



DEMOCRATIC AND POPULAR ALGERIAN REPUBLIC

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTRY OF HIGHER EDUCATION AND SCIENTIFIC RESEARCH

جامعة الشاذلي بن جديد-الطارف

CHADLI BENDJEDID ELTARF UNIVERSITY

كلية علوم الطبيعة والحياة

FACULTY OF NATURE AND LIFE SCIENCES

قسم

DEPARTEMENT OF SCIENCES AGRONOMIQUE

Mémoire de Fin d'Études

Présenté en vue de l'obtention d'un Diplôme de Master en Master 2

«SÉCURITÉ AGROALIMENTAIRE ET ASSURANCE QUALITÉ»

Thème :

**Caractérisation et prévalence des bactéries à Gram négatif
isolées de poissons d'aquaculture**

Présentée par : **GHOURI Fairouz**

Devant le jury composé de :

Présidente	BENRACHOU Nora (MCA)	Université Chadli Bendjedid, El-Tarf
Encadrante	BELBEL Zineb (MCA)	Université Chadli Bendjedid, El-Tarf
Examinatrice	ALAYAT Amel (MCA)	Université Chadli Bendjedid, El-Tarf

Année universitaire : **2025/2026**

Remerciements

Avant tout je tiens à remercier le bon Dieu qui m'a donné le courage, la force et la patience pour accomplir ce travail. Merci de m'avoir éclairée le chemin de la réussite

*Mes remerciements spéciaux vont à **Mme Belbel Zineb** mon encadrant de mémoire pour son aide, sa gentillesse, ses conseils et de m'avoir guidée pas à pas dans mon travail*

*J'adresse mes vifs remerciements à tous les enseignants du Département des **Sciences Agronomiques***

J'adresse également mes plus sincères remerciements aux membres du jury,

*La présidente du jury **Dr. Benrachou Nora***

*Et l'examinatrice **Dr. Alayat Amel***

Pour le temps précieux et l'attention particulière qu'ils ont consacrés à l'évaluation de ce mémoire. Leurs remarques constructives, leurs observations pertinentes ainsi que leur rigueur scientifique ont représenté une contribution essentielle à l'amélioration et à
L'enrichissement de ce travail.

*Et un merci à **M. Taibi Hamza** pour avoir fourni toutes les informations et explications pendant le stage dans laboratoire*

Enfin, nous remercions toute personne ayant contribué à l'élaboration de ce travail

Dédicace

Je dédie ce modeste travail

*À mon cher père, **Lehbib** source de force et de persévérance, figure de stabilité et de sagesse, dont le soutien indéfectible et les encouragements constants m'ont guidée à chaque étape de mon parcours d'étude.*

*À ma chère mère, **Bayouna** symbole de tendresse et de patience, je t'aime maman, aucune dédicace ne saurait exprimer mon grand respect, et ma reconnaissance pour les sacrifices que tu as consentis pour mon éducation. J'implore dieu le tout puissant de t'accorder bonne santé et longue vie.*

*À mes **frères et sœurs**, mes premiers alliés, mes complices, mes plus grand 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.*

(Abd El-Wahab, Abd El-Hak, Anis, Achref, Chamse Eddine)

(Fahima, Kawther)

Aux femmes (Saeada, Asma)

À Mes neveux (Nouh, Anfel)

À toute ma famille Ghouri et Gadhgadhi

A tous les mes amies du collège de la promo M2 SAAQ

Sont oubliée spécialement Imane

Résumé

La sécurité sanitaire des aliments constitue un enjeu majeur de santé publique à l'échelle mondiale. Face à l'augmentation de la demande en protéines d'origine animale, l'aquaculture a connu un développement considérable au cours des dernières décennies. Toutefois, cette expansion s'accompagne de préoccupations croissantes concernant la qualité microbiologique des produits aquacoles et les risques potentiels qu'ils peuvent représenter pour le consommateur.

Dans ce contexte, la présente étude a porté sur l'évaluation de la qualité microbiologique de poissons d'aquaculture commercialisés dans le nord-est algérien, avec un intérêt particulier pour les bactéries à Gram négatif. L'objectif principal de ce travail était de déterminer leur prévalence et de caractériser les souches isolées à partir de 38 échantillons de poissons collectés entre novembre et décembre 2025.

Les analyses microbiologiques ont été réalisées selon une démarche classique comprenant une étape de pré-enrichissement suivie d'un isolement sur milieu sélectif MacConkey. Ce milieu a permis de différencier les bactéries fermentant le lactose, produisant des colonies colorées, des bactéries non fermentant le lactose, caractérisées par des colonies incolores. Les souches isolées ont ensuite été purifiées et caractérisées sur la base de leurs caractéristiques morphologiques macroscopiques.

Les résultats obtenus ont révélé une contamination de l'ensemble des échantillons analysés (100 %), traduisant une forte prévalence des bactéries à Gram négatif dans les poissons étudiés. Cette contamination pourrait être liée à plusieurs facteurs, notamment la qualité de l'eau d'élevage, les conditions d'hygiène durant la production ainsi que les pratiques de manipulation et de commercialisation.

Ces résultats soulignent l'importance du contrôle microbiologique des produits issus de l'aquaculture afin de garantir leur innocuité et de préserver la santé des consommateurs.

Mots-clés : sécurité sanitaire des aliments, bactéries à Gram négatif, entérobactéries, contamination microbiologique, poissons d'aquaculture, nord-est algérien.

Abstract

Food safety is a major public health issue on a global scale. Faced with the increasing demand for animal proteins, aquaculture has experienced considerable development over the last few decades. However, this expansion is accompanied by growing concerns regarding the microbiological quality of aquaculture products and the potential risks they may pose to consumers.

In this context, the present study focused on assessing the microbiological quality of aquaculture fish marketed in northeastern Algeria, with a particular interest in Gram-negative bacteria. The main objective of this work was to determine their prevalence and characterize the strains isolated from 38 fish samples collected between November and December 2025.

Microbiological analyses were performed using a conventional approach including a pre-enrichment step followed by isolation on MacConkey selective medium. This medium allowed for the differentiation of lactose-fermenting bacteria, which produced colored colonies, from non-lactose-fermenting bacteria, characterized by colorless colonies. The isolated strains were then purified and characterized based on their macroscopic morphological features.

The results revealed contamination in all analysed samples (100%), reflecting a high prevalence of Gram-negative bacteria in the studied fish. This contamination could be linked to several factors, including the quality of the rearing water, hygiene conditions during production, and handling and commercialization practices.

These results highlight the importance of microbiological control of aquaculture products to ensure their safety and protect consumer health.

Keywords: food safety, Gram-negative bacteria, enterobacteria, microbiological contamination, aquaculture fish, northeastern Algeria.

ملخص

تعد سلامة الأغذية قضية رئيسية من قضايا الصحة العامة على المستوى العالمي. وفي ظل تزايد الطلب على البروتينات الحيوانية، شهد قطاع تربية الأحياء المائية (الاستزراع السمكي) تطوراً كبيراً خلال العقود الأخيرة. ومع ذلك، يصاحب هذا التوسع مخاوف متزايدة بشأن الجودة الميكروبيولوجية لمنتجات الاستزراع المائي والمخاطر المحتملة التي قد تشكلها على المستهلك.

في هذا السياق، ركزت هذه الدراسة على تقييم الجودة الميكروبيولوجية للأسماك المستزرعة المسوقة في شمال شرق الجزائر، مع اهتمام خاص بالبكتيريا سالبة الجرام. كان الهدف الرئيسي من هذا العمل هو تحديد مدى انتشارها وتوصيف السلالات المعزولة من 38 عينة سمكية تم جمعها بين نوفمبر وديسمبر 2025.

أجريت التحليلات الميكروبيولوجية باستخدام نهج تقليدي شمل مرحلة إثراء أولي تلتها عملية عزل على وسط "ماككونكي" (MacConkey) الانتقائي. سمح هذا الوسط بالتمييز بين البكتيريا المخمرة للاكتوز (التي تنتج مستعمرات ملونة) والبكتيريا غير المخمرة للاكتوز (التي تتميز بمستعمرات عديمة اللون). بعد ذلك، تم تنقية السلالات المعزولة وتوصيفها بناءً على خصائصها المورفولوجية العيانية.

أظهرت النتائج المحصلة وجود تلوث في جميع العينات التي تم تحليلها (100%)، مما يعكس انتشاراً واسعاً للبكتيريا سالبة الجرام في الأسماك المدروسة. قد يرتبط هذا التلوث بعدة عوامل، منها جودة مياه التربية، وظروف النظافة أثناء الإنتاج، بالإضافة إلى ممارسات المناولة والتسويق.

تؤكد هذه النتائج على أهمية الرقابة الميكروبيولوجية على منتجات الاستزراع المائي لضمان سلامتها وحماية صحة المستهلكين.

الكلمات المفتاحية: سلامة الأغذية، البكتيريا سالبة الجرام، الأمعانيات (Entérobactéries)، التلوث الميكروبيولوجي، أسماك الاستزراع المائي، شمال شرق الجزائر.

Liste des figures :

N° de figure	Titre	N° de page
01	Structure microscopique des <i>Enterobacteriaceae</i>	7
02	Contribution de l'aquaculture aux débarquements totaux entre 1950-2014	14
03	Production aquacole en Algérie 1960-2020	16
04	La production aquacole en Algérie par wilaya	16
05	Morphologie externe de la daurade royale (<i>Sparus aurata</i>)	18
06	Morphologie externe du bar commun (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	19
07	Les principaux pays producteurs de <i>Sparus aurata</i> et de <i>Dicentrarchus labrax</i>	20
08	L'élevage de poisson d'aquaculture dans des cages flottantes en Algérie	22
09	L'élevage de poisson en étangs d'aquaculture en Algérie	23
10	Echantillons de poisson d'aquaculture	31
11	(a) Prélèvement 25 g de poisson, (b) Broyage manuel de mélange dans le sachet stérile	33
12	Incubation du pré-enrichissement de poisson d'aquaculture en Eau Peptonée Tamponnée	34
13	Préparation de gélose MacConkey	35
14	Repiquage des colonies	36
15	Incubation des boîtes de Pétri dans l'étuve	36
16	Répartition des échantillons selon la commune	37
17	Répartition des échantillons selon l'espèce de poisson d'aquaculture	39
18	Prévalence des bactéries à Gram négatif chez les poissons d'aquaculture analysés	41
19	Culture sur MacConkey	46
20	Souche bactérienne pure isolée après purification	46
21	Cercles relatifs montrant la répartition des bactéries Lac + et Lac – selon l'espèce de poisson d'aquaculture	47
22	Les bactéries fermentant le lactose	50
23	Les bactéries non fermentant le lactose	50

Liste des tableaux

N° de tableau	Titre	N° de page
01	Les principales espèces d'entérobactéries d'intérêt clinique	4
02	Caractères biochimiques de quelques entérobactéries	5
03	valeurs optimales de la température, de l'oxygène dissous et du pH pour les eaux d'élevage du bar et de daurade en fonction de leur stade de développement	21
04	Les différentes d'espèces des poissons d'aquaculture analysés durant cette étude	31
05	Effectif et Pourcentage des échantillons selon la commune	39
06	Distribution des échantillons analysés de poissons en fonction des espèces étudiées	40
07	Répartition des échantillons contaminés par les entérobactéries	42
08	Nombre des bactéries fermentant et non fermentant le lactose selon l'espèce de poisson d'aquaculture	47

Liste des abréviations

Code d'abréviation	Titre
%	Pourcentage
°C	Degré Celsius
Cit	Citrate
<i>E. coli</i>	<i>Escherichia coli</i>
EPT	Eau Peptonée Tamponnée
FAO	Food and Agriculture Organisation
g	gramme
Glu	Glucose
H ₂ S	Sulfure d'hydrogène ; (+) : Résultat positif ; (-) : Résultat négatif ; (+/-) : variable
Kg	kilogramme
L	Litre
Lac	Lactose
Lac -	Les bactéries non fermentant le lactose
Lac +	Les bactéries fermentant le lactose
ml	Millilitre
Mob	Mobilité
OMS	Organisation mondiale de la santé
ONPG	Orthonitrophénol- beta-galactosidase
pH	Potentiel hydrogène
TSB	Tryptic Soy Broth
VP	Vosges Proskaur
µL	Microlitre

Tables des matières

<i>Remerciements</i>	I
<i>Dédicace</i>	II
Résumé.....	III
Abstract.....	IV
Liste des figures	VI
Liste des tableaux.....	VII
Liste des abréviations.....	VIII
Tables des matières	IX
Introduction	1
Chapitre I : Les <i>Enterobacteriaceae</i>	3
1 Définition.....	3
2. Habitat.....	3
3. Classification	3
4. Les caractères bactériologiques des entérobactéries.....	4
4.1. Les Caractères morphologiques.....	4
4.2. Les caractères culturels	4
4.3. Les caractères biochimiques.....	5
5. Caractères antigéniques des Entérobactéries.....	6
5.1 Antigènes O (somatiques).....	6
5.2 Antigènes H (flagellaires)	6
5.3. Antigènes K (capsulaires).....	7
5.4. Antigène commun de Kunitz.....	7
6. Pouvoir pathogène	8
7. Les facteurs de virulence des entérobactéries	8
8. Les différents genres des entérobactéries.....	9
8.1 <i>Escherichiacoli</i>	9
8.1.1 Habitat.....	9
8.1.2 Pouvoir pathogène.....	9
8.2 <i>Shigella</i>	10
8.2.1 Habitat.....	10

8.2.2. Pouvoir Pathogène	10
8.3. <i>Salmonella</i>	10
8.3.1 Habitat.....	10
8.3.2 Pouvoir pathogène.....	10
8.4. <i>Yersinia</i>	11
8.4.1 Habitat.....	11
8.4.2 Pouvoir pathogène.....	11
8.5. <i>Klebsiella</i>	11
8.5.1 Habitat.....	11
8.5.2 Pouvoir pathogène.....	11
8.6. <i>Serratia</i>	12
8.6.1. Habitat.....	12
8.6.2 Pouvoir pathogène.....	12
8.7. <i>Enterobacter</i>	12
8.7.1 Habitat.....	12
8.7.2 Pouvoir pathogène.....	12
Chapitre II : Les poissons d'aquaculture	13
1. L'aquaculture.....	13
1.1 L'aquaculture mondiale	13
1.2 L'aquaculture en Algérie	14
1.3 Les différents types d'élevage en Algérie.....	15
1.4 Objectif de l'aquaculture.....	17
2. Principales espèces de poisson d'aquaculture en Algérie	17
2.1 Daurade royale	17
2.2 Le loup (Bar commun)	18
3. Le loup et la daurade royale en méditerranée.....	20
4. Mode d'élevage en pisciculture marine	20
4.1. Les écloseries.....	20
4.2. Élevage en cages flottantes	21
4.3. Élevage en bassins ou étangs.....	22
5. Les différentes sources de contamination de poisson d'aquaculture.....	23
5.1. Eau d'aquaculture	23
5.2. Alimentation de poisson d'aquaculture	24

5.3. Conditions d'élevage.....	24
5.4 Facteur humain et pratiques d'hygiène	24
5.5. Matériel et équipements	24
5.6. Transport et stockage.....	24
6. Altérations organoleptiques associées à la contamination des poissons d'aquaculture	24
6.1 Changement de goût.....	24
6.2 Changement de couleur.....	25
6.3 Changement de l'odeur	26
7. Microbiologique de poisson d'aquaculture	26
7.1 Les indicateurs de contamination fécale.....	27
Les coliformes totaux.....	27
Les coliformes fécaux.....	28
Les entérocoques (streptocoques fécaux)	28
7.2 Les germes pathogènes	29
Les Salmonelles	29
Matériel et méthodes.....	30
1. Cadre de l'étude.....	30
2. Matériel	30
3. Méthodes	30
3.1 Echantillons analysées.....	30
3.2. Isolement des entérobactéries présentes dans les différentes parties des corps de poisson dans le milieu MacConky	33
3.2.1 Pré enrichissement.....	33
Incubation	34
3.2.2 Préparation du milieu sélectif de base, MacConkey.....	34
3.2.3 Isolement.....	35
3.2.4 Purification	36
3.2.5 Conservation des souches bactériennes.....	38
Résultats et Discussion.....	39
1. Répartition des échantillons des poissons d'aquaculture analysés	39
1.1 Répartition des échantillons selon la commune.....	39
1.2 Répartitions des échantillons selon l'espèce de poisson d'aquaculture.....	40
2. Taux de contamination de poisson d'aquaculture par les bactéries à Gram négatif	42
3. purification des souches bactériennes.....	46

4. Prévalence globale et caractérisations des bactéries à Gram négatif isolées.....	47
4.1 Répartition des bactéries fermentent et non fermentant selon l'espèce de poisson d'aquaculture	47
4.2. Souches bactériennes isolées.....	50
Conclusion.....	51
Perspectives.....	52
Références bibliographiques.....	53
Annexes	59



Introduction

Introduction

L'aquaculture représente aujourd'hui l'un des secteurs de production alimentaire connaissant l'une la croissance la plus rapide à l'échelle mondiale. Selon l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture, elle contribue de manière significative à l'approvisionnement en protéines animales et joue un rôle essentiel dans la sécurité alimentaire mondiale **(FAO, 2024)**. Face à l'augmentation continue de la population mondiale et à la diminution des ressources halieutiques naturelles, l'élevage des organismes aquatiques constitue une alternative incontournable pour répondre à la demande croissante en produits de la pêche.

Les poissons d'aquaculture sont reconnus pour leur haute valeur nutritionnelle. Ils représentent une source importante de protéines de haute qualité biologique, d'acides gras polyinsaturés oméga-3, de vitamines et de minéraux essentiels à la santé humaine **(Huss, 1995)**. Cependant, malgré leurs nombreux avantages nutritionnels, les produits aquacoles demeurent particulièrement sensibles à la contamination microbiologique en raison de leur forte teneur en eau, de leur composition chimique favorable au développement microbien et des multiples manipulations auxquelles ils sont soumis au cours des différentes étapes de production, de transport et de commercialisation.

La qualité microbiologique des poissons est influencée par plusieurs facteurs, notamment la qualité de l'eau d'élevage, les pratiques d'alimentation, la densité des populations piscicoles, les conditions sanitaires des installations ainsi que les procédures de récolte et de conservation **(Gram et Dalgaard, 2002)**. Une maîtrise insuffisante de ces paramètres peut favoriser la prolifération de microorganismes potentiellement pathogènes et compromettre la sécurité sanitaire des produits destinés à la consommation humaine.

Parmi les microorganismes fréquemment rencontrés dans les produits aquatiques, les bactéries à Gram négatif occupent une place importante. Ce groupe comprend diverses espèces appartenant notamment à la famille des *Enterobacteriaceae*, ainsi qu'aux genres *Pseudomonas*, *Aeromonas*, *Vibrio*, *Shewanella* et *Acinetobacter*. Certaines de ces bactéries sont naturellement présentes dans les environnements aquatiques, tandis que d'autres sont considérées comme des indicateurs de contamination environnementale ou fécale **(Austin et Austin, 2016)**. Leur présence en quantité élevée peut refléter une dégradation de la qualité microbiologique du milieu d'élevage ou des conditions d'hygiène insuffisantes lors de la manipulation des poissons.

