

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل

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



Mémoire De Fin d'études En Vue De L'obtention Du Diplôme

D'ingénieur Et Master En Sciences De La Mer

Option : Aquaculture

Thème :

## Élaboration d'un plan de gestion sanitaire pour une éclosérie de poissons marins

Présenté par :

**BOUCHILLAOUENE Fawzi**

Soutenu le 25/06/2025 devant la commission du jury suivant :

<b>Mr. Ait Saidi. A.</b>	<b>Maitre de conférences B</b>	<b>ENSSMAL</b>	<b>Président</b>
<b>Mr. Lourguioui. H.</b>	<b>Maître de conférences A</b>	<b>ENSSMAL</b>	<b>Examineur</b>
<b>Mme. Meslem. N.</b>	<b>Maitre de conférences B</b>	<b>ENSSMAL</b>	<b>Promotrice</b>
<b>Mr. Dilmi. A.</b>	<b>Docteur</b>	<b>CNRDPA</b>	<b>Co-Promoteur</b>

**Promotion : 2024/2025**

## *Remerciements*

Je tiens tout d'abord à exprimer ma profonde gratitude à **Madame Meslem Nabila**, ma promotrice, pour sa disponibilité, son accompagnement rigoureux, ses conseils avisés et sa bienveillance tout au long de la réalisation de ce travail. Sa confiance et son exigence scientifique ont grandement contribué à la qualité de ce mémoire.

Mes remerciements s'adressent également à **Monsieur Dilmi Ammar**, mon co-promoteur et directeur de la station expérimentale de la pisciculture marine du **CNRDPA de Bousmail**, pour m'avoir offert l'opportunité d'effectuer ce stage au sein de cet établissement. Son encadrement sur le terrain, sa disponibilité et son expertise ont été précieux tout au long de mon séjour.

Je tiens à remercier tout particulièrement **Monsieur Lourguioui Hichem**, président du jury, pour l'honneur qu'il m'a fait en acceptant de présider cette soutenance. Sa disponibilité et sa lecture attentive de ce mémoire témoignent de son engagement envers la formation et l'encouragement des étudiants.

Mes remerciements vont également à **Monsieur Aït Saïdi Adel**, examinateur, pour l'intérêt qu'il a porté à ce travail et pour ses remarques constructives, qui ne manqueront pas de nourrir mes réflexions futures.

Je tiens également à remercier **Dr Djahnit Nora** et **Dr Boukhaouba Aya** pour leur soutien, leur écoute, ainsi que pour les conseils techniques et scientifiques qu'elles m'ont généreusement apportés durant les différentes phases de cette étude.

Ma reconnaissance va aussi à l'ensemble de l'**équipe de la station expérimentale de la pisciculture marine du CNRDPA**, pour leur accueil chaleureux, leur assistance sur le terrain et la richesse des échanges qui ont ponctué ce stage.

Enfin, je souhaite remercier sincèrement toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à l'élaboration, à l'avancement et à l'achèvement de ce travail. Leur soutien, qu'il ait été technique, moral ou humain, a été déterminant dans la réussite de ce mémoire.

## *Dédicaces*

Je dédie ce mémoire à **mon cher père**, mon pilier, mon exemple, et mon héros silencieux. Ton courage, ta patience et tes sacrifices constants ont tracé le chemin sur lequel j'ai pu avancer avec confiance. Tu as toujours cru en mes capacités, même lorsque moi-même j'en doutais. Merci pour ta force tranquille et ton amour indéfectible. Ce travail t'est entièrement dédié.

À **ma chère mère**, la source inépuisable de tendresse, de sagesse et de dévouement. Aucune parole ne pourra jamais rendre justice à ton amour, à ton soutien inconditionnel, et à tous les sacrifices que tu as faits pour mon avenir. Ton regard plein de fierté est ma plus belle récompense. **Ce mémoire est un hommage à ta force discrète et à ton cœur immense.**

À **mon frère et mes sœurs**, mes premiers alliés, mes complices, mes plus grands soutiens. Merci pour votre affection, vos encouragements et votre présence, toujours au bon moment. Vos mots, vos gestes et votre foi en moi ont contribué à rendre ce chemin plus léger.

À moi-même, pour avoir persévéré malgré les doutes et les obstacles. Ce mémoire est aussi le fruit d'un chemin intérieur de détermination et de croissance.

À tous les étudiants qui débutent ce parcours : gardez la foi en vous, même quand le chemin devient flou. Ce travail est la preuve que chaque effort porte un fruit.

**TABLE DE MATIERES**

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

**Introduction.....2**

**Chapitre I : Généralités..... 6**

**I. Contexte de la pisciculture marine..... 6**

1. La pisciculture marine mondiale ..... 6

2. La pisciculture marine en Algérie ..... 7

3. Enjeux sanitaires en pisciculture marine ..... 7

**II. Les principales espèces élevées..... 8**

1. Présentation de la daurade royale (*Sparus aurata*) ..... 8

1.1. Systématique ..... 8

1.2. Morphologie ..... 9

1.3. Habitat et distribution géographique ..... 9

1.4. Cycle de production ..... 10

2. Présentation du loup commun (*Dicentrarchus labrax*)..... 11

2.1. Systématique ..... 11

2.2. Morphologie ..... 11

2.3. Habitat et distribution..... 12

2.4. Cycle de production ..... 12

**III. Les principales causes des pathologies chez le loup (*Dicentrarchus labrax*) et la daurade (*Sparus aurata*) en éclosion..... 13**

1. Pathologies d'origine bactérienne ..... 13

2. Pathologies d'origine virale ..... 14

3. Pathologies d'origine parasitaire ..... 14

4. Facteurs de risque..... 14

**IV. Les différentes composantes d'une éclosion de poissons marins..... 15**

**V. Présentation d'un plan de gestion sanitaire d'une éclosion de poissons marins..... 17**

1. Biosécurité et prévention des maladies ..... 17

2. Gestion sanitaire de l'eau ..... 17

## TABLE DE MATIERES

3. Surveillance et contrôle des maladies .....	17
4. Quarantaine et introduction de nouveaux animaux .....	17
5. Formation et sensibilisation du personnel .....	18
<b>Chapitre II : Matériel et méthodes.....</b>	<b>20</b>
<b>I. Présentation de la zone d'étude .....</b>	<b>20</b>
1. Situation géographique.....	20
2. Plan et compartiments de l'écloserie.....	21
3. Personnel .....	21
<b>II. Gestion et fonctionnement de l'écloserie.....</b>	<b>22</b>
1. Gestion de l'eau.....	22
2. Gestion des conditions environnementales .....	24
3. Gestion de reproduction et d'injection hormonale .....	25
4. Gestion de l'alimentation .....	26
<b>III. Mode opératoire pour l'élaboration du plan de gestion sanitaire.....</b>	<b>29</b>
1. Recherche documentaire .....	29
2. Enquête sur terrain .....	29
3. Echantillonnage et analyses .....	29
3. 1. Analyses physicochimiques .....	30
3. 2. Analyses microbiologiques .....	31
3. 3. Traitement des données .....	43
4. Interview du personnel de la ferme .....	44
5. Analyse SWOT du plan de gestion sanitaire actuel .....	44
<b>Chapitre III : Résultats et discussion .....</b>	<b>46</b>
<b>I. Diagnostique de la gestion de l'écloserie de CNRDPA à l'état actuel.....</b>	<b>46</b>
1. Circuit de l'eau .....	46
2. Gestion de la reproduction .....	46
3. Élevage larvaire.....	47
4. Gestion de l'alimentation .....	48
<b>II. Gestion sanitaire de l'écloserie.....</b>	<b>50</b>
<b>1. Contrôle des paramètres du milieu.....</b>	<b>50</b>
2. Mesures de biosécurité appliquée : .....	51
3. Résultats d'échantillonnage et d'analyses.....	52

## TABLE DE MATIERES

3.1. Résultats des analyses physicochimique .....	52
<b>3.1.3. L'oxygène dissous (O2) .....</b>	<b>53</b>
3.2. Résultats des analyses microbiologiques .....	57
<b>III. Résultats de l'enquête concernant les problèmes sanitaires antérieures.....</b>	<b>63</b>
<b>IV. Résultats de l'analyse SWOT du plan de gestion sanitaire actuel de l'écloserie.....</b>	<b>64</b>
<b>V. Proposition d'un plan de gestion sanitaire adapté .....</b>	<b>65</b>
1. Gestion de l'eau et traitement.....	66
1.1. Prétraitement mécanique .....	66
1.2. Désinfection physique (UV).....	66
1.3. Désinfection chimique douce .....	66
1.4. Tests microbiologiques hebdomadaires .....	67
1.5. Recommandations complémentaires .....	67
2. Contrôle des circuits RAS (Recirculating Aquaculture Systems).....	67
2.1. Suivi journalier des paramètres physicochimiques .....	67
2.2. Entretien des biofiltres (bimensuel) .....	68
2.3. Suivi du cycle de nitrification (mensuel) .....	68
2.4. Analyse de la flore bactérienne (mensuelle) .....	69
2.5. Évacuation des sédiments.....	69
3.1. Barrières chimiques : pédiluves et désinfection aux entrées.....	70
3.2. Standardisation des équipements de protection individuelle (EPI).....	70
3.3. Renforcement des protections physiques .....	70
3.4. Limitation des accès et gestion des déplacements .....	70
3.5. Séparation stricte des zones propres et sales .....	71
4. Surveillance de la charge organique et du biofilm Objectif :.....	71
4.1. Surveillance mensuelle des nutriments clés .....	71
4.2. Plan de nettoyage et désinfection bi-hebdomadaire .....	72
4.3. Utilisation de désinfectants non résiduels certifiés aquaculture.....	72
5. Gestion et tâches du personnel et des bonnes pratiques Objectif :.....	72
5.1. Formation obligatoire aux BPH (Bonnes Pratiques d'Hygiène aquacole).....	73
5.2. Affichage des consignes et circuits de circulation .....	73
5.3. Tâches d'entretien sanitaire dans les zones communes .....	73
7. Protocole de quarantaine et traitements .....	74
7.1. Isolement dans une unité dédiée.....	74
7.2. Traitement préventif à l'entrée .....	74

## **TABLE DE MATIERES**

7.3. Observation clinique quotidienn .....	75
7.4. Analyses bactériologiques avant transfert.....	75
8. Stockage et gestion des aliments et des proies vivantes.....	76
8.1. Stockage et contrôle des aliments secs Conditions de stockage optimales.....	76
8.2. Gestion des proies vivantes (rotifères, artémias) Production contrôlée des proies ....	76
8.3. Contrôle sanitaire des proies .....	77
9. Gestion sanitaire des géniteurs .....	77
9.1. Origine des géniteurs.....	77
9.2. Mise en quarantaine .....	78
9.3. Vaccination et traitements préventifs .....	79
9.4. Alimentation des géniteurs .....	79
9.5. Maturation .....	79
<b><i>Conclusion</i></b> .....	<b>82</b>
<b><i>Références bibliographiques</i></b> .....	<b>85</b>
<b><i>Annexes</i></b> .....	<b><i>i</i></b>

## Liste des tableaux

<b>Tableau II- 1.</b> Liste du personnel de l'écloserie du CNRDPA .....	22
<b>Tableau II- 2.</b> Conditions d'élevage de loup et de daurade en écloserie du CNRDPA selon les stades de vie .....	25
<b>Tableau II- 3.</b> Protocoles d'injection hormonale pour l'induction de la reproduction chez le loup et la daurade .....	26
<b>Tableau II- 4.</b> Protocole alimentaire des poissons marins (loup et daurade) de J0 jusqu'au pré-grossissement en écloserie .....	28
<b>Tableau III- 1.</b> Protocoles d'injection hormonale pour l'induction de la reproduction chez le loup et la daurade .....	47
<b>Tableau III- 2.</b> Protocole alimentaire des poissons marins (loup et daurade) de J0 jusqu'au pré-grossissement en écloserie .....	49
<b>Tableau III- 3.</b> Conditions d'élevage de loup et de daurade en écloserie du CNRDPA selon les stades de vie .....	51
<b>Tableau III- 4.</b> Analyse SWOT du plan de gestion sanitaire actuel de l'écloserie.....	65

## Liste des figures

<b>Figure I- 1.</b> Production halieutique et aquacole mondiale (FAO 2022).....	6
<b>Figure I- 2.</b> <i>Sparus aurata</i> (Linnaeus, 1758) [Sparidae] (Olivieri, 2009).....	9
<b>Figure I- 3.</b> Cycle de production de <i>Sparus aurata</i> - système intensif (FAO, 2009b).....	10
<b>Figure I- 4.</b> <i>Dicentrarchus labrax</i> (Linnaeus, 1758) [Moronidae] (FAO, 2009a) .....	12
<b>Figure I- 5.</b> Cycle de production de <i>Dicentrarchus labrax</i> - système intensif (FAO, 2009a) .....	13
<b>Figure II- 1.</b> Localisation géographique du site d'étude (Ecloserie du CNRDPA) .....	20
<b>Figure II- 2.</b> Photo aérienne de la prise d'eau de mer de l'écloserie du CNRDPA (Google Earth, 2025).....	23
<b>Figure II- 3.</b> Système RAS – Unité d'élevage larvaire, CNRDPA 2025 .....	24
<b>Figure II- 4.</b> Mesure des paramètres physico-chimiques in situ à l'aide d'une valise multi-paramètres (AQUALABO, gamme ODEON) .....	30
<b>Figure II- 5.</b> Auto-analyser SAN Plus Système de marque SKALAR, 1998. ....	31
<b>Figure II- 6.</b> Dispositif de filtration sur membrane de marque MILLIPORE.....	32
<b>Figure II- 7.</b> Membranes filtrantes en ester de cellulose 0.45 µm /47 mm, de marque MILLIPORE.....	32
<b>Figure II- 8.</b> Technique de dénombrement des coliformes .....	33
<b>Figure II- 9.</b> Technique de dénombrement des streptocoques fécaux .....	34
<b>Figure II- 10.</b> Technique de dénombrement des staphylocoques. ....	35
<b>Figure II- 11.</b> Technique de recherche des salmonelles.....	36
<b>Figure II- 12.</b> Technique de recherche des vibrio spp. ....	37
<b>Figure II- 13.</b> Observation microscopique de la coloration de Gram de bactéries sous microscope optique au grossissement X100 (A-Cocci Gram positif, B-Bacille Gram négatif) (Benaïssa, 2021a). ....	38
<b>Figure II- 14.</b> Aspect du test catalase (Khattoon et al., 2022).....	39
<b>Figure II- 15.</b> Aspect du test oxydase (Benaïssa, 2021b) .....	40
<b>Figure II- 16.</b> Aspect du test TSI (Raval, 2022). ....	41
<b>Figure II- 17.</b> Aspect du test coagulase (Biolife, 2023).....	41
<b>Figure II- 18.</b> Aspect du test de production d'indole (Aryal, 2015). ....	42
<b>Figure II- 19.</b> Aspect du test de production de gaz sur BLBVB.....	43
<b>Figure II- 20.</b> Représentation schématique de l'outil SWOT .....	44

<b>Figure III- 1.</b> Variation des valeurs moyennes de la température en fonction des stations .....	53
<b>Figure III- 2.</b> Variation des valeurs moyennes de la salinité en fonction des stations .....	53
<b>Figure III- 3.</b> Variation des valeurs moyennes de l'oxygène dissous en fonction des stations ...	54
<b>Figure III- 4.</b> Variation des valeurs moyennes du pH en fonction des stations.....	54
<b>Figure III- 5.</b> Variation des concentrations moyennes de l'ammonium en fonction des stations	55
<b>Figure III- 6.</b> Variation des concentrations moyennes des nitrites en fonction des stations .....	55
<b>Figure III- 7.</b> Variation des concentrations moyennes des nitrates en fonction des stations.....	56
<b>Figure III- 8.</b> Variation des concentrations moyennes des phosphates en fonction des stations.	56
<b>Figure III- 9.</b> Concentrations moyennes des coliformes totaux.....	57
<b>Figure III- 10.</b> Aspect des coliformes totaux isolés de l'eau de mer sur gélose TTC .....	58
<b>Figure III- 11.</b> Concentrations moyennes des coliformes fécaux .....	58
<b>Figure III- 12.</b> Aspect microscopique des coliformes isolés de l'eau de mer sous le microscope optique (Marque OPTIKA ; Gx100). .....	59
<b>Figure III- 13.</b> Concentrations moyennes des streptocoques fécaux .....	59
<b>Figure III- 14.</b> Aspect des streptocoques fécaux isolés de l'eau de mer sur gélose BEA .....	60
<b>Figure III- 15.</b> Concentrations moyennes de Staphylococcus aureus.....	60
<b>Figure III- 16.</b> Aspect de Staphylococcus aureus isolés de l'eau de mer sur gélose chapman....	61
<b>Figure III- 17.</b> Aspect microscopique de Staphylococcus aureus isolé de l'eau de mer sous le microscope optique (Marque OPTIKA ; Gx100).....	61
<b>Figure III- 18.</b> Aspect microscopique d'Eikenella corrodens isolé de l'eau de mer sous le microscope optique (Marque OPTIKA ; Gx100).....	62
<b>Figure III- 19.</b> Identification d'Eikenella corrodens isolé de l'eau de mer par .....	62
<b>Figure III- 20.</b> Aspect microscopique de Citrobacter braakii isolée de l'eau de mer sous le microscope optique (Marque OPTIKA ; Gx100).....	63
<b>Figure III- 21.</b> Identification de Citrobacter braakii isolée de l'eau de mer par .....	63

## Liste des abréviations

### ➤ Paramètres physico-chimiques et analytiques :

**pH** : Potentiel hydrogène

**DCO** : Demande Chimique en Oxygène

**MES** : Matières En Suspension

**MOP** : Matière Organique Particulaire

**NH<sub>4</sub><sup>+</sup>** : Ammonium

**NO<sub>2</sub><sup>-</sup>** : Nitrite

**NO<sub>3</sub><sup>-</sup>** : Nitrate

**PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>** : Phosphate

**SiO<sub>2</sub>** : Silice

**Ppm** : Partie par million

### ➤ Microbiologie et milieux de culture :

**UFC** : Unité Formant Colonie

**CFU** : Colony Forming Unit

**FMT** : Flore Mésophile Totale

**NPP** : Nombre Plus Probable

**API 20E** : Analytical Profile Index pour bactéries entériques

**TSI** : Triple Sugar Iron

**EPEI** : Eau Peptonée Exempte d'Indole

**BLBVB** : Bouillon Lactose Bile Verte Brillante

**BEA** : Bile Esculin Azide

**TTC** : Triphenyl Tetrazolium Chloride

➤ **Aquaculture et reproduction :**

**RAS** : Recirculating Aquaculture System

**HUFA** : Highly Unsaturated Fatty Acids

**HCG** : Hormone chorionique gonadotrope humaine

**GnRH $\alpha$**  : Agoniste de l'hormone de libération des gonadotrophines

➤ **Organismes & Institutions :**

**FAO** : Food and Agriculture Organization

**WHO** : World Health Organization

**WOAH**: World Organisation for Animal Health

**PNDPA** : Plan National de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture

# **Introduction**

### **Introduction**

Face à la demande mondiale croissante en protéines, notamment d'origine marine, l'humanité se tourne de plus en plus vers des alternatives durables pour répondre aux enjeux alimentaires. Dans ce contexte, l'aquaculture, et plus spécifiquement la pisciculture marine, s'est imposée au cours des dernières décennies comme une solution stratégique pour réduire la pression exercée sur les ressources naturelles tout en contribuant à la sécurité alimentaire mondiale (FAO, 2022). Selon le rapport de la FAO sur l'état mondial de la pêche et de l'aquaculture, la production aquacole a dépassé celle de la pêche de capture destinée à la consommation humaine dès 2014, et cette tendance continue de s'accroître. La pisciculture marine, qui consiste à élever des poissons en milieu marin ou saumâtre, connaît une croissance soutenue en raison de ses avantages économiques et de son rôle dans le développement local des zones côtières.

L'Algérie, bordée par ses 2148 kilomètres de côtes selon le **ministère de l'Environnement (2023)**, possède un potentiel important pour le développement de l'aquaculture marine. Consciente de cet atout, elle a intégré ce secteur dans sa stratégie nationale de diversification économique à travers plusieurs initiatives telles que le Plan National de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (PNDPA). L'un des axes majeurs de cette stratégie repose sur la mise en place d'écloseries et de fermes aquacoles destinées à produire des espèces à fort intérêt commercial, notamment la daurade royale (*Sparus aurata*) et le loup de mer (*Dicentrarchus labrax*), deux espèces emblématiques de la Méditerranée bénéficiant déjà d'un savoir-faire technologique bien établi (FAO, 2022). Le développement de ces structures permet non seulement de sécuriser l'approvisionnement en juvéniles pour les fermes de grossissement, mais aussi de soutenir l'économie bleue en créant des emplois durables dans les zones littorales.

Cependant, le développement intensif de la pisciculture marine soulève des défis sanitaires de plus en plus complexes, en particulier dans les écloseries où les conditions de production favorisent l'émergence et la propagation de micro-organismes pathogènes. Les systèmes d'écloserie, souvent caractérisés par des densités élevées, des manipulations fréquentes et des environnements confinés, offrent un terrain propice au développement de pathologies affectant les stades précoces de vie des poissons (Toranzo et al., 2005a). Dans ce contexte, l'eau joue un rôle central en tant que vecteur potentiel de contaminations microbiologiques et parasitaires. Une qualité d'eau insuffisante peut gravement affecter la survie des larves, la croissance des juvéniles et, par conséquent, la rentabilité de l'exploitation aquacole. Selon Moriarty (1997), une surveillance rigoureuse de la qualité microbiologique est essentielle pour prévenir les épidémies dans les

systèmes aquacoles. **Fontaine (2004)** souligne que le contrôle de la qualité physico-chimique et sanitaire de l'eau constitue un élément central de la gestion zootechnique, garantissant le bon déroulement du cycle de production et la santé des poissons.

Parmi les contaminants microbiens fréquemment identifiés dans les systèmes aquacoles figurent les coliformes totaux et fécaux, les streptocoques fécaux, ainsi que des bactéries pathogènes comme *Salmonella spp.*, *Staphylococcus aureus*, *Clostridium perfringens*, et les espèces du genre *Vibrio* (**Balcázar et al., 2006**); (**Cabello, 2006**). Ces micro-organismes peuvent être présents dans l'eau d'élevage, sur les surfaces de contact, dans les aliments ou même au sein de la flore microbienne des poissons. Leur présence, même à de faibles concentrations, peut entraîner des pathologies graves, des taux de mortalité élevés, et des pertes économiques substantielles, en particulier dans les systèmes de production larvaire où les organismes sont particulièrement vulnérables. À cela s'ajoute le risque de développement de résistances aux antibiotiques en raison d'un usage non contrôlé de produits antimicrobiens dans certains élevages (**Cabello, 2006**), ce qui renforce l'urgence d'une approche préventive centrée sur le contrôle de l'eau et l'adoption de bonnes pratiques de biosécurité.

Ainsi, la mise en place d'un suivi régulier du protocole sanitaire actuel, fondé sur des analyses microbiologiques et physico-chimiques normalisées, constitue une démarche essentielle pour assurer la santé des organismes en élevage. Ce suivi permet non seulement d'identifier rapidement toute contamination microbiologique, mais aussi d'anticiper les dérives du système et d'ajuster les pratiques de gestion en conséquence (**Sridhar et al., 2019**). Il s'agit là d'une composante clé d'une aquaculture durable et responsable, qui cherche à concilier performance économique, respect de l'environnement et bien-être animal. Les recommandations internationales, telles que celles de la FAO et de l'Organisation mondiale de la santé animale (WOAH), insistent sur la nécessité d'intégrer la surveillance sanitaire dans les programmes de développement aquacole pour garantir la viabilité à long terme du secteur.

Dans cette perspective, le présent travail vise à analyser la gestion sanitaire dans une éclosérie marine algérienne. À travers cette étude, il s'agira d'évaluer l'état sanitaire du milieu aquatique, d'identifier les principaux risques microbiologiques, et de proposer des mesures concrètes pour améliorer les pratiques de gestion sanitaire au sein de cette éclosérie. Ce travail s'inscrit dans une volonté plus large de contribuer à l'amélioration des standards de qualité en aquaculture marine en Algérie, en s'appuyant sur des données scientifiques rigoureuses et des méthodes validées par la communauté scientifique internationale.

## INTRODUCTION

L'ensemble de cette étude s'articule selon une structure classique : une introduction posant l'objectif de notre travail, des généralités sur l'aquaculture et les aspects sanitaires, une section "matériels et méthodes" décrivant les approches utilisées, une présentation détaillée des résultats suivie de leur discussion, et enfin une conclusion qui résume les principaux apports du travail et propose des perspectives.

# **CHAPITRE I :**

# **GÉNÉRALITÉS**

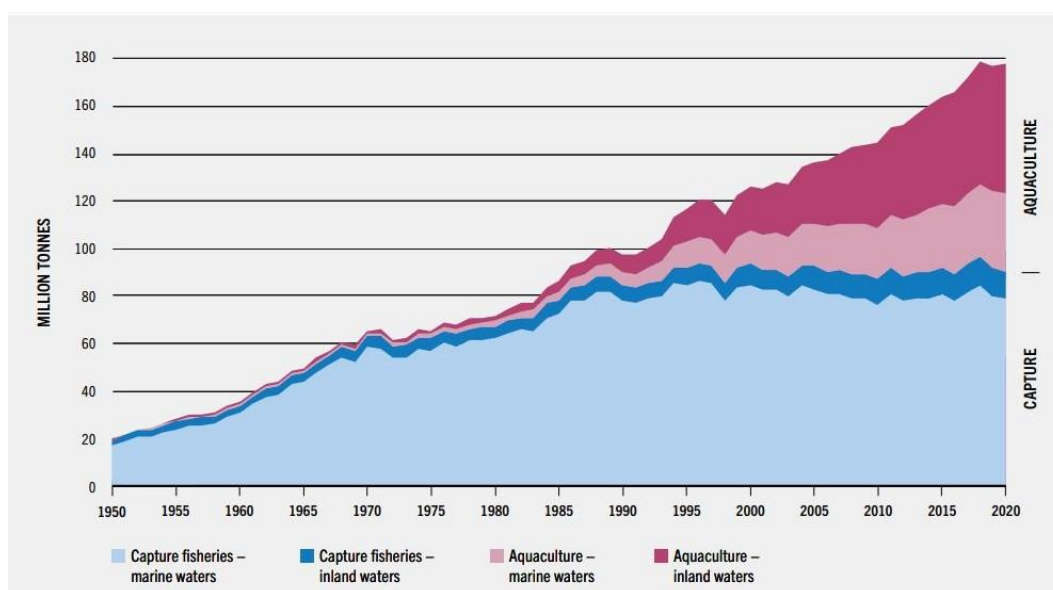
## Chapitre I : Généralités

### I. Contexte de la pisciculture marine

#### 1. La pisciculture marine mondiale

L'aquaculture est aujourd'hui l'un des secteurs les plus dynamiques de la production animale, contribuant de manière significative à la sécurité alimentaire mondiale. Selon le rapport de la **FAO (2022)**, l'aquaculture mondiale représentait en 2020 environ 56 % de la production de poissons destinés à la consommation humaine, avec une croissance moyenne annuelle de 5,3 % au cours des deux dernières décennies (**Figure I.1**). Parmi les différentes formes d'aquaculture, la pisciculture marine s'impose dans les régions côtières, notamment en Asie, en Europe du Sud et en Afrique du Nord. Les espèces les plus élevées comprennent le bar européen (*Dicentrarchus labrax*), la daurade royale (*Sparus aurata*), le saumon de l'Atlantique (*Salmo salar*) et le flétan (*Hippoglossus hippoglossus*) (**Kamel et al., 2023**).

La croissance de cette activité repose sur plusieurs facteurs : la maîtrise progressive des techniques de reproduction, l'amélioration des aliments et de la génétique, et la demande croissante du marché pour du poisson de qualité. Toutefois, elle soulève également des enjeux environnementaux et sanitaires liés à l'intensification des systèmes de production et à l'utilisation croissante d'antibiotiques et d'aliments concentrés.



**Figure I- 1. Production halieutique et aquacole mondiale (FAO 2022)**

## 2. La pisciculture marine en Algérie

En Algérie, la pisciculture marine est considérée comme une filière stratégique pour diversifier l'économie, réduire les importations de protéines animales et exploiter durablement les ressources marines disponibles. Malgré ses 1 200 km de côtes, la contribution de l'aquaculture à la production nationale halieutique demeure faible. La production aquacole algérienne est dominée par l'élevage de la daurade royale (*Sparus aurata*) et du bar européen (*Dicentrarchus labrax*) (FAO, 2022).

Le pays bénéficie d'atouts non négligeables : une zone côtière adaptée, une volonté politique affirmée, ainsi que des programmes de soutien à l'investissement. Toutefois, des contraintes techniques et structurelles limitent le développement rapide du secteur : rareté des écloséries locales, qualité variable des alevins importés, accès difficile à des intrants de qualité et faible niveau de maîtrise sanitaire (Arab et al., 2020).

## 3. Enjeux sanitaires en pisciculture marine

L'un des défis majeurs de la pisciculture marine reste la maîtrise des maladies infectieuses. Les pathologies bactériennes les plus répandues incluent la vibriose (*Vibrio anguillarum*), la photobactériose (*Photobacterium damsela*) et la tenacibaculose (*Tenacibaculum maritimum*) (Jayasingh et al., 2022). Ces bactéries affectent principalement les stades juvéniles et sont favorisées par des facteurs de stress environnementaux tels que la surcharge organique, les variations de température ou une mauvaise qualité de l'eau.

Du côté viral, on observe des pathologies telles que la nécrose pancréatique infectieuse (IPNV), l'anémie infectieuse du saumon (ISA) et la lymphocystivirose, qui peuvent causer des mortalités massives dans les élevages densément peuplés (Stephen et al., 2023). La prévention repose sur des mesures de biosécurité strictes, la vaccination et l'amélioration des conditions d'élevage.

Les écloséries sont particulièrement vulnérables aux contaminations, du fait de la densité élevée de larves sensibles dans un espace restreint. Les principales voies d'introduction de pathogènes sont l'eau de mer non traitée, les aliments vivants (comme les rotifères et les artémies), le matériel non désinfecté et les manipulations humaines (Carballeira Braña et al., 2021). Des études ont mis en évidence la présence de *Vibrio* spp dans les filtres biologiques mal entretenus ou dans les circuits de recirculation. L'adoption de protocoles de biosécurité stricts est donc essentielle à ce stade du cycle d'élevage.

Les conséquences économiques des pathologies aquacoles sont lourdes. On estime que les pertes peuvent atteindre jusqu'à 30 % de la production annuelle dans certaines exploitations, du fait des mortalités, des traitements curatifs et des arrêts de production (**Maldonado-Miranda et al., 2022**). Sur le plan environnemental, les élevages intensifs marins génèrent des effluents riches en nutriments, antibiotiques et matière organique, qui peuvent provoquer une eutrophisation locale, la prolifération de micro-algues toxiques ou encore une résistance accrue des bactéries environnementale (**Grigorakis & Rigos, 2011**) et (**Arshad et al., 2022**).

## **II. Les principales espèces élevées**

### **1. Présentation de la daurade royale (*Sparus aurata*)**

*Sparus aurata* est une espèce commune des côtes méditerranéennes, prisée pour sa valeur commerciale élevée. Elle est au centre de nombreuses recherches en aquaculture et écophysiologie.

#### **1.1. Systématique**

La systématique de la daurade royale *Sparus aurata* est décrite selon la base de Données World Register of Marine Species (**WORMS, 2023**) comme suivant :

Animalia (Règne)

Chordata (Phylum)

Vertebrata (Sous-phylum)

Gnathostomata (Infra-phylum)

Osteichthyes (Parv-phylum)

Actinopterygii (Giga-classe)

Actinopteri (Super-classe)

Teleostei (Classe)

Eupercaria *incertae sedis* (Ordre)

Sparidae (Famille)

*Sparus* (Genre)

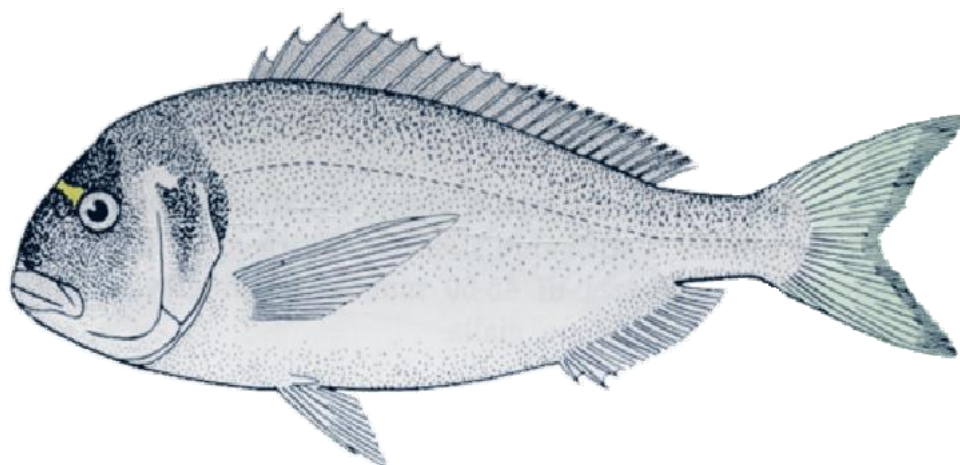
*Sparus auratus* (Espèce)

## 1.2. Morphologie

La nageoire dorsale est constituée de 8 à 11 épines suivies de 12 ou 13 rayons mous, tandis que la nageoire anale comporte 3 épines et 11 à 12 rayons mous. Les joues sont couvertes d'écailles, alors que le préopercule en est dépourvu. Le long de la ligne latérale, on compte entre 75 et 85 écailles (Fischer et al., 1987).

La daurade royale se caractérise par une teinte gris argenté, ornée d'une large tache noire à la base de la ligne latérale qui déborde sur le sommet de l'opercule, et soulignée d'une teinte grisâtre au niveau de l'opercule. Entre les yeux, une bande dorée est nettement visible, encadrée par deux zones sombres, particulièrement marquées chez les juvéniles. Des lignes longitudinales sombres sont souvent présentes sur les flancs, ainsi qu'une bande noire sur la nageoire dorsale. La nageoire caudale, modérément fourchue, présente des extrémités bordées de noir (Fischer et al., 1987).

L'espèce peut atteindre une longueur maximale de 70 cm et un poids de 17 kg, avec une longévité maximale enregistrée de 11 ans (Hurtado-Rodr Guez et al., 2020).



