

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل

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



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme
d'Ingénieur en Sciences de la Mer

Option : Environnement

Thème :

Suivi de la qualité microbiologique et physicochimique des eaux de
baignade. Cas des plages : R'MILA, EL KETTANI et LA FAYETTE

Présenté par :

BOUZENIA Djihed

DIAF Mounia

Soutenu le 13/07/2017 devant le jury composé de :

M. MEZOUAR K.	Maître de conférences A	ENSSMAL	Président
Mme. BOURABAIN F.	Maitre Assistante A	ENSSMAL	Examinatrice
M. KADA M.	Maitre Assistant B	ENSSMAL	Examineur
Mme. CHAOU N.	Maître- Assistante	ENSSMAL	Promotrice
Mme. ALOUACHE S.	Maitre de conférences	ENSSMAL	Co-promotrice

Année universitaire : 2016-2017

Remerciement

En premier lieu, nous remercions Dieu pour sa clémence et qui nous a donné le courage, la volonte et la santé pour réaliser ce modeste travail.

C'est un plaisir autant qu'un devoir d'exprimer nos gratitude à toutes les personnes ayant contribué, chacune à sa manière, pour le bon déroulement de notre formation, et la réalisation de ce modeste travail.

On tient à remercier vivement Monsieur MEZOUAR K. d'avoir accepté de présider ce jury. Nous tenons à exprimer nos sincères remerciements à madame BOURABAIN F. et Monsieur KADA, pour accepter d'examiner ce manuscrit et pour leurs précieux conseils.

Nos vifs remerciements à Mme CHAOU N. d'avoir accepté de nous encadré pour la réalisation de ce travail et pour tout ce qu'elle a fait pour nous.

Toute notre estime à *Mme ALLOUACH S.* Notre co-promettrice, son savoir, sa ténacité m'ont permis de mener à bien ce travail, on lui exprime vivement notre profonde gratitude pour ces compétences, sa disponibilité et sa gentillesse.

Nous tenons également à remercier Monsieur DJERRAI N. l'ingénieur du labo, pour sa disponibilité, son aide et ses conseils

Nos remerciements s'adressent également aux ingénieurs du Laboratoires de l'ENSSMAL: *Mme REFFAS, MAATOUK Y. Mme ZAIIDI Y,* pour leurs aide, leur soutien, leurs encouragements durant la préparation de ce travail.

On n'oublie pas de remercier mes enseignants, qui tout au long du cycle d'études Nous ont transmis leur savoir.

Dédicace

A la mémoire de mon père

A mon oncle HOCINE , ma mère et mon frère YUCEF ISLAM,

C'est à vous que je dédie ce modeste travail

| *Djihad BOUZENIA*

Table des matières

LISTE DES ABREVIATIONS	VI
LISTE DES TABLEAUX	VII
LISTE DES FIGURES	XI
Introduction	2
Chapitre I : Généralités.	4
1 Pollution marine.....	4
2 Pollution microbiologique.....	4
3 Sources de la pollution microbiologique	5
4 Pouvoir auto-épurateur de la mer et survie des bactéries en mer.....	5
5 Agents de Contamination Microbienne dans l'eau de mer	5
5.1 Les indicateurs de contamination fécale.....	5
5.1.1 Les Coliformes totaux(CT).....	6
5.1.2 Les Coliformes fécaux(CF)	6
5.1.3 Escherichia coli	6
5.1.4 Les Streptocoques fécaux (SF).....	6
5.2 Les germes pathogènes.....	7
5.2.1 Les Salmonelles.....	7
5.2.2 Les staphylocoques.....	8
5.2.3 <i>Les vibriens</i>	8
6 Qualité bactériologique des eaux de baignade.....	9
6.1 Définition des eaux de baignade	9
6.2 Les normes de qualité d'une eau de baignade.....	9
6.2.1 Impact des rejets sur la zone de baignade.....	10
6.2.2 Risques sanitaires liée à la baignade.....	10
7 Paramètres physico-chimique	11
7.1 Température (T)	11
7.2 La salinité (S).....	11
7.3 Le potentiel d'Hydrogène (pH).....	12
7.4 Matière en suspension (MES).....	12
7.5 La matière organique (MO)	12
7.6 Les sels nutritifs	13
7.6.1 Origines des sels nutritifs	13

