

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université de Blida 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie et Physiologie Cellulaire



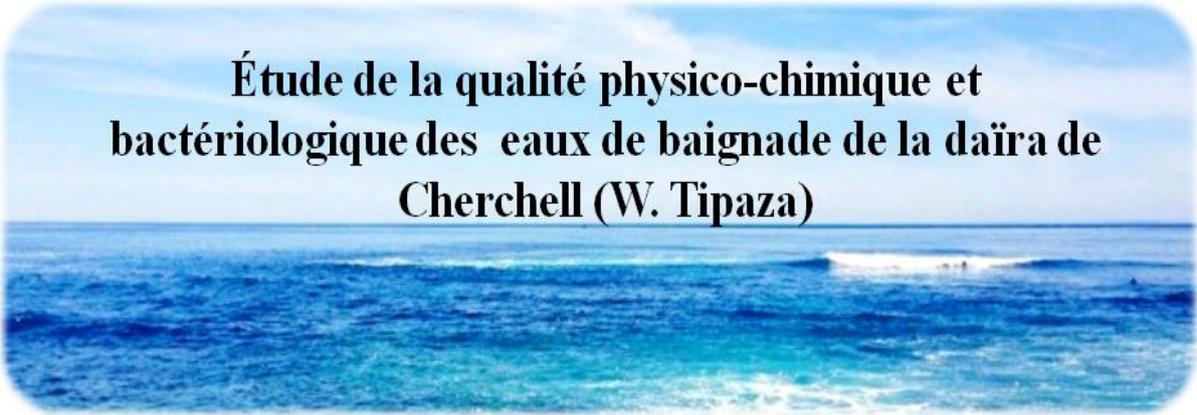
Mémoire de fin d'étude en vue d'obtention
du diplôme de Master en Biologie

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Option : Microbiologie-Bactériologie

Thème :



**Étude de la qualité physico-chimique et
bactériologique des eaux de baignade de la daïra de
Cherchell (W. Tipaza)**

Présenté par :

GUEZANA Radhia

Devant le jury composé de :

Mr BOUKHATEM M.N.	Président	MCA	Université Blida 1
Mme BOKRETA S.	Examinatrice	MAA	Université Blida 1
Mme HAMAIDI F.	Promotrice	MCA	Université Blida 1
Mr KAIS H.	Co-promoteur	Vacataire	Université Blida 1

Année universitaire : 2016 - 2017

Remerciements

Avant tout, nous remercions Allah, Dieu le Miséricordieux, l'Unique, le Puissant... pour son guide et sa protection,

Nous exprimons nos profonds remerciements et le plus grand respect à notre promotrice Mme HAMAIDI pour avoir accepté de diriger notre travail, sa confiance, son encouragement, et son aide qui nous a été très précieuse sur la rédaction de ce mémoire.

Aussi pour notre co-promoteur Mr KAIS, pour son encouragement, sa patience, sa confiance, et son aide qui nous a été très précieuse pour structurer le travail et améliorer les différentes sections de notre mémoire.

Nos vifs remerciements vont à monsieur BOUKHATEM pour l'honneur qu'il nous fait de présider ce jury, également pour madame BOKRETA d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Ensuite nous tenons à remercier le directeur du SEAAL et celui du laboratoire d'hygiène de la wilaya de Tipaza pour nous avoir donné la possibilité de manipuler aux laboratoires





Je dédie cet humble travail

À la mémoire de mon grand père Mohamed et papi

*À mes chers parents ma mère et mon père pour leurs patience,
leur amour, leur soutien et leurs encouragements*

Mon frère Anis

Ma moitié Sihem ainsi que ses parents et Nassima

Tous les membres de ma famille

Mes meilleurs amis Asma, Chaima, Noufeila, Rahima et Islam

*Je tiens à vous témoigner ma reconnaissance mon amour
et mon affection*



Sommaire

Liste des Tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Résumé

Introduction 1

Partie bibliographique

I. ÉCOSYSTÈME AQUATIQUE MARIN 2

I.1- Définition 2

I.2- Pollution marine 3

I.2.1- Définition 3

I.2.2- Types de pollutions 3

II. CARACTERISATION PHYSICO-CHIMIQUE ET BACTÉRIOLOGIQUE DES EAUX MARINES ET ANTIBIORESISTANCE 5

II.1- Paramètres physico-chimiques de l'eau 5

II.2- Paramètres bactériologiques 6

II.3- ANTIBIOTIQUES ET ANTIBIORESISTANCE 7

II.3.1- Généralités 8

II.3.2- Mécanismes de résistances aux antibiotiques 8

II.3.2.1- Mécanismes biochimiques 8

II.3.2.2- Mécanismes génétiques 10

II.3.3- Antibiorésistance bactérienne dans les eaux marines 10

III. LEGISLATION ET NORMES DES EAUX MARINES 12

Partie expérimentale

CHAPITRE I. MATÉRIEL ET MÉTHODES	14
I.1-Matériel	14
I.2- Méthodes	14
I.2.1- Présentation de la zone d'étude	14
I.2.2- Méthodes de prélèvement	16
I.3.1- Analyses physico-chimiques	17
I.3.2- Analyses microbiologiques	18
I.3.2.1- Isolement	18
I.3.2.2- Identification	22
I.3.2.3- Antibiogramme	23
CHAPITRE II. RÉSULTATS ET DISCUSSION	24
II.1- Résultats des analyses physico-chimiques	24
II.2- Résultats des analyses bactériologiques	30
II.3- Isolement et identification	38
II.4- Antibiogramme	41
II.4.1- Résistance globale des entérobactéries aux antibiotiques en fonction des sites	41
II.4.2- Résistance de <i>Staphylococcus aureus</i>	45
Conclusion	48
Références bibliographiques	
Annexes	

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I. Normes Algériennes de la qualité bactériologique et physicochimique des eaux de baignades.	12
Tableau II. Valeurs seuils et classes de qualité pour l'eau de baignade.	13
Tableau III. Données géographiques de chaque site de la zone d'étude.	15
Tableau III. Etat de pollution des plages.	16
Tableau IV. Différentes dates de prélèvements.	16
Tableau V. Détermination de l'origine de la pollution fécale.	20
Tableau VI. Variations de l'origine de la contamination de l'eau à 1m.	35
Tableau VII. Variations de l'origine de la contamination de l'eau à 5m.	36
Tableau VIII. Classement bactériologique des plages (à 1m et 5m).	37
Tableau IX. Composition des différents milieux de cultures.	Annexes
Tableau X. Nom, abréviations et charge des disques d'antibiotiques utilisés pour les entérobactéries et <i>Staphylococcus aureus</i> .	
Tableau XI. Valeurs critiques des diamètres des zones d'inhibitions et des CMI pour les entérobactéries.	
Tableau XII. Valeurs critiques des diamètres des zones d'inhibitions et des CMI de <i>Staphylococcus aureus</i>	
Tableau XIII. Table de lecture de la galerie miniaturisée API 20 ^E	
Tableau XIV. Résultat de la température.	
Tableau XV. Résultats du pH.	
Tableau XVI. Résultats de la conductivité électrique.	
Tableau XVII. Résultats de la salinité.	
Tableau XVIII. Résultats du dénombrement des CT, CF et SF à 1 et 5m.	
Tableau XIX. Illustration de l'identification pour la galerie Api 20 ^E des espèces d'Entérobactéries.	
Tableau XX. Résultat de l'antibiogramme des entérobactéries isolées.	
Tableau XXI. Résultat de l'antibiogramme de <i>Staphylococcus aureus</i> isolées.	

LISTE DES FIGURES

Figure 1. Zones d'un milieu marin	2
Figure 2. Origines des sources potentielles de pollution du milieu marin	4
Figure 3. Mécanismes biochimiques de résistance aux antibiotiques	9
Figure 4. Mécanismes génétiques de la résistance	10
Figure 5. Positionnement des sites d'étude	14
Figure 6. Aspect macroscopique des coliformes totaux après incubation	19
Figure 7. Aspect macroscopique des Staphylocoques après incubation.	21
Figure 8. Test de coagulase pour la confirmation des staphylocoques	21
Figure 9. Variations de la température à 1m	24
Figure 10. Variations de la température à 5m	25
Figure 11. Variations du pH (1m).	26
Figure 12. Variations du pH (5m).	26
Figure 13. Variation de salinité à 1m.	27
Figure 14. Variation de salinité à 5m.	28
Figure 15. Variation de la conductivité électrique à 1m.	29
Figure 16. Variation de la conductivité électrique à 5m.	29
Figure 17. Variation des coliformes totaux à 1m	30
Figure 18. Variation des coliformes totaux à 5m	31
Figure 19. Variation des coliformes fécaux à 1m	32
Figure 20. Variation des coliformes fécaux à 5m	33
Figure 21. Variation des streptocoques fécaux à 1m.	34
Figure 22. Variation des streptocoques fécaux à 5m.	34
Figure 23. Fréquence des bactéries isolées à partir des différents sites	39
Figure 24. Fréquence des bactéries pathogènes	40
Figure 25. Profil d'antibiogramme des souches isolées du site 1	42
Figure 26. Profil d'antibiogramme des souches isolées du site 2	43
Figure 27. Profil d'antibiogramme des souches isolées du 3ème site	43

Figure 28. Profil d'antibiogramme des souches isolées du 4 ^{ème} site	44
Figure 29. Profil d'antibiogramme des souches isolées du 5 ^{ème} site	44
Figure 30. Antibiogramme de <i>Staphylococcus aureus</i>	46
Figure 31. Recherche et dénombrement des coliformes (Totaux, thermo-tolérants) par filtration sur membrane	Annexes
Figure 32. Recherche et dénombrement des Streptocoques fécaux et recherche de <i>Staphylococcus aureus</i>	
Figure 33. Recherche des Salmonelles	

LISTE DES ABREVIATIONS

A.F.S.S.E : Agence française de sécurité sanitaire environnementale

B.E.A : Bile Esculine Azid

B.H.I.B : *Brain-Heart Infusion Broth (bouillon cœur cerveau)*

CEAEQ : *Centre d'expertise en analyse environnementale du Québec*

CMI : concentration minimale inhibitrice

CNL : Commissariat National du Littoral

F.N.H : Fondation Nicolas Hulot

GESAMP : groupe mixte d'experts chargés d'étudier les aspects scientifiques de la pollution des mers

IFREMER : Institut Français pour la Recherche et l'Exploitation durable de la MER

J.O.R.A : Journal Officiel de la République Algérienne.

M.A.T.E : Ministère de l'aménagement du territoire et de l'environnement

O.M.S : Organisation Mondiale de Santé

ORL : Oto-rhino-laryngologie

P.S.U : Practical salinity unit

PLP : Protéine liant pénicilline

PNUE : Programme des Nations unies pour l'environnement

RASRBA : Réseau National de la Surveillance de la Résistance des Bactéries aux Antibiotiques

SA : *Staphylococcus aureus*

SCN : Staphylocoques coagulase négatif

TDA : tryptophane désaminase

TSI : triple sugar iron

UNEP : United Nations Environment Program

UNESCO : United Nations Educational, Scientific and Cultural Organization

VP : Voges-Proskauer

Résumé

Cette étude a été réalisée dans le but d'évaluer la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de baignades de la daïra de Cherchell : plage de Lalla Tamzita, plage de Madame Roumaine, la pointe rouge, Mer et Soleil et la plage d'Oued el Bellaa.

La température, la conductivité électrique, le pH et la salinité sont conformes aux normes Algériennes à l'exception de la plage de mer et soleil où les valeurs de salinité dépassent la norme qui est de 35 P.S.U.

Le taux en coliformes totaux et en streptocoques fécaux répondent aux normes Algériennes alors que les concentrations en coliformes thermo-tolérants dépassent la norme Algérienne qui est de 100UFC/ 100ml durant la saison estivale.

Le taux des bactéries indicatrices de contamination fécale diminue au fur et à mesure qu'on s'éloigne du bord de la mer (1m à 5m).

La recherche des germes pathogènes a concerné quelques genres bactériens dont *Aeromonas sp*, *Staphylococcus aureus* et *Salmonella sp*.

Par ailleurs, les tests d'identification ont permis d'identifier 45 souches d'entérobactéries, et une prédominance de *Staphylococcus aureus* avec un taux de 75% suivie par *Aeromonas hydrophila* avec un pourcentage de 25% et une absence totale des bactéries du genre *Salmonella*.

Le rapport de Bourgeois indique que la contamination fécale est en générale d'origine humaine (supérieur à 4).

Quant au classement par rapport au JORA, les eaux des plages se sont avérées de qualité acceptable à la baignade.

L'antibiogramme a montré des profils variables selon les sites avec globalement 52% de résistance et 48% de sensibilité vis-à-vis les antibiotiques testés.

Mots clés : qualité physicochimique, qualité bactériologique, eau de baignade, antibiogramme.

Summary

This study was carried out in order to evaluate the physicochemical and bacteriological quality of the bathing waters of the daïra of Cherchell: beach of Lalla Tamzita, Madame Roumaine beach, Pointe rouge, Mer et soleil and the beach d ' Oued el Bellaa.

The total coliforms and faecal streptococci levels meet the Algerian standards, while thermo-tolerant coliform concentrations exceed the Algerian standard of 100UFC / 100ml during the summer season.

The search for pathogenic germs involved a few bacterial genera including *Aeromonas sp*, *Staphylococcus aureus* and *Salmonella sp*.

In addition, identification tests identified 45 strains of *Enterobacteriaceae* and a predominance of *Staphylococcus aureus* with a 75% rate followed by *Aeromonas hydrophila* with 25% and a total absence of bacteria of the genus *Salmonella*.

The Bourgeois report indicates that fecal contamination is generally of human origin (greater than 4).

As for the ranking in relation to the JORA, the waters of the beaches proved to be of good quality with the exception of those of la pointe rouge which remain acceptable for swimming.

The antibiogram showed varying profiles according to the sites with overall 52% resistance and 48% sensitivity to the antibiotics tested.

Key words: physicochemical quality, bacteriological quality, bathing water, antibiogram.

الملخص

قد أجريت هذه الدراسة بهدف تقييم الجودة الفيزيائية والبكتريولوجية في الشواطئ الصالحة للسباحة لدائرة شرشال، الشواطئ المعنية شاطئ لالا تامزيت ، مادام رومان ، القمة الحمراء ، شاطئ البحر والشمس و شاطئ واد البلاع

تتوافق درجات الحرارة والتوصيل الكهربائي بالإضافة الى درجة الحموضة والملوحة مع المعايير الجزائرية باستثناء شاطئ البحر والشمس اين تتجاوز قيمة الملوحة الحد الاعلى المقدر ب 35 P.S.U

إن مستويات الكوليفورم الكلي و العقديات القولونية تفي بالمعايير الجزائرية، في حين أن تركيزات الكوليفورم المتحمل للحرارة تتجاوز المعايير الجزائرية 100ml100 UFC / خلال موسم الصيف.

مستويات البكتيريا التي تدل على التلوث البرازي تنخفض كلما نتحرك بعيدا عن حافة البحر من 1 متر إلى 5 امتار.

البحث عن الجراثيم المسببة للأمراض ينطوي على عدد قليل من الفصائل البكتيرية بما في ذلك إيرومونات ، المكورات العنقودية الذهبية والسالمونيلا

ضف الى ذلك ، أثبتت نتائج اختبارات تحديد الهوية 45 سلالة من إنتيروباكترياسي حيث ترأستها المكورات العنقودية الذهبية بمعدل 75٪ تليها إيرومونات هيدروفيلاب نسبة 25٪ مع الغياب التام للبكتيريا من فصيلة السالمونيلا .

ويشير التقرير البرجوازي إلى أن العدوى عن طريق البراز هي عموما من أصل إنساني (أكبر من 4)

أما فيما يتعلق بالترتيب التي اصدرته الجريدة الرسمية للجمهورية الجزائرية ، فقد تم إثبات جودة نوعية المياه باستثناء شاطئ النقطة الحمراء الذي يظل ذي نوعية مقبولة مقارنة بالشواطئ الأخرى

وأظهرت تحاليل الحساسية للمضادات الحيوية لمحات متفاوتة وفقا للمواقع مع نسبة مقاومة إجمالية قدرت ب 52٪ و نسبة الحساسية ب 48٪ للمضادات الحيوية المختبرة

الكلمات الدالة: الجودة الفيزيوكيميائية ، الجودة البكتريولوجية، مياه السباحة، اختبار تحسس المضادات الحيوية .

INTRODUCTION

Selon **Lacaze et Ramade (1993)**, pendant longtemps, les hommes se sont peu préoccupés de leur milieu naturel, s'ingérant dans la nature et usant d'elle sans compter, aménageant à tour de bras, et rejetant largement effluents et déchets de toutes sortes. Croyant aux propriétés purificatrices sans limite de l'environnement aquatique, ils l'ont utilisé sans crainte comme « poubelle du monde », déversant dans les eaux littorales tous les rejets, toxiques ou non, radioactifs ou pétroliers, aussi bien dans les estuaires qu'à proximité des côtes. L'océan, lui-même, n'est plus considéré officiellement comme un réservoir infini.

D'après **Boumaza (2014)**, la préservation de l'environnement, la surveillance, le suivi et la caractérisation de la qualité des eaux marines côtières est donc devenue une des priorités des scientifiques et gestionnaires de l'environnement.

La Méditerranée qui ne représente que 1% de la surface des océans (**Gallini, 2008**), est l'un des milieux marins et côtiers les plus riches mais aussi l'un des plus vulnérables au monde du fait de son exposition à tout un ensemble de nuisances dont 80 % sont d'origine terrestre (**MeHSIP, 2008**).

En Algérie, le problème de contamination fécale des eaux côtières a été peu étudié et les risques sanitaires que ces bactéries peuvent engendrer n'est pas du tout négligeable (**Kadri, 2015**). La frange côtière subit un accroissement des rejets d'eaux usées sans aucun traitement, à l'origine d'une pollution microbienne et d'une contamination des eaux de baignade par des matières fécales (**Kerfouf et al., 2010**).

C'est dans ce contexte, que nous avons réalisé cette étude sur des eaux prélevées à partir de cinq plages situées dans la daïra de Cherchell.

Les objectifs de cette étude sont :

- ✚ Suivre l'évolution des paramètres physico-chimiques (Température, pH, salinité, conductivité électrique) de l'eau.
- ✚ Déterminer la qualité bactériologique de l'eau par la recherche et le dénombrement des indicateurs de contamination et leurs distributions spatio-temporelles.
- ✚ La recherche de certains germes pathogènes : *Aeromonas*, *Salmonella* et *Staphylococcus aureus*.
- ✚ Déterminer la source probable des apports de microorganismes et les foyers de fortes contaminations et Évaluer le degré de dissémination de la résistance vis à vis des antibiotiques dans le milieu marin.

I. ÉCOSYSTÈME AQUATIQUE MARIN

I.1- Définition

Un écosystème marin désigne un écosystème d'eau salée, y compris les océans et les rivages (Melquiot, 2003). Ces écosystèmes diffèrent des environnements dulçaquicoles par plusieurs points : la salinité, la température moyenne et la profondeur (Madigan et Martinko, 2007).

Les microorganismes jouent un rôle majeur dans le fonctionnement des écosystèmes marins. Ils constituent une des «pompes» qui permettent l'entrée du CO₂ atmosphérique dans l'océan (Amsallem et al., 2007).

Selon Campbell et al., (2012), ces écosystèmes sont très diversifiés. L'exposition de la surface au rayonnement solaire, l'éloignement à la côte, de la profondeur de la colonne d'eau et les relations d'échanges possibles entre le fond et les eaux de surface, conduisent à une zonation verticale et horizontale de la masse d'eau (figure 1). On y distingue une zone euphotique dans laquelle la photosynthèse est possible avec une profondeur maximale de 200 mètres (eau claire), Elle présente des biocénoses riches et diversifiées et c'est le lieu d'une intense production biologique reposant sur une forte production primaire (phytoplancton) due à l'enrichissement des eaux côtières en matière organique et minérale d'origine terrestre et des hydrosystèmes lotiques. La faible profondeur lui permet des échanges permanents entre les organismes contrairement à la zone aphotique qui s'étend de 200 à plus de 6000 mètres où il y'a moins d'échanges et les biocénoses sont généralement moins diversifiées.

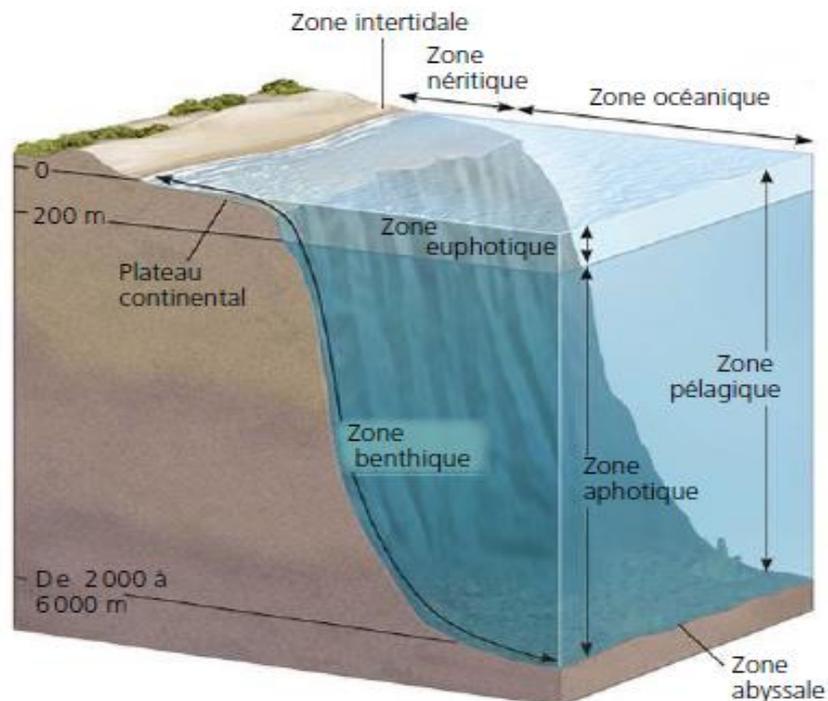


Figure 1. Zones d'un milieu marin
(Reece et al., 2012)

I.2. Pollution marine

I.2.1- Définition

C'est l'introduction par l'homme, directement ou indirectement, dans le milieu marin (estuaires compris), de substances ou d'énergie provoquant des effets nuisibles tels que des dommages aux ressources biologiques, des risques pour la santé humaine, des entraves aux activités maritimes, notamment à la pêche, altération de la qualité d'utilisation de l'eau de mer (GESAMP, 1991).

I.2.2- Types de pollutions

On distingue plusieurs types:

Pollution chimique

D'après Galaf et Ghannam (2003), ce type de pollution est engendré par des rejets de produits chimiques d'origine industrielle et domestique. Ces polluants sont de deux catégories :

- Les micropolluants chimiques organiques : hydrocarbures, pesticides, détergents et autres, ces polluants sont appelés les polluants organiques persistants (POP)

- Les micropolluants chimiques inorganiques : représentés essentiellement par les métaux lourds (plomb, arsenic, mercure...) qui sont dites bio-accumulables et peuvent à travers la chaîne alimentaire atteindre l'Homme et provoquer des altérations graves de certains organes.

Pollution physique

Selon Kankou (2004), cette pollution a pour conséquence la modification de la structure physique du milieu par divers facteurs comme la température, la présence des particules ou mousses qui diminuent la diversité du phytoplancton.

D'après Daaou (2014), elle regroupe la pollution mécanique (boues, solides flottants), la pollution thermique (rejet d'eau de mer utilisé par les usines pour refroidir certaines installations) et la pollution nucléaire (rejets de radio-isotopes par les centrales nucléaires).

Pollution microbiologique

Cette pollution est une forme de pollution biologique. D'après Gaujous (1995), on trouve parmi les agents à l'origine de cette pollution :

- Les microorganismes pathogènes tels que, les bactéries et les virus. Ils sont apportés par les eaux usées directement rejetées en mer.

- Les proliférations de micro algues causant des déséquilibres du milieu naturel et des modifications dans les chaînes alimentaires (bloom phytoplanctonique, eutrophisation). La principale cause de ces proliférations planctonique est les apports des déchets industriels, domestiques et agricoles riches en nitrates et phosphates.

Assez souvent, la pollution bactérienne dans les zones de baignade se répercute sur la santé humaine. Les principales maladies causées par les eaux contaminées concernent surtout la sphère ORL comme les rhinites, les sinusites et les otites et ophtalmologiques comme les conjonctivites, suivies de celles liées à la peau et les muqueuses comme les eczémas et les vaginites. Ces maladies sont transmises par les excréments des baigneurs eux-mêmes ou par contact et elles sont donc plus en relation avec la densité des baigneurs et leur état de santé qu'avec le degré de contamination par les eaux usées (Bouhayane, 2015).

Les différentes origines des sources de pollution des écosystèmes marins sont représentées par la figure 3.

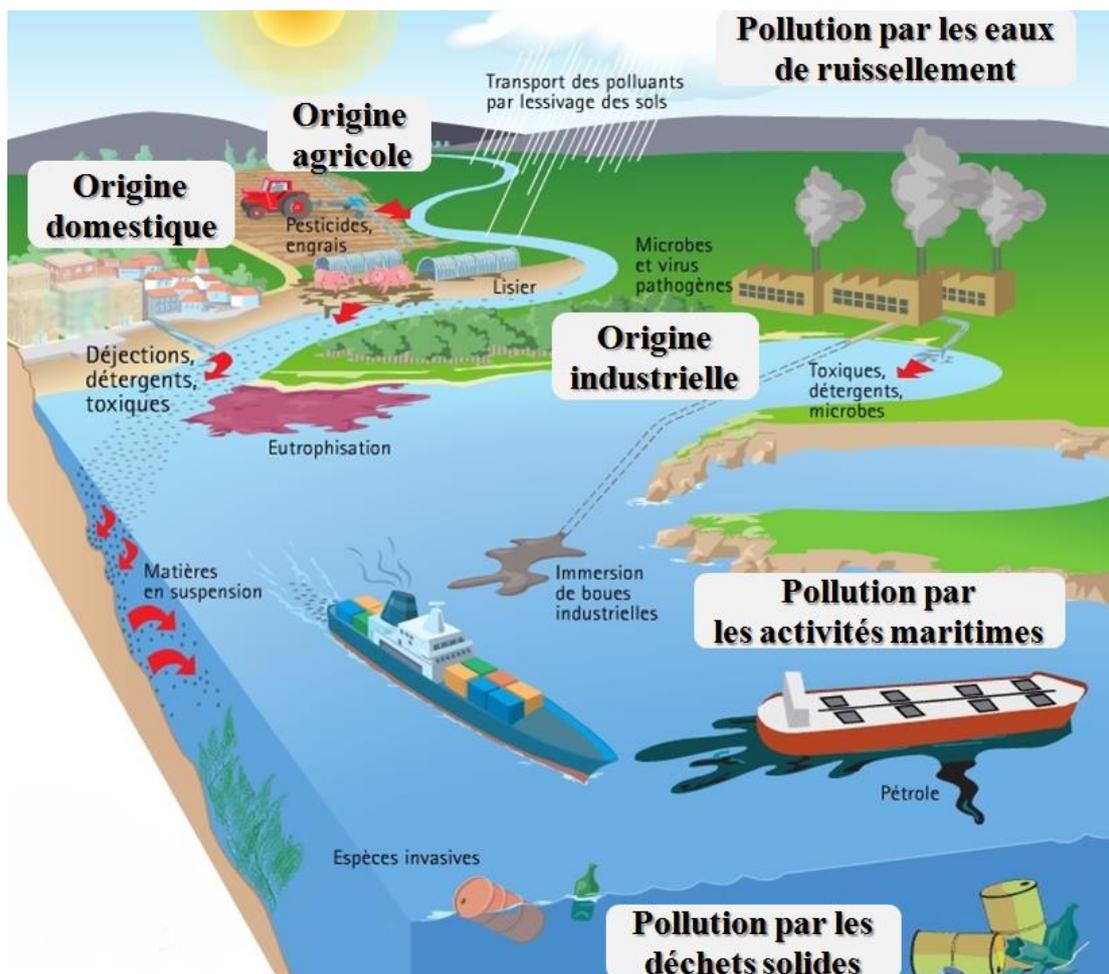


Figure 2. Origines des sources potentielles de pollution du milieu marin (FNH, modifié 2006)

II. CARACTERISATION PHYSICO-CHIMIQUE ET BACTERIOLOGIQUE DES EAUX MARINES ET ANTIBIORESISTANCE

II.1- Paramètres physico-chimiques de l'eau

❖ Température

La température est un facteurs écologique important dans le milieu aquatiques (**Rodier et al., 2005**). D'après **Reece et al., (2012)** et **Rodier et al., (2005)**, elle détermine la répartition des organismes et influence les processus biologiques, permet de corriger les paramètres d'analyses dont les valeurs y sont liées comme la détermination du pH, pour la détection de l'origine de l'eau et des mélanges éventuels.