**Figure I- 2. Sparus aurata (Linnaeus, 1758) [Sparidae] (Olivieri, 2009)**

## 1.3. Habitat et distribution géographique

La daurade royale est une espèce euryhaline et eurytherme, capable de tolérer d'importantes variations de salinité et de température. Les adultes effectuent des migrations saisonnières entre les zones marines et les lagunes ou estuaires adjacents. Elle est particulièrement vulnérable aux basses températures : sa limite létale inférieure se situe autour de 4 °C. En aquaculture, elle peut subir une mortalité brutale lorsqu'elle est exposée à un choc thermique, notamment si elle est immergée dans de l'eau glacée (Chaoui et al., 2005).

Elle fréquente principalement les fonds rocheux, sablo-vaseux, ainsi que les herbiers à *Posidonia oceanica*. Les juvéniles évoluent dans les zones littorales peu profondes, jusqu'à 30 mètres de profondeur, tandis que les adultes peuvent atteindre des profondeurs plus importantes, sans généralement dépasser les 50 mètres. De régime majoritairement carnivore, la daurade consomme également des végétaux de manière opportuniste, avec une préférence marquée pour les bivalves et les crustacés (Hadj-Taieb et al., 2013).

#### 1.4. Cycle de production

Le cycle de production de *Sparus aurata*, communément appelé dorade royale, commence dans les écloseries où la gestion des stocks de géniteurs est cruciale. Les reproducteurs, généralement âgés de 2 à 6 ans, sont soumis à des manipulations photopériodiques et à des traitements hormonaux pour améliorer la ponte, produisant 150 000 à 300 000 œufs par kilogramme avec des taux de fécondation compris entre 80 et 100 % (Çoban et al., 2004). Après l'éclosion, les larves sont nourries dans des environnements contrôlés jusqu'à ce qu'elles atteignent une taille appropriée pour être transférées dans des cages flottantes. La phase de croissance dans ces cages est caractérisée par une alimentation et une surveillance intensive, ce qui permet d'obtenir des tailles commercialisables dans un délai de 6 à 12 mois (Mhalhel et al., 2023) (Figure I.3)

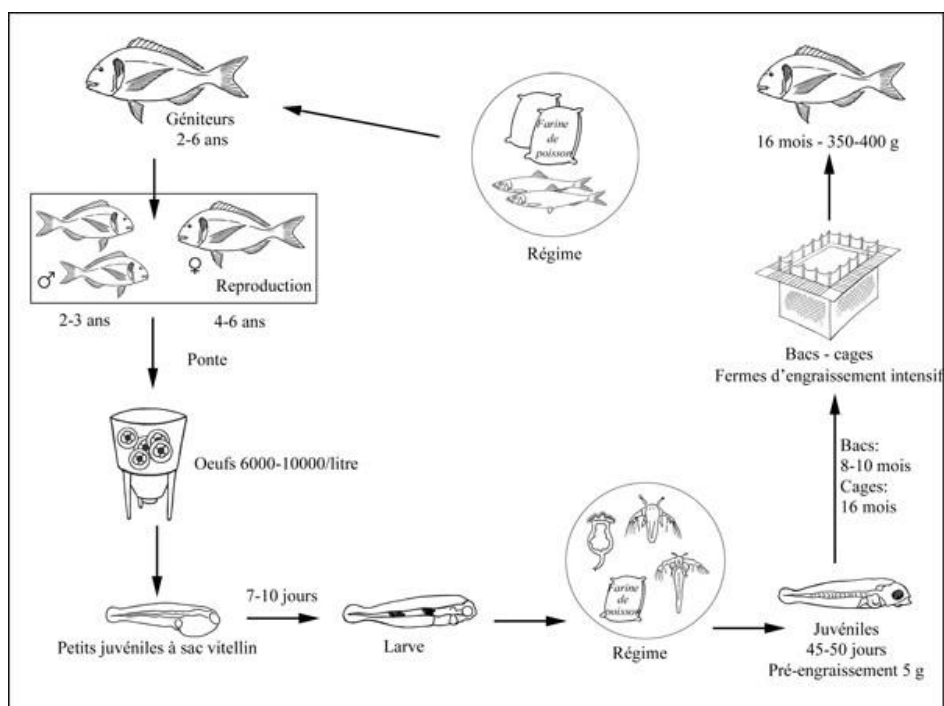


Figure I- 3. Cycle de production de *Sparus aurata* - système intensif (FAO, 2009b)

## 2. Présentation du loup commun (*Dicentrarchus labrax*)

*D. labrax*, connu sous le nom de bar commun ou loup de mer, est un poisson carnassier côtier très apprécié en pêche et en élevage. Il suscite un fort intérêt scientifique pour ses capacités d'adaptation et sa croissance rapide.

### 2.1. Systématique

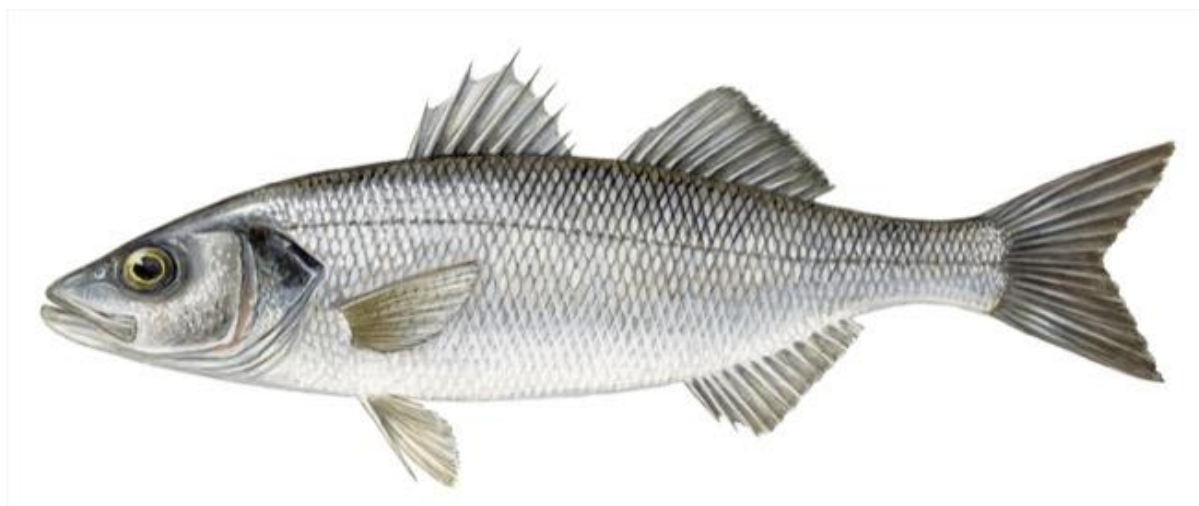
La systématique du bar commun *Dicentrarchus labrax* est décrite selon la base de Données World Register of Marine Species (**WORMS, 2023b**) comme suivant :

Animalia (Règne)  
Chordata (Phylum)  
Vertebrata (Sous-phylum)  
Gnathostomata (Infra-phylum)  
Osteichthyes (Parv-phylum)  
Actinopterygii (Giga-classe)  
Actinopteri (Superclasse)  
Teleostei (Classe)  
Eupercaria *incertae sedis* (Ordre)  
Moronidae (Famille)  
*Dicentrarchus* (Genre)  
*Dicentrarchus labrax* (Espèce)

### 2.2. Morphologie

Poisson à corps fusiforme et argenté, présentant deux nageoires dorsales distinctes ainsi qu'un pédoncule caudal relativement élevé. L'opercule porte deux épines plates, tandis que le pré-opercule montre, sur son bord inférieur, de longues épines orientées vers l'avant. Les dents vomériennes forment une bande en croissant sans prolongement médian sur la voûte buccale. La première nageoire dorsale est constituée de 8 à 10 épines, la seconde comprend une épine suivie de 12 ou 13 rayons mous ; la nageoire anale présente 3 épines et 10 à 12 rayons mous. La nageoire caudale est modérément fourchue. Les écailles sont petites, cycloïdes au niveau de l'espace inter-orbitaire ; la ligne latérale en compte de 62 à 80, avec un mode de 70 (**Fischer et al., 1987**).

Le bar commun se distingue par une teinte gris argenté à bleuâtre sur le dos, des flancs argentés et un ventre parfois légèrement jaunâtre. Les juvéniles peuvent arborer des mouchetures noires, notamment sur la partie dorsale du corps, qui s'estompent chez l'adulte. Une tache noire diffuse est visible à l'angle supérieur de l'opercule. La taille maximale observée atteint 100 cm, avec une taille commune variant entre 20 et 55 cm (**Fischer et al., 1987**) ; (**Figure I.4**).



**Figure I- 4. *Dicentrarchus labrax* (Linnaeus, 1758) [Moronidae] (FAO, 2009a)**

### **2.3. Habitat et distribution**

Habite les eaux côtières jusqu'à environ 100 m de profondeur, mais plus commun dans les eaux peu profondes; pénètre souvent dans les estuaires et remonte parfois les fleuves ; se rassemble en groupes compacts pour la reproduction, de janvier à mars. Maturité sexuelle au cours de la deuxième année chez le mâle (23-30 cm), et de la troisième année chez la femelle (31-40 cm). Prédateur vorace, se nourrissant de petits poissons en bancs et d'une large variété d'invertébrés comprenant les crevettes, les crabes, les calmars, etc. (**Fischer et al., 1987**).

Méditerranée et la mer Noire. Sa répartition est influencée par les températures saisonnières, avec une préférence pour les eaux entre 8 °C et 24 °C (**Barnabé, 1990**).

### **2.4. Cycle de production**

Le cycle de production de *D. labrax*, reflète celui de *S. aurata*, en commençant par l'incubation des œufs dans des systèmes spécialisés qui garantissent des conditions optimales pour le développement embryonnaire (**Devauchelle, 1984**). À l'instar de la dorade, la gestion des stocks de géniteurs est vitale, avec des techniques garantissant une qualité des œufs et des taux de survie élevés. Une fois écloses, les larves sont élevées dans des écloséries avant d'être transférées dans des cages flottantes, où elles reçoivent une alimentation de haute qualité pour favoriser une croissance rapide (**Sinanoglou et al., 2017**). Le cycle complet, de l'écloserie au poisson prêt à être

commercialisé, s'étend généralement sur 8 à 12 mois, ce qui souligne l'importance de pratiques aquacoles efficaces (Mhalhel et al., 2023) (Fig I.5).

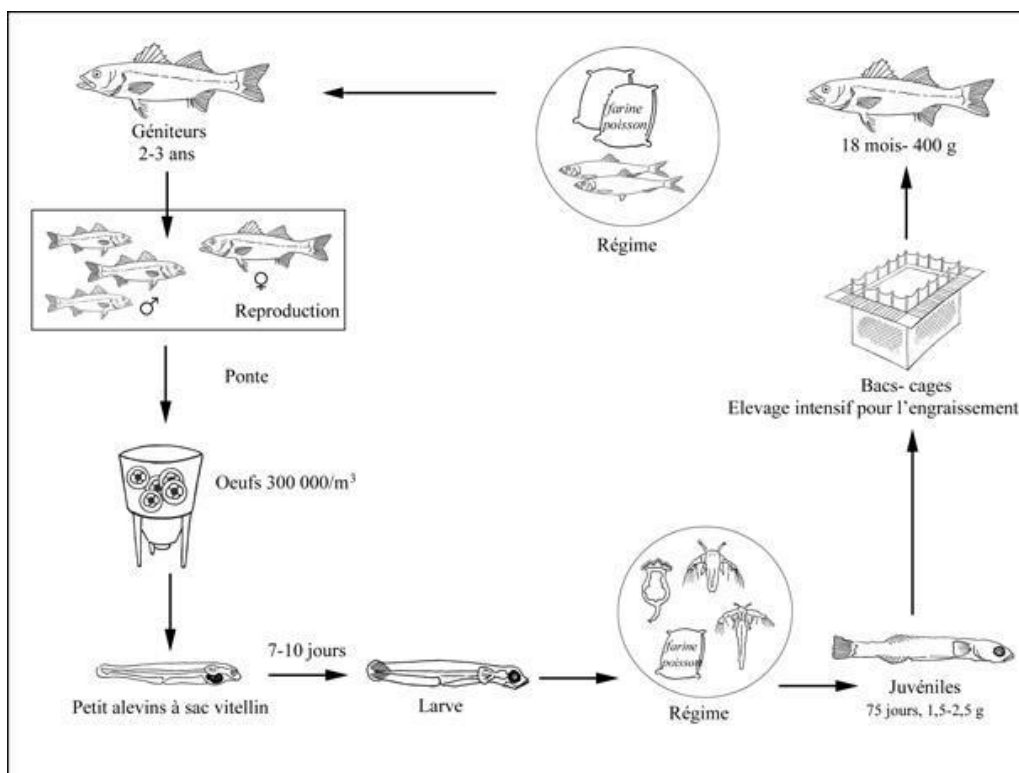


Figure I- 5. Cycle de production de *Dicentrarchus labrax* - système intensif (FAO, 2009a)

### III. Les principales causes des pathologies chez le loup (*Dicentrarchus labrax*) et la daurade (*Sparus aurata*) en éclosion

Les pathologies chez le loup (*D. labrax*) et la daurade (*S. aurata*) en éclosion sont multifactorielles, résultant d'interactions complexes entre agents pathogènes, environnement aquatique et pratiques d'élevage. Les maladies infectieuses représentent la cause principale des mortalités, affectant en particulier les stades larvaires et juvéniles.

#### 1. Pathologies d'origine bactérienne

Des bactéries telles que *Vibrio anguillarum*, *Vibrio ordali*, ainsi que *Photobacterium damsela* subsp. *piscicida* sont des agents communs chez les deux espèces, responsables respectivement de la vibriose et de la photobactériose. Ces pathologies entraînent des anorexies, lésions cutanées, splénomégalie et septicémie (Toranzo et al., 2005b) (FAO, 2009a). Un autre agent fréquemment isolé est *Tenacibaculum maritimum*, qui provoque une nécrose cutanée et une érosion des nageoires, notamment en conditions de stress (Avendaño-Herrera et al., 2006).

## 2. Pathologies d'origine virale

Les infections virales posent également de graves problèmes, en particulier l'encéphalopathie et rétinopathie virale (VER) causée par le Nodavirus. Cette pathologie, hautement contagieuse, cible le système nerveux des larves, causant désorientation, nage en spirale et mortalité importante. Sa prévalence est exacerbée par des conditions de forte densité ou des fluctuations thermiques (Munday et al., 2002).

## 3. Pathologies d'origine parasitaire

Parmi les plus fréquents figurent *Amyloodinium ocellatum* (maladie du velours), *Cryptocaryon irritans* (maladie des points blancs) et les ciliés *Philasterides dicentrarchi* et *Uronema spp.*, à l'origine de lésions cutanées et branchiales graves (Shinn et al., 2015). Chez les deux espèces, des infestations par des monogènes du genre *Diplectanum* provoquent également des troubles respiratoires, hyperplasie et hémorragies branchiales (FAO, 2009a).

## 4. Facteurs de risque

La qualité environnementale, notamment celle de l'eau, joue un rôle clé dans la santé des poissons. Des paramètres instables comme la température, l'oxygène dissous, le pH ou la concentration en ammoniac ont un effet direct sur le système immunitaire. Une température trop élevée peut favoriser la prolifération de certains agents pathogènes comme le Nodavirus ou *Vibrio spp.* (Martins et al., 2010). L'hypoxie chronique aggrave les effets des infections et peut entraîner des mortalités indirectes. Les systèmes d'aquaculture en recirculation (RAS) favorisent souvent l'accumulation de matières organiques et le développement de biofilms sur les surfaces, ce qui peut héberger des pathogènes opportunistes (Holan et al., 2020). De plus, l'absence de contrôle microbiologique rigoureux permet l'installation d'un microbiote instable, propice aux maladies bactériennes (Charlesworth, 2022).

Les pratiques de gestion influencent directement la prévalence des pathologies. Les mesures de biosécurité sont cruciales pour prévenir les infections : désinfection du matériel, gestion des flux de personnes, quarantaine des nouveaux lots, et surveillance quotidienne des symptômes sont des standards indispensables (Murray & Peeler, 2005). Une bonne gestion passe aussi par une nutrition adaptée. Des carences en vitamines C et E sont associées à une immunosuppression accrue et une susceptibilité plus grande aux infections bactériennes (Montero et al., 2001). L'incorporation de probiotiques et d'immunostimulants dans l'alimentation est une stratégie de plus en plus courante pour renforcer la résistance naturelle des poissons (Toranzo et al., 2005b).

La suralimentation, les déséquilibres nutritionnels, ou une distribution irrégulière des aliments entraînent stress, compétitions agressives, et inégalités de croissance, toutes propices aux flambées épidémiques.

En résumé, les pathologies en éclosion chez *D. labrax* et *S. aurata* résultent d'une convergence de facteurs : des agents infectieux bien identifiés, des paramètres environnementaux parfois sous-optimaux, et des pratiques de gestion qui, si mal conduites, favorisent la propagation et l'aggravation des maladies. Une approche intégrée, basée sur la biosécurité, l'optimisation de la qualité de l'eau et une nutrition rigoureuse, est donc essentielle pour limiter les pertes économiques et garantir une production durable.

#### **IV. Les différentes composantes d'une éclosion de poissons marins**

Une éclosion de poissons marins est une structure complexe, organisée en unités spécialisées permettant de contrôler chaque étape du cycle de vie des poissons, depuis les géniteurs jusqu'aux juvéniles prêts pour le grossissement. La conception des infrastructures vise à assurer des conditions optimales de reproduction, d'élevage larvaire, de biosécurité et de performance zootechnique (**Olivier & Rolland, 1994**).

Le processus commence avec **la station de pompage d'eau de mer**, généralement située à proximité immédiate du littoral. Elle capte l'eau brute qui alimente l'ensemble de l'éclosion. L'eau pompée passe par des pré-filtres grossiers avant d'être dirigée vers la station de traitement. Cette étape est cruciale pour garantir un apport constant en eau de mer, dont la qualité conditionne la réussite de la production larvaire (**FILIC & BRONZI, 1982**).

L'**unité de traitement de l'eau** constitue le cœur du système hydraulique de l'éclosion. Elle comprend des filtres mécaniques, des biofiltres, des systèmes de désinfection (UV ou ozone) et parfois des unités de régulation thermique. Elle est conçue pour alimenter chaque secteur avec une eau adaptée, stérile ou enrichie selon les besoins physiologiques des poissons et des proies vivantes (**Blancheton et al., 2009**).

**La zone de géniteurs** (ou salle de reproduction) regroupe les reproducteurs sélectionnés. Elle est équipée de bacs ou de grands bassins circulaires à température contrôlée, dans lesquels sont recrées les conditions environnementales nécessaires à l'induction de la ponte, parfois via des traitements hormonaux selon les espèces (**Olivier & Rolland, 1994**). Cette unité est isolée et soumise à un protocole sanitaire strict pour éviter toute contamination.

Une fois les œufs fécondés collectés, ils sont transférés dans **la salle d'incubation**, où des incubateurs cylindro-coniques assurent une bonne oxygénation et une décantation des œufs non viables. La surveillance continue des paramètres abiotiques comme l'oxygène, la température ou la salinité est essentielle pour maximiser les taux d'éclosion (**Olivier & Rolland, 1994**).

La phase suivante se déroule dans **l'unité de larviculture**, composée de bassins de 1 à 10 m<sup>3</sup>, souvent en fibre de verre, et disposés dans des salles à environnement contrôlé. L'alimentation des larves repose sur une stratégie progressive débutant avec les rotifères (*Brachionus plicatilis*), enrichis par des microalgues, puis les artémias (*Artemia salina*), avant la transition vers des aliments inertes (**Dhont et al., 2013**). Une gestion rigoureuse des densités, de la lumière et de la qualité de l'eau est indispensable.

**Les unités de production de proies vivantes** sont essentielles pour soutenir la phase larvaire. On distingue trois types : la salle de culture de microalgues (ex. *Tetraselmis*, *Nannochloropsis*), la salle des rotifères, et celle des artémias. Les microalgues servent aussi bien à enrichir les proies qu'à stabiliser les conditions écologiques dans les bassins larvaires (**Lavens & Sorgeloos, 1996**).

Ensuite les larves sont transférées vers **l'unité de sevrage**, où les larves sont progressivement habituées aux aliments formulés. Cette phase délicate requiert une attention particulière sur les protocoles de distribution et la digestibilité des aliments, afin d'assurer une bonne croissance et une faible mortalité (**Olivier & Rolland, 1994**).

Une fois sevrés, les poissons juvéniles sont transférés dans **l'unité de pré-grossissement**, souvent située à l'extérieur, dans des bassins en béton, en géo-membrane ou semi-enterrés. Ces structures permettent l'élevage en conditions semi-extensives ou intensives, avant le transfert vers les fermes de grossissement. Cette étape est cruciale pour la sélection des individus robustes et pour l'acclimatation aux variations environnementales (**FILIC & BRONZI, 1982**).

Des **laboratoires d'analyse** (microbiologie, zootechnie) et des **zones de quarantaine** complètent l'infrastructure. Ils permettent le suivi de la santé des animaux, la qualité de l'eau, ainsi que l'isolement de nouveaux lots afin de prévenir l'introduction de pathogènes dans le système (**Olivier & Rolland, 1994**).

## **V. Présentation d'un plan de gestion sanitaire d'une écloserie de poissons marins**

La mise en œuvre d'un plan de gestion sanitaire rigoureux est essentielle pour assurer la santé des poissons, prévenir les maladies et garantir la durabilité des activités aquacoles. Ce plan repose sur des mesures de biosécurité, des protocoles de surveillance et des interventions ciblées.

### **1. Biosécurité et prévention des maladies**

La biosécurité constitue la première ligne de défense contre l'introduction et la propagation de pathogènes. Elle implique la mise en place de barrières sanitaires, telles que des pédiluves, des rotoluves et des points d'entrée uniques, ainsi que le respect du principe de « marche en avant » pour éviter les contaminations croisées entre les différentes zones de l'écloserie (**Chérif, 2024**).

### **2. Gestion sanitaire de l'eau**

L'eau constitue un vecteur majeur de transmission des pathogènes en écloserie. Sa qualité doit donc faire l'objet d'un suivi rigoureux et permanent. Il est recommandé d'utiliser des systèmes de traitement comprenant une filtration mécanique, une désinfection par UV ou ozone, et une bio-filtration adaptée pour contrôler les charges organiques et microbiennes (**Chérif, 2024**). Des paramètres clés comme les sels nutritifs, les coliformes et les germes pathogènes doivent être surveillés régulièrement pour prévenir tout déséquilibre préjudiciable à la santé des poissons (**Arthur et al., 2012**).

### **3. Surveillance et contrôle des maladies**

La détection précoce des maladies repose sur un programme de surveillance structuré. Celui-ci implique des inspections régulières des bassins, l'observation des comportements et de l'état des animaux, ainsi que la réalisation de prélèvements pour des analyses microbiologiques, parasitaires ou histopathologiques. La tenue de registres sanitaires détaillés - incluant les traitements, les mortalités et les observations cliniques - permet une traçabilité efficace et une réponse rapide en cas d'anomalie (**Pêches et Océans Canada, 2018**).

### **4. Quarantaine et introduction de nouveaux animaux**

L'introduction de nouveaux lots de reproducteurs ou de géniteurs doit impérativement passer par une phase de quarantaine dans une zone isolée, afin de détecter et contenir d'éventuels agents pathogènes. Cette période de quarantaine est cruciale pour éviter la contamination des stocks sains

déjà présents dans l'écloserie (**Chebanov et al., 2011**). Durant cette phase, les poissons sont observés attentivement et peuvent être soumis à des analyses sanitaires ciblées.

### **5. Formation et sensibilisation du personnel**

Enfin, la réussite d'un plan sanitaire repose sur la compétence du personnel. Il est essentiel que tous les intervenants soient formés aux bonnes pratiques d'hygiène, aux procédures de désinfection, et à la reconnaissance des signes cliniques de maladie. Une sensibilisation régulière, appuyée par des formations continues, garantit une vigilance constante sur le plan sanitaire (**Arthur et al., 2012**).

**CHAPITRE II :**  
**MATERIEL ET METHODES**

## Chapitre II : Matériel et méthodes

### I. Présentation de la zone d'étude

#### 1. Situation géographique

La station expérimentale de la pisciculture marine du Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA) est une éclosérie marine qui est située sur la côte méditerranéenne algérienne, dans la commune de Bou Ismail, wilaya de Tipaza à environ **40 km à l'ouest d'Alger**. Les coordonnées géographiques de positionnement du site sont respectivement : **36°39'00" Nord** et **2°41' 38" Est (Figure II.1)**.

Cette localisation en bord de mer permet un accès direct et constant à l'eau marine, indispensable pour les différentes phases d'élevage. Le site bénéficie de conditions climatiques favorables à l'aquaculture marine, notamment en termes de température et de salinité, éléments essentiels pour la reproduction et le développement des espèces marines élevées.



**Figure II- 1. Localisation géographique du site d'étude (Eclosérie du CNRDPA)**

### **2. Plan et compartiments de l'écloserie**

L'écloserie est organisée en plusieurs compartiments fonctionnels, chacun correspond à une étape précise du cycle de production aquacole. On distingue tout d'abord l'unité de pompage de l'eau de mer, suivie de l'unité de maturation des géniteurs. L'élevage larvaire est assuré dans des bassins cylindro-coniques de 100 litres, ainsi que dans des bassins de ponte de 500 litres, tous équipés de systèmes d'aération, d'éclairage diffus et de contrôle thermique.

Une section spécifique est dédiée à la production de nourritures vivantes indispensables aux premiers stades de développement larvaire : cultures de microalgues (*Isochrysis*, *Chlorella*), élevages de rotifères (*Brachionus plicatilis*) et d'artémias (*Artemia salina*). Par ailleurs, une unité de sevrage et de permet la transition alimentaire des larves vers des aliments inertes et leur croissance initiale avant transfert. Enfin, une unité de pré-grossissement permet de préparer les alevins aux conditions de l'élevage en mer, en assurant leur adaptation progressive à des densités plus élevées et à une alimentation formulée.

L'eau de mer utilisée dans l'ensemble des installations fait l'objet d'un traitement rigoureux : décantation, filtration mécanique et biologique, désinfection par rayons UV, et, si nécessaire, oxygénation, avant d'être distribuée aux différents bassins. Enfin, des laboratoires d'analyse sont intégrés à la structure pour assurer le contrôle de la qualité de l'eau ainsi que le suivi sanitaire des géniteurs et des larves. Le plan détaillé de l'écloserie est présenté en **annexe I**.

### **3. Personnel**

L'écloserie fonctionne grâce à une équipe pluridisciplinaire (**Tableau II.1**) composée de chefs de services et de techniciens aquacoles chargés du suivi quotidien des bassins, de biologistes spécialisés en reproduction et en pathologie des poissons, ainsi que d'un responsable technique en charge de la coordination de la production. À cela s'ajoute du personnel auxiliaire affecté à la logistique, à l'entretien des équipements et à la gestion des stocks. L'expertise technique et l'expérience du personnel sont des atouts majeurs pour le bon déroulement des cycles d'élevage.

**Tableau II- 1. Liste du personnel de l'écloserie du CNRDPA**

<b>Nombre</b>	<b>Personnel</b>
1	Directeur de station
1	Chef de service contrôle et suivi
1	Chef de service génie aquacole
1	Chef de service production
2	Vétérinaire
3	Ingénieur
2	Technicien supérieur
2	Secrétaire
2	Administrateur
1	Ouvrier professionnel

## **II. Gestion et fonctionnement de l'écloserie**

### **1. Gestion de l'eau**

L'approvisionnement en eau constitue un pilier fondamental de la gestion sanitaire et zootechnique de l'écloserie. L'eau de mer brute est pompée à partir d'une prise située à environ 30 mètres du rivage (**Figure II.2**). Une fois prélevée, l'eau transite par une pré-filtration mécanique visant à éliminer les particules grossières, les matières en suspension et les débris organiques. Ce traitement s'effectue en plusieurs étapes successives :

- **Filtres à tambour**, qui retient les particules solides de taille supérieure à 40–60 µm ;
- **Skimmers à protéines**, utilisés pour éliminer la matière organique dissoute par microbullage ;
- **Filtres à sable**, qui assure une filtration gravitaire complémentaire en retenant les fines particules.

Après cette première purification, l'eau est redistribuée vers les différentes unités de l'écloserie (incubation, larvaire, sevrage, etc.), où elle subit un traitement secondaire dans le cadre de systèmes en circuit fermé (RAS – Recirculating Aquaculture System) installés localement dans chaque unité (**Figure II.3**). Chaque circuit RAS est conçu pour maintenir une qualité d'eau stable et économiser les ressources en limitant le renouvellement total quotidien. Dans ces circuits, l'eau passe à travers :

## MATÉRIEL ET MÉTHODES

- Une **filtration mécanique fine**, à l'aide de filtres à sable ;
- Une **filtration biologique**, où des biofiltres hébergent des colonies de bactéries nitrifiantes (*Nitrosomonas* et *Nitrobacter*) responsables de la conversion de l'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ) en nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ), puis en nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ) moins toxiques ;
- Un **traitement par rayonnement ultraviolet (UV)**, essentiel pour réduire la charge microbienne, en particulier les agents pathogènes opportunistes, sans altérer la chimie de l'eau.

L'efficacité du système dépend fortement de l'entretien régulier des équipements (remplacement des cartouches, nettoyage des tambours, calibration UV), faute de quoi des déséquilibres peuvent apparaître, affectant les paramètres physico-chimiques et favorisant le développement d'agents pathogènes. En cas de dérive ou de surcharge du système, un renouvellement partiel de l'eau par injection d'eau neuve peut être nécessaire.

Ce schéma de gestion permet de concilier exigences de qualité (paramètres physico-chimiques stables, faible charge organique) et efficacité hydrique, tout en assurant une protection contre les risques biologiques issus du milieu naturel. Toutefois, il suppose une surveillance constante et une maintenance technique rigoureuse.



**Figure II- 2. Photo aérienne de la prise d'eau de mer de l'écloserie du CNRDPA (Google Earth, 2025)**



**Figure II- 3. Système RAS – Unité d'élevage larvaire, CNRDPA 2025**

### **2. Gestion des conditions environnementales**

La gestion des conditions environnementales au sein de l'écloserie repose sur un contrôle rigoureux des paramètres physiques et chimiques de l'eau, adaptés aux exigences spécifiques de chaque stade de développement des poissons, depuis les géniteurs jusqu'aux juvéniles. Les bassins, de types et de volumes variés, sont maintenus à des températures précises et sous des régimes de photopériode simulant les cycles saisonniers naturels, favorisant ainsi la reproduction et le bon déroulement des processus biologiques. En complément, un suivi quotidien des paramètres physico-chimiques est effectué à heure fixe afin de garantir un environnement stable et optimal. Ce suivi porte notamment sur la température, étroitement régulée car elle influence directement le métabolisme, la digestion et la croissance des organismes ; l'oxygène dissous, maintenu à des concentrations supérieures à 6 mg/L, indispensable à la respiration cellulaire ; et le pH, stabilisé entre 7,5 et 8,2, pour assurer l'efficacité des fonctions enzymatiques et l'équilibre osmo-régulateur. Par ailleurs, des paramètres azotés potentiellement toxiques sont régulièrement mesurés : l'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ), les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) et les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ). Leurs concentrations sont strictement surveillées afin de rester en dessous des seuils critiques - soit respectivement  $< 0,2$  mg/L,  $< 0,1$  mg/L et  $< 50$  mg/L - car toute accumulation peut affecter gravement la santé des poissons, en particulier lors des phases sensibles comme l'incubation ou le sevrage. Les données relevées sont consignées dans des fiches de suivi, et toute dérive par rapport aux valeurs de référence donne lieu à des interventions immédiates, telles que l'ajustement de l'aération, la régulation thermique ou le renouvellement partiel de l'eau. Cette rigueur dans la gestion environnementale constitue un pilier fondamental de la réussite des cycles d'élevage en écloserie. (**Tableau II.2**).

**Tableau II- 2. Conditions d'élevage de loup et de daurade en écloserie du CNRDPA selon les stades de vie**

Unité	Espèce	Type de bassin	N°	Volume (m <sup>3</sup> )	Photopériode	Température (°C)	Ph	O <sub>2</sub> (mg/L)	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/L)	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg/L)
Géniteurs	Loup	Cubique en béton	4	20	12 h lumière / 12 h obscurité	13–16	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1
Géniteurs	Daurade	Cubique en béton	4	20	12 h lumière / 12 h obscurité	17–20	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1
Incubation	Loup	Cylindro-conique en PVC	5	0,5	Obscurité ou lumière diffuse	16–18	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1
Incubation	Daurade	Cylindro-conique en PVC	5	0,5	Obscurité ou lumière diffuse	18–20	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1
Larvaire	Loup et Daurade	Cylindrique en PVC	3	5	16 h lumière / 8 h obscurité	18–20	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1
Post-larvaire & Sevrage	Loup et Daurade	Cylindrique en PVC	8	10	16 h lumière / 8 h obscurité	20–22	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1
Pré-grossissement	Loup et Daurade	Cubique en béton	12	20	14–16 h lumière / 8–10 h obscurité	22–24	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1

### 3. Gestion de reproduction et d'injection hormonale

Afin de synchroniser et d'induire les pontes des géniteurs, une induction hormonale est mise en œuvre. Chez le loup (*Dicentrarchus labrax*) et la daurade royale (*Sparus aurata*), cette induction repose généralement sur l'injection intramusculaire, telles que l'HCG ou le GnRHa, souvent délivrées à l'aide d'une seringue. Ces traitements stimulent la maturation finale des ovocytes et la spermiation chez les mâles.

