

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Minister de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل

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



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

Spécialité : Aquaculture

Thème :

**Les maladies de *Sparus aurata***

**(Linnaeus, 1758).**

**Étude bibliographique et expérimentale**

**(Ferme de Cap Djinet).**

Présenté par:

- ADJA Ammar
- LITAMA Abdelatif

Soutenus le 19/07/2012 devant la commission suivante:

<b>Mr REFES. W</b>	Maître de conférences (ENSSMAL)	<b>Président</b>
<b>M<sup>me</sup> MESLEM. N</b>	Maître assistante (ENSSMAL)	<b>Promoteur</b>
<b>Mr LERGUIOUI. H</b>	Maître assistant (ENSSMAL)	<b>Co-promoteur</b>
<b>Mr BELHASNAT. K</b>	Maître de conférences (ENSSMAL)	<b>Examineur</b>
<b>M<sup>me</sup> BOUBCHICHE. Z</b>	Maître assistante (ENSSMAL)	<b>Examinatrice</b>

Promotion : 2011/2012

# Dédicaces

\*\*\*\*\*

*Je dédie ce mémoire à :*

*\* Mes parents qui souhaitent ma réussite que dieu tout puissant vous protège et vous offre la santé et une longue vie.*

*\* Mes frères et mes sœurs.*

*\* Tous les membres de ma famille.*

*\* Mes amis de ENSSMAL.*

*\* A tous ceux qui m'ont aidé à réaliser ce travail.*

*ADJA Ammar*

\*\*\*\*\*

*Je dédie ce modeste travail à :*

*\* Mes parents que j'exprime ma profonde gratitude ;*

*\* Mes quatre frères ;*

*\* Tous les membres de ma famille ;*

*\* Mes amis, en particulier AMMAR Ahmed ;*

*\* A tous ceux qui m'ont aidé à réaliser ce modeste travail.*

*LITAMA Abdelatif*



# 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 Mme MESLEM Nabila., pour la confiance qu'elle nous a accordé en acceptant de nous encadrer pour sa disponibilité tout au long de l'élaboration de ce mémoire de fin d'études, pour son aide, ses critiques et ses suggestions, qui ont été pour nous d'un grand apport ;*

*Nous tenons à remercier chaleureusement Monsieur LERGVIOUI Hichem., Pour sa confiance, sa disponibilité, ses encouragements, son soutien moral et ses précieux conseils qu'il a tenus à nous prodiguer au cours de la réalisation de ce travail malgré ses nombreuses occupations.*

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

*Nous exprimons notre profonde reconnaissance au personnel de la bibliothèque de l'ENSSMAL ainsi qu'à Mr BOUSLIMANE Djamel (laboratoire d'aquaculture) et Mme EDDALIA Nabila (laboratoire de Sidi Fredj).*

*Nous remercions également les membres de groupe NBRM qu'ils ont donnés le courage et la patience pour faire ce modeste travail.*



## Liste des abréviations

---

FAO: Food and Agriculture Organisation.

ONDPA: Office National Développement et de Protection Aquacole.

MES: Matière En Suspension.

ERV: Encéphalopathie et Rétinopathie Virale.

LDV: Lymphocystose Dermique Virale.

## LISTE DES FIGURES

---

Figure 1	Principaux pays producteurs de <i>Sparus aurata</i> .....	03
Figure 2	Production aquacole globale de <i>Sparus aurata</i> .....	03
Figure 3	Mâchoire de la daurade.....	05
Figure 4	Morphologie de la daurade royale.....	05
Figure 5	Carte de répartition de la daurade royale.....	06
Figure 6	Cycle de production de la daurade en milieu naturel.....	07
Figure 7	Cycle de reproduction de la daurade en captivité.....	08
Figure 8	Carte représentant Cap Djinet la baie de Boumerdes.....	14
Figure 9	Localisation géographique de la ferme.....	15
Figure 10	Ferme aquacole ONDPA Cap Djinet.....	15
Figure 11	Central électrique.....	17
Figure 12	Rejet d'eau chaude du central électrique.....	17
Figure 13	Maquette de la ferme.....	18
Figure 14	Les bassins de pré-grossissement de Loup et Daurade.....	18
Figure 15	Bassins de grossissement.....	19
Figure 16	Bassins d'élevage du sol (A) : de pré-grossissement ;(B) : de grossissement.....	19
Figure 17	Daurade place dans des aquariums équipés.....	20
Figure 18	(A) : Prélèvement des branchies; (B) : Raclage de la peau.....	21
Figure 19	Image observée en microscopie photonique d'une larve infectée par le Nodavirus après coloration à l'hémalum/éosine (G×200) : Présence de nombreuses vacuoles au niveau de l'œil (O) et du cerveau (C).....	30
Figure 20	Nodules de Lymphocystique chez <i>Sparus aurata</i> .....	30
Figure 21	Lésions provoquées par l'Iridovirus ; A : Pâleur marquée des branchies et du foie ; B : Hypertrophie de la rate (en haut) comparée à une rate normale (en bas).....	31
Figure 22	Hémorragies cutanées en région céphalique (A, B) chez des Tarpons des sables	

## LISTE DES FIGURES

---

	atteints de Vibriose.....	32
Figure 23	Daurade présentant une atteinte grave par <i>Vibrio alginolyticus</i> .....	32
Figure 24	Daurades atteintes de Flexibactériose :	
	A : Lésion cutanée du flanc; B : Juvénile avec nageoires caudale érodée.....	32
Figure 25	Saumon atteint de Streptococcose ; A : Hémorragies cutanées en région ventrale; B : Fluide séro-hémorragique dans la cavité abdominale.....	33
Figure 26	<i>Cryptocaryon irritans</i> mature; (A) Morphologie générale ; (B) : Observation en microscopie photonique du stade théronte.....	35
Figure 27	A : Infestation par <i>Cryptocaryon irritans</i> , Inflammation et nécrose aiguës branchiale chez une daurade; B : <i>Cryptocaryon irritans</i> sur la peau de <i>Pomacanthus semicirculatus</i> .....	35
Figure 28	<i>Trichodina</i> sp (A) : Morphologie générale (Foin A, 2005) (B) : Observation en microscopie photonique d'un Trichodine (G×400).....	36
Figure 29	<i>Trichodina</i> sp. (A) : sur la peau ; (B) : sur un filament branchial.....	36
Figure 30	(A) : Dommages importants sur la surface et saignement sous-cutané dû à <i>Brooklynella</i> sp ; (B) : Observation en microscopie photonique de <i>Brooklynella</i> sp.....	36
Figure 31	Cycle de développement de <i>Cryptocaryon irritans</i> .....	37
Figure32	Observation en microscopie photonique de trophontes d' <i>Amyloodinium</i> A : (flèches) sur la nageoire; B : sur les branchies de bar C : <i>Amyloodinium ocellatum</i> stade adulte L'infestation massive de branchies.....	37
Figure 33	Cycle de développement d' <i>A. ocellatum</i> . (A) Trophonte (stade parasitaire) (B) Tomonte (forme enkystée).....	38

## LISTE DES FIGURES

---

Figure 34	<i>Myxobolus cerebralis</i> . Représentation schématique de la spore Noter la présence de 2 capsules (PK) avec un filament polaire (PF) et le sporoplasme à deux noyaux.....	38
Figure 35	Kystes de Myxosporidies sur des branchies.....	39
Figure 36	<i>Henneguya lateolabracis</i> A : spores Observées en microscopie photonique; B : kystes sur la nageoire dorsale de <i>Leporinus</i> .....	39
Figure 37	Cycle de développement général des parasites Myxozoaires. (G) Plasmodium avec cellules germinatives et noyaux germinatifs (N). La sporogénèse (« spore en formation ») débute par la formation de pansporoblastes composés d'un pércyte (P) et d'une cellule sporogonique (S).....	40
Figure 38	<i>Benedenia</i> sp. (A): stade larvaire; (B) : stade adulte observés en microscopie photonique (G×25); (C) Nageoire caudale de <i>Cromlleptes altivelis</i> infestée.....	40
Figure 39	Morphologie générale d'un <i>Pseudorhabdosynochus seabassi</i> .....	41
Figure 40	A, B : Adultes matures de <i>Caligus</i> sp. (D'après Lester et Hayward, 2006) ; C : <i>Caligus</i> sp fixé sur la peau d'un poisson.....	41
Figure 41	Femelle mature d' <i>Ergasilus</i> sp.....	42
Figure 42	A : <i>Ergasilus</i> sur les branchies d'une Daurade B : infestation branchiale massive.....	42
Figure 43	Vue ventrale d'une femelle de <i>Lernanthropus kroyeri</i> .....	43
Figure 44	Schéma général du cycle de développement des parasites Crustacés.....	43
Figure 45	Juvenile de Platax présentant une livrée sombre et de petites taches blanches correspondant aux lésions de grattage.....	45
Figure 46	Lésions d'Henneguyose ; A : Pâleur marquée des branchies ;	

## LISTE DES FIGURES

---

	B : Hypertrophie du bulbe artériel ;	
	C : Observation en microscopie photonique de branchies dont les vaisseaux sont totalement obstrués par des spores.....	45
Figure 47	Morphologie générale de <i>Furnesrinia</i> sp.....	46
Figure 48	<i>Furnesrinia</i> sp :	
	(A): observation à la loupe binoculaire sur une lamelle branchiale G 2.5 ;	
	(B): observation au microscope optique G 10×10 ;	
	(C) Prohapter (hapter antérieurs) ;	
	(D) Opisthapter (hapter postérieur).....	47
Figure 49	<i>Sparicotyle</i> sp :	
	1: Parasite attacher sur la lamelle branchiale ;	
	2: Spécimen adulte ;	
	3: Prohapter ;	
	4: Détail du hapter d'un spécimen adulte ;	
	5, 6:Détail du spécimen adulte avec ces œufs .....	49
Figure 50	(A) <i>Sparicotyle</i> sp ;	
	(B) : Œufs attachés au tissu de centre de parasite.....	50
Figure 51	Œufs de <i>Sparicotyle</i> sp ; Observation au microscope optique <b>G10×40</b> .....	50
Figure 52	Kyste de Myxosporidies sur des filaments branchiaux, observation à la loupe binoculaire G10×2.5.....	52
Figure 53	Histogramme représentant la variation spatiale de la température.....	53
Figure 54	Histogramme représentant la variation spatiale d'O <sub>2</sub> dissous.....	53
Figure 55	Histogramme représentant la variation spatiale de pH.....	54
Figure 56	Histogramme représentant la variation spatiale de MES.....	54
Figure 57	Histogramme représentant la variation spatiale de la chlorophylle <i>a</i> .....	55

## Liste des tableaux

---

Tableau. 1	Limites et optimums écologiques de la Daurade.....	06
Tableau. 2	Présentation des Points forts et points faibles de la daurade royale.....	09
Tableau. 3	Parasites rencontrés chez loup et la daurade royale.....	34

# Sommaire

Introduction

01

## **Première partie : Généralités**

### **Chapitre I : présentation de l'hôte**

1. Production aquacole mondiale de *Sparus aurata* ..... 03
2. Systématique ..... 04
3. Morphologie..... 04
4. Aspects écologie..... 05

### **Chapitre II : Les caractères propres aux maladies des poissons**

1. Principales caractéristique du milieu environnant ..... 10
  - 1.1. Propriétés physiques de l'eau..... 10
  - 1.2. Propriétés chimiques de l'eau..... 11
  - 1.3. Autres factures de l'eau..... 12
2. Epidémiologie générale des maladies causées par des bioagresseurs ..... 12
  - 2.1. Les sources d'agents pathogènes..... 12
  - 2.2. Les modes de transmission..... 12
  - 2.3. Les facteurs modulant la réceptivité de l'animal ..... 13

## **Deuxième partie : Matériels et méthodes**

### **Chapitre I : Présentation de la ferme aquacole de « Cap Djinet »**

1. Localisations géographique..... 14
2. Justification de choix de site..... 16
3. Infrastructure..... 18

### **Chapitre II : Etude des parasites de *Sparus aurata***

1. Capture des poissons..... 20
2. Méthodes appliquées aux poissons ..... 21
3. Méthodes applique aux parasites..... 21
4. Indices épidémiologiques..... 21

### **Chapitre III : Etude des paramètres physico-chimiques du milieu d'élevage**

1. Echantillonnage et prélèvement de l'eau..... 22
  - 1.1. Condition de prélèvement ..... 22
  - 1.2. Prélèvement et mode d'échantillonnage..... 22
  - 1.3. Choix et localisation des stations de prélèvement..... 23
  - 1.4. Nettoyage des contenants..... 23
  - 1.5. Conservation des échantillons..... 23
2. Méthode d'analyse physico-chimique et mode opératoire..... 23
  - 2.1. L'oxygéné dissous et la température..... 23
  - 2.2. Potentiel d'hydrogène pH..... 23
  - 2.3. La matière en suspension MES..... 24
  - 2.4. Les sels nutritifs..... 24
  - 2.5. Chlorophylle *a*..... 25

## **Troisième partie : Résultats et discussion**

### **Chapitre I : Etude bibliographique sue les maladies rencontrées chez le loup et la daurade**

1. Etude clinique des maladies virales.....	26
1.1.Etiologie.....	26
1.2.Epidémiologie.....	26
1.3.Symptômes et lésions.....	27
2. Etude clinique des maladies bactériennes .....	29
2.1.Etiologie.....	29
2.2.Epidémiologie.....	30
2.3.symptômes et lésions.....	31
3. Etude clinique des maladies parasitaires .....	33
3.1. Etiologie.....	33
A. Les parasites protozoaires.....	34
B. Les parasites myxozoaires .....	38
C. Les parasites métazoaires.....	40
3.2.Epidémiologie .....	44
3.3.Symptômes et lésions.....	44
• Les ectoparasites branchiales et cutanées.....	44
• Les ectoparasites branchiales et circulatoires.....	45

## **Chapitre II : Les parasites de *Sparus aurata* de la ferme piscicole de Cap Djinet**

1. <i>Furnestinia</i> sp.....	46
1.1.Position systématique.....	46
1.2.Description .....	46
1.3.Pathogénies .....	47
1.4.Discussion.....	47
2. <i>Sparicotyle</i> sp.....	48
2.1.Position systématique.....	48
2.2.Description .....	48
2.3.Pathogénies .....	51
2.4.Discussion.....	51
3. Myxosporidies .....	51
3.1.Position systématique.....	51
3.2.Description.....	51
3.3.Pathogénies.....	52
3.4.Discussion .....	52

## **Chapitre III : les paramètres physico-chimiques**

1. Paramètres physico-chimiques.....	53
2. La matière en suspension .....	54
3. Chlorophylle <i>a</i> .....	55
Conclusion.....	56
Bibliographie.....	57
Annexes	



# *Introduction*

## INTRODUCTION

---

L'aquaculture, soit la culture de plantes et animaux aquatiques, est pratiquée depuis près de 4000 ans dans certaines régions du monde. À l'échelle mondiale, la production aquacole est devenue le secteur de production alimentaire animale qui connaît la plus forte croissance. Environ 97% des espèces aquatiques actuellement cultivées ont été domestiquées à partir du début du 20<sup>ème</sup> siècle et le nombre de ces espèces continu d'augmenter rapidement. Selon de récentes estimations, l'aquaculture fournit 43% de tout le poisson consommé aujourd'hui par les humains (FAO, 2007).

La pisciculture marine est en développement constant. Elle est récente et seules quelques espèces (daurade et loup) ont atteint des niveaux de production importante. Néanmoins, la diversité environnementale, la différenciation des marchés et de la variabilité des modes et des systèmes de production conduisent à envisager l'élevage de nouvelles espèces (Boutouchent, 2005).

En Algérie, l'aquaculture est en plein développement. Cette activité est le plus souvent perçue comme une activité nouvelle venant au secours d'une activité de pêche stagnante. Elle se concentre sur quelques espèces à haute valeur commerciale telles que le loup et la daurade royale pour les poissons marins.

En Algérie, l'aquaculture est représentée à travers 7 pôles dont 5 pôles sur la façade maritime et 2 pôles continentaux, représenté par 21 directions de secteur; (voir tableur 1 annexe 1).

### **Liste des projets en phase de réalisation en 2005 pour l'élevage de loup et de daurade royale :**

- Un projet dans la wilaya d'Ain-Temouchent.
- Deux projets dans la wilaya d'Oran.
- Un projet dans la wilaya de Tizi-Ouzou.
- Un projet est prévu dans la wilaya d'El-Tarf et deux autres dans la wilaya de Boumerdes, d'autres projets pourront se concrétiser à travers d'autres wilayas (Boutouchent, 2005).

Au fur et à mesure que l'aquaculture méditerranéenne s'est développée, les problèmes pathologiques sont apparus de plus en plus cruciaux à tel point qu'ils représentent actuellement la contrainte au développement des élevages. En élevage, la présence de parasite augmente, principalement celle des ectoparasites et quelques parasites protozoaires endoparasites (Alvarez-Pellitero et Sitjà-Bobadilla, 1995).

Les principaux problèmes sanitaires de l'aquaculture marine sont causés par toute une série de micro-organismes infectieux incluant des bactéries, des virus, des champignons et des parasites (protozoaires et métazoaires). Globalement, l'éventail des maladies peut varier considérablement dans les différentes régions du monde, selon les conditions d'élevage, les espèces élevées et le statut des agents infectieux chez les poissons (Hâstein, 1988). Chez les larves de poissons marins la transition entre états de bonne ou mauvaise santé est encore inconnue. (Kentouri. Divanach, 1983).

## INTRODUCTION

---

Les pisciculteurs tiennent compte de ces avertissements et modifient en conséquence le cours de leurs élevages avant qu'il ne devienne irréversible.

Aujourd'hui seules les espèces ectoparasites, telles que *Trichodina* sp, *Trichodinella* sp, *Colponema* sp, et les monogéneans *Gyrodactylus* sp et *Furnestinia echeneis* prolifèrent en élevage sur les poissons marins (Paperna, 1977).

L'objectif de notre travail est de faire une étude bibliographique sur les maladies rencontrées chez les poissons d'élevage notamment chez la daurade (une des espèces produites actuellement en Algérie). A noter que seules les pathologies causées par des bioagresseurs seront prises en compte. Ce travail présentera également une étude sur quelques parasites rencontrés chez la daurade royale *Sparus aurata* élevée dans la ferme de Cap Djenet.

Ce mémoire est organisé en trois parties:

- ✓ La première partie présentera des généralités sur l'hôte, ainsi que des notions sur les caractères propres aux maladies des poissons.
- ✓ La seconde partie présentera le site d'élevage, aborde les méthodes et matériels relatifs à l'étude.
- ✓ La dernière partie présente les résultats obtenus et leur interprétation.
- ✓ Enfin une conclusion vient terminer cette étude.



*Première partie :*

*Généralités*

## Chapitre I : Présentation de l'hôte

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

### 1. Production aquacole mondiale de *Sparus aurata*

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

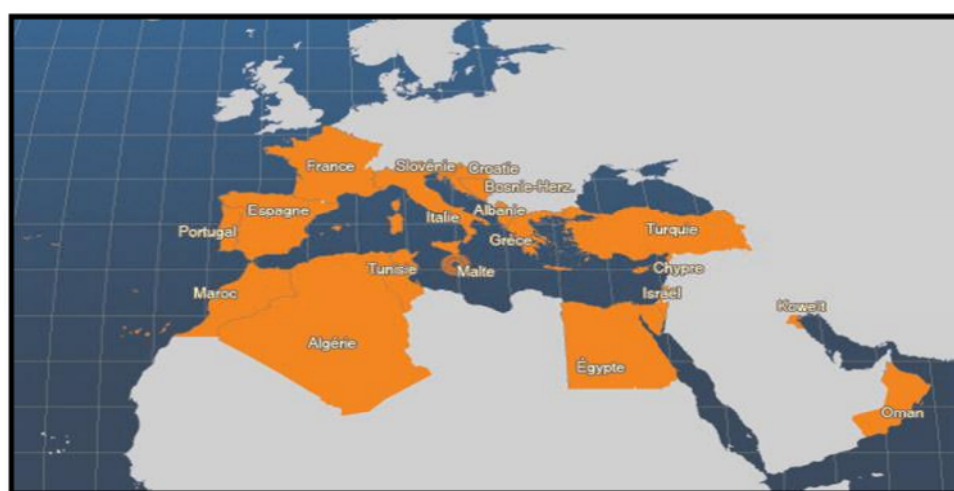


Figure 1 : Principaux pays producteurs de *Sparus aurata* (FAO, 2009).

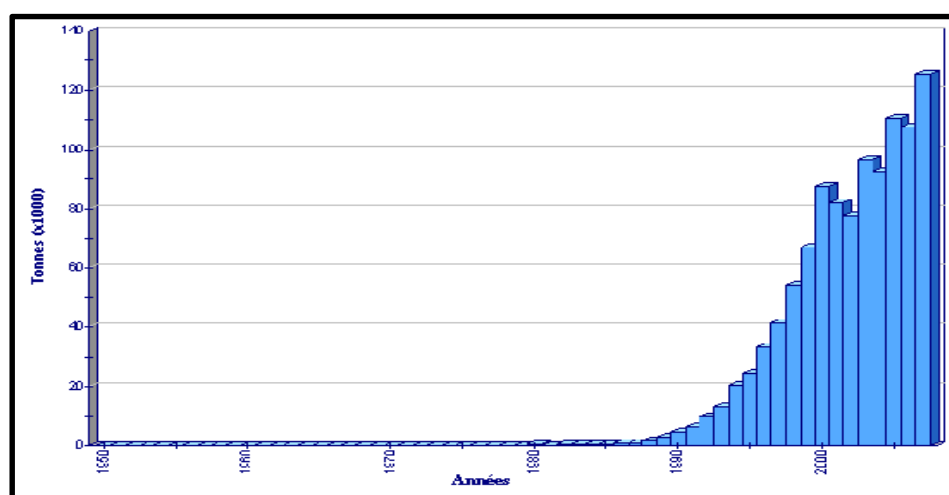


Figure 2 : Production aquacole globale de *Sparus aurata* (FAO, 2009).

## 2. Systématique

### ➤ Position systématique

Embranchement : Vertébrés

Superclasse : Poissons

Classe : Ostéichthyens

Ordre : Perciformes

Famille : Sparidés

Genre : *Sparus*

Espèce : *S.aurata* (Linnaeus, 1758).

Synonymes : *Sparus auratus* (Linnaeus, 1758).

Nom F.A.O : Dorade royale.

### ➤ Noms utilisés

France : Daurade royale.

Grande-Bretagne : Gilthead seabream

Italie : Orata

Espagne : Dorada.

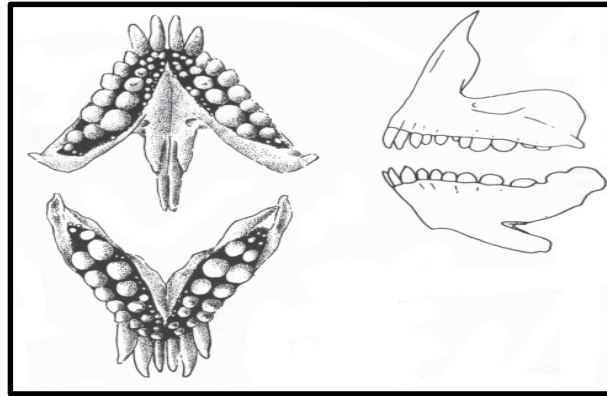
### ➤ Clés de déterminations de la daurade

La daurade royale a un corps trapu, comprimé latéralement. Elle possède une tache noire au début de la ligne latérale et une bande dorée entre les yeux (visible surtout sur des animaux vivants ou fraîchement pêchés) (fig.4) (FAO, 2009).

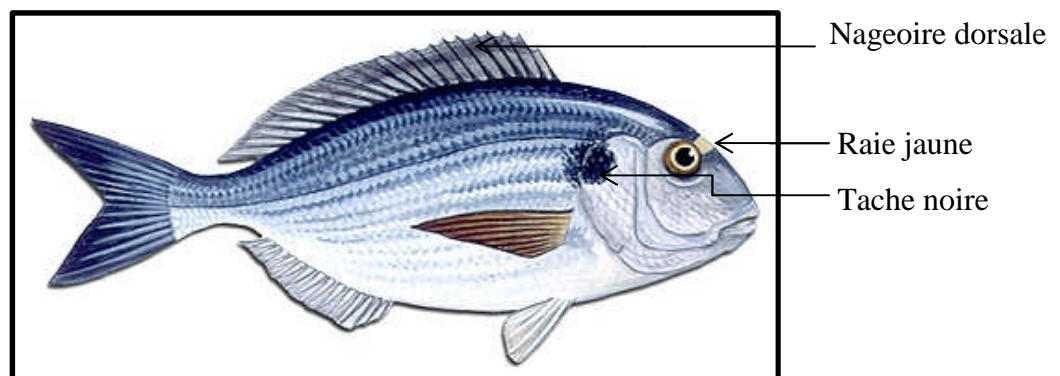
## 3. Morphologie

### ➤ Forme

La daurade présente un corps ovale, avec un profil de la tête régulièrement convexe. Œil petit. Bouche basse, très peu inclinée. Lèvres épaisses. Quatre à six 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.3). Nageoire dorsale à 11 épines (Fig. 4) (FAO, 2009).



**Figure 3** : Mâchoire de la daurade (Fischer *et al.*, 1987).



**Figure 4** : Morphologie de la daurade royale (Fishbase, 2011).

### ➤ **Coloration**

Coloration gris argenté; grosse tache noire à l'origine de la ligne latérale, débordant sur le sommet de l'opercule et soulignée sur l'opercule par une zone rougeâtre; bande dorée entre les yeux bordée de deux zones sombres (moins nette chez les jeunes); souvent des lignes longitudinales sombres sur le corps (fig. 4) (FAO, 2009).

## **4. Aspects écologiques**

### **4.1. Distribution et répartition géographique**

La daurade royale est présente en Atlantique Nord Est des îles britanniques, en Méditerranée et en Mer Noire (Ifremer, 2007).

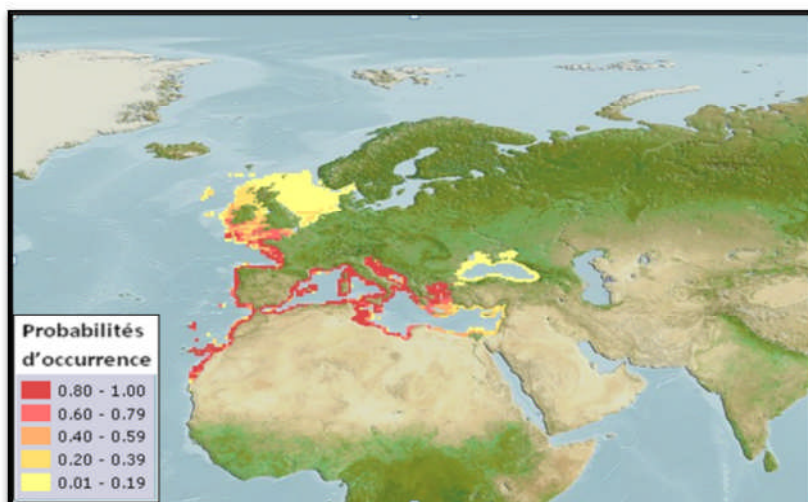


Figure 5 : Carte de répartition de la daurade royale (Aquamaps, 2010).

## 4.2. Limites écologiques et optimums

La daurade est une espèce eurytherme et euryhaline avec un optimum de croissance pour une température de 25°C à 26°C et pour une salinité de 35‰ (tableau 1). C'est une espèce benthique et prédatrice (Burlot *et al.*, 1988).

Tableau 1 : Limites et optimums écologiques de la daurade (Ferra, 2008).

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

## 4.3. Habitat

Poissons côtiers, ils peuvent se rencontrer sur les herbiers à Posidonies ou des fonds sableux. Les juvéniles peuvent aller jusqu'à 30 m, les adultes jusqu'à 150 m. Euryhalins, ils pénètrent dans les eaux saumâtres. Sédentaires, ils vivent solitaires ou en petits groupes (Fischer *et al.*, 1987).

## 4.4. 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).

#### 4.5. Croissance

La croissance de la daurade diffère selon le milieu. Elle est plus rapide les premières années, dans les étangs saumâtres qu'en mer (Ferra, 2008). La taille correspondant à la première maturité sexuelle, est de 30-40 cm pour un poids de 1 à 3 kg (Fishbase, 2011). La taille maximale atteinte, est de 70 cm et le poids maximal reporté, est de 17,2 kg (Fishbase, 2011).

