



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

جامعة أبو بكر بلقايد – تلمسان

UNIVERSITE ABOU BEKR BELKAID --TLEMCEN-



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre et de l'Univers
كلية علوم الطبيعة والحياة، وعلوم الأرض والكون

Département d'Ecologie Et Environnement
Laboratoire : Valorisation des actions de l'homme pour la protection de
l'environnement et application en santé publique

Mémoire présenté par

M^{elle} CHIRANI Khadidja Fatima Zohra

En vue de l'obtention du

Diplôme de MASTER

Filière : Hydrobiologie marine et continentale
Spécialité : Sciences de la Mer

Thème :

**Etude de maladies infectieuses et
parasitaires affectant la Dorade en cage
flottante**

Soutenu le : ... Juin 2025, devant le jury composé de :

Président: Mr. BOUKLI HACENE A. Sofiane	M.A.A	Université de Tlemcen
Examineur : Mr. ZETTAM Amin	M.C.A	Université de Tlemcen
Encadreur: Mr. BENDIMERAD Med. El Amine	M.C.A	Université de Tlemcen

Année Universitaire : 2024-2025

Remerciement

Je tiens tout d'abord à remercier Allah, Le Tout-Puissant, pour m'avoir donné la force, la patience et la persévérance nécessaires à l'accomplissement de ce travail.

Je remercie sincèrement mon encadrant, Mr. BENDIMERAD Mohammed El Amin, Maître de conférences et responsable de la formation Sciences de la mer, pour avoir accepté de diriger ce travail. Je lui suis profondément reconnaissant pour sa patience, ses conseils précieux et tout ce qu'il a apporté, directement ou indirectement, à la réalisation de ce mémoire.

Mes remerciements vont également à ma Co-encadrante, Mme. BENSABI Sihem, Professeure à l'École de pêche de Beni Saf, pour sa disponibilité, ses conseils avisés et son accompagnement tout au long de ce projet.

Je remercie Mr. BOUKLI Hacene A. Sofiane d'avoir présidé le jury et d'avoir pris le temps d'évaluer mon travail.

Je remercie également Mr. ZETTAM Amine pour son rôle d'examinateur et ses remarques enrichissantes.

Je tiens aussi à exprimer ma gratitude à Mr. Achour Fouad, propriétaire de la ferme "Royaume du Poisson", pour nous avoir accueillis et permis de réaliser notre stage ainsi que les travaux d'échantillonnage dans sa structure.

Enfin, je remercie chaleureusement toute la grande famille des Sciences de la mer, et tout particulièrement l'ensemble des enseignants pour leur soutien, leur bienveillance et les connaissances qu'ils ont su nous transmettre au fil des années.

Dédicace

Avant tout, je rends grâce à Allah pour Sa miséricorde et pour m'avoir permis d'arriver jusqu'ici.

Je dédie ce modeste travail à

Je dédie ce travail à ma chère mère, mon pilier, celle qui m'a soutenue sans relâche tout au long de mon parcours. Sa force, son amour et ses prières m'ont portée dans les moments les plus difficiles.

À mon père, dont la présence et les encouragements ont été précieux.

À ma sœur Bahaa, ma confidente et mon modèle de détermination, qui m'a donné la force et la confiance nécessaires pour croire en moi. Sans elle, ce chemin aurait été bien plus difficile.

Et enfin, à ma petite sœur Zahra, dont l'innocence et l'amour m'apportent chaque jour de la joie et de la douceur.

A toute ma famille.

Chirani Khadidja

Listes de figures

Figure 1 : l'aquaculture dans le monde	14
Figure 2 : la daurade royale	16
Figure 3 : schéma de la morphologie de la daurade	17
Figure 4 : les régions d'habitat de la daurade royale	18
Figure 5 : croissance et maturité de la daurade royale	18
Figure 6 : cycle de production de <i>sparus aurata</i> – système extensif	19
Figure 7 : cycle de production de <i>sparus aurata</i> – système intensif.....	19
Figure 8 : principales espèces produites par les principaux producteurs méditerranéens de l'aquaculture marine (part moyenne sur la période 2011-2015)..	20
Figure 9 : cage flottante	21
Figure 10 : schéma de processus de production de loup et la daurade en cage flottante	21
Figure 11 : nourrissage des poissons en milieu contrôlé.....	22
Figure 12 : gross external lesion on affected githead seabream (<i>sparus aurata</i>)	24
Figure 13 : encephalopathie virale et rétinite	25
Figure 14 : coupes histologiques de rate et de foie de daurade et de rein de bar atteints de photobactériose (Tunisie).....	26
Figure 15 : Daurade présentant une atteinte grave par <i>Vibrio alginolyticus</i>	27
Figure 16 : maladies de myxosporidies	28
Figure 17 : gilthead seabream with anemic gills infected by <i>S. chrysopharii</i>	29
Figure 18 : détection de maladie de ichtyophthiose	30
Figure 19 : représentation de syndrome hivernal.....	30
Figure 20 : syndrome de mort subite	31
Figure 21 : cage flottante	32
Figure 22 : situation géographique de Sidna Yougha	35
Figure 23 : littoral de Sidna Yougha	36
Figure 24 : carte bathymétrique de la plage de Sidna Yougha	37
Figure 25 : port de Sidna Yougha	38
Figure 26 : amarrage des cages	39
Figure 27 : poids moyen et anomalies des poissons par cage et échantillonnages	58
Figure 28 : observation interne des poissons (graisse, estomac, liquide, hémorragies)	59

Listes de tableau

Tableau 1 : situation de l'aquaculture en Algérie.....	15
Tableau 2 : température mensuelle de la plage sidna youchaa.....	36
Tableau 3 : alimentation de la daurade en cage flottante	41
Tableau 4 : calendrier des sorties effectues	45
Tableau 5 : résultat de l'échantillonnage -cage 3-	50
Tableau 6 : résultat de l'échantillonnage – cage 3-	51
Tableau 7 : résultat des observations sanitaires dans la cage : cage 6	52
Tableau 8 : résultat des observations : cage 3.....	53
Tableau 9 : résultat des observations : cage 6	54
Tableau 10 : analyses morphologiques et sanitaires des poissons : cage 3	55
Tableau 11 : analyses morphologiques et sanitaires des poissons : cage 6.....	55
Tableau 12 : observations des poissons : cage 3.....	56
Tableau 13 : synthèse des observations issues de l'échantillonnage de la cage 6..	57

Listes des photos

Photo 1 : Hangar de stockage	40
Photo 2 : Distribution de nourriture aux daurades	42
Photo 3 : Site d'élevage en mer	45
Photo 4 : Poisson dans la glacière	46
Photo 5 : Autopsie d'un poisson	48

Liste d'abréviation

G : gramme

Pm : poids moyen

M : mètre

Mm : millimètre

% : pourcentage

Km : kilomètre

T°C : température en degrés Celsius

N : nord

C ° : degrés Celsius

W : West

Kg : kilos gramme

M³ : mètre cube

Cm : centimètre

‰ : partie par mille

Sommaire

Introduction	11
Chapitre 1 : Synthèse bibliographique	
I. Généralité sur l'aquaculture	13
I.1. Définition de l'aquaculture	13
I.2. Types d'aquaculture	13
I.3. L'aquaculture dans le monde	14
1.4. L'aquaculture en Algérie	15
II. Description du matériel biologique	15
II.1. Présentation de la daurade royale	15
II.1.1. Classification taxonomique (Fellouh, 2022)	16
II.1.2. Morphologie	17
II.1.3. Habitat	17
II.1.4. Régime alimentaire	18
II.1.5. Croissance	18
II.1.6. Cycle de développement	19
II.2. Production de la dorade cage flottante : en méditerranée	20
II.3. Élevage de la daurade royale en cages flottantes : pratiques et optimisation de la production	20
II.3.1. Systèmes d'élevage en cages flottantes	20
II.3.2. Cycle de production	21
II.3.3. Gestion de l'alimentation et de la santé	22
III. Identification et gestion des maladies de la daurade royale (<i>sparus aurata</i>) en élevage en cage flottante	22
III.1. Pathologie des poisons	22
III.2. Les différentes maladies de la daurade royale en cage flottante	23
III.2.1. Maladies infectieuses	23
III.2.2. Maladies virales	23
III.2.3. Maladies bactériennes	26
III.2.4. Maladies parasitaires	27
III.3. Autre maladie	29
III.4. Stratégie de gestion et de prévention des maladies dans les cages flottantes	31
III.4.1. Surveillance et prévention des maladies	31
III.5. Impact de ces maladies sur la croissance de la daurade dans les cages flottante	32
III.5.1. Impact sur la gestion de l'élevage	33
III.5.2. Solutions pour limiter l'impact des maladies	33

Chapitre 2 : Présentation de la zone d'étude

I. Choix de station d'étude (sidna youchaa)	35
I.1. Localisation géographique	35
I.2. Climat et conditions météorologiques	35
I.3. Salinité	36
I.4. Hydrologie	36
I.5. Courantologie	37
I.6. Bathymétrie	37
II. Etude technique de la ferme aquacole royaume du poisson	37
II.1. Description et choix du site de la ferme	37
II.2. Infrastructures	38
II.3. Cage flottante	38
II.4. L'amarrage des cages	39
II.5. Filet	39
II.6. Hangar de stockage	40
II.7. Personnel de la ferme	40
II.8. Objectif de la production	41
II.9. Approvisionnement en juvéniles	41
II.10. L'approvisionnement en aliment	41
II.11. Contrôle de l'élevage	42
II.12. Suivi de la croissance	42
II.13. Suivi de la mortalité	43

Chapitre 3 : Matériels et méthodes

I. Méthode de travail sur le terrain	45
I.1. Site d'étude et échantillonnage	45
I.1.1. Localisation des cages flottantes	45
I.1.2. Sorties sur le terrain	45
I.1.3. Méthode de capture	45
I.1.4. Transport des échantillons	46
II. Travail au laboratoire	46
II.1. Matériel utilisé	46
II.1.1. Instruments de dissection	46
II.1.2. Microscopie	46
II.1.3. Coloration	46
III. Protocole d'analyse	47

Chapitre 4 : Résultats et discussion

I. Analyse des résultats de l'échantillonnage des daurades royales	50
Conclusion générale	62
Références	64

Introduction

Introduction

L'aquaculture est aujourd'hui le secteur de production alimentaire à la croissance la plus rapide, jouant un rôle clé dans la sécurité alimentaire et le développement économique. **(Fao, 2022)**. En Algérie, l'essor du secteur aquacole s'accompagne d'une volonté de diversification, notamment à travers l'élevage de la Daurade royale (*Sparus aurata*), une espèce noble dont l'importation représente un coût économique important **(Benabdelmoumen et al, 2022)**. Développer sa reproduction localement devient donc une nécessité pour garantir la durabilité de cette filière.

Cependant, l'essor de l'aquaculture en cage flottante s'accompagne de défis sanitaires majeurs. L'augmentation de la densité des poissons en élevage favorise la prolifération des agents pathogènes et le développement de maladies infectieuses et parasitaires, qui peuvent entraîner des pertes économiques importantes **(Nowak, 2007)**.

Selon Griot (2008), « l'intensification de la production favorise l'apparition et la propagation de maladies, impactant directement la rentabilité des exploitations aquacoles ». Parmi les pathologies les plus courantes affectant la daurade royale, on retrouve la nodaviriose, la vibriose et plusieurs infections parasitaires, notamment *Sparicotyle chrysophrii*, un monogène particulièrement nuisible en cage flottante **(Rigos et Katharios, 2010)**.

Face à ces défis, le commerce des œufs et des poissons d'élevage s'est internationalisé, augmentant les risques sanitaires et écologiques associés **(Griot, 2008)**. Il devient alors crucial de mettre en place des stratégies de gestion et de prévention efficaces afin d'assurer un développement durable du secteur aquacole en Algérie.

L'objectif de cette étude est de d'identifier et d'analyser les principales maladies infectieuse et parasitaire affectant la daurade royale en cage flottante. Pour cela, nous nous appuierons sur des observations en élevage et des analyses en laboratoire afin de proposer des mesures de préventions et de gestion sanitaire adaptées, dans le but de limiter les pertes et d'optimiser la production d'élevage.

Le manuscrit est structure sur quatre chapitres :

Le premier est une synthèse bibliographique des généralités sur l'aquaculture, présentation de la dorade et les maladies qu'ils l'affecte, ainsi que les mesures de préventions mises en place et leurs effets sur la croissance de la daurade.

Le deuxième chapitre réside dans la présentation du site étudiée. La partie matériel et méthode constituent le troisième chapitre. Dans le quatrième chapitre, nous donnons des résultats obtenus de cette étude avec discussion affiliée, à la fin nous donnons une conclusion générale.

CHAPITRE 1

SYNTHESE

BIBLIOGRAPHIQUE

I. Généralité sur l'aquaculture

I.1. Définition de l'aquaculture

L'aquaculture désigne l'ensemble des activités de production d'organismes aquatiques, qu'il s'agisse de poissons, de mollusques, de crustacés ou encore de plantes aquatiques. Contrairement à la pêche, qui consiste à capturer des espèces sauvages dans leur milieu naturel, l'aquaculture repose sur une intervention humaine visant à contrôler et optimiser la croissance des espèces élevées. Cette intervention peut inclure des actions telles que l'alimentation, la sélection génétique, la protection contre les prédateurs et la gestion des conditions environnementales (qualité de l'eau, température, oxygénation, etc.).

Selon la FAO (Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture), «l'aquaculture est la production d'organismes aquatiques impliquant une intervention humaine pour accroître la production et nécessitant la propriété des stocks élevés tout au long du cycle de production » **(FAO, 2022)**.

I.2. Types d'aquaculture

L'aquaculture peut être classée selon plusieurs critères :

En fonction du milieu :

- Aquaculture en eau douce (étangs, lacs, rivières)
- Aquaculture en eau de mer (mariculture, exploitée en pleine mer ou en bassins côtiers)
- Aquaculture en eau saumâtre (zones estuariennes). **(Boyd et Mcnevin, 2015)**

En fonction des espèces élevées :

- Pisciculture (élevage de poissons : saumon, tilapia, truite, etc.)
- Conchyliculture (élevage de mollusques comme les huîtres et les moules)
- Crustaciculture (élevage de crevettes, crabes)
- Algoculture (culture d'algues destinées à la consommation ou à l'industrie) **(Lucas et Southgate, 2012)**.