Les entérobactéries constituent un groupe particulièrement important en microbiologie alimentaire. Elles regroupent plusieurs genres d'intérêt sanitaire tels qu'*Escherichia coli*, *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Citrobacter*, *Proteus* et *Salmonella*. Leur détection dans les denrées alimentaires est souvent utilisée comme indicateur de contamination et de défauts d'hygiène au cours de la chaîne de production **(Jay et al., 2005)**. Certaines espèces peuvent être responsables d'infections opportunistes ou de toxi-infections alimentaires, représentant ainsi un risque potentiel pour la santé publique.

En Algérie, l'aquaculture connaît un développement progressif dans le cadre des stratégies nationales visant à renforcer la production halieutique et à réduire la pression exercée sur les ressources marines naturelles. Toutefois, les données relatives à la qualité

microbiologique des poissons d'élevage restent encore limitées, notamment dans la région du nord-est algérien. Dans ce contexte, l'évaluation de la prévalence des bactéries à Gram négatif associées aux poissons d'aquaculture revêt un intérêt scientifique et sanitaire considérable.

Dans ce contexte, le présent travail a pour objectif d'évaluer la qualité microbiologique de poissons d'aquaculture commercialisés dans le nord-est algérien à travers l'étude de la prévalence des bactéries à Gram négatif. Il vise également à isoler ces microorganismes et à réaliser leur caractérisation morphologique afin de mieux apprécier leur fréquence de présence et leur importance sanitaire dans les produits destinés à la consommation humaine.

Le présent manuscrit est organisé en trois chapitres. Le premier chapitre est consacré à une synthèse bibliographique portant sur l'aquaculture et les bactéries à Gram négatif notamment les entérobactéries associées aux poissons. Le deuxième chapitre présente le matériel et les méthodes utilisés pour la réalisation de l'étude. Le troisième chapitre expose les résultats obtenus ainsi que leur discussion à la lumière des données de la littérature. Enfin, une conclusion générale résume les principaux résultats et propose quelques perspectives de recherche.

.

Etude des
Enterobacteriaceae

Chapitre I : Les *Enterobacteriaceae* :

1 Définition :

Les entérobactéries (*Enterobacteriaceae*) représentent une famille bactérienne très vaste et hétérogène. Elle regroupe plus d'une quarantaine de genres ainsi qu'un grand nombre d'espèces bactériennes. L'appellation « entérobactéries » provient du terme entérocytes, qui désigne les cellules de l'intestin, car ces bactéries vivent généralement dans le tractus intestinal ou elles peuvent être soit commensales soit pathogènes (**Pilly, 2013**).

La famille des *Enterobacteriaceae* comprend plusieurs genres bactériens caractérisés par les propriétés suivantes :

- Ce sont des bacilles à Gram négatif
- Elles peuvent être mobiles grâce à une ciliature péritriche ou immobiles
- Ce sont des bactéries aérobies ou anaérobies facultatives
- Elles fermentent le glucose avec ou sans production de gaz
- Elles sont capables de réduire les nitrates en nitrites
- Elles possèdent généralement une catalase, à l'exception de l'espèce *shigella dysenterie*
- Elles sont dépourvues d'oxydase
- Elles ne forment pas de spores

Les différences entre les nombreuses espèces à cette famille reposent sur des critères biochimique plus spécifiques, tels que la capacité de fermenter certains sucres, la production ou non de sulfure d'hydrogène, ainsi que la présence de certains enzymes métaboliques, comme les désaminases et les décarboxylases. (**Delarras C, 2014**).

2. Habitat

Les Entérobactéries sont ubiquitaires avec un habitat très diversifié. On les trouve dans le sol, l'eau, et dans certains denrées alimentaires et aussi buccale, au niveau des voies aériennes supérieures et sur les organes génitaux. Ce sont des hôtes normaux ou pathogènes du tube digestif de l'homme et de nombreux animaux (**Moussa N et Moussaoui F, 2016**) dans l'intestin terminale, ces bactéries représentent plus de 10% de la flore totale (**Guiraud, 2012**).

3. Classification

La famille des *Enterobacteriaceae* comprend actuellement 100 espèces les plus communément isolées en bactériologie clinique appartiennent à 12 genres ; *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Escherichia*, *Hafnia*, *Klebsiella*, *Morganella*, *Proteus*, *Providencia*, *salmonella*, *Serratia*, *Shigella*, *Yersinia*.

Tableau 01 : Les principales espèces d'entérobactéries d'intérêt clinique

Genre	Espèce
<i>Escherichia</i>	<i>E. coli</i> , <i>E. Albertii</i> , <i>E. Tturista</i> , <i>hemanii</i> ,
<i>Klebsiella</i>	<i>K. pneumoniae</i> , <i>K. oxytoca</i> et <i>K. Ozaenae</i>
<i>Enterobacter</i>	<i>E. clocae</i> , <i>E. aergenes</i> , ...
<i>Citobacter</i>	<i>C. freundii</i> , <i>C. koseri</i> , <i>C. Braakii</i> ...
<i>Proteus</i>	<i>P. mirabilis</i> , <i>P. vulgaris</i> , <i>P. penneri</i> et <i>P. Hauseri</i> ...
<i>Providencia</i>	<i>P. Rettgerii</i> , <i>P. Alcalifaciens</i> , <i>P. Stuartii</i> , ...
<i>Morganella</i>	<i>M. morganii</i> (espèce type)

4. Les caractères bactériologiques des entérobactéries

4.1. Les Caractères morphologiques

Les entérobactéries sont des bacilles à Gram négatif, en forme de bâtonnets de 0.5 à 5 microns de longueur et de 0.2 à 1 micron de largeur (**willey et al., 2017 ; Madiganet al., 2018**). La majorité des espèces sont mobiles grâce à une ciliature péritriche. Toutefois, certaines bactéries sont dépourvues de mobilité, notamment *klebsiella*, *shigella* et *yersinia pestis*. La présence d'une capsule, observable au microscope, est fréquente chez le genre *klebsiella*. Par ailleurs, la plupart des espèces pathogènes pour l'homme possèdent des pili (ou fimbriae), qui jouent un rôle essentiel dans l'adhésion aux cellules de l'hôte.

4.2. Les caractères cultureux

La plupart des espèces d'Entérobactéries sont cultivées sur milieu minimal sans facteurs de croissance. La température optimale de croissance est habituellement entre 35°C à 37°C mais la culture est possible entre 20°C et 40°C. Leur temps de division varie de 20 à 40 minutes avec donc un maximum de culture atteint habituellement en moins de 24h d'incubation (**El bouamri, 2017**).

En milieu gélose, les colonies sont lisses et régulières 2 millimètres de large sauf celles de *yersinia* qui sont plus petites. Les *proteus* ont tendance à envahir la gélose et à y former un tapis uniforme. Les colonies entièrement muqueuses sont particulièrement fréquentes chez les cultures de *Klebsiella*. Dans un bouillon de culture, les entérobactéries donnent un trouble homogène avec des ondes moirées (avec des reflets changeants) quand on agite le tube (**Joly et Reynaud, 2002**).

Partie Théorique

4.3. Les caractères biochimiques

Les caractères d'identification des *Enterobacteriaceae* sont essentiellement biochimiques et utilisent des tests qui étudient le métabolisme protéique (présence d'uréase, production d'indole, dégradation du tryptophane) ou la fermentation des sucres (glucose, lactose, saccharose etc...), la capacité d'utiliser le citrate comme seule source de carbone, la présence d'enzymes (décarboxylases, désaminases), la production hydrogéné sulfuré ou la formation de gaz (**kassama et Hamadi, 2013**).

L'identification se produit dans des tubes, assurant à la fois la croissance et la réaction biochimique. De nouvelles approches à cette méthode notamment par l'élaboration des galeries API 20E, premières galeries mises au point pour les entérobactéries et aussi la création d'automate comme le MINI API (**Yessine, 2011**).

Le tableau suivant présente les caractéristiques d'identification des genres d'entérobactéries les plus courantes :

Tableau 02 : Caractères biochimiques de quelques entérobactéries (Kassama et al, 2013)

	<i>Escherichia</i>	<i>Citrobacter</i>	<i>Enterobacter</i>	<i>Klebsiella</i>	<i>Serratia</i>	<i>Salmonella</i>	<i>Shigella</i>	<i>Proteus</i>	<i>Providencia</i>	<i>Yersinia</i>
Glu	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Lac	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-
ONPG	+	+	+	+	+	-	+/-	-	-	+
Indole	+	-	-	+/-	-	-	+/-	+/-	+	+/-
VP	-	-	+	+	+	-	-	-	-	+
Cit	-	+	+	+	+	+/-	-	+/-	+	-

Partie Théorique

Mob	+	+	+	-	+	+	-	+	+	+
Urée	-	-	-	+	-	-	-	+	-	+
H ₂ S	-	+/-	-	-	-	+	-	+/-	-	-

Glu : Glucose ; **Lac** : Lactose ; **ONPG** : Orthonitrophénol- beta-galactosidase ; **VP** : Voges-Proskauer ; **Cit**: Citrate ; **Mob**: Mobilité ; **H₂S** : Sulfure d'hydrogène ; **(+)**: Résultat positif ; **(-)** : Résultat négatif ; **(+/-)**: variable.

5. Caractères antigéniques des Entérobactéries

L'étude des caractères antigéniques constitue un outil essentiel pour la classification sérologique des souches appartenant à une même espèce ou à un même genre d'entérobactéries. Elle permet notamment leur différenciation en stéréotypes sur la base de leurs antigènes de surface (Avril et al., 2000). Les Entérobactéries possèdent plusieurs types d'antigènes, dont les principaux sont les antigènes O, H et K, auxquels s'ajoute un antigène commun à la famille (Ndiaye, 2005).

5.1 Antigènes O (somatiques)

Les antigènes O sont des constituants de la paroi bactérienne présents chez toutes des entérobactéries. Ils correspondent aux chaînes polysaccharidiques du lipopolysaccharide (LPS) de la membrane externe. Ces antigènes sont thermostables, résistant à des températures élevées (jusqu'à 100 °C), ainsi qu'à l'alcool et aux acides. Les réactions d'agglutination associées aux antigènes O sont généralement lentes, donnant des agglutinats de type granuleux, peu dissociables par agitation. La spécificité antigénique O peut disparaître chez certaines formes dites souches R (rough), qui deviennent auto-agglutinables en eau distillée.

5.2 Antigènes H (flagellaires)

Les antigènes H sont localisés au niveau des flagelles et sont donc présents uniquement chez les souches mobiles d'Entérobactéries. Ils sont constitués principalement de flagelline, une protéine structurale. Ces antigènes sont thermolabiles et sensibles à l'alcool.

Partie Théorique

Les réactions d'agglutination sont rapides et forment des agglutinats floconneux facilement dispersables par agitation.

5.3. Antigènes K (capsulaires)

Les antigènes K correspondent aux antigènes de surface liés à la capsule bactérienne, généralement constituée d'une couche externe polysaccharidique. Parmi ces antigènes, on distingue notamment : Les antigènes L, A et B chez *Escherichia coli* L'antigène Vi chez certaines souches de *Salmonella* et *Citrobacter*. Ces antigènes peuvent masquer les antigènes O et rendre les souches non agglutinables par les antisérums O. Ils sont généralement thermolabiles et solubles, et peuvent être détruits par une ébullition prolongée. Certains facteurs d'adhérence de nature protéique (adhésines associées aux pili), tels que K88 ou K99, sont également classés parmi les antigènes K en raison de leur rôle dans la fixation bactérienne.

5.4. Antigène commun de Kunitz

L'antigène de Kunitz est un antigène commun retrouvé principalement au sein de la famille des *Enterobacteriaceae*. Il présente un intérêt taxonomique, car il permet de confirmer l'appartenance des souches à cette famille bactérienne.

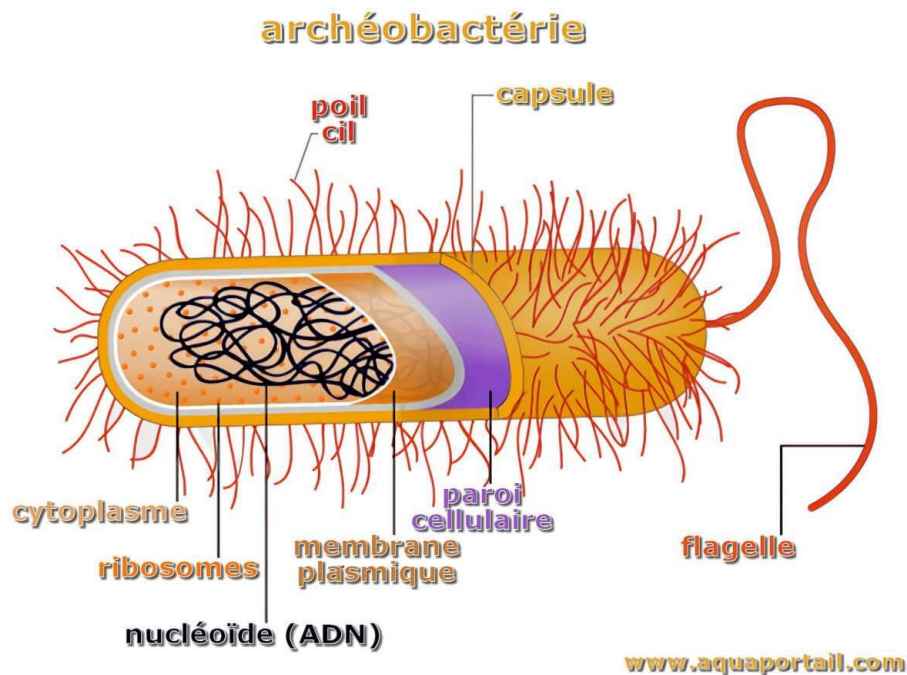


Figure 1 : Structure microscopie des *Enterobacteriaceae* (Denis et al., 2007)

6. Pouvoir pathogène

Chez l'homme, il convient de distinguer : les entérobactéries pathogènes spécifiques que l'on ne trouve pas à l'état commensal (en dehors des porteurs sains) et dont la présence dans les milieux extérieurs n'est qu'un phénomène transitoire. (**Société marocaine d'infectiologie pédiatrique, 2017**).

Les maladies qu'elles engendrent sont dues à un défaut d'hygiène et la contamination se produit soit par contact direct soit par l'intermédiaire d'un vecteur (alimentaires ou animales) citons : la fièvre typhoïde due à *salmonella typhi*, les toxi-infections alimentaires dues à *salmonella* mineures, *shiegella* et à *yersinia* (**Société marocaine d infectiologies pédiatrique, 2017**).

Les entérobactéries pathogènes opportunistes peuvent provenir de la flore digestive commensale normalement résident (*E. coli*, *Klebsiella*, *Enterobacter*, *serratia*, *proteus* ...)

Les infections qu'elles peuvent engendrer ont un point de départ endogène citons à titre d'exemple :

- Les infections urinaires
- Les infections intra abdominales (cholécystites, appendicites.)
- Septicémies à point de départ urinaire ou intra abdominale
- Surinfection respiratoire (**Société marocaine d'infectiologies, 2017**)

Dans le milieu hospitalier, ces bactéries sont fréquemment impliquées dans les infections nosocomiales, leur transmission s'effectuant principalement par les mains du personnel soignant ou via du matériel médical contaminé, tel que les cathéters, les sondes ou les drains (**Magiorakos et al., 2012**).

7. Les facteurs de virulence des entérobactéries :

Les entérobactéries, telles que *E. coli*, *Salmonella*, *Shigella* et *Klebsiella*, constituent d'importants agents pathogènes responsables de diverses infections chez l'homme. Afin d'assurer leur pouvoir infectieux, ces bactéries ont développé plusieurs mécanismes de virulence leur permettant de :

- **Se fixer et coloniser** : les fimbriae et les adhésines facilitent l'adhésion aux cellules épithéliales de l'hôte. (**Smyth et al, 2017**).
- **Produire des toxines** : Les toxines, telles que les Shiga-toxines, jouent un rôle central dans les infections gastro-intestinales et peuvent causer des dommages vasculaires et des lésions rénales (**Kaper et al, 2004**).

Partie Théorique

- **Invaser les tissus** : les systèmes de sécrétion, tels que le T3SS, permettent l'injection de protéines effectrices dans les cellules hôtes (**Galan & Waksman, 2017**).
- **Eviter le système immunitaire** : certaines entérobactéries possèdent une capsule polymérique qui leur permet de résister à la phagocytose et à l'activation du complément (**Raetz / Whitfield, 2002**).

Ces mécanismes de virulence confèrent aux entérobactéries la capacité de provoquer des infections sévères et de contourner les défenses immunitaires de l'hôte.

8. Les différents genres des entérobactéries

8.1 *Escherichia coli*

8.1.1 Habitat

Escherichia coli constitue un hôte normale de la flore intestinale de l'homme et des animaux, ou il représente environ 80% de la flore aérobie chez l'homme. On la retrouve également dans les milieux extérieurs, où sa présence est considérée comme un indicateur de contamination fécale.

8.1.2 Pouvoir pathogène

Les entérobactéries sont à l'origine de maladies de gravité très variable, en raison des mécanismes pathogéniques distincts (**Livermor, 1995**)

Il existe différents types d'*Escherichia coli* responsables d'infection intestinales : (**Leclercq, 2006**).

- **ETEC** : Enterotoxinogenic *Escherichia coli*, responsable de la « diarrhée des voyageurs » ou « turista » et des syndromes épidémiques dans les pays du Tiers-monde.
- **EIEC** : Entero-invasive *Escherichia coli*, encore appelé *Escherichia coli Shigella-like*, responsable de syndromes dysentériques avec invasion de la muqueuse intestinale.
- **EHEC** : Entero-haemorrhagic *Escherichia coli*, responsable de diarrhées sanglantes liées à la production de toxines.
- **EPEC** : Entero-pathogen *Escherichia coli*, responsable de gastro-entérites infantiles.

Partie Théorique

8.2 *Shigella*

8.2.1 Habitat

Les bactéries du genre *Shigella* sont strictement adaptées à l'homme. Elles ne font pas partie de la flore intestinale normale. On ne les retrouve que chez les individus infectés, les convalescents et les rares porteurs sains (**Carbonnelle et al., 1987**).

Ils peuvent survivre relativement longtemps dans le milieu externe : 10-11 jours dans les matières fécales, 8 jours sur les vêtements des malades et 2-3 jours dans l'eau (**Cristian, 2008**).

8.2.2. Pouvoir Pathogène

Leur pouvoir pathogène des *Shigella* repose principalement sur la capacité d'envahir l'épithélium et à provoquer une réaction inflammatoire de la muqueuse (**Vaubourd elle, 2007**).

Certains souches, en particulier *Shigella dysenteriae* type *1*, possèdent un pouvoir pathogène supplémentaire lié à la production d'une toxine cytotoxique appelé « Shiga toxine ». Les localisations extra-digestives sont peu fréquentes. Les moins rares sont l'infection urinaire. Des formes septicémiques, des arthrites ou des méningites sont parfois observées (**Avril et al., 1992 ; Vaubourd elle, 2007**).

8.3. *Salmonella*

Le genre *salmonella* doit son nom au pathologiste américain *Daniel Salmon* (1850-1914), connu pour ses travaux sur la salmonellose. Il appartient à la famille des entérobactéries et regroupe des bacilles à Gram négatif, intracellulaires facultatifs, anaérobies facultatif et généralement mobiles grâce à des flagelles péritriches. Ce genre comprend principalement trois espèces : *salmonella bongori*, *Salmonella enterica* et *Salmonella subterranea* (**Aquaportail, 2017**).