Selon **Le Calvé (2002)**, Les mers et les océans sont stratifiés, la répartition des températures en surface est sensiblement zonale (fonction uniquement de la latitude) sauf près des côtes où les courants sont méridiens (Nord-Sud ou Sud-Nord). Le long de certaines côtes, on peut observer localement des températures très faibles, dues à un phénomène de remontée d'eau froide provenant d'une profondeur de quelques centaines de mètres.

❖ Potentiel d'Hydrogène

D'après **Bremaud (2006)**, le potentiel d'Hydrogène (pH) est une mesure de l'acidité, de l'alcalinité ou de la basicité de l'eau.

Le pH de l'eau de mer se situe normalement entre 7,5 et 8,5. Il est influencé par la température, la pression, la photosynthèse et les activités respiratoires des micro-organismes. Les pH basiques entraînent une nette diminution de la survie des coliformes fécaux (**Chedad et al., 2007**).

En milieu côtier, certains rejet industriels ou apports d'eau de ruissellement sont la cause de variation du pH qui s'avère être un indice de pollution (**Aminot et Chaussepied, 1983**).

❖ Salinité

La salinité représente la proportion de sels minéraux dissous dans l'eau de mer. La mesure de la salinité est importante dans l'étude du milieu marin. Par son influence sur la densité de l'eau de mer, elle permet de connaître la circulation océanique, d'identifier les masses d'eaux d'origine différentes et de suivre leurs mélanges au large, comme à la côte ou dans les estuaires (**Gueddah, 2003**).

Selon **Le Calvé (2002)**, la répartition de la salinité en surface est moins zonale que celle des températures car les facteurs qui déterminent la salinité sont le bilan évaporation - précipitation et l'apport des grands fleuves.

❖ Conductivité électrique

La conductivité électrique traduit la capacité d'une solution aqueuse à conduire le courant électrique (**Bremaud, 2006**).

La conductivité de l'eau de mer est très élevée en raison de la forte concentration en sels dissous (**Aminot et Kérouel, 2004**).

II.2- Paramètres bactériologiques

❖ Coliformes totaux

Les coliformes appartiennent à la famille des *Enterobacteriaceae*, le terme coliforme a été établi pour regrouper des Entérobactéries ayant certains caractères communs et pour avoir une signification sanitaire en raison de leur origine fécale (**Leclerc, 1987**).

Selon l'OMS (1972), les bactéries coliformes comprennent tous les bacilles à Gram négatif, non sporulés, aérobies ou anaérobies facultatifs, en forme de bâtonnets et capables de fermenter le lactose avec production d'acide, de gaz et d'aldéhyde.

Chez les entérobactéries, deux mécanismes principaux sont à l'origine de la résistance bactérienne aux antibiotiques :

- la modification de la cible (les quinolones)
- l'inactivation enzymatique dans le cas des aminosides et des β -lactamines (**Forestiera et al., 2007**).

❖ Coliformes thermo-tolérants

Les Coliformes thermo-tolérants ou coliformes fécaux constituent un sous-groupe des Coliformes totaux capables de se développer à 44°C. Ils sont considérés comme plus appropriés que les coliformes totaux comme indicateurs de contamination fécale. Ce groupe est majoritairement constitué d'*Escherichia coli* mais comprend aussi *Klebsiella*, *Enterobacter* et *Citrobacter* (**Servais et al., 2009**).

Selon **Baudart et al., (2009)**, la bactérie *Escherichia coli* est l'indicateur le plus fiable des coliformes fécaux causant des risques sanitaires associés à la baignade.

❖ Streptocoques fécaux

Le terme "streptocoques fécaux" désigne les streptocoques généralement présents dans les fèces de l'homme et des animaux. Tous possèdent l'antigène du groupe D de Lancefield. Du point de vue taxonomique, ils appartiennent aux genres *Enterococcus* et *Streptococcus*. (**Evens, 2014**).

Leur caractère de cocci à Gram positif leur confère une bonne résistance en milieux hydriques (eaux douces et marines). Ce qui permettrait la mise en évidence de pollutions plus anciennes (**Jestin, 2004**). Allongées ou ovales, groupées en paires ou en courtes chaînettes. Ils sont aéro-anaérobies facultatifs et micro aérophiles, immobiles, asporulés et catalase négative (**Rodier, 1997**).

✚ Microorganismes pathogènes

❖ **Aeromonas**

Les *Aeromonas sp.* sont des bactéries ubiquitaires appartenant à la famille des *Aeromonadaceae*. Ce sont des bacilles droits à Gram négatif à extrémités arrondies, coccoïdes, oxydase et catalase positives, aéro-anaérobies facultatives (**Janda et al., 2010**).

Selon **Pereira et al., (2011)** et **Santé Canada (2006)**, Ils sont présents dans le sol, les eaux douces et même l'eau de mer. La contamination est d'origine hydrique soit par une effraction cutanée (plaie immergée au contact de l'eau) ou par ingestion d'eau et aliments contaminés.

Les infections humaines induites par *Aeromonas sp.* se divisent en deux catégories : les infections intestinales (diarrhées) et les infections extra-intestinales comme les bactériémies, les infections cutanées et ostéo-articulaires qui peuvent parfois avoir une porte d'entrée digestive (**Fraisse et al., 2008**).

❖ **Salmonelles**

Les salmonelles appartiennent à la famille des entérobactéries, responsables de gastroentérites fébriles entraînant parfois des septicémies (**Belle Mbou et al., 2010**).

Ce sont des bacilles à Gram négatifs aéro-anaérobies facultatifs, non sporulés, mobiles pour la plupart avec une ciliature péritriche, mais certaines sont immobiles. Ce sont les êtres humains, les malades et les porteurs chroniques asymptomatiques, les animaux domestiques comme les chiens qui se baladent sur la plage ou les animaux sauvages comme les oiseaux ou les tortues qui représentent le réservoir de cette bactérie (**Goita, 2014**).

❖ **Staphylocoques**

D'après **Madigan et Martinko (2007)** et **Avril et al., (1992)**, les staphylocoques sont des cocci à Gram positif, qui se regroupent en amas ou en grappe de raisin, catalases positives, ubiquistes et très répandues dans la nature (air, eau, sol).

Staphylococcus aureus est un commensal de la peau et des muqueuses de l'homme et des animaux (rhinopharynx, intestin). Éliminé dans le milieu extérieur, cette bactérie peut survivre longtemps dans l'environnement (**Haslay et al., 1993**).

Selon **Berche et al., (1989)**, Il est le plus souvent impliqué dans les infections humaines, notamment oculaires, infections de la sphère génitale (par exemple les abcès pelviens), des voies aériennes (sinusite ou otites) et des voies pulmonaires.

La résistance aux antibiotiques de *Staphylococcus aureus* est essentiellement due à :

- Une inactivation enzymatique (cas de la pénicilline et des aminosides) ;
- Modification de la cible dans le cas de la méthicilline et des quinolones (**Forestiera et al., 2007**).

II.3- ANTIBIOTIQUES ET ANTIBIORESISTANCE

II.3.1- Généralités

Un antibiotique (du grec anti, contre et bios, la vie) est une substance chimique naturelle, synthétique, ou semi synthétique ayant un mode d'action spécifique contre les bactéries. La majorité des antibiotiques sont des molécules naturelles, produites essentiellement par des bactéries ou certains champignons afin d'éliminer les micro-organismes sensibles (effet bactéricide) ou d'inhiber leur croissance (effet bactériostatique) (Kohanski et al., 2010).

Les antibiotiques peuvent être classés selon plusieurs critères : l'origine, la nature chimique, le mécanisme et le spectre d'action (Yala et al., 2001).

Théoriquement, les agents antimicrobiens visent la destruction des agents agresseurs en s'attaquant directement à leurs structures essentielles (paroi cellulaire, ribosomes, membrane plasmique, ADN) et/ou en perturbant leurs métabolismes et leurs fonctions (Tortora et al., 2003).

On connaît deux types de résistance :

❖ Résistance naturelle

Selon Doublet et al., (2012) et Yala et al., (2001), c'est une caractéristique d'une espèce bactérienne donnée qui est naturellement résistantes à certains antibiotiques. Elle fait partie du patrimoine génétique normale du germe, donc elle est stable et fixe à l'intérieur du taxon et peut être transmise à la descendance.

❖ Résistance acquise

D'après Yala et al., (2001), il s'agit d'un caractère qui ne concerne que quelques souches d'une espèce donnée. C'est l'acquisition de nouveaux gènes capables de rendre la bactérie insensible à un antibiotique ou un groupe d'antibiotiques. La résistance acquise est moins stable, mais elle se propage souvent de façon importante dans le monde bactérien.

II.3.2- Mécanismes de résistances aux antibiotiques

Les bactéries ont développé différents mécanismes afin de neutraliser l'action des agents antibactériens :

II.3.2.1- Mécanismes biochimiques :

Selon Blair et al., (2015) et Ziai (2014), les bactéries réussissent à développer la résistance par :

🚧 Perméabilité réduite d'antibiotique

Cette résistance concerne surtout les bactéries à Gram négatif, et entraîne une diminution de la quantité d'antibiotique atteignant la cible (Figure 4.a).

✚ Efflux actif

Il s'agit d'un système actif reposant sur la présence de protéines particulières jouant le rôle de pompe permettant l'expulsion des antibiotiques dès qu'ils pénètrent dans la cellule bactérienne (Figure 4.b).

✚ Modification de la cible d'antimicrobien

Après l'entrée dans la bactérie, l'antibiotique doit se fixer sur sa cible pour agir. Si cette cible est modifiée, cela entraîne une diminution de reconnaissance par l'antibiotique et une diminution de l'efficacité.

On peut observer une modification partielle de la nature de la cible (Figure4.c) ou une substitution de la cible par une cible de moindre affinité (changement total) (Figure4.d).

La modification peut aussi consister en une modification quantitative de la cible. Une hyper expression de cette dernière piège l'antibiotique et entraîne sa diminution à l'état libre (Figure4.e).

✚ Protection de la cible

C'est une protection réversible par la création d'un encombrement stérique par des protéines empêchant la fixation de l'agent antimicrobien sur la cible (Figure4.f).

✚ Inactivation enzymatique d'antibiotique

Ce mécanisme est le plus fréquent et concerne toutes les classes majeures d'antibiotiques. Des enzymes, produites par les bactéries, inactivent l'antibiotique en le modifiant ou en l'hydrolysant (Figure4.g et h).

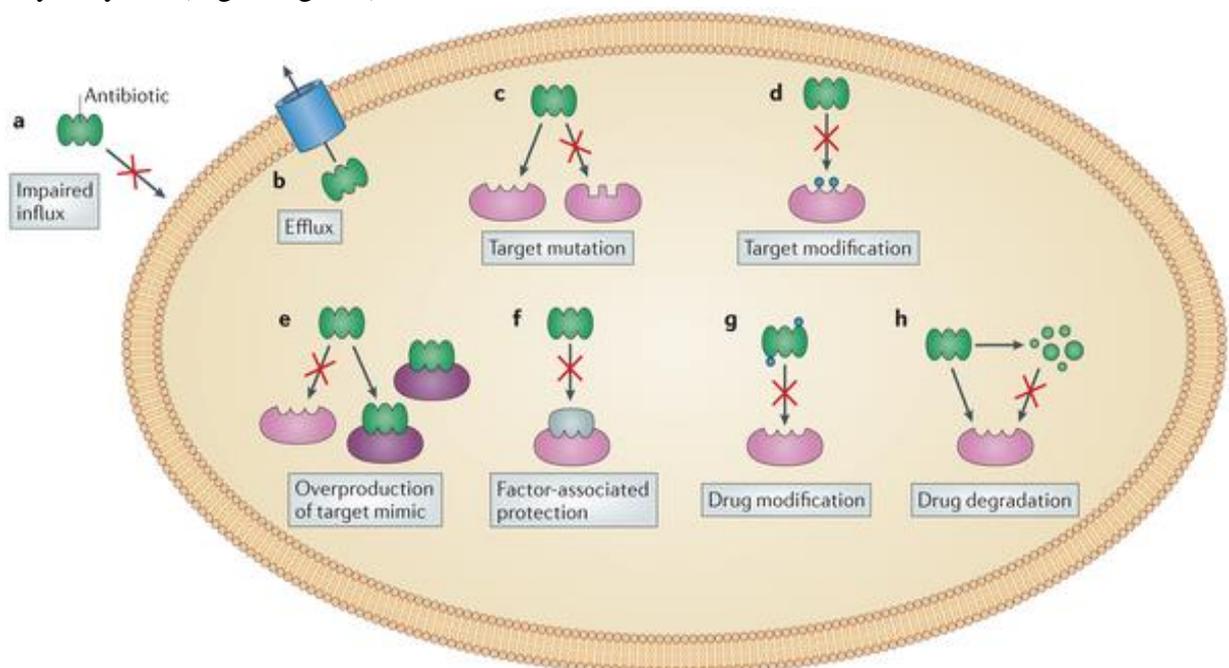


Figure 3. Mécanismes biochimiques de résistance aux antibiotiques (Wilson, 2014).

II.3.2.2- Mécanismes génétiques

Selon **Muylaert et Mainil (2012)**, une bactérie peut devenir résistante à un antibiotique par mutation survenant au niveau du gène qui code pour la cible de l'antibiotique au sein du chromosome ou acquisition d'un matériel génétique étranger par incorporation de segments d'ADN libre dans leur chromosome (transformation).

D'après **Brown-Jaque et al., (2015)** des gènes de résistance peuvent aussi être transférés lors d'une infection par un bactériophage (transduction) et lors de phénomène de conjugaison de transposons conjugatifs et de plasmides (Figure 5).

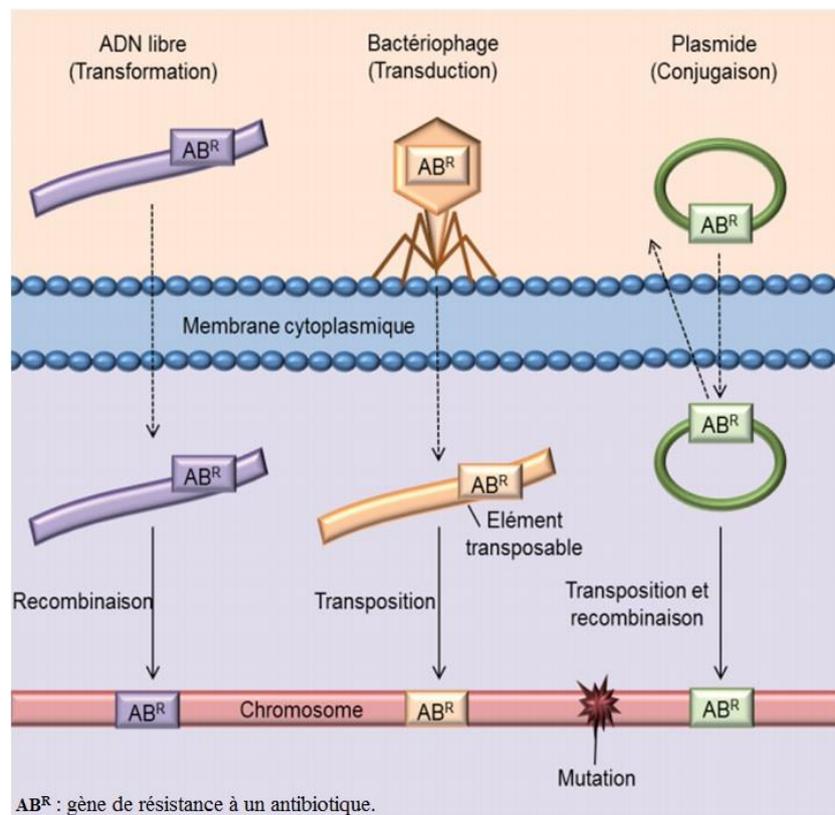


Figure 4. Mécanismes génétiques de la résistance (Muylaert et Mainil, 2012).

II.3.3- Antibiorésistance bactérienne dans les eaux marines

L'usage intensif des antibiotiques en médecine humaine et vétérinaire présente deux conséquences en matière d'impact environnemental : la présence de résidus de molécules actives et la pression de sélection de bactéries antibiorésistantes (**Lévi, 2006**).

On rencontre couramment des bactéries résistantes aux antibiotiques dans les milieux où ceux-ci sont utilisés mais également dans divers environnements naturels comme le milieu aquatique. La présence de bactéries pathogènes antibiorésistantes entraîne un risque sanitaire accru si les infections qu'elles causent ne peuvent pas être traitées par des antibiotiques (**Garcia-Armisen, 2010**).

Selon **Laroche-Ajzenberg, (2010)**, **Baquero et al., (2008)** et **Lévi, (2006)**, l'eau étant le réceptacle final de bon nombre de nos déchets, la forte consommation d'antibiotiques dans les pays industrialisés, et les rejets d'assainissement conduisent inévitablement à ce que des traces de ces molécules se retrouvent dans nos effluents liquides. Cet écosystème pourrait jouer un rôle clé dans le transfert de gènes de résistance aux antibiotiques entre communautés bactériennes allochtones et autochtones, voir constituer une voie de retour à l'homme.

La persistance des bactéries pathogènes résistantes aux antibiotiques en milieu aquatique, spécialement dans les lieux de baignades motive depuis quelques années de nombreuses recherches dans le domaine de l'environnement et de la santé publique (**Pote-wembonyama, 2012**).

Selon **Leonard et al., (2015)** et **Turgeon et al., (2012)**, les eaux de baignade des plages représentent une source potentielle de bactéries résistantes aux antibiotiques, de nombreuses personnes pourraient y être directement exposées par l'ingestion d'eau de mer.

Plus de 90% des souches bactériennes provenant de l'eau de mer sont résistantes à plus d'un antibiotique et 20% sont résistantes au moins à cinq (**Baquero et al., 2008**).

III. LEGISLATION ET NORMES DES EAUX MARINES

Les niveaux de pollution marine augmentent de jour en jour surtout dans les zones concernées par la forte densité de la population et les complexes industriels du faite des rejets continus et sans cesse d'eaux usées non traitées. Cette situation inquiétante de dégradation a donné lieu à une réaction forte du gouvernement à agir dans l'immédiat et ceci par une réglementation en vigueur représentée dans le Tableau I (M.A.T.E, 2002).

La qualité des eaux de baignade fait l'objet d'analyses périodiques et régulières conformément à la réglementation en vigueur. Les résultats des analyses doivent faire l'objet d'une information régulière des usagers (JORA ,1993).

Lorsque la qualité des eaux de baignade ne satisfait pas aux paramètres prévues dans les décrets, le wali territorialement compétent interdit la baignade pour cause de pollution (JORA ,1993).

Tableau I : Normes Algériennes de la qualité bactériologique et physicochimique des eaux de baignades.

Paramètres	Unités	Valeurs guides	Valeurs limites
MICROBIOLOGIQUES			
Coliformes totaux	/100ml	500	10.000
Coliformes fécaux	/100ml	100	2.000
Streptocoques	/100ml	100	-
Salmonelles	1 L	-	0
PHYSICOCHIMIQUES			
Coloration	mg/l	-	Pas de changement anormal de la couleur
pH	-	-	6-8

(JORA ,1993)

Le classement des sites de baignade est effectué d'après les résultats du dénombrement des bactéries indicatrices contenues dans 100 ml d'échantillon d'eau. Le classement d'un site s'effectue à la fin de chaque saison de baignade, avec les données de la saison qui vient de s'écouler (AFSSE, 2004). Les eaux sont alors classées comme suit :

- **Eau de mauvaise qualité Classe M :** Non respect des nombres guides (Tableau II) pour tous les germes recherchés.
- **Eau de qualité acceptable Classe A :** Respect des valeurs limites pour les germes recherchés et dépassement des nombres guides pour au moins l'un d'entre eux.
- **Eau de bonne qualité Classe B :** Inférieures ou égales au nombre guide pour tous les germes recherchés.

Tableau II. Valeurs seuils et classes de qualité pour l'eau de baignade

Qualité bactériologique de l'eau	Bonne qualité bactériologique	Qualité bactériologique acceptable	Mauvaise qualité bactériologique
Coliformes totaux	< 500	500 et 10.000	>10.000
Coliformes fécaux	< 100	100 et 2.000	>2.000
Streptocoques fécaux	< 100	100	>100
Salmonelles	ABS		Présence

(JORA ,1993)

I. Matériel et méthodes

Cette étude consiste à évaluer la qualité bactériologique et physico-chimique ainsi que l'antibiorésistance des bactéries issus des eaux de baignades des plages de la daïra de Cherchell (wilaya de Tipaza), nous avons effectué un stage pratique au niveau du laboratoire d'hygiène, laboratoire de l'hôpital Lakhder BOUCHEMAA et le laboratoire de SEAAL de la wilaya de Tipaza pour une durée de 6 mois (allant de mois de juillet au mois de décembre 2016).

I.1- Matériel

Pour analyser nos échantillons d'eaux mer provenant des plages de la daïra de Cherchell, nous avons utilisé un matériel représenté par les verreries, les réactifs, milieux de cultures, appareillages et disques d'antibiotiques (Voir Annexes).

I.2- Méthodes

I.2.1- présentation de la zone d'étude

Notre zone d'étude se situe dans la wilaya de Tipaza à 90 Km à l'ouest de la capitale (voir figure 5), elle occupe cinq plages : Plage de Lalla Tamzita, plage de Madame Roumaine, plage de la pointe rouge, Mer et soleil et plage de Oued El Bellaa (voir Tableau III). L'état de pollution des plages est représenté par le tableau IV.

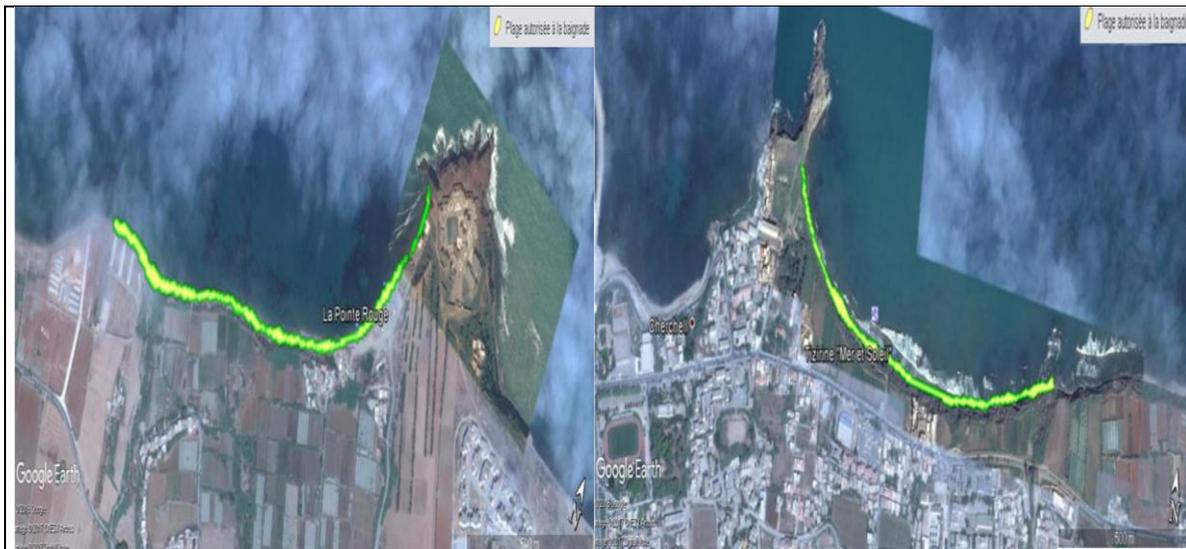




Figure 5. Positionnement des sites d'étude (Google, 2017 modifiée)

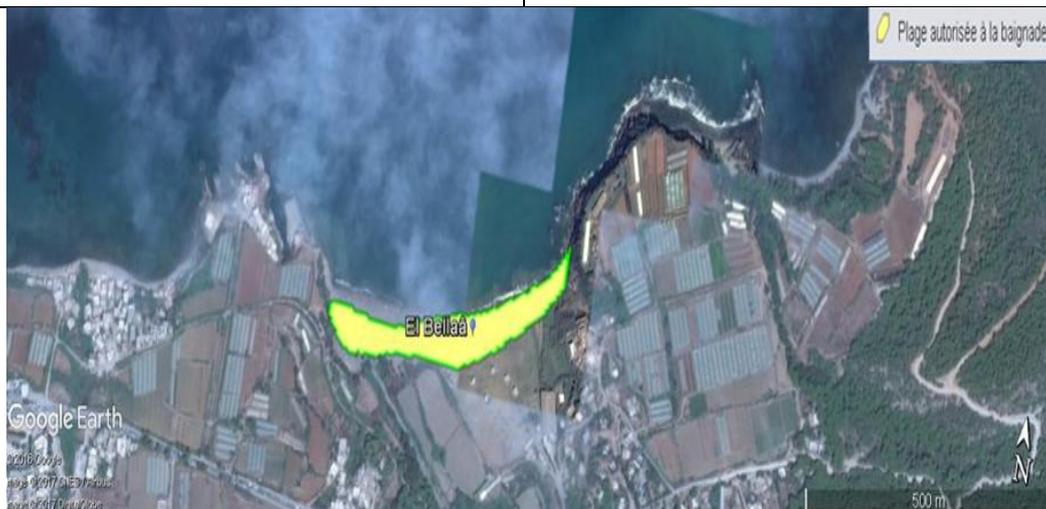
Tableau III. Données géographiques de chaque site de la zone d'étude

<p>Nom de la plage 1 : Lalla Tamzita Commune : Hadjret Ennous Latitude : 36°34'33.37"N Longitude : 2° 3'44.00"E Longueur de la plage : 1000 Largeur de la plage : 15</p>	<p>Nom de la plage 2 : Madame Roumaine Commune : Sidi Ghiles Latitude : 36°34'56.57"N Longitude : 2° 5'59.27"E Longueur de la plage : 650 Largeur de la plage : 18</p>



Nom de la plage 3 : la pointe rouge
Commune : Cherchell
Latitude : 36°35'47.53"N
Longitude : 2° 9'27.04"E
Longueur de la plage : 800
Largeur de la plage : 15

Nom de la plage 4 : Mer et Soleil
Commune : Cherchell
Latitude : 36°36'39.18"N
Longitude : 2°12'12.69"E
Longueur de la plage : 1000
Largeur de la plage : 12



Nom de la plage 5 : Oued El Bellaa
Commune : Cherchell
Latitude : 36°36'48.62"N
Longitude : 2°13'47.23"E
Longueur de la plage : 550
Largeur de la plage : 40

(CNL, 2017).

Tableau IV. Etat de pollution des plages

Nom de la plage	Pollution des plages					
	Types de rejets				Types de déchets	
	Urbaine	Source	Industriels	Agricoles	Terrestre	Maritimes
Lalla Tamzita	/	/	/	/	x	x
Madame roumaine	/	/	/	/	x	x
Pointe rouge	/	/	/	/	x	x
Mer & Soleil	x	domestique	/	/	x	x
Oued el Bella	x	domestique	/	/	x	x

x= présence, /= absence

(CNL, 2017)

I.2.2- Méthodes de prélèvement

Selon **JORA (2003)** et **JORA (1993)**, la fréquence des prélèvements est bimensuelle (tous les 15 jours) durant la saison estivale, fixée par la loi, s'étendant du 01 juin au 30 septembre (voir Tableau V).

Durant cette étude, nous avons effectués les prélèvements d'eau là où il y a une forte densité de baigneurs bimensuellement durant la période estivale s'étalant de juillet à septembre 2016 et mensuellement durant les mois d'octobre, novembre et décembre 2016.

Tableau V. Différentes dates de prélèvements

Prélèvements	P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9
Dates	17/07	31/07	14/08	28/08	04/09	18/09	16/10	14/11	12/12

D'après **OMS/PNUE (1995)**, les points d'échantillonnage dans les eaux de la mer méditerranée sont établis au bord de la mer, dans les zones où la profondeur d'eau est entre 1 et 1,5m là où les baigneurs ont pied et où la plupart des enfants se trouvent. Donc par conséquent, en suivant les recommandations du JORA, nous avons opté pour des distances différentes : 1m (au bord) et 5m pour les différentes analyses physico-chimiques et bactériologiques des eaux des plages étudiées. Une fois que ces points sont établis, il est important de ne pas les changer.

Selon **OMS/PNUE (1995)**, le moment du prélèvement des échantillons généralement utilisés en Méditerranée sont les heures de la matinée, le plus près possible de midi, lorsque les activités de baignade sont plus intenses. Il est recommandé de prélever l'échantillon entre 9H00 du matin et 14H00 de l'après-midi.