#### 4.6. Reproduction

La daurade est une espèce « hermaphrodite successive protandre », c'est à dire, qu'une même daurade est d'abord mâle puis femelle. La maturité sexuelle se développe chez les mâles à l'âge de 2 ans (20–30 cm) et chez les femelles à l'âge de 2–3 ans (33–40 cm) (FAO, 2009). La période naturelle de reproduction s'étale d'octobre à mai, sur une gamme de température allant de 14 à 20°C (Ferra, 2008). Les femelles peuvent pondre entre 20 000 à 80 000 œufs chaque jour pendant une période qui peut aller jusqu'à 4 mois. La fécondité totale étant de 1 000 000 à 3 000 000 d'œufs /kg de poids vif, les œufs ont un petit diamètre allant de 0,85 à 1 mm (Ferra, 2008).

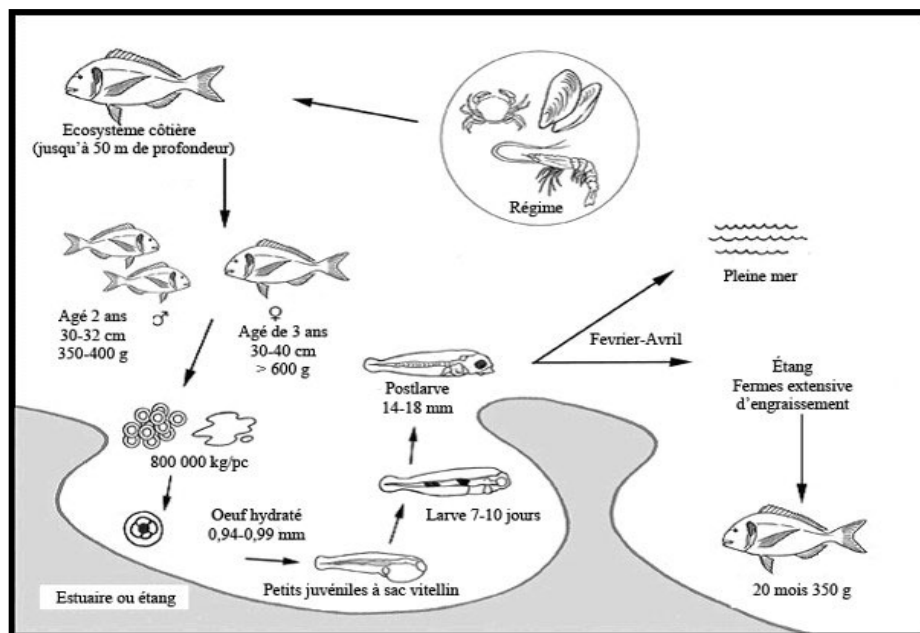
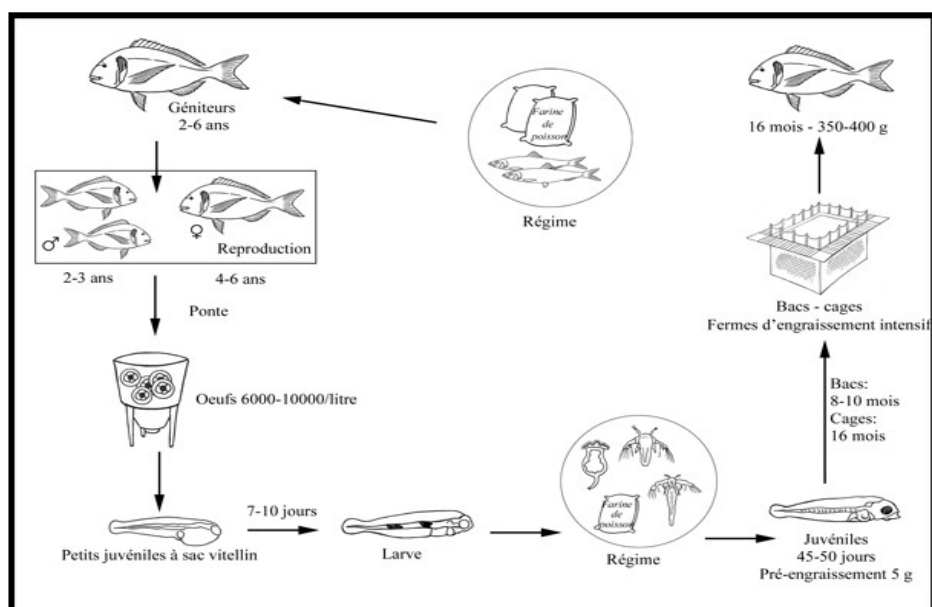


Figure 6 : Cycle de production de la daurade en milieu naturel (FAO, 2009).



**Figure 7 :** Cycle de production de la daurade en captivité (FAO, 2009).

## 4.7. Système de production

### Approvisionnement en juvéniles

Les géniteurs sont stockés dans des bacs équipés. La maturité sexuelle est obtenue en exposant les géniteurs aux conditions de température et photopériode qui ont lieu durant la période de ponte naturelle. La ponte des femelles peut être obtenue par une inoculation de 5 à 20 mg/Kg de GnRH (Gonadotropin Releasing Hormones). Les larves de la daurade royale épuisent leur sac vitellin après 3–4 jours d'alimentation endogène. Après ce stade, les yeux sont pigmentés et la bouche est développée, permettant aux larves de se nourrir de larves d'autres organismes (FAO, 2009).

### Nurserie

Les juvéniles d'environ 45 jours sont généralement transférés dans une section de l'écloserie équipée avec de grands bacs ronds ou rectangulaires (10–25 m<sup>3</sup>). Les densités initiales de larves sont généralement de 10–20 ind/litre à 18°C et une salinité de 35–37‰. L'aliment artificiel composé (de 150–300 µm de diamètre), est donné à 2 heures d'intervalle, à des pourcentages croissants. Il doit être fourni à environ 20 g/m<sup>3</sup> (FAO, 2009).

### Techniques de grossissement

Les phases de pré-grossissement et de grossissement intensives de la daurade royale peuvent être réalisées dans des installations à terre ou dans des cages en mer. Quand les daurades royales sont élevées dans des bacs, elles le sont à des densités très élevées, allant de 15–45 kg/m<sup>3</sup>. Sous d'excellentes conditions (18–26 °C), des petites daurades royales pré-grossies (5 g) atteignent leur première taille commerciale (350–400 g) dans à peu près une année (FAO, 2009).

### Points forts / Points faibles de l'élevage

**Tableau 2** : Présentation des Points forts et points faibles de la daurade royale (Ifremer, 2011).

Points forts	Points faibles
<ul style="list-style-type: none"><li>-Espèce de haute renommée gastronomique sur toute son aire de répartition.</li><li>-Reproduction naturelle facile en captivité.</li><li>-Prégrossissement et grossissement rapides.</li><li>-Espèce robuste aux réactions franches en élevage, peu sensible aux manipulations.</li><li>-Dans les étangs, mise à profit de la production naturelle en raison de son régime alimentaire varié.</li></ul>	<ul style="list-style-type: none"><li>-Elevage larvaire délicat.</li><li>-Forte susceptibilité des alevins aux malformations (surtout opercules et mâchoires).</li><li>-Sensibilité à la pasteurellose (non transmissible à l'homme).</li><li>-Taille des poissons d'élevage peu propice à la transformation (filets, plats préparés).</li></ul>

## Chapitre II : Les caractères propres aux maladies des poissons

Les aspects particuliers de l'ichthyopathologie sont dus au milieu aquatique dans lequel les poissons évoluent et à leur physiologie. La dépendance vis-à-vis du milieu aquatique régit la vie du poisson. (Roberts, 1979).

### 1. Principales caractéristiques du milieu environnant

Le milieu aquatique est soumis à une longue série de paramètres dont pratiquement tous influent sur l'homéostasie, la croissance et la reproduction du poisson. Lorsque ces facteurs s'altèrent, ils prédisposent à la maladie ou la provoquent effectivement. Parmi les plus importants facteurs figurent les paramètres physico-chimiques et leur contenu biologique (Roberts, 1979).

#### 1.1. Propriétés physiques de l'eau

- **La température**

Comme vu précédemment, la température a un impact sur la santé des poissons qui se fait sentir à chaque fois que l'on s'écarte de la zone thermique optimale. L'eau de mer varie beaucoup moins que l'eau douce du fait de sa circulation incessante dans les océans et des énormes volumes qui y sont brassés (Van Cam, 2009).

A mesure que l'eau s'échauffe, la solubilité des gaz diminue tandis que celle des constituants toxiques s'accroît. L'élévation de la température accélère également la multiplication des agents pathogènes (Van Cam, 2009).

- **La turbidité**

Les matières en suspension (MES) sont des particules solides finement divisées, de nature minérale ou organique, vivante ou inerte. Sur les poissons, leur action peut se traduire par une irritation branchiale entraînant une gêne respiratoire. Ces MES peuvent également servir de support à une colonisation bactérienne. De plus, elles colmatent les œufs entre eux, pouvant aboutir à leur asphyxie dans les incubateurs (Van Cam, 2009).

Les MES proviennent soit du plancton qui peut être parfois irritant, voire toxique (méduses, algues toxiques dinoflagellés), soit du sédiment corallien mis en suspension sous l'action des vagues, soit des précipitations. Celles-ci sont très abondantes en période de crue, d'où la nécessité de filtrer l'eau des bassins. En pisciculture, les déchets et fèces constituent également une source de MES (Vincent, 2008).

- **Le courant et la climatologie**

Dans les conditions d'élevage en mer, les poissons subissent l'action des forces naturelles. Les excès météorologiques peuvent être fréquents : cyclones, fortes pluies. Si le site est largement ouvert, les vents peuvent être plus ou moins dérangeants pour l'élevage : ils n'ont pas d'influence directe sur la santé des poissons mais gênent le travail (Vincent, 2008).

### 1.2. Propriétés chimiques de l'eau

- **Le caractère acide ou basique**

Il est important que le pH de l'eau reste dans des valeurs convenant bien à la vie des animaux aquatiques : entre 7 et 8,5. Entre 6 et 9, il n'y a pas d'accidents à redouter mais cela augmente le risque de toxicité de l'ammoniaque. De manière générale, les pH bas élèvent la toxicité des métaux et des nitrites ; à l'inverse, un pH élevé accroît celle de l'ammoniaque (Kinkelin *et al.*, 1985).

- **La salinité**

Les espèces de poissons ont chacune des exigences plus ou moins strictes vis-à-vis de la salinité. Par exemple, la dorade a une résistance exceptionnelle aux variations de salinité. Elle est même connue pour survivre dans des eaux de salinités extrêmes variant de 5 ‰ à 50 ‰. (Thouard *et al.*, 1994).

- **Les gaz dissous**

L'oxygène et le dioxyde de carbone sont les plus importants parmi les gaz dissous. Le manque d'oxygène se traduit par une asphyxie ou par des baisses de performances. La sous-oxygénation est un facteur de stress et peut menacer, dans les cas les plus sévères, la survie des poissons. (Kinkelin *et al.*, 1985).

En élevage intensif, le débit et le rationnement déterminent l'essentiel de l'offre et de la demande en oxygène pour une population donnée. La sursaturation de l'eau par les gaz de l'air (par exemple lors du pompage) est à l'origine d'emphysèmes cutanés ou d'embolies gazeuses mortelles. Des systèmes de désaturation en gaz, appelés communément « colonne de dégazage », permettent d'éviter ce risque (Delprat, 2008).

- **Les substances azotées**

Les substances azotées pathogènes sont l'ammoniaque (NH<sub>3</sub>) et les nitrites (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>). Ces molécules constituent des étapes dans la minéralisation des matières organiques ou, comme c'est le cas pour le NH<sub>3</sub>, un produit excrété par les poissons par voie branchiale. La concentration dans l'eau de ces substances dépend principalement du pH et de la température. L'ammoniac commence à manifester ses effets toxiques à partir de 0,07 mg/L. Pour les nitrites, une exposition permanente à une concentration de 0,1mg/L induit des troubles physiologiques. Cependant, ces valeurs indicatives varient selon les espèces (Kinkelin *et al.*, 1985).

### 1.3. Autres facteurs de l'environnement

L'aquaculture et ses pratiques soumettent les poissons à des contraintes physiques telles que les traumatismes dus aux pêches et autres manipulations ainsi que les chocs thermiques lors des transferts. L'ensoleillement peut également être une cause de lésions (Van Cam, 2009).

- **Traumatismes physiques**

Les traumatismes surviennent au cours de toutes les manipulations telles que la capture, le triage, les transferts de bassin à bassin ou encore les traitements. La rupture de l'intégrité cutanée provoquée par ces chocs mécaniques peut entraîner la pénétration de bactéries pathogènes ou opportunistes. Ainsi, il est important d'anesthésier les poissons lors de toute manipulation afin de minimiser les traumatismes (Van Cam, 2009).

- **L'ensoleillement**

Les rayons ultra-violets peuvent causer des lésions cutanées qui sont des brûlures.

## 2. Epidémiologie générale des maladies causées par des bioagresseurs

### 2.1. Les sources d'agents pathogènes

Les poissons représente une source de contamination comme les poissons malades et leurs issus; les porteurs asymptomatiques; les poissons morts; les poissons du milieu naturel (dans le cas des élevages marins) ainsi que les poissons nouvellement introduits dans le cheptel.

De même, le milieu aquatique peut héberger des bactéries ou des champignons opportunistes. Il donne également naissance aux proliférations de dinoflagellés et de phytoflagellés sécréteurs de toxines. De plus, les aliments utilisés pour nourrir les poissons peuvent être contaminés ainsi que le matériel d'élevage souillé, devenant alors source d'agents pathogènes pour les poissons indemnes (Noga, 2000).

### 2.2. Les modes de transmission

#### Mode de transmission direct

La transmission horizontale est le mode le plus fréquent parmi les maladies des poissons. Elle se fait de poisson malade à poisson sain. Ce mode de transmission consiste en l'infection, à partir des géniteurs, du frai ou des larves avant l'éclosion, soit par la surface (contamination superficielle), soit à l'intérieur de l'œuf (contamination *in ovo*) (Lautraite *et al.*, 2004).

#### Mode de transmission indirect

La transmission peut aussi être indirecte par l'intermédiaire d'un vecteur actif comme certains invertébrés parasites, ou passif comme l'eau, ou encore le matériel d'élevage et de transport insuffisamment désinfectés. De manière générale, la transmission indirecte est fréquemment due aux activités humaines (Lautraite *et al.*, 2004).

### 2.3. Les facteurs modulant la réceptivité de l'animal

#### Facteurs intrinsèques

❖ L'espèce peut présenter une sensibilité innées à une maladie : Par exemple, le bar est réceptif et sensible à la vibriose à *Vibrio anguillarum* alors que la daurade y est exceptionnellement sensible (Lautraite et al., 2004).

❖ La souche ou la lignée influence directement la sensibilité à une maladie.

❖ L'âge des poissons est un facteur majeur modulant leur sensibilité (Munday *et al.*, 2002).

❖ L'état physiologique : Deux états physiologiques particuliers accroissent les risques pathologiques les infections intercurrentes et le phénomène de stress :

✚ **Les maladies intercurrentes** accentuent généralement la sensibilité à un agent pathogène. Par exemple, le parasitisme externe, par sa présence quasi permanente et souvent discrète, joue un rôle fort dans le développement des infections septicémiques ; en effet, les multiples microlésions qu'il provoque aux épithéliums cutané et branchial sont autant de portes d'entrée aux virus et bactéries (Lautraite *et al.*, 2004).

✚ **Le stress** si souvent responsable de déclenchement des maladies semble parfois bénéfique pour la résistance du poisson aux bioagresseurs. (Lautraite *et al.*, 2004).

#### Facteurs extrinsèques

L'occurrence et la gravité d'une maladie sont aussi modulées par les caractéristiques des populations d'agents pathogènes et par les facteurs de l'environnement (Lautraite *et al.*, 2004).

❖ **La taille** de la population des bioagresseurs est évidemment primordiale : s'ils sont en nombre important dans le milieu de l'élevage, ils surpassent le seuil de réceptivité de leurs hôtes et la maladie a une plus grande probabilité de se déclarer (Lautraite *et al.*, 2004).

❖ **La résistance et la stabilité des bioagresseurs** face aux variations de certains paramètres dans le milieu conditionnent l'abondance et la persistance de leurs populations (Lautraite *et al.*, 2004).

❖ **La virulence des bioagresseurs** traduit leur aptitude à se multiplier dans l'organisme hôte.

De nombreux facteurs de l'environnement influencent par leurs variations l'émergence des maladies chez les poissons, notamment par la réaction de stress qu'ils peuvent générer. Parmi ces facteurs :

➤ **La température** par l'influence directe sur le métabolisme des poissons.

➤ **Les facteurs de qualité de l'eau** influent également sur la santé piscicole (Lautraite *et al.*, 2004).



Deuxième partie :

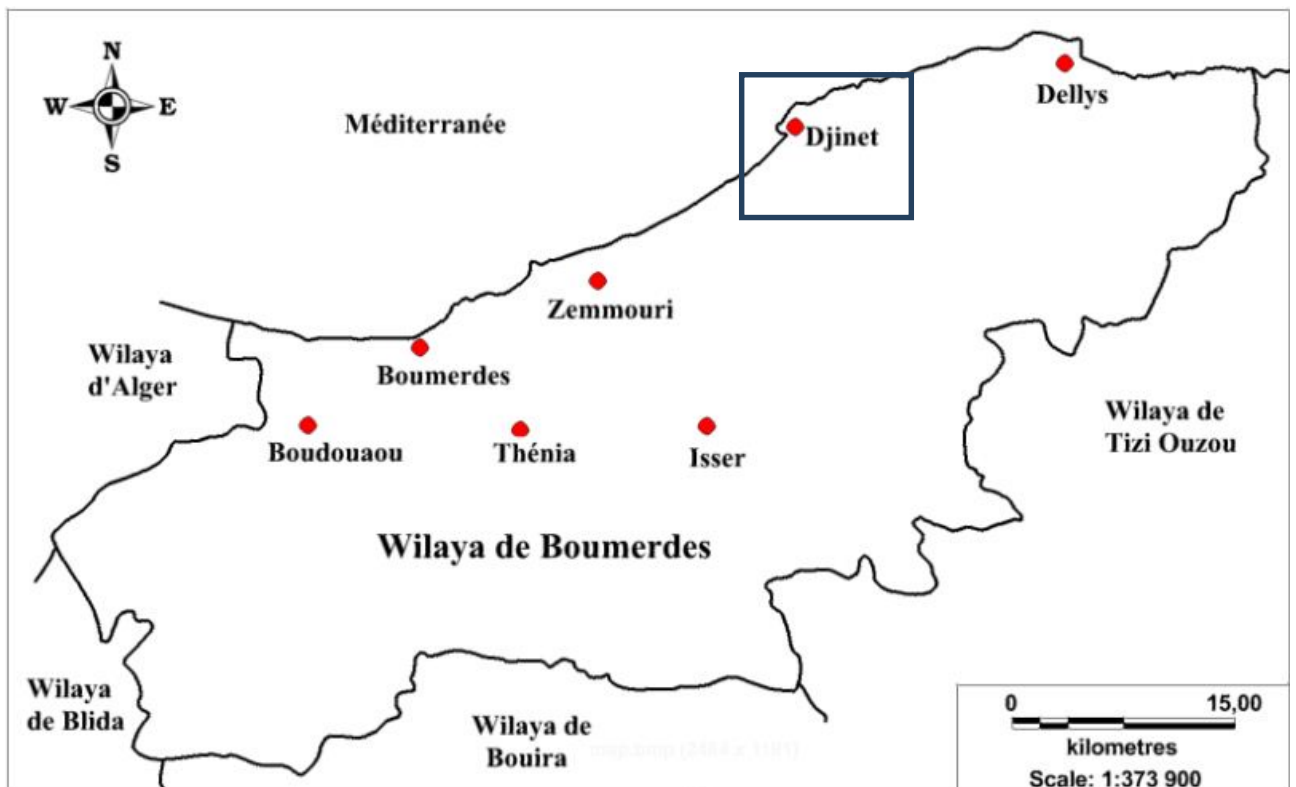
Matériels

et Méthodes

## Chapitre I : Présentation de la ferme ONDPA

### 1. Localisation géographique

La ferme d'élevage de poissons marins ONDPA (Office National Développement et de Protection aquacole) est située à 77 km d'Alger, à 30 km à l'Est de la wilaya de Boumerdes et à 3km au sud-ouest de la ville de Cap Djinet (wilaya de Boumerdès). Elle est implantée à environ 500m de la route nationale N24, entre la centrale électrique de Cap Djinet et une future station de dessalement d'eau de mer et à 2,56 km de l'embouchure d'oued Issir. Les coordonnées géographiques de la ferme sont : 36° 50' 52'' N et 3° 41'33'' E.



**Figure 8** : Carte représentant Cap Djinet la baie de Boumerdes (Google earth, 2012).



**Figure 9** : Localisation géographique de la ferme (Google earth, 2012).



**Figure 10** : Ferme aquacole ONDPA Cap Djinet (Google earth, 2012).

L'ONDPA Cap Djinet spa est une société mixte Algéro-espagnole créée par décision du conseil de participation de l'état (CPE) pour la réalisation d'une ferme aquacole pour la production de daurade, loup et sole (Grimes *et al.*, 2006).

Société par action (spa) au capitale de 404040000 DA constituée de quatre partenaires : société publique spa ONDPA, l'EPET, un privé algérien et un partenaire espagnol : SARL GOLDEN FISH MATARES (Grimes *et al.*, 2006) .

### **Projet ONDPA SPA Cap Djinet :**

- Intitulé du projet: Réalisation d'une ferme aquacole à terre et en mer pour la production de loup, daurade et sole (Grimes *et al.*, 2006).
- Coût du projet: 404.040.000 DA
- Capacité de production: 1.000 T loup et daurade et 600 T Sole
- Nombre d'emploi: 81 emplois permanents
- Etat d'avancement: le projet dans sa totalité est à 85%
  - Réalisation de la 1ère phase du projet:
- Station de pompage: 100%
- Bassin d'oxygène: 100%
- Canal d'alimentation en eau de mer: 100%
- Canal d'évacuation: 100%
- Bassins d'élevages:
  - 54 bassins de pré grossissement de loup et daurade: 100%
  - 12 bassins de grossissement: 100%
- Acquisition et installation des équipements (pompes, armoires électriques, filtres mécaniques, groupes électrogènes, etc.)
  - 2<sup>ème</sup> phase du projet:
- 26 bassins de pré-grossissement de sole en cours de finition.
- 12 bassins de grossissement de sole sont en cours de réalisation.

## **2. Justification du choix du site**

La raison principale du choix du site, est sans aucun doute, la proximité de la centrale électrique (fig. 11). En effet, l'utilisation de l'eau chaude rejetée par la centrale (fig. 12), permet d'élever les poissons (daurades, loups et soles) à des températures proches de leur tolérance

## MATERIELS ET METHODES

---

thermique. On obtient ainsi un cycle d'élevage plus court (8 à 10 mois normalement ; pour une taille commerciale de 350 g).

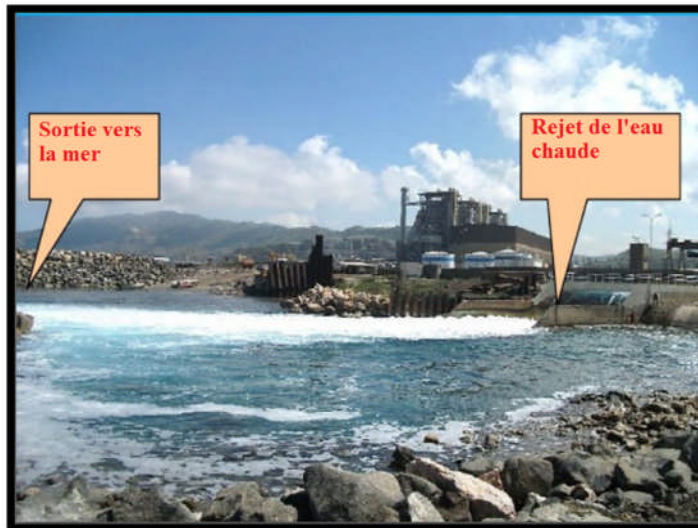
Le site possède également d'autres caractéristiques favorables, à savoir :

-accessibilité routière.

-topographie favorable à la réalisation d'une ferme d'élevage intensif en bassins en dur.



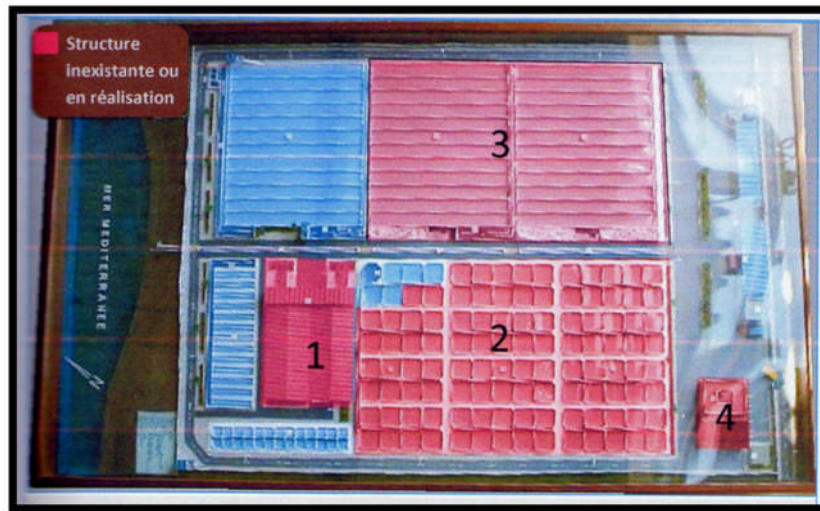
**Figure 11** : Central électrique.



**Figure 12** : Rejet d'eau chaude du central électrique (Hamdi et Si Bachir, 2011).

### 3. Infrastructure

Le projet a bénéficié pour sa réalisation d'une concession maritime de 6 Ha en terre ferme et 5 Ha en mer, à proximité directe de la centrale électrique de Cap Djinet.



**Figure 13** : Maquette de la ferme (Hamdi et Si Bachir, 2011)  
1 : Ecloserie + laboratoire; 2 : Bassins de grossissement de sole; 3 : Bassins de grossissement de loup et daurade ; 4 : Administration

#### Bassins de pré-grossissement de Loup et Daurade

Ils sont composés d'une série de 26 bassins (fig. 14) dont les dimensions sont les suivantes :

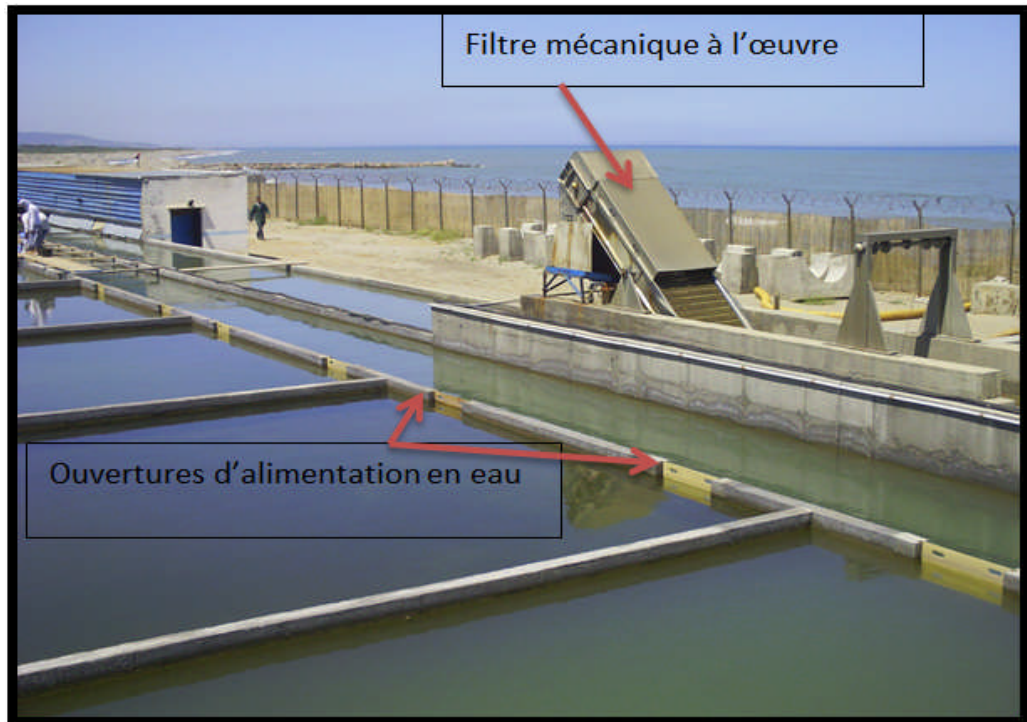
Longueur de 20m /Largeur de 2m /Hauteur de 1.2m.



**Figure 14** : Les bassins de pré-grossissement de loup et daurade

### Bassins de grossissement de Loup et Daurade

Ils sont composés de trois séries de 12 bassins. Les caractéristiques dimensionnelles sont les suivantes : Longueur = 70m /Larguer = 7m /Hauteur =1.2m. (fig. 15).