7.6.2	Les différentes formes de sels nutritifs.....	13
7.7	La turbidité	14
Chapitre II : Matériel et méthodes.....		16
1	Présentation de la zone d'étude.....	16
1.1	Description des sites d'étude	16
1.1.1	R'MILA.....	16
1.1.2	EL KETTANI.....	16
1.1.3	LAFAYETTE.....	17
2	Echantillonnage.....	18
3	Analyse des paramètres physicochimiques	18
3.1	Paramètres <i>in situ</i>	18
3.2	Matière en suspension (MES).....	18
➤	Matériel utilisé.....	19
➤	Mode opératoire	19
3.3	La matière organique particulaire dans l'eau de mer (MO) :.....	20
➤	Mode opératoire	20
3.4	Dosage des sels nutritifs	20
3.4.1	Le dosage des nitrites	23
3.4.1	Dosage des nitrates	23
3.4.2	Dosage des orthophosphates.....	23
4	Analyse bactériologique.....	23
4.1	Dénombrement par la technique de filtration sur membrane	24
4.2	Dénombrement des coliformes des coliformes totaux et coliformes thermotolérant	24
4.3	Recherche et dénombrement des Enterococcus (Streptocoques fécaux).....	26
4.4	Dénombrement des Staphylocoques	29
4.5	La recherche des Salmonelles et les Vibrions.....	29
4.5.1	Recherche des <i>salmonelles</i>	31
4.5.2	Recherche des <i>Vibrions</i>	34
4.5.3	Techniques de caractérisation et d'identification des bactéries.....	37
Chapitre III : Résultats et discussion.....		45
1	Résultats des paramètres physicochimiques	45
1.1	Résultats des paramètres physico-chimiques <i>in situ</i>	45
1.2	Résultats des paramètres physico-chimiques réalisés au laboratoire	45

1.3.1	Température.....	46
1.2.1	Salinité.....	46
1.2.2	Potentiel d'hydrogène (pH)	47
1.2.3	Oxygène dissous (OD)	47
1.2.4	Matière en suspension (MES)	47
1.2.5	Matière organique particulaire (MOP)	48
1.2.6	Sels nutritifs.....	49
1.2.7	Nitrates (NO ₃ ⁻)	49
1.2.7	Nitrite (NO ₂ ⁻)	51
1.2.8	Les orthophosphates PO ₄ ⁻	53
2	Analyse bactériologique.....	53
2.2	Coliforme totaux (CT).....	53
2.3	Coliforme fécaux (CF)	54
2.4	Enterococcus ou Streptocoque fécaux (SF).....	55
2.5	Le rapport CF/SF.....	55
2.6	Les Staphylocoques	56
2.7	Recherche de <i>E.coli</i>	57
2.8	Résultat des tests biochimiques.....	58
2.8.1	Résultat du test TSI	58
2.8.2	Resultat duTest Mannitol-Mobilité	59
2.9	Résultats d'identification des germes pathogènes.....	61
2.9.1	Vibrionacées	64
2.9.2	Entérobactérie.....	64
2.9.3	Autres espèces pathogènes	65
	Conclusion.....	68

