

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
Democratic and Popular Republic of Algeria / République Algérienne Démocratique et
Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministry of Higher Education and Scientific Research
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا البيطرة ربيع بوشامة
Higher National Veterinary School Rabie Bouchama
École Nationale Supérieure Vétérinaire Rabie Bouchama



N° d'ordre : 023/PFE/2025

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de **Docteur Vétérinaire**

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Vétérinaires

THÈME

Evaluation de la contamination des mollusques bivalves par les salmonelles

Présenté par :
BOUGUELMANI Sabrina
OUHALE Djamila

Soutenu publiquement, le 29/06/2025 devant le jury composé de :

Dr. Bouhamed R.	MCA	Présidente
Dr. Ferhat L	MCA	Promotrice
Pr. Chahed A.	Professeure	Co-promotrice
Dr. Matallah A.M.	MCB	Examinatrice

Année universitaire : 2024 / 2025

DÉDICACES

À mon père **Ahcen**, et surtout ma chère maman **Karima**
pour leur amour infini, leur prières, leur patience et leur
soutien de chaque instant.

À mes sœurs **Asma** et **Imane**, avec une pensée toute
particulière pour **Asma**, pour son aide.

À mon frère **Amin**,

À mon amie **Amina**,
pour la sincérité de son amitié, sa douceur et son soutien
constant.

Et à tous ceux que j'aime et qui m'aiment,
cette modeste œuvre vous est dédiée avec tout mon amour.

BOUGUELMANI
Sabrina

DÉDICACES

À ma chère mère **FATIHA**

À mon papa **MOUHAMMED**, allah yerhmou

À mes frères **SALIM, AMROU, LAHDHAR et AMIR**

À mes sœurs **RAZIKA, NOURA e AHLAM**

À ma cousine **BOUCHERA**

À mes chers neveux, **FATH EDDINE et IDRISSE**

À toutes les personnes qui m'ont soutenue durant mon
parcours universitaire

OUHALE Djamila

REMERCIEMENTS

Louange à **Allah**, le Très-Haut, pour m'avoir guidée, soutenue et accordé la force, la patience et la persévérance nécessaires à l'accomplissement de ce travail.

Je tiens à exprimer toute ma reconnaissance à **mes encadrantes**, Dr Ferhat L. et Pr Chahed A., pour leur disponibilité, la qualité de leurs conseils et leur encadrement bienveillant tout au long de ce travail.

J'adresse mes sincères remerciements à Dr Bouhamed R., présidente du jury, ainsi qu'à Dr Matallah A.M., examinatrice, pour l'honneur qu'elles m'ont fait en acceptant d'évaluer ce travail. Je leur suis reconnaissante pour l'attention portée à mon mémoire.

Je tiens à adresser mes sincères remerciements à Mme Boudjellal Louisa, ingénieure au laboratoire d'HIDAOA, pour toute l'aide qu'elle nous a apportée.

Mes remerciements les plus sincères vont à **ma binôme Djamila**, pour sa collaboration, sa patience, et les efforts partagés avec rigueur et complicité.

Je n'oublie pas **toutes les personnes qui m'ont aidée de près ou de loin**, même par un simple mot d'encouragement, un sourire, ou une pensée bienveillante.

Que chacun trouve ici l'expression de ma profonde gratitude.

Qu'Allah récompense toutes celles et ceux qui ont contribué, de quelque manière que ce soit, à la réalisation de ce mémoire.

BOUGUELMANI Sabrina

REMERCIEMENTS

Je remercie Dieu le Tout-Puissant de m'avoir donné la force et le courage
d'achever ce modeste travail.

Mes remerciements vont à mes encadrantes, Dr Farhat L. et Pr Chahed A., pour
leur accompagnement, leurs conseils précieux et leur bienveillance.

J'adresse mes sincères remerciements à Dr Bouhamed R., présidente du jury,
ainsi qu'à Dr Matallah A.M., examinatrice, pour l'honneur qu'elles m'ont fait en
acceptant d'évaluer ce travail. Je leur suis reconnaissante pour l'attention portée
à mon mémoire.

Je tiens à adresser mes sincères remerciements à Mme Boudjellal Louisa,
ingénieure au laboratoire d'HIDAOA, pour toute l'aide qu'elle nous a apportée.

Je remercie ma mère pour ses prières, mes frères et sœurs pour leur soutien
silencieux, et mes enseignants du collège jusqu'à l'école vétérinaire pour avoir
nourri mon ambition.

Je tiens à remercier Sabrina, ma binôme de toujours, pour son engagement, sa
patience et son esprit de coopération tout au long de l'élaboration de ce
mémoire.

Merci à mes amies, pour leur présence fidèle durant ce parcours.

Enfin, une pensée pleine d'amour et de miséricorde à mon père, dont
le rêve m'a guidée : aujourd'hui, je suis devenue vétérinaire.

OUHALE Djamila

Résumé

Cette étude porte sur l'évaluation de la qualité microbiologique de deux espèces de mollusques bivalves issues de la conchyliculture en Algérie : la moule (*Mytilus galloprovincialis*) et l'huître (*Ostrea gigas*). Des prélèvements ont été effectués dans deux fermes conchyliocoles situées sur le littoral de la wilaya de Tipaza, ainsi que dans des points de vente directe localisés à Alger. Au total, 28 huîtres et 90 moules, réparties en sept lots, ont été analysées. L'objectif principal de cette étude était de détecter la présence de *Salmonella* spp. dans les échantillons. Les résultats ont révélé une absence de contamination par ce pathogène, aussi bien dans les produits provenant des zones de production que dans ceux issus des circuits de commercialisation. Ces résultats sont conformes aux exigences du décret ministériel publié au JORADP en 2017, qui impose l'absence de salmonelles dans les mollusques et les crustacées. L'étude met également en évidence le rôle potentiel des mollusques bivalves en tant que bio-indicateurs de la qualité du milieu marin. Les données obtenues apportent une contribution pertinente à la connaissance locale en matière de sécurité sanitaire des produits de la mer.

Mots clés : Huîtres, moules, qualité microbiologique, *Salmonella* spp., fermes conchyliocoles, points de vente.

Abstract

This study focuses on the evaluation of the microbiological quality of two bivalve mollusk species cultivated through shellfish farming in Algeria: the mussel (*Mytilus galloprovincialis*) and the oyster (*Ostrea gigas*). Samples were collected from two shellfish farms located along the coastline of Tipaza Province, as well as from direct sales points in Algiers. In total, 28 oysters and 90 mussels, divided into seven batches, were analyzed. The primary objective of this study was to detect the presence of *Salmonella* spp. in the analyzed samples. The results revealed no contamination by this pathogen, whether in products from production areas or from distribution channels. These findings comply with the requirements of the ministerial decree published in the JORADP in 2017, which mandates the absence of *Salmonella* in molluscs and crustaceans. The study also highlights the potential role of bivalve mollusks as bioindicators of marine environmental quality. The data obtained contribute meaningfully to local knowledge on seafood safety and public health.

Keywords: Oysters, mussels, microbiological quality, *Salmonella* spp., shellfish farms, retail outlets.

ملخص

تُركَز هذه الدراسة على تقييم الجودة الميكروبيولوجية لنوعين من الرخويات ثنائية المصارع من تربية المحاريات في الجزائر: بلح البحر (*Mytilus galloprovincialis*) والمحار (*Ostrea gigas*). تم أخذ العينات من مزرعتين للرخويات تقعان على ساحل ولاية تيبازة، وكذلك من نقاط البيع المباشر المتواجدة في الجزائر العاصمة. وفي المجمل، تم تحليل 82 محارة و99 بلح بحر، مقسمة على سبع دفعات. الهدف الرئيسي من هذه الدراسة هو الكشف عن وجود بكتيريا السالمونيلا في العينات. وأظهرت النتائج عدم وجود تلوث بهذا العامل الممرض، سواء في المنتجات من مناطق الإنتاج أو تلك الموجودة في قنوات التسويق. وتتوافق هذه النتائج مع متطلبات القرار الوزاري المنشور في الجريدة الرسمية للمنظمة

في عام 8902، والذي يشترط عدم وجود السالمونيلا في الرخويات والقشريات. وتسلط الدراسة الضوء أيضاً على الدور المُتحمَل للرخويات ثنائية المصارع كمؤشرات حيوية لجودة البيئة البحرية. وتوفر البيانات التي تم الحصول عليها مساهمة ذات صلة للمعرفة المحلية فيما يتعلق بالسلامة الصحية لمنتجات المأكولات البحرية.

الكلمات المفتاحية: المحار، بلح البحر، الجودة الميكروبيولوجية، السالمونيلا، مزارع المحار، نقاط البيع.

Liste des abréviations

CDC: Centers for Disease Control and Prevention

CLI : Chair et liquides intervalvaire

Cs : Citrate de Simmons

ECDC: European Centre for Disease Prevention and Control

EFSA: European Food Safety Authority

EPT: Eau peptonée tamponnée

ESC : Esculine

GLU : Glucose

H₂S : Sulfure d'hydrogène

HACCP: Hazard Analysis and Critical Control Points

HIDAOA : Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale

ISO : Organisation internationale de normalisation

LAC : Lactose

LDC : Lysine décarboxylase

LPS : Lipopolysaccharides

MAL : Maltase

NIT: Nitrates

ODC: Ornithine décarboxylase

PCR: Polymerase Chain Reaction

PHAC: Public Health Agency of Canada

RVS : Rapport Vassiliadis au Soja

S : *Salmonella*

SAGB: Shellfish Association of Great Britain

spp. : Espèces multiples

TDA : Tryptophane désaminase

TSI : Triple Sugar Iron

UV : Rayons Utraviolets

VP: Voges-Proskauer

WHO: World Health Organization

XLD : Xylose Lysine Désoxycholate

Liste des figures

Figure 1. Anatomie externe de la moule.	5
Figure 2. Coquille de l'huître creuse : vues latérale, droite et gauche.	6
Figure 3. Représentation anatomique et histologique des organes internes de la moule.	7
Figure 4. Anatomie interne de l'huître.	8
Figure 5. Filtration de l'eau par la moule.	10
Figure 6. Classification des bactéries du genre <i>Salmonella</i> .	15
Figure 7. Structure de <i>Salmonella</i> spp.	18
Figure 8. Types d'antigènes de <i>Salmonella</i> spp.	19
Figure 9. Bassins de stockage (ferme conchylicole A).	27
Figure 10. Site de l'élevage des mollusques bivalves (ferme conchylicole B).	28
Figure 11. Aspect des moules et des huîtres avant nettoyage.	31
Figure 12. Nettoyage des huîtres et section des byssus pour les moules.	32
Figure 13. Aspect des moules et des huîtres après nettoyage.	32
Figure 14. Préparation de l'échantillon.	33
Figure 15. Etapes de la recherche de <i>Salmonella</i> .	35
Figure 16. Aspect des colonies sur le milieu XLD.	36
Figure 17. Aspect des colonies sur le milieu Hektoen.	37
Figure 18. Résultats de la confirmation biochimique sur le milieu TSI.	37

Liste des tableaux

Tableau 1. Composition chimique de la coque des bivalves.....	13
Tableau 2 . Caractères biochimiques de <i>Salmonella</i> spp.....	17
Tableau 3. Prélèvements de mollusques bivalves réalisés entre mars et mai 2025.....	29
Tableau 4. Résultats de la recherche de <i>Salmonella</i> spp. dans les huîtres.....	38
Tableau 5. Résultats de la recherche de <i>Salmonella</i> spp. dans les moules.	38

Table des matières

Introduction	1
Partie I	
Étude bibliographique	
Chapitre I	
Généralités sur les mollusques bivalves	
I. Généralités sur les mollusques bivalves.....	3
I.1 Classification zoologique	3
I.1.1 Taxonomie	4
I.1.2 Morphologie.....	4
I.1.3 Reproduction.....	8
I.1.4 Ecologie.....	9
I.1.5 Importance des mollusques bivalves dans l'alimentation.....	12
Chapitre II	
Généralité sur <i>Salmonella</i>	
II. Généralité sur <i>Salmonella</i>	14
II.1 Définition	14
II.2 Taxonomie	14
II.3 Caractères d'indentification	15
II.3.1 Caractères morphologiques	16
II.3.2 Caractères culturaux.....	16
II.3.3 Caractères biochimiques	17
II.3.4 Caractères structurels	17
II.3.5 Caractères antigéniques.....	18
II.4 Caractères de survie	20
II.5 Pouvoir pathogène de <i>Salmonella</i>	20
II.5.1 Voies de transmission	21
Chapitre III	
Impact de la contamination par la <i>Salmonella</i> sur les mollusques bivalves	
III. Impact de la contamination par la <i>Salmonella</i> sur les mollusques bivalves.....	22
III.1 Sources de contamination	22
III.2 Conséquences de contamination	23
III.3 Evaluation de risque lies à <i>Salmonella</i> dans les mollusques bivalves	23
III.4 Surveillance de la contamination à <i>Salmonella</i>	24
III.5 Mesures de prévention et de contrôle de la contamination des mollusques par <i>Salmonella</i>	25
Partie II	

Étude expérimentale

I.	Objectif.....	26
II.	Matériel et Méthodes.....	27
II.1	Lieux et période d'étude	27
II.1.1	Description de la ferme conchylicole A.....	27
II.1.2	Description de la ferme conchylicole B.....	28
II.2	Prélèvements	28
II.3	Questionnaire	29
II.4.	Lieu de traitement des prélèvements	29
II.5.	Analyses microbiologiques	29
II.5.1.	Matériel et milieux utilisés.....	30
II.5.2.	Préparation des échantillons	30
II.5.3	Recherche de <i>Salmonella</i> spp.....	33
III.	Résultats	36
IV.	Discussion.....	39
V.	Conclusion	42
VI.	Recommandations	44
	Références	43
	ANNEXES	57

Introduction

Introduction

Les produits de la mer, en particulier les mollusques bivalves, occupent une place essentielle dans l'alimentation humaine à l'échelle mondiale. Ces invertébrés marins, également appelés lamellibranches, sont reconnaissables à leur coquille composée de deux valves, à leurs branchies lamellées et à leur pied musculeux. Parmi les espèces les plus consommées figurent les huîtres, les moules et les coquilles Saint-Jacques. Leur mode de nutrition par filtration les rend toutefois particulièrement vulnérables à la contamination microbiologique, car ils aspirent de grandes quantités d'eau pour se nourrir et respirer, concentrant ainsi les particules en suspension, y compris les micro-organismes, toxines et agents pathogènes (**Rainbow, 2013**).

La consommation fréquente de ces produits sous forme crue, notamment les huîtres, ou insuffisamment cuite, comme les moules, réduit l'efficacité de l'élimination des agents pathogènes potentiellement présents. De ce fait, les mollusques bivalves sont considérés comme des aliments à risque pour la santé publique, susceptibles d'être impliqués dans des toxi-infections alimentaires parfois sévères (**DeWaal et al., 2001 ; Potasman et al., 2002**).

Parmi les pathogènes les plus préoccupants figure le genre *Salmonella*, fréquemment impliqué dans les infections d'origine alimentaire. Cette bactérie est responsable de troubles gastro-intestinaux parfois sévères, en particulier chez les individus vulnérables tels que les jeunes enfants, les personnes âgées ou immunodéprimées. La contamination des mollusques peut se produire lors de leur exposition à des eaux polluées, notamment par les rejets domestiques ou industriels, le ruissellement agricole ou les déjections animales transportées par les rivières et les précipitations (**Martinez-Urtaza et Liebana, 2005 ; FAO, 2010**).

Face à ces enjeux, il devient essentiel d'évaluer la qualité microbiologique des produits de la mer, en particulier celle des mollusques bivalves destinés à la consommation humaine. La surveillance de la présence de *Salmonella* spp. dans ces organismes s'inscrit dans une démarche de prévention des risques sanitaires et de protection du consommateur.

Dans ce contexte, l'objectif principal de l'étude est de détecter la présence éventuelle de *Salmonella* spp. dans des échantillons de moules et d'huîtres prélevés au niveau de deux

fermes conchylicoles situées dans la wilaya de Tipaza, ainsi qu'au sein de points de vente localisés dans la wilaya d'Alger.

Le mémoire est structuré en deux parties :

- La première présente une revue bibliographique consacrée aux mollusques bivalves, abordant leur mode de vie, leur importance nutritionnelle, économique et écologique, ainsi que les contaminants microbiologiques. Elle traite également des généralités sur les salmonelles, leur pouvoir pathogène, leurs modes de transmission et leur impact sur la santé publique.
- La seconde, expérimentale, porte sur l'analyse microbiologique d'huîtres et de moules dans le but d'évaluer leur conformité aux critères microbiologiques en vigueur.