**Figure 15** : Bassins de grossissement de loup et daurade.

### Bassin d'élevage de Soles

Dans cette ferme on comptera des bassins de forme polygonale pour l'élevage de sole (fig. 16).

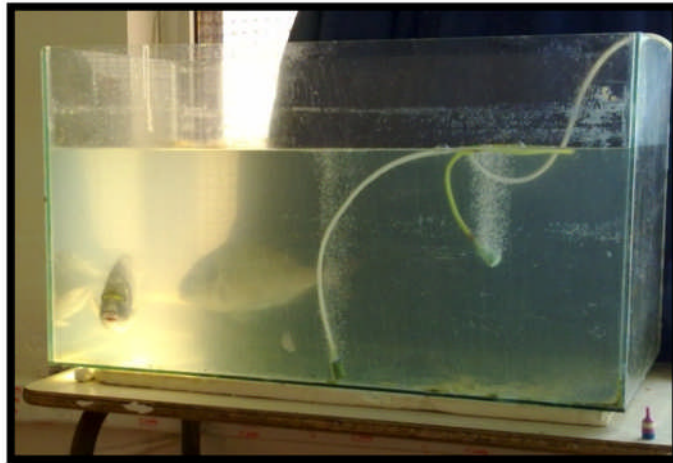


**Figure 16** : Les bassins d'élevage de la sole (A) : de pré-grossissement ;(B) : de grossissement.

### Chapitre II : Etude des parasites de *Sparus aurata*

#### 1. Capture des poissons

À partir d'un bassin de grossissement, à 13h :15m et avant la distribution de l'aliment les poissons (six daurades) ont été capturés au moyen d'une époussette aléatoirement, puis placé dans des fûts (100 l) pour être transportés. Une fois au laboratoire, les daurades ont été stockées vivent dans des aquariums (Volume 110) (Fig. 17).



**Figure 17** : daurade place dans des aquariums équipés.

#### 2. Méthodes appliquées aux poissons

Chaque poisson est mesuré, pesé puis examiné. Les mensurations sont relevées sur la longueur totale du poisson à l'aide d'un ichtyomètre et les valeurs sont exprimées en millimètres. La détermination du poids est effectuée à l'aide d'une balance électronique et les valeurs affichées sont exprimées en grammes. Le matériel utilisé tout au long de cette étude est représenté en annexe 2.

#### 3. Méthodes appliquées aux parasites

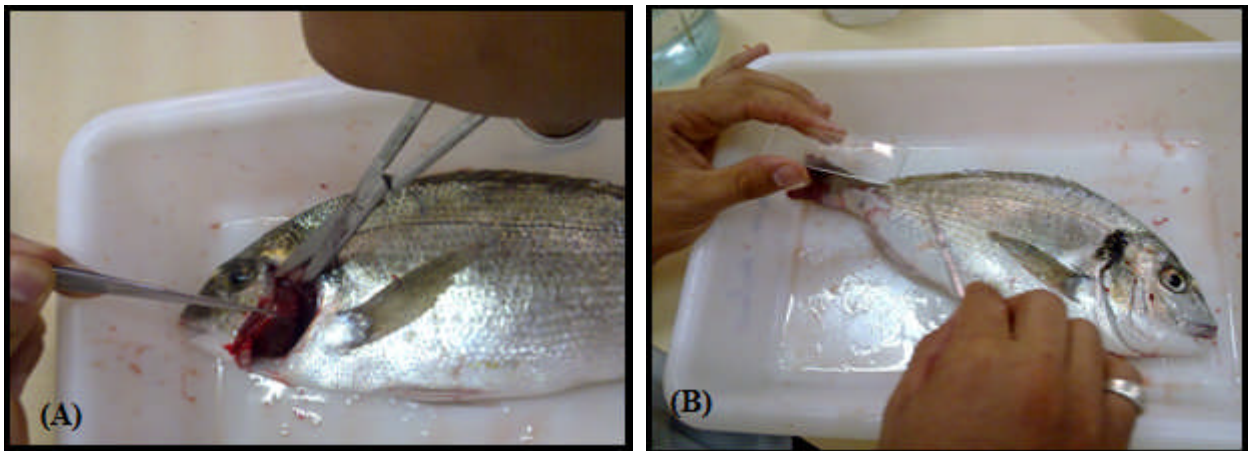
Avant toute dissection et afin de repérer d'éventuelles lésions corporelles, le poisson sacrifié est observé d'abord macroscopiquement puis les parasites sont recherchés par observation à la loupe binoculaire.

Les ectoparasites sont recherchés à l'état frais au niveau de la peau, des nageoires et des branchies. À l'aide d'un scalpel, on a raclé la peau du poisson et déposer le produit sur une lame sur une goutte d'eau. Les observations sont réalisées au microscope optique (fig. 18). Les branchies sont isolées et les arcs branchiaux détachés avec soins (fig. 18) puis rincés dans l'eau afin d'éliminer l'excès de sang. Ils sont ensuite placés dans des boîtes de pétri contenant de l'eau de mer. Les parasites sont délicatement prélevés à l'aide d'une pipette puis place entre lame et

## MATERIELS ET METHODES

---

lamelle avec une goutte d'eau pour une étude et une identification au microscope optique. Pour éviter la lyse des parasites, l'examen est fait immédiatement après la dissection



**Figure 18** : (A) : Prélèvement des branchies; (B) : Raclage de la peau.

### Conservation et identification des parasites

Une fois les parasites identifiés, ils sont conservés dans des piluliers en verre contenant de l'éthanol 90% ou dans du formolaldéhyde à 10% (pour les kystes attachés ou branchie).

### 4. Indices épidémiologiques

➤ La prévalence, exprimée en pourcentage, est le rapport entre le nombre d'individus d'une espèce hôte infestée par une espèce parasite et le nombre total d'hôte examinés ;  
L'essentiel du diagnostic parasitologique repose sur l'observation morphologique et/ou structurale d'un parasite à l'œil nu, à la loupe binoculaire ou en microscopie photonique. L'état frais et l'histologie sont les deux techniques de référence utilisées (Buch *et al.*, 1997).  
Les protozoaires ciliés sont des ectoparasites facilement observables à des grossissements inférieurs à 100 fois, sur des prélèvements cutanés ou branchiaux. Les myxozoaires se caractérisent principalement par leurs spores pluricellulaires. Les monogènes sont des ectoparasites parfois visibles à l'œil nu. Leur identification se base essentiellement sur la morphologie du haptère. Enfin, les crustacés copépodes sont facilement reconnaissables car visibles à l'œil nu (Kinkelin *et al.*, 1985).

### Chapitre III : Etude des paramètres physico-chimiques du milieu d'élevage

#### Méthodes et techniques d'analyse physico-chimique

La qualité du milieu d'élevage joue un rôle important dans la production des poissons d'élevage, cette qualité est reliée principalement par les paramètres physico-chimiques qui sont étudiés dans ce chapitre.

#### 1. Echantillonnage et prélèvement de l'eau

##### 1.1. Conditions de prélèvement

Pour chaque mesure expérimentale, l'environnement et les conditions jouent un rôle primordial afin de minimiser au maximum les mesures nuisant l'expérience. Quel que soit la qualité d'une analyse, son résultat n'est valable que dans les conditions suivantes :

- L'échantillon d'analyse doit être bien représentatif de la masse d'eau considérée, homogène, et obtenu sans modifier les caractéristiques physico-chimiques de l'eau (gaz dissous, matière en suspension, etc....) ;
- L'échantillon n'est pas altéré entre le moment du prélèvement et celui de l'analyse.

Dans notre travail la fiche d'échantillonnage, établie soigneusement pour chaque échantillon, comprend les points suivants:

- Date et heure de prélèvement ;
- Nom du lieu et le point de prélèvement (localisation précise) ;
- Origine de l'eau (le puits d'eau de mer, eau d'arrivée au bassin, eau des rejets...) ;
- Aspects particuliers de l'eau (couleur, odeur, débris,...) ;
- Température de l'eau à l'émergence et celle de l'atmosphère au moment du prélèvement ;
- Conditions météorologiques au moment du prélèvement (période, précipitations, pression atmosphérique,...) ;
- Observations particulières (état des machines de la ferme, densité et biomasse des espèces dans les bassins de prélèvement,...).

##### 1.2. Prélèvement et mode d'échantillonnage

Le prélèvement est l'opération qui consiste à prendre une partie aliquote du milieu à étudier, il représente une phase primordiale dans l'acquisition des résultats (Aminot et Chaussepied, 1983). Le prélèvement d'un échantillon d'eau est une opération délicate à laquelle le plus grand soin doit être apporté ; il conditionne les résultats analytiques et l'interprétation qui en sera donnée. Pour faciliter le travail de l'analyste et l'exploitation des résultats tout en évitant les erreurs, il convient d'accompagner une fiche signalétique permettant de rassembler les renseignements

utiles au laboratoire et de relever les observations au cours des opérations d'analyse (Rodier *et al.*, 2009).

L'opération de prélèvement est faite le 16 mai 2012 à "11:40 h" du matin, sous un temps ensoleillé (23°C).

### **1.3. Choix et localisation des stations de prélèvement**

Six prélèvements d'eau ont été réalisés sur six stations (Tableau n°1, Annexe 5).

### **1.4. Nettoyage des contenants**

Le nettoyage ou la stérilisation des contenants et leurs bouchage est assuré au le laboratoire (flacons stériles). Ainsi, pour les échantillons destinés à l'analyse physico-chimique, sont utilisées des bouteilles en polyéthylène de 2 litres. Pour l'analyse des matières en suspensions et les sels nutritifs, le contenant doit être lavé, rincé trois fois à l'eau d'analyse avant le prélèvement.

### **1.5. Conservation des échantillons**

Entre le prélèvement et l'analyse, des nombreuses transformations physiques, chimiques ou biologiques peuvent avoir lieu et risquent de fausser les résultats. Dans presque tous les cas, il faut transporter l'échantillon à l'aide d'une glacière qui assurer la température de 4°C, puis il est bon de réfrigérer l'échantillon à aide d'un réfrigérateur.

La température et le temps de conservation sont des points critiques (Aminot et Kerouel, 2004).

Dans le cas de l'extraction et la mesure de chlorophylle *a* il faut mettre les flacons à l'abri de la lumière.

## **2. Méthode d'analyse physico-chimique et mode opératoire**

Au moment du prélèvement d'eau destinée à l'analyse physico-chimique, nous avons procédé à la mesure d'une série de paramètres physico-chimiques.

### **2.1. L'oxygène dissous et la température**

Pour nos analyses nous avons mesuré l'oxygène in situ à l'aide d'un oxymètre muni d'une sonde électrolytique qu'on plonge dans l'eau à la profondeur voulue. Le pourcentage de saturation est donné en mg/l avec une précision de  $\pm 0.01$ . De plus, l'oxymètre donne la mesure instantanée de la température in situ en °C avec une précision de  $\pm 0.02^\circ\text{C}$ .

### **2.2. Potentiel d'hydrogène pH**

La méthode utilisée pour la mesure du potentielle d'hydrogène est la méthode électrochimique avec une électrode en verre. Pour nos travaux nous avons utilisé un pH mètre. L'appareil est étalonné par deux solutions étalons différents de pH = 4,0 et pH = 9,0.

### 2.3. La matière en suspension MES

La détermination des matières en suspension dans l'eau s'effectue par filtration ou par centrifugation (Rodier *et al.*, 2009).

Pour nos travaux nous avons utilisé la méthode qui s'effectue par filtration au laboratoire de Sidi Fredj (Annexe n°4).

### 2.4. Les sels nutritifs

Les sels nutritifs ont été analysés au laboratoire de Sidi Fredj à l'aide d'une auto Analyseur de marque Skalar. Une série de standards pour l'étalonnage a été effectué pour chaque sel nutritif à analyser (Tableau n°4, Annexe n°5). Le calcul des concentrations des échantillons analysés est basé sur l'utilisation des courbes d'étalonnage (Figures. 5, 6, 7, 8, Annexe n°5).

#### ➤ Azote ammoniacal (NH<sub>3</sub>, NH<sub>4</sub><sup>+</sup>)

La méthode de dosage de l'ammonium est basée sur le protocole KOROLEFF (1969). En milieu légèrement basique, l'ammoniac forme une monochloramine avec l'hypochlorite. Cette dernière réagit avec le phénol en présence d'un excès d'hypochlorite pour former le bleu d'indophénol absorbant à 630 nm. La réaction est accélérée par le Nitroprussiate ou plus exactement un dérivé formé en milieu basique.

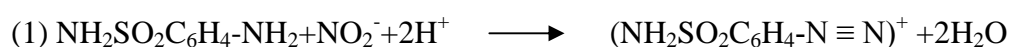


La précipitation des ions alcalinoterreux de l'eau de mer, au pH élevé de la réaction, est évitée par complexion à l'aide de citrates de sodium (Annexe n°4).

#### ➤ Nitrites (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>)

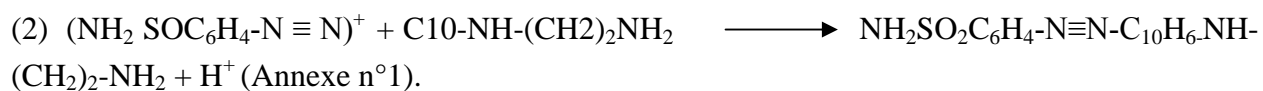
Le dosage des nitrites présents dans l'eau de mer s'effectue selon la méthode de BENCHENEIDER et ROBINSON (1952) et décrite par TREGUER et Le CORRE (1975).

En milieu acide (pH < 2) les nitrites réagissent avec la sulfanilamide pour donner un diazoïque de coloration rose qui absorbe à la longueur d'onde de 543 nm (réaction 2) :



(Sulfanilamide)

(Diazoïque)



#### ➤ Nitrates (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>)

L'analyse des nitrates se base essentiellement sur leur réduction quantitative en nitrite. Cette réduction se fait en milieu alcalin, dans une colonne renfermant du cadmium traité au cuivre. Après leur réduction, les nitrites formés sont dosés par colorimétrie avec les nitrites initialement présents dans l'échantillon. La concentration des nitrates sera donc égale à la différence obtenue entre cette concentration totale et celle des nitrates dosés :

$$[\text{NO}_3^-] = [\text{NO}_3^- + \text{NO}_2^-] - \text{NO}_2^- \text{ (Annexe n}^\circ\text{4).}$$

### ➤ Orthophosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ )

Le dosage des phosphates s'effectue selon la méthode de MURPHY et RILLEY (Aminot et Chaussepied, 1983). La détermination automatique des phosphates est basée sur la réaction des ions phosphates avec le molybdate d'ammonium en présence d'antimoine pour former un complexe que l'on réduit par l'acide ascorbique. Cette forme réduite de coloration bleue a un maximum d'absorbance à 885 nm (Annexe n°4).

## 2.5. Chlorophylle *a*

Toutes les plantes vertes contiennent de la chlorophylle *a* et le dosage de cette chlorophylle *a* peut donc être utilisé comme indicateur de la biomasse algale. On sait en effet que la chlorophylle *a* représenté en moyenne 1 à 2 % du poids sec des algues phytoplanctoniques. Les autres pigments du phytoplancton proviennent pour partie des chlorophylles *b* et *c* (Rodier *et al.*, 2009).

La chlorophylle *a* permet la photosynthèse, c'est-à-dire la fixation de carbone induite par la lumière (la production primaire). Pour cette raison, la chlorophylle *a* est mesurée en tant qu'indicateur de biomasse des micro-algues, organismes qui sont à la base de la chaîne alimentaire. La chlorophylle *a* est probablement le paramètre biochimique le plus fréquemment mesuré en océanographie (Jeffrey et Mantoure, 1997).

La chlorophylle *a* est donc un paramètre clé des études en hydrologie marine car il existe de nombreux liens entre le développement du phytoplancton et les variations de la concentration de plusieurs paramètres ( $\text{O}_2$ , pH, nutriments, carbone organique particulaire) (Aminot et Kerouel, 2004).

La mesure de chlorophylle *a* repose sur leur caractéristique spectroscopique : L'absorption de la lumière (spectrophotométrie) ou fluorescence (fluorimétrie).

Pour l'extraction de chlorophylle *a* nous avons utilisés la méthode de spectrophotométrie qui s'effectue par filtration au laboratoire de Sidi Fredj (Annexe n°4).



*Troisième partie :*

*Résultats et  
discussion*

### Chapitre I : Etude bibliographique sur les maladies rencontrées chez le loup et la daurade

#### 1. Les maladies virales :

- L'Encéphalopathie et Rétinopathie Virale (**ERV**) est une maladie d'importance économique majeure provoquant de lourdes pertes en élevage, notamment aux stades larvaire et juvénile (Johansen, *et al.*, 2004). Le virus a été identifié en 1993 chez le loup tropical.
- La Lymphocystose (**LDV**) est la première maladie virale étudiée chez les poissons. C'est une infection chronique bénigne, néanmoins, elle a un impact sur le plan économique car elle engendre l'apparition de lésions qui empêchent toute commercialisation des poissons atteints (Hill, 1984).
- L'Iridovirose : a été associée à de sévères pertes économiques en pisciculture marine ou dulçaquicole, avec des mortalités souvent supérieures à 50 % (Gibson-Kueh *et al.*, 2003).

##### 1.1.Étiologie :

- L'agent pathogène de l'**ERV** (Encéphalopathie et Rétinopathie Virale) est un Nodavirus appartenant à la famille des *Nodaviridae* et au genre *Betanodavirus*. Ceux-ci sont de petits virus de 25 à 30 nm, non enveloppés et de forme icosaédrique. (Johansen *et al.*, 2004).
- Les virus de la famille des *Iridoviridae* sont à l'origine de pathologies d'importance économique majeure, mais de gravité bien différente. Cette famille rassemble entre autres des virus à l'origine d'une infection bénigne localisée (**LDV**) ou d'une infection généralisée (Iridovirose), respectivement causée par le lymphocystivirus et l'Iridovirus de la daurade Japonaise (Gibson-Kueh *et al.*, 2003).

##### 1.2.Epidémiologie :

###### Espèces et stades sensibles

Plus de 30 espèces sont sensibles au Nodavirus, particulièrement le bar (*Dicentrarchus labrax*), le loup tropical, les mérours (*Epinephelus* sp), la carangue (*Pseudocarenx dentex*) et les poissons plats (*Verasper moseri*, *Hippoglossus hippoglossus*, *Paralichtys olivaceus* et *Scophthalmus maximus*). En général, les stades larvaires et juvéniles sont les plus touchés. Il n'existe pas de vraie spécificité d'hôte car plusieurs souches peuvent infecter une même espèce (OIE, 2006).

Il existe plus de 125 espèces sensibles au virus de la **LDV**. Il s'agit des poissons les plus évolués de la classe des téléostéens. Par exemple, les poissons d'aquarium, le bar et les mérours

de Thaïlande sont sensibles à la lymphocystose, tout comme les opicéphales aux Philippines, les poissons plats en Chine (Lawler, 2006).

Enfin, l'Iridovirose a été décrite chez plus de 30 espèces, notamment la dorade, les mérus, les sérioles (*Seriola spp*) et le loup tropical. Tous les stades peuvent être touchés, les juvéniles étant généralement plus sensibles que les adultes (OIE, 2006).

### **Facteurs favorisant l'apparition de la maladie**

Les maladies virales s'expriment souvent suite à un stress. Dans le cas de la **LDV**, les températures élevées, les érosions cutanées, les pertes d'écailles et les lésions mécaniques consécutives aux manipulations ou au parasitisme favorisent d'autant plus l'expression clinique de la maladie (Hill, 1984).

### **Modes de transmission**

La transmission horizontale se fait par l'intermédiaire de l'eau : le Lymphocystivirus peut survivre une semaine dans l'eau (Lautraite *et al.*, 2004) et le Nodavirus entre 3 à 12 mois pour des températures comprises entre 15°C et 25°C (Cochennec- Laureau *et al.*, 2005).

Par ailleurs, le Nodavirus a été détecté dans les ovaires de géniteurs de la carangue (*Pseudocarenx dentex*) et du bar, suggérant aussi un mode de transmission vertical : les observations précoces de larves infectées à 1 jour post-éclosion (OIE, 2006).

### **Mortalité**

L'**ERV** entraîne des mortalités larvaires massives, atteignant 60 à 100 % des lots. Alors que la mortalité induite directement par la **LDV** est faible, excédant rarement 1 %. Le risque majeur est lié à une surinfection des lésions cutanées (Lautraite *et al.*, 2004).

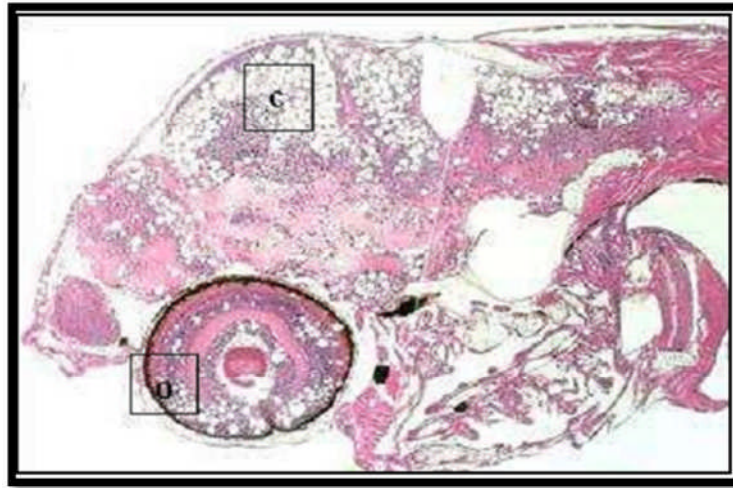
L'Iridovirose a été associée à des mortalités souvent supérieures à 50 %, mais cela dépend des espèces (Gibson-Kueh *et al.*, 2003).

### **1.3.Symptômes et lésions :**

L'**ERV** et la **LDV** sont des infections localisées respectivement au système nerveux et au tissu conjonctif de la peau. Les premiers stades de l'**ERV** se manifestent par des troubles nerveux, en particulier par un comportement natatoire non coordonné, une nage en vrille ou hélicoïdale, des mouvements précipités en spirale et parfois une position statique avec l'abdomen dirigé vers la surface de l'eau (Munday *et al.*, 2002).

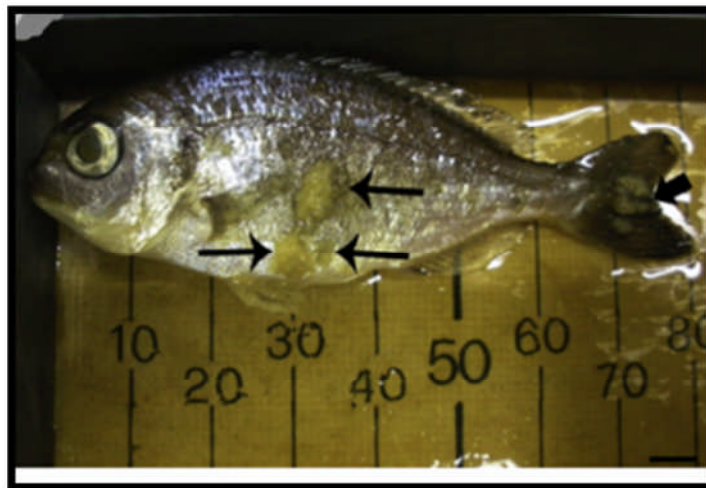
La lésion la plus caractéristique est la présence d'inclusions intra-cytoplasmiques dans la matière grise du cerveau (fig.19) (Munday *et al.*, 2002).

## RESULTATS ET DISCUSSION



**Figure 19:** Image observée en microscopie photonique d'une larve infectée par le Nodavirus après coloration à l'hémalum/éosine (G×200) : Présence de nombreuses vacuoles au niveau de l'œil (O) et du cerveau (C) (d'après Cochenec-Laureau *et al.*, 2005).

Dans un cas de la LDV, on note la présence sur la peau de petits nodules gris-blancs, voire de couleur crème, de taille comprise entre 0.3 à 2 mm de diamètre. Ces nodules peuvent être isolés et disséminés sur toute la surface du corps, mais ils sont le plus souvent groupés en amas et présentent un aspect tumoral (fig.20). Occasionnellement, l'infection peut se développer dans la cavité abdominale : de petits nodules perliers couvrent la paroi abdominale et la surface du rein, de la rate, du foie et du cœur (Hill, 1984).

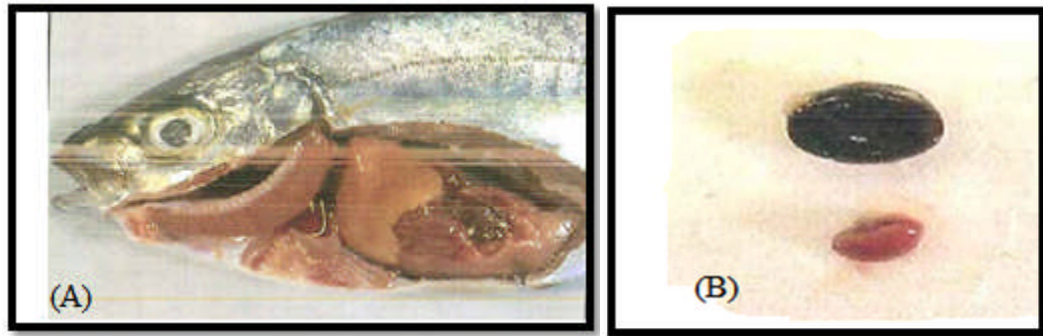


**Figure 20:** Nodules de Lymphocystose chez *Sparus aurata* (Dezfuli *et al.*, 2011).

L'Iridovirose fait partie des infections généralisées. Les poissons malades sont profondément abattus et sont atteints d'anémie sévère qui se traduit par une pâleur marquée des branchies (fig.21). Ils prennent une couleur sombre et présentent un abdomen hypertrophié. L'élément le

## RESULTATS ET DISCUSSION

plus remarquable est l'hypertrophie de la rate (McGrogan *et al.*, 1998 ; OIE, 2006). Les lésions histologiques dominantes sont l'hypertrophie des cellules de la rate mais aussi du rein, de l'intestin, du foie et du cœur (Van Cam, 2009). Enfin, des lésions dégénératives et nécrotiques peuvent être observées dans les organes cités précédemment (Gibson-Kueh *et al.*, 2003).



**Figures 21** : Lésions provoquées par l'Iridovirus ; A : Pâleur marquée des branchies et du foie ; B : Hypertrophie de la rate (en haut) comparée à une rate normale (en bas) (Mori, 2006).

## 2. Les maladies bactériennes

Les agents microbiens marins les plus fréquents en milieu aquacole sont les bactéries responsables de **Vibrioses** (Karunasagar *et al.*, 2003).

Des cas de **Flexibactériose** ont été signalées dans des élevages de loup tropical en Malaisie et à Singapour au cours des années 80 et 90. Cette bactérie est responsable de lésions cutanées (Kasornchandra, 2002).

*Vibrio anguillarum* a été considéré longtemps comme le principal agent de la Vibriose. Cependant et durant la dernière décennie, *Vibrio anguillarum* a émergé et bien que cette espèce ait été rarement incriminée comme cause de pathologie chez les poissons (Roberts, 1989). Cette espèce est pathogène opportuniste aussi bien pour les poissons que pour l'homme en engendrant des intoxications alimentaires importantes, (Van Cave, 2009).

Les **Streptococcoses** des poissons peuvent engendrer des pertes importantes (Van Cam, 2009).

### 2.1. Etiologie :

Les **Vibrioses** sont causées par des bactéries appartenant à la famille des *Vibrionaceae* et au genre *Vibrio*. Celui-ci rassemble des bacilles à Gram négatif. Les espèces du genre *Vibrio* sont le plus souvent mobiles en milieu liquide grâce à la présence d'un ou de plusieurs flagelles polaires (Austin *et al.*, 2007).

**Les Flexibactérioses** sont dues à des bactéries appartenant à la famille des *Flavobacteriaceae* et au genre *Flexibacter* ou *Tenacibaculum*. Il s'agit de bacilles à Gram négatif. Toutes les souches sont isolées de l'environnement marin et elles se cultivent bien sur des milieux contenant de l'eau de mer. Le principal représentant est *Flexibacter maritimus*, aussi appelé *Tenacibaculum maritimum*. (Austin *et al.*, 2007).

**Les Streptococcoses** sont en majorité dues à des bactéries du genre *Streptococcus*. D'autres groupes de bactéries, proches de celui-ci, causent des maladies similaires, notamment le genre *Lactococcus*. Les Streptocoques se présentent sous la forme de coques à Gram positif. Ils sont immobiles. (Austin *et al.*, 2007). *Streptococcus iniae* a été recensé en milieu marin chez le loup et le tilapia (Bromage *et al.*, 2002).