L'administration hormonale est ajustée selon l'espèce, le sexe, le stade de développement gonadique et les réponses physiologiques individuelles (**Tableau II.3**). Une surveillance régulière par canulation ovocytaire permet de déterminer le moment optimal de l'ovulation. Les œufs produits sont ensuite collectés automatiquement en surface (car ils sont pélagiques) à l'aide de systèmes de collecteurs. Ils sont transférés dans des incubateurs cylindro-coniques, où les conditions d'oxygénation, de température et de salinité sont rigoureusement contrôlées. Une fois l'éclosion terminée, les larves sont transférées vers des bassins spécialisés selon les différentes phases de développement (larvaire, post-larvaire et sevrage, pré-grossissement)

**Tableau II- 3. Protocoles d'injection hormonale pour l'induction de la reproduction chez le loup et la daurade**

Espèce	Sexe	Stade de maturité	Hormone utilisée	Dose	Fréquence	Mode d'administration	Remarques
<b>Loup (<i>D. labrax</i>)</b>	Femelle	Maturation finale	GnRHa (avec Dompéridone)	10–20 µg/kg (GnRHa)10 mg/kg (Dom)	Injection unique ou 2 injections à 24 h d'intervalle	Injection intramusculaire ou implant	Ovulation 30–48 h après injection
	Mâle	Spermiation	GnRHa	5–10 µg/kg	Injection unique, renouvelable tous les 3–4 jours	Injection unique	Début de spermiation rapide (24–36 h)
<b>Daurade (<i>S. aurata</i>)</b>	Femelle	Maturation terminale	hCG	500–1 000 UI/kg	Injection unique, parfois suivie d'un rappel après 24–48 h	Injection intramusculaire	Peut être précédée de GnRHa pour synchronisation hormonale
	Mâle	Spermiation	GnRHa	5–15 µg/kg	Implant unique (effet sur 4–7 jours)	Injection intramusculaire	Stimulation efficace chez mâles sexuellement actifs
	Femelle (complément)	Pré-ovulation	GnRHa (lib. prolongée)	10–15 µg/kg	Injection unique ou répétée tous les 2–3 jours	Implant sous-cutané	Utilisé pour relâchement progressif des hormones

#### **4. Gestion de l'alimentation**

Au cours du cycle d'élevage en écloserie, les premières étapes sont marquées par la résorption de la vésicule vitelline, qui assure l'autonomie énergétique des larves de J0 à J3–J4. Durant cette période, aucune alimentation exogène n'est administrée, la bouche n'étant pas encore ouverte et le tube digestif encore immature. L'alimentation externe débute dès que l'appareil digestif devient fonctionnel, généralement entre le troisième et le quatrième jour post-éclosion, selon les conditions thermiques.

La première source trophique introduite dans les bassins larvaires est constituée de rotifères vivants (*Brachionus plicatilis*), enrichis au préalable à l'aide de microalgues (*Nannochloropsis*, *Chlorella*). Ces proies sont distribuées en continu afin d'assurer leur disponibilité constante dans la colonne d'eau. Vers J8 à J10, les nauplies d'artémias (*Artemia salina*) sont intégrées de manière

progressive, en complément des rotifères, pour répondre à l'élargissement de la capacité trophique des larves.

À partir de J18 à J20, un sevrage partiel est engagé avec l'introduction de micro-granulés inertes adaptés à la taille buccale, tout en maintenant une codistribution avec les proies vivantes. Ce processus se poursuit jusqu'au sevrage complet, généralement atteint vers J25–J30, lorsque les post-larves consomment exclusivement des granulés secs. Ces derniers sont ensuite progressivement remplacés par des aliments de plus grande granulométrie, correspondant aux besoins du stade post-larvaire avancé, puis pré-grossissement.

Tout au long de ces phases, les quantités d'aliments administrées sont ajustées quotidiennement en fonction de plusieurs paramètres : taille et densité larvaire, taux de croissance, niveau d'activité alimentaire observé, ainsi que la qualité physico-chimique de l'eau. L'alimentation est généralement fractionnée en 4 à 6 repas par jour, afin de limiter les pics de compétition et garantir une disponibilité constante des aliments. Des observations régulières à l'œil nu permettent d'évaluer la consommation effective et d'ajuster les apports.

Le sevrage est considéré comme réussi lorsque les larves ingèrent exclusivement les granulés inertes, sans comportement de refus, ni chute d'activité ou déséquilibre de la flottaison. L'ajustement progressif de la granulométrie des aliments selon l'évolution de la taille buccale est indispensable pour assurer une transition nutritionnelle fluide et soutenir une croissance harmonieuse lors du passage vers les bassins de pré-grossissement.

**Tableau II- 4. Protocole alimentaire des poissons marins (loup et daurade) de J0 jusqu'au pré-grossissement en éclosion**

<b>Stade / Âge</b>	<b>Période (Jours)</b>	<b>Type d'aliment</b>	<b>Quantité (indicative)</b>	<b>Remarques</b>
<b>Éclosion (J0–J3)</b>	J0 à J3	Aucune (réserve vitelline)	—	Bouche non fonctionnelle, absorption de la vésicule vitelline
<b>Début alimentation</b>	J4 à J7	Rotifères enrichis ( <i>Brachionus plicatilis</i> )	5–10 rotifères/mL/jour	Ajout d'algues vertes ( <i>Chlorella</i> ) pour stabiliser l'eau
<b>Phase intermédiaire</b>	J8 à J14	Rotifères + Nauplies d'artémias ( <i>Artemia salina</i> )	5 rotifères/mL + 1–2 nauplies/mL/jour	Enrichissement des artémias en HUFA
<b>Pré-sevrage</b>	J15 à J20	Artémia enrichie + Micro-granulés débutants	1–3 nauplies/mL/jour + 5–10% biomasse	Codistribution pour favoriser l'acceptation des granulés
<b>Sevrage complet</b>	J20 à J30	Microgranulés (150–300 µm)	10–20% de la biomasse/jour, 4–6 repas/jour	Granulés adaptés au calibre buccal, alimentation fractionnée
<b>Post-larvaire</b>	J30 à J45	Micro-granulés (300–600 µm)	5–8% biomasse/jour	Transition vers régime de croissance, densité contrôlée
<b>Pré-grossissement</b>	> J45	Granulés commerciaux (0.6 à 1.2 mm)	2–4% biomasse/jour	Alimentation contrôlée selon température, taille, taux de conversion

### III. Mode opératoire pour l'élaboration du plan de gestion sanitaire

#### 1. Recherche documentaire

La première étape méthodologique a consisté en une revue bibliographique ciblée. Elle a permis de rassembler les recommandations internationales et les bonnes pratiques en matière de gestion sanitaire des écloseries marines. Des sources telles que les manuels de la FAO, les directives de l'WHO, ainsi que des articles scientifiques issus de revues spécialisées (Aquaculture, Journal of Fish Diseases, Aquaculture Research) ont été consultés. L'objectif était d'identifier des protocoles de biosécurité transférables au contexte de l'écloserie étudiée.

#### 2. Enquête sur terrain

Dans le cadre de cette étude, une série de visites de terrain a été effectuée au sein de l'écloserie marine du CNRDPA afin d'évaluer à la fois l'état des infrastructures et la qualité de l'eau utilisée à différentes étapes du cycle de production. Ces visites ont permis d'observer le fonctionnement des circuits hydrauliques, de contrôler la propreté des installations, et de suivre les procédures sanitaires et de biosécurité appliquées au niveau de l'écloserie. L'accent a été mis sur les points critiques du système, notamment les zones de prélèvement et de distribution d'eau, les bassins de stockage, et les unités abritant les géniteurs.

Des séances de travail ont été effectuées avec les responsables des différents compartiments techniques de l'écloserie pour comprendre la méthodologie de travail durant les cycles de production en se focalisant sur les mesures de biosécurité appliqués.

#### 3. Echantillonnage et analyses

L'étude de la qualité de l'eau a été menée à travers trois campagnes d'échantillonnage, réalisées respectivement en février, mars et avril. Pour chaque campagne, des prélèvements ont été effectués au niveau de quatre stations choisies pour couvrir les différentes unités fonctionnelles de l'écloserie :

- **Station 1** : Eau de mer brute (à l'entrée du système),
- **Station 2** : Bassin de stockage,
- **Station 3** : Bassin de géniteurs de loup (*Dicentrarchus labrax*),
- **Station 4** : Bassin de géniteurs de daurade (*Sparus aurata*).

Les prélèvements d'eau ont été effectués manuellement sous la surface de l'eau pour l'analyse microbiologique et l'analyse des sels nutritifs. Les bouteilles sont étiquetées et placées directement dans la glacière à 4°C et transportées immédiatement vers le laboratoire de l'ENSSMAL.

### **3. 1. Analyses physicochimiques**

L'analyse physicochimique de l'eau de l'écloserie est essentielle à la biosécurité car elle permet de prévenir les conditions favorables au développement de pathogènes et de garantir un environnement sain pour les organismes aquatiques.

Lors de chaque prélèvement, les paramètres physico-chimiques in situ ont été mesurés directement sur le terrain à l'aide d'une valise multi-paramètres : la température, le pH, la salinité et l'oxygène dissous ont été relevés immédiatement afin de garantir la fiabilité des données (**Figure II.4**). Ces mesures ont permis de suivre les conditions environnementales réelles auxquelles les poissons étaient exposés dans chaque compartiment du système.



**Figure II- 4. Mesure des paramètres physico-chimiques in situ à l'aide d'une valise multi-paramètres (AQUALABO, gamme ODEON)**

En parallèle, des échantillons d'eau ont été collectés pour des analyses de laboratoire. Un total de 12 échantillons a été recueilli dans des bouteilles en plastique propres pour le dosage des sels nutritifs tels que l'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ), les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ), les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ) et les phosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ ). Ces analyses ont été réalisées par colorimétrie à flux continu, en utilisant une chaîne automatisée « **Auto Analyser San Plus (SFAS, 3<sup>e</sup> génération)** » (**Figure II.5**) selon les protocoles standardisés décrits par Skalar (1998). Le mode opératoire détaillé pour le dosage de chaque sel ainsi que les réactifs utilisés sont consignés en (**Annexe II**).



**Figure II- 5. Auto-analyser SAN Plus Système de marque SKALAR, 1998.**

### **3. 2. Analyses microbiologiques**

Par ailleurs, une analyse microbiologique a été effectuée sur des échantillons pris à partir des mêmes stations et mêmes périodes. Les 12 échantillons correspondants ont été prélevés dans des bouteilles en verre borosilicaté stériles, conformément aux normes en vigueur. La procédure a consisté à un dénombrement des coliformes totaux, des coliformes fécaux et des streptocoques fécaux, par filtration sur membrane, elle consiste à recueillir, sur une membrane stérile un volume donné de produits à analyser (l'eau de mer), la membrane est ensuite déposée sur un milieu nutritif convenable ; après incubation, les colonies sont dénombrées et identifiées (**Champiat & Larpent, 1994**).

#### **A. Matériel**

- Dispositif de filtration de marque MILLIPORE équipé d'une pompe à vide (**Figure II.6**) ;
- Deux becs Bunsen permettant de délimiter une zone de travail stérile et de stériliser le matériel utilisé ;
- Boîtes de Pétri contenant les milieux de culture spécifiques à chaque type de germe recherché ;
- Membranes filtrantes en ester de cellulose, de marque MILLIPORE, quadrillées et stériles (conditionnées individuellement), présentant une porosité de 0,45 µm et un diamètre de 47 mm, permettant la rétention des bactéries (**Figure II.7**) ;
- Deux étuves de marque BINDER (l'un réglé à 37°C, l'autre à 44°C), ainsi que des pinces stérilisées et des pipettes.



**Figure II- 6. Dispositif de filtration sur membrane de marque MILLIPORE.**



**Figure II- 7. Membranes filtrantes en ester de cellulose 0.45 µm /47 mm, de marque MILLIPORE**

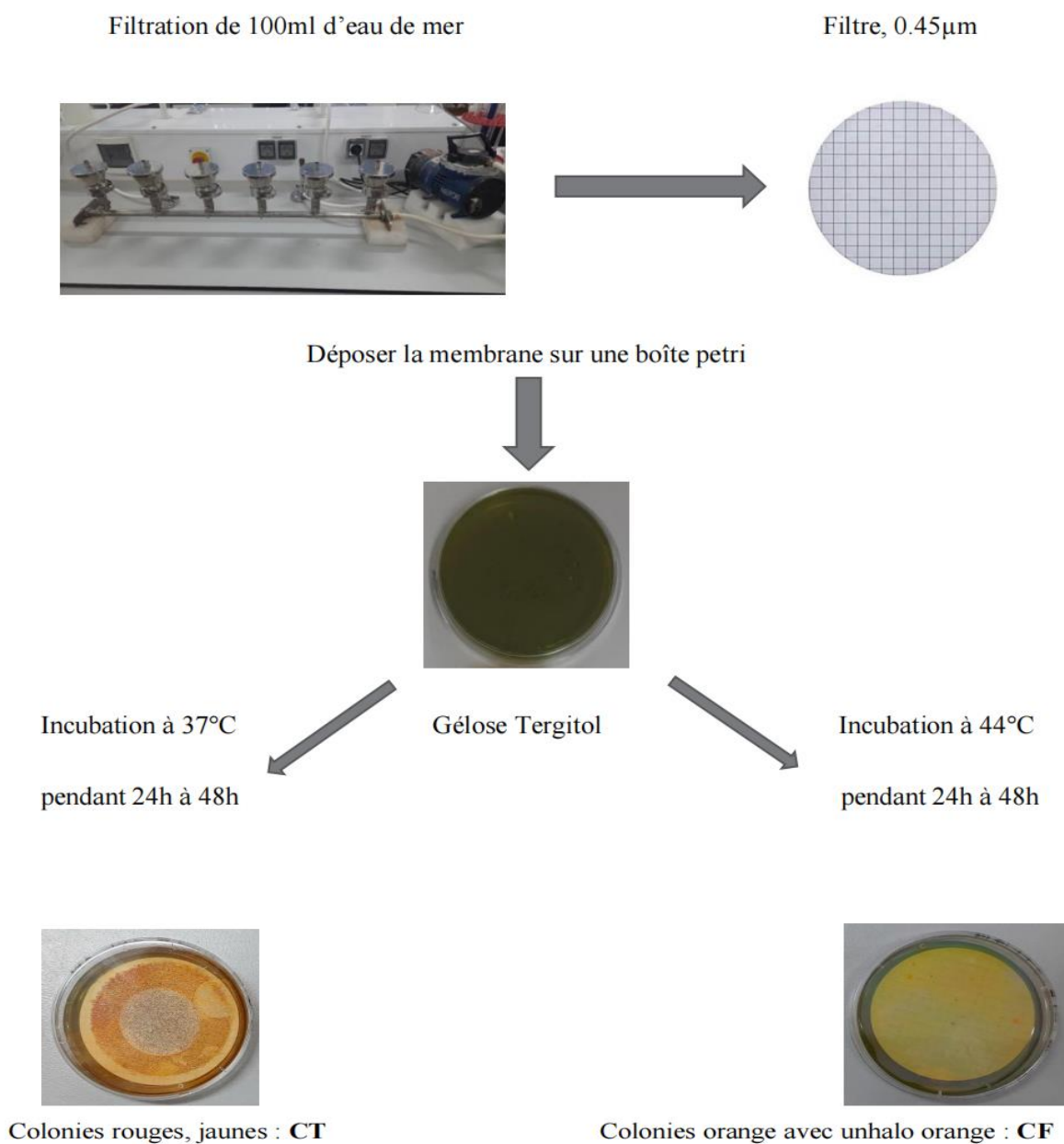
### **B. Mode opératoire :**

- Stériliser l'ensemble du dispositif de filtration ;
  - Installer le dispositif selon les normes d'asepsie ;
  - Déposer stérilement la membrane filtrante sur le support adapté ;
  - Réaliser la filtration de 100 ml d'échantillon d'eau de mer ;
  - Transférer la membrane sur le milieu de culture approprié, en évitant la formation de bulles d'air et en prenant soin de ne pas inverser la membrane ;
  - Noter sur chaque boîte de Pétri le numéro d'échantillon ainsi que la date de prélèvement ;
  - Incuber les boîtes en position inversée dans l'étuve réglée à la température adéquate (selon le germe ciblé) ;
  - Flamber le godet et la base avant toute nouvelle manipulation.
- ❖ La composition détaillée des milieux de culture et des réactifs utilisés est présentée en **annexe III**.

**3. 2. 1. Dénombrement des coliformes, streptocoques fécaux et des staphylocoques**

**A. Dénombrement des coliformes totaux et des coliformes thermotolérants (fécaux)**

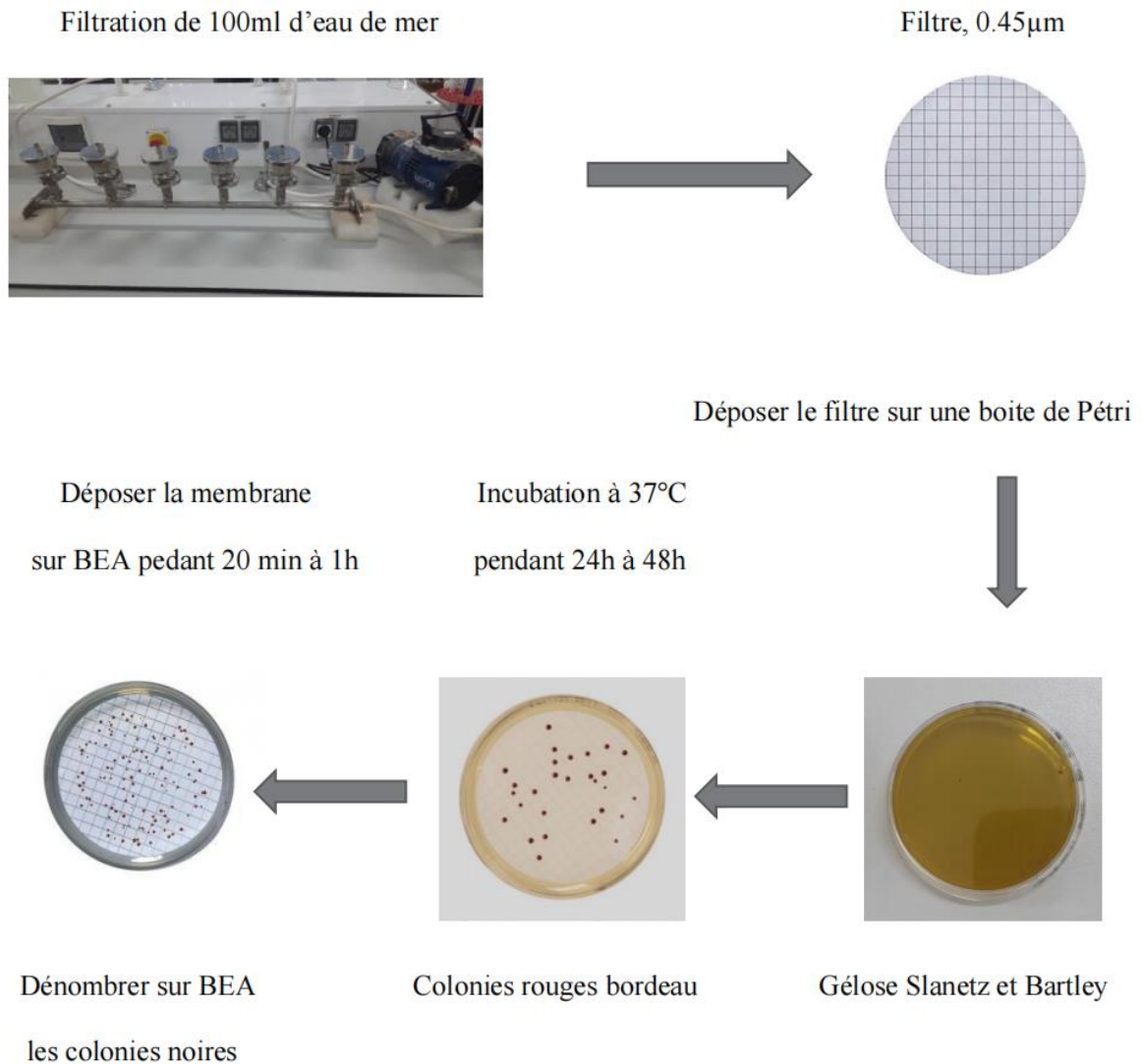
La technique mise en œuvre permet un dénombrement présomptif des coliformes totaux ainsi que des coliformes fécaux, en utilisant un milieu gélosé lactosé, notamment la gélose au tergitol. Les boîtes de Petri destinées à l'identification des coliformes totaux sont incubées à 37 °C pendant une durée comprise entre 24 et 48 heures. En parallèle, celles utilisées pour la détection des coliformes fécaux sont soumises à une incubation à 44 °C sur la même période (**Figure II.8**) ; (ISO 9308-1 : 2014).



**Figure II- 8. Technique de dénombrement des coliformes**

**B. Dénombrement des streptocoques fécaux**

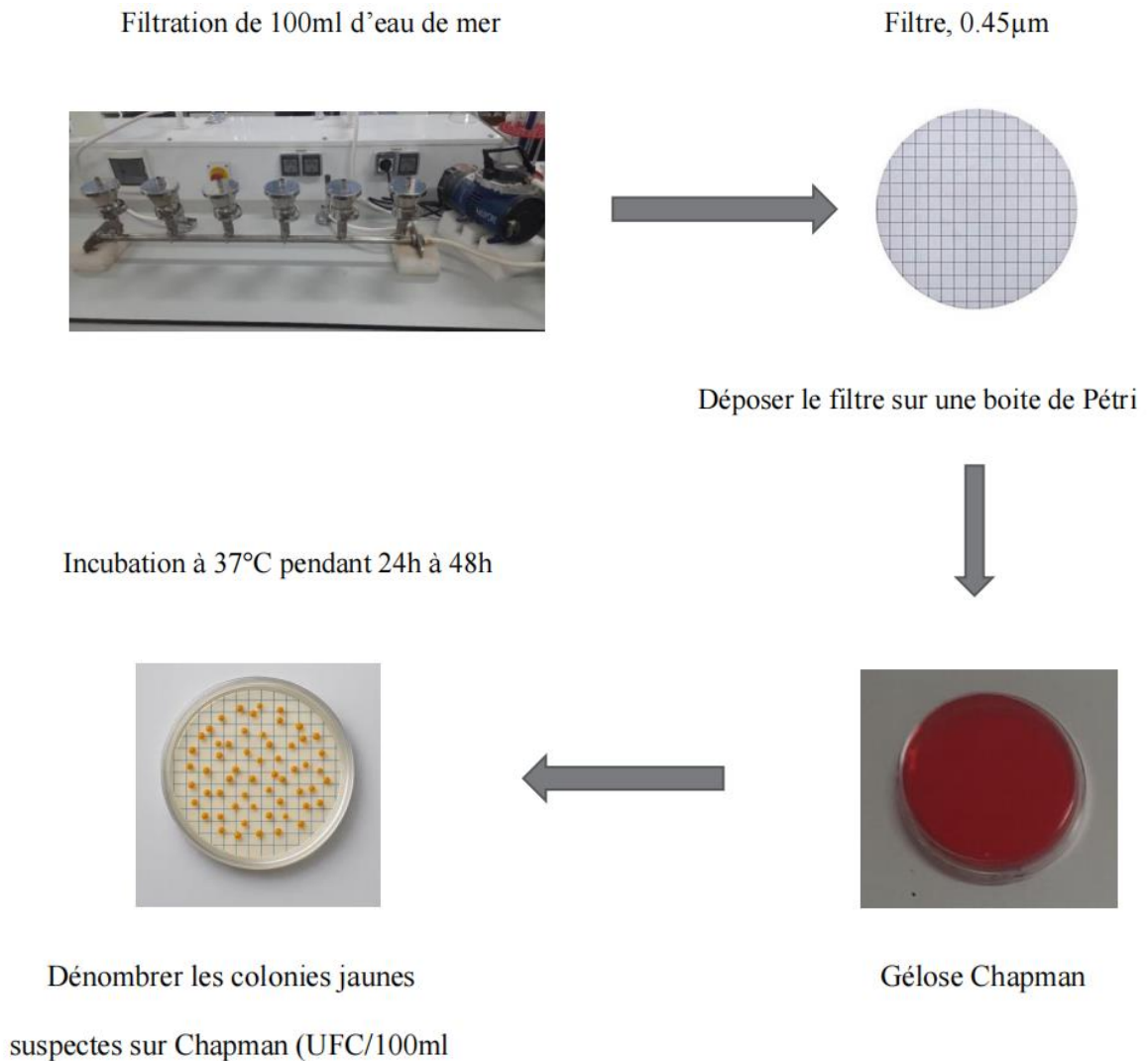
L'analyse repose sur deux étapes successives : un test présomptif, réalisé sur le milieu de Slanetz et Bartley, suivi d'un test confirmatif effectué sur gélose BEA (Bile Esculine Agar) (Figure II.9). Les colonies apparaissant de couleur noire sur le milieu BEA ont ensuite fait l'objet d'une identification par coloration de Gram et par le test de la catalase (**ISO 7899-2 : 2000**).



**Figure II- 9. Technique de dénombrement des streptocoques fécaux**

**C. Dénombrement des staphylocoques**

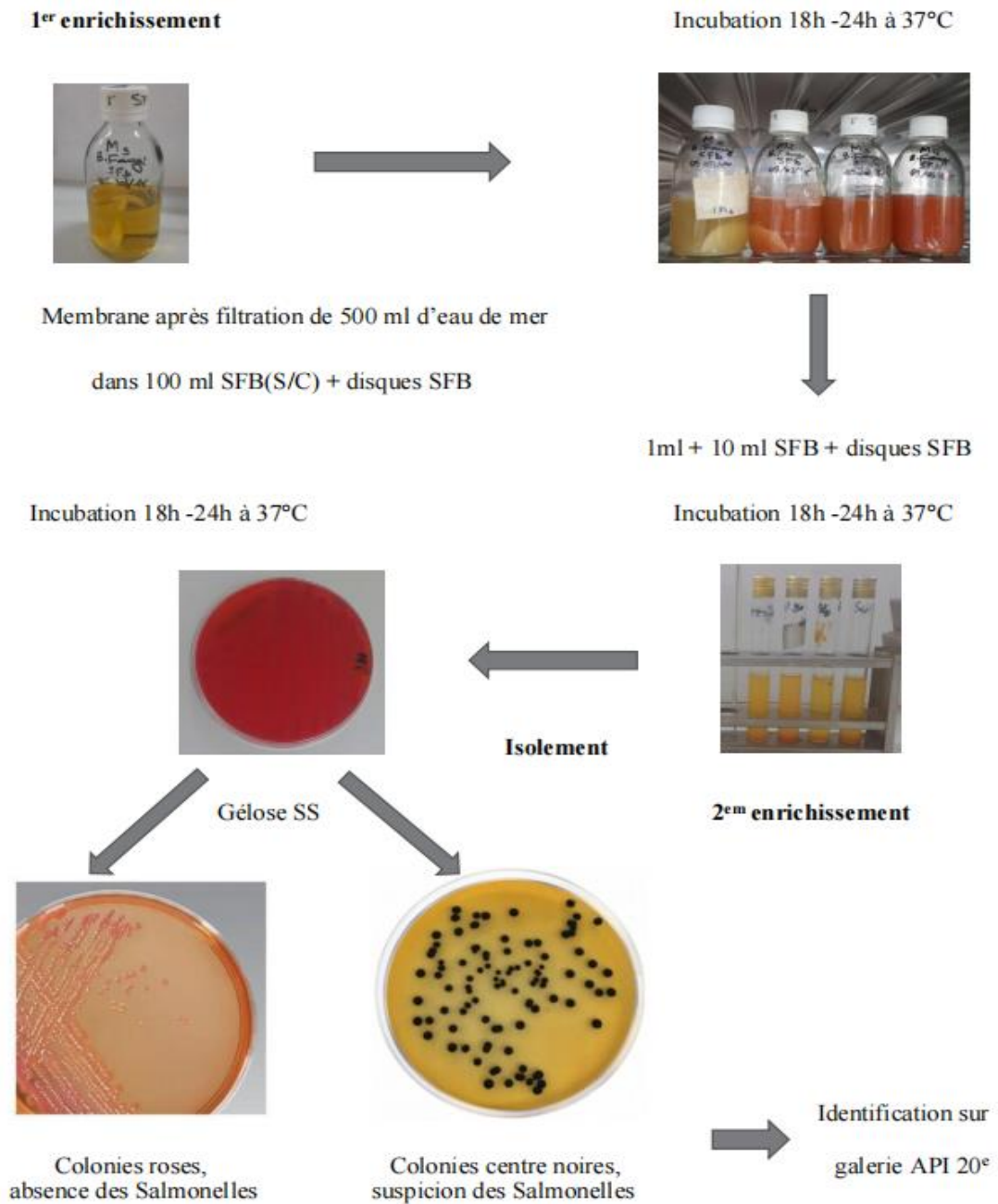
Parmi les espèces de staphylocoques, l'analyse cible spécifiquement *Staphylococcus aureus*, dénombré à l'aide du milieu sélectif chapman. Les colonies suspectes présentant une coloration jaune doré sont comptabilisées (Figure II.10), puis soumises à des tests d'identification, incluant la coloration de Gram, le test de la catalase ainsi que le test de la coagulasse (ISO 6888-1 : 2021).



**Figure II- 10. Technique de dénombrement des staphylocoques.**

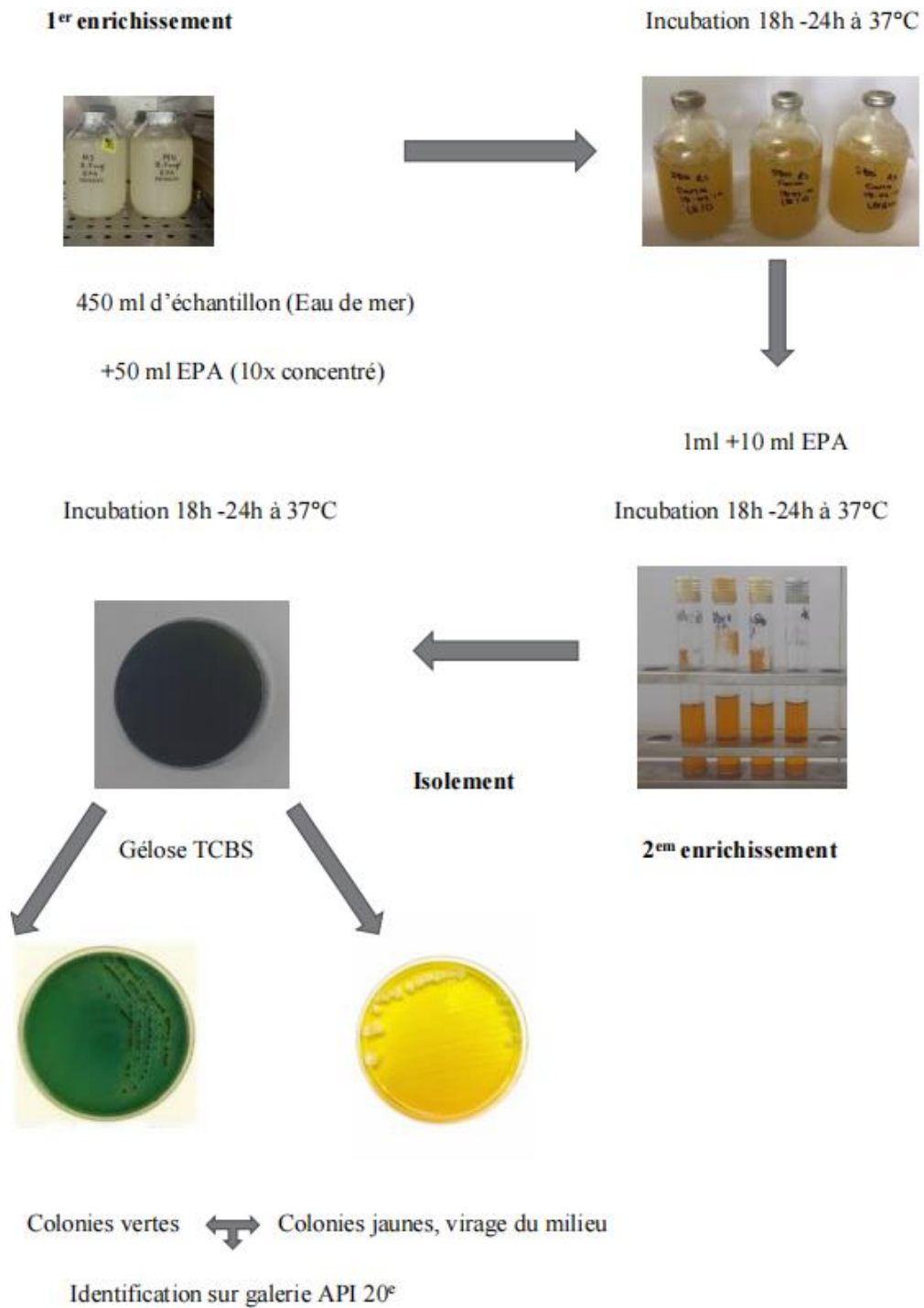
**3. 2. 2. Recherche des salmonelles et des vibrions**

La mise en évidence des bactéries du genre *Salmonella* (ISO 6579-1 : 2017) et des *Vibrio* (ISO/TS 21872-1 : 2017) repose sur une méthode qualitative, structurée en trois phases principales : une phase d'enrichissement permettant de favoriser leur croissance, suivie d'une étape d'isolement sur milieux sélectifs (Figure II.11; Figure II.12), et enfin une phase d'identification basée sur des caractéristiques biochimiques.



**Figure II- 11. Technique de recherche des salmonelles.**

## MATÉRIEL ET MÉTHODES



**Figure II- 12. Technique de recherche des vibrio spp.**

**3. 2 .3. Techniques de caractérisation et d'identification de certaines bactéries**

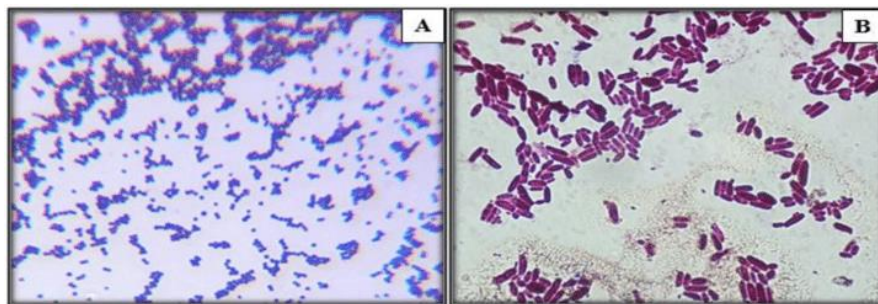
**A. Coloration de Gram**

La coloration de Gram permet de déterminer la morphologie bactérienne et de classer les bactéries en deux groupes distincts selon leur capacité à retenir le cristal violet dans des conditions opératoires précises. Cette différenciation repose principalement sur la structure de la paroi cellulaire.

