

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université A. MIRA- Bejaïa

*Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Microbiologie
Spécialité : Ecologie Microbienne*



Réf :

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

**Etude de la prévalence de
Staphylococcus aureus et de
Escherichia coli dans les eaux de mer**

Présenté par :

OUHNIA Kosseila & ABBACI Ouacil

Soutenu le : **25 juin 2023**

Devant le jury composé de :

M. BELHADI D.	MCA	Président
Mme. BENACHOUR K.	MAA	Promotrice
Mme. BENSIDHOUM L.	MCB	Examinatrice

Année universitaire : 2022/2023

REMERCIEMENTS

Nous tenons à remercier notre promotrice **Mme. BENACHOUR** de nous avoir orienté, soutenu et accompagné durant notre parcours, nous la remercions également pour toute aide et conseils.

M. BELHADI, d'avoir accepté de présider le jury.

Mme. BENSIDHOUM. D'avoir accepté d'être examinatrice dans notre jury.

Et à toute personne qui nous ont aidé de près ou de loin.

Dédicaces

Je tiens à remercier dieu de m'avoir donné le courage, la santé, la patience de
réalisé ce travail.

Je dédie ce modeste travail à mes chers parents ma mère Khedoudja et mon
père Abdellah qui m'ont se tenu durant toutes mes années d'études, que dieu
vous accorde une bonne santé, du bonheur et vous entoure sa protection;

A mes chers frères : Mahrez et Bilal

A mes chères sœurs : Fouzia Sonia et Nawel

A tous mes amis : Hamza, Iman, Djamel, Nabil, Sassa, Moumouh, Ferhat, Lydia,
Juba.

A mon binôme avec celui que j'ai partagé des moments agréables durant ce
travail : Kosseila.

OUACIL

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

*A mes très chers parents, qui sont la source de lumière qui m'éclaire depuis ma
naissance :*

A ma chère mère, qui m'a toujours soutenu dans toutes les étapes de ma vie.

*A mon cher père, à qui j'exprime ma sincère et éternelle gratitude pour son
attention, et son soutien*

A mes très chères sœurs : Naima, Sabrina, Rosa, Lila, Nabila et Amina.

A mon cher frère Samir.

A mon binôme Ouacil

A tous mes amis

Kosseila

Liste des abréviations

ATM: aztreonam

AUG : Amoxicilline + acide clavulanique

CAZ : ceftazidime

CDC: Centers for Disease Control and Prevention

CS: colistin sulfate

EPEC: *E. coli* enteropathogène

ETP: ertapenem

FOX : cefoxitin

IMI: imipenem

MEB : Microscopie électronique à balayage.

MRP: meropenem

PHIL: public health image library

PLP2a : Protéine de liaison à la pénicilline

PVL : leucocidine de Panton-Valentine

RD: rifampicin

SARM : *Staphylococcus aureus* Résistant à la Méricilline

SHU : syndrome hémolytique et urémique

STEC : *Escherichia coli* producteurs de Shiga toxines

Liste des figures

Figure (1) : Image de microscopie électronique à balayage (MEB) colorisée numériquement montrant un amas croissant de bactéries <i>Escherichia coli</i> Gram- négatives	8
Figure (2) : Cycle de vie d' <i>Escherichia coli</i> dans l'environnement	9
Figure (3) : Photomicrographie de bactéries Gram-positives sphériques (Cocci) de type <i>Staphylococcus aureus</i> , sous un grossissement de 320X	14
Figure (4) : Positions géographiques des points d'échantillonnages	19
Figure (5) : Colonie de <i>Escherichia Coli</i> observé au G=10×100.....	25
Figure (6) : Colonie de <i>Staphylococcus aureus</i> observé au G=10×100.....	25
Figure (7) : Test citrate du Simmons sur les souches d' <i>E. coli</i>	26
Figure (8) : Test mannitol mobilité pour les souches d' <i>E. coli</i>	27
Figure (9) : Test catalase pour les souches d' <i>E. coli</i>	29
Figure (10) : Sensibilité des souches de <i>S.aureus</i> aux antibiotiques testés.....	31
Figure (11) : Profil de résistance d'une souche d' <i>E. coli</i>	32

Liste des tableaux

Tableau (1) : Constituant majeur de l'eau de mer.....	4
Tableau (2) : Principaux agents pathogènes retrouvés dans l'eau de mer.....	6
Tableau (3) : Ensemble des stations d'échantillonnages avec le nombre d'échantillons ainsi que de prélèvements	18
Tableau (4) : Ensemble des stations de prélèvement avec leur paramètre.....	20
Tableau (5) : Listes des molécules d'antibiotiques testées	23
Tableau (6) : Résultat du test de citrate de Simmons sur les souches d' <i>E. coli</i>	26
Tableau (7) : Résultats du test mannitol mobilité sur les souches d' <i>E. coli</i>	28
Tableau (8) : Résultats du test mannitol mobilité sur les souches de souches de <i>Staphylococcus aureus</i>	28
Tableau (9) : Résultats de l'antibiogramme pour les souches de <i>S. aureus</i>	31
Tableau (10) : Résultats de l'antibiogramme pour les souches de <i>E. coli</i>	33

TABLE DES MATIERES

Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Introduction	1
Partie bibliographique	3
Chapitre 1	
I. Eaux de mer.....	3
I.1. Définition des eaux de mer	3
I.2. Propriétés physico-chimique de l'eau de mer	3
I.2.1. Salinité	3
I.2.2. Température.....	3
I.2.3. Densité.....	3
I.2.4. pH.....	3
I.2.5. Composition chimique.....	4
I.3. Microflore marine.....	4
I.4. Pollution des eaux de mer	5
I.4.1. Pollution microbiologique des eaux de mer.....	5
Chapitre 2	
<i>Escherichia coli</i>	7
II.1. Historique.....	7
II.2. Generalites	7
II.3. Habitat.....	8
II.3.1. Habitat primaire.....	8
II.3.2. Habitat secondaire	9
II.4. Classification.....	10
II.4.1. Classification selon le Serotype	10
II.4.2. Classification selon le Pathotype.....	10
II.4.3. Classification selon le Phylogroupe	11
II.5. Facteurs de virulence	11
II.5.1. Les shiga toxines (stx)	11
II.5.2. Systeme de secretion de type III (T3SS).....	11
II.5.3. Les Adhesines	11
Chapitre 3	
III.1. <i>Staphylococcus aureus</i>	13

III.1. Historique	13
III.2. Généralités	13
III.2.1. Description et classification	13
III.2.2. Caracteres biochimiques	15
III.2.3. Caracteres culturaux	15
III.3. Habitat	15
III.4. Epidémiologie	16
III.5. Facteurs de virulence	16
III.5.1. Diverses protéines	16
III.5.2. Alpha-toxine	17
III.5.3. Leucocidine de Panton-Valentine (PVL)	17
Partie Pratique	18
Chapitre 1	
I. Matériels et méthodes	18
I.1. Durée et lieu de l'étude	18
I.2. Prélèvement	18
I.2.1. Technique de prélèvements et de transport	19
I.3. Ensemencement sur milieu sélectif	20
I.4. Purification des souches isolées à partir des milieux sélectifs	21
I.5. Ensemencement sur milieu non-sélectif	21
I.6. Etude microscopique	21
I.7. Etudes Biochimiques	21
I.7.1. Test de la catalase	21
I.7.2. Test sur milieu Citrate de Simmons	21
I.7.3. Test sur Mannitol-Mobilité	22
I.8. Détermination de la sensibilité aux antibiotiques	22
I.8.1. Antibiotiques utilisés pour le test	22
Chapitre 2	
II. Résultats et Discussions	24
II.1. Isolement des souches bactériennes	24
II.2. Etude microscopique des souches	24
II.2.1. Etude microscopique des colonies isolées à partir du milieu EMB	24
II.2.2. Etude microscopique des colonies isolées à partir du milieu Chapman	24
II.3. Test biochimiques	25
II.3.1. Test sur milieu Citrate de Simmons	25
II.3.2. Test sur Mannitol-Mobilité	27

II.3.3. Test de la catalase.....	29
II.4. Prévalences des souches d'<i>E.coli</i> et <i>S.aureus</i> dans les différents prélèvements.....	29
II.5. Test de résistances aux antibiotiques.....	31
II.5.1. Test de sensibilité des souche de <i>s.aureus</i> aux antibiotiques	31
II.5.2. Test de sensibilité des souches de <i>E.coli</i> aux antibiotiques.....	32
Conclusion.....	34
Références bibliographiques	

INTRODUCTION

Introduction

Les eaux côtières sont des écosystèmes dynamiques essentiels à la vie humaine, qui offrent un large éventail d'avantages écologiques, économiques et récréatifs (**Mitra et Zaman., 2016**). Cependant, ces eaux sont également sujettes à la pollution provenant de diverses sources, notamment les déchets humains et animaux, les effluents industriels et le ruissellement agricole (**Beiras., 2018**).

En conséquence, de nombreuses eaux côtières sont contaminées par des micro-organismes pathogènes, notamment *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus* (**Rodier., 2009**), ces bactéries font parties des espèces bactériennes les plus fréquemment détectées dans l'eau de mer côtière. Ces bactéries peuvent présenter un risque pour la santé publique, en particulier si elles sont présentes en grand nombre ou si elles sont porteuses de facteurs de virulence (**Kaper et al., 2004 ; Charoenca et Fujioka 1994**).

La prévalence d'*E. coli* et de *S. aureus* dans l'eau de mer côtière a fait l'objet de nombreuses études, et la compréhension des facteurs qui contribuent à leur présence et à leur distribution est cruciale pour la protection de la santé publique.

Des études récentes ont montré que *E. coli* et *S. aureus* sont répandus dans l'eau de mer côtière dans le monde entier, comme le montre une étude de **Goodwin et al. (2012)**. L'étude a révélé que la prévalence de *S. aureus* variait considérablement d'une saison à une autre enregistrant un pique durant la période estivale atteignant une moyenne de 53%, tandis que la prévalence des souches d'entérocoque est supérieure à 70% selon cette étude cette prévalence est en particulier élevée à proximité des centres urbains et des zones industrielles.

Les sources de contamination de l'eau de mer côtière par *E. coli* et *S. aureus* sont diverses et peuvent inclure les matières fécales humaines et animales, les rejets d'eaux usées, le ruissellement des eaux pluviales et le ruissellement agricole. En outre, des études soulignent le rôle des activités anthropogéniques, telles que le développement côtier et les activités récréatives, dans la contamination bactérienne de l'eau de mer côtière (**Beiras, 2018**).

En Algérie, malheureusement très peu d'études sont réalisées sur la prévalence et la distribution de bactéries pathogène tel que *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*.

L'objectif principal de cette étude est d'évaluer la prévalence et la distribution d'*E. coli* et de *S. aureus* dans l'eau de mer côtière de la wilaya de Bejaia ainsi que des sources potentielles de contamination, l'objectif de ce travail est donc de :

- Isoler et identifier des souches de *Staphylococcus aureus* ainsi que d'*E. coli* à partir d'échantillons d'eaux de mer prélevé tout le long de la côte Est de la wilaya de Bejaia.
- Déterminer la prévalence de ces bactéries dans les différents prélèvements analysés.
- Evaluer la sensibilité des souches de *S. aureus* et de *E. coli* vis-à-vis de certaines familles d'antibiotiques.

PARTIE

BIBLIOGRAPHIQUE

I. Eaux de mer

I.1. Définition des eaux de mer

L'eau de mer, présente dans les océans et les mers, constitue un milieu vaste et complexe qui englobe environ 71 % de la superficie de la Terre. Les océans sont essentiellement d'énormes masses d'eau salée, principalement séparées les unes des autres par les continents. D'autre part, les mers sont, à des degrés divers, séparées des océans par des îles ou par des dorsales sous-marines émergeant du plancher océanique, soumises à des changements considérables au cours de l'histoire géologique (Mitra et Zaman ; 2016).

I.2. Propriétés physico-chimique de l'eau de mer

I.2.1. Salinité

L'eau de mer est caractérisée par sa salinité, qui représente la quantité totale de sels dissous présents dans l'eau. La salinité moyenne de l'eau de mer est d'environ 35 grammes de sel par kilogramme d'eau. Cette valeur peut varier en fonction de différents facteurs tels que l'évaporation, les apports en eau douce provenant des rivières ou des précipitations, et les courants océaniques (Millero *et al.*, 2008).

