom P., 1991.** Guide des poissons d'eau douce et pêche, 4<sup>ème</sup> édition, *Delachaux et Niestlé*, France, 223p.

**Noga E.J., 2000.** Fish Disease : Diagnosis and Treatment. *Iowa State University Press.* 390p.

**Paperna, I., 1982.** Parasites, infections et maladies du poisson en Afrique. *CPCA, Doc. Tech., (7).* 202 p.

**Pellegrin J., 1921.** Les poissons des eaux douces de l'Afrique du Nord Français, Maroc, Algérie, Tunisie, Sahara. Mémoire de la société des sciences Naturelles du Maroc. 1-126.

**Pellegrin J., 1936.** Les barbeaux de l'Afrique du Nord Français. Description d'une nouvelle espèce. *Bull. Soc. Sci. Nat. Du Maroc.* 14 (1) : 1-11.

**Schlumberger O., 1997.** Mémento de pisciculture d'étangs. 3<sup>ème</sup> édition. *Cemagref.* 238 p.

**Sery-Bailly W., 1988.** Les principales dominantes pathologiques du Tilapia. Thèse de Doctorat Vétérinaire. *Ecole Vétérinaire de Lyon.* N° thèse 76.115 p.

**Tazerouti F., 1993.** Contribution à l'étude de la biologie de la reproduction d'un poisson téléostéen, cyprinidé d'eau douce, *barbus callensis* (Val., 1842). Thèse de magister *U.S.T.H.B., Algérie,* 157p.

**Van Duyn Jr.C., 1973.** Disease of fishes. 3<sup>rd</sup> Edition. *iLife Books, Butterworth & Co. Publishers Ltd., London.*372 p.

**Site web:**

[www.fishbase.org](http://www.fishbase.org)

[www.FAO.org](http://www.FAO.org)