Partie I

Étude bibliographique

Chapitre I

Généralités sur les mollusques bivalves

I. Généralités sur les mollusques bivalves

Les mollusques constituent un vaste embranchement du règne animal, regroupant des espèces au corps mou, généralement protégé par un squelette externe sous forme de coquille. Bien qu'ils soient majoritairement marins, certaines espèces vivent en eau douce, dont certaines vivent sur terre. On estime leur nombre total entre 100 000 et 200 000 espèces, dont environ 70 000 sont bien connues (**Quero et Vayne, 1998**).

Sur le plan commercial, le terme « coquillage » désigne principalement deux classes de mollusques : les Lamellibranches (ou Bivalves) et les Gastéropodes. Les bivalves se caractérisent par une coquille externe composée de deux valves articulées, ainsi que par la présence de branchies en forme de lamelles (**Helm, 2004**).

La classe des Bivalvia comprend de nombreuses espèces comestibles, dont plusieurs sont élevées dans le cadre de la conchyliculture ou de la mariculture, et commercialisées sous l'appellation générale de fruits de mer. Parmi les bivalves les plus connus figurent les coques, moules, palourdes, paires, tellines, pétoncles, huîtres, couteaux, bénitiers, coquilles Saint-Jacques, ainsi que de nombreuses autres espèces marines (**Gosling, 2003**).

I.1 Classification zoologique

La classe des bivalves, également appelée lamellibranches, est l'une des six classes principales de l'embranchemennt des mollusques (**Linnaeus, 1758**).

Bien que les bivalves ne comptent qu'environ 7 500 espèces, soit un nombre relativement limité comparé à d'autres classes, ils suscitent un grand intérêt en raison de leur importance économique et alimentaire. En 1999, la production mondiale de bivalves issus de la pêche et de l'aquaculture dépassait 10,6 millions de tonnes métriques, pour une valeur marchande estimée à plus de 9,3 milliards de dollars (**FAO, 2001**).

En paléontologie, l'étude des coquilles, notamment de leurs caractères internes, constitue souvent le seul moyen disponible pour identifier et classer les espèces fossiles de bivalves. La morphologie de la coquille, son ornementation, la structure des charnières ou encore les empreintes musculaires jouent un rôle clé dans la taxonomie de ce groupe (**Morton, 1998**).

I.1.1 Taxonomie

Selon la classification proposée par **Linnaeus en 1785**, les bivalves sont classés comme suit :

- Domaine : *Eukaryota*
- Règne : *Animalia*
- Sous-règne : *Eumetazoa*
- Infra-règne : *Protostomia*
- Super-embranchement : *Lophozoa*
- Embranchement : *Mollusca*
- Sous-embranchement : *Conchifera*
- Classe : *Bivalvia*

I.1.2 Morphologie

a. Morphologie externe

Les bivalves sont des mollusques caractérisés par une coquille constituée de deux parties articulées, appelées valves. Celles-ci sont reliées par une charnière et un ligament élastique, jouant un rôle essentiel dans la protection de l'animal (**Gosling, 2003**).

Les coquilles de bivalves présentent une grande diversité de tailles, de formes, de couleurs et de motifs gravés à leur surface. Leur taille peut varier de quelques millimètres (environ 2 mm) pour les plus petites espèces, jusqu'à 1,5 mètre de longueur pour les plus grandes, pouvant atteindre un poids de 250 kg (**Huber, 2010 ; Grall et Genin, 2015**).

La coquille est généralement dotée d'une symétrie bilatérale, la charnière étant située dans le plan sagittal. Les deux valves peuvent être de tailles identiques ou sensiblement différentes (**Gosling, 2003 ; Huber, 2010**).

Lorsque les deux valves sont de forme identique, la symétrie bilatérale est effective et la coquille est dite équivalve. Si, au contraire, les valves sont différentes, la symétrie bilatérale s'estompe et la coquille est dite inéquivalve. Par ailleurs, une valve est dite équilatérale si elle possède un plan de symétrie apparent (perpendiculaire au plan de séparation des valves). À l'inverse, une valve est dite inéquilatérale lorsqu'elle est dissymétrique (**Cox et al., 1969**).

À l'avant, sort le pied, rarement adapté à la marche (sa forme en hache ayant justifié le nom de Pélécypodes), il est souvent fouisseur et fréquemment assorti d'une glande byssogène, sécrétant les filaments du byssus qui attachent l'animal au substratum. Des muscles fixés à la coquille permettent la rétraction ou la protrusion du pied (**Gosling, 2003**).

La figure 1 représente l'anatomie externe de la moule, et la figure 2, la coquille de l'huître creuse.



Figure 1. Anatomie externe de la moule (**Eggermont et al., 2020**).

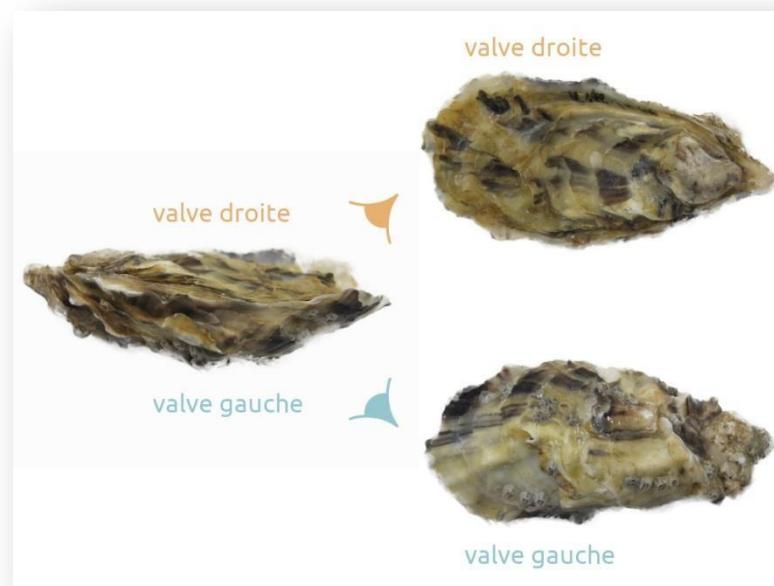


Figure 2. Coquille de l'huître creuse : vues latérale, droite et gauche (**Codex virtualis, 2020**).

b. Anatomie interne

Les mollusques bivalves sont des invertébrés dépourvus de squelette interne et de système nerveux central. Leur corps n'est ni segmenté, ni muni de membres articulés, et ils ne possèdent pas de ganglions nerveux regroupés en chaîne sur la face ventrale (**Boyer, 1968**).

La majeure partie du corps des bivalves est logée dans la région dorsale de la coquille, tandis que la cavité du manteau s'étend ventralement et latéralement. Les bords du manteau forment des structures tubulaires appelées siphons inhalant et exhalant, permettant la circulation de l'eau à travers la cavité palléale. La plupart des bivalves sont des organismes filtreurs. Ils ne possèdent pas de tête ni de tentacules distincts, bien qu'ils puissent, dans certains cas, avoir une radula (**FAO, 2006**). Leur bouche est équipée de palpes labiaux charnus. La respiration se fait par une ou deux paires de branchies, qui sont généralement en forme de lamelles. Ces branchies ont évolué pour devenir des ctenides, des organes spécialisés qui assurent à la fois l'alimentation et la respiration, occupant une grande partie de la cavité du manteau (**Barnes et Powell, 2021**).

Le tube digestif comporte ensuite un estomac renfermant un « stylet cristallin » qui facilite la digestion des hydrates de carbone, puis il se contourne en intestin, aboutissant à un anus postérieur. Renfermant encore un cœur, des reins, un foie, des gonades et un système nerveux constitué de trois paires de ganglions reliés par des connectifs (**Morton et al., 1998 ; Ruppert et Barnes, 2004**)

Les figures 3 et 4 illustrent l'anatomie interne de deux mollusques bivalves : la moule et l'huître.

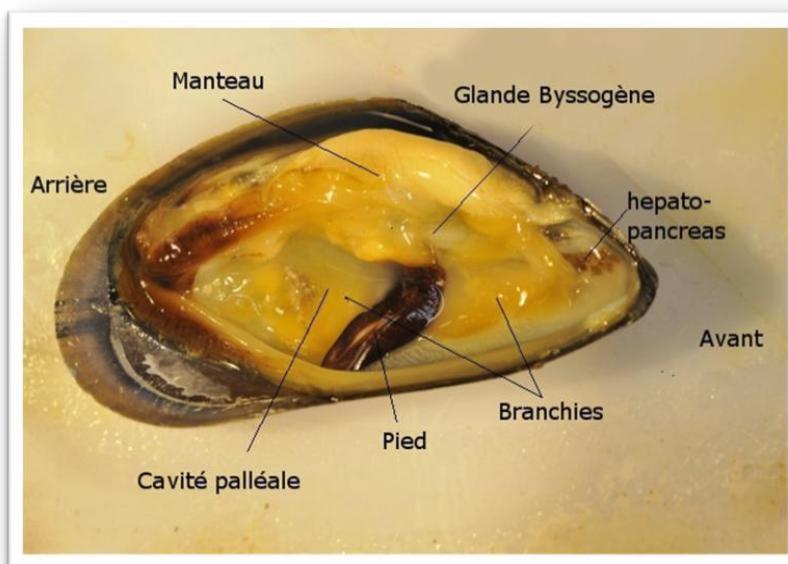


Figure 3. Représentation anatomique et histologique des organes internes de la moule (**Dutrillaux, 2021**).

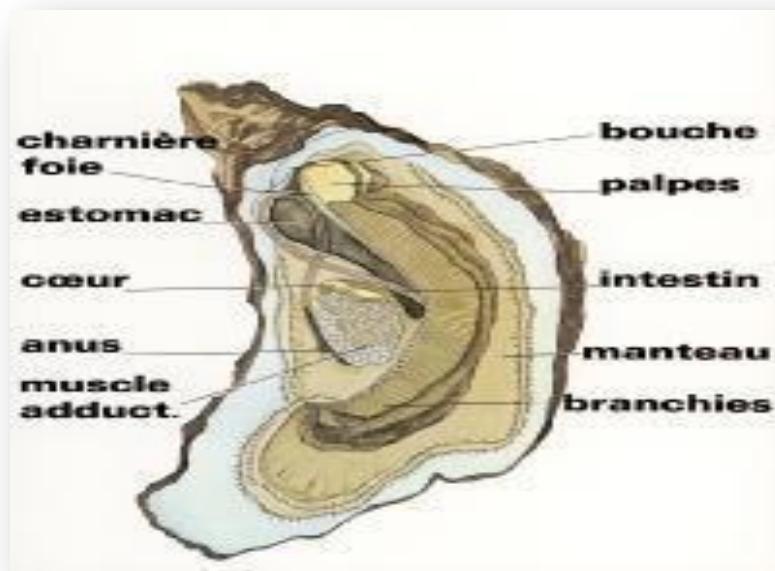


Figure 4. Anatomie interne de l'huître (France Naissain, 2023).

I.1.3 Reproduction

La reproduction des bivalves se fait principalement par fécondation externe, avec une grande diversité de modes de développement, allant de stades planctotrophes à des espèces qui couvent leurs œufs dans la cavité du manteau. Leur système reproducteur est simple, constitué de gonades à tubules ramifiés qui libèrent les gamètes, lesquels sont éliminés par l'ouverture exhalante du manteau, sauf pour certaines huîtres qui incubent leurs œufs. La plupart des bivalves sont dioïques, avec des sexes séparés. Leur cycle de reproduction annuel comprend une phase de gamétogenèse suivie d'une ou plusieurs périodes de frai, puis d'une reconstitution des gonades. Il y a généralement un nombre équilibré de mâles et de femelles, bien qu'il n'y ait pas de caractéristiques externes permettant de les distinguer (Gosling, 2003).

La reproduction des bivalves est influencée par des facteurs externes (température, nourriture, salinité, lumière) et internes (cycles neuro-endocriniens, génotype). Ces éléments affectent différemment la gamétogenèse, un processus long, et la ponte, un événement plus court (Seed et Suchanek, 1992).

I.1.4 Ecologie

a. Habitat

Les bivalves, comme les huîtres, moules, palourdes et coquilles Saint-Jacques, vivent dans une large gamme d'habitats, allant des zones marines, d'eau douce et intertidales. On les trouve dans des habitats tels que les mangroves, les substrats rocheux, les plages de sable et les zones boueuses (**McKeon, 2015**).

Certains bivalves, comme les huîtres, sont fixés de manière permanente à des substrats durs. D'autres, tels que les moules, se fixent temporairement à l'aide de fibres protéiques appelées byssus. De nombreuses espèces s'enfouissent dans le sable ou la vase pour se protéger des prédateurs. Certains bivalves, comme la datte de mer, peuvent même perforer des matériaux durs comme le bois ou la pierre grâce à un acide qu'ils sécrètent. Quelques espèces, comme les coquilles Saint-Jacques, ont la capacité de nager (**Yeh, 2018**).

b. Alimentation

Les bivalves sont principalement des organismes filtreurs, capturant les particules de la colonne d'eau. Ils peuvent capturer efficacement des cellules autotrophes microniques et submicroniques, ce qui leur permet de prospérer dans des eaux oligotrophes à faible concentration de nourriture (**Amit et al., 2023**).

Ils peuvent être alimentés avec une grande variété de sources nutritionnelles, telles que les levures, les algues ou encore des régimes artificiels, bien que les effets sur leur croissance varient selon les espèces. Certaines se développent bien avec des régimes alimentaires mixtes, tandis que d'autres nécessitent des composants spécifiques pour atteindre une croissance optimale (**Epifanio, 1979**).

Le phytoplancton constitue leur principale source de nourriture. Il s'agit de micro-algues en suspension dans l'eau, capables de photosynthèse, et qui produisent de la matière organique assimilée par les bivalves. Ce phytoplancton comprend notamment des diatomées, des dinoflagellés et d'autres groupes d'algues microscopiques (**Castro et Huber, 1997**).

Les mollusques bivalves présentent également une flexibilité phénotypique en matière d'alimentation et de croissance ; ils peuvent ajuster leurs taux de croissance en fonction de la disponibilité de la nourriture, en augmentant leur taux d'alimentation tout en maintenant des coûts métaboliques relativement faibles (**Bayne, 2004**).

c. Rôles écologiques

Les bivalves occupent des fonctions écologiques essentielles au sein des écosystèmes aquatiques, aussi bien en milieu marin qu'en eau douce. Ils jouent un rôle clé dans le cycle des nutriments, la création et la modification des habitats, et influencent de manière directe et indirecte les réseaux trophiques (**Gutiérrez et al., 2003**).

En tant qu'organismes filtreurs, les bivalves utilisent leurs branchies pour filtrer l'eau environnante, retenant le phytoplancton, les bactéries et la matière organique en suspension. Ce processus contribue à améliorer la qualité de l'eau, notamment en augmentant sa transparence et en réduisant les effets de l'eutrophisation (**Gosling, 2003**).

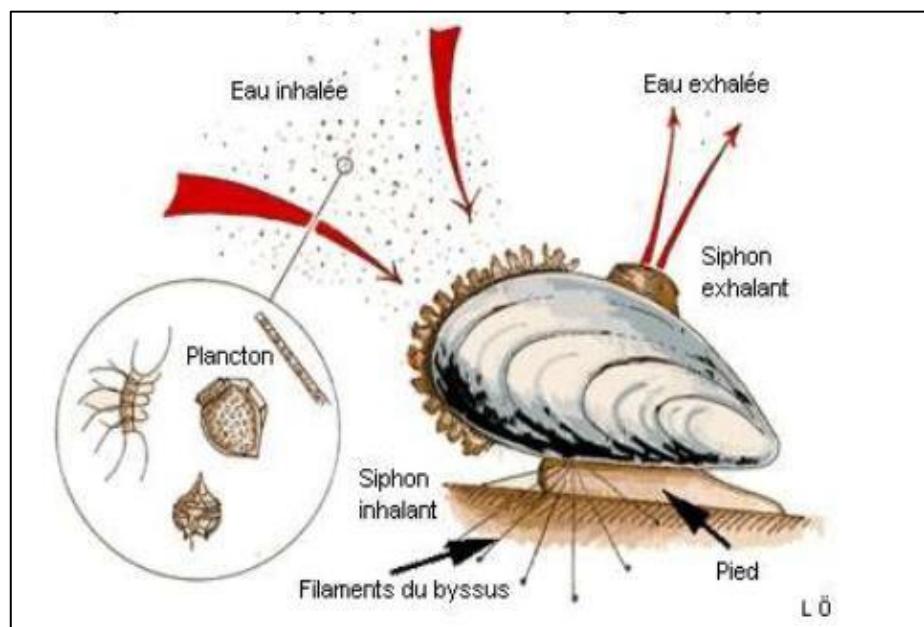


Figure 5. Filtration de l'eau par la moule (**Aquascope, 2000**).

