

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 Monogènes parasites des poissons
marins en Algérie.

Présenté par: **Mr ADJA Ammar**

Soutenus devant le jury suivant :

Mme AMAR I	Maître assistante (ENSSMAL)	présidente
Dr MEDDOUR A	Maître de conférences (Université <i>Badji Mokhtar</i>)	promoteur
Mme MESLEM N	Maître assistante (ENSSMAL)	Examinatrice
Mme BOUBCHICHE Z	Maître assistante (ENSSMAL)	Examinatrice

Promotion : (2012)



Remerciement

*Avant tout, nous remercions Allah, Dieu le Miséricordieux, l'Unique,
le Puissant, pour son guide et sa protection, pour la patience et la foi qu'il m'a
donnée pour aboutir à ce stade.*

*Nous tenons à remercier vivement Monsieur MEDDOUR Abderrafik, pour la
confiance qu'il nous a accordé en acceptant de nous encadrer 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 d'un grand apport ;*

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

*Ma profonde déférence et mes remerciements au Mme AMAR pour avoir accepté de
présider le jury de soutenance.*

*Ma reconnaissance, mes respects et mes remerciements à Mme MESLEM et Mme
BOUBCHICHE pour avoir accepté d'examiner mon travail.*

*Nous exprimons notre profonde reconnaissance au personnel de la bibliothèque de
l'ENSSMAL*



FAO: Food and Agriculture Organization.

ONDPA: Office National Développement et de Protection Aquacole.

Ppm: partie par million

mm: millimètre

cm : centimètre

G : grossissement

Fig : figure

Liste des figures

Figure 1	Morphologie de mâchoire de la Daurade royale (Fishbase, 2011).....	02
Figure 2	Daurade <i>Sparus aurata</i> . (Adja et Litama, 2012).....	03
Figure 3	Morphologie générale de <i>Diplodus vulgaris</i> (Fisher <i>et al.</i> , 1987).....	04
Figure 4	Morphologie générale de <i>Diplodus puntazzo</i> (Cette, 1777). (Fisher <i>et al.</i> , 1987).....	06
Figure 5	<i>Diplodus puntazzo</i> (Di Cave, 2005).....	06
Figure 6	Morphologie générale de <i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1826). (Fisher <i>et al.</i> , 1987).....	07
Figure 7	El Karous ou bar commun <i>Dicentrarchus labrax</i> (Linné, 1758). (Quero <i>et al.</i> , 2003)	09
Figure 8	El Karous ou bar commun <i>Dicentrarchus labrax</i> (Linné, 1758).....	09
Figure 9	Morphologie générale de <i>Furnestinia echeneis</i> (Di Cave, 2005).....	13
Figure 10	<i>Furnestinia echeneis</i> (A) = Observation à la loupe binoculaire sur une lamelle branchiale G10× 2.5 ; (B) = Observation au microscope optique G 10×10 ; (C) = Prohaptéur (haptéur antérieurs) ; (D) = Opisthaptéur (haptéur postérieur) : Observation au microscope optique G 10×40. (Adja et Litama, 2012).....	14
Figure 11	<i>Lamellodiscus ignoratus</i> a : détaille d'une espèce adulte ; b : pièce copulatrice ; c : armature de haptéur (Droul et Hedjeres, 2003).....	16
Figure 12	(A) <i>Sparicotyle chrisofrii</i> ;(B) : Œufs attachés au tissu de centre de parasite (d'après Whittington <i>et al.</i> , 2000).....	18
Figure 13	<i>Sparicotyle chrisofrii</i> ; 1: Observation au microscope optique G 10×10 d'un spécimen adulte ; 2 : Observation au microscope optique G 10×40 d'une prohaptéur (Adja et Litama, 2012).....	18
Figure 14	A : spécimen adulte avec ses œufs ; B : Œufs de <i>Sparicotyle chrisofrii</i> (Adja et Litama, 2012).....	19
Figure 15	<i>Atrispinum seminalis</i> ; a : spécimen adulte ; b : armature de l'atrium génital. (Droul et Hedjeres, 2003).....	21
Figure 16	Morphologie generale de <i>Choricotyle chrysophryi</i> (Van Beneden et Hesse, 1863). Vu dorsale (Belhanafi et Yahiaoui, 2002).....	23
Figure 17	Un spécimen adulte de <i>Diplectanum aequans</i> (Klaus, 2005).....	24
Figure 18	Lamelles branchiales infestées par <i>Diplectanum aequans</i> . (Di cave, 2005).....	24

Sommaire

Introduction	01
---------------------------	-----------

Chapitre 1 : Présentation des hôtes

1. Les Sparidae	02
1.1. La Daurade <i>Sparus aurata</i> (Linnaeus, 1758)	02
1.1.1. Production aquacole mondiale de <i>Sparus aurata</i>	02
1.1.2. Morphologie.....	02
1.1.3. Coloration.....	02
1.1.4. Bioécologie.....	03
1.2. <i>Diplodus vulgaris</i> (Cette, 1777).....	04
1.2.1. Morphologie.....	04
1.2.2. Coloration	05
1.2.3. Bioécologie.....	05
1.3. <i>Diplodus puntazzo</i> (Cette, 1777).....	05
1.3.1. Morphologie	05
1.3.2. Coloration	06
1.3.3. Bioécologie	06
1.4. <i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1826).....	07
1.4.1. Morphologie.....	07
1.4.2. Coloration	07
1.4.3. Bioécologie	08
2. Les Moronidae.....	08
2.1. Loup de mer ou Karous, <i>Dicentrarchus labrax</i> (Linnaeus, 1758).....	08
2.1.1. Production aquacole mondiale de <i>Dicentrarchus labrax</i>	08
2.1.2. Morphologie.....	09
2.1.3. Coloration.....	09
2.1.4. Bioécologie.....	10

Chapitre 2 : Parasites Monogenea

1. Monogènes parasites des Sparidae.....	12
1.1. Les Monopisthocotylea.....	12
1.1.1. <i>Furnestinia echeneis</i> (Euzet et Audouin, 1959)	12
a. Position systématique.....	12
b. Localisation	12
c. Diagnose du l'espèce.....	12
1.1.2. <i>Lamellodiscus ignoratus</i> (Palombi, 1943).....	15
a. Position systématique.....	15
b. Localisation	15
c. Diagnose du l'espèce	15
1.2. Les Polyopisthocotylea (Odhner, 1912).....	17
1.2.1. <i>Sparicotyle chrisofrii</i> (Taschenberg, 1879).....	17
a. Position systématique.....	17
b. Localisation	17

c. Diagnose du l'espèce	17
1.2.2. <i>Atrispinum seminalis</i> (Euzet et Maillard, 1973).....	20
a. Position systématique.....	20
b. Localisation	20
c. Diagnose du l'espèce	20
1.2.3. <i>Choricotyle chrysophryi</i> (Van Beneden et Hesse, 1863).....	22
a. Position systématique.....	22
b. Localisation	22
c. Diagnose du l'espèce	22
2. Monogènes parasites des Moronidae.....	23
2.1. Monopisthocotylea (Odhner, 1912).....	23
2.1.1. <i>Diplectanum aequans</i> (Diesing, 1858)	23
a. Position systématique.....	23
b. Localisation	23
c. Diagnose du l'espèce	24
<u>Chapitre 3 : Maîtrise et gestion du risque sanitaire</u>	
3.1. Mesures préventives.....	26
3.1.1. Prophylaxie sanitaire, conduite zootechnique et hygiène.....	26
3.1.2. Prophylaxie médicale.....	27
3.2. Mesures curatives.....	28
Conclusion	30
Bibliographie.....	32



Introduction

L'aquaculture est pratiquée depuis près de 4 000 ans. Aujourd'hui, la production aquacole mondiale est devenue le secteur de production animale qui connaît la plus forte croissance. De récentes estimations montrent que l'aquaculture fournit 43% de tout le poisson consommé par l'homme (FAO, 2007).

Dans de nombreux pays méditerranéens, dont l'Algérie, l'aquaculture est en plein essor. Cette activité est le plus souvent perçue comme un secteur providentiel venant au secours d'une activité de pêche stagnante. L'aquaculture marine se concentre surtout sur des espèces à haute valeur commerciale comme le Loup et la Daurade royale. Néanmoins, ce développement ne se produit pas sans entraîner quelques risques qui peuvent mettre en danger sa pérennité (Van Cam, 2009).

Il y a quelques années, la pathologie des poissons marins ou ichthyopathologie marine était pratiquement un domaine inconnu. Seule la pisciculture des poissons d'eau douce éveillait la curiosité des chercheurs. L'importance que l'ichthyopathologie marine reçoit depuis les dernières années est due à notre avis, à l'accroissement qui se vérifie dans l'installation estuarienne et mariculture, au profit des zones côtières et/ou reconversion d'espaces autrefois destinés à d'autres types d'exploration.

En aquaculture, parmi les risques sanitaires liés aux bioagresseurs, les problèmes les plus graves sont engendrés par les pathogénies liées aux viroses, bactériose et parasitoses dont les Monogènes et crustacés ectoparasites responsables de lourdes pertes avec un ralentissement de la croissance et des taux de mortalité élevés. Ainsi, les Monogènes constituent, par conséquent, un facteur limitant la réussite de la productivité des fermes aquacoles

Une connaissance approfondie des infections parasitaires aux Monogènes permet d'éviter et de contrôler l'apparition d'épizooties potentiellement graves, dans les systèmes d'exploitation où les conditions de confinement et de surpeuplement exaltent la diversité et l'intensité des infections parasitaires (Van Cam, 2009).

Ce travail, réalisé à travers une analyse documentaire, est une modeste contribution à la connaissance des Monogènes rencontrés sur *Sparus aurata* et *Dicentrarchus labrax* et des notions de maîtrise et gestion du risque sanitaire.



Chapitre 1: *Présentation* *des hôtes*

1. Les Sparidae

1.1. La Daurade *Sparus aurata* (Linnaeus, 1758)

La daurade royale *Sparus aurata* est un poisson marin particulièrement apprécié. C'est une espèce très convenable pour l'aquaculture en Méditerranée, grâce à son taux de survie élevé et sa haute valeur commerciale (FAO, 2009).

1.1.1. Production aquacole mondiale de *Sparus aurata*

La production à grande échelle des juvéniles de cette espèce n'a été définitivement accomplie en Espagne, en Italie et en Grèce qu'en 1988–89. Cette espèce a démontré une grande adaptabilité aux conditions d'élevage intensif en étangs et en cages. Sa production annuelle augmente régulièrement jusqu'à atteindre un pic de plus de 87 000 tonnes en 2000 (FAO, 2009).

1.1.2. Morphologie

Sparus aurata présente un corps ovale, avec un profil de la tête régulièrement convexe. Œil petit. Bouche basse, très peu inclinée. Nageoire dorsale à 11 épines ; lèvres épaisses ; 4 à 6 dents caniniformes antérieures à chaque mâchoire, doublées et suivies sur les côtes de dents plus obtuses, devenant rapidement molariformes en 2 à 4 rangées (**Fig.1**) (FAO, 2009).

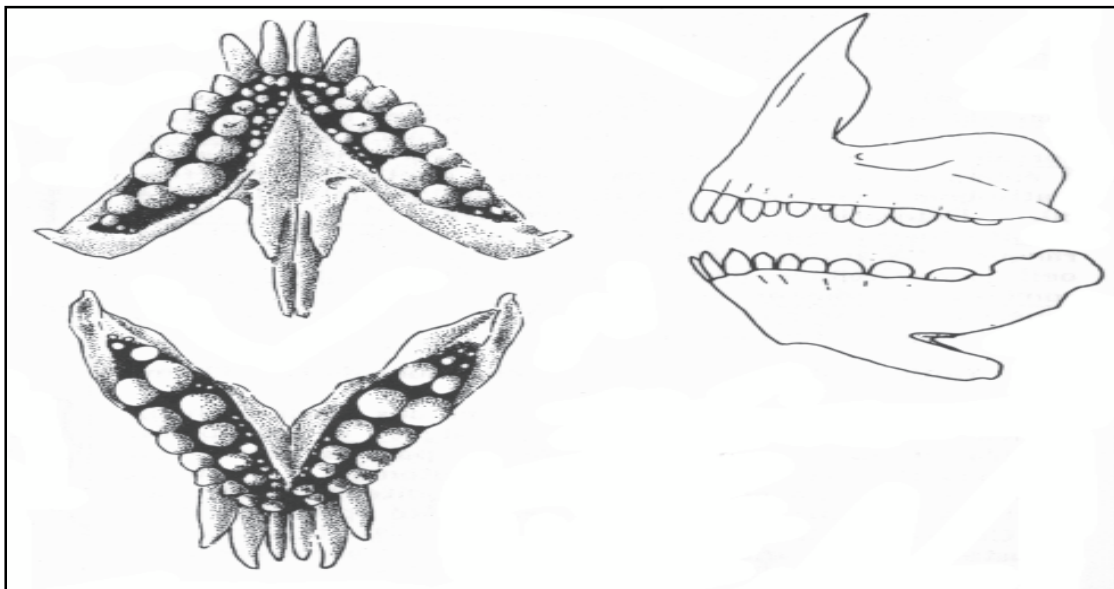


Figure 1 : Morphologie de mâchoire de la Daurade royale (Fishbase, 2011).