I.2.2. Température

La température de l'eau de mer varie selon les régions et les saisons. En général, les eaux de surface des océans sont plus chaudes près de l'équateur et plus froides près des pôles (Rodier *et al.*, 2009). Elle peut également varier en fonction de la profondeur, avec une baisse générale de la température à mesure que l'on s'enfonce dans les couches profondes de l'océan.

I.2.3. Densité

L'eau de mer a une densité plus élevée que l'eau douce en raison de sa salinité. La densité de l'eau de mer varie en fonction de la température et de la salinité. En général, l'eau de mer froide et salée est plus dense que l'eau de mer chaude et moins salée (Kirchman, 2012).

I.2.4. PH

Le pH de l'eau de mer est légèrement basique, généralement compris entre 7,5 et 8,4. Cependant, ce chiffre peut varier en fonction de plusieurs facteurs, y compris les activités biologiques et les apports en substances chimiques provenant des activités Humaines (Zeebe et Wolf-Gladrow, 2001).

I.2.5. Composition chimique

L'eau de mer contient une grande variété de minéraux et d'éléments chimiques dissous tels que le sodium, le calcium, le magnésium, le potassium et le chlorure. Ces éléments sont essentiels pour la vie marine et jouent un rôle crucial dans les processus biogéochimiques de l'océan (Tableau 1) (Mitra et Zaman ; 2016).

Tableau 1 : Constituant majeur de l'eau de mer (Mitra et Zaman., 2016).

Constituents	Symbols	Concentrations g/kg	Pourcentage %
Chlorure	Cl ⁻	19.35	55.07
Sodium	Na ⁺	10.76	30.62
Sulfate	SO ₄ ²⁻	2.71	7.72
Magnésium	Mg ²⁺	1.29	3.68
Calcium	Ca ²⁺	0.41	1.17
Potassium	K ⁺	0.39	1.10
Bicarbonate	HCO ₃ ⁻	0.14	0.40
Bromure	Br ⁻	0.067	0.19
Strontium	Sr ²⁺	0.008	0.02
Bore	B ³⁻	0.004	0.01
Fluorure	F ⁻	0.001	0.01
Total		~35.00	99.99

➤ Les concentrations sont exprimées en grammes pour chaque kilogramme d'eau de mer, qui est composée d'eau et de sels dissous.

I.3. Microflore marine

La microflore marine fait référence à l'ensemble des micro-organismes présents dans les environnements marins tels que les océans, les mers et les estuaires. Ces microorganismes comprennent notamment les bactéries, les virus, les archées et les micro-algues, qui jouent un rôle crucial dans les cycles biogéochimiques marins, tels que la production primaire, la décomposition des matières organiques et la fixation de l'azote (Fuhrman et Hagström, 2008).

L'étude des microorganismes marins vise à progressivement identifier leur diversité, leurs propriétés physiologiques ainsi que leurs modes de vie. Les recherches en microbiologie ont démontré que ces microorganismes peuvent se présenter sous forme

benthique (attachés à un substrat) ou pélagique (planctonique : vivant librement dans l'eau), vivant à l'extérieur ou à l'intérieur d'autres organismes, et établissant différents types d'interactions entre eux et avec leurs habitats abiotiques respectifs (**Gasol et Duarte, 2000**).

Les microorganismes présents dans les milieux marins, également connus sous le nom d'extrémophiles, possèdent des caractéristiques complexes qui leur permettent de s'adapter à de multiples facteurs de stress (**DasSarma et DasSarma, 2015**).

La compréhension de la biogéographie microbienne marine et de la détermination des facteurs qui contribuent à la dominance des espèces sont des aspects essentiels (**Marteinsson et al., 2016**).

Parmi les genres bactériens les plus prédominants dans les environnements marins on retrouve : *Pseudomonas*, *Marinoglutinososa* *Vibrio*, *Agarbacterium*, *Xanthomonas*, *Achromobacter*, *Flavobacterium*, *Gammaproteobacter*, *Photobacterium* (**Sunagawa et al., 2015**).

I.4. Pollution des eaux de mer

Le mot "pollution" fait référence à toute altération indésirable de l'environnement naturel, principalement causée par les actions Humaines, qui contribuent à la création d'un environnement extérieur complexe par le biais d'interactions entre les substances polluantes d'origine naturelle et artificielle. En raison des principales voies de circulation des substances dans l'environnement, les polluants ont tendance à se retrouver fréquemment dans les océans (**Beiras, 2018**).

I.4.1. Pollution microbiologique des eaux de mer

La contamination microbiologique des eaux de mer fait référence à la présence de micro-organismes pathogènes tels que des bactéries, des virus et des parasites dans le milieu marin. Ces micro-organismes peuvent être issus de différentes sources, incluant les déchets humains et animaux, les eaux d'égout non traitées, les rejets industriels, les activités agricoles et le ruissellement des eaux de pluie (**Sassoubre et al., 2015**) (Tableau 2).

Tableau 2: Principaux agents pathogènes retrouvés dans l'eau de mer (Beiras, 2018).

Microorganismes	Familles	Espèces
Bactéries	Enterobacteriaceae	<i>Salmonella, Shigella, Yersinia enterocolitica, Yersinia pestis, Escherichia coli</i>
	Campylobacteraceae	<i>Campylobacter</i>
	Vibrionaceae	<i>Vibrio cholera</i>
Virus	Picornaviridae	<i>Enterovirus, Hepatovirus</i>
	Caliciviridae	<i>Norovirus</i>
	Hepeviridae	<i>Orthohepevirus</i>

II. *Escherichia coli*

II.1. Historique

Escherichia coli a été observé pour la première fois en 1885 par le pédiatre et bactériologiste allemand Theodor Escherich., Escherich étudiait les bactéries présentes dans les intestins des nourrissons et a observé une bactérie qu'il a nommée *Bacterium coli* commune (Yu et al., 2021).

La découverte d'*E. coli* a constitué une étape importante en microbiologie, car elle a marqué le premier isolement d'une bactérie qui était un résident normal de la flore intestinale humaine. Depuis, *E. coli* est devenu l'un des organismes modèles les plus étudiés et les plus utilisés en microbiologie et en biologie moléculaire.

Initialement toutes les souches d'*E. coli* étaient considérées comme des microorganismes commensaux non pathogènes, cependant dans les années 1940 des souches d'*E. coli* ont été identifier en association avec de grave épidémie de diarrhées infantile et ce dans plusieurs pays occidentaux, ces épidémies ont été associées à des serotypes particulier d'*E. coli* désigné sous le nom *E. coli* enteropathogène (EPEC) (Chaudhuri et Henderson, 2012).

II.2. Généralités

Escherichia coli est une gammaprotéobactérie, Gram-négative en forme de bâtonnet (figure 01) de la famille des Enterobacteriaceae et fait partie du groupe des bactéries coliformes fécaux, elle constitue une espèce sous-dominante de l'intestin de l'homme et des animaux à sang chauds, plus d'un million de cellules *E. coli* sont généralement présentes dans 1 g de matière colique et sont souvent rejetées dans l'environnement (Ishii et Sadowsky 2008).

Le manuel de bactériologie systématique de Bergey (**Bergey's manual of systematic bacteriology, 2009**), qui constitue une référence en matière de classification des bactéries, classe *Escherichia coli* comme suit :

DomaineBacteria
 Phylum..... Proteobacteria
 Classe..... Gammaproteobacteria
 Ordre..... Enterobacterales
 Famille Enterobacteriaceae
 Genre*Escherichia*
 Espèce..... *Escherichia coli*

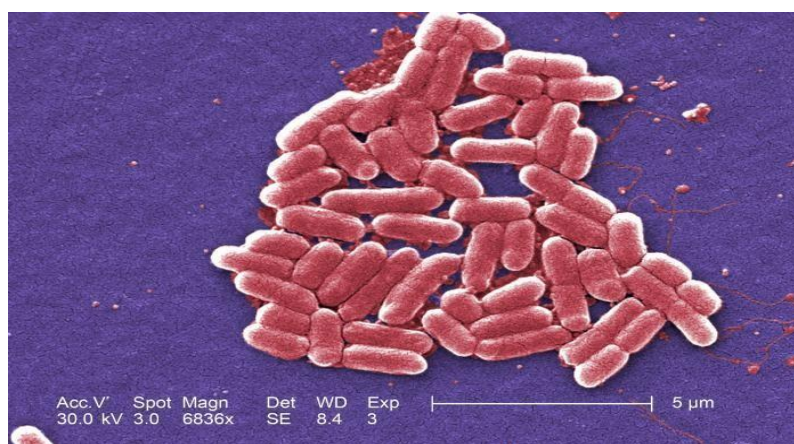


Figure 1 : Image de microscopie électronique à balayage (MEB) colorisée numériquement montrant un amas croissant de bactéries *Escherichia coli* Gram-négatives (CDC/PHIL).

La souche références *Escherichia coli* K-12 et ses dérivées ont joué un rôle clé dans les progrès de la génétique, de la biologie moléculaire, de la physiologie et de la biochimie (Tenaillon et al., 2010).

Escherichia coli est un indicateur largement utilisé de la contamination fécale de l'eau et des aliments en raison de son association avec le tractus gastro-intestinal des animaux à sang chaud (Prakasan et al., 2022).

Enfin *E. coli* est une bactérie commensale de la couche muqueuse du colon des mammifères qui coexistent en bonne santé avec son hôte, et qui ne causent généralement pas de maladie hormis chez les patients immunodéprimés, cependant il existe plusieurs souches de *E. coli* hautement adaptés qui ont acquis des attributs de virulence spécifiques, ce qui leur confère une capacité accrue à s'adapter à de nouvelles niches (Kaper et al., 2004).

II.3. Habitat

II.3.1 Habitat primaire

E. coli est une bactérie commensale de l'homme et de nombreux animaux, *E. coli* auraient évolué pour se développer dans le tractus intestinal des animaux à sangs chauds (figure 2) ou les sources de carbone et d'énergies sont disponible en abondance avec un taux d'humidité élevé et un pH et une température modérés (Jang et al., 2017), le tractus digestif des animaux à sang chauds constitue donc l'habitat primaire d'*Escherichia coli*.

E. coli se niche particulièrement dans la muqueuse recouvrant les cellules épithéliales du tractus digestif, et constitue l'organisme aérobie prédominant dans le tractus gastro-

intestinal atteignant 10^8 bactérie par gramme de matière fécale chez l'homme (Tenailons et al., 2010).

II.3.2 Habitat secondaire

E. coli est rejetés dans l'environnement via les déjections fécales des animaux et de l'homme, il se retrouve par la suite dans les eaux environnementales via les effluent tel que les eaux usées, les lisières ou par les rejets des élevages animaux ainsi que des déjections des animaux sauvages dans la nature (Korajkic et al., 2013).

Contrairement à l'habitat primaire d'*Escherichia coli*, l'habitat secondaire représente un milieu défavorable à la survie de celle-ci, car *E. coli* est confronté à de nombreux stress dans l'environnement, notamment des températures basses et élevées, une humidité limitée, des variations dans la texture du sol, une faible teneur en matière organique, une salinité élevée, le rayonnement solaire et la prédation (Ishii et Sadowsky, 2008).

Si la disponibilité des ressources et les conditions abiotiques clés sont favorables, les populations d'*E. coli* peuvent survivre et même se développer dans des environnements ouverts. Toutefois, dans des conditions environnementales fluctuantes, telles que celles présentes dans de nombreux sols et environnements aquatiques, la croissance peut être différentielle et une mort bactérienne brutale peut s'ensuivre si le taux de mortalité est supérieur au taux de croissance. Les taux de croissance et de mortalité sont déterminés par les conditions environnementales à l'échelle locale et par la façon dont le micro-organisme est capable de faire face à ces conditions locales en régulant ses schémas d'expression génique (Van Elsas et al., 2011).