Les bivalves accumulent dans leurs tissus mous et leurs coquilles divers contaminants ou éléments traces présents dans leur environnement. Cela en fait d'excellents bioindicateurs, utilisés pour évaluer la santé des écosystèmes aquatiques et détecter d'éventuelles perturbations environnementales (**Rainbow, 2013**).

Dans les milieux d'eau douce, les bivalves influencent la dynamique des nutriments par l'excrétion et la biodéposition de matières fécales et pseudofécales. Ces déchets, riches en nutriments (azote, phosphore), peuvent être recyclés dans l'écosystème, affectant leur disponibilité pour d'autres organismes. L'ampleur de ce processus dépend de plusieurs facteurs, dont l'espèce, la taille des individus, la température de l'eau et la disponibilité de la nourriture (**Vaughn et Hakenkamp, 2001**).

Par ailleurs, les mouvements des bivalves dans les sédiments provoquent une bioturbation, qui augmente l'aération et la teneur en eau des sédiments. Cela favorise la libération de nutriments dans la colonne d'eau, stimulant la croissance d'autres organismes aquatiques et influençant la dynamique globale de l'écosystème (**Vaughn et Hakenkamp, 2001**).

d. Interaction

Les bivalves interagissent avec de nombreuses espèces au sein de leur milieu aquatique, jouant un rôle central dans la dynamique des écosystèmes marins et d'eau douce. Ces interactions, qu'elles soient bénéfiques, neutres ou antagonistes, se manifestent de multiples manières (**Vaughn et Hakenkamp, 2001**).

Ils peuvent entrer en compétition avec d'autres organismes pour l'accès aux ressources, notamment le phytoplancton et la matière organique en suspension. Par exemple, plusieurs espèces de bivalves peuvent se disputer les mêmes sites de filtration ou les zones de substrat favorables, ce qui peut limiter la disponibilité de ces ressources pour d'autres espèces filtreuses (**Peterson, 1992**).

Les bivalves, notamment les espèces de grande taille, sont également des proies pour divers prédateurs. Certains poissons utilisent leurs dents pharyngiennes pour broyer les coquilles, tandis que d'autres prédateurs incluent les oiseaux marins, les étoiles de mer et certains

mollusques carnivores. Ces interactions trophiques jouent un rôle important dans la régulation des populations de bivalves et influencent la structure des communautés benthiques (**Dame, 2012**).

Par ailleurs, les bivalves peuvent offrir un habitat secondaire à d'autres organismes. Des petits crustacés, des poissons juvéniles, ou des algues peuvent se fixer ou se loger sur ou autour de leurs coquilles, y trouvant abri ou site de reproduction (**Gutiérrez, 2003**).

Cependant, en raison de leur mode de nutrition par filtration, les bivalves peuvent également accumuler des agents pathogènes présents dans l'eau. Ils agissent alors comme porteurs passifs de bactéries potentiellement dangereuses pour l'homme, telles que *Vibrio* spp. ou *Salmonella* spp., qui peuvent persister dans leurs tissus (**Vaughn et Hakenkamp, 2001**).

Selon **Plusquellec et al. (1984)**, les moules concentrent les bactéries présentes dans leur environnement, ce qui conduit à des dénombremens bactériens systématiquement plus élevés dans les bivalves que dans l'eau environnante. Par exemple, si l'eau contient 1 bactérie pour 100 ml, après seulement 2 heures d'exposition, les moules peuvent en contenir 1 bactérie par ml.

I. 1.5 Importance des mollusques bivalves dans l'alimentation

Les mollusques bivalves sont des produits commercialement intéressants en raison de leur haute valeur biologique et nutritionnelle, qui est associée à la présence de protéines et de vitamines spécifiques ainsi qu'à leur composition minérale (**Karakoltsidis et al., 1995 ; España et al., 2007**).

Ils contiennent des protéines de haute qualité et des acides aminés essentiels, qui sont bénéfiques pour la santé et peuvent avoir des applications dans les aliments fonctionnels et les nutri-cosmétiques. Notons que 100g de moules, apportent autant de protides qu'un œuf, que 150g de pain, 90g de poisson ou 75g de volailles (**Yaghubi et al, 2021**).

Les mollusques bivalves sont particulièrement appréciés pour leur faible teneur en graisses saturées : 2% environ, et la richesse en substances minérales, surtout en calcium, en magnésium (50 à 140mg/100g) ainsi que le zinc, le fer, et les acides gras oméga-3. De plus, ils possèdent une faible valeur calorique, d'environ 70 calories pour 100 g, ce qui constitue un autre atout majeur (**Yaghubi et al, 2021**).

La chair des mollusques bivalves contient une quantité appréciable de vitamines, notamment de vitamine C. Cette vitamine n'est pas détruite à la cuisson (**SAGB, 2023**).

Les travaux de **Lopez-Benito (1971)**, réalisés sur la coque, ont montré que la composition chimique variait en fonction de l'âge des individus ainsi que des saisons.

La composition chimique de la coque des mollusques bivalves est détaillée dans le tableau 1.

Tableau 1. Composition chimique de la coque des bivalves (**Lopez-Benito, 1971**).

Composants	Minimum	Maximum
Eau	77,47%	85,06%
Matières grasses	0,25%	1,36%
Glucides	1,48%	7,64%
Protéines	9,8%	11,47%
Matières minérales	2,45%	3,64%

Chapitre II

Généralités sur *Salmonella*

II. Généralité sur *Salmonella*

Les bactéries sont des micro-organismes unicellulaires capables de se développer dans une grande variété d'environnements terrestres, allant du sol et de l'eau jusqu'aux organismes vivants. Malgré leur taille microscopique, elles jouent un rôle fondamental dans de nombreux processus écologiques. Certaines espèces sont bénéfiques, participant notamment à la décomposition de la matière organique et à la fixation de l'azote dans le sol (**Madigan et al., 2014**). D'autres, en revanche, peuvent être pathogènes et responsables de diverses maladies (**Tortora et al., 2019**).

Parmi les espèces bactériennes nocives responsables de maladies chez les humains et les animaux figure *Salmonella*, un genre de bactéries pathogènes principalement impliqué dans des infections gastro-intestinales. Ces bactéries sont généralement présentes dans les intestins des humains et des animaux. La transmission à l'homme se fait le plus souvent par la consommation d'aliments ou d'eau contaminés, notamment la viande crue ou insuffisamment cuite, les œufs, les produits laitiers, les fruits de mer, ainsi que certains fruits et légumes souillés (**EFSA, 2022 ; WHO 2023**).

II.1 Définition

Les salmonelles sont des bactéries mésophiles, dont la température optimale de croissance se situe entre 35 et 37 °C (**Kirkwood et al., 2017**), bien qu'elles puissent se multiplier dans une plage plus large, allant de 5 °C à 47 °C. Elles possèdent une remarquable capacité de survie dans l'environnement extérieur, parfois pendant plusieurs mois, notamment dans les sols, sur les surfaces agricoles ou dans les aliments secs (**Cavallo et Meyran, 1992**).

En tant qu'agents zoonotiques, les salmonelles sont responsables de pathologies graves, telles que la fièvre typhoïde et diverses toxi-infections alimentaires collectives (**Rodríguez-Mercado et al., 2023 ; EFSA, 2025**).

II.2 Taxonomie

Selon le **Boone et al. (2001)**, le genre *Salmonella* appartient à la famille des *Enterobacteriaceae*, à l'ordre des Enterobacterales, à la classe des Gammaproteobacteria et au phylum des Proteobacteria. Cette classification reflète les avancées récentes en taxonomie, telles que rapportées par **Popoff et al. (2001) et Sharia et al. (2008)**.

Le genre *Salmonella* comprend environ 2 500 sérovars (ou sous-types), utilisés pour différencier les diverses souches bactériennes (**Le Minor et Popoff, 1987**).

L'espèce *Salmonella enterica*, la plus fréquemment impliquée dans les infections humaines et animales, est divisée en six sous-espèces (figure 6), distinguées principalement par des caractéristiques biochimiques. Ces sous-espèces, qui correspondent en partie aux anciens sous-genres, sont actuellement classées comme suit : (**Grimont et Weill, 2007**).

- *Salmonella enterica* sous-espèce *enterica* (I) ;
- *Salmonella enterica* sous-espèce *salamae* (II) ;
- *Salmonella enterica* sous-espèce *arizonae* (IIIa) ;
- *Salmonella enterica* sous-espèce *diarizonae* (IIIb) ;
- *Salmonella enterica* sous-espèce *houtenae* (IV) ;
- *Salmonella enterica* sous-espèce *indica* (VI).

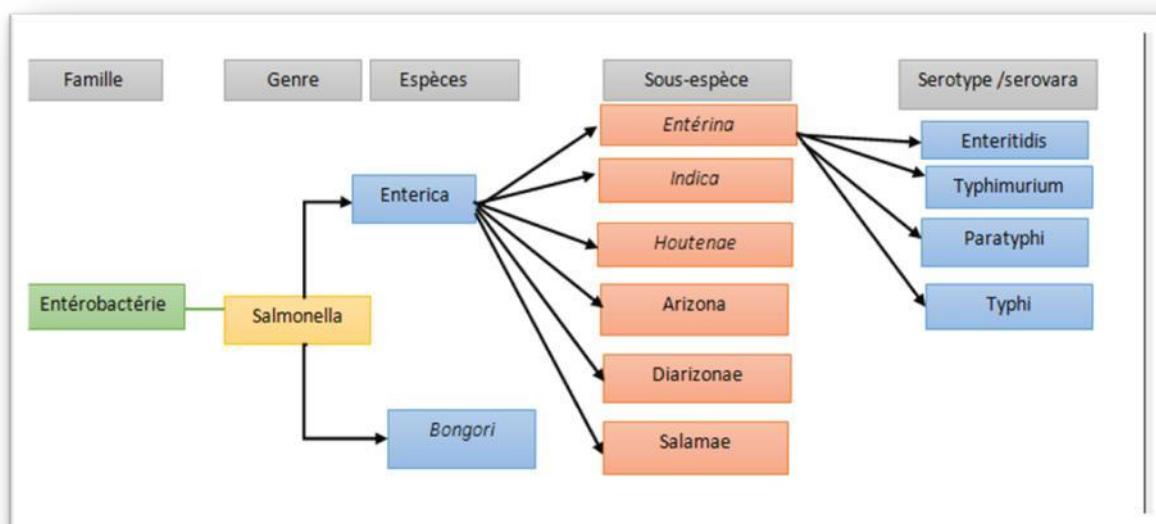


Figure 6. Classification des bactéries du genre *Salmonella* (schéma personnel)

II.3 Caractères d'indentification

Les caractères d'identification incluent les aspects morphologiques, culturaux, biochimiques, structurels et antigéniques.

II.3.1 Caractères morphologiques

Salmonella est une bactérie Gram-négative, non sporulés, dotée d'une paroi cellulaire épaisse, variant entre 8 et 12 nm. À l'observation au microscope optique, elle apparaît sous la forme de bacilles mesurant entre 0,3 et 1 µm de large et entre 1 et 6 µm de long. Sa paroi est principalement composée de lipopolysaccharides (LPS), des complexes macromoléculaires qui jouent un rôle crucial dans sa pathogénicité, ainsi que dans ses interactions avec l'hôte. Ces interactions sont particulièrement pertinentes dans le cadre des infections liées aux mollusques bivalves (**Madigan et al., 2014**).

De plus, *Salmonella* possède un système de motilité, facilité par des flagelles périthriches qui lui permettent de se déplacer dans des milieux complexes, comme ceux rencontrés dans les tissus des mollusques. Ce système flagellaire se compose de trois éléments principaux : un filament hélicoïdal rigide, un crochet et un corpuscule basal, permettant à la bactérie de se déplacer efficacement dans des environnements aquatiques et de coloniser les tissus des hôtes (**Macnab, 2003**).

II.3.2 Caractères culturaux

Les salmonelles sont des bactéries aéro-anaérobies facultatives, capables de croître en présence ou en absence d'oxygène. Elles se cultivent facilement sur des milieux ordinaires à une température optimale de 37 °C. Initialement, leurs colonies apparaissent lisses, rondes et bombées (smooth), mais peuvent évoluer vers des formes irrégulières, rugueuses, mates, plates et sèches (rough), selon les conditions de culture (**Baron, 1996**).

Cette transition morphologique est particulièrement importante dans le cadre de la détection de *Salmonella* dans les environnements aquatiques, notamment ceux associés aux mollusques bivalves. Ces variations peuvent compromettre leur identification en laboratoire, en influençant la reconnaissance visuelle des colonies ou la performance des méthodes de culture standard (**Costa et al, 2022**).

II.3.3 Caractères biochimiques

Les salmonelles fermentent le glucose, avec ou sans production de gaz et d'eau, et sont capables de réduire les nitrates en nitrites. Elles sont oxydase négative, catalase positive et lactose négative (**Souna, 2011 ; Berkane et al., 2011**).

Le tableau 2 présente un résumé des principales caractéristiques biochimiques utilisées pour l'identification et la différenciation des salmonelles.

Tableau 2 . Caractères biochimiques de *Salmonella* spp. (**Fluadroit, 2004**).

Test	GLU	H2S	GAZ	CS	MAL	NIT	ODC	TDA	LAC	LDC	VP	ESC
Résultat	+	+	+	+	+/-	+	+	-	-	+	-	-

II.3.4 Caractères structurels

Les différents éléments de la structure des salmonelles sont :

- **Lipopolsaccharide (LPS)** : Les salmonelles synthétisent un lipopolysaccharide, également appelé antigène somatique (O) ou endotoxine, qui joue un rôle clé dans leurs propriétés antigéniques et toxiques. Cette synthèse est régulée par environ 30 gènes situés aux *loci rFa, rFb* et *rFc* (**Daigle et Laakso-Hämeder, 2024**).
- **Capsule** : Constituée de polyosides polymérisés, la capsule comprend une variété de sucres tels que des hexoses neutres, des 6-désoxyhexoses, des polyols, des acides uroniques et des sucres aminés (**Willis et Whitfield, 2013**). La paroi bactérienne et la capsule assurent toutes deux une protection contre les conditions extérieures hostiles et représentent entre 20 et 35 % du poids total de la bactérie. La capsule confère également une virulence accrue en protégeant la bactérie contre la phagocytose par les globules blancs. Parfois, sous stress, la bactérie peut entrer en dormance, durcissant sa capsule et augmentant ainsi sa résistance à l'environnement (**Smith et Zhou, 2024**).
- **Flagelles** : Ces longues protéines élastiques, fixées à la surface de la capsule, confèrent à la bactérie sa mobilité (**Chilcott et Hughes, 2000**).
- **Fimbriae ou Pili** : Présents en grand nombre (entre 100 et 1000 par bactérie), ces organes de surface sont composés de protéines appelées fimbries (dont les fimbriae agrégés fines et fimbriae polaires longues). Ils facilitent la colonisation intestinale et participent à l'adhésion aux plaques de Peyer (**Darwin et Miller, 1999 ; Mc Clelland et al., 2001**).

- **Adhésines non fimbriaires** : Ces molécules contribuent également à l'adhésion de la bactérie aux surfaces cellulaires (Sheets et St. Geme, 2012).
- **Chromosome et autres éléments génétiques** : Le matériel génétique de *Salmonella* comprend un chromosome principal ainsi que des éléments génétiques mobiles tels que plasmides (Morgan et al., 2007).
- **Mésosome** : Structure interne impliquée dans la division cellulaire et la duplication du matériel génétique (Morgan et al., 2007).

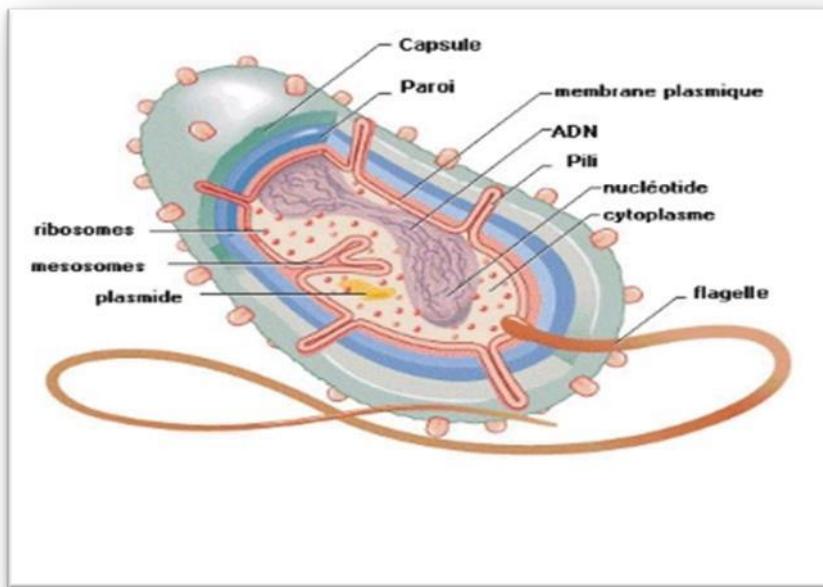


Figure 7. Structure de *Salmonella* spp. (Zende, 2024).