### 2.2. Epidémiologie

Les Vibrioses sont des maladies présentes dans tous les pays ayant une production aquacole marine (Karunasagar *et al.*, 2003), tout comme les Flexibactérioses (Lautraite *et al.*, 2004). La Streptococcose a été décrite pour la première fois chez la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) au Japon. D'autre pays ont vu émerger cette pathologie, notamment l'Australie, l'Italie et l'Afrique du sud (Austin *et al.*, 2007 ; Bromage *et al.*, 2002).

- **Espèce et stades sensibles**

Les Vibrioses touchent un grand nombre d'espèces de poissons mais aussi de mollusques et de crustacés. A titre d'exemple, *V. anguillarum* a été décrite chez plus de 48 espèces de poissons marins dont le loup (Austin *et al.*, 2007).

Les espèces sensibles aux Flexibactérioses sont essentiellement la daurade, le saumon Atlantique (*Salmo salar*) et le saumon coho (*Salmo coho*), la sole (*Solea solea*, et le flétan. En France, les espèces les plus atteintes sont le bar, la daurade royale et le turbot (*Scophthalmus maximus*) (Santos *et al.*, 1999).

A l'origine, les Streptococcoses étaient connues pour affecter les poissons d'eau douce. Par la suite, on a découvert que les bactéries pouvaient également se développer sur des espèces marines (Austin *et al.*, 2007 ; Bromage *et al.*, 2002).

- **Facteurs favorisant l'apparition de la maladie**

De manière générale, la prévalence des infections bactériennes augmente avec un accroissement de la température. De même que tout facteur de stress et une mauvaise qualité de l'eau favorisent l'apparition des maladies bactériennes (Santos *et al.*, 1999; Nowak *et al.*, 2006 ; Austin *et al.*, 2007). En plus de ces facteurs généraux, les Flexibactérioses se développent souvent suite à un transfert des poissons vers un nouveau site (Santos *et al.*, 1999) et les lésions tégumentaires favorisent l'émergence des Streptococcoses (Lautraite *et al.*, 2004).

- **La transmission**

La transmission des maladies bactériennes se fait généralement de manière horizontale. L'eau est un bon vecteur des Vibrioses et des Streptococcoses : les bactéries du genre *Vibrio* colonisent naturellement l'environnement marin et peuvent persister longtemps dans les sédiments, l'eau et certains invertébrés porteurs sains (Austin *et al.*, 2007).

- **Mortalité**

- Les mortalités observées dues aux Vibrioses sont variables selon l'espèce atteinte, son stade de développement au moment de l'infection et l'espèce bactérienne en cause (Austin *et al.*, 2007).
- En éclosion, des crises sévères de Flexibactériose peuvent aboutir à des mortalités journalières de 1% et des mortalités cumulées pouvant s'élever aux alentours de 20 à 30 % du lot infecté (Lautraite *et al.*, 2004).
- Les Streptococcoses peuvent être à l'origine de mortalités massives atteignant un taux supérieur à 50 % en 3 à 7 jours (Bromage *et al.*, 2002).

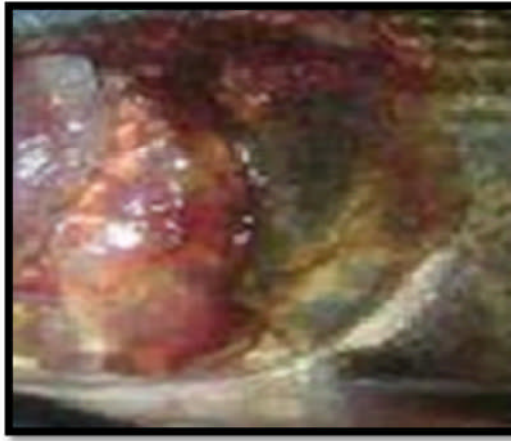
### 2.3. Symptômes et lésions

Les maladies bactériennes des poissons s'expriment par des signes cliniques qui sont peu spécifiques. Les symptômes, pris au sens de modifications comportementales, apportent peu de renseignements quant à la nature bactériologique d'une infection. En revanche, l'étude anatomopathologique permet de mieux orienter le diagnostic (Kinkelin *et al.*, 1985).

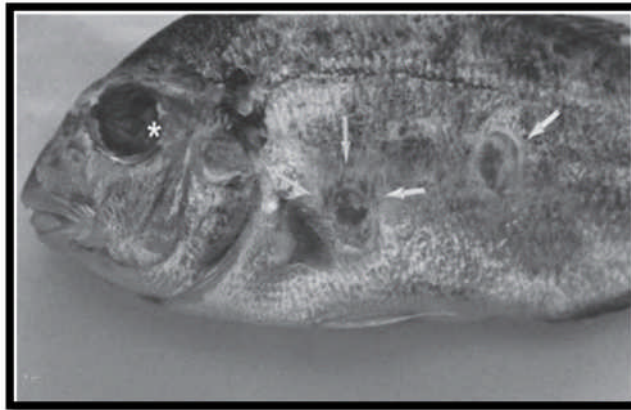
Les poissons malades présentent un comportement léthargique et un faible appétit allant jusqu'à l'anorexie. A cause du tropisme des bactéries du genre *Streptococcus* pour le système nerveux central, les poissons présentent une nage désorientée, en spirale ou en vrille. La couleur de leur livrée s'assombrit (Austin *et al.*, 2007). Par ailleurs, ils sont atteints d'une exophtalmie uni ou bilatérale et d'opacité cornéenne.

Concernant l'Epithéliocystis, les rares cas d'hyperinfection provoquent une insuffisance respiratoire chez les poissons qui nagent alors près de la surface de l'eau (Nowak *et al.*, 2006).

D'un point de vue lésionnel, la Vibriose est une maladie infectieuse caractérisée par une hémorragie septicémique. Des lésions pétéchiales, ulcératives et hémorragiques (fig.22, 23) ont été signalées (Kasornchandra, 2002).

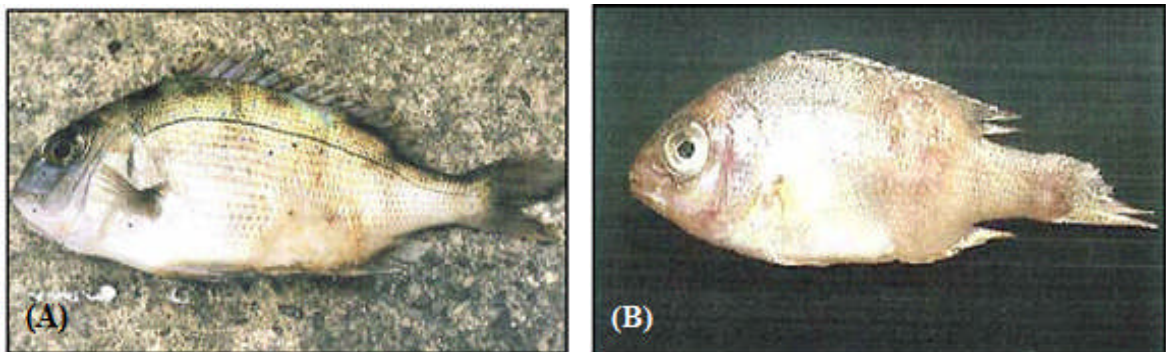


**Figures 22** : Hémorragies cutanées en région céphalique chez le poisson atteint de Vibriose (Van Cam, 2009).



**Figure 23** : Daurade présentant une atteinte grave par *Vibrio alginolyticus* (Ben Kahla *et al.*, 2006).

La dominante clinique lésionnelle des Flexibactérioses est le développement primaire de lésions cutanées ulcératives et hémorragiques recouvertes d'un épais mucus blanchâtre ou jaunâtre. Les nageoires pectorales, dorsales et caudales se couvrent de mucus et s'érodent parfois complètement (Lautraite *et al.*, 2004) (fig.24).

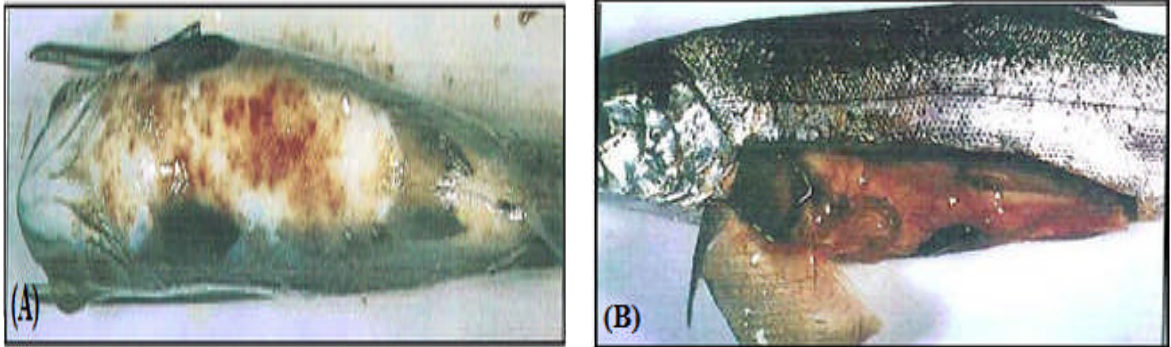


**Figures 24** : Daurades atteintes de Flexibactériose  
A : Lésion cutanée du flanc; B : Juvénile avec nageoires caudale érodée  
(d'après Mori, 2006)

## RESULTATS ET DISCUSSION

---

Les Streptococcoses provoquent des hémorragies externes. Elles apparaissent comme de petites taches rouges (purpura), notamment autour des yeux, de la papille génitale et de l'anus, à la base des nageoires et sur les branchies. L'examen interne révèle la présence de fluide séro-hémorragique dans la cavité abdominale, une hypertrophie de la rate, un foie de couleur pâle et une inflammation péri-cardiaque et péri-rénale (fig. 25). (Austin *et al.*, 2007).



**Figures 25** : Saumon atteint de Streptococcose ; A : Hémorragies cutanées en région ventrale; B : Fluide séro-hémorragique dans la cavité abdominale (d'après Mori, 2006).

### 3. Les maladies parasitaires :

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, et/ou la persistance des porteurs ou des hôtes intermédiaires (Van Cam, 2009).

#### 3.1. Etiologie :

Les parasites fréquemment rencontrés chez le loup et la daurade royale sont regroupés dans le tableau 3. Les caractères différentiels indiqués sont essentiellement morphologiques et ultra-structuraux. Par ailleurs, nous décrivons les cycles de reproduction de manière générale. Les données sont essentiellement issues des études de kinkelin *et al.*, (1985), Noga, (2000) et Woo, (2006).

## RESULTATS ET DISCUSSION

**Tableau 3** : Les parasites rencontrés chez le loup et la daurade royale.

NOM	LIEU D'INFECTION
Protozoaires	
Dinoflagellata <i>Amyloodinium ocellatum</i>	Peau et Branchies (Noga <i>et al.</i> , 2006) .
Flagellata : <i>Ichthyobodo necator</i>	Peau et Branchies (Sommerville, 1986).
Ciliata <i>Trichodina</i> spp <i>Trichodinella</i> spp <i>Cryptocaryon irritans</i>	Peau et Branchies (Basson <i>et al.</i> , 2006). Peau et Branchies (Sommerville, 1986). Peau et Branchies (Meunier, 2002).
Myxozoaires	
Sporozoa <i>Myxobolus</i> spp <i>Kudoa</i> spp <i>Henneguya lateolabracis</i>	Viscères et Branchies (Sommerville, 1986). Viscères et muscles (Sommerville, 1986). Branchies et nageoires (Mori, 2006) .
Métazoaires	
Monogenea <i>Gyrodactylus</i> spp <i>Diplectanum aequans</i> <i>Furnestenia echensis</i> <i>Sparicotyle</i> sp	Peau et Branchies (Sommerville, 1986). Branchies (Wu <i>et al.</i> , 2005) Branchies (Sommerville, 1986). Branchies (Van Beneden et Hesse, 1863).
Crustacea <i>Argulus</i> spp <i>Caligus</i> spp <i>Ergasilus</i> spp	Peau (Sommerville, 1986). Peau et cavité buccale (Van Cam, 2009) Branchies (Lester <i>et al.</i> , 2006).

### A. Les parasites protozoaires

#### 1 Les Ciliés

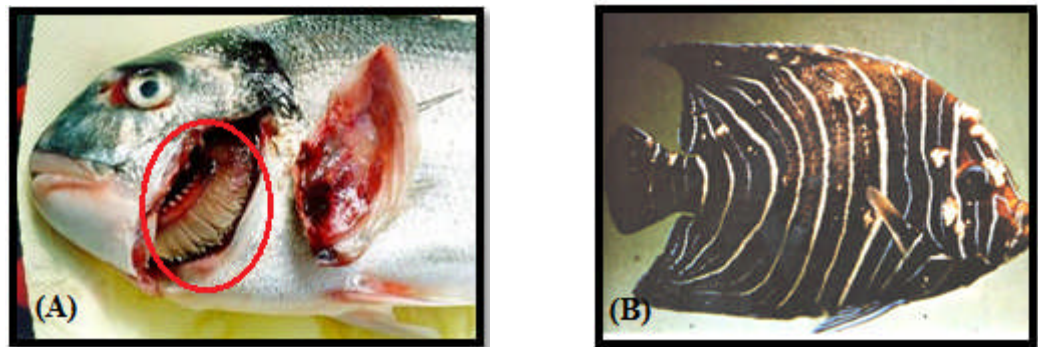
- *Cryptocaryon irritans* : Ectoparasite de la peau et des branchies, c'est un Protozoaire holotriche dont la taille varie entre 50 et 500 µm selon les stades de son cycle. Le stade le plus facilement observable est le trophonte. Celui-ci est visible à l'œil nu (0,5mm). La ciliature de ce Protozoaire est fine et uniforme et le cytoplasme granuleux renferme un

## RESULTATS ET DISCUSSION

macronucléus (qui se subdivise en 4 corps sphériques) plus un micronucléus compact et sub-sphérique. Le théronte correspond au stade infestant (Meunier, 2002).

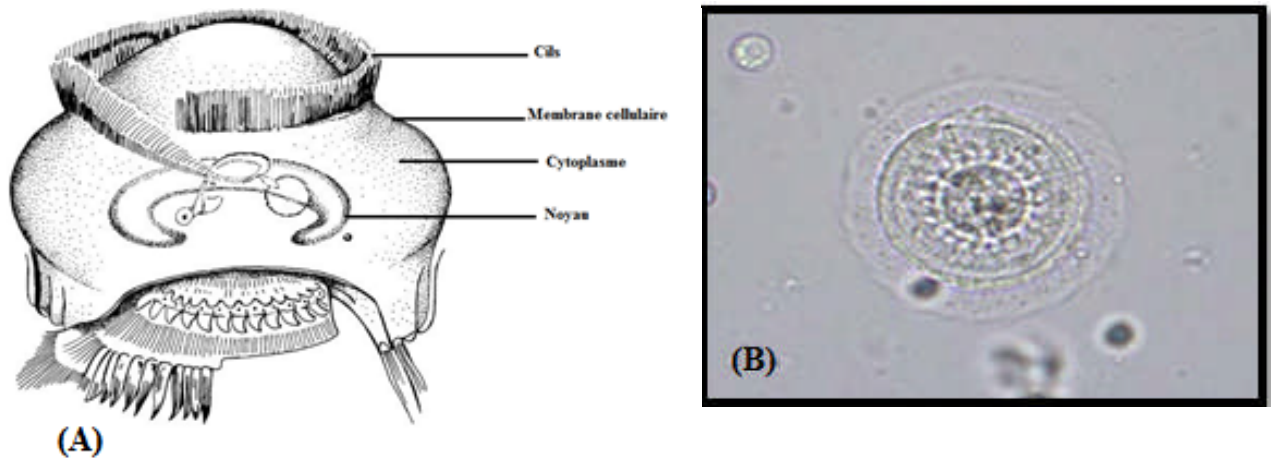


**Figures 26 :** *Cryptocaryon irritans* mature;  
(A) Morphologie générale ; (B) : Observation en microscopie photonique  
du stade théronte (Van Cam, 2009).

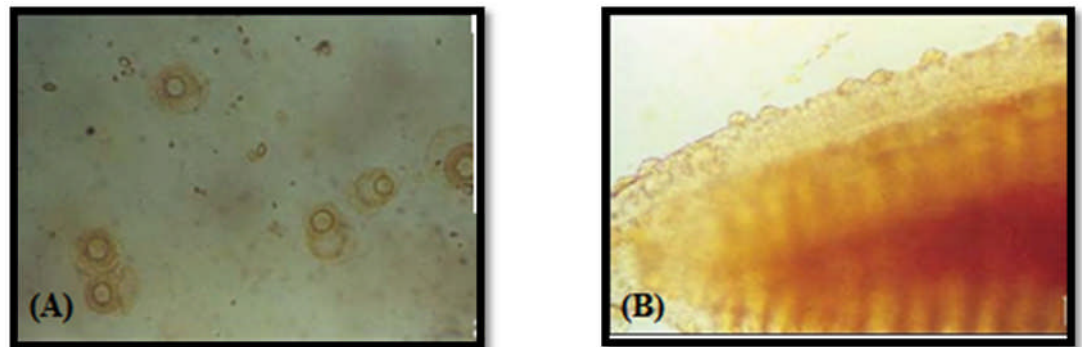


**Figure 27 :** A : Infestation par *Cryptocaryon irritans*,  
Inflammation et nécrose aiguës branchiales chez une daurade;  
B : *Cryptocaryon irritans* sur la peau de *Pomacanthus semicirculatus*.  
([http://www.vetcare.gr/pics\\_santiago\\_2321\\_msw10.htm](http://www.vetcare.gr/pics_santiago_2321_msw10.htm)).

- Le genre *Trichodina* (30 à 60  $\mu\text{m}$ ), *Trichodinella* (15 à 50  $\mu\text{m}$ ) : ectoparasites de la peau et des branchies, dotés d'un disque adhésif proéminent sur la face aborale portant de petites denticules et une ou deux rangées de cils. En microscopie photonique, les Trichodines sont facilement reconnaissables de par leur forme caractéristique de disque ou de soucoupe portant une ou deux rangées de cils et une couronne de denticules (fig. 28, 29). (Basson *et al.*, 2006).

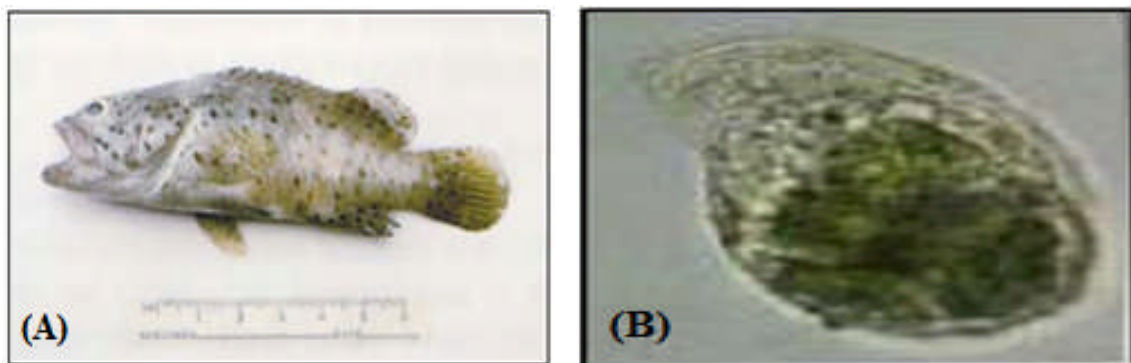


**Figures 28** : *Trichodina* sp; (A) : Morphologie générale (Foin A, 2005); (B) : Observation en microscopie photonique d'un Trichodine (G×400) (Heinz, 2008).



**Figure 29** : *Trichodina* sp. (A) : sur la peau ; (B) : sur un filament branchial (d'après Zafran, Roza, *et al.*,2000).

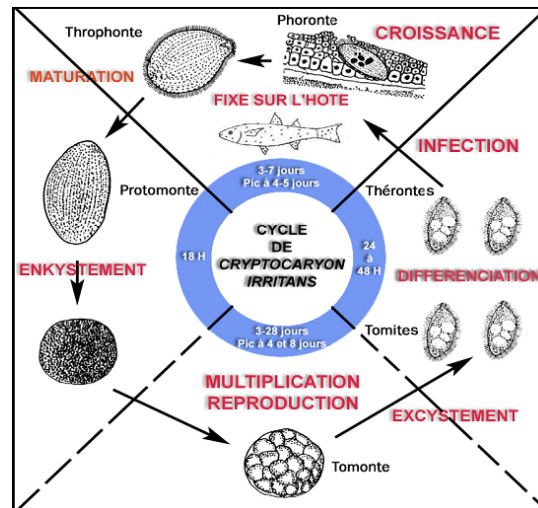
- *Brooklynella hostilis* : ectoparasite de la peau et des branchies *B. hostilis* (fig. 30), c'est une cellule de forme ovale portant plusieurs rangées de cils. Les éléments caractéristiques sont l'aplatissement dorso-ventral et la partie antérieure rétrécie de la forme d'une encoche (Noga, 2000).



**Figures 30** : (A) : Dommages importants sur la surface et saignement sous-cutané dû à *Brooklynella* sp ; (B) : Observation en microscopie photonique de *Brooklynella* sp. (D'après Chong et Chao, 1986).

### Cycle de développement :

*C. irritans* présente un cycle de développement complexe (fig. 31). Il quitte provisoirement l'hôte pour former un petit kyste renfermant des cellules en divisions qui donneront naissance aux nouvelles formes infestantes, les thérontes. Ce kyste demeure sur un support de l'environnement (paroi des bassins, filets des cages...) (Meunier, 2002).

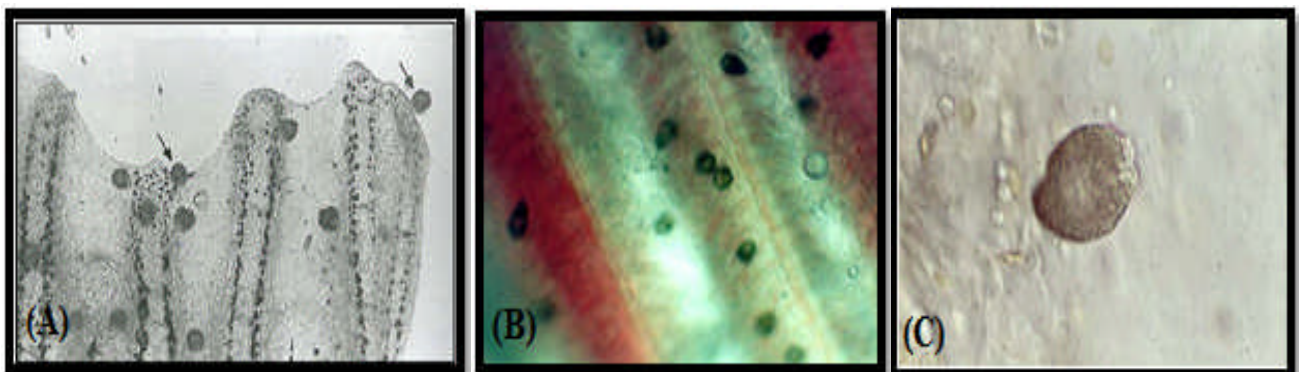


**Figures 31** : Cycle de développement de *Cryptocaryon irritans* (Meunier, 2002).

## 2 Les Dinoflagellés

Les Dinoflagellés sont des algues planctoniques unicellulaires, en majorité biflagellées.

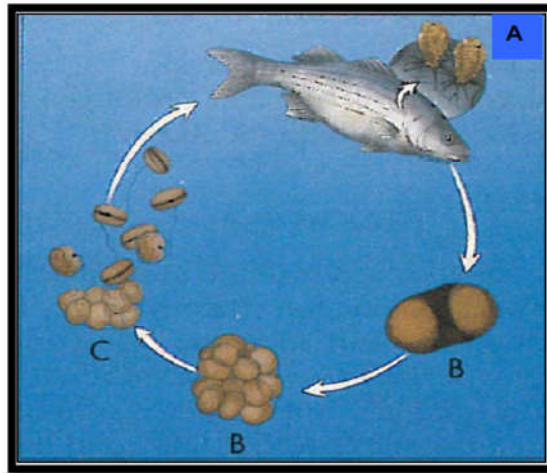
- *Amyloodinium ocellatum*, ectoparasite de la peau et des branchies. Le trophonte (fig. 32) de forme ovale, se fixe par un appareil d'où partent des rhizoïdes qui s'ancrent profondément dans les cellules hôtes. Selon le stade de développement, la taille varie de 8 à 350µm.



**Figures 32** : Observation en microscopie photonique de trophontes d'*Amyloodinium*  
 A : (flèches) sur la nageoire; B : sur les branchies de bar (Noga *et al.*, 2006) ;  
 C : *Amyloodinium ocellatum* stade adulte (d'après Mehlhorn, 1988).

### Cycle de développement :

*Amyloodinium ocellatum* (sous forme de trophonte) se fixe sur les branchies de l'hôte (se nourrit de la peau et des branchies). Il se détache et se transforme en tomonte. Il s'agit d'une forme libre qui se divise plusieurs fois avant de libérer des dinospores (zoospores libres), formes nageantes à la recherche d'un hôte (fig.33).



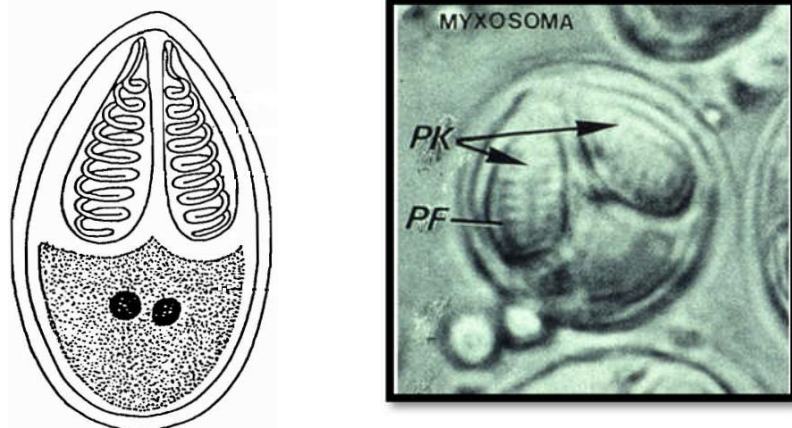
**Figure 33** : Cycle de développement d'*A. ocellatum*.

(A) Trophonte (stade parasitaire) (B) Tomonte (forme enkystée) (Van Cam, 2009).

### B. Les parasites Myxozoaires

Il s'agit d'endoparasites à corps plasmodial pluricellulaire.

- Le genre *Myxobolus* : les espèces appartenant à ce genre sont des parasites minuscules qui se multiplient dans des kystes. Ils sont très communs chez les poissons et peuvent infecter chaque organe (fig. 34,35). Le cycle de vie de ces parasites est très complexe.



**Figure 34** : *Myxobolus cerebralis*. Représentation schématique de la spore. Noter la présence de 2 capsules (PK) avec un filament polaire (PF) et le sporoplasme à deux noyaux (d'après Mehlhorn, 1988).



**Figure 35 :** Kystes de Myxosporidies sur des branchies. (Goddard, 2002).

- Genre *Henneguya*, (10 à 20  $\mu\text{m}$ ) : ce sont des endoparasites du bulbe artériel et des branchies. L'identification des Myxozoaires est uniquement basée sur la structure des spores, plus particulièrement la taille, la forme ainsi que le nombre et des capsules polaires. Les spores de *Henneguya* sp ont la forme d'une goutte (fig.36) : le corps sporal est ovoïde avec l'extrémité antérieure arrondie. Il renferme un sporoplasme finement granuleux et deux capsules polaires contenant des filaments polaires. De l'extrémité postérieure de la spore partent deux filaments (Feist et *al.*, 2006).



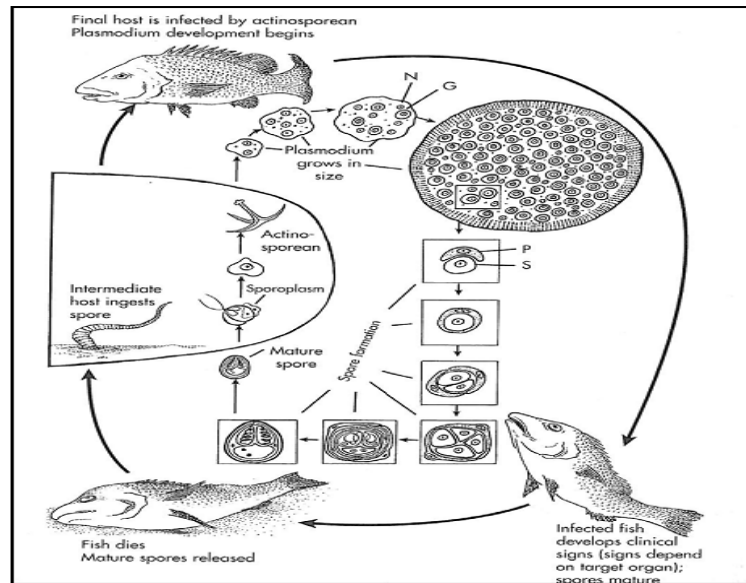
**Figure 36 :** *Henneguya lateolabracis*, A : spores Observées en microscopie photonique; B : kystes sur la nageoire dorsale de *Leporinus* (D'après Mori, 2006).