Liste des abréviations

CEAEQ : Centre d'Expertise en Analyse Environnementale du Québec

CF : Coliformes Fécaux

CT: Coliformes Totaux

DM: Dilution Mère

EDS: Eau Distillée Stérile

E. coli: *Escherichia coli*

EPA : eau peptone alcaline

EPT : eau peptone temponée

GSAMP: Group of Scientific Aspects of Marine environmental Protection

ISO: International Standard Organization

OMS: Organisation Mondiale de la Santé

PNUE: Programme des Nations Unies pour l'Environnement

SF: Streptocoques Fécaux

SS : SALMONELLA-SHIGELLA

PSU : unité pratique de salinité

Staph: Staphylocoques

UFC : unité formant colonie

WTW: Wissenschaftliche Technische Workstätten

CEAEQ : Centre d'Expertise en Analyse Environnementale du Québec

CF : Coliformes Fécaux

CT: Coliformes Totaux

DM: Dilution Mère

EDS: Eau Distillée Stérile

E. coli: *Escherichia coli*

EPA : eau peptone alcaline

EPT : eau peptone temponée

GSAMP: Group of Scientific Aspects of Marine environmental Protection

ISO: International Standard Organization

OMS: Organisation Mondiale de la Santé

PNUE: Programme des Nations Unies pour l'Environnement

SF: Streptocoques Fécaux

SS : SALMONELLA-SHIGELLA

PSU : unité pratique de salinité

Staph: Staphylocoques

UFC : unité formant colonie

WTW: Wissenschaftliche Technische Workstatten

Liste des tableaux

Tableau I.1 :Indice de Bourgeois : origine de la contamination fécale (BORREGO et ROMERO, 1982)	5
Tableau I.2 : Qualité requise des eaux de baignade. Décret exécutif n° 93-164 du 10 juillet 1993 (journal officiel de la république Algérienne N°46)	7
Tableau I.3 : Principaux risques sanitaires liés à la baignade (IFREMER, 2003).....	8
Tableau III.4 : Résultats des paramètres physico-chimiques mesurer <i>in-situ</i>	44
Tableau III.5 : Résultats des paramètres physico-chimiques mesurés au laboratoire.	44
Tableau III.7 : calcul du rapport R (CF/SF): origine de la contamination fécale.....	55
Tableau III.8 : profil morphologique et biochimique des staphylococcus aureus.....	56
Tableau III. 9 : Résultat test TSI.	58
Tableau III.10 : Résultat des tests Mannitol-Mobilité.....	59
Tableau III.11 : profils biochimiques de quelques Pathogènes identifiés.	61
Tableau III.12 : Profils biochimiques de quelques entérobactéries identifiés	62

Liste des figures

Figure I.1 : Origine de la pollution des océans (BEAUCHAMP, 2003).....	7
Figure II.2 : Localisation de la zone d'étude plage R'MILA et EL KETTANI.....	20
Figure II.3 : Localisation de la zone d'étude plage LAFAYETTE.....	21
Figure II.4 : Technique de dénombrement par filtration des coliformes totaux et thermotolérants.....	29
Figure II.5 : Méthode de dénombrement par filtration des Enterococcus « Streptocoques Fécaux » dans l'eau de mer.....	30
Figure II.6 : Méthode de dénombrement de Staphylococcus aureus dans l'eau de mer.....	32
Figure II.7 : Technique de recherche des salmonelles.....	35
Figure II.8 : Technique d'identification des Salmonelles	36
Figure II.9 : Technique de recherche des Vibrions.....	38
Figure II.10 : Technique d'identification des Vibrions par galerie API20E.....	39
Figure II.11 : Principe de la coloration de Gram.....	41
Figure II.12 : lecture du test TSI.....	42
Figure II.13 : lecture du test Mannitol mobilité.....	43
Figure II.14 : lecture du test catalase.....	44
Figure II.15 : Lecture du test oxydase.....	45
Figure II.16 : Identification biochimique par la galerie API20E.....	46
Figure III.17 : Variation spatio-temporelle de la température au niveau des plages étudiées.....	49
Figure III.18 : variations moyennes de la salinité en fonctions des stations	50
Figure III.19 : Variations du pH au niveau des plages étudiées.....	50
Figure III.20 : Variation de l'oxygène dissous durant la période d'étude.....	51
Figure III.21 : Variation spatio-temporelle de la concentration en (MES).....	52
Figure III.22 : Variation spatio-temporelle de la teneur en matière organique particulaire (MOP).....	53
Figure III.23 : Variation des concentrations des Nitrates au niveau des plages.....	54
Figure III.24 : variation des concentrations des Nitrites au niveau des plages.....	55
Figure III.25 : variation des concentrations des Orthophosphates au niveau des plages.....	56
Figure III.26 : variation spatio-temporelles des coliformes totaux (CT) au niveau des 3 plages étudiées.....	57
Figure III.27 : variation spatio-temporelle des coliformes fécaux CF.....	57
Figure III.28 : Variation spatio-temporelle streptocoque fécaux (SF).....	58

Figure III.29: Variation spatio-temporelle des staphylocoques.....	59
Figure III.30: Résultats du test de coagulase.	60
Figure III 31: Résultat recherche de <i>E.coli</i>	61
Figure III.32 : galerie API20E identification de <i>Vibrio fluvialis</i>	67
Figure III.33 : galerie API20E identification de <i>Raoultella ornithinolytica</i>	67
Figure III.34 : Galerie API20E identification de <i>Enterobacter sakazakii</i>	67
Figure III.35 : Galerie API20E identification de <i>Kluyvera spp</i>	67
Figure III.36 : Galerie API20E identification de <i>Proteus mirabilis</i>	68
Figure III.37 : Galerie API20E identification de <i>Burkholderia cepacia</i>	68
Figure III.38 : Galerie API20E identification de <i>Chryseobacterium indologenes</i>	69
Figure III.39 : Galerie API20E identification de <i>Shewanella putrefaciens</i>	69

Introduction

Introduction

La mer possède une grande capacité d'autoépuration, c'est un univers peu favorable au développement de la majorité des germes pathogènes.