En fonction des méthodes d'élevage :

- Aquaculture extensive (peu d'intervention humaine, faible densité d'élevage)
- Aquaculture semi-intensive et intensive (forte densité, usage de technologies avancées pour maximiser la production). **(Bostock et al, 2010)**

I.3. L'aquaculture dans le monde

L'aquaculture, définie comme l'élevage d'organismes aquatiques tels que les poissons, les mollusques, les crustacés et les plantes en milieu contrôlé, a connu une croissance remarquable au cours des dernières décennies. Selon le rapport de la FAO intitulé *The State of World Fisheries and Aquaculture 2022*, la production mondiale combinée des pêches et de l'aquaculture a atteint un niveau record de 214 millions de tonnes en 2020, dont 178 millions de tonnes d'animaux aquatiques et 36 millions de tonnes d'algues.

Cette augmentation est principalement attribuée à l'expansion de l'aquaculture, en particulier en Asie, qui représente environ 91,6 % de la production totale. En 2020, la production aquacole mondiale a atteint 122,6 millions de tonnes, avec une valeur totale estimée à 281,5 milliards de dollars américains. Les animaux aquatiques ont contribué à hauteur de 87,5 millions de tonnes, tandis que les algues ont représenté 35,1 millions de tonnes.

La consommation mondiale de produits aquatiques a également augmenté, passant d'une moyenne de 9,9 kg par habitant dans les années 1960 à 20,2 kg en 2020. Cette tendance est le résultat de l'urbanisation croissante, de l'augmentation des revenus et des améliorations dans les pratiques post-récolte. (Fao, 2022)

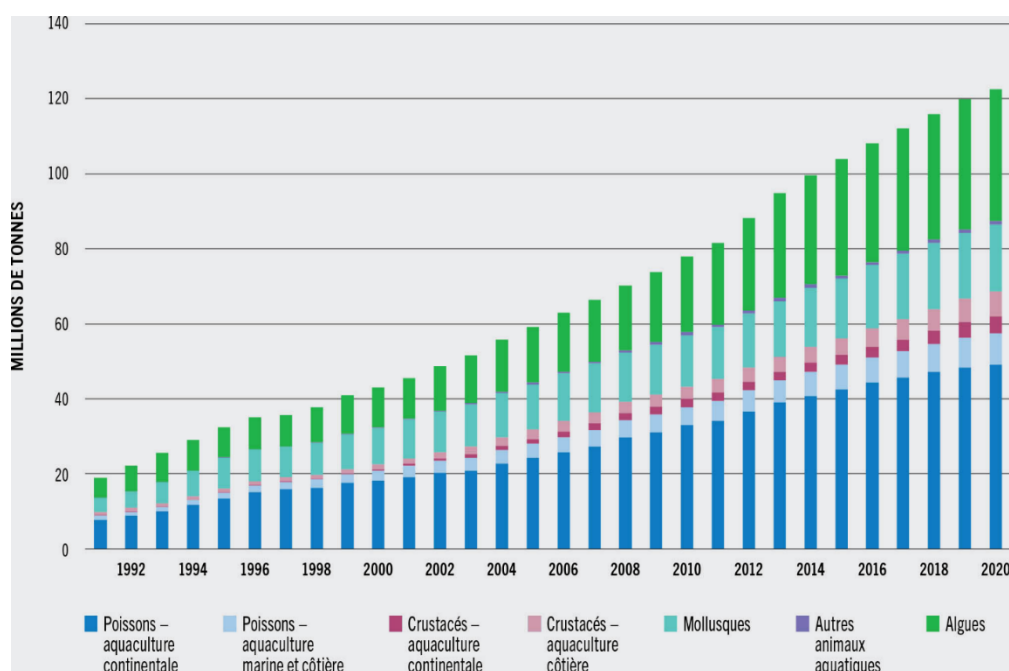


Fig. 1 l'aquaculture dans le monde (Fao, 2022)

1.4. L'aquaculture en Algérie

L'aquaculture en Algérie est une filière en pleine expansion, visant à diversifier les ressources halieutiques et à renforcer la sécurité alimentaire du pays. Historiquement, elle a connu plusieurs étapes, allant des premiers essais de production en eau douce dans les années 1920 à la pisciculture de repeuplement des barrages pour la pêche continentale. Aujourd'hui, l'Algérie s'appuie sur une stratégie nationale de développement durable de l'aquaculture marine et d'eau douce, impliquant le secteur privé et public. Cette stratégie comprend des mesures incitatives, un encadrement institutionnel et une réglementation adaptée, favorisant notamment la pisciculture marine (élevage du loup de mer et de la dorade), la conchyliculture (moules, huîtres) et la pisciculture d'eau douce (carpe, tilapia). En dépit des défis liés à la formation, aux infrastructures et au suivi sanitaire, l'Algérie ambitionne d'atteindre une production aquacole de 150 000 tonnes par an à l'horizon 2035, tout en garantissant la préservation des écosystèmes aquatiques (Bouguerra,2020).

Tableau 1 : situation de l'aquaculture en Algérie (Nay et al.,2023)

Type d'aquaculture	Milieu	Mode de Production	Principales espèces	Effectif	Production	Projet
Pisciculture	-Retenue du barrage	Extensif	-Poisson chat	01	Oui	Public à caractère expérimental
	-Bassin d'irrigation	Intensif	-Tilapia et poisson chat	320	Oui	Prive
	-Bassin d'irrigation ou étang	Intensif	-Dorade royale	300-500	Oui	Prive ou public
Algoculture	Eaux intérieure	Intensif	Spiruline		NA	Prive
Crevetticulture	Eaux intérieure	Intensif	Crevette a pattes blanches	02	NA	Public à caractère expérimental

II. Description du matériel biologique

II.1. Présentation de la daurade royale

La dorade royale (*Sparus aurata*), également appelée daurade royale, est un poisson emblématique des eaux côtières européennes et méditerranéennes. Voici une présentation détaillée de cette espèce, couvrant sa systématique, sa morphologie, son habitat, son régime alimentaire et son cycle de développement. (Fellouh, 2022)



Fig. 2 : Une daurade royale dans un banc de sars (**Ferrero**)

II.1.1. Classification taxonomique (Fellouh, 2022)

Sparus aurata appartient à la famille des Sparidés, selon la classification suivante :

	Français	Latin
• Règne	Animale	Animalia
• Embranchement	Chordés	Chordata
• Sous-Embranchement	Vertébrés	Vertebrata
• Super-classe	Ostéichthyens	Osteichthyes
• Classe	Actinoptérygiens	Actinopterygii
• Sous-classe	Neoptérygiens	Neopterygii
• Infra-classe	Téléostéen	Teleostei
• Super-ordre	Acanthoptérygiens	Acanthopterygii
• Ordre	Perciformes	Perciformes
• Sous-ordre	Percoïdés	Percoidei
• Famille	Sparidés	Sparidae
• Genre	<i>Sparus</i>	
• Espèce	<i>Sparus aurata</i> (Linné, 1758)	

II.1.2. Morphologie

La daurade royale possède un corps ovale, comprimé latéralement, avec une tête convexe et de petits yeux. Elle est facilement identifiable grâce à une bande dorée entre les yeux et une tache noire sur le haut de l'opercule. Son museau est deux fois plus long que le diamètre de l'œil, et l'extrémité de sa nageoire caudale est bordée de noir. Elle est munie de 11 épines dorsales et présente des lèvres épaisses. Sa dentition est adaptée pour broyer les coquilles et carapaces de ses proies. **(Quero et Vayne, 2005)**

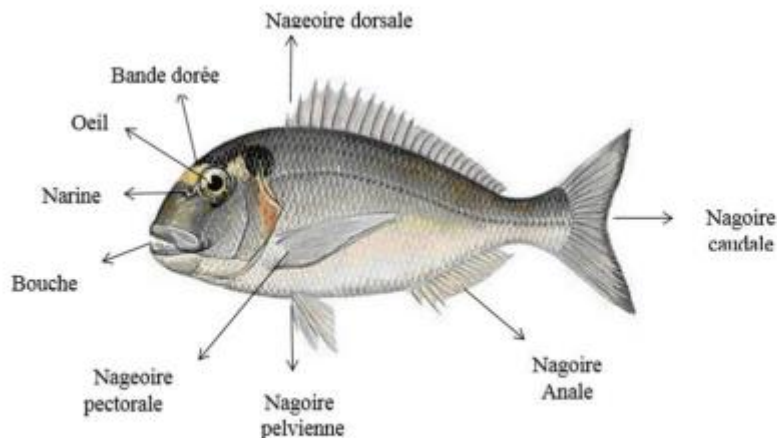


Fig. 3 : schéma de la morphologie de la daurade [Nemous and Nechniche, 2022]

II.1.3. Habitat

Espèce euryhaline et eurytherme, la daurade royale fréquente divers environnements marins et saumâtres, tels que les lagunes côtières et les zones estuariennes, notamment durant les premiers stades de son cycle de vie. Les juvéniles migrent au printemps vers des eaux côtières abritées, riches en ressources trophiques et à températures plus clémentes. À l'automne, ils retournent en mer ouverte, où les adultes se reproduisent. Les adultes se rencontrent généralement sur des fonds rocheux, des herbiers de *Posidonia oceanica* ou des fonds sableux, à des profondeurs allant jusqu'à 50 mètres. **(Fao, 2005)**



Fig. 4 : les régions d'habitat de daurade royale. [Yuhei et al., 2020]

II.1.4. Régime alimentaire

Carnivore, la daurade royale se nourrit principalement de mollusques à coque (moules, huîtres), de crustacés, d'oursins, de céphalopodes et de petits poissons. Sa dentition puissante lui permet de broyer les coquilles et carapaces de ses proies. Elle peut également consommer des algues. (Chaoui, 2005)

II.1.5. Croissance

La daurade est hermaphrodite, elle naît mâle puis elle devient femelle vers l'âge de 2-3 ans. Elles sont majoritairement des femelles.

La croissance de la Dorade diffère selon le milieu. Elle est plus rapide les premières années, dans les étangs saumâtres qu'en mer. La taille correspondant à la première maturité sexuelle, est de 33-40 cm pour un poids de 1 à 3 kg. La taille commune est de 35 cm.

- Vers 9 ans, elle atteint 50 à 60 cm.
- La taille maximale atteinte, est 70 cm
- Le poids Maximal reporté, est de 17.2 kg
- Age maximal reporté : 11 ans. [Karoui et al., 2021].

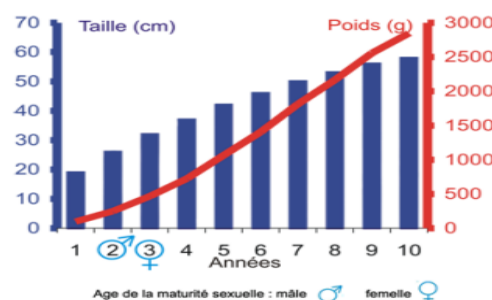


Fig. 5 : croissance et maturité de la daurade royale [Web3, 2018]

II.1.6. Cycle de développement

La daurade royale est une espèce hermaphrodite protandre : les individus naissent mâles et deviennent femelles après 2 à 3 ans, généralement lorsqu'ils atteignent une taille de 20 à 30 cm. La reproduction a lieu en mer ouverte, principalement d'octobre à décembre. Les femelles pondent des œufs sphériques et transparents, d'un diamètre de 0,9 à 1,1 mm. Après l'éclosion, les larves dérivent avec le plancton avant de migrer vers les zones côtières pour grandir. Les juvéniles migrent souvent vers les lagunes et les estuaires au printemps, profitant de ces habitats riches en nourriture, puis retournent en mer à l'automne. (Ferra, 2005)

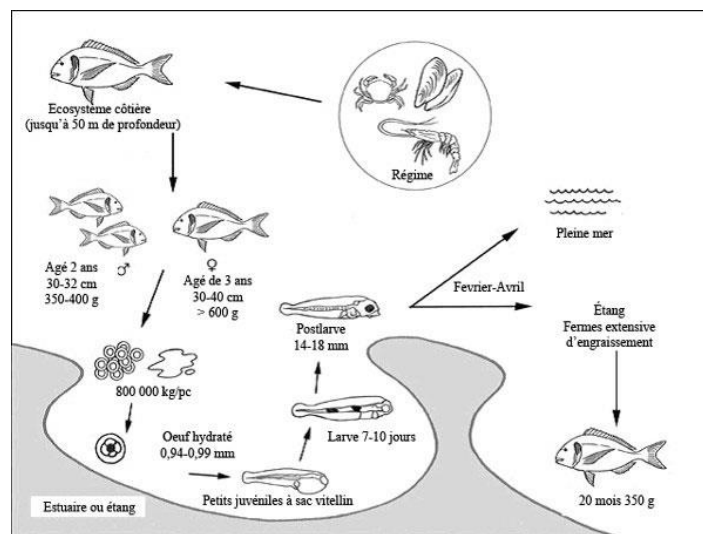


Fig. 6 : Cycle de production de *Sparus aurata* - système extensif (Fao, 2009)

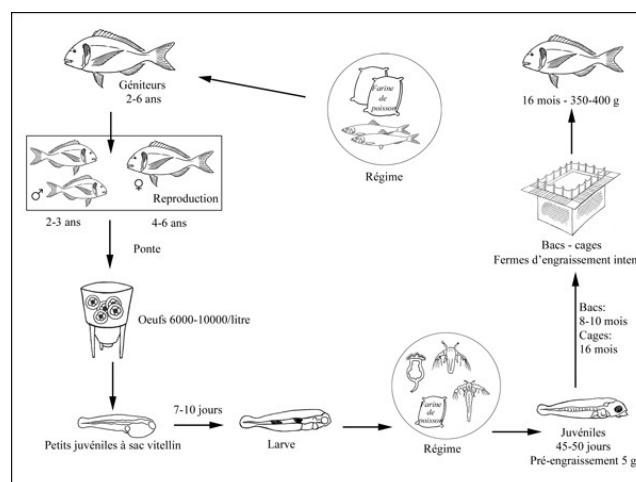


Fig. 7 : cycle de production de *Sparus aurata* - système intensif (Fao, 2009)

II.2. Production de la dorade cage flottante : en méditerranée

La production de la daurade royale (*Sparus aurata*) en cages flottantes est une pratique courante en aquaculture marine, notamment en Méditerranée. Selon le rapport de la FAO intitulé "Étude sur l'aquaculture en cage : la mer Méditerranée", la culture en cage de la daurade royale et du bar européen a connu une croissance significative depuis les années 1980, principalement en Espagne et en Grèce. En 2004, la production combinée de ces deux espèces en Méditerranée a atteint environ 137 000 tonnes, représentant environ 85 % de la production totale. Les principaux pays producteurs étaient la Grèce, la Turquie, l'Espagne, l'Italie, la Croatie et la France, totalisant plus de 90 % de cette production. La taille marchande la plus courante pour la daurade royale se situe entre 300 et 400 grammes, un poids généralement atteint en 12 à 18 mois d'élevage en cage. Cette méthode d'élevage permet un contrôle efficace des conditions environnementales et une optimisation de la croissance des poissons. (Cardia et Iovatelli, 2007)