**Protocole expérimental (ISO 7218 : 2007) :**

- Réaliser un frottis sec à partir d'une culture pure, puis le fixer.
- Recouvrir le frottis de violet de gentiane, laisser agir 1 minute, puis rincer à l'eau du robinet.
- Appliquer le lugol, laisser agir 1 minute, puis rincer.
- Décolorer à l'éthanol à 95 % pendant 15 secondes, rincer.
- Contre-colorer avec de la fuchsine pendant 1 minute, rincer à nouveau.
- Sécher à la flamme douce.

Les bactéries Gram positif apparaissent violettes, tandis que les Gram négatif prennent une teinte rose (Singleton & Sainsbury, 1984) ; (Figure II.13).



**Figure II- 13. Observation microscopique de la coloration de Gram de bactéries sous microscope optique au grossissement X100 (A-Cocci Gram positif, B-Bacille Gram négatif) (Benaissa, 2021a).**

**B. Test de la catalase**

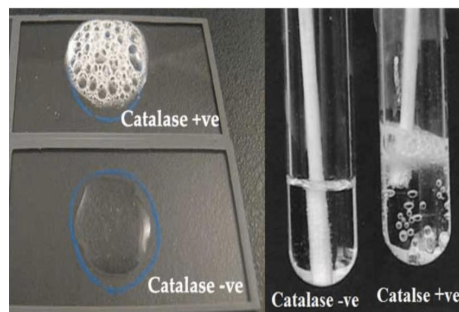
La catalase est une enzyme caractéristique des bactéries aérobies strictes. Elle décompose le peroxyde d'hydrogène ( $H_2 O_2$ ) en eau et dioxygène, limitant ainsi les effets toxiques des dérivés réactifs de l'oxygène (Zamocky et al., 2008).

**Technique (ISO 6888-1:2021) :**

- Prélever une colonie et la déposer sur une lame propre.
- Ajouter une goutte de H<sub>2</sub> O<sub>2</sub> à 3 %.

**Résultat :**

- ✓ L'apparition immédiate de bulles gazeuses indique une activité catalytique positive (**Figure II.14**) ; selon la réaction suivante :  $2 \text{H}_2 \text{O}_2 \rightarrow 2 \text{H}_2 \text{O} + \text{O}_2$



**Figure II- 14. Aspect du test catalase (Khatoon et al., 2022).**

**C. Test de l'oxydase**

Le test d'oxydase détecte la présence de cytochrome oxydase, un composant essentiel de la chaîne respiratoire, notamment chez les bacilles à Gram négatif. Il repose sur l'oxydation de dérivés N-méthylés du paraphénylènediamine, incolores, en un produit semi quinonique de couleur violette (**Larpent & Larpent-Gourgaud, 1975**).

**Technique (ISO 6888-1 :2021) :**

- Imprégner un disque d'oxydase avec de l'eau distillée stérile.
- Appliquer une colonie sur le disque.

**Lecture :**

- ✓ Une coloration violette apparaissant dans les 30 secondes confirme la présence d'oxydase (résultat positif) ; (**Figure II.15**).

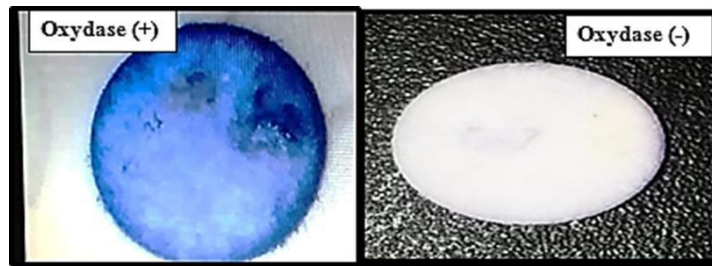


Figure II- 15. Aspect du test oxydase (Benaissa, 2021b)

#### D. Test TSI (Triple Sugar Iron)

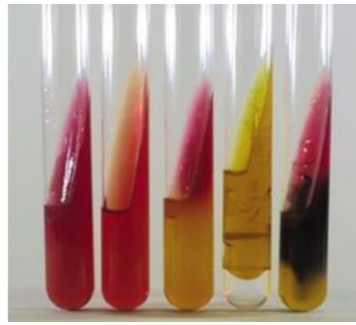
Le milieu TSI permet la caractérisation biochimique des entérobactéries, en détectant la fermentation de trois sucres (glucose, lactose, saccharose), la production de gaz et de sulfure d'hydrogène ( $H_2 S$ ); (Figure II.16).

**Méthode (ISO : ISO 6579-1 : 2017) :**

- Prélever une colonie suspecte, ensemencer le culot et la pente du tube TSI.
- Incuber à 37 °C pendant 18 à 24 heures.

**Interprétation :**

- **Fermentation du glucose :**
  - ✓ Culot jaune → glucose fermenté
  - ✓ Culot rouge → glucose non fermenté
- **Fermentation du lactose/saccharose :**
  - ✓ Pente jaune → lactose/saccharose fermentés
  - ✓ Pente rouge → non fermentés
- **Production de gaz :**
  - ✓ Présence de bulles ou fissures dans le culot
- **Production de  $H_2 S$  :**
  - ✓ Noircissement du milieu entre le culot et la pente



**Figure II- 16. Aspect du test TSI (Raval, 2022).**

### **E. Test de la coagulase**

La coagulase est une protéine enzymatique qui convertit le fibrinogène en fibrine, provoquant la coagulation du plasma. Ce test permet de différencier *Staphylococcus aureus* (coagulase positive) des espèces coagulase négatives.

**Protocole (ISO : ISO 6888-1 : 2021) :**

- Étiqueter un tube, y verser 0,5 ml de plasma reconstitué.
- Prélever 2-3 colonies et les émulsionner dans le plasma.
- Incuber à 37 °C pendant 24 heures.

**Résultat :**

- ✓ La formation d'un caillot indique une souche coagulase positive (**Figure II.17**).



**Figure II- 17. Aspect du test coagulase (Biolife, 2023).**

### **F. Test de production d'indole**

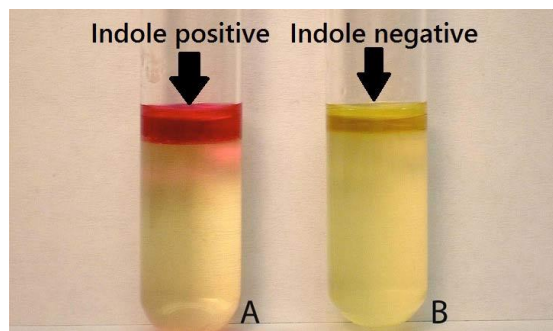
Le test d'indole repose sur la capacité de certaines bactéries à dégrader le tryptophane, contenu dans la peptone, via l'enzyme tryptophanase, pour libérer de l'indole. Ce dernier est mis en évidence à l'aide du réactif de Kovac.

**Protocole (ISO 9308-1 : 2014) :**

- Inoculer un tube d'eau peptonée exempte d'indole (EPEI) avec une colonie bactérienne.
- Incuber à 37 °C pendant 24 heures.
- Ajouter 5 gouttes de réactif de Kovac en surface, sans agiter.

**Lecture :**

- ✓ Anneau rouge cerise en surface : test positif, la souche produit de l'indole.
- ✓ Absence de coloration ou anneau jaune : test négatif, pas de production d'indole  
(Figure II.18).



**Figure II- 18. Aspect du test de production d'indole (Aryal, 2015).**

**G. Test de production de gaz sur milieu BLBVB**

Le bouillon BLBVB (Bouillon Lactose Bile Verte Brillante) est un milieu de culture sélectif et différentiel utilisé pour détecter la présence de coliformes dans un échantillon, en particulier ceux capables de fermenter le lactose avec production de gaz (Assobhei, 2018).

**Protocole (ISO : ISO 9308-1 : 2014) :**

- Inoculer un tube de BLBVB contenant un tube de Durham avec l'échantillon.
- Incuber à 37 °C pendant 24 à 48 heures.

**Lecture :**

- ✓ Trouble + gaz dans le tube de Durham : test positif, la souche fermente le lactose et produit du gaz → coliforme présumé.

- ✓ Pas de gaz ou clair : test négatif, absence de fermentation du lactose avec production de gaz (**Figure II.19**).



**Figure II- 19. Aspect du test de production de gaz sur BLBVB**

### **H. Identification par la galerie API 20e**

La galerie API 20e contient 20 micro-tubes avec des substrats déshydratés. L'incubation des bactéries déclenche des réactions biochimiques visibles par des changements de couleur, révélés spontanément ou après ajout de réactifs. L'identification s'effectue à l'aide du tableau de lecture API et d'une base de données de profils biochimiques. Dans le cadre de cette étude, les galeries API 20E de marque BIOMERIEUX ont été utilisées pour identifier *Salmonella* spp et *Vibrio* spp. Le mode opératoire détaillé est consigné en **annexe V** selon la norme **NF EN ISO 21528-1, (2017)**.

### **3. 3. Traitement des données**

Toutes les données obtenues (paramètres in situ, analyses physico-chimiques et microbiologiques) ont été saisies et organisées dans une base de données Excel. Les résultats ont ensuite été comparés aux valeurs guides issues de la littérature scientifique et des normes environnementales applicables à l'aquaculture marine. Cette approche a permis d'évaluer la qualité de l'eau à chaque étape du circuit et d'identifier les éventuelles anomalies susceptibles d'impacter la santé des géniteurs et le bon déroulement du cycle de reproduction.

#### **4. Interview du personnel de la ferme**

Des entretiens semi-directifs ont été menés auprès de différents membres du personnel : le directeur de la station, le chef de service contrôle et suivi, le vétérinaire, l'ingénieure chargée des analyses physicochimiques et l'ingénieure chargée des analyses microbiologiques. Les échanges ont permis de recueillir leurs observations sur les principales difficultés rencontrées, leur perception des causes de mortalité, et leurs propositions pour améliorer les pratiques. Ces témoignages ont été essentiels pour comprendre les écarts entre les protocoles théoriques et leur application réelle sur le terrain.

#### **5. Analyse SWOT du plan de gestion sanitaire actuel**

Une analyse SWOT (Strengths, Weaknesses, Opportunities, Threats) a été réalisée afin d'évaluer de manière structurée le plan de gestion sanitaire en place au sein de l'écloserie. Cette démarche méthodologique a consisté à identifier, à travers une approche qualitative, les forces et faiblesses internes du système sanitaire, ainsi que les opportunités et menaces externes susceptibles d'influencer sa performance globale. L'analyse s'est appuyée sur une combinaison de données collectées lors d'observations de terrain, d'entretiens semi-directifs menés auprès du personnel clé (direction, vétérinaire, techniciens, responsables de l'analyse de l'eau), ainsi que sur l'étude des documents internes liés aux protocoles de biosécurité, à la surveillance de la qualité de l'eau et aux procédures d'intervention en cas de pathologie. Cette méthode a permis de dresser un diagnostic synthétique de la situation actuelle, en tenant compte à la fois des éléments techniques, organisationnels et contextuels qui structurent la gestion sanitaire de la station.



**Figure II- 20. Représentation schématique de l'outil SWOT**

**CHAPITRE III :**  
**RÉSULTATS & DISCUSSION**

### Chapitre III : Résultats et discussion

#### I. Diagnostique de la gestion de l'écloserie de CNRDPA à l'état actuel

##### 1. Circuit de l'eau

Les observations réalisées lors des visites de terrain ont permis d'identifier plusieurs éléments structurants du fonctionnement de l'écloserie. Dans l'ensemble, l'organisation des infrastructures était conforme à une structuration classique en compartiments techniques distincts, incluant les unités de géniteurs, de reproduction, de l'élevage larvaire, de sevrage, de pré-grossissement et les circuits de distribution d'eau. L'observation directe du système hydraulique a mis en évidence une architecture en RAS (système en recirculation) indépendante par unité, ce qui constitue un avantage en matière de biosécurité, en limitant les risques de propagation de pathogènes entre bassins. Toutefois, plusieurs points critiques ont été repérés, notamment au niveau de certaines zones de prélèvement et de traitement de l'eau, où les procédures de maintenance semblaient irrégulières.

Concernant la biosécurité, les pratiques observées variaient d'un compartiment à l'autre. Bien que la plupart des procédures de base soient appliquées (nettoyage, désinfection, circulation restreinte), leur rigueur dépendait souvent de contraintes matérielles ponctuelles. Ces constats corroborent les données relevées lors des entretiens avec le personnel de l'écloserie. Les séances de travail avec les responsables techniques ont également permis de mieux cerner la logique opérationnelle de chaque compartiment et les efforts mis en œuvre pour stabiliser les conditions environnementales, en particulier dans les unités sensibles abritant les géniteurs.

##### 2. Gestion de la reproduction

Afin de synchroniser et d'induire les pontes des géniteurs, une induction hormonale est mise en œuvre. Chez le loup (*Dicentrarchus labrax*) et la daurade royale (*Sparus aurata*), cette induction repose généralement sur l'injection intramusculaire, telles que l'HCG ou le GnRH $\alpha$ , souvent délivrées à l'aide d'une seringue. Ces traitements stimulent la maturation finale des ovocytes et la spermiation chez les mâles.

L'administration hormonale est ajustée selon l'espèce, le sexe, le stade de développement gonadique et les réponses physiologiques individuelles (**Tableau II.3**). Une surveillance régulière par canulation ovocytaire permet de déterminer le moment optimal de l'ovulation. Les œufs produits sont ensuite collectés automatiquement en surface (car ils sont pélagiques) à l'aide de systèmes de collecteurs. Ils sont transférés dans des incubateurs cylindro-coniques, où les

conditions d'oxygénation, de température et de salinité sont rigoureusement contrôlées. Une fois l'éclosion terminée, les larves sont transférées vers des bassins spécialisés selon les différentes phases de développement (larvaire, post-larvaire et sevrage, pré-grossissement).

**Tableau III- 1. Protocoles d'injection hormonale pour l'induction de la reproduction chez le loup et la daurade**

Espèce	Sexe	Stade de maturité	Hormone utilisée	Dose	Fréquence	Mode d'administration	Remarques
<b>Loup (<i>D. labrax</i>)</b>	Femelle	Maturation finale	GnRHa (avec Dompéridone)	10–20 µg/kg (GnRHa)10 mg/kg (Dom)	Injection unique ou 2 injections à 24 h d'intervalle	Injection intramusculaire ou implant	Ovulation 30–48 h après injection
	Mâle	Spermiation	GnRHa	5–10 µg/kg	Injection unique, renouvelable tous les 3–4 jours	Injection unique	Début de spermiation rapide (24–36 h)
<b>Daurade (<i>S. aurata</i>)</b>	Femelle	Maturation terminale	hCG	500–1 000 UI/kg	Injection unique, parfois suivie d'un rappel après 24–48 h	Injection intramusculaire	Peut être précédée de GnRHa pour synchronisation hormonale
	Mâle	Spermiation	GnRHa	5–15 µg/kg	Implant unique (effet sur 4–7 jours)	Injection intramusculaire	Stimulation efficace chez mâles sexuellement actifs
	Femelle (complément)	Pré-ovulation	GnRHa (lib. prolongée)	10–15 µg/kg	Injection unique ou répétée tous les 2–3 jours	Implant sous-cutané	Utilisé pour relâchement progressif des hormones

### 3. Élevage larvaire

L'élevage larvaire constitue une phase critique dans la production aquacole, car il détermine en grande partie les performances zootechniques ultérieures. Dans l'écloserie étudiée, cette étape est conduite dans des bassins circulaires de volume variable, en système intensif contrôlé. Les conditions d'élevage sont ajustées selon les exigences physiologiques des larves, notamment en ce qui concerne

La gestion larvaire repose sur le triptyque : stabilité des paramètres de l'eau, apport alimentaire progressif et enrichi, et réduction maximale du stress. Un enrichissement en microalgues (*Chlorella*) est souvent ajouté à l'eau (Technique d'élevage en eau verte) pour stabiliser le milieu, minimiser le cannibalisme, améliorer la captation des proies, et maintenir la qualité trophique du rotifère.

Durant les premiers jours (J0 à J7), la priorité est donnée à la disponibilité constante de rotifères enrichis, distribués à des densités cibles de 5 à 10 rotifères/mL. Ensuite, l'introduction progressive de nauplies d'artémias est engagée à partir de J8, avec un sevrage partiel débutant vers J18 par des micro-granulés. Un contrôle quotidien de la croissance, de la nage, de la flottaison, et du comportement d'alimentation permet d'adapter la densité, la nutrition, et les apports d'eau.

Les taux de survie et la synchronisation du développement sont influencés par la régularité des manipulations, la salubrité des infrastructures et la qualité des intrants vivants (rotifères, artémias). Tout déséquilibre dans ces paramètres peut induire une mortalité massive, des retards de croissance, ou l'apparition de malformations osseuses.

### **4. Gestion de l'alimentation**

Au cours du cycle d'élevage en éclosion, les premières étapes sont marquées par la résorption de la vésicule vitelline, qui assure l'autonomie énergétique des larves de J0 à J3–J4. Durant cette période, aucune alimentation exogène n'est administrée, la bouche n'étant pas encore ouverte et le tube digestif encore immature. L'alimentation externe débute dès que l'appareil digestif devient fonctionnel, généralement entre le troisième et le quatrième jour post-éclosion, selon les conditions thermiques.

La première source trophique introduite dans les bassins larvaires est constituée de rotifères vivants (*Brachionus plicatilis*), enrichis au préalable à l'aide de micro-algues (*Nannochloropsis*, *Chlorella*). Ces proies sont distribuées en continu afin d'assurer leur disponibilité constante dans la colonne d'eau. Vers J8 à J10, les nauplies d'artémias (*Artemia salina*) sont intégrées de manière progressive, en complément des rotifères, pour répondre à l'élargissement de la capacité trophique des larves.

À partir de J18 à J20, un sevrage partiel est engagé avec l'introduction de micro-granulés inertes adaptés à la taille buccale, tout en maintenant une co-distribution avec les proies vivantes. Ce processus se poursuit jusqu'au sevrage complet, généralement atteint vers J25–J30, lorsque les post-larves consomment exclusivement des granulés secs. Ces derniers sont ensuite progressivement remplacés par des aliments de plus grande granulométrie, correspondant aux besoins du stade post-larvaire avancé, puis pré-grossissement.

Tout au long de ces phases, les quantités d'aliments administrées sont ajustées quotidiennement en fonction de plusieurs paramètres : taille et densité larvaire, taux de croissance, niveau d'activité alimentaire observé, ainsi que la qualité physico-chimique de l'eau. L'alimentation est généralement fractionnée en 4 à 6 repas par jour, afin de limiter les pics de compétition et garantir une disponibilité constante des aliments. Des observations régulières à l'œil nu permettent d'évaluer la consommation effective et d'ajuster les apports.

Le sevrage est considéré comme réussi lorsque les larves ingèrent exclusivement les granulés inertes, sans comportement de refus, ni chute d'activité ou déséquilibre de la flottaison. L'ajustement progressif de la granulométrie des aliments selon l'évolution de la taille buccale est indispensable pour assurer une transition nutritionnelle fluide et soutenir une croissance harmonieuse lors du passage vers les bassins de pré-grossissement.

**Tableau III- 2. Protocole alimentaire des poissons marins (loup et daurade) de J0 jusqu'au pré-grossissement en écloserie**

Stade / Âge	Période (Jours)	Type d'aliment	Quantité (indicative)	Remarques
<b>Éclosion (J0–J3)</b>	J0 à J3	Aucune (réserve vitelline)	—	Bouche non fonctionnelle, absorption de la vésicule vitelline
<b>Début alimentation</b>	J4 à J7	Rotifères enrichis ( <i>Brachionus plicatilis</i> )	5–10 rotifères/mL/jour	Ajout d'algues vertes ( <i>Chlorella</i> ) pour stabiliser l'eau
<b>Phase intermédiaire</b>	J8 à J14	Rotifères + Nauplies d'artémias ( <i>Artemia salina</i> )	5 rotifères/mL + 1–2 nauplies/mL/jour	Enrichissement des artémias en HUFA
<b>Pré-sevrage</b>	J15 à J20	Artémia enrichi + Microgranulés débutants	1–3 nauplies/mL/jour + 5–10% biomasse	Codistribution pour favoriser l'acceptation des granulés
<b>Sevrage complet</b>	J20 à J30	Microgranulés (150–300 µm)	10–20% de la biomasse/jour, 4–6 repas/jour	Granulés adaptés au calibre buccal, alimentation fractionnée
<b>Post-larvaire</b>	J30 à J45	Microgranulés (300–600 µm)	5–8% biomasse/jour	Transition vers régime de croissance, densité contrôlée
<b>Pré-grossissement</b>	> J45	Granulés commerciaux (0.6 à 1.2 mm)	2–4% biomasse/jour	Alimentation contrôlée selon température, taille, taux de conversion

### II. Gestion sanitaire de l'écloserie

#### 1. Contrôle des paramètres du milieu

La gestion des conditions environnementales au sein de l'écloserie repose sur un contrôle rigoureux des paramètres physiques et chimiques de l'eau, adaptés aux exigences spécifiques de chaque stade de développement des poissons, depuis les géniteurs jusqu'aux juvéniles. Les bassins, de types et de volumes variés, sont maintenus à des températures précises et sous des régimes de photopériode simulant les cycles saisonniers naturels, favorisant ainsi la reproduction et le bon déroulement des processus biologiques. En complément, un suivi quotidien des paramètres physico-chimiques est effectué à heure fixe afin de garantir un environnement stable et optimal. Ce suivi porte notamment sur la température, étroitement régulée car elle influence directement le métabolisme, la digestion et la croissance des organismes ; l'oxygène dissous, maintenu à des concentrations supérieures à 6 mg/L, indispensable à la respiration cellulaire ; et le pH, stabilisé entre 7,5 et 8,2, pour assurer l'efficacité des fonctions enzymatiques et l'équilibre osmorégulateur. Par ailleurs, des paramètres azotés potentiellement toxiques sont régulièrement mesurés : l'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ), les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) et les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ). Leurs concentrations sont strictement surveillées afin de rester en dessous des seuils critiques - soit respectivement  $< 0,2$  mg/L,  $< 0,1$  mg/L et  $< 50$  mg/L - car toute accumulation peut affecter gravement la santé des poissons, en particulier lors des phases sensibles comme l'incubation ou le sevrage. Les données relevées sont consignées dans des fiches de suivi, et toute dérive par rapport aux valeurs de référence donne lieu à des interventions immédiates, telles que l'ajustement de l'aération, la régulation thermique ou le renouvellement partiel de l'eau. Cette rigueur dans la gestion environnementale constitue un pilier fondamental de la réussite des cycles d'élevage en écloserie. (**Tableau II.2**).

**Tableau III- 3. Conditions d'élevage de loup et de daurade en écloserie du CNRDPA selon les stades de vie**

Unité	Espèce	Type de bassin	N°	V (m <sup>3</sup> )	Photopériode	T (°C)	pH	O <sub>2</sub> (mg/L)	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/L)	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg/L)
Géniteurs	Loup	Cubique en béton	4	20	12 h lumière / 12 h obscurité	13–16	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1
Géniteurs	Daurade	Cubique en béton	4	20	12 h lumière / 12 h obscurité	17–20	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1
Incubation	Loup	Cylindro-conique en PVC	5	0,5	Obscurité ou lumière diffuse	16–18	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1
Incubation	Daurade	Cylindro-conique en PVC	5	0,5	Obscurité ou lumière diffuse	18–20	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1
Larvaire	Loup et Daurade	Cylindrique en PVC	3	5	16 h lumière / 8 h obscurité	18–20	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1
Post-larvaire & Sevrage	Loup et Daurade	Cylindrique en PVC	8	10	16 h lumière / 8 h obscurité	20–22	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1
Pré-grossissement	Loup et Daurade	Cubique en béton	12	20	14–16 h lumière / 8–10 h obscurité	22–24	7,5–8,2	> 6	< 0,2	< 0,1

## 2. Mesures de biosécurité appliquée :

La biosécurité vise à prévenir l'introduction, la dissémination et la persistance d'agents pathogènes dans l'écloserie. L'analyse du site a permis d'identifier plusieurs mesures de contrôle partiellement appliquées, bien que souvent non formalisées par des protocoles écrits.

Parmi les pratiques observées :

- **Désinfection à l'entrée des unités** : présence de flacons d'alcool à 70 % pour les mains et bottes, mais **manque de pédiluves** pour les véhicules et visiteurs ;
- **Entretien sanitaire des bassins** : les bacs sont nettoyés entre chaque cycle par rinçage, suivi d'une désinfection chimique à l'eau de Javel diluée ou au phormol, notamment dans les zones larvaires et post-larvaires ;
- **Mise en quarantaine des géniteurs** : tout nouvel arrivage subit une **isolation temporaire** et un traitement préventif par bain de phormol, pour limiter les risques d'introduction de pathogènes externes ;
- **Contrôle des nuisibles** : aucune barrière physique efficace contre les chats, rats, ou insectes n'a été installée, ce qui représente une source majeure de contamination biologique passive ;

- **Accès multiples au site** : l'écloserie dispose de plusieurs points d'entrée, dont certains ne disposent pas de contrôle d'accès sanitaire ou de sas d'hygiène.

En résumé, bien que certaines mesures de base soient appliquées de manière empirique, l'écloserie manque d'un plan de biosécurité structuré et d'un registre sanitaire conforme aux normes FAO/WOAH. La formation du personnel, la mise en place de procédures écrites standardisées (SOP) et de protocoles de désinfection validés constitueraient des leviers majeurs pour améliorer la résilience sanitaire de l'unité.

### **3. Résultats d'échantillonnage et d'analyses**

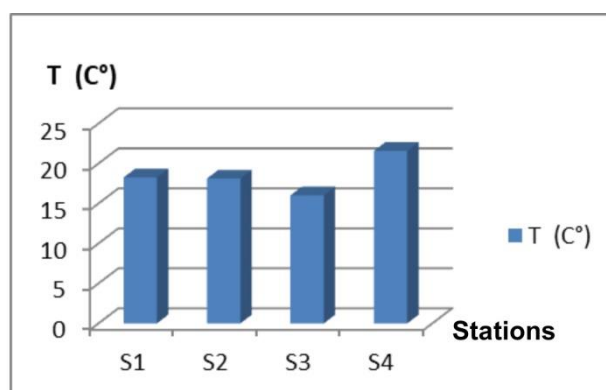
#### **3.1. Résultats des analyses physicochimique**

Un tableau récapitulatif des valeurs moyennes et écartypes des paramètres physico-chimiques est présenté en **annexe II**. Les mesures ont été effectuées à une profondeur de 30 cm sous la surface de l'eau.

##### **3.1.1. La température**

Les températures mesurées dans les stations varient de 16,02 °C à 21,59 °C, avec une moyenne de 18,5 °C ± 2,3 °C (**Figure III. 1**). Cette variation est globalement compatible avec les tolérances thermiques des espèces élevées, à savoir *Dicentrarchus labrax* (loup) et *Sparus aurata* (daurade), dont les plages optimales se situent entre 16 et 24 °C selon les recommandations de **Bregnballe (2015)** et de **Colt (2006)**. La température minimale observée dans la station S3 (16,02 °C), bien qu'en limite basse, demeure admissible pour le maintien métabolique de l'espèce, tandis que la valeur maximale enregistrée dans S4 (21,59 °C) est idéalement située pour soutenir la physiologie de la daurade.

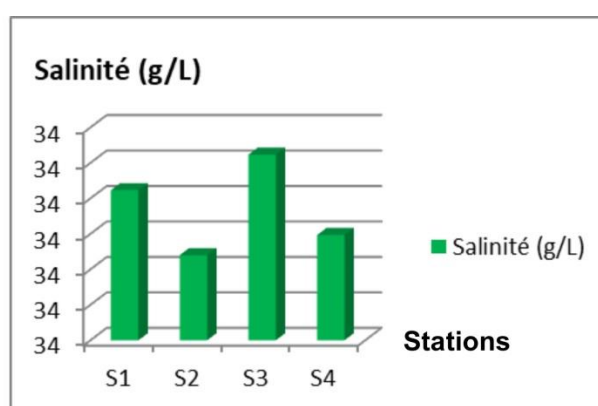
Les écarts observés entre les stations ne posent pas de problème critique, car chaque unité dispose de son propre circuit RAS sans interconnexion hydraulique, ce qui permet une gestion indépendante et adaptée aux besoins spécifiques de chaque compartiment. Par ailleurs, la période de prélèvement (entre février et avril) peut partiellement expliquer les valeurs relativement modérées, en cohérence avec les températures saisonnières.



**Figure III- 1. Variation des valeurs moyennes de la température en fonction des stations**

### 3.1.2. La salinité

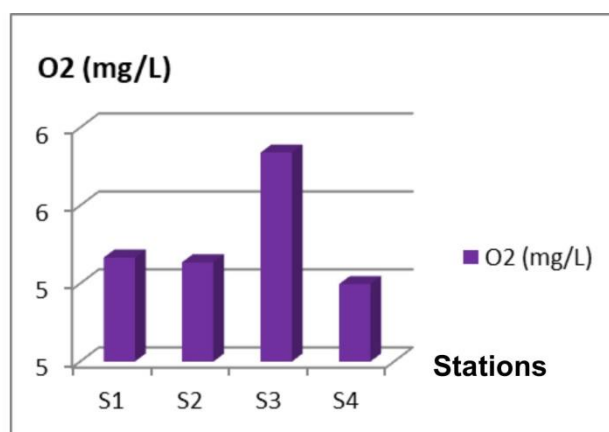
Les salinités mesurées dans les stations varient de 33,94 à 34,22, avec une moyenne de  $34,07 \pm 0,13$  (**Figure III. 2**), ce qui est conforme à la salinité moyenne des zones côtières méditerranéennes (33–38 g/L) et parfaitement adaptée aux exigences physiologiques des espèces élevées (*S. aurata* et *D. labrax*), connues pour leur tolérance aux variations de salinité modérées (**Varsamos et al., 2005**). Cette stabilité traduit un bon contrôle des apports en eau de mer et une faible évaporation au niveau du bassin de stockage, ce qui est essentiel pour éviter les chocs osmotiques ou les fluctuations ioniques dans les systèmes fermés.



**Figure III- 2. Variation des valeurs moyennes de la salinité en fonction des stations**

### 3.1.3. L'oxygène dissous (O<sub>2</sub>)

Les teneurs en oxygène dissous varient entre 5,00 et 5,84 mg/L, avec une moyenne de  $5,29 \pm 0,38$  mg/L (**Figure III. 3**), ce qui est au-dessus du seuil critique de 5 mg/L recommandé pour éviter l'hypoxie dans les élevages intensifs marins (**Ebeling & Timmons, 2012**). Ces niveaux sont jugés satisfaisants, bien que les valeurs enregistrées dans trois des quatre stations, doivent être surveillées en période de forte biomasse ou si la température augmente, car l'oxygène devient alors moins soluble. Le niveau légèrement supérieur (5,84 mg/L) dans la station S3 reflète la faible densité du bassin.

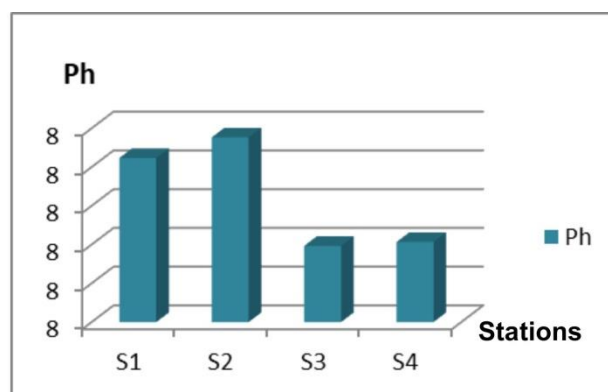


**Figure III- 3. Variation des valeurs moyennes de l’oxygène dissous en fonction des stations**

### 3.1.4. Le potentiel hydrogène (pH)

Le pH mesuré est relativement stable et varie entre 7,90 et 8,12 avec une moyenne de  $8,03 \pm 0,15$  (**Figure III. 4**), ce qui est parfaitement conforme aux normes en aquaculture marine, qui recommandent des valeurs situées entre 7,5 et 8,5 pour assurer une stabilité chimique et biologique (**Boyd, 2015**). Ce pH stable indique un équilibre satisfaisant entre les apports métaboliques et le pouvoir tampon de l’eau, ce qui est essentiel dans un système RAS, où l’accumulation de  $\text{CO}_2$  et la nitrification peuvent influencer rapidement le pH.

L’absence de variation significative confirme une gestion efficace du cycle azoté et une bonne stabilité de l’environnement physicochimique.

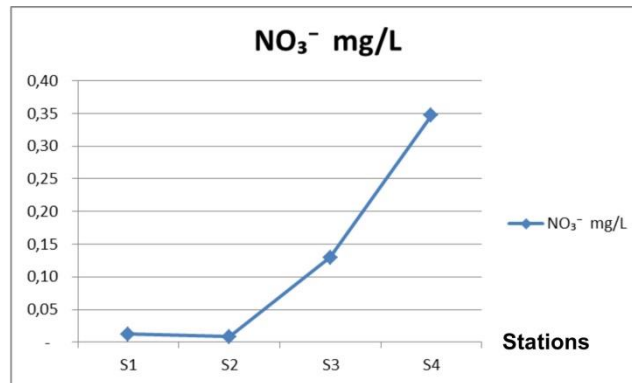


**Figure III- 4. Variation des valeurs moyennes du pH en fonction des stations**

### 3.1.5. Nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )

Les concentrations en nitrates varient de 0,01 mg/L (S1, S2) à 0,35 mg/L (S4), avec une moyenne de  $0,12 \pm 0,16$  mg/L (**Figure III. 5**). Ces niveaux sont largement en dessous du seuil critique, fixé à 50 mg/L en aquaculture marine selon **Michael B. Timmons et James M. Ebeling (2010)**. Les nitrates sont le produit final de la nitrification dans les systèmes RAS, et leur présence modérée témoigne d’une bonne efficacité biologique du biofiltre. L’élévation progressive de  $\text{NO}_3^-$  de S1

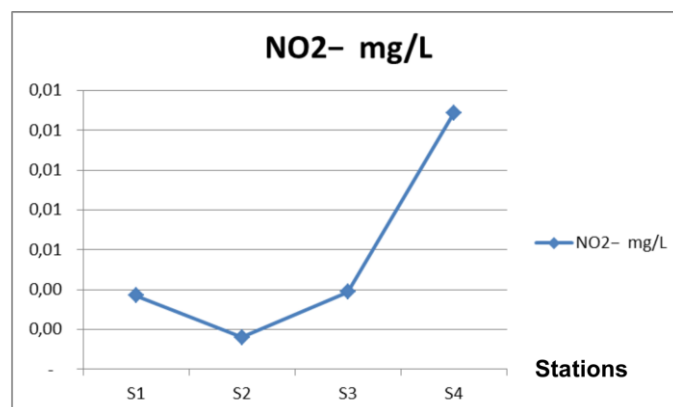
à S4 peut refléter une accumulation liée à une nitrification incomplète ou à un renouvellement insuffisant dans le système de la station 4, mais reste sans danger biologique à ces concentrations.