8.3.1 Habitat

Les bactéries du genre *Salmonella* sont naturellement présentes dans le tube digestif des animaux et de l'homme, constituant ainsi leur principal réservoir (**Aquaportail, 2017**).

8.3.2 Pouvoir pathogène

Les *Salmonella* sont responsables de diverses infections chez l'homme, notamment la fièvre typhoïde et salmonelloses non typhiques. Ces dernières représentent une cause majeure diarrhées représente mondial, particulièrement chez les enfants, avec un impact significatif sur la mortalité infantile (**Dagnra et al., 2007**).

Partie Théorique

8.4. *Yersinia*

Les bactéries du genre *Yersinia* sont généralement immobiles. Toutefois, certaines espèces peuvent devenir mobiles lorsqu'elles sont cultivées à une température inférieure à 30 °C, à l'exception de *Yersinia pestis* qui reste immobile (**George et al., 2005**). Parmi les 11 espèces appartenant à ce genre, seules *Yersinia enterocolitica* sont reconnues comme pathogènes pour l'être humain (**Leskinen et al., 2017**).

8.4.1 Habitat

Les *Yersinias* sont largement répandues dans l'environnement. Elles se retrouvent dans le sol, l'eau et sur les végétaux, ainsi que dans le tube digestif et les excréments des animaux et de l'homme (**Delarras, 2014**).

8.4.2 Pouvoir pathogène

Yersinia enterocolitica est une bactérie responsable d'infections gastro-intestinales d'origine alimentaire. Elle provoque principalement des entéocolites caractérisées par une diarrhée inflammatoire, surtout chez les nourrissons et les enfants. Plus rarement, elle peut entraîner des manifestations extra-intestinales, telles que des infections urinaires ou respiratoires (**Leskinen et al., 2017**).

8.5. *Klebsiella*

Le genre *Klebsiella* se distingue par des bactéries constamment immobiles, souvent observée sous forme de lipobacilles et généralement entourées d'une capsule. Parmi les différentes espèces.

8.5.1 Habitat

Les *Klebsiella* sont largement répandues dans l'environnement. On les retrouve dans les eaux de surface, les eaux usées, les effluents industriels, les sols, le bois ainsi que sur différentes plantes et denrées alimentaires.

Elles font également partie de la flore commensale du tube digestif de l'homme et des animaux. Par ailleurs, elles peuvent coloniser la peau et certaines muqueuses respiratoires.

8.5.2 Pouvoir pathogène

Chez l'homme *Klebsiella* est responsable de diverses infections opportunistes, telles que les infections suppuratives, biliaires, hépatiques et intra-abdominales. Certaines souches de *Klebsiella pneumoniae subsp. pneumoniae* peuvent également provoquer des diarrhées chez les jeunes enfants.

Partie Théorique

8.6. *Serratia*

Le genre *Serratia* appartient à la famille des Entérobactéries et regroupe des bacilles à Gram négatif. Il comprend plusieurs espèces, dont les plus connues sont *Serratia marcescens* et *Serratia liquefaciens*.

8.6.1. Habitat

Les *Serratia* sont principalement retrouvées dans le tube digestif et au des cavités naturels de l'organisme.

8.6.2 Pouvoir pathogène

Les bactéries du genre *Serratia* sont des pathogènes opportunistes fréquemment impliqués dans les infections nosocomiales. Elles peuvent être responsables d'infections urinaires, d'infections respiratoires notamment chez les patients trachéotomisés, ainsi que de bactériémies et, plus rarement, de méningites.

8.7. *Enterobacter*

Le genre *Enterobacter* regroupe des bactéries à Gram négatif, aéro-anaérobies facultatives, généralement mobiles grâce à une ciliature péritriche. Toutefois, certains espèces comme *Enterobacter aburiae* sont immobiles (**Douhan, 2021**). Ces bactéries sont généralement dépourvues de capsule, à l'exception de certaines souches telles qu'*Enterobacter aerogenes*, qui peuvent produire de petites capsules (**Geo et al., 2007**).

8.7.1 Habitat

Les bactéries du genre *Enterobacter* ont pour habitat naturel le tube digestif de l'homme et des animaux, ou elles font partie de la flore commensale. Elles sont également largement distribuées dans l'environnement, notamment dans le sol et l'eau (**Delarras, 2014**). On peut aussi les retrouver au niveau des zones humides de la peau, des fosses nasales et des voies génitales. Leur présence est signalée dans divers aliments et produits industriels, ou elles peuvent intervenir dans certains processus de fermentation. Par ailleurs, leur détection dans les selles constitue un indicateur de contamination fécale (**Carip, 2008**).

8.7.2 Pouvoir pathogène

Les espèces du genre *Enterobacter* sont des pathogènes opportunistes, principalement impliqués dans des infections nosocomiales. Elles peuvent être responsable de diverses infections telles que la pneumonie, la bactérienne, les infections urinaires et les septicémies (**Geo et al., 2007**).



Les Poissons d'aquaculture

Chapitre II : Les poissons d'aquaculture

1. L'aquaculture

1.1 L'aquaculture mondiale

Selon la FAO on définit l'aquaculture comme étant l'élevage d'organismes aquatiques, (poissons, mollusques, crustacés, plantes aquatiques...) avec deux conditions :

- Une intervention humaine dans le processus d'augmentation de la production : mise en charge régulière, alimentation, protection...
- Une propriété individuelle ou juridique du stock en élevage

L'élevage aquacole se pratique en à eaux douces, en saumâtres et en eaux marines et soit en système intensif ou extensif **(FAO, 2006)**.

En 2014, la production de poisson du secteur de l'aquaculture s'est établie à 73.8 millions de tonnes, pour une valeur estimée à 160.2 milliards d'USD lors de la première vente, dont 49.8 Millions de tonnes de poissons (99.2 milliards d'USD), 16.1 millions de tonnes de mollusques (19 millions de tonnes de crustacés (36.2 milliards d'USD) et 7.3 millions de tonnes s'autres animaux aquatiques. La quasi-totalité de la production aquacole est destinée à la consommation humaine, quoique certains sous-produits soient susceptibles d'être effectués à des usages non alimentaires.

La pisciculture continentale pratiquée dans des étangs en terre est de loin l'activité aquacole qui contribue le plus à la sécurité alimentaire et à la nutrition du monde en développement, mais l'élevage en cage est de plus en plus fréquemment adopté lorsque les conditions le permettent.

La production aquacole totale en 2020 au niveau mondial était constituée environ 122.6 millions de tonnes en poids vif, soit une augmentation de 6.7 mt par rapport à 2018 (115.9 MT), avec une valeur marchante estimée à 281.5 milliards d'USD. La quantité totale se répartir comme suit : 87.5 MT d'animaux d'origine aquatique, 35.1 MT d'algues, 700 tonnes de coquillages **(FAO, 2020)**.

L'élevage en cages flottantes assure 80% de la production piscicole intensive en mer. La tendance est à l'accroissement de la taille unitaire et de la robustesse du matériel, permettant d'occuper des sites de plus ouvertes **(PETIT, 1999)**.

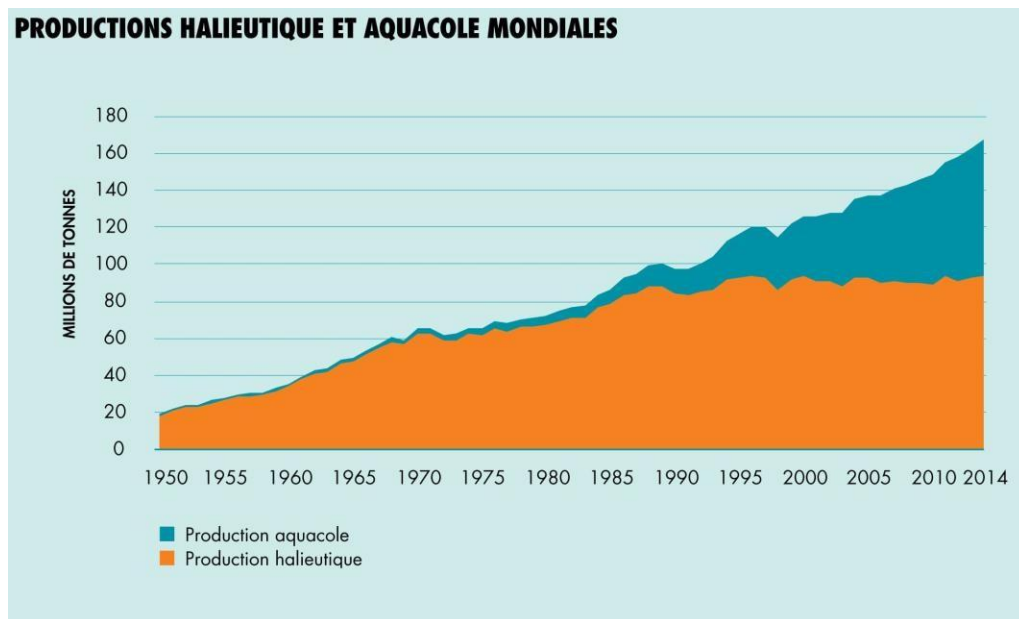


Figure 02 : Contribution de l’aquaculture aux débarquements totaux entre 1950-2014 (FAO, 2014)

1.2 L’aquaculture en Algérie

L’aquaculture algérienne connaît actuellement un grand essor en matière de production. Depuis la création du Ministère de la pêche et des ressources Halieutiques en 2000, plusieurs plans et programmes de développement ont été élaborés permettant ainsi le démarrage de plusieurs projets privés d’aquaculture dans différentes filières d’activité (FAO, 2017).

La production aquacole annuelle a régulièrement augmenté depuis 2004 (641 tonnes), jusqu’en 2012 où elle a dépassé les 2600 tonnes toute filière confondue.

Un programme National de Développement de l’Aquaculture (2015-2019) est actuellement mis en œuvre. Des actions liées à des projets aquacoles publics et privés y sont planifiés. Les projets publics ont surtout un caractère de démonstration et de soutien à la production, alors que les projets privés portent sur des filières aquacoles de production à but commercial (FAO, 2020).

Afin de suppléer aux apports de la pêche, l’état algérien a mis sur pied pour 2001/2005 diverses actions visant le développement de l’aquaculture dans le cadre de son programme de Réforme Economique et Sociale nommé le **PRES**. Ce programme avait comme objectif de soutenir la transition du pays d’une économie centralisée et planifiée vers une économie de marché, en mettant en œuvre une stratégie axée sur la promotion de l’investissement

Partie Théorique

privé, national et étranger, la promotion de l'emploi et le développement durable (CHIHEB, 2006).

Selon la FAO l'aquaculture en Algérie se définit comme un ensemble de pratiques techniques et biologiques visant l'élevage contrôlé d'organismes aquatiques incluant les poissons, les crustacés ; les mollusques et les algues, dans des milieux marins, saumâtres ou continentaux.

1.3 Les différents types d'élevage en Algérie

Il existe différents types d'élevages selon les espèces envisageables en Algérie

- ✓ Les espèces pouvant être élevées en mode extensif :
En eau douce : carpe, tilapia, mullet, sandre, black-bass.
En eau saumâtre : mullet, bar, sole, daurade.
- ✓ Les espèces pouvant être élevés en mode semi-intensif à intensif en cages flottantes :
En eau douce : carpe
En eau de mer : bar, daurade, le maigre
- ✓ L'élevage intensif en bassins construits en durs :
Loup, daurade.
- ✓ La conchyliculture :
En filière : Huîtres, moules, palourdes. (Seridi, 2011).

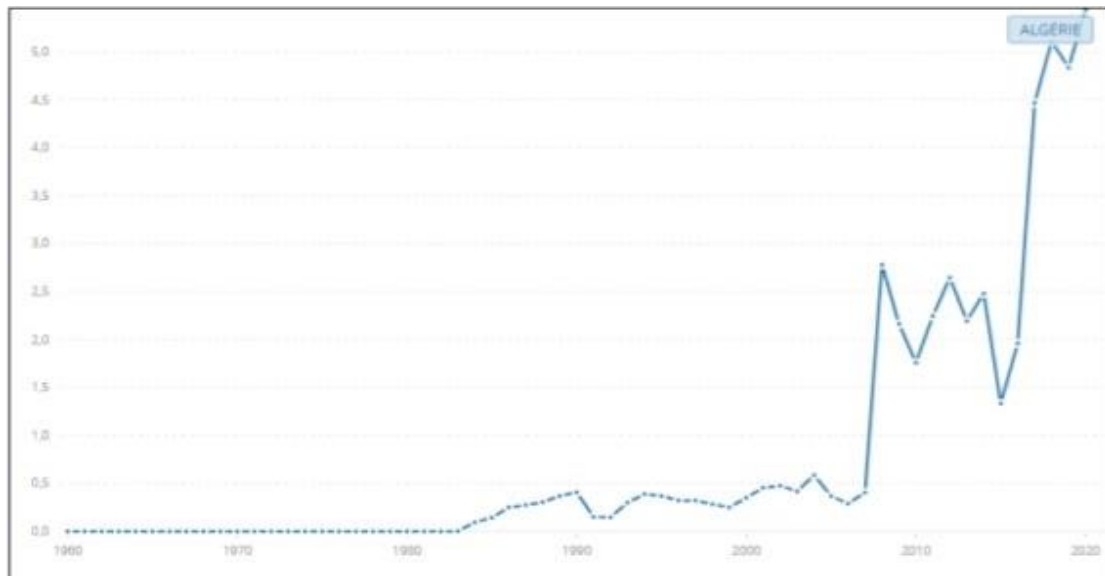


Figure 03 : Production aquacole en Algérie 1960-2020 (Web 1, 2022)

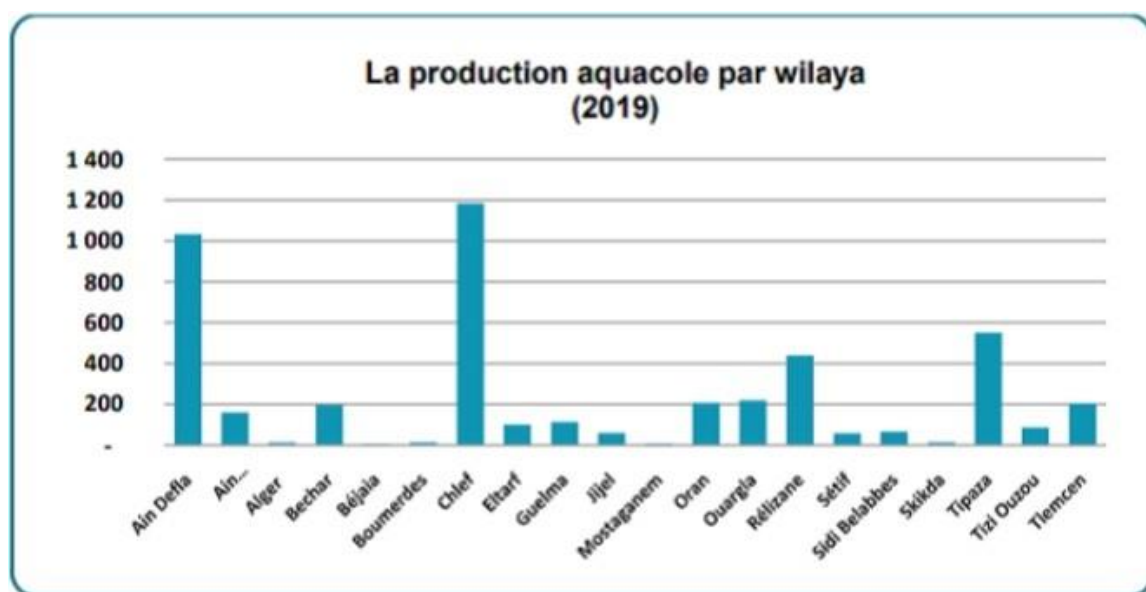


Figure 04 : La production aquacole en Algérie par wilaya (ONS, 2020).

Partie Théorique

1.4 Objectif de l'aquaculture

L'aquaculture vise la production de biomasse vivante à partir des milieux aquatiques, qu'ils soient naturels des ressources utiles à l'homme. Elle repose sur la gestion et la maîtrise des conditions environnementales afin d'optimiser la production.

Les principaux objectifs de l'aquaculture sont les suivants ;

- L'identification et l'aménagement de sites favorables à la pratique aquacole.
- L'introduction et le développement de techniques d'élevage innovantes.
- L'élaboration d'aliments adaptés aux espèces élevées, notamment à partir de sous-produits agricoles, de farines végétales et de farines de poisson. (**Bouhania & Hammia, 2020**).

2. Principales espèces de poisson d'aquaculture en Algérie

2.1 Daurade royale

La daurade royale, « *Sparus aurata* » est un poisson marin caractérisé par des flancs gris argenté, dont la taille moyenne varie généralement entre 20 et 50 cm, pouvant atteindre exceptionnellement 70 cm. Son corps est de forme ovale, relativement élevé et comprimé latéralement. Le profil de la tête est régulièrement convexe, avec un œil de petite taille. La bouche, située en position inférieure, est peu inclinée et munie de lèvres épaisses (**FAO, 2014**).

La daurade royale est une espèce importante de l'aquaculture méditerranéenne avec en moyenne 100 Millions de tonnes produites par année.

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous-embranchement : Vertebrata

Super-classe : Osteichthyes

Classe : Actinopterygii

Infra-classe : Teleostei

Super-ordre : Acanthopterygii

Ordre : Perciformes

Famille : Sparidae

Genre : *Sparus*

Espèce : *aurata*. (**Linnaeus, 1758**)



Figure 05 : Morphologie externe de la daurade royale (*Sparus aurata*) (FAO, 2024).

2.2 Le loup (Bar commun)

Le loup, « *Dicentrarchus labrax* » est un poisson de corps allongé et légèrement comprimé bouche terminale, modérément protractile, sa taille est ordinairement comprise entre 70 et 80 cm. Les deux nageoires dorsales sont bien séparées et ont presque les mêmes longueurs et hauteurs la première épineuse « avec 8 à 10 », et la deuxième molle « une épine suivie de 12 ou 13 rayons mous » (FAO, 2005).

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous embranchement : Vertebrata

Super-classe : Osteichthyes

Classe : Actinopterygii

Infra-classe : Teleostei

Super-ordre : Acanthopterygii

Ordre : Perciformes

Sous-ordre : Percoidei

Famille : Moronidae

Genre : *Dicentrarchus*

Espèce : *Dicentrarchus labrax*. (Linnaeus, 1758).