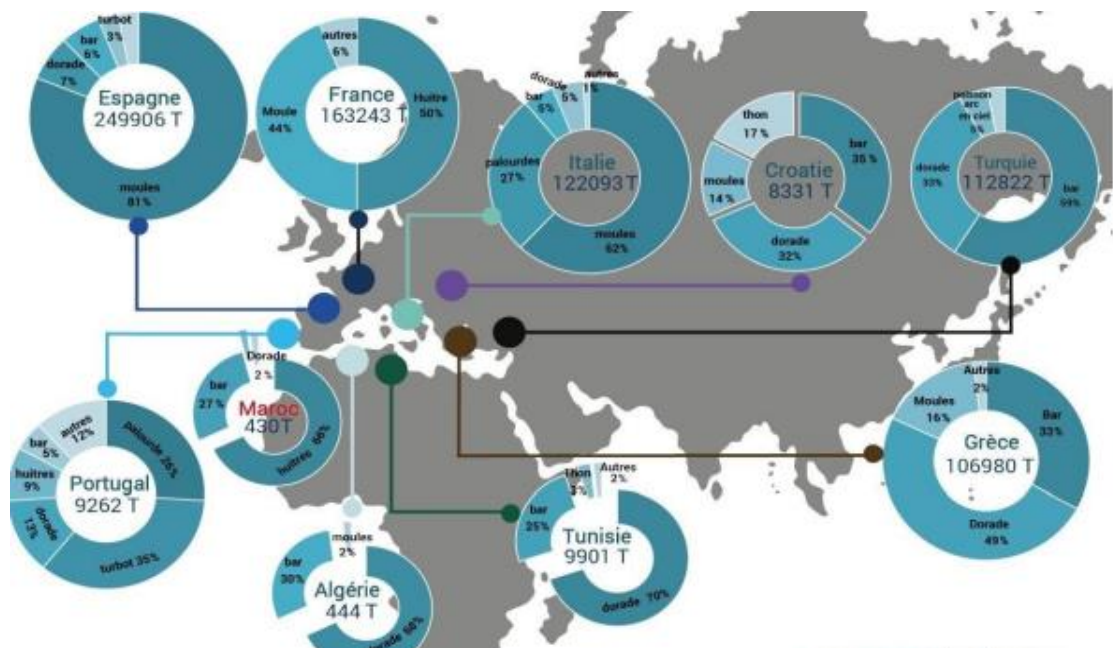


Fig. 8 : Principales espèces produites par les principaux producteurs méditerranéens De l'aquaculture marine (part moyenne sur la période 2011-2015). (Cardia et Lovatelli, 2007)

II.3. Élevage de la daurade royale en cages flottantes : pratiques et optimisation de la production

II.3.1. Systèmes d'élevage en cages flottantes

L'aquaculture en cages flottantes consiste à élever des poissons dans des structures en filet immergées en milieu marin, permettant une circulation libre de l'eau. Les cages sont généralement constituées d'un cadre flottant en polyéthylène haute densité (PEHD) et d'un

filet submergé. Les dimensions des cages varient, mais des structures circulaires de 16 à 22 mètres de diamètre sont couramment utilisées. Le choix de la technologie de cage dépend de l'emplacement du site et de son exposition aux conditions environnementales. On distingue généralement trois types de cages : les cages conventionnelles avec colliers flottants en PEHD,

Les cages à câbles ou sans cadre qui s'immergent automatiquement sous la surface en cas de mauvais temps, et les cages submersibles qui peuvent être descendues sous la surface pour échapper aux vents forts et aux vagues. (**Alltech Coppens, 2022**)



Fig. 9 : Cage flottante (EL WATAN,2023)

II.3.2. Cycle de production

Les juvéniles de daurade royale, pesant entre 2 et 20 grammes, sont introduits dans les cages à une densité initiale d'environ 2 kg/m³. Au fur et à mesure de leur croissance, la densité peut atteindre environ 15 kg/m³. Le temps de production dépend des conditions de température à l'emplacement des cages. En Méditerranée, le cycle de production est d'environ 140 jours pour atteindre 2 grammes à partir de l'éclosion, suivi d'une période de grossissement supplémentaire de 14 à 22 mois, en fonction de la taille marchande finale (300-800 g). En moyenne, les grandes daurades pré-engraissées (10 g) atteignent leur première taille commerciale (350-400 g) en environ un an, tandis que les juvéniles plus petits (5 g) atteignent la même taille en environ 16 mois. (**Alltech Coppens, 2022**)

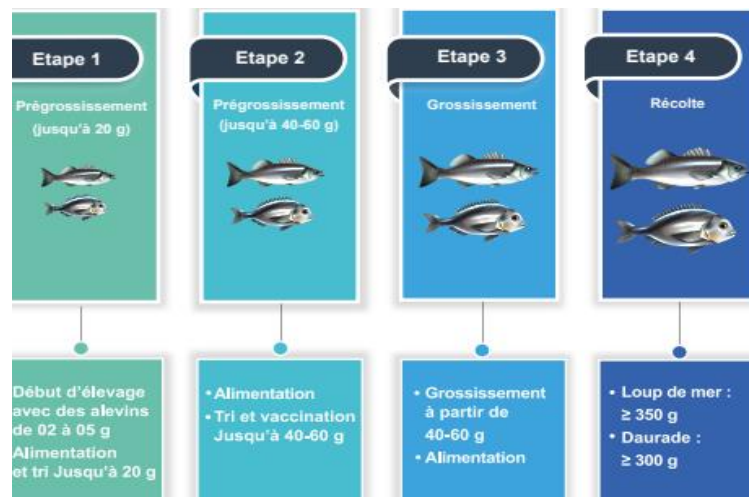


Figure .10 schéma de processus de production de loup et la daurade en cage flottante. (WWF,2021)

II.3.3. Gestion de l'alimentation et de la santé

Une alimentation adaptée est essentielle pour assurer une croissance optimale des poissons. Les juvéniles sont généralement nourris avec des granulés adaptés à leur taille, et la ration alimentaire est ajustée en fonction de leur stade de développement et des conditions environnementales. La gestion de la santé inclut la surveillance régulière des poissons pour détecter les signes de maladies ou de parasites. Des mesures préventives, telles que la vaccination par bain contre certaines maladies comme la vibriose, peuvent être mises en place pendant la période de nurserie et de pré-engraissement. Cependant, la durée d'efficacité de ces vaccinations est limitée à quelques mois, et la vaccination par injection est rarement pratiquée chez les poissons de moins de 20 g en raison du développement incomplet de leur système immunitaire adaptatif. (Alltech Coppens,2022)



Fig. 11 Nourrissage des poissons en milieu contrôlé (Horizons ,2025)

III. Identification et gestion des maladies de la daurade royale (*sparus aurata*) en élevage en cage flottante

III.1. Pathologie des poisons

La surveillance et le suivi des maladies chez le poisson sont essentiels pour garantir qu'une région ou un pays est indemne de maladies ou d'agents pathogènes spécifique. Pour permettre aux services vétérinaires de fournir des preuves de l'absence de maladies soumises à déclaration obligatoire, il est crucial de mettre en place un programme doit être encadré par une réglementation stricte. **(Hastein ,1996)**

Ainsi, la surveillance des maladies affectant les poissons marins peut être définie comme un processus d'observation continue d'une population afin de détecter l'émergence de maladies. Ce suivi vise également à établir les mesures prophylactiques et peut inclure des échantillonnages ainsi que des contrôles aléatoires au sein de cette population. **(Hastein,1996)**

III.2. Les différentes maladies de la daurade royale en cage flottante

L'aquaculture en cage flottante est une méthode courante pour l'élevage de la daurade royale (*Sparus aurata*), notamment en Méditerranée. Cependant, ce mode d'élevage expose les poissons à divers agents pathogènes, entraînant des maladies d'origine virale, bactérienne et parasitaire qui compromettent la production.

III.2.1. Maladies infectieuses

Une maladie est dite infectieuse lorsqu'elle est causée par un agent pathogène (virus, bactérie ou certains parasites) qui se reproduit dans l'organisme hôte **(kinkelin et Gerard ,1972)**. Dans le cas des daurades royales, ces infections peuvent avoir des impacts graves sur la santé des poissons et la production en aquaculture. Les maladies infectieuses se divisent principalement en maladies virales et bactériennes.

III.2.2. Maladies virales

Une maladie est dite virale lorsque son agent pathogène est un virus qui se multiplie dans l'organisme hôte. Ces infections peuvent affecter divers tissus et organes, entraînant des symptômes variés tels que des lésions, des troubles neurologiques ou une immunosuppression. Certaines maladies virales sont contagieuses et se transmettent directement entre les individus, tandis que d'autres nécessitent des vecteurs ou des conditions spécifiques pour se propager. **(walker et Winton , 2010)**

. Lymphocystis

- Cause : Ce virus appartient à la famille des *Iridoviridae* et affecte les poissons marins, y compris la daurade royale.

- Symptômes : Formation de nodules blanchâtres sur la peau et les nageoires, ralentissement de la croissance.
- Histologie : Hypertrophie des cellules dermiques infectées avec inclusion cytoplasmique basophile.
- Traitement : Il n'existe pas de traitement curatif. La gestion repose sur la prévention par une bonne biosécurité et l'élimination des poissons atteints. **(Giavenne, 1986)**

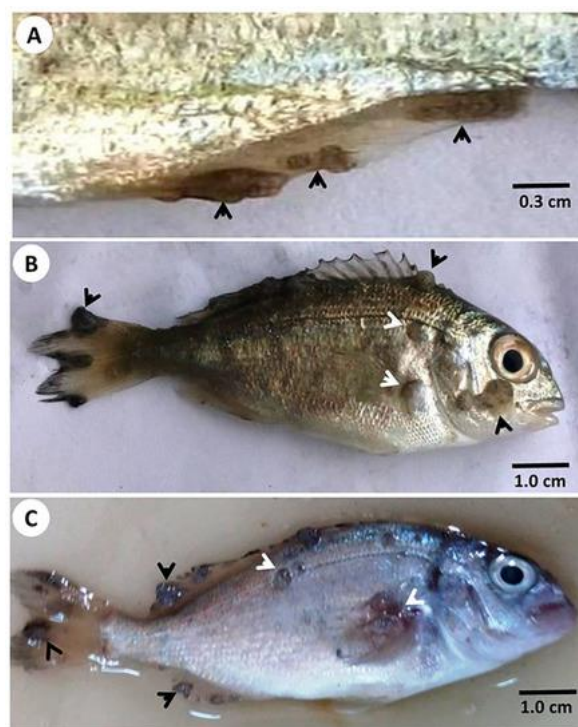


Fig. 12 : Gross external lesions on affected gilthead seabream (*Sparus aurata*) (arrowheads). (A): Early lesions on the pelvic fin (arrowheads). (B): Larger lesions with well-demarcated nodular formation on lateral and ventral surface of the fish (arrowheads). (C): Coalesced lesions scattered all over the fish surface (arrowheads). **(shawky et al, 2021)**

. Nodaviruses (encéphalopathie et rétinoopathie virales)

- Cause : Virus appartenant aux *Betanodavirus*, affectant principalement les larves et juvéniles.
- Symptômes : Nage erratique, perte de réflexes, taux de mortalité élevé.

- Histologie : Nécrose neuronale et dégénérescence de la rétine.
- Traitement : Absence de traitement spécifique. La prévention repose sur le contrôle strict de la qualité de l'eau et la désinfection des installations. **(Griot, 2011)**

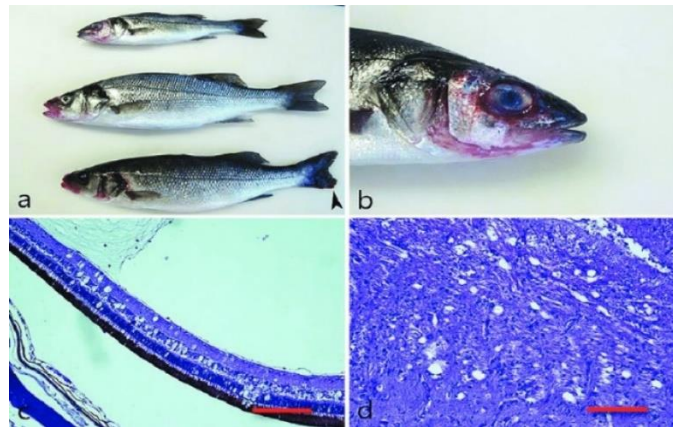


Fig. 13. Encéphalopathie virale et rétinite. (a) Lésions macroscopiques dans-émaciation exclue, opacité oculaire et la congestion de la tête. Dans un poisson, une érosion de la nageoire caudale a été constatée (pointe de flèche). (b) Gros plan de la lésion macroscopique montrant une opacité oculaire et congestion sur la tête. (c) Caractéristiques vacuolisation de la rétine. IL. Échelle bar : 100 μ m ; Grossissement : 100 $\times$. (d) Caractéristique vacuolisation dans le neurophile du cerveau. HE. Échelle : 100 μ m ; Grossissement : 200 $\times$ **(Sitar et al, 2023)**

. Iridovirose

Agent Pathogène : Virus de la famille des Iridoviridae, notamment le Red Sea Bream Iridovirus (RSIV).