### Cycle de développement :

Le cycle des Myxozoaires inclut le développement de spores multicellulaires à l'intérieur de l'hôte. Les poissons se contaminent en ingérant ces spores. La sporogénèse est originale puisqu'il se forme une spore pluricellulaire issue d'une cellule (le sporoblaste) dont le noyau donne naissance, par divisions successives à des cellules ayant des fonctions différentes les unes des

## RESULTATS ET DISCUSSION

autres. Au cours de la dernière série de divisions, le noyau germinal produit deux noyaux haploïdes qui fusionnent quand la spore infecte un nouvel hôte (fig. 37).



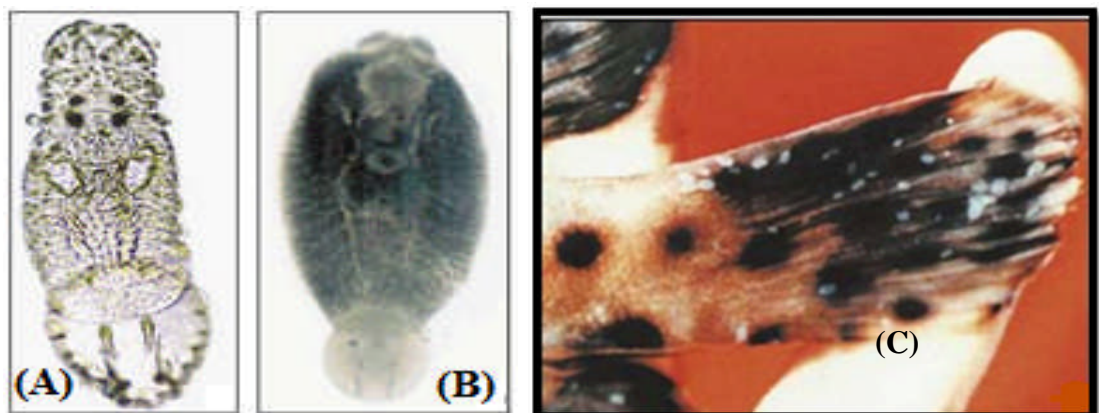
**Figure 37** : Cycle de développement général des parasites Myxozoaires.

(G) Plasmodium avec cellules germinatives et noyaux germinatifs (N). La sporogénèse (« spore en formation ») débute par la formation de pansporoblastes composés d'un pércyte (P) et d'une cellule sporogonique (S) (d'après Noga, 2000).

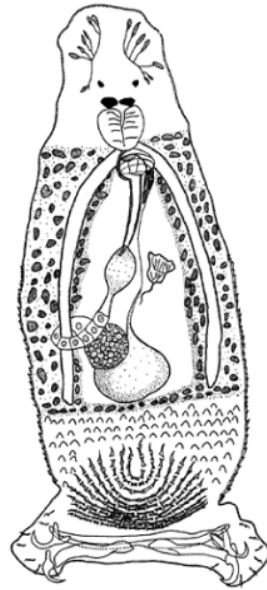
### C. Les parasites Métazoaires

#### Les Monogènes

Parasites non segmentés, il s'agit pour la plupart d'ectoparasites pourvus d'un organe d'attachement postérieur particulier : le hapter garni de crochets, de ventouses ou de clamps. Les espèces rencontrées appartiennent aux genres : *Neobenedenia*, *Benedenia* (fig. 38) (Famille capsalidés); *Diplectanum* (*D. latesi*), *Pseudorhabdosynochus* *P.seabassi*, *P.latesi* (fig. 39) (Famille Diplectanidae).



**Figure 38**: *Benedenia* sp. (A): stade larvaire; (B) : stade adulte observés en microscopie photonique (G×25); (C) Nageoire caudale de *Crommleptes altivelis* infestée (d'après Zafran, Roza, *et al.*, 1998 et Koesharyani *et al.*, 2001).



**Figure 39** : Morphologie générale d'un *Pseudorhabdosynochus seabassi*; (D'après Wu *et al.*, 2005).

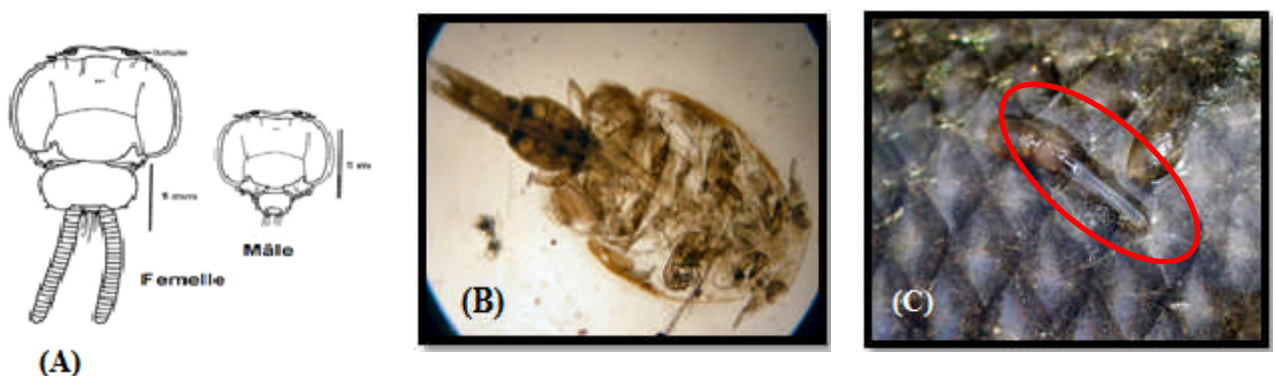
### Cycle de développement :

Les Monogènes capsalidés et diplectanidés sont ovipares : les œufs sont relâchés dans l'eau et libèrent une larve ciliée mobile appelée oncomiracidium. Elle se met activement à la recherche d'un hôte sur lequel elle se transforme en un jeune immature après fixation (Buchman *et al.*, 2006).

### Les Crustacés copépodes

En général, seules les femelles sont fixées à l'hôte et portent de grands sacs ovigères (Van Cam, 2009).

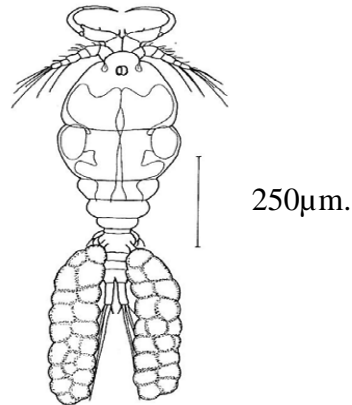
• **Genre *Caligus*** (femelle 6 à 8 mm) : ectoparasite de la peau et parfois retrouvé sur les branchies (fig. 40) (Van Cam, 2009).



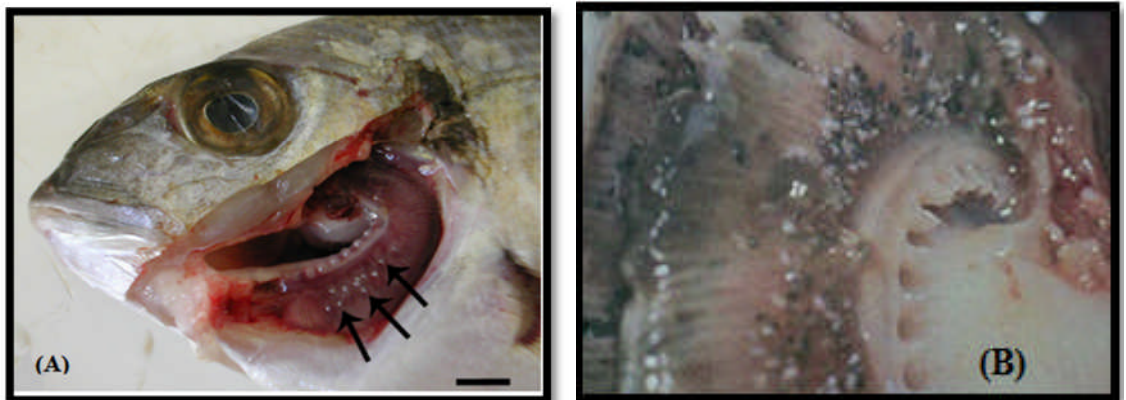
**Figure 40** : A, B : Adultes matures de *Caligus* sp. (D'après Lester et Hayward, 2006) ;  
C : *Caligus* sp fixé sur la peau d'un poisson  
([www.medflyfish.com/.../index.php?topic=3268.0](http://www.medflyfish.com/.../index.php?topic=3268.0))

## RESULTATS ET DISCUSSION

- **Genre *Ergasilus*** (femelle 1,5 mm) : ectoparasite des branchies (fig. 41, 42), appartenant aux Ergasilidae. Seules les femelles sont parasites, les mâles et autres stades du cycle de développement vivant dans la colonne d'eau. Les sacs ovigères des femelles matures contiennent plus de 100 œufs (Lester *et al.*, 2006).

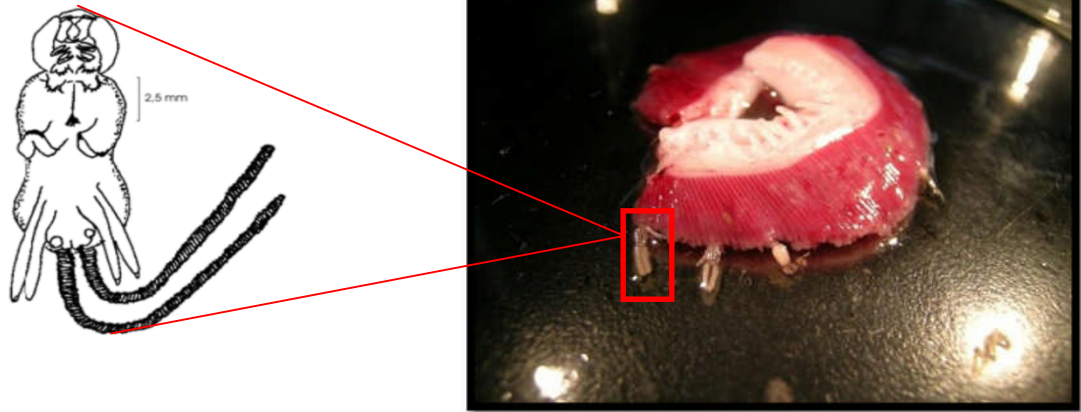


**Figure 41** : Femelle mature d'*Ergasilus* sp. (Lester et Hayward, 2006).



**Figures 42** : A : *Ergasilus* sur les branchies d'une Daurade (Dezfuli *et al.*, 2011).  
B : infestation branchiale massive (d'après INRA, 2002)

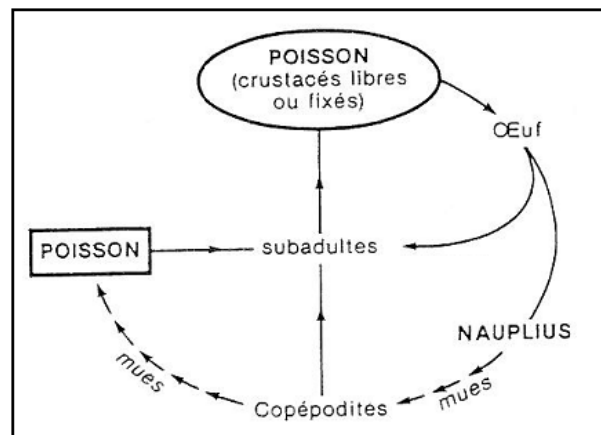
- **Genre *Lernanthropus*** (femelle 6 mm et plus) : ectoparasite des branchies. Les espèces du genre *Lernanthropus* sont caractérisées par leurs 3<sup>ème</sup> et 4<sup>ème</sup> paires de pattes dont le dernier segment allongé et charnu porte un sac ovigère torsadé. La tête est fusionnée au thorax et l'ensemble forme un céphalothorax (fig.43).



**Figure 43:** Vue ventrale d'une femelle de *Lernanthropus kroyeri* (d'après Özel *et al.*, 2004).

### Cycle de développement :

Les parasites Copépodes ont un cycle de développement complexe comprenant différents stades larvaires entre lesquels on observe une mue. Les œufs relâchés dans l'eau libèrent une larve nauplius. Après une succession de stades nauplius, la larve mue et atteint le stade Copépodite qui correspond au stade infestant (fig. 44) (Jithendran *et al.*, 2008).



**Figure 44 :** Schéma général du cycle de développement des parasites Crustacés (d'après Kinkelin *et al.*, 1985)

### Les Oomycètes :

Ce sont des organismes filamenteux et unicellulaires. Ils sont appelés « pseudochampignons » car leur paroi cellulaire n'est pas composée de chitine mais de cellulose.

*Aphanomyces invadans* (*Saprolegniaceae*) est responsable du syndrome ulcératif épizootique. Il est aussi appelé « moisissure d'eau ». Le cycle de reproduction est asexué : les hyphes fixés à un poisson sporulent lorsque les conditions du milieu le permettent. Ceux-ci libèrent des zoospores primaires, formes libres et nageantes. Les zoospores représentent le stade infectieux; une fois

fixées à l'hôte, elles germent et donnent des hyphes. Dans le cas où elles ne puis rencontrent pas d'hôte, elles ont la possibilité de s'enkyster dans l'eau en zoospores secondaires puis d'attendre les conditions d'activation des spores.

### 3.2. Epidémiologie

- **Factures favorisants**

La majeure partie des parasitoses a une incidence plus grande quand la température de l'eau augmente. Certains parasites, comme les Capsalidés, sont sensibles aux baisses de salinité. Les stress induits sont autant de facteurs de risque d'apparition des parasitoses. Une biomasse élevée, une dégradation de la qualité de l'eau avec une charge excessive en matière organique favoriseront également le développement de telles infestations (OIE, 2006).

- **Mortalité**

Les infestations parasitaires peuvent induire des mortalités aiguës ou chroniques en fonction du parasite considéré et des conditions environnementales d'élevage.

Dans le cas d'infestation à *Amyloodinium* sp, il n'est pas rare d'observer 100 % de mortalité quelques jours après l'apparition de la maladie (Noga *et al.*, 2006). De manière générale, les parasitoses sont à l'origine d'une diminution des performances des poissons et les ectoparasites ouvrent tant au niveau cutané que branchial des portes à des infections bactériennes secondaires.

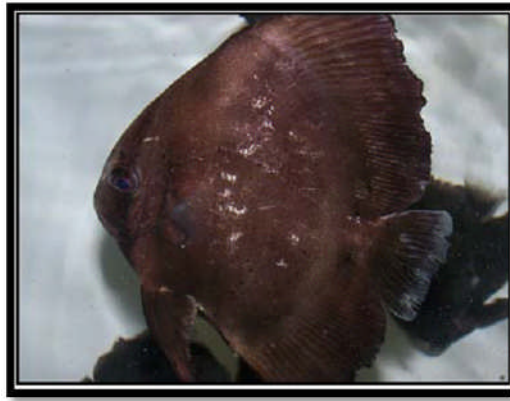
### 3.3. Symptômes et lésions :

L'apparition et la sévérité des troubles cliniques dépendent de l'intensité du parasitisme.

- **Les ectoparasitoses branchiales et cutanées**

D'après une bibliographie très abondante sur les ectoparasitoses, il en ressort que les symptômes sont souvent similaires et donc peu spécifiques d'un agent parasitaire à un autre. De manière générale, les poissons montrent des changements comportementaux :

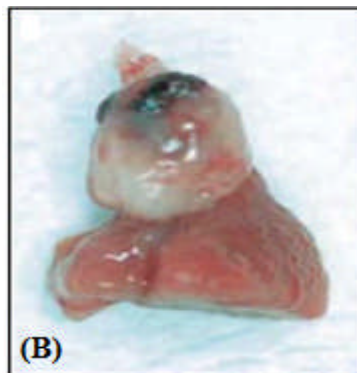
Ils deviennent léthargiques ; l'action mécanique et spoliatrice due à la fixation et à l'alimentation des parasites ponctue parfois cette tendance à l'abattement par des épisodes d'hyperactivité où les poissons se grattent contre les parois. De plus, ils s'isolent souvent du reste du groupe et nagent en surface. Leur livrée s'assombrit (fig.45). Lors d'infestation branchiale, des symptômes de difficulté puis de détresse respiratoire se manifestent par un comportement de pipage (poissons respirant à la surface de l'eau). Les lamelles branchiales sont congestives suite à l'irritation provoquée par les parasites, montrant une hyperplasie avec plus ou moins des lésions de télangiectasie (dilatation des vaisseaux capillaires formant de petites lignes rouges sur la peau). Des lésions hémorragiques ou de nécroses ponctuelles peuvent apparaître, notamment dans les cas d'infestation par des monogènes.



**Figure 45** : Juvénile de *Platax* présentant une livrée sombre et de petites taches blanches correspondant aux lésions de grattage (Van Cam, 2009).

- **Les endoparasitoses branchiales et circulatoires**

Les poissons infestés par les Myxozoaires présentent les symptômes généraux d'anorexie et de léthargie. Les signes typiques de la maladie sont des branchies pâles traduisant une anémie, une hypersécrétion de mucus et une hypertrophie du bulbe artériel (fig.46). A l'observation de prélèvements branchiaux en microscopie photonique, les capillaires des lamelles branchiales sont souvent obstrués par un nombre très important de spores (fig. 46). Les vaisseaux sanguins sont congestionnés, les lamelles branchiales fusionnent et l'épithélium est hypertrophié (Yokohama *et al.*, 2003).



**Figures 46** : Lésions d'Henneguyose ; A :Pâleur marquée des branchies ;  
B :Hypertrophie du bulbe artériel ; C :Observation en microscopie photonique de branchies  
dont les vaisseaux sont totalement obstrués par des spores  
(d'après Yokohama *et al.*.,2005 ;Mori, 2006).

### Chapitre II : Les parasites de *Sparus aurata* de la ferme piscicole de Cap Djinet

Les parasites rencontrés chez la daurade élevée à la ferme de Cap Djinet sont représentés par des ectoparasites, étant donné le cycle biologique direct de ces derniers. Ces parasites sont signalés pour la première fois en Algérie chez un poisson d'élevage.

#### 1. *Furnestinia* sp

**Localisation :** Branchies

**Prévalence :** 66,66%

##### 1.1. Position systématique

Embranchement : Plathelminthes.

Classe : Monogenea (Carus, 1863).

Sous-classe : Monopisthocotylea

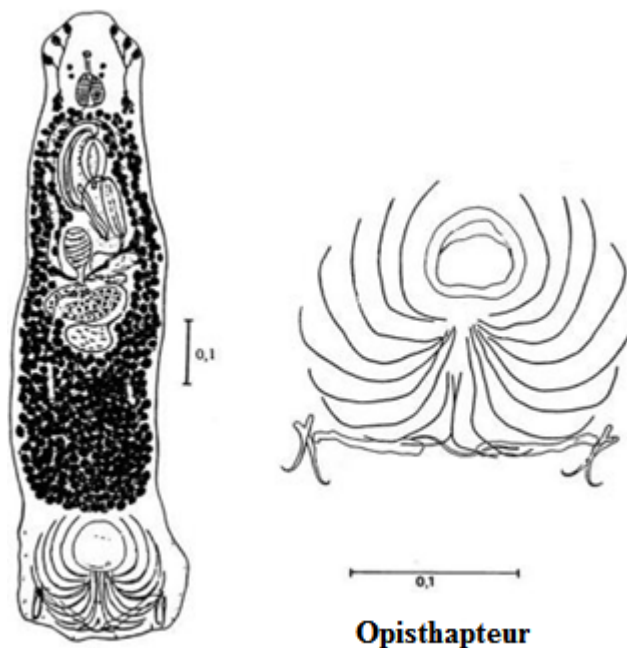
Ordre : Dactylogyridea (Bychowsky, 1937)

Famille : Dactylogyridae (Bychowsky, 1933)

Genre : *Furnesrinia* sp (WAGENER, 1857).

##### 1.2. Description

Ces parasites possèdent un corps allongé. Dorsalement, on distingue quatre taches oculaires symétriques par rapport à l'axe longitudinal. La paire antérieure est petite, la postérieure est plus grande et légèrement plus écartée. Le corps se termine postérieurement par un opisthaptéur au centre duquel on distingue une pièce sclérifiée annulaire.

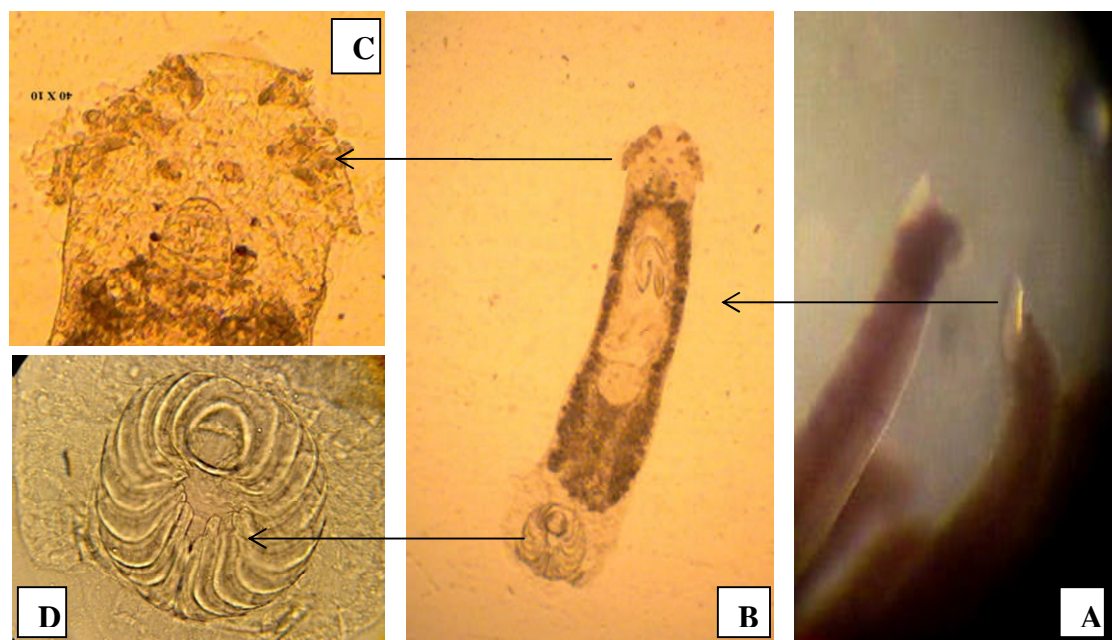


**Figure 47 :** Morphologie générale de *Furnesrinia* sp. (Di Cave, 2005).

## RESULTATS ET DISCUSSION

La ventouse est soutenue par des lamelles concentriques commençant sur les bords et venant se rejoindre sur une ligne médiane dorsale (fig. 48).

Ces parasites se rencontrent sur toute la branchie mais plus particulièrement sur l'extrémité des filaments du premier et du deuxième arc branchial (voir tableau 2. Annexe2).



**Figure 48** *Furnesrinia* sp 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.

### 1.3. Pathogénies

Ce parasite peut provoquer des lésions au niveau des lamelles branchiales. 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 pâles avec des irritations suivies d'hémorragies pétéchiales (Peperan, 1982).

### 1.4. Discussion

Les Dactylogyridae sont définies par un opisthaptor armé de quatorze crochets marginaux et de deux paires de grandes pièces médianes en crochet réunies par deux, trois ou cinq pièces transverses. Des éléments accessoires sclérifiées (squamodisques) sur le corps en avant du haptor (Euzet et Audouin, 1960). Cette famille comprend actuellement huit genres qui tous possèdent deux squamodisques, un dorsal et un ventral, en avant

du hapter (Euzet et Audouin, 1960). Les parasites appartenant au genre *Furnestinia* ont été signalés chez les Sparidés (Wagener, 1857).

### **2. *Sparicotyle* sp**

**Localisation :** Branchies

**Prévalence :** 50%

#### **2.1. Position systématique**

Embranchement : Plathelminthes.

Classe : Monogenea (Carus, 1863) (Bychowsky, 1937).

Sous-classe : Polyopisthocotylea (Odhner, 1912).

Ordre : Microcotylidea (Taschenberg, 1879).

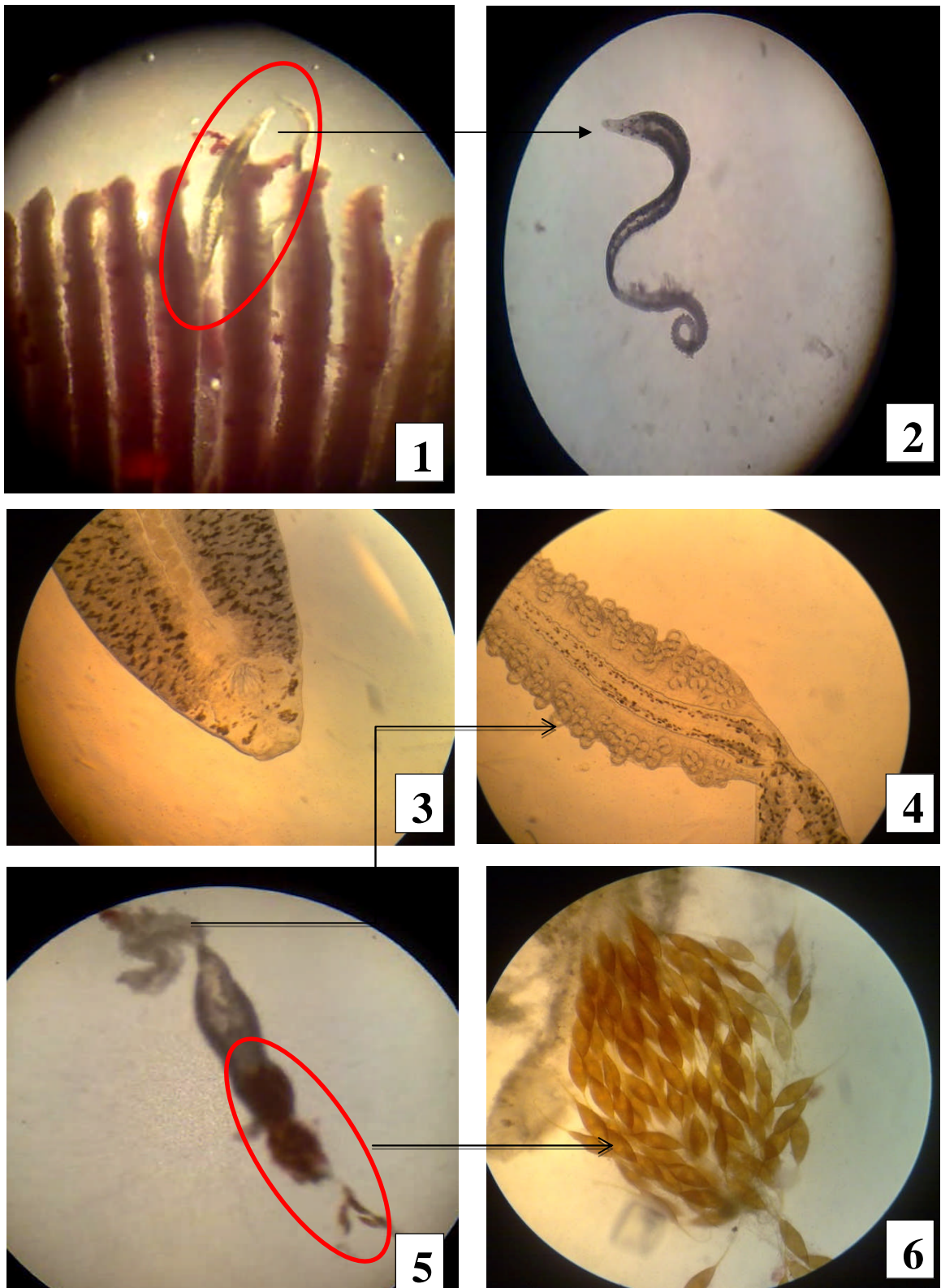
Famille : Microcotylidae (Taschenberg, 1879).

Genre : *Sparicotyle* sp.