Pour les analyses physico-chimiques, nous avons utilisé des flacons en polyéthylène de 1,5 litre.

Les flacons sont rincés trois fois avec de l'eau à analyser au moment des prélèvements puis remplis jusqu'au bord. Le bouchon est placé de telle manière à ce qu'il n'y ait aucune bulle d'air et qu'il ne soit pas éjecté au cours du transport.

Pour les analyses microbiologiques, les échantillons sont prélevés dans des flacons en verre de 250 ml ou 500 ml préalablement stérilisé dans l'autoclave à 120°C puis bouchés, pour une protection totale contre toute contamination.

Ça consiste à tenir le flacon en verre stérile près de sa base, de l'introduire et de retirer son bouchon sous la surface de l'eau, et le remplir au volume voulu. L'ouverture doit être légèrement plus haute que le fond et dirigée dans le sens contraire du courant. Remettre le bouchon d'une manière aseptique.

Les échantillons sont transportés dans des glacières à une température comprise entre 4 et 6°C. L'analyse bactériologique doit débuter dans un délai maximum de huit heures après le recueil des échantillons.

I.3.1- Analyses physico-chimiques

Température

Dans le but de mesurer la température des eaux, nous avons utilisé un thermomètre digital *in situ* suivant le mode opératoire :

On introduit la sonde de l'appareil dans l'eau, au bout de quelques minutes, la température se stabilise et permet d'obtenir une valeur exprimé en °C.

Potentiel d'hydrogène

Afin de mesurer l'acidité ou la basicité de l'eau, on a utilisé la méthode potentiométrique avec une électrode de verre selon la NA 751 selon ce protocole:

- Introduire l'électrode du pH-mètre, préalablement rincée avec de l'eau distillée, dans un bûcher qui contient de l'eau à analyser,
- Agiter doucement avec un barreau magnétique

Lecture

- Appuyer sur la touche (Read/Enter), la valeur du pH évolue puis se stabilise,
- La valeur du pH est donnée directement sur l'écran de l'appareil.

Conductivité électrique

La détermination de la conductivité s'est effectuée à l'aide d'un conductimètre (Hach Sensor 3) selon la NA 749.

Le protocole est le suivant :

- Prendre un échantillon conservé à température ambiante
- Remplir un bûcher avec une quantité d'eau suffisante et insérer l'électrode

Lecture

- Appuyer sur la touche READ et la valeur s'affiche sur l'écran de l'appareil avec une unité de $\mu\text{S}/\text{cm}$.

✚ Salinité

Afin de déterminer la quantité de sels dissous de l'eau de mer on a suivi le protocole suivant :

- Prendre un échantillon conservé à température ambiante
- Remplir un bécher avec une quantité d'eau suffisante pour l'immersion de l'électrode du multi-paramètre

Lecture

- Appuyer sur la touche READ et la valeur s'affiche sur l'écran de l'appareil avec une unité de P.S.U.

I.3.2- Analyses microbiologiques

Pour l'isolement et le dénombrement des bactéries à partir des eaux de mer, nous avons utilisé la méthode de filtration sur membrane:

I.3.2.1- Isolement

Il est important de passer par les étapes suivantes :

- ✓ Stériliser l'ensemble du système de filtration par flambage avec le bec benzène avant et après chaque filtration.
- ✓ Stériliser les pinces à bout plat permettant de saisir les membranes sans les altérer.
- ✓ Après utilisation de la rampe à filtration, rincer avec de l'eau stérile les bords internes de l'entonnoir.

✚ Recherche et dénombrement des coliformes totaux et coliformes thermo-tolérants

- Prendre une membrane filtrante stérile ($0.45 \mu\text{m}$) de son emballage à l'aide d'une pince sterile.
- Déposer la membrane sur la plaque poreuse de la rampe de filtration.
- Placer l'entonnoir sur le support et le fixer fermement
- Agiter soigneusement le flacon d'eau à analyser et verser dans chaque entonnoir un volume 100 ml de l'échantillon
- Saisir la membrane filtrante à l'aide d'une pince stérile par son bord et la déposer sur le milieu sélectif gélose lacotsée au Tergitol et au T.T.C (triphenyl tetrazolium chloride) en évitant de piéger des bulles d'air.
- Incuber les boîtes à 37°C pendant 24 heures pour la recherche et le dénombrement des coliformes totaux, et à 44°C pendant 24 heures pour les coliformes thermo-tholerants (figure 31, voir Annexes).

Lecture

- Après incubation, les coliformes totaux et fécaux apparaissent sous forme de petites colonies jaunes ou orangées, lisses, légèrement bombées et avec le contours régulier.
- Le nombre de colonies trouvées sera exprimée en UFC par 100 ml d'échantillon.

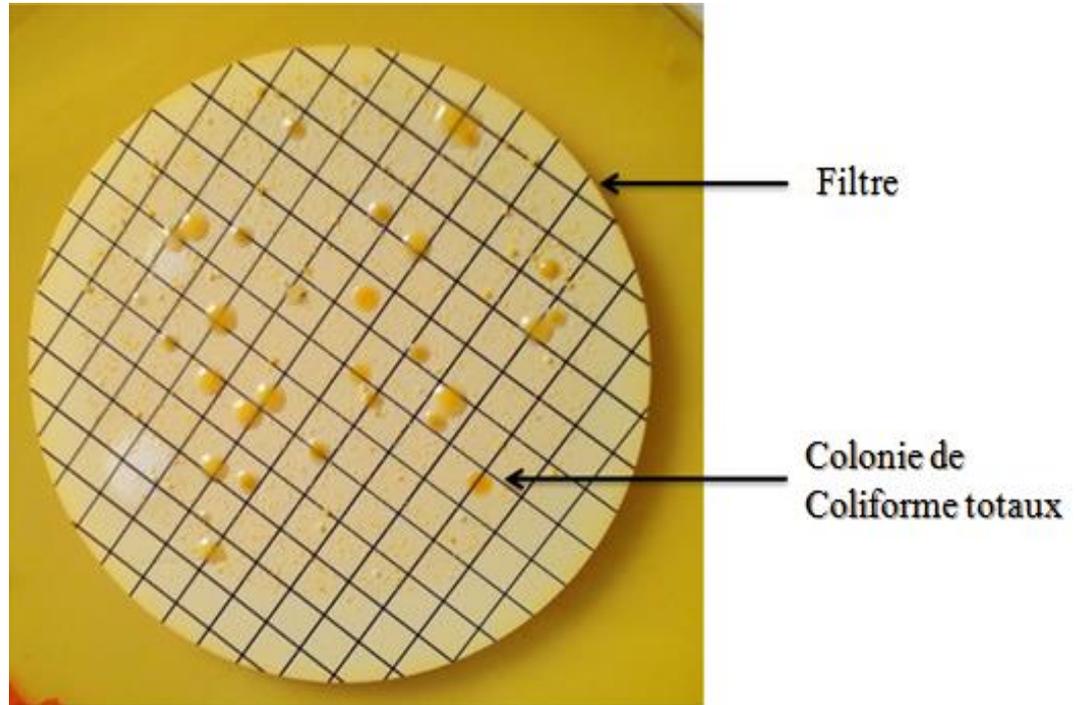


Figure 6. Aspect macroscopique des coliformes totaux après incubation (photo originale).

✚ Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux

- Verser 100 ml d'eau à analyser puis actionner la pompe à vide.
- Retirer la membrane à l'aide d'une pince stérile et la déposer à la surface d'une boîte de pétrie contenant une gélose SLANETZ et BRATLEY.
- Incuber à 37°C pendant 48 heures.

Lecture

- Après incubation, les streptocoques fécaux apparaissent sous forme de petites colonies roses ou rouges, lisses et légèrement bombées (figure 32, voir Annexes)
- Un test de confirmation consiste à prendre le filtre puis le déposer sur une gélose BEA et incuber à 37°C pendant 24 heures. Les colonies apparaîtront sous forme de petites colonies noires légèrement bombées et lisses.
- Le nombre des Entérocoques est exprimé en Unité formant une Colonie (UFC) par 100 ml d'eau à analyser.

❖ Détermination de la source probable de la contamination

Selon Winslow et Palmer (1990) et Bourgeois (1980), le rôle principal de la recherche des streptocoques fécaux était de faire partie du rapport «indice de Bourgeois»

$R = \text{coliformes fécaux} / \text{streptocoques fécaux}$ qui est utilisé comme indicateur de la nature de la source fécale. Si ce rapport est >1 , la pollution fécale est dominée par les rejets humains, dans le cas où dominent les rejets fécaux d'animaux, il est < 1 .

Ce ratio est valable seulement quand la contamination est récente car les Streptocoques fécaux persistent plus longtemps que les Coliformes fécaux dans l'eau de mer (Bouchriti et al., 1992).

Tableau V. Détermination de l'origine de la pollution fécale.

CF/SF	Source de Contamination
$R < 0.7$	Principalement ou entièrement d'origine animale
$0.7 < R < 1$	Mixte à prédominance animale
$1 < R < 2$	Origine incertaine
$2 < R < 4$	Mixte à prédominance humaine
$R > 4$	Source exclusivement humaine

(Borrego et Romero, 1982).

✚ Recherche des *Staphylococcus aureus*

L'isolement des Staphylocoques à coagulase positive est réalisé par la méthode de filtration suivant le protocole :

- Filtrer 100 ml d'eau à analyser à travers une membrane de filtration de porosité de 0,45 μm .
- Déposer la membrane sur milieu sélectif gélose Chapman
- Incuber à 37°C pendant 24 heures.

Lecture

- Les colonies apparaîtront lisses, légèrement bombées à contours réguliers et pigmentées soit en jaune ou en blanc

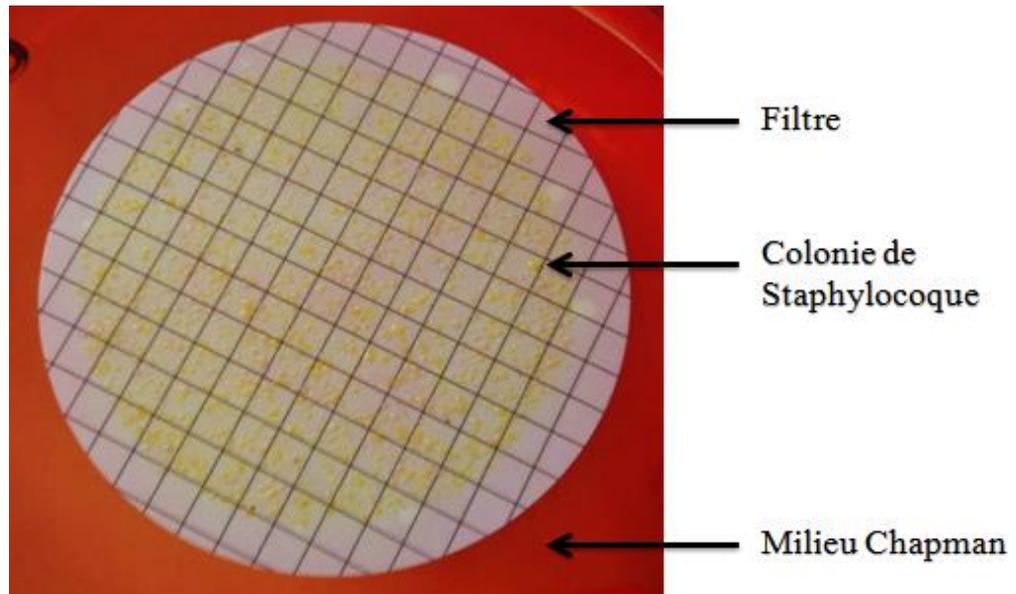


Figure 7. Aspect macroscopique des Staphylocoques après incubation (photo originale).

➤ **Confirmation par le test de catalase**

- Placer une goutte d'une solution de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) sur une lame propre et avec une pipette Pasteur stérile prélever une colonie issues de la culture précédente ensuite mélanger
- Observer immédiatement à l'œil nu s'il ya apparition de bulles d'oxygènes (Catalase positive) (figure 32, voir Annexes) ou absence (Catalase négative).

➤ **Confirmation par le test de coagulase**

- Après incubation du bouillon BHIB avec une colonie préalablement isolée sur milieu Chapman, ajouter 0,1 ml de cette culture à 0,3 ml de plasma humain contenu dans un tube à essai en verre stérile
- Ré-incuber à $37^\circ C$ pendant 2 à 6 heures
- La réaction de coagulase est positive quand le coagulum occupe plus de trois quart du volume initialement occupé par le liquide.

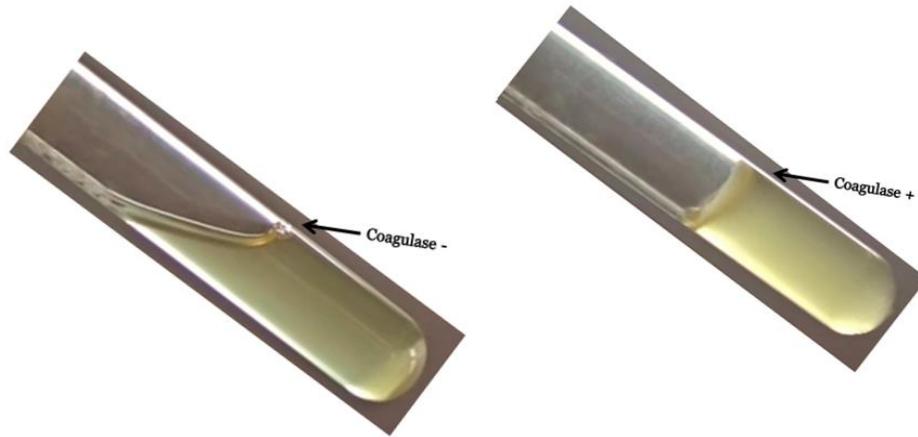


Figure 8. Test de coagulase pour la confirmation des staphylocoques (photo originale)

🚦 Recherche des Salmonelles

La recherche des Salmonelles par filtration sur membrane se fait selon les étapes suivantes :

- Filtrer 100 ml d'eau à analyser.
- Retirer la membrane de 0,45 µm avec une pince stérile, mettre cette dernière dans un flacon contenant le milieu bouillon selenite cystine (SFB) double concentration.
- Remplir le flacon avec de l'eau à analyser jusqu'à ce que le volume soit le double de ce qu'il était au paravent
- Bien mélanger et incubé à 37 °C pendant 16 à 24 heures, cette étape constitue un pré-enrichissement.
- A partir du milieu pré-enrichie, on ensemence dans un flacon de 100 ml du milieu FSB et aussi sur des boites de pétrie avec milieu Hektoen incubé à 37°C pour 24h.

Lecture

- Apparition de colonies transparentes avec un centre noire.
- Confirmation par ensemencement d'une colonie par strie sur la pente et piqure centrale sur milieu TSI, mettant en évidence la dégradation des sucres, la production de H₂S et dégagement de gaz

I.3.2.2- Identification

L'identification s'est faite en utilisant la galerie miniaturisée (API 20 E) :

But : C'est un système standardisé pour l'identification des *Enterobacteriaceae* et autre bacilles à Gram-

Technique

- Préparation de la galerie :
 - Répartir environ 5 ml d'eau distillée dans les alvéoles pour créer une atmosphère humide.

- Incrire la référence de la souche sur la languette latérale de la boîte.
- Sortir la galerie de son emballage et la placer dans la boîte d'incubation.

- Préparation de l'inoculum :
 - Prélever une seule colonie bien isolée sur milieu gélosé et la mettre dans un tube d'eau distillée stérile pour préparer une suspension bactérienne.

- Inoculation de la galerie :
 - Introduire la suspension bactérienne dans les tubes de la galerie à l'aide d'une pipette pasteur

On referme la boîte d'inoculation et l'incuber à 37°C pendant 24h.

Lecture

Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant à un Tableau de Lecture (Tableau XII, voir Annexes).

Pour certains tests TDA, indole et VP on ajoute des réactifs et on fait la lecture momentanément

L'identification est obtenue à partir du profil numérique.

I.3.2.3- Antibiogramme

Un antibiogramme est une technique de laboratoire visant à tester la sensibilité ou la résistance d'une souche bactérienne vis-à-vis les antibiotiques (Tableau X, voir Annexes)

On a utilisé la méthode par diffusion sur gélose :

Principe

À l'aide d'une pipette pasteur stérile on prend 3ml de la suspension et on fait un ensemencement par étalement sur le milieu de culture Mueller-Hinton. Dépôt des disques imprégnés d'antibiotiques à l'aide d'un distributeur à la surface du milieu de culture.

Incuber pendant 24 heures à 37 °C.

Lecture

Après incubation, on mesure le diamètre de la zone d'inhibition pour chaque antibiotique et on compare la CMI aux concentrations critiques inférieure et supérieure (Tableau XI et Tableau XII, voir Annexes) afin de déterminer les caractères sensible, intermédiaire ou résistant de la bactérie vis-à-vis de cet antibiotique.

II. RESULTATS ET DISCUSSION

II.1- Résultats des analyses physico-chimiques

✚ Température

Les températures enregistrées au niveau des eaux de baignade de notre zone d'étude à 1m et à 5m de la côte ne montrent pas de grandes variations entre les plages. A 1m de la côte, ces valeurs varient entre un minimum de 15,5°C au niveau de la plage 1 (plage Lalla Tamzita) et un maximum de 24,8°C au niveau de la plage 4 (plage Mer et soleil) (Voir figures 9 et 10).

Toutes ces valeurs ne dépassent pas la norme de 25°C recommandée par le JORA (2006).

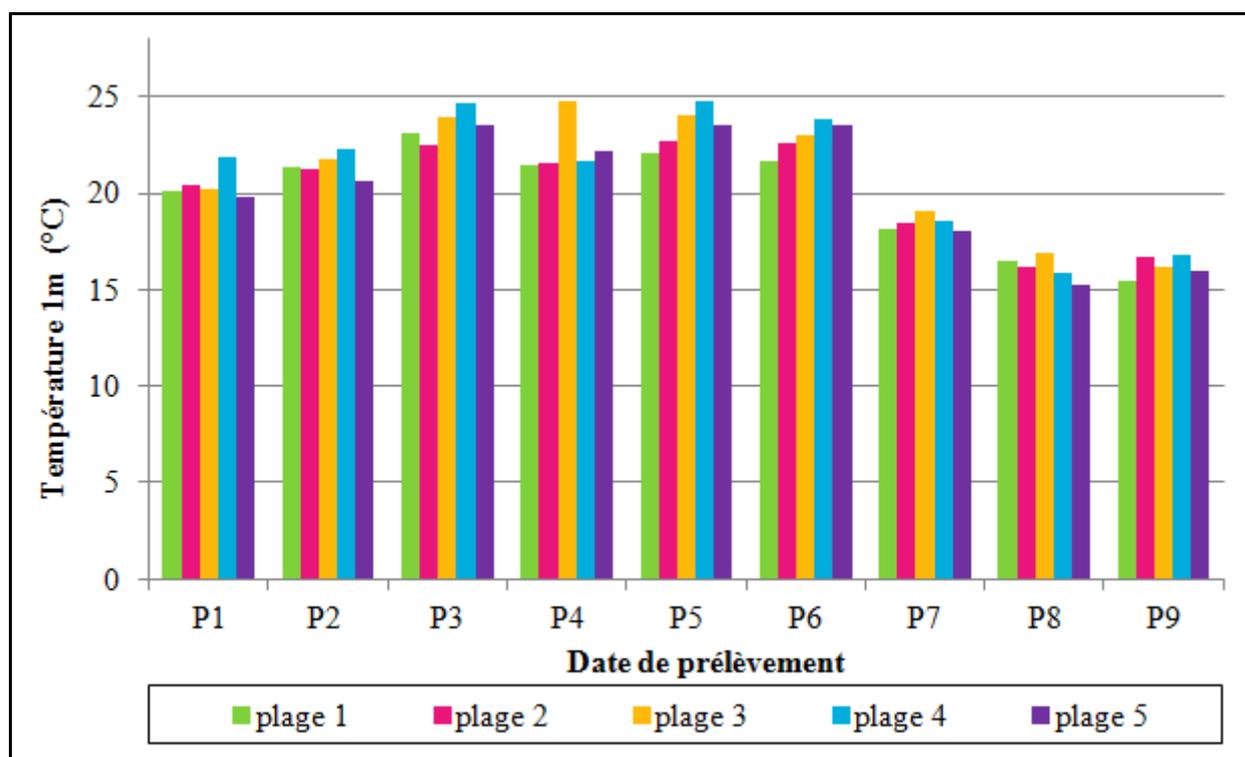


Figure 9. Variations de la température à 1m

La température minimale moyenne à 5 mètres du littoral est enregistrée au niveau de la plage 1 (Lalla Tamzita) 19,58°C. La valeur moyenne maximale 20,81°C est enregistrée au niveau de la plage 3 (la pointe rouge).

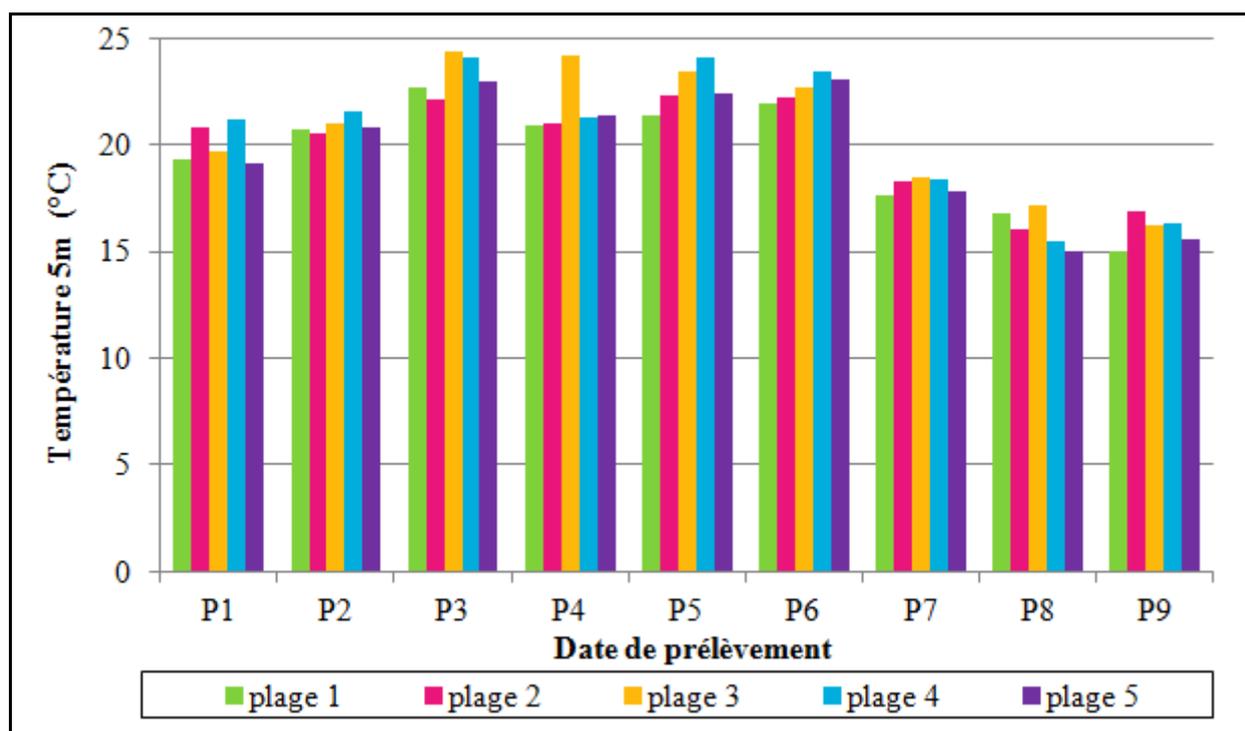


Figure 10. Variations de la température à 5m

D'après **Gueddah (2003)** et **WHO (1987)**, la température est un paramètre important pour la caractérisation de la pollution des eaux marines. Les températures relativement élevées agissent comme pollutions additionnelles et s'accompagne toujours d'une modification des propriétés de l'eau, car elles agissent sur la densité, la viscosité, la solubilité des gaz dans l'eau, la dissociation des sels dissous, le pH, de même que sur les réactions chimiques et biochimiques.

Selon **Angelier (2003)** et **UNESCO/ WHO/ UNEP (1996)**, la température conditionne le développement et la durée du cycle biologique des espèces aquatiques et elle influence les processus physiologiques des organismes, tels que la respiration microbienne qui est responsable d'une grande partie de l'autoépuration des eaux.

La survie de la plupart des microorganismes pathogènes dans l'eau est en fonction de la température. Les bactéries pathogènes et les virus survivent mal lorsque les températures sont élevées, alors que les parasites sont peu affectés (**Festy et al., 2003**).

+ Potentiel d'Hydrogène

Les valeurs de pH relevées au niveau des différents sites étudiés sont reportées dans les figures 11 et 12 qui représentent son évolution à 1m et 5m de la cote.

La valeur minimale à 1m a été enregistrée au niveau du site 1 (pH=7,87) et la valeur moyenne maximale au niveau du site 5 (pH= 8.25).

Les valeurs du pH répondent aux normes de qualité recommandée par **JORA (1993)** pour les eaux de baignade qui doivent être comprises entre 6 et 9.

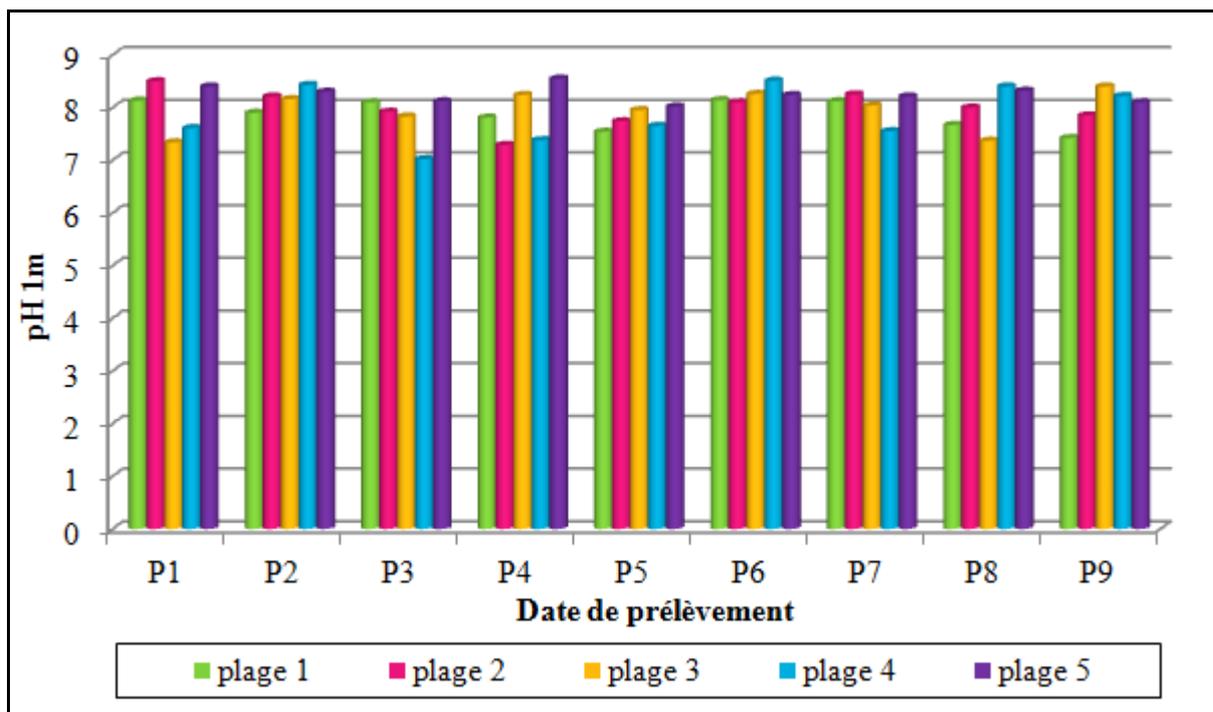


Figure 11. Variations du pH (1m).

À 5 mètres de la côte, la valeur moyenne minimale du pH a été notée au niveau des plages 1 et 4 (pH=7,88) et la valeur maximale a été notée au niveau du site 5 (plage Oued El Belaa) (pH= 8.26).