**Figure III- 5. Variation des concentrations moyennes de l'ammonium en fonction des stations**

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

Les nitrites sont indétectables (0,00 mg/L) dans toutes les stations sauf S4 (0,01 mg/L) (**Figure III. 6**). Cette valeur reste très inférieure au seuil toxique, généralement situé à 0,1–0,2 mg/L pour les espèces marines sensibles (*Sparus aurata*, *Dicentrarchus labrax*) (**Colt, 2006**). Leur absence quasi-totale indique un processus de nitrification efficace, transformant rapidement le NH<sub>4</sub><sup>+</sup> en NO<sub>3</sub><sup>-</sup>. Cependant, leur détection dans S4, bien que minimale, peut signaler un début d'accumulation ou un stress sur la population bactérienne nitrifiante dans ce compartiment.

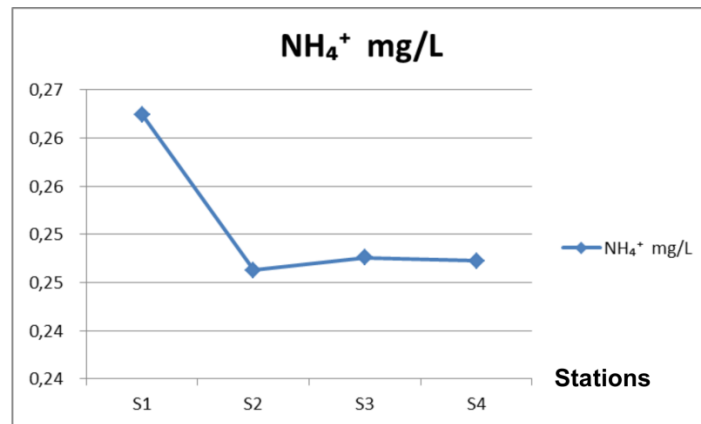


**Figure III- 6. Variation des concentrations moyennes des nitrites en fonction des stations**

### 3.1.7. Ammonium (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>)

Les valeurs mesurées sont quasiment stables dans toutes les stations, entre 0,25 et 0,26 mg/L, ce qui donne une moyenne de 0,25 ± 0,01 mg/L (**Figure III. 7**). Ces niveaux sont proches du seuil de vigilance, car à partir de 0,2 mg/L, l'ammonium commence à représenter un risque physiologique pour les poissons, surtout si le pH dépasse 8,0 et la température augmente

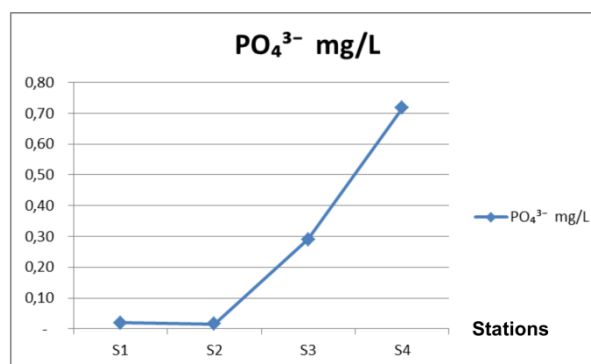
(Piedrahita, 2003). Bien que l'ammonium reste sous le seuil toxique aigu (>1 mg/L), sa présence constante dans tous les compartiments indique une charge organique persistante, ce qui appelle à renforcer l'efficacité du biofiltre ou ajuster la ration alimentaire.



**Figure III- 7. Variation des concentrations moyennes des nitrates en fonction des stations**

### 3.1.8. Phosphates (PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>)

Les concentrations en phosphates varient fortement de 0,02 mg/L (S1, S2) à 0,72 mg/L (S4), avec une moyenne de 0,26 mg/L ± 0,33 (Figure III. 8). Bien qu'il n'existe pas de norme stricte pour les PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>, des concentrations supérieures à 0,5 mg/L peuvent favoriser la prolifération de microalgues, la formation de biofilms, et affecter la transparence de l'eau (Boyd, 2015). L'accumulation nette observée en station 4 suggère un enrichissement organique, possiblement lié à une alimentation excessive ou à une filtration inadéquate. Ce paramètre doit être surveillé pour prévenir l'eutrophisation du système.



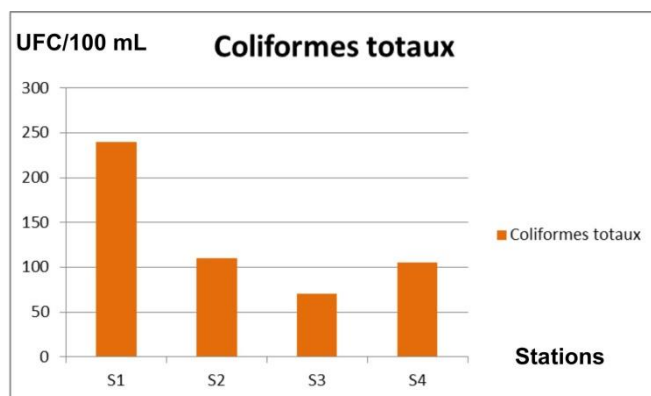
**Figure III- 8. Variation des concentrations moyennes des phosphates en fonction des stations**

### 3.2. Résultats des analyses microbiologiques

Un tableau présentant les valeurs des concentrations moyennes des germes recherchés dans l'eau est consigné en **annexe IV**.

#### 3.2.1. Dénombrement et identification des coliformes, streptocoques fécaux et des staphylocoques

##### A. Dénombrement et identification des coliformes totaux

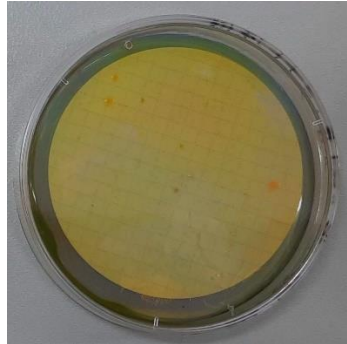


**Figure III- 9. Concentrations moyennes des coliformes totaux**

Les concentrations en coliformes totaux (**Figure III. 10**) varient de 70 UFC/100 ml à la station S3 à 240 UFC/100 ml à la station S1, avec une moyenne globale de 131,25 UFC/100 ml (**Figure III. 9**). Ces valeurs dépassent les recommandations pour les eaux utilisées en aquaculture, qui préconisent généralement un seuil inférieur à 100 UFC/100 ml dans les unités larvaires ou de géniteurs (**FAO, 2004**) ; (**WHO, 2003**). La station S1, correspondant à l'eau brute en entrée du système, présente la contamination la plus élevée, ce qui est typique des eaux non traitées issues du milieu côtier. Les tests biochimiques (production de gaz sur BLBVB, coloration de Gram, et indole) n'ont pas permis d'identifier *Escherichia coli*, indiquant que les coliformes détectés ne sont pas d'origine strictement fécale.

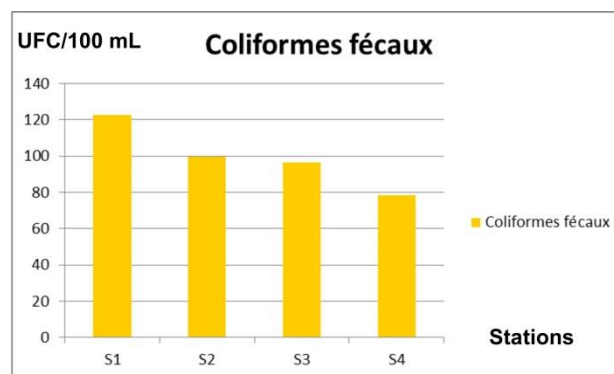
La station S1, correspondant à l'eau brute en entrée, présente naturellement la plus forte contamination, mais la persistance de niveaux significatifs dans S2 et S4 suggère une efficacité partielle du traitement ou un encrassement des circuits. Ce constat est appuyé par les niveaux élevés en ammonium (0,25–0,26 mg/L) et en phosphates (jusqu'à 0,72 mg/L), notamment en station S4, qui peuvent favoriser la prolifération microbienne. La température modérée et la stabilité du pH (~8) ne compensent pas suffisamment la charge organique, ce qui témoigne

d'une filtration biologique insuffisante ou d'une désinfection inadéquate dans certains compartiments du système RAS.



**Figure III- 10. Aspect des coliformes totaux isolés de l'eau de mer sur gélose TTC**

### **B. Dénombrement et identification des coliformes thermotolérants (fécaux)**

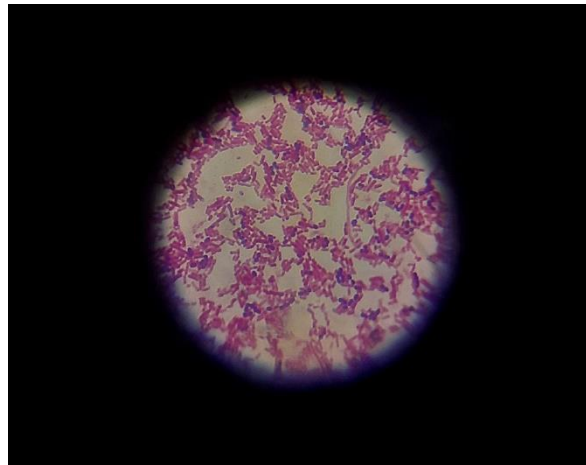


**Figure III- 11. Concentrations moyennes des coliformes fécaux**

Les coliformes fécaux, indicateurs classiques de contamination fécale récente, ont été détectés en concentrations modérées à élevées : de 79 UFC/100 ml (S4) à 123 UFC/100 ml (S1) (**Figure III. 11**). Ces niveaux excèdent également les seuils tolérés en aquaculture intensive, où des concentrations inférieures à 10–20 UFC/100 ml sont généralement recherchées dans les eaux de reproduction (**Boyd, 2015**) ; (**FAO, 2004**). Malgré cela, les tests biochimiques appliqués aux souches isolées se sont révélés négatifs pour *E. coli*, excluant la présence de cette bactérie pathogène spécifique dans tous les échantillons ce qui écarte une contamination fécale directe récente, mais n'exclut pas un risque sanitaire (**Figure III. 12**).

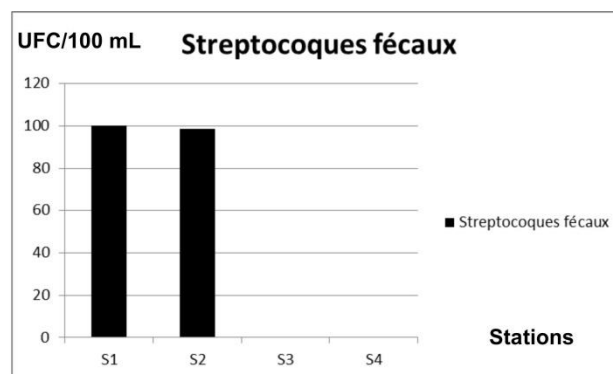
## RÉSULTATS & DISCUSSION

La corrélation entre les coliformes fécaux et les niveaux élevés d'ammonium et de nitrate dans les mêmes stations suggère que la présence bactérienne est étroitement liée à une charge organique persistante mal traitée. Le fait que les stations les plus touchées soient également celles présentant des taux élevés de phosphates indique une accumulation de matières organiques, probablement liée à une filtration mécanique ou biologique inefficace, ou à une fréquence de nettoyage insuffisante dans les systèmes RAS.



**Figure III- 12. Aspect microscopique des coliformes isolés de l'eau de mer sous le microscope optique (Marque OPTIKA ; Gx100).**

### **C. Dénombrement des streptocoques fécaux**

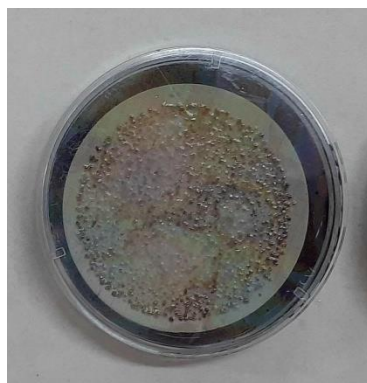


**Figure III- 13. Concentrations moyennes des streptocoques fécaux**

Les streptocoques fécaux ont été retrouvés dans les stations S1 et S2 à des niveaux élevés (100 et 99 UFC/100 ml) (**Figure III. 13**), et sont totalement absents dans S3 et S4. Bien que les tests biochimiques (catalase, coloration de Gram) n'aient pas confirmé leur identification précise, leur détection dans les zones amont suggère une contamination d'origine fécale ou animale, probablement renforcée par l'absence de barrières physiques contre les nuisibles (**Figure III. 14**).

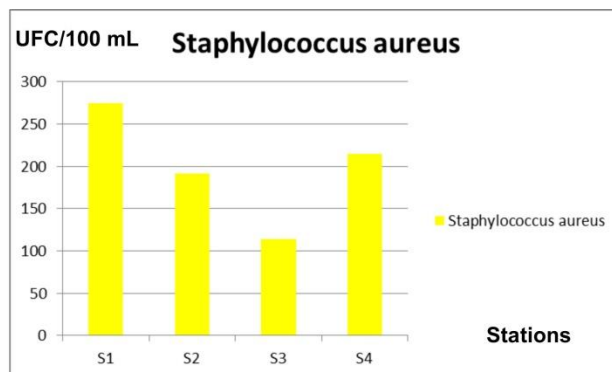
## RÉSULTATS & DISCUSSION

Les résultats peuvent également être expliqués par les conditions physicochimiques de S1 et S2, qui présentent à la fois une température stable (~18 °C) et des taux de  $\text{NH}_4^+$  élevés (0,25–0,26 mg/L), propices à la survie prolongée de ce type de flore. La non-propagation dans les unités géniteurs (S3 et S4) peut s'expliquer par une compartimentation efficace des systèmes RAS, mais pourrait aussi refléter une désinfection plus efficace dans ces unités.



**Figure III- 14. Aspect des streptocoques fécaux isolés de l'eau de mer sur gélose BEA**

### **D. Dénombrement des staphylocoques**

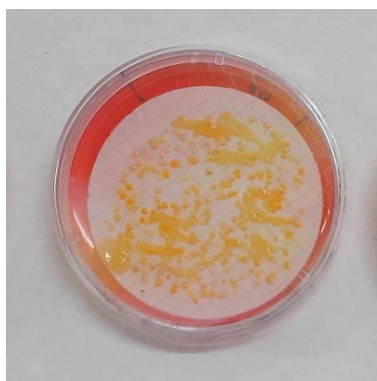


**Figure III- 15. Concentrations moyennes de Staphylococcus aureus**

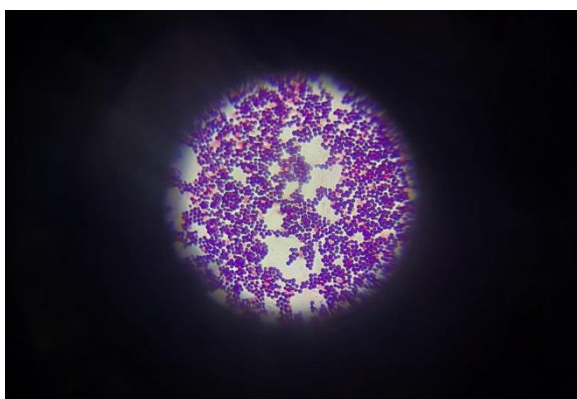
Des taux variables de *Staphylococcus aureus* ont été détectés dans toutes les stations, avec un maximum de 274 UFC/100 ml à S1 et un minimum de 114 UFC/100 ml à S3 (**Figure III. 15**). La présence de *S. aureus*, souvent liée à des contaminations d'origine humaine ou animale (chats, rats, etc.), constitue un risque sanitaire non négligeable dans un contexte d'élevage larvaire. Tous les tests biochimiques (Gram, catalase, coagulase) ont confirmé la présence de *S. aureus* dans les échantillons des quatre stations (**Figure III. 16**) ; (**Figure III. 17**). La

présence de cette bactérie dans les circuits peut refléter un défaut de biosécurité ou d'hygiène interne dans certaines zones.

Les taux élevés de coliformes totaux et de *S. aureus* dans les mêmes stations (S1, S4) renforcent l'hypothèse d'un manque d'hygiène au niveau des circuits ou des zones de contact, couplé à une charge organique excessive (phosphates et nitrates en hausse). L'environnement riche en nutriments favorise la croissance de *S. aureus*, en particulier si la désinfection est mal appliquée ou irrégulière.



**Figure III- 16. Aspect de Staphylococcus aureus isolés de l'eau de mer sur gélose chapman**



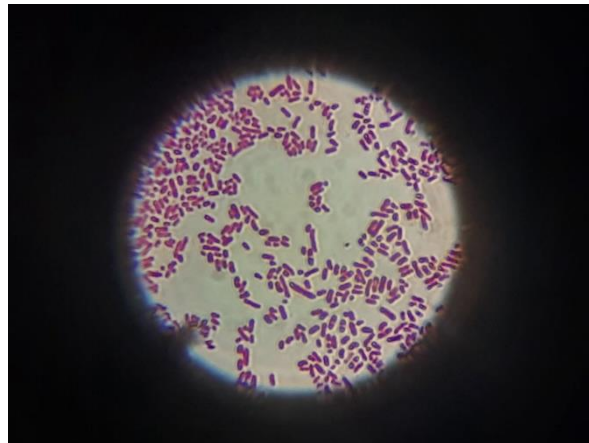
**Figure III- 17. Aspect microscopique de Staphylococcus aureus isolé de l'eau de mer sous le microscope optique (Marque OPTIKA ; Gx100).**

### **E. Recherche des germes pathogènes**

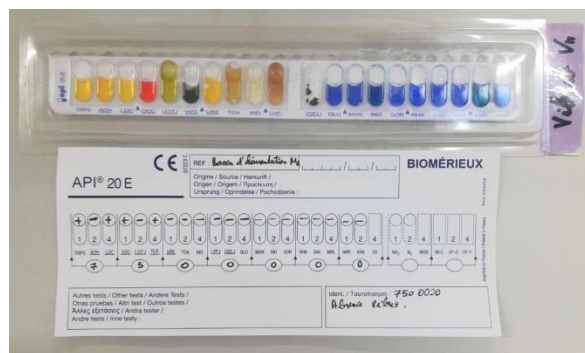
#### **E.1. Recherche de vibrio spp**

Les analyses biochimiques (Gram, oxydase, catalase) ont permis d'exclure la présence de *Vibrio* spp. dans tous les échantillons analysés (**Figure III. 18**). Toutefois, lors du deuxième échantillonnage au niveau de la station S2, une souche bactérienne a été identifiée à l'aide de la galerie API 20e comme *Eikenella corrodens*, bactérie opportuniste non pathogène pour les poissons et rarement rapportée en aquaculture marine, mais connue pour sa capacité à coloniser

des milieux aquatiques riches en matières organiques, en stagnation, ou à faible renouvellement (**Figure III. 19**).



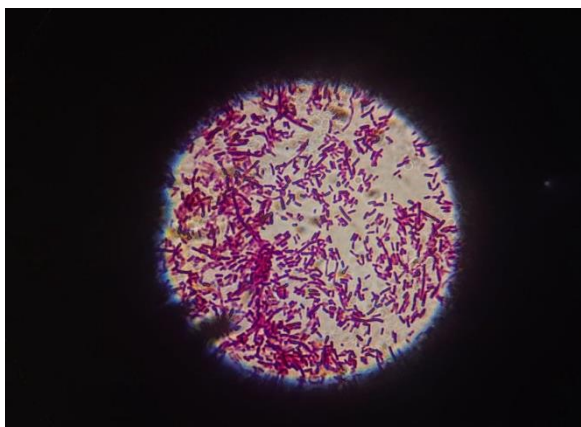
**Figure III- 18** Aspect microscopique d'*Eikenella corrodens* isolé de l'eau de mer sous le microscope optique (Marque OPTIKA ; Gx100).



**Figure III- 19. Identification d'*Eikenella corrodens* isolé de l'eau de mer par**

### **E.2. Recherche des salmonelles**

Les recherches de *Salmonella* spp. ont donné des résultats négatifs dans toutes les stations, y compris après les tests spécifiques (Gram, oxydase, catalase, TSI, galerie API 20E). Toutefois, au cours du premier échantillonnage à la station S2 et du troisième à la station S3, une souche de *Citrobacter braakii* a été identifiée (**Figure III. 20**) ; (**Figure III. 21**). Cette espèce, bien que non directement pathogène pour les poissons, peut devenir un indicateur indirect de déséquilibre microbiologique dans les systèmes RAS. Son apparition dans deux stations distinctes laisse supposer une accumulation de résidus organiques ou un biofilm persistant, possiblement lié à une maintenance irrégulière ou à une charge organique mal maîtrisée.



**Figure III- 20. Aspect microscopique de Citrobacter braakii isolée de l'eau de mer sous le microscope optique (Marque OPTIKA ; Gx100).**



**Figure III- 21. Identification de Citrobacter braakii isolée de l'eau de mer par**

### III. Résultats de l'enquête concernant les problèmes sanitaires antérieures

Les entretiens semi-directifs menés auprès de divers responsables de l'écloserie (directeur, chef de service contrôle et suivi, vétérinaire, ingénieurs en analyses physicochimiques et microbiologiques) ont permis d'identifier plusieurs problématiques sanitaires et opérationnelles affectant le bon fonctionnement de la station.

Tout d'abord, des épisodes récurrents de mortalités massives et brutales ont été rapportés chez les géniteurs et les larves de loup et de daurade, associés à des infections bactériennes ou parasitaires. Ces événements sont perçus comme étant liés à une dégradation de la qualité de l'eau, à des stress environnementaux (manipulations, visites pédagogiques) ou à une mauvaise gestion des nourritures vivantes. Le personnel souligne également un manque de formation sur l'identification précoce des signes cliniques, ce qui limite la réactivité face aux premières manifestations pathologiques.

La station de pompage actuelle, jugée inadaptée, constitue une contrainte critique. Avec une prise d'eau rapprochée du rivage (30 m), le système souffre de pannes fréquentes et d'une mauvaise

qualité d'eau, contrairement à l'installation d'origine qui captait l'eau à 300 m. La détérioration de cette infrastructure, non réparée faute de financement, rend l'écloserie dépendante d'un dispositif de secours peu fiable. À cela s'ajoute la défaillance de plusieurs éléments du système de filtration (filtres à tambour, traitements UV), souvent inactifs par manque de maintenance et de pièces, compromettant la stabilité physicochimique et microbiologique de l'eau.

Les failles en matière de biosécurité ont également été largement mentionnées : absence de pédiluves fonctionnels, non-respect des protocoles de désinfection du matériel, intrusions régulières d'animaux nuisibles (chats, rats, insectes), et manque de séparation stricte entre les unités de production. Ces insuffisances augmentent considérablement les risques de contamination croisée et de dissémination des agents pathogènes.

Enfin, malgré les contraintes techniques, économiques et organisationnelles évoquées, le personnel a exprimé une volonté forte d'amélioration. Les propositions incluent la réhabilitation de la station de pompage, l'entretien régulier du système de filtration, l'installation de barrières physiques contre les nuisibles, et surtout la mise en place d'un programme de formation continue axé sur l'hygiène, la qualité de l'eau, et la reconnaissance des pathologies. Ces témoignages mettent en lumière l'écart entre les protocoles théoriques de biosécurité et leur application effective, mais révèlent aussi une conscience partagée des enjeux sanitaires et une dynamique de progrès si des ressources adéquates sont mobilisées.

#### **IV. Résultats de l'analyse SWOT du plan de gestion sanitaire actuel de l'écloserie**

Afin d'évaluer globalement l'efficacité du plan de gestion sanitaire appliqué dans l'écloserie, une analyse SWOT a été réalisée (**Tableau III.4**). Cette méthode a permis d'identifier les principaux atouts, limites internes, ainsi que les facteurs externes pouvant influencer la qualité sanitaire du système de production. L'analyse repose sur l'ensemble des données collectées, incluant les résultats des analyses physicochimiques, bactériologiques, ainsi que les observations techniques et structurelles relevées sur le terrain. Le tableau suivant résume les éléments clés de cette évaluation.

**Tableau III- 4. Analyse SWOT du plan de gestion sanitaire actuel de l'écloserie**

<b>Forces</b>	<b>Faiblesses</b>
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Compartimentation stratégique des unités (systèmes RAS indépendants)</li> <li>• Absence de contamination croisée entre bassins grâce à l'isolement hydraulique</li> <li>• Mise en œuvre de procédures sanitaires de base pour les différentes unités</li> <li>• Personnel qualifié</li> <li>• Présence de laboratoires équipés pour le suivi sanitaires</li> <li>• Présence d'une salle de quarantaine</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Station de pompage à faible capacité et sujet à des pannes fréquentes</li> <li>• Point de pompage trop proche du rivage (30 m), exposé à des contaminations</li> <li>• Absence de barrières physiques contre les nuisibles (chats, rats, insectes)</li> <li>• Manque de maintenance des infrastructures (corrosion et pannes de filtres)</li> <li>• Multiplicité des accès sans contrôle sanitaire (Manque de pédiluves, de barrières de désinfection)</li> </ul>
<b>Opportunités</b>	<b>Menaces</b>
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Possibilité de renforcer la biosécurité par des moyens simples et peu coûteux</li> <li>• Modernisation progressive possible par financement ciblé</li> <li>• Sensibilisation du personnel à la gestion du risque sanitaire</li> <li>• Installation d'une station de pompage adéquate avec une prise d'eau éloignée du rivage</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Présence d'un port de plaisance à 100 m, pouvant générer des pollutions maritimes</li> <li>• Rejets d'eaux usées non traitées à proximité (50 m), station d'épuration à 2,8 km</li> <li>• Station de dessalement à 1,5 km et fortes pressions anthropiques sur la zone côtière de Bou-Ismaïl</li> <li>• Risques de contaminations chroniques ou aiguës liés à la mauvaise qualité de l'eau brute utilisée</li> <li>• Zone à fort hydrodynamisme qui provoque la rupture du canal de l'eau et le colmatage de la crépine.</li> <li>• Zone industrielle de Bousmail et Zeralda</li> </ul>

**V. Proposition d'un plan de gestion sanitaire adapté**

Ce protocole représente l'aboutissement du travail d'analyse mené sur la gestion sanitaire au sein de l'écloserie marine du CNRDPA. Il est conçu pour répondre aux exigences de biosécurité et de durabilité sanitaire selon les standards **FAO (CAC/RCP 52-2003), ISO (9308-1, 6888-1, 6579-1, etc.) et AFNOR (XP V08-902)**. Le plan couvre l'ensemble des compartiments d'élevage, des infrastructures hydrauliques aux protocoles d'intervention, et propose des actions concrètes

inspirées à la fois des bonnes pratiques bibliographiques et des réalités opérationnelles observées sur site.

### **1. Gestion de l'eau et traitement**

L'eau de mer constitue l'un des éléments les plus critiques dans une éclosérie marine. Elle est non seulement le principal vecteur de transmission des agents pathogènes (bactéries, virus, parasites), mais elle influence également directement les conditions physiologiques des poissons. En raison de cette importance, une stratégie de traitement intégrée et dynamique doit être mise en œuvre, prenant en compte à la fois les étapes de captage, de prétraitement, de désinfection et de distribution dans les unités d'élevage.

#### **1.1. Prétraitement mécanique**

Remise en service des deux filtres à tambour avec seuil de rétention  $\geq 100 \mu\text{m}$  : ces dispositifs constituent la première barrière contre les macro-débris, zooplancton, débris organiques et autres contaminants mécaniques. Ils doivent être entretenus par un nettoyage manuel hebdomadaire, avec vérification du bon fonctionnement des buses et du moteur de rotation.

- Complément de filtration avec filtres à sable : ces unités assurent une rétention plus fine des particules (10–50  $\mu\text{m}$ ) et limitent la turbidité. Un rinçage à contre-courant doit être réalisé chaque semaine pour éviter le colmatage et les zones d'anoxie propices à la prolifération bactérienne.

#### **1.2. Désinfection physique (UV)**

- La désinfection UV est une étape clé pour inactiver les agents microbiens (coliformes, *Vibrio* spp., *Staphylococcus* spp.). Les lampes UV doivent être contrôlées chaque semaine (intensité, état du quartz, encrassement).
- Selon la norme **AFNOR NF T90-452**, une dose efficace de **30 à 40 mJ/cm<sup>2</sup>** est nécessaire pour garantir une réduction bactérienne significative (>99,9 % des coliformes).
- Des capteurs UV ou testeurs manuels doivent être utilisés pour mesurer l'intensité réelle sur site.

#### **1.3. Désinfection chimique douce**

- Une désinfection complémentaire peut être envisagée au niveau du bassin de stockage, particulièrement en période de forte charge microbienne ou en cas d'incident dans la chaîne de traitement.
- Produits recommandés :
  - Peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub> O<sub>2</sub> ) à faible dose : entre 1–2 mg/L, en visant un résiduel final < 0,05 mg/L.

- Ozone injecté à travers un diffuseur : attention à bien contrôler le point ORP (Oxidation-Reduction Potential : Potentiel Rédox) et éviter l'accumulation dans les circuits (risques pour les poissons).
- Cette étape permet un nettoyage de fond des biofilms naissants et une réduction des germes en phase libre.

### 1.4. Tests microbiologiques hebdomadaires

Pour valider l'efficacité des dispositifs précédents, un plan de surveillance microbiologique doit être appliqué :

- **Coliformes totaux et fécaux** : méthode de référence **ISO 9308-1** (fermentation sur gélose).
- ***Staphylococcus aureus*** : méthode de dénombrement **ISO 6888-1**.
- **Points de prélèvement** :
  - À la sortie des filtres UV
  - Dans le bassin de stockage
  - En entrée de chaque compartiment d'élevage (géniteurs, larvaire, prégrossissement)
- Les seuils d'alerte peuvent être définis selon les recommandations FAO et IFREMER :
  - Coliformes totaux : <100 UFC/mL
  - *S. aureus* : absence dans 1 mL

### 1.5. Recommandations complémentaires

- **Mise en place d'un registre de suivi du traitement de l'eau**, renseigné quotidiennement par l'opérateur hygiène : état des filtres, intensité UV, résultats des tests.
- **Réalisation d'un audit trimestriel** sur l'ensemble de la chaîne de traitement (état matériel, conformité des valeurs mesurées, historique des contaminations).
- **Établissement de procédures de secours** : désinfection manuelle d'urgence, by-pass UV, double pompage pour éviter l'arrêt complet du système.

## 2. Contrôle des circuits RAS (Recirculating Aquaculture Systems)

Les systèmes RAS jouent un rôle central dans l'écloserie marine moderne, car ils permettent de recycler l'eau, maîtriser la qualité de l'environnement aquatique et réduire les besoins en eau neuve. Toutefois, leur complexité et sensibilité biologique nécessitent une surveillance stricte et des procédures d'entretien régulières afin de prévenir l'accumulation de composés toxiques et la prolifération de pathogènes.

### 2.1. Suivi journalier des paramètres physicochimiques

Un suivi quotidien rigoureux est indispensable pour garantir un environnement optimal pour les poissons et les bactéries nitrifiantes bénéfiques. Les paramètres suivants doivent être mesurés et enregistrés **deux fois par jour** (matin et soir) :

- **Température (T°C)** : 16 à 22 °C, selon les espèces élevées. Les écarts brusques doivent être

évités pour ne pas provoquer de stress.

- **pH** : 7,8 à 8,2. Un pH trop acide ou trop basique peut affecter la nitrification et la santé des poissons.
- **Salinité** : 34 g/L  $\pm$ 1. Une salinité stable est essentielle pour les espèces marines, en particulier en phase larvaire.
- **Oxygène dissous (O<sub>2</sub>)** : > 6 mg/L en permanence. Une oxygénation correcte prévient l'hypoxie et favorise la nitrification.
- **Redox (ORP)** : à surveiller si l'ozone ou autres oxydants sont utilisés (objectif 300–400 mV, cf. section précédente).
- ❖ Tous les résultats doivent être enregistrés dans un carnet de suivi numérique ou papier, signé par l'agent responsable chaque jour (**Timmons & Ebeling, 2013 ; FAO, 2020**) (**Annexe IV**).

### **2.2. Entretien des biofiltres (bimensuel)**

Les biofiltres sont les poumons biologiques du système RAS. Ils hébergent les bactéries nitrifiantes responsables de la conversion de l'ammoniac toxique en nitrate. Pour préserver leur efficacité :

- Un **rinçage doux à l'eau désinfectée (non chlorée, à température ambiante)** est réalisé toutes les **2 semaines**, afin d'éliminer l'excès de mucus, de débris et de biofilms morts.
- Après chaque rinçage, un **repos de 24 heures sans apport d'eau brute** permet la re-stabilisation de la flore microbienne.
- Éviter les chocs thermiques, le pH acide, ou l'usage de produits oxydants directs sur les biofiltres, car cela peut éliminer la biomasse bactérienne utile (**Summerfelt, 2006 ; Blancheton et al., 2013**).

### **2.3. Suivi du cycle de nitrification (mensuel)**

Le cycle de nitrification est au cœur du système RAS. Il repose sur deux étapes microbiennes :

- **Oxydation de l'ammonium (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) en nitrites (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>)** par les bactéries *Nitrosomonas*.
- **Oxydation des nitrites en nitrates (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>)** par les bactéries *Nitrobacter* ou *Nitrospira*.

Pour vérifier que ce cycle est bien fonctionnel, un contrôle mensuel des concentrations suivantes est indispensable :

- **Ammonium (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>)** : < 0,1 mg/L
- **Nitrites (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>)** : < 0,1 mg/L
- **Nitrates (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>)** : indicateur d'efficacité, seuils à discuter selon le stade physiologique
- ❖ Des kits colorimétriques (ex. : Sera, JBL) ou des sondes multiparamètres peuvent être utilisés pour des mesures rapides (**ISO 11732:2005 ; ISO 15923-1:2013 ; FAO, 2020**).

### 2.4. Analyse de la flore bactérienne (mensuelle)

- Un échantillon des supports biologiques (média du biofiltre) est prélevé mensuellement.
- La flore bactérienne est cultivée sur **gélose TSA (Tryptic Soy Agar)** pour identifier la dominance de bactéries aérobies totales.
- Des analyses spécifiques peuvent être menées en cas de suspicion (gélose MacConkey pour entérobactéries, gélose TCBS pour vibrions).
- ❖ Cela permet de **détecter une éventuelle dérive vers une flore pathogène** et de décider d'une action corrective (réensemencement, nettoyage profond...), (**Attramadal et al., 2014 ; Vadstein et al., 2018**).