II.3.5 Caractères antigéniques

Chez les salmonelles, on distingue trois types d'antigènes présentant un intérêt diagnostique (Sanger, 2011) (Figure 8).

- **Antigènes somatiques (antigènes O)** : Ces antigènes sont des constituants de la membrane externe de la paroi bactérienne, composés principalement de lipopolysaccharides (LPS) qui représentent également l'endotoxine de la bactérie. Ils sont thermostables et alcool-stables, mais sensibles au formol (Humbert et al., 1998).

La classification des antigènes O repose sur des facteurs majeurs liés à la présence de certains sucres, ainsi que sur des facteurs accessoires (**Ryan et Ray, 2014**).

- **Antigènes flagellaires (antigènes H)** : Ces antigènes sont constitués de polymères de flagelline, la protéine qui compose les flagelles. Leur composition en acides aminés est constante pour chaque type antigénique. Ils sont thermolabiles (sensibles à la chaleur) et sont présents uniquement chez les salmonelles mobiles (**Achtman et al., 2012**).
- **Antigène de virulence Vi (Ag Vi)** : Cet antigène de surface, localisé dans l'enveloppe bactérienne, est associé à la virulence. Il a été identifié uniquement chez trois sérovars : *Salmonella typhi*, *S. paratyphi* et quelques souches de *S. dublin* (**Felix, 1952 ; Mehta et Arya, 2002**).

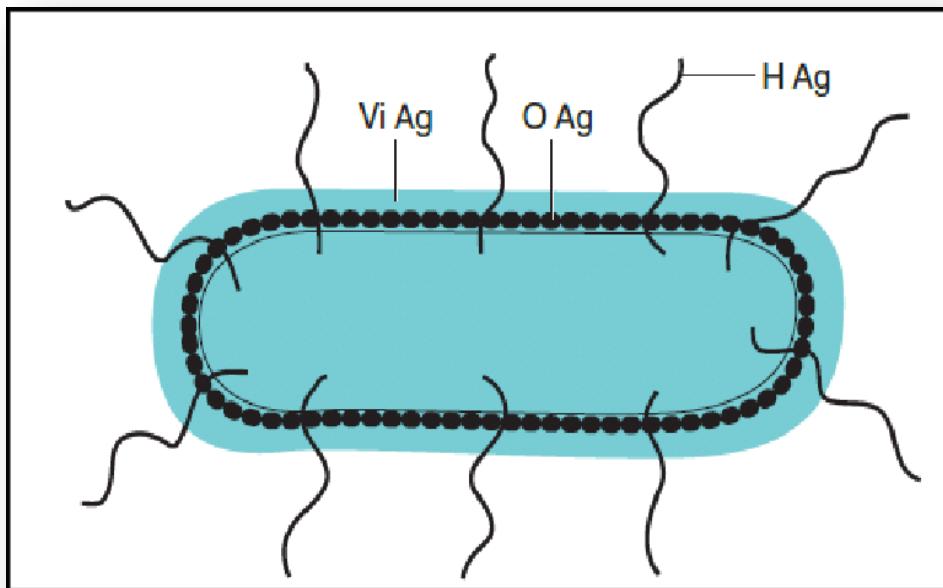


Figure 8.Types d'antigènes de *Salmonella* spp. (**Idrus, 2020**).

II.4 Caractères de survie

Les microorganismes peuvent survivre plus ou moins longtemps selon les paramètres physiques, chimiques et biologiques du milieu.

- **Lumière :** L'effet bactéricide des rayons ultraviolets (UV) de la lumière solaire est connu depuis longtemps. La survie des germes varie ainsi avec les saisons, notamment en fonction de la couverture nuageuse. Une forte turbidité de l'eau limite la pénétration des rayons UV, réduisant par conséquent leur efficacité sur les cellules microbiennes (**Sommer *et al.*, 1989**).
- **Température :** La température de l'eau est un paramètre crucial, car elle influence la solubilité des sels et surtout des gaz dissous. Elle affecte également l'activité biologique, qui conditionne la production totale et la répartition des espèces, par exemple dans les milieux de pêche (**Aminot et Keroulen, 2004**).
- **Salinité :** La salinité correspond à la concentration en sels dissous dans l'eau, qui se dissocient en cations. Un litre d'eau de mer contient environ 35 g de sels, dont environ 30 g de chlorure de sodium. La salinité joue un rôle majeur dans la distribution des micro-organismes (**Yang *et al.*, 2016**).

II.5 Pouvoir pathogène de *Salmonella*

Salmonella, tout comme *Shigella*, *Yersinia*, *Listeria* ou *Brucella*, sont des bactéries à multiplication intracellulaire. Elles peuvent provoquer soit des syndromes typhoïdiques graves, limités à l'espèce humaine, soit des toxi-infections alimentaires entraînant des gastroentérites, ainsi que des manifestations extra-digestives telles que des infections pulmonaires, neuroméningées, ostéo-articulaires ou cardio-vasculaires (**de Souza Santos et Orth, 2015**).

L'infection peut être cliniquement silencieuse ou, au contraire, grave avec septicémie, en passant par des formes bénignes de diarrhée fébrile pouvant entraîner une déshydratation sévère (**Ryan et Ray, 2014**).

Parmi les manifestations cliniques de la salmonellose, les fièvres typhoïdes et paratyphoïdes sont causées par quatre sérovars strictement humains, antigéniquement distincts mais de pouvoir pathogène similaire : *Salmonella typhi*, *Salmonella paratyphi A, B et C*.

La contamination survient par ingestion d'aliments ou d'eau contaminés. La dose infectante est estimée à environ 10^5 bactéries. La période d'incubation varie généralement entre 6 et 72 heures selon l'état de santé de l'hôte, et la durée des symptômes s'étend de 1 à 7 jours. Les signes cliniques typiques incluent une fièvre continue accompagnée de maux de tête, d'anorexie, de fatigue, de douleurs abdominales, et de diarrhée ou constipation (**PHAC, 2001**).

Comme toutes les maladies à transmission oro-fécale, la fièvre typhoïde survient majoritairement dans des zones où l'hygiène est insuffisante, touchant principalement les pays en développement d'Asie, d'Afrique et d'Amérique latine. Selon les données mondiales les plus récentes, on compte environ 17 millions de cas annuels de fièvre typhoïde, avec environ 600 000 décès (**Bhutta et Threlfall, 2009**).

II.5.1 Voies de transmission

Plusieurs modes de transmission de *Salmonella* sont identifiés :

- **Transmission directe** : par contact ou manipulation d'animaux asymptomatiques porteurs de la bactérie, notamment certains nouveaux animaux de compagnie tels que les reptiles. Le risque survient notamment lorsque des mains contaminées par des déjections animales sont portées à la bouche (**ECDC, 2020**).
- **Transmission manuportée** : par ingestion d'aliments crus ou insuffisamment cuits contaminés. Cette transmission peut aussi se produire d'une personne infectée à une autre, en particulier chez les jeunes enfants et nourrissons (**WHO, 2023**).

La transmission alimentaire représente environ 95 % des cas de salmonelloses non typhiques. En raison de la diversité des réservoirs et de la large répartition des salmonelloses, tous les aliments peuvent potentiellement être contaminés (**EFSA 2022 ; ECDC, 2022**).

Chapitre III

Impact de la contamination par la *Salmonella* sur les mollusques bivalves

III. Impact de la contamination par la *Salmonella* sur les mollusques bivalves

Les mollusques bivalves, tels que les moules et les huîtres, sont des organismes filtreurs qui se nourrissent en pompant de grandes quantités d'eau pour en extraire les particules nutritives. Ce mode d'alimentation les rend particulièrement vulnérables à l'accumulation de micro-organismes pathogènes et de polluants présents dans leur environnement. La contamination dépend de plusieurs facteurs, notamment le taux d'activité de filtration, la température de l'eau, ainsi que la concentration de matières en suspension. L'ampleur de cette accumulation est souvent évaluée à l'aide du facteur d'enrichissement, qui varie en fonction des conditions environnementales. Pour limiter les risques sanitaires, les mollusques destinés à la consommation peuvent être placés en zones de purification (ou zones de relai) avant leur mise sur le marché, afin de réduire la charge microbienne (**Lee et al., 2008**).

III.1 Sources de contamination

Salmonella est un pathogène susceptible de se retrouver dans les environnements aquacoles, où il peut contaminer les produits issus de la mer ou des eaux douces, représentant ainsi un risque sanitaire important pour les consommateurs. Plusieurs voies de contamination ont été identifiées, parmi lesquelles les principales sont :

-Ruisseaulement des eaux de pluie : Le ruissellement peut transporter divers contaminants, notamment des bactéries *Salmonella*, vers les bassins ou étangs aquacoles. Ces eaux peuvent être polluées par des déchets animaux ou des eaux usées non traitées, ce qui favorise la contamination des milieux aquatiques (**FAO, 2010**).

-Déjections animales : Les excréments d'animaux sauvages (oiseaux, amphibiens, etc.) constituent une source directe de pollution bactérienne. Ces déjections peuvent atteindre les installations aquacoles soit directement, soit par l'intermédiaire du ruissellement, favorisant ainsi la propagation de *Salmonella* (**Martinez-Urtaza et Liebana, 2005**).

-Utilisation de fumier non composté : L'emploi de fumier brut comme fertilisant pour les étangs est une pratique risquée. Ce fumier peut contenir des charges bactériennes importantes, dont *Salmonella*, susceptibles de contaminer l'eau et les organismes aquatiques (**FAO, 2010**).

-Conditions d'hygiène défaillantes : Le traitement et le stockage des produits aquatiques dans des conditions insalubres (utilisation d'eau ou de glace contaminée, contenants sales, équipements mal désinfectés) augmentent considérablement le risque de contamination croisée par *Salmonella* (**Lunestad et al., 2007**).

-Utilisation d'aliments contaminés : L'incorporation de poissons ou d'algues altérés, ou mal conservés, dans l'alimentation animale constitue une voie importante de contamination. Ces matières premières peuvent héberger des souches de *Salmonella* susceptibles de se propager au sein des exploitations aquacoles (**Lunestad et al., 2007**).

III.2 Conséquences de contamination

La consommation de mollusques bivalves contaminés, notamment lorsqu'ils sont crus ou insuffisamment cuits, peut entraîner des toxi-infections alimentaires se manifestant par des symptômes tels que diarrhée, douleurs abdominales, nausées et fièvre (**CDC, 2025**).

Chez les personnes vulnérables, enfants, personnes âgées ou immunodéprimées, l'infection peut évoluer vers des formes graves, comme une septicémie ou des complications telles que l'arthrite réactive (**Ajene et al., 2013**).

Outre les risques pour la santé humaine, les mollusques contaminés peuvent transmettre les salmonelles à leurs prédateurs marins, perturbant ainsi les chaînes trophiques et menaçant la biodiversité aquatique (**Álvarez-Muñiz et al., 2021**).

Cette contamination affecte également le secteur économique : la dégradation de la qualité des produits engendre des pertes financières considérables pour les producteurs et exportateurs, en raison de restrictions sanitaires et du rejet de lots sur les marchés internationaux (**Brown et Wilson, 2023**). Une contamination récurrente peut en outre nuire à la réputation des entreprises exportatrices et éroder la confiance des consommateurs (**EFSA, 2021**).

III.3 Evaluation de risque liés à *Salmonella* dans les mollusques bivalves

L'évaluation des risques sanitaires liés à *Salmonella* dans les fruits de mer nécessite le recours à des méthodes de diagnostic plus précises et fiables, afin de détecter efficacement les contaminants microbiens. Ces outils sont essentiels pour mettre en œuvre des mesures préventives adaptées, garantir la sécurité des consommateurs et limiter les risques.

d'intoxication alimentaire (**Jeyasekaran et al., 2001; Huang et al., 2010**).

L'analyse des risques commence par l'évaluation des niveaux de contamination microbienne dans les eaux de production conchylicole, ainsi que par la surveillance des étapes de récolte, de purification et de transformation des coquillages. La présence de *Salmonella* dans les zones de production constitue un indicateur majeur justifiant la mise en place de mesures de contrôle spécifiques, telles que des traitements thermiques, des périodes de purification prolongées ou encore des contrôles microbiologiques renforcés de la qualité de l'eau (**Gourmelon et al., 2016**).

L'évaluation doit également intégrer une analyse des pratiques sanitaires tout au long de la chaîne de traitement, jusqu'à la commercialisation des produits. Malgré l'existence de normes sanitaires fixant des seuils microbiologiques pour les produits de la mer, des cas de contamination persistent, notamment lors de la consommation de coquillages crus ou mal cuits. Ainsi, une gestion efficace du risque lié à *Salmonella* passe par une combinaison de contrôles environnementaux rigoureux, d'amélioration des pratiques de production et de l'application stricte des normes sanitaires existantes, en s'appuyant sur des outils de diagnostic modernes pour prévenir durablement les risques pour la santé publique (**De Medici et al., 2018**).

III.4 Surveillance de la contamination à *Salmonella*

La contamination des produits de la mer peut survenir à différents stades : avant, pendant ou après la récolte, notamment lors des étapes de transformation et de préparation. Les agents pathogènes tels que *Salmonella* peuvent survivre dans les aliments crus ou insuffisamment cuits, en particulier dans les mollusques bivalves, ce qui représente un risque important pour la santé des consommateurs (**Iwamoto et al., 2010**). Afin de limiter ce risque, les producteurs et collecteurs doivent mettre en œuvre le système HACCP (Hazard Analysis and Critical Control Points), qui permet d'identifier et de maîtriser les points critiques de contamination tout au long de la chaîne de production, de la récolte à la consommation (**Aruoma, 2006 ; Arvanitoyannis et Varzakas, 2009**).

Parmi les stratégies de maîtrise, le refroidissement rapide après la récolte, la cuisson adéquate et le respect strict des paramètres de temps et de température sont essentiels pour limiter la prolifération bactérienne (**Arvanitoyannis et Varzakas, 2009**).

Pour renforcer la sécurité microbiologique, des outils de détection rapide comme la PCR (réaction en chaîne par polymérase) sont de plus en plus utilisés en raison de leur haute sensibilité et spécificité dans l'identification de *Salmonella* (**Kumar et al., 2008**). Enfin, le recours à des systèmes avancés de traçabilité permet de suivre les produits tout au long de la chaîne d'approvisionnement, facilitant ainsi l'identification rapide de la source de contamination et renforçant la prévention des toxi-infections alimentaires (**McKean, 2001**).

III.5 Mesures de prévention et de contrôle de la contamination des mollusques par *Salmonella*

Il est essentiel de traiter les eaux usées ou de ruissellement avec rigueur avant qu'elles n'atteignent les zones marines de récolte des mollusques, en recourant à des techniques appropriées garantissant l'absence de contamination (**EFSA, 2020**). Les professionnels manipulant les produits marins doivent respecter des protocoles d'hygiène stricts, incluant le lavage régulier des mains, l'utilisation d'outils stérilisés, ainsi que la séparation stricte entre les produits crus et cuits, afin de prévenir toute contamination croisée (**CDC, 2022**).

La cuisson des mollusques à des températures suffisantes constitue une mesure clé pour éliminer la bactérie *Salmonella*. Par ailleurs, le maintien de la chaîne du froid, notamment à travers une réfrigération appropriée, est indispensable pour limiter la prolifération bactérienne (**WHO, 2018**).

La surveillance régulière des zones de récolte des mollusques est essentielle pour garantir la sécurité sanitaire des produits. Toute activité de collecte doit être suspendue dans les zones où la présence de *Salmonella* est confirmée, jusqu'à ce que des analyses démontrent un assainissement complet de ces eaux (**FAO, 2020**). Lorsqu'il s'agit de mollusques issus de zones à risque, certaines espèces peuvent être soumises à un processus de purification ou à un relâchage temporaire en milieu contrôlé. La purification consiste à maintenir les coquillages vivants dans des bassins contenant de l'eau de mer propre, soit naturelle, soit traitée pendant une durée suffisante pour permettre l'élimination des contaminants microbiologiques. Cette étape a pour but de rendre les coquillages propres à la consommation immédiate, sans danger pour la santé humaine. Elle améliore leur qualité microbiologique et réduit significativement les niveaux de contamination avant leur commercialisation (**EFSA, 2020**).