Figure 06 : Morphologie externe du bar commun (*Dicentrarchus labrax*) (FAO, 2024)

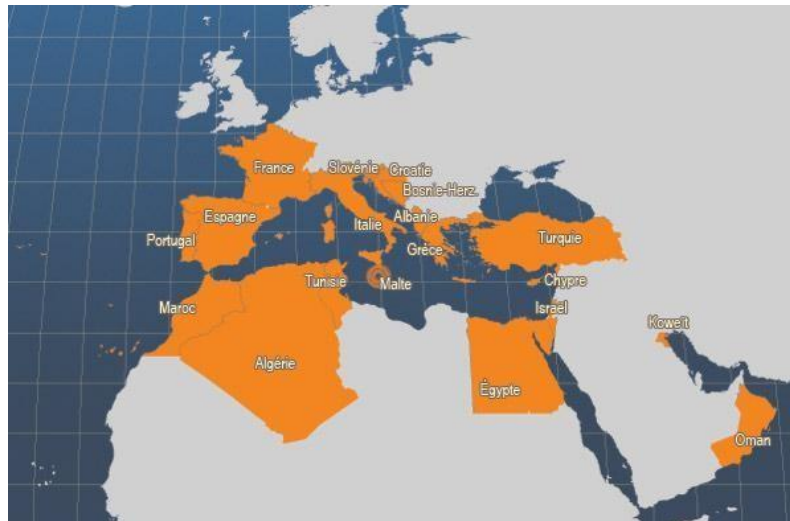


Figure 07 : les principaux pays producteurs de *Sparus aurata* et de *Dicentrarchus labrax* (FAO, 2006)

3. Le loup et la daurade royale en méditerranée

L'élevage de loup et de daurade dans la région méditerranéenne est passé d'une industrie de petit volume à une industrie de grand volume. Cet élevage représente 94% de la production aquacole des poissons dans la méditerranée en 2009. Les principaux pays producteurs du loup et de daurade en 2009 sont : la Grèce avec environ 119000 tonnes, ce qui représente 57.25% du totale, la Turquie avec 56000 tonnes (26.9%) et l'Espagne avec 32855 tonnes (51.8%). L'Italie, l'Égypte, la France, la Croatie viennent après, avec une production plus faible. Le Maghreb et l'Algérie reste en dernière position dans l'élevage de ces espèces (FERRA, et al., 2008).

L'élevage en cages flottantes assure 80% de la production piscicole intensive en mer. La tendance est à l'accroissement de la taille unitaire et de la robustesse du matériel, permettant d'occuper des sites de plus ouvertes (PETIT, 1999).

4. Mode d'élevage en pisciculture marine

4.1. Les écloseries

Les écloseries sont des installations situées à terre, caractérisées par un fort potentiel de production en système intensif. Elles assurent plusieurs étapes clés du cycle de production, notamment le contrôle de la reproduction, l'élevage larvaire ainsi que le pré-grossissement des juvéniles. Actuellement, la majorité des écloseries intensives fonctionne avec des systèmes de recyclage de l'eau (circuits fermés), permettant de maintenir une stabilité accrue des paramètres physico-chimiques et microbiologiques du milieu d'élevage (Blancheton IP. 2000).

Partie Théorique

Le traitement de l'eau constitue une étape essentielle dans ces systèmes. Il comprend : l'élimination des particules en suspension et de certains composés dissous à l'aide de filtres physiques ; la dégradation des composés azotés, notamment l'ammoniac issu du métabolisme protéique des poissons, grâce à des filtres biologiques ; l'ajustement des paramètres environnementaux (oxygène dissous, température et salinité) afin de répondre aux exigences physiologiques des espèces élevées (**Deslous, et al., 2002**).

Tableau 03 : valeurs optimales de la température, de l'oxygène dissous et du pH pour les eaux d'élevage du bar et de daurade en fonction de leur stade de développement.

	Larves	Juveniles	Adultes
Température °C	16-20	22-24	22-24
Oxygène dissous (% saturation)	> 90	> 90	> 90
pH (mini-maxi)	7,5 – 8,3	6,5 – 8,3	6,5 – 8,3

4.2. Élevage en cages flottantes

L'élevage en cages flottantes repose sur l'utilisation du milieu naturel, permettant un renouvellement continu de l'eau sans recours à des systèmes artificiels complexes. Ce mode d'élevage présente un coût d'installation relativement inférieur à celui des infrastructures terrestres. Les structures utilisées sont généralement flottantes et conçues pour résister à des conditions hydrodynamiques variables, notamment la houle. Dans les zones abritées et peu profondes, des structures fixes peuvent également être employées, similaires aux tables utilisées en conchyli culture (**Deslous, et al., 2002**).



Figure 08 : élevage des poissons en cages flottants en Algérie (elwatan. dz).

4.3. Élevage en bassins ou étangs

Le système d'élevage en bassins ou en étangs permet un contrôle précis des conditions environnementales et du bien-être des poissons. Toutefois, il nécessite des infrastructures importantes, incluant des sites littoraux adaptés, des installations fixes, ainsi que des systèmes d'alimentation en eau de mer ou en eau saumâtre par pompage, en complément d'un apport en oxygène liquide. Ce mode d'élevage offre également une meilleure maîtrise de l'utilisation des traitements thérapeutiques. De plus, il permet la mise en place de dispositifs de lagunage destinés au traitement des eaux usées avant leur rejet en milieu naturel. Dans certains cas, l'adoption de systèmes en circuit fermé est envisagée, ce qui permet un contrôle optimal de l'ensemble des paramètres d'élevage tout en réduisant la consommation d'eau et les impacts environnementaux (Deslous, et *al.*, 2002).



Figure 09 : élevage des poissons en étangs d'aquaculture (opa.dz).

5. Les différentes sources de contamination de poisson d'aquaculture

La contamination bactérienne des poissons d'aquaculture consiste un enjeu majeur en matière de sécurité sanitaire des aliments. Elle résulte de l'interaction de plusieurs facteurs intervenant tout au long de la chaîne de production, depuis le milieu d'élevage jusqu'à la commercialisation. Ces contaminations sont principalement d'origine environnementale, fécale et anthropique.

5.1. Eau d'aquaculture :

L'eau représente le principal vecteur de contamination microbiologique des poissons d'élevage. En effet, elle peut être contaminée par divers apports externes tels que les eaux usées, les rejets agricoles ou les matières fécales d'origine humaine ou animale.

L'environnement aquatique consiste un milieu favorable à la prolifération des micro-organismes, en raison de sa richesse en nutriments et en matière organique (Cwiková, 2016). De plus, ont montré que les bactéries telles qu'*Escherichia coli* et *Salmonella spp*, peuvent être introduites dans les systèmes aquacoles via une eau contaminée. Les poissons d'aquaculture peuvent être contaminés par contact direct avec l'eau, notamment au niveau des branchies, de la peau et du tube digestif (Luqman et al., 2024).

Partie Théorique

5.2. Alimentation de poisson d'aquaculture

L'alimentation consiste également une source potentielle de contamination bactérienne, en particulier lorsque les matières premières sont de mauvaise qualité ou la conservées. Les aliments contaminés peuvent introduire des micro-organismes pathogènes dans l'organisme de poissons, favorisant ainsi leur colonisation et leur multiplication, de plus une mauvaise conservation des aliments (température, humidité) favorisent le développement bactérien (Pal et Mahendra, 2015).

5.3. Conditions d'élevage

Une densité élevée de poisson, une mauvaise qualité de l'eau et l'accumulation de déchets organiques créent un environnement propice à la prolifération des micro-organismes. Les systèmes d'aquaculture intensive présentent un risque accru de contamination microbiologique en raison de la forte concentration de matière organique (Castro-Sánchez et al., 2024).

5.4 Facteur humain et pratiques d'hygiène

Les mauvaises pratiques d'hygiène peuvent entraîner une contamination direct des poissons par des bactéries car *Staphylococcus aureus* et certains entérobactéries. L'absence de lavage de mains, l'utilisation d'équipements contaminés ou le non-respect des règles sanitaires augmentent considérablement ce risque (Huss et al., 2003).

5.5. Matériel et équipements

Les surfaces de travail et les équipements utilisés dans la manipulation des poissons peuvent être réservoirs de bactéries.

Une désinfection insuffisante du matériel favorise la contamination croisée entre produits, contribuant ainsi à l'augmentation de la charge bactérienne (Nilsen et al., 2015).

5.6. Transport et stockage

Une rupture de la chaîne du froid ou un stockage à des températures supérieures à 4°C favorise la multiplication rapide des bactéries. Indiquent que la maîtrise de la température est essentielle pour limiter la croissance microbienne (Castro-Sánchez et al., 2024).

6. Altérations organoleptiques associées à la contamination des poissons d'aquaculture

6.1 Changement de goût :

Certains goûts indésirables résultent d'un traitement post-récolte inapproprié, notamment d'un stockage prolongé dans de mauvaises conditions pouvant aboutir à la décomposition

Partie Théorique

du poisson et à l'oxydation de ses lipides (**Van der Ploeg, 1991 ; Gram et Dalgaard, 2002 ; Tucker et Van der Ploeg, 2004**). Mais le goût indésirable peut aussi apparaître avant la récolte, en cours d'élevage, par contamination avec des composés volatiles présents dans le milieu aquatique. Certaines espèces, comme le poisson chat américain *Ictalurus punctatus*, le silure glane (**Linhart et al., 2002**), la truite, les poissons chats du Mékong *Pangasius* sp. Où le tilapia du Nil est particulièrement sensible à ce genre de problème, pour des raisons écologiques et surtout commerciales quand il s'agit d'une espèce nouvelle ou de haut de gamme pour laquelle le consommateur ne tolère aucun écart de goût (**Tucker et Van der Ploeg, 1999**). Dans le cas du poisson chat américain, le différent goût pouvant être observés par des dégustateurs entraînés ont été classés en 5 catégories. La catégorie « acceptable » (goût de beurre, de poulet, de noix de pécan, de maïs etc.) regroupe toutes les saveurs recherchées et souhaitables pour cette espèce. Elles sont généralement combinées entre elles. Les catégories « goût de poisson » (goût d'écrevisse, d'huile de poisson, de ranci etc.) et « goût chimique » (métal, diesel, pesticide) sont indésirables mais peuvent être acceptables à faible intensité. Les catégories « légumes » (oignon, céleri, champignon, herbe) et « cyanobactérie » nommée ainsi car associée au développement de ces organismes (goût de terre, de moisi, de bois, de pin) regroupent des saveurs indésirables et difficilement acceptables, même à faible concentration. Enfin, la catégorie « décomposition » (œuf pourri, station d'épuration etc.) sont inacceptables (**Van der Ploeg, 1991**). Cette revue bibliographique s'intéresse aux deux goûts indésirables les plus fréquents : le goût de terre provoqué par la géosmine et le goût de moisi de la 2-méthylisobornéol, même s'il est fréquent que d'autres goûts indésirables soient associés à ces deux-là (par exemple moisi + pin).

6.2 Changement de couleur :

La couleur constitue l'un des critères sensoriels les plus importants pour évaluer la fraîcheur et la qualité des poissons. Chez les poissons d'aquaculture, toute modification de la couleur est généralement un indicateur précoce de contamination microbienne et de dégradation biochimique post-mortem. Après la mort du poisson, plusieurs réactions biochimiques affectent les pigments musculaires. La coloration naturelle des tissus est principalement due à la présence de pigments tels que la myoglobine et l'hémoglobine. En conditions normales, ces pigments confèrent une couleur vive et attrayante. Cependant, au cours du stockage, des réactions d'oxydation entraînent la transformation de l'oxymyoglobine en méthémoglobine, provoquant un changement progressif d'une couleur rouge brillante vers une teinte brunâtre (**Huss, 1995**).

Par ailleurs, l'oxydation des lipides joue un rôle majeur dans l'altération de la couleur, les poissons sont riches en acides gras polyinsaturés. Particulièrement Cette dégradation conduit à la formation de composés secondaires capables d'interagir avec les protéines musculaires et les pigments, entraînant une décoloration jaunâtre (**Gram & Huss, 1996**).

L'activité microbienne accélère également ces modifications. Des bactéries d'altération telles que *Pseudomonas* spp et *Shewanella putrefaciens* produisent les métabolites

Partie Théorique

responsables de changement de couleur. Par exemple, la production de sulfure d'hydrogène (H₂S) peut induire une coloration verdâtre des tissus. De plus, la prolifération bactérienne entraîne la formation d'un l'aspect visuel du poisson et indiquant un stade avancé de détérioration (**Olafsdottir et al., 1997**).

6.3 Changement de l'odeur :

L'odeur est un indicateur extrêmement sensible de l'altération du poisson et reflète directement l'activité microbienne et les processus de dégradation biochimique. Un poisson frais présente une odeur faible, neutre ou légèrement marine. En revanche, lors de la détérioration, des odeurs désagréables apparaissent progressivement en raison de la production de composés volatils. L'un des principaux mécanismes impliqués est la réduction de l'oxyde de triméthylamine (TMAO), naturellement présent chez les poissons marins, en triméthylamine (TMA), responsable de l'odeur caractéristique de « poisson ». Cette réaction est principalement réalisée par des bactéries telles que *shewanella putrefaciens* et *vibrio spp.* (**Gram & Dalgaard, 2002**).

La dégradation des protéines contribue également à la formation des odeurs. Les bactéries protéolytiques décomposent les acides aminés, produisant de l'ammoniac, des amines biogènes et des composés soufrés. Le sulfure d'hydrogène (H₂S), en particulier, est associé à une odeur d'œuf pourri, caractéristique des stades avancés d'altération. En parallèle, l'oxydation des lipides génère des aldéhydes, des cétones et des alcools, responsables d'odeurs rances et acides, affectant négativement la qualité sensorielle du produit (**Erkan, 2007**).

7. Microbiologique de poisson d'aquaculture

Chez les poissons vivants, la chair musculaire profonde est généralement considérée comme stérile, c'est-à-dire exempte de bactéries et d'autres micro-organismes. Cette caractéristique est comparable à celle observée chez les autres vertébrés (**Rhea, 2009**). En revanche, les micro-organismes sont présents au niveau des surfaces internes et externes du poisson (**Diagne, 1995**).

Ils colonisent principalement les surfaces externes telles que la peau et les branchies, où leur abondance peut varier considérablement (**Adedeji & Adetunji, 2004**). Par ailleurs, des micro-organismes sont également retrouvés dans le tube digestif ainsi que dans certains organes internes, notamment les reins, le foie et la rate (**Galaviz-Silva et al., 2008**).

La charge bactérienne observée au niveau de la surface corporelle (peau et branchies) ou dans les intestins des poissons fraîchement capturés peut être relativement élevée. Néanmoins, chez le poisson vivant ou fraîchement pêché, le système immunitaire joue un rôle essentiel en maintenant la stérilité du muscle. Après la mort, ce système de défense s'effondre progressivement, favorisant ainsi l'invasion et la prolifération bactérienne dans les tissus (**Leduc, 2011**).

Partie Théorique

La quantité totale de bactéries présentes chez les poissons est extrêmement variable. Elle peut atteindre des valeurs comprises entre 10^2 et 10^7 UFC/cm² à la surface de la peau, et entre 10^3 et 10^9 UFC/cm² au niveau des branchies ou du contenu intestinal (**Liston, 1980**).

Concernant la composition de la flore microbienne, les poissons vivant en eaux tempérées sont majoritairement colonisés par des bactéries Gram négatif, psychrotrophes, en forme de bâtonnets. Parmi les genres dominants figurent *Pseudomonas*, *Moraxella*, *Acinetobacter*, *Shewanella* et *Flavobacterium*. À cela s'ajoutent des représentants de la famille des Vibrionaceae (notamment *Vibrio* et *Photobacterium*) ainsi que des bactéries du genre *Aeromonas*. Les bactéries Gram positif, telles que *Bacillus*, *Micrococcus*, *Clostridium*, *Lactobacillus* et les bactéries corynéformes, sont également présentes chez les poissons d'eaux tempérées, mais en proportion plus faible (**Lightner & Redman, 1998**).

Certaines espèces pathogènes, telles que *Clostridium botulinum* et *Listeria spp.*, sont plus fréquemment rencontrées dans les environnements froids (**Barbieri et al., 1999**).

Dans les eaux chaudes, la flore microbienne des poissons est constituée d'un mélange de bactéries psychrotrophes, psychrophiles et mésophiles. En milieu côtier et estuarien, les micro-organismes dominants incluent des espèces mésophiles telles que *Vibrio cholerae* et *Vibrio parahaemolyticus*, en plus des bactéries Gram positif et des bactéries entériques (**Lightner & Redman, 1998**).

Par ailleurs, de nombreuses espèces marines entretiennent des relations symbiotiques avec certaines bactéries. Par exemple, *Photobacterium leiognathi* et *Photobacterium phosphoreum* vivent en association avec certains poissons, tandis que *Photobacterium leiognathi*, *Vibrio logei* et *Vibrio fischeri* sont associés à des céphalopodes tels que les calmars. Ces bactéries colonisent des organes spécialisés producteurs de lumière (organes photophores) et émettent une bioluminescence utilisée par l'hôte pour la communication, l'attraction des proies ou encore la défense contre les prédateurs (Thompson et al., 2004).

Enfin, la charge microbienne et la diversité des micro-organismes associés aux poissons sont influencées par plusieurs facteurs environnementaux, notamment la localisation géographique, la saison ainsi que les méthodes de capture (**Rhea, 2009**).

Les poissons provenant d'eaux froides et peu polluées présentent généralement une charge microbienne plus faible que ceux issus d'eaux chaudes. De plus, la composition de la flore microbienne varie en fonction de la température du milieu aquatique (**Barbieri et al., 1999**).

7.1 Les indicateurs de contamination fécale

Les coliformes totaux

Le terme « coliforme » correspond à des bactéries en bâtonnets, non sporulés, Gram négatifs, oxydase négatifs, facultativement anaérobies, capables de croître en présence de

Partie Théorique

sels biliaires ou d'autres agents de surface possédant des activités inhibitrices de croissance similaires, et capables de fermenter le lactose avec production d'acide et d'aldéhyde en 48 heures, à des températures de 35 à 37 °C. Les coliformes comprennent entre autres les genres : *Escherichia*, *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Yersinia*, *Serratia* (**Rodier et al, 2009**).

Le dénombrement de ces organismes à 35-37 °C est souvent désigné sous l'expression de « dénombrement des coliformes totaux ». Ainsi, leur étude est traditionnelle et les renseignements donnés par cet examen sont d'une certaine utilité dans le domaine de la santé publique (**Rodier et al, 2009**).

La presque totalité des espèces est non pathogène et ne représente pas de risque direct pour la santé, à l'exception de certaines souches d'*Escherichia coli* (*E. coli*) ainsi que de rares bactéries pathogènes opportunistes.

Les coliformes fécaux

Le terme de « coliformes fécaux » ou de « coliformes thermotolérants » correspond à des coliformes qui présentent les mêmes propriétés (caractéristiques des coliformes) après incubation à la température de 44 °C (**Rodier et al, 2009**).

Les coliformes fécaux, ou coliformes thermo-tolérants, sont un sous-groupe des coliformes totaux capables de fermenter le lactose à une température de 44,5°C°. L'espèce la plus fréquemment associée à ce groupe bactérien est l'*Escherichia coli* (*E. coli*) et, dans une moindre mesure, certaines espèces des genres *Citrobacter*, *Enterobacter* et *Klebsiella*. La bactérie *E. coli* représente toutefois 80 à 90 % des coliformes thermo-tolérants détectés (**El Attifi, 2011**).