### 2.5. Évacuation des sédiments

Les particules fines et déchets organiques s'accumulent dans les points bas des circuits. S'ils ne sont pas retirés régulièrement, ils créent des zones anaérobies favorables aux bactéries pathogènes (ex. : *Clostridium*, *Vibrio* spp.) :

- **Purge des sédiments une à deux fois par semaine** via les vannes de fond.
- **Contrôle visuel et olfactif** (odeur d'œuf pourri = sulfures = alerte).
- ❖ Un nettoyage mécanique intégral doit être planifié tous les **mois** si une turbidité anormale est observée (**Davidson & Summerfelt, 2005 ; IFREMER, 2015**).
- ❖ **Recommandations complémentaires :**
  - Mettre en place une **fiche de suivi RAS** par compartiment (géniteurs, larvaire, prégrossissement) comprenant :
    - Paramètres physiques quotidiens
    - Nettoyages planifiés
    - Observations (odeur, mousse, couleur de l'eau)
    - Interventions techniques ou anomalies
  - **Installer des alarmes électroniques** (oxygène, température) connectées à un système de télésurveillance (utile en dehors des heures de service).

### 3. Maîtrise des accès et biosécurité

**Objectif :** Éviter toute introduction d'agents pathogènes extérieurs via le personnel, les visiteurs, les animaux ou les équipements. Cette maîtrise est essentielle pour protéger les unités de production, en particulier les compartiments sensibles tels que les géniteurs, larves ou juvéniles. Une politique rigoureuse de biosécurité réduit considérablement les risques de pathologies aiguës ou chroniques en éclosion marine.

La biosécurité repose à la fois sur des mesures structurelles (barrières physiques) et opérationnelles (protocoles comportementaux). Ces stratégies sont soutenues par des recommandations internationales, notamment de la **FAO (2020)**, du Codex Alimentarius (**CAC/RCP 52-2003**) et de

l'OIE/WOAH (2023).

### ❖ Mesures recommandées :

#### **3.1. Barrières chimiques : pédiluves et désinfection aux entrées**

Des pédiluves doivent être installés à tous les points d'entrée critiques de l'écloserie (portails, compartiments de production). Ils doivent contenir des solutions désinfectantes efficaces telles que des iodophores ou des ammoniums quaternaires à 0,5–1 % (FAO, 2020 ; Codex Alimentarius, 2003).

Les pédiluves doivent être nettoyés et rechargés quotidiennement, car une solution contaminée devient un vecteur de pathogènes. Des arches de pulvérisation pour roues de véhicules sont aussi recommandées à l'entrée du site (WOAH, 2023).

#### **3.2. Standardisation des équipements de protection individuelle (EPI)**

Chaque agent ou visiteur doit être équipé de blouses, gants, bottes, charlottes et lunettes, changés entre les zones à risque. Ces équipements, une fois désinfectés, doivent être rangés dans une zone dédiée, propre et ventilée (Blancheton et al., 2013).

Les EPI ont démontré leur efficacité pour limiter la transmission croisée de bactéries telles que *Vibrio* spp. ou *Aeromonas hydrophila*, notamment dans les environnements humides et confinés (Attramadal et al., 2014).

#### **3.3. Renforcement des protections physiques**

Pour empêcher l'intrusion de vecteurs biologiques, les infrastructures doivent intégrer des dispositifs de grillages anti-rongeurs, des moustiquaires fines (<0,5 mm) sur toutes les ouvertures, et des portes à ressort ou ventouses magnétiques. Des études ont montré que les rongeurs et insectes peuvent transporter des agents pathogènes résistants dans des zones d'écloserie, aggravant les contaminations croisées (Badiola et al., 2012).

#### **3.4. Limitation des accès et gestion des déplacements**

L'accès aux unités d'élevage doit être strictement limité au personnel formé. Un registre des entrées doit être tenu dans chaque compartiment (ex : larvaire, géniteurs), consignait :

- L'identité du visiteur,
- Le motif de la visite,
- Les zones visitées,
- L'heure d'entrée/sortie.

La FAO (2020) recommande également un plan de circulation unidirectionnel entre les

compartiments afin d'éviter les rétro-contaminations (ex. : géniteurs → nurserie, jamais l'inverse).

### **3.5. Séparation stricte des zones propres et sales**

La distinction entre zones « propres » (zones techniques, nurseries, prégrossissement) et « sales » (vestiaires, alimentation, stockage) doit être visuellement signalée (peinture au sol, panneaux). Chaque zone doit disposer de son matériel propre dédié, désinfecté et stocké localement.

Ce système a été intégré avec succès dans plusieurs unités RAS européennes, réduisant la fréquence des pathologies bactériennes de 70 % sur 12 mois (**Blancheton et al., 2013 ; IFREMER, 2015**).

#### ❖ **Exigences complémentaires recommandées :**

- Affichage dans chaque zone des consignes de biosécurité obligatoires.
- Formation du personnel 2 fois par an sur les Bonnes Pratiques d'Hygiène (BPH) aquacole (**FAO, 2020**).
- Élaboration d'un plan schématique des zones, avec itinéraires à respecter.
- Enregistrement des non-conformités dans un **registre biosécurité**.

### **4. Surveillance de la charge organique et du biofilm Objectif :**

Réduire la concentration de matière organique dissoute et prévenir la formation de biofilms pathogènes dans les infrastructures aquacoles. En aquaculture marine intensive, la matière organique en excès favorise l'accumulation de bactéries opportunistes (*Vibrio* spp., *Pseudomonas* spp., etc.) ainsi que la production de composés toxiques ( $H_2S$ ,  $NH_4^+$ ).

Selon **Blancheton et al. (2013)**, un excès de charge organique constitue l'un des premiers facteurs de déstabilisation de la microflore bénéfique dans les circuits RAS, ce qui affecte directement la croissance, l'immunité et la survie des poissons.

#### **4.1. Surveillance mensuelle des nutriments clés**

La mesure régulière des composés azotés et phosphorés permet de détecter une accumulation excessive de déchets métaboliques ou alimentaires :

- **Ammonium ( $NH_4^+$ )** : < 0,2 mg/L
    - Au-delà, toxicité directe et inhibition des bactéries nitrifiantes (**FAO, 2020**).
  - **Nitrates ( $NO_3^-$ )** : < 10 mg/L
    - Indicateur de la charge organique globale. Toxique >50 mg/L chez certaines espèces sensibles.
  - **Phosphates ( $PO_4^{3-}$ )** : < 0,5 mg/L
    - Limiter la croissance d'algues et le développement de biofilms (**Badiola et al., 2012**).
- ❖ Les analyses peuvent être réalisées à l'aide de kits colorimétriques (ex. : Sera, Hanna

Instruments) ou par spectrophotométrie conforme aux normes **ISO 11732:2005** et **ISO 6878:2004**.

### **4.2. Plan de nettoyage et désinfection bi-hebdomadaire**

Un nettoyage mécanique suivi d'une désinfection est requis tous les 15 jours sur l'ensemble des surfaces en contact avec l'eau, notamment :

- Parois des bacs
- Canalisations de circulation
- Tuyauterie en zone technique (pompes, décanteurs, biofiltres)

Le nettoyage permet d'éliminer les résidus organiques, tandis que la désinfection inhibe la formation de biofilms structurés, souvent résistants à la simple chloration (**Vadstein et al., 2018**).

Des études démontrent qu'un biofilm mal géré devient un réservoir de pathogènes persistants, même en absence de signes cliniques immédiats (**Attramadal et al., 2014**).

### **4.3. Utilisation de désinfectants non résiduels certifiés aquaculture**

Les produits choisis doivent être efficaces sans laisser de résidus toxiques pour les poissons, les biofiltres ou les opérateurs. Exemples recommandés :

- **Virkon™ Aquatic** : désinfectant à large spectre, approuvé pour usage en aquaculture.
- **Biosafe™ (acide peracétique stabilisé)** : efficace contre bactéries, spores, champignons, biodégradable.

Ces désinfectants doivent être appliqués à des concentrations validées, suivies d'un rinçage complet et d'un contrôle du pH avant remise en eau (**Blancheton et al., 2013 ; FAO, 2020**).

#### **❖ Outils complémentaires recommandés :**

- Création d'un **registre de nettoyage** consignait la date, la personne responsable, les produits utilisés et les volumes traités.
- Contrôle visuel du biofilm (coloration, glissance, odeur).
- Mise en place de **bio-indicateurs** (ex. : plaques plastiques immergées) pour surveiller la formation de biofilms dans les canalisations non visibles.

### **5. Gestion et tâches du personnel et des bonnes pratiques Objectif :**

Impliquer activement les agents de terrain dans la mise en œuvre, la surveillance et le respect du protocole sanitaire, tout en assurant une montée en compétence continue. Le facteur humain représente souvent le maillon faible de la biosécurité lorsqu'il est mal encadré ou insuffisamment formé (**FAO, 2020 ; WOA, 2023**).

Un personnel bien formé, sensibilisé aux risques et impliqué dans les opérations permet non

seulement de réduire les erreurs humaines, mais aussi d'améliorer significativement la réactivité face aux signaux d'alerte sanitaire (**Codex Alimentarius, 2003**).

### **Mesures prioritaires :**

#### **5.1. Formation obligatoire aux BPH (Bonnes Pratiques d'Hygiène aquacole)**

Chaque agent (opérateur, technicien, vétérinaire, personnel de nettoyage) doit suivre une formation théorique et pratique **une fois par an** couvrant les thèmes suivants :

- Bases de la microbiologie en aquaculture
- Transmission des agents pathogènes
- Procédures de nettoyage/désinfection
- Port et entretien des EPI
- Séparation des zones propres/sales
- Réactions en cas de pathologie ou incident

Cette formation est à organiser en interne avec validation du contenu par le vétérinaire sanitaire référent, ou via un organisme externe agréé (**FAO & WHO, 2003 ; CAC/RCP 52-2003**)

#### **5.2. Affichage des consignes et circuits de circulation**

- Des panneaux explicites doivent être disposés à l'entrée de chaque zone :
    - Instructions de lavage des mains / bottes
    - Port obligatoire des EPI
    - Itinéraire de circulation (ex. sens de déplacement géniteurs → larves)
  - Chaque agent doit connaître le plan global de biosécurité, avec :
    - Localisation des sas, douches, postes de désinfection
    - Points de collecte des déchets biologiques
    - Planning de nettoyage
- ❖ Une étude menée par **Badiola et al. (2012)** souligne que les écloséries ayant mis en place un affichage permanent et clair réduisent de 50 % les erreurs de protocole constatées lors des audits internes.

#### **5.3. Tâches d'entretien sanitaire dans les zones communes**

Le personnel est directement responsable de l'entretien régulier des zones à forte fréquence de passage (**IFREMER, 2015 ; Blancheton et al., 2013**), telles que :

- Vestiaires, sas sanitaires, zones d'alimentation, réfectoires
- Postes de lavage/désinfection du matériel
- Locaux de stockage des aliments et EPI

Un planning hebdomadaire par roulement doit être affiché, avec :

- L'agent référent par jour
- Le type de nettoyage/désinfection à effectuer
- Le produit utilisé et concentration

❖ **Outils recommandés pour la traçabilité et l'engagement :**

- Registre de participation aux formations signé
- Fiches de tâches journalières individuelles
- Formulaire d'incident / non-conformité pour signaler un manquement
- Audit hygiène trimestriel avec évaluation des pratiques individuelles

### **7. Protocole de quarantaine et traitements**

#### **Objectif :**

Prévenir l'introduction de pathogènes dans les unités de production en appliquant un isolement sanitaire strict des nouveaux individus (géniteurs ou reproducteurs) avant leur intégration. La quarantaine est un levier clé de biosécurité recommandé par la **FAO (2020)**, la **WOAH (2023)**, ainsi que par le **Codex Alimentarius CAC/RCP 52-2003**.

❖ **Mesures essentielles de la quarantaine**

#### **7.1. Isolement dans une unité dédiée**

Tout poisson introduit dans l'écloserie (provenant d'un centre externe, d'un échange inter-site ou d'une capture sauvage) doit être isolé dans une unité de quarantaine indépendante du système principal (circuits d'eau, personnel, matériel), (**FAO, 2020 ; Badiola et al., 2012 ; Blancheton et al., 2013**).

- **Durée minimale** : 15 jours
- **Conditions optimales** :
  - Température et salinité stables
  - Oxygénation renforcée
  - Faible densité de charge
  - Surveillance vidéo ou visuelle deux fois/jour

#### **7.2. Traitement préventif à l'entrée**

L'application d'un bain antiparasitaire préventif au formol est recommandée, notamment pour lutter contre les parasites externes (costia, trichodina, monogènes) ; (**Timmons & Ebeling, 2013**)

; FAO, 2020) :

- **Formol 150–200 ppm** pendant **30 à 60** minutes
- Bain réalisé dans un bassin à part, sous surveillance constante
- Interdiction d'utiliser formol dans les circuits RAS actifs

Le comportement post-traitement doit être immédiatement observé : nage désordonnée, perte d'équilibre ou pâleur indiquent une intolérance.

### **7.3. Observation clinique quotidienn**

Chaque jour, un agent vétérinaire ou un technicien sanitaire doit consigner les observations suivantes dans une fiche dédiée :

- **Nage et flottabilité**
- **Aspect du mucus** (opalescent, coloré)
- **Réaction au stress** (épuisette, bruit, lumière)
- **Présence de lésions** : ulcérations, saignements, branchies dilatées

Un changement brutal du comportement peut indiquer un syndrome infectieux latent (**Attramadal et al., 2014**).

### **7.4. Analyses bactériologiques avant transfert**

Avant toute sortie de quarantaine, des analyses bactériologiques doit être menées sur des échantillons issus :

- Des branchies
- De la peau/mucus
- De l'eau de quarantaine

Méthodes recommandées :

- ISO 6888-1 pour *Staphylococcus aureus*
- ISO/TS 21872-1 pour *Vibrio* spp.
- ISO 6579-1 pour *Salmonella* spp. (Si alimentation suspecte)

L'absence de pathogènes doit être confirmée par un rapport signé par le référent sanitaire. En cas de détection, un traitement ciblé est appliqué (antibiothérapie ou antiparasitaire selon antibiogramme), (**ISO 6888-1 ; ISO/TS 21872-1 ; Blancheton et al., 2013**).

### **❖ Outils de gestion recommandés :**

- Fiche de quarantaine par lot (origine, date, traitement, observations), (**annexeIV**).
- Tableau mural de suivi visible par tous
- Carnet sanitaire partagé avec le responsable hygiène

### **8. Stockage et gestion des aliments et des proies vivantes**

#### **Objectif :**

Garantir la sécurité sanitaire et la valeur nutritionnelle des aliments (granulés secs) et des proies vivantes (rotifères, artémias), qui sont des vecteurs critiques de contamination dans les premières phases d'élevage. Une mauvaise gestion de l'alimentation peut entraîner des troubles digestifs, des déséquilibres microbiens ou l'introduction directe de *Vibrio* spp., *Aeromonas* spp. ou *Salmonella* spp. (FAO, 2020 ; Attramadal et al., 2014).

#### **8.1. Stockage et contrôle des aliments secs Conditions de stockage optimales**

- Local dédié, propre, ventilé, à l'abri de l'humidité (<60%) et de la lumière directe.
- Aliments placés en hauteur (étagères métalliques), jamais au sol.
- Température idéale : < 25 °C (évite le rancissement des graisses et l'éclosion d'insectes).
- Contrôle des sacs à l'arrivée :
  - Date de péremption
  - Intégrité de l'emballage
  - Présence de moisissures ou odeurs suspectes
- ❖ Un stockage inapproprié entraîne une dégradation des acides gras essentiels (HUFA) et une perte d'efficacité nutritionnelle (FAO, 2001 ; IFREMER, 2015).

#### **Traçabilité :**

- Chaque lot doit être enregistré avec : fournisseur, numéro de lot, date d'ouverture, date limite d'utilisation.
- Utilisation du principe "premier entré – premier sorti".

#### **8.2. Gestion des proies vivantes (rotifères, artémias) Production contrôlée des proies**

- Les bacs de culture doivent être nettoyés et désinfectés chaque jour, avec un renouvellement partiel de l'eau.
- Utilisation d'eau filtrée et stérilisée (filtration 5 µm + UV ou peroxyde).
- Densités de culture recommandées :
  - **Rotifères** (*Brachionus plicatilis*) : 200–300 indiv./ml
  - **Artémias éclos** : 100–150 indiv./ml

- ❖ Un excès de densité ou un renouvellement insuffisant favorise la prolifération de *Vibrio* spp. dans les bacs de proies (Blancheton et al., 2013).
  
- ❖ **Enrichissement nutritionnel (étape essentielle)**
  - Avant distribution, les proies doivent être enrichies avec :
    - Acides gras essentiels (DHA, EPA) via des produits comme Selco, AlgaMac, ou Red Pepper pendant 12–24 h.
    - Vitamines hydrosolubles (vitamine C, B<sub>1</sub>, B<sub>2</sub>) si nécessaire.
    - Durée d'enrichissement : 8 à 24 h selon protocole (Attramadal et al., 2014).
  - L'enrichissement améliore le développement larvaire et la résistance aux stress infectieux (FAO, 2020).

### 8.3. Contrôle sanitaire des proies

#### 8.3.1. Surveillance quotidienne des cultures

- Observation microscopique : mobilité, coloration, comportement
- Paramètres de culture : pH, O<sub>2</sub>, NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, salinité
- Élimination immédiate de toute culture présentant :
  - Odeur de fermentation
  - Bulles de surface persistantes
  - Proies immobiles ou agglomérées

#### 8.3.2. Contrôle microbiologique régulier (hebdo ou suspicion) :

1.3 Test *Vibrio* spp. sur gélose TCBS

1.4 Évaluation de la charge bactérienne totale (TSA)

### 9. Gestion sanitaire des géniteurs

Les géniteurs représentent un maillon critique dans le cycle de production aquacole, notamment en éclosion marine. Une gestion rigoureuse de leur état sanitaire est indispensable pour garantir la qualité des gamètes, la santé des larves, et limiter les risques de transmission verticale ou horizontale d'agents pathogènes (FAO, 2020 ; Subasinghe, 2005).

#### 9.1. Origine des géniteurs

Dans le cadre de la station expérimentale du CNRDPA, les géniteurs sont de préférence pêchés du milieu naturel, ce qui présente des avantages en termes de diversité génétique et de robustesse,

mais augmente également les risques sanitaires potentiels. Les géniteurs sauvages doivent être considérés comme des animaux potentiellement porteurs de pathogènes latents (**Lavilla-Pitogo et al., 2000**).

Chaque individu doit être pesé, identifié (fiche individuelle) et enregistré dans un registre de traçabilité (nom, sexe, date de capture, lieu).

### **9.2. Mise en quarantaine**

Dès leur arrivée, les géniteurs sont placés en quarantaine dans une unité séparée, avec un suivi spécifique :

- Observation comportementale et contrôle des paramètres de l'eau ;
- Bilan sanitaire initial (analyse parasitologique, bactériologique, etc.) ;
- Durée moyenne recommandée : **2 à 4 semaines (Bondad-Reantaso et al., 2005)**.

#### **9.2.1. Conditions de maintien :**

- **Système indépendant** (eau propre, filtration dédiée, accès restreint).
- **Paramètres physico-chimiques :**
  - Température : **20–25 °C**
  - Oxygène dissous : **> 6 mg/L**
  - Salinité : **32–36 g/L**
  - pH : **7,5–8,5**
  - Eclairage tamisé / cycle photopériodique stable
- **Densité recommandée :** 2 à 5 kg/m<sup>3</sup> pour éviter le stress

#### **9.2.2. Traitements prophylactiques recommandés :**

##### **A. Antibio prophylaxie :**

Injection d'oxytétracycline à raison de **25 mg/kg** en IM (1 seule injection en début de quarantaine, selon état général).

##### **B. Traitement antiparasitaire :**

- Formol à **100 ppm** pendant **5 à 10 minutes**, répété tous les 5 à 7 jours si besoin.
- Bain d'eau douce (**15 à 20 min**) pour éliminer certains ectoparasites marins.

### **C. Alimentation pendant la quarantaine :**

- Régime de soutien : 1 à 2 % du poids corporel/jour.
- Aliments digestibles, riches en vitamines (A, E, C) et acides gras essentiels.
- ❖ **Analyses recommandées :**

**J0** : prélèvements bactériologiques, parasitologiques et virologiques

**J14 & J28** : confirmation de l'absence d'agents pathogènes avant transfert

### **9.3. Vaccination et traitements préventifs**

Lorsque des vaccins homologués sont disponibles pour l'espèce concernée (par exemple, vaccins contre *Vibrio* spp.), ils peuvent être administrés par injection ou immersion. En parallèle, des traitements antiparasitaires doux (ex : bains au formol, eau douce, peroxyde d'hydrogène) peuvent être appliqués en fonction des résultats du bilan initial (**Austin & Austin, 2016**).

La vaccination constitue une mesure proactive essentielle pour limiter les épidémies bactériennes dans les écloséries (**FAO, 2017**).

### **9.4. Alimentation des géniteurs**

Une alimentation équilibrée, riche en protéines et acides gras essentiels est essentielle pour assurer la qualité des ovocytes et la fertilité. Les régimes alimentaires peuvent inclure :

- Des granulés spécifiques pour géniteurs (riches en HUFA, vitamines A & E) ;
- Des proies vivantes (mollusques, crustacés) si disponibles.

La qualité nutritionnelle du régime des géniteurs influence directement la viabilité et la croissance des larves (**Izquierdo et al., 2001**).

### **9.5. Maturation**

- Après quarantaine, transfert en zone de maturation :
  - Bassin RAS  $\geq 50$  t (ou selon espèces) .
  - Ratio mâle/femelle : 2/1 pour une reproduction optimale .
- Conditions de rétention :
  - Apport quotidien d'eau neuve (~10 % du volume), filtration – décantation bio,

température et photopériode contrôlées.

- Nourriture spécialisée riche en AGPI (EPA/DHA 1- 2 %), vitamines E (250 ppm), caroténoïdes.

❖ Les fiches de suivi suivantes sont disponibles en **annexe vii** :

- Fiche de suivi journalier – système RAS
- Registre de désinfection – zones et équipements
- Registre de mortalités – compartiments d'élevage
- Fiche de quarantaine – individus ou géniteurs
- Fiche de suivi – proies vivantes (rotifères, artémias)
- Registre de formation – bonnes pratiques d'hygiène (BPH)
- Fiche de suivi quotidien des géniteurs
- Fiche d'alimentation des géniteurs

# **Conclusion**

### **Conclusion**

Ce mémoire avait pour objectif principal d'analyser la gestion sanitaire d'une éclosérie marine en Algérie, à travers une évaluation intégrée de la qualité de l'eau, des infrastructures, des pratiques de biosécurité et des risques microbiologiques associés. L'étude a été conduite au sein de la station expérimentale de la pisciculture marine du Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA), une éclosérie pilote dédiée au développement de la pisciculture marine nationale, spécialisée dans la reproduction de la daurade royale (*Sparus aurata*) et de loup de mer (*Dicentrarchus labrax*). L'approche adoptée s'est appuyée sur des enquêtes de terrain, des prélèvements physicochimiques et microbiologiques, ainsi que sur une analyse SWOT du plan de gestion sanitaire existant.

Les résultats obtenus ont permis d'identifier plusieurs faiblesses majeures impactant la performance sanitaire globale du système. Les analyses de l'eau ont mis en évidence des concentrations significatives en coliformes totaux et en *Staphylococcus aureus* dans l'eau brute et les bassins de stockage, témoignant d'une contamination microbiologique persistante. Des niveaux élevés de phosphates et d'ammonium ont été observés, traduisant une accumulation de matière organique mal traitée. Sur le plan technique, la station de pompage, dont la capacité est limitée et dont le point de captage est situé à seulement 30 mètres du rivage, constitue une source de vulnérabilité majeure. À cela s'ajoute un déficit d'entretien du système de filtration et de traitement de l'eau, l'absence de barrières contre les nuisibles et un manque de contrôle des accès, autant de facteurs qui fragilisent la biosécurité de l'éclosérie.

Au terme de ce travail, plusieurs recommandations concrètes peuvent être formulées. Il apparaît essentiel de réhabiliter les dispositifs de filtration et de traitement de l'eau, de renforcer les mesures de désinfection, et de mettre en place un registre sanitaire rigoureux. L'amélioration de la formation du personnel, la limitation des accès non contrôlés et la surveillance régulière des points critiques (unités larvaires et des géniteurs notamment) doivent être intégrées dans un plan sanitaire révisé. À plus long terme, il serait souhaitable de repositionner le point de pompage à une distance plus sûre et d'automatiser les alertes en cas de variations de turbidité.

En perspective, ce travail pourrait être élargi à d'autres structures aquacoles du littoral algérien afin de réaliser une cartographie sanitaire nationale des écloséries. Une base de données centralisée, couplée à des audits réguliers, permettrait non seulement de suivre l'évolution des risques sanitaires, mais aussi d'harmoniser les pratiques selon des standards reconnus. Cela

## **CONCLUSION**

contribuerait, à terme, à améliorer la compétitivité de l'aquaculture algérienne tout en respectant les exigences de qualité et de durabilité imposées à l'échelle internationale.

Cette étude a permis de relier les aspects théoriques de la microbiologie aquatique, de la physicochimie, de la gestion des systèmes RAS et des principes de biosécurité à des observations concrètes en contexte opérationnel. L'analyse des données issues du terrain, confrontée aux référentiels normatifs internationaux (FAO, ISO, AFNOR), met en évidence l'importance d'une approche préventive, structurée et fondée sur des indicateurs mesurables pour assurer la durabilité des systèmes aquacoles. Les résultats montrent que les défis sanitaires ne résident pas uniquement dans la définition des protocoles, mais dans leur application rigoureuse et continue, en tenant compte des contraintes techniques et socio-économiques propres à chaque structure aquacole.

# **BIBLIOGRAPHIE**

**Références bibliographiques**

- Arab, S., Nalbone, L., Giarratana, F., & Berbar, A. (2020).** Occurrence of *Vibrio* spp. Along the Algerian Mediterranean coast in wild and farmed *Sparus aurata* and *Dicentrarchus labrax*. *Veterinary World*, *13*, 1199- 1208. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.14202/vetworld.2020.1199-1208>
- Arshad, N., Samat, N., & Lee, L. K. (2022).** Insight Into the Relation Between Nutritional Benefits of Aquaculture Products and its Consumption Hazards : A Global Viewpoint. *Frontiers in Marine Science*, *9*. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.3389/fmars.2022.925463>
- Arthur, J. R., Melba, G. B.-R., & Rohana, P. S. (2012).** *Procédures pour la mise en quarantaine d'animaux aquatiques vivants : Un manuel*. FAO.
- Aryal, S. (2015).** Indole Test- Principle, Reagents, Procedure, Result Interpretation and Limitations. *Microbiology Info.Com*. [En ligne]. [Consulté le 10/01/2025]. Disponible sur le web : <https://microbiologyinfo.com/indole-test-principle-reagents-procedure-result-interpretation-and-limitations/>
- Assobhei, O. (2018).** Exploitation of *Phragmites australis* (Reeds) in Filter Basins for the Treatment of Wastewater. *Journal of Environmental Science and Technology*. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.3923/JEST.2018.56.67>
- Avendaño-Herrera, R., Toranzo, A., & Magariños, B. (2006).** Tenacibaculosis infection in marine fish caused by *Tenacibaculum maritimum* : A review. *Diseases of Aquatic Organisms*, *71*, 255- 266. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.3354/dao071255>
- Balcázar, J. L., Blas, I. de, Ruiz-Zarzuela, I., Cunningham, D., Vendrell, D., & Múzquiz, J. L. (2006).** The role of probiotics in aquaculture. *Veterinary Microbiology*, *114*(3), 173- 186. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2006.01.009>
- Barnabé, G. (1990).** *Aquaculture biology and ecology of cultured species*. SlideShare. [En ligne]. [Consulté le 17/01/2025]. Disponible sur le web : <https://www.slideshare.net/slideshow/aquaculture-biology-and-ecology-of-cultured-species/44113460>
- Benaissa, A. (2021a).** *COURS DE TECHNIQUES D'ANALYSE MICROBIOLOGIQUE*.
- Benaissa, A. (2021b).** *REPUBLIQUE DEMOCRATIQUE ALGERIENNE ET POPULAIRE Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique Polycopié du cours TECHNIQUES D'ANALYSE MICROBIOLOGIQUE Avec exercices corrigés 3 ème Année Licence Microbiologie*.

## **BIBLIOGRAPHIE**

- Blancheton, J., Emmanuelle, R. d'Orbcastel, & Bayon, N. L. (2009).** *Comparative growth and welfare in rainbow trout reared in recirculating and flow through rearing systems / Request PDF*. ResearchGate. [En ligne]. [Consulté le 30/01/2025]. Disponible sur le web :  
[https://www.researchgate.net/publication/222700936\\_Comparative\\_growth\\_and\\_welfare\\_in\\_rainbow\\_trout\\_reared\\_in\\_recirculating\\_and\\_flow\\_through\\_rearing\\_systems](https://www.researchgate.net/publication/222700936_Comparative_growth_and_welfare_in_rainbow_trout_reared_in_recirculating_and_flow_through_rearing_systems)
- Boyd, C. (2015).** *Water Quality : An Introduction* (p. 357). [En ligne]. Adresse URL :  
<https://doi.org/10.1007/978-3-319-17446-4>
- Bregnballe, J. (2015).** *A guide to recirculation aquaculture : An introduction to the new environmentally friendly and highly productive closed fish farming systems*. FAO. [En ligne]. [Consulté le 22/03/2025]. Disponible sur le web :  
<https://openknowledge.fao.org/items/f24bea83-0749-4c18-ad6f-511f522cbe27>
- Cabello, F. C. (2006).** Heavy use of prophylactic antibiotics in aquaculture : A growing problem for human and animal health and for the environment. *Environmental Microbiology*, 8(7), 1137- 1144. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1111/j.1462-2920.2006.01054.x>
- Carballeira Braña, C. B., Cerbule, K., Senff, P., & Stolz, I. K. (2021).** Towards Environmental Sustainability in Marine Finfish Aquaculture. *Frontiers in Marine Science*, 8. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.3389/fmars.2021.666662>
- Champiat, D., & Larpent, J. (1994).** *BIOLOGIE DES EAUX : METHODES & TECHNIQUES / OIEau—Eaudoc*. [En ligne]. [Consulté le 10/03/2025]. Disponible sur le web :  
<https://www.oieau.fr/eadoc/notice/BIOLOGIE-DES-EAUX-METHODES-TECHNIQUES>
- Chaoui, L., Derbal, F., Kara, H., & Jean-pierre, Q. (2005).** Alimentation et condition de la dorade Sparus aurata (Téléstoei, Sparidae) dans la lagune du Mellah (Algérie Nord-Est). *Cahiers de Biologie Marine*, 46, 221- 225.
- Charlesworth, A. (2022, septembre 6).** *Infectious diseases*. SciSpace - Paper; Oxford University Press eBooks. [En ligne]. Adresse URL :  
<https://doi.org/10.1093/oso/9780198850229.003.0018>
- Chebanov, M., Rosenthal, H., Gessner, J., Anrooy, R. van, Doukakis, P., Pourkazemi, M., & Williot, P. (2011).** *Sturgeon hatchery practices and management for release : Guidelines*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Chérif, N. (2024).** *Plans de Biosécurité en Aquaculture*. Formation des points focaux nationaux pour la santé des animeaux aquatiques (Cycle IV), Tunisie.
- Çoban, D., Saka, Ş., & Fırat, K. (2004).** Türkiye'deki Çipura (Sparus aurata L., 1758) Larva Üretim Tesislerinin Anaç Yönetim Teknikleri. *Ege Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 21(1), Article 1.