Cependant, Plus de 26% des plages algéroises sont interdites à la baignade, en raison de leur qualité d'eau non conforme aux normes sanitaires (communiqué du directeur du Tourisme de la wilaya d'Alger, 2017).

Malgré les efforts fournis par le gouvernement, chaque année, la pollution gagne du terrain, pour cela des examens bactériologiques deviennent nécessaires pour l'appréciation de la qualité hygiénique de l'eau afin d'assurer une protection efficace des baigneurs.

L'objectif principal de notre étude, est d'évaluer l'état sanitaire des plages Algéroises R'MILA, EL KETTANI et LAFAYETTE.

Dans cette optique nous avons structuré notre travail comme suit :

- Le chapitre I, propose une étude bibliographique sur les différents paramètres physicochimique et bactériologique pouvant induire une contamination de l'eau de mer.
- Le chapitre II, décrit la situation géographique des zones d'études, ainsi que les méthodes d'analyses physicochimiques et bactériologiques des eaux littorales.
- Le chapitre III, est consacré à l'interprétation des résultats obtenus. Pour enfin conclure avec une conclusion d'état des plages.

Généralités

Chapitre I : Généralités.

1 Pollution marine

La pollution marine est définie par l'ensemble de la communauté scientifique internationale comme étant : « *introduction directe ou indirecte par l'homme de substances ou d'énergie dans le milieu marin y compris les estuaires, lorsque elle a ou peut avoir des effets nuisible tels que les dommages aux ressources biologiques, à la faune et la flore marine, risque pour la santé de l'homme, entrave aux activités maritime y compris la pêche et les autres utilisation légitimes de la mer, altération de la qualité de l'eau de mer du point du vue de son utilisation et dégradation des valeurs d'agrément* ». (**Revue maritime trimestrielle, 1982**)

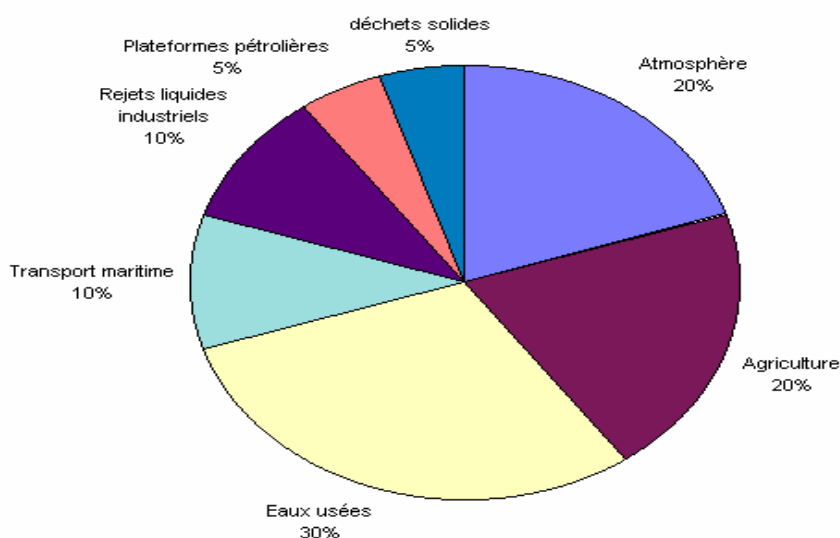


Figure I.1 : Origine de la pollution des océans (**BEAUCHAMP, 2003**).

2 Pollution microbiologique

La pollution microbienne est principalement liée aux eaux usées urbaines. Ces dernières sont très chargées en coliformes, bactéries pathogènes, virus et parasites (**HASLAY et LECLERC, 1993**).

Le réservoir majeur des bactéries responsables des maladies à transmission hydrique se trouve être l'appareil digestif de l'Homme et des animaux. L'élimination de ces bactéries par les matières fécales contamine les égouts urbains, les eaux résiduaires hospitalières et les eaux de surface.