Les entérocoques (streptocoques fécaux)

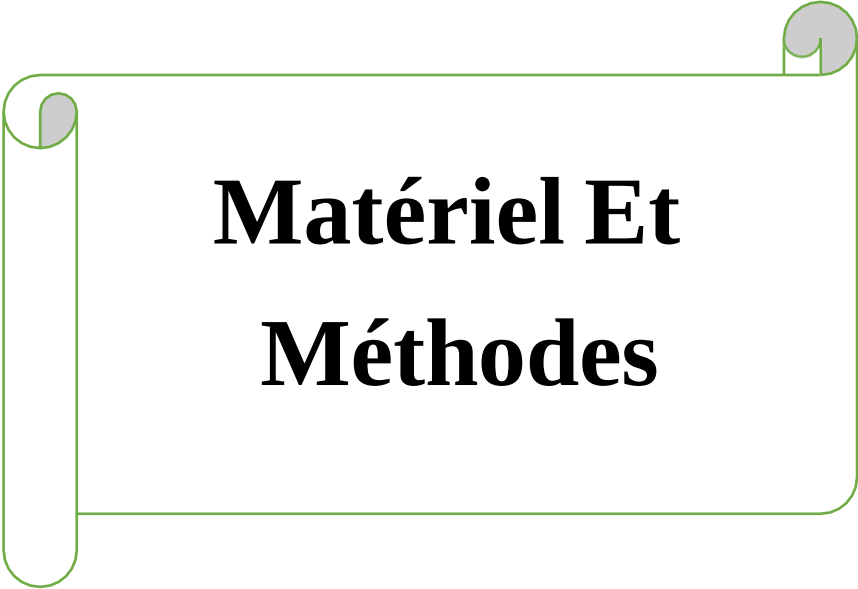
Sous cette dénomination générale « streptocoques fécaux », il faut entendre l'ensemble des streptocoques possédant la substance (acide teichoïque) antigénique caractéristique du groupe D de Lancefield, c'est-à-dire essentiellement : *Enterococcus faecalis*, *E. faecium*, *E. durans*, *E. hirae*, *Streptococcus bovis*, *S. suis* et *S. equinus*. (Rodier et al, 2009) Ces streptocoques du groupe D sont des bactéries Gram positives, catalases négatives, en forme de cocci, commensaux du tube digestif. Ils peuvent être définis comme des microorganismes capables de se développer entre 10 et 45 °C à pH 9,6 et dans 6.5% de NaCl. Elles sont généralement pris globalement en compte comme des témoins de pollution fécale (car tous ont un habitat fécal) sensibles, spécifiques et assez résistants (y compris en milieu salé). Ils n'ont pas généralement de pouvoir pathogène important (**Gaujous, 1995**).

7.2 Les germes pathogènes

Les Salmonelles

Les Salmonelles sont des entérobactéries lactose-, β galactosidase -, uréase-, indole-, citrate+. Elles résistent bien au milieu extérieur, elles présentent des variations importantes de pathogénicité en fonction de la nature de l'hôte. Elles sont aptes à se multiplier abondamment si les conditions de développement sont favorables (**Guiraud et Rosec, 2004**).

Les salmonelles sont en général considérées comme pathogènes bien que leur virulence et leur pathogénèse varient énormément : fièvres typhoïdes, salmonelloses systémiques, gastroentérites, toxi-infections alimentaires. Les hôtes naturels des salmonelles sont la population humaine, les animaux domestiques, les volailles et le bétail ainsi que les animaux sauvages, y compris les oiseaux communs. Humains et animaux peuvent éliminer dans les selles des salmonelles non seulement en cas de maladie mais aussi en tant que porteurs asymptomatiques. Les salmonelles peuvent donc être présentes dans l'eau des égouts agricoles et domestiques, les eaux douces, y compris les eaux potables et les nappes phréatiques, ainsi que l'eau de mer. Elles sont responsables après pénétration par voie orale, de nombreuses infections (salmonelloses), notamment des fièvres typhoïdes et paratyphoïdes, des gastro-entérites et des toxi-infections alimentaires collectives (**Rodier et al, 1996**).



Matériel Et Méthodes

Partie Expérimental

Matériel et méthodes

1. Cadre de l'étude

La présente étude porte sur l'isolement, la caractérisation et l'évaluation de la prévalence des entérobactéries associées à deux espèces de poissons d'aquaculture largement commercialisées, la daurade royale (*Sparus aurata*) et le bar commun (*Dicentrarchus labrax*). Les travaux expérimentaux ont été réalisés au sein du Laboratoire de Recherche en Écologie Fonctionnelle et Évolutive de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (SNV) de l'Université Chadli Bendjedid d'El Tarf, durant la période comprise entre novembre 2025 et janvier 2026. Les échantillons analysés ont été collectés auprès de différents points de commercialisation situés dans plusieurs communes du nord-est algérien. Cette étude s'inscrit dans une démarche d'évaluation de la qualité microbiologique des poissons d'aquaculture et de la sécurité sanitaire des produits destinés à la consommation humaine.

2. Matériel

Le matériel employé sera détaillé au fil de l'exposé des différentes étapes de l'expérimentation, puis récapitulé dans les annexes.

3. Méthodes

3.1 Echantillons analysés

Les échantillons des poissons d'aquaculture (Daurade Royale et Bar commun) ont été prélevés de manière aseptique dans des sachets stérile hermétiquement fermés, après ont été placés dans un glacier réfrigérée puis transportés au laboratoire de microbiologique dans du délai ne dépassant pas six heures, afin de préserver leur intégrité microbiologique. Au total 38 échantillons ont été collectés dans différents points de vente répartis à travers le Nord-Est algérien comme illustré à la **figure 10**. Chaque échantillon a été identifié un code prenant le numéro, le lieu, tel que présenté dans le tableau 04.

Partie Expérimental



Figure 10 : Echantillons de poisson d'aquaculture (Ghouri, 2026)

Tableau 04 : les différentes d'espèces des poissons d'aquaculture analysés durant cette étude.

Numéro de l'échantillon	Code de l'échantillon	Espèce de poisson	Lieu de l'échantillonnage
01	51	Daurade Royale	Poissonnerie (01) avant-port Annaba
02	59	Bar commun	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)
03	64	Bar commun	Poissonnerie (01) Ben M'hidi El Tarf
04	52	Bar commun	Poissonnerie (01) avant-port Annaba
05	58	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)
06	65	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)
07	67	Bar commun	Poissonnerie (03) Marché El Hattab (Annaba)
08	69	Bar commun	Marché central du poisson (Annaba)
09	75	Daurade Royale	Restaurant (El-Tarf)
10	76	Bar commun	Poissonnerie (02) El Tarf
11	77	Daurade Royale	Poissonnerie (01) El Kala
12	78	Bar commun	Poissonnerie (01) El Kala
13	80	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)

Partie Expérimental

14	84	Bar commun	Poissonnerie (01) Avant-port (Annaba)
15	85	Daurade Royale	Poissonnerie (02) Avant-port (Annaba)
16	90	Daurade Royale	Poissonnerie/Restaurant (05) avant-port Annaba
17	91	Bar commun	Poissonnerie/Restaurant (05) avant-port Annaba
18	93	Bar commun	Poissonnerie (01) Ben M'hidi / El Tarf
19	94	Daurade Royale	Poissonnerie (02) Ben M'hidi / El Tarf
20	95	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)
21	96	Bar commun	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)
22	102	Bar commun	Poissonnerie (01) Avant-port (Annaba)
23	103	Daurade Royale	Poissonnerie (02) Avant-port (Annaba)
24	106	Bar commun	Poissonnerie (01) Ben M'hidi / El Tarf
25	107	Daurade Royale	Poissonnerie (02) Ben M'hidi / El Tarf
26	108	Daurade Royale	Poissonnerie (01) El Kala
27	109	Bar commun	Poissonnerie (01) El Kala
28	110	Daurade Royale	Poissonnerie (01) El Tarf
29	113	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)
30	118	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Avant-port (Annaba)
31	119	Bar commun	Poissonnerie (01) Avant-port (Annaba)
32	124	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Ben M'hidi / El Tarf
33	125	Bar commun	Poissonnerie (01) Ben M'hidi / El Tarf
34	131	Daurade Royale	Poissonnerie (02) Marché El Hattab (Annaba)
35	135	Daurade Royale	Poissonnerie Avant-port (Annaba)
36	136	Bar commun	Poissonnerie (01) Avant-port (Annaba)
37	140	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Ben M'hidi/ El Tarf
38	141	Bar commun	Poissonnerie (01) Ben M'hidi/ El Tarf

Partie Expérimental

3.2. Isolement des entérobactéries présentes dans les différentes parties des corps de poisson dans le milieu MacConkey

3.2.1 Pré enrichissement

Le pré enrichissement constitue une étape essentielle dans l'isolement des entérobactéries, permettant la récupération des cellules bactériennes stressées et l'augmentation de leur charge avant leur mise en culture sur des milieux sélectifs :

- ✓ Nous avons réparti stérilement le diluant EPT (Eau Peptonée Tamponnée) dans des flacons stériles, à raison de 225 ml par flacon.
- ✓ Echantillon de chair de poisson : nous avons pesé aseptiquement 25 g de l'échantillon, transféré dans le sachet stérile, puis ajoute EPT et broyage manuellement pendant 1 à 2 minutes, afin d'obtenir une suspension homogène.
- ✓ Nous avons frotté la surface, muscle, la peau ou les branchies du poisson avec un écouvillon stérile, puis prolonger l'écouvillon dans le mélange obtenue. Puis déchargeons dans le flacon contenant 225ml d'EPT.



(a)



(b)

Figure 11 : (a) Prélèvement 25 g de poisson, (b) Broyage manuel de mélange dans le sachet stérile (Ghouri, 2026).

Partie Expérimental

Incubation

L'incubation est réalisée à une température de 37°C pendant une durée comprise entre 18 et 24 heures, conformément aux normes microbiologiques en vigueur, afin de favoriser la récupération optimale des entérobactéries, **figure 12**.



Figure 12 : Incubation du pré enrichissement de poisson en Eau Peptonée Tamponnée (Ghourri, 2026).

3.2.2 Préparation du milieu sélectif de base, MacConkey

Le milieu de culture de gélose MacConkey est un milieu sélectif et différentiel largement utilisé en microbiologie pour l'isolement et l'identification des bactéries Gram négatif entériques, notamment les entérobactéries. Ce milieu a été développé par le bactériologiste britannique Alfred Theadore MacConkey afin de favoriser la croissance des bacilles Gram négatif tout en inhibant celle des bactéries Gram positif (**MacFaddin, J., 2000**).

La gélose MacConkey contient plusieurs constituants essentiels ayant chacun un rôle spécifique. Les sels biliaires et le violet de cristal agissent comme agents sélectifs en inhibant la croissance des bactéries Gram positif. Le lactose constitue le substrat fermentescible permettant de différencier les bactéries capables de fermenter ce sucre de celles qui en sont incapables. Le rouge neutre est utilisé comme indicateur de pH : les bactéries fermentant le lactose produisent des acides entraînant une coloration rose à rouge des colonies, tandis que les bactéries non fermentatrices restent incolores ou translucides. Ce milieu est particulièrement employé dans les analyses microbiologiques alimentaires, cliniques et environnementales pour la recherche des coliformes et des entérobactéries pathogènes telles qu'*Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Salmonella* et *Shigella* (**Holt et al., 1994**).

La préparation du milieu sélectif débute par la mise en suspension de 50 g de milieu déshydraté dans 1 litre d'eau distillée. Le mélange est homogénéisé par agitation, puis chauffé avec agitation régulière jusqu'à dissolution complète. Une ébullition d'une minute

Partie Expérimental

est ensuite réalisée afin d'assurer la parfaite solubilisation du milieu. Le milieu est ensuite stérilisé à l'autoclave à 121°C pendant 15 minutes. Après stérilisation, le milieu est laissé à refroidir à une température environ (45 et 50°C), le milieu est aseptiquement versé dans des boîtes de Pétri stériles, puis laissé à solidifier à température ambiante, **figure13**. Afin d'inhiber la croissance des bactéries à Gram positives.



Figure 13 : Préparation de gélose MacConkey (Ghouri, 2026)

3.2.3 Isolement

L'isolement des entérobactéries constitue une étape essentielle en microbiologie permettant de séparer et d'obtenir des colonies bactériennes pures appartenant à cette famille de bacilles à Gram négatif. Cette technique repose sur l'utilisation de milieux de culture sélectifs et différentiels favorisant la croissance des entérobactéries tout en inhibant celle des autres microorganismes indésirables (**Holt et al., 1994**).

Après l'étape de pré-enrichissement, destinée à favoriser la multiplication des bactéries potentiellement présentes dans les échantillons, un prélèvement a été réalisé aseptiquement à l'aide d'une anse en platine stérile. L'ensemencement a ensuite été effectué par la méthode des stries à la surface de la gélose MacConkey afin d'obtenir des colonies bien isolées. Cette technique permet une répartition progressive de l'inoculum sur le milieu de culture et facilite l'obtention de colonies distinctes à partir desquelles une identification bactérienne peut être réalisée.

Au terme d'ensemencement, les boîtes de pétri ont été incubées à 37°C pendant 18 à 24 heures dans une étuve bactériologique. Cette température correspond à la température optimale de croissance de la majorité des entérobactéries d'intérêt microbiologique.

Partie Expérimental

3.2.4 Purification

La purification des souches bactériennes est l'obtention d'une culture pure (une seule espèce) à partir d'un échantillon mixte. Elle repose principalement sur la méthode des stries d'épuisement sur milieu gélose pour isoler les colonies uniques.

- Nous avons repiqué chaque colonie sur le même milieu d'isolement, en réalisant des stries espacées à l'aide d'une anse de platine, **figure 14**.
- Les boîtes de Pétri ont ensuite été incubées à 37°C pendant 24 à 48 heures, **Figure 15**.
- Après incubation, les colonies obtenues ont été examinées afin de vérifier la similitude de leurs caractéristiques macroscopiques avec celles observées lors du premier isolement.
- Le repiquage a été répété si nécessaire jusqu'à l'obtention d'un isolat pur présentant des caractéristiques homogènes et stables par rapport au premier isolement.

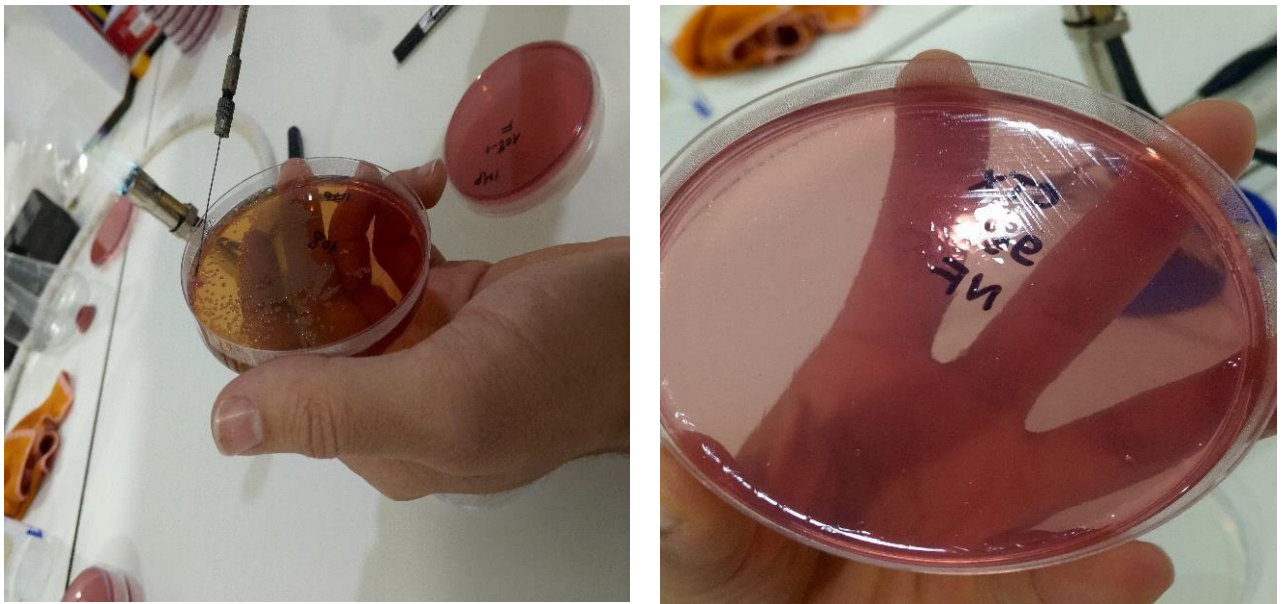


Figure 14 : Repiquage des colonies (Ghouri, 2026)

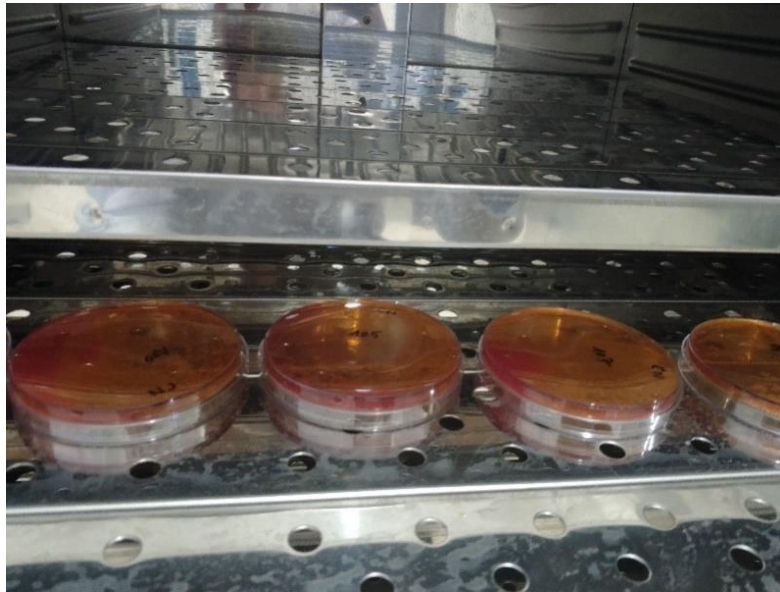


Figure 15 : Incubation des boîtes de Pétri dans l'étuve (Ghouri, 2026)

Partie Expérimental

3.2.5 Conservation des souches bactériennes

Selon le temps de conservation désiré, les souches pures sont conservées de deux manières :

✓ Conservation à courte terme dans le TSB

Les souches bactérienne purifiées ont été inoculées, à l'aide d'une anse de platine, dans un tube contenant du bouillon TSB (Tryptic Soy Broth) stérile, puis incubées à 37°C pendant 18 à 24 heures.

Après incubation, les cultures ont été conservées à une température de 4°C afin de ralentir le métabolisme bactérien et de maintenir leur viabilité pendant une durée limitée (de quelques jours à quelques semaines).

✓ Conservation à long terme dans les cryotubes avec glycérol

Pour la conservation à long terme, 1000 µL de suspension bactérienne ont été prélevés à partir d'une culture fraîche en TSB, puis mélangés avec 500 µL de glycérolé dans un cryotube stérile. Le mélange a été homogénéisé à l'aide d'un vortex.



Résultats & Discussions

Résultats et Discussion

1. Répartition des échantillons des poissons d'aquaculture analysés

1.1 Répartition des échantillons selon la commune

La répartition des prélèvements en fonction des communes est présentée dans le tableau 05 ainsi que dans la **figure16**.

Tableau 05 : Effectif et pourcentage des échantillons selon la commune.