## **BIBLIOGRAPHIE**

- Colt, J. (2006).** Water quality requirements for reuse systems. *Aquacultural Engineering*, 34(3), 143- 156. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2005.08.011>
- Devauchelle, N. (1984).** *L'incubation des oeufs de bar (Dicentrarchus labrax) et de daurade (Sparus aurata)*. SciSpace - Paper. [En ligne]. [Consulté le 19/03/2025]. Disponible sur le web : <https://scispace.com/papers/l-incubation-des-oeufs-de-bar-dicentrarchus-labrax-et-de-53i16t8chx>
- Dhont, J., Dierckens, K., Støttrup, J. G., Stappen, G., Wille, M., & Sorgeloos, P. (2013).** Rotifers, Artemia and copepods as live feeds for fish larvae in aquaculture. In *Advances in Aquaculture Hatchery Technology* (p. 157- 202). [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1533/9780857097460.1.157>
- Ebeling, J. M., & Timmons, M. B. (2012).** Recirculating Aquaculture Systems. In *Aquaculture Production Systems* (p. 245- 277). John Wiley & Sons, Ltd. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1002/9781118250105.ch11>
- FAO. (2004).** *The hatchery culture of bivalves : A practical manual*. [En ligne]. [Consulté le 08/01/2025]. Disponible sur le web : <https://www.fao.org/4/y5720e/y5720e00.htm>
- FAO. (2009a).** *Dicentrarchus labrax. Cultured aquatic species fact sheets*. FAO. [En ligne]. [Consulté le 28/02/2025]. Disponible sur le web : [https://www.fao.org/fishery/docs/CDrom/aquaculture/I1129m/file/fr/fr\\_europeanseabass.htm](https://www.fao.org/fishery/docs/CDrom/aquaculture/I1129m/file/fr/fr_europeanseabass.htm)
- FAO. (2009b).** *Sparus aurata. Cultured aquatic species fact sheets*. [En ligne]. [Consulté le 25/04/2025]. Disponible sur le web : [https://www.fao.org/fishery/docs/CDrom/aquaculture/I1129m/file/fr/fr\\_giltheadseabr.htm](https://www.fao.org/fishery/docs/CDrom/aquaculture/I1129m/file/fr/fr_giltheadseabr.htm)
- FAO. (2022a).** *Intensifying and expanding sustainable aquaculture production*. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.4060/cc0461en>
- FAO. (2022b).** *The State of World Fisheries and Aquaculture 2022*. FAO ; [En ligne]. [Consulté le 16/02/2025]. Disponible sur le web : <https://openknowledge.fao.org/handle/20.500.14283/cc0461en>
- FILIC, Z., & BRONZI, P. (1982).** *Termes de reference pour la construction d'une ecloserie pour poissons marins*. [En ligne]. [Consulté le 18/03/2025]. Disponible sur le web : <https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/b29ed0cf-961b-4e5e-b7a3-909c68633efa/content/af019f.htm>
- Fischer, W., Schneider, M., & Bauchot, M. L. (1987, Rome).** *Fiches FAO d'identification des especes pour les besoins de la peche. Méditerranée et Mer Noire (Zone De Peche 37), Révision 1, Volume 2*. FAO.org. [En ligne]. [Consulté le 22/05/2025]. Disponible sur le web : <https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/e7deafae-5153-4f58-8d03-e4f97cc98923/content/x0170f.htm>

## BIBLIOGRAPHIE

- Fontaine, P. (2004).** *L'élevage de la perche commune, une voie de diversification pour l'aquaculture continentale* | INRAE Productions Animales. [En ligne]. [Consulté le 11/01/2025]. Disponible sur le web : <https://productions-animales.org/article/view/3590>
- Grigorakis, K., & Rigos, G. (2011).** Aquaculture effects on environmental and public welfare – The case of Mediterranean mariculture. *Chemosphere*, 85(6), 899- 919. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2011.07.015>
- Hadj-Taieb, A., Ghorbel, M., Ben Hadj-Hamida, N., & Jarboui, O. (2013).** *Sex ratio, reproduction, and growth of the gilthead sea bream, Sparus aurata (Pisces : Sparidae), in the Gulf of Gabes, Tunisia* | Ciencias Marinas. cienciasmarinas. [En ligne]. [Consulté le 15/03/2025]. Disponible sur le web : <https://www.cienciasmarinas.com.mx/index.php/cmarinas/article/view/2146>
- Holan, A. B., Good, C., & Powell, M. D. (2020, janvier 1).** *Health management in recirculating aquaculture systems (RAS)*. SciSpace - Paper; Academic Press. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813359-0.00009-9>
- Hurtado-Rodr Guez, R., Eleni, F., & Kriton, G. (2020, septembre).** *Season and size effects : Changes in the quality of gilthead sea bream (Sparus aurata L.)*. ResearchGate. [En ligne]. [Consulté le 13/04/2025]. Disponible sur le web : [https://www.researchgate.net/publication/344041600\\_Season\\_and\\_size\\_effects\\_changes\\_in\\_the\\_quality\\_of\\_gilthead\\_sea\\_bream\\_Sparus\\_aurata\\_L](https://www.researchgate.net/publication/344041600_Season_and_size_effects_changes_in_the_quality_of_gilthead_sea_bream_Sparus_aurata_L)
- Jayasingh, I., Janani, M. S., & Sowndharya, R. (2022).** *Bacterial diseases in fish with relation to pollution and their consequences—A Global Scenario* (p. 113- 131). [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-85624-9.00022-1>
- Kamel, M., Maria, L., & Francesco, A. (2023, octobre 18).** *Review on Gilthead Seabream (Sparus aurata) Aquaculture : Life Cycle, Growth, Aquaculture Practices and Challenges*. [En ligne]. [En ligne]. [Consulté le 28/03/2025]. Disponible sur le web : <https://www.mdpi.com/2077-1312/11/10/2008>
- Khatoon, H., Chavan, D., Anokhe, A., & Kalia, V. (2022).** *Catalase Test : A Biochemical Protocol for Bacterial Identification*.
- Larpen, J.-P., & Larpen-Gourgaud, M. (1975).** *Memento technique de microbiologie : La cellule bactérienne, métabolisme, systématique, bactéries utiles, milieux de culture et réactifs*. Technique et documentation.
- Lavens, P., & Sorgeloos, P. (1996).** *Manual on the Production and Use of Live Food for Aquaculture—FAO*. FAO. [En ligne]. [Consulté le 17/03/2025]. Disponible sur le web : <https://www.fao.org/4/w3732e/w3732e00.htm>
- Linnaeus. (1758).** *Sparus aurata* | DORIS. [En ligne]. Adresse URL :

<https://doris.ffesmm.fr/Especies/Sparus-aurata-Dorade-aurade-royale-465>

- Maldonado-Miranda, J. J., Castillo-Pérez, L. J., Ponce-Hernández, A., & Carranza-Álvarez, C. (2022).** Chapter 19—Summary of economic losses due to bacterial pathogens in aquaculture industry. In G. H. Dar, R. A. Bhat, H. Qadri, K. M. Al-Ghamdy, & K. R. Hakeem (Éds.), *Bacterial Fish Diseases* (p. 399- 417). Academic Press. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-85624-9.00023-3>
- Martins, C., Eding, E., Verdegem, M., Heinsbroek, L. T. N., Schneider, O., Blancheton, J. P., d'Orbcastel, E., & Verreth, J. (2010).** New Developments in Recirculating Aquaculture Systems in Europe : A Perspective on Environmental Sustainability. *Aquacultural Engineering (0144-8609) (Elsevier Sci Ltd), 2010-11 , Vol. 43 , N. 3 , P. 83-93, 43.* [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2010.09.002>
- Mhalhel, K., Levanti, M., Abbate, F., Laurà, R., Guerrero, M. C., Aragona, M., Porcino, C., Briglia, M., Germanà, A., & Montalbano, G. (2023).** Review on Gilthead Seabream (*Sparus aurata*) Aquaculture : Life Cycle, Growth, Aquaculture Practices and Challenges. *Journal of Marine Science and Engineering, 11(10), Article 10.* [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.3390/jmse11102008>
- Michael B. Timmons and James M. Ebeling. (2010).** *Recirculating Aquaculture, 2nd Edition.* [En ligne]. [Consulté le 08/02/2025]. Disponible sur le web : <http://archive.org/details/recirculatingaquaculture>
- Montero, D., Tort, L., Robaina, L., Vergara, J. M., & Izquierdo, M. S. (2001).** Low vitamin E in diet reduces stress resistance of gilthead seabream (*Sparus aurata*) juveniles. *Fish & Shellfish Immunology, 11(6), 473- 490.* [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1006/fsim.2000.0324>
- Moriarty, D. J. W. (1997).** The role of microorganisms in aquaculture ponds. *Aquaculture, 151(1), 333- 349.* [En ligne]. Adresse URL : [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(96\)01487-1](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(96)01487-1)
- Munday, B. L., Kwang, J., & Moody, N. (2002).** Betanodavirus infections of teleost fish : A review. *Journal of Fish Diseases, 25(3), 127- 142.* [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1046/j.1365-2761.2002.00350.x>
- Murray, A. G., & Peeler, E. J. (2005).** A framework for understanding the potential for emerging diseases in aquaculture. *Preventive Veterinary Medicine, 67(2), 223- 235.* [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2004.10.012>
- Olivier, A., & Rolland, R. (1994).** *MANUEL D'ECLOSERIE.* [En ligne]. [Consulté le 19/04/2025]. Disponible sur le web : <https://www.fao.org/4/AC038F/AC038f00.htm>

## **BIBLIOGRAPHIE**

- Olivieri, V. (2009, mars 21).** *Valorizzazione e qualificazione di prodotti della pesca ed acquacoltura*. ResearchGate. [En ligne]. [Consulté le 13/01/2025]. Disponible sur le web :
- [https://www.researchgate.net/publication/44195515\\_Valorizzazione\\_e\\_qualificazione\\_di\\_prodotti\\_della\\_pesca\\_ed\\_acquacoltura](https://www.researchgate.net/publication/44195515_Valorizzazione_e_qualificazione_di_prodotti_della_pesca_ed_acquacoltura)
- Piedrahita, R. H. (2003).** Reducing the potential environmental impact of tank aquaculture effluents through intensification and recirculation. *Aquaculture*, 226(1), 35- 44. [En ligne]. Adresse URL : [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(03\)00465-4](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00465-4)
- Raval, H. (2022).** *Potential risks of endophytic raw salad vegetables and their drug*.
- Shinn, A. P., Pratoomyot, J., Bron, J. E., Paladini, G., Brooker, E. E., & Brooker, A. J. (2015).** Economic costs of protistan and metazoan parasites to global mariculture. *Parasitology*, 142(1), 196- 270. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1017/S0031182014001437>
- Sinanoglou, V., Houhoula, D., Kyra, V., & Lougovois, V. (2017).** Visceral oil from farmed *Sparus aurata*, *Dicentrarchus labrax* and *Diplodus puntazzo* as a source of  $\omega$ -3 PUFA. *Czech Journal of Food Sciences*, 35(5), 414- 423. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.17221/448/2016-CJFS>
- Singleton, P., & Sainsbury, D. (1984).** *Bactériologie* (Masson, Vol. 151). Masson.
- Sridhar, M. K. C., Ana, G. R. E. E., & Laniyan, T. A. (2019).** Impact of Sand Mining and Sea Reclamation on the Environment and Socioeconomic Activities of Ikate and Ilubirin Coastal Low Income Communities in Lagos Metropolis, Southwestern Nigeria. *Journal of Geoscience and Environment Protection*, 7(2), Article 2. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.4236/gep.2019.72013>
- Stephen, J., Mukherjee, S., Lekshmi, M., & Kumar, S. H. (2023).** Diseases and Antimicrobial Use in Aquaculture. In M. P. Mothadaka, M. Vaiyapuri, M. Rao Badireddy, C. Nagarajrao Ravishankar, R. Bhatia, & J. Jena (Éds.), *Handbook on Antimicrobial Resistance : Current Status, Trends in Detection and Mitigation Measures* (p. 263- 285). Springer Nature. [En ligne]. Adresse URL : [https://doi.org/10.1007/978-981-19-9279-7\\_15](https://doi.org/10.1007/978-981-19-9279-7_15)
- Toranzo, A. E., Magariños, B., & Romalde, J. L. (2005a).** A review of the main bacterial fish diseases in mariculture systems. *Aquaculture*, 246(1), 37- 61. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.01.002>
- Toranzo, A. E., Magariños, B., & Romalde, J. L. (2005b).** A review of the main bacterial fish diseases in mariculture systems. *Aquaculture*, 246(1), 37- 61. [En ligne]. Adresse URL : <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.01.002>
- Varsamos, S., Nebel, C., & Charmantier, G. (2005).** Ontogeny of osmoregulation in postembryonic fish : A review. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A*:

## **BIBLIOGRAPHIE**

*Molecular & Integrative Physiology*, 141(4), 401- 429. [En ligne]. Adresse URL :

<https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2005.01.013>

**WHO. (2003).** *Guidelines for safe recreational water environments Volume 1- Coastal and fresh waters*. [En ligne]. [Consulté le 29/03/2025]. Disponible sur le web :

<https://www.who.int/publications/i/item/9241545801>

**WORMS. (2023a).** *Systématique de labrax*. [En ligne]. [Consulté le 17/05/2025]. Disponible sur le web : <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=126975>

**WORMS. (2023b).** *Systématique de Sparus aurata*. Data. [En ligne]. Adresse URL :

<https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=151523>

**Zamocky, M., Furtmüller, P. G., & Obinger, C. (2008).** Evolution of Catalases from Bacteria to Humans. *Antioxidants & redox signaling*, 10(9), 1527- 1548. [En ligne]. Adresse URL :

<https://doi.org/10.1089/ars.2008.2046>

**ISO. (2014).** ISO 9308-1: Water quality — Enumeration of *Escherichia coli* and coliform bacteria — Part 1: Membrane filtration method for waters with low bacterial background flora.

[En ligne]. [Consulté le 08/03/2025]. Disponible sur le web :

<https://www.iso.org/standard/55832.html>

**ISO. (2000).** ISO 7899-2: Water quality — Detection and enumeration of intestinal enterococci — Part 2: Membrane filtration method. [En ligne]. [En ligne]. [Consulté le 19/05/2025].

Disponible sur le web : <https://www.iso.org/standard/14853.html>

**ISO. (2021).** ISO 6888-1: Microbiology of food and animal feeding stuffs — Horizontal method for the enumeration of coagulase-positive staphylococci (*Staphylococcus aureus* and other species) — Part 1: Technique using Baird-Parker agar medium. [En ligne]. [Consulté le 21/05/2025].

Disponible sur le web : <https://www.iso.org/standard/73976.html>

**ISO. (2017).** ISO/TS 21872-1: Microbiology of the food chain — Horizontal method for the determination of *Vibrio* spp. — Part 1: Detection of potentially enteropathogenic *Vibrio parahaemolyticus*, *Vibrio cholerae* and *Vibrio vulnificus*. [En ligne]. [Consulté le

28/05/2025]. Disponible sur le web : <https://www.iso.org/standard/69387.html>

**ISO. (2017).** ISO 6579-1: Microbiology of the food chain — Horizontal method for the detection, enumeration and serotyping of *Salmonella* — Part 1: Detection of *Salmonella* spp. [En ligne]. [Consulté le

10/05/2025]. Disponible sur le web : <https://www.iso.org/standard/56712.html>

**ISO. (2007).** ISO 7218: Microbiology of food and animal feeding stuffs — General requirements and guidance for microbiological examinations. [En ligne]. [Consulté le 14/04/2025]. Disponible

sur le web : <https://www.iso.org/standard/43979.html>

**AFNOR. (2017).** NF EN ISO 21528-1: Microbiologie de la chaîne alimentaire — Détection et dénombrement des entérobactéries — Partie 1 : Méthode de dénombrement par ensemencement

## **BIBLIOGRAPHIE**

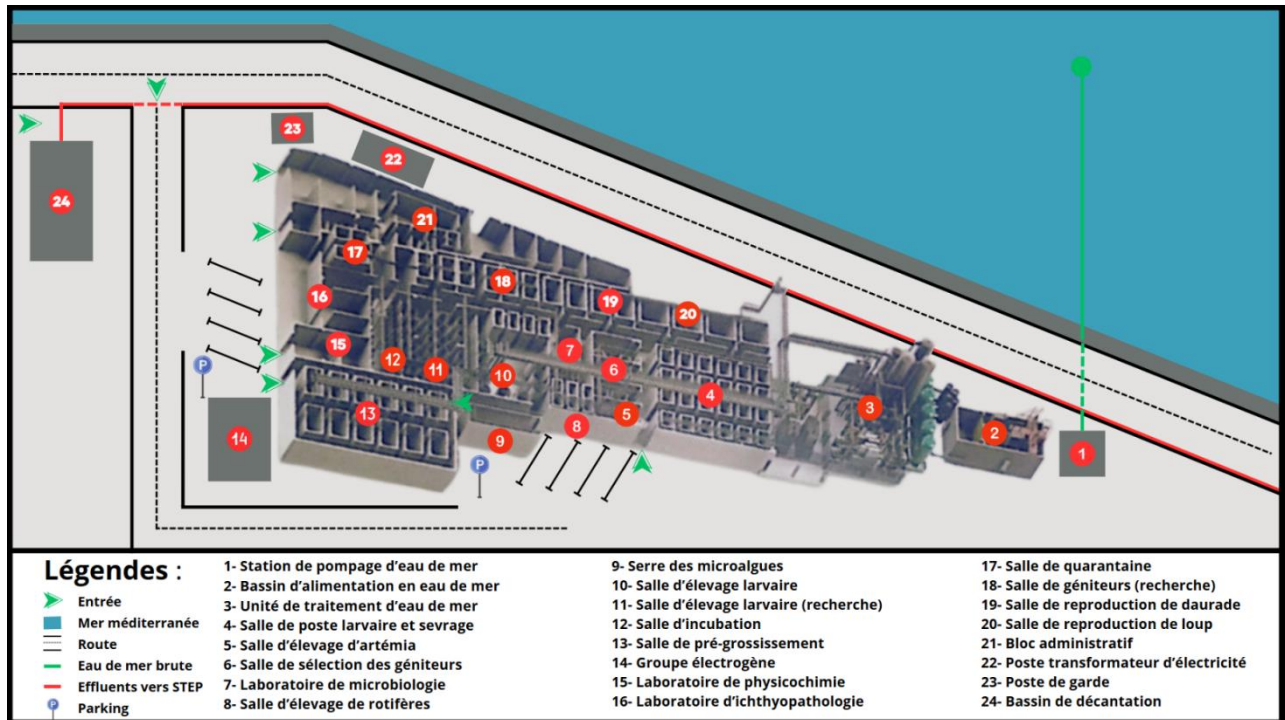
en milieu liquide et identification biochimique (galerie API 20E). [En ligne]. [Consulté le 16/05/2025]. Disponible sur le web : <https://www.iso.org/standard/63593.html>

# **Annexes**

## Annexes

## Annexe I

## Le plan détaillé de l'écloserie



## Annexe II

## Dosage des sels nutritifs

## 1. Dosage de l'ammonium

## I. Réactifs :

## a. Solution tampon

## Produits chimiques exigés

$C_4H_4O_6KNa \cdot 4H_2O$  .....33 g.

Citrate de sodium  $C_6H_5O_7Na_3 \cdot 2H_2O$  .....24 g.

Acide sulfurique  $H_2SO_4$  (1N) .....x ml.

Eau distillée  $H_2O$ .....1000 ml.

Brij 35 (30 %) .....2 ml.

**Préparation**

Dissoudre le tartrate de potassium et de sodium dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée. Ajouter le citrate de sodium et dissoudre. Ajuster le pH à 5 avec la solution d'acide sulfurique. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le Brij 35 et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

**b. Solution de phénol**

**Produits chimiques exigés :**

Phénol C<sub>6</sub>H<sub>5</sub>OH.....6g.  
Hydroxyde de sodium NaOH.....40 g.  
Eau distillée H<sub>2</sub>O.....1000 ml.

**Préparation**

Dissoudre le phénol dans  $\pm$  50 ml d'eau distillée. Ajouter l'hydroxyde de sodium. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant 1 semaine.

**c. Solution d'hypochlorite de sodium**

**Produits chimiques exigés :**

Solution d'hypochlorite de sodium NaClO  
(13 % de chlore actif) .....200 ml.  
Eau distillée H<sub>2</sub>O.....800 ml.

**Préparation**

Diluer la solution d'hypochlorite de sodium dans  $\pm$  700 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

**d. Solution de nitroprussiate de sodium**

**Produits chimiques exigés :**

Nitroprussiate de sodium Na<sub>2</sub>[Fe (CN)<sub>5</sub>NO].2H<sub>2</sub>O.....0,5 g.

Eau distillée H<sub>2</sub>O.....1000 ml.

**Préparation**

Dissoudre le nitroprussiate de sodium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

**Note :** Conserver dans une bouteille à couleur sombre. La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

**e. Liquide de rinçage :**

Eau fraîchement distillée H<sub>2</sub>O.

**Préparation des solutions étalons**

**a. Solution mère de 100 ppm N (\*)**

**Produits chimiques exigés :**

Chlorure d'ammonium NH<sub>4</sub>Cl.....0,3819 g.

Eau distillée H<sub>2</sub>O.....1000 ml.

**Préparation**

Dissoudre le chlorure d'ammonium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant 1 mois. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

**b. Solution fille de 10 ppm N**

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm N dans 100 ml d'eau distillée.

**Note :** Préparer la solution fille à 10 ppm Si chaque semaine et les standards chaque jour. (\*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en µmoles/l de NH<sub>4</sub><sup>+</sup>.

## 2. Dosage des nitrites + nitrates

### I. Réactifs

#### a. Solution tampon :

Chlorure d'ammonium  $\text{NH}_4\text{Cl}$  .....50 g.  
Solution d'ammonium  $\text{NH}_4\text{OH}$  (25%) .....±1 ml.  
Hydroxyde de sodium  $\text{NaOH}$ .....5g. Eau distillée  
 $\text{H}_2\text{O}$ .....1000 ml.  
Bridj 35 (30%) .....3 ml.

### Préparation

Dissoudre le chlorure d'ammonium dans 800 ml d'eau distillée. Ajuster le pH 8,2 avec la solution d'ammonium. Ajouter l'hydroxyde de sodium et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée, ajouter le Bridj 35 et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant une semaine. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

#### b. Réactifs colorants

##### Produits chimiques exigés

Acide o-phosphorique  $\text{H}_3\text{PO}_4$  (85%) .....50 ml.  
Sulfanilamide  $\text{C}_6\text{H}_8\text{N}_2\text{O}_2\text{S}$ .....10 g.  
 $\alpha$ -Naphtyléthylène diamine dihydrochloride  $\text{C}_{12}\text{H}_{16}\text{Cl}_2\text{N}_2$ .....0,5g.  
Eau distillée  $\text{H}_2\text{O}$ .....850 ml.

## **Préparation**

Diluer l'acide o-phosphorique  $H_3PO_4$  dans  $\pm 750$  ml d'eau distillée. Ajouter le Sulfanilamide  $C_6H_8N_2O_2S$  et le  $\alpha$ -Naphthyléthylène diamine dihydrochloride  $C_{12}H_{16}Cl_2N_2$  et dissoudre. Ajouter 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant deux semaines. Conserver dans une bouteille à couleur sombre.

### **c. Liquide de rinçage**

Eau fraîchement distillée  $H_2O$  (régénérée chaque semaine).

## **Préparation des solutions étalons**

### **a. Solution mère de 100 ppm N (\*)**

#### **Produits chimiques exigés**

Nitrate de sodium  $NaNO_3$ .....0,6068g.

Eau distillée  $H_2O$ .....1000 ml.

#### **Préparation :**

Dissoudre le nitrate de sodium dans  $\pm 800$  ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant 4 semaines. Conserver à  $4^\circ C$  quand la solution n'est pas utilisée.

### **b. Solution fille de 10 ppm N**

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm N dans 100 ml d'eau distillée.

**Note :** préparer la solution fille à 10 ppm chaque semaine et les standards chaque jour. (\*) : La concentration des solutions étalons sont transformées en  $\mu\text{moles/l}$  de  $N-NO_3^-$  ou de  $N-NO_2^-$  puis en  $\mu\text{moles/l}$  de  $NO_3^-$  ou de  $NO_2^-$ .

## **Préparation de la colonne réductrice**

### **a. Solution d'acide chlorhydrique (4N)**

#### **Produits chimiques exigés**

Acide chlorhydrique HCl (32%) .....400 ml.

Eau distillée H<sub>2</sub>O.....600 ml.

#### **Préparation :**

Diluer l'acide chlorhydrique dans 600 ml d'eau distillée.

### **b. Cadmium**

#### **Les produits chimiques exigés sont :**

Granule de cadmium taille 0,3-1 mm (tamisé).....2,5g.

#### **Procédure de remplissage**

- 1- Les granules de cadmium sont mélangées avec  $\pm$  30 ml de la solution d'acide chlorhydrique (4N).
- 2- Agiter pendant une minute.
- 3- Ajouter environ 50 ml de solution de sulfate de cuivre et agiter pendant 5 minutes.
- 4- Laver la saleté entre les granules avec l'eau distillée.
- 5- Sécher les granules de cadmium.
- 6- Ajouter, à l'aide d'un entonnoir, les granules dans une colonne sèche, en secouant de temps en temps pour empaqueter la colonne de deux côtés.
- 7- Remplir jusqu'à  $\pm$  5 mm du sommet.
- 8- Placer un petit morceau de tube en polyéthylène, dans la colonne pour éviter que les granules ne sortent de la colonne.
- 9- Remplir la colonne, à l'aide d'une seringue contenant la solution tampon (réactif a préparé précédemment).
- 10- Placer la colonne dans le système.

**Note :** éviter que l'air entre dans la colonne. Les granules de cadmium activés peuvent être stockés sec, dans une bouteille bien fermée.

### 3. Dosage des orthophosphates

#### I. Réactifs

##### a. Solution de molybdate d'ammonium

##### Produits chimiques exigés

Tartrate de potassium et d'antimoine  $K(SbO) C_4H_4O_6 \cdot 5H_2O$ .....230 mg.

Acide sulfurique  $H_2SO_4$  (97%) .....69,4 ml.

Molybdate d'ammonium  $(NH_4^+) 6Mo_7O_{24} \cdot H_2O$ .....6g.

Eau distillée  $H_2O$ .....1000 ml.

FFD6.....2 ml.

##### Préparation

- Dissoudre le tartrate de potassium et d'antimoine dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée.
- Ajouter soigneusement l'acide sulfurique en mélangeant constamment.
- Ajouter le molybdate d'ammonium et dissoudre.
- Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

**Note :** Ne pas employer de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium. La sensibilité peut être augmentée de 50 % en employant 35 ml d'acide sulfurique concentré au lieu de 69,4 ml.

Avec 35 ml l'interférence des silicates est 10 % pour 300 ppb Si et 10 % pour 10 ppb P.

Le pH final doit être inférieur à 1. La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

**b. Solution d'acide ascorbique**

**Produits chimiques exigés**

Acide ascorbique C<sub>6</sub>H<sub>8</sub>O<sub>6</sub>.....6g.

Acétone C<sub>3</sub>H<sub>6</sub>O<sub>8</sub>.....60 ml.

Eau distillée H<sub>2</sub>O.....1000 ml.

FFD6.....2 ml. Préparation

Dissoudre l'acide ascorbique dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajouter l'acétone. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

**c. Liquide de rinçage**

Eau fraîchement distillée H<sub>2</sub>O (régénérée chaque semaine).

**Préparation des solutions étalons**

**a. Solution mère de 100 ppm P (\*)**

**Produits chimiques exigés**

Dihydrogène o-phosphate de potassium KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>.....0,4394 g.

Eau distillée H<sub>2</sub>O.....1000 ml.

**Préparation**

Dissoudre le dihydrogène o-phosphate de potassium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant 4 semaines. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

**b. Solution fille de 10 ppm P**

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm P dans 100 ml d'eau distillée.

**Note :** Préparer la solution fille à 10 ppm P chaque semaine et les standards chaque jour.

(\*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en  $\mu\text{moles/l}$  de  $\text{PO}_4\text{-3}$ .

**4. Dosage des silicates**

**I. Réactifs**

**a. Solution d'acide sulfurique**

**Produits chimiques exigés :**

Acide sulfurique  $\text{H}_2\text{SO}_4$  (97 %) .....10 ml.

Eau distillée  $\text{H}_2\text{O}$ .....1000 ml.

FFD6.....2 ml.

**Préparation**

Diluer l'acide sulfurique dans  $\pm 800$  ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger. Note : La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à  $4^\circ\text{C}$  quand la solution n'est pas utilisée.

**b. Solution de molybdate d'ammonium**

**Produits chimiques exigés :**

Molybdate d'ammonium  $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}\cdot 4\text{H}_2\text{O}$ .....20g.

Eau distillée  $\text{H}_2\text{O}$ .....1000 ml.

FFD6.....2 ml.

### **Préparation**

Dissoudre le molybdate d'ammonium dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger. Note : Conserver dans une bouteille de polyéthylène. La solution est stable pendant 1jour. Ne pas utiliser de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium.

### **c. Solution d'acide oxalique**

#### **Produits chimiques exigés**

Acide oxalique  $C_2H_2O_4 \cdot 2H_2O$ .....44g.

Eau distillée  $H_2O$ .....1000 ml.

#### **Préparation**

Dissoudre l'acide oxalique dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée et mélanger. **Note** : Conserver dans une bouteille de polyéthylène. La solution est stable pendant 1 mois. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

### **d. Liquide de rinçage**

Eau fraîchement distillée  $H_2O$ .

**Note** : Changer l'eau quotidiennement. Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

### **Préparation des solutions étalons**

#### **a. Solution mère de 100 ppm Si (\*)**

#### **Produits chimiques exigés**

Métasilicate de sodium  $Na_2SiO_3 \cdot 9H_2O$ .....1,0119 g.

Eau distillée  $H_2O$ .....1000 ml.

#### **Préparation**

Dissoudre le metasilicate de sodium dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

**Note :** La solution est stable pendant 1 mois. Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

**b. Solution fille de 10 ppm Si**

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm Si dans 100 ml d'eau distillée.

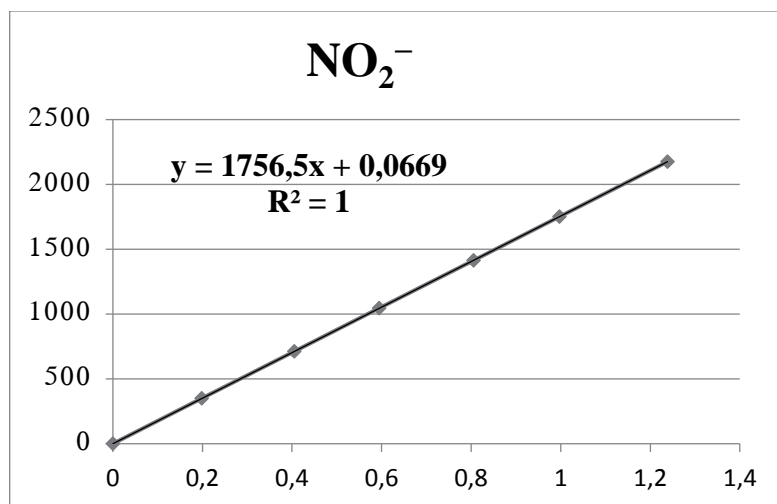
**Note :** Préparer la solution fille à 10 ppm Si chaque semaine et les standards chaque jour.

Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

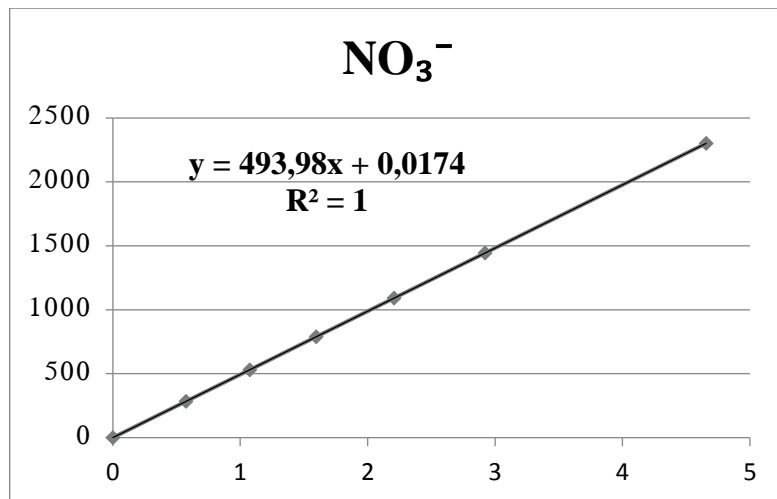
**Tableau II.1.** Les valeurs d'étalonnages des sels nutritifs

Identity1	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> µmol/l	Height NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> µmol/l	Height NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> µmol/l	Height PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup>	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> µmol/l	Height NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	SiO <sub>2</sub> µmol/l	Height SiO <sub>2</sub>
Wash	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
ST1	0,2	349	0,6	284	0,2	138	0,7	145	0,9	15
ST2	0,4	712	1,1	530	0,4	306	1,0	221	2,5	42
ST3	0,6	1044	1,6	788	0,6	476	1,7	382	4,6	76
ST4	0,8	1414	2,2	1090	0,8	667	1,9	412	6,4	107
ST5	1,0	1752	2,9	1443	1,2	1022	5,3	1170	7,3	121
ST6	1,2	2176	4,7	2300	2,4	2102	9,9	2186	8,8	146

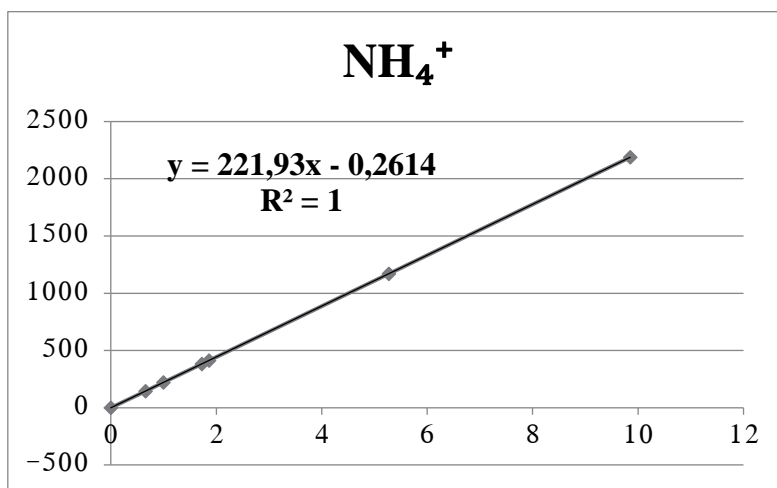
➤ **Les courbes d'étalonnages**



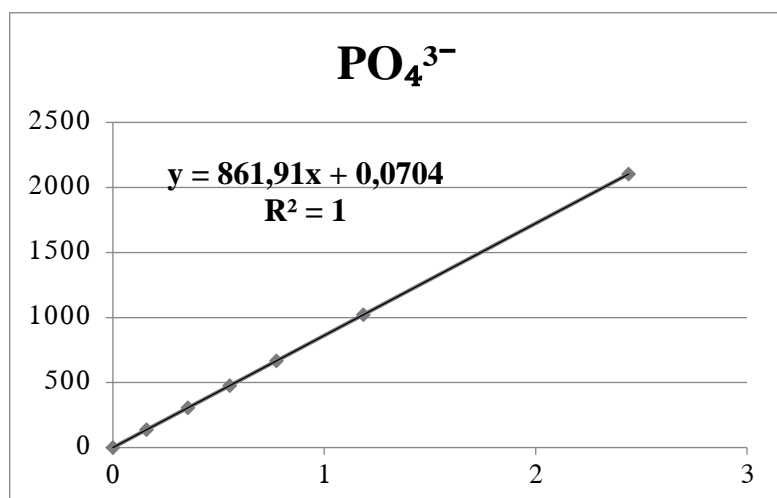
**Figure II.1.** Courbe d'étalonnage pour les nitrites



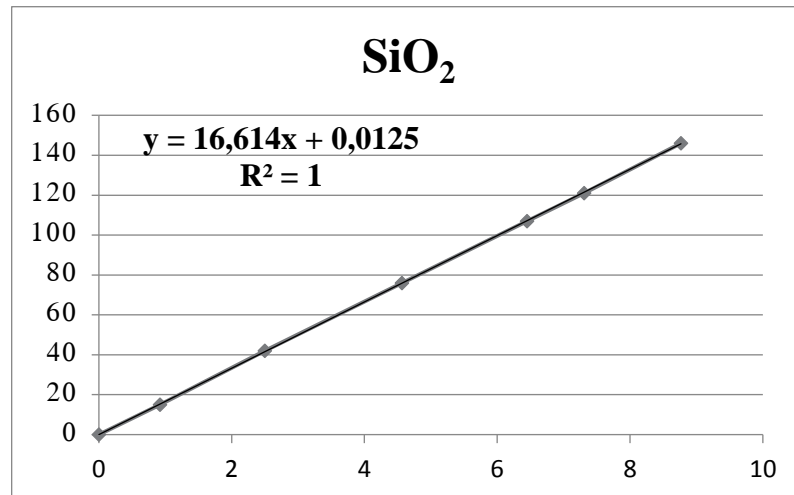
**Figure II.2.** Courbe d'étalonnage pour les nitrates



**Figure II.3.** Courbe d'étalonnage pour l'ammonium



**Figure II.4.** Courbe d'étalonnage pour le phosphate



**Figure II.5.** Courbe d'étalonnage pour la silice

**Tableau II.2.** Valeurs moyennes et écartype des paramètres physico-chimiques

Stations	T (C°)	Ph	Salinité (g/L)	O <sub>2</sub> (mg/L)	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> mg/L	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> mg/L	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> mg/L	PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> mg/L
<b>S1</b>	18,25	8,12	34,12	5,17	0,01	0,00	0,26	0,02
<b>S2</b>	18,12	8,18	33,94	5,14	0,01	0,00	0,25	0,02
<b>S3</b>	16,02	7,90	34,22	5,84	0,13	0,00	0,25	0,29
<b>S4</b>	21,59	7,91	34,00	5,00	0,35	0,01	0,25	0,72
<b>Ecartype</b>	2,30	0,15	0,13	0,38	0,14	0,00	0,01	0,29

**Annexe III****La composition des milieux de culture utilisés**▪ **Gélose Chapman :**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Extrait de viande de bœuf	1
Peptone de caséine et de viande	10
Chlorure de sodium	75
D mannitol	10
Agar	15
Rouge de phénol	0.025

Ph : 7,5, Stériliser à l'autoclave : 15 minutes à 121°C.