Épidémiologie :

L'iridovirose affecte principalement la daurade japonaise (*Pagrus major*) mais peut également toucher *Sparus aurata*. La transmission se fait par contact direct, eau contaminée ou ingestion de tissus infectés. **(web 1)**

Symptômes Cliniques :

Les poissons infectés montrent une perte d'appétit, une léthargie, des anomalies de nage, des lésions cutanées et une décoloration. Une mortalité accrue est souvent observée. **(web1)**

Diagnostic et Prévention :

Le diagnostic repose sur l'observation clinique et des analyses de laboratoire pour détecter le virus. Aucun traitement spécifique n'existe ; la prévention inclut l'isolement des poissons infectés, l'amélioration des conditions d'élevage et des mesures d'hygiène strictes. **(web 1)**

III.2.3. Maladies bactériennes

Une maladie est dite bactérienne lorsque son agent pathogène est une bactérie qui se multiplie dans l'organisme hôte. Ces infections peuvent toucher différents organes et provoquer des symptômes variés tels que des lésions cutanées, des hémorragies internes, une septicémie ou des troubles respiratoires. Certaines maladies bactériennes sont contagieuses et se transmettent directement entre individus, tandis que d'autres surviennent suite à des déséquilibres environnementaux favorisant la prolifération des bactéries opportunistes. **(Austin et Austin, 2016)**

1. Photobactériose (Pasteurellose)

- Cause : Bactérie *Photobacterium damsela** subsp. *piscicida**.
 - Symptômes : Léthargie, hémorragies pétéchiales, mortalité élevée.
 - Histologie : Présence de bactéries encapsulées dans la rate et le foie, infiltrations inflammatoires massives.
 - Traitement : Antibiotiques comme l'oxytétracycline, prévention par la vaccination.
- (Maatouk et al, 2023)**

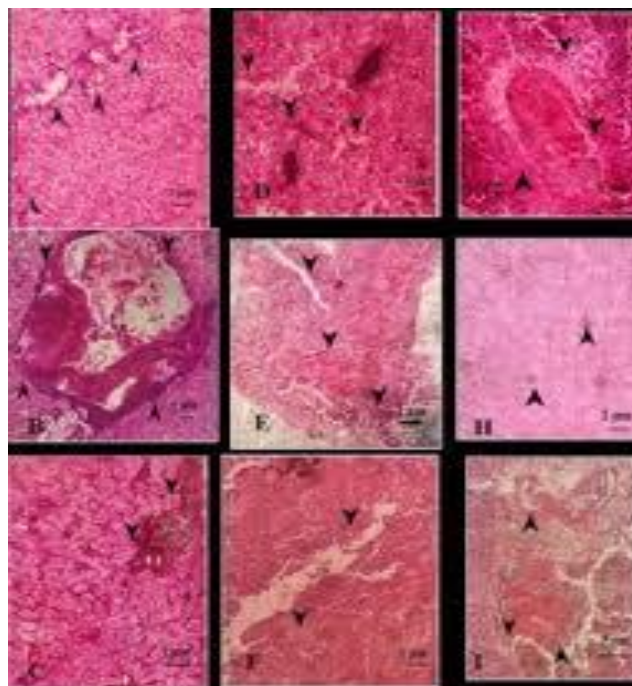


Fig. 14 : Coupes histologiques de rate et de foie de daurade, et de rein de bar atteints photobactériose (Tunisie). **(Maatouk et al, 2023)**

2. Vibriose

- Cause : Espèces du genre *Vibrio*, notamment *Vibrio anguillarum* et *Vibrio vulnificus*.
- Symptômes : Ulcérations cutanées, ascite, septicémie, exophtalmie.
- Histologie : Dégénérescence des tissus hépatiques, nécrose splénique.
- Traitement : Administration d'antibiotiques sous surveillance stricte, mesures de bios (Giavanni, 1986)



Fig. 15 Daurade présentant une atteinte grave par *Vibrio alginolyticus*.
(Benkahla-Nabki et al, 2006)

III.2.4. Maladies parasitaires

Une maladie est dite parasitaire lorsque son agent pathogène est un parasite vivant aux dépens de son hôte. Ces infections peuvent être causées par des protozoaires, des helminthes ou des crustacés parasites. Elles peuvent provoquer des lésions, et des troubles du comportement certains sont contagieuse selon leur mode de transmission, tandis que d'autre nécessitent des conditions spécifiques pour se développer. (Woo, 2006)

1. Cryptocaryonose (Maladie des points blancs)

- Cause : Protozoaire *Cryptocaryon irritans*.
- Symptômes : Présence de points blancs sur la peau et les branchies, détresse respiratoire, frottement contre les surfaces.
- Histologie : Formation de kystes à trophontes dans l'épiderme.

- Traitement : Usage de sels d'immersion (formol, cuivre), réduction de la charge parasitaire par amélioration de la qualité de l'eau. **(Giavenni,1986)**

2. Myxosporidioses

- Cause : Parasites du genre **Myxidium**, affectant les branchies et les reins.
- Symptômes : Anémie, troubles osmorégulateurs, perte de poids.
- Histologie : Détection de spores myxosporidiens dans les tissus infectés.
- Traitement : Pas de traitement curatif, gestion sanitaire et contrôle de la densité des poissons. **(Becetti et Meheiddine , 2021)**



Fig. 16 maladie de Myxosporidiose **(Becetti et Meheiddine , 2021)**

3. Sparicotyle (*Sparicotyle chrysophrii*)

Agent Pathogène : *Sparicotyle chrysophrii*, un parasite monogène.

Épidémiologie : Ce parasite infecte les branchies de la daurade royale et est présent toute l'année, avec une prévalence accrue pendant la saison froide. Les jeunes poissons sont particulièrement sensibles. **(web 2)**

Symptômes Cliniques : L'infestation entraîne une irritation des branchies, une production excessive de mucus, des difficultés respiratoires et une croissance réduite. Les infestations sévères peuvent provoquer une mortalité significative. **(web 2)**

Gestion et Contrôle : Les mesures recommandées incluent le suivi régulier de l'infection, le nettoyage et la désinfection des équipements, la gestion appropriée des densités de population et l'élimination des poissons morts. **(web 2)**



Fig. 17 : gilthead seabream with anemic gills infected by *s. chrysophrii*
(fioravanti et al, 2020)

Les maladies chez les poissons sont principalement provoquées par cinq groupes d'organismes : les ectoparasites et champignons, les endoparasites, les bactéries, les virus et les organismes producteurs de toxines (Sarig, 1979). En pisciculture, les épidémies sont souvent liées à une mauvaise gestion, car les agents pathogènes sont généralement présents sans provoquer de maladies que les poissons ne sont pas exposés à un stress environnemental ou alimentaire (Wedemeyer, 1970 ; Snieszko, 1974 ; Roberts et Shepherd, 1974 ; Shepherd, 1978). Chez les poissons sauvages, les mortalités massives sont rares et surviennent généralement en raison de facteurs externes perturbant l'équilibre naturel entre les poissons et les agents pathogènes (Shepherd, *ibid.*). Surviennent généralement en raison de facteurs externes perturbant l'équilibre naturel entre les poissons et les agents pathogènes (Shepherd, *ibid.*).

Cependant, l'introduction de nombreux poissons dans un même environnement peut favoriser la propagation des maladies. Celles-ci peuvent être introduites par le transport d'alevins provenant d'autres régions ou par l'importation de poissons sans mesures de précaution. (Avault, 1981 ; Mills, 1982). (Bevridge, 1984).

III.3. Autre maladie :

Les maladies d'origine alimentaire :

Il s'agit principalement d'un problème lié à la qualité nutritionnelle de certains ingrédients qui composent l'aliment en particulier à la présence des huiles de poissons oxydées. (el hili, 1991)

Maladies fongiques :

Ichthyophonose : Cette infection est causée par le champignon *Ichthyophonus hoferi*. Elle se manifeste par des lésions granulomateuses dans divers organes, entraînant une mortalité significative chez les poissons infectés. (Becetti et Meheiddine , 2021)

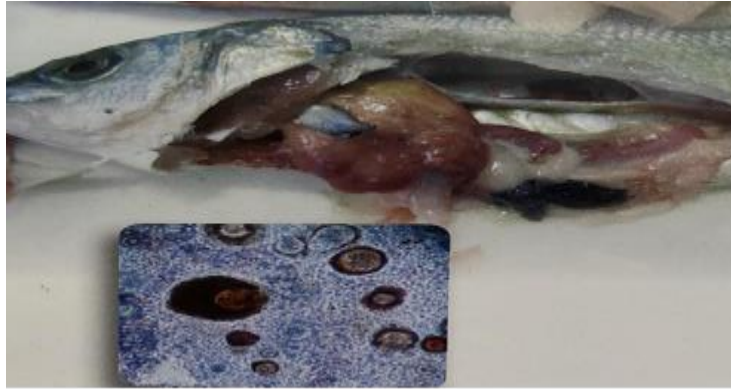


Fig. 18 détection de maladie de ichthyophonose. (Becetti et Meheiddine, 2021)

Désordres métaboliques :

Syndrome hivernal : Ce syndrome est observé chez la daurade royale pendant les périodes de basses températures. Les poissons affectés présentent une perte d'appétit, une léthargie et une mortalité accrue. (Becetti et Meheiddine , 2021)



Fig. 19 représentation de syndrome hivernal (Becetti et Meheiddine, 2021)

Syndrome de la mort subite : Caractérisé par une mortalité soudaine sans signes cliniques préalables, ce syndrome est souvent associé à des facteurs environnementaux stressants ou à des déséquilibres nutritionnels. (Becetti et Meheiddine, 2021)



Fig. 20 : syndrome de mort subite (Becetti et Mehieddine , 2021)

III.4. Stratégie de gestion et de prévention des maladies dans les cages flottantes

La culture en cages flottantes représente une méthode innovante et économiquement intéressante en aquaculture, permettant d'exploiter des zones naturelles tout en augmentant la production. Cependant, ces systèmes sont exposés à divers stress environnementaux (Variabilité de la température, fluctuations de la qualité de l'eau, présence de contaminants) et aux interactions avec la faune sauvage, facteurs qui peuvent favoriser l'émergence et la propagation de maladies. Une surveillance continue et l'amélioration de la qualité de l'eau sont donc essentielles pour anticiper et prévenir les risques sanitaires. **(Fao, 2018)**

III.4.1. Surveillance et prévention des maladies :

- Utilisation responsable des produits chimiques. **(Fao ,2008)**
- Contrôle des mouvements de poissons.
- Entretien des cages : choix des matériaux adaptés (les cages flottantes flexibles sont les plus recommandées) figure 21.
- Entretien régulier des filets.
- Gestion alimentaire : suivre les normes établies par le gouvernement et utilisation des ingrédients locaux. **(Halwart et Moehl , 2008)**
- Surveillance environnementale : réaliser des évaluations régulières pour voir l'impact des cages sur l'écosystème aquatique et prendre des mesures pour atténuer ces effets.



Fig. 21 cage flottante flexible. (Nanfengang, 2025)

La gestion des maladies dans les cages flottantes repose sur une approche intégrée combinant des mesures de biosécurité strictes et une surveillance sanitaire régulière. Parmi ces mesures figurent l'isolement des nouveaux arrivants, la mise en quarantaine lors de l'introduction de nouveaux stocks et l'utilisation de protocoles de détection précoce pour identifier rapidement les agents pathogènes. Le recours à des traitements ciblés, incluant la vaccination et l'administration de produits thérapeutiques, s'avère crucial pour limiter l'impact des maladies et maintenir une production durable. (Bondad-Reantaso et al, 2005)

III.5. Impact de ces maladies sur la croissance de la daurade dans les cages flottante

Les maladies ont un impact significatif sur la croissance de la daurade (*Sparus aurata*) élevée en cage flottante. Voici les principaux effets :

- **Ralentissement de la croissance**

Les infections bactériennes (Vibriose, Photobactériose) et parasitaires (Amyloodiniose, Cryptocaryonose) entraînent une perte d'appétit et une diminution de l'absorption des nutriments, ce qui ralentit la croissance des poissons.

Les maladies affectent le métabolisme et l'efficacité de conversion alimentaire, rendant la prise de poids plus lente.

- **Augmentation de la mortalité**

Certaines maladies, comme la Nécrose Pancréatique Infectieuse (IPN) et la Vibriosis, peuvent causer des mortalités massives, réduisant la biomasse totale et affectant la rentabilité de l'élevage.

Les poissons affaiblis sont plus vulnérables aux prédateurs et aux infections opportunistes.

o **Déformations et anomalies du développement**

Les infections virales et bactériennes peuvent provoquer des malformations du squelette, rendant certains poissons impropres à la vente.

Le stress chronique dû aux infections peut affecter le développement musculaire et la qualité de la chair.

o **Réduction de la qualité du produit final**

La chair des poissons malades peut être moins ferme, avec une altération de la texture et du goût.

Certaines infections provoquent des lésions cutanées, rendant le poisson invendable sur le marché.

III.5.1. Impact sur la gestion de l'élevage

Les épidémies nécessitent l'utilisation d'antibiotiques et de traitements coûteux, augmentant les coûts de production.

Les périodes de quarantaine et les pertes de poissons ralentissent le cycle de production et réduisent les rendements.

III.5.2. Solutions pour limiter l'impact des maladies :

- **Prévention sanitaire** : Contrôle strict de la qualité de l'eau, vaccination, et utilisation d'aliments enrichis en probiotiques.
- **Surveillance régulière** : Détection précoce des infections pour une intervention rapide.
- **Amélioration des pratiques d'élevage** : Densité optimale des poissons, nettoyage des cages et limitation du stress.

CHAPITRE 2

PRESENTATION DE LA ZONE D'ETUDE

I. Choix de station d'étude (sidna youchaa)

sidna Youchaa est une localité côtière située dans la commune de Dar Yaghmouracene, au nord-ouest de l'Algérie, dans la wilaya de Tlemcen. Cette commune est limitrophe de la mer Méditerranée au nord, de Ghazaouet à l'ouest, de Nedroma au sud et de Honaïne à l'est.