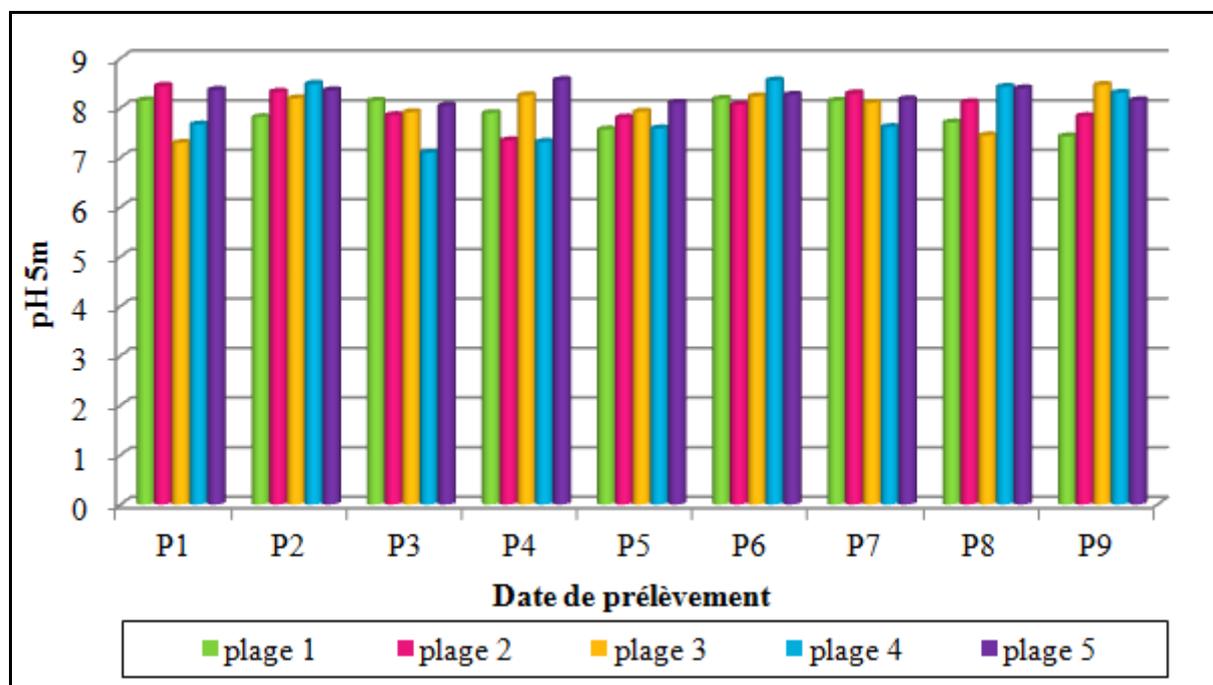


Figure 12. Variation du pH (5m).

Le pH est considéré comme étant l'un des paramètres les plus importants de la qualité des eaux (**Brisou et Denis, 1980**). Il est étroitement surveillé au cours de toute la période de prélèvement.

Ce paramètre conditionne l'équilibre physico-chimique et dépend des facteurs multiples, dont la température et l'origine de l'eau (**Chapmand et Kimstach, 1996**).

En eau salée, le pH est compris entre 8,0 et 8,3. Les carbonates, les hydroxydes et les Bicarbonates augmentent l'alcalinité de l'eau, tandis que les acides minéraux libres et les acides carboniques en accroissent l'acidité (**O'Neill et al., 1994**).

Par ailleurs, l'origine des fluctuations de pH peuvent être dues aux :

- Eaux usées domestiques.
- Eaux pluviales: le pH théorique des eaux de pluie est de 5, 6.
- Effluents industriels: les effluents industriels qui n'ont pas été neutralisés peuvent abaisser considérablement le pH de l'eau (**O'Neill et al., 1994**).

✚ Salinité

Les valeurs moyennes de la salinité sont comprises entre un minimum de 32 P.S.U au niveau de la plage 2 (Madame Roumaine) et un maximum de 36,42 P.S.U au niveau de la plage 4 (mer et soleil) à 1 mètre de la côte, cette dernière est une valeur supérieure à la norme Algérienne recommandée qui est de 35 P.S.U (**JORA, 2006**).

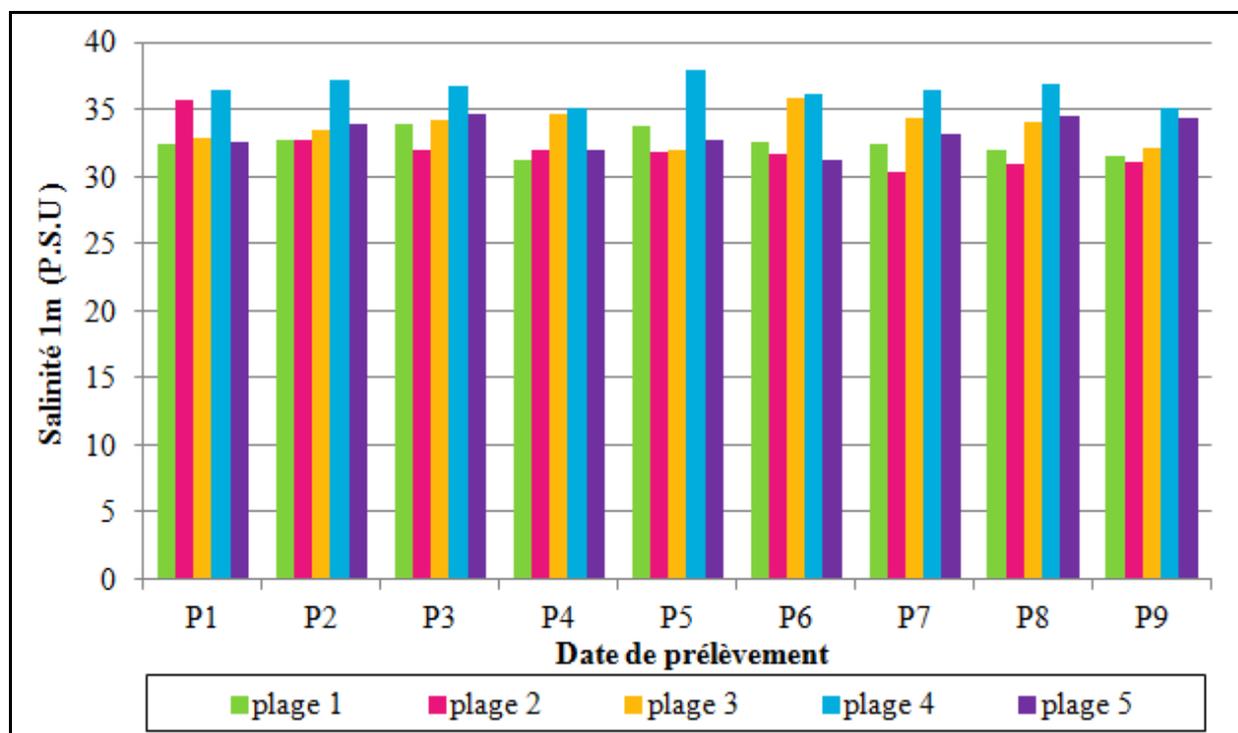


Figure 13. Variation de salinité à 1m.

Les valeurs moyennes à 5 mètres sont comprises entre un minimum de 31,94 P.S.U au niveau de la plage 2 (Madame Roumaine) et un maximum supérieur à la norme Algérienne avec 36,63 P.S.U au niveau de la plage 4 de mer et soleil.

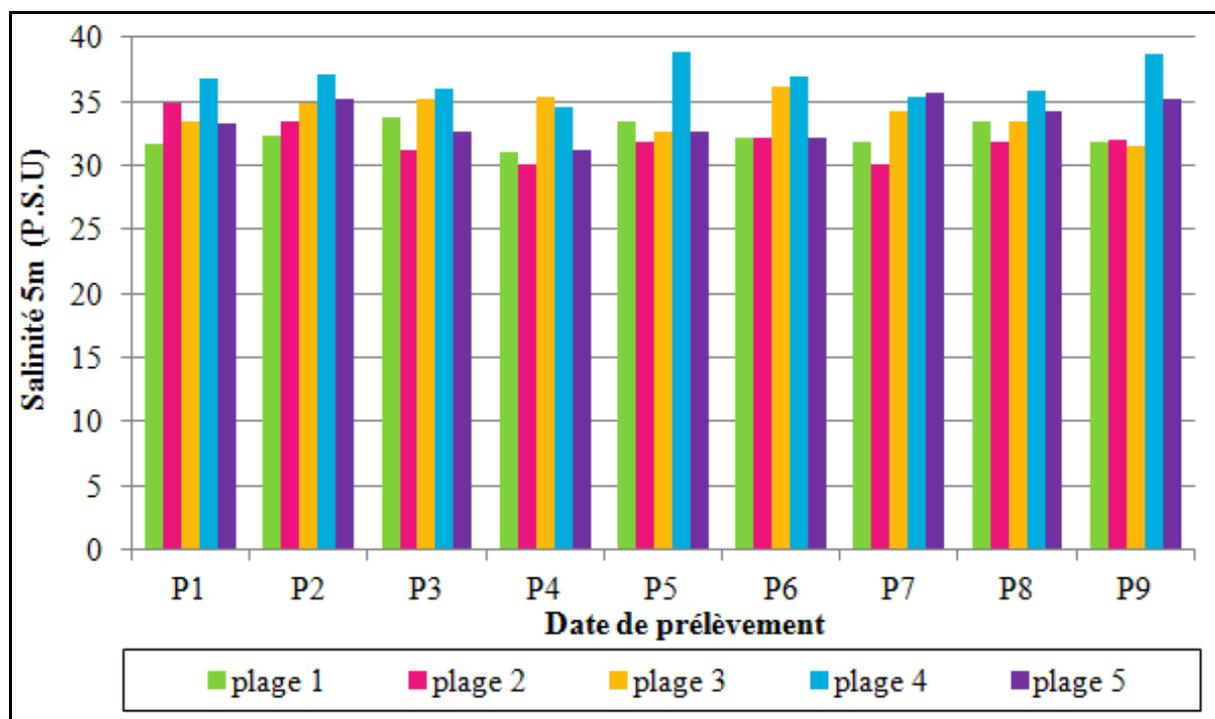


Figure 14. Variation de la salinité à 5m.

La mesure de la salinité est une variable indispensable à la description du milieu marin, elle est souvent associée à la mesure de la température (**Rodier, 2009**).

Les concentrations notées au niveau de la plage de mer et soleil sont supérieures à la norme Algérienne mais elles sont moins élevées que celles rencontrées par Gueddah en 2003 dans les eaux d'Annaba qui mesure 40,2 P.S.U alors qu'elle est comparable à celle signalée par Chaouch en 2007 dans les eaux des plages dans la baie Annaba avec 36,7 P.S.U.

D'après **Le Calvé (2002)**, les fluctuations de la salinité sont en relation avec les conditions climatiques, telles l'évaporation liée aux fortes températures estivales et les précipitations.

+ Conductivité

Les résultats obtenus à 1 mètre de la côte varient entre un minimum de 46,6 $\mu\text{s/cm}$ dans la plage de Madame Roumaine au mois d'octobre et un maximum de 56,9 $\mu\text{s/cm}$ dans la plage Mer et Soleil au mois de septembre.

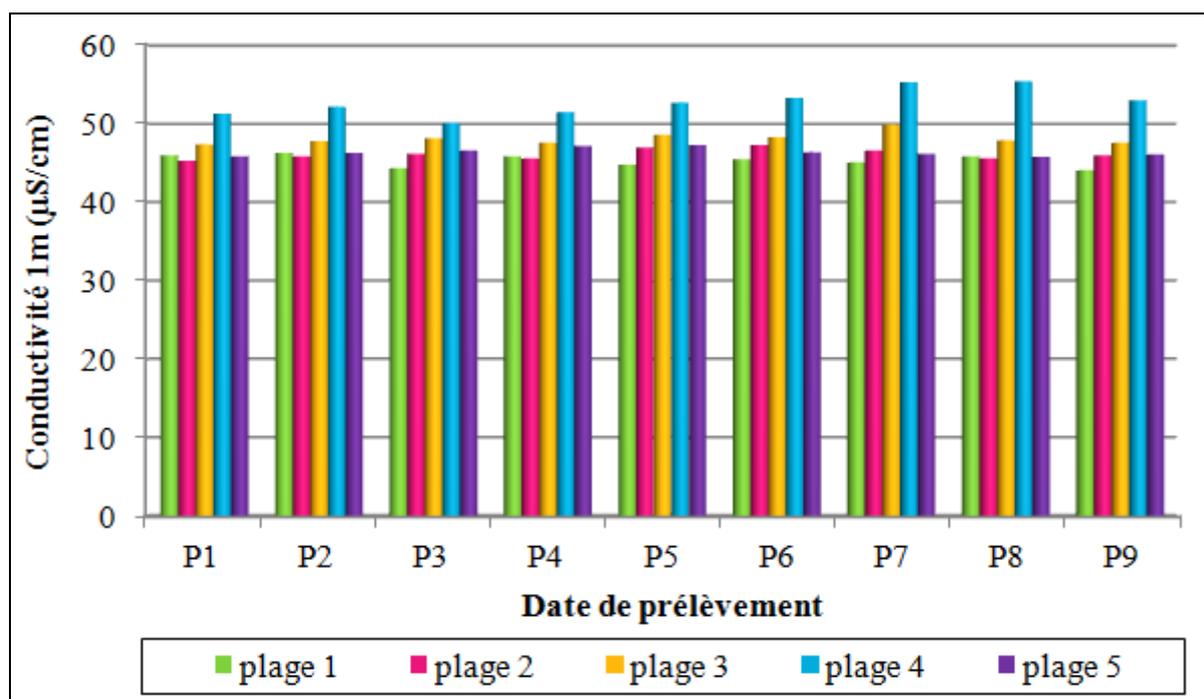


Figure 15. Variation de la conductivité électrique à 1m.

La conductivité électrique à 5m varie entre 46,3 $\mu\text{S}/\text{cm}$ et 58,1 $\mu\text{S}/\text{cm}$ dans la plage de Madame Roumaine et Mer et Soleil respectivement.

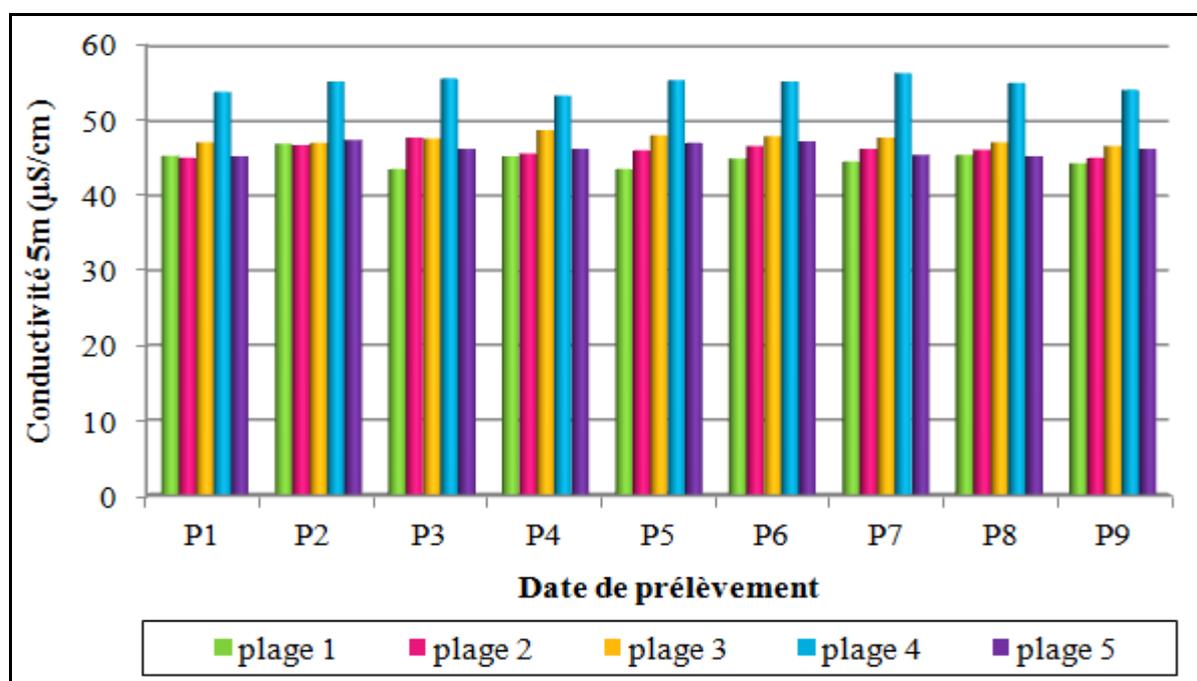


Figure 16. Variation de la conductivité électrique à 5m.

La conductivité est une mesure de la capacité de l'eau à conduire un courant électrique. Il est sensible aux variations des solides dissous principalement des sels minéraux (UNESCO/WHO/UNEP, 1996).

La forte concentration en sels dissous confère à l'eau de mer une forte conductivité (Rodier, 2009).

II.2- Résultats des analyses bactériologiques

A côté de la flore autochtone adaptée rigoureusement aux conditions de la vie marine, une flore accidentelle se rencontre le long des côtes, des baies ou d'estuaires et à proximité des villes introduites soit par ruissellement ou par les égouts domestiques. Les principales espèces rencontrées sont d'origines fécales appartenant au groupe des entérobactéries telles que : les coliformes, les salmonelles et les streptocoques (Bellan et Peres, 1974).

Ces bactéries ont à la fois un rôle en pathologie et un intérêt épidémiologique (Ghautier et Pietri, 1989).

Coliformes totaux

Le dénombrement des coliformes totaux montre que leur teneur varie d'un site à l'autre et d'un mois à l'autre. Ces valeurs sont inférieures aux valeurs guides 500 germes/100ml préconisées par le JORA, 1993.

Le coliformes fécaux à 1 mètre du littoral (figure 17) varient entre une moyenne minimale de 131 UFC/ 100 ml dans la plage 1 et maximale de 213,7 UFC/ 100 ml dans la plage 4.

La valeur minimale est de 7 UFC/100 ml enregistrée dans la plage 2 au mois de novembre (P8) et la valeur maximale est de 362 UFC/100 ml dans la plage 3 pour le prélèvement P5.

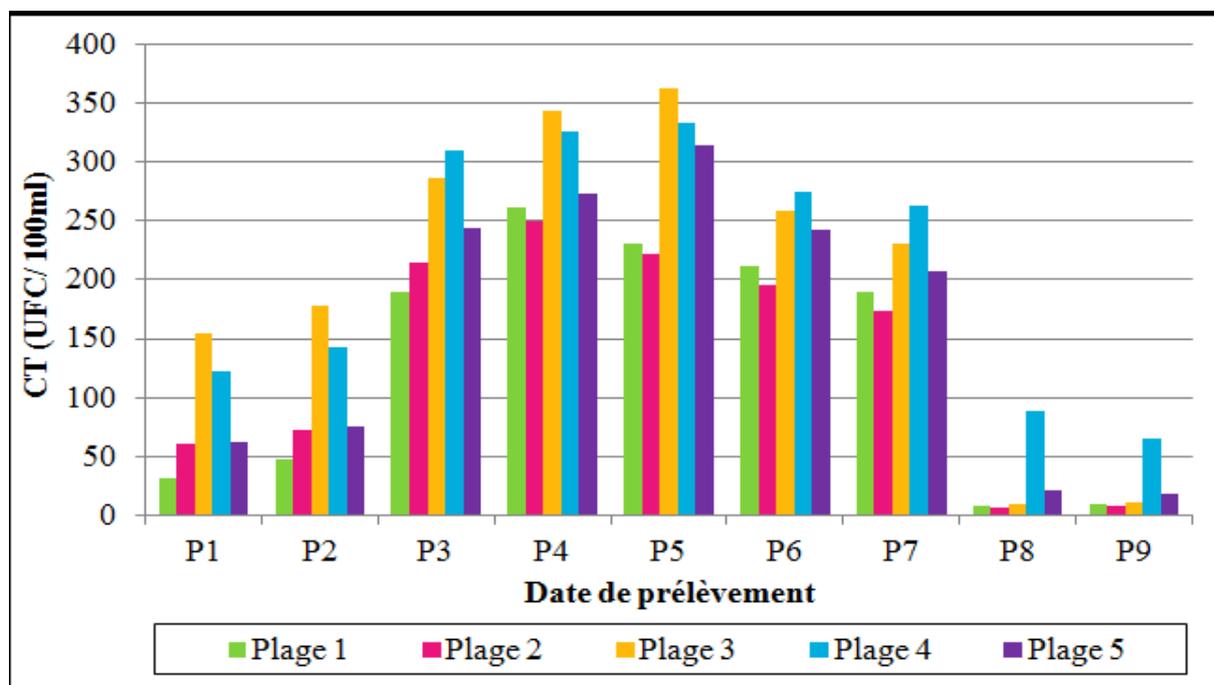


Figure 17. Variation des coliformes totaux à 1m

La charge moyenne des coliformes totaux à 5 mètres varie entre une moyenne minimale de 104,5 UFC/100 ml dans la plage 1 (Lalla Tamzita) et maximale de 189,4 UFC/ 100 ml dans la plage 3 (Figure 18).

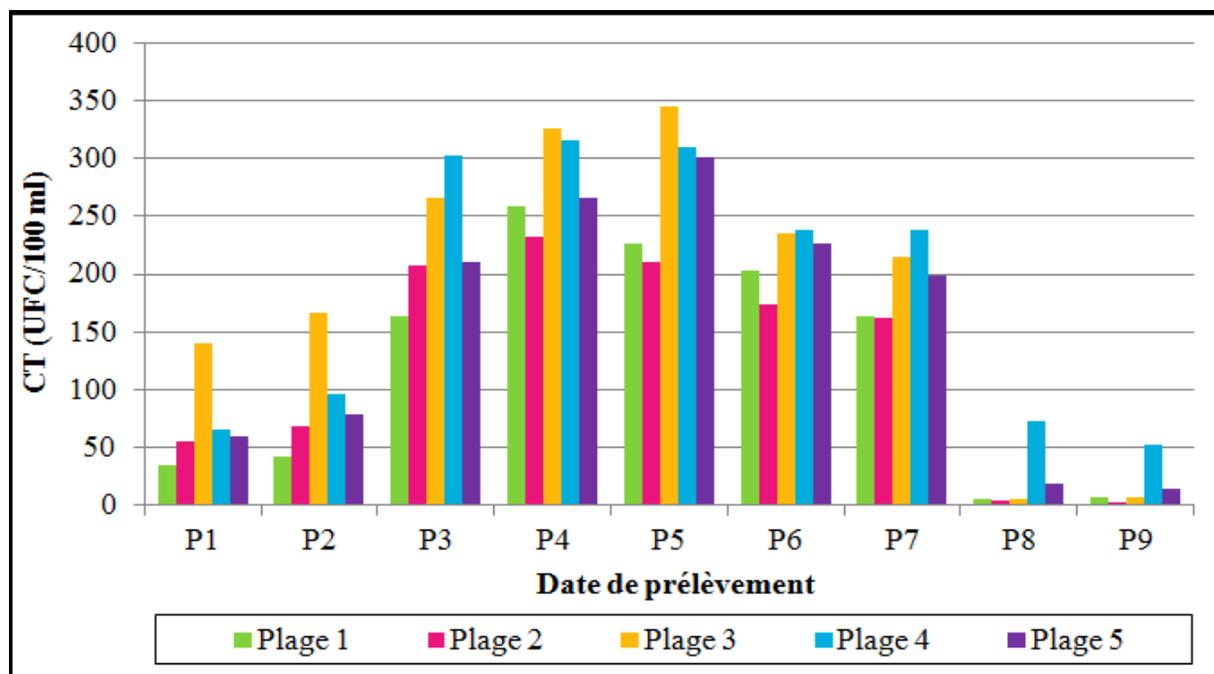


Figure 18. Variation des coliformes totaux à 5m

L'analyse des coliformes totaux ne permet d'apprécier la qualité d'une eau que moyennement. Elle est indicative, du fait de la grande hétérogénéité des espèces regroupées sous ce terme. En effet, celles-ci ont des origines diverses, certaines sont d'origine fécale et peuvent refléter une pollution fécale de l'eau, mais d'autres se retrouvent naturellement dans le sol ou la végétation (Rodier et al., 2005).

Au cours de la saison hivernale, leur présence est faible, et serait due à la diminution des eaux par l'apport des eaux pluviales comme l'ont déjà signalé Chaouay et al., (2016).

Coliformes fécaux thermo-tolérants

La charge bactérienne en coliformes thermo-tolérants est moins importante que celles des coliformes totaux car les coliformes fécaux font partie de coliformes totaux.

À 1 mètre du littoral, la valeur minimale est enregistré dans la plage 2 (Madame Roumaine) au mois de décembre qui est de 1 UFC/ 100 ml (Figure 20) notant un pic qui est la valeur maximale pour les eaux de la plage 5 pour le prélèvement P5 avec 280 UFC/100ml.

Les valeurs des CF dépassent les valeurs guides 100 germes/100ml préconisées par le JORA, 1993 à partir de P2 (fin du mois de juillet) pour la plage 3 jusqu'à P7 (mois d'octobre).

Pour les autres plages les valeurs des coliformes fécaux dépassent les nombres guides à partir du prélèvement P3 jusqu'à P7.

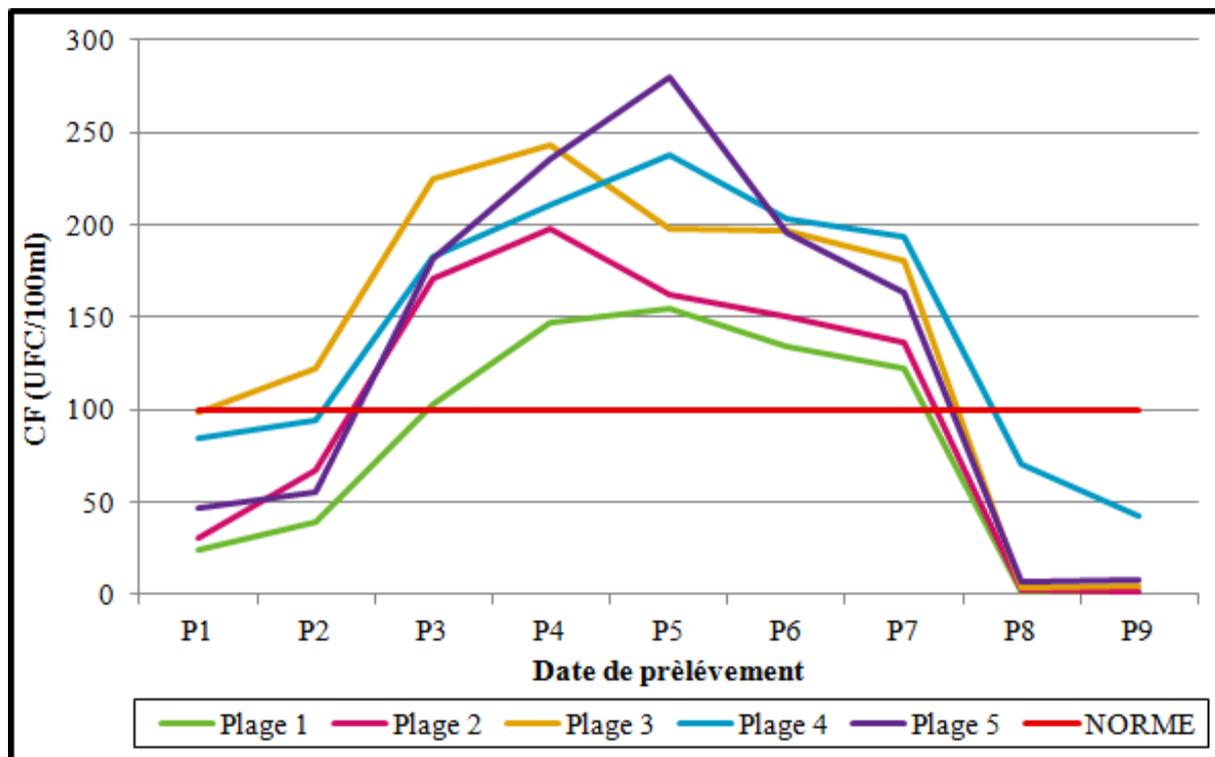


Figure 19. Variation des coliformes fécaux à 1m

Les valeurs des CF dépassent les valeurs guides pour tous les prélèvements comme suit :

- Plage 3 : à partir de P2 jusqu'à P7.
- Plage 2,4, 5 : à partir de P3 (début du mois d'août) jusqu'à P7.
- Plage 1 : à partir du prélèvement P4 jusqu'à P7 (octobre)

Le nombre des coliformes fécaux à 5m (Figure 20) varie entre un minimum de 1 UFC/100 ml au niveau de la plage 1 et un maximum, un pic noté au niveau de la plage 4 pour le prélèvement P4 avec 295 UFC/100ml.