1.1.3. Coloration

De coloration gris argentée, à grosse tache noire à l'origine de la ligne latérale et débordante sur le sommet de l'opercule, on note sur l'opercule une zone rougeâtre et une bande dorée entre

les yeux bordée de deux zones sombres (moins nette chez les jeunes). Souvent des lignes longitudinales sombres apparaissent sur le corps (**Fig. 2**) (FAO, 2009).

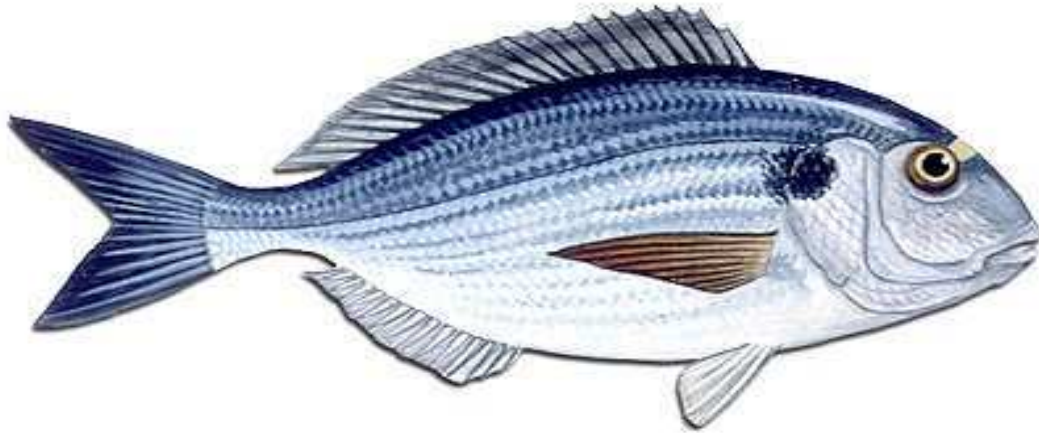


Figure 2 : Daurade *Sparus aurata*. (Adja et Litama, 2012).

1.1.4. Bioécologie

a) Répartition géographique

Sparus aurata est présente en Méditerranée, dans l'Atlantique Nord Est autour des îles britanniques et en Mer Noire (Ifremer, 2007). Sa présence en Algérie est remarquable tout au long de l'année sur les côtes, dans les estuaires et dans la lagune Mellah du Parc National d'El Kala (Meddour *et al.*, 2011).

b) Limites écologiques

La daurade est une espèce eurytherme et euryhaline avec un optimum de croissance pour une température de 25°C à 26°C à une salinité de 35‰. C'est une espèce benthique et prédatrice (Burlot *et al.*, 1988).

	Température (°C)	Salinité (‰)	O ₂ dissous (mg/l)	N-NH ₃ (mg/l)
Limites	4 à 36	5 à 60	>4	<0.1
Optimums	17 à 20 : reproduction 25 à 27 : croissance	20 à 30	Saturation	

c) Habitat

Sparus aurata est un poisson côtier évoluant sur les herbiers à Posidonies ou des fonds sableux. Les juvéniles peuvent atteindre - 30 m et les adultes - 150 m. Euryhalins, ils pénètrent dans les eaux saumâtres. Sédentaires, ils vivent solitaires ou en petits groupes (Fischer *et al.*, 1987).

d) Régime alimentaire

Le schéma alimentaire des larves de daurade est le plus fréquemment utilisé en élevage pour les poissons marins. Après une période d'alimentation par des rotifères (0.15 à 0.25 mm), période la plus critique de l'élevage, les larves sont nourries de larves de petits crustacés (*Artémia* au stade nauplius de 0,4 à 0,5 mm) puis « sevrées », c'est à dire nourries de micro-granulés, lorsque leur poids est de l'ordre de 20 à 50 mg, soit après un peu plus d'un mois d'élevage (Ifremer, 2011).

1.2. *Diplodus vulgaris* (Cette, 1777).

1.2.1. Morphologie

Corps ovale élevé, comprimé (**Fig.3**). Bouche légèrement protractile; lèvres assez épaisses; 8 incisives étroites et de teinte châtaigne à chaque mâchoire; 3 à 5 rangées de molaires à la mâchoire supérieure et 2 à 4 rangées à la mâchoire inférieure, disposées derrière les incisives et sur les côtés des mâchoires (**Fig.3**) ; 10 à 12 branchiospines inférieures, 6 à 9 supérieures sur le premier arc branchial. Nageoire dorsale à 11 ou 12 épines et 13 à 16 rayons mous; anale à 3 épines et 12 à 15 rayons mous; caudale fourchue. Ecailles de la ligne latérale: 51 à 61 (à l'exclusion des écailles de la base de la caudale). (Fisher *et al.*, 1987).

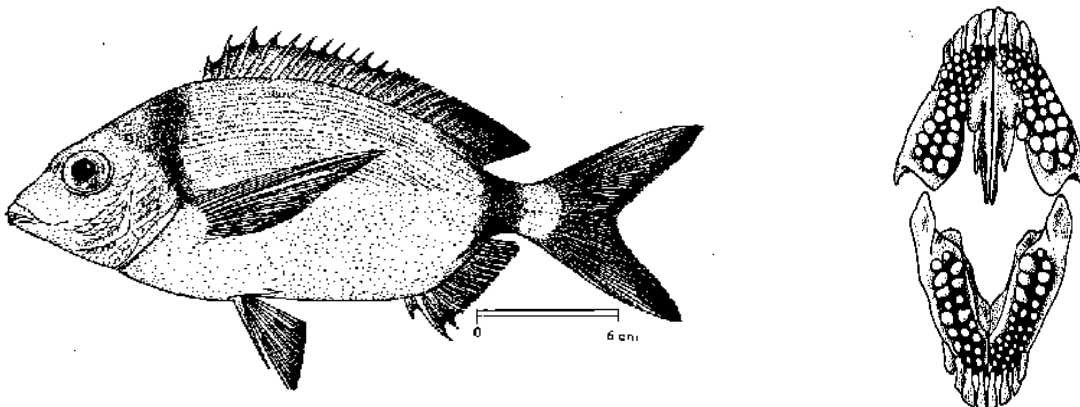


Figure 3 : Morphologie générale de *Diplodus vulgaris* (Fisher *et al.*, 1987).

1.2.2. Coloration

Teinte générale grise, brunâtre à verdâtre, plus claire sur le ventre; large tache nuchale très sombre; s'étendant du début de la dorsale jusqu'à l'insertion des pectorales, également sur le bord postérieur de l'opercule; sur le pédoncule caudal bande annulaire débordant largement sur la base des rayons mous de la dorsale et de l'anale (chez les jeunes, parfois limitée et n'atteignant pas les dorsale et anale); aisselle des pectorales noire; caudale foncée, presque noire distalement; autres nageoires plus ou moins sombres, surtout distalement (Fisher *et al.*, 1987).

1.2.3. Bioécologie

a) Répartition géographique

Diplodus vulgaris est présente en Méditerranée, dans l'Atlantique Nord Est autour des îles britanniques et au Sénégal et en Angola (Fisher *et al.*, 1987).

b) Habitat

Vit en eaux côtières sur fonds rocheux ou sableux jusqu'à 130 m, les jeunes sur fonds d'herbier. Reproduction en automne (Méditerranée occidentale); 2 périodes de reproduction sur les côtes algériennes : décembre-janvier pour les plus jeunes, mai-juin pour les individus de plus de 25 cm. Maturité à 2 ans (environ 17 cm). Seraient hermaphrodites (Fisher *et al.*, 1987).

c) Régime alimentaire

Espèce carnivore (qui se nourrit de vers, Echinodermes, Bryozoaires, Mollusques et Crustacés) (Droul et Hedjeres, 2003).

1.3. *Diplodus puntazzo* (Cette, 1777).

1.3.1. Morphologie

Corps ovale, comprimé. Museau pointu, mâchoires protractiles, lèvres minces; sur chaque mâchoire, 8 incisives proclives (inclinées vers l'avant) et de teinte châtaigne, suivies par une ou deux rangées de petites molaires très rudimentaires, régressant chez l'adulte (**Fig.4**) ; joues écailleuses mais préopercule nu; 7 à 11 branchiospines inférieures, 5 à 7 supérieures sur le premier arc branchial. Nageoire dorsale à 11 épines (la première épine courte) et 12 à 15 rayons mous; anale à 3 épines et 11 à 13 rayons mous; caudale fourchue. Ecailles de la ligne latérale: 53 à 64 (à l'exclusion des écailles de la base de la caudale) (**Fig. 4**). (Fisher *et al.*, 1987).

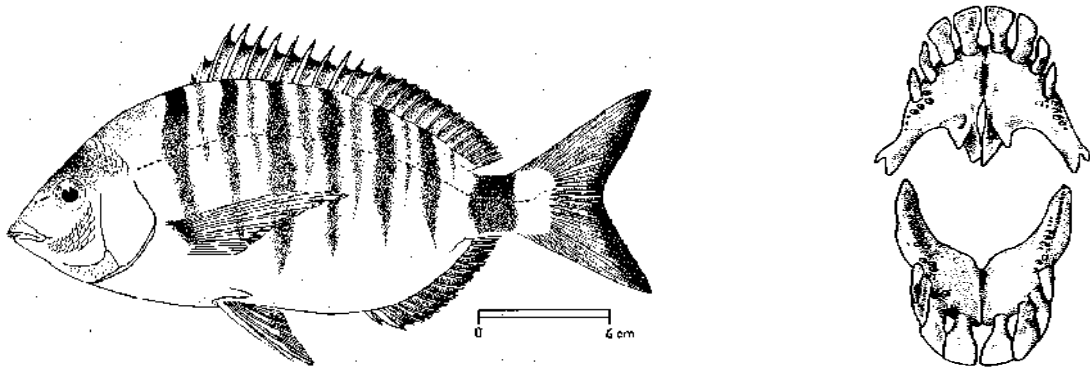


Figure 4 : Morphologie générale de *Diplodus puntazzo* (Cette, 1777). D'après Fisher *et al.*, 1987.

1.3.2. Coloration

Teinte générale gris argenté; 6 ou 7 rayures verticales très sombres alternant avec 5 à 7 rayures plus claires, disparaissant parfois complètement après la mort; sur le pédoncule caudal, large bande plus ou moins annulaire, plus marquée chez les jeunes; fourche caudale souvent frangée de noir; nageoires souvent grisâtres, leur partie distale plus sombre; une tache très foncée à l'angle supérieur de la base des pectorales (**Fig. 5**) (Fisher *et al.*, 1987).



Figure 5 : *Diplodus puntazzo* (Di Cave, 2005).

1.3.3. Bioécologie

a) Répartition géographique

Diplodus puntazzo est présente en Méditerranée, dans l'Atlantique Nord Est autour des îles britanniques et Egalement dans le golfe de Gascogne (rare) à la Sierra Leone (Fisher *et al.*, 1987).

b) Habitat

En eaux côtières sur les fonds rocheux jusqu'à 150 m mais plus abondant jusqu'à 60 m; espèce grégaire, dont les jeunes vivent dans les flaques littorales et pénètrent en eaux saumâtres alors que les adultes se tiennent dans la zone des brisants (Fisher *et al.*, 1987).

c) Régime alimentaire

Omnivore (algues, vers, moules, crevettes). (Fisher *et al.*, 1987).

1.4. *Pagellus acarne* (Risso, 1826).

1.4.1. Morphologie

Corps fusiforme, modérément comprimé. Profil de la tête déprimé au-dessus de l'œil et museau conique; espace inter orbitaire plat; diamètre oculaire plus petit que la longueur du museau; écaillure dorsale se terminant en arrière du diamètre vertical de l'œil; joues écailleuses; préopercule nu; bouche basse, subhorizontale; lèvres épaisses; aux deux mâchoires, dents pointues en avant et molariformes en arrière; les dents pointues de la rangée externe, un peu plus fortes, sont doublées de nombreuses petites dents en carde; 13 à 16 branchiospines inférieures, 9 à 12 supérieures sur le premier arc branchial. Nageoire dorsale à 12 ou 13 épines et 10 à 12 rayons mous; anale à 3 épines et 9 ou 10 rayons mous; le dernier rayon de l'anale et de la dorsale nettement plus fort que les précédents. Ecailles de la ligne latérale: 65 à 72 (**Fig. 6**) (Fisher *et al.*, 1987).

1.4.2. Coloration

Gris rosé plus foncé sur le dos; ventre plus clair. Tête plus sombre, en particulier entre les yeux. Tache noir rougeâtre à l'aisselle de la pectorale, débordant sur la partie supérieure de sa base. Nageoires rosâtres plus ou moins claires. Parfois dorsale, anale et caudale bordées de brun rougeâtre. Intérieur de la bouche rouge orangé. (Fisher *et al.*, 1987).