I.1. Localisation géographique

Sidna Youchaa est un port situé dans la commune de Dar Yaghmouracene, dans la wilaya de Tlemcen, au nord-ouest de l'Algérie. Les coordonnées géographiques du port sont approximativement 35°7' N de latitude et -1°46' W de longitude. La région est caractérisée par un littoral méditerranéen avec des reliefs variés, notamment des montagnes et des vallées. (michelin ,2010)



Fig. 22. Situation géographique de sidna youchaa (carte Michelin, n°172)

I.2. Climat et conditions météorologiques

Le climat de Sidna Youchaa est typiquement méditerranéen, avec des étés chauds et secs et des hivers doux et humides. Les températures estivales peuvent atteindre des valeurs élevées, tandis que les précipitations sont concentrées en hiver. L'état de la mer varie selon les saisons, avec des périodes de mer calme en été et des conditions plus agitées en hiver. Les prévisions météorologiques marines indiquent que la mer peut être agitée, avec des vagues atteignant 1,5 à 2,5 mètres. (Office national de la météorologie, 2020)

Tableau 2 : Températures mensuelles de la plage de Sidna Youchaa

Mois	Max. / min. (C°)	Pluie
Mars	31° / 17°	00 jours
Avril	27° / 15°	06 jours
Mai	31°/17°	2 jours
Juin	31°/23°	03 jours

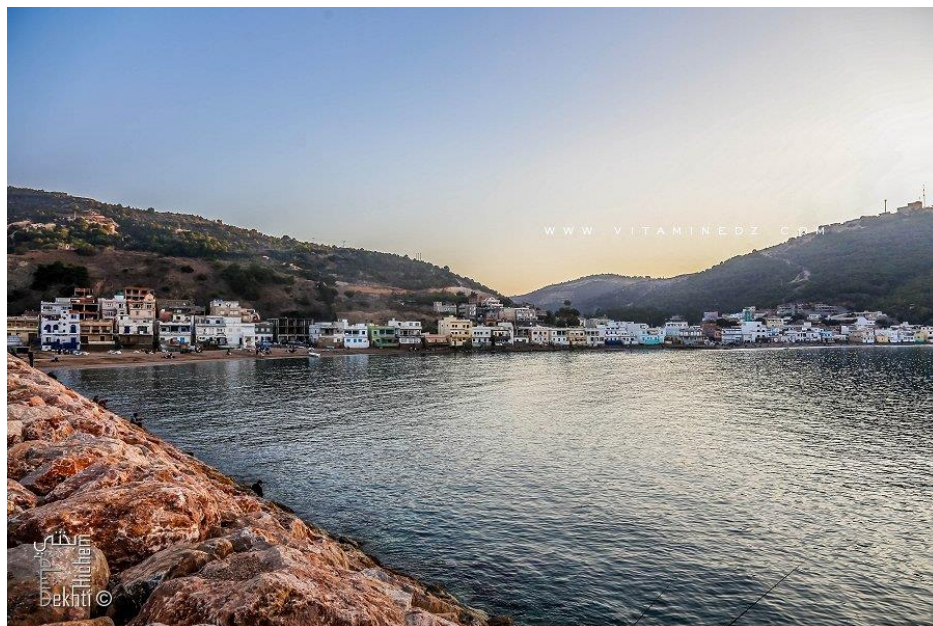
(weatherbase, 2022)

1.3. Salinité

La salinité des eaux marines dans la région de Sidna Youchaa est influencée par divers facteurs, notamment l'évaporation, les apports fluviaux et les courants marins. Bien que des données spécifiques sur la salinité locale ne soient pas disponibles dans les sources consultées, il est généralement admis que la Méditerranée présente une salinité moyenne d'environ 38‰ (parties par mille), légèrement supérieure à celle des océans ouverts. (UNESCO-IOC, 2012)

1.4. Hydrologie

La région autour de Sidna Youchaa est caractérisée par une hydrogéologie complexe, avec plusieurs oueds (cours d'eau) et plages à proximité. Les principaux oueds : incluent l'Oued Tleta, l'Oued Taima et l'Oued Sidna Youchâa, qui jouent un rôle crucial dans le drainage et l'alimentation en eau douce des écosystèmes locaux. Ces oueds contribuent également à la formation de plages et de zones humides le long du littoral, offrant des habitats diversifiés pour la faune et la flore. (Benkhaled et Remini , 2015)

**Fig. 23** : Littorale de sidna youchaa (vitaminedz.com, 2013)

I.5. Courantologie

La courantologie, ou l'étude des courants marins, est essentielle pour comprendre la dynamique des eaux côtières autour de Sidna Youchaa. Les courants marins dans cette région

Sont influencés par divers facteurs, notamment les vents dominants, la configuration du littoral et les variations saisonnières. Ces courants jouent un rôle clé dans la dispersion des nutriments, la migration des espèces marines et la régulation de la température de l'eau, ce qui est particulièrement pertinent pour les activités aquacoles. (Millot , 1999)

I.6. Bathymétrie

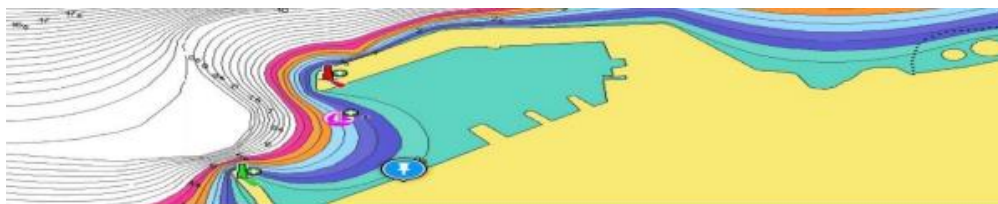


Fig. 24 : Carte bathymétrique de la plage de Sidna Youchaa ((NAVIONICS, 2022)

Légende : — Ligne de Niveau.

Surfaces des Terres.	Zone de profondeur (4-5 m).
Zone de profondeur (0-1 m).	Zone de profondeur (1-2 m).
Zone de profondeur (2-3 m).	Zone de profondeur (3-4 m).

II. Etude technique de la ferme aquacole royaume du poisson

II.1. Description et choix du site de la ferme

Royaume du poisson, est une société spécialisée dans la pisciculture marine située sur un site de 40 hectares à Honaine, Tlemcen. L'élevage repose sur une technique intensive en cages flottantes en mer, visant une production de 500 à 700 tonnes de daurade royale et loup de mer, principalement destinée aux marchés locaux. Le projet est en activité depuis 6/11/2018. Son coût d'investissement global s'élève à 151 313 405 ,00 et le coût total d'exploitation 155 400 927 ,00.

La principale raison du choix de ce site est sans doute sa situation au milieu de la baie maritime, et la situation est en effet moins affectée par le mauvais temps et le vent dominant d'ouest.



Fig. 25 : port de Sidna Youchaa (google earth)

II.2 infrastructures

Il existe plusieurs infrastructures de production en pisciculture de cette ferme qui représente seulement la production intensive (dans les cages flottantes) Parmi eux (**Vandeputte, 2011**) :

- Des structures d'élevage (représentatifs système et/ou contrôlés) pour tout le cycle.
- Des lignées (base, sélectionnées, isogéniques).
- Ancrage conditions d'élevage et espèce.
- Des techniciens d'élevage et d'expérimentation.
- Des équipements spécialisés : digestibilité, respirométrie, infectiologie, transformation, cryobanque, technologie aquacole.

Quelques exemples des infrastructures : Refroidisseur, bateau, Cage et filets pour l'élevage et la chasse, Cordes pour tirer les cages flottantes . . . etc.

II.3. Cage flottante

Les cages flottantes sont des dispositifs de pêche et d'élevage faciles à transporter. Elles se présentent sous forme d'enclos fixes ou flottants, conçus à partir de grillages en filets synthétique, d'écrans ou bambou ou autres matériaux, agencés selon le principe d'une moustiquaire inversée. Ces cages peuvent être couvertes ou non, et sont maintenues par les flotteurs ou fixées au fond de l'eau pour garantir leur stabilité en aquaculture. (**benamar et djamaïuni, 2021**)

Cette ferme comprend 6 cages flottantes avec un diamètre de 30 m.

Les coûts d'installation des cages flottantes sont peu coûteux, et leur mise en place prend du temps.

II.4. L'amarrage des cages

L'amarrage des cages flottantes en aquaculture est une étape essentielle pour assurer leur stabilité face aux courants, aux vents et aux vagues. Il repose sur un système comprenant des corps-morts (souvent en béton) ancrés au fond marin, des chaînes et aussières absorbant les forces hydrodynamiques, ainsi que des flotteurs maintenant la structure en surface. Le dimensionnement de ces éléments doit être adapté aux conditions locales (profondeur, nature du sol, climat) pour garantir la sécurité des installations. **(Piccolotti et Lovatelli, 2012)**

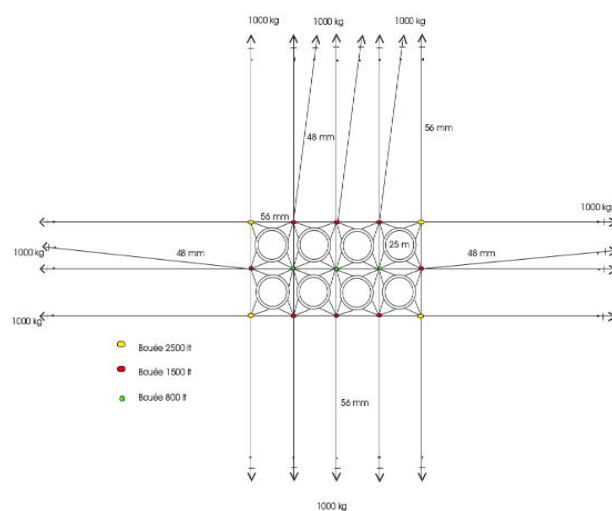


Fig. 26 : amarrage des cages (Technocage, 2025)

II.5. Filet

Les filets utilisés dans les cages flottantes jouent un rôle essentiel dans le maintien d'un environnement aquacole sain. Leur entretien régulier est crucial pour prévenir l'encrassement biologique. **(Kouassi et al, 2018).**

Le changement du filet des cages flottantes se fait lorsque la biomasse du poisson dans les cages est considérablement supérieure au volume du filet (cage) ou bien lorsque le filet lui-même colmate : il ne permet pas une bonne vision du poisson à l'intérieur de la cage et ne facilite pas le changement de l'eau dans la cage. Les types des filets qui existent au niveau de la ferme sont :

- filet à maille 10 mm / 8 m de profondeur
- filet à maille 15 mm / 10 m de profondeur

- filet a maille 18 mm / 11 m de profondeur
- filet a maille 20 mm / 12 m de profondeur

Le temp nécessaires pour le changement d'un filet est généralement 3 à 4 mois. Il y a donc 3 changements par cycle.

Un manque d'entretien peut entrainer une diminution de la qualité d'eau, affectant aussi la sante des poissons élevés. **(Kouassi et al, 2018)**

II.6. Hangar de stockage

Cette ferme comprend un seul hangar, situé au port de sidna youchaa. Il sert principalement au stockage des équipements et du matériels nécessaires à l'entretien des cages flottantes, des filets et dispositive d'aliment de poisson et au stockage de lubrifiants. Sa proximité avec le port améliore la gestion des approvisionnement et l'expédition des poissons vers les marchés.



Photo 1. Hangar de stockage (photo original)

II.7. Personnel de la ferme

Cette ferme comprend les membres suivants :

- comptable
- propriétaire
- gérant
- 2 marin
- 2 plongeurs
- capitaine

II.8. Objectif de la production

Sa production a débuté en 2019 avec une capacité de production annuelle de 600 tonnes de dorades, avec l'objectif de produire 90 à 100 tonnes /an de dorades dans une cage.

II.9. Approvisionnement en juvéniles

L'approvisionnement en juvéniles pour le grossissement est une étape essentielle de l'élevage intensif en cage ce fait dans l'Italie. Cette ferme aquacole reçoit environ 350 ml d'alevin. Ces alevins proviennent d'écloseries si la production d'alevins est contrôlée. A leur sortie du couvoir, les alevins sevrés sont très fragiles et pèsent de 1 à 10 g. Ensuite, ils sont relâchés dans des cages en pleine mer au stade de grossissement [Bennacer and Djamaïuni, 2021].

Les alevins sont livrés directement dans les cages par des bateaux équipés de cuves de transport. Les cuves de transport sont utilisées pour :

- Transfert des alevins du couvoir vers la ferme pour le grossissement.
- Transfert des larves des bacs sur bateaux de transport vers des cages.

Ces bacs sont équipés d'un système d'oxygénation et sont manipulés par un treuil et des goulottes de déchargement. Les bacs en polyester à bulles aérées voguent ensuite sur le bateau vers les cages installées en milieu naturel. Le taux de mortalité enregistré après transfusion est estimé à environ 2%.

II.10. L'approvisionnement en aliment

L'alimentation est l'activité principale et la plus minutieuse. Elle fait donc partie de l'intérêt de cette ferme.

Les alevins sont nourris avec un aliment importé des usines européennes, répondent à des exigences de qualité, de disponibilité et de rapport qualité / prix. L'alimentation de la daurade est ajustée par ration en fonction des besoins nutritionnels et de la taille de la daurade, afin d'optimiser sa croissance et son bien-être.

Les quantités d'aliment distribuées sont quotidiennement calculées par l'aquaculteur elles dépendent des conditions du milieu (T°C...etc.), du poisson (poids, santé...etc.), et des conditions d'élevage en général (charge...etc.) la température élevée de l'eau favorise au poisson de consommer plus d'alimentation. (Ould Aklouche, 2016)

Tableau 3 : Alimentation de la daurade en cage flottante

Température de l'eau	Poids moyen (g)	Taux de ration moyenne
15	5-10	7.0
18	10-50	6.0
20	50-100	5.1
22	100-200	3.6



Photo 2. : Distribution de nourriture aux daurades (photo original)

II.11. Contrôle de l'élevage

A/- Surveillance des cages et filets : des contrôles quotidiens sont effectués pour vérifier l'état des filets et la collecte d'échantillons de poissons morts au fond des filets, opération réalisée par des plongeurs. En outre, les cordes qui fixent le filet à la surface de la cage sont examinées.

B/- Contrôle des bouées : est destiné à stabiliser les cages et à assurer leur ancrage, mois après mois.

C/- Contrôle qualité du poisson : pour garantir la qualité et la santé des poissons, des analyses et des tests sont effectués sur les échantillons malades par des spécialistes de terrain. Dans certains cas, des antibiotiques et d'autres produits pharmaceutiques sont utilisés pour les traitements.

D/ - suivis des conditions environnementales

- Météo et conditions maritimes
- Température de l'eau
- Courants marin et direction du vent

II.12. Suivis de la croissance

L'importance du modèle de croissance réside dans la prédiction du poids individuel des poissons à partir d'alevins de poids moyen donnés chaque mois sur une base régulière. L'échantillonnage mensuel en cage consiste à prélever un minimum de 200 poissons dans

chaque cage. Les 200 pièces prélevées sont placées dans un bac contenant une faible dose d'anesthésie, pour faciliter le processus de pesée et de mesure du volume par dix [FAO, 2009].

II.13. Suivis de la mortalité

Pendant le cycle d'élevage, la mortalité est la principale cause de déclin des effectifs. Les décès sont causés généralement par plusieurs maladies, tels que : Pasteurellose (Pseudotuberculose), Vibriose, Lymphocystis, Aquareovirus, Syndrome de Distension d'Intestin (SDI), Myxosporidiose à Myxidium leei, Syndrome de maladie d'hiver. Ces maladies peuvent être d'origine infection bactériologique, parasitaire, virologique, facteurs stressants, sur ou sous- alimentation [FAO, 2009]. Le ramassage quotidien des poissons morts flottant à la surface et au fond du filet permet d'en ajuster le nombre. L'enregistrement doit être quotidien.

CHAPITRE 3

MATERIELS ET

METHODES

I. Méthode de travail sur le terrain

I.1. Site d'étude et échantillonnage

I.1.1. Localisation des cages flottante

Ces installations se trouvent au la large de sidna youchaa, à 4 km du port a environ 34°54' nord de latitude et 1°22' Ouest de longitude. Les cages d'un diamètre de 30 mètres, sont ancrées de quelque mètre de la cote, dans des zones propices à l'aquaculture.



Photo 3 : site d'élevage en mer (photo original)

I.1.2. Sorties sur le terrain

TABLEAU 4 : CALENDRIER DES SORTIES EFFECTUEES.

Mois	Dates
Mars	17/03/2025
Avril	9/04/2025 22/04/2025
Mai	4/05/2025 25/05/2025

I.1.3 Méthode de capture

S'est effectuée à l'aide d'un petit bateau. Cette opération a été réalisée manuellement à l'aide d'un filet de pêche, en veillant à ne pas blesser les poissons et à limiter leur stress. Une fois captures, les échantillons ont été rapidement transférés dans les glacières contenant de la glace pour assurer leur conservation optimale jusqu'à leur analyse.