Commune	Effectif	Pourcentage
Annaba	22	57,89%
Ben M'hidi	09	23,68%
El Tarf	03	7,89%
El Kala	04	10,52%
TOTAL	38	100%

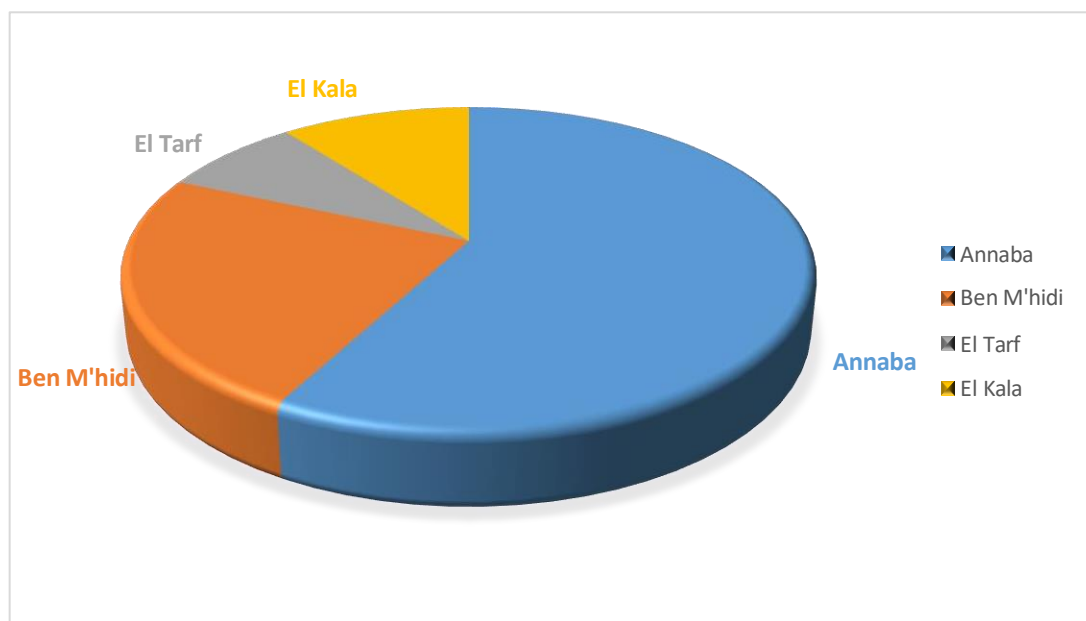


Figure 16 : Répartition des échantillons selon la commune (Ghouri, 2026).

D'après les résultats présentés, la répartition des échantillons analysés selon les différentes zones d'échantillonnage met en évidence une prédominance de la wilaya d'Annaba. En effet, cette région totalise 22 échantillons, soit 57,89 % de l'ensemble des prélèvements réalisés. Cette forte représentativité peut être liée à l'importance de l'activité commerciale

Partie Expérimentale

et de la disponibilité des produits halieutiques dans cette région, notamment au niveau des poissonneries, marchés et restaurants situés dans les zones côtières. La commune de Ben M'hidi occupe la deuxième position avec 09 échantillons, correspondant à 23,68 % du total des prélèvements. Cette proportion relativement élevée traduit également une activité notable de commercialisation des poissons d'aquaculture dans cette région. Concernant la commune d'El Kala, 04 échantillons ont été collectés, représentant 10,52 % du total.

Quant à la commune d'El Tarf, elle présente le plus faible nombre d'échantillons avec seulement 03 prélèvements, soit 7,89 % de l'ensemble étudié. Cette distribution des échantillons reflète principalement la disponibilité des points de vente et des sites d'approvisionnement au niveau des différentes communes étudiées. Elle permet également d'obtenir une vision globale de la qualité microbiologique des poissons commercialisés dans plusieurs zones géographiques du nord-est algérien. Malgré les différences observées dans le nombre d'échantillons collectés selon les communes, la contamination bactérienne a été mise en évidence dans l'ensemble des zones étudiées, suggérant une large diffusion des entérobactéries au niveau des poissons d'aquaculture commercialisés.

1.2 Répartitions des échantillons selon l'espèce de poisson d'aquaculture

La répartition des échantillons en fonctions de type de poissons est présente dans le tableau 06 et la **figure 17**.

Tableau 06 : Distribution des échantillons analysés de poissons en fonction des espèces étudiées.

Espèce de poissons	Nombre d'échantillons	pourcentage
Daurade royale (<i>Sparus aurata</i>)	19	50%
Bar commun (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	19	50%
Total	38	100%

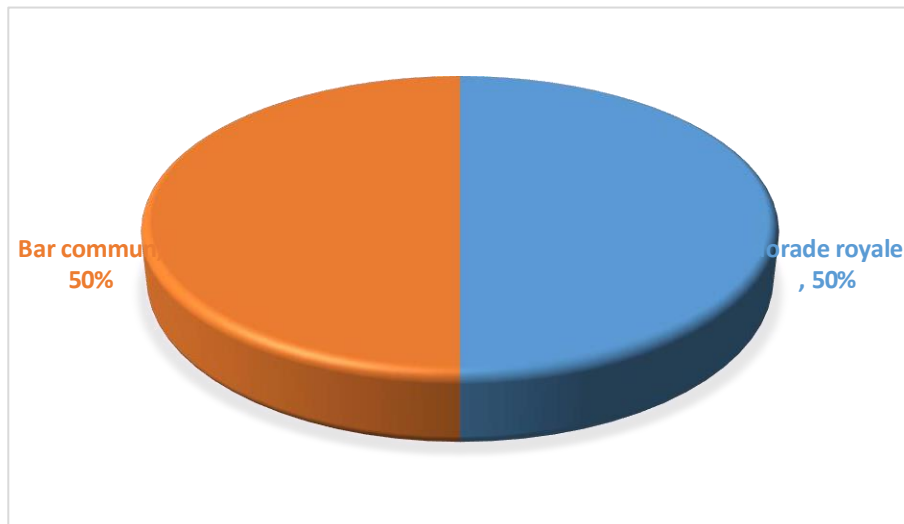


Figure 17 : Répartitions des échantillons selon l'espèce de poisson d'aquaculture (**Ghouri, 2026**).

La répartition des échantillons analysés selon le type de poissons d'aquaculture a montré une distribution parfaitement équilibrée entre les deux espèces étudiées. En effet, 19 échantillons de daurade royale (*Sparus aurata*) et 19 échantillons de bar commun (*Dicentrarchus labrax*) ont été prélevés et analysés, représentant chacun 50 % du total des échantillons étudiés. Cette répartition homogène a permis d'assurer une représentativité équitable des deux espèces dans l'étude microbiologique

Selon la Food and Agriculture Organization of the United Nation (FAO, 2020), la standardisation des protocoles d'échantillonnage représente une étape essentielle dans les études microbiologiques, car elle garantit la comparabilité des données obtenues et favorise une meilleure représentativité de la réalité sanitaire des produits halieutiques. De plus, plusieurs études antérieures ont souligné l'importance d'un plan d'échantillonnage équilibré dans les investigations microbiologiques comparatives (**FAO, 2020**). À titre d'exemple, Moubarack, et *al* (2019) ont montré que la distribution des entérobactéries au niveau des poissons peut varier significativement selon l'espèce étudiée, ce qui nécessite une représentation homogène des groupes analysés afin d'éviter toute interprétation biaisée des résultats (**Moubarack, 2019**).

Ainsi, l'équilibre adopté dans cette étude constitue un atout méthodologique important pour l'évaluation de la contamination bactérienne des poissons d'aquaculture commercialisés dans le Nord est Algérien.

Partie Expérimentale

2. Taux de contamination de poisson d'aquaculture par les bactéries à Gram négatif

Les résultats illustrés par ce graphique et le tableau suivante révèlent une contamination totale 100%, indique qu'aspect des colonies isolées sur gélose MacConkey.

Tableau 07 : Répartition des échantillons contaminés par les bactéries à Gram négatif

Numéro de l'échantillon	Espèce de poisson	Lieu de l'échantillonnage	Aspect des colonies isolées sur gélose MacConkey	
			Lactose + (Fermentant)/ colonies rose ou rouge	Lactose – (non fermentant)/ colonies transparent
1.	Daurade Royale	Poissonnerie (01) avant-port Annaba	+	+
2.	Bar commun	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)	+	+
3.	Bar commun	Poissonnerie (01) Ben M'hidi/ El Tarf		+
4.	Bar commun	Poissonnerie (01) avant-port Annaba		+
5.	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)	+	+
6.	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)		+
7.	Bar commun	Poissonnerie (03) Marché El Hattab (Annaba)	+	+
8.	Bar commun	Marché central du poisson (Annaba)	+	
9.	Daurade Royale	Restaurant (El-Tarf)	+	
10.	Bar commun	Poissonnerie (02) El Tarf	+	+
11.	Daurade Royale	Poissonnerie (01) El Kala	+	+
12.	Bar commun	Poissonnerie (01) El Kala		+
13.	Daurade Royale	Poissonnerie (04) Marché El Hattab (Annaba)		+
14.	Bar commun	Poissonnerie (01) Avant-port (Annaba)	+	+

Partie Expérimentale

15.	Daurade Royale	Poissonnerie (02) Avant-port (Annaba)	+	
16.	Daurade Royale	Poissonnerie /Restaurant (05) avant-port Annaba		+
17.	Bar commun	Poissonnerie / Restaurant (05) avant-port Annaba	+	+
18.	Bar commun	Poissonnerie (01) Ben M'hidi/ El Tarf	+	+
19.	Daurade Royale	Poissonnerie (02) Ben M'hidi / EL Tarf		+
20.	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)	+	+
21.	Bar commun	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)	+	
22.	Bar commun	Poissonnerie (01) Avant-port (Annaba)	+	+
23.	Daurade Royale	Poissonnerie (02) Avant-port (Annaba)	+	
24.	Bar commun	Poissonnerie (01) Ben M'hidi / El Tarf	+	
25.	Daurade Royale	Poissonnerie (02) Ben M'hidi / El Tarf	+	+
26.	Daurade Royale	Poissonnerie (01) El Kala	+	+
27.	Bar commun	Poissonnerie (01) El Kala		+
28.	Daurade Royale	Poissonnerie (01) El Tarf	+	
29.	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Marché El Hattab (Annaba)	+	
30.	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Avant-port (Annaba)	+	
31.	Bar commun	Poissonnerie (01) Avant-port (Annaba)	+	+
32.	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Ben M'hidi/ El Tarf	+	

Partie Expérimentale

33.	Bar commun	Poissonnerie (01) Ben M'hidi/ El Tarf		+
34.	Daurade Royale	Poissonnerie (02) Marché El Hattab (Annaba)	+	
35.	Daurade Royale	Poissonnerie Avant-port (Annaba)	+	
36.	Bar commun	Poissonnerie (01) Avant-port (Annaba)	+	+
37.	Daurade Royale	Poissonnerie (01) Ben M'hidi/ El Tarf		+
38.	Bar commun	Poissonnerie (01) Ben M'hidi/ El Tarf	+	+

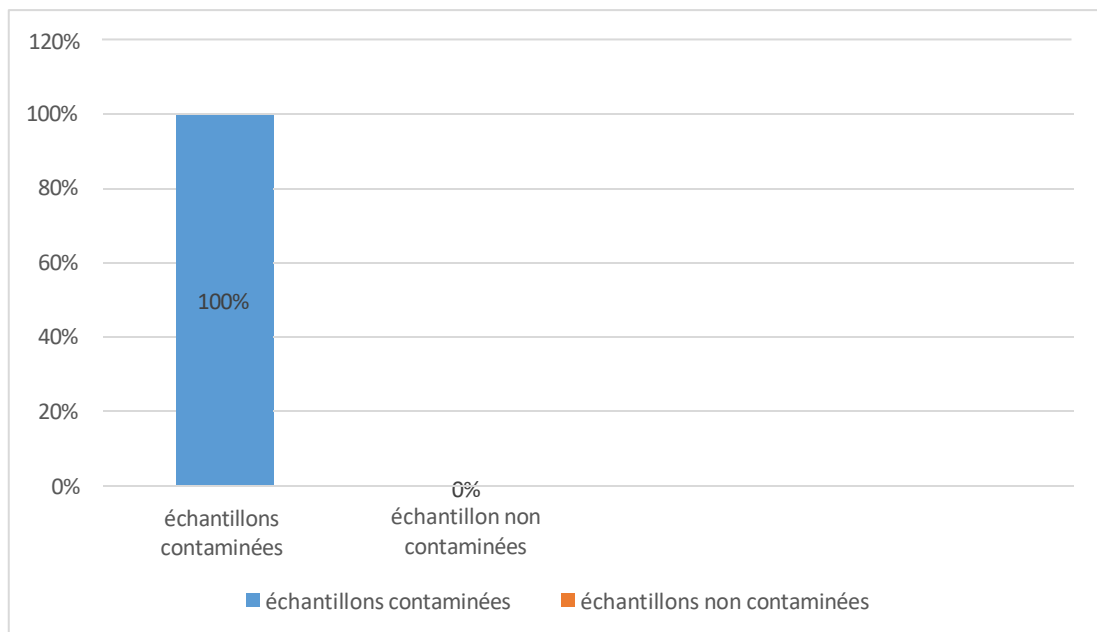


Figure18 : Prévalence des bactéries a Gram négatif chez les poissons d'aquacultures analysées (Ghour, 2026)

Dans le cadre de cette recherche, tous les échantillons de poisson d'aquaculture examinés (n=38) ont montré une présence d'entérobactéries, atteignant un niveau de contamination de **100%**. Ce constat est préoccupant, car il met en évidence une contamination étendue, pouvant être associée à des conditions d'hygiène insuffisantes lors de l'élevage, de la manipulation ou du transport des échantillons. Plusieurs études internationales ont rapporté un taux de contaminations inférieur à celui-ci. Par exemple, une enquête menée

Partie Expérimentale

par Hamza et *al.*, 2020, réalisées en Égypte sur un totale de poissons d'aquaculture notamment le tilapia, a mis en évidence une prévalence des entérobactéries de 63% . Les auteurs ont isolé plusieurs genres bactériens appartenant à cette famille, *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae* et *Enterobacters pp*, traduisant une contamination d'origine fécale et environnementale. (**Hamza et al., 2020**).

Dans le contexte Maghrébin deux recherches effectuées en Tunisie indiquent un taux plus bas. L'étude initiale, menée par Hammami S. et al, 2021, a montré la présence des entérobactéries dans les échantillons analysés des poissons d'élevage, d'un taux de contamination 76%. Tandis que la seconde étude, conduite par Ben Said R. et al, 2020, a décelé un taux pas systématique environ 68.9%, mettant en évidence une contamination de niveau moyen à élever, mais toujours inférieure à celle observée dans la présente étude (**Hammami S. et al, 2021 ; Ben Said R. et al, 2020**).

De même, l'étude de Bollache et *al*, 2019, en France sur les poissons d'élevage issus de différentes fermes aquacoles a montré que la présence de bactérie à Gram négatif, incluant des espèces proches des *Enterobacteriaceae* , n'était pas uniforme dans tous les échantillons analysés, avec un taux de contamination 80% et fortement dépendante des conditions d'élevage, de la qualité de l'eau et des pratiques d'hygiène(**Bollache, et al., 2019**).

Pour conclure, une étude plus récente menée par Nguyen T.T.(2022), portant sur un total de 60 échantillons de poissons issus de milieux marins et d'eau douce au Vietnam, les résultats ont révélé une prévalence des entérobactéries notamment *E. Coli*, compris 24.3%, ce taux est inférieurs à ceux rapportés dans certaines études, ce qui peut être attribué à une meilleure maîtrise des conditions d'hygiène et de l'environnement d'élevage (**Nguyen T.T. 2022**). En contraste, le taux de contamination de 100% observé dans cette étude ne signifie pas nécessairement une contamination pathologique sévère, mais plutôt une présence généralisée des entérobactéries, qui peuvent faire partie de la flore naturelle des poissons. Toutefois, ce résultat demeure un indicateur d'une qualité microbiologique insuffisante et suggère une exposition continue à diverses sources de contamination d'origine environnementale ou fécale.

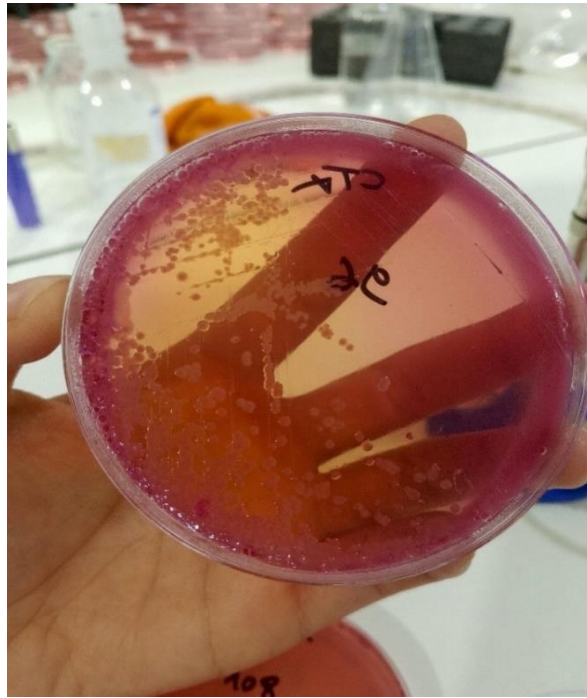


Figure 19 : Culture bactérienne sur MacConkey (Ghouri, 2026)

3. purification des souches bactériennes



Figure 20 : Souche bactérienne pure isolée après purification (Ghouri, 2026)

Les étapes de purification sur gélose sélective ont permis d'obtenir des colonies bactériennes bien isolées et morphologiquement homogènes, caractérisées par des formes, tailles et couleurs similaires, indiquant l'obtention de cultures pures sans contamination.

Partie Expérimentale

4. Prévalence globale et caractérisations des bactéries à Gram négatif isolées

4.1 Répartition des bactéries fermentent et non fermentant selon l'espèce de poisson d'aquaculture

Le tableau et les graphiques ci-dessous illustrent la répartition des bactéries fermentant et non fermentant le lactose selon l'espèce de poisson isolée à partir d'échantillon de poisson d'aquaculture en fonction de leur pourcentage.

Tableau 08 : Nombre des bactéries fermentant et non fermentant le lactose selon l'espèce de poisson d'aquaculture

Espèce de poisson	Nombre des bactéries fermentant (Lac+)	Pourcentage	Nombre des bactéries non fermentant (Lac-)	Pourcentage	Total
Daurade royale	15	57.69%	11	42,31%	26
Bar commun	13	46.43%	15	53,57%	28
Total global	28	73.68%	26	68,42%	38

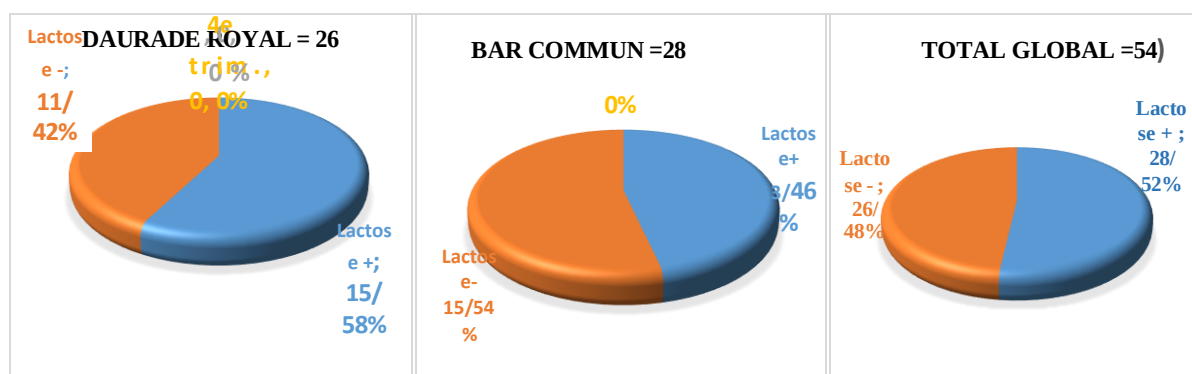


Figure 21 : Cercles relatifs montrant la répartition des bactéries Lac + et Lac – selon l'espèce de poisson d'aquaculture (Ghouri, 2016).