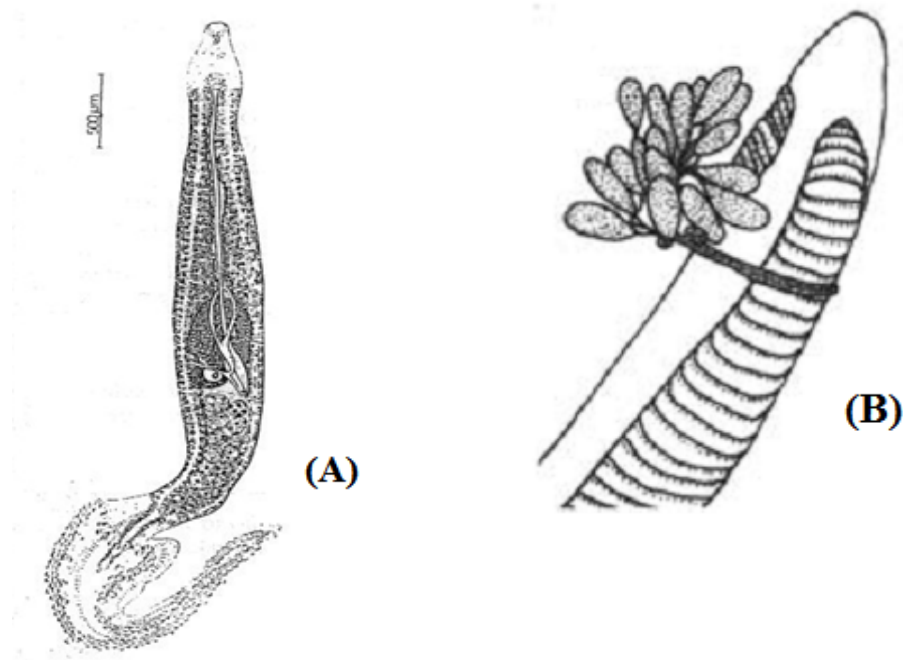
#### **2.2. Description**

Ce parasite possède un corps allongé, il a été trouvé la plupart du temps dans la partie centrale des lamelles branchiales. Le hapter postérieur se divise en deux parties (asymétrique) paires portant chacun les organes de fixation (crochets). La structure de ces crochets est complexe. Ce parasite résiste aux températures de 2-4°C dans de l'eau distillée pendant trois jours.

Polyopisthocotylea et Monopisthocotylea se différencient sur de multiples critères, notamment morpho-anatomiques. Ils se distinguent par leur taille (les premiers sont plus grands), mais aussi par le nombre de parasites par hôte : sauf cas exceptionnels (Silan *et al.*, 1985). De plus, les Monopisthocotylea possèdent un opisthapter unique (généralement plus pathogènes et brouteurs), alors que les Polyopisthocotylea sont munis d'opisthapters multiples (sont hématophages).

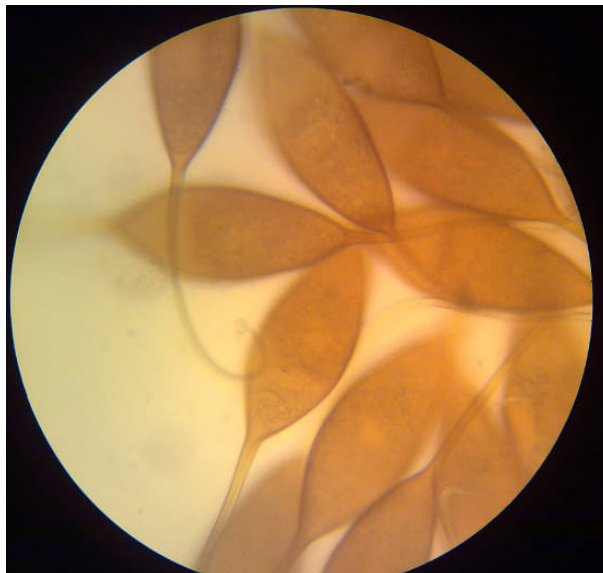


**Figure 49 :** *Sparicotyle* sp ; 1 : observation à la loupe binoculaire **G10×2.5** de parasite fixé sur une lamelle branchiale ; 2 : Observation au microscope optique **G10×4** de spécimen adulte ; 3 : observation par microscope optique **G10×40** de prohaptor ; 4 : observation par microscope optique **G10×40** détail de l'opisthaptor d'un spécimen adulte ; 5 et 6 : observation microscope optique **G10×10** d'un spécimen adulte avec ses œufs



**Figure 50 :** (A) *Sparicotyle* sp ;(B) : Œufs attachés au tissu de centre de parasite (d'après Whittington *et al.*, (2000b)).

Les œufs de *Sparicotyle* sp 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 (Fig. 49, 51).



**Figure 51 :** Oeufs de *Sparicotyle* sp ; Observation au microscop optique G10×40. (Adja et Litama, 2012).

### 2.3. Pathogénies

Les effets pathologiques de *Sparicotyle* sp sur *Sparus aurata* ont comme conséquence le disfonctionnement respiratoire dû aux lésions et à l'obstruction mécanique occasionnée par le corps du parasite ainsi que des hémorragies provoquées par la rupture des structures épithéliales et vasculaires. (Sitjà-Bobadil-La *et al.*, 2006).

### 2.4. Discussion

Les Polyopisthocotylea sont des ectoparasites les plus menaçants pour la daurade royale. Des études parasitologique ont montré sa forte présence dans les cages (Diamant 2001, Mladineo 2005, Fioravanti *et al.*, 2006, Vagianou *et al.*, 2006).

Le Polyopisthocotylea (ou Heteronchoinea) est un grand groupe de monogéneans, avec environ 1000 espèces décrites. Polyopisthocotylea se retrouvent dans toutes les mers du monde, de la zone littorale (Vagianou *et al.*, 2006).

les Polyopisthocotylea ont toujours des prévalences et des intensités faibles (Silan & Maillard, 1989a; Reversat *et al.*, 1992) ; on note rarement plus de quelques individus sur un même hôte sans nécessairement lui poser des problèmes de santé.

Ce parasite a été signalé chez *Sparus aurata* dans la région méditerranéenne (Van Beneden et Hesse, 1863).

## 3. Les Myxosporidies

**Localisation :** Branchies

**Prévalence :** 33,33%

### 3.1 Position systématique

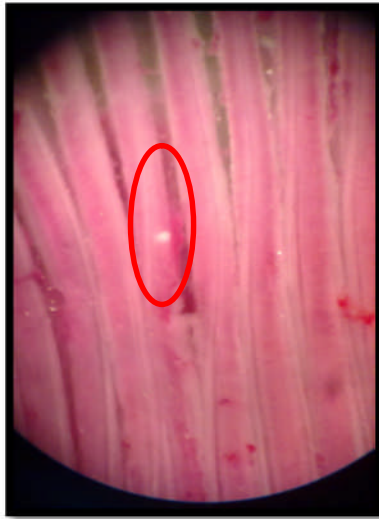
Phylum : Myxozoa (Grassé, 1961)

Classe : Myxosporea (Bütschi, 1882).

Famille : Myxosporidies (Grassé, 19).

### 3.2 Description

Des kystes polyporées, de petite taille, de forme allongée et de couleur blanchâtre, ont été retrouvés implantés sur les lamelles branchiales secondaires et enveloppés dans une fine membrane transparente (fig. 52). Ces kystes peuvent parfois être vus avec l'œil nu. Ils sont très communs chez les poissons et peuvent infecter chaque organe.



**Figure 52** : Kyste de Myxosporidies sur des filaments branchiaux  
Observation à la loupe binoculaire G10×2.5. (Adja et Litama, 2012).

### 3.3 Pathogénies

Les kystes peuvent, dans les cas d'infestations sévères, recouvrir les branchies, entraînant des perturbations respiratoires sévères et d'importantes lésions hémorragique. Cependant des cas d'espèce pathogènes pouvant entraîner la mort ont été signalés. On peut citer *Myxobolus cyprini* qui a causé de grandes mortalités en mer Noire (Schulman, 1957), *M. cerebralis* la plus dangereuse, responsable du tournis des poissons par suite de son implantation au niveau du cartilage crânien. (Sanders *et al.*, 1970 ;Hallyday,1976).

### 3.4 Discussion

Découvertes par Müller en 1841, ce sont des parasites rencontrés essentiellement chez les poissons et très rarement chez les Amphibiens. C'est un groupe abondant et très diversifié. Il compte aujourd'hui plus de 1330 espèces (Lom, 1992).

En Afrique, il y a environ 240 espèces de Myxosporidies décrites chez les poissons (Lekeufack et Folefack, 2010).

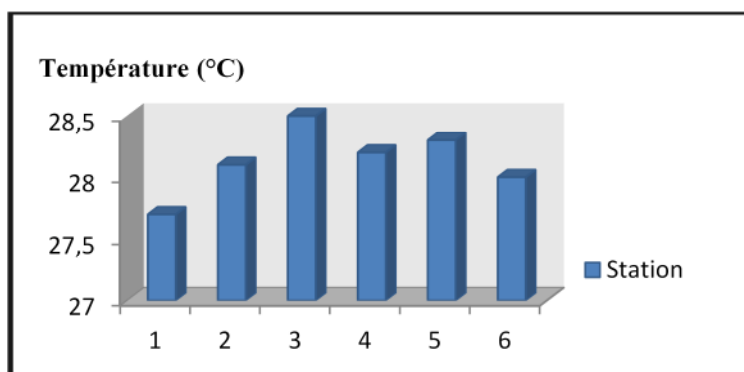
Ce parasite semble être présent accidentellement chez notre hôte vu le nombre réduit retrouvé.

### Chapitre III : Les paramètres physico-chimiques

#### 1. Paramètres physico-chimiques :

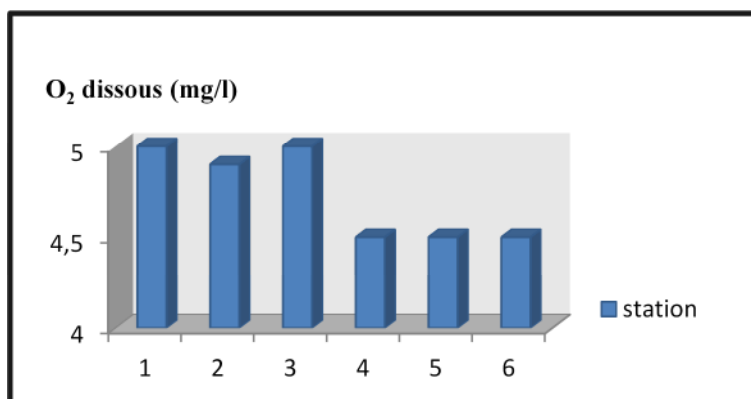
Les eaux des bassins de la ferme sont directement soumises à l'influence des conditions météorologiques.

- Les valeurs de la température au niveau des stations correspondent à la période (printemps) et les heures de prélèvement (11 h :40 min), c'est valeurs sont comprises entre 27,7°C (station n°1) et 28,5°C (station n°3), (Tableau n° 02, Annexe n°5), (Fig. 55).



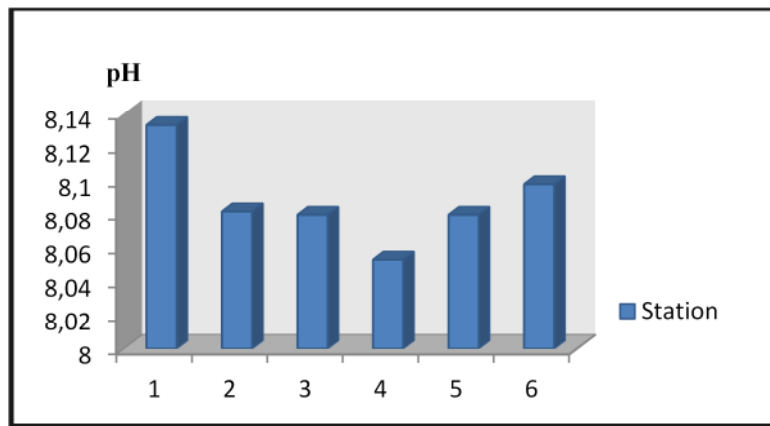
**Figure 53 :** Histogramme représentant la variation spatiale de la température

- Les eaux d'élevage sont oxygénées à aide d'un appareil d'oxygénation. La valeur la plus faible (4mg/l) est celle rencontrée au niveau des eaux des stations d'évacuation (S4, S5, S6) en relation avec la consommation d'oxygène par les poissons. (Tableau n° 2, Annexe n°2), (Fig. 56).



**Figure 54 :** Histogramme représentant la variation spatiale d'O<sub>2</sub> dissous

- Les valeurs de pH enregistrées sont alcalines (pH≈8), (Tableau n° 2, Annexe n°5), (Fig. 57).



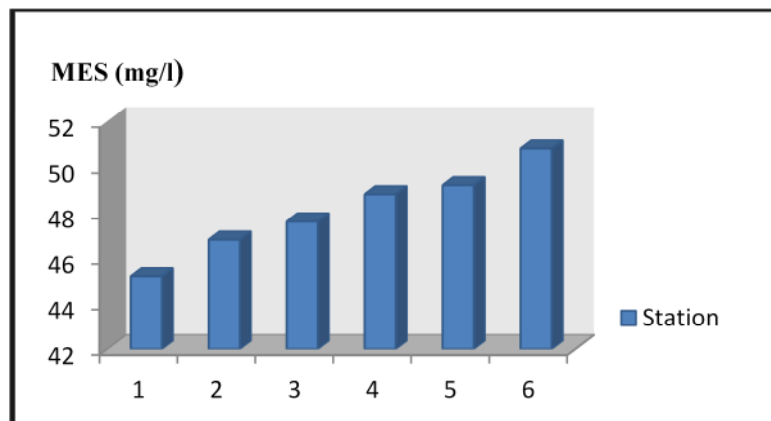
**Figure 55** : Histogramme représentant la variation spatiale de pH

### 2. La matière en suspension

La concentration de MES s'obtient par l'expression suivant :  $[MES] \text{ mg/l} = \frac{P_2 - P_1}{V}$ .

- ✓  $P_1$  : poids du filtre avant filtration (mg) ;
- ✓  $P_2$  : poids du filtre après filtration (mg) ;
- ✓  $V$  : volume filtre (L) (Tableau n°3, Annexe n°2).

D'après les résultats obtenus, l'eau d'élevage renferme de grandes teneurs en MES. Les charge varient globalement entre 45,2 mg/l et 50,8 mg/l. Ceci peut être expliqué par les rejets des poisons, par la distribution de l'aliment et par la biomasse élevée des individus dans les bassins d'élevage (Fig. 58).



**Figure 56** : Histogramme représentant la variation spatiale de MES.

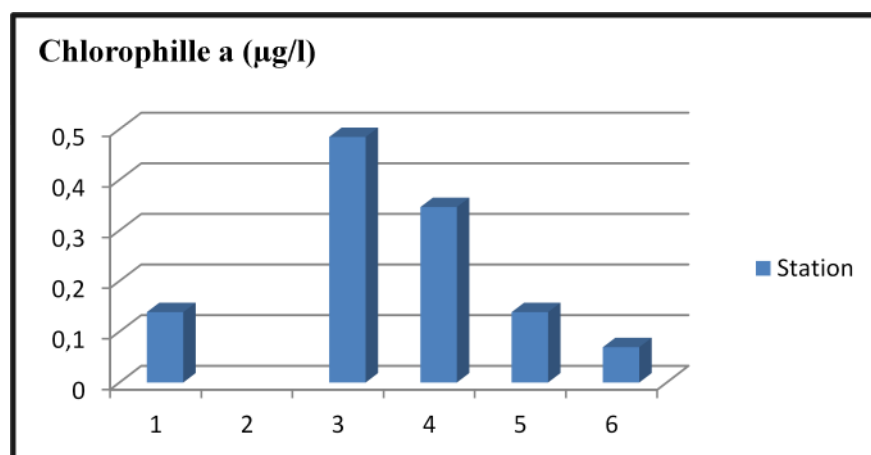
### 3. Les sels nutritifs

Les faibles charges en sels nutritifs peuvent être expliquées par le temps de résidence (renouvellement de l'eau) des eaux de la ferme (le temps de résidence est très court 2h), (Tableau n° 5, Annexe n°5).

### 4. Chlorophylle *a*

La concentration de la chlorophylle *a* dans les eaux de la ferme varie de 0,48475 $\mu\text{g/l}$  (S3) à 0,0692 $\mu\text{g/l}$  (S6) (Tableau n°6, Annexe n°5).

En méditerranée, plus pauvre en nutriments, les concentrations de quelques microgrammes par litre de chlorophylle apparaissent déjà comme élevées, donc on a des résultats fiables, alors ce milieu est pauvre en chlorophylle *a* par conséquence ce milieu est pauvre en biomasse micro-algales (Fig. 63).



**Figure 57 :** Histogramme représentant la variation spatiale de la chlorophylle *a*.



*Conclusion*

## CONCLUSION

---

Au cours de cette étude, les maladies les plus fréquemment rencontrées chez les poissons d'élevage notamment le loup et la dorade (espèces actuellement produites en Algérie) ont été présentées. De plus, l'étude de la parasitofaune de la daurade royale élevée au niveau de la ferme piscicole de Cap Djinet a permis la mise en évidence pour la première fois de deux genres de Monogènes à savoir *Furnestinia* sp et *Sparicotyle* sp spécifiques aux Sparidés. De même, des kystes de la famille de Myxosporidies ont été retrouvés au niveau des branchies. Par contre aucun signe clinique n'a été affirmé, cela s'expliquerait par l'existence d'un équilibre entre hôte/parasite.

Concernant l'étude de milieu d'élevage et l'analyse des échantillons qu'on a prélevés au niveau de la ferme de Cap Djinet montrés que le milieu d'élevage est favorable.

L'optimisation des critères environnementaux sert à réduire les facteurs pathogènes liés aux stress, grâce au choix du site et à la qualité de l'eau, il existe d'autres facteurs importants tels :

- Une densité optimale des poissons pour éviter le stress dû à la surpopulation.
- La réduction ou l'élimination du stress dû aux manipulations ou à d'autres causes.
- Un programme systématique de contrôle sanitaire permettant aussi d'empêcher l'apparition de foyers de maladies graves et d'éviter le transfert accidentel d'une maladie d'un élevage à l'autre.
- La désinfection des œufs avant leur introduction dans les écloseries.
- La prévention des maladies par vaccination, l'une des mesures les plus efficaces pour éviter les maladies infectieuses graves importantes sur le plan socio-économique : elle réduit la mortalité des poissons et le coût des traitements.
- La séparation des classes d'âge avec dénombrement des entrées et des sorties.

En aquaculture, une gestion efficace est en majeure partie assurée par la prévention des maladies plutôt que par les traitements curatifs.



# *Bibliographie*

- ❖ **Austin B., Austin D. A., 2007.** Bacterial Fish Pathogens. Diseases of farmed and wild fish. 4th Edition Springer. United-Kingdom. 594 p.
- ❖ **Basson L. Van As J., 2006.** Trichodinae and Other Ciliophorans (Phylum Ciliophora). In: Woo P. T. K., Fish Diseases and Disorders. 2nd Edition. vol. 1. CAB International. London. 154-182 p.
- ❖ **Ben Kahla-nakbi, A. B., Elmnasser, N., & Bakhrouf, A., 2006.** Aspects histopathologiques associés à l'infection du loup et de la daurade par *Vibrio alginolyticus*. 16, 31-36p.
- ❖ **Bromage E. S., Owens L., 2002.** Infection of barramundi *Lates calcarifer* with *Streptococcus iniae*. Effects of different routes of exposure Diseases of Aquatic Organisms. 52, 199-205 p.
- ❖ **Bullard S. A., Overstreet R. M., 2002.** Potential pathological effects of blood flukes (Digenea: Sanguinicolidae) on pen-reared marine fishes Proceedings of Gulf Caribbean Fisheries Institute. 53, 10–25 p.
- ❖ **Burlot, G., Buthon, L., Davabve, Y., Didri, H., Pabiou, T., Raftni, M., Valingot, C. 1988.** Aquaculture de l'ENITA de Bordeaux. Références aquaculture. Edition Synthèse agricole. 310 p.
- ❖ **Bush A.O., Lafferty K.D., Lotz J.M., et Shostak A.W., 1997.** Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. Journal of parasitology 83: 575-583.
- ❖ **Cameron A., 2002.** Survey Toolbox for Aquatic Animal Diseases. No 94, ACIAR Monograph. Canberra. 375 p.
- ❖ **Chong, Y.C., and Chao, T., 1986.** Common Diseases of Marine Foodfish. Fisheries Handbook No. 2. Primary Production Department. Singapore. 34 p. Cruz-Lacierda, E.R. 2001. Parasitic diseases and pests. In: Health Management in Aquaculture, G.D. Lio-Po, C.R. Lavilla and E.R. Cruz-Lacierda (eds.), p. 55-73. SEAFDEC Aquaculture Department, Iloilo, Philippines.

- ❖ **Cochennec-Laureau N., Saulnier D., Nédélec G., Belliard C., Levy P., Vonau V., Moppert X., Hespiau B., Remoissenet G., 2005.** Contribution à l'étude épidémiologique de l'agent pathogène responsable de l'encéphalopathie et rétinopathie virale des poissons. IFREMER. Centre Océanologique du Pacifique. Tahiti. 50 p.
- ❖ **Cognetti Varriale, A.M., Castelli, S. Cecchini & Saroglia, M., 1993.** Study of *Diplectanum aequans* (Monogenea), parasite of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) in intensive farming. *Prod. Environ. Qual.*, 18: 143-153 p.
- ❖ **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.
- ❖ **Dezfuli B.S., Lui A., Giari L., Castaldelli G., Mulero V., Noga E.J., 2011.** Infiltration and activation of acidophilic granulocytes in skin lesions of gilthead seabream, *Sparus aurata*, naturally infected with lymphocystis disease virus. *Developmental and Comparative Immunology*. 174-182p.
- ❖ **Dezfuli B.S., Lui A., Giari L., Lorenzoni M., Noga E.J., 2011.** Mast cell responses to *Ergasilus* (Copepoda), a gill ectoparasite of sea bream. *Fish & Shellfish Immunology* 1087-1094p.
- ❖ **FAO, 2009.** Programme d'information sur les espèces aquatiques cultivées ; *Sparus aurata*. Publication FAO.
- ❖ **Feist S. W., Longshaw M., 2006.** Phylum Myxozoa. In : Woo P. T. K., *Fish Diseases and Disorders*. 2nd Edition. vol. 1. CAB International. London. 16-45 p.
- ❖ **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.*
- ❖ **Fischer, W., Schneider, M., Bauchot, M-L, 1987.** Fiches FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche. (Révision 1). Méditerranée et mer Noire. Zone de Pêche 37.

Volume I Végétaux et Invertébrés. Publication préparée par la FAO, résultats d'un accord entre la FAO et la Commission des Communautés Européennes (Projet GCP/INT/422/EEC) financée conjointement par ces deux organisations. Rome, FAO, vol.1 :760 p.

- ❖ **Fishbase, 2011.** Sparus aurata, Gilthead seabream. Publication fishbase.
- ❖ **FOIN A, 2005.** parasites et parasitoses des poissons d'ornement d'eau douce. aide au diagnostic et propositions de traitement. 23p.
- ❖ **Gibson-Kueh S., Ngoh-Lim G. H., Chang S. F., Ho L. L., Qin Q. W., Chua F. C. H., Ng N. L., Ferguson H. W., 2003.** The Pathology of Systemic Iridoviral Disease in Fish. Journal of Comparative Pathology. 129, 111-119 p.
- ❖ **Grassé P.P., 1961.** Traite de zoologie, anatomie, systématique, biologie. edition MASON& Cie, France. tome 4. Fas 1.940-946p.
- ❖ **Grimes S., Lamri H., Foudil R., 2008.** Développement de stratégies pour un tourisme durable dans les notions méditerranéennes. 46-48 p.
- ❖ **Hamdi M.S et Si Bachir M.A., 2011.** Contribution à l'élevage de la Daurade -*Sparus aurata*- en eau réchauffée-Cas de la ferme ONDPA Cap Djinet. Mémoire d'ingénieur.
- ❖ **Håstein T., 1988.** Disease Control through Management Practices. Congress Proceedings, Aquaculture International Congress & Exposition. Vancouver, British Columbia, Canada, 603-606 p.
- ❖ **Håstein T., 1994.** Disease problems, use of drugs, resistance problems and preventive measures in fish farming world wide. Proceedings of the first International Symposium on Sustainable Fish Farming, Oslo, Norway, AA. Balkema, Rotterdam, Brookfield, eds. Reinertsen H. & Haaland H., 183-194.
- ❖ **Herbert B. W., Shaharom F. M., Anderson I. G., 1995.** Histopathology of Cultured Sea Bass Infected with *Cruoricola lates* (Trematoda: Sanguinicolidae) from Pulau Ketam, Malaysia International journal for Parasitology. 25, 3-13 p.
- ❖ **Hill B. J., 1984.** Maladie lymphokystique des poissons, In : Fiches d'identification des maladies et parasites des poissons, crustacés et mollusques. SINDERMAN, New-Jersey. 12-15 p.

- ❖ **Ifremer, 2007.** <http://aquaculture.ifremer.fr/eziwebp/search?SearchText=%22daurade%22>
- ❖ **Ifremer, 2011.** la pisciculture <http://aquaculture.ifremer.fr/eziwebp/search>
- ❖ **Johansen R., Sommerset I., Torud B., Kornes K., Hjoortas M. J., Nilsen F., Nerlan A. H., Dannevig B. H., 2004.** Characterization of nodavirus and viral encephalopathy and retinopathy in farmed turbot, *Scophthalmus maximus*. Journal of Fish Diseases. 27, 591-601 p.
- ❖ **Johnson S. C., Treasurer J. W., Bravo S. Nagasawa K., Kabata Z., 2004.** A Review of the impact of Parasitic Copepods on Marine. Aquaculture Zoological Studies. 43, (2), 229-243 p.
- ❖ **Karunasagar I., Karunasagar Indrani, Subhendu K. O., 2003.** Disease Problems Affecting Fish in Tropical Environments. In Sustainable Aquaculture. Global Perspectives. The Harworth Press, India. 231-249 p.
- ❖ **Kasorchandra J., 2002.** Major viral and bacterial disease of cultured seabass and groupers in Southeast Asia. In : Cruz-Lacierda E. R., Diseases in Asian Aquaculture IV. Lavilla-Pitogo C. R., Philippines. 205-212 p.
- ❖ **Kinkelin P., Christian M., Pietro G., 1985.** Précis de pathologie des poissons. INRA-OIE. Paris. 348 p.
- ❖ **Koesharyani, I., Roza, D., Mahardika, K., Johnny, F., Zafran and Yuasa, K. 2001.** Manual for Fish Disease Diagnosis-II. Marine Fish and Crustacean Diseases in Indonesia. Gondol Research Station for Coastal Fisheries and Japan International Cooperation Agency, Indonesia. 49 p.
- ❖ **Lautraite A, Le Breton A., 2004.** Guide des bonnes pratiques sanitaires en élevage piscicole. FFA-CIPA, France.
- ❖ **Lawler A., 2005.** Lymphocystis Disease of Fish Aquarticles. 3 p.
- ❖ **Lester R. J. G., Hayward C. J., 2006.** Phylum Arthropoda. In : Woo P. T. K., Fish Diseases and Disorders. 2nd Edition, vol. 1. CAB International. London. 466-565 p.
- ❖ **Lom J., Dyková I., 2006.** Myxozoan genera: definition and notes on taxonomy, life- cycle terminology and pathogenic species. Folia Parasitologica 53: 1 – 36 p.

- ❖ **McGrogan, Ostland, Byrne, Ferguson, 1998.** Systemic disease involving an iridovirus-like agent in cultured tilapia. *Oreochromis niloticus*: a case report *Journal of Fish Diseases*. 21, 149-152 p.
- ❖ **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.
- ❖ **Moeller Jr., Robert B., 2009.** "parasites divers de poisson." *Cichlid-Forum.com*. Californie de la santé animale et salubrité des aliments Laboratoire Système Université de Californie.
- ❖ **Mollaret I., Jamieson BGM., Justine JL., 2000.** Phylogeny of the Monopisthocotylea and Polyopisthocotylea (Platyhelminthes) inferred from 28S rDNA sequences. *International Journal for Parasitology* 30, 171–185 p.
- ❖ **Mori K-I., 2006.** *New Atlas of Fish Diseases*, Japan. 295 p.
- ❖ **Morin R., 2006.** Les produits de traitement utilisés en aquaculture, à quoi servent-ils ? *L'AQUICOLE*. 12, 16 p.
- ❖ **Munday B. L., Kwang J., Moody N., 2002.** Betanodavirus infections of teleost fish : a review *Journal of Fish Diseases*. 25, 127-142 p.
- ❖ **Noga E. J., 2000.** *Fish Disease Diagnosis and Treatment*. Iowa State Press, Iowa. 367 p.
- ❖ **Noga E. J., Levy M. G., 2006.** Phylum Dinoflagellata, In : Woo P. T. K., *Fish Diseases and Disorders*. 2nd Edition, vol.1. CAB International, London. 16-45 p.
- ❖ **Nolan M. J., Cribb T. H., 2004.** Two new blood flukes (Digenea : Sanguinicolidae) from Epinephelidae (Perciformes : Serranidae) of the Pacific Oceans. *Parasitology International*. 53, 327-335 p.
- ❖ **Nowak B. F., La Petra S. E., 2006.** Epitheliocystis in fish. *Journal of Fish Diseases*. 29, 573-588 p.
- ❖ **OIE, 2006.** *Manual of Diagnostic Tests for Aquatic Animals*. World Organisation of Animal Health. 5th Edition. OIE, Paris. 469 p.