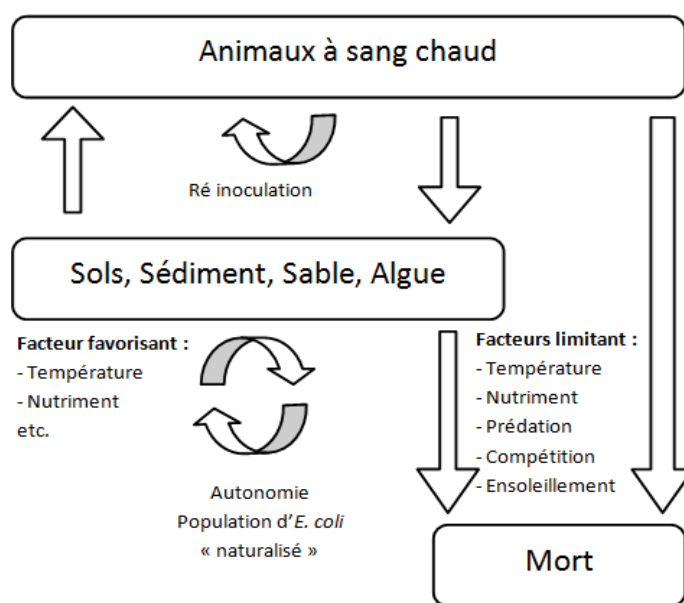


Figure 2 : Cycle de vie d'*Escherichia coli* dans l'environnement (selon Ishii et Sadowsky 2008).

II.4. Classification

Escherichia coli est une espèce bactérienne que l'on trouve couramment dans le microbiote intestinal des humains et des animaux. Si la plupart des souches d'*E. coli* sont commensales et inoffensives, certaines sont capables de provoquer des maladies et sont considérées comme pathogènes. Le potentiel pathogène d'*E. coli* peut être influencé par divers facteurs, notamment le patrimoine génétique de la souche, les facteurs de virulence et la sensibilité de l'hôte (**Leimbach et al., 2013**).

Les souches d'*E. coli* sont souvent classées en fonction de leur sérotype, qui est déterminé par les antigènes spécifiques présents à leur surface cellulaire.

II.4.1. Classification selon le Sérotype

Les souches d'*E. coli* peuvent être classées en fonction de leurs antigènes spécifiques. Les antigènes les plus couramment utilisés sont les antigènes O, H et K. L'antigène O fait partie du lipopolysaccharide (LPS) présent sur la surface extérieure de la cellule, l'antigène H est une protéine flagellaire et l'antigène K est un polysaccharide capsulaire. Plus de 180 sérogroupes O et 54 antigènes H ont été identifiés, ce qui donne un grand nombre de sérotypes possibles d'*E. coli* (**Kaper et al., 2004**).

II.4.2. Classification selon le Pathotype

Escherichia coli peut être classé en différents pathotypes en fonction de ses facteurs de virulence et de ses manifestations cliniques. Il existe six principaux pathotypes d'*E. coli* d'après **Kaper et al (2004)**:

- ***E. coli* entérotoxigène (ETEC)** : Ce pathotype est une cause majeure de diarrhée du voyageur et de diarrhée infantile dans les pays en développement. Il produit des entérotoxines thermolabiles et thermostables qui provoquent des diarrhées aqueuses.
- ***E. coli* entérotoxigène (EPEC)** : Ce pathotype est une cause majeure de diarrhée infantile dans les pays en développement. Il provoque une diarrhée aqueuse en se fixant aux cellules épithéliales intestinales et en effaçant les microvillosités.
- ***E. coli* entéroagrégatif (EAEC)**: Ce pathotype est à l'origine de diarrhées persistantes et de malnutrition. Il forme un motif caractéristique de briques empilées sur la muqueuse intestinale et produit une variété de facteurs de virulence.
- ***E. coli* entéro-invasif (EIEC)** : Ce pathotype provoque une maladie de type dysenterie en envahissant l'épithélium intestinal et en provoquant une inflammation. Il est similaire à *Shigella* dans ses manifestations cliniques et ses facteurs de virulence.

- ***E. coli* entéro-hémorragique (EHEC)** : Ce pathotype est un sous-groupe de STEC qui provoque des colites hémorragiques et des SHU. Il produit la toxine Shiga et présente un profil génétique distinctif.
- ***E. coli* à adhérence diffuse (DAEC)** : Ce pathotype est à l'origine d'infections des voies urinaires et de maladies diarrhéiques chez l'homme et l'animal. Il adhère aux cellules épithéliales de manière diffuse et produit divers facteurs de virulence.

II.4.3. Classification selon le Phylogroupe

Les souches d'*E. coli* peuvent être classées en fonction de leur parenté génétique. Cette classification s'effectue généralement en analysant les différences entre les séquences d'ADN. Les souches d'*E. coli* sont généralement classées en huit phylogroupes principaux : A, B1, B2, C, D, E, F et G. Ces phylogroupes ont des distributions différentes parmi les hôtes et les régions géographiques, et sont associés à des niveaux différents de virulence et de résistance aux antimicrobiens (Clermont et al., 2000).

II.5. Facteurs de virulence

Escherichia coli est capable de produire une variété de facteurs de virulence, c'est-à-dire des molécules ou des structures qui permettent à la bactérie de provoquer une maladie chez son hôte.

II.5.1. Les Shiga toxines (Stx)

Produite par certaines souches d'*E. coli*, dont le sérotype O157:H7 (STEC), elle est associée à de graves maladies d'origine alimentaire chez l'homme, telles que le syndrome hémolytique et urémique (SHU) (Law, 2000).

Les souches STEC (*Escherichia coli* producteurs de Shiga toxines) produisent un ou plusieurs types de toxine Shiga, qui sont de puissantes cytotoxines pouvant endommager la paroi de l'intestin et d'autres tissus (Law, 2000).

II.5.2. Système de sécrétion de type III (T3SS)

Système de sécrétion de protéines spécialisées produit par certaines souches d'*E. coli*, notamment *E. coli* entéropathogène (EPEC) et *E. coli* entérohémorragique (EHEC). Le T3SS permet à la bactérie d'injecter des protéines directement dans les cellules hôtes, ce qui entraîne des dommages et des dysfonctionnements cellulaires (Tobe et al., 2006).

II.5.3. Les Adhésines

Les Adhésines sont des Protéines de surface produites par certaines souches d'*E. coli* qui leur permettent d'adhérer aux cellules et tissus de l'hôte, favorisant ainsi la colonisation

et l'infection (**Sokurenko et al., 1998**). Les fimbriae de type 1 et les fimbriae P sont des exemples d'adhésines d'*E. coli*.

III. *Staphylococcus aureus*

III.1. Historique

Le staphylocoque a été découvert à la fin du XIXe siècle par le chirurgien écossais Sir Alexander Ogston. En 1880, Ogston étudiait au microscope le pus de plaies chirurgicales et remarqua que les cellules semblaient disposées en grappes ressemblant à des raisins. Il nomma la bactérie "*Staphylococcus*" à partir des mots grecs "staphyle" (grappe de raisin) et "kokkos" (grain ou graine) (Licitra, 2013).

Ogston pensait initialement que le staphylocoque était un organisme commensal inoffensif qui vivait sur la peau et dans les voies nasales des individus en bonne santé. Cependant, il a découvert par la suite qu'il était capable de provoquer des infections, en particulier chez les patients dont le système immunitaire est affaibli ou qui ont subi une intervention chirurgicale.

En 1884 Anton Rosenbach cultiva le Staphylocoque *in vitro* et en décrivit la première espèce connue : *Staphylococcus aureus*, ou bien Staphylocoque doré, ainsi nommé en raison de la couleur des colonies obtenues en culture (Avril et al., 2000).

III.2. Généralités

III.2.1. Description et classification

Staphylococcus aureus est une bactérie à Gram positif appartenant à la famille des Staphylococcaceae. Il s'agit d'un organisme commensal commun que l'on trouve souvent sur la peau et dans les fosses nasales, mais qui peut également être à l'origine de toute une série d'infections, des infections cutanées mineures aux maladies potentiellement mortelles.

Staphylococcus aureus est une bactérie non mobile et non sporulée, qui a une apparence distinctive sous le microscope (Figure 3). *S. aureus* apparaît typiquement sous la forme de grappes de cellules sphériques, d'une taille variant entre 0,5 et 1,5 micromètres de diamètre, qui sont disposées en grappes ressemblant à des raisins (Madigan et al., 2014).

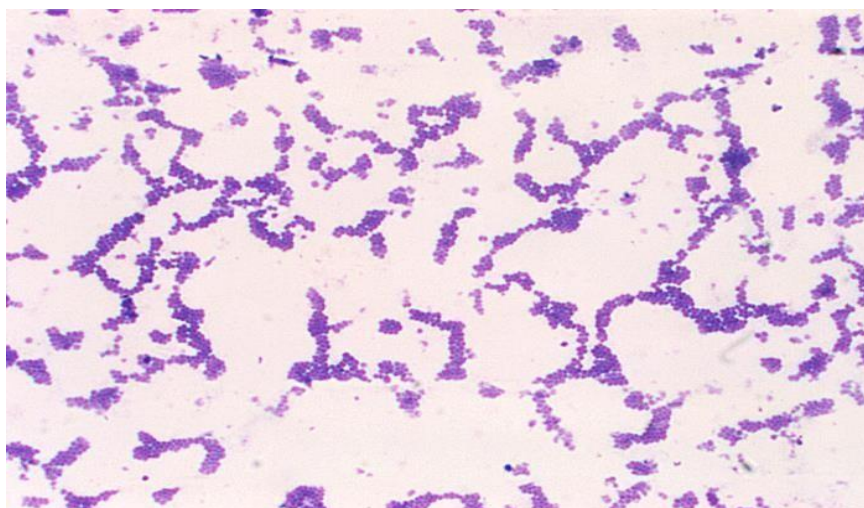


Figure 3 : Photomicrographie de bactéries Gram-positives sphériques (Cocci) de type *Staphylococcus aureus*, sous un grossissement de 320X (CDC/PHIL).

La division cellulaire de *S. aureus* se produit à différents niveaux, et sa croissance optimale se produit à des températures comprises entre 18 et 40 °C. à des températures comprises entre 18 et 40 °C (**Rasheed et Hussein.,2021**).

La distinction entre *S. aureus* et autres staphylocoques est basée sur la pigmentation dorée des colonies et des résultats positifs de la coagulase, de la fermentation de mannitol et de la désoxyribonucléase (**Wilkinson,1997**).

Phylogénétiquement le *Staphylococcus* est proche du genre *Enterococcus*, 35 espèces dont certaines sont subdivisées en sous espèces sont actuellement décrites dans le genre *Staphylococcus*. L'espèce de *S. aureus* a été subdivisée en deux sous espèces *S. aureus Subsp. aureus* et *S. aureus Subsp. anaerobius*. Cette dernière est peu connue, en conséquence, seule *S. aureus* est traité dans pas mal de travaux (**Le loir et Gautier, 2010**).

Il existe plusieurs classifications de *S. aureus* dont la plus utiliser est la Classification de BERGEY :

Domaine Bacteria ou Eubacteria.

Phylum..... Firmicutes.

Classe..... Bacilli.

Ordre..... Bacillales.

Familles*Staphylococcaceae*.

Genre*Staphylococcus aureus*

III.2.2. Caractères biochimiques

Plusieurs tests biochimiques sont utilisés pour l'identification et la distinction de *S. aureus* et aux autres micro-organismes cocci gram positif (**Gnanamani al.,2017**). *S. aureus* est catalase positive une caractéristique unique qui le différencie de *Streptococcus* spp. Il est oxydase-négatif et a donc besoin de certains acides aminés importants et de vitamines B pour se développer et peut également tolérer des taux élevés de cholestérol (**Bitrus et al.,2018**).

III.2.3. Caractères cultureux

Après culture de 24heures sur gélose nutritive, *S. aureus* donne des colonies produisant en général un pigment doré. Il pousse et fermente le mannitol sur milieu de Chapman, faisant virer le rouge de phénol au jaune. Ce milieu contient une concentration de 7,5% de Na Cl qui inhibe la plupart des autres germes. L'espèce *S. aureus* donne des colonies en pigment doré avec un virage de couleur du milieu Chapman vers le jaune, du a une acidification du milieu (**Avril et Fauchère, 2002**).

S. aureus est un aéro-anaérobie facultatif mais sa croissance est préférable dans des conditions aérobies, sa température de croissance optimale est de 30-37°C. Le diamètre des colonies est d'environ 5 mm, elles sont élevées, circulaires, lisses, brillantes, translucides avec des marges et ces souches peuvent produire une capsule (**Bergey's, 2009**).