▪ **Milieu de Slanetz et Bartley :**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Tryptone	20
Extrait de levure	5
Glucose	2
Monohydrophosphate de sodium	4
Acide de sodium	0.4
Chlorure de triphényltétrazolium	0.05
Agar	10

Ph : 7,2±0,2. Ne pas autoclave, ne pas refondre.

- **Brain Heart Infusion Broth (BHIB) :**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Infusion de cerveau/cœur de veau déshydratée	17.5
Peptone	10
Glucose	2
Chlorure de sodium (NaCl)	5
Phosphate disodique (Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> )	2.5
Eau distillée	q.s

q.s : Quantité suffisante

- **Gélose thiosulfate-citrate-bile-saccharose (TCBS):**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Peptone	10
Extrait de levure 5	5
Citrate de sodium 10	10
Chlorure de sodium 10	10
Thiosulfate de sodium 10	10
Bile de bœuf 8	8
Citrate de fer 1	1
Saccharose 20	20
Bleu de bromothymol 0.04	0.04
Bleu de thymol 0.04	0.04
Agar 14	14

pH: 8,6 ±0,2. Stérilisation à l'autoclave : 121°C pendant 15 minutes.

- **Gélose Salmonelles-Shigelles (SS) :**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Peptone	5
Extrait de levure et de viande	5
Sels biliaires 4.2	4.2
Citrate de sodium 10	10
Citrate de fer 2	2
Lactose 10	10
Rouge neutre 0.025	0.025
Vert brillant 0.3	0.3
Thiosulfate de sodium 8.5	8.5
Agar 12	12

Ph : 7,3±0,2 à 25°C. Ne pas autoclaver.

- **Eau Peptonée salée alcaline (EPA) :**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Peptone	40
NaCl	60

- **Gélose lactosée au TTC et au Tergitol :**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Peptone	10
Extrait de levure	6
Extrait de viande	5
Lactose	20
Bleu de bromothymol	0.05
Agar	12.75

Ph : 7,2±0,2. Stérilisation à l'autoclave : 15 minutes à 115±1°C.

- **Milieu TSI :**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Peptone	20
Extrait de viande	3
Extrait de levure	3
Chlorure de sodium	5
Citrate ferrique	0.3
Thiosulfate de sodium	0.3
Lactose	10
Saccharose	10
Glucose	1
Rouge de phénol	q.s
Agar	12

q.s : Quantité suffisante

Ph= 7.4 (environ). Autoclaver à 121°C pendant 15min.

- **Bile-Esculine-Azide (BEA) :**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Tryptone	17
Peptone	3
Bile de bœuf déshydraté	10
Chlorure de sodium	5
Esculine	1
Citrate de fer et d'ammonium	0.5
Azoture de sodium ou acide de sodium	0.15
Agar	15

Ph : 7,1±0,2. Stérilisation à l'autoclave : 15 minutes à 120°C.

▪ **Bile-Esculine-Azide (BEA) :**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Tryptone	17
Peptone	3
Bile de bœuf déshydraté	10
Chlorure de sodium	5
Esculine	1
Citrate de fer et d'ammonium	0.5
Azoture de sodium ou acide de sodium	0.15
Agar	15

Ph : 7,1±0,2. Stérilisation à l'autoclave : 15 minutes à 120°C.

▪ **Bouillon au sélénite de sodium (SFB) :**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Peptone de viande 5	5
Lactose 4	4
Sélénite de sodium 4	4
Phosphate dipotassique 3.5	3.5
Phosphate monopotassique 6.5	6.5

Ph : 7,0±0,2 à 25°C. Ne pas autoclaver.

▪ **Bouillon lactosé bilié au vert brillant (BLBVB) :**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Peptone 10	5
Lactose 10	4
Bile 20	4
Vert brillant 0.013	3.5

pH : 7,4. Autoclaver à 121°C pendant 15minutes.

▪ **Eau Peptonée Exempte d'Indole (EPEI) :**

<b>Composition</b>	<b>Quantité (g/L)</b>
Peptone	10
Chlorure de sodium (NaCl)	5
Eau distillée	q.s

q.s : Quantité suffisante

Ph :  $7.0 \pm 0.2$  à 25 °C. Autoclaver à 121°C pendant 15minutes.

**Annexe IV**

**Tableau IV.1.** Valeurs moyennes de dénombrement des coliformes, streptocoques fécaux et des staphylocoques (UFC/100ml)

<b>Stations</b>	<b>Coliformes totaux</b>	<b>Coliformes fécaux</b>	<b>Streptocoques fécaux</b>	<b><i>Staphylococcus aureus</i></b>
<b>S1</b>	240	123	100	274
<b>S2</b>	110	100	99	191
<b>S3</b>	70	96	0	114
<b>S4</b>	105	79	0	214

**Annexe V**

**Méthode d'Identification par galeries API**

**a. Préparation de la galerie :**

- ✓ Réunir fond et couvercle d'une boîte d'incubation et répartir de l'eau dans les alvéoles pour créer une atmosphère humide ;
- ✓ Déposer stérilement la galerie dans la boîte d'incubation ;
- ✓ Recouvrir la boîte avec son couvercle ;
- ✓ Inscrire nom, référence souche, date et température d'incubation sur la languette latérale de la boîte.

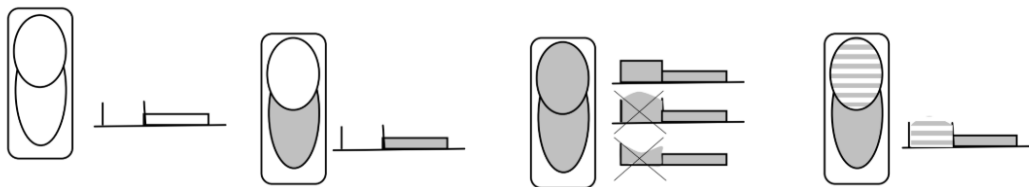
**b. Préparation de l'inoculum :**

- ✓ Faire une suspension bactérienne, dans une ampoule de Suspension Medium ou dans un tube d'eau physiologique stérile. La suspension doit avoir une densité suffisante.

**c. Inoculation de la galerie :**

- ✓ Remplir les cupules de suspension en évitant les bulles d'air.

➤ Mode de remplissage



<p><b>Cupule vide</b></p>	<p><b>Cupules simples</b> ex : <b>GEL</b></p> <p><b>Remplir la partie inférieure</b></p>	<p><b>Cupules encadrées ex :</b> <b><u>CIT</u> ; <u>VP</u></b></p> <p><b>Remplir la cupule en entier</b></p>	<p><b>Cupules soulignées ex :</b> <b><u>H<sub>2</sub>S</u></b></p> <p><b>Remplir la partie inférieure puis compléter avec de l'huile de vaseline</b></p>
---------------------------	--	--	--

**d. Incubation**

L'incubation se fait à 37°C pendant 24heure pour : Api 20 E.

**e. Lecture et identification**

- ✓ Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au catalogue de Lecture ;
- ✓ Réaliser les tests nécessitant l'addition de réactifs.

**Annexe VI**

**1. FICHE DE SUIVI JOURNALIER – UNITÉ : (EX : LARVAIRE)**

Date :     /     /           Agent responsable :

Signature :

**Suivi des paramètres physiques et chimiques**

Heure	T (°C)	pH	Salinité (g/l)	O <sub>2</sub> (mg/l)	NH <sub>4</sub> + (mg/l)	NO <sub>2</sub> - (mg/l)	Observations

**Vérifications de maintenance**

Opération effectuée	Oui / Non	Remarques
Rinçage biofiltres (si prévu)		
Vidange des sédiments		
Contrôle des lampes UV		
Désinfection des surfaces		
Alarme fonctionnelle (O <sub>2</sub> /temp)		

**Commentaires techniques**

.....  
.....  
.....

**Pièces jointes à annexer**

- Résultats microbiologiques hebdomadaires (copie)
- Relevés automatiques (si disponible)
- Notification d'anomalie / intervention technique

**Archivage**

- Durée minimale de conservation : 12 mois (papier ou export numérique PDF)
- Chaque fiche est à classer par date dans le dossier 'Unité Larvaire – Suivi RAS'













**8. FICHE D'ALIMENTATION :**

Phase	Palier journalier (% poids corporel)	Composition alimentaire
Conditionnement (4- 6 sem.)	3- 6 %	Sardine, crevettes + granulé HUFA/vitamines
Reproduction	1- 3 %	Mêmes ingrédients, ajustés saisonnièrement

**Annexe VII****Bureau de cosneil en aquaculture**

Un bureau de conseil en aquaculture fournit des services d'accompagnement aux porteurs de projets et exploitants aquacoles à travers des études de faisabilité, de l'expertise technique et réglementaire, et des formations. Le modèle fonctionne sur la base de prestations payantes ciblées. L'entreprise utilise des canaux de proximité (réseaux sociaux, partenariats) et s'appuie sur une expertise locale. Les revenus proviennent de la vente de services techniques et pédagogiques, tandis que les coûts couvrent les déplacements, la documentation et l'expertise.

L'entreprise offre une gamme de services spécialisés :

1. Études de faisabilité (techniques, économiques, environnementales),
2. Plans d'implantation de fermes piscicoles,
3. Accompagnement administratif et réglementaire (autorisations, normes de biosécurité),
4. Formations théoriques et pratiques,
5. Suivi technique post-lancement des projets.

**1. Clients :**

- Pour qui créons-nous de la valeur ? Combien sont-ils ? Qui sont nos clients les plus importants ?

Le bureau de conseil en aquaculture crée de la valeur principalement pour les porteurs de projets aquacoles, qu'ils soient débutants ou expérimentés. Il répond à un besoin croissant d'accompagnement technique, économique et réglementaire dans un secteur en plein essor mais encore insuffisamment structuré au niveau local. Les clients sont à la recherche d'un appui concret, personnalisé, et adapté à leurs réalités de terrain afin de maximiser leurs chances de succès. Le marché potentiel est composé de centaines de petits producteurs, de coopératives et de nouveaux entrepreneurs, notamment dans les zones rurales ou périurbaines.

Les clients les plus importants sont :

- Les jeunes entrepreneurs en sortie de formation agricole ou halieutique, souvent soutenus par des dispositifs publics (ANSEJ, CDE, etc.).
- Les coopératives piscicoles qui cherchent à améliorer leurs pratiques, optimiser leur production ou se conformer aux normes de biosécurité.
- Les organisations non gouvernementales (ONG) ou institutions internationales (FAO, GIZ, etc.) qui financent ou accompagnent des projets de développement dans le domaine de l'aquaculture.
- Les agriculteurs polyvalents souhaitant diversifier leur activité en ajoutant une branche aquacole (pisciculture en bassins, culture de spiruline, etc.).

Ces clients partagent plusieurs caractéristiques communes : ils sont en phase de création ou d'expansion, disposent de moyens financiers limités mais sont motivés par la rentabilité et la durabilité. Ils manquent généralement d'une vision globale du métier et d'un accompagnement spécialisé. Ils sont très sensibles à des services de proximité, abordables, compréhensibles et pratiques.

On peut regrouper les clients cibles en trois segments principaux :

1. **Les porteurs de microprojets individuels** : souvent jeunes, parfois primo-entrepreneurs, ils ont besoin d'un accompagnement complet allant de l'idée jusqu'à la mise en œuvre.
2. **Les producteurs aquacoles déjà en activité** : ce segment recherche avant tout un soutien technique pour améliorer ses rendements, diagnostiquer ses problèmes, ou se conformer aux normes de qualité et de biosécurité.
3. **Les clients institutionnels ou partenaires** : ONG, bailleurs de fonds, institutions publiques qui ont besoin d'experts pour réaliser des études de faisabilité, former des groupes cibles ou suivre des projets de terrain.

## **2. Proposition de valeur :**

- Quelles valeurs apportons-nous au client ? à quels besoins répondons-nous ? Quels problèmes contribuons-nous à résoudre ?

Le bureau de conseil en aquaculture vise à apporter des solutions concrètes, personnalisées et adaptées aux défis rencontrés par les porteurs de projets aquacoles et les exploitants en activité. La

proposition de valeur repose sur une expertise locale, accessible et opérationnelle qui permet aux clients de réduire les risques liés à l'élevage aquacole, de gagner en productivité, et d'atteindre la rentabilité durablement.

La première valeur fondamentale offerte est la réduction de l'incertitude. Beaucoup de projets aquacoles échouent par manque d'études préalables, d'accompagnement technique ou de connaissance des normes. Le bureau intervient dès la phase d'idée pour évaluer la faisabilité technique, économique et réglementaire du projet, aidant ainsi à éviter des erreurs de conception ou des pertes financières majeures.

Ensuite, le bureau comble un vide de compétences locales dans la conception et le suivi des fermes aquacoles (bassins, cages, systèmes en recirculation RAS). En apportant un appui technique pointu, il permet à ses clients d'optimiser leurs installations, d'améliorer la qualité de l'eau, de l'alimentation, de la gestion sanitaire, et d'atteindre des rendements compétitifs.

Un autre besoin auquel répond l'offre du bureau est celui de l'accompagnement administratif et réglementaire. Les porteurs de projets sont souvent perdus face aux procédures pour obtenir les autorisations nécessaires (environnement, permis d'exploitation, normes de biosécurité). Le bureau les aide à constituer leurs dossiers, à dialoguer avec les administrations et à se mettre en conformité.

❖ **Combinaisons de produits/services par segment :**

• **Segment 1 – Porteurs de projets individuels :**

- Études de faisabilité personnalisées.
- Assistance au montage de projet (plan technique, business plan).
- Accompagnement pour autorisations administratives.
- Formations de base en aquaculture (nutrition, qualité de l'eau, biosécurité).

• **Segment 2 – Producteurs en activité :**

- Diagnostics techniques de fermes existantes.
- Plan d'optimisation de production.
- Suivi technique mensuel ou trimestriel.
- Formations avancées (reproduction, gestion sanitaire, RAS).

• **Segment 3 – Institutions / ONG / bailleurs :**

- Réalisation d'études de terrain (faisabilité, impact environnemental).
- Organisation de formations de groupes cibles.
- Assistance technique dans la mise en œuvre de projets communautaires.

- Évaluation de projets aquacoles financés. En résumé, la proposition de valeur repose sur un appui de bout en bout : depuis la naissance d'une idée jusqu'à la réussite de l'exploitation aquacole, avec une expertise locale, un contact direct, et un modèle économique adapté aux capacités financières des clients.

### 3. Canaux de distribution :

- Quels canaux nos clients préfèrent-ils ? Lesquels sont les plus efficaces et rentables ? comment les intégrons-nous aux habitudes des clients ?

Le succès d'un bureau de conseil en aquaculture repose en grande partie sur sa capacité à atteindre efficacement ses clients cibles, à établir un contact direct, et à leur fournir des prestations dans un format adapté à leurs usages et à leurs habitudes de consommation d'information. Pour cela, le choix des canaux de distribution est stratégique.

Les clients préfèrent généralement les canaux simples, directs, facilement accessibles et peu coûteux. Dans le contexte local, les outils numériques comme Facebook, WhatsApp, YouTube ou les appels téléphoniques sont les moyens les plus utilisés par les jeunes porteurs de projets et les agriculteurs. Ce sont des canaux très efficaces car ils permettent d'envoyer rapidement des contenus, de recevoir des retours, de planifier des rendez-vous, ou encore de faire des démonstrations à distance.

Pour les clients institutionnels (ONG, coopératives, institutions publiques), les canaux plus formels comme les emails professionnels, les rencontres sur invitation, les appels à manifestation d'intérêt ou les ateliers de présentation sont plus appropriés. Ces clients recherchent avant tout de la rigueur, de la documentation formelle et une structuration professionnelle du service.

Le bureau de conseil intègre ces canaux à travers une stratégie multicanal :

1. **Communication numérique directe** : création d'une page Facebook professionnelle et d'un groupe WhatsApp dédié aux clients actuels et potentiels pour partager conseils, actualités, photos de projets réalisés, témoignages et événements.
2. **Site web vitrine** : hébergeant les offres de service, des exemples de projets réussis, un formulaire de contact, des ressources pédagogiques gratuites (PDF, vidéos), et les modalités de formation et d'accompagnement.

3. **Réseautage local et événements** : participation à des foires agricoles, journées techniques organisées par les chambres d'agriculture, conférences universitaires. Ces événements permettent de rencontrer des prospects en personne et de renforcer la crédibilité du bureau.
4. **Partenariats avec des organismes relais** : tels que les centres de formation agricole, les structures de soutien à l'entrepreneuriat (CDE, ANSEJ), et les bureaux régionaux du ministère de la Pêche, pour toucher les bénéficiaires finaux via des canaux institutionnels.
5. **Communication téléphonique et physique** : indispensable pour finaliser des prestations, organiser des visites de terrain ou échanger avec des clients qui ne sont pas à l'aise avec les outils numériques.

#### **4. Relation client :**

- Quel type de relations chacun de nos segments souhaite-t-il ? Quel est leur coût ? Comment s'articulent ces relations avec les autres blocs du modèle ?

La relation avec les clients est au cœur du fonctionnement d'un bureau de conseil en aquaculture. Compte tenu de la diversité des profils (débutants, exploitants expérimentés, institutions), il est essentiel de mettre en place des relations adaptées à chaque segment, basées sur la proximité, la disponibilité, la pédagogie et la confiance. L'objectif est de fidéliser les clients, de les accompagner sur la durée et de favoriser le bouche-à-oreille positif.

Pour les jeunes porteurs de projets, le besoin principal est l'accompagnement pas à pas. Ces clients recherchent une relation de proximité humaine, avec un interlocuteur capable de vulgariser les notions techniques, de les rassurer dans leur prise de décision et de les guider face aux démarches administratives. Le type de relation privilégié ici est le coaching personnalisé, qui peut se faire à distance ou sur le terrain. Ce type de relation est relativement intensif en temps, mais peut être équilibré par une tarification forfaitaire ou par des sessions groupées pour limiter les coûts.

Pour les producteurs déjà en activité, la relation client repose sur le conseil technique régulier, souvent sous forme de suivi périodique (mensuel ou trimestriel). Ces clients attendent un service fiable, réactif et basé sur la performance. La relation repose alors sur des contrats de prestation ou abonnements de suivi, ce qui permet au bureau de sécuriser des revenus récurrents et de maintenir une présence sur le terrain.

Les institutions et ONG, quant à elles, attendent une relation professionnelle formelle, avec des livrables précis (rapports, tableaux de bord, présentations), une documentation conforme aux

normes et une communication rigoureuse. Ces relations se construisent souvent dans le cadre de marchés publics, appels à projets ou conventions de collaboration, et nécessitent une capacité à gérer des projets d'envergure, souvent avec des délais et des comptes à rendre.

Pour l'ensemble des segments, une communication fluide et multicanale est essentielle : WhatsApp, téléphone, email, plateformes de réunion à distance (Zoom, Google Meet), ainsi que des groupes d'échange. Cela permet non seulement de maintenir le contact, mais aussi de **créer** une communauté active autour du projet, en favorisant les interactions entre clients et le partage d'expériences.

Sur le plan des coûts, les relations individualisées demandent plus de temps et d'énergie, mais elles génèrent une valeur perçue plus forte et favorisent les recommandations. Les coûts peuvent être rationalisés en combinant suivi individuel et animations collectives (formations groupées, webinaires, documents pédagogiques partagés).

En résumé, la stratégie de relation client du bureau repose sur :

- Le **coaching personnalisé** pour les nouveaux promoteurs ;
- Le **suiti technique régulier** pour les producteurs actifs ;
- La **collaboration contractuelle et structurée** pour les institutions ;
- Et un **système de communication souple, réactif et multicanal**, renforçant la fidélité et la satisfaction des clients.

### **5. Revenus :**

- Quels sont vos prix et vos prévisions de vente ? Comment vos clients payent-ils ? Abonnements, location, honoraires, vente, forfait, licence, etc. quelle est la part de chaque source de revenu par rapport aux revenus globaux ?

Le modèle économique du bureau de conseil en aquaculture repose sur un **système de revenus diversifié**, adapté à la capacité financière de chaque segment de clientèle et basé sur la **vente de prestations intellectuelles et techniques**. Les revenus sont générés sous forme **d'honoraires ponctuels, de forfaits de services, de formations payantes** et, à terme, d'abonnements à des services de suivi technique.

#### **❖ Types de prestations et tarifs moyens :**

- **Études de faisabilité** : 100 000 – 300 000 DA
- **Plans de fermes aquacoles** : 50 000 – 150 000 DA

- **Accompagnement réglementaire** : 20 000 – 100 000 DA
- **Formations individuelles/groupées** : 10 000 – 70 000 DA
- **Suivi technique mensuelle** : 15 000 – 30 000 DA/mois
- **Contrats ONG / institutions** : jusqu'à 500 000 DA par projet

❖ **Modes de paiement :**

- Paiement à la commande ou en deux tranches
- Abonnements mensuels pour le suivi technique
- Facturation professionnelle pour projets institutionnels

❖ **Répartition estimée des revenus annuels :**

- Études et plans techniques : **60 %**
- Formations : **25 %**
- Suivi technique récurrent : **10 %**
- Prestations administratives et ONG : **5 %**

❖ **Prévision de chiffre d'affaires annuel :**

- Objectif réaliste d'environ **7 000 000 DA/an** avec une quinzaine de clients actifs et quelques contrats institutionnels.

**6. Ressources clés :**

- Quelles ressources clés sont nécessaires à la réalisation de la proposition de valeur ?  
(Ressources humaines, ressources matérielles et ressources intellectuelles)

Pour que le bureau de conseil en aquaculture puisse concrétiser sa proposition de valeur et répondre efficacement aux attentes de ses clients, il est indispensable de mobiliser un ensemble cohérent de **ressources humaines, matérielles et intellectuelles**. Ces ressources sont le socle sur lequel repose l'ensemble de l'offre de services, depuis la production de livrables techniques jusqu'à la relation client, en passant par la veille réglementaire et l'innovation.

❖ **Ressources humaines**

L'expertise humaine constitue la première richesse du bureau. Il faut un **consultant principal qualifié** en aquaculture (idéalement ingénieur ou technicien supérieur) maîtrisant la biologie

aquatique, la conception d'installations piscicoles, les systèmes RAS, les normes sanitaires et les exigences réglementaires locales. À cela peut s'ajouter :

- Un **assistant administratif ou coordinateur de projets**, pour gérer les relations clients, les devis, les suivis de prestations et les dossiers réglementaires.
- Des **partenaires ou experts externes** ponctuels (vétérinaire aquacole, ingénieur hydraulique, designer CAO, etc.) selon les besoins des projets.

❖ **Ressources matérielles**

Le fonctionnement quotidien du bureau nécessite des outils modernes et professionnels, notamment :

- Un **ordinateur portable performant**, équipé de logiciels spécialisés (AutoCAD, Excel, logiciels de gestion de projet, etc.).
- Une **connexion Internet stable**, pour les réunions à distance, la recherche documentaire, le téléchargement de modèles et l'envoi de livrables.
- Une **imprimante/scanner**, pour produire des rapports papier ou numériser des documents réglementaires.
- Un **véhicule personnel ou loué**, utile pour les visites de terrain, formations décentralisées ou suivi d'exploitations éloignées.

❖ **Ressources intellectuelles**

La valeur ajoutée du bureau repose également sur son capital intellectuel. Cela comprend :

- Une **base de données documentaire** : guides techniques, normes d'élevage, modèles de plans, outils d'analyse technico-économique.
- Des **modèles de livrables** (rapports types, canevas d'étude, protocoles sanitaires).
- Une **bibliothèque numérique** de références (articles scientifiques, manuels FAO, documents de la législation algérienne).
- Un **réseau de contacts experts** dans le domaine de l'aquaculture, de la réglementation et du financement agricole.

## 7. Activités clés :

Les activités clés sont les actions essentielles que le bureau de conseil en aquaculture doit réaliser au quotidien pour produire ses services, satisfaire ses clients, et maintenir son positionnement d'expert dans le domaine. Ces activités couvrent à la fois les aspects techniques, relationnels, pédagogiques et organisationnels.

1. **Études de faisabilité**
2. Réalisation de diagnostics de terrain et d'analyses technico-économiques complètes pour évaluer la viabilité des projets aquacoles.
3. **Formation des clients**
4. Organisation de sessions de formation (présentielles ou en ligne) adaptées aux différents niveaux, accompagnées de supports pédagogiques.
5. **Accompagnement administratif**
6. Assistance dans les démarches réglementaires (permis, autorisations, biosécurité), avec fourniture de modèles de documents et conseils personnalisés.
7. **Suivi technique des exploitations**
8. Interventions sur le terrain ou à distance pour résoudre des problèmes techniques, améliorer les rendements et assurer la bonne gestion de l'élevage.
9. **Communication et relation client**
10. Animation des réseaux sociaux, gestion de la relation commerciale, réponse aux demandes, promotion des services, et fidélisation des clients.
11. **Veille technique et innovation**
12. Suivi des évolutions dans le domaine de l'aquaculture (nouvelles technologies, normes, modèles économiques) pour adapter l'offre du bureau.

## 8. Partenaires clés :

- Quels sont les partenaires dont vous avez le plus besoin ?

Le bureau de conseil en aquaculture, bien que conçu comme une **micro-entreprise agile**, ne peut fonctionner de manière isolée. Il s'appuie sur un **réseau de partenaires stratégiques**, techniques, institutionnels et logistiques, essentiels pour renforcer sa crédibilité, accéder à de nouvelles opportunités et livrer des prestations complètes à ses clients.

□ **Institutions publiques**

- Ministère de la Pêche, CDE, chambres d'agriculture.
- Apportent appui réglementaire, reconnaissance et accès à des bénéficiaires.

□ **Experts et techniciens**

- Vétérinaires aquacoles, ingénieurs RAS, consultants associés.
- Interviennent sur des cas complexes ou lors de formations spécialisées.

□ **Fournisseurs locaux**

- Matériel aquacole, alimentation, systèmes de pompage.
- Fournissent l'équipement conseillé aux clients, facilitent les devis et les achats.

□ **Partenaires de développement**

- ONG (FAO, GIZ, ENABEL), organismes de financement.
- Peuvent financer des projets, commander des études, ou former des groupes cibles.

**9. Coûts :**

- Quelles sont les coûts les plus importants ? Ceux liés aux activités clés et aux ressources clés ?

La structure de coûts du bureau de conseil en aquaculture repose principalement sur les **ressources humaines**, les **déplacements terrain**, les **outils numériques**, et la **communication avec les clients**. En tant que micro-entreprise, l'objectif est de **minimiser les charges fixes** et d'optimiser les dépenses autour des activités qui génèrent le plus de valeur ajoutée.

❖ **Principaux postes de dépenses :**

1. **Déplacements et missions terrain**

Carburant, transport, hébergement éventuel, visites de fermes, interventions techniques.

2. **Équipement informatique et logiciels**

Achat d'un ordinateur, imprimante, licences logicielles (CAO, Excel, outils de modélisation), connexion Internet stable.

3. **Formations**

Location de salle, impression de supports, matériel pédagogique, organisation logistique.

4. **Communication et marketing**

Création de site web, impression de flyers, publicité sur Facebook ou WhatsApp.

5. **Honoraires et partenariats**

Paiement ponctuel d'experts, formateurs ou techniciens externes.

6. **Fonctionnement administratif**

Téléphonie professionnelle, gestion des dossiers clients, frais d'abonnement.

❖ **Récapitulatif global annuel :**

<b>Poste de coût</b>	<b>Estimation annuelle (DA)</b>
Déplacements terrain	150 000 – 280 000
Équipements et logiciels	180 000 – 300 000
Formations clients	70 000 – 130 000
Communication / Marketing	70 000 – 180 000
Partenaires externes	100 000 – 240 000
Fonctionnement administratif	60 000 – 130 000
<b>Total global annuel estimé</b>	<b>≈ 630 000 – 1 260 000 DA</b>

 <p><b>Partenaires clés</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• DPA.</li> <li>• MPRH</li> <li>• GIZ, FAO, ENABEL</li> <li>• INSPA</li> <li>• CNRDPA</li> <li>• ENSSMAL</li> </ul>	 <p><b>Activités clés</b></p> <p>Diagnostic de terrain, conception technique, rédaction d'études, accompagnement réglementaire, formations.</p>	 <p><b>Proposition de valeur</b></p> <p>Etudes techniques personnalisées, assistance réglementaire, formations, et innovations adaptées.</p>	 <p><b>Relation client</b></p> <p>Suivi personnalisé, communication directe, webinaires, groupes d'entraide, proximité humaine et technique.</p>	 <p><b>Clients</b></p> <p>Porteurs de projets aquacoles, jeunes entrepreneurs, coopératives piscicoles, ONG, institutions publiques, étudiants en agronomie.</p>
	 <p><b>Ressources clés</b></p> <p>Expertise aquacole, ordinateur, logiciels spécialisés, documentation technique, réseau d'experts, Internet.</p>		 <p><b>Canaux de distribution</b></p> <p>Réseaux sociaux (Facebook, WhatsApp), site web, salons aquacoles, partenariats avec centres de formation.</p>	
 <p><b>Coûts</b></p> <p>Déplacements, outils numériques, communication, honoraires externes, location d'espace, publicité.</p>		 <p><b>Revenus</b></p> <p>Études techniques (100 000 – 300 000 DA), formations (10 000 – 50 000 DA), accompagnement administratif (20 000 – 100 000 DA), abonnements.</p>		

## **Résumé :**

Ce travail a porté sur l'analyse de la gestion sanitaire dans une éclosérie marine en algérie spécialisée dans la reproduction de daurade royale (*Sparus aurata*) et de loup de mer (*Dicentrarchus labrax*). À travers une série d'analyses physicochimiques et microbiologiques de l'eau, des enquêtes de terrain et une évaluation des infrastructures, plusieurs dysfonctionnements sanitaires ont été identifiés. L'eau brute pompée à proximité du rivage présentait une forte charge microbienne (coliformes totaux, *Staphylococcus aureus*), et le système de traitement de l'eau (filtration mécanique, UV, filtres à sable et filtres biologiques) montrait des défaillances structurelles. Une analyse SWOT a mis en évidence les faiblesses du plan de biosécurité actuel, notamment l'absence de barrières physiques, le manque de maintenance des équipements et la vulnérabilité environnementale du site. En réponse, un protocole sanitaire adapté a été proposé, intégrant des mesures correctives conformes aux normes internationales. Ce travail s'inscrit dans une démarche de renforcement des standards de biosécurité en aquaculture marine en Algérie.

**Mots-clés :** éclosérie marine, gestion sanitaire, qualité de l'eau, aquaculture, Algérie.

## **Abstract :**

This study focused on the analysis of biosecurity management in a marine hatchery in Algeria, specialized in the reproduction of gilthead seabream (*Sparus aurata*) and European seabass (*Dicentrarchus labrax*). Through water physicochemical and microbiological assessments, field observations, and an infrastructure audit, several sanitary deficiencies were identified. The raw seawater pumped nearshore showed high microbial loads (total coliforms, *Staphylococcus aureus*), and the water treatment system (mechanical filtration, UV, sand filters and biological filters) revealed operational failures. A SWOT analysis highlighted weaknesses in the current biosecurity plan, including the absence of physical barriers, poor maintenance, and the site's environmental exposure. An improved sanitation protocol was proposed, incorporating corrective measures aligned with international standards. This work contributes to strengthening biosecurity standards in marine aquaculture in Algeria.

**Keywords:** marine hatchery, water quality, coliforms, biosecurity, aquaculture, Algeria.

## الملخص:

ركّز هذا العمل على تحليل إدارة الصحة الحيوية داخل مفرخة بحرية جزائرية متخصصة في إنتاج الأمهات (التكاثر) لأسماك الدنيس (*Sparus aurata*) والقاروص الأوروبي (*Dicentrarchus labrax*). تم إجراء تحاليل فيزيائية، كيميائية وميكروبيولوجية لمياه البحر، إلى جانب زيارات ميدانية وتقييم للبنية التحتية، مما كشف عن عدة اختلالات صحية. لوحظت حمولة ميكروبية مرتفعة في المياه الخام المضخوخة من الساحل (الكوليفورمات، *Staphylococcus aureus*)، بالإضافة إلى أعطاب في نظام المعالجة (الترشيح الميكانيكي، الأشعة فوق البنفسجية، فلاتر الرمل). أظهرت تحليلات SWOT نقاط ضعف في الخطة الحالية للسلامة الحيوية، لا سيما غياب الحواجز الفيزيائية، ضعف الصيانة، وحساسية الموقع للتلوث البيئي. تم اقتراح بروتوكول صحي مكيف وفقاً للمعايير الدولية لتحسين الوضع الصحي بالمفرخة. يندرج هذا العمل ضمن جهود تعزيز المعايير الصحية في تربية الأحياء المائية البحرية في الجزائر.

**الكلمات المفتاحية:** مفرخة بحرية، إدارة صحية، جودة المياه، الكوليفورم، تربية الأحياء المائية، الجزائر.