- ❖ **Oliver G, 1977.** Biologie et écologie de *Microcotyle labracis* van Beneden et Hesse, 1863 (Monogenea, Polyopisthocotylea) chez *Dicentrarchus labrax* (Linné, 1758) et *Dicentrarchus punctatus* (Bloch, 1792) (Pisces, Serranidae) des côtes de France. *Excerta Parasitologica en memoria del doctor Eduardo Caballero y Caballero*. Mexico. Instituto de biologia, Publicaciones Especiales 4: 35-44 p.
- ❖ **Özel I., Öktener A., Aker V., 2004.** A Morphological Study (SEM) on a Parasitic *Lernanthropus kroyeri* van Beneden, 1851. *Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. 21, 335-337 p.
- ❖ **Paperna I., Dzikowsk R., 2006.** Digenea (Phylum Platyhelminthes). In : Woo P. T. K., *Fish Diseases and Disorders*. 2nd Edition. vol. 1. CAB International, London. 345-390 p.
- ❖ **Papiran I., 1982.** Parasites, infection et maladies du poisson en Afrique. CPCA/T7, Document techniques N°7 F.A.O. Rome. 212p.
- ❖ **Radujkovi B.M. & A. Raibaut., 1989.** Faune des parasites de poissons marins des cûtes du MontEnEgros (Adriatique Sud). *Acta Adriat.*, 30(1/2): 5-319.
- ❖ **Reed, Peggy A., Ruth Francis-Floyd, et Ruthellen C. Klinger., 2009.** "FA28/FA033: Parasites Monogènes de poisson." EDIS. Source d'information électronique des données. UF / Extension IFAS. Université de la Floride.
- ❖ **Roberts R. J., 1979.** Pathologie du poisson. Maloine S. A., Paris. 317 p.
- ❖ **Roubal franc., Diggles BK., 1993.** *Journal international pour la parasitologie*. 23, 871-875 p.
- ❖ **Santos Y., Pazos F., Barja J. L., 1999.** *Flexibacter maritimus*. agent étiologique de flexibactériose chez les poissons marins. *Fiches d'identification des maladies et parasites des poissons, crustacés et mollusques*. 6 p.
- ❖ **Silan, P., Cabral, P. & Maillard, C., 1985.** Enlargment of the host range of *Polylabris tubicirrus* (Monogenea, Polyopisthocotylea) under fish farming conditions. *Aquaculture*. 47 : 267-270 p.

- ❖ **Sitjà-Bobadilla A., De Felipe M.C., Alvarez-Pellitero P, 2006.** In vivo and in vitro treatments against *Sparicotyle chrysophrii* (Monogenea: Microcotylidae) parasitizing the gills of gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Aquaculture*. 261: 856–864 p.
- ❖ **Tchepidjian B., 2006.** Manuel de grossissement en cage de *Polydactylus sexfilis* (Moï). Service de la Pêche. Tahiti. 61 p.
- ❖ **Thouard E., Nédélec G., Pierson R., 1994.** L'élevage du loup tropical (*Lates calcarifer*) en Polynésie française : Techniques d'élevage. Rapport interne de la Direction des Ressources Vivantes de l'IFREMER. Tahiti. 103 p.
- ❖ **Thouard E., Nédélec G., Pierson R., 1994.** L'élevage du loup tropical (*Lates calcarifer*) en Polynésie française : Approche technico-économique. Rapport interne de la Direction des Ressources Vivantes de l'IFREMER, IFREMER. Tahiti. 112 p.
- ❖ **Van Beneden et Hesse, 1863.** (*Monogenena*, Microcotylidae), parasite du téléostéen *Sparus aurata*: précisions morphoanatomiques sur l'adulte et l'oncomiracidium. *Vie Milieu* 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. 146p.
- ❖ **Vigier J.F., 1997.** Les pathologies des anguilles. Edition Quae. 200 p.
- ❖ **Vincent G., 2008.** L'évaluation de la qualité d'une eau en aquaculture, In : Audebert J-P., Bitaud G., Braud J-P., Bregeon C., Cadieu G., Charrier J., Dabbadie L., Delprat J., Esbelin R., Etchandy C., Feigna J., Foex Y., Garsi P., Gillet C., Griot P., Hausard M., Hourdequin M., Jacquemond F., Lazard J., Le Guillois M., Lefèvre A., Loir M., Lucas S., Manach A., Mariojous C., Martin J- Y., Mimosa S., Mollo P., Moreau Y., Morel J., Parache A., Rioche Y., Slembrouck J., Soubeiran F., Suat J-F., Subileau C., Tavan S., Tessier R., Vincent G., *Aquaculture*. Vuibert, Paris. 131-156 p.
- ❖ **Wu X. Y., Li A. X., Zhu X. Q., Xie M. Q., 2005.** Description of *Pseudorhabdosynochus seabassi* sp. (Monogenea: Diplectanidae) from *Lates calcarifer* and revision of the phylogenetic position of *Diplectanum grouperi* (Monogenea: Diplectanidae) based on DNAr sequence data. *Folia Parasitologica*. 52, 231-240 p.

- ❖ **Yokohama H., Kawakami H., Yasuda H., Tanaka S., 2003.** *Henneguya, lateolabracis* sp, (Myxozoa: Myxosporea). the causative agent of cardia henneguyosis in Chinese sea bass *Lateolabrax* sp. Fisheries Sciences, 69, 1116-1120 p.
- ❖ **Zafran R.D., Johnny F., Koesharyani I., Yuasa K., 2000.** Diagnosis and Treatments for Parasitic Diseases in Humpback Grouper (*Cromileptes altivelis*) Broodstock. Gondol Research Station for Coastal Fisheries and Japan International Cooperation Agency, Indonesia. 8 p.
- ❖ **Zafran R.D., Koesharyani I., Johnny F., Yuasa K., 1998.** Manual for Fish Diseases Diagnosis: Marine Fish and Crustacean Diseases in Indonesia. Gondol Research Station for Coastal Fisheries and Japan International Cooperation Agency, Indonesia. 44 p.



*Annexes*

**ANNEXE 1**

Tableau1 : Production aquacole par année et par filière (Unité : Tonne) (d'après PNDPA ,2006).

<b>Pôles</b>	<b>Filière aquacole</b>	<b>Production</b>	<b>Débouche</b>
A	*Conchyliculture y compris exploitation de palourde	200	125 T palourde exportation
	*Exploitation de l'anguille	50	50Texploration
	*Elevage associé de crevette et de palourde	300	Marché locale
	*Pisciculture marine (lagunaire)	60	100 T palourde exportation
	*Pisciculture d'eau douce	1415	20T mullet exportation Marché locale
	S/Total=	2025	295 T Exportation
B	*Conchyliculture	250	Marché local
	*Exploitation de l'anguille	15	15 T Exportation
	*Pisciculture marine	1000	Marché local
	*Pisciculture d'eau douce	2325	Marché local
	S/Total=	3590	15 T Exportation
C	*Conchyliculture	400	Marché local
	*Exploitation de l'anguille	15	15 T Exportation
	*Pisciculture marine	1500	Marché local
	*Pisciculture d'eau douce	1200	Marché local
	S/Total=	3115	15 T Exportation
D	*Conchyliculture	50	Marché local
	*Pisciculture d'eau douce	2675	Marché local
	S/Total=	2725	
E	*Conchyliculture	300	Marché local
	*Exploitation de l'anguille	18	18 T Exportation
	*Pisciculture marine	250	Marché local
	*Pisciculture d'eau douce	5075	Marché local
	S/Total=	5643	18 T Exportation
F	*Pisciculture d'eau douce	2825	
	S/Total=	2825	Marché local
G	*Exploitation d'artémia	15	15 T Exportation
	*Pisciculture d'eau douce	2475	Marché local
	*Culture d'algues	5	Marché local
	S/Total=	2495	15 T Exportation
<b>TOTAL=</b>		22418	358 (Exportation)

**A** : El Tarf - Annaba - Skikda - Guelma - Souk Ahras - Tebessa - Oum El Bouagui - Khenchela - Constantine

**B** : Jijel - Béjaïa - Tizi Ouzou - Sétif - Bordj Bou Arreridj - Bouira - Batna - Msila - Mila.

**C** : Boumerdes-- Alger—Tipaza—Blida ; **D** : Ain Defla-- Chef—Tissemsilt—Médéa-- Djelfa.

**E** : Mostaganem - Oran - Tlemcen - Ain Témouchent -Relizane - Mascara Sidi Bel Abbes - Saida - Naâma - Tiaret

**F** : Bayad - Bechar - Adrar - Tindouf - Tamenrasset ; **G** : Biskra - El Oued - Laghouat -Ghardaïa - Illizi - Ouargla

## ANNEXE 1

---

### **Matériel et technique de laboratoire**

- Trousse de dissection.
- Bac de dissection.
- Piluliers pour conserver les parasites fixés dans du formol.
- Boîtes de Pétri.
- Lames et lamelles.
- Pipettes Pasteur pour prélever les parasites de petites tailles.
- Loupe binoculaire pour l'observation de masses de parasites et pour la scalimétrie.
- Microscope optique pour l'étude morphologique des parasites.
- Balance à ressort pour mesurer la taille des poissons.
- Ethanol à différentes concentrations 70°, 80°, 90° et 100%.

Fiches pathologiques des maladies abordées dans le texte.

### **Encéphalopathie et rétinopathie virale(ERV)**

#### **Etiologie :**

- ▶ Nodavirus appartenant à la famille des *Nodaviridae* et au genre *Betanodavirus*
- ▶ virus à ARN non enveloppé de petite taille (25-30 nm) et de forme icosaédrique
- ▶ Tropisme nerveux

#### **Impact économique :**

Maladie d'importance économique majeure : mortalités fulgurantes, notamment aux stades larvaire et juvénile. Peut décimer en quelques jours la totalité des larves en élevage.

#### **Epidémiologie :**

##### Distribution géographique :

- ▶ Répandue dans le monde entier excepté l'Afrique
- ▶ Plus représentée en eau de mer qu'en eau douce

#### **Symptômes et lésions :**

- ▶ Plus les symptômes sont précoces et plus le taux de mortalité est élevé
- ▶ Troubles nerveux : comportement natatoire non coordonné, nage en vrille ou en spirale, ou position statique avec l'abdomen dirigé vers la surface de l'eau
- ▶ Hyperinflation de la vessie observée chez le loup tropical, le bar et la carangue
- ▶ A ces premiers symptômes succèdent des mortalités massives, particulièrement importantes en phase larvaire
- ▶ lésions du cerveau et de la rétine caractérisées par une vacuolisation et une nécrose du tissu nerveux central
- ▶ Lésion la plus caractéristique : présence d'inclusions intra-cytoplasmiques dans la matière grise du cerveau

#### **Diagnostic : pas d'outil diagnostic fiable à 100 %**

- 1) Histologie (œil, cerveau) : vacuolisations caractéristiques
- 2) Isolement de l'agent pathogène sur culture cellulaire : visualisation de l'effet cytopathogène du virus sur des lignées cellulaires permissives, ssn-1 ou e-11.
- 3) Techniques sérologiques : elisa, immuno-histochimie

#### **Traitement :**

- ▶ Seul traitement efficace : désinfection des œufs à l'ozone (efficacité démontrée chez le haddock *Melanogrammus aeglefinus*). Toutefois, il est recommandé d'effectuer un test préalable pour évaluer la dose efficace pour une espèce donnée
- ▶ Aucun traitement curatif des larves, juvéniles ou adultes

#### **Prévention : prophylaxie sanitaire**

- ▶ Abattage des lots infectés après mise en évidence du nodavirus par les techniques diagnostiques décrites ci-dessus
- ▶ Sélection de géniteurs sains (dépistage mené sur les gamètes quand l'espèce le permet)
- ▶ Respect de bonnes pratiques d'élevage : désinfection du matériel et traitement de l'eau (chlore, iode, UV).

## Lymphocystose (LDV)

### **Etiologie :**

- ▶ Iridovirus appartenant à la famille des Iridoviridae et au genre Lymphocystivirus
- ▶ Virus à ADN de grande taille (120-320 nm de diamètre) et de forme icosaédrique
- ▶ Réplication dans le cytoplasme des cellules de l'épiderme

### **Impact économique :**

Infection virale chronique et bénigne mais qui a néanmoins un impact sur le plan économique : elle engendre l'apparition de lésions empêchant toute commercialisation des poissons atteints.

### **Epidémiologie :**

#### Distribution géographique :

- ▶ Europe, Iles britanniques, Amérique du nord, Amérique centrale, Asie, Japon, Australie, Polynésie
- ▶ Développement possible dans des eaux de température et de salinité très différentes

#### Facteurs favorisants :

- ▶ Effractions de la peau : facilitent la contamination
- ▶ Températures élevées
- ▶ Forte densité

#### Modalités de transmission : Transmission horizontale:

- ▶ Directe: contact sujet sain / sujet malade
- ▶ Indirecte : tout matériel contaminé

Il existe des porteurs asymptomatiques chez qui le virus peut être réactivé suite à un stress.

### **Symptômes et lésions :**

- ▶ Petits nodules gris-blancs, voire de couleur crème, de taille comprise entre 0.3 à 2 mm de diamètre, isolés et disséminés sur toute la surface du corps, ou le plus souvent groupés en amas présentant un aspect tumoral
- ▶ Cas d'infection sévère : les nodules sont très rapprochés les uns des autres sur de larges zones du corps.
- ▶ Grappes de cellules dermiques hypertrophiées de 100 à 330 µm de diamètre, avec un mur épais de cellules hyalines éosinophiles et un noyau extrêmement grand avec un nucléus grand et distinct. Le cytoplasme peut contenir des vacuoles et des inclusions basophiles (ADN) qui sont des granules en forme de bande, réticulés ou isolés

### **Diagnostic :**

- 1) Etat frais et histologie (pustules de l'épiderme): hypertrophie des cellules fibroblastiques de la peau ou des nageoires
- 2) Isolation du virus sur culture cellulaire : mise en évidence des inclusions cytoplasmiques à la périphérie des cellules infectées

### **Traitement :**

- ▶ Aucun
- ▶ En général, disparition spontanée des nodules

### **Prévention :** prophylaxie sanitaire :

Respect de bonnes pratiques d'élevage : désinfection du matériel ayant été en contact avec des poissons malades, minimisation du stress, retrait des poissons morts et moribonds, éviter les effractions de l'épiderme lors des manipulations (utilisation d'anesthésiques)

## Iridovirose

### **Etiologie :**

- ▶ Iridovirus de la daurade japonaise (RSIV pour « Red Sea bream Iridovirus ») appartenant à la famille des Iridoviridae et au genre Iridovirus
- ▶ Le virus de la nécrose infectieuse de la rate et du rein et un certain nombre d'autres iridovirus peuvent aussi causer la même maladie
- ▶ Maladie systémique, organes principalement touchés : la rate, le cœur, les reins, les intestins et les branchies

### **Impact économique :**

Mortalités massives, en particulier au stade juvénile

### **Epidémiologie :**

#### Distribution géographique :

Japon et nombreux pays de l'Asie du sud-est : Corée, Chine, Thaïlande, Malaisie, Philippines

#### Espèces et stades sensibles :

- ▶ Plus d'une trentaine d'espèces, notamment la daurade japonaise, les mérours, les sérioles et le loup tropical
- ▶ Tous les stades sont sensibles mais les juvéniles le sont généralement plus

#### Sources de contamination :

- ▶ Sujets malades
- ▶ L'eau

Modalités de transmission : Transmission horizontale directe ou indirecte

### **Symptômes et lésions :**

- ▶ Symptômes généraux : léthargie, perte d'appétit, assombrissement de la livrée
- ▶ Anémie sévère se traduisant par une pâleur marquée des branchies et des viscères
- ▶ Pétéchies sur les branchies
- ▶ Abdomen hypertrophié dû à la splénomégalie caractéristique
- ▶ Hypertrophie des cellules de la rate, du foie, des reins, du cœur situées sous l'endothélium des vaisseaux sanguins
- ▶ Lésions dégénératives et nécrotiques des organes précédemment cités

### **Diagnostic :**

- 1) Histologie (rate, reins, cœur, foie, intestins) : hypertrophie des cellules
- 2) Microscopie électronique (rate, reins, cœur, foie, intestins) : confirme la présence de virions dans les cellules hypertrophiées
- 3) Isolation du virus sur culture cellulaire (rate, reins) : mise en évidence de l'effet cytopathogène suivie d'une identification virale par immunofluorescence indirecte ou par PCR

### **Traitement :**

Aucun

### **Prévention :**

- ▶ Prophylaxie médicale : un vaccin tué est valable pour la daurade japonaise et les sérioles du Japon
- ▶ Prophylaxie sanitaire : respect des bonnes pratiques d'élevage : mise en quarantaine des poissons nouvellement introduits, éviter tout stress majeur et toute densité excessive de poissons, maintien d'une bonne qualité de l'eau

## Vibrioses

### **Etiologie :**

- ▶ *Vibrio anguillarum*, *V. harveyi* : bactéries appartenant à la famille des Vibrionaceae et au genre *Vibrio*
- ▶ Bacilles à Gram négatif, droits ou incurvés, aéro-anaérobies et chimio-organotrophes
- ▶ Infections septicémiques

### **Impact économique :**

Mortalité et morbidité aiguës à chroniques non négligeables

### **Epidémiologie :**

#### Distribution géographique :

Les vibrioses sont des maladies ubiquistes présentes dans tous les pays ayant une production aquacole marine

#### Facteurs favorisants :

- ▶ Température élevée
- ▶ Densité élevée des poissons
- ▶ Dégradation de la qualité de l'eau

#### Sources de contamination :

- ▶ Sujets malades
- ▶ L'eau
- ▶ Les sédiments
- ▶ Les invertébrés

Modalités de transmission : Transmission horizontale directe ou indirecte

### **Symptômes et lésions :**

- ▶ Symptômes généraux : léthargie, perte d'appétit allant jusqu'à l'anorexie
- ▶ Plaies sur le corps évoluant en ulcères cutanés voire en myosites ulcératives
- ▶ Hémorragie généralisée et/ou localisée (pétéchies et hémorragies sur le corps)
- ▶ Abdomen hypertrophié
- ▶ Lésions caractéristiques : congestion du foie et des reins, liquéfaction de la rate

### **Diagnostic :**

- 1) Calques d'organes (diagnostic de suspicion) : observation en microscopie photonique de bacilles courts et incurvés
- 2) Microbiologie (diagnostic de confirmation) : isolement sur gélose sélective (TCBS) puis identification de la souche

### **Traitement :**

- ▶ Dans l'idéal : antibiogramme puis antibiothérapie adaptée à la souche bactérienne en cause
- ▶ Le plus souvent : antibiotiques à large spectre comme l'oxytétracycline ou l'association triméthoprime- sulfadiazine
- ▶ Dans le cas de lésions cutanées : traitement par balnéation avec des produits bactéricides (ex : formol)

### **Prévention :**

- ▶ Prophylaxie sanitaire : respect de bonnes pratiques d'élevage et notamment éviter tout stress majeur
- ▶ Prophylaxie médicale : vaccination contre *V. anguillarum*

## Flexibactérioses

### **Etiologie :**

- ▶ Bactéries du groupe des Flexibacter dont la principale est *Flexibacter maritimus*, aussi appelée *Tenacibaculum maritimum*
- ▶ Bactéries aérobies filamenteuses à Gram négatif
- ▶ Maladie appelée « black patch necrosis » chez la sole (*Solea solea*)

### **Impact économique :**

Importance considérable car elles induisent des mortalités et des crises répétées notamment au stade juvénile

### **Epidémiologie :**

#### Distribution géographique :

Observées dans pratiquement toutes les zones d'élevage de poissons marins

#### Espèces et stades sensibles :

- ▶ Nombreuses espèces sensibles : saumon atlantique et coho, sole, daurade royale (*Sparus aurata*), turbot (*Scophthalmus maximus*), loup tropical

#### Facteurs favorisants :

- ▶ Dégradation de la qualité de l'eau
- ▶ Densité élevée des poissons
- ▶ Transfert des poissons vers un nouveau site
- ▶ Fluctuations brutales de température

Modalités de transmission : Transmission horizontale supposée

### **Symptômes et lésions :**

- ▶ Symptômes généraux : léthargie, anorexie
- ▶ Lésions cutanées primaires : non ulcératives et non hémorragiques recouvertes d'un épais mucus blanchâtre ou jaunâtre
- ▶ Evolution : lésions nécrotiques et hémorragiques
- ▶ Les nageoires pectorales et dorsales s'érodent parfois complètement, tout comme le pédoncule caudal
- ▶ L'infection localisée peut parfois se généralisée

### **Diagnostic :**

- ▶ Etat frais (prélèvement d'une lésion) : bâtonnets longs et fins ayant un mouvement d'ondulation caractéristique
- ▶ Microbiologie (moins utilisée) : ensemencement à partir des lésions cutanées sur milieu sélectif

### **Traitement :**

- ▶ Bactérie résistante à de nombreux antibiotiques, donc réaliser un antibiogramme
- ▶ Oxytétracycline efficace chez la daurade

### **Prévention :**

- ▶ Prophylaxie sanitaire : respect de bonnes pratiques d'élevage, notamment maintien d'une bonne qualité de l'eau, maintien de la densité des poissons à un niveau adapté, éviter tout stress majeur et tout facteur pouvant induire des lésions cutanées
- ▶ Prophylaxie médicale : vaccination contre *F. maritimus*

## Streptococcoses

### **Etiologie :**

- ▶ Bactéries du genre *Streptococcus* comme *Streptococcus iniae*
- ▶ Coques à Gram positif, aéro-anaérobies
- ▶ Tropisme pour le système nerveux central

### **Impact économique :**

Infections bactériennes peu fréquentes mais provoquant des pertes significatives lorsqu'elles se déclarent

### **Epidémiologie :**

#### Distribution géographique :

Japon, Asie, Australie, Italie, Afrique du sud, Etats-Unis

#### Espèces sensibles :

- ▶ Très nombreuses espèces d'eau douce, dont le tilapia
- ▶ Espèces marines : loup tropical, sériole, truite de mer, mérous, daurade japonaise

#### Facteurs favorisants :

- ▶ Dégradation de la qualité de l'eau
- ▶ Densité élevée des poissons
- ▶ Lésions tégumentaires
- ▶ Fluctuations brutales de température

Modalités de transmission : Transmission horizontale directe ou indirecte

### **Symptômes et lésions :**

- ▶ Symptômes généraux : léthargie, perte d'appétit allant jusqu'à l'anorexie, assombrissement de la livrée
- ▶ Nage désorientée en spirale ou en vrille
- ▶ Exophtalmie uni ou bilatérale, opacité cornéenne
- ▶ Hémorragies cutanées (purpura et pétéchies) se manifestant par de petites taches à répartition multifocale, notamment autour des yeux, de la papille génitale, de l'anus, à la base des nageoires et sur les branchies
- ▶ Distension abdominale
- ▶ Cavité abdominale : présence de fluide séro-hémorragique, splénomégalie, foie de couleur pâle, inflammation péri-rénale et péri-cardiaque

### **Diagnostic :**

- 1) Microbiologie (cerveau et rein préférentiellement) : mise en culture sur un milieu enrichi en sang ou en milieu liquide
- 2) Tests sérologiques : immunofluorescence directe ou indirecte

### **Traitement :**

- ▶ Antibiothérapie adaptée après réalisation d'un antibiogramme

### **Prévention :**

- ▶ Prophylaxie sanitaire : respect de bonnes pratiques d'élevage
- ▶ Prophylaxie médicale : vaccination contre *S. iniae*

## Epithélocystis

### **Etiologie :**

- ▶ Bactérie Chlamydia-like appartenant au groupe des Chlamydiales
- ▶ Bactérie à Gram négatif
- ▶ Tropisme pour les épithéliums tégumentaire et branchial

### **Impact économique :**

Modéré

### **Epidémiologie :**

#### Espèces sensibles :

Plus d'une cinquantaine d'espèces marines ou dulçaquicoles

#### Facteurs favorisants :

- ▶ Stade larvaire ou juvénile
- ▶ Température élevée

**Modalités de transmission :** Transmission horizontale directe ou indirecte

### **Symptômes et lésions :**

Seulement visibles dans les cas d'hyperinfection

- ▶ Léthargie, anorexie, détresse respiratoire, pipage
- ▶ Nodules miliaires blancs d'environ 1 mm sur la peau et/ou les branchies
- ▶ Formation d'inclusions intracytoplasmiques contenant les bactéries et des granules basophiles (une inclusion par cellule) dans les épithéliums tégumentaire et branchial. L'inclusion déplace le cytoplasme de la cellule infectée en périphérie

### **Diagnostic :**

- ▶ Mise en culture de la bactérie impossible (ne pousse sur aucun milieu)
- ▶ Technique de référence utilisée pour le diagnostic de confirmation : histologie à partir d'un prélèvement d'épithélium tégumentaire et/ou branchial

### **Traitement :**

- ▶ Pas de traitement officiellement reconnu efficace contre l'épithélocystis en milieu marin
- ▶ Faire des essais avec des bains d'oxytétracycline ou des granulés enrobés de cet antibiotique

### **Prévention :** prophylaxie sanitaire

Respect de bonnes pratiques d'élevage : désinfection du matériel ayant été en contact avec les poissons malades, stérilisation de l'eau aux UV et mise en quarantaine

**ANNEXE 2**

---

Tableau 2 : Les parasites observés chez *Sparus aurata*.

N=°	Taille Lt (cm)	Poids (g)	Les ectoparasites		
			<i>Sparicotyle sp</i>	<i>Furnestinia sp</i>	Myxosporidies
1	29,4	564	-	-	-
2	26,7	322	-	-	-
3	28,2	433	-	+	+
4	25,1	253	+	+	-
5	25,9	256	+	+	-
6	24,5	255	+	+	+
Prévalences			50%	66,66%	25%

**Mode opératoire :**

**1-Mesure des matières en suspension MES :**

**1<sup>ère</sup> étape : Conditionnement et préparation des filtres (WHATTMAN type GF/F) :**

- ❖ Rincer les filtres avec l'eau distillée, puis séchés à l'étuve pendant 2 heures à 105 °C ;
- ❖ Mettre les filtres dans des boites numérotées ;
- ❖ Placer les filtres dans un dessiccateur pour refroidir ;
- ❖ Peser chaque filtre à vide à l'aide d'une balance de précision de 0.01mg pour avoir P1 ;
- ❖ Replacer les filtres dans leurs boites pour éviter la poussière.

**2<sup>ème</sup> étape : Filtration de l'eau :**

- ❖ Avant de filtrer agiter l'échantillon pour homogénéiser ;
- ❖ La filtration s'effectue à l'aide d'un dispositif sous vide (on a filtré V=250 ml d'eau de chaque station) ;
- ❖ Supprimer l'aspiration dès que le filtre est à sec ;
- ❖ Remettre chaque filtre dans sa boîte numérotée ;
- ❖ Laisser les filtres dans un dessiccateur qui contient des cristaux de silice pour absorber l'humidité pendant 10 minutes.

**3<sup>ème</sup> étape : Séchage et pesée des filtres :**

- ❖ Mettre les boites contenant des filtres sans le couvercle à l'étuve à 70°C pendant 24 heures ;
- ❖ Replacer les filtres dans un dessiccateur pendant 10 minutes pour l'élimination de l'humidité ;
- ❖ Peser chaque filtre ;
- ❖ Remettre chaque filtre dans une boite à l'abri de la poussière.

**4<sup>ème</sup> étape : Calcul de la teneur en MES :**

La détermination de la concentration de la matière en suspension est donnée par l'expression suivante :

$$[\text{MES}] \text{ mg/l} = \frac{P_2 - P_1}{V}$$

- ✓ P<sub>1</sub> : poids du filtre avant filtration (mg) ;
- ✓ P<sub>2</sub> : poids du filtre après filtration (mg) ;
- ✓ V: volume filtre (L).

**2-Mesure des sels nutritifs :**

**2-1- Principe de dosage de l'azote ammoniacal ( $\text{NH}_3+\text{NH}_4^+$ ) :**

**a) - Les réactifs utilisés dans le dosage de l'ammonium :**

**Réactif 1 : Solution de phénol Nitroprussiate :**

Les produits nécessaires :

- ❖ 17,5 g de phénol ( $\text{C}_6\text{H}_5\text{OH}$ );
- ❖ 200 g nitroprussiate de sodium ( $\text{NaFe}(\text{CN})_5\text{NO}, 2\text{H}_2\text{O}$ );
- ❖ 500 ml d'eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ ).