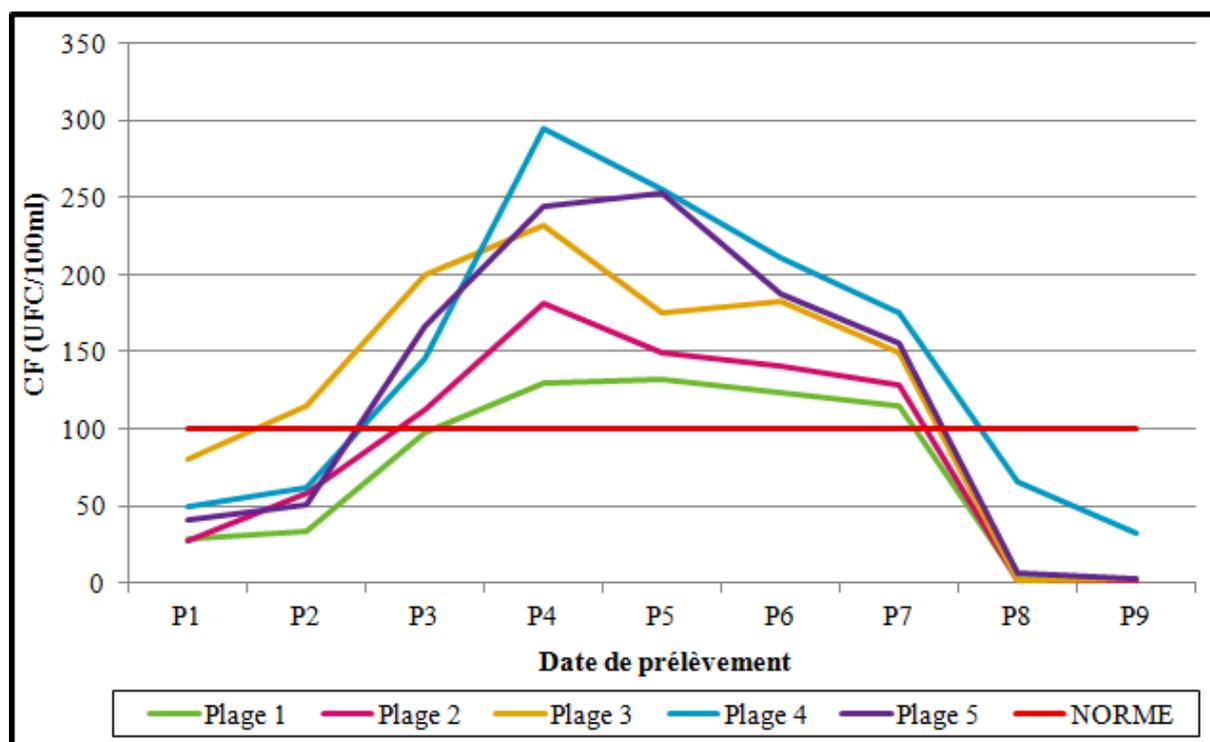


Figure 20. Variation des coliformes fécaux à 5m

Les coliformes fécaux, hôtes habituels des intestins de l'homme sont des germes témoins de contamination fécale. Leur présence dans une eau de mer est l'indication formelle d'une contamination récente (Seddik, 2008).

L'intérêt de la détection de ces coliformes, à titre d'organismes indicateurs, réside dans le fait que leur survie dans l'environnement est généralement équivalente à celle des bactéries pathogènes et que leur densité est généralement proportionnelle au degré de la pollution produite par les matières fécales (CEAEQ, 2000).

Selon Dupray et Derrien (1995) et Ghoul et al., (1990), les bactéries lorsqu'elles sont déversées en eau de mer, sont soumises à un choc osmotique immédiat. Ainsi stressées, les entérobactéries à Gram- sont capables d'entrer en dormance. Cet état viable, mais non cultivable, est un moyen de survie au choc osmotique, dans l'attente de meilleures conditions pour le réveil bactérien.

Streptocoques fécaux

Toutes les valeurs enregistrées au niveau des différentes stations sont en-dessous des normes de salubrité qui sont de 100 UFC/ 100 ml, donc les eaux sont de qualité bactériologique satisfaisante à l'exception du seul prélèvement au mois d'août dans la plage la pointe rouge à 1m du littoral (SF=101 UFC/100ml).

Les valeurs moyennes des streptocoques fécaux à 1 mètre varie entre un minimum de 11,33 UFC/ 100 ml dans la plage 1 (Lalla Tamzita) et un maximum de 43,33 UFC/ 100 ml dans la plage 4 (figure 21).

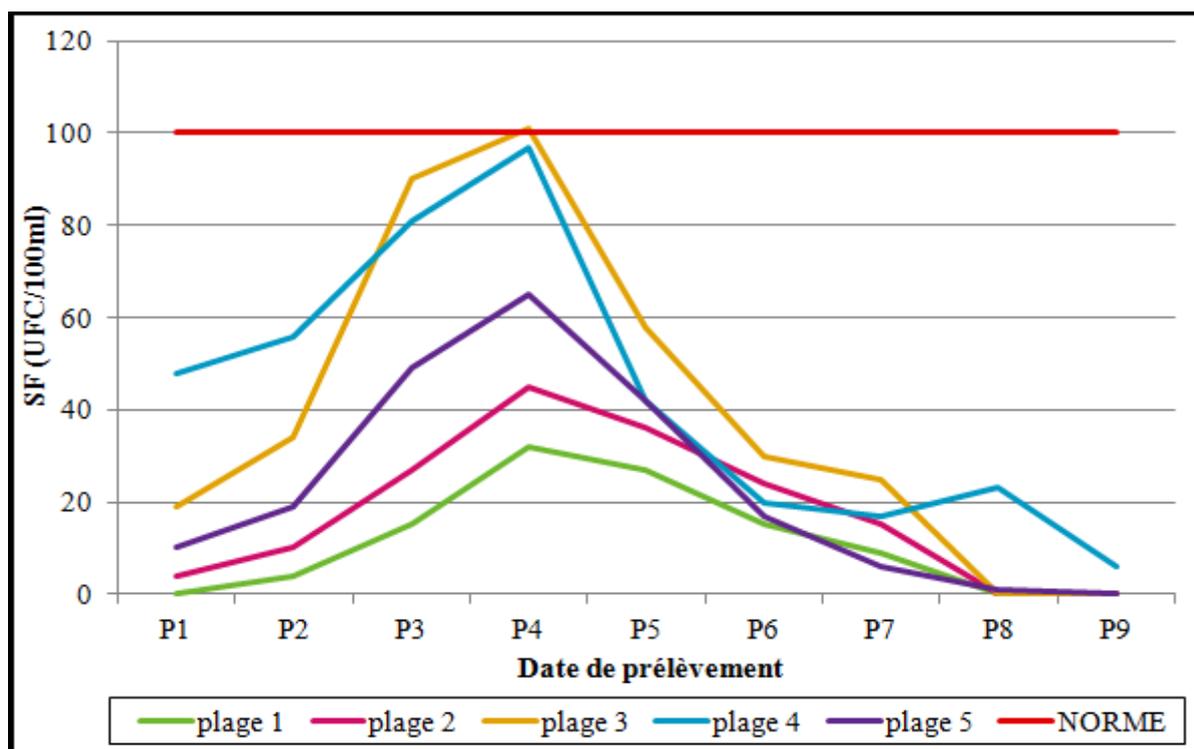


Figure 21. Variation des streptocoques fécaux à 1m.

Les valeurs moyennes à 5m de la côte varient entre un minimum de 10,22 UFC/ 100 ml dans la plage 1 et 32,33 UFC/ 100ml au niveau de la plage 4 avec un pic de 84 UFC/ 100 ml dans la plage 3 (Pointe rouge) à la fin du mois d’Août (Figure 22).

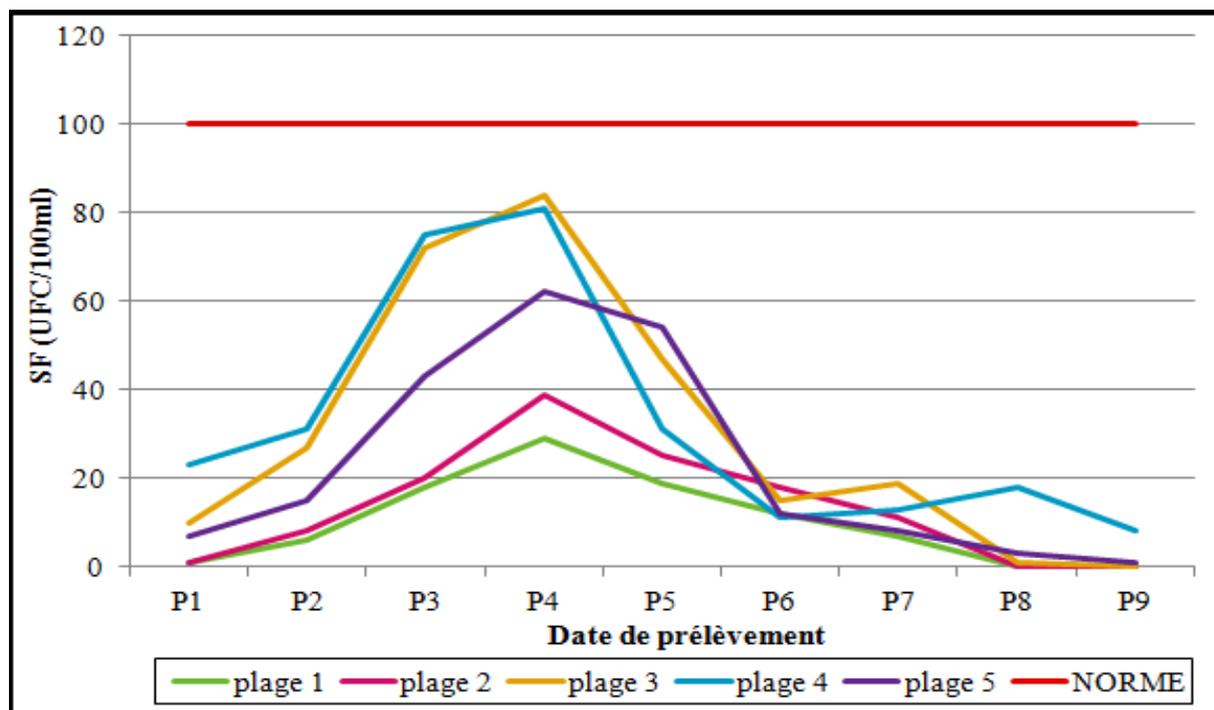


Figure 22. Variation des streptocoques fécaux à 5m

Les streptocoques fécaux sont responsables de gastro-entérites et sont indicateurs spécifiques de pollution humaine fécale ancienne (OMS/ PNUE, 1995).

D'après OMS (2002) et Prescott *et al.*, (1995), l'abondance des streptocoques fécaux dans le milieu marin est due à leurs caractéristiques physiologiques qui leur confèrent une meilleure adaptation pour persister plus longtemps (à l'opposition d'*E. coli*) vue leur résistance à une concentration de 6,5% de Na Cl et à une température de 10 à 45°C.

❖ Comparaison du dénombrement des germes entre 1m et 5m du littoral

Les différents résultats obtenus montrent que le taux des CT, CF et SF augmentent avec la température estivale et diminuent au fur et à mesure qu'on s'éloigne du bord de la mer de 1m à 5m.

❖ Origine de la contamination fécale

Les variations de l'origine de contamination fécale à 1 mètre du littoral (Tableau VI) montrent qu'elles sont exclusivement humaine pour les eaux de la plage 1 et 2.

Mixte à prédominance humaine pour les prélèvements P3, P4, P5 et P8 dans les eaux de la plage 3 et exclusivement humaine pour P1, P2, P6 et P7.

Pour les eaux de la plage 4, l'origine est mixte à prédominance humaine pour P1, 2, 3, 4 et P8 et exclusivement humaine pour les autres prélèvements.

Alors que pour les eaux de la plage 5, elle est mixte à prédominance humaine pour les prélèvements P2, P3 et P4 et exclusivement humaine pour P1, P5, P6, P7 et P8.

Tableau VI. Variations de l'origine de la contamination de l'eau à 1m.

	Plage 1	Plage 2	Plage 3	Plage 4	Plage 5
P1	28	27	8	2,17391304	4,7
P2	5,5	7,25	4,25925926	2	2,89473684
P3	5,44444444	5,6	2,77777778	1,93333333	3,40816327
P4	4,44827586	4,64102564	2,76190476	3,64197531	3,75384615
P5	6,94736842	5,96	3,72340426	8,22580645	6,02380952
P6	10,33333333	7,83333333	12,13333333	19,1818182	11,0588235
P7	16,4285714	11,6363636	7,84210526	13,4615385	25,8333333
P8	/	/	2	3,61111111	6
P9	/	/	/	4	/

À 5 mètres du littoral, on note dans les eaux de baignade de la plage 1 et 2 respectivement (plage Lalla Tamzita et Madame Roumaine) que l'origine de contamination fécale est aussi exclusivement humaine (rapport supérieur à 4).

Pour les eaux de baignade de la plage 3 (la pointe rouge), le rapport est majoritairement compris entre 2 et 4 respectivement ($2 < R < 4$) donc l'origine de la contamination fécale est mixte à prédominance humaine, alors qu'elle est exclusivement humaine pour P3, P6 et P7.

Pour les eaux de la plage 4 et 5 (plage Mer et soleil et plage de Oued El Bellaa), l'origine est :

- mixte à prédominance humaine pour les prélèvements P1, P4 et P5
- Exclusivement humaine pour P2, P3, P5, P6, P7 et P9 (Tableau VII).

Tableau VII. Variations de l'origine de la contamination de l'eau à 5 m.

	Site 1	Site 2	Site 3	Site 4	Site 5
P1	4,59375	4,4	2,40594059	2,17525773	3,80645161
P2	5,74074074	4,5	3,4137931	5,66666667	5,18518519
P3	8,93333333	6,25	6,56666667	10,15	16,33333333
P4	4,59375	4,4	2,40594059	2,17525773	3,80645161
P5	5,74074074	4,5	3,4137931	5,66666667	5,18518519
P6	8,93333333	6,25	6,56666667	10,15	16,33333333
P7	13,55555556	9,06666667	7,24	11,4117647	20,375
P8	/	/	/	3,04347826	2,33333333
P9	/	/	/	7,16666667	8

Selon une étude d'aménagement du littoral de la wilaya de Tipaza en 2006, le nombre de rejet d'eaux usées pour la commune de Cherchell est de 8 avec un débit de 3600 m³/j. Le Tableau IV (*cf voir partie bibliographique*) montre que deux de ces rejets se déversent dans les plages de Mer et soleil et Oued El Bellaa ce qui explique les concentrations élevés notés durant notre étude des bactéries indicatrices de contamination fécale par rapport aux autres plages. Deux rejets pour la commune de Sidi Ghiles avec un débit de 480 m³/j et 2 rejets pour la commune de Hadjret Ennous avec 160 m³/j, ils sont tous évacués directement dans le milieu marin sans aucun traitement préalable.

Cherchell et ses communes adjacentes sont connus par leurs terres fertiles couvrant une superficie de 170700 ha, le lessivage de ces terres entraîne des pesticides polluants qui s'infiltrant par les nappes phréatiques et se déversent dans l'eau de mer.

La contamination fécale des plages peut présenter une implication écologique significative, des risques pour la santé publique, la perte de possibilités récréatives et un impact coûteux pour les économies locales. Les principales sources de pollution fécale des plages sont les effluents des eaux usées municipales, le ruissellement agricole, l'aquaculture, les excréments fécaux des oiseaux et des utilisateurs récréatifs (**Mudryk, 2016**).

Elmir et al., (2007) et **Papadopoulou et al., (2008)**, ont aussi démontré que la source des bactéries présentes dans les eaux des plages proviennent des excréments des baigneurs dans les eaux récréatives.

Les sites étudiés sont régulièrement utilisés par les baigneurs. Malheureusement, les données quantitatives sur le nombre de baigneurs dans chaque plage sont indisponibles, mais cela pourrait être une variable intéressante à prendre en compte pour les futures études.

❖ Classement bactériologique des eaux de baignade

Les valeurs des germes dépassent les nombres guides : 100 UFC/100ml pour les coliformes thermo-tolérants dans les eaux de toutes les plages étudiées et les streptocoques fécaux pour le prélèvement P4 dans les eaux de la plage 3 (Tableau VIII).

Tableau VIII. Classement bactériologique des plages (à 1m et 5m)

Prélèvements	Bactéries	Plage 1		Plage 2		Plage 3		Plage 4		Plage 5	
		1m	5m								
P1	CT										
	CF										
	SF										
P2	CT										
	CF										
	SF										
P3	CT										
	CF										
	SF										
P4	CT										
	CF										
	SF										
P5	CT										
	CF										
	SF										
P6	CT										
	CF										
	SF										
P7	CT										
	CF										
	SF										
P8	CT										
	CF										
	SF										
P9	CT										
	CF										
	SF										

 Bonne qualité bactériologique

 Qualité bactériologique acceptable

En se référant au Tableau II (*cf voir partie bibliographique*), les eaux de baignade des plages étudiées sont toutes de qualité bactériologique acceptable.

II.3- Isolement et identification

L'examen macroscopique des cultures a permis de déduire si les cultures sont mono ou poly microbiennes.

Dans notre cas, tous les prélèvements sont de nature poly microbienne.

Après identification biochimique par la galerie Api 20^E (Bio-Mérieux), nous avons identifié 45 souches bactériennes (*Enterobacteriaceae*) (Tableau XII, voir Annexe).

La figure 23 illustre la répartition des souches identifiées au niveau de chaque plage, notant :

- Dans les eaux de baignade de la plage 1 : nous avons identifié 4 souches de *E. coli* avec un taux de 45% et une souche de : *Klebsiella oxytoca*, *Pantoea sp*, *Aeromonas hydrophila*, *Enterobacter sakazakii*, *Klebsiella pneumoniae pneumoniae* avec un pourcentage de 11% pour chacune,
- Dans les eaux de la plage 2 : 3 souches de *E. coli* (34%), 2 souches de *Citrobacter koseri* (22%), et une souche de *Proteus mirabilis*, *Klebsiella pneumoniae sp pneumoniae*, *Enterobacter aerogenes* et *Burkholderia cepacia* (11%).
- Dans les eaux de baignade de la plage 3: 3 souches de *E.coli* avec un pourcentage de 34%, suivi de 11% des espèces suivantes: *Serratia odorifera*, *Enterobacter cloacacea*, *Klebsiella ornithionolytica*, *Citrobacter freundii*, *Raoutella terrigena*, *Aeromonas hydrophila* ce qui représente une souche pour chacune
- Dans les eaux de la plage 4: 3 souches de *Serratia odotifera* avec un taux de 34%, suivi de 11% des espèces suivante : *Providencia rettgeri* *Citrobacter freundii*, *Citrobacter youngae*, *Enterobacter sakazakii*, *Enerobacter aerogenes*, *Pantoea sp2*
- Dans les eaux de la plage 5 : 4 souches ce qui représente 40% de *E.coli*, et une souche de chacune des *Klebsiella pneumoniae ssp pneumoniae*, *Klebsiella ornithionolytica*, *Klebsiella oxytoca*, *Hafnia alveii*, *Enterobacter aerogenes*, *Aeromonas hydrophila* avec un pourcentage de 10% pour chacune.

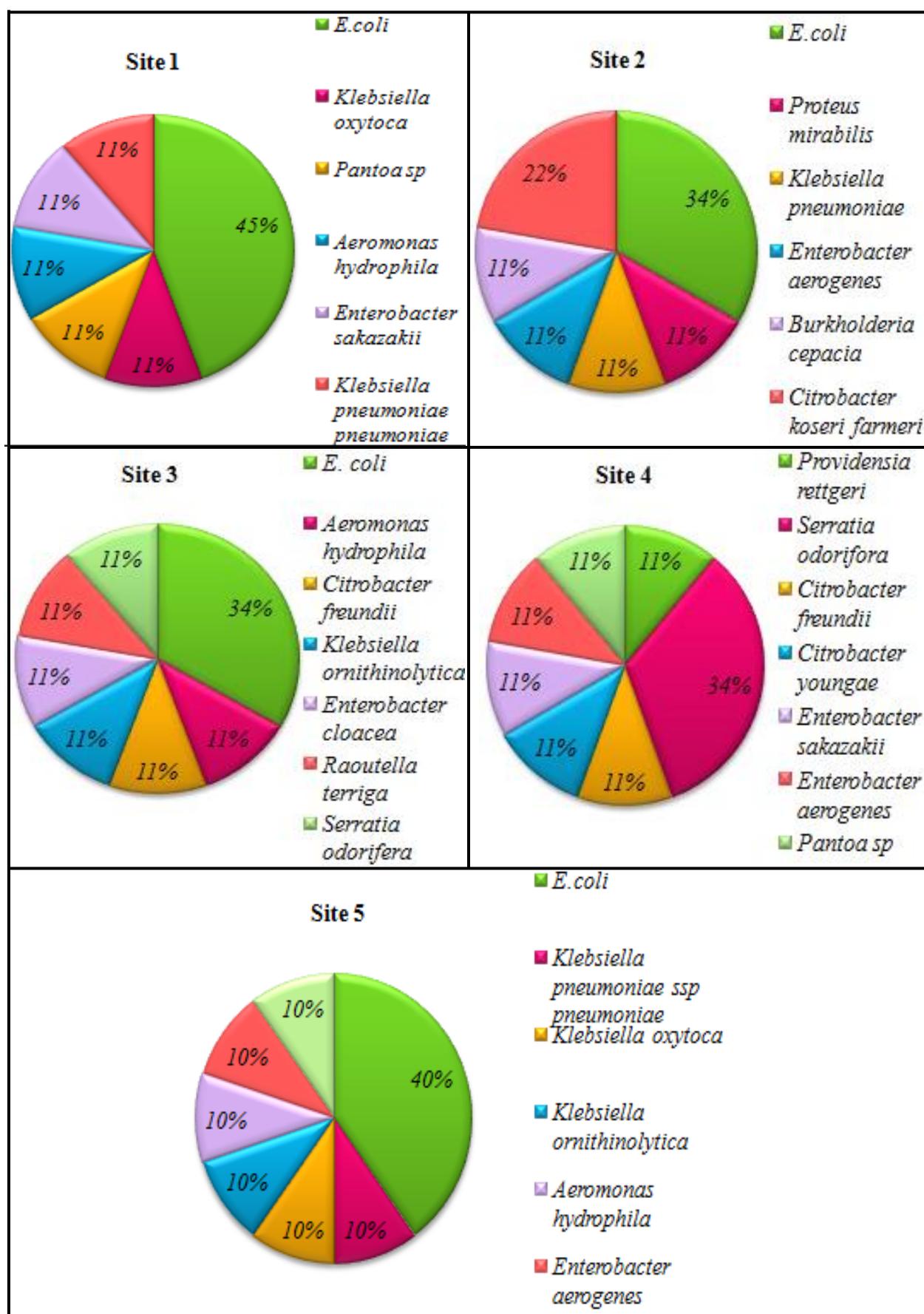


Figure 23. Fréquence des bactéries isolées à partir des différentes plaques

✚ Bactéries pathogènes

L'isolement et l'identification des bactéries pathogènes issues des eaux de baignade de notre zone d'étude ont révélé une prédominance des *Staphylococcus aureus* avec un taux de 75% suivie par *Aeromonas hydrophila* avec un pourcentage de 25% et une absence totale des bactéries du genre *Salmonella*.

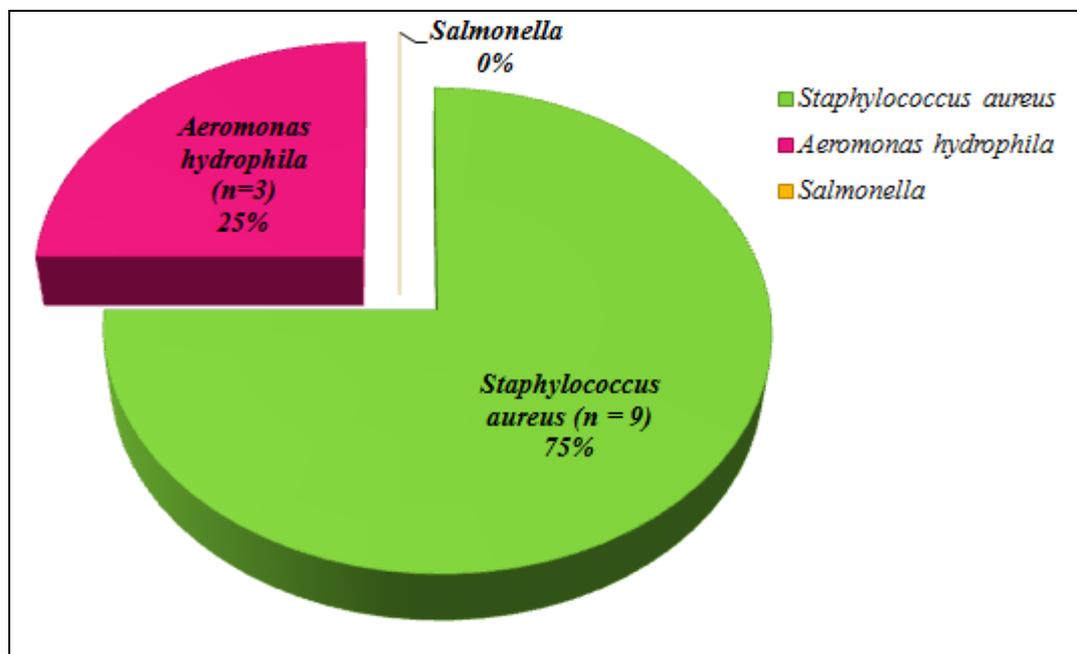


Figure 24. Fréquence des bactéries pathogènes.

La recherche des staphylocoques présente un intérêt pratique surtout dans les eaux destinées à la baignade (GAUJOUS, 1995 et RODIER *et al*, 1996). La détection de l'espèce *Staphylococcus sp.* est due aux caractéristiques de ce genre bactérien très répandu dans la nature. En effet, les staphylocoques arrivent à proliférer grâce à leur particulière résistance aux conditions hostiles de l'environnement, telles que la chaleur, la sécheresse ou la salinité de l'eau (Ait hamle, 1998).

Staphylococcus aureus est à l'origine d'infections cutanées. Les enfants (moins de 16 ans) sont les plus touchés par ces troubles de santé (El Attiffi, 2011).

Les espèces d'*Aeromonas sp.* font partie de la flore aquatique naturelle et sont présente dans les eaux marines, et leurs nombre augmente pendant les mois les plus chauds de l'année. Il est établi qu'*Aeromonas sp.* joue un rôle dans plusieurs maladies humaines, dont la gastroentérite. Des cas d'infection, des plaies ont été décrites chez des sujets en bonne santé après fréquentation d'eaux de baignade (OMS, 2004).

L'absence du genre *Salmonella* pourrait être expliquée d'une part par leur absence effective dans l'eau due aux conditions du milieu qui sont défavorables pour leur survie et leur prolifération, et d'autre part par la présence de quantités importantes d'autres germes qui les rend difficilement détectables.

II.4- Antibiogramme

Toutes les souches d'entérobactéries identifiées ont été testé vis-à-vis de 20 molécules d'antibiotiques, appartenant à 8 familles différentes : 10 beta lactamines, 2 aminosides, 3 quinolones, 2 macrolides, un de chacun des sulfamides, cyclines, phenicoles et un acide fusidique.

L'antibiogramme a été réalisé par la méthode de diffusion des disques sur gélose Muller-Hinton et interprété après la mesure des diamètres d'inhibition selon la standardisation de l'antibiogramme à l'échelle nationale (**Rahal et al., 2008**).

II.4.1- Résistance globale des entérobactéries aux antibiotiques en fonction des sites

L'analyse globale des résultats de l'antibiogramme a montré une différence de taux de résistance en fonction des sites (Figure 25, 26, 27, 28,29).

En effet, les bactéries isolées exprime une résistance complète (100 %) vis-à-vis :

- Triméthoprim + sulfamides (SXT) et Doxycycline (DO) au niveau des eaux du site 1
- Triméthoprim + sulfamides (SXT) au niveau du site 2
- Vancomycine (VA), Lincomycine (L) et SXT au niveau des eaux du site 3
- L'acide fusidique (FA) et Triméthoprim + sulfamides (SXT) au niveau du site 5.

✚ Pour la famille des β -lactamines, des résistances élevées (80-100%) ont été observées vis-à-vis :

- Penicilline G (P) au niveau du site 5
- Vancomycine au niveau des sites 1, 2 et 5
- Ampecilline (AM) au niveau des eaux de baignade des sites 2, 3, et 4
- Amoxicilline + Acide clavulanique (AMC) au niveau des sites 2 et 3.

Un pourcentage de résistance qui varie entre 50% à 80% a été noté vis-à-vis :

- Penicilline, AM, AMC au niveau du site 1
- Céftriaxone (CRO), Céfazoline (CZ) au niveau du site 2
- Cefotaxime (CTX) au niveau du site 3
- Penicilline, Imipénème (IPM), Acide nalidixique (NA), VA, AMC au niveau des eaux de baignade du site 4
- IPM, AM, AMC au niveau du site 5.