I.1.4 Transport des échantillons

Nous avons obtenu ces poissons de la ferme aquacole Sarl Royaume du poisson, située dans le port de sidna youchaa, pendant 3 mois consécutifs « Mars, Avril, mai » 2025. Nous avons

Collectés 100 Individus. Les échantillons sont transportés dans une glacière afin de garantir leurs fraîcheurs jusqu'à leurs arrivées au laboratoire pour les analysés.



Photo 4 : poissons dans glacière (photo original)

II. Travail au laboratoire

II.1. Matériel utilisée

II.1.1. Instruments de dissection

- Scalpel
- Pincés
- Ciseaux
- Lames
- Lamelles de microscope

II.1.2. Microscopie

Microscope optique et binoculaire

Lames et lamelles

II.1.3. Coloration

Colorant simple (bleu de méthylène, naturelle)

Le protocole qu'on a suivi :

1. Fixation (facultatif dans une simple observation scolaire) :

Laisser sécher à l'air libre quelques instants pour fixer les cellules.

2. Coloration :

Dépose 1 à 2 gouttes de bleu de méthylène sur l'échantillon.

3. Pose de la lamelle :

Pose délicatement une lamelle par-dessus l'échantillon en évitant les bulles d'air.

Élimination de l'excès de colorant :

Utilise du papier absorbant sur les bords de la lamelle pour retirer l'excès de bleu de méthylène.

4. Observation au microscope :

Observe d'abord avec le petit objectif, puis passe à un grossissement plus fort.

III. Protocole d'analyse

L'examen doit toujours se faire par comparaison avec un sujet « normal » sauf si l'on connaît particulièrement bien les caractéristiques de l'espèce en question. Cet examen doit en outre avoir lieu sur un animal qui vient d'être capturé vivant.

Le matériel minimum est constitué d'un couteau et d'une paire de ciseaux (au moins).

Dans le milieu, on observera les variations du comportement : locomotion, alimentation, respiration ainsi que des lésions externes. Ces lésions sont encore plus faciles à observer une fois le poisson capturé.

1 - Examen externe :

Une manière simple d'envisager l'examen est de noter par rapport à un poisson normal :

- Ce qui est étranger au poisson (parasites).
- Les lésions en relief (tumeurs, gonflements divers) .
- Les lésions à niveau (changements de couleur, hémorragie, mucus).
- Les lésions en creux (destructions cutanées : ulcères, nécroses des nageoires).

Cet examen externe doit s'étendre aux branchies dont les lésions sont très souvent à l'origine des mortalités.

2 - Examen interne (photo 5)

Il consiste essentiellement à ouvrir la cavité abdominale et à observer ce qui semble y être anormal (gros parasites, hémorragies). L'examen du contenu du tube digestif doit suivre.



Photo 5 : Autopsie d'un poisson. (Photo original)

3 - Autres possibilités

Quand il s'agit de petites espèces ou d'alevins, l'examen externe et l'autopsie exigent du matériel que vous n'avez sans doute pas (loupe binoculaire).

De toutes façons un matériel de base est indiqué ici à toutes fins utiles.

Plaque de liège / Aiguilles lancéolées/ Epingles à insectes/ Pincettes à dent de souris Petites/ ciseaux droits et courbes /Lames de rasoir (montées sur un Petites pincettes droites manche).

Les lames de rasoir montées ou tenues dans une pince de Péan sont très utiles car on peut les tailler aux dimensions et forme que l'on veut.

Pour les gros poissons, il faut bien entendu de forts ciseaux et un sécateur (à découper les volailles).

Si l'on dispose d'un microscope, il faut des lames et lamelles de verre et savoir-faire quelques colorations et observations qui peuvent être enseignées.

CHAPITRE 4

RESULTAT ET DISCUSSION

I. Analyse des résultats de l'échantillonnage des daurades royales

Dans le cadre de ce travail, un échantillonnage ciblé a été réalisé sur des daurades royales (*Sparus aurata*) prélevées dans les cages flottantes.

Pour chaque cage, un total de 10 daurades royales a été prélevé, soit 20 individus par échantillonnage, afin de garantir une représentativité suffisante de l'état sanitaire globale de la population.

L'objectif était d'évaluer l'état sanitaire général des poissons à travers une série d'observations et d'analyses, allant de l'examen externe jusqu'à l'analyse microscopique.

Chaque individu a d'abord été soumis à une observation externe, incluant la vérification de l'aspect des yeux, de la peau, des branchies et de la nageoire, afin de détecter d'éventuelles anomalies visibles. Par la suite, une dissection a été effectuée pour examiner l'état des organes internes (cavité abdominale, estomac, intestins, etc.), à la recherche de signes d'anomalie ou de lésions internes. Enfin, un examen au microscope optique a permis l'observation de prélèvements colorés à la recherche d'éventuels agents pathogènes.

Echantillonnage 1

Tableau 5 résultat de l'échantillonnage -Cage 3

Type d'observation	Critère observe	Résultat	Anomalie	Parasites
Observation externe	Poids de poisson	Pm=112.5	/	/
	Yeux	Convexe, luisant, arrondi	Absence	/
	Peau	Ferme, brillante	Absence	/
	Branchies	Rouge assez claire	/	Négative
	Nageoire	Structure parfaite	Absence	/
Observation interne	Graisse abdominale	Présente dans la cavité	Absence	/
	Estomac et intestin	à moitié plein	Absence	/
	Cavité abdominale	Absence de liquide	/	Négative
	Abdomen	Absence d'hémorragie et pétéchies	/	/
Observation microscopique	Observation du mucus avec coloration naturelle	Négative	/	/

- Une deuxième série d'échantillons a été prélevée dans la cage flottante n°6, afin de confirmer les premières observations. Les analyses effectuées sur ces individus ont révélé des résultats identiques à ceux obtenus précédemment : absence d'anomalies externes, organes internes en bon état, et aucune présence de parasites observée à l'examen microscopique. Cette cohérence entre les différents échantillons renforce la fiabilité des données recueillies et indique un état sanitaire globalement satisfaisant dans l'ensemble des cages observées.
- Pm= 155.5 g.

Echantillonnage 2

Tableau 6 : résultats de l'échantillonnage -cage 3

Sur les 10 daurades prélevées dans la cage 3, la totalité des individus ont été analysées en détail le tableau suivant représente les résultats obtenus.

Type d'observation	Critère d'observe	Résultat	Anomalie	Parasite
Observation externe	Poids des poissons	Pm=161,71g	/	/
	Yeux	Convexe, brillante	Absence	/
	Peau	Ferme, brillante		/
	Branchie	Assez claire	Absence	/
	Nageoir	Normale pour la totalité	Absence	/
Observation interne	Estomac et intestin	50 % estomac vide	/	Négative
		50 % estomac plein et estomac dégagée	/	Négative
Observation microscopique	Observation des branchies avec coloration naturelle	Négative	Négative	

Tableau 7 : résultats des observations sanitaires dans la cage 6

Type d'observation	Critère observe	Résultat	Anomalie	Parasite
Observation externe	Poids des poissons	Pm = 152 g	/	
	Yeux	Convexe, brillant	Absence	
	Peau	Ferme, brillante	Absence	
	Branchie	Claire	Absence	
	Nageoir	Parfaite	Absence	
Observation interne	Cavité abdominale	Présence de graisse	Absence	Négative
	Estomac	Plein	Absence	Négative
	Intestin	Vide	Absence	Négative
Observation microscopique	Frotti des branchies	Négatifs	/	Négative

Echantillonnage n° 3

Tableau 8 : résultat des observations : cage 3

Type d'observation	Critère observe	Résultats	Anomalie	Parasite
Observation externe	Poids des poissons	Pm=148 g	/	/
	Yeux	Convexe, luisant, brillante	Absence	/
	Peau	Ferme, brillante	Absence	/
	Branchie	Rouge claire	/	Négative
	Nageoire	Parfaite	Absence	/
Observation interne	Cavité abdominale	Présence de graisse	Absence	/
	Estomac et intestin	50 % vide 50 % plein	Absence	/
	Cavité abdominale	Présence de liquide abdominal sur un poisson sur deux	Absence	Négative
	Abdomen	Hémorragie observe au niveau de 3 spécimens /10	Absence	Négative
Observation microscopique	Les branchies avec coloration simple	Négative	/	Négative

Tableau 9 : résultat des observations : cage 6

Sur les 10 daurades prélevées dans la cage 6, les individus ont été analysés en détail le tableau suivant représente les résultats obtenus

Type d'observation	Critère observe	Résultat	Anomalie	Parasite
Observation externe	Poids des poissons	Pm = 173.8	/	
	Yeux	Brillante, luisant, convexe	Absence	
	Peau	Ferme, brillante	Absence	
Observation interne	Cavité abdominale	Présence de graisse	Absence	/
	Intestin et estomac	Plein	/	Négative
	Cavité abdominale	Présence de liquide	Absence	Négative
	Abdomen	Abdominal sur 50 % Hémorragie observe sur 50 %	Absence	Négative
Observation microscopique	Observation des branchies avec coloration naturelle	Négative	/	Négative

Echantillonnage n°4

Tableau 10 : analyses morphologiques et sanitaire des poissons : cage 3

Type d'Observation	Critère observe	Résultats	Anomalie	Parasite
Observation externe	Poids des poissons	Pm = 155.5 g	/	/
	Yeux	Convexe, brillante, luisant	Absence	/
	Peau	Ferme, brillante	Absence	/
	Nageoire	Parfaite	Absence	/
	Branchies	Rose claire	Absence	/
Observation interne	Foie	Normale	Absence	Négative
	Intestin	Vide	Absence	Négative
	Estomac	Plein	Absence	Négative
	Rein	Normal	Absence	Négative
Observation microscopique	Frotti du mucus	Négative	/	Négative

Tableau 11 : analyses morphologiques et sanitaire des poissons : cage 6

Type d'observation	Critère observe	Résultat	Anomalies	Parasites
Observation externe	Poids des poissons	Pm=143.33 g	/	/
	Yeux	Convexe, luisant, brillant	Absence	/
	Peau	Ferme, brillante	Absence	/
	Branchie	Rose claire	Absence	/
	Nageoire	Parfaite	Absence	/
Observation interne	Foie	Normal	Absence	/
	Estomac	Plein	Absence	Négative
	Intestin	Vide	Absence	Négative
	Cavite abdominal	Absence de liquide	Absence	Négative
Observation microscopique	Observation des Branchies	Négative	/	Négative

Echantillonnage 5

Tableau 12 observations des poissons : cage n°3

Type d'observation	Critère observe	Résultats	Anomalie	Parasites
Observation externe	Poids des poissons	Pm=168 g	/	/
	Yeux	Convexe, luisant arrondi	Absence	/
	Peau	Ferme, brillante	Absence	/
	Branchie	Rose claire	Absence	Négative
	Nageoir	Parfaite	Absence	/
Observation interne	Cavite abdominal	Présence de graisse	Absence	Négative
	Estomac et intestin	Plein	Absence	Négative
	Cavite abdominal	Absence de liquide	Absence	Négative
	Foie	Normal	Absence	Négative
Observation microscopique	Frotti du mucus	Négative	/	Négative

Tableau 13 : synthèse des observations issues de l'échantillonnages de la cage n°6

Type d'observation	Critère observée	Résultats	Anomalies	Parasites
Observation externe	Poids des poissons	Pm= 181.2 g	/	/
	Peau	Ferme, brillante	Absence	/
	Yeux	Convexe, luisant, arrondi	Absence	/
	Nageoire	Normale	Absence	/
	Branchie	Rose claire	Absence	Négative
Observation interne	Cavité abdominal	Présence de graisse	Absence	Négative
	Estomac et intestin	Plein	Absence	Négative
	Cavité abdominal	Absence de liquide	Absence	Négative
	Foie	Normal	Absence	Négative
Observation microscopique	Frotti du mucus	Négative	/	Négative

Les graphiques ci-dessus illustrent l'évolution du poids moyen des poissons par cage ainsi que le nombre d'anomalies relevées lors d'un échantillonnage

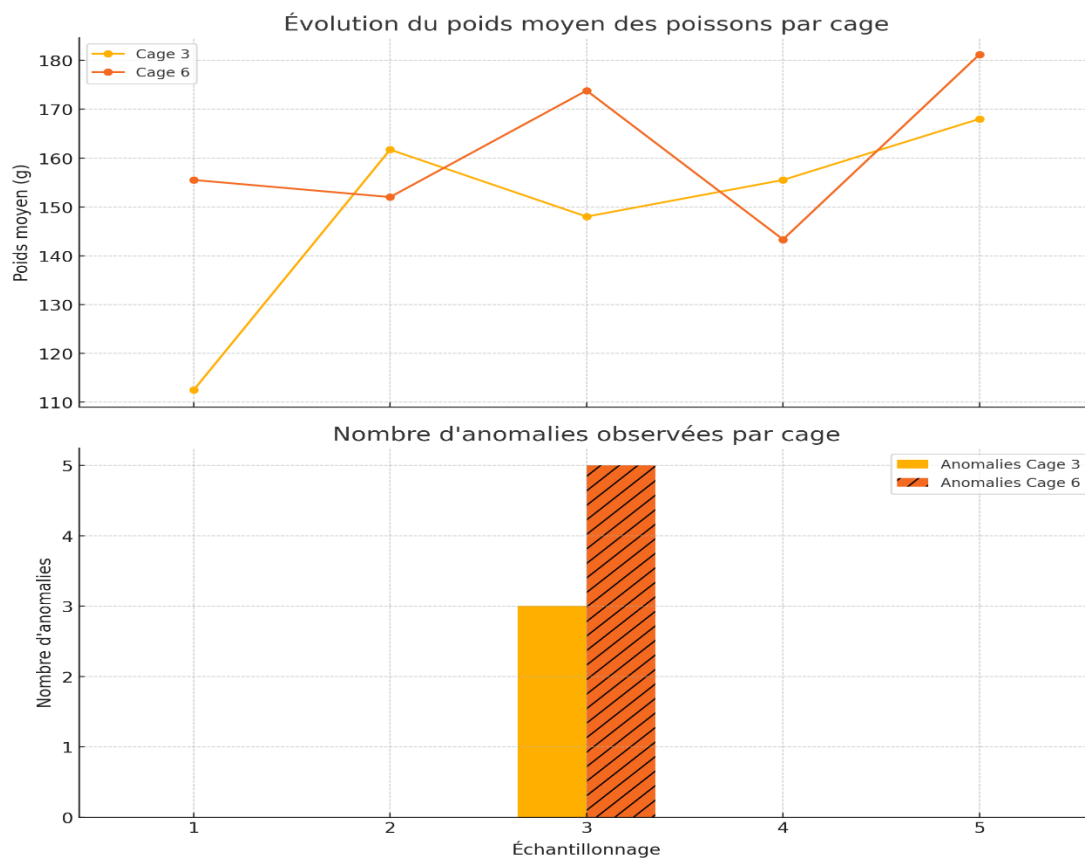


Fig. 27 : poids moyen et anomalies des poissons par cage et échantillonnages

Le graphique du haut montre l'évolution du poids moyen des poissons dans deux cages (Cage 1 et Cage 6) au fil des échantillonnages. On observe que les poissons de la Cage 6 présentent généralement un poids moyen plus élevé que ceux de la Cage 1, notamment lors du dernier échantillonnage.