III.3. Habitat

Staphylococcus aureus est une bactérie ubiquitaire qui peut être isolée dans plusieurs environnements. Il est souvent présent sur la peau et dans les narines des personnes, mais on peut également le trouver dans l'environnement naturel (eau douce, eau de mer, sol, poussière, air), dans les environnements domestiques (cuisine, réfrigérateur) et dans les environnements hospitaliers (surfaces des meubles, draps, couvertures) (**Hennekinne et al., 2013**). En raison de sa capacité à survivre dans divers environnements, *S. aureus* peut être un pathogène opportuniste dans une variété de situations et peut causer des infections chez les personnes présentant une faible immunité ou une blessure.

Chez l'homme, *Staphylococcus aureus* est principalement présent dans les voies respiratoires supérieures, en particulier dans les narines, ainsi que sur le cuir chevelu et les mains. Il est également présent chez les animaux à sang chaud en tant que réservoir primaire et dans l'air, l'eau et le sol en tant que réservoir secondaire (**Watson et al., 2006**).

S. aureus est connu pour être particulièrement résilient et peut survivre dans un large éventail de conditions, y compris sur des surfaces, dans des biofilms et en présence

d'agents antimicrobiens. Cette résilience et cette adaptabilité permettent à *S. aureus* de persister dans une variété d'environnements et d'être une cause importante d'infection à la fois dans les communautés et dans les établissements de soins de santé (Otto, 2012).

III.4. Epidémiologie

Staphylococcus aureus est une bactérie commensale et opportuniste qui colonise différentes parties du corps, telles que la peau et les narines, environ 30% de la population mondiale est porteuse de *S. aureus* dans les narines, tandis que la prévalence des infections à SARM (*Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline) est en constante augmentation dans le monde entier (Kluytmans et al., 1997).

Les facteurs de risque pour les infections à *S. aureus* comprennent l'exposition aux soins de santé, les infections de plaies, la chirurgie et l'utilisation de drogues par injection. De plus, certaines populations présentent un risque plus élevé de colonisation et d'infection à SARM, notamment les patients dans les établissements de soins de longue durée, les personnes atteintes de maladies chroniques de la peau et les personnes ayant subi une hémodialyse ou une transplantation d'organe (Sakr et al., 2018).

III.5. Facteurs de virulence

Bien qu'il soit normalement un organisme commensal inoffensif, *S. aureus* peut causer toute une gamme d'infections, allant des infections cutanées mineures aux conditions potentiellement mortelles telles que la septicémie et l'endocardite.

La capacité de *S. aureus* à causer des maladies est due en partie à son arsenal de facteurs de virulence, qui sont des molécules ou des structures qui permettent à la bactérie d'éviter les défenses de l'hôte, d'adhérer aux tissus de l'hôte et de causer des dommages tissulaires.

Ces facteurs de virulence comprennent des protéines de surface, des toxines, des enzymes et d'autres molécules qui jouent des rôles importants dans la pathogenèse de *S. aureus*. Comprendre les facteurs de virulence de *S. aureus* est crucial pour développer des stratégies de prévention et de traitement des infections causées par ce pathogène (Otto, 2014).

III.5.1. Diverses protéines

La plupart des souches de *S. aureus* sécrètent un groupe d'exoprotéines, telles que des exotoxines et des enzymes, des nucléases, des protéases, des lipases, de l'hyaluronidase et de la collagénase. La fonction principale de ces enzymes pourrait être de convertir les

tissus locaux de l'hôte en nutriments nécessaires à la croissance bactérienne (**Dinges et al., 2000**).

III.5.2. Alpha-toxine

L'alpha-toxine, également connue sous le nom d'alpha-hémolysine, est une puissante toxine formant des pores qui peut provoquer la lyse des cellules et des tissus de l'hôte. Elle est considérée comme l'un des facteurs de virulence les plus importants de *S. aureus*. L'alpha-toxine peut également activer les cellules immunitaires de l'hôte, entraînant la libération de cytokines inflammatoires et des lésions tissulaires. Des études ont montré que l'alpha-toxine joue un rôle important dans la pathogenèse des infections à *S. aureus*, notamment les infections de la peau et des tissus mous, la pneumonie et la septicémie (**Wang et al., 2017 ; Brown et al., 2020**).

III.5.3. Leucocidine de Panton-Valentine (PVL)

La PVL est une leucocidine qui tue les globules blancs et qui est associée à de graves infections de la peau et des tissus mous, ainsi qu'à une pneumonie nécrosante. La PVL est une toxine à deux composants codée par les gènes *lukS-PV* et *lukF-PV*. Il a été démontré que la PVL a un impact significatif sur la virulence de *S. aureus*, et les souches qui produisent de la PVL sont souvent associées à des infections plus graves (**Kaneko et Kamio, 2004 ; Lina et al., 1999**).

PARTIE

EXPERIMENTALE

I. Matériel et méthodes

L'objectif principal de cette étude consiste à isoler différentes souches de *S. aureus* et d'*E. coli* à partir d'une série de prélèvements d'eau de mer au niveau de la côte Est de la wilaya de Bejaia. Ceci, permet d'étudier la prévalence de ces bactéries d'évaluer par la suite la sensibilité des souches de *S. aureus* et de *E. coli* isolées aux antibiotiques.

I.1. Durée et lieu de l'étude

Les prélèvements ont été effectués durant la période qui s'écoule entre le 3 et le 16 mai 2023, L'étude bactériologique et l'antibiorésistance des souches isolées à partir de ces échantillons ont été effectuées au sein du laboratoire de Microbiologie 04 de la faculté des sciences de la nature et de la vie de l'université de Bejaia.

I.2. Prélèvement

Un total de 66 prélèvements a été réalisé au niveau de 09 localités (plages) (**Figure 4**) de la côte Est de Bejaia (Tableau 3).

Tableau (3) : Ensemble des stations d'échantillonnages avec le nombre d'échantillons ainsi que de prélèvements.

Nom de la station	Nombre d'échantillons	Nombre de prélèvements
Les aiguades	2	6
Brise de mer Bejaia	2	6
Plage Lota Souk el thenine	3	9
Aokas plage	3	9
Plage de Vaccaro	3	9
Plage Thissift Vaccaro	3	9
Plage Capritour Tichy	2	6
Plage Acherchour Tichy	2	6
Plage El Meghra Tichy	2	6
Total	22	66

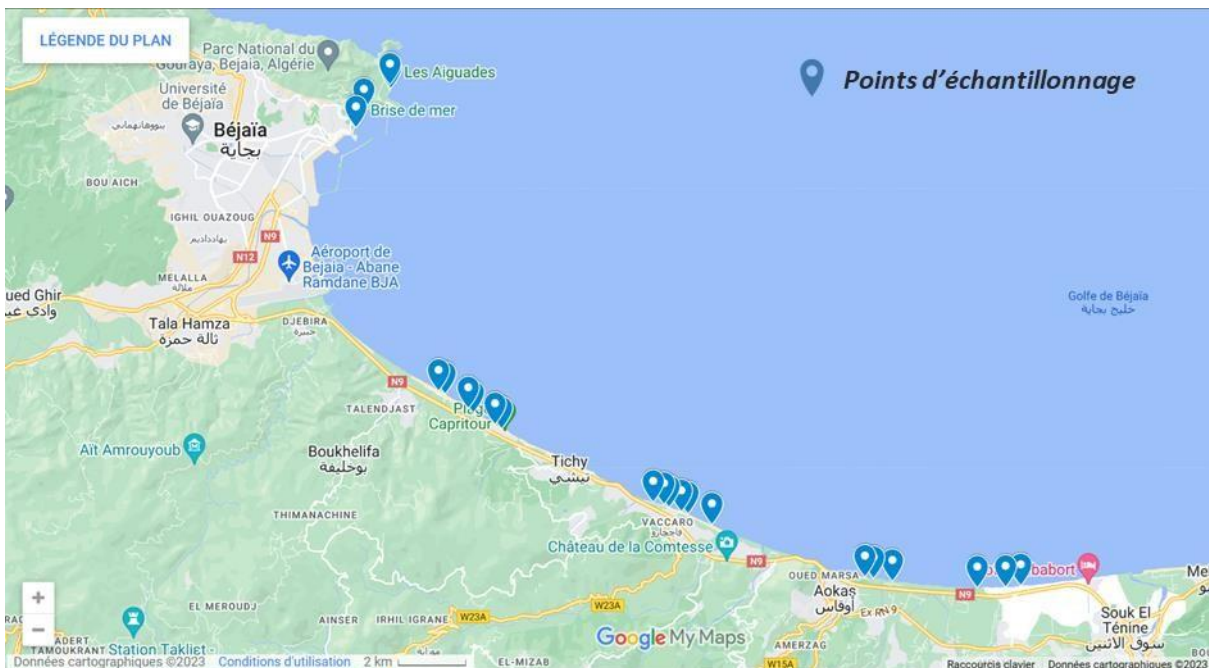


Figure (4) : Positions géographiques des points d'échantillonnages.

I .2.1. Technique de prélèvement et de transport

Les prélèvements ont été réalisés comme suit :

- Les prélèvements ont été réalisés à l'aide d'une bouteille stérile d'une contenance de 500 ml, ces prélèvements ont été effectués manuellement sur l'ensemble des sites de prélèvement, les flacons ont été plongés jusqu'à 20 cm de profondeur.
- Les prélèvements ont été transportés dans une glacière à l'abri de la lumière dont la température est maintenue entre 4 à 6°C à l'aide de packs de glace et l'analyse bactériologique est faite dans un délai ne dépassant pas 24h.
- La température et le pH des prélèvements ont été mesurés (Tableau 4).

Tableau (4) : Ensemble des stations de prélèvement avec leur paramètre.

Code d'Echantillon	Station de prélèvement	Mesure de la température	Mesure du PH (Moyens)
E1	Les aiguades	19 °C	7.98
E2	Les aiguades	19 °C	7.94
E3	Brise de mer (Bejaia)	18 °C	7.92
E4	Brise de mer (Bejaia)	18 °C	7.93
E5	Lota souk el thenine	19 °C	7.88
E6	Lota souk el thenine	19 °C	7.99
E7	Lota souk el thenine	19 °C	8.05
E8	Aokas plage	19 °C	7.83
E9	Aokas plage	19 °C	7.86
E10	Aokas plage	19 °C	7.54
E11	Vaccaro	19 °C	7.84
E12	Vaccaro	19 °C	8.39
E13	Vaccaro	19 °C	8
E14	Thissift Vaccaro	19 °C	8.05
E15	Thissift Vaccaro	19 °C	7.96
E16	Thissift Vaccaro	19 °C	7.77
E17	Capritour Tichy	19 °C	7.93
E18	Capritour Tichy	19 °C	7.75
E19	Acherchour Tichy	19 °C	7.87
E20	Acherchour Tichy	19 °C	8.34
E21	El meghra Tichy	19 °C	7.61
E22	El meghra Tichy	19 °C	8.31

I.3. Ensemencement sur milieu sélectif

La recherche de *S. aureus* et de *E. coli* s'est faite sur milieu sélectif Chapman pour *Staphylococcus aureus* et sur milieu EMB pour *Escherichia coli*, et ce par la technique d'ensemencement en masse à partir d'un volume de 1 ml d'inoculum prélevé directement à partir des flacons contenant Le prélèvement d'eau de mer, celui-ci est dispersé dans le fond d'une boîte de Pétri, et le milieu de culture est ensuite coulé par-dessus, les boîtes sont ensuite incubées à 37°C pendant 24 à 48 heures.

I.4. Purification de souches isolées à partir des milieux sélectifs

Afin de purifier les souches présumé *Staphylococcus aureus* et *Escherichia coli* isolées, des repiquages successifs sont réalisés sur les mêmes milieux d'isolements, Chapman et EMB.

Une coloration de Gram est faite à chaque fois pour contrôler la pureté des souches, une fois que les souches sont purifiées, une identification biochimique s'impose.

I.5. Ensemencement sur milieu non-sélectif

Dans le but d'étudier la flore totale mésophile des eaux de mer, un ensemencement en masse a été réalisé sur boîtes de pétri contenant le milieu gélose nutritive, et ce en prélevant un volume de 1 ml à partir des échantillons d'eau de mer, les boîtes sont par la suite incubées à 37°C pendant 24 heures.