Partie II

Étude expérimentale

I. Objectif

Les mollusques bivalves représentent une denrée marine largement consommée à travers le monde (**Anacleto et al., 2017**). Leur popularité s'explique notamment par leur richesse nutritionnelle ainsi que leur accessibilité, tant dans les zones littorales qu'en milieu urbain.

En raison de leur mode de nutrition par filtration et de leur contact direct avec les eaux de surface, ces organismes peuvent accumuler divers contaminants microbiens et représentent ainsi un vecteur potentiel de transmission d'agents pathogènes, notamment les bactéries du genre *Salmonella*.

Ces produits de la mer sont souvent consommés crus, comme les huîtres, ou insuffisamment cuits, notamment des moules et d'autres fruits de mer. Ce mode de consommation augmente considérablement le risque de transmission d'agents pathogènes d'origine hydrique, tels que *Salmonella*, en cas de contamination du milieu de production ou de non-respect des normes d'hygiène au cours des étapes de distribution.

Dans ce contexte, la présente étude a été menée afin d'évaluer la contamination microbiologique des mollusques bivalves (huîtres et moules) prélevés dans deux fermes conchylioles et dans le circuit commercial. Les analyses ont été réalisées selon des protocoles normalisés à l'échelle internationale, garantissant une détection précise de l'agent pathogène ciblé.

Les objectifs de cette étude sont les suivants :

- Détecter la présence de *Salmonella* spp. dans les échantillons de mollusques bivalves ;
- Élaborer un questionnaire destiné à recueillir des informations sur les pratiques d'élevage et les mesures de contrôle sanitaire mises en œuvre dans les deux fermes conchylioles ;
- Évaluer la conformité des échantillons analysés au regard des normes microbiologiques en vigueur ;
- Comparer les niveaux de contamination entre les sites de production (fermes conchylioles) et les produits commercialisés.

Matériel et Méthodes

II. Matériel et Méthodes

II.1 Lieux et période d'étude

Notre étude a été menée entre mars et mai 2025. Des échantillons de mollusques bivalves, à savoir des huîtres et des moules, ont été prélevés dans deux fermes conchyliques, désignées A et B, situées dans la wilaya de Tipaza. Les deux fermes, orientées vers la production commerciale de coquillages, ont été sélectionnées en raison de leur accessibilité et de leur représentativité en tant que zones de production conchylique. En complément, des moules provenant de points de vente situés dans la wilaya d'Alger ont également été analysées.

II.1.1 Description de la ferme conchylique A

Il s'agit d'un établissement de culture marine agréé pour l'élevage de produits conchyliques (moules et huîtres), situé à Aïn Tagourait (wilaya de Tipaza). La ferme dispose d'une concession maritime de 36 hectares, complétée par une infrastructure terrestre de 2 000 m². Cette dernière comprend des bâtiments équipés d'une unité de conditionnement composée de dix bassins de stockage de 33 m² chacun (figure 9). L'établissement est également doté de matériel de lavage (tapis chargeur, dégrappeuse, brosseurs) ainsi que d'équipements de triage, notamment une calibreuse vibrante et un tapis chargeur.



Figure 9. Bassins de stockage (ferme conchylique A). (Photos personnelles)

II.1.2 Description de la ferme conchylicole B

La ferme conchylicole B est un établissement de culture marine agréé, créé en 2023 dans le cadre d'un projet de conchyliculture. Située en mer, au large de Gouraya (wilaya de Tipaza), elle utilise la technique des filières en subsurface pour l'élevage (figure 10). L'installation se compose de dix filières, chacune mesurant 200 mètres de long. La capacité de production annuelle est estimée à 100 tonnes, réparties entre deux espèces principales : *Mytilus galloprovincialis* (moule méditerranéenne) et *Crassostrea gigas* (huître creuse).

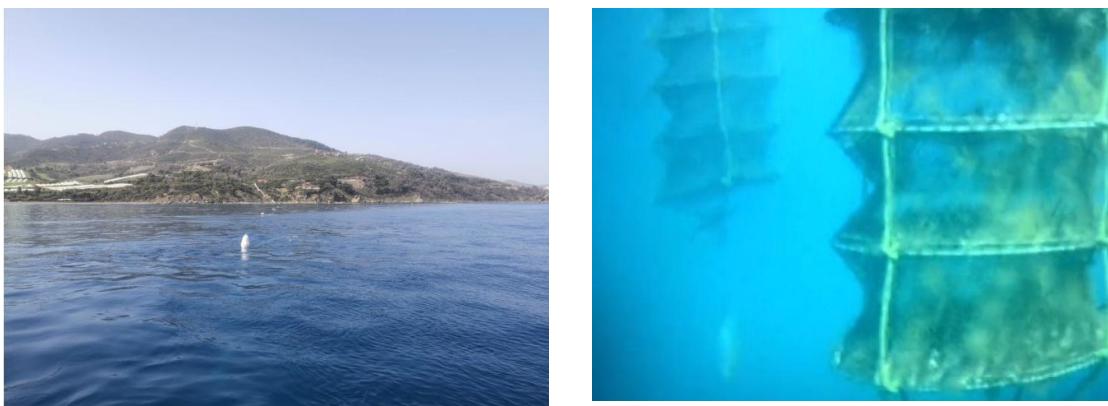


Figure 10. Site de l'élevage des mollusques bivalves (ferme conchylicole B). (Photos personnelles)

II.2 Prélèvements

Des prélèvements hebdomadaires d'huîtres (*Crassostrea gigas*) et de moules (*Mytilus galloprovincialis*) ont été réalisés. Le nombre d'individus prélevés a été déterminé conformément aux exigences du JORADP (2017). Au total, 28 huîtres et 90 moules, réparties en sept lots, ont été analysées.

L'étape de prélèvement constitue une phase essentielle de l'analyse, influençant directement la fiabilité des résultats. Conformément aux recommandations du JORADP (2017), seuls les mollusques de taille commerciale, vivants, non juvéniles et exempts de tout dommage ont été retenus pour l'échantillonnage.

Les échantillons ont été immédiatement placés dans une glacière isotherme maintenant une température comprise entre 0 °C et 10 °C. Le transport vers le laboratoire a été effectué dans un délai de 24 heures, conformément aux recommandations du JORADP (2017) relatives à la conservation préanalytique des échantillons destinés à des analyses microbiologiques.

La répartition des échantillons selon les différentes dates et lieux de prélèvement est présentée dans le tableau 3.

Tableau 3. Prélèvements de mollusques bivalves réalisés entre mars et mai 2025.

N° de prélèvement	Date	Type de prélèvement	Quantité	Lieu de prélèvement	Milieu
1	17\03\2025	Huîtres	5	Ferme A (Tipaza)	Bassin de stockage
2	07\04\2025	Huîtres	5	Ferme A (Tipaza)	Bassin de stockage
3	20\04\2025	Huîtres	18	Ferme B (Tipaza)	Mer
4	20\04\2025	Moules	20	Ferme B (Tipaza)	Mer
5	27\04\2025	Moules	24	Ferme B (Tipaza)	Mer
6	04\05\2025	Moules	25	Commerce (Alger)	Point de vente
7	11\05\2025	Moules	21	Commerce (Alger)	Point de vente

II.3 Questionnaire

Dans le but de recueillir des informations détaillées sur les pratiques d'élevage et les mesures de contrôle appliquées aux mollusques bivalves, un questionnaire a été élaboré puis remis aux responsables des deux exploitations conchyliocoles (voir Annexe 1).

II.4. Lieu de traitement des prélèvements

L'analyse microbiologique des échantillons a été réalisée au laboratoire d'HIDAOA (Hygiène et Industries des Denrées Alimentaires d'Origine Animale) de l'École National Supérieure Vétérinaire Rabie BOUCHAMA.

II.5. Analyses microbiologiques

Les analyses réalisées ont porté sur la recherche de l'agent pathogène *Salmonella* spp., conformément aux exigences du JORDP (2017).

II.5.1. Matériel et milieux utilisés

L'ensemble du matériel et des milieux de culture requis pour les analyses est présenté ci-dessous :

- **Matériel de prétraitement des échantillons** : Brosse, bac en plastique, papier absorbant, ciseaux.
- **Sacs stériles** : Sacs stomacher.
- **Matériel de pesée** : Balance de précision 0.01gramme.
- **Homogénéisateur** : Stomacher.
- **Agitateur** : Vortex
- **Matériel de stérilisation** : Autoclaves, becs bunsen.
- **Matériel d'incubation et de conservation** : Bain-marie, étuves (37 °C et 41.5°C), réfrigérateur, congélateur.
- **Verrerie** : Tubes à essais, flacons.
- **Consommables** : Boîtes de Pétri, pipettes Pasteur, anse de platine, embouts bleus, embouts jaunes, microtubes (type Eppendorfs).
- **Micropipettes** : 100µl et 1000µl.
- **Bouillons** : Eau Péptonée Tamponnée (EPT), bouillon Rappaport Vassiliadis Soja (RVS).
- **Milieux de cultures** : Gélose Xylose Lysine Désoxycholate (XLD), gélose Hektoen, gélose Triple Sugar Iron (TSI).

II.5.2. Préparation des échantillons

À la réception au laboratoire, les mollusques bivalves ont été soumis à un traitement préliminaire rigoureux :

- **Sélection des individus** : Seuls les mollusques vivants ont été retenus pour l'analyse. Tout individu présentant une coquille ouverte, fissurée ou endommagée a été systématiquement écarté.
- **Nettoyage externe** : Chaque individu a été soigneusement lavé et brossé sous un jet d'eau potable, en insistant sur la charnière, zone particulièrement propice à l'accumulation de débris ou de contaminants.

- **Égouttage :** Les bivalves ont ensuite été déposés dans un bac en plastique, tapissé de papier absorbant, afin de limiter l'humidité résiduelle.
- **Gestion du byssus :** En présence de byssus (filaments d'ancrage, notamment chez les moules), ceux-ci ont été délicatement sectionnés à l'aide de ciseaux stériles, sans arrachement, afin de préserver l'intégrité des tissus.
- **Vérification de la vitalité :** Les individus ayant perdu leur liquide intervalvaire n'ont été conservés que s'ils réagissaient à une stimulation (contraction du muscle adducteur), signe de vitalité au moment de l'ouverture.

Les figures 11, 12 et 13 illustrent respectivement : l'aspect des mollusques bivalves à leur réception, les principales étapes du traitement préanalytique, ainsi que leur apparence après le lavage.



Figure 11. Aspect des moules et des huîtres avant nettoyage (photos personnelles).



Figure 12. Nettoyage des huîtres et section des byssus pour les moules (photos personnelles).



Figure 13. Aspect des moules et des huîtres après nettoyage (photos personnelles).

II.5.3 Recherche de *Salmonella* spp.

Pour chaque lot, les huîtres et les moules ont été ouvertes à l'aide de ciseaux préalablement stérilisés. La chair et le liquide intervalvaire (CLI) ont été soigneusement recueillis, puis transférés dans un sac stomacher. Afin de prévenir toute perforation due à la présence éventuelle d'éclats de coquille, le sac a été doublé, voire triplé. L'ensemble a ensuite été homogénéisé à l'aide d'un Stomacher (figure 14).



Figure 14. Préparation de l'échantillon (photos personnelles).

Après obtention de l'homogénat, la recherche de *Salmonella* spp. a été conduite selon la norme ISO 6579:2002, en suivant quatre étapes successives :

1. Pré-enrichissement : Vingt-cinq grammes de chair et de liquide intervalvaire (CLI) ont été transférés dans 225 ml d'eau peptonée tamponnée (EPT). Après homogénéisation, l'échantillon a été incubé à 37 °C pendant 18 ± 2 heures. Cette étape vise à favoriser la récupération des cellules de *Salmonella* spp. potentiellement stressées ou sublétales, en leur offrant un milieu non sélectif propice à leur réparation et multiplication. À l'issue de cette incubation, une croissance bactérienne non spécifique, incluant éventuellement *Salmonella*, est attendue.

2. Enrichissement sélectif : Une aliquote de 0,1 ml de la suspension pré-enrichie a été transférée dans 10 ml de bouillon Rappaport-Vassiliadis Soja (RVS) puis incubée à 41,5 °C pendant 24 heures. Ce milieu favorise la croissance de *Salmonella* spp. en inhibant la flore bactérienne concurrente. Si *Salmonella* est présente, une multiplication significative est attendue, ce qui augmente les chances de détection à l'étape suivante.

3. Isolement sur milieux sélectifs : Des prélèvements ont été effectués à partir du bouillon RVS, puis ensemencés sur des milieux XLD (Xylose Lysine Deoxycholate) et Hektoen. Les boîtes ont été incubées à 37 °C pendant 24 heures. Ces milieux sélectifs permettent une différenciation visuelle des colonies suspectes de *Salmonella* spp., notamment par la production d'hydrogène sulfuré (H₂S), qui noircit les colonies.

- Sur XLD : Les colonies de *Salmonella* apparaissent rouges avec un centre noir.
- Sur Hektoen : Les colonies apparaissent vertes avec un centre noir, en raison de la production de H₂S.

4. Confirmation biochimique : Les colonies suspectes ont été purifiées sur gélose nutritive et incubée à 37 °C. La confirmation s'est faite par un test sur gélose TSI (Triple Sugar Iron), qui permet de différencier les entérobactéries selon leur profil métabolique. Ce test évalue la fermentation du glucose, du lactose et du saccharose, ainsi que la production de gaz et de H₂S.

Sur le milieu TSI, les *Salmonella* produisent généralement une pente rouge (absence de fermentation du lactose et du saccharose), un culot jaune (fermentation du glucose) ainsi qu'un précipité noir au fond du tube, dû à la production de sulfure d'hydrogène (H₂S).

Les étapes de la recherche de *Salmonella* spp. sont illustrées dans la figure 15.

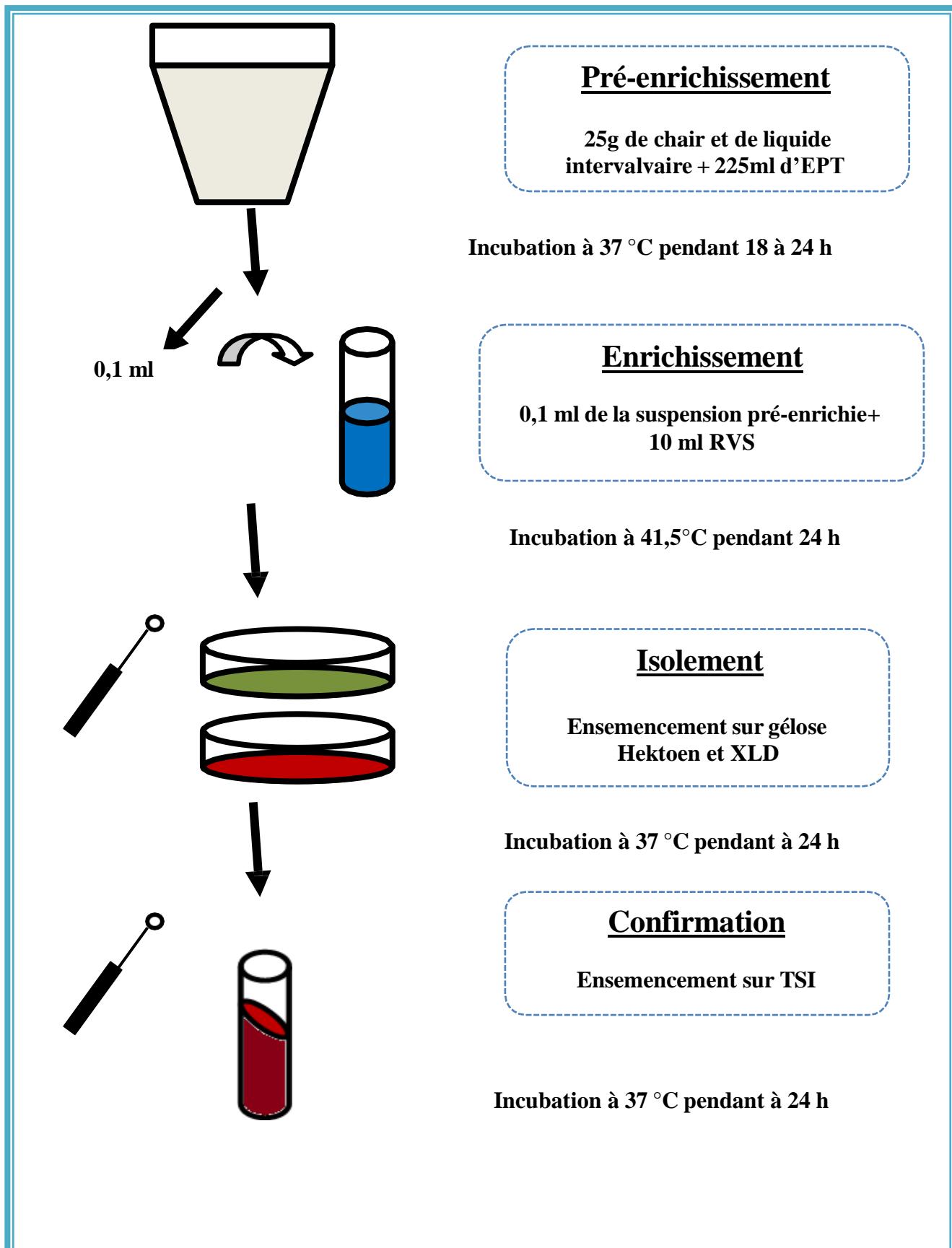


Figure 15. Etapes de la recherche de *Salmonella*.