Le graphique du bas illustre le nombre d'anomalies observées pour chaque cage. On constate que la Cage 6 présente un nombre d'anomalies supérieur à celui de la Cage 1.

Ces résultats suggèrent que, malgré un poids moyen plus important dans la Cage 6, les poissons y présentent davantage d'anomalies, ce qui peut soulever des questions sur les conditions d'élevage ou d'alimentation spécifiques à cette cage.

Le graphique suivant présente les observations internes réalisés sur le poisson de chaque cage (présence de graisse, état de l'estomac, présence de liquide ou d'hémorragie interne) au cours des différents échantillonnages :

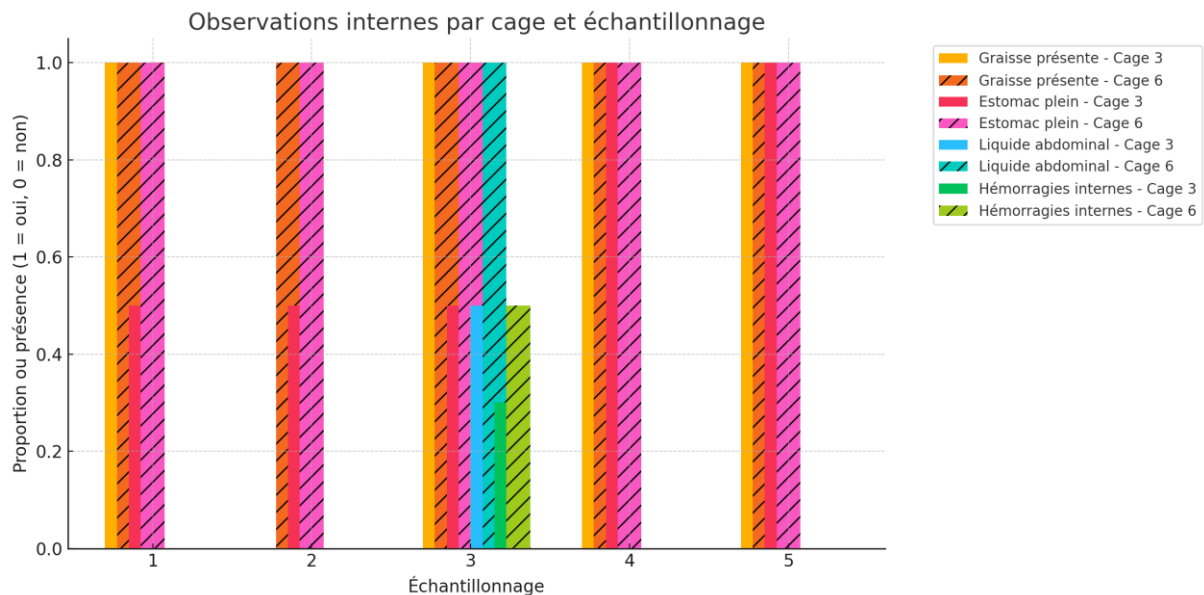


Fig. 28 : observation internes des poissons (graisse, estomac, liquide, hémorragie)

Ce graphique présente les observations internes des poissons pour chaque cage et à chaque échantillonnage, en se basant sur quatre critères : présence de graisse, estomac plein, liquide abdominal et hémorragies internes.

On remarque que la présence de graisse et l'estomac plein sont globalement fréquents, notamment dans la Cage 3. En revanche, au troisième échantillonnage, la Cage 6 montre une baisse marquée de ces deux indicateurs, ainsi qu'une apparition plus notable de liquide abdominal et d'hémorragies internes, ce qui peut refléter une dégradation de l'état de santé des poissons à ce moment précis.

Cette tendance confirme les résultats de la Fig. 27, où la Cage 6 présentait un nombre d'anomalies plus élevé, suggérant que cette cage est potentiellement soumise à des conditions moins favorables ou à un stress accru.

La présente étude, réalisée sur un total de 100 échantillons prélevés au sein de la ferme aquacole "Royaume du Poisson" à Sidna Youchâa, avait pour objectif d'évaluer l'état sanitaire des dorades royales (*Sparus aurata*).

L'étude réalisée sur les pathologies de la daurade (*Sparus aurata*) en élevage, à travers un échantillonnage réparti sur une période de trois mois, a permis de dresser un état sanitaire globalement satisfaisant des individus observés. Les examens externes ont mis en évidence une coloration rose pâle des branchies. Cette teinte, bien que légèrement déviée de la couleur rouge vif généralement attendue chez un poisson en parfait état d'oxygénation, n'a été associée à aucun autre signe clinique inquiétant. Elle pourrait s'expliquer par un stress modéré induit par la manipulation ou par des paramètres environnementaux tels qu'une légère hypoxie temporaire. Ce résultat est en accord avec les travaux (**Aly et al,2023**) ont mené une étude sur 160 dorades royales (*Sparus aurata*) élevées en Égypte, dans laquelle ils ont mis en évidence une infection bactérienne à *Vibrio campbellii* chez environ 35 % des individus, en particulier pendant la saison estivale. Ces résultats confirment que des conditions environnementales défavorables peuvent provoquer des lésions cutanées et un stress oxydatif, effets que nous avons observés de manière très modérée dans notre propre étude.

De même, une étude menée en Espagne par (**López-Pérez et al,2020**) a analysé la qualité microbiologique de 120 dorades et bars européens issus de deux élevages en milieux estuariens. Elle a montré un taux de lésions superficielles inférieur à 5 %, ce qui est comparable aux 2 % enregistrés dans notre propre échantillon. Ces résultats témoignent de l'importance d'une gestion sanitaire rigoureuse.

Par ailleurs, les travaux de (**Roca-Saavedra et al,2020**) ont porté sur 136 souches bactériennes isolées de *Sparus aurata*, avec une résistance partielle aux antibiotiques dans plus de 40 % des cas. Cette étude met en avant le besoin de renforcer la biosécurité et la surveillance, ce qui semble avoir été bien appliqué dans notre élevage, étant donné l'absence totale d'infestations détectées.

Aucune anomalie morphologique n'a été décelée, ce qui témoigne de l'absence de malformations congénitales ou acquises. De même, les examens parasitologiques internes et externes n'ont révélé aucune infestation, ce qui indique une bonne maîtrise des mesures de biosécurité et de prophylaxie au sein de l'élevage étudié. L'intégrité corporelle des poissons a été globalement préservée, avec seulement 2 % des individus présentant des lésions superficielles, probablement d'origine traumatique. Ce taux, relativement faible, reste dans les normes observées dans les élevages intensifs et pourrait être réduit davantage par une optimisation des conditions de manipulation et de densité d'élevage.

Un point à noter concerne la variabilité de taille observée au sein des échantillons, certains individus présentant une différence de poids allant jusqu'à 150 grammes. Une telle

Hétérogénéité pondérale pourrait résulter d'une compétition intra-spécifique pour l'accès à la nourriture, d'une distribution inégale des aliments, ou de facteurs génétiques. Cette variabilité peut impacter l'efficacité de l'élevage, tant sur le plan zootechnique qu'économique, et mériterait une attention particulière à travers des stratégies de tri périodique ou d'alimentation différenciée.

L'examen de la cavité abdominale n'a mis en évidence aucune anomalie pathologique. L'estomac plein de granulés, associé à un intestin vide, s'explique logiquement par le fait que l'échantillonnage a été réalisé peu après la distribution de l'aliment. Cela indique une bonne appétence de la ration, un comportement alimentaire normal, et un transit digestif en cours.

Ces résultats traduisent un bon niveau de bien-être animal et une gestion adéquate des paramètres de l'élevage. Toutefois, l'hétérogénéité de croissance et les légères lésions observées invitent à renforcer le suivi des pratiques d'élevage, notamment en matière de densité, de qualité de l'alimentation et de surveillance comportementale.

Conclusion générale

Conclusion générale

L'analyse sanitaire de la daurade en élevage, effectuée à travers une série d'échantillonnages durant trois mois, a permis de conclure à un bon état général de la population. L'absence de parasites, de pathologies internes ou externes, ainsi que la bonne intégrité physique de la majorité des individus traduisent une gestion rigoureuse des conditions d'élevage et des pratiques sanitaires.

Les quelques lésions superficielles observées chez une minorité de poissons ainsi que l'importante variabilité de taille entre les individus suggèrent néanmoins la nécessité d'ajustements au niveau de la densité d'élevage, de la répartition alimentaire et du tri des poissons afin d'optimiser les performances zootechniques et de limiter les pertes économiques potentielles.

Ces résultats, bien qu'encourageants, soulignent l'importance d'un suivi sanitaire régulier, d'une gestion dynamique des pratiques d'élevage et de l'intégration d'approches préventives dans les protocoles de production pour assurer la pérennité et la durabilité de l'élevage de la daurade.

Par ailleurs, il est recommandé de former régulièrement le personnel d'élevage aux bonnes pratiques sanitaires, à la biosécurité et au bien-être animal. La mise en place d'une stratégie d'amélioration continue, fondée sur les données issues du suivi sanitaire, permettra d'adapter les protocoles en temps réel et de renforcer la résilience de l'élevage. Enfin, une alimentation adaptée aux besoins nutritionnels et aux saisons contribuera à optimiser les performances zootechniques.

L'ensemble de ces recommandations vise à assurer une production durable, de qualité, tout en préservant la santé des animaux et la rentabilité des élevages.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. Abbed, W., Mesbahi, W. (2020). Reproduction Et Gestion Sanitaire Du Cycle D'élevage De La Dorade Royale (*Sparus Aurata*). Mémoire De Fin D'études, Université Saad Dahleb – Blida 1. Institut Des Sciences Vétérinaire.
2. A.G., &K.S. (2023). Ils Seront Lancés A Alger En Mars Prochain : Deux Premiers Projets D'aquaculture En Cages Flottantes. EL WATAN.
3. Alletch Coppens. (2022). Seabass & Seabeam .
4. Aly, S. M., Elatta, M. A., El-Banna, N. I., & Ibrahim, M. A. (2023). Studies On Vibrio Campbellii As A Newly Emerging Pathogen Affecting Cultured Seabream (*Sparus Aurata*) In Egypt. Aquaculture International.
5. Attia El Hili , H. (1996). Pathologie Des Poissons Marins Elevés En Tunisie. Revue De L'i.N.A. T., Vol .11. N°1.
6. Austin, B., & Austin, D. A. (2016). Bacterial Fish Pathogens: Disease Of Farmed And Wild Fish. Springer, 6th Edition.
7. Becetti, M.A., Mehieddine, R. A. (2021). Les Pathologies Du Loup De Mer (*Dicentrarchus Labrax*) Et De La Daurade Royale (*Sparus Aurata*). Diplôme De Master Complémentaire, Université De Saad Dahleb – Blida 1, Institut Des Sciences Vétérinaires.
8. Ben Kahla, Nabki, A., Lachkar-Kacem, H., El Maussar, N., Cherifaa,J., & Bakhrouf, A. (2006). Histopathological Signs Associated With Vibrio Alginolyticus Infection Of Seabass And Gilthead Seabream. Marine Life (Marseille). Vie Marine, 16(1–2), 31–36.
9. Benabdelmoumen, A., Kherraz, A., Bouderbala ,M.(2020).Développement De L'aquaculture En Algérie : Défis Et Prescriptives .Revue Scientifique Et Technique De L'aquaculture , 12(2),45-58.
10. Benhabib, L. E. (2022). Étude Des Mollusques Bivalves Marins Dans Quelques Sites Du Littoral De Tlemcen. Mémoire De Master, Université De Tlemcen, P. 15–17.
11. Benkhaled, A., & Remini, B. (2015). L'hydrologie Des Oueds De La Région De Tlemcen : Entre Sécheresse Et Urbanisation. Revue Des Sciences De l'Eau, 28(1), 45-58.
12. Bennamacer, M., & Djamaïuni, H. (2021). Mise En Place D'une Ferme Aquacole : Technique Et Principes. Masters Thésis, Université De Tlemcen, 118 Pages.
13. Beveridge, M.C.AM. (1984). Pisciculture En Cage Et Enclos : Modelé De Capacite De Charge Et Impact Envirommental (Chapitre 3). Fao.
14. Bondad-Reantaso, M. G., Subasinghe, R. P., Arthur, J. R., Ogawa, K., Chinabut, S., & Chiu, P. (2005). Aquaculture Development, Health And Wealth. Marine Pollution Bulletin, 51(4-12), 119–207.
15. Bostock, J., M C Andrew, B., Richards, R., Jauncey, K. (2010). Aquaculture: Global Status And Trends Philophical Transactions Of The Royal Society B: Biological Science,365(1554),2897-2972.
16. Bostock, J., Mcandrew, B., Richards, R., Jauncey, K., K., Telfer, T., Lorenzen, K., Little, Dross, I., Handisyde, N., Gatward, I., Corner, R. (2010). Aquaculture: Global Status