I.6. Etude microscopique

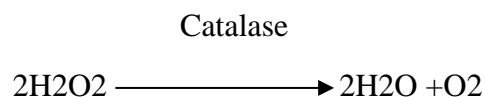
La coloration de Gram, qui constitue la première étape de l'identification du genre, est réalisée pour confirmer la pureté des isolats et identifier le genre *Staphylococcus aureus* et *Escherichia coli*, cette coloration est effectuée à partir de colonies cultivées sur le milieu Chapman et EMB, et les frottis obtenus sont observés au microscope optique avec un objectif à immersion (G :100×10).

Grâce à cette méthode, on peut déterminer la forme des bactéries Cocci ou bacille ainsi que leur mode d'agencement, de plus elle permet de classer les bactéries en deux groupes : les Gram positif et les Gram négatif.

I.7. Etudes Biochimiques

I.7.1. Test de la catalase

La catalase est une enzyme qui catalyse la dégradation du peroxyde d'hydrogène H₂O₂, produit toxique du métabolisme aérobie. Elle est présente chez la plupart des bactéries aérobies strictes et anaérobies facultatives.



Pour réaliser le test de catalase, on commence par déposer une goutte d'eau oxygénée (H₂O₂) sur une boîte de Pétri stérile, ensuite à l'aide d'une anse de platine, on transfère une colonie isolée (ou plusieurs si elles sont petites) provenant des cultures en boîtes de *S. aureus* et *E. coli*. Si la souche est catalase positive, des bulles de gaz d'oxygène se formeront dans la goutte d'H₂O₂.

I.7.2. Test sur milieu Citrate de Simmons

Le milieu de culture utilisé ne présente qu'une seule source de carbone le citrate, seules les bactéries qui possèdent une enzyme appelée citrate-perméase peuvent se développer sur ce milieu, lors de l'ensemencement, une strie longitudinale est réalisée sur la pente du milieu, puis l'incubation se fait à une température de 37°C pour une période de 24 à 48h.

Les colonies d'*E. coli* isolées à partir du milieu EMB sont ensemencées sur le milieu citrate de Simmons.

- Citrate-positive : culture avec alcalinisation du milieu (virage de l'indicateur au bleu).
- Citrate-négative : pas de culture (le milieu reste vert).

I.7.3. Test sur Mannitol-Mobilité

Le milieu mannitol-mobilité est un dérivé réduit du D-mannose. Pour évaluer à la fois la fermentation du mannitol et la mobilité des bactéries, Les souches étudiées (*S. aureus* et *E. coli*) ont été ensemencées dans le milieu en effectuant une piqûre centrale, puis incubées à une température de 37°C pendant une durée de 24 heures. Le changement de couleur du milieu vers le jaune indique la fermentation du mannitol, tandis que la diffusion dans la gélose témoigne de la mobilité des bactéries.

I.8. Détermination de la sensibilité aux antibiotiques

La sensibilité des souches *S. aureus*, *E. coli* ainsi que des colonies isolées à partir du milieu gélose nutritive ont été étudiées conformément aux recommandations du CLSI (Clinical and Laboratory Standards Institute), en appliquant la méthode de diffusion de disque sur gélose Muller Hinton (MH).

Les boîtes sont ensemencées par écouvillonnage sur la surface entière de la gélose Muller Hinton, à partir de suspension en tube contenant les souches isolées précédemment sur les trois différents milieux.

Les disques sont déposés à la surface de la gélose en les appliquant délicatement à la pince bactériologique stérile. Une fois appliqué, le disque ne doit pas être déplacé. Les boîtes sont ensuite immédiatement incubées pendant 24h à 37°C.

I.8.1. Antibiotiques utilisés pour le test :

Chacune des souches isolées a été testée avec une série d'antibiotiques de sorte à analyser son profil de résistances vis-à-vis des antibiotiques utilisés (Tableau 5).

- Antibiotiques utilisés pour *Staphylococcus aureus* : Cefotaxime, Cefoxitin, Aztreonam, Rifampicin, Amoxicilline-clavulanate

- Antibiotiques utilisé pour *E. coli* : Imipenem, Colistin sulfate, Meropenem, Ertapenem, Amoxicillin-clavulanic acid.

Tableau (5) : Listes des molécules d'antibiotiques testées.

Familles	Antibiotiques	Abréviation	Charge en µg	Marque
β-lactamines	Aztreonam	ATM	30	Liofilchem, Italie
	Ceftazidime	CAZ	30	Liofilchem, Italie
	Cefoxitine	FOX	30	Liofilchem, Italie
	Amoxicillin-clavulanic acid	AUG	30	Liofilchem, Italie
	Imipenem	IMI	10	Liofilchem, Italie
	Meropeneme	MRP	10	Liofilchem, Italie
Rifampicin	Rifampicin	RD	5	Liofilchem, Italie
Polymyxines E	Colistin sulfate	CS	0.75 30U I	Liofilchem, Italie
Carbapénèmes	Ertapenem	ETP	10	Liofilchem, Italie

RESULTATS ET DISCUSSION

I. Résultats et discussion

I.1. Isolement des souches bactériennes

En fonction du milieu de culture, les isolats bactériens ont présenté des caractéristiques culturelles variables, suggérant leur affiliation à différents groupes bactériens.

- **Sur le milieu EMB** : les colonies sont de petite taille d'un diamètre compris entre 1 et 3 mm, de forme ronde et a contour régulier est présentent une couleur verte avec un éclat métallique caractéristiques des souches d'*E. coli* sur ce milieu.
- **Sur le milieu Chapman** : les Colonies de petites tailles, bombées, arrondie et régulière de 1 à 2 mm de diamètre, et affichant une couleur jaune doré, avec un virage de la couleur du milieu Chapman vers le jaune, du a une acidification du milieu.
- **Sur le milieu Gélose nutritive** : les colonies obtenues sont de taille variable allant de petites colonies d'environ 1 à 2 mm à des colonies plus grandes atteignant 4 à 5 mm de diamètre. Une diversité des couleurs des colonies blanches, crèmes, jaunes. Ces colonies sont rondes, ovales ou même irrégulières.

I.2. Etude microscopique des souches

I.2.1. Etude microscopique des colonies isolées à partir du milieu EMB

Après coloration de Gram, l'observation microscopique a montré la présence de bacille à Gram négatif, droits et courts, isolés ou regroupés en amas, ce qui nous indique la pureté des isolats, l'observation microscopique de l'ensemble des souches isolées sur le milieu EMB montre les mêmes caractéristiques : Gram négatif sous forme de bacille (**Figure 05**).

II.2. 2. Etude microscopique des colonies isolées à partir du milieu Chapman

Après coloration de Gram, l'observation microscopique a montré la présence de Cocci à Gram positif en diplocoque agencé en grappes de raisin (**Figure 6**), cette caractéristique est propre à *Staphylococcus aureus* ce qui indique la pureté des souches isolé sur milieu Chapman, l'observation de l'ensemble des souches montre les mêmes caractéristiques, Cocci Gram positive agencé en grappe de raisin caractéristique de la bactérie *Staphylococcus aureus*.

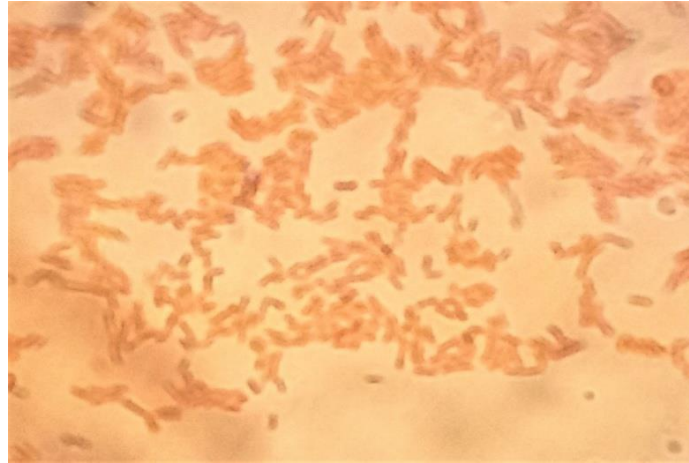


Figure 5 : Bactérie présumée *Escherichia coli* observé au G=10×100.

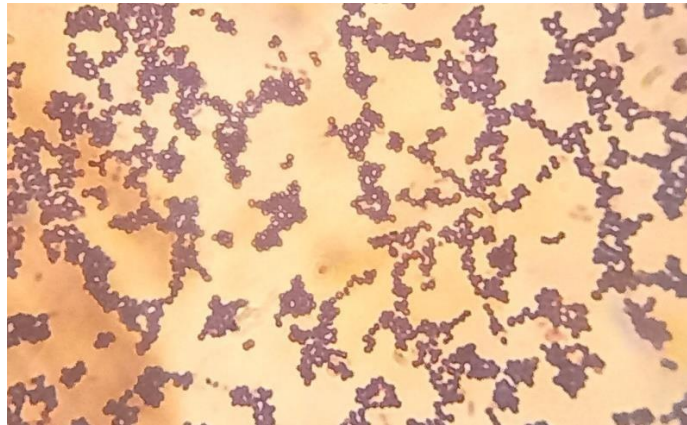


Figure 6 : Bactérie présumée *Staphylococcus aureus* observé au G=10×100.

II.3. Test biochimiques

II.3.1. Test citrate de Simmons

Le résultat positif (**Tableau 6**) se manifeste par un changement de couleur, passant du vert au bleu (**Figure 7**). Ceci a révélé que les souches présumées d'*E. coli* sont capable de fermenter le citrate, donc elles possèdent l'enzyme nécessaire pour métaboliser le citrate de sodium et produire de l'acide citrique. Ces observations ont été corroborées par plusieurs auteurs dans leurs travaux (**Ying et al., 2009 ; Zarei et al., 2010**).

Tableau (6) : Résultat du test de citrate de Simmons sur les souches d'*E. coli*.

Souche	Citrate	Souche	Citrate
E1P1 (1)	+	E10P2	+
E1P1 (2)	+	E10P3	+
E4P1 (1)	+	E11P1	+
E4P1 (2)	+	E11P2 (1)	+
E5P1	+	E11P2 (2)	+
E5P2	+	E12P1	+
E5P3 (1)	+	E12P2	+
E5P3 (2)	+	E13P1	+
E6P1	+	E13P2	+
E6P2	+	E13P3	+
E7P1	+	E14P1	+
E7P2	+	E14P2	+
E7P3	+	E15P2	+
E8P1	+	E15P3	+
E8P2	+	E16P3	+
E8P3	+	E17P2	+
E9P1	+	E17P3	+
E9P2	+	E21P3	+
E9P3	+	E22P1	+
E10P1	+		



Figure (7) : Test citrate du Simmons sur les souches d'*E. coli*.

II.3.2. Test mannitol mobilité

Lorsque le mannitol subit une fermentation, cela entraîne une acidification du milieu, identifiable par le changement de couleur de l'indicateur de pH, passant du rouge au jaune (Figue et al., 1994 ; Han et al., 2007) (Figure 8), confirmant ainsi que les souches d'*Escherichia coli* et de *Staphylococcus aureus* ont utilisé exclusivement le mannitol comme source unique de carbone et d'énergie pour leur prolifération (Tableau 7 et Tableau 8).

D'autre part et en ce qui concerne le test de mobilité il ressort de notre étude que les souches d'*E coli* sont mobiles par contre les souches de *Staphylococcus aureus* ne sont pas mobile, ceci est cohérent avec l'étude de (Fromentin et al., 2014 ; Yves et al.,2009).