Résultats et Discussion

III. Résultats

À la lecture des boîtes, aucune colonie caractéristique n'a été observée sur gélose XLD, où les colonies de *Salmonella* spp. devraient normalement apparaître rouges à centre noir. En revanche, sur gélose Hektoen, des colonies suspectes, de couleur verte à centre noir, ont été observées. Cet aspect est typique de *Salmonella* spp., en raison de l'absence de fermentation des sucres et de la production de sulfure d'hydrogène (H_2S). Ces résultats ont permis de sélectionner des colonies en vue de leur confirmation biochimique.

L'aspect des colonies développées sur les milieux XLD et Hektoen est illustré dans les figures 16 et 17.

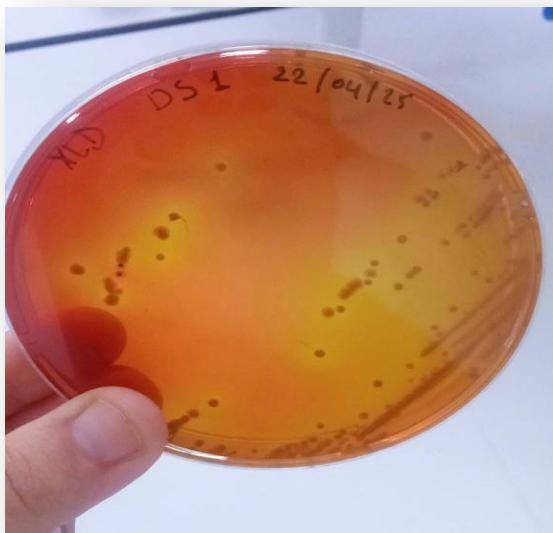


Figure 16. Aspect des colonies sur le milieu XLD (photos personnelles).

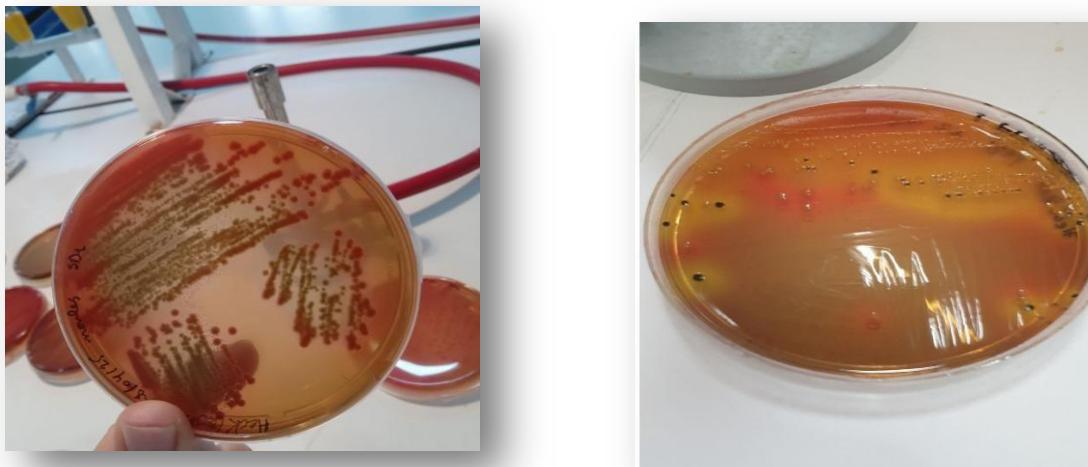


Figure 17. Aspect des colonies sur le milieu Hektoen (photos personnelles).

La confirmation biochimique des colonies suspectes a été effectuée à l'aide du milieu TSI, qui permet d'évaluer la capacité des micro-organismes à fermenter le glucose, le lactose et le saccharose, ainsi qu'à produire du sulfure d'hydrogène (H_2S .). Dans notre étude, aucun des isolats testés n'a présenté le profil biochimique typique de *Salmonella* spp. : les réactions attendues, telles que les changements de couleur caractéristiques (culot jaune, pente rouge, précipité noir), n'ont pas été observées. Malgré la détection de H_2S . Chez certains isolats, l'ensemble des résultats a été interprété comme négatif pour la présence de *Salmonella* spp. (Figure 18).

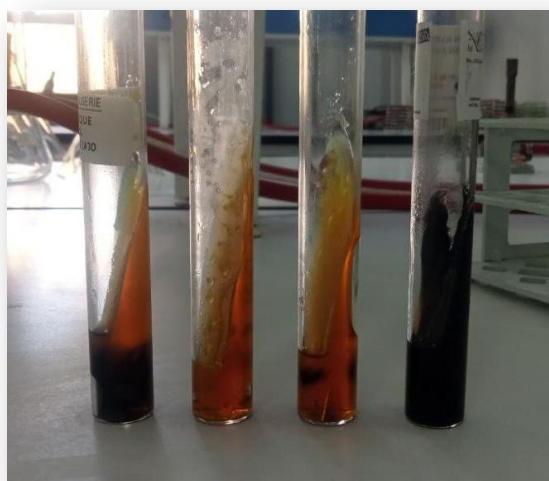


Figure 18. Résultats de la confirmation biochimique sur le milieu TSI (photo personnelle).

Les résultats de la recherche de *Salmonella* spp. dans les huîtres et les moules sont présentés respectivement dans les tableaux 4 et 5.

Tableau 4. Résultats de la recherche de *Salmonella* spp. dans les huîtres.

Huîtres	Date	Provenance	<i>Salmonella</i> spp.
Lot 1 (n= 5)	17/03/25	Ferme conchylicole A (Bassin de stockage)	Absence
Lot 2 (n= 5)	07/04/25	Ferme conchylicole A (Bassin de stockage)	Absence
Lot 3 (n= 18)	20/04/25	Ferme conchylicole B (Mer)	Absence

Tableau 5. Résultats de la recherche de *Salmonella* spp. dans les moules.

Moules	Date	Provenance	<i>Salmonella</i> spp.
Lot 4 (n= 20)	20/04/25	Ferme conchylicole B (Mer)	Absence
Lot 5 (n= 24)	27/04/25	Ferme conchylicole B (Mer)	Absence
Lot 6 (n= 25)	04/05/25	Point de vente	Absence
Lot 7 (n= 21)	11/05/25	Point de vente	Absence

Les résultats obtenus sont conformes aux exigences réglementaires en vigueur, qui stipulent l'absence obligatoire de *Salmonella* dans les denrées alimentaires destinées à la consommation humaine (JORADP, 2017).

IV. Discussion

Les résultats de notre étude ont révélé une absence de *Salmonella* spp. dans tous les échantillons analysés, aussi bien en milieu de production qu'en points de vente, ce qui est conforme aux exigences réglementaires en vigueur imposant l'absence de cette bactérie dans les denrées alimentaires destinées à la consommation humaine (**JORADP, 2017**).

Ces résultats sont en accord avec plusieurs travaux antérieurs mettant en évidence la faible prévalence de *Salmonella* dans les produits conchylicoles, même en présence de contamination fécale avérée. Par exemple, en Nouvelle-Zélande, **Eyles et Davey (1998)** n'ont détecté aucune trace de *Salmonella* dans les huîtres analysées. Au Brésil, **Pereira et al., (2006)**, malgré la mise en évidence d'une contamination fécale significative, n'ont isolé *Salmonella* dans aucun des 90 échantillons d'huîtres collectés sur les côtes brésiliennes. En Tunisie, **Ghribi et al. (2016)** ont obtenu des résultats similaires, en ne détectant aucune contamination à *Salmonella* dans des moules provenant de zones de pêche artisanale.

Plusieurs facteurs peuvent expliquer ces résultats favorables. Tout d'abord, la qualité de l'eau sur les sites étudiés semble bien maîtrisée. Dans les deux fermes, une surveillance régulière est assurée par des laboratoires externes, avec un suivi microbiologique mensuel. Dans le cas de la ferme A, ce suivi est renforcé durant la période estivale. Les paramètres analysés incluent la température, le pH, la salinité, l'oxygène dissous, les matières en suspension, ainsi que la présence d'hydrocarbures, de métaux lourds et de phytoplancton. Bien que la ferme A soit située à proximité de sources potentielles de pollution (rivières, égouts, zones agricoles), elle met en œuvre des mesures préventives rigoureuses, telles que le nettoyage bihebdomadaire des bassins de stockage et l'arrêt temporaire des activités en cas d'intempéries ou de rejets suspects.

La ferme B, quant à elle, bénéficie d'un environnement marin favorable, renforcé par une courantologie jugée protectrice, sans sources identifiées de pollution, et applique également un suivi microbiologique mensuel, complété par des contrôles vétérinaires trimestriels. Le type d'élevage utilisé, en mer et en filières subsurface, permet une meilleure oxygénation et une dilution des contaminants par les courants, réduisant ainsi le risque de stagnation bactérienne. Ce système d'élevage, bien adapté aux conditions hydrodynamiques de la Méditerranée, pourrait contribuer significativement à la maîtrise sanitaire observée.

Par ailleurs, l'absence de *Salmonella* dans les échantillons prélevés au niveau des points de vente commerciale constitue un indicateur rassurant de l'efficacité des mesures d'hygiène et de biosécurité mises en œuvre tout au long de la chaîne de production. Cette absence peut être attribuée à plusieurs facteurs combinés : la qualité initiale de l'eau, le bon état sanitaire des élevages, mais aussi les pratiques de manipulation, de transport et de stockage mises en place après récolte.

La capacité des bivalves à concentrer les pathogènes, bien que risquée du point de vue de la sécurité sanitaire, constitue un atout en termes de surveillance : leur contamination ou absence de contamination reflète fidèlement l'état microbiologique de leur environnement immédiat. Ainsi, l'absence de *Salmonella* dans les échantillons étudiés suggère une qualité sanitaire satisfaisante des zones de production pendant la période couverte par l'étude. Toutefois, certaines limites doivent être prises en compte dans l'interprétation des résultats. La période de prélèvement, limitée à trois mois, ne couvre pas l'ensemble des variations saisonnières susceptibles d'influencer la survie ou la présence de *Salmonella* dans l'environnement marin.

De plus, bien que la méthode utilisée soit normalisée, elles reposent sur des techniques classiques d'isolement bactérien sur milieux sélectifs, qui peuvent manquer de sensibilité face à des bactéries ayant subi des altérations phénotypiques dans le milieu marin, telles que l'encapsulage ou la formation d'états viables non cultivables, comme l'ont montré **Bakhrouf et al. (1992)**. Dans ce contexte, le recours à des méthodes moléculaires telles que la PCR pourrait permettre une détection plus fine et plus rapide.

En conclusion, bien que les résultats obtenus révèlent une probabilité faible de contamination des produits conchyliques par *Salmonella spp.* dans les zones étudiées, la prudence reste de mise, notamment en cas de consommation crue. Cela est d'autant plus justifié que des sources potentielles de contamination ont été identifiées à proximité de la ferme A. Une surveillance plus étendue dans le temps, combinée à une diversification des méthodes d'analyse, apparaît indispensable pour affiner l'évaluation des risques microbiologiques et garantir durablement la sécurité sanitaire de ces produits.

Conclusion

V. Conclusion

Cette étude a permis d'évaluer la qualité microbiologique des mollusques bivalves, en particulier la moule (*Mytilus galloprovincialis*) et l'huître (*Ostrea gigas*), prélevés dans deux zones de production marine situées dans la wilaya de Tipaza, ainsi qu'au niveau de deux points de vente directe.

Les analyses effectuées ont révélé l'absence totale de *Salmonella* spp. dans l'ensemble des échantillons, qu'ils proviennent des sites de production ou des circuits de commercialisation. Ces résultats mettent également en évidence l'intérêt des mollusques bivalves en tant que bio-indicateurs fiables de la qualité du milieu marin, en raison de leur capacité naturelle à filtrer et concentrer les micro-organismes présents dans l'eau. L'absence de contamination détectée suggère ainsi une qualité sanitaire globalement satisfaisante des eaux au moment des prélèvements.

En définitive, ce travail apporte une contribution utile à la connaissance de la sécurité microbiologique des produits de la mer en Algérie. Il met en lumière la bonne qualité sanitaire des moules et huîtres analysées, tout en soulignant la nécessité de mettre en place une surveillance microbiologique régulière et rigoureuse. Une telle démarche s'inscrit pleinement dans les objectifs de la médecine vétérinaire préventive et participe à la protection durable de la santé publique ainsi que de la filière conchylicole nationale.

Recommandations

VI. Recommandations

Au regard des résultats obtenus dans le cadre de cette étude, plusieurs recommandations peuvent être formulées en vue de renforcer la sécurité sanitaire des produits conchylicoles :

- Mettre en place un programme de surveillance sanitaire régulier, incluant un suivi saisonnier des zones de production conchylicole, afin d'assurer un contrôle continu de la qualité microbiologique des mollusques bivalves et de leur environnement.
- Renforcer la formation et la sensibilisation des acteurs de la filière halieutique (éleveurs, pêcheurs, commerçants) aux bonnes pratiques d'hygiène, à l'importance du respect de la chaîne du froid, ainsi qu'aux risques sanitaires associés à la consommation de coquillages crus ou insuffisamment cuits.
- Encourager une collaboration intersectorielle étroite entre les services vétérinaires, les laboratoires d'analyse, les autorités sanitaires locales et les producteurs, dans le cadre d'une approche intégrée « One Health », tenant compte des interactions entre la santé humaine, animale et environnementale.

Ces recommandations visent à améliorer la sécurité sanitaire des produits de la mer, à limiter les risques de toxi-infections d'origine hydrique, et à soutenir durablement la qualité de la production conchylicole nationale.

Références bibliographiques

Références

- **Achtman, M., Wain, J., Weill, F. X., Nair, S., Zhou, Z., Sangal, V., ... & Thomson, N. R. (2012).** Multilocus sequence typing as a replacement for serotyping in *Salmonella enterica*. *PLoS Pathogens*, 8(6), e1002776. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1002776>
- **Ajene, A. N., Fischer Walker, C. L., & Black, R. E. (2013).** Enteric pathogens and reactive arthritis: A systematic review of *Campylobacter*, *Salmonella*, and *Shigella*-associated reactive arthritis. *Journal of Health, Population and Nutrition*, 31(3), 299–307. <https://doi.org/10.3329/jhpn.v31i3.16515>
- **Álvarez-Muñiz, M. M., Arias-Moscoso, A., Martínez-Ortuño, A., & Rodríguez-Montesinos, J. (2021).** Zoonotic bacterial transmission from shellfish to marine predators: Implications for food webs. *Marine Pollution Bulletin*, 167, 112295. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2021.112295>
- **Aminot, A., & Kérouel, R. (2004).** *Hydrologie des écosystèmes marins : Paramètres et analyses*. Ifremer.
- **Amit, T., Moskovich, R., Jacobi, Y., Shumway, S. E., Ward, J. E., Beninger, P. G., ... & Morganti, T. (2023).** Feeding on the smallest cells: An in situ study of picoplankton capture by bivalve molluscs from oligotrophic waters. *Frontiers in Marine Science*, 10, 1184773. <https://doi.org/10.3389/fmars.2023.1184773>
- **Anacleto, P., Franco, A., & Basile, A. (2017).** Labeling and marketing of bivalve and gastropod molluscs retailed in Sardinia, Italy between 2009 and 2013. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 14(5), 513. <https://doi.org/10.3390/ijerph14050513>
- **Aquascope. (2000).** *Blue mussel filter feeding diagram* [Internet]. Tjärnö

- Marine Biological Laboratory.
<https://www.vattenkikaren.gu.se/fakta/arter/mollusca/bivalvia/mytiedul/mytfile.html>
- **Aruoma, O. I. (2006).** Safety evaluation of seafood products in relation to bioterrorism. In *Advances in Food and Nutrition Research* (Vol. 50, pp. 1–90). Elsevier.
- **Arvanitoyannis, I. S., & Varzakas, T. H. (2009).** Application of ISO 22000 and comparison with HACCP on industrial processing of common octopus (*Octopus vulgaris*) – Part I. *International Journal of Food Science & Technology*, 44(1), 58–78. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2007.01666.x>
- **Astorga España, A. I., Alfaro, A. C., & Barón, P. J. (2018).** Nutritional composition of two commercially important edible bivalve molluscs from the Sea of Japan coast. *Journal of Food Science and Technology*, 55(3), 1068–1077. <https://doi.org/10.1007/s13197-017-3000-2>
- **Bakhrouf, A., Jeddi, M., & Gauthier, M. J. (1992).** Modifications des caractères culturaux et biochimiques du *Salmonella paratyphi B* après incubation dans l'eau de mer. *Canadian Journal of Microbiology*, 38(7), 690–694. <https://doi.org/10.1139/m92-094>
- **Barnes, R. D., & Powell, A. (2021).** *Invertebrate Zoology: An Evolutionary Approach* (8^e éd.). Cengage Learning.
- **Baron, S. (Ed.). (1996).** *Medical Microbiology* (4th ed.). University of Texas Medical Branch at Galveston.
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK7627/>
- **Bayne, B. L. (2004).** Phenotypic flexibility and physiological tradeoffs in the feeding and growth of marine bivalve molluscs. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 44, 425–432.