- And Trends. Philosophical Transactions Of The Royal Society B: Biological Sciences, 365(1554)2897-2912.
17. Bougerra, F (2020) Etat Des Lieux De L'aquaculture En Algérie. Ministère De L'agriculture Et Des Développement Rural, Direction Des Services Vétérinaires.
 18. Boyd, C. E., Nevin, A. A. (2015). Aquaculture, Resource And The Environment. Wiley. Blackwell.
 19. Cardia, F., Lovatelli, A. (2009). Étude Sur L'aquaculture En Cage : La Mer Méditerranée. Fao Document Sur Les Pêches, No .498, Rome, Fao.
 20. Cascarno, M.C., Stavvykkidis, Zachou, O., Mladineo, I., K.D., Papadroulakis, N., & Kataharios, P. (2021). L'aquaculture Méditerranéenne Dans Un Climat Changeant : Effet De La Température Sur Les Agents Pathogène Et Les Maladies De Trois Espèces De Poissons D'élevage. Pathogènes, 10(9),1205.
 21. Chaoui, L. (2005). Régime Alimentaire De La Daurade Royale (*Sparus Aurata*) Dans Le Golf d'Annaba, Algérie.
 22. El Hilli, A., (1991). Nutritional Disease Of Fishes. In: Basic Level Training Course On Disease Diagnosis And Prevention Of Aquatic Species. Neddrap II, Dao, Bodrum, Turquie, 17–30 Nov., P. 61–70.
 23. Fao (2005) *Sparus Aurata* (Linnaeus). Organisation Des Nation Unies Pour L'alimentation Et L'agriculture.
 24. FAO (2009). La Situation Mondiale De L'alimentation Et De L'agriculture.
 25. FAO (2018). The State Of World Fisheries And Aquaculture. Rome : FAO.
 26. FAO (2022). L'état Des Pêches Et De L'aquaculture 2022 (Sofia). Organisation Des Nations Unies Pour L'alimentation Et L'agriculture.
 27. Fao (2024).LA Situation Mondiale Des Pêches Et De L'aquaculture 2024-La Transformation Bleue En Action. Rome.
 28. Fellouh, T. (2022). Généralité Sur La Dorade Royale (*Sparus Aurata*). Pp. 2-4.
 29. Fioravanti, M. L., Mladino, I., Palenzuela, O., Sitjà-Bobadilla, A., Beraldo, P., Massimo, T., & Giustinelli, A. (2020). Fish Farmer's Guide To Combating Parasitic Infections In European Sea Bass And Gilthead Sea Bream Aquaculture. Para Fish Control.
 30. Giavani, R. (1986). Pathologie Des Loups Et De Dorades, 49,125-139.
 31. Griot, P. (2008). Pathologie Des Poissons. Étiologie Et Prévention. In : Christiane Ferra (Dir), Aquaculture (P. 393). Eds Vuibert.
 32. Griot, R. (2021). Développement D'outils Et De Méthodes Et De Sélection Génomique Chez Le Bar Et La Dorade. Thèse De Doctorat, Université Paris -Scalay.
 33. Guilal, A. (2023). Recherche Des Métaux Lourds Chez La Dorade Royale D'élevage Provenant Du Littoral De Honaïne (Wilaya De Tlemcen). Mémoire De Master, Université De Tlemcen.
 34. GUILLEN, J., NATALE, F ET COLL (2019). L'avenir De L'aquaculture Dans L'ue.
 35. Halwart, M., Moehl, J.F. (Eds) (2002). Atelier Régional D'experts De La Fao Sur La Pisciculture En Cage En Afrique. FAO, Compte Rendu Des Pêches, No. 6, Rome.

36. Hastein, T., 1996. Surveillance Et Prophylaxie Des Maladies . Département Des Maladies De Poissons. Laboratoire Vétérinaire Centrale, Oslo, Norvège, Oie Scientifique And Technique Review .15.255-258.
37. Karaoui, R., Boughttas, F., & Chene, C. (2021). Classification Of Sea Bream (*Sparus Aurata*) Fillets Subjected To Freeze Thaw Cycles By Using Front-Face Fluorescence Spectroscopy. Journal Of Food Engineering, 308, 110618.
38. Kinkelin, P., & Gérard, J. P. (1972). Connaissances De Base Sur La Pathologie Des Poissons. Bulletin Français De Pisciculture, N°247, 31.
39. Kouassi, A. M., Konan, K. M., Koffi, B. K., & Adingra, A. A. (2018). Impact Des Exploitations Piscicoles En Cage Flottante Sur La Structure Des Macroinvertébrés Benthiques De La Lagune Ébrié (Côte d'Ivoire). International Journal Of Biological And Chemical Sciences, 12(3), 1345–1357.
40. Kvitt, H., Heinich, G., & Diamant, A. (2008). Detection And Phylogeny Of Lymphocystivirus In Sea Bream.
41. López- Pérez, A., Vicente Martínez, A., & García Vázquez, E. (2020). Study Of The Microbiological Quality And Prevalence Of Foodborne Pathogens And Products Shelf Life Of Gilthead Sea Bream (*Sparus Aurata*) And Sea Bass (*Dicentrarchus Labrax*) From Aquaculture In Estuarine Ecosystems. Food Microbiology, 88,103409.
42. Lucas, J. S., Southgate, P.C (2012). Aquaculture: Farming Aquatic Animals And Plants (2 Nd Ed).Wiley Blackwell .
43. Maatouk, K., Zaafrane, S., & El Hili, H-A. (2023). Surveillance De La Dorade (*Sparus Aurata*) Et Le Bar (*Dicentrarchus Labarax*) Elevé En Tunisie .
44. Marçais, G. (2000). Honaïn. Number 23. Éditions Peeters.
45. Michelin (S.D.). Carte Michelin N°172, Algérie- Tunisie Indiquant Les Régions De Tlemcen, Oran, d'Alger A Tunis [Carte Routière], Echelle 1 :1 000 000. Paris: Edition Michelin.
46. Millot, C. (1999). Circulation In The Western Mediterranean Sea. Journal Of Marine Systems, 20(1-4), 423-442.
47. Mills, D. (1989). Salmon And Trout: A Resource, Its Ecology, Conservation And Management. Paul Elek (Scientific Books), 2nd Ed., London, 351 Pages.
48. Ministère De l'Environnement Et Des Énergies Renouvelables, & Ministère De La Pêche Et Des Productions Halieutiques. (2023). Guide Des Bonnes Pratiques Environnementales Pour Une Aquaculture Durable. Alger : PEBLA.
49. Ministère Des Pêches Naturelles Et Des Forêts De l'Ontario. (2017). Lignes Directrices Pour La Présentation Des Demandes Concernant Les Installations D'aquaculture En Cage.
50. NAY, M., KARA, H., &BOUASLANA, M. (2023). Analyse Des Marches Des Produits De L'aquaculture Continental Dans Les Pays Du Maghreb.P.6
51. Nemous, O., & Nechniche, F. (2022). Étude De La Qualité Hygiénique De La Dorade Royale « *Sparus Aurata* » (Linnaeus, 1758) Elevée A Mostaganem. [MA].

52. Nowak, B. (2007). Parasitic Diseases In Marine Cage Culture – An Overview. *Aquaculture*, 270(1–4), 39-52.
53. Office National De La Météorologie. (2020). Climatologie Des Régions Côtières De l'Ouest Algérien : Rapport Annuel 2020. <https://www.Meteo.Dz>.
54. Ould Aklouch, F. (2016). Suivi De L'évolution Et La Croissance Du Loup De Mer (*Dicentrarchus Labrax*) Et De La Dorade (*Sparus Aurata*) Au Niveau De La Ferme Aquacole d'Agla (Wilaya De Tlemcen) [Mémoire De Master, Université De Tlemcen]. P 68.
55. Piccolotti, F., & Lovatelli, A. (2012). Assemblage Et Installation De Cages Hexagonales En Bois Pour L'élevage De Poissons. FAO.
56. Quero, J-C., & Vayne, J-J. (2005). Les Poissons De Mer Des Pêches Français. Delachaux Et Niestlé.
57. Rigos, G., & Katharios, P. (2010). Pathological Issues And Disease Control In Mediterranean Marine Fish Farming. *Reviews In Aquaculture*, 2(1), 11–23.
58. Roberts, R. J., & Sheppard, C. J. (1974). Handbook Of Trout And Salmon Disease. Fishing News (Books) Ltd, Surrey, England, 172 Pages.
59. Roca-Saavedra, P., Miranda, J. M., & Cepeda, A. (2020). Bacterial Diversity And Antibiotic Susceptibility Of *Sparus Aurata* From Aquaculture. *Antibiotics*, 9(9), 573.
60. Shawky, N. T., Taha, E., Ahmed, B., Mahmoud, M. A., Abdelaziz, M., Faisal, M., & Youssef, A. (2021). Initial Evidence That Gilthead Seabream (*Sparus Aurata*) Is A Host For Nervous Necrosis Disease Virus Genotype I. *Animals*, 11(11), 3232.
61. Sheppard, C. J. (1978). Fish Health And Fish Disease. Fishing News Books Ltd, Farnham, Surrey, England, 172 Pages.
62. Sitar, P., Svara, T., Grlić Fajfar, A., Sturm, S., Cevetko, M., Fonda, I., & Gombač, M. (2021). The First Outbreaks Of Viral Encephalopathy And Retinopathy In Farmed Sea Bass (*Dicentrarchus Labrax*) In Slovenia. Veterinary Institute, University Of Ljubljana.
63. Snieszko, S.F. (1974). The Effects Environmental Stress On Outbreaks Of Infectious Diseases Of Fishes. *Journal Of Fish Biology.*, 6(2), 197-208.
64. UNESCO-IOC. (2012). World Ocean Database 2012: Mediterranean Sea. Intergovernmental Oceanographic Commission. Retrieved From <http://www.nodc.noaa.gov>.
65. Vaudeputte, M., Aubin, J., Medale, F., Quillet, E., Duchaud, E., Boudinot, P., Labbé, L., & Kaushik, S. J. (2011). Vers Une Pisciculture Durable A Hautes Performances Environnementales. *Innovations Agronomiques*, 12, 179–188.
66. Walker, P-J., & Winton, J. R. (2010). Emerging Viral Diseases Of Fish And Shrimp. *Veterinary Research*, 41(6), 51.
67. Wedmeyer, G – A. (1970). Physiological Responses Of Juvenile Coho Salmon (*Arcorhynchus Kisutch*) And Crowding Stress In Intensive Fish Culture. *Journal Of The Fisheries Research Board Of Canada*, 27(10).1589-1599

68. Woo, P. T. K. (2006). Fish Diseases And Disorders – Volume 1: Protozoan And Metazoan Infections. CABI Publishing.
69. WWF., 2021. Sea Bass And Sea Bream Supply Chain Study: From Turkey To Europe. Fish Forward Project: Responsible Seafood Consumption For The Benefit Of People, Ocean And Climate. Published By WWF -UK.
70. Yuhei, N., Benoit, C., Garnier, J., Theo, G., & Adrien, F. (2020). Dorade Royale, Daurade. Disponible Sur : <https://www.fishipedia.fr/fr/poissons/sparus-aurata>.

Webographie

Aqualog International (S.D.). Pathologie Principale En Mariculture Tempérée. Disponible Sur : <https://aqualog-international.com> (Consulté Le 15/3/2025).

Web 1 :Docteur360 (S.D.). Trichodinose De La Dorade Japonaise. Disponible Sur : <https://docteur360.com.dz/viewblog/trichodinose-de-la-dorade-japonaise> (Consulté 17février 2025).

Ferrero, L. (S.D.). Dorade Royale – *Sparus Aurata*. Snorkeling-Exploration. <https://snorkeling-exploration eklablog.com/dorade-royale-sparus-aurata-A19063230>.

Horizons. (2025). L'aquaculture A Tipasa, Une Filière Prometteuse. Horizons.Dz. <https://horizons.dz/?P=38233>.

Navionics (2022). Cartographie Marine Navionics Et Platinum. Catalogue De Produits, Navionics. Disponible Sur : <https://www.navionics.com/fra>. (Consulte Le 2/3/2025).

Nanfegwang.(2025).PE Material Flexible Floating Fish Framing Cage In Sea Or Lake . Consultee Le 2/5/2025. Sur https://fr.made-in-china.com/co_nfwcage2009/Product_PE-Material-Flexible-Floating-Fish-Farming-Cage-In-Sea-Or-Lake_Uossrrhguu.Html.

Web 2 : Technocage. (2025). Amarrage. Consultée Le 4/3/2025. Disponible Sur : <http://technocagesrl.com/fr/produits/amarrage/>.

Vitamine Dz. (2013).La Plage De Sidna Youchaa Ou Ce Qu'il En Reste ! Consultée Le (5/5/2025). Disponible Sur : <http://www.vitamedz.com/fr/algerie/la-plage-de-sindna-youchaa-ou-226233-photo-13-14532-1.html>.

Weatherbase (2022). Historical Weather Average – Fossidiana Youchaa. Consulté Le (13/4/2025). Disponible Sur : <https://www.weatherbase.com>.

Web3 (2018). Daurade Royale. VALPEM. Méditerranée Sauvage Disponible Sur :<https://mediterranee-sauvage.com/especes/daurade-royale/>.

الملخص: دراسة الأمراض الطفيلية والمعدية لدى أسماك الدنيس الملكي في الأقفاص العائمة.

تركز عملنا على دراسة الأمراض التي تصيب أسماك الدنيس الملكي في الأقفاص العائمة. تم إجراء الدراسة في المزرعة المائية "مملكة السمك" بسيدي يوشع تقع في ولاية تلمسان. امتدت فترة أخذ العينات لمدة 3 أشهر، من مارس إلى مايو 2025.

الهدف من هذه الدراسة هو تحديد وتحليل أهم الأمراض المعدية والطفيلية التي تصيب أسماك الدنيس في الأقفاص العائمة. قمنا بجمع 100 عينة موزعة بين القفص رقم 3 والقفص رقم 6 أظهرت النتائج حالة صحية عامة جيدة للأسماك الملاحظة، دون وجود إصابات طفيلية أو تشوهات واضحة.

كلمات مفتاحية: الدنيس الملكي، الأمراض، الأقفاص العائمة، سيدي يوشع، تشوهات.

Résumé : Étude des maladies parasitaires et infectieuses de la daurade royale (*sparus aurata*) dans les cages flottantes.

Notre travail s'est focalisé sur les pathologies de la daurade royale dans les cages flottantes. Il s'agit de la ferme aquacole « Royaume du poisson » à Sidi Youchaa située a la willaya de Tlemcen. La période d'échantillonnage s'étend sur 3 mois, de mars à mai 2025.

L'objectif de cette étude est d'identifier et d'analyser les principales maladies infectieuse et parasitaire affectant la daurade royale en cage flottante.

Nous avons collecté 100 individus, répartis entre la cage 3 et la cage 6. Les résultats ont montré un bon état sanitaire général des daurades observées, sans infestations ni anomalies majeures.

Mots clés : daurade royale, pathologies, cages flottantes, sidi youchaa, anomalie.

Abstract: Study of parasitic and infectious diseases in gilthead seabream (*Sparus aurata*) in floating cages.

Our work focused on the study of diseases affecting gilthead seabream in floating cages. The study was conducted at the aquaculture farm "Fish Kingdom" in Sidi Youchaa located in the province of Tlemcen. The sampling period extended over three months, from March to May 2025.

The objective of this study is to identify and analyze the main infectious and parasitic diseases affecting gilthead sea bream in floating cages.

We collected 100 individuals, divided between cage 3 and cage 6. The results showed a generally good health status of the observed fish, with no infestations or major anomaly.

Key words: gilthead seabream, diseases, cage farming, sidi youchaa , anomaly.