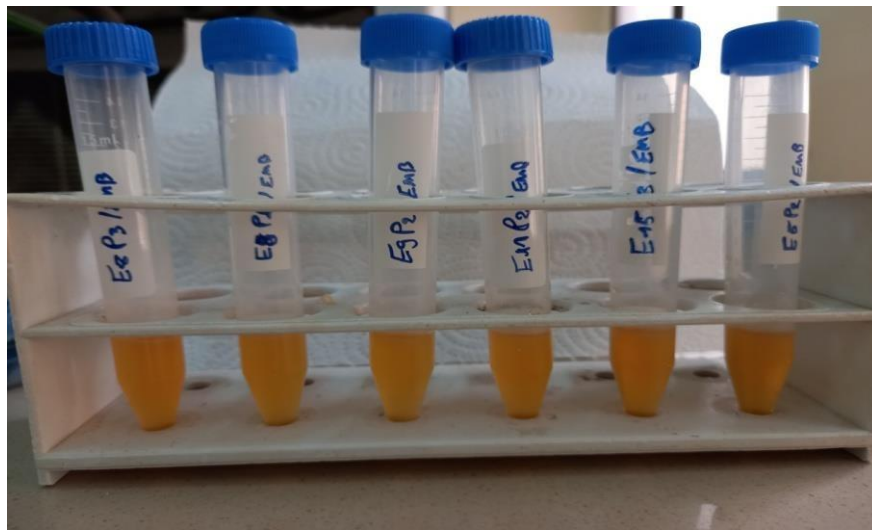


Figure 8 : Test mannitol mobilité pour les souches d'*E coli*.

Tableau (7) : résultats du test mannitol mobilité sur les souches d'*E coli*

Souche	Mannitol	Mobilité	Souche	Mannitol	Mobilité
E1P1 (1)	+	+	E10P2	+	+
E1P1 (2)	+	+	E10P3	+	+
E4P1 (1)	+	+	E11P1	+	+
E4P1 (2)	+	+	E11P2 (1)	+	+
E5P1	+	+	E11P2 (2)	+	+
E5P2	+	+	E12P1	+	+
E5P3 (1)	+	+	E12P2	+	+
E5P3 (2)	+	+	E13P1	+	+
E6P1	+	+	E13P2	+	+
E6P2	+	+	E13P3	+	+
E7P1	+	+	E14P1	+	+
E7P2	+	+	E14P2	+	+
E7P3	+	+	E15P2	+	+
E8P1	+	+	E15P3	+	+
E8P2	+	+	E16P3	+	+
E8P3	+	+	E17P2	+	+
E9P1	+	+	E17P3	+	+
E9P2	+	+	E21P3	+	+
E9P3	+	+	E22P1	+	+
E10P1	+	+			

Tableau (8) : Résultats du test mannitol mobilité sur les souches de souches de *staphylococcus aureus*.

Souche	Mannitol	Mobilité
E13P2 (1)	+	-
E13P2 (2)	+	-
E13P2 (3)	+	-
E13P2 (4)	+	-
E13P2 (5)	+	-
E13P2 (6)	+	-
E13P2 (7)	+	-
E13P2 (8)	+	-
E13P2 (9)	+	-
E19P1 (1)	+	-
E19P1 (2)	+	-
E19P1 (3)	+	-

II.3.3. Test catalase

Un résultat positif a été observé pour ce test concernant la bactérie *Staphylococcus aureus*, ceci indique la présence de l'enzyme catalase, ce qui se manifeste par une réaction d'effervescence. Ces résultats sont en concordance avec les observations précédentes effectuées par (Mandell, 1975).

D'autre part les résultats obtenu pour les souches d'*Escherichia coli* sont négatifs cela nous montre que ces dernières ne produisent pas d'enzyme catalase (**Figure 9**).



Figure 9 : Test catalase pour les souches d'*E. coli*.

Selon la plupart des études réalisées sur ce test, il a été constaté que la bactérie *Escherichia coli* produit l'enzyme catalase (Schellhorn et al.,1988). Cependant dans certain cas les stress environnementaux poussent la bactérie à perdre la catalase. Cette explication est similaire avec celle donner par plusieurs études (Meir et al.,1984 ; Funadaet al.,1978).

II.4. Prévalences de *S. aureus* et d'*E. Coli* dans les différents prélèvements

Durant cette étude, 66 prélèvements ont été effectués à travers 9 station différentes répartie sur tout le long de la côte Est de la wilaya de Bejaia. Sur ce nombre total de prélèvements, 2 se sont révélés positifs à *Staphylococcus aureus* soit 3,03% du total des prélèvements, tandis que pour *Escherichia coli* nous avons un total de 35 prélèvements positif soit 53,03% du total des prélèvements.

Après isolement sur gélose EMB un total de 39 souches d'*E. coli* ont été isolées et purifiées à partir des 35 échantillons positif et soumises aux différents tests biochimiques ainsi que de résistances aux antibiotiques, la même opération est réalisé pour les colonies isolées sur milieu Chapman 12 souches de *Staphylococcus aureus* ont été isolées et

purifiées à partir des 2 prélèvements positifs et ont été soumises aux différents tests biochimiques ainsi qu'aux tests de résistances aux antibiotiques.

La prévalence de *Staphylococcus aureus* dans les prélèvements analysés est faible. Elle est de 3.03% sur un total de 66 prélèvements. Le taux de prévalence enregistré au sein de nos prélèvements est moins important que ce rapporté par **Šolić et Krstulović (1994)**, qui ont annoncé une prévalence de 52.7% sur un total de 128 échantillons, une autre étude menée aux États-Unis par **Goodwin et al., (2012)** montre une prévalence de l'ordre de 53% sur un total de 328 échantillons.

La prévalence de *Staphylococcus aureus* observée dans nos prélèvements est assez faible en comparaison avec les études réalisées sur le même sujet, ce qui peut en grande partie être expliqué par l'absence de baigneurs durant l'ensemble de la période de prélèvement, car ceci représente l'une des principales sources de contamination des eaux de mer à *S. aureus* comme indiqué par le travail de **Šolić et Krstulović (1994)**.

D'autres paramètres peuvent influencer la distribution ainsi que la prévalence des souches de *Staphylococcus aureus*, ces paramètres sont la concentration en sel, la température de l'eau, le nombre de nageurs, et la concentration d'entérocoques dans l'eau de mer (**Goodwin et al., 2012**), la variation dans la prévalence de *S. aureus* dans les eaux peut aussi avoir un lien avec les saisons, une augmentation significative de la prévalence de *Staphylococcus aureus* est observée durant l'été (**Papadakis et al., 1997**).

Cependant la prévalence d'*Escherichia coli* dans les prélèvements analysés est assez élevée, avec une valeur de 53.03%, sur les 66 prélèvements, 35 sont positifs. Le résultat obtenu est similaire au taux décrit dans l'étude de **Alves et al (2014)**, qui ont rapporté un taux de prévalence de 48.54% sur 342 échantillons d'eaux de mer, une autre étude menée par **Prakasan et al (2021)** sur la prévalence des souches d'*Escherichia coli* dans les fruits de mer, donne une prévalence de 96.2% sur un total de 78 échantillons.

Le taux de prévalence d'*Escherichia coli* observé dans cette étude reflète les résultats moyens retrouvés dans d'autres études (**Alves et al., 2014 ; Harwood et al., 2014**), la prévalence de ces souches est principalement due au rejet des eaux usées directement aux niveaux des plages et cela sans traitement préalable, parmi les échantillons analysés plusieurs ont été collectés à proximité d'une sortie d'eau usée, on en déduit donc que la principale source de contamination des eaux de mer par *E. coli* est le rejet des égouts sans traitement préalable dans la mer, ce qui est corroboré par plusieurs études sur la contamination des eaux aux entérocoques et plus particulièrement *Escherichia coli* (**Prakasan et al., 2021 ; van Elsas et al., 2011**).

II.5. Test de résistances aux antibiotiques

II.5.1. Test de sensibilité des souches de *S. aureus* aux antibiotiques

Selon les résultats du test (**Tableau 9**), 9 souches de *S. aureus* ont montrées une résistance à l'ensemble des 5 antibiotiques utilisés lors du test. Avec des zones d'inhibition a faible diamètre, en revanche 3 souches ont montrées une sensibilité a trois des antibiotiques utilisés : Cefoxitine, Amoxicillin-clavulanica cid et à la Rifampicin.

Tableau (9) : Résultats de l'antibiogramme pour les souches de *S. aureus*.

Souche	AUG	FOX	CAZ	RD	ATM
E13P2 (1)	R	R	R	R	R
E13P2 (2)	R	R	R	R	R
E13P2 (3)	R	R	R	S	R
E13P2 (4)	R	R	R	R	R
E13P2 (5)	R	R	R	R	R
E13P2 (6)	R	R	R	R	R
E13P2 (7)	R	S	R	S	R
E13P2 (8)	R	S	R	S	R
E13P2 (9)	R	R	R	R	R
E19P1 (1)	R	R	R	R	R
E19P1 (2)	R	R	R	R	R
E19P1 (3)	R	R	R	R	R

- R : Résistante ; S : Sensible

En effet, de fortes résistances ont été observées pour l'amoxicillin- clavulanic acid, Cefoxitine et Rifampicin, souches de *Staphylococcus aureus* (figure 10). Ces résultats sont corroborés avec ceux de (**Akanbi et al., 2017**) La sensibilité aux antibiotiques de 12 isolats de *S. aureus* a révélé des profils de sensibilité plus ou moins prononcés contre les agents antimicrobiens. Une résistance plus élevée à la rifampicine avec 80%,24.

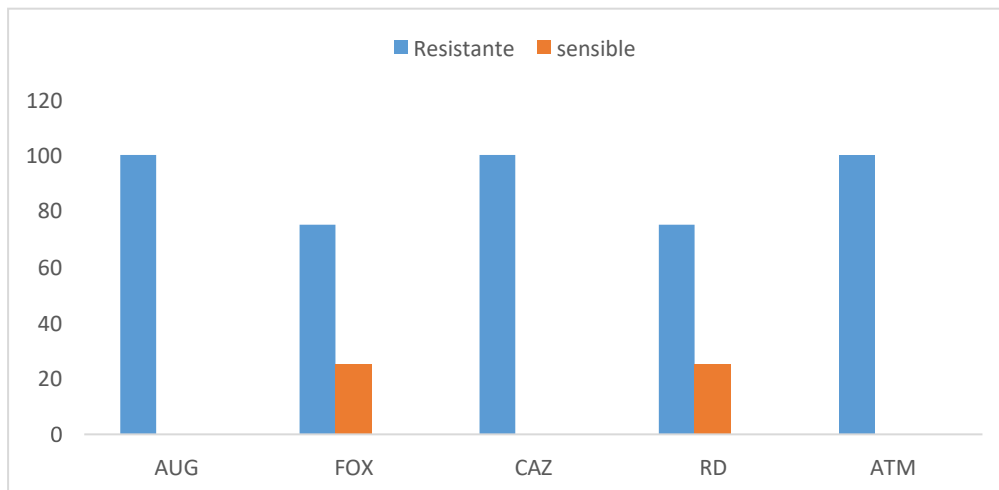


Figure 10 : Sensibilité des souches de *S. aureus* aux antibiotiques testés.

II.5.1. Test de sensibilité des souches d'*E. coli* aux antibiotiques

Selon les résultats du test (Tableau 10), 39 souches de *E. coli* ont montrées une résistance à 3 antibiotiques utilisés l'imipenem, Amoxicillin-clavulanic acid et à la colistin sulfate, avec des zones d'inhibition à faible diamètre.

Deux autres antibiotiques ont marqué une zones d'inhibitions importante mais en dessous du seuil de sensibilités des antibiotiques utilisés, 20 souches au total montrent une légère sensibilité à l'Ertapenem (Diamètre \geq a 15mm), tandis que 29 souche montre une légère sensibilité au Meropeneme (figure 11).

Les résultats obtenu pour ce test montrent une résistance importante des souches d'*Escherichia coli* isolées dans ces échantillons, cela pourrait être due à l'abondance de molécules antibiotiques dans les eaux de mer (Alves et al., 2014).

Une étude sur la résistance de la souche d'*E. coli* par Drali et al. (2018), montre une résistance accrue d'*E. coli* vis-à-vis de la colistine similaire au résultats que nous avons obtenus, mais diffère au niveau des résultats sur les autres antibiotiques utiliser.



Figure 11 : Profil de résistance d'une souche d'*E. coli*.

Tableau (10) : Résultats de l'antibiogramme pour les souches de *E. coli*.

Souche	AUG	IMI	CS	ETP	MRP
E1P1 (1)	R	R	R	R	R
E1P1 (2)	R	R	R	R	R
E4P1 (1)	R	R	R	R	R
E4P1 (2)	R	R	R	R	R
E5P1	R	R	R	R	R
E5P2	R	R	R	R	R
E5P3 (1)	R	R	R	R	R
E5P3 (2)	R	R	R	R	R
E6P1	R	R	R	R	R
E6P2	R	R	R	R	R
E7P1	R	R	R	R	R
E7P2	R	R	R	R	R
E7P3	R	R	R	R	R
E8P1	R	R	R	R	R
E8P2	R	R	R	R	R
E8P3	R	R	R	R	R
E9P1	R	R	R	R	R
E9P2	R	R	R	R	R
E9P3	R	R	R	R	R
E10P1	R	R	R	R	R
E10P2	R	R	R	R	R
E10P3	R	R	R	R	R
E11P1	R	R	R	R	R
E11P2 (1)	R	R	R	R	R
E11P2 (2)	R	R	R	R	R
E12P1	R	R	R	R	R
E12P2	R	R	R	R	R
E13P1	R	R	R	R	R
E13P2	R	R	R	R	R
E13P3	R	R	R	R	R
E14P1	R	R	R	R	R
E14P2	R	R	R	R	R
E15P2	R	R	R	R	R
E15P3	R	R	R	R	R
E16P3	R	R	R	R	R
E17P2	R	R	R	R	R
E17P3	R	R	R	R	R
E21P3	R	R	R	R	R
E22P1	R	R	R	R	R

CONCLUSION

Conclusion

La prévalence de *Staphylococcus aureus* et *Escherichia coli* dans les eaux de mer est une préoccupation importante en matière de santé publique et de gestion de l'environnement. Ces deux bactéries pathogènes sont souvent associées à des infections nosocomiales et alimentaires chez l'Homme.

Dans cette étude nous avons analysés une série d'échantillons d'eaux de mer dans le but d'étudier la prévalence de *Staphylococcus aureus* ainsi que d'*Escherichia coli*.

Un total de 66 prélèvements d'eaux de mer ont été collectés sur 9 stations différentes, au niveau de la côte Est de la wilaya de Bejaia, et ont été analysé. Les résultats de la prévalence pour *S. aureus* sont faibles de l'ordre de 3.03%, tandis que les résultats de la prévalence des souches d'*E. coli* sont de l'ordre de 53.03%, La majorité des souches isolées ont démontrées une résistances accrus aux divers antibiotiques utilisés lors de notre étude.

La dissémination progressive de l'antibiorésistance doit être considérée comme une menace majeure pour l'Homme, la présence de celle-ci chez ces bactéries pose un défi majeur dans le traitement des infections liés à ces pathogènes, car les options thérapeutiques efficaces se réduisent.

La présence de ces bactéries pathogènes dans les eaux de mer est préoccupante car elles peuvent constituer une source d'infection pour les baigneurs, les plongeurs ainsi que pour les consommateurs de fruits de mer, il est donc impératif de réduire la contamination et ce en mettant en place des systèmes de traitement des eaux usées avant leur désamination dans les eaux de mer.

Pour finir il faut une surveillance régulière de la qualité de l'eau de mer, y compris la détection de *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* et d'autres indicateurs de contamination fécale, est essentielle pour identifier les zones à risque et prendre des mesures correctives appropriées.

En perspective, les résultats obtenus dans notre étude concernant l'isolement d'*Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus* à partir des eaux de mer restent préliminaires et nécessitent d'être complétés par d'autres recherches. Il serait pertinent d'élargir le champ d'étude en incluant plusieurs sites côtiers et en collectant un nombre d'échantillon plus important.

De plus, il serait bénéfique d'intégrer des analyses moléculaires telles que le séquençage génétique ou d'autres méthodes de typage afin de caractériser les souches isolées en termes de leur profil de résistance aux antibiotiques et de leur clonalité. Ces

approches permettraient d'obtenir une meilleure compréhension de la prévalence, de la distribution et des facteurs de risque associés à *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus* dans les eaux de mer.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Références Bibliographiques

- Akanbi, O. E., Njom, H. A., Fri, J., Otigbu, A. C., & Clarke, A. M. (2017). Antimicrobial susceptibility of *Staphylococcus aureus* isolated from recreational watersand beach sand in Eastern Cape Province of South Africa. *International journal of environmental research and public health*, 14(9), 1001.
- Alves, M. S., Pereira, A., Araújo, S. M., Castro, B. B., Correia, A. C., & Henriques, I. (2014). Seawater is a reservoir of multi-resistant *Escherichia coli*, including strains hosting plasmid-mediated quinolones resistance and extended-spectrum beta-lactamases genes. *Frontiers in microbiology*, 5, 426.
- Avril. J.L, Fauchère.J.L. (2002). Bactériologie générale et médicale. Edition :Ellipses. Paris : P213-214.
- AVRIL, J.L., DABERNAT, H., DENIS, F. et MONTEIL, H. (2000). « Les cocci à gram positif », In «Bactériologie Clinique », *Ellipses*, Paris
- Beiras, R. (2018). *Marine pollution: sources, fate and effects of pollutants in coastal ecosystems*. Elsevier.
- Bergey's Manual Of Systematic Bacteriologie. 2ème édition .(2009).
- Bitrus A A et al 2018: Bitrus, A. A., Peter, O. M., Abbas, M. A., & Goni, M. D. (2018). *Staphylococcus aureus*: a review of antimicrobial resistance mechanisms. *Veterinary Sciences: Research and Reviews*, 4(2), 43-54.
- Brown, M. M., Kwiecinski, J. M., Cruz, L. M., Shahbandi, A., Todd, D. A., Cech, N.B., & Horswill, A. R. (2020). Novel peptide from commensal *Staphylococcus simulans* blocks methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* quorum sensing and protects host skin from damage. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*, 64(6), e00172-20.
- Chaudhuri, R. R., & Henderson, I. R. (2012). The evolution of the *Escherichia coli* phylogeny. *Infection, Genetics and Evolution*, 12(2), 214-226.
- Clermont, O., Bonacorsi, S., & Bingen, E. (2000). Rapid and simple determination of the *Escherichia coli* phylogenetic group. *Applied and environmental microbiology*, 66(10),4555-4558.
- DasSarma, S., & DasSarma, P. (2015). Halophiles and their enzymes: negativity putto good use. *Current opinion in microbiology*, 25, 120-126.

- Dinges, M. M., Orwin, P. M., & Schlievert, P. M. (2000). Exotoxins of *Staphylococcus aureus*. *Clinical microbiology reviews*, 13(1), 16-34.
- Drali, R., Berrazeg, M., Zidouni, L. L., Hamitouche, F., Abbas, A. A., Deriet, A., & Mouffok, F. (2018). Emergence of mcr-1 plasmid-mediated colistin-resistant *Escherichia coli* isolates from seawater. *Science of the total environment*, 642, 90-94.
- Figge, R. M., Ramseier, T. M., & Saier Jr, M. H. (1994). The mannitol repressor (MtlR) of *Escherichia coli*. *Journal of bacteriology*, 176(3), 840-847.
- Fromentin, M., Ricard, J. D., & Denamur, E. (2014). Effet de la canneberge sur les organites d'adhésion et de mobilité d'*Escherichia coli*. *Revue des Maladies Respiratoires*, 31(9), 880
- Fuhrman, J. A., & Hagström, Å. (2008). Bacterial and archaeal community structure and its patterns. *Microbial ecology of the oceans*, 45-90.
- Funada, Hisashi. Hattori, K. I., & Kosakai, Nozomu. (1978). Catalase-negative *Escherichia coli* isolated from blood. *Journal of Clinical Microbiology*, 7(5), 474-478.
- Gasol, J. M., & Duarte, C. M. (2000). Comparative analyses in aquatic microbial ecology: how far do they go?. *FEMS Microbiology Ecology*, 31(2), 99-106.
- Gnanamani, A., Hariharan, P., & Paul-Satyaseela, M. (2017). *Staphylococcus aureus*: Overview of bacteriology, clinical diseases, epidemiology, antibiotic resistance and therapeutic approach. *Frontiers in Staphylococcus aureus*, 4(28), 10-5772.
- Goodwin, K. D., McNay, M., Cao, Y., Ebentier, D., Madison, M., & Griffith, J. F. (2012). A multi-beach study of *Staphylococcus aureus*, MRSA, and enterococci in seawater and beach sand. *Water research*, 46(13), 4195-4207.
- Han, Z., Lautenbach, E., Fishman, N., & Nachamkin, I. (2007). Evaluation of mannitol salt agar, CHROMagar *Staphylococcus aureus* and CHROMagar MRSA for detection of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* from nasal swab specimens. *Journal of Medical Microbiology*, 56(1), 43-46
- Harwood, V. J., Staley, C., Badgley, B. D., Borges, K., & Korajkic, A. (2014). Microbial source tracking markers for detection of fecal contamination in environmental waters: relationships between pathogens and human health outcomes. *FEMS microbiology reviews*, 38(1), 1-40.

- Hennekinne, J. A., Le Loir, Y., & Delacroix-Buchet, A. (2013). Staphylococcal enterotoxin production and detection in cheese. In *Handbook of cheese in health: production, nutrition and medical sciences* (p. 645-649). Wageningen Academic Publishers.
- Ishii, S., & Sadowsky, M. J. (2008). *Escherichia coli* in the environment: implications for water quality and human health. *Microbes and environments*, 23(2), 101-108.
- Jang, J., Hur, H. G., Sadowsky, M. J., Byappanahalli, M. N., Yan, T., & Ishii, S. (2017). Environmental *Escherichia coli*: ecology and public health implications—a review. *Journal of applied microbiology*, 123(3), 570-581.
- Kaneko, J., & Kamio, Y. (2004). Bacterial two-component and hetero-heptameric pore-forming cytolytic toxins: structures, pore-forming mechanism, and organization of the genes. *Bioscience, biotechnology, and biochemistry*, 68(5), 981-1003.
- Kaper, J. B., Nataro, J. P., & Mobley, H. L. (2004). Pathogenic *Escherichia coli*. *Nature reviews microbiology*, 2(2), 123-140.
- Kirchman, D. L. (2012). Degradation of organic material. *Processes in microbial ecology*. Oxford University Press Inc., New York, NY, 79-98.
- Kluytmans, J. A. N., Van Belkum, A., & Verbrugh, H. (1997). Nasal carriage of *Staphylococcus aureus*: epidemiology, underlying mechanisms, and associated risks. *Clinical microbiology reviews*, 10(3), 505-520.
- Korajkic, A., Wanjugi, P., & Harwood, V. J. (2013). Indigenous microbiota and habitat influence *Escherichia coli* survival more than sunlight in simulated aquatic environments. *Applied and environmental microbiology*, 79(17), 5329-5337.
- Law, D. (2000). The history and evolution of *Escherichia coli* O157 and other Shiga toxin-producing *E. coli*. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 16(8-9), 701-709.
- Le Loir Y. et Gautier M. (2010). « Monographie de la microbiologie : *Staphylococcus aureus* ». Tec et Doc, Lavoisier, Paris.
- Leimbach, A., Hacker, J., & Dobrindt, U. (2013). *E. coli* as an all-rounder: the thin line between commensalism and pathogenicity. *Between pathogenicity and commensalism*, 3-32.

- Licitra, G. (2013). Etymologia: *Staphylococcus*. *Emerging infectious diseases*, 19(9), 1553.
- Lina, G., Piémont, Y., Godail-Gamot, F., Bes, M., Peter, M. O., Gauduchon, V., ... & Etienne, J. (1999). Involvement of Panton-Valentine leukocidin—producing *Staphylococcus aureus* in primary skin infections and pneumonia. *Clinical infectious diseases*, 29(5), 1128-1132.
- Madigan, M. T., Martinko, J. M., Bender, K. S., Buckley, D. H., & Stahl, D. A. (2014). *Brock Biology of Microorganisms*, 14th Edn London.
- Mandell, G. L. (1975). Catalase, superoxide dismutase, and virulence of *Staphylococcus aureus*. In vitro and in vivo studies with emphasis on staphylococcal—leukocyte interaction. *The Journal of clinical investigation*, 55(3), 561-566.
- Marteinsson, V. P., Groben, R., Reynisson, E., & Vannier, P. (2016). Biogeography of marine microorganisms. *The marine microbiome: An untapped source of biodiversity and biotechnological potential*, 187-207.
- Meir, E., & Yagil, E. (1984). Catalase-negative mutants of *Escherichia coli*. *Current Microbiology*, 11, 13-17.
- Millero, F. J., Feistel, R., Wright, D. G., & McDougall, T. J. (2008). The composition of Standard Seawater and the definition of the Reference-Composition Salinity Scale. *Deep Sea Research Part I: Oceanographic Research Papers*, 55(1), 50-72.
- Mitra, A., & Zaman, S. (2016). *Basics of marine and estuarine ecology*. Springer.
- Otto, M. (2012). Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* infection is associated with increased mortality. *Future microbiology*, 7(2), 189-191.
- Otto, M. (2014). *Staphylococcus aureus* toxins. *Current opinion in microbiology*, 17, 32-37.
- Papadakis, J. A., Mavridou, A., Richardson, S. C., Lampiri, M., & Marcelou, U. (1997). Bather-related microbial and yeast populations in sand and seawater. *Water Research*, 31(4), 799-804.
- Prakasan, S., Lekshmi, M., Ammini, P., Balange, A. K., Nayak, B. B., & Kumar, S. H. (2022). Occurrence, pathogen distribution and virulence genotypes of *Escherichia coli* from fresh seafood. *Food Control*, 133, 108669.

- Rabbia, V., Bello-Toledo, H., Jiménez, S., Quezada, M., Domínguez, M., Vergara, L., ... & González-Rocha, G. (2016). Antibiotic resistance in *Escherichia coli* strains isolated from Antarctic bird feces, water from inside a wastewater treatment plant, and seawater samples collected in the Antarctic Treaty area. *Polar Science*, 10(2), 123-131.
- Rasheed, N. A., & Hussein, N. R. (2021). *Staphylococcus aureus*: an overview of discovery, characteristics, epidemiology, virulence factors and antimicrobial sensitivity. *European Journal of Molecular & Clinical Medicine*, 8(3), 1160-1183.
- Rodier, J., Legube, B., & Merlet, N. (2009). *L'Analyse de l'eau* 9e édition Entièrement Mise à Jour Dunod Paris.
- Sakr, A., Brégeon, F., Mège, J. L., Rolain, J. M., & Blin, O. (2018). *Staphylococcus aureus* nasal colonization: an update on mechanisms, epidemiology, risk factors, and subsequent infections. *Frontiers in microbiology*, 9, 2419.
- Sassoubre, L. M., Yamahara, K. M., & Boehm, A. B. (2015). Temporal stability of the microbial community in sewage-polluted seawater exposed to natural sunlight cycles and marine microbiota. *Applied and environmental microbiology*, 81(6), 2107-2116.
- Schellhorn, H. E., & Hassan, H. M. (1988). Transcriptional regulation of *katE* in *Escherichia coli* K-12. *Journal of bacteriology*, 170(9), 4286-4292.
- Sokurenko, E. V., Chesnokova, V., Dykhuizen, D. E., Ofek, I., Wu, X. R., Krogfelt, K. A., ... & Hasty, D. L. (1998). Pathogenic adaptation of *Escherichia coli* by natural variation of the FimH adhesin. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 95(15), 8922-8926.
- Šolić, M., & Krstulović, N. (1994). Presence and survival of *Staphylococcus aureus* in the coastal area of Split (Adriatic Sea). *Marine pollution bulletin*, 28(11), 696-700.
- Sunagawa, S., Coelho, L. P., Chaffron, S., Kultima, J. R., Labadie, K., Salazar, G., ... & Velayoudon, D. (2015). Structure and function of the global ocean microbiome. *Science*, 348(6237), 1261359.
- Tenaille, O., Skurnik, D., Picard, B., & Denamur, E. (2010). The population genetics of commensal *Escherichia coli*. *Nature reviews microbiology*, 8(3), 207-217.
- Tobe, T., Beatson, S. A., Taniguchi, H., Abe, H., Bailey, C. M., Fivian, A., ... & Pallen, M. J. (2006). An extensive repertoire of type III secretion effectors in *Escherichia*

Références Bibliographiques

coli O157 and the role of lambdoid phages in their dissemination. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 103(40), 14941-14946.

- Van Elsas, J. D., Semenov, A. V., Costa, R., & Trevors, J. T. (2011). Survival of *Escherichia coli* in the environment: fundamental and public health aspects. *The ISMEjournal*, 5(2), 173-183.
- Wang, W., Baloch, Z., Jiang, T., Zhang, C., Peng, Z., Li, F.....& Xu, J. (2017). Enterotoxigenicity and antimicrobial resistance of *Staphylococcus aureus* isolated from retail food in China. *Frontiers in microbiology*, 8, 2256.
- Watson, K., Carville, K., Bowman, J., Jacoby, P., Riley, T. V., Leach, A. J.,& Kalgoorlie Otitis Media Research Project Team. (2006). Upper respiratory tract bacterial carriage in Aboriginal and non-Aboriginal children in a semi-arid area of Western Australia. *The Pediatric infectious disease journal*, 25(9), 782-790.
- Wilkinson BJ, Biology. In: Crossley KB, Archer GL (1997), Eds. The staphylococci in human disease. New York: Churchill Livingstone, 1997:1-38. The biology of staphylococci.
- Ying T.C., Tsai L.L., Keh-Ming W., Jing-Jou Y., I.Wen H., Min-Chi L., et al. (2009). Genomic diversity of citrate fermentation in *Klebsiella pneumoniae*. *BMC Microbiology*. 168 : 1-9
- Yu, D., Banting, G., & Neumann, N. F. (2021). A review of the taxonomy, genetics, and biology of the genus *Escherichia* and the type species *Escherichia coli*. *Canadian Journal of Microbiology*, 67(8), 553-571.
- Yves, L. L., & Michel, G. A. N. T. I. E. R. (2009). *Staphylococcus aureus*. Lavoisier.
- Zarei M., Aminzadeh S., Zolgharnein H., Safahieh A., Ghoroghi A., Daliri M., et (2010). *Serratia marcescens* B4A chitinase product optimization using Taguchi approach. *Journal of biotechnology*. 8 (4) : 252-262
- Zeebe, R. E., & Wolf-Gladrow, D. (2001). *CO₂ in seawater: equilibrium, kinetics, isotopes* (No. 65). Gulf Professional Publishing.

ANNEXES

Annexes a : Valeurs des diamètres de zone d'inhibition selon le CLSI pour *E. coli*.

Familles	Antibiotiques	Diamètre critique		Source
		Sensible	Résistant	
β-lactamines	AUG	≥ 18	≤ 17	CLSI
	IMI	≥ 26	≤ 25	CLSI
	MRP	≥ 28	≤ 27	CLSI
Polymyxines E	CS	≥ 17	≤ 16	CLSI
Carbapénèmes	ETP	≥ 29	≤ 28	CLSI

Annexes b : Valeurs des diamètres d'inhibition (en mm) des souches *E. coli* isolées.

Souche	AUG	IMI	CS	ETP	MRP
E1P1 (1)	6	18	12	21	21
E1P1 (2)	6	16	12	20	24
E4P1 (1)	6	15	6	22	23
E4P1 (2)	6	16	6	18	20
E5P1	7	14	6	20	25
E5P2	6	13	6	22	22
E5P3 (1)	7	15	6	14	21
E5P3 (2)	6	14	6	21	20
E6P1	6	13	6	22	20
E6P2	6	15	6	22	26
E7P1	7	16	8	13	18
E7P2	6	13	6	20	21
E7P3	8	14	6	20	25
E8P1	6	14	6	14	18
E8P2	7	13	6	21	20
E8P3	7	16	6	22	23
E9P1	6	12	6	18	23
E9P2	6	14	6	22	24
E9P3	6	14	6	18	25
E10P1	6	16	6	11	20
E10P2	6	13	6	20	27
E10P3	6	14	6	20	23
E11P1	6	11	6	21	23
E11P2 (1)	6	13	6	11	17
E11P2 (2)	6	13	6	13	16
E12P1	6	10	6	19	21
E12P2	6	12	6	20	21
E13P1	6	14	6	23	22
E13P2	6	12	6	23	22
E13P3	6	14	6	22	23
E14P1	6	10	6	12	20
E14P2	6	14	6	22	22
E15P2	6	14	6	21	25
E15P3	6	13	6	22	23

E16P3	6	12	6	16	20
E17P2	6	14	11	19	24
E17P3	6	13	6	21	19
E21P3	6	14	6	21	22
E22P1	6	13	6	21	21

Annexes c : Valeurs des diamètres de zone d'inhibition selon le CLSI pour *S. aureus*.

Familles	Antibiotiques	Diamètre critique		Source
		Sensible	Résistant	
β-lactamines	AUG	≥ 28	≤ 27	CLSI
	FOX	≥ 23	≤ 22	CLSI
	CAZ	≥ 20	≤ 19	CLSI
	ATM	≥ 28	≤ 27	CLSI
Rifampicin	RD	≥ 26	≤ 25	CLSI

Annexes d : Valeurs des diamètres d'inhibition (en mm) des souches *S. aureus* isolées.

Souche	AUG	FOX	CAZ	RD	ATM
E13P2 (1)	11	12	14	7	19
E13P2 (2)	13	12	10	6	6
E13P2 (3)	25	27	11	37	6
E13P2 (4)	11	19	19	6	6
E13P2 (5)	10	12	12	10	19
E13P2 (6)	11	18	15	7	6
E13P2 (7)	26	26	12	36	6
E13P2 (8)	26	32	15	39	6
E13P2 (9)	12	18	15	7	6
E19P1 (1)	13	11	12	8	21
E19P1 (2)	11	12	13	7	6
E19P1 (3)	15	11	12	8	21

Résumé :

L'objectif principal de cette étude est d'estimer la prévalence des souches de *Staphylococcus aureus* et de *E. coli* à partir d'échantillons d'eaux de mer, et d'évaluer par la suite leur profil de résistance vis-à-vis quelques molécules d'antibiotiques

Pour cela, 66 prélèvements d'eaux de mer ont été collectés à travers plusieurs stations de la wilaya de Bejaia. L'isolement de *S. aureus* a été effectué sur gélose Chapman, tandis que pour *E. coli* l'isolement c'est fait sur gélose EMB, l'identification des isolats a été réalisée par les tests biochimiques. Quant au profil de résistance, il a été étudié par la technique standard de diffusion sur gélose.

Après isolement sur gélose EMB un total de 39 souches d'*E. coli* ont été isolées et purifiées à partir des 35 prélèvements positifs, ainsi que 12 souches de *Staphylococcus aureus* isolées à partir des 2 prélèvements positifs sur milieu Chapman. La prévalence totale de *S. aureus* était faible (3.03%), tandis que pour *E. coli* la prévalence totale était élevée (53.03%). Une forte résistance aux antibiotiques a été observée pour l'ensemble des souches.

Il est crucial de prendre des mesures adéquates pour minimiser la prévalence de *Staphylococcus aureus* et *E. coli* dans les eaux de mer, par des mesures de contrôle strictes, telles que le traitement des eaux usées, et la surveillance régulière de la qualité de l'eau.

Mots clés : prévalence, *S. aureus*, *E. coli*, eaux de mer.

Abstract:

The main objective of this study is to estimate the prevalence of *Staphylococcus aureus* and *E. coli* strains from samples of seawater, and subsequently evaluate their antibiotic resistance profile.

For this purpose, 66 seawater samples, were collected from various stations in the Bejaia province. The isolation of *S. aureus* was performed on Chapman agar, while for *E. coli*, isolation was carried out on EMB agar. The identification of the isolates was conducted through biochemical tests. As for the resistance profile, it was studied using the standard agar diffusion technique.

After isolation on EMB agar, a total of 39 strains of *E. coli* were isolated and purified from the 35 positive samples, along with 12 strains of *Staphylococcus aureus* isolated from the 2 positive samples on Chapman medium. The overall prevalence of *S. aureus* was low (3.03%), where as for *E. coli*, the total prevalence was high (53.03%) A high resistance to antibiotics was observed among all strains.

It is crucial to take adequate measures to minimize the prevalence of *Staphylococcus aureus* and *E. coli* in seawater through strict control measures, such as wastewater treatment and regular monitoring of water quality.

Key words: prevalence, *S. aureus*, *E. coli*, seawater.