- **Berkane, S., Aggad, H., & Bouzid, R. (2011).** Isolement et identification biochimique des salmonelles dans des échantillons de produits carnés. *Revue de Médecine Vétérinaire*, 162(4), 182–186.
- **Bhutta, Z. A., & Threlfall, J. (2009).** Addressing the global disease burden of typhoid fever. *JAMA*, 302(8), 898–899. <https://doi.org/10.1001/jama.2009.1259>
- **Boone, D. R., Castenholz, R. W., & Garrity, G. M. (Eds.). (2001).** *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* (2nd ed.). Springer.
- **Boyer, A. (1968).** *Les coquillages comestibles* (pp. 6–10). Éditions Ifremer.
- **Castro, P., & Huber, M. (1997).** *Marine Biology* (2nd ed.). McGraw Hill.
- **Cavallo, J. D., & Meyran, M. (1992).** Les salmonelloses et leur pathologie : base bactériologique du traitement. *Médecine et Maladies Infectieuses*, 22, 331–339.
- **CDC, Centers for Disease Control and Prevention. (2022).** *Salmonella and food safety: Questions & answers* [Internet]. <https://www.foodsafety.gov/blog/salmonella-and-food>
- **CDC, Centers for Disease Control and Prevention, 2025**(January 31). *Symptoms of food poisoning* [Internet]. <https://www.cdc.gov/foodsafety/signs-symptoms/index.html>
- **Chilcott, G. S., & Hughes, K. T. (2000).** Coupling of flagellar gene expression to flagellar assembly in *Salmonella enterica* serovar Typhimurium and *Escherichia coli*. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 64(4), 694–708. <https://doi.org/10.1128/MMBR.64.4.694-708.2000>

- **Codex virtualis. (2020).** Coquille d’Huître creuse (*Magallana gigas*) en vues latérale, droite et gauche (Saint-Étienne, mars 2020). In *La coquille d’Huître et ses hôtes* [Internet]. <https://www.codexvirtualis.fr>
- **Costa, P., et al. (2022).** *Salmonella spp.* in aquaculture: An integrative review of microbiological detection methods in aquatic environments (2000–2020). *Journal of Aquaculture Science*, 10, 123–145.
- **Cox, L. R., Turner, R. D., Nuttall, C. P., Trueman, E. R., Boyd, D. W., Perkins, B. F., ... & Moore, R. C. (1969).** Bivalvia. In R. C. Moore & C. Teichert (Eds.), *Treatise on Invertebrate Paleontology. Part N, Mollusca 6* (Vol. 1, pp. 225–393). Geological Society of America & University of Kansas Paleontological Institute.
- **Daigle, F., & Laakso-Hämeder, M. (2024).** Lipopolysaccharide glycoforms and biofilm formation in *Salmonella*: Roles of the *rfa*, *rfb*, and *rfc* loci. *Journal of Bacteriology*, 206(9), e00318-24. <https://doi.org/10.1128/jb.00318-24>
- **Dame, R. F. (2012).** *Ecology of marine bivalves: An ecosystem approach* (2nd ed.). CRC Press.
- **Darwin, K. H., & Miller, V. L. (1999).** Molecular basis of the interaction of *Salmonella* with the intestinal mucosa. *Clinical Microbiology Reviews*, 12(3), 405–428. <https://doi.org/10.1128/CMR.12.3.405>
- **De Medici, D., Fasolato, L., Montemurro, F., Nascetti, S., Lumini, E., Belluzzi, G., et al. (2018).** Occurrence of *Salmonella* in seafood and aquaculture products in the EU: Implications for risk analysis. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 58(7), 1234–1248. <https://doi.org/10.1080/10408398.2016.1225018>
- **De Souza Santos, M., & Orth, K. (2015).** Subversion of the cytoskeleton

- by intracellular bacteria: Lessons from *Listeria monocytogenes* and *Salmonella enterica*. *Cellular Microbiology*, 17(2), 164–173. <https://doi.org/10.1111/cmi.12399>
- **Dutrillaux, B. (2021).** Moule – anatomie, histologie [Internet]. *Mikroskopia* – Forum de microscopie. <https://forum.mikroskopia.com/topic/19008-moule-anatomie-histologie/>
- **Epifanio, C. E. (1979).** Comparison of yeast and algal diets for bivalve molluscs. *Aquaculture*, 16, 187–192. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(79\)90099-1](https://doi.org/10.1016/0044-8486(79)90099-1)
- **EFSA, European Food Safety Authority & European Centre for Disease Prevention and Control (ECDC). (2023, December 12).** *The European Union One Health 2022 zoonoses report. EFSA Journal*, 21(12), 8442. <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2023.8442>
- **EFSA, European Food Safety Authority** (2025, January 16). *Salmonella – Topic page* [Internet]. <https://www.efsa.europa.eu/en/topics/topic/salmonella>
- **EFSA European Food Safety Authority & European Centre for Disease Prevention and Control (ECDC). (2022).** *The European Union One Health 2021 zoonoses report. EFSA Journal*, 20(12), 7666. <https://www.efsa.europa.eu/en/efsjournal/pub/7666>
- **EFSA European Food Safety Authority & European Centre for Disease Prevention and Control (ECDC). (2021, December).** *The European Union One Health 2020 zoonoses report. EFSA Journal*, 19(12), 6971. <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2021.6971>
- **Eyles, M. J., & Davey, G. R. (1988).** *Vibrio cholerae* and enteric bacteria in oyster producing areas of two urban estuaries in Australia. *International Journal of Food Microbiology*, 6(3), 207–218.

[https://doi.org/10.1016/0168-1605\(88\)90018-0](https://doi.org/10.1016/0168-1605(88)90018-0)

- **FAO, Food and Agriculture Organization (2001).** *FAO yearbook of fishery statistics: Commodities 1999* (Vol. 89). Rome: FAO.
- **Felix, A. (1952).** The Vi antigen of *Salmonella paratyphi* A. *Epidemiology and Infection*, 50(4), 540–549.
<https://doi.org/10.1017/S0022172400019793>
- **Fluadrois, J. P. (2004).** *Bactério géné croissance bactérienne* (cours de bactériologie médicale, DCEMI UFR Médecine Lyon Sud – Laboratoire de biométrie), pp. 1–3, 10.
- **FAO, Food and Agriculture Organization, & World Health Organization (WHO). (2021).** *Technical guidance for the development of the growing area aspects of bivalve mollusc sanitation programmes* (2nd ed., FAO Fisheries and Aquaculture Technical Paper No. 507, pp. 45–60). Rome: FAO.
- **FAO, Food and Agriculture Organization, (2010).** *Report of the FAO Expert Workshop on the Application of Biosecurity Measures to Control Salmonella Contamination in Sustainable Aquaculture, Mangalore, India, 19–21 January 2010* (FAO Fisheries and Aquaculture Report No. 937). Rome: FAO.
- **FAO, Food and Agriculture Organization. (2006).** *the hatchery culture of bivalves: A practical manual* (FAO Fisheries Technical Paper No. 529). Rome: FAO.
- **France Naissain. (2023, August 7).** *The oyster's anatomy* [Internet].
<https://www.francenaissain.uk/oyster-bivalve/the-anatomy-of-the-oyster>
- **Ghribi, D., Zafrane, S., Mzoughi, R., & Maatoug, K. (2016).** Microbiological quality of raw shellfish in Tunisia. *Journal of Food Composition and Analysis*, 47, 54–60.

<https://doi.org/10.1016/j.jfca.2016.01.001>

- **Gosling, E. (2003).** *Bivalve Molluscs: Biology, Ecology, and Culture.* Oxford: Blackwell Science.
- **Gourmelon, M., Lozach, S., Garry, P., Ballière, C., Sauvageot, N., Le Hello, S., & Rince, A. (2016).** Prevalence and characterization of *Salmonella* spp. in shellfish-harvesting areas in France. In *Proceedings of the International Symposium Salmonella & Salmonellosis*, 6–8 June 2016, Saint-Malo, France (abstract/poster).
- **Grall, J., & Genin, F. (2015).** *Giant Clam: Tridacna gigas*. Washington, DC: National Geographic Society.
- **Grimont, P. A. D., & Weill, F. X. (2007).** *Antigenic formulae of the Salmonella serovars* (9^e éd.). Paris: WHO Collaborating Centre for Reference and Research on Salmonella, Institut Pasteur.
- **Gutiérrez, J. L., Jones, C. G., Strayer, D. L., & Iribarne, O. O. (2003).** Mollusks as ecosystem engineers: The role of shell production in aquatic habitats. *Oikos*, 101(1), 79–90. <https://doi.org/10.1034/j.1600-0706.2003.12322.x>
- **Helm, M. M., Bourne, N., & Lovatelli, A. (Eds.). (2004).** *Hatchery culture of bivalves: A practical manual. Part 2 – Basic bivalve biology: Taxonomy, anatomy and life history* (FAO Fisheries Technical Paper No. 471). Rome: FAO.
- **Huang, Y., Xue, J., Jin, C., Ye, Y., & Zhang, L. (2010).** Application of real-time PCR for rapid detection of *Salmonella* in seafood. *Journal of Food Protection*, 73(9), 1749–1752. <https://doi.org/10.4315/0362-028X-73.9.1749>
- **Huber, M. (2010).** *Compendium of Bivalves: A Full Color Guide to*

3,300 of the World's Marine Bivalves. Hackenheim: ConchBooks.

- **Humbert, F., Sautra, L., Federighi, M., & Jouve, J. L. (1998).** Les salmonelles. In *Manuel de bactériologie alimentaire*. Paris: Polytechnica.
- **Idrus, H. H. (2020).** *The Secret of Typhoid Fever: Illustration of O, H and Vi antigens in Salmonella, following Kauffmann–White–Le Minor scheme* [Illustration].
- ISO, International Organization for Standardization (ISO). (2002). *ISO 6579:2002. Microbiology of food and animal feeding stuffs – Horizontal method for the detection of Salmonella spp.* Geneva: ISO.
<https://www.iso.org/standard/29315.html>
- **Iwamoto, M., Ayers, T., Mahon, B. E., & Swerdlow, D. L. (2010).** Epidemiology of seafood-associated infections in the United States. *Clinical Microbiology Reviews*, 23(2), 399–411.
<https://doi.org/10.1128/CMR.00059-09>
- Jeyasekaran, G., Hatha, A. A. M., Kaviarasan, J. A., Priya, R. M., Kurian, G., & Sebastian, V., et al. (2001). Rapid detection of *Salmonella* spp. in seafood and shellfish by PCR. *Food Control*, 12(9), 573–579.
[https://doi.org/10.1016/S0956-7135\(01\)00035-2](https://doi.org/10.1016/S0956-7135(01)00035-2)
- **JORADP, Journal Officiel de la République Algérienne Démocratique et Populaire (2017, June 8).** Arrêté ministériel fixant le nombre d'individus et les modalités de prélèvement pour le contrôle microbiologique des mollusques bivalves vivants destinés à la consommation (n° 39, Cahier n° 23). Alger, Algérie.
- **Karakoltsidis, P. A., Zotos, A., & Constantinides, S. M. (1995).** Composition of the commercially important Mediterranean finfish, crustaceans and molluscs. *Journal of Food Composition and Analysis*,

8(3), 258–273. <https://doi.org/10.1006/jfca.1995.1029>

- **Kirkwood, D. T., Fallowfield, H. R., & Ross, K. M. (2017).** A review of temperature, pH, and other factors that influence the survival, growth, and virulence of *Salmonella* spp. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 14(11), 1341. <https://doi.org/10.3390/ijerph14111341>
- **Kumar, R., Surendran, P. K., & Thampuran, N. (2008).** An eight-hour PCR-based technique for detection of *Salmonella* serovars in seafood. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 24(5), 627–631. <https://doi.org/10.1007/s11274-007-9513-5>
- **Langridge, G. C., Fookes, M., Connor, T. R., Feltwell, T., Feasey, N., Parsons, B. N., ... Thomson, N. R. (2015).** Patterns of genome evolution that have accompanied host adaptation in *Salmonella*. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 112(3), 863–868. <https://doi.org/10.1073/pnas.1416707112>
- **Lee, R., Lovatelli, A., & Ababouch, L. (2008).** *Bivalve depuration: Fundamental and practical aspects* (FAO Fisheries Technical Paper No. 511). Rome: FAO. 139 p.
- **Linnaeus, C. (1758).** *Systema Naturae per regna tria naturae* (10^e éd.). Stockholm.
- **López-Benito, M. (1955).** Composición química de la vieira (*Pecten jacobaeus*). *Investigación Pesquera*, 1, 137–151.
- **Lunestad, B. T., Nesse, L., Lassen, J., Svihus, B., Nesbakken, T., Fossum, K., ... Bergh, Ø. (2007).** *Salmonella* in fish feed; occurrence and implications for fish and human health in Norway. *Aquaculture*, 265(1–4), 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.01.012>

- **Macnab, R. M. (2003).** How bacteria assemble flagella. *Annual Review of Microbiology*, 57, 77–100.
<https://doi.org/10.1146/annurev.micro.57.030502.090832>
- **Madigan, M. T., Martinko, J. M., Bender, K. S., Buckley, D. H., & Stahl, D. A. (2014).** *Brock Biology of Microorganisms* (14th ed., Ch. 27, pp. 684–686). Boston (MA): Pearson.
- **Martinez-Urtaza, J., & Liebana, E. (2005).** Use of pulsed field gel electrophoresis to characterize the genetic diversity and clonal persistence of *Salmonella Senftenberg* in the marine environment and identification of potential sources of contamination. *International Journal of Food Microbiology*, 105(2), 153–163.
<https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2005.04.006>
- **McClelland, M., Sanderson, K. E., Spieth, J., et al. (2001).** Complete genome sequence of *Salmonella enterica* serovar Typhimurium LT2. *Nature*, 413(6858), 852–856. <https://doi.org/10.1038/35101614>
- **McKeon, C., Tunberg, B. G., Johnston, C. A., & Barshis, D. J. (2015).** Ecological drivers and habitat associations of estuarine bivalves. *PeerJ*, 3, e1348. <https://doi.org/10.7717/peerj.1348>
- **Morgan, D. J., Maskell, D. J., Wallis, T. S., & Stevens, M. P. (2007).** Role in virulence and protective efficacy in pigs of *Salmonella enterica* serovar Typhimurium secreted components identified by signature-tagged mutagenesis. *Microbiology*, 153(6), 1940–1952.
<https://doi.org/10.1099/mic.0.2006/006726-0>
- **Morton, B., & Encyclopædia Britannica Editors. (2025).** Bivalve. In *Encyclopædia Britannica*. <https://www.britannica.com/animal/bivalve>
- **Pereira, M. A., Nunes, M. M., Nuernberg, L., Schulz, D., & Batista,**

- C. R. V. (2006).** Microbiological quality of oysters (*Crassostrea gigas*) produced and commercialized in the coastal region of Florianópolis, Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology*, 37(2), 159–163.
- **Peterson, C. H. (1992).** Competition for food and its community level implications. *Benthos Research*, 42, 1–11.
 - **Plusquellec, A., Beucher, M., & Le Gal, Y. (1986).** Bivalves: Indicators of microbial pollution of coastal waters. In *Proceedings of the 2nd International Colloquium on Marine Bacteriology* (pp. 8). Brest, France: IFREMER. <https://archimer.ifremer.fr/doc/00000/1005/>
 - **Popoff, M.-Y., Le Minor, L., et al. (2005).** Nomenclature and taxonomy of the genus *Salmonella*: Opinion 80 and consequences. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 55, 521–524. <https://doi.org/10.1099/ijss.0.63580-0>
 - **Potasman, I., Paz, A., & Odeh, M. (2002).** Infectious outbreaks associated with bivalve shellfish consumption: A worldwide perspective. *Clinical Infectious Diseases*, 35(8), 921–928. <https://doi.org/10.1086/342330>
 - **PHAC. Public Health Agency of Canada. (2001, September 17).** *Pathogen safety data sheets: Salmonella enterica* [Internet]. Government of Canada. <https://www.canada.ca/en/public-health/services/laboratory-biosafety-biosecurity/pathogen-safety-data-sheets-risk-assessment/salmonella-enterica.html>
 - **Quero, J. C., & Vayne, J. J. (1998).** *Les fruits de la mer et plantes marines des pêches françaises*. Lausanne: Delachaux & Niestlé.
 - **Rainbow, P. S. (2013).** Bivalve mollusks in metal pollution studies: From bioaccumulation to biomonitoring. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 10(7), 3386–3409.