3 Sources de la pollution microbiologique

Les sources potentiels d'apport de bactérie en milieu marin sont multiples (**RODIER, 1996**) :

- Les rejets de station d'épuration.
- Les rejets individuels non raccordés sur réseau d'évacuation des eaux usées.
- La mauvaise séparation des eaux usées et des eaux pluviales.
- Les rejets des industries agroalimentaires.
- Les épandages de lisiers par écoulement diffus.
- Les activités de loisir (camping,...) non raccordées aux stations d'épuration
- Les bateaux au mouillage.

4 Pouvoir auto-épurateur de la mer et survie des bactéries en mer

L'eau est capable de s'auto épurer, c'est-à-dire d'éliminer progressivement les agents polluants. La survie des bactéries en mer est donc limitée : on estime que 90% d'entre elles sont éliminées entre 2 et 3 heures, ce qui conduirait au bout de 12 heures à une survie comprise entre 1/100 000 et 1/375 000 selon (**AUBERT, 1973**).

5 Agents de Contamination Microbienne dans l'eau de mer

5.1 Les indicateurs de contamination fécale

Le degré de pollution des eaux de mer est évalué par le dénombrement des bactéries entériques, appelés « indicateurs de contamination fécale », en général les coliformes fécaux et les streptocoques fécaux (groupe D), qui sont en grande partie dénués de pathogénicité pour l'homme, mais sont très abondants dans les eaux usées. La raison de ce choix tient essentiellement au fait que la numération de ces bactéries est beaucoup plus simple et rapide (24 à 48 heures) que celle des espèces véritablement pathogènes (généralement quelques jours, avec souvent nécessité d'identification sérologique) (**GAUTHIER et PIETRI, 1989**).

5.1.1 Les Coliformes totaux(CT)

Les coliformes appartiennent à la famille des *Entérobactereaceae*, 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, 1982**).

Selon la définition (**ISO**), ce sont des bacilles à Gram négatif, non sporulant, anaérobie facultatif, oxydase négative. Ils peuvent croître en présence des sels biliaires et sont capables de fermenter le lactose et le mannitol avec production d'acides et d'aldéhydes en 48 heures à des températures de 35 à 37°C.

5.1.2 Les Coliformes fécaux(CF)

Les coliformes fécaux, ou coliformes thermotolérants, sont un sous-groupe des coliformes totaux capables de fermenter le lactose à une température de 44°C. L'espèce la plus fréquemment associée à ce groupe bactérien est '*Escherichia coli*' et dans une moindre mesure, certaines espèces des genres *Citrobacter*, *Entérobacter* et *Klebsiella* (**CEAEQ, 2005**).

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 pollution produite par les matières fécales (**CEAEQ, 2000**).

Ils dénotent normalement une pollution fécale récente car ils ne se propagent pas dans le milieu marin. Ils sont donc considérés comme de bons indicateurs. Cependant, la principale difficulté qui s'attache à leur emploi, est, justement, leur survie relativement courte en eau de mer, ce qui peut exiger un recours à des indicateurs supplémentaires (**PNUE/OMS, 1977**).

5.1.3 *Escherichia coli*

Le terme « *E.coli* » correspond à des coliformes thermotolérants qui produisent de l'indole à partir du tryptophane et ont les caractères biochimiques propres à cette espèce (**RODIER et al. 1996**).

5.1.4 Les Streptocoques fécaux (SF)

Les streptocoques sont des bactéries à gram positif qui se présentent sous forme de coques en courtes chaînes. Ils peuvent notamment hydrolyser l'esculine en présence de 40 % de bile et ont la capacité de croître à une température entre 10 et 45°C, à un pH alcalin de 9,6, dans une solution contenant 6,5 % de NaCl (**CEAEQ, 2000**).

Ils regroupent l'ensemble des streptocoques possédant la substance (acide teichoïque) antigénique caractéristique du groupe D de la classification de Lancefield, tels que:

Enterococcus faecalis, *E. faecium*, *E. durans*, *E. hirae*, *Streptococcus faecalis*, *S. suis* et *S. equinus*. Ces streptocoques du groupe D sont généralement pris globalement en compte comme des témoins de pollution fécale, car tous ont un habitat fécal (**RODIER et al, 2005**).