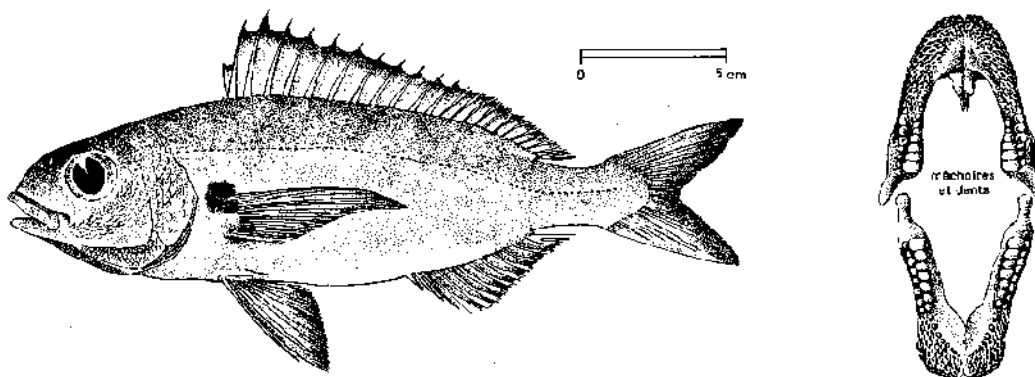


Figure 6 : Morphologie générale de *Pagellus acarne* (Risso, 1826). D'après Fisher *et al.*, 1987.

1.4.3. Bioécologie

a. Répartition géographique

Pagellus acarne est également trouvé dans l'Atlantique est, de la Mer du Nord au Sénégal (Fisher *et al.*, 1987).

b. Habitat

Poissons démersaux sur fonds variés, surtout sable, sable vaseux et herbiers à Posidonies jusqu'à 420 m; plus communs entre 40 à 180 m. Jeunes plus côtiers. Reproduction intermittente de juin à septembre (Méditerranée occidentale), septembre à novembre (Méditerranée orientale). Hermaphrodite protandriques (la majorité des individus sont d'abord mâles puis deviennent femelles à des tailles variant suivant les conditions hydrologiques (17 à 29 cm, soit 2 à 7 ans). Maturité sexuelle à 2 ans (13 à 18 cm). (Fisher *et al.*, 1987).

c. Régime alimentaire

Omnivores à prédominance carnivore (fouillent le sable à la recherche des vers, mollusques, petits crustacés et larves de poissons). (Fisher *et al.*, 1987).

2. Les Moronidae

2.1. Loup de mer ou Karous, *Dicentrarchus labrax* (Linnaeus, 1758)

2.1.1. Production aquacole mondiale de *Dicentrarchus labrax*

Appelé bar, Loup de mer ou Karous, *Dicentrarchus labrax* est le poisson marin le plus largement élevé en Méditerranée. Les grands pays producteurs sont la Grèce, la Turquie, l'Italie, l'Espagne, la Croatie et l'Égypte (Meddour *et al.*, 2011).

En Algérie, on ne relève aucune expérience réelle dans l'élevage de cette espèce. Durant des décennies, des captures de populations sauvages de *Dicentrarchus labrax* dans les bordigues de la lagune Mellah (Parc National d'El Kala) ont souvent été déclarées, à tort, comme produit d'aquaculture. Les premiers essais d'élevages à partir d'alevins de *D. labrax* importés d'Espagne et réalisés par l'ONDPA au niveau de la ferme de Cap Djinet se sont soldés par des échecs successifs relevant de problèmes environnementaux et sanitaires d'origine infectieux (Viroses & bactérioses) (Meddour *et al.*, 2011).

2.1.2. Morphologie

Corps assez allongé. Opercule avec 2 épines plates; préopercule avec de grandes épines, dirigées vers l'avant sur son bord inférieur. Bouche terminale, modérément protractile. Deux nageoires dorsales séparées, la première avec 8 à 10 épines; la seconde avec une épine et 12 ou 13 rayons mous. Nageoire anale avec 3 épines et 10 ou 12 rayons mous. Petites écailles; la ligne latérale 62 à 74 (mode 70), mais sans arriver jusqu'à la nageoire caudale. Nageoire caudale modérément fourchue (**Fig. 7**). (FAO, 2009).

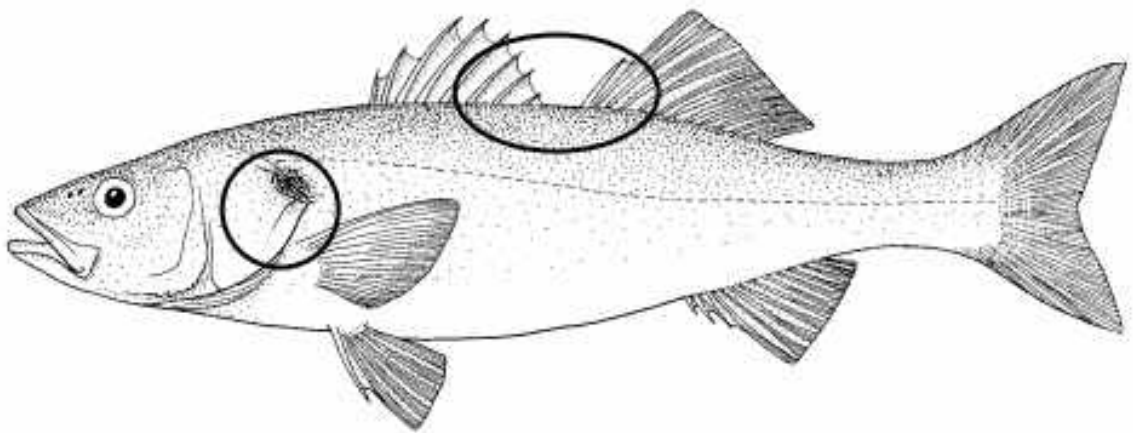


Figure 7 : El Karous ou bar commun *Dicentrarchus labrax* (Linné, 1758).
(Quero et al., 2003)

2.1.3. Coloration

Couleur grise argentée à bleuâtre sur le dos, argentée sur les côtés, ventre parfois teinté de jaune. Les jeunes peuvent avoir quelques taches sur le haut du corps mais pas les adultes. Il y a une tache noire diffuse sur le bord de l'opercule (**Fig.8**) (FAO, 2009).



Figure 8 : El Karous ou bar commun *Dicentrarchus labrax* (Linné, 1758).
(<http://www.marseille-sympa.com/>)

2.1.4. Bioécologie

a) Répartition géographique

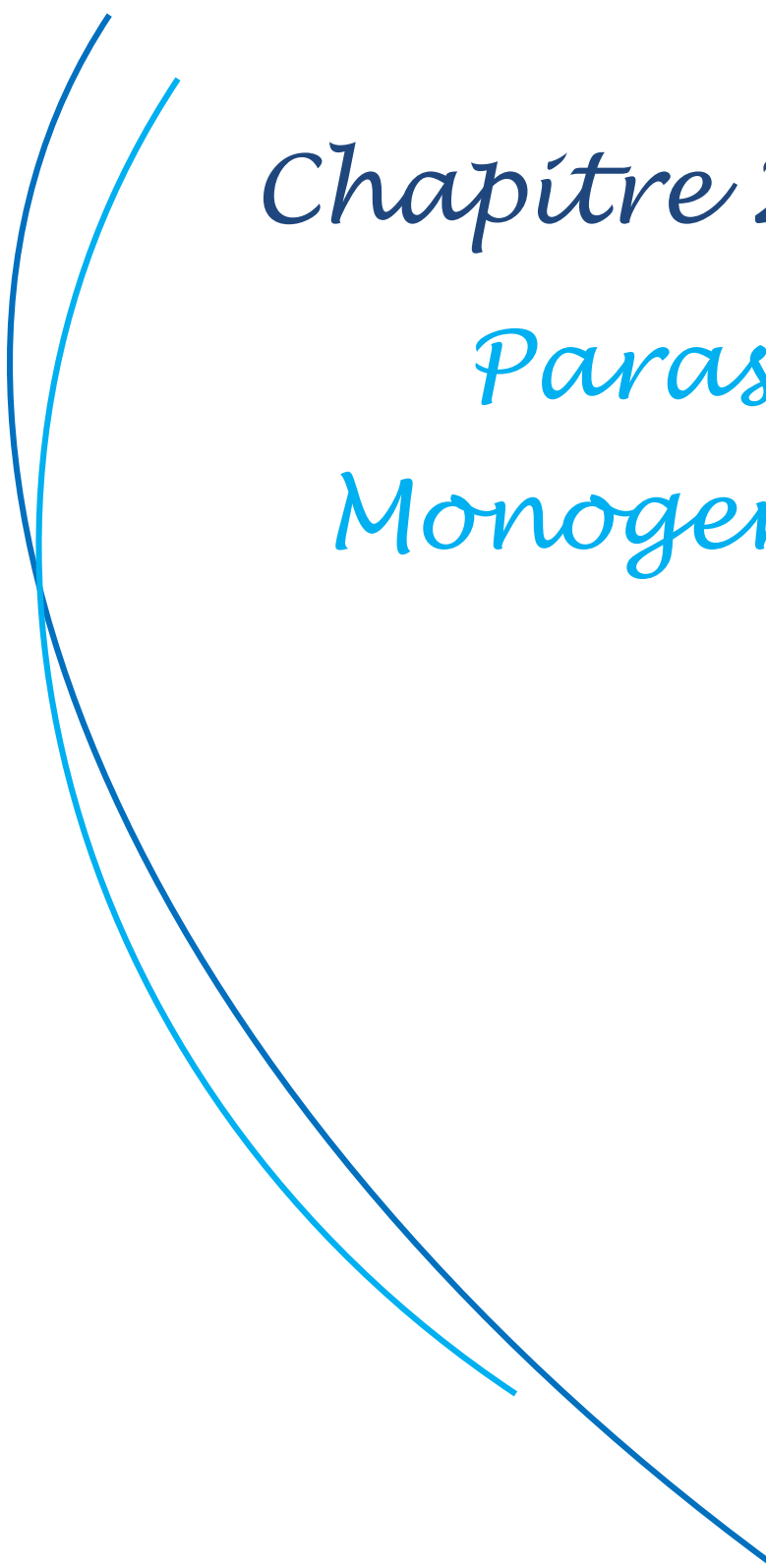
L'aire totale de distribution de *Dicentrarchus labrax* s'étend, dans l'Atlantique Nord-Est, de 30° N (côtes du Maroc) à 60° N (Sud de la Norvège). Il est présent en Mer d'Irlande, en Mer du Nord, Mer Baltique, dans toute la Mer Méditerranée et la Mer Noire. Il évolue à des profondeurs de -100 m et à environ 80 km des côtes (FAO, 2009).

b) Habitat

Le bar est une espèce eurytherme (5 – 28°C) et euryhaline (de 3‰ à 37‰). On le rencontre dans les estuaires et les lagunes saumâtres et peut parfois s'aventurer en amont des eaux douces. Ce poisson fraie dans les eaux dont la salinité est inférieure à 35‰, près des embouchures, des rivières et des estuaires ou dans les zones littorales où la salinité est supérieure à 30‰. Les œufs sont pélagiques et de petite taille (1,02-1,39 mm). En étant particulièrement insensible aux basses températures, *Dicentrarchus labrax* peut rester tout l'hiver dans les lagunes côtières au lieu de retourner en pleine mer (FAO, 2009).

c) Régime alimentaire

Dicentrarchus labrax est un prédateur et son régime alimentaire inclus petits poissons, crevettes et crabes (FAO, 2009). En élevage, cette espèce présente un régime alimentaire identique à celui de *Sparus aurata* (Ifremer, 2011).



Chapitre 2 :

*Parasites
Monogenea*

Il faut souligner que le parasitisme est fréquent, sinon constant, chez les poissons mais les maladies parasitaires ne s'extériorisent que lorsque les conditions de l'environnement permettent la prolifération du parasite. De ce fait, les parasitoses cliniques sont rares à l'état naturel, mais beaucoup plus répandues en élevage dans la mesure où l'habitat favorise la transmission des parasites monoxènes, et/ou la persistance des porteurs ou des hôtes intermédiaires. En fait, il existe plusieurs milliers d'espèces de parasites chez les poissons. Nombre d'entre elles ne sont qu'approximativement décrites et sans doute beaucoup restent à découvrir (Van Cam, 2009).

En parasitologie, l'essentiel du diagnostic repose sur l'observation morphologique et/ou structurale d'un parasite à l'œil nu, à la loupe binoculaire, ou en microscopie photonique. Leur identification se base sur la morphologie du haptreur. D'autres formes parasitaires comme les crustacés copépodes sont facilement reconnaissables car elles sont visibles à l'œil nu (Kinkelin *et al.*, 1985).

Dans ce chapitre, nous allons aborder quelque aspects sur les parasites Monogenea de Sparidae (*Sparus aurata*, *Diplodus puntazzo*, *Diplodus vulgaris*, *Pagellus acarne*) et Moronidae (*Dicentrarchus labrax*) et présenter quelques caractéristiques de diagnose des genres et de pathogénie observées en milieu piscicole.

Les Monogènes sont des Plathelminthes ectoparasites de taille comprise entre 0,5 et 6mm, atteignant exceptionnellement les 30mm (Baer et Euzet, 1961). Le corps est généralement à symétrie bilatérale ils sont monoxènes et leur cycle évolutif s'effectue sur un seul hôte vertébré aquatique ou amphibie, mammifères exclus (Quaglio *et al.*, 2007). D'après Quaglio *et al.*, 2007, Ils se maintiennent à la surface de leur hôte par des organes de fixation particuliers appelés haptreur qui sont au nombre de deux :

- Le premier, situé dans la région antérieure ou prohaptreur, est généralement associé à des structures glandulaires adhésives,
- Le second, l'opisthaptreur, se trouve dans la région postérieure, il est plus complexe avec une grande variété de structure et peut également contenir des pièces sclérifiées (crochets, épines, pinces) et des ventouses groupées souvent de façons asymétrique.