<https://doi.org/10.3390/ijerph10073386>

- **Rodríguez Mercado, G., Morales, G., Redondo Martínez, G., & García González, L. (2023).** Zoonotic salmonellosis: Epidemiology, pathogenesis and global public health implications. *Animals*, 13(23), 3666. <https://doi.org/10.3390/ani13233666>
- **Ruppert, E. E., & Barnes, R. D. (2004).** *Invertebrate Zoology* (7^e éd.). Pacific Grove, CA: Brooks Cole.
- **Ryan, K. J., & Ray, C. G. (2014).** *Sherris Medical Microbiology* (6^e éd., chap. 43). New York: McGraw-Hill.
- **SAGB, Shellfish Association of Great Britain (2023).** *Shellfish & Mollusks – Nutrition of Foods* [Internet]. <https://shellfish.org.uk>
- **Sanger Institute. (2011).** *The Wellcome Trust Sanger Institute – Salmonella resources* [Internet].
<https://www.sanger.ac.uk/resources/downloads/bacteria/salmonella.html>
- **Seed, R., & Suchanek, T. H. (1992).** Population and community ecology of *Mytilus*. In E. Gosling (Ed.), *The Mussel Mytilus: Ecology, Physiology, Genetics and Culture* (pp. 87–170). Amsterdam: Elsevier Science Publishers.
- **Sheets, A. J., & St Geme, J. W. III. (2012).** Nonpilus (Non Fimbrial) Adhesins. In C. Locht & M. Simonet (Eds.), *Bacterial Pathogenesis: Molecular and Cellular Mechanisms* (pp. 99–128). Wymondham (UK): Caister Academic Press.
- **Smith DeWaal, A. B., et al. (2001).** Foodborne disease outbreaks associated with molluscan bivalve shellfish in the United States, 1990–2000. In *Studylibfr. Les mollusques bivalves, des aliments dangereux* (pp. xx–yy). <https://www.studylibfr.com>
- **Smith, J. A., & Zhou, Y. (2024).** Bacterial capsules: Occurrence,

mechanism, and function. *Trends in Microbiology*, 32(4), e2–e10.

- Sommer, R., Weber, G., Cabaj, A., Wekerle, J., & Keck, G., & Schauberger, G. (1989). Ultraviolet inactivation of microorganisms in turbid water. *Zentralblatt für Hygiene und Umweltmedizin*, 189(3), 214–224.
- Souna, M. (2011). *Étude bactériologique des salmonelles isolées dans les selles des patients diarrhéiques à l'hôpital Peltier de Djibouti* [Thèse de doctorat vétérinaire, École Inter-États des Sciences et Médecine Vétérinaires, Dakar].
- Tortora, G. J., Funke, B. R., & Case, C. L. (2019). *Microbiology: An Introduction* (13^e éd.). Boston (MA): Pearson.
- Vaughn, C. C., & Hakenkamp, C. C. (2001). The functional role of burrowing bivalves in freshwater ecosystems. *Freshwater Biology*, 46(11), 1431–1446. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2427.2001.00771.x>
- Willis, L. M., & Whitfield, C. (2013). Structure, biosynthesis, and function of O-antigen lipopolysaccharides and capsular polysaccharides in *Salmonella enterica*. *Nature Reviews Microbiology*, 11(5), 315–326. <https://doi.org/10.1038/nrmicro3010>
- WHO, World Health Organization (2018, February 20). *Salmonella (non-typhoidal)* [Internet]. <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/salmonella-%28non-typhoidal%29>
- WHO, World Health Organization (2018). *Guidance on pesticides and environmental contaminants in food – Salmonella in seafood* [Internet]. <https://www.who.int/publications/i/item/9789241550113>
- Yaghubi, E., Carboni, S., Snipe, R. M. J., Shaw, C. S., Fyfe, J. J., Smith, C. M., Kaur, G., Tan, S. Y., & Hamilton, D. L. (2021). Farmed

mussels: A nutritive protein source, rich in omega-3 fatty acids, with a low environmental footprint. *Nutrients*, 13(4), 1124.

<https://doi.org/10.3390/nu13041124>

- **Yang, J., Ma, L., Jiang, H., Wu, G., & Dong, H., et al. (2016).** Salinity shapes microbial diversity and community structure in surface sediments of the Qinghai-Tibetan Lakes. *Scientific Reports*, 6, 25078.
<https://doi.org/10.1038/srep25078>
- **Yeh, J. (2018).** Bivalves. In *The Gale Encyclopedia of Science* [Internet]. Farmington Hills (MI): Gale. <https://www.encyclopedia.com/plants-and-animals/animals/zoology-invertebrates/bivalve>
- **Zende, R. (2024).** Schematic illustration of the structure of *Salmonella* spp. [Internet]. ResearchGate.
https://www.researchgate.net/figure/Schematic-illustration-of-the-structure-of-Salmonella-adopted-from_fig1_384409628

ANNEXES

ANNEXE 1 : Questionnaire

« Ferme conchylicole A »

Partie 1 : Informations générales

1. Depuis combien d'années êtes-vous actifs dans l'élevage des huîtres ?

- Moins de 5 ans
- 5 à 10 ans
- Plus de 10 ans

=> **Quelles évolutions ou changements avez-vous observés durant cette période ?**

.....

2. En plus des huîtres, quelles espèces de coquillages élévez-vous ?

Les moules, *Mytilus galloprovincialis*

3. Type d'élevage

- En mer
- En bassins
- Système fermé
- **Autre**

:.....

=> **Pourquoi avez-vous choisi ce type d'élevage ?**

C'est l'élevage le mieux adapté en Méditerranée, pour la filière conchylicole, c'est l'élevage intensif en filières subsurface.

Partie 2 : Qualité de l'eau

4. Effectuez-vous un suivi régulier de la qualité de l'eau ?

- Oui
- Non

=> **Si oui, qui réalise la surveillance ?**

- Laboratoire interne

- [x] Laboratoire externe
- [] Vétérinaire

Si non, quelle en est la raison ?

.....

5. Quels paramètres surveillez-vous ?

- [x] Température
- [x] pH
- [x] Salinité
- **Autres :** Le taux d'O₂ dissous, les matières en suspension MSP- La microbiologie- La recherche du phytoplancton toxique et non toxique. Les métaux lourds 1 fois / an. Les hydrocarbures.

=> **À quelle fréquence effectuez-vous ces mesures ?**

1 fois par mois durant l'année et 2 fois par mois en période estivale.

6. Avez-vous identifié des sources potentielles de pollution autour de la ferme ?

- [x] Oui
- [] Non

=> **Si oui, quelles sont ces sources ?**

- [x] Rivière
- [] Usine
- [x] Agriculture
- [x] Egouts

=> **Si non, qu'est-ce qui vous garantit que la zone est exempte de pollution ?**

.....

Partie 3 : Risque microbiologique (*Salmonella*)

7. Avez-vous déjà réalisé des analyses pour *Salmonella* ?

- [x] Oui
- [] Non

=> Si oui, à quelle fréquence ces analyses sont-elles réalisées ?

1 fois / mois

=> Si non, y a-t-il une raison particulière (coût, manque de ressources, etc.)

Et qui les effectue ?

8. Avez-vous déjà détecté la présence de *Salmonella* dans vos produits ?

- [] Oui
- [x] Non

=> Si oui, quand cela a-t-il eu lieu et quelles actions avez-vous prises ?

.....

=> Si non, avez-vous détecté d'autres types de bactéries ?

E- *Coli*.

9. Quelles mesures de prévention utilisez-vous pour éviter toute contamination ?

- Nettoyage des bassins de stockage 2 fois / semaine
- Changement de l'eau des bassins : 2 fois / semaine
- L'arrêt des récoltes et pompage de l'eau de mer dans les bassins lors des grands mauvais temps et quand en remarque des rejets d'égouts dans les deux rivières mitoyennes à notre ferme.

Partie 4 : Méthodes d'élevage et hygiène

10. Faites-vous une étape de dépuration avant commercialisation ?

- [] Oui
- [x] Non

=> Si oui, combien de temps dure cette étape et comment se déroule-t-elle ?

.....

=> Si non, avez-vous une autre méthode pour garantir la qualité des produits ?

- Nettoyage et changement de l'eau des bassins tous les deux jours

11. Comment se passe la récolte et le nettoyage des coquillages ?

- Manuelle

Partie 5 : Encadrement réglementaire et sanitaire

12. Y a-t-il des contrôles vétérinaires réguliers ?

- [x] Oui
- [] Non

=> Si oui, combien de fois par an ces contrôles sont-ils effectués et par qui ?

1 fois/ semaine ou avant de délivrer le certificat de salubrité du lot récolté.

=> Si non, pourquoi n'y a-t-il pas de contrôle vétérinaire ?

.....

13. Êtes-vous soumis à une réglementation pour les analyses microbiologiques ?

- [x] Oui
- [] Non

=> Si oui, qui impose cette réglementation ? (Direction des pêches, ministère,)

Ministère et DPRH

=> Si non, êtes-vous au courant des lois relatives à la sécurité sanitaire des produits ?

.....

14. En cas de contamination, quelles sont les mesures prises ?

- [x] Suspension de l'activité
- [] Notification aux autorités
- [x] Analyse complète
- [] Pas de procédure

=>**Combien de temps dure la suspension de la production dans ce cas ?**

Environs 15 jours, le temps d'éliminer les contaminants par nettoyage et de refaire les analyse avec résultat négatif

Partie 6 : Observations complémentaires

15. Souhaitez-vous ajouter des commentaires ou des recommandations pour les chercheurs ou les étudiants ?

.....

Signature du responsable de la ferme conchylicole A

« Ferme conchylicole B »

Partie 1 : Informations générales

1. Depuis combien d'années êtes-vous actifs dans l'élevage des huîtres ?

- Moins de 5 ans
- 5 à 10 ans
- Plus de 10 ans

=> **Quelles évolutions ou changements avez-vous observés durant cette période ?**

Le milieu marin c'est enrichi dans la zone par la création d'un écosystème au niveau de la zone poulpe, petite poisson, œuf de calamar et autres individus.

2. En plus des huîtres, quelles espèces de coquillages élevez-vous ?

Moules

3. Type d'élevage

- En mer
- En bassins
- Système fermé
- Autre
.....

=> **Pourquoi avez-vous choisi ce type d'élevage ?**

Milieu naturel et produits naturels.

Partie 2 : Qualité de l'eau

4. Effectuez-vous un suivi régulier de la qualité de l'eau ?

- Oui
- Non

=> **Si oui, qui réalise la surveillance ?**

- Laboratoire interne
- Laboratoire externe

- [] Vétérinaire

Si non, quelle en est la raison ?

.....

5. Quels paramètres surveillez-vous ?

- [] Température
- [] pH
- [] Salinité
- Autres : Microbiologie et contaminants

=> À quelle fréquence effectuez-vous ces mesures ?

Selon une fréquence mensuelle pour la microbiologie et deux fois par an pour les contaminants.

6. Avez-vous identifié des sources potentielles de pollution autour de la ferme ?

- [] Oui
- [X] Non

=> Si oui, quelles sont ces sources ?

- [] Rivière
- [] Usine
- [] Agriculture
- [] Egouts

=> Si non, qu'est-ce qui vous garantit que la zone est exempte de pollution ?

Courantologie favorable

Partie 3 : Risque microbiologique (*Salmonella*)

7. Avez-vous déjà réalisé des analyses pour *Salmonella* ?

- [] Oui
- [X] Non

=> Si oui, à quelle fréquence ces analyses sont-elles réalisées ?

Une fois par mois et à chaque livraison.

=> Si non, y a-t-il une raison particulière (coût, manque de ressources, etc.)

Et qui les effectue ?

Laboratoire externe

8. Avez-vous déjà détecté la présence de *Salmonella* dans vos produits ?

- [] Oui
- [X] Non

=> Si oui, quand cela a-t-il eu lieu et quelles actions avez-vous prises ?

.....

=> Si non, avez-vous détecté d'autres types de bactéries ?

Aucune

9. Quelles mesures de prévention utilisez-vous pour éviter toute contamination ?

.....

Partie 4 : Méthodes d'élevage et hygiène

10. Faites-vous une étape de purification avant commercialisation ?

- [] Oui
- [X] Non

=> Si oui, combien de temps dure cette étape et comment se déroule-t-elle ?

.....

=> Si non, avez-vous une autre méthode pour garantir la qualité des produits ?

Suivi de la qualité de l'eau.

11. Comment se passe la récolte et le nettoyage des coquillages ?

Selon la taille commerciale, la quantité commandée est traitée à terre pour nettoyage et mise en caisse.

Partie 5 : Encadrement réglementaire et sanitaire

12. Y a-t-il des contrôles vétérinaires réguliers ?

- [X] Oui
- [] Non

=> Si oui, combien de fois par an ces contrôles sont-ils effectués et par qui ?

Trimestriel

=> Si non, pourquoi n'y a-t-il pas de contrôle vétérinaire ?

.....

13. Êtes-vous soumis à une réglementation pour les analyses microbiologiques ?

- [X] Oui
- [] Non

=> Si oui, qui impose cette réglementation ? (Direction des pêches, ministère, etc.)

Autorité vétérinaire.

=> Si non, êtes-vous au courant des lois relatives à la sécurité sanitaire des produits ?

.....

14. En cas de contamination, quelles sont les mesures prises ?

- [X] Suspension de l'activité
- [X] Notification aux autorités
- [X] Analyse complète
- [] Pas de procédure

=> Combien de temps dure la suspension de la production dans ce cas ?

Partie 6 : Observations complémentaires

15. Souhaitez-vous ajouter des commentaires ou des recommandations pour les chercheurs ou les étudiants ?

.....

Signature du responsable de la ferme conchylicole B

ANNEXE 2 : Formules des milieux

Eau Peptonée Tamponnée (EPT) :

Composition	pour	1	L
Peptone.....			10,0g
Chlorure de sodium.....			5,0g
Phosphate disodique			3,5g
Phosphate monopotassique.....			1,5g
Eau distillée			1000ml
pH = 7,2 +/- 0,2 après la stérilisation.			

Bouillon Rappaport - Vassiliadis (RVS)

Compsition pour 1 litre

-Peptone.....	4,5g
-Phosphate monopotassique.....	1,44g
-Chlorure de magnésium,	13,58g
-Chlorure de sodium...	7,2g
-Vert de malachite	0,036g
-pH final : 5,2 ± 0,2	

Gélose Hektoen

Protéose-Peptone	12,0 g
Extrait de levure	3,0 g
Chlorure de sodium.....	5,0 g
Thiosulfate de sodium.....	5,0g
Sels biliaires	9,0 g
Citrate ferrique ammoniaca	11,5g
Salicine.....	2,0 g
Lactose	12,0 g
Saccharose.....	12,0g

Fuchsine acide	0,1g
Bleu de bromothymo.....	0,065g
Agar	14,0 g
PH= 7,5	

Gélose Xylose Lysine Désoxycholate (XLD)

-Formule en g /l d'eau distillé	
-Extrait de levure	3,0 g
-Hydrochloride L-Lysine	5,0g
-Xylose.....	3,5 g
-Lactose.....	7,5g
-Chloride de sodium	5,0g
-Rouge de phénol.....	0,08g
-Thiosulfate de sodium	6,8g
-desoxycholate de sodium.....	2,5g
-Citrate ferrique d'ammonium.....	0,8g
-Agar	15,0g
-ph final: 7, 4 ± 0, 2	

Gélose TSI (Triple Sugar Agar)

Extrait autolytique de levure	3,0g
Extrait de viande.....	3,0g
Peptone.....	20g
Chlorure de sodium.....	5,0g
Lactose	10,0g
Saccharose.....	10,0g
Glucose	1,0g
Thiosulfate de sodium.....	0,3g
Citrate de fer (III).....	0,3g
Rouge de phénol	24,0mg
Agar agar bactériologique	9,0g