En 1990, **WINSLOW et PALMER** ont montré que la recherche des SF facilite la distinction entre une pollution d'origine animale et celle d'origine humaine. Tenant compte de ces travaux, Kenner et al ont introduit l'indice de Bourgeois, le rapport coliformes fécaux/streptocoques fécaux (CF/SF) dans l'étude de la pollution fécale des eaux. Ce rapport donne une idée plus précise sur les sources de contamination, il est appliqué avec prudence puisqu'il est influencé par plusieurs paramètres tels que la température de l'eau, le pH, l'éloignement de la source de contamination et le temps d'immersion des contaminations dans l'eau (**BORREGO et ROMERO, 1982**).

Tableau I.1 : Indice de Bourgeois : origine de la contamination fécale (**BORREGO et ROMERO, 1982**)

R (CF/SF)	Source de la pollution
R > 4	Exclusivement humaine
2 < R < 4	Mixte à prédominance humaine
1 < R < 2	Origine incertaine
0.7 < R < 1	Mixte à prédominance animale
R < 0.7	Entièrement d'origine animale

5.2 Les germes pathogènes

5.2.1 Les Salmonelles

Elles sont de la famille des *Enterobacteriaceae*, Gram négatif, aéro-anaérobies facultatifs, sous forme de bâtonnet. Tous les produits d'origine animale sont susceptibles de contenir des salmonelles. Ce sont des microorganismes non sporulant, habituellement mobiles grâce à des flagelles péri triches ou immobiles, mésophiles avec une température optimale de croissance de 37°C. Les salmonelles fermentent le glucose, le maltose et le mannitol, avec production de gaz, mais elles ne fermentent pas le saccharose. Elles réduisent le sulfite en sulfure et décarboxylent la lysine (**BOURGEOIS, 1990**). Dans le milieu marin, les exutoires d'eaux usées constituent la principale source de pollution par les salmonelles (**LECLERC et al, 1995**).

5.2.2 Les staphylocoques

Les staphylocoques sont des cellules sphérique de 0.5 à 25 µm généralement regroupées en amas, ils sont immobiles et ne forment pas de spores; ils sont aérobies ou anaérobies facultatifs, Gram (+), catalase (+), fermentent les sucres en produisant de l'acide lactique (**LECLERC et al ,1995**).

L'espèce *Staphylococcus aureus* ou « staphylocoque doré » pathogène possède toutes ces caractéristiques, ajoutant à cela qu'elle est coagulase (+), il est à noter que les staphylocoques sont ubiquistes, très largement distribués dans l'environnement (**LECLERC et al ,1995**).

5.2.3 Les vibrions

Les vibrions appartiennent à la famille des *Vibrionaceae*, elle comprend des bacilles à Gram négatif qui sont soit mobiles par une ciliature polaire, péritriche, ou bien immobiles. Ils sont oxydases positives, réduisent les nitrates et dégradent des glucides par métabolisme fermentatif. Au sein de cette famille, on distingue 4 genres : *Vibrio*, *Aeromonas*, *Plesiomonas* et *Photobacterium*. Les bactéries du genre *Vibrio* sont des bacilles incurvés ou droits, mobiles grâce à un flagelle polaire, basophiles, oxydase positive, ils présentent une importance particulière dans la contamination des eaux et des fruits de mer. La plupart des vibrions sont d'origine marine, ils ne se multiplient qu'en présence de NaCl. On distingue une trentaine d'espèces différentes, les plus importantes qui sont réputées pathogènes pour l'homme sont : *V. parahaemolyticus*, *V. cholerae* et *V. vulnificus* (**SINGLETON et SAINSBURY, 1984**).

6 Qualité bactériologique des eaux de baignade

6.1 Définition des eaux de baignade

Selon le décret exécutif n° 93-164 du 10 juillet 1993, on entend par : « Eaux de baignade. » les eaux ou partie de celle-ci douces, courantes ou stagnantes ainsi que l'eau de mer, dans lesquelles la baignade est autorisée ou n'est pas interdite et habituellement pratiquée par un nombre important de baigneurs.

6.2 Les normes de qualité d'une eau de baignade

Selon l'annexe1 du décret n° 93-164 du 10 juillet 1993, les eaux de baignade doivent reprendre aux normes suivantes

Tableau I.2: Qualité requise des eaux de