En Algérie, quelques études (Henchiri, 2004 ; Meddour *et al.* 2011) ont été réalisées en milieux piscicoles dans les prémices du Parc National d'El Kala et dans la ferme de ONDPA

(Office National Développement et de Protection Aquacole) de Cap Djinet (Adja et Litama, 2012).

1. Monogènes parasites des Sparidae

1.1. Les Monopisthocotylea

- Parasites branchiaux ou cutanés se nourrissant de cellules épidermiques et sécrétions muqueuses.
- Hapteur armé de grands crochets et de crochetons, ne subit pas de profondes métamorphoses au cours du développement post-larvaire.
- Canal génito-intestinal généralement absent.

1.1.1. *Furnestinia echeneis* (Euzet et Audouin, 1959)

a. Position systématique

Embranchement :	Plathelminthes
Classe :	Monogenea (Carus, 1863).
Sous-classe :	Monopisthocotylea (Carus, 1863).
Ordre :	Dactylogyridea (Bychowsky, 1937).
Famille :	Diplectanidae (Wagener, 1857).
Sous-famille :	Lamellodiscinae (Oliver, 1969).
Genre :	<i>Furnestinia</i> (Euzet et Audouin, 1959).
Espèce :	<i>Furnestinia echeneis</i> (Euzet et Audouin, 1959).

b. Localisation

Ce Monogène se localise sur les branchies des *Sparus aurata* et plus particulièrement sur le 1^{er} et le 2^{ème} arc. Dans la majorité des cas, cette espèce est accrochée à l'extrémité des filaments branchiaux dont elle coiffe le bout libre avec l'hapteur (Oliver, 1987).

c. Diagnose du l'espèce

Ces parasites sont de petite taille de 0,8 à 1 mm de long et de 150 à 200 µm de large. Le corps allongé, forme une pointe mousse à l'extrémité antérieure et se termine postérieurement par un haptor (hapteur ou Opisthapteur) cupuliforme de 200 à 250 µm de diamètre (Paperna, 1982) (Fig. 9).

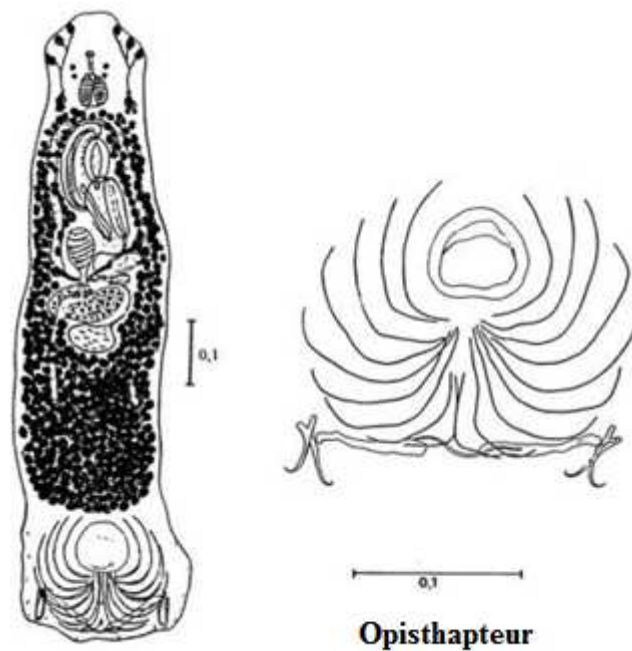


Figure 9: Morphologie générale de *Furnestinia echeneis* (Di Cave, 2005).

Au centre du haptor on distingue une pièce sclérifiée annulaire légèrement cordiforme dont la pointe est dirigée ventralement. De chaque côté, les parois de la ventouse sont soutenues par 8 lamelles concentriques commençant sur les bords et venant se rejoindre sur la ligne médiane dorsale. L'organe de fixation est complété par des crochets. De chaque côté de la ventouse, il y a une paire de grands crochets réunis dorsalement par trois pièce transversales. Ils mesurent de 45 à 55 μm de long. En outre la ventouse présente quatorze petits crochets à conducteur, sept de chaque côté, disposés ainsi (**Fig. 10**) (Paperna, 1982).

D'après cet auteur, dans l'extrémité avant du corps et le pharynx, on distingue dorsalement quatre taches oculaires symétriques par rapport à l'axe médio-longitudinal. La paire antérieure est petite, la postérieure plus grande et légèrement plus écartée. Le pigment est en forme de coupe mais le cristallin de l'oncomiracidium a disparu.

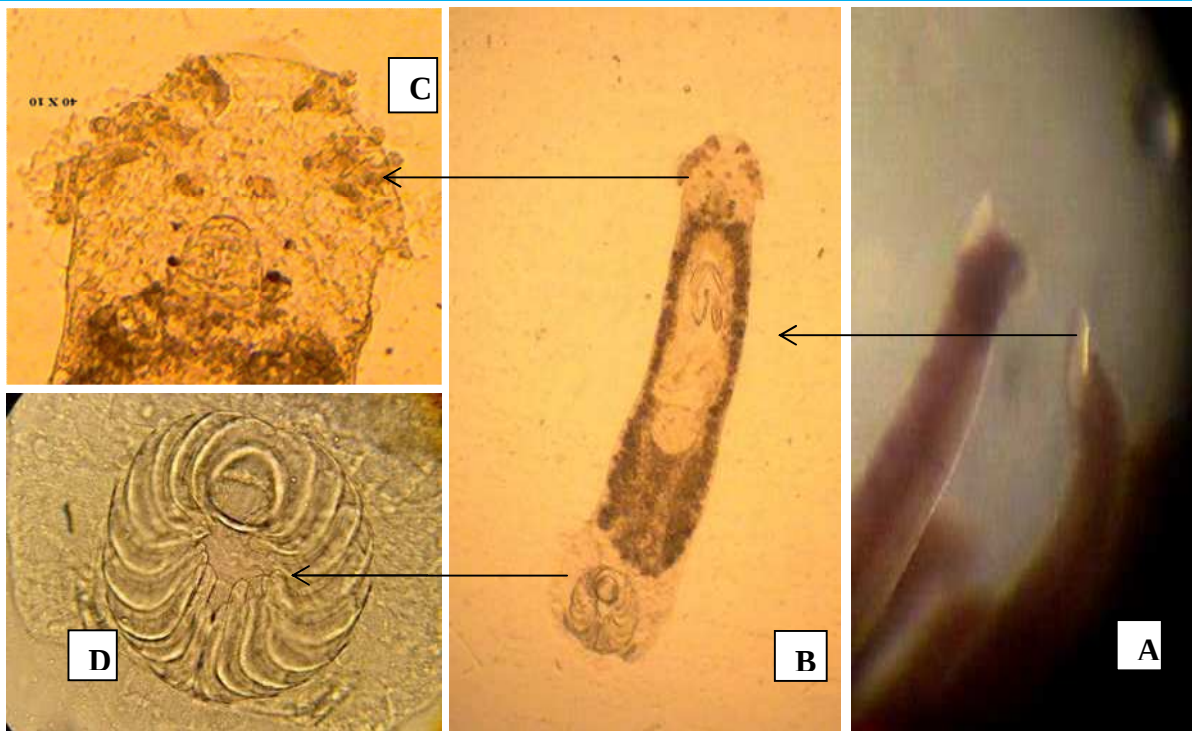


Figure 10 : *Furnestinia echeneis* (A) = Observation à la loupe binoculaire sur une lamelle branchiale G10× 2.5 ; (B) = Observation au microscope optique G 10×10 ; (C) = Prohaptor (haptor antérieurs) ; (D) = Opisthaptor (haptor postérieur) : Observation au microscope optique G 10×40. (Adja et Litama, 2012).

Ces Monogènes semblent se reproduire à toutes les époques de l'année avec une prédominance en juillet. Ils présentent un mode de reproduction tout à fait particulier. Ils sont vivipares et se multiplient directement sur leur hôte. Les jeunes individus produits par les adultes peuvent rester sur le même individu hôte, et eux-mêmes porter un nouvel embryon dans leur utérus. La survie des larves est de 6 à 8 heures environ, un seul vers peut ainsi abriter jusqu'à trois générations emboîtées d'embryons. Ces parasites sont capables de quitter un individu hôte, se déplacer temporairement sur un substrat, et se fixer sur un nouvel hôte accessible (Oliver, 1977).

Ce mode de reproduction paraît se rencontrer sur d'autre genre de Dactylogyridés et, notamment chez *Diplectanum* (Oliver, 1977).

Une asphyxie peut être remarquée suivant l'importance de l'atteinte avec une perte d'appétit qui peut aller jusqu'au refus complet de nourriture. L'activité du poisson se réduit (Vigier, 1997). Les branchies peuvent apparaître pales avec des irritations suivies d'hémorragies pétéchiales (Paperna, 1982).

Une forte infestation montre l'hyperplasie de l'épithélium des branchies avec l'épaississement des lamelles jusqu'à la fusion. Les branchies montrent une dégénérescence et une nécrose diffuses dans le tissu épithélial du filament branchial (Reversat *et al.*, 1992).

Cet aspect peut provoquer non seulement la destruction des fonctions des tissus branchiaux, une hypertrophie des filaments branchiaux, la sécrétion de mucus, mais aussi un sensible retard de croissance. Une contamination massive par ce parasite provoque la mort des alevins (Reversat *et al.*, 1992)

Pour le traitement contre ces parasite avec bain de Formaldéhyde (Formol) à concentration de 200 ppm pendant 1 heure est efficace (Paperna *et al.*, 1977; Toksen, 1999), accompagné de forte aération de l'eau (Meddour *et al.*, 2011).

1.1.2. *Lamellodiscus ignoratus* Palombi, 1943

a. Position systématique

Embranchement :	Plathelminthes
Classe :	Monogenea (Carus, 1863).
Sous-classe :	Monopisthocotylea (Carus, 1863).
Ordre :	Dactylogyridea (Bychowsky, 1937).
Famille :	Diplectanidae (Wagener, 1857).
Sous-famille :	Lamellodiscinae (Oliver, 1969).
Genre :	<i>Lamellodiscus</i> (Euzet et Audouin, 1959).
Espèce :	<i>Lamellodiscus ignoratus</i> (Palombi, 1943).

b. Localisation

Ce Monogène se localise sur les branchies des *Diplodus puntazzo* (Di Cave, 2005).

c. Diagnose du l'espèce

Le haptor porte deux lamellodisques, une dorsal et un ventrale, qui forment chacun une cupule subcirculaire constituée de 10 rangée de lamelle sclérifiées (Droul et Hedjeres, 2003) (Fig.11).

La première rangée est une lamelle unique cordiforme, assez épaisse et fermée. Les 8 rangées suivantes, sont constituées de deux pièces arquées symétriques par rapport au plan médio-longitudinal au niveau duquel elles se replient légèrement vers l'avant. L'ensemble des replis se présente comme une faible gorge médiane. La dernière rangée est une pièce unique, légèrement incurvée en son centre et entement plus courte que les présidentes. (Droul et Hedjeres, 2003).

Les barres latérales dorsales, légèrement arquées, sont élargies en palette de la côte axial dont l'extrémité peu sclérifiée, n'est pas nettement marquée. Le bord postérieur porte une petite oncosité (**Fig.11**). (Droul et Hedjeres, 2003).

La barre médiane ventrale, en forme d'haltère, est amincie dans sa partie médiane et à ses extrémités, elle est parcourue par une gorge longitudinale. (Droul et Hedjeres, 2003).

L'appareil copulateur est constitué de deux pièces articulées, le pénis est en forme de E très ouvert à base élargie et à extrémité distale en pointe. Les pièces accessoires composées de deux branches inégales unies sur une base forment une pointe intérieure à l'extrémité de laquelle s'articule la base du pénis ; la branche externe représente les 2/3 de la taille de la branche interne (**Fig.11**). (Droul et Hedjeres, 2003).

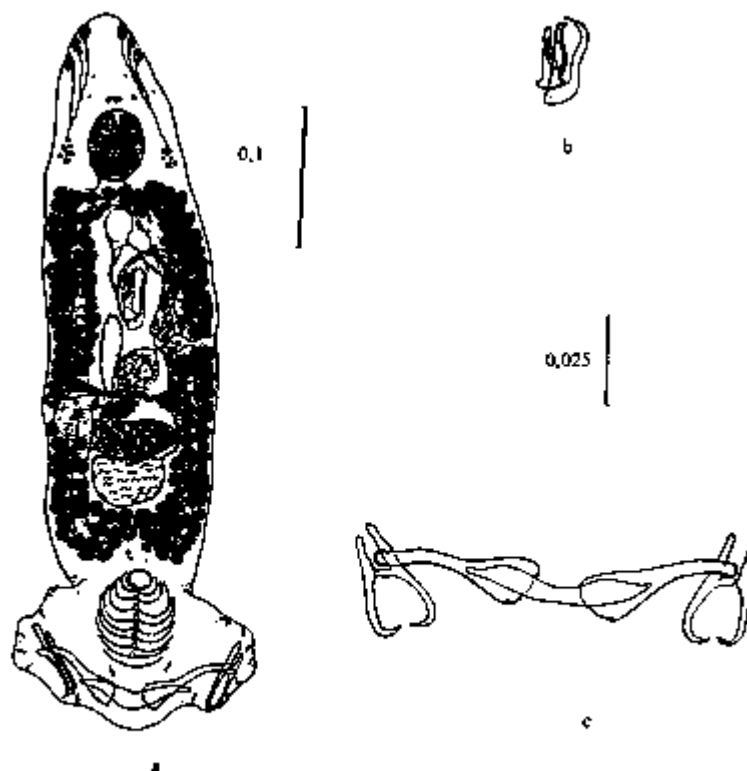


Figure 11 : *Lamellodiscus ignoratus* a : détaille d'une espèce adulte ; b : pièce copulatrice ; c : armature de hapter (Droul et Hedjeres, 2003).