Une sensibilité est observée pour :

- CTX dans les eaux de baignade du site 1 et Pénicilline dans les eaux du site 3
- IPM, CRO, CZ, NA dans les eaux du site 1 et 3
- P, CTX, IPM, CIP, NA dans les eaux du site 2
- CTX, CRO, CZ, et NA dans les eaux de baignade des sites 4 et 5.

- ✚ Les aminosides sont sensibles vis-à-vis Kanamycine (K) et la Gentamicine (GEN) a été observé au niveau de tous les sites sauf pour les souches isolées des eaux du site 4 avec un pourcentage de 66,66% vis-à-vis la GEN.
- ✚ Pour la famille des quinolones, le pourcentage de résistance est faible et proche pour les eaux de baignade de tous les sites (moins de 50%) sauf pour le Nitroxoline au niveau du site 1 qui est de 100% et Ciprofloxacine (CIP) au niveau du site 1 et 3 avec 55,55% et 66,66% de résistance.
- ✚ Concernant la famille des macrolides, on a noté :
 - Une sensibilité pour toutes les souches isolées de l'ensemble des sites à l'exception pour les eaux prélevées du site 2 et 3 avec un pourcentage de 66,66% et 55,55% respectivement vis-à-vis l'Erythromycine (E).
 - Un pourcentage de résistance très élevé vis-à-vis la Lincomycine qui est de 100% pour les souches isolées du site 3, 88,88% pour les souches isolées des sites 2, 4 et 5 et 77,77% pour les souches isolées du site 1.
- ✚ Pour la famille des Sulfamides (Triméthoprime + sulfamides : SXT), le pourcentage de résistance est très élevé (100%) dans les eaux de baignade des sites 1, 2, 3 et 5 et 77,77% pour les eaux du site 4.
- ✚ Pour la famille des phenicoles (Chloramphenicole), toutes les souches isolées sont sensibles sauf pour celles des eaux du site 1 avec 66,66%.
- ✚ Le pourcentage de résistance pour la famille des cyclines (Doxycycline) et pour l'acide fusidique est élevé et proche pour toutes les souches isolées dans tout les sites.

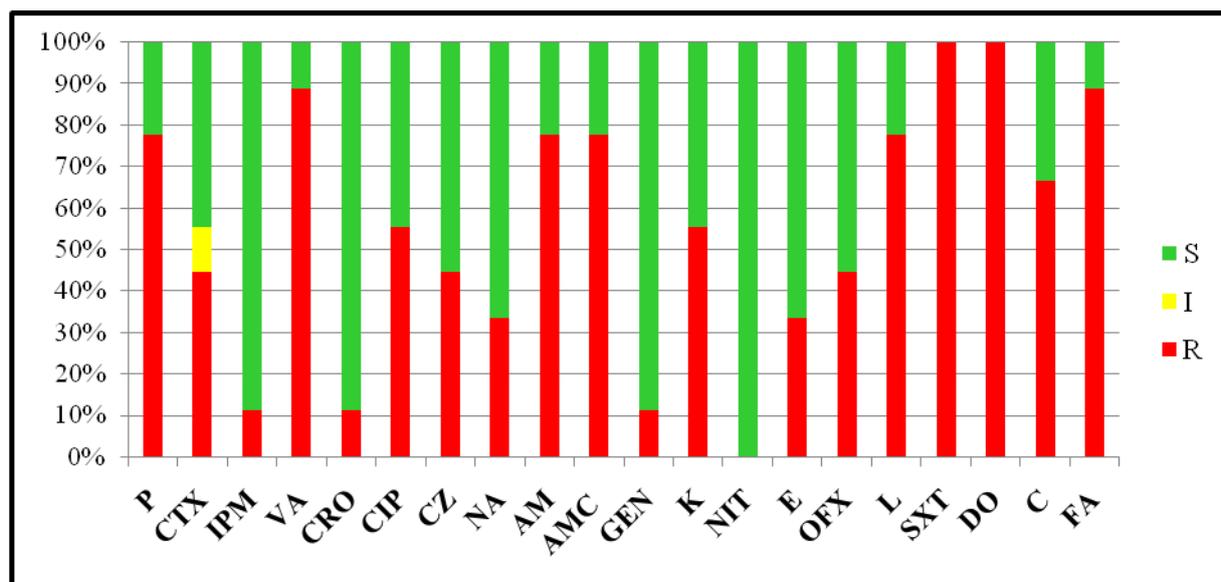


Figure 25. Profil d'antibiogramme des souches isolées de la plage 1

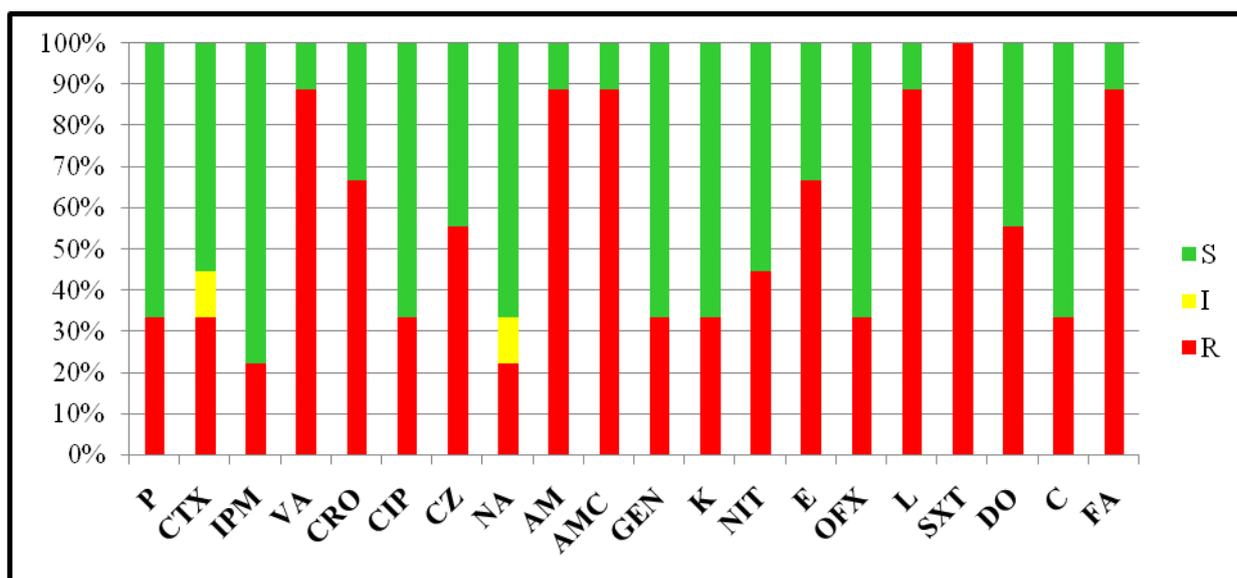


Figure 26. Profil d'antibiogramme des souches isolées de la page 2

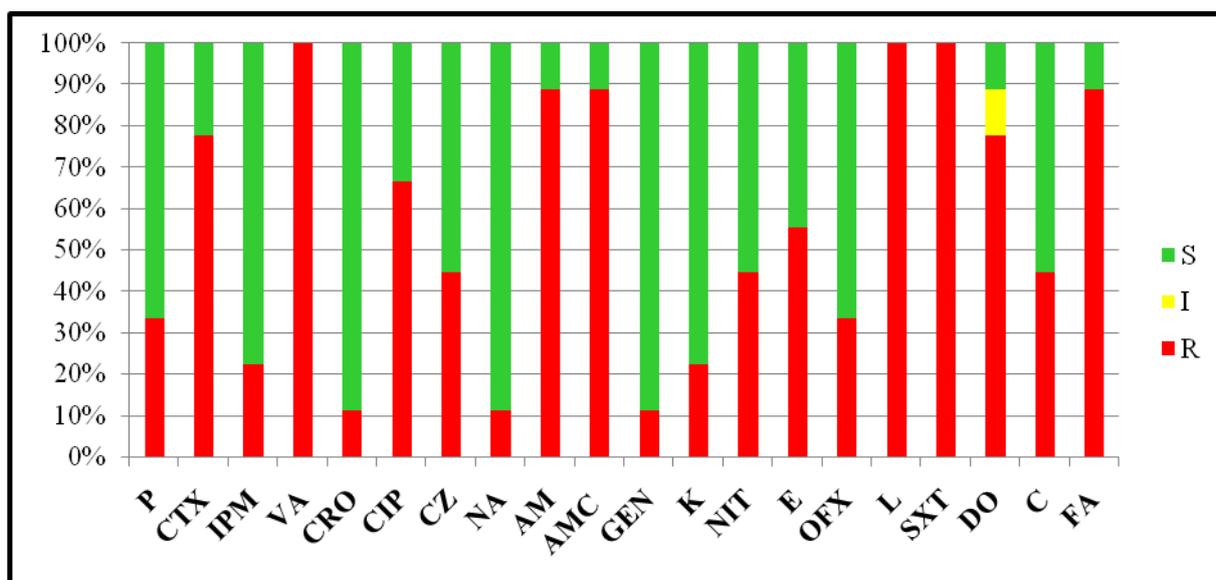


Figure 27. Profil d'antibiogramme des souches isolées de la 3 éme page

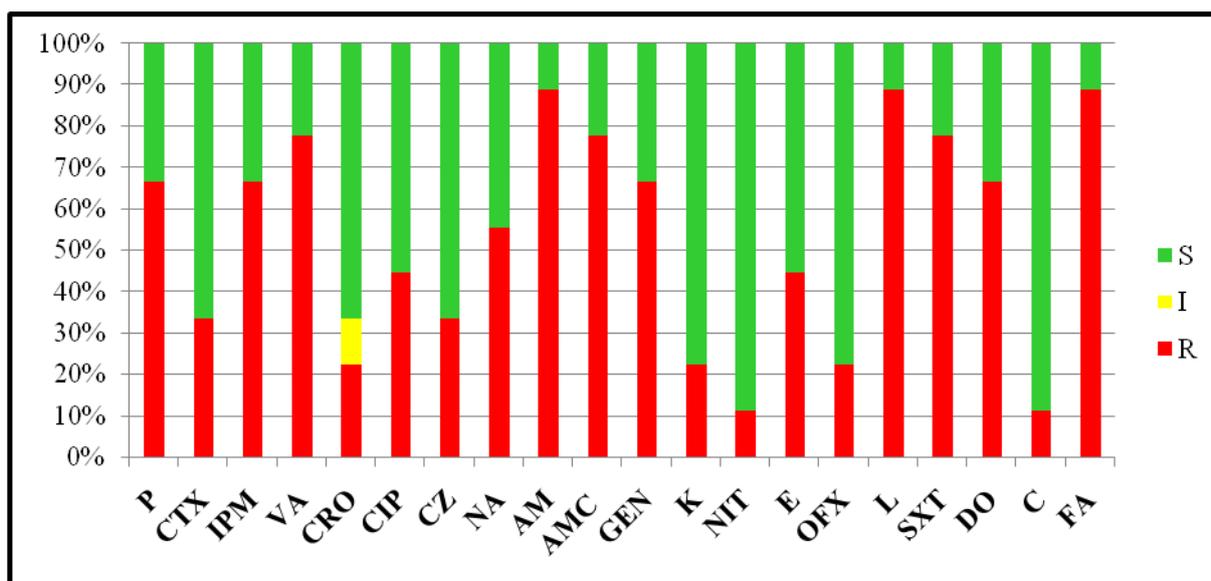


Figure 28. Profil d'antibiogramme des souches isolées de la plage 4

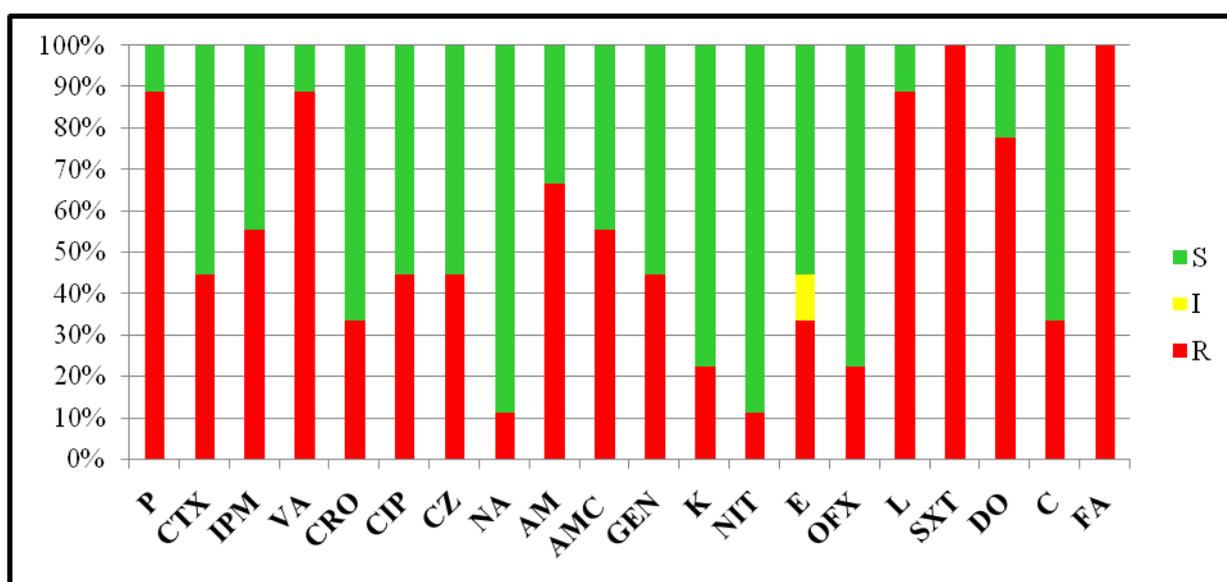


Figure 29. Profil d'antibiogramme des souches isolées du 5ème plage

La résistance aux antibiotiques des entérobactéries a considérablement augmenté dans les écosystèmes marins dans différentes parties du monde. Les coliformes fécaux, principalement *Escherichia coli*, ont été généralement acceptés comme vecteur prédominant de la diffusion de gènes de résistance en raison de leur abondance dans les écosystèmes aquatiques (Mudryk et al., 2016).

Parmi les souches testées, aucune n'est résistante à au moins cinq antibiotiques, les résultats obtenus dans cette étude concordent avec ceux de Servais et al., (2006).

L'augmentation rapide des coliformes fécaux résistants aux antibiotiques est due, en partie, à la capacité de ces bactéries à transférer horizontalement des gènes de résistance entre

les populations bactériennes. L'agent responsable du transfert horizontal de résistance est un élément génétique extra-chromosomique appelé «facteur R» ou plasmide R. Les bactéries contenant des plasmides R ont été isolées d'êtres humains et d'animaux à une fréquence élevée (**Mudryk et al., 2016**).

L'étude des différents profils de résistance a permis de faire ressortir que toutes les souches d'entérobactéries ont une résistance importante (entre 50 et 100%) vis-à-vis des bêta-lactamines testés.

Les études d'**Elmanama et al., (2016)**, montrent des taux élevés de résistance des *Enterobacteriaceae* vis à vis de l'Ampicilline et de l'Amoxicilline ce qui se concorde avec nos résultats.

Selon **Fernández-Delgado et Suárez (2009)**, la résistance bactérienne des coliformes fécaux isolés des eaux côtières des Caraïbes vis-à-vis de la pénicilline est de 100%. Elle est supérieure aux résultats obtenus par cette étude, on note une fréquence qui dépasse les 50% dans les plages 1, 4 et 5 avec un maximum de 88,88% dans la plage 5 et une sensibilité dans les plages 2 et 3.

Cette résistance aux bêta-lactamines est due à une diminution d'affinité de la cible, d'une diminution de la perméabilité de la membrane à l'expression d'une pompe d'efflux active ou la production d'enzyme de type β -lactamase capable d'hydrolyser l'anneau β -lactame commun à cette classe d'antibiotique (**Rodriguez-Villalobos et al., 2006**).

Selon **Mudryk et al., (2016)**, les coliformes fécaux isolés de l'eau de mer Baltique de la plage d'Ustka en Pologne étaient sensibles aux aminosides ce qui est en accord avec nos résultats sauf pour la Gentamicine dans la plage de mer et soleil.

❖ Résistance de *Staphylococcus aureus*

Les résultats de la figure 30 montrent que *S. aureus* présente une résistance complète (100%) vis-à-vis l'Amoxicilline + Acide clavulanique. Par contre une sensibilité a été noté vis-à-vis Gentamicine, l'acide fusidique, Ofloxacine, Triméthoprim + sulfamides (SXT), Pristinamycine (PTN) et la Chloramphenicol.

Un pourcentage de résistance de 77,77% vis-à-vis Vancomycine et 55,55% vis-à-vis Erythromycine et Pénicilline. Une sensibilité a été notée vis-à-vis Kanamycine, Lincomycine et Oxacilline avec 44,44%, 33,33% et 22,22% respectivement.

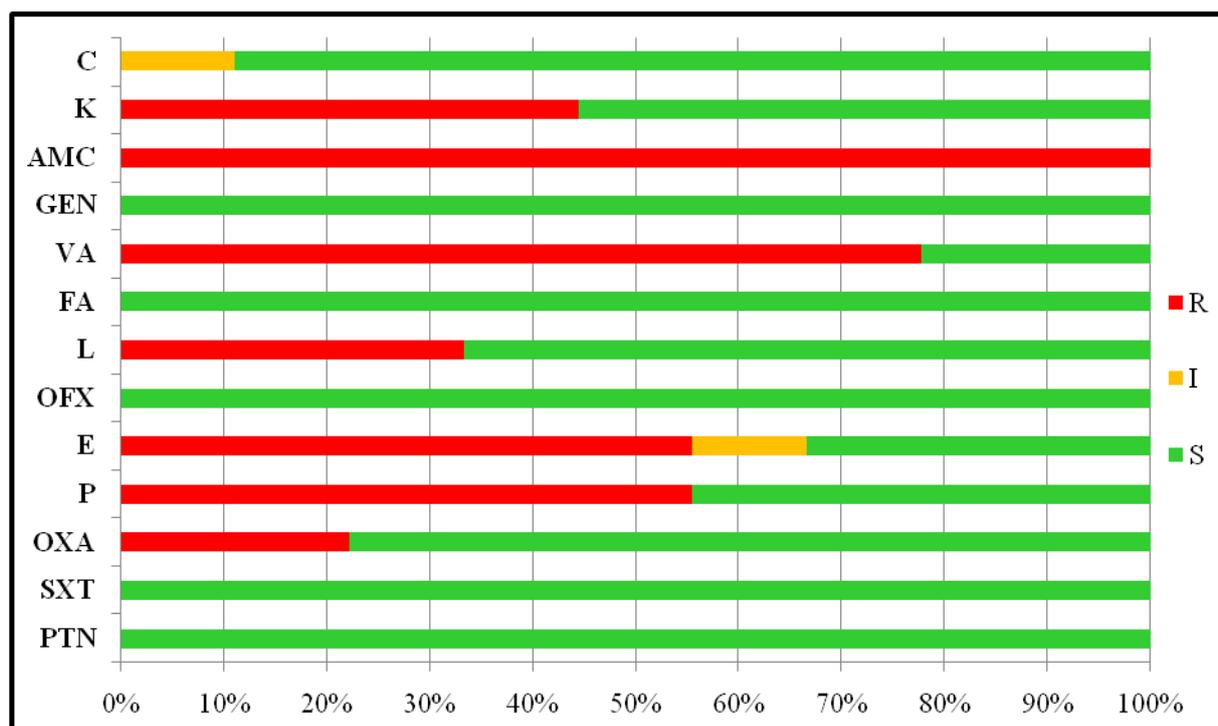


Figure 30. L'antibiogramme de *Staphylococcus aureus*

Les résultats d'**Elmanama et al., (2016)** sont en accord avec nos résultats. Notant une sensibilité vis à vis la gentamicine avec seulement 2,4% de résistance et la chloramphenicol avec 4,9% a été signalée.

Selon **Leclercq (2002)**, la résistance de *Staphylococcus aureus* extra-hospitalier à la pénicilline G dépasse 75 % des souches, mais la résistance à l'oxacilline reste exceptionnelle ce qui se concorde avec nos résultats.

La production d'une pénicillinase chez *Staphylococcus aureus* est détectée par le diamètre autour du disque de la Pénicilline G qui est strictement inférieur à 29 mm (**Denis et al., 2007**), ce qui est en accord avec nos résultats.

La résistance aux β -lactamines chez les staphylocoques repose sur deux grands types de mécanismes qui sont identiques pour les SA et pour les SCN : un mécanisme de résistance extrinsèque par production d'enzymes inactivant l'antibiotique, la β -lactamase, et un mécanisme de résistance intrinsèque par modification des protéines de liaison à la pénicilline (PLP) ou par acquisition de nouvelles PLP (**Quincampoix et Mainardi, 2001**).

D'après **Mudryk et al. (2016)**, les écosystèmes aquatiques sont contaminés par de grandes quantités de différents antibiotiques, déversés à travers de nombreuses voies, en raison de l'utilisation indisciplinée de ces composés organiques dans les pratiques médicales et vétérinaires à des fins thérapeutiques et prophylactiques et comme promoteurs de croissance en agriculture et l'aquaculture. Leurs concentrations génèrent une nouvelle pression sélective sur les populations bactériennes naturelles. Les antibiotiques peuvent éliminer les bactéries sensibles, ce qui pourrait jouer un rôle écologique important dans les

communautés microbiennes naturelles. D'autre part, ces médicaments génèrent une augmentation d'un certain nombre de bactéries résistantes aux antibiotiques dans les milieux aquatiques qui peuvent créer un grave danger public en raison de la transformation possible des agents non pathogènes aux agents pathogènes.

Si la qualité des eaux de baignade représente un facteur de santé primordial, elle constitue également un élément important dans le développement touristique du pays.

Dans cette étude, les résultats de l'analyse physico-chimique montrent que :

- La température et la salinité sont conformes aux normes Algériennes à l'exception de la plage de mer et soleil où les valeurs de la salinité dépassaient la norme.
- Le potentiel d'Hydrogène montre des valeurs de pH alcalins, néanmoins répondant aux normes. Ces fluctuations pourraient être expliquées par l'effet de certains facteurs comme les apports en eaux usées domestiques, les eaux pluviales et particulièrement les effluents industriels.

L'analyse bactériologique des prélèvements d'eau de mer des plages étudiées nous ont permis de conclure que :

- Les taux des coliformes totaux, coliformes thermo-tolérants et les streptocoques fécaux sont influencés par la pluviométrie et la fréquentation des baigneurs et diminuent au fur et à mesure qu'on s'éloigne du bord de la mer de 1m à 5m.
- Le taux de coliformes fécaux dépasse la norme Algérienne (100 UFC/ 100ml) durant la saison estivale dans les eaux de toutes les plages étudiées.
- Le rapport de Bourgeois indique que la contamination fécale est souvent d'origine humaine.
- La recherche des germes pathogènes a montré une faible fréquence d'isolement des bactéries ciblées avec une présence de *Staphylococcus aureus*, *Aeromonas hydrophila* et l'absence du genre *Salmonella*. Ceci pourrait être due à :
 - leur absence effective.
 - la prédominance des germes fécaux qui ont tendance à les supplanter.
 - l'effet de stress qui permet aux bactéries d'être viables mais les rend non cultivables.
- Les principales sources de pollution fécale des plages sont les effluents des eaux usées municipales, le ruissellement agricole, l'aquaculture, les excréments fécaux des oiseaux et les baigneurs.
- Globalement, les résultats obtenus sont conformes à la norme Algérienne, les plages de la daïra de Cherchell sont considérées comme de qualité acceptable.

L'étude de la sensibilité des bactéries isolées vis-à-vis des antibiotiques a montré des profils variables. Diverses constatations émergent :

- Parmi les souches testées, aucune n'est résistante à au moins cinq antibiotiques
- Une sensibilité des souches des entérobactéries vis-à-vis :
 - Les aminosides,
 - Quinolones et la Chloramphenicole dans tous les sites sauf les eaux du site 1,
 - L'Erythromycine sauf dans les eaux du site 2 et 3.
- Une résistance majoritaire aux β -lactamines utilisés pour les entérobactéries, aussi pour la Lincomycine, Doxycycline, l'acide fusidique et les sulfamides.

La résistance des coliformes fécaux aux antibiotiques est due à leurs capacités de transférer horizontalement par le plasmide R des gènes de résistance entre les populations bactériennes.

- Résistance importante des *Staphylococcus aureus* vis-à-vis l'amoxicilline + l'acide clavulanique, l'Erythromycine et la Pénicilline.

La résistance aux β -lactamines chez les staphylocoques repose sur la production d'enzymes qui inactivent l'antibiotique, modification des protéines de liaison à la pénicilline (PLP) ou par acquisition de nouvelles PLP.

Les écosystèmes aquatiques sont contaminés par de grandes quantités de différents antibiotiques, déversés à travers de nombreuses voies, en raison de leurs utilisations indisciplinées dans les pratiques médicales, vétérinaires et comme promoteurs de croissance en agriculture et l'aquaculture générant une pression sélective sur les populations bactériennes naturelles.

Pour le bénéfice de la science, la sécurité de nos plages et le bien être de nos baigneurs,) l'avenir, il serait souhaitable que certaines démarches s'instaurent :

- ✚ Élargir l'éventail des recherches en fixant trois points de prélèvement par plage ce qui permettra de suivre la répartition de la pollution microbiologique et physicochimique.
- ✚ La recherche des virus qui seraient dix fois résistants dans les eaux qu'*E.coli*.
- ✚ L'identification des levures et moisissures isolées des eaux de mer pouvant être à l'origine de dermatoses.
- ✚ Compléter par une étude physico-chimique qui révélerait la présence de métaux lourds et de substances toxiques déversées par les usines.
- ✚ Toute activité industrielle doit effectuer le traitement de ces eaux usées avant qu'elles soient acheminées vers la mer.

- ✚ Installation des stations d'épuration.
- ✚ L'usage de techniques plus propres pour l'entretien et la fertilisation des terres agricoles.
- ✚ La création d'un système de surveillance permanent comme l'observatoire du littoral qui sera un appui aux professionnels de la mer.
- ✚ La surveillance de la qualité et la salubrité des produits de pêche commercialisés du fait de leur rôle de bio-accumulateurs et de biomagnificateurs des éléments figurés présents dans l'eau de mer, augmentent le risque pathogène de celle-ci.
- ✚ L'éducation sanitaire qui doit être estivale vis à vis les vacanciers, visant à informer les parents des jeunes enfants qui sont les plus fréquemment victimes des infections observées sur les littorales pollués, aussi une sensibilisation à l'utilisation de crèmes solaires non toxiques pour l'environnement marin.