Les résultats obtenus dans cette étude montrent une forte diversité des bactéries à Gram négatif isolées à partir des poissons d'aquaculture, avec la présence simultanée de bactéries

Partie Expérimentale

fermentant le lactose et de bactéries non fermentant le lactose. L'isolement a été réalisé sur milieu MacConkey agar, permettant de différencier ces deux groupes sur la base de leur capacité à fermenter le lactose (Maheux et al., 2018).

Sur un total de 38 isolats, 28 souches représentent 73.68% se sont révélées fermentant le lactose, tandis que 26 souches représentent 68.42% étaient non fermentant du lactose. Ce chevauchement suggère que certains échantillons contenaient une flore bactérienne mixte, traduisant une contamination poly microbienne des poissons analysés.

Les colonies roses indiquent des bactéries fermentant le lactose (Lactose +) correspondent généralement aux bactéries appartenant à la famille des *Enterobacteriaceae*, notamment *Escherichia coli*, *Klebsiella*, et *Enterobacter spp*, qui sont reconnues comme des indicateurs de contamination fécale. La répartition par espèce de poisson montre que 15 souches (53.57%) ont été isolées de la daurade royale contre 13 souches (46.42%) du bar commun. Cette légère prédominance chez la daurade pourrait être liée à des différences écologiques, notamment la qualité de l'eau ou les conditions d'élevage spécifiques.

Concernant les colonies incolores correspondent à des bactéries non fermentant du lactose (Lactose -) ce qui traduit l'existence d'autres groupes bactériens, potentiellement pathogènes, tels que *Salmonella spp*, *Proteus mirabilis* qui sont fréquemment associées aux milieux aquatiques et peuvent être impliquées dans des infections chez les poissons ou représentent un risque pour la santé humaine. La distribution indique une prédominance chez la daurade royale avec 11 souches (42.30%), contre 15 souches (57.69%) chez le bar commun. Cette tendance pourrait refléter une sensibilité plus élevée du bar commun à la contamination par des bactéries opportunistes ou pathogènes.

La présence simultanée et élevée des deux groupes bactériens met en évidence une contamination importante des poissons d'aquaculture étudiés. La dominance des bactéries fermentant du lactose suggère une contamination d'origine fécale ou environnementale, souvent liée à la qualité microbiologique de l'eau. En revanche, la proportion élevée de bactéries non fermentant le lactose constitue un indicateur préoccupant de risque sanitaire, en raison de leur potentiel pathogène (Zhang Y., 2021).

Ces résultats sont en accord avec plusieurs études antérieures montrant que les poissons d'aquaculture peuvent héberger une flore bactérienne mixte dominée par les entérobactéries. Cette situation est généralement associée à des pratiques d'élevage intensif, à l'accumulation de matières organiques et à une gestion insuffisante des conditions d'hygiène (Limbu, et al., 2021).

Dans les environnements aquacoles, cette coexistence a également été confirmée par des études en Afrique et en Amérique latine, par Silva et al., (2025), ont mis en évidence la présence de bactéries non fermentant du lactose dans les eaux d'élevage, avec une dominance de genres résistants tels que *Pseudomonas* et *Acinetobacter*, ces résultats confirment que les bactéries non fermentant du lactose sont souvent associées à des

Partie Expérimentale

environnements fortement contaminé et peuvent persister dans des conditions défavorables (Silva, et al., 2022).

Une étude sur les poissons d'aquaculture en Asie réalisée par Hossain et al., 2025, des travaux récents sur le microbiote intestinal des poissons ont montré la présence simultanée de bactéries fermentant et non fermentant du lactose, avec une dominance des entérobactéries dans les systèmes aquacoles intensifs. Cette distribution est fortement influencée par la densité d'élevage et la qualité de l'eau (Hossain et al., 2025). Une étude sur les bactéries non fermentant du lactose en aquaculture, des recherches ont isolé des bactéries dans des environnements aquacoles, principalement des genres comme *Pseudomonas aeruginosa* et *Acinetobacter baumannii*, confirmant leur rôle comme flore opportuniste dans les systèmes d'élevage (Hossain M et al., 2023).

En Chine, Wang et al., 2022, ont identifié des bactéries isolées dans les poissons d'élevage particulièrement la carpe (*Cyprinus Carpio*), les résultats montrent une prédominance des bactéries Gram négatives fermentant le lactose (50%), alors que les souches non fermentant du lactose constituent une proportion non négligeable estimée à 35%, traduisant une diversité microbiologique liée aux conditions écologiques du milieu aquacole (Wang et al., 2022).

Selon la World Health Organization (2020), la présence d'entérobactéries dans les produits d'origine aquatique reflète une hygiène insuffisante et nécessite la mise en place de mesures de contrôle rigoureuses (WHO, 2020).

Partie Expérimentale

4.2. Souches bactériennes isolées

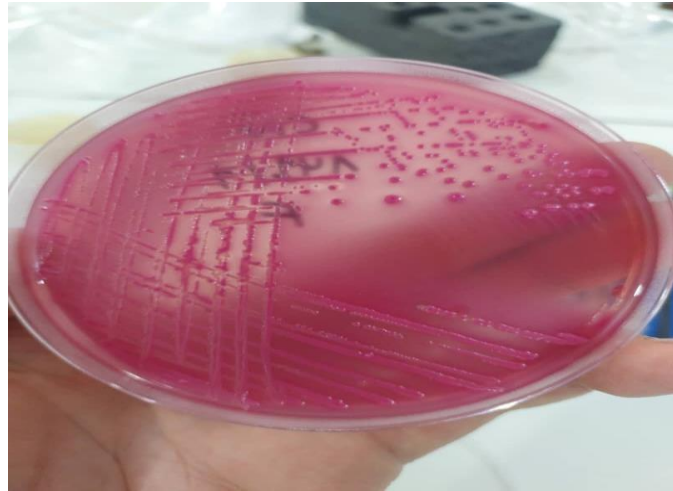


Figure 22 : Les bactéries fermentant le lactose (Ghouri, 2026)

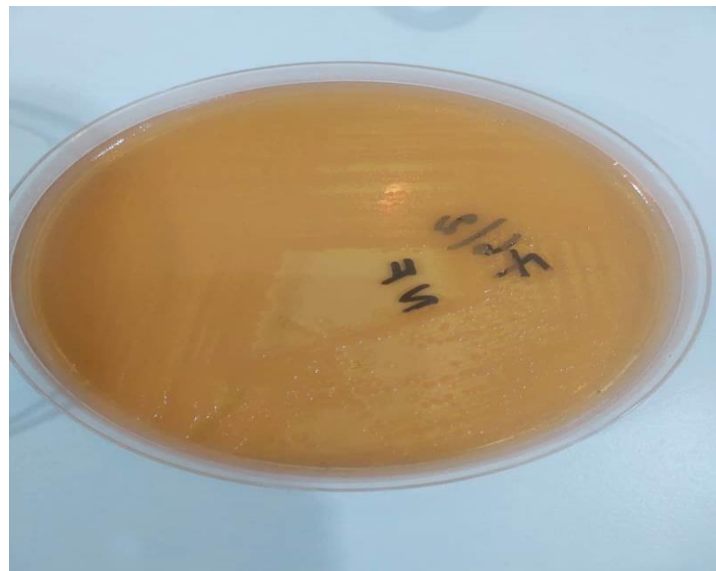
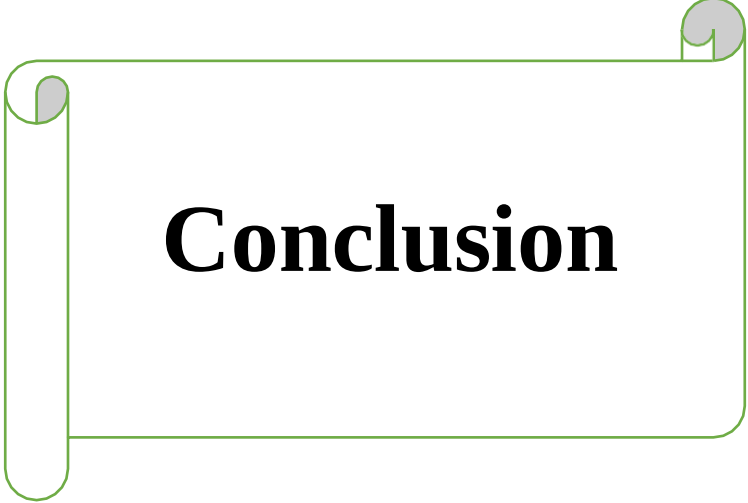


Figure 23 : Les bactéries non fermentant le lactose (Ghouri, 2026)

Les entérobactéries peuvent être classées selon leur capacité à fermenter le lactose. Les bactéries fermentant le lactose, telles que *Escherichia coli*, *Klebsiella spp.*, et *Enterobacter spp.*, produisent des acides lors de la fermentation de ce sucre, ce qui se traduit par l'apparition de colonies roses à rouges sur la gélose MacConkey. À l'inverse, les bactéries non fermentant le lactose, comme *Salmonella spp.*, *Shigella spp.*, *Proteus spp.* et *Morganella spp.*, ne fermentent pas ce glucide et forment des colonies incolores ou pâles sur ce même milieu. Cette distinction constitue un critère important pour l'isolement et l'identification préliminaire des entérobactéries en microbiologie alimentaire (Forbes, et al, 2007).



Conclusion

Conclusion

Conclusion

La présente étude a porté sur l'évaluation de la qualité microbiologique de poissons d'aquaculture commercialisés dans les wilayas d'El Tarf et d'Annaba, à travers la caractérisation et la détermination de la prévalence des bactéries à Gram négatif. L'analyse de 38 échantillons de daurade royale (*Sparus aurata*) et de bar commun (*Dicentrarchus labrax*) a permis de mettre en évidence une contamination bactérienne généralisée, avec un taux de prévalence atteignant 100 %, révélant ainsi une forte présence de bactéries à Gram négatif au sein des poissons étudiés.

L'isolement des souches sur gélose MacConkey a permis d'observer une diversité bactérienne importante, caractérisée par la coexistence de bactéries fermentant le lactose et de bactéries non fermentant le lactose. Cette diversité témoigne de la richesse de la flore microbienne associée aux poissons d'aquaculture et suggère l'existence de différentes sources de contamination pouvant intervenir tout au long de la chaîne de production et de commercialisation.

Les résultats obtenus indiquent que la contamination observée ne semble pas être liée à l'espèce piscicole étudiée ni à la zone géographique de prélèvement, mais serait davantage influencée par la qualité du milieu d'élevage, les conditions d'hygiène, les pratiques de manipulation ainsi que les modalités de stockage et de transport. Ces facteurs constituent des éléments déterminants dans la maîtrise de la qualité sanitaire des produits aquacoles.

La forte prévalence des bactéries à Gram négatif observée dans cette étude soulève des préoccupations quant à la sécurité microbiologique des poissons destinés à la consommation humaine. La présence de ces microorganismes peut constituer un indicateur de contamination environnementale et refléter des insuffisances dans l'application des bonnes pratiques d'hygiène au niveau des exploitations aquacoles et des circuits de distribution.

Au regard de ces résultats, il apparaît indispensable de renforcer les mesures de surveillance microbiologique des produits aquacoles, d'améliorer la qualité sanitaire des eaux d'élevage et de promouvoir l'application rigoureuse des bonnes pratiques d'hygiène et de fabrication à toutes les étapes de la filière. Ces actions contribueront à garantir la sécurité des consommateurs, à préserver la qualité des produits commercialisés et à soutenir le développement durable du secteur aquacole en Algérie.

Enfin, cette étude constitue une contribution aux connaissances sur la flore bactérienne associée aux poissons d'aquaculture dans le nord-est algérien.



Perspectives

Perspectives

À l'issue de ce travail, plusieurs perspectives réalistes peuvent être envisagées afin de compléter et renforcer les résultats obtenus.

Il serait d'abord intéressant de procéder à une identification plus précise des souches isolées par des méthodes biochimiques ou moléculaires, afin de déterminer les espèces bactériennes impliquées et mieux évaluer leur importance sanitaire.

Ensuite, une étude du profil de sensibilité aux antibiotiques pourrait être réalisée, dans le but d'apprécier le niveau de résistance des bactéries isolées et d'anticiper les risques liés à l'émergence de souches résistantes.

Par ailleurs, l'extension de l'échantillonnage à d'autres espèces de poissons et à d'autres périodes de l'année permettrait d'obtenir une vision plus représentative de la contamination microbiologique des produits aquacoles.

Enfin, le renforcement des bonnes pratiques d'hygiène tout au long de la chaîne de production et de commercialisation reste essentiel pour réduire la charge bactérienne et améliorer la qualité sanitaire des poissons destinés à la consommation.

**Références
bibliographiques**

Références Bibliographiques

Références bibliographiques

- Adams, M. R., & Moss, M. O. (2008). Food Microbiology (3rd ed.). Cambridge, United Kingdom: Royal Society of Chemistry Publishing. 463 p.
- Adediji, O. B., & Adetunji, V. O. (2004). Pests in farm animals and stored animal products .agriculture, renewable natural resources, animal husbandry. Nigeria: General Studies Programme (GSP).
- Alliouche, F., Bensaad-Bendjedid, L., Radi, N., Amira, A.-S., Ayad, M., & Hemeir, A. (2024). La consommation des poissons d'eau douce et de l'aquaculture en algerie, Spécialement le tilapia : état des lieux et perspectives. Hippocampus, 9, 1 – 14.
- APHIS, 2003. Off-flavor in US catfish operations. Animal and Plant Health Inspection Service, United State department of Agriculture, Infosheet, Novembre 2003: 2 p.
- Austin, B., & Austin, D. A. (2016). Bacterial Fish Pathogens: Disease of Farmed and Wild Fish (6th ed.). Cham, Switzerland: Springer International Publishing. 978 p.
- Avril J-L., Henry D., François D et Henri M. 1992. *Enterobacteriaceae*. Bactériologie clinique. 2^{ème} édition. p149-151-153, 156, 163, 166,
- Avril, J. L., Dabernat, H., Denis, F., & Monteil, H. (2000). Bactériologie clinique (2^e éd.). Paris : Ellipses.
- Barbieri, E., Falzano, L., & Fiorentini, C. (1999). Occurrence, Diversity, and Pathogenicity of Halophilic *Vibrio* spp. and Non-O1 *Vibrio cholerae* from Estuarine Waters along the Italian Adriatic Coast. 2748–2753. Récupéré sur <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC91407/>.
- Ben Said, R., et al. (2020). Microbiological assessment of farmed fish in Tunisia. African Journal of Food Science, 14(6), 150-156.
- Bollache, L., Bardet, E., Depret, G., Motreuil, S., Neuwirth, C., Moreau, J., & Hartmann, A. (2019). Dissemination of CTX-M-producing *Escherichia coli* in freshwater fishes from a French watershed (Burgundy). Frontiers in Microbiology, 9, 3239.
- Carbonnelle B., Denis F., Marmonier A., Pinon G. et Vargues R. 1987. Bactériologie Médicale : Techniques usuelles. SIMEP SA. Paris. p. 146, 155.
- Carip C. 2008. Microbiologie hygiène base microbiologiques de la diététique. Edition Tec & Doc Lavoisier, paris. p429.
- Castro-Sánchez, E., et al. (2024). *Microbiological hazards in fish and fish products*. Journal of Veterinary Sciences, 12(2), 133-145.
- CHIHEB, M. (2006). *Le développement de l'aquaculture en Algérie*. France. pp 18-22.
- Cristian C. 2008. Microbiologie Hygiène Base microbiologiques de la diététique. Ed. TEC & DOC Lavoisier, Paris. p. 76 -86, 257.
- Cwikova, O. (2016). *Microbiological evaluation of fish*. Potravinarstvo Scientific Journal for Food Industry, 10(1), 78-83.

Références Bibliographiques

- Dangnra, A. T., Akolly, K., Agbodaze, D., & Tidjani, O. (2007). Evaluation de la qualité microbiologique des poissons fumés artisanaux au Togo. *Médecine d'Afrique Noire*, 54 (11), 623 – 628.
- Delarras C. 2014. *Pratique en Microbiologie de Laboratoire : Recherche De Bactéries et de levures-moisissures*. Paris : Tec & Doc Lavoisier. p233-239.
- Diagne, M. A. (1995). Contribution à la détermination de l'indice de fraîcheur de quelques espèces de poissons tropicales.
- Direction des polluants et de l'assainissement des territoires du nord-ouest du Canada (T.N.-O).(2004). Feuilles d'information sur les contaminants dans les territoires du nord-ouest les métaux lourds. Canada.
- Dorted, L., Bréchar, L., Cuzon, G., Poirel, L., & Nordmann, P. (2013). *Strategy for rapid detection of carbapenemase-producing Enterobacteriaceae*. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*, 58(4), 2441-2445. <https://doi.org/10.1128/AAC.01239-13>.
- Douhan H.2021. Les infections à Entérobactéries, épidémiologie et diagnostic bactériologique. Thèse de doctorat : pharmacie. Rabat : Université Mohammed VRabat .p143.
- EL bouamri MC. (2017). Etude épidémie-moléculaire des Entérobactéries Productrices de β -lactamases à spectre élargie au CHU de Marrakech. Thèse de Doctorat : Faculté de Médecine et de Pharmacie. Rabat, Maroc : université Mohammed V, 131 P.
- Erkan, N. (2007). Sensory, chemical and microbiological attributes of sea bream (*Sparus aurata*): Effect of washing and ice storage. *International Journal of Food Properties*, 10 (2), 421 – 434.
- FAO (2014). Organisation des Nations Unies pour L'alimentation et l'agriculture. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Possibilités et défis. Rome : FAO. p. 27-45.
- FAO (Food and Agriculture Organization). 2024. *Cultured Aquatic Species Information Programme: Dicentrarchus labrax (Linnaeus, 1758)*. Rome, FAO. Disponiblesur : <https://www.fao.org/fishery/en/culturedspecies/dicentrarchus-labrax>
- FAO (Food and Agriculture Organization). 2024. *Cultured Aquatic Species Information Programme: Sparus aurata (Linnaeus, 1758)*. Rome, FAO. Disponiblesur : <https://www.fao.org/fishery/en/culturedspecies/sparus-aurata>
- FAO, (2016). Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2016. Contribuer à la sécurité alimentaire et à la nutrition de tous. Rome 2016), 224 pages.
- FAO, (2017). Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (page consultée le 01/09/2017). [http://www. Fao.org/fishery/culture dspecies/Dicentrarchus-labrax/fr](http://www.Fao.org/fishery/culture dspecies/Dicentrarchus-labrax/fr).
- FAO, 2020. Food and Agriculture Organization. *The state of World fisheries and Aquaculture*.