1.2. Les Polyopisthocotylea (Odhner, 1912)

- Parasites branchiaux se nourrissant de sang. (Droul et Hedjeres, 2003).
- Le hapter larvaire armé de crochets et crochetons, subit une métamorphose au cours du développement post-larvaire. Le hapter de l'adulte est composé de pinces en nombre variable. (Droul et Hedjeres, 2003).
- Canal génito-intestinal présent. (Droul et Hedjeres, 2003).
- Leur taille est généralement supérieure à celle des Monopisthocotylea. (Droul et Hedjeres, 2003).

1.2.1. *Sparicotyle chrisofrii* (Taschenberg, 1879)

a. Position systématique

Embranchement :	Plathelminthes.
Classe :	Monogenea (Carus, 1863) (Bychowsky, 1937).
Sous-classe :	Polyopisthocotylea (Odhner, 1912).
Ordre :	Microcotylidea (Taschenberg, 1879).
Famille :	Microcotylidae (Taschenberg, 1879).
Genre :	<i>Sparicotyle</i> (Taschenberg, 1879).
Espèce :	<i>Sparicotyle chrisofrii</i> (Van Beneden et Hesse, 1863).

b. Localisation

Ce Monogène est rencontré sur les branchies, la plupart du temps dans la partie centrale des lamelles branchiales (Adja et Litama, 2012).

c. Diagnose de l'espèce

Ce Polyopisthocotylea est l'un des ectoparasites les plus menaçants dans les élevages de la daurade *Sparus aurata*. Les aperçus parasitologiques précédents ont montré sa forte présence dans les cages flottantes (**Fig. 12**) (Ariadna et Pilar, 2009).

Sparicotyle chrisofrii a un corps allongé. C'est le plus grand Monogène dans les poissons d'élevage. L'hapter d'un simple spécimen adulte est capable de se fixer sur 41 lamelles branchiales secondaires (**Fig. 13**). L'hapter postérieur se divise en deux parties (asymétriques) portant chacune les organes de fixation (crochets). La structure de ces crochets est complexe (Ariadna et Pilar, 2009).

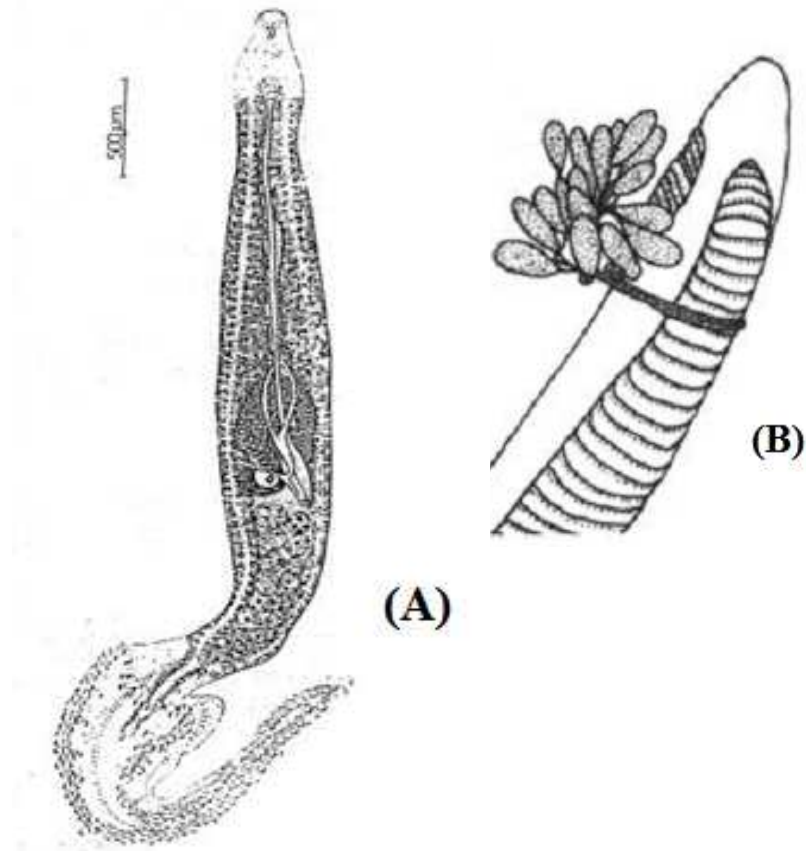


Figure 12 : (A) *Sparicotyle chrisofrii* ;(B) : Œufs attachés au tissu de centre de parasite (d'après Whittington *et al.*, 2000).

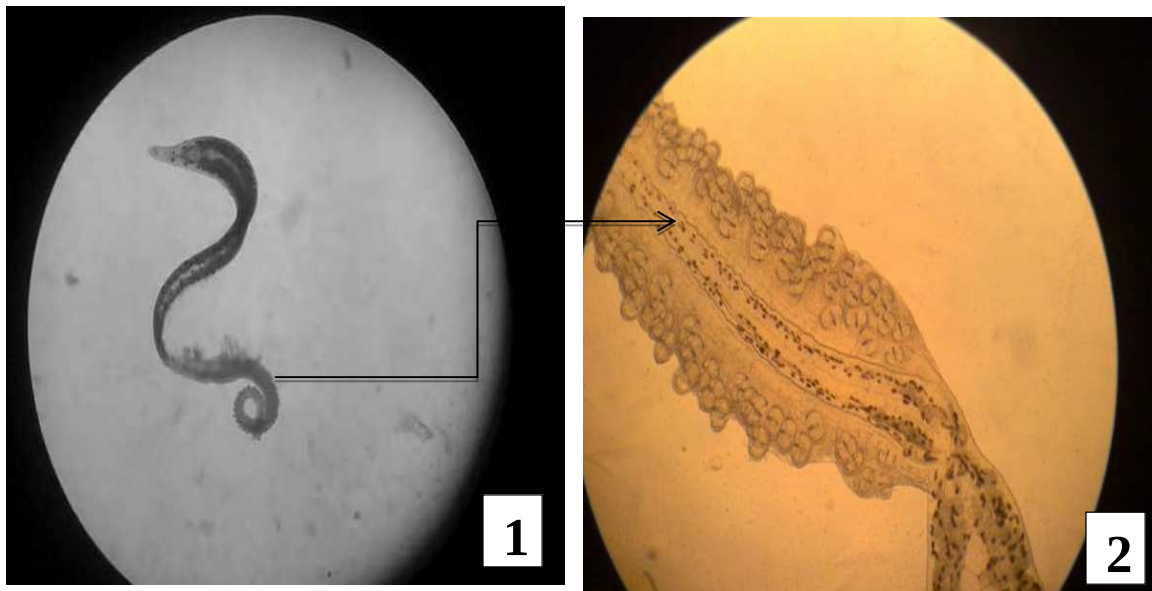


Figure 13 : *Sparicotyle chrisofrii* ; 1: Observation au microscope optique G 10×10 d'un spécimen adulte ; 2 : Observation au microscope optique G 10×40 d'une prohaptor. (Adja et Litama, 2012).

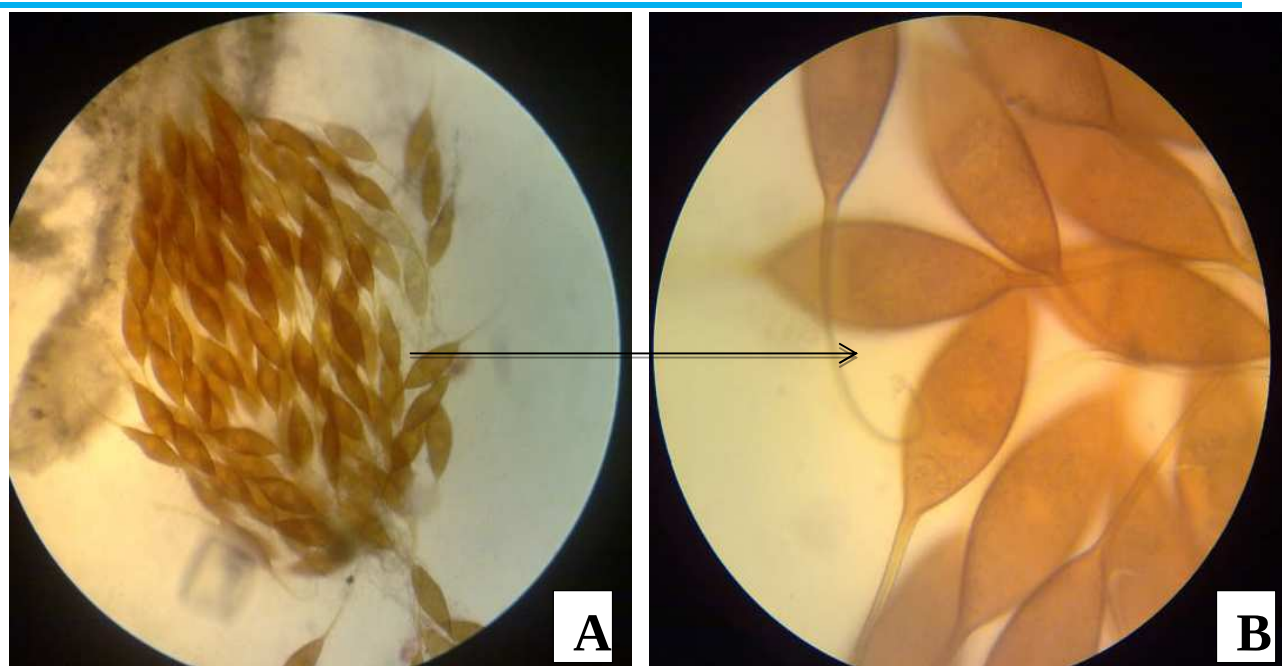


Figure 14: A : spécimen adulte avec ses œufs ; B : Œufs de *Sparicotyle chrisofrii* (Adja et Litama, 2012).

Les œufs de *Sparicotyle chrisofrii* sont remarquables par leur taille. Lisses et de couleur orange, ils présentent une forme sphéroïde ou fusiforme et possèdent des filaments ou deux flagelles terminés par un crochet ou ancre (**Fig.14**) (Adja et Litama, 2012).

Les œufs dits « d'hiver » sont reconnaissables à leur taille un peu plus grande et à leur couleur plus foncée que les œufs normaux. Leur développement s'effectue très lentement dans la vase au fond de l'eau et apparemment. Comme ces œufs n'éclosent qu'au printemps suivant, comprend pourquoi les jeunes larves n'infestées que en juitet et qu'elles n'hébergent pas ces parasites durant les autres mois de l'année. La durée totale du cycle de ce parasite a été estimée de 10 à 12 jours (Oliver, 1977).

Les organes de fixation sont capable de fonctionner de façon indépendant les uns des autres, ce qui permet au ver de se déplacer sans être entraîné par les courants respiratoires (**Fig. 13**) (Ariadna et Pilar, 2009).

Les œufs pondus, libérées généralement dans le milieu aquatique, sort une larve appelée oncomiracidium. Ce stade libre est pourvu d'une ciliature ; il est de ce fait mobile, mais présente une durée de vie courte (quelques heures à quelques jours). Cette larve est capable de trouver un individu hôte, mais dispose donc de peu de temps. Très généralement, elle ne parasite qu'une seule espèce-hôte, ou des espèces taxinomiquement apparentées ; on parle de spécificité stricte ou oioxène dans le premier cas. Une fois l'oncomiracidium fixé, il va rapidement perdre sa ciliature en gagnant l'organe habituellement colonisé (Ariadna et Pilar, 2009).

Donc le cycle évolutif est direct, il n'y pas de hôte intermédiaire, le développement jusqu'au stade adulte est naturellement plus rapide. On observe cependant, que la croissance des larves est souvent accompagnée d'une métamorphose de la région postérieure (Ariadna et Pilar, 2009).

Est un des ectoparasites les plus menaçants pour la daurade, peuvent avoir des mortalités. Montre une pathogénicité élevée à basse intensité d'infection (8 parasites/arc branchiale) (Quaglio *et al.*, 2007). Les effets pathologiques du *Sparicotyle* sp, sur *S aurata*, ont probablement comme conséquence le dysfonctionnement respiratoire dû aux lésions et à l'obstruction mécanique de l'écoulement d'eau entre les filaments des branchies par le corps du parasite et par les hémorragies provoquées par la rupture des structures épithéliales et vasculaires. (Sitjà-Bobadilla *et al.*, 2009).