Appareillage et verrerie :

Le matériel utilisé pour les analyses physicochimiques est :

- Thermomètre digital
- pH mètre
- conductimètre (Hach Sensor 3)
- multi-paramètres
- barreau magnétique
- bêcher

Le matériel utilisé pour les analyses bactériologiques est :

- Pipettes Pasteur stériles à usage unique
- Tubes à essai stériles
- Bec bunsen
- Boîtes de pétrie
- Etuve à 37°C et 44°C
- Bain Marie
- Réfrigérateur
- Flacons en verre
- Portoirs
- Ecouvillons stérile
- Lames et pinces stériles
- Glacière
- Membranes de filtration d'ester de cellulose (0.45µm)
- Rampe de filtration sur membrane

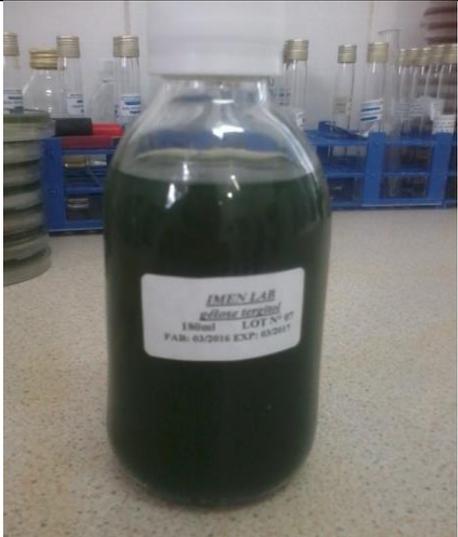
Milieux de cultures :

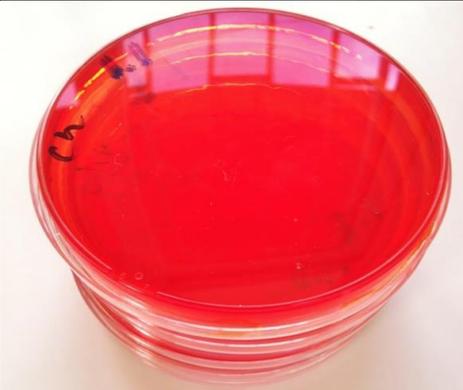
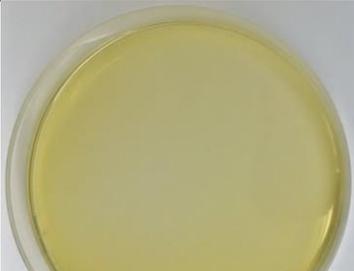
- gélose Tergitol (TTC)
- Gélose SLANETZ et BRATLEY
- Gélose Hektoen
- Bouillon au sélénite de sodium cystéine (SFB)
- Gélose BEA
- Gélose Chapman
- Bouillon BHIB
- Milieu de culture Mueller-Hinton

Solutions et réactifs :

- Eau distillée stérile et eau de javel
- Réactif de kovacs, TDA, VPI et VP II
- L'huile de vaseline
- Solution de peroxyde d'hydrogène (H₂O₂)

Tableau IX. Composition des différents milieux de cultures

	<p>Gélose Lactosée au Tergitol 7 et au TTC</p> <ul style="list-style-type: none"> • peptone 10,0 g • extrait de viande 5,0 g • extrait de levure 6,0 g • lactose 20,0 g • tergitol 7 10 mg • TTC (Triphenyl Tetrazolium Chloride : nom anglais du Chlorure de Triphényl Tétrazolium) 25 mg • Bleu de bromothymol 50 mg • agar 13,0 g
	<p>Gélose Hektoen</p> <ul style="list-style-type: none"> • Proteose peptone 12,0g • Extrait de levure : facteur de croissance 3,0g • Lactose : critere de differenciation 12,0g • Saccharose : critere de differenciation 2,0g • Citrate de fer III et d'ammonuim revelateur d'H2S 1,5g • Sels biliaries inhibiteur 9,0g • Fushine acide inhibiteur 0,1g • Bleu de Bromothymol : indicateur de pH 0,065g • Chlorure de soduim : maintient de la pression osmotique 5,0g • Thiosulfate de soduim: précurseur d'H2S :5 g • Agar 14,0g
	<p>Gélose Slanetz</p> <ul style="list-style-type: none"> • Agar-agar 10g • Peptone 20g • Azide de soduim 0,4g • Glucose 2g • TTC (chlorure de 2-3-5 triphényl-tétrazolium) 0,1g

	<p>Bouillon au sélénite de sodium cystéine (SFB)</p> <ul style="list-style-type: none"> • Tryptone 5 g • Lactose 4 g • Sélénite 4 g • Hydrogénosélénite de sodium 4,0 g • Eau distillée (quantité suffisante pour 1 L)
	<p>Gélose Chapman</p> <ul style="list-style-type: none"> • Peptone 10,0 g • Extrait de viande de bœuf 1,0 g • Chlorure de sodium 75,0 g • Mannitol 10,0 g • Rouge de phénol 0,025 g • Agar-Agar 15,0 g • Eau distillée qsp 1 Litre
	<p>Milieu Mueller-Hinton</p> <ul style="list-style-type: none"> • infusion de viande de bœuf : 300,0 ml • peptone de caséine : 17,5 g • amidon de maïs : 1,5 g • agar : 17,0 g
	<p>Bouillon BHIB</p> <ul style="list-style-type: none"> • protéose-peptone 10,0 g • infusion de cervelle de veau 12,5 g • infusion de cœur de bœuf 5,0 g • glucose 2,0 g • chlorure de sodium 5,0 g • hydrogénophosphate de sodium 2,5 g
	<p>Gélose BEA</p> <ul style="list-style-type: none"> • Peptone 17,0g • Peptone pepsique de viande 3,0g • Esculine 1,0g • Citrate de sodium 1,0g • Citrate de fer ammoniacal 0,5g • Bile de bœuf déshydratée 10,0g • Azide de sodium 5,0g • Agar 13,0g

	<p>Gélose Mac Conkey</p> <ul style="list-style-type: none"> • Peptone 20,0 g • Lactose 10,0 g • sel biliaires 1,5 g • cristal violet 0,001 g • rouge neutre 0,05 g • chlorure de sodium 5,0 g • agar 15,0 g
---	---

Tableau X. Nom, abréviations et charge des disques d'antibiotiques utilisés pour les entérobactéries et *Staphylococcus aureus*

Famille	Abréviation	Antibiotiques	Charge du disque
Beta lactamines	P	Pénicilline G	10µg
	CTX	Cefotaxime	30 µg
	IPM	Imipenème	10 µg
	VA	Vancomycine	30 µg
	CRO	Céftriaxone	30 µg
	CZ	Céfazoline	30 µg
	NA	Acide nalidixique	30 µg
	AM	Ampicilline	10 µg
	AMC	Amoxicilline + Acide clavulanique	20 + 10 µg
Aminoside	OXA	Oxacilline	5 µg
	GEN	Gentamicine	10 µg
Quinolone	K	Kanamycine	30 µg
	NIT	Nitroxoline	20 µg
	OFX	Ofloxacin	5 µg
Macrolide	CIP	Ciprofloxacine	5 µg
	E	Erythromycine	5 µg
	L	Lincomycine	15 µg
Sulfamide	PTX	Pristinamycine	15 µg
	SXT	Triméthoprime + sulfamides	1,25 + 23,75µg
Cycline	DO	Doxycycline	30 µg
Phenicoles	C	Chloramphenicole	30 µg
Acide Fusidique	FA	Acide fusidique	10 µg

Tableau XI. Valeurs critiques des diamètres des zones d'inhibitions et des CMI pour les entérobactéries

Famille	Abréviation	Diamètre critique (mm)			CMI critique (µg/ml)		
		R	I	S	R	I	S
Beta lactamines	P	≤29	/	≥8	≥16	/	≤0,25
	CTX	≤22	23-25	≥26	≥4	2	≤1
	IPM	≤19	20-22	≥23	≥4	2	≤1
	VA	≤17	/	/	≥16	/	≤4
	CRO	≤13	14-20	≥21	≥64	/	≤8
	CZ	≤19	20-22	≥23	≥8	4	≤2
	NA	≤13	14-18	≥19	≥32	/	≤16
	AM	≤13	14-16	≥17	≥32	16	≤8
	AMC	≤13	14-17	≥18	≥32/16	16/8	≤8/4
Aminoside	GEN	≤12	13-14	≥15	≥16	8	≤4
	K	≤16	/	≥18	≥16	/	≤8
Quinolone	NIT	≤30	/	≥12	≥32	/	≤1
	OFX	≤12	13-15	≥16	≥8	/	≤2
	CIP	≤15	16-20	≥21	≥4	2	≤1
Macrolide	E	≤22	/	≥17	≥4	/	≤1
	L	≤21	/	≥17	≥8	/	≤2
Sulfamide	SXT	≤10	11-15	≥16	≥4/76	/	≤2/38
Cycline	DO	≤19	17	≥18	≥8	/	≤4
Phénicoles	C	≤12	13-15	≥16	≥32	16	≤8
Acide Fusidique	FA	≤22	/	≥15	≥16	/	≤2

(RASRBA avec la collaboration d'OMS, 6ème édition, 2011)

Tableau XII. Valeurs critiques des diamètres des zones d'inhibitions et des CMI de *Staphylococcus aureus*

Famille	Abréviation	Diamètres critiques (mm)		
		R	I	S
Beta lactamines	P	≤28	/	≥29
	VA	/	/	≥17
	AMC	≤28	/	≥36
	OXA	≤10	11-12	≥13
Aminoside	GEN	≤12	13-14	≥15
	K	≤13	14-17	≥18
	OFX	≤14	15-17	≥18
Macrolide	E	≤13	14-22	≥23
	L	≤24	/	≥29
	PTN	≤26	/	≥32
Sulfamide	SXT	≤10	11-15	≥16
Phénicoles	C	≤12	13-17	≥18
Acide Fusidique	FA	≤32	/	≥32

(Rahel et al., 2008)

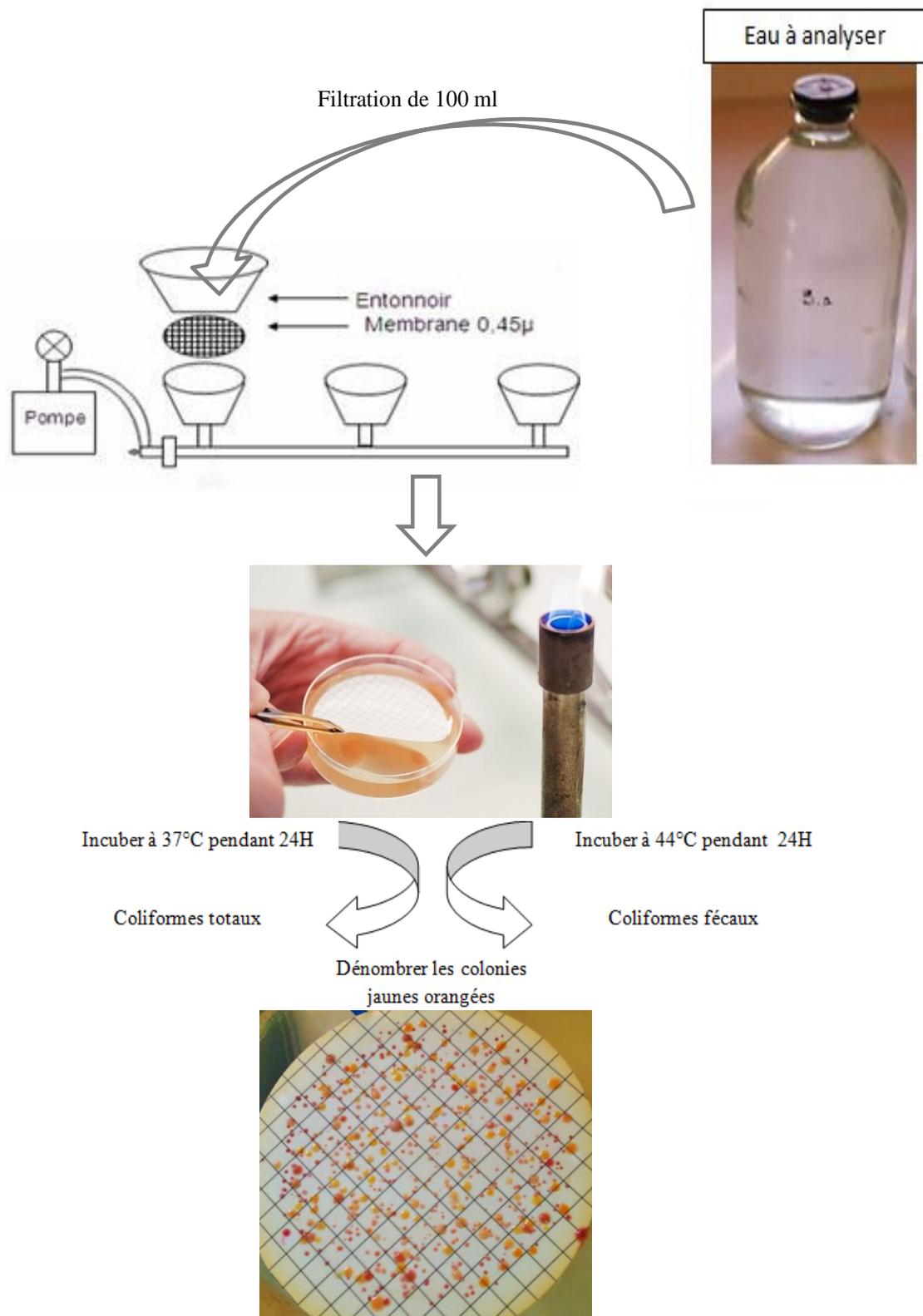


Figure 31. Recherche et dénombrement des coliformes (Totaux, thermo-tolérants) par filtration sur membrane

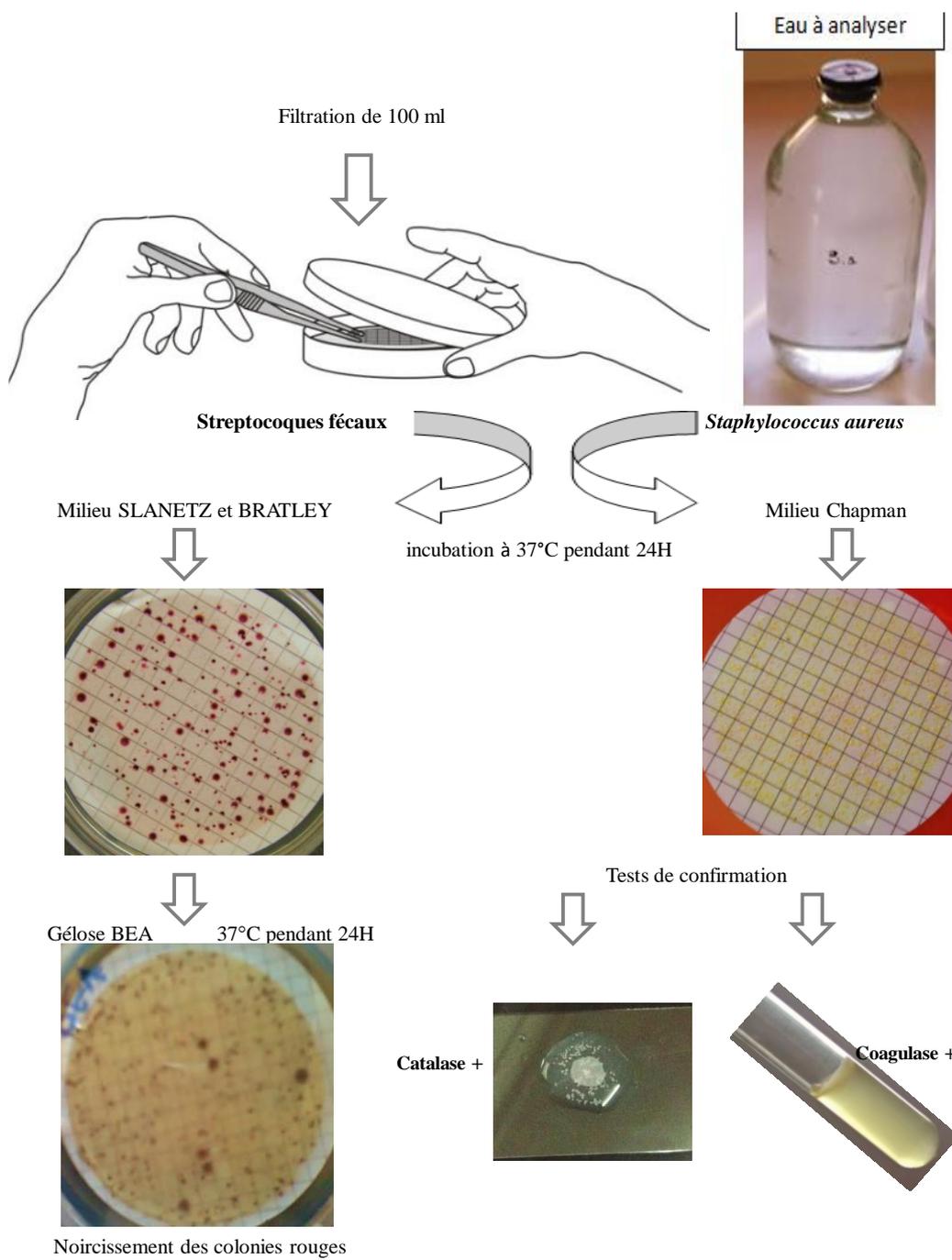


Figure 32. Recherche et dénombrement des Streptocoques fécaux et recherche de *Staphylococcus aureus*

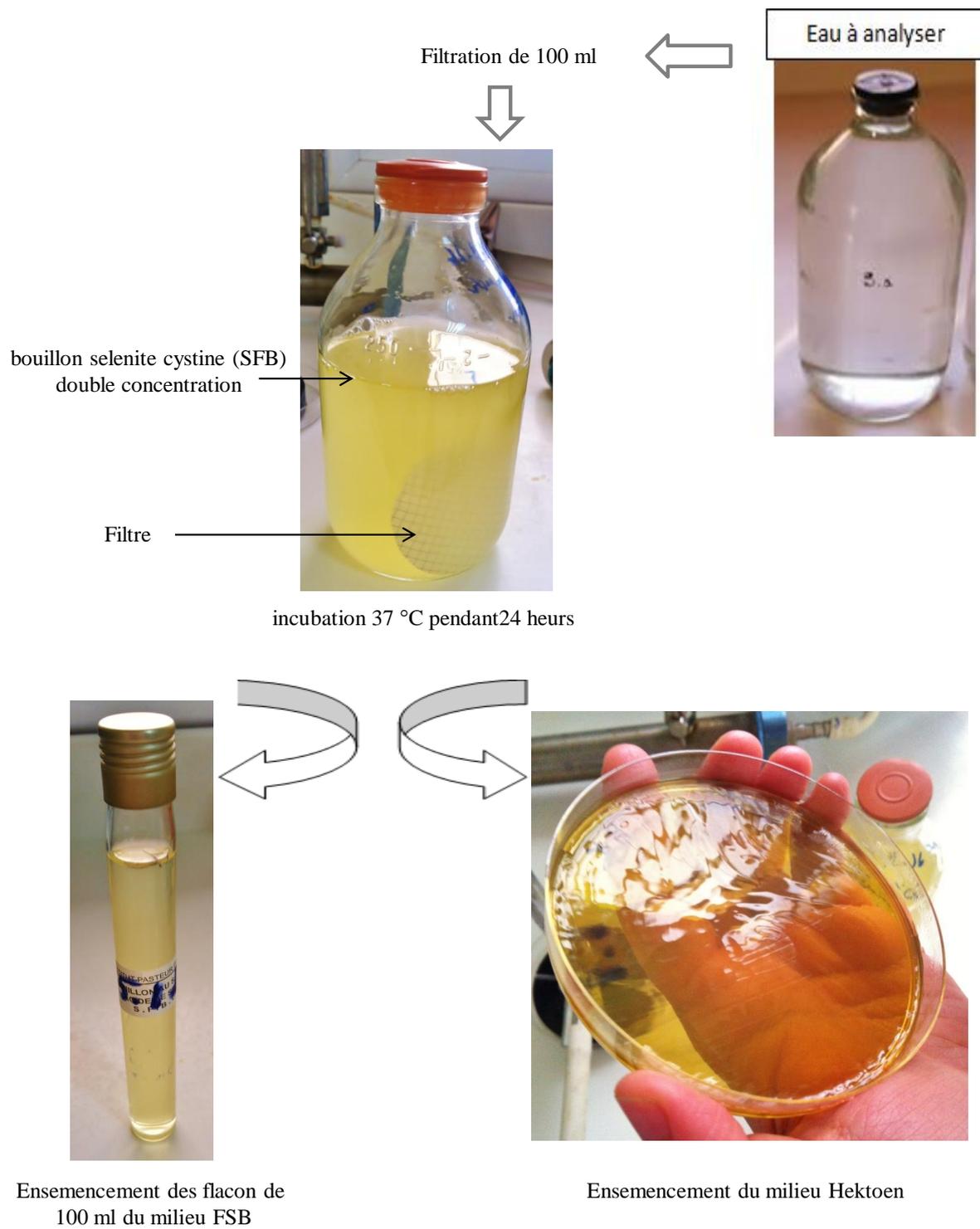


Figure 33. Recherche des Salmonelles

Tableau XIII. Table de lecture de la galerie miniaturisée API 20^E

Tests	Substrats	Caractère recherché	Résultats	
			Négatif	Positif
ONPG	Ortho-nitro-phenyl-galactoside	Beta-galactosidase		
ADH	Argenine	Arginine dihydrolase		
LDC	Lysine	Lysine décarboxylase		
ODC	Ornithine	Ornithine décarboxylase		
CIT	Citrate de sodium	Utilisation de citrate		
H ₂ S	Thiosulfate de sodium	Production d'H ₂ S		
UREE	Urée	Uréase		
TDA	Tryptophane	Tryptophane désaminase		
IND	Tryptophane	Production d'indole		
VP	Pyruvate de sodium	Production d'acétone		
GEL	Gélatine de Kohn	Gélatinase		
GLU	Glucose	Fermentation/oxydation		
MAN	Mannitol			
INO	Inositol			
SOR	Sorbitol			
THA	Rhamnose			
SAC	Saccharose			
MEL	Melibiose			
AMY	Amygdaline			
ARA	Arabinose			

Résultats des paramètres physico-chimiques

Tableau XIV. Résultat de la température (à 1m et 5m)

T	17/07		31/07		14/08		28/08		04/09		18/09	
Plages	1m	5m										
01	20.1	19.3	21.4	20.7	23.1	22.7	21.5	20.9	22.1	21.4	21.7	21.9
02	20.4	20.8	21.3	20.5	22.5	22.1	21.6	21.0	22.7	22.3	22.6	22.2
03	20.2	19.7	21.8	21	23.9	24.4	24.8	24.2	24.0	23.4	23.0	22.7
04	21.9	21.2	22.3	21.6	24.7	24.1	21.7	21.3	24.8	24.1	23.8	23.4
05	19.8	19.1	20.6	20.8	23.5	23.0	22.2	21.4	23.5	22.4	23.5	23.1

T	16 oct.		14 nov.		12 déc.	
plages	1m	5m	1m	5m	1m	5m
01	18.1	17.6	16.5	16.8	15.5	15.0
02	18.5	18.3	16.2	16.0	16.7	16.9
03	19.1	18.5	16.9	17.2	16.2	16.2
04	18.6	18.4	15.9	15.5	16.8	16.3
05	18.0	17.8	15.2	15.0	16.0	15.6

Tableau XV. Résultats du pH (à 1m et 5m)

pH	17/07		31/07		14/08		28/08		04/09		18/09	
plages	1m	5m										
01	8.13	8.15	7.90	7.81	8.10	8.14	7.81	7.89	7.54	7.56	8.14	8.18
02	8.50	8.44	8.21	8.32	7.92	7.85	7.29	7.34	7.74	7.80	8.10	8.06
03	7.34	7.29	8.16	8.19	7.83	7.91	8.24	8.25	7.95	7.92	8.26	8.23
04	7.61	7.66	8.43	8.48	7.02	7.09	7.38	7.31	7.65	7.58	8.51	8.55
05	8.40	8.36	8.30	8.35	8.12	8.04	8.55	8.56	8.02	8.10	8.24	8.26

pH	Oct.		Nov.		Déc.	
Plages	1m	5m	1m	5m	1m	5m
01	8.12	8.14	7.67	7.70	7.42	7.42
02	8.25	8.29	8.00	8.11	7.85	7.83
03	8.04	8.10	7.37	7.44	8.40	8.46
04	7.55	7.61	8.40	8.42	8.22	8.30
05	8.21	8.17	8.32	8.39	8.10	8.15

Tableau XVI. Résultats de la conductivité électrique (à 1m et 5m)

C	17/07		31/07		14/08		28/08		04/09		18/09	
Plages	1m	5m										
01	45.9	45.3	46.2	46.9	44.3	43.5	45.8	45.2	44.7	43.5	45.4	44.9
02	45.2	45.0	45.8	46.7	46.1	47.7	45.5	45.6	46.9	46.0	47.2	46.6
03	47.3	47.1	47.7	47.0	48.1	47.6	47.5	47.8	48.5	48.0	48.2	47.9
04	53.4	53.8	55.7	55.2	50.0	50.9	56.2	56.1	57.2	58.1	56.7	55.2
05	45.8	45.2	46.2	47.4	46.5	46.2	47.1	46.2	47.2	47.0	46.3	46.2

C	Octobre		Novembre		Décembre	
plages	1m	5m	1m	5m	1m	5m
01	45.0	44.5	45.8	45.4	44.0	44.3
02	46.5	46.2	45.5	46.1	45.9	45.0
03	49.8	49.1	47.8	47.2	47.5	47.9
04	57.0	56.3	55.3	55.0	56.2	55.8
05	46.1	45.4	45.7	45.2	46.0	46.2

Tableau XVII. Résultats de la salinité

S	17/07		31/07		14/08		28/08		04/09		18/09	
plages	1m	5m										
01	32.4	31.7	32.7	32.3	33.9	33.7	31.2	31.1	33.7	33.4	32.5	32.1
02	35.7	34.9	32.7	33.4	31.9	31.2	31.9	30.1	31.8	31.9	31.7	32.1
03	32.8	33.5	33.5	34.8	34.2	35.1	34.6	35.3	32.0	32.7	35.8	36.1
04	36.4	36.7	37.2	37.1	36.7	35.9	35.1	34.5	37.9	38.8	36.2	36.9
05	32.6	33.3	33.9	35.1	34.7	32.6	31.9	31.2	32.7	32.7	31.2	32.1

S	Octobre		Novembre		Décembre	
plages	1m	5m	1m	5m	1m	5m
01	32.4	31.9	32	33.4	31.5	31.9
02	30.3	30.1	30.9	31.8	31.1	32.0
03	34.3	34.2	34.1	33.4	32.1	31.5
04	36.4	35.3	36.8	35.8	35.1	38.7
05	33.1	35.7	34.5	34.2	34.4	35.1

Tableau XVIII. Résultats du dénombrement des CT, CF et SF à 1 et 5m.

	Plage 1 : Mme Roumaine		Plage 2 : Lalla Tamzita		Plage 3 : Pointe rouge		Plage 4 : Mer et soleil		Plage 5 : Oued el Bellaa	
	1m	5m	1m	5m	1m	5m	1m	5m	1m	5m
P1: 17 /07	10h30		10h58		11h20		11h48		12h15	
CT	32	35	61	55	155	140	122	65	62	60
CF	24	28	31	27	99	80	85	50	41	47
SF	0	1	4	1	19	10	48	23	7	10
P2 : 31/07	11h10		11h32		11h48		12h15		12h44	
CT	48	42	73	68	178	167	143	97	75	79
CF	39	33	67	58	122	115	94	62	51	55
SF	4	6	10	8	34	27	56	31	15	19
P3 : 14/08	10h45		11h15		11h42		12h20		12h45	
CT	190	163	214	207	286	266	310	302	210	243
CF	103	98	171	112	225	200	183	145	182	167
SF	15	18	27	20	90	72	81	75	43	49
P4 : 28/08	10h53		11h25		11h45		12h26		12h52	
CT	261	258	249	232	343	325	326	316	273	266
CF	147	129	198	181	243	232	211	295	236	244
SF	32	29	45	39	101	84	97	81	62	65
P5 : 11/09	10h40		11h02		11h30		11h51		12h25	
CT	230	227	221	210	362	344	333	310	314	301
CF	155	132	162	149	198	175	238	255	280	253
SF	27	19	36	25	58	47	42	31	54	42
P6 :25 /09	11h02		11h23		11h44		12h17		12h44	
CT	212	203	195	174	258	235	274	238	242	227
CF	134	203	195	174	258	235	274	238	242	227
SF	15	12	24	18	30	15	20	11	12	17
P7 : OCT	10h30		11h07		11h27		11h57		12h34	
CT	189	163	174	162	230	215	262	238	207	198
CF	122	115	136	128	181	149	194	175	163	155
SF	9	7	15	11	25	19	17	13	8	6
P8 : NOV	10h29		10h58		11h34		11h58		12h40	
CT	8	6	7	5	9	6	89	73	21	19
CF	2	3	3	2	4	2	70	65	7	6
SF	0	0	0	0	0	1	23	18	3	1
P9 : DEC	10h19		10h30		10h59		11h23		11h49	
CT	9	7	8	3	11	7	65	53	18	15
CF	2	1	1	2	5	3	43	32	8	3
SF	0	0	0	0	0	0	6	8	1	0

Tableau XIX. Illustration de l'identification pour la galerie Api 20^E des espèces d'Entérobactéries.