Références Bibliographiques

- FAO. (2020). La situation mondiale de la pêches et l'aquaculture 2020.
- FERRA, C. & JEAN- PIERRE, A. (2008). *Aquaculture*. Paris : Vuibert, 2008. 1264p.
- Food and Agriculture Organization (FAO). (2024). The State of World Fisheries and Aquaculture 2024: Blue Transformation in Action. Rome, Italy: Food and Agriculture Organization of the United Nations. 243 p.
- Forbes, B.A., Sahm, D.F., & Weissfeld, A.S. (2007). *Bailey & Scott's Diagnostic Microbiology* (12th ed.). Mosby Elsevier, St. Louis, USA. pp. 323–326.
- Futura-Sciences. 2017. Salmonelle : qu'est-ce que c'est ? Récupéré sur [www.futura-sciences.com](http://www.futura-sciences.com/sant/définitions/medecine-salmonelle-7912/): <http://www.futura-sciences.com/sant/définitions/medecine-salmonelle-7912/>.
- Galaviz-Silva, L., Gómez-Anduro, G., Molina-Garza, Z. J., & Ascencio-Valle, F. (2008). Food safety Issues and the microbiology. Hoboken: John Wiley & Sons.
- Geo F.B., Karen C. C., Janet S. B., Morse A.S. 2007. Medical Microbiology (Jawetz, Melnick & Adelberg) 24 edition McGraw-Hill Medical. p249-255.
- George M. G., Don J.B., Krieg N. R., James T. S. 2005. Bergey's Manual of Systematic Bacteriology volume 2: The Proteobacteria, Part B: The Gammaproteobacteria. 2nd edition. Springer. p588-838.
- Gram L., Dalgaard P., 2002. Fish spoilage bacteria: problems and solutions. *Current Opinion in Biotechnology* 13 : 262-266.
- Gram, L., & Dalgaard, P. (2002). Fish spoilage bacteria: Problems and solutions. *Current Opinion in Biotechnology*, 13(3), 262–266.
- Gram, L., Trolle, G., & Huss, H. H. (1987). Detection of specific spoilage bacteria from fish stored at low (0°C) and high (20°C) temperatures. *International Journal of Food Microbiology*, 4 (1), 65 -72.
- Gram, L., Trolle, G., (1992). *Detection of specific spoilage bacteria from fish stored at low (0°C) and fish high (20°C) temperatures*.
- Guiraud PJ, (2012). Microbiologie alimentaire. Les presses ISBN ; 22 : 80 – 171.
- Hammami, S., et al. (2021). Qualité microbiologique des poissons d'aquaculture en Tunisie. *Journal of Aquaculture Research & Development*.
- Hamza, D., Dorghan, S. M., Ismael, E., et al. (2020). Emergence of β –lactamase-producing *Enterobacteriaceae* in fish farms. *Antimicrobial Resistance & Infection Control*, 9, 67.
- Holt, J. G., Krieg, N. R., Sneath, P. H. A., Staley, J. T., & Williams, S. T. 1994. *Bergey's Manual of Determinative Bacteriology* (9th ed.).
- Hossain, M. J., Aktar, D., Islam, M. T., Rahman, M. M., & Hossain M. S. 2023. Bacterial contamination and antibiotic resistance patterns in aquaculture fish. *Aquaculture Reports*, 28, 101456. <https://doi.org/10.1016/j.agrep.2023.101456>.
- Hossain, M. S., Mondal, C., Rifa, R. J., Ahmed, M. I., Rahman, M. M., & Mariom. (2025). Isolation and characterization of lactic acid bacteria from *Heteropneustes fossilis* for probiotic application in aquaculture. *Scientific Reports*, 16, 5835.

Références Bibliographiques

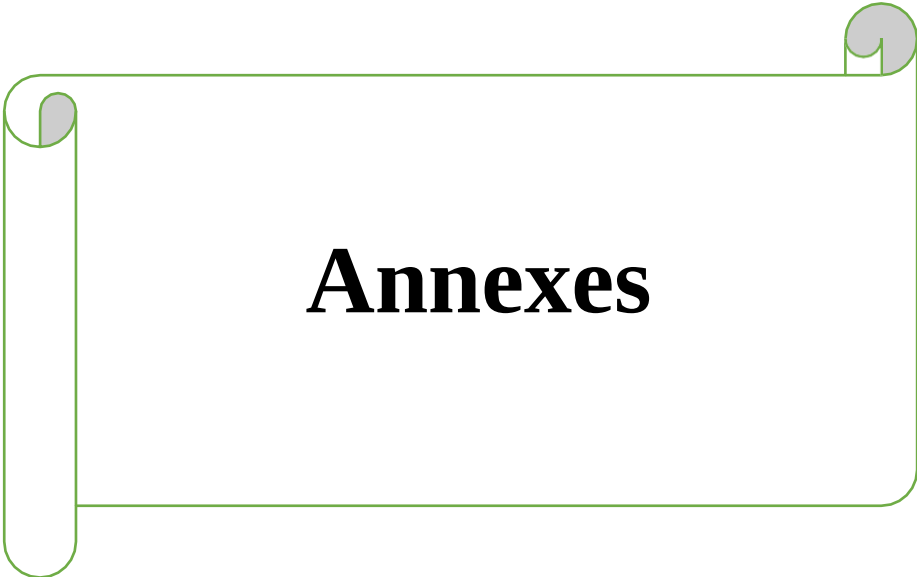
- Huss, H. H. (1995). Quality and Quality Changes in Fresh Fish. FAO Fisheries Technical Paper No. 348. Rome, Italy: Food and Agriculture Organization of the United Nations. 195p.
- Huss, H.H., Reilly, A., & Embarek, P.K.B. (2003). *Prevention and control of hazards in seafood*. *Food Control*, 14(1), 1-10.
- ICMSF (International Commission on Microbiological Specifications for Foods). (2005). *Microorganisms in Foods 6: Microbial Ecology of Food Commodities* (2nd ed.). New York, USA: Kluwer Academic/Plenum Publishers. 776 p.
- Jay, J. M., Loessner, M. J., & Golden, D. A. (2005). *Modern Food Microbiology* (7th ed.). New York, USA: Springer Science+Business Media. 790 p.
- Joly B, Reynaud A (2002). *Entérobactéries : systématique de Méthodes de Diagnostic*. Editions DOC et Editions Médicales Inter Nationales. Paris. 356 P.
- Kaper, J. B., Nataro, J.P., & Mobley, H.L.T. (2004). Pathogenic *Escherichia coli*. *Nature Reviews Microbiology*.2.
- Kassama M, Hamadi S. (2013). Evaluation de la résistance aux antibiotiques des souches d'Entérobactéries isolées à l'Etablissement Hospitalier Spécialisé de Constantine. Mémoire de Master : Microbiologie et Hygiène Hospitalière : Constantine, Algérie. Université des frères Mentouri, Constantin 1, 62 P.
- Killian H.S., 2004. Off-flavor (catfish). Site web University of Arkansas, School of Agriculture, fisheries & Human Sciences, Aquaculture/fisheries centre: 3 p.
- Latifou, A. B., et al. (2019). Changements post mortem et évaluation de la qualité microbiologique du poisson destiné à la consommation humaine : *revue de la littérature*. *Microbiology Research Journal International*, 28 (6).
- Leclercq M. 2006. *Enterobacter sakazakii*. Agence Française de Sécurité Sanitaire des aliments AFSSA, 1-6.
- Leduc, F. (2011). Evaluation de la qualité des poissons frais par des approches chimiques. Lille : Université Lille 1.
- Leskinen K., Pajunen M.I., Varjosalo M., Fernandez-Carrasco H., Bengoechea A.J., Skurnik M. 2017. ServalHfq-dependent alterations in physiology of *Yersinia enterocolitica* 0:3 are mediated by derepression of the transcriptional regulator RovM. *Molecular Microbiology*. 103(6): 1065-1091.
- Lightner, D. V., & Redman, R. M. (1998). Shrimp diseases and current diagnostic methods. *Aquaculture* (1-4), 201–220.
- Limbu, S. M., Zhou, L., Sun, S. X., Zhang, M. L., & Du, Z. Y. (2021). *Chronic exposure to low environmental concentrations and legal aquaculture doses of antibiotic cause systemic adverse effects in Nile tilapia and provoke the environment*. *Science of The Total Environment*, 749, 141706.
- Linhart O., Stech L., Svarc J., Rodina M., Audebert J.P., Grecu J., Billard R., 2002. The culture of the European catfish, *Silurus glanis*, in the Czech Republic and in France. *Aquatic Living Resource* 15 : 139-144.
- Linnaeus, C. (1758). *Systema Naturae* (10th ed., Vol. 1). Holmiae : Laurentii Salvii.
- Liston, J. (1980). Microbiology in fishery science. (J. Connell, Éd.) *Advances in fish science and technology*, 138-157.

Références Bibliographiques

- Liston, J. (1992). *Microbiology of fish and fish products*.
- Livermor DM. 1995. β –Lactamases in laboratory and clinical resistance. ClinMicrobiol Rev; 8(5): 557-584.
- Luqman, A., et al. 2024. Post-harvest bacterial contamination of fish. Brazilian Journal of Biology, 84, e256789.
- MacFaddin, J. F. 2000. *Biochemical Tests for Identification of Medical Bacteria* (3rd ed.). Lippincott Williams & Wilkins.
- Madiagan, M. T. Bender, K. S., Buckley, D. H., Sattley, w. M., & Stahl, D. A. (2018). *Brock biology of Microorganisms* (15th ed.).
- Magiorakos, A.P., et al. (2012). Multidrug-resistant, extensively drug-resistant and pandrug-resistant bacteria: An international expert personal. Clinical Microbiology and Infection, 18 (3), 268-281. <http://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2011.03570>.
- Maheux, A. F. Bouchard, S., & Rodrigue, S. (2018). Microbiological quality of freshwater fish and aquaculture products: assessment of bacterial contamination. Food Control, 90, 345 – 352.
- Ministère de la pêche et des Ressources Halieutiques 2014. Secteur de la pêche et de l'Aquaculture. Bilan (2012-2014). Prospective 2030 et projet « Plan Aqua pêche 2020 »
- Moubareck, C., et al. (2019). *Diversity and distribution of Enterobacteriaceae in aquatic environments and fish species* : ecological and microbiological insights. Frontiers in Microbiology, 10, 1234.
- Moussa N, Mousaoui F. (2016). Recherche des Entérobactéries productrices de bêta-lactamases à spectre élargi dans les viandes de volaille, Mémoire de Master : Microbiologie appliqué à la santé et à l'environnement. Tébessa, Alegria : université de Tébessa, 57P.
- Ndiaye, M. (2005). Contribution à l'étude bactériologique des entérobactéries isolées en milieu hospitalier. Thèse de doctorat, Université Cheikh AntaDiop, Dakar.
- Nguyen T. T., Nguyen, H. T. & Le, T. H. 2022. *Prevalence of Enterobacteriaceae and Escherichia coli isolated from freshwater and marine fish in vietnam*. Journal of Aquatic food Product Technology, 31(4), 455-463.
- Nilsen, H., et al. 2015. Microbiological quality assessment of fish production chain. International Journal of Food Microbiologie, 209, 45-52.
- ONS, (2020). Les statistiques de la pêche rétrospective 2020-2019.https://www.ons.dz/IMG/pdf/peche2010_2019.pdf.
- Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture 2020. *The state of World Fisheries and Aquaculture (SOFIA)*.
- Organisation mondiale de la santé (OMS). (2013). Chapitre3Évaluation du risque sanitaire. L'utilisation sans risque des eaux usées, des excréta et des eaux ménagères.volum3 .P : 39.
- Pal, M., &Mahendra, R. (2015). *Microbial quality of fish and fish products*. Journal of food Microbiology, 5(2), 45-52.

Références Bibliographiques

- Pilly, (2013). Maladies Infectieuses Tropicales, 4^{ème} édition, paris : Groupe Brulat ; P227.
- Raetz, C. R. H., & Whitfield, C. (2002). Lipopolysaccharides endotoxins. Annual Review of Biochemistry, 71, 635 -700.
- Reilly, A., & Kaferstein, F. (1997). Food safety hazards and the application of the principles of the Hazard Analysis and Critical Control Point (HACCP) system for their control in aquaculture production. Aquaculture Research, 28(10), 735-752.
- Rhea, F. (2009). Microbiology handbook: Fish and seafood. Leatherhead Food International. UK.
- Rodier, J., Legube, B., & Merlet, N. (2009). L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer (9^e éd.). Dunod.
- Seridi, F. 2011. L'aquaculture en Algérie, évaluation, état actuel et essai d'analyse de durabilité. Mémoire de magister en sciences de la mer. Annaba : université d'Annaba Badji Mokhtar. 92p.
- Silva, A. F., Sousa, M., Cunha, A., Gomes, N. C. M., & Almeida, A. 2022. Microbial community diversity and functional profiling in aquaculture systems. *Science of the Total Environment*, 806, 150626. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.150626>.
- Smyth, D.J., Kaur, H., & Cummings, P.T. (2017). Bacterial adhesion to intestinal epithelial cells and its role in pathogenesis. Microbial Pathogenesis, 112, 47-54
- *Société Marocaine d'infectiologie pédiatrique, et de vaccinologie. Guide pratique des bactéries pathogènes. 2017.*
- Tucker C.S., Van der Ploeg M., 1999. Managing off-flavor problems in pond-raised catfish. SRAC publication 192 :8 p.
- Van der Ploeg M., 1991. Tseting flavor quality of preharvest channel catfish. Southern regional Aquaculture Center Publication 431 : 8 p.
- Vaubourdelle M. 2007. Mécanismes généraux de résistance aux antibiotiques. Infectiologie. 3ème édition. Wolters Kluwer SA. France. p226, 230, 358.
- Wang, N., Yin, Y., Xia, C., Li, Liu, J., & Li, Y. (2022). Zn-enriched *Bacillus cereus* alleviates Cd toxicity in mirror carps (*Cyprinus carpio*): intestinal microbiota, bioaccumulation, and oxidative stress. Biological Trace Element Research, 200(2), 812-821.
- Web 1, 2022. Banque mondiale. <https://www.banquemondiale.org/fr/home>.
- Willey, J. M., Sherwood, L., & Woolverton, C. J. 2017. *Prescott's microbiology* (10thed.). McGraw-Hill Education.
- Zhang, Y., Fu, S., Yang, Q., Qu, B., & Defoirdt, T. (2021). One health pathogen surveillance demonstrated the dissemination of gut pathogens within the two coastal regions associated with intensive farming. Gut Pathogens, 13(47).
- Zimba, P. V., Camus, A., Allen, E. H., & Burkholder, J. M. (2003). Co-occurrence of white patch disease and vibrio alginolyticus in juvenile *Litopenaeus vannamei* cultured in Belize. Aquaculture, 217 (1-4), 95-105.



Annexes

Annexes

Annexe 01 :Matériel utilisé

Appareillages	Verrerie	Outils	Milieux de cultures	Réactifs
Autoclave 120°C Balance Etuve Vortex Agitateur Bain marie	Eprouvette Tubes à essai Béchers (1000ml 500ml) Flacons Les eppendorfs	Bec Bunsen Anse de platine Boîtes de pétri Micro pipette Spatule Portoirs Baro Magnétique micropipette	Mac Conkey MC Eau Peptonée Tamponnée TSB	Eau physiologique stérile Eau distillée stérile glycérol

Annexes

Annexe 02 : Compositions des milieux

Composition du milieu Mac Conkey pour 1 litre

- ✓ Peptone pancréatique de gélatine
- ✓ Tryptone Peptone Pepsique de viande lactose.
- ✓ Sels biliaires 1.5 g 5.0 g
- ✓ Chlorure de sodium. 30,0 mg
- ✓ Rouge neutre 1.0 mg 13,5 g
- ✓ Cristal violet.
- ✓ Agar agar bactériologique 17,0 g 1,5 g 1,5 g 10,0 g

Composition du TSB pour 1 L d'eau distillée

- ✓ Tryptone (digest de caséine) : 17 g
- ✓ Peptone de soja : 3 g
- ✓ Chlorure de sodium (NaCl) : 5 g
- ✓ Phosphate dipotassique (K_2HPO_4) : 2,5 g
- ✓ Glucose: 2,5 g
- ✓ pH final : $7,3 \pm 0,2$ à 25 °C

Annexe 03 : préparations du milieu et du réactif

Préparation du TSB

- ✓ Dissoudre 30 g de poudre de TSB dans 1 litre d'eau distillée.
- ✓ Chauffer légèrement tout en agitant pour assurer une dissolution complète.
- ✓ Ajuster le pH si nécessaire ($\approx 7,3$).
- ✓ Répartir le milieu dans des flacons ou tubes stériles.
- ✓ Stériliser à l'autoclave à 121 °C pendant 15 minutes.
- ✓ Laisser refroidir à température ambiante avant utilisation.

Préparation du glycérol

- ✓ Le glycérol est généralement utilisé sous forme de solution stérile.
- ✓ Préparation d'une solution de glycérol à 20–30 % :
- ✓ Prélever le volume nécessaire de glycérol pur.
- ✓ Diluer avec de l'eau distillée stérile pour obtenir une concentration de 20 à 30 % (v/v).
- ✓ Mélanger soigneusement.
- ✓ Stériliser par filtration (0,22 μm) ou utiliser du glycérol déjà stérile.

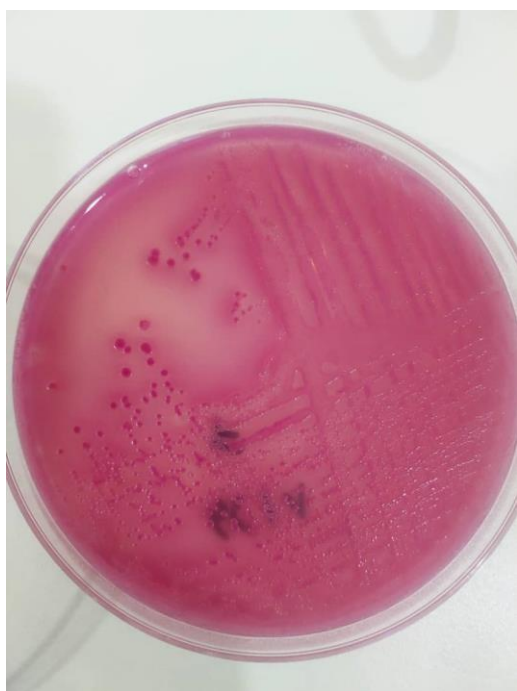
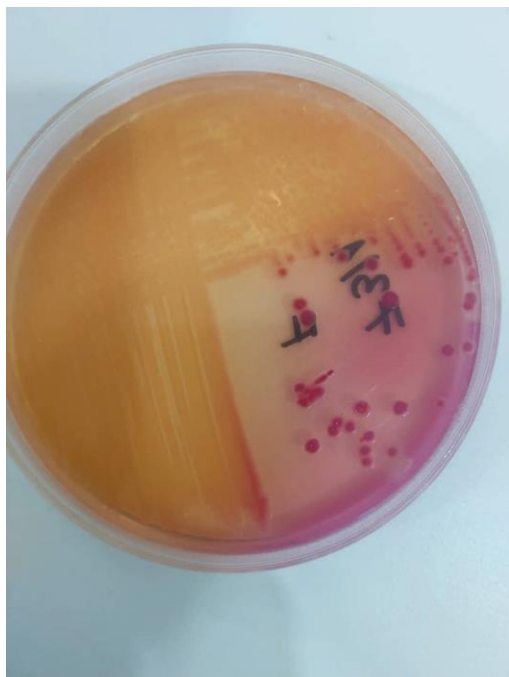


Figure : Différents aspects de croissance bactérienne sur gélose MacConkey (Ghouri, 2026).