Donc ce parasite peut provoquer des lésions au niveau des lamelles branchiales où il se fixe. Les branchies peuvent apparaître pâles (Peperan, 1982), avec des irritations suivies d'hémorragies pétéchiales. Et on le trouve fréquemment dans des infections mélangées avec d'autres parasites et des infections bactériennes (Padros et Crespo, 1995).

Pour le traitement ce fait par un bain de formol dont la concentration de 250 ppm pendant 1 heure est efficace (Toksen, 1999).

1.2.2. *Atrispinum seminalis* (Euzet et Maillard, 1973)

a. Position systématique

Embranchement :	Plathelminthes.
Classe :	Monogenea (Carus, 1863) (Bychowsky, 1937).
Sous-classe :	Polyopisthocotylea (Odhner, 1912).
Ordre :	Microcotylidea (Taschenberg, 1879).
Famille :	Microcotylidae (Taschenberg, 1879).
Genre :	<i>Atrispinum</i> (Taschenberg, 1879).
Espèce :	<i>Atrispinum seminalis</i> (Euzet et Maillard, 1973).

b. Localisation

Ce Monogène est rencontré sur les branchies de *Diplodus puntazzo* (Droul et Hedjeres, 2003).

c. Diagnose de l'espèce

Le parasite est aplati dorso-ventralement. Le corps allongé est rétréci en avant de l'atrium génital (Fig. 15).

La présence d'un atrium génital à paroi musculaire très développée caractérise l'espèce *Atrispinum seminalis* (**Fig. 15**). (Droul et Hedjeres, 2003).

Le hapter, de forme triangulaire, porte 70 à 75 paires de pinces disposées symétriquement par rapport à l'axe longitudinal du corps. (Droul et Hedjeres, 2003).

Le canal déférent étroit et remonte sur la ligne médiane du corps puis s'élargit jusqu'à l'atrium génital. Une petite vésicule semble aboutir antérieurement dans la paroi musculaire très développée de l'atrium génital. Cette paroi (caractéristique de *Atrispinum seminalis*) présente à sa base l'armature atriale qui est constituées d'un éventail de 9 à 11 épines périphérique, d'une rangée de 10 à 13 épines centrales et d'une plaque sclérifiée, rainurée (Droul et Hedjeres, 2003).

Cette espèce est nouvelle pour *Diplodus puntazzo* (Droul et Hedjeres, 2003).

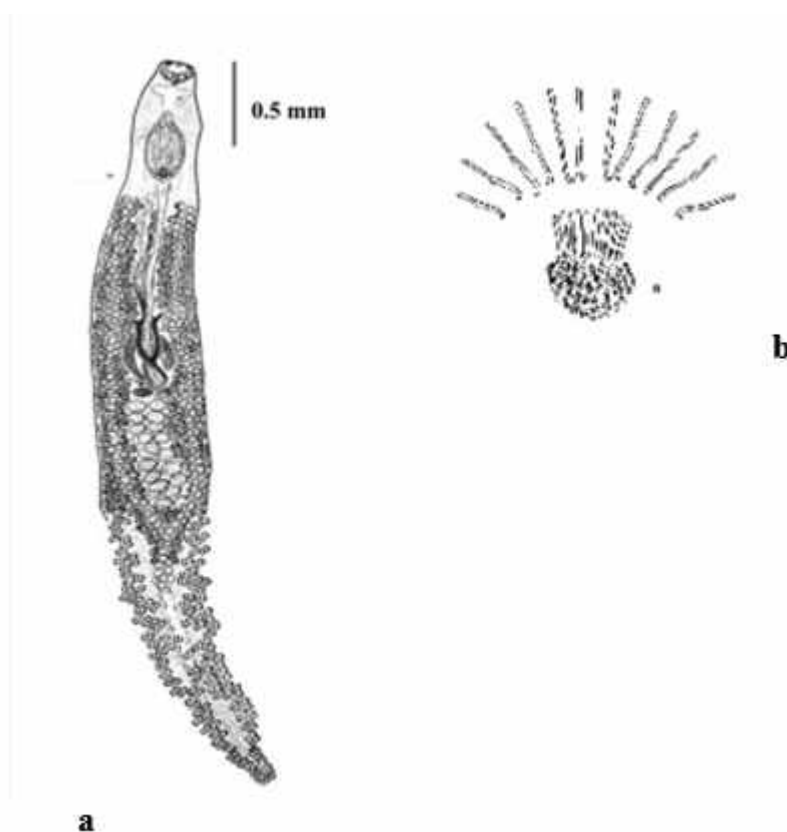


Figure 15 : *Atrispinum seminalis* ; a : spécimen adulte ; b : armature de l'atrium génital.
(Droul et Hedjeres, 2003).

1.2.3. *Choricotyle chrysophryi* (Van Beneden et Hesse, 1863)

a. Position systématique

Embranchement :	Plathelminthes.
Classe :	Monogenea (Carus, 1863) (Bychowsky, 1937).
Sous-classe :	Polyopisthocotylea (Odhner, 1912).
Ordre :	Microcotylidea (Taschenberg, 1879).
Famille :	Microcotylidae (Taschenberg, 1879).
Genre :	<i>Choricotyle</i> (Taschenberg, 1879).
Espèce :	<i>Choricotyle chrysophryi</i> (Van Beneden et Hesse, 1863).

b. Localisation

Ce trouve la plupart de temps sur les filaments branchiale de *Pagellus acarne*

c. Diagnose du l'espèce

Le corps fusiforme, présente à son extrémité postérieure, un large haptéur muni de quatre paires de pinces, portées chacune par long pédoncule. Les pédoncules ont une taille qui décroît dans le sens antéro-postérieur (Belhanafi et Yahiaoui, 2002).

Dans la région antérieure se trouve, sur la face ventrale, l'ouverture buccale entourée de quelques cellules glandulaires (Belhanafi et Yahiaoui, 2002).

Au niveau du haptéur chaque pince étalée en cupule fonctionne comme une ventouse et est armée par huit sclérites dont l'arrangement est caractéristique des *Diclidophoridae* (**Fig. 16**). (Belhanafi et Yahiaoui, 2002).

Pour la description des sclérifies la nomenclature utilisée est celle établie par Llewellyn en 1941.

Le squelette des pinces fait apparaître deux mâchoires, une antérieure et l'autre postérieure (**Fig. 16**). (Belhanafi et Yahiaoui, 2002)

Le squelette des pinces droites et gauches est symétrique par rapport au plan médio-longitudinal du corps. Nous distinguons une pièce médiane, en forme de T courbé du côté marginale. Le sommet entre les bras du T est creusé d'une petite encoche où vient s'articuler la pièce médiane postérieure. Les bords de la pince sont soutenus par des pièces marginales axiales ; une antérieure et deux postérieures et des pièces latérale ; une antérieure et deux postérieures (**Fig. 16**). (Belhanafi et Yahiaoui, 2002)

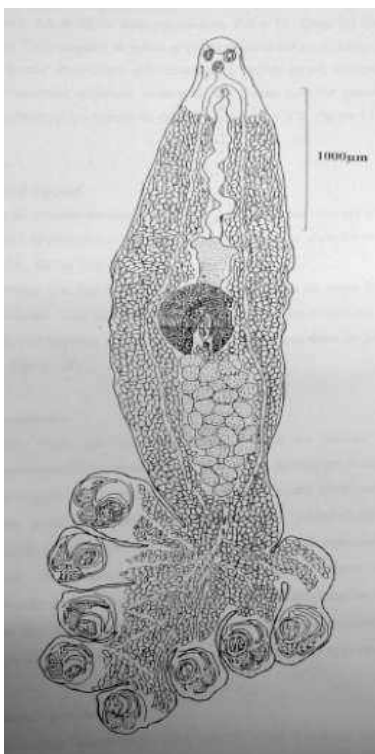


Figure 16 : Morphologie generale de *Choricotyle chrysophryi* (Van Beneden et Hesse, 1863).
Vu dorsale (Belhanafi et Yahiaoui, 2002)

2. Monogènes parasites des Moronidae

2.1. Monopisthocotylea (Odhner, 1912)

2.1.1. *Diplectanum aequans* (Diesing, 1858)

a. Position systématique

Embranchement : Plathelminthes.

Classe : Monogenea (Carus, 1863)

Sous Classe : Monopisthocotylea (Odhner, 1912)

Ordre : Dactylogyridea (Bychowsky, 1937)

Sous ordre : Calceostomatinea (Gusser, 1977)

Famille : Diplectanidae (Bychowsky, 1937)

Sous famille : Diplectaninae (Montialli, 1903)

Genre : *Diplectanum aequans* (Diesing, 1858)

b. Localisation

Ce parasite se localise au niveau des branchies des loup (**Fig.18**) (Henchiri, 2004 ; Meddour *et al.* 2011) mais dans les stades larvaire sont présents au niveau de la peau (Cognetti *et al.*, 1992).

c. Diagnose du l'espèce

Ce Monogène a un corps allongé longueur de 650 à 1700 μm pour une largeur au niveau d'ovaire de 260-500 μm . Présence d'un haptor (0.11 à 0.30 μm) dans l'extrémité postérieure du corps avec de présence de 14 crochets marginaux et deux paires de hamuli (**Fig.17**) (Oliver, 1980 ; Toksen, 1999).

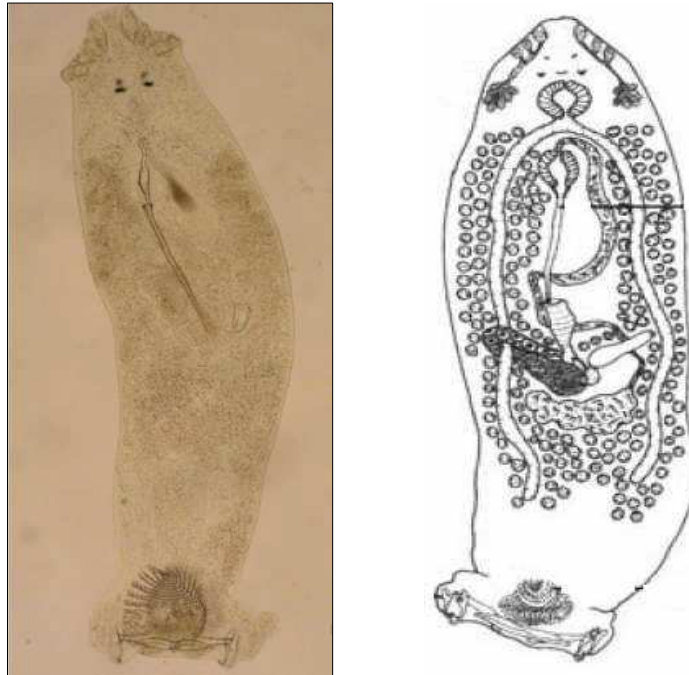


Figure 17 : Un spécimen adulte de *Diplectanum aequans* (Klaus, 2005).



Figure 18 : Lamelles branchiales infestées par *Diplectanum aequans*. (Di cave, 2005).

À 20°C, la durée de vie de *Diplectanum aequans* est de 30 jours. Ce parasite est ovipare et pond ses œufs directement sur les branchies du l'hôte. Le cycle de vie présente 5 stades : Œuf, Larvaire à l'éclosion ou Oncomiracidium, Larvaire 3, Juvénile et adulte mature hermaphrodite (Silan et Maillard, 1989).

Parmi les ectoparasites, *Diplectanum aequans* est le plus répandu chez *D. labrax*. L'attachement de ce parasite aux lamelles branchiales provoque une hyperplasie de l'épithélium branchial avec déformation et fusion des lamelles secondaires (Oliver, 1977 ; Toksen, 1999).

Ce parasite branchial est l'un des plus difficiles à combattre à cause de sa haute résistance aux multiples produits chimiques à différentes concentrations et différentes durées de traitement. Les tentatives de traitement au formol à 150 ppm (Toksen, 1999), à l'acide acétique, l'eau douce ou à l'eau sur-salée n'ont pas donnés de résultats appréciables. Cependant, le formol à 375 ppm. Pendant une heure ou à 200 ppm durant 4 heures semblent donner quelques résultats (Silan et Maillard, 1989).

D'autre part, les essais efficaces ont été obtenus avec un bain de Rafoxanid à 6 ppm pendant 48 heures (Cognetti *et al.*, 1992) ou de Trichlorfon à 0,15 ppm pendant 2 jours (Cognetti *et al.*, 1991).



Chapitre 3 : *Maîtrise et* *gestion du* *risque sanitaire*

En aquaculture, une gestion sanitaire efficace est assurée par la prévention des maladies plutôt que par les traitements curatifs. La prévention des maladies consiste à maintenir la santé des poissons en harmonisant les composants de l'environnement avec les besoins nécessaires à leurs différents états physiologiques (Francis-Floyd, 2005).

Il faut également s'attacher à interrompre la transmission des maladies en évitant toute implantation de bioagresseurs dans une ferme, ou en évitant que les bioagresseurs déjà implantés ne contaminent un milieu indemne ou naturel (Van Cam, 2009).

D'un point de vue prophylactique, la vaccination et les traitements préventifs limitent de manière considérable les épizooties. En cas de mortalités ou de maladie déclarée, le diagnostic permet d'établir une réponse thérapeutique adaptée. Plus cette réponse sera précoce, meilleurs seront les résultats (Kinkelin *et al.*, 1985 ; Lautraite *et al.*, 2004).

3.1. Mesures préventives

3.1.1. Prophylaxie sanitaire, conduite zootechnique et hygiène

D'après Van Cam(2009), l'éleveur possède tous les moyens pour assurer une bonne prophylaxie sanitaire dont l'objectif est triple :

- fournir au poisson des conditions assurant son confort physiologique,
- éviter l'introduction de nouveaux agents pathogènes
- et réduire ou bloquer la circulation des agents pathogènes dans l'élevage

a) Suivi et ajustement des conditions d'élevage

Quel que soit le type d'élevage, les paramètres physico-chimiques de l'eau qui devraient être systématiquement suivis sont la température, la salinité, la turbidité, le pourcentage de saturation de l'eau en oxygène et le pH (en bassin). En cas d'écart noté sur un de ces paramètres par rapport aux valeurs physiologiques du poisson, le pisciculteur doit essayer de ramener la situation dans des conditions optimales pour un élevage en bassin. En milieu ouvert, ce suivi pourra contribuer à l'explication d'éventuelles baisses de performances ou de mortalités (Lautraite *et al.*, 2004).

b) Maîtrise sanitaire de l'eau

La stérilisation par traitement à l'ozone est un procédé coûteux et celle au chlore est potentiellement dangereuse pour les poissons en cas d'inactivation insuffisante du composé chimique. Le traitement à l'iode est souvent utilisé pour désinfecter l'eau et les œufs à la récolte (Lautraite *et al.*, 2004).

c) L'alimentation

Les poissons doivent recevoir une ration alimentaire quantitativement suffisante et qualitativement adaptée à l'espèce et au stade de développement pour assurer son bien-être et sa croissance et pour couvrir tous ses besoins biologiques (Meunier, 2002).

d) Introduction de poissons et quarantaine

L'introduction de matériel biologique concerne uniquement des poissons pêchés dans le milieu naturel. C'est pourquoi toute arrivée nouvelle est accompagnée d'une période de quarantaine afin d'éliminer les parasites. Une salle spéciale est exclusivement consacrée à cette manipulation et physiquement isolée des autres. Un pédiluve et un distributeur de produit désinfectant pour les mains sont placés au niveau de toutes les portes d'accès à cette salle (David *et al.*, 2006).

e) Hygiène dans l'élevage

Les mesures d'hygiène permettent de réduire, voire supprimer la circulation au sein de l'élevage des agents pathogènes et ainsi diminuer la pression infectieuse à laquelle sont soumis les poissons (Van Cam, 2009).

Les poissons morts, par leur forte charge en agents infectieux, sont une source d'infection majeure pour leurs congénères sains. Ils doivent donc être retirés aussi fréquemment que possible (Van Cam, 2009).

3.1.2. Prophylaxie médicale

a) Traitements préventifs

Les traitements préventifs concernent les maladies ectoparasitaires. Il est possible de mettre en place un plan de prévention parasitaire efficace, appuyé sur une démarche en trois temps (Wendover *et al.*, 2007) :

a) Tout d'abord, il est primordial d'identifier les parasites présents dans une ferme grâce à des prélèvements branchiaux et tégumentaires réguliers analysés au microscope. Il faut noter les genres parasitaires rencontrés et estimer la charge parasitaire.

b) définir les antiparasitaires efficaces sur les organismes identifiés. De manière générale, il s'agit toujours des mêmes produits : Formaldéhyde ou formol dilué (à n'utiliser qu'en dernier recours vu les risques pour l'environnement et pour le manipulateur), peroxyde d'hydrogène et eau douce. Les traitements s'effectuent par baignation. Un point auquel il faut accorder une très grande attention est la toxicité potentielle des antiparasitaires en fonction des espèces de poisson traitées : recommandent de toujours tester au préalable le produit à une dose et un temps de

traitement donnés sur un petit nombre de poissons car la tolérance peut être très différente selon les espèces traitées (Seng *et al.*, 2006).

c) Enfin, en fonction de la durée du cycle de développement parasitaire, planifier la fréquence des traitements.

b) Immunoprophylaxie

L'immunoprophylaxie consiste à augmenter la résistance des poissons vis-à-vis d'un agent pathogène particulier au moyen de la vaccination ou de l'utilisation de produits immunostimulants tels que les vitamines ou anti-oxydants (Lautraite *et al.*, 2004).

Aucun vaccin n'est actuellement commercialisé contre les parasitoses. À l'échelle expérimentale des essais ont été réalisés contre des protozoaires ciliés (Alvarez-Pellitero, 2008).

3.2. Mesures curatives

Il faut souligner que l'utilisation d'antibiotiques doit impérativement se faire sous contrôle vétérinaire. L'emploi du chloramphénicol, des furannes (antibiotiques) et du vert malachite (antiparasitaire) est strictement interdit en aquaculture. En fait, tout traitement thérapeutique à base de molécules pharmacologiques doit être considérée dans un cadre vétérinaire et son utilisation est donc réglementée et soumise à prescription vétérinaire sur ordonnance (Van Cam, 2009).

Il existe trois voies d'administration des traitements : par injection, par balnéation ou par voie orale. **L'injection** ne concerne que les antibiotiques. Elle présente l'avantage de pouvoir délivrer des doses précises en connaissance du poids exact des poissons. Cependant, les contraintes d'ordre technique justifient de ne réserver l'injection qu'aux poissons de grande valeur comme les géniteurs : il s'agit d'une voie d'administration laborieuse et coûteuse en temps puisqu'elle requiert la pêche, l'anesthésie et le plus souvent une injection manuelle individuelle (Samuelsen *et al.*, 2006). Les injections peuvent se faire par voie intrapéritonéale, intramusculaire ou au niveau du sinus dorsal (Noga, 2000).

La balnéation est la voie la plus communément utilisée pour traiter les poissons. C'est le mode idéal pour lutter contre les bioagresseurs externes (parasites, bactéries et champignons), car facile d'application. Les infections bactériennes septicémiques peuvent aussi être traitées de cette façon chez les poissons marins car ils ingèrent l'eau de leur milieu. Exception faite des antibiotiques, les produits d'utilisation externe agissent comme des antiseptiques à large spectre. Ils doivent donc faire l'objet d'une surveillance rapprochée lors des traitements pour éviter tout problème de toxicité (Noga, 2000). Via cette technique, les antibiotiques doivent être

limités aux systèmes d'élevage recirculés ou aux bassins de petit volume : certaines molécules comme l'oxytétracycline, l'acide oxolinique et les fluméquines forment des complexes avec les cations de l'eau de mer et se retrouvent partiellement inactivées. Ainsi, une dose et une durée de traitement plus longues sont requises en milieu marin, engendrant un coût plus conséquent qu'en milieu dulçaquicole (Samuelsen *et al.*, 2006). La balnéation requiert certaines précautions : il est conseillé de mettre les poissons à jeun au moins 12 heures avant le traitement et d'oxygéner si nécessaire le milieu pendant et après traitement (Seng *et al.*, 2006). Elle peut s'effectuer de trois façons (Noga, 2000):

- bain éclair ou bain « flash » en cuve de traitement : cette technique consiste à immerger les poissons dans une cuve contenant une solution concentrée d'un principe actif aux propriétés biocides et à les maintenir dans cette cuve pendant une courte période, généralement de 5 minutes ;
- bain long stagnant en bassin ou en cage : le traitement par bain long stagnant consiste à remplir un bassin d'élevage avec une solution homogène de principe actif aux propriétés biocides et à maintenir les poissons dans cette solution sans renouvellement d'eau pendant plusieurs dizaines de minutes voire quelques heures. En cage, l'utilisation de bâches étanches permettant de créer un milieu fermé s'impose ;
- bain long ouvert en flux continu : il s'agit de laisser couler en flux continu dans l'entrée d'eau d'un bassin une solution contenant un principe actif aux propriétés biocides pendant une durée atteignant plusieurs dizaines de minutes, voire plusieurs heures.

Enfin, les traitements par **voie orale** sont peu coûteux en temps et faciles d'administration car ils sont distribués mélangés à l'aliment. Ils peuvent s'utiliser pour traiter des lots entiers de poissons de grande taille. Là encore, cette technique ne concerne que les antibiotiques. L'inconvénient majeur réside dans le contrôle délicat de la dose ingérée : généralement, les poissons malades présentent une baisse d'appétit. De plus, les antibiotiques peuvent également diminuer l'appétence de l'aliment. Il est donc difficile de s'assurer de l'ingestion correcte de la dose thérapeutique (Durborow *et al.*, 1996).

Il existe des aliments médicamenteux dans le commerce, comme l'oxytétracycline (Terramycine, Pfizer) qui se présente sous forme de granulé flottant (Durborow *et al.*, 1996). Le pisciculteur peut également préparer lui-même son mélange, par enrobage de l'aliment avec les antibiotiques et de l'huile (par exemple huile de foie de morue), de l'œuf ou de la gélatine (Samuelsen *et al.*, 2006).

The word "Conclusion" is centered and surrounded by two sets of decorative blue arcs. One set of arcs is on the left, curving from the top left towards the center. The other set is on the right, curving from the top right towards the center. Each set consists of two parallel lines in a slightly different shade of blue.

Conclusion

Les sources documentaires sur les parasites des poissons sont abondantes et extrêmement variées. Pour les ectoparasitoses, il en ressort que les symptômes sont souvent similaires et donc peu spécifiques d'un agent parasitaire externe. De plus, les infestations parasitaires peuvent induire des mortalités aiguës ou chroniques en fonction du parasite considéré et des conditions environnementales d'élevage. Dans ce travail on a trouvé pour les Sparidae 2 Monopisthocotylea (*Furnestinia echeneis* et *Lamellodiscus ignoratus*) et 3 Polyopisthocotylea (*Sparicotyle chrisofrii*, *Atrispinum seminalis* et *Choricotyle chrysophryi*) et pour les Moronidae une Monopisthocotylea (*Diplectanum aequans*).

De manière générale, les ectoparasitoses sont à l'origine d'une diminution des performances de croissance des poissons. Ils ouvrent tant au niveau cutané que branchial des portes à des infections bactériennes secondaires. De manière générale, les poissons montrent des changements comportementaux : ils deviennent léthargiques ; l'action mécanique et spoliatrice due à la fixation et à l'alimentation des parasites ponctue parfois cette tendance à l'abattement par des épisodes d'hyperactivité où les poissons se grattent contre les parois (poissons flashant). De plus, ils s'isolent souvent du reste du groupe et nagent en surface.

Après l'identification des agents pathogènes, la résolution des problèmes pathologiques passe par la mise en place de méthodes de lutte appropriées (Préventives puis curatives).

La prévention est surtout axée sur la prophylaxie sanitaire malgré le manque sur le marché de moyens de prophylaxie médicale.

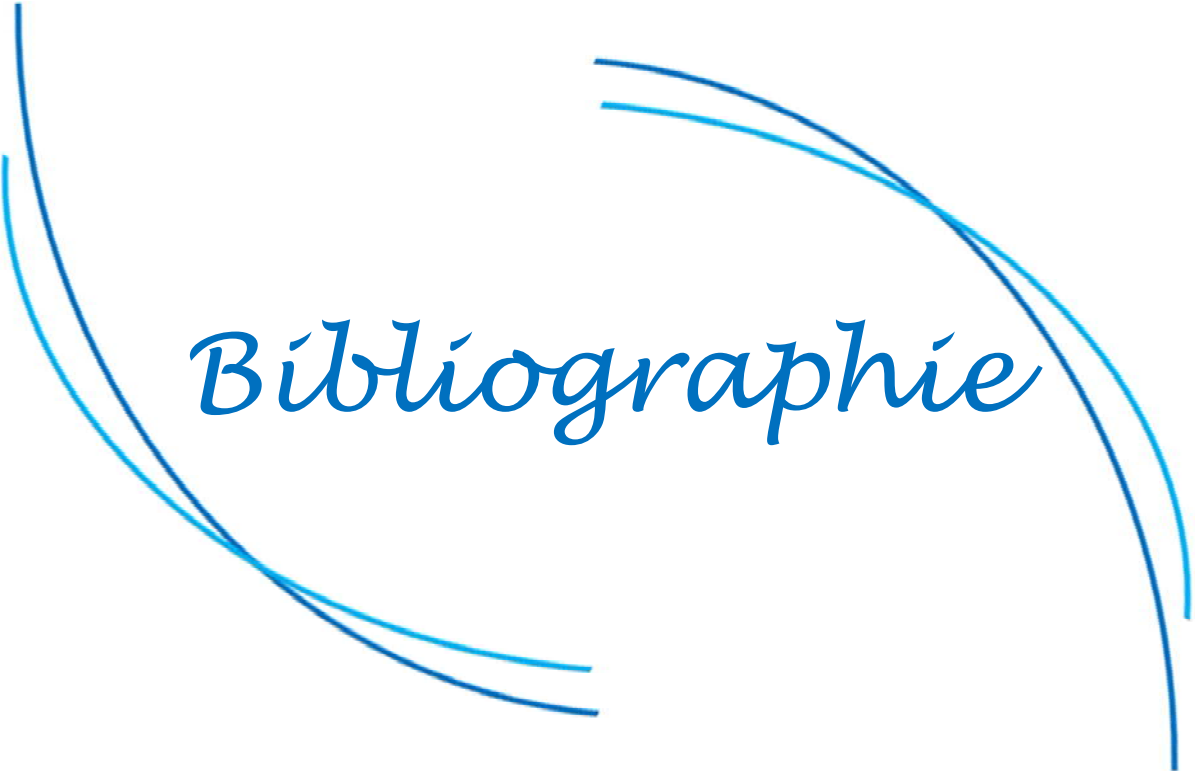
Il existe des produits pour le contrôle efficace des maladies parasitaires externes mais très peu de vaccins contre les maladies virales et bactériennes sont commercialisés. Les pisciculteurs et vétérinaires aquacoles ont donc beaucoup à attendre de la recherche sur les vaccins. D'autres axes d'études portent sur les biotechnologies, techniques qui tentent de rendre les poissons résistants aux maladies par modification de leur génome. Cependant la vaste polémique des OGM (Organisme Génétiquement Modifié) sur les végétaux laisse supposer d'énormes difficultés d'application sur les animaux.

En Algérie très peu des études qui sont réalisées sur la recherche des ectoparasites monogènes des poissons marins. Une étude expérimentale sur les parasites de la ferme (ONDPA) de Cap Djinet sur la daurade on trouvés deux monogènes *Furnestinia* sp et *Sparicotyle* sp.

En Algérie il faut avoir :

- Une meilleure connaissance des principales pathologies d'importance économique qui touchent les espèces marines méditerranéennes;
- Une expérience pratique en matière de diagnostic basé sur l'évaluation clinique et les techniques de laboratoire;
- Une certaine expérience quant aux procédures de gestion sanitaire adaptées aux systèmes de production Méditerranéens qui visent à minimiser l'impact des maladies;
- Un aperçu actuel des aspects éthiques et légaux liés à une gestion sanitaire rigoureuse et efficace, afin de prendre en compte les exigences des consommateurs concernant la qualité et la sécurité des aliments et des méthodes de production respectueuses de l'environnement;
- La possibilité d'établir des relations institutionnelles et personnelles qui favoriseront l'échange d'expériences à l'avenir et renforceront la coopération dans la région dans les domaines rattachés à la gestion sanitaire en aquaculture.

Il ne faut pas oublier non plus, que les études de la parasitofaune des animaux aquatiques nous fournissent d'abondantes informations sur ses hôtes.



Bibliographie

- **Adja A et Litama A., 2012.** Les maladies de *Sparus aurata* (Linnaeus, 1758). Étude bibliographique et expérimentale (Ferme de Cap Djinet). Mémoire d'ingénieur. *Ecole Nationale Supérieur de Science de la Mer et l'Aménagement de Littorale Alger*. 64 p.
- **Alvarez-Pellitero A., 2008.** Fish immunity and parasite infections : from innate immunity to immunoprophylactic prospects. *Veterinary Immunology and Immunopathology*, 20-48p.
- **Ariadna et Pilar., 2009.** Experimental transmission of *Sparicotyle chrysophrii* (Monogenea: Polyopisthocotylea) to gilthead seabream (*Sparus aurata*) and histopathology of the infection). *Institute of Parasitology, Biology Centre ASCR*. 143-151p.
- **Belhanafi N et Yahiaoui L, 2002.** Microhabitats branchiaux des monogènes d'un téléostéen Sparidae, *Pagellus acarne* (Risso, 1826). Mémoire d'ingénieur. 65p.
- **Boutouchent T., 2005.** Management et gestion des risques en aquaculture pour une application et une contribution au développement d'une aquaculture durable en Algérie. *Université Montpellier II Sciences et Techniques du Languedoc* Master Européen Aménagement et Gestion des Productions Aquatiques.
- **Buchmann K., T. Lindenstrøm J. Bresciani., 2004.** Interactive associations between fish hosts and monogeneans. In *Host-Parasite Interactions*. G. F. Wiegertjes, and G. Flik, eds. Garland Science/BIOS Scientific Publishers, Oxford. 161-184.
- **Caporiccio B., 1976.** Etude ultrastructurale et cytochimique de l'ovogenèse du Loup. *Université des Sciences et Techniques du Languedoc, Montpellier*. Thèse de 3ème cycle, option Sciences Biologiques, mention Biologie Animale. 136 p.
- **Cecchini S., Cognetti Varriale A.M., Saroglia M., 1991,** Distribuzioe di *Diplectanum aequans* (Monogenea) Salie branchie di spigola (*Dicentrarchus labrax*) in allevamento intensive. *Atti Della Soc. Italiana Delle Scie. Vet.* Vol. XLV.
- **Cognetti A.M., Castelli A., Cecchini S. Saroglia M., 1991.** Therapeutic Trails Against The *Diplectanum aequans* (monogenea), Parasite of Seabass (*Dicentrarchus labrax*, L.) In Intensive Farming, *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, 12 (6), 204-206p.
- **Cognetti A.M., Castelli A., Cecchini S. Saroglia M., 1992.** Distribution of *Diplectanum aequans* (Monogenea) on the gills of intensively reared sea bass (*Dicentrarchus labrax*, L.). *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, 13 (1), 13-14p.
- **David R., Treguier C., Cochennec-Laureau N., 2006.** Prophylaxie des poissons lagunaires en élevage, Rapport final de la convention no. 6.0034. IFERMER-Service de la Pêche. Tahiti. 58 p.

- **Di Cave., 2005.** Patologie parassitarie da monogenea nella maricoltura mediterranea.
- **Droul S et Hedjeres A., 2003.** Ectoparasites branchiaux du téléostéen Sparidae *Diplodus puntazzo* (Cetti, 1777) taxonomie et microhabitats. Mémoire d'ingénieur. 60p.
- **FAO, 2009.** Programme d'information sur les espèces aquatiques cultivées ; *Sparus aurata*. Publication FAO.
- **FAO, 2009.** Programme d'information sur les espèces aquatiques cultivées ; *Dicentrarchus labrax*. Publication FAO.
- **Ferra C., 2008.** Aquaculture. *Edition VUIBERT*. 1264p.
- **Fischer W., Bauchot M.L., Schneider M., 1987.** (Rédacteurs). Fiches FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche. (Révision 1) *Méditerranée et mer Noire*. Zone de Pêche 37. *Volume II vertébrés*. FAO. Vol., 2: 1375-1377 p.
- **Franci-Floyd R., 2005.** Introduction to Fish Health Management. *Institute of Food and Agricultural Sciences*, 5 p.
- **Gallet F. & Cazaubon E., 1998.** Le bar commun (*Dicentrarchus labrax*) et son exploitation dans le Golfe de Gascogne en 1996. Observatoire des pêches et des cultures marines du golfe de Gascogne, volet Ressources Vivantes. 25 p.
- **Giuseppe P., Haakon H., Maria L. F., Andrew P. S., 2011.** *Gyrodactylus longipes* n. sp. (Monogenea: Gyrodactylidae) from farmed gilthead seabream (*Sparus aurata* L.) from the Mediterranean. *Parasitology International*. 60, 410–418p.
- **Gonzales-Lanza C., Alvarez-Pellitero P. et Sitja-Bobadilla A., 1991.** Diplectanidae (Monogenea) infestation of sea bass, *Dicentrarchus labrax* (L.), from the Spanish Mediterranean area. *Parasitology Research*, 77, 307-314 p.
- **Grassé P.P., 1961.** Traite de zoologie, anatomie, systématique, biologie. *Edition MASON& Cie, France*. tome 4. Fas 1.249-323p.
- **Ifremer, 2011.** la pisciculture <http://aquaculture.ifremer.fr/eziwebp/search>
- **Kennedy M. et Fitzmaurice P., 1972.** The biology of the bass, *Dicentrarchus labrax*, in Irish waters. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*. 53: 557-597p.
- **Kinkelin P., Christian M., Pietro G., 1985.** Précis de pathologie des poissons. INRA-OIE. Paris. 348 p.
- **Klaus R., 2005.** Marine parasitology.
- **Lautraite A, Le Breton A., 2004.** Guide des bonnes pratiques sanitaires en élevage piscicole. FFA-CIPA, France.

- **Luis I. T., 2007.** Advances in the Immunobiology of Parasitic Diseases. *Research Signpost*. 91-109p.
- **Meddour A., Brahim-Tazi N.A., Meddour-Boudera K., Zouakh D.E. et Mehennaoui S. 2011.** Evaluation de la biodiversité de la parasitofaune des poissons dans les milieux piscicoles du Nord-Est algérien. *Journal Algérien de Médecine* (Soumis, accepté, en voie de publication).
- **Meunier E., 2002.** Etude de la cryptocaryose (*Cryptocaryon irritans*) chez les poissons marins. Essais de vaccination hétérologue avec *Tetrahymena pyriformis*. Thèse pour le diplôme de Doctorat Vétérinaire, Nantes: *Faculté de Médecine*. 91 p.
- **Oliver G., 1977.** Effet pathogène de la fixation de *Diplectanum aequans* (Wagener, 1857) Diesing, 1858 (Monogenea, monopisthocotylea, Diplectanidae) sur les branchies de *Diplectanum labrax* (Linnaeus, 1758), (Pisces, Serrnidae). *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 53, 7-11p.
- **Oliver G., 1980.** Les Diplectanidae Bychowsky, 1957 (Monogenea, Monopisthocotylea), parasites des Sciaenidae (poissons, Perciformes) du golfe de Gascogne. *Bull. Mus. Natn. Hist. Nat.*, Paris 4e ser., 2, 1980, Section A, no.3: 669-689 p.
- **Oliver G., 1987.** Les Diplectanidae (Bychowsky, 1957) (Monogenea, Monopisthocotylea, Dactylogyridea). Systématique. Biologie. Ontogénie. Écologie. Essai de phylogénèse. PhD Thesis. *Université des Sciences et Techniques du Languedoc Montpellier*.
- **Padros F et Crespo S., 1995.** Proliferative Epitheliocystis associated with monogenean infection in juvenile Sea bream in the N.E. of Spain, *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, 15 (2) 42p.
- **Paperna I., Colorni, A., Gordin H. et Kissil, G., 1977.** Diseases of *Sparus aurata* in Marine Culture at Eliat. *Aquaculture*, 10, 195-213 p.
- **Papiran I., 1982.** Parasites, infection et maladies du poisson en Afrique. CPCA/T7. *Document techniques* N°7 F.A.O. Rome. 212p.
- **Quaglio F., Florio D., Gustinelli A., Caffara M., Marcer F. et Fioravanti M.L., 2007.** Gill monogeneans in marine fish cultured in Italy: *histopathological observations*, *Parassitologia* 49. Session 4, 75p.
- **Quero J.-C., Porche P. & Vayne J.-J., 2003.** Guide des poissons de l'Atlantique européen : identifier 955 espèces. *Les guides du naturaliste*, Delachaux & Niestlé, Paris. 465 p.
- **Reversat J., Silan P., Maillard C., 1992.** Structure of Monogenean Populations, Ectoparasites Of The Gilthead Sea Bream *Sparus aurata*. *Marine Biology*, 112, 43-47p.
- **Roubal F et Diggle BK., 1993.** *Journal international pour la parasitologie* 23, 871-875 p.

- **Seng L. T., Tan Z., Enright W. J., 2006.** Important parasitic diseases in cultured marine fish in Asian Pacific region. *AQUA Culture Asia Pacific Magazine*, 2, (2), 25-27p.
- **Silan P. et Maillard C., 1989.** Biologie comparée du développement et discrimination des Diplectanidae ectoparasites du Bar (Teleostei). *Annales des Sciences Naturelles, Zoologie, Paris*, 13 (10), 31-45p.
- **Sitjà-Bobadilla A. et Alvarez-Pellitero P., 2009.** Experimental transmission of *Sparicotyle chrysophrii* (Monogenea: Polyopisthocotylea) to gilthead seabream (*Sparus aurata*) and histopathology of the infection. *Folia Parasitologica*. 56(2): 143–151p.
- **Toksen E. 1999.** Metazoan gill parasites of cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) and sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) in Aegean Sea coast and their treatment. PhD Thesis, Ege. University, Institute of Science and Tecnology, Izmir, Turkey.
- **Van Beneden et Hesse., 1863.** (Monogenena, Microcotylidae), parasite du téléostéen *Sparus aurata*: précisions morphoanatomiques sur l'adulte et l'oncomiracidium. *Vie Millieu* 1978–1979;4:569–78 p.
- **Van Cam A., 2009.** La pisciculture en Polynésie française : étude bibliographique et expérimentale des maladies et de leur gestion sanitaire. Thèse doctorat. *Ecole nationale de vétérinaire de Lyon*. 146p.
- **Vigier J.F., 1997.** Les pathologies des anguilles. *Edition Quae*. 200 p.
- **Wendover N., Komar C., 2007.** Step by step to a marine water parasitic prevention plan (PPP) Intervet Aquatic Animal Health Newsletter, 15, 5-9p.
- **Whittington ID., Chisholm LA., Rohde K., 2000.** The larvae of Monogenea (Platyhelminthes). *Advances in Parasitology* 44, 139–232 p.
- **Zohar Y., Billard R. & Weil C., 1984.** La reproduction de la daurade (*Sparus aurata*) et du bar (*Dicentrarchus labrax*) : connaissance du cycle sexuel et contrôle de la gamétogenèse et de la ponte. In *L'Aquaculture du Bar et des Sparidés. Edited by G. BARNABE and R. BILLARD*. INRA Publ., Paris. 3-24p.