**Réactif 2 : Solution Alcaline d'hypochlorite :**

- ❖ 140 g de citrate trisodique hypochlorite ( $\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ );
- ❖ 11 g de soude ( $\text{NaOH}$ ) ;
- ❖ 400 ml de l'eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ ) ;
- ❖ 20 ml d'hypochlorite de sodium (solution normale  $\text{NaOCl}$ ) ;
- ❖ 500 ml d'eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ ).

**b)- Solution étalon primaire d'ammonium :**

Sécher 1 h à  $110^\circ\text{C}$  du sulfate d'ammonium de pureté analytique,  $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ , et en dissoudre 0,3305 g dans 500 ml d'eau distillée. Cette solution est stable indéfiniment au réfrigérateur.

**c)- Solution étalon secondaire d'ammonium :**

Diluer 10 fois la solution étalon primaire avec de l'eau déminéralisée de bonne qualité, ou de l'eau fraîchement distillée. Ajouter du chloroforme à raison de 1 ml/l.

**d)- Mode opératoire :**

- ❖ Prendre 50 ml d'échantillon directement dans le flacon ;
- ❖ Ajouter 1,5 ml du réactif 1 ;
- ❖ Boucher et agiter pour bien homogénéiser ;
- ❖ Ajouter sans attendre 1,5 ml du réactif 2 ;
- ❖ Boucher et agiter à nouveau ;
- ❖ Placer immédiatement à l'abri de la lumière pendant 6 à 8 h (ou mieux pendant une nuit) à température ambiante ;
- ❖ Mesurer l'absorbance à 630 nm.

➤ **Etalonnage :**

On opère de la façon suivante :

- ❖ Introduire, dans des fioles de 100 ml , 2- 4- 8- 16- 20 ml de la solution étalon secondaire compléter à 100 ml avec de l'eau de mer pour obtenir la gamme de concentrations : 0,5- 1- 2- 4- 5  $\mu\text{mol/l}$  ;
- ❖ Faire deux analyses de chacun de ces étalons ;

- ❖ Retrancher des mesures d'absorbance la valeur obtenue avec l'eau de mer et tracer la courbe d'étalonnage.

## 2-2- Principe de dosage des nitrites (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>) :

### a)- Réactifs nécessaires pour le dosage des nitrites :

#### *Réactif 1 : solution de sulfanilamide :*

- ❖ 50 ml d'acide chlorhydrique concentré (HCl) ;
- ❖ 300 ml d'eau distillée (H<sub>2</sub>O) ;
- ❖ 5 g de sulfanilamide ;
- ❖ Compléter à 500 ml d'eau distillée (H<sub>2</sub>O).

#### *Réactif 2 : solution de n - naphthyl -éthylène diamine :*

- ❖ 0,5 g de dichlorhydrate de n- (1- naphthyl)- éthylènediamine ;
- ❖ Compléter à 500 ml d'eau distillée.

### b)- Solution étalon primaire et secondaire de nitrite :

- ❖ Sécher à 110° C pendant plusieurs heures du nitrite de sodium anhydre NaNO<sub>2</sub> de pureté garantie. GRASSHOFF (1976) recommande de ne pas utiliser de produit trop ancien ;
- ❖ Dissoudre 0,1725 g dans de l'eau distillée, à compléter à 500 ml et ajouter 0,5 ml de chloroforme ;
- ❖ Conserver au froid et à l'abri de la lumière, cette solution est stable 1à2 mois ;
- ❖ Diluer 50 fois la solution mer pour obtenir la solution secondaire.

### c)- Mode opératoire :

- ❖ Rincer de l'éprouvette de 50 ml avec l'eau distillée et introduire 50ml de l'échantillon ;
- ❖ Ajouter 1 ml du réactif 1 et mélanger ;
- ❖ Laisser reposer 2 à 8 min ;
- ❖ Ajouter 1 ml de réactif 2 et mélanger à nouveau ;
- ❖ Attendre au moins 10 min mais pas plus de 2 heures ;
- ❖ Mesurer l'absorbance en cuve de 10 cm de trajet optique à la longueur d'onde de 543 nm.

#### ➤ Etalonnage :

- ❖ Préparer l'étalon secondaire ;
- ❖ Introduire, dans des fioles jaugées de 100 ml, 4- 8- 16- 32- 48 ml de la solution secondaire et compléter à 100 ml avec de l'eau distillée afin d'obtenir la gamme de concentrations : 1- 2- 4- 8- 12 μ mol/l ;

- ❖ Faire deux analyses de chacun de ces étalons, ainsi que de l'eau de mer non dopée ;
- ❖ Retrancher des mesures la valeur obtenue avec l'eau de mer non dopée et tracer la droite d'étalonnage.

### 2-3- Principe du dosage des nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ) :

#### a)- Préparation de cadmium:

- ❖ Tamiser du cadmium en grains pour en garder la fraction comprise entre 0,5 et 2 mm ;
- ❖ Laver environ 50 g de grains à l'acide chlorhydrique 2 mol. l<sup>-1</sup> puis rincé à l'eau distillée ;
- ❖ Laver rapidement par l'acide nitrique 0,3 mol. l<sup>-1</sup> puis rincé à l'eau distillée ;
- ❖ Laver à nouveau par l'acide chlorhydrique 2 mol. l<sup>-1</sup> pour chasser les ions  $\text{NO}_3^-$  et rincer abondamment à l'eau distillée ;
- ❖ Traiter alors le cadmium par 100 à 150 ml de solution de sulfate de cuivre : dans un erlenmeyer agiter le cadmium avec cette solution et laisser en contact pendant plusieurs minutes : la solution de décolore ;
- ❖ Laver ensuite abondamment à l'eau distillée, par débordement de l'erlenmeyer pour ne jamais mettre en contact le cadmium traité avec l'air, jusqu'à ce qu'il n'y ait plus de fines particules en suspension.

#### b)- Remplissage et traitement de la colonne :

- ❖ Mettre au bas de la colonne la laine de verre, pour retenir le cadmium ;
- ❖ Remplir complètement la colonne avec la solution diluée de chlorure d'ammonium ;
- ❖ Remplir d'eau l'erlenmeyer contenant le cadmium et lui adapter un bouchon muni d'un tube de verre comme indiqué sur la figure ;
- ❖ Retourner l'erlenmeyer sur la colonne sans y faire entrer d'air et faire tomber le cadmium petit à petit jusqu'à une hauteur de 15 à 25 cm tout en tapotant la colonne pour obtenir un tassement régulier ;
- ❖ Laver abondamment la colonne avec la solution diluée de chlorure d'ammonium.

#### c)- Mode opératoire :

- ❖ Prendre  $100 \pm 2$  ml d'échantillon, ajouter 2 ml de la solution concentrée de chlorure d'ammonium et mélanger correctement ;

- ❖ Verser environ 5 ml de cette solution dans la colonne et laisser écouler : cette procédure diminue considérablement les risques d'interférences entre échantillons successifs ;
- ❖ Verser alors le reste de l'échantillon ;
- ❖ Rejeter les 30 premiers millilitres ;
- ❖ Rincer une éprouvette graduée de 50 ml avec quelques millilitres de la solution sortant de la colonne et recueillir 50 ml de l'effluent ;
- ❖ Ajouter aussitôt 1 ml de réactif 1 et mélanger ;
- ❖ Laisser reposer 2 à 8 min ;
- ❖ Ajouter 1 ml du réactif 2, mélanger ;
- ❖ Attendre au moins 10 min mais pas plus de 2 h ;
- ❖ Mesurer l'absorbance en cuves de 10 cm à 543 nm.

➤ **Etalonnage :**

Compte tenu du fait que les ions nitrate sont réduits en nitrite par passage sur la colonne, l'étalonnage est effectué avec des solutions de nitrite.

**2-4- Principe de dosage des phosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ ) :**

**a) -Les réactifs utilisés dans le dosage des phosphates :**

**Réactif 1 : Solution heptamolybdate d'ammonium :**

- ❖ 6 g de paramolybdate d'ammonium  $[(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}, 4\text{H}_2\text{O}]$  ;
- ❖ 150 ml d'eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ ).

**Réactif 2 : Solution d'acide sulfurique -4,9 N :**

- ❖ 69,4 ml de l'acide sulfurique ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ) concentré et compléter avec 500 ml eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ ).

**Réactif 3 : 500 ml de solution ascorbique :**

- ❖ 18g de l'acide ascorbique ( $\text{C}_8\text{H}_8\text{O}_6$ );
- ❖ Compléter avec 500 ml eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ ).

**Réactif 4 : 50 ml de solution d'oxotartrate de potassium et d'antimoine :**

- ❖ 150 mg d'oxotartrate de potassium et d'antimoine III K ( $\text{SbO}$ )  $\text{C}_4\text{H}_4\text{O}_6$ , 0,5  $\text{H}_2$  ;
- ❖ 50 ml d'eau distillée ( $\text{H}_2\text{O}$ ).

**b) - Mélange – réactif :**

Mélanger les réactifs ci-dessus dans les proportions suivantes :

- ❖ 100 ml de solution molybdate d'ammonium ;
- ❖ 250 ml de l'acide sulfurique 2.5 mol/l ;
- ❖ 100 ml de solution d'acide ascorbique ;
- ❖ 50 ml de solution d'oxotartrate de potassium et d'antimoine.

**c) - Solution étalon primaire de phosphate :**

- ❖ Sécher à 100°C ou au dessiccateur, sur H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentré, du dihydrogénophosphate de potassium anhydre (KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>) ;
- ❖ Dissoudre 0,3402g dans 500 ml distillée et ajouter 500 ml de chloroforme.

**d) - Solution étalon secondaire de phosphate :**

- ❖ Diluer 50 fois la solution étalon primaire : 5 ml de complétés à 500 ml avec de l'eau distillée ;
- ❖ Mettre dans un flacon brun avec 0,5 ml de chloroforme.

**e) - Mode opératoire :**

La température des échantillons doit être comprise entre 15 et 30° C on procède comme suit :

- ❖ Préparer le mélange réactif ;
- ❖ Mesurer 50 ml d'échantillon ;
- ❖ Ajouter 5 ml mélange – réactif ;
- ❖ Attendre 5 min et mesurer l'absorbance à 885 nm en cuves de 10 cm.

➤ **Etalonnage :**

- ❖ Prendre (05) béchers pour obtenir la gamme de concentrations suivante :
- ❖ 0,5 -1 -2 -4 -5 µmol/l de PO<sub>4</sub><sup>3</sup> et ajouter 5 ml du mélange réactif.
- ❖ Retrancher des mesures d'absorbance la valeur obtenue avec l'eau de mer et tracer la droite d'étalonnage.

➤ **Blanc des réactifs :**

- ❖ Prendre 50 ml d'eau distillée et ajouter 5 ml de mélange réactif. Ce blanc n'est pas négligeable et doit être mesuré avant chaque série d'analyse.

**3-: Mesure de chlorophylle a**

**Matériel de mesure de chlorophylle a :**

- ❖ Des filtres (WHATTMAN type GF/F) ;
- ❖ 250 ml acétone à 90% ;
- ❖ 8 tubes à essai en verre de 15ml ;
- ❖ Solution étalon 10ml ;
- ❖ Une spectrophotométrie ;
- ❖ Eau de mer distillée pour le rinçage ;
- ❖ Carbonate de magnésium (MgCO<sub>3</sub>).

**1<sup>ère</sup> étape : Conditionnement et préparation des filtres (WHATTMAN type GF/F, diamètre 0,47 µm) :**

- ❖ Rincer les filtres avec l'eau distillée, puis séchés à l'étuve pendant 2 heures à 105 °C ;
- ❖ Mettre les filtres dans des boites numérotées ;
- ❖ Placer les filtres dans un dessiccateur pour refroidir ;
- ❖ Peser chaque filtre à vide à l'aide d'une balance de précision de 0.01mg pour avoir P1 ;
- ❖ Replacer les filtres dans leurs boites pour éviter la poussière.
- ❖ 2ème étape : Filtration de l'eau :
- ❖ Placé les flacons à l'abri de la lumière ;
- ❖ Avant de filtrer agiter l'échantillon pour homogénéiser ;
- ❖ La filtration s'effectue à l'aide d'un dispositif sous vide (on a filtré V=250 ml d'eau de chaque station) ;
- ❖ Pendant la filtration on a utilisé cinq gouttes du carbonate de magnésium ( $MgCO_3$ ) ;
- ❖ Supprimer l'aspiration dès que le filtre est à sec ;
- ❖ Remettre chaque filtre dans sa boîte numérotée ;
- ❖ Laisser les filtres dans un dessiccateur qui contient des cristaux de silice pour absorber l'humidité pendant 10 minutes.

Remarque : Carbonate de magnésium a été utilisé pour améliorer la rétention sur les filtres et pour prévenir toute acidification avant et pendant l'extraction, source de dégradation de la chlorophylle *a* et des phéopigments.

**3<sup>ème</sup> étape : Séchage et pesée des filtres :**

- ❖ Mettre les boites contenant des filtres sans le couvercle à l'étuve à 70°C pendant 24 heures ;
- ❖ Replacer les filtres dans un dessiccateur pendant 10 minutes pour l'élimination de l'humidité ;
- ❖ Remettre chaque filtre dans une boîte à l'abri de la poussière et dans un papier aluminium pour protéger à la lumière.

**4<sup>ème</sup> étape : Conservation des filtres:**

- ❖ Mettre les filtres dans un papier aluminium pour protéger à la lumière ;
- ❖ Conserver à le congélateur (-20°C).

**5<sup>ème</sup> étape : Extraction des pigments recueillis sur les filtres :**

- ❖ L'extrait et le dosage de la chlorophylle *a* est réalisé selon la méthode de LORENZEN (1967) ;
- ❖ Utiliser le solvant : l'acétone à : 90% ;

- ❖ Avant la décongélation des filtres, l'extraction des pigments s'effectue dans des tubes en verre contenant 10 ml d'acétone à 90%. Ces tubes sont recouverts ensuite par aluminium et sont immédiatement placés au réfrigérateur (environ 4°C) ;
- ❖ Après 24heurs (durée d'extraction) ;

**Remarque :** Ce solvant est utilisé parce qu'il est peu toxique, et pics d'absorption y sont plus étroits, plus intenses et plus précisément déterminés que pour les autres solvants.

**6<sup>ème</sup> étape : Calcul de la concentration de chlorophylle a :**

- ❖ Les filtres sont broyés à l'aide d'une pipette à l'intérieur des tubes, ensuite centrifugés pendant 5minute à 3500tours/min dans une centrifugeuse ;
- ❖ La mesure de l'absorbance de l'extrait pigmentaire dans le solvant est ensuite réalisée avant ( $A^{na}$ ) et après acidification ( $A^a$ ) avec 10µl d'acide chlorhydrique (HCl à 0,5 N) ;
- ❖ Les lectures d'absorbance sont effectuées sur un spectrophotomètre aux longueurs d'ondes 665 nm et 750 nm avant et après acidification ;
- ❖ Le calcul des concentrations de chlorophylle a se fait à partir de l'équation de LORENZEN (1967).

**Calcul de la concentration de chlorophylle a :**

La détermination de la concentration de chlorophylle *a* est donnée par l'expression suivante :

$$[\text{Chlorophylle } a] \mu\text{g/l} = \frac{27,7 (A_{665}^{na} - A_{665}^a) \cdot v}{v \cdot I}$$

- ✓ **V** : volume d'eau filtrée(I).
- ✓ **v** : volume de solvant d'extraction (ml).
- ✓ **I** : longueur du trajet optique de la cuve de mesure (cm).
- ✓  $A_{665}^{na}$ : Absorbance nette corrigée (avant acidification).
- ✓  $A_{665}^a$  : Absorbance nette corrigée (après acidification).

## ANNAXE 5

**Tableau n°1 : Identification des stations de prélèvement**

Station	Localisation	Profondeur (cm)
S1	Arrivé générale de la ferme (le puits d'eau de mer)	10 à 25
S2	Arrivé au bassin n° 5	10 à 25
S3	Arrivé au bassin n° 8	10 à 25
S4	Evacuation du bassin n° 5	10 à 25
S5	Evacuation du bassin n° 8	10 à 25
S6	Evacuation générale de la ferme (le point du pompage)	10 à 25

**Tableau n°2 : Les variables mesurés in situ (T, O<sub>2</sub>, pH)**

Station	O <sub>2</sub> dissous (mg/l)	T (°C)	pH
S1	5,0	27,7	8,133
S2	4,9	28,1	8,082
S3	5,0	28,5	8,080
S4	4,5	28,2	8,053
S5	4,5	28,3	8,080
S6	4,6	28,0	8,098

**Tableau n°3 : Teneur de l'eau en matière en suspension**

Station	Poids des filtres avant filtration (mg)	Poids des filtres après filtration (mg)	Différence de poids (mg)	Volume utilisé (l)	MES (mg/l)
S1	84,4	95,7	11,3	0,250	45,2
S2	84,2	95,9	11,7	0,250	46,8
S3	83,4	95,3	11,9	0,250	47,6
S4	85,2	97,4	12,2	0,250	48,8
S5	84,0	96,3	12,3	0,250	49,2
S6	84,9	97,6	12,7	0,250	50,8

**Tableau n°4 : Concentrations des standards pour les sels nutritifs**

Concentration des standards	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (µmol / l)	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (µmol / l)	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (µmol / l)	PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> (µmol / l)
Standard 1	0,5	1	0,5	0,5
Standard 2	1	2	1	1
Standard 3	2	4	2	2
Standard 4	4	8	4	4
Standard 5	5	12	5	5

## ANNAXE 5

**Tableau n°5 : Teneur de l'eau en sels nutritifs**

Station	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>		NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>		NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>		PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup>	
	μmol/l	mg/l	μmol/l	mg/l	μmol/l	mg/l	μmol/l	mg/l
1	4,3383	0,0781	0,3121	0,0143	0,5923	0,0367	4,5039	0,4279
2	4,3590	0,0785	0,2019	0,0093	0,4189	0,0260	3,7453	0,3558
3	3,7806	0,0680	0,2817	0,0129	0,5002	0,0310	4,3178	0,4102
4	4,8526	0,0873	0,3350	0,0154	0,3684	0,0228	2,2214	0,2110
5	1,4617	0,0263	0,2528	0,0116	0,3763	0,0233	3,0852	0,2931
6	4,8526	0,0873	0,2570	0,0118	0,3684	0,0228	1,1336	0,1077

**Tableau n°6 : Teneur de l'eau en chlorophylle *a***

Station	<i>A</i> <sub>665</sub> <sup>na</sup>	<i>A</i> <sub>665</sub> <sup>a</sup>	Chlorophylle <i>a</i> (μg/l)
1	0,057	0,059	0,1385
2	0,058	0,058	-
3	0,091	0,098	0,4847
4	0,063	0,068	0,3462
5	0,064	0,062	0,1385
6	0,058	0,057	0,0692

## ANNAXE 5

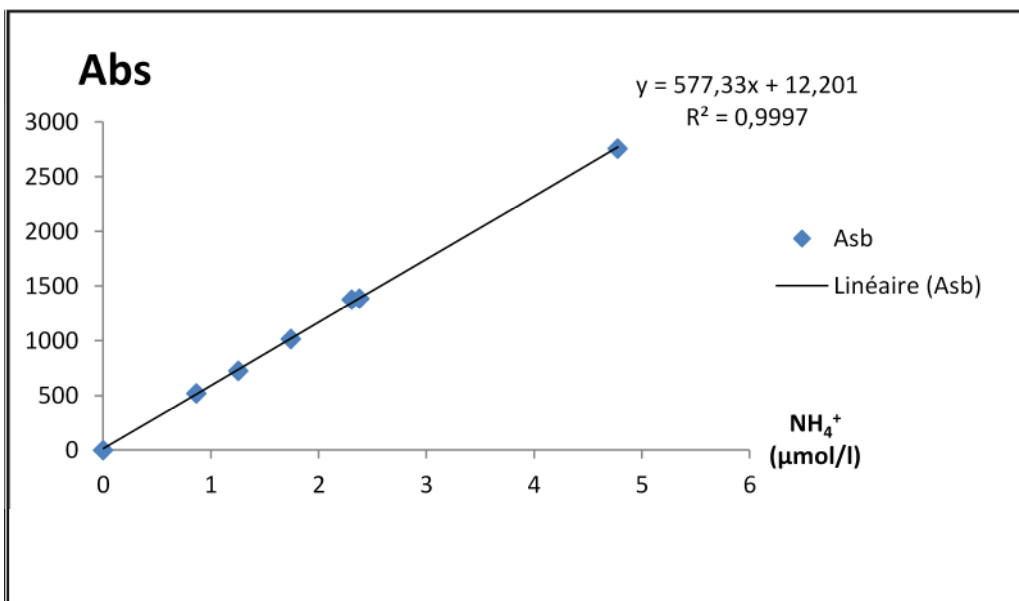


Figure 1 : Courbe d'étalonnage de l'ammonium NH<sub>4</sub><sup>+</sup>

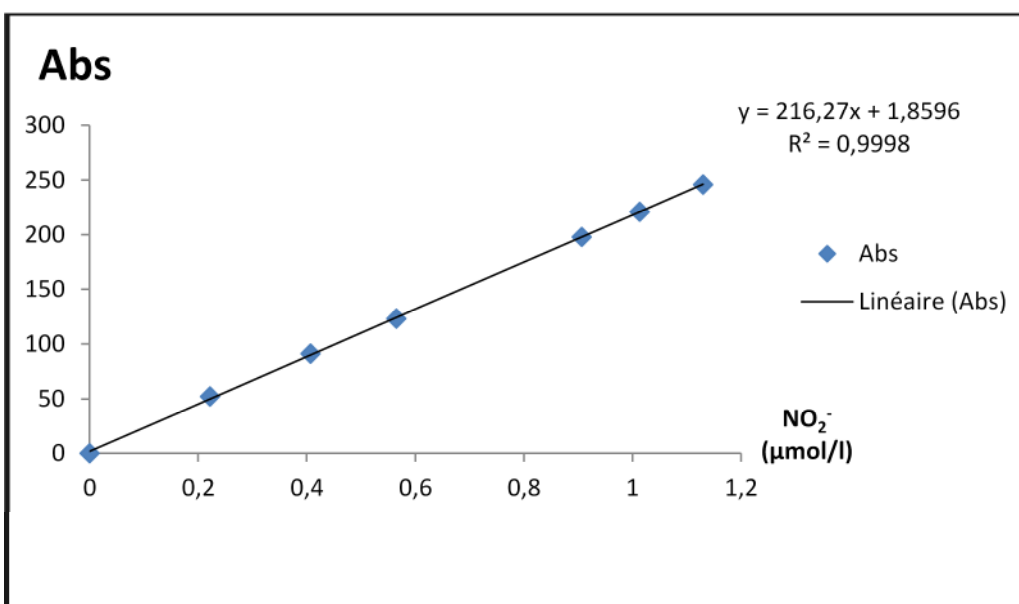


Figure 2 : Courbe d'étalonnage des nitrites NO<sub>2</sub><sup>-</sup>

## ANNAXE 5

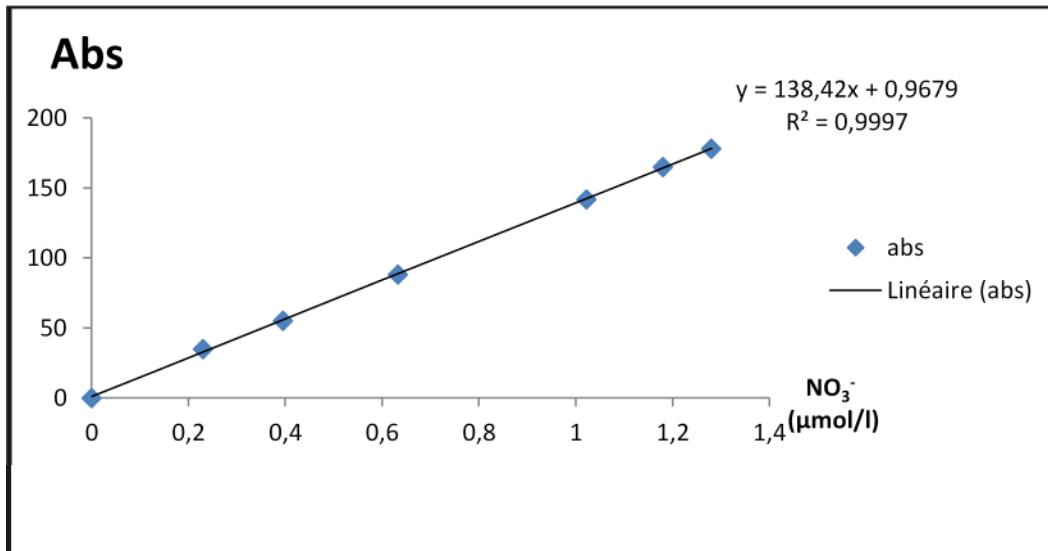


Figure 3 : Courbe d'étalonnage des nitrates  $\text{NO}_3^-$

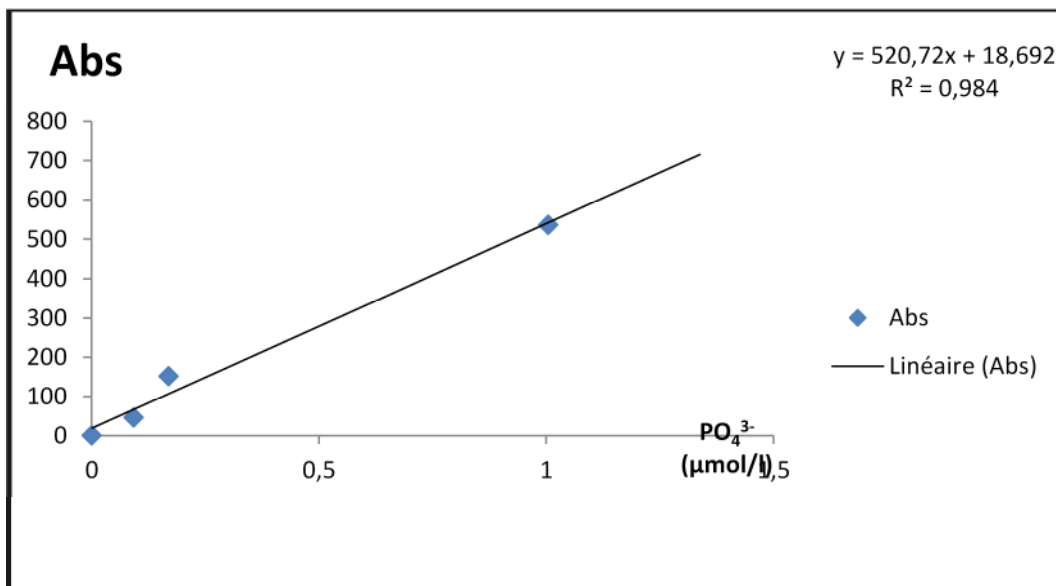


Figure 3 : Courbe d'étalonnage des phosphates  $\text{PO}_4^{3-}$

## ANNEXE 6

**Tableau1** : Désinfectants utilisables en aquaculture (d'après Lautreite *et al.*, 2004).

Procédé	Spectre d'activité	Indications (surface, matériau)
<u>PHYSIQUE</u>		
Assèchement	Tout agent pathogène	Bassins
Chaleur sèche	Tout agent pathogène	Pierre, fer, bassins en ciment
Chaleur humide	Tout agent pathogène	Cuves de transport
Rayons UV	Tout agent pathogène	Eau
<u>CHIMIQUE</u>		
Ammoniums quaternaires	Bactéries, virus, champignons	Mains, petit matériel, plastiques
Oxyde de calcium	Tout agent pathogène	Bassins en terre
Hypochlorite de sodium (eau de javel)	Bactéries, virus	Toutes les surfaces propres,
Hypochlorite de calcium	Bactéries, virus	Eau et surfaces propres
Cyanamide calcique	Tout agent pathogène en	Bassins en terre
Formaldéhyde	Parasites libres, bactéries, virus de la septicémie hémorragique virale	Constructions, matériel, cuves de transport
Iodophores	Bactéries, virus	Mains, surfaces lisse, gamètes
Ozone	Tout agent pathogène	Eau
Permanganate de potassium	Tout agent pathogène	Bassins
Acide chlorhydrique	Tout agent pathogène	Bassins et circuits hydrauliques
Hydroxyde de sodium	Tout agent pathogène	Surfaces résistantes (plastiques,
Alcool éthylique Alcool isopropylique	Bactéries, activité variable sur les virus, champignons SAUF	Mains
Phénols et dérivés phénoliques	Champignons SAUF spores, activité variable sur les bactéries et virus	Petit matériel, pédiluves