	Plage	O N P G	A D H	L D C	O D C	C I T	H 2 S	U R D E	T D A	I N D	V P	G E L	G L U	M A N	I N O	S O R	R H A	S A C	M E L	A M Y	A R A	O X	Espèces
P1	1	+	-	+	+	-	-	-	-	+	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-	+	-	<i>E.coli</i> <i>1</i>
	2	-	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	<i>Proteus</i> <i>mirabilis</i> <i>1</i>
	3	+	-	-	-	+	+	+	-	-	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	<i>Citrobacter</i> <i>freundii</i>
	4	+	+	-	-	+	-	+	+	+	-	-	+	+	+	-	-	-	-	+	-	-	<i>Providencia</i> <i>rettgeri</i>
	5	+	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-	+	-	<i>E.coli</i> <i>1</i>
P2	1	+	-	+	-	+	-	-	-	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>Klebsiella</i> <i>oxytoca</i>
	2	+	-	+	+	-	-	-	-	+	+	-	+	+	-	+	+	+	+	-	+	-	<i>E.coli</i> <i>1</i>
	3	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	-	<i>Klebsiella</i> <i>ornithinolytica</i>
	4	+	-	+	+	+	+	-	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>Serratia</i> <i>odotifera</i> <i>1</i>

P3	5	+	-	+	+	-	-	-	-	+	-	-	+	+	-	+	+	+	-	+	-	<i>E.coli I</i>
	1	+	+	-	-	-	-	+	-	-	-	-	+	+	-	-	-	+	-	-	-	<i>Pantoea spp1</i>
	2	+	-	+	-	+	-	-	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>Klebsiella pneumoniae sp pneumoniae</i>
	3	+	+	-	+	+	-	-	-	-	+	-	+	+	-	+	+	+	+	+	-	<i>Enterobacter cloacacea</i>
	4	+	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>Citrobacter freundii</i>
	5	+	-	+	+	-	+	+	-	+	-	-	+	+	-	+	+	+	-	+	-	<i>E.coli1</i>
P4	1	+	+	-	-	-	-	-	-	+	+	+	+	-	-	-	+	+	+	+	<i>Aeromonas hydrophila 1</i>	
	2	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	+	+	-	+	+	+	-	+	-	<i>E.coli1</i>
	3	+	-	+	-	+	-	-	-	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>Raoutella terrigena</i>
	4	+	+	-	+	+	-	-	-	+	-	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>Enterobacter sakazakii</i>

P5	5	+	-	+	-	+	-	-	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>ssp pneumoniae</i>	
	1	+	-	+	+	-	-	-	-	+	-	-	+	+	-	+	+	+	-	+	-	<i>E.coli</i>
	2	+	-	+	+	+	-	-	-	-	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>Enterobacter</i> <i>aerogenes</i>
	3	+	-	+	+	-	-	-	-	+	-	-	+	+	-	+	+	-	+	-	-	<i>E.coli</i>
	4	+	+	+	+	-	-	-	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	-	<i>Serratia</i> <i>odorifera</i>
	5	+	-	+	-	+	-	-	-	+	+	+	+	+	-	-	-	+	-	+	+	<i>Aeromonas</i> <i>hydrophila</i>
P6	1	+	-	+	-	-	-	-	-	+	-	-	+	+	-	+	+	+	-	+	-	<i>E.coli</i>
	2	+	-	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	<i>Burkholderia</i> <i>cepacia</i>
	3	+	-	+	+	-	-	-	-	+	-	-	+	+	-	+	+	+	-	+	-	<i>E.coli</i>
	4	+	-	+	+	+	-	-	-	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>Enterobacter</i> <i>aerogenes</i>

	5	+	-	+	+	-	-	-	-	-	-	+	+	-	-	+	-	-	-	+	-	<i>Hafnia alvei</i>	
P7	1	+	+	-	+	+	-	-	-	+	-	+	-	+	-	+	+	+	+	+	-	<i>Enterobacter sakazakii</i>	
	2	+	-	+	+	-	-	-	-	+	-	-	+	+	-	+	-	-	-	-	+	-	<i>E.coli</i>
	3	+	+	+	-	+	-	-	-	+	+	+	+	+	-	-	-	+	-	+	-	+	<i>Aeromonas hydrophila</i>
	4	+	+	-	-	+	+	-	-	-	-	+	+	+	-	+	+	-	-	-	+	-	<i>Citrobacter youngae</i>
	5	+	-	+	-	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>Klebsiella oxytoca</i>
P8	1	+	+	+	-	-	-	+	+	-	-	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>E. coli</i>
	2	+	-	-	+	-	-	-	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>Citrobacter koseri/farmeri</i>
	3	+	-	+	+	+	+	-	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	<i>Serratia odorifera1</i>
	4	+	+	-	-	+	-	-	-	+	+	+	+	+	-	+	+	+	-	+	+	-	<i>Pantoea spp2</i>

		01	02	03	04	05		01	02	03	04	05		01	02	03	04	05
P	P4 : 28-08	0	0	0	0	0	P5 : 04-09	0	0	0	0	28	P6 : 18-09	0	27	0	0	0
		R	S	R	S	R		R	S	R	S	S		R	R			
CTX	P4 : 28-08	28	6	0	32	0	P5 : 04-09	30	29	35	28	33	P6 : 18-09	0	31	0	32	34
		S	R	R	S	R		S	S	S	S	S		R	S	S		
IPM	P4 : 28-08	32	28	0	0	31	P5 : 04-09	29	28	30	3	30	P6 : 18-09	31	0	0	35	35
		S	S	R	R	S		S	S	R	S	S		R	S	S		
VA	P4 : 28-08	0	0	0	0	0	P5 : 04-09	0	0	0	0	28	P6 : 18-09	0	0	0	0	0
		R	R	R	R	R		R	R	R	S	R		R	R	R		
CRO	P4 : 28-08	25	28	21	20	27	P5 : 04-09	0	0	27	29	30	P6 : 18-09	26	27	29	22	26
		S	S	S	S	S		R	R	S	S	S		S	S	S		
CIP	P4 : 28-08	23	0	5	22	0	P5 : 04-09	0	27	0	29	31	P6 : 18-09	0	0	0	27	21
		S	R	R	S	R		R	S	R	S	S		R	R	R	S	S
CZ	P4 : 28-08	20	23	0	0	18	P5 : 04-09	26	26	27	30	0	P6 : 18-09	24	26	20	21	18
		S	S	R	R	S		S	S	S	R	S		R	S	S		
NA	P4 : 28-08	0	15	29	26	26	P5 : 04-09	32	0	30	0	29	P6 : 18-09	28	29	32	0	30
		R	I	S	S	S		S	R	S	R	S		S	S	S	R	S
AM	P4 : 28-08	0	0	0	0	0	P5 : 04-09	0	0	0	0	26	P6 : 18-09	0	0	30	0	28
		R	R	R	R	R		R	R	R	S	R		S	S	R	S	
AMC	P4 : 28-08	0	0	0	0	0	P5 : 04-09	0	0	0	29	27	P6 : 18-09	0	0	29	0	32
		R	R	R	R	R		R	R	S	S	R		S	R	S		
GEN	P4 : 28-08	15	28	19	23	30	P5 : 04-09	24	0	26	0	32	P6 : 18-09	27	24	20	0	27
		S	S	S	S	S		S	R	S	R	S		S	S	R	S	
K	P4 : 28-08	0	27	23	26	28	P5 : 04-09	26	27	24	0	0	P6 : 18-09	0	25	29	28	25
		R	S	S	S	S		S	S	R	R	R		S	S	S		
NIT	P4 : 28-08	28	30	27	26	28	P5 : 04-09	27	0	29	0	28	P6 : 18-09	27	28	27	0	29
		S	S	S	S	S		S	R	S	R	S		S	S	R	S	
E	P4 : 28-08	24	23	24	27	29	P5 : 04-09	24	0	24	27	0	P6 : 18-09	0	25	27	29	23
		S	S	S	S	S		S	R	S	S	R		R	S	S		
OFX	P4 : 28-08	27	0	0	28	30	P5 : 04-09	0	0	0	28	29	P6 : 18-09	26	0	0	0	0
		S	R	R	S	S		R	R	R	S	S		S	R	R	R	
L	P4 : 28-08	23	0	0	0	0	P5 : 04-09	0	27	0	0	0	P6 : 18-09	0	0	0	0	0
		S	R	R	R	R		R	S	R	R	R		R	R	R		
SXT	P4 : 28-08	0	0	0	28	0	P5 : 04-09	0	0	0	0	0	P6 : 18-09	0	0	0	0	0
		R	R	R	S	R		R	R	R	R	R		R	R	R		
DO	P4 : 28-08	0	0	0	0	0	P5 : 04-09	0	26	17	29	24	P6 : 18-09	0	25	0	0	0
		R	R	R	R	R		R	S	I	S	S		R	S	R	R	R
C	P4 : 28-08	27	0	25	28	0	P5 : 04-09	0	22	0	0	27	P6 : 18-09	0	28	0	29	23
		S	R	S	S	R		R	S	R	R	S		R	S	S		
FA	P4 : 28-08	29	0	0	0	0	P5 : 04-09	0	0	0	0	0	P6 : 18-09	0	30	0	0	0
		S	R	R	R	R		R	R	R	R	R		R	S	R	R	R

	P7 : Oct.					P8 : Nov.					P9 : Dec.				
	01	02	03	04	05	01	02	03	04	05	01	02	03	04	05
P	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	28	0	0	0
	R	S	R	S	R	R	R	S	R	R	R	S	S	R	R
CTX	0	0	0	0	0	0	30	23	28	0	0	0	0	0	0
	R	R	R	R	R	R	S	S	S	R	R	R	R	R	R
IPM	27	23	28	0	0	29	27	26	0	0	27	24	27	28	23
	S	S	S	R	R	S	S	S	R	R	S	S	S	S	S
VA	0	0	0	0	0	0	0	0	29	0	0	0	0	0	0
	R	R	R	R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	R	R
CRO	22	0	29	0	0	23	0	28	32	0	26	0	24	25	26
	S	R	S	R	R	S	R	S	S	R	S	R	S	S	S
CIP	26	29	30	0	0	27	24	30	0	0	0	0	0	29	0
	S	S	S	R	R	S	S	S	R	R	R	R	R	S	R
CZ	0	23	28	32	0	25	0	32	5	0	0	0	28	26	0
	R	S	S	S	R	S	R	S	R	R	R	R	S	S	R
NA	0	26	0	0	23	25	0	25	0	0	27	29	26	0	29
	R	S	R	R	S	S	R	S	R	R	S	S	S	R	S
AM	29	0	0	0	29	0	0	0	28	0	0	0	0	0	0
	S	R	R	R	S	R	R	R	S	R	R	R	R	R	R
AMC	27	0	0	0	26	0	0	0	27	0	28	0	0	0	29
	S	R	R	R	S	R	R	R	S	R	S	R	R	R	S
GEN	22	27	21	0	32	28	29	21	0	0	29	24	27	21	25
	S	S	S	R	S	S	S	S	R	R	S	S	S	S	S
K	0	28	23	27	0	27	0	0	27	28	28	26	0	27	28
	R	S	S	S	R	S	R	R	S	S	S	S	R	S	S
NIT	28	0	29	27	29	29	27	0	29	27	29	28	27	28	26
	S	R	S	S	S	S	S	R	S	S	S	S	S	S	S
E	0	0	25	23	29	24	23	25	29	28	29	0	0	24	23
	R	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	R	R	S	S
OFX	28	0	0	0	30	0	26	31	0	0	0	0	0	0	0
	S	R	R	R	S	R	S	S	R	R	R	R	R	R	R
L	0	0	0	0	0	0	0	0	0	25	29	0	0	0	0
	R	R	R	R	R	R	R	R	R	S	S	R	R	R	R
SXT	0	0	0	0	0	0	0	0	29	0	0	0	0	0	0
	R	R	R	R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	R	R
DO	0	0	26	0	0	0	23	0	0	0	0	0	0	0	27
	R	R	S	R	R	R	S	R	R	R	R	R	R	R	S
C	23	0	0	22	27	0	27	6	22	31	0	25	27	30	28
	S	R	R	S	S	R	S	R	S	S	R	S	S	S	S
FA	0	0	0	0	0	0	0	25	0	0	0	0	0	21	0
	R	R	R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	R	S	R

Tableau XXI. Résultat de l'antibiogramme de *Staphylococcus aureus*

	01	02	03	04	05	06	07	08	09
PTN	22	25	26	20	22	24	26	24	21
	S	S	S	S	S	S	S	S	S
SXT	23	20	28	22	26	20	22	25	24
	S	S	S	S	S	S	S	S	S
OXA	18	15	0	0	24	28	19	22	28
	S	S	R	R	S	S	S	S	S
P	23	0	30	30	0	32	0	31	0
	R	R	S	S	R	S	R	S	R
E	25	20	27	0	0	0	0	23	0
	S	I	S	R	R	R	R	S	R
OFX	24	24	28	21	26	29	23	24	21
	S	S	S	S	S	S	S	S	S
L	29	32	0	30	30	0	0	32	32
	S	S	R	S	S	R	R	S	S
FA	32	33	32	34	33	32	33	34	32
	S	S	S	S	S	S	S	S	S
VA	0	0	0	25	0	0	23	0	0
	R	R	R	S	R	R	S	R	R
GEN	28	22	27	28	19	22	26	17	19
	S	S	S	S	S	S	S	S	S
AMC	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	R	R	R	R	R	R	R	R	R
K	0	22	26	20	23	0	0	0	18
	R	S	S	S	S	R	R	R	S
C	25	25	29	28	24	15	24	20	25
	S	S	S	S	S	I	S	S	S

Références bibliographiques

A

AFSSE, 2004. Analyse statistique des niveaux de risque et des seuils de qualité microbiologique des eaux de baignade proposés par le projet de révision de la directive 76/160/CEE. 115P.

Ait hamlet S. 1998. Contribution à l'étude de la qualité de huitres oueds de la Wilaya d'El tarf ; Aspects microbiologique et écologique. Thèse de magister en microbiologie appliquée, Université Badji Mokhtar- Annaba, 150P.

Ait Tayeb L. 2001. Mesure de la pollution bactérienne des eaux littorales oranaises par l'utilisation d'un bio indicateur, la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck.1829), pêchée dans la baie d'Oran. Thèse de Magister. ISN. Université. Oran, 178P.

Aminot A, Chaussepied M. 1983. Manuel des analyses chimiques en milieu marin. CNEXO. 456P.

Aminot A, Kerouel R. 2004. Hydrologie des écosystèmes marins ; paramètres et analyse. Ifremer, Brest.336P.

Amsallem I et Lacroix D, Arfi R, Auffray J.C, Bachère E, Baras E, Barret J, Baroiller J.F, Blancheton JP, Boisson JM. 2007. Écosystèmes aquatiques : Ressources et valorisation, AGROPOLIS INTERNATIONAL agriculture, alimentation, environnement, numéro 6.

Angelier E. 2003. Introduction à l'écologie. Des écosystèmes naturels à l'écosystème humain. Edit : Tec et Doc, paris. 230P.

AVRIL J.L, DABERNAT H, DENIS F, MONTEIL H. 1992. bacteriologie clinique, 2eme édition. 511P.

B

Baquero F., Martinez J.L., Canton R. 2008. Antibiotics and antibiotic resistance in water environments. Curr. Opin. Biotechnol. 19, (3):260-5.

Baudart J, Servais P, De Paoli H, Henry A, Lebaron P. 2009. Rapid enumeration of *Escherichia coli* in marine bathing waters: potential interference of nontarget bacteria, journal applied of microbiology. 107, (6): 2054-2062.

Bayena S, Xinzhu Yi b, Segoviaa E, Zhi Zhou, C. Kelly. 2014. Analysis of selected antibiotics in surface freshwater and seawater using direct injection in liquid chromatography electrospray ionization tandem mass spectrometry. *J. Chromatogr.* 1338 : 38–43

Bellan G., Peres J.M., 1974. La pollution des mers. Edit. Presses Universitaires de France. 127P.

Belle Mbou V, Vu Thien H, Thuilleux G, Ducou Le Pointe H. Grand d'Esnon A. A Coulomb. 2010. Infection à *Salmonella enterica* sérotype typhimurium révélée par une masse rétrocaecale chez une enfant âgée de 8 ans. UFR de médecine Pierre-et-Marie-Curie.

Berche P, Gaillard J.L, Simonet M. 1994. Bactéries des infections humaines. Edition: FLAMMARION. Médecine Sciences Publications. France. 661P.

Blair J., A. Webber, J. Baylay, O. Ogbolu and J. V. Piddock. 2015. Molecular mechanisms of antibiotic resistance, *nature reviews microbiology*. V 13. 42P.

Borrego A.F, Romero P., 1982. Study of the microbiological pollution of a Malagan littoral area II. Relationship between fecal coliforms and fecal streptococci. *Vie journée étud. Pollutions, Cannes, France.* p561-569.

Bouhayene S. 2015. Evaluation bactériologique des zones de baignade de la baie de skikda (N.E. Algerien). thèse doctorat en sciences de la mer.

Boumaza F.Z, 2014. Évaluation de l'état de santé des eaux du golfe d'Annaba a travers un mollusque gastéropode *Patella caerulea* (L., 1758) : paramètres écologiques et biochimiques. Thèse de doctorat LMD en biologie animale environnementale option physio-toxicologie, université badji mokhtar – Annaba.

Bourgeois C.M. 1980. Technique d'analyse et de contrôle dans les industries agroalimentaire. Edition. Technique et Documentation, Paris. 3 : 90-224.

BRISOU J.F, DENIS F. 1978. Hygiene de l'environnement maritime. Edit. Masson. 248P.

Brown-Jaque M, Calero-Caceres W, Muniesa M. 2015. Transfer of antibiotic-resistance genes via phage related mobile elements, Article in *Plasmid* · Elsevier Inc,



Campbell N, Reece J, Urry L, Cain M, Wasserman S, Minorsky P, Jackson R. 2012. Livre biologie, 9e édition. Editeur : Pearson. 1458P.

CEAEQ. 2000. Recherche et dénombrement des coliformes fécaux; méthode par filtration sur membrane. Centre d'expertise en analyse environnementale, Gouvernement du Québec. 24 P.

Chaouay A. , Okhrib R. , Hilali M. , Bazzi L. , Chahid M. , Khiri M. 2016. Contribution à l'étude de l'analyse physico-chimique et de la contamination métallique de l'eau de mer du littoral d'Agadir (Sud du Maroc). J. Mater. Environ. Sci. 7 (8) : 2748-2759

Chaouch R. 2007. Identification et quantification des déchets solides encombrant les plages de la ville d'Annaba : aspect physico-chimique et bactériologique des eaux. Thèse de Magister. Université Badji Mokhtar. Annaba. Algérie. 90P.

Chapman D. 1996. Water Assesments : A guide to the use of Biota, Sediments and Wzter in environmental Monitoring seconded. Chapman and Hall, London, UK. 59-126P.

Chedad K, Assobhei O. 2007. Etude de la survie des bactéries de contamination fécale dans les eaux de la zone ostréicole de la lagune d'Oualidia (Maroc). Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie. 29: 71-9.

D

Delmas R. 2007. Livre Atmosphère, océan et climat. La science. 287P.

Doublet B, Bousquet-Mélou A, Madec J.Y. 2012. Le concept « One Health » en antibiorésistance et les flux de gènes Innovations Agronomiques 24, 79-90P.

DUPRAY E et DERRIEN A.1995. Influence du passage de *Salmonella spp.* et *E. coli* en eaux usées sur leur survie ultérieure en eau de mer, Wat. Res. Vol. 29, No, 4, p 1005-1011.

E

Evens E. 2004. Evaluation des risques sanitaires et ecotoxicologiques liés aux effluents hospitaliers, Thèse de doctorat. INSA de lyon. France.

F

Fernández-Delgado M, Suárez P. 2009. Multiple antibiotic resistances of enteric bacteria isolated from recreational coastal waters and oysters of the Caribbean Sea. Annals of Microbiology, 59:409.

Festy B, Hartemann P, Ledrans M, Levallois P, Payment P, Tricard D. 2003. Qualité de l'eau. In : Environnement et santé publique - Fondements et pratiques, pp.333-368. Edisem / Tec & Doc, Acton Vale. Paris. France.

Flandrois J.P, Laurent F, Lelievre H, Cornu M, Vandenesch F, Carret G et Etienne J. 2000. Fitness et avantage de croissance ses nouveaux clones de *Staphylococcus aureus* résistant à la méticilline. Biodiversité et écologie microbienne (société française de microbiologie).

FNH. 2006. Livret découverte, Objectif : Mer vivante ! . 20P.

Forestiera E, Rémya V et *al.*, 2007. Bactériémies à *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline : aspects épidémiologiques et thérapeutiques récents. *La Revue de médecine interne* 28, p 746-755.

Fraisse T, Lechiche C, Sotto A, Lavigne JP. 2008. Infections à *Aeromonas spp.* : Étude rétrospective de 1997 à 2004 au CHU de Nîmes. Laboratoire de bactériologie, virologie, parasitologie, groupe hospitalo-universitaire de Carémeau. France.

G

Galaf F et Ghannam S. 2003. Contribution à l'élaboration d'un manuel et d'un site web sur la pollution du milieu marin, chapitre: pollution biologique. *MémIng d'Etat : Agronomie*. Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat. Maroc.40P.

Garcia-Armisen T, Passerat P, Anzil A, Servais P. 2010. Les bactéries autochtones antibiorésistantes : occurrence et diversité. Programme PIREN-Seine – Phase V.

Gaujous D. 1995. La pollution des milieux aquatiques aide-mémoire. 2ème édition. revue et augmentée. Édition TEC et DOC/ Lavoisier. Paris. 239P.

Gauthier M., Pietri C., 1989. Devenir des bactéries et virus entériques en mer. *Microorganismes dans les écosystèmes océaniques*. Edit. Masson.447P.

GESAMP (Groupe mixte d'expert OMI/FAO/OMM/OMS/AIEA/ONU/PNUE chargé d'étudier les aspects scientifiques de la pollution des mers) 1991. Rapport sur la vingt-et-unième session, Londres. Rapports et études GESAMP. N°44. 43 P.

Ghoul M., Bernard T. and Cormier M. 1990. Evidence that *Escherichia coli* accumulates glycine betaine from marine sediments. *Appl. envir. Microbiol.* 56 : 551-554.

Gleeson, Gray C, N.A. 1997. The coliforms index and water borne disease, E& FN spoon, 194P.

Goita A. 2014. Les bactéries pathogènes d'origine hydrique de l'épidémiologie à la prévention. Thèse de médecine. Faculté de médecine et de pharmacie. Université mohamed V. Rabat. N°1. MAROC.

Grosjean J, Clavé D, Archambaud M, Pasquier C. 2017. Livre Bactériologie et virologie pratique Poche. Editeur : De Boeck supérieur; 3e édition revue et corrigée. 321P.

Gueddah. 2003. Evaluation de la pollution industrielle et urbaine dans la région de Skikda : impact sur l'écosystème marin côtier. Mémoire en vue de l'obtention du diplôme de MAGISTER en Sciences de la Mer, Université Badji Mokhtar – Annaba. Algérie.

Guézennec L, 2004. 1 - Seine-Aval : un estuaire et ses problèmes. Ifremer. France.

H

Haslay, C., Leclerc, H. 1993. Microbiologie des eaux d'alimentation. Technique & Documentation, Lavoisier. 495P.

J

Janda IJM, Abbott S.L. 2010. The genus *Aeromonas*: taxonomy pathogenesis and infection. Clin Microbiol Rev. 23:35–73.

Jestin E. 2004. La production et le traitement des eaux destinées à l'alimentation et à la préparation de denrées alimentaires. Agence de l'eau Seine-Normandie. France. 34P.

JORA, 2003. Loi fixant les règles générales d'utilisation et d'exploitation touristiques des plages ; l'article 3 de la loi n°03-02.

JORA., 1993. Journal Officiel de la République Algérienne. Décret exécutif N°93-164 du 10 juillet, définissant la qualité requise des eaux de baignade.

JORA., 2006. Décret ministériel N°06-141 du 19 avril, définissant les valeurs limites des rejets d'effluents liquides industriels.

K

Kadri S.H. 2015. Qualité bactériologique des eaux du littoral nord est algérien, doctorat en sciences de la mer, université Badji Mokhtar-Annaba. Algérie.

Kankou M, 2004. Vulnérabilité des eaux et des sols de la rive droite du fleuve Sénégal en Mauritanie-étude en laboratoire du comportement de deux pesticides. Thèse de doctorat. Université De Limoges, France. Discipline : Chimie et Microbiologie de. 159P.

Kerfouf A, Benyahia M, Boutiba Z. 2010. La qualité bactériologique des eaux de baignade du golfe d'Oran (Algérie occidentale). Rev. Microbiol. Ind. San et Environn. 4, (1) : 22-31.

Kohanski M.A, Dwyer D.J, Collins J.J. (2010). How antibiotics kill bacteria: from targets to networks. 8(6): 423-35.

L

Lacaze J.C et Ramade F. 1993. La dégradation de l'environnement côtier, conséquences écologiques. Edition Masson. Paris. 129P.

Laroche-Ajzenberg E. 2010. Étude de l'antibio-résistance de la population d'*Escherichia coli* isolée d'environnements aquatiques : estuaire et hydrosystèmes karstiques. Thèse de doctorat en Biologie. Microbiologie. Écologie microbienne. Rouen. France.

Le Calvé O. 2002. Propriétés Physiques du Milieu Marin, Un cours d'introduction à l'océanographie physique, Institut des Sciences de l'Ingénieur de Toulon et du Var. France.
LE LOIR Y, GANTIER M. 2010. Livre *Staphylococcus aureus*. Tec & Doc LAVOISIER. France. 113P.

Le Pimpec P, Liénard A, Bonnard R, Lafont M, Cazin B, Bossard B., Hubert M, Bray. 2002. Guide pratique de l'agent préleveur chargé de la police des milieux aquatiques, Cemagref édition. 161P.

Leclercq R. 2002. Résistance des staphylocoques aux antibiotiques, Ann Fr Anesth Réanim; 21 : 375-83.

Leonard A.F, Zhang L, Balfour A.J, Garside R, Gaze W.H. 2015. Human recreational exposure to antibiotic resistant bacteria in coastal bathing waters. Environ Int. Epub. 82:92-100.

LÉVI Y. 2006. Inquiétudes sur la présence d'antibiotiques et de bactéries antibiorésistantes dans les eaux, Environnement, Risques & Santé. 5, (4) : 261- 265.

M

M.A.T.E, Ministère de l'Aménagement du Territoire et de l'Environnement. 2002. Plan National d'Action pour l'Environnement et le Développement Durable (PNAE-DD).

Madigan, M., and Martinko, J. 2007. Brock Biologie des micro-organismes: Pearson Education, France.

MeHSIP. 2008. Elaboration of a Mediterranean Hot Spot Investment Programme. Final report for contact reg/2006/02 fwc beneficiaries Europe aid/11860/c/multi lot n°2 : transport and infrastructures ; horizon.

Melquiot P, 2003. 1001 mots et abréviations de l'environnement et du développement durable Broché. Recyconsult. Lyon. France.

O

OMS. 1972. Genève Normes internationales pour l'eau de boisson Genève. p74.

P

Pereira C, Salvador S, Arrojado C. A , Silva Y, Santos AL, Cunha A, Gomes NC, Almeida A.. 2011. Evaluating seasonal dynamics of bacterial communities in marine fish aquaculture: a preliminary study before applying phage therapy. J. Environ. Monit. 13, (4) : 1053–1058.

Pote-wembonyama J, Thevenon. F, Wildi W. 2012. Les indicateurs de bactéries pathogènes résistantes aux antibiotiques dans les sédiments du Léman. Archive des Sciences, vol. 65.

R

Rodier J., Bazin C., Broutin J. P., Chambon P., Champsaur H., Rodi L., 2005. L'analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, chimie, physico-chimie, microbiologie, biologie, interprétation des résultats. Ed. Dunod, Paris, 1384P.

Rahal K., Benslimani A., Tali-Maamar H., Missoum M.F.K., Aboun A., Ammari H. 2008. Standardisation de l'antibiogramme à l'échelle nationale en médecine humaine selon les recommandations de l'OMS. 5eme édition. 106P.

S

Santé Canada. 2006. Recommandations pour la qualité de l'eau potable au Canada : Les bactéries pathogènes d'origine hydrique : micro-organismes préoccupants courants et émergents. Bureau de la qualité de l'eau et de la santé, Direction générale de la santé environnementale et de la sécurité des consommateurs, Santé Canada, Ottawa (Ontario).

Servais P., Billen G., Garcia-Armisen T., George I., Goncalves A., Thibert S. 2009. Contamination La microbienne dans le bassin de la Seine Editors. Eau Seine Normandie. Nanterre, France.

Suty L., 2010. La lutte biologique. Quae. Versailles. France. 323P.

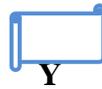
T

Tortora G.J., Funke B.R., case C.L. 2003. L'introduction à la microbiologie. Ed. ERPI. P 700.

Turgeon P, Michel P, Levallois P, Chevalier P, Daignault D, Crago, B, Irwin R, McEwen SA, Neumann NF, Louie M. 2012. Antimicrobial-resistant *Escherichia coli* in public beach waters in Quebec. Can J Infect Dis Med Microbiol. 23(2):e20-e25.

W

Wilson D.N. 2014. Ribosome-targeting antibiotics and mechanisms of bacterial resistance. Nature Reviews Microbiology. 12 : 35-48.



Yala D., Merad A.S., Mohamedi D et Ouar Korich M.N. 2001. Classification et mode d'action des antibiotiques. Médecine du Maghreb n°91.



ZIAI S. 2014. La résistance bactérienne aux antibiotiques : apparition et stratégies de lutte. Thèse pour le diplôme d'état de docteur en pharmacie, université de limoges. Faculté de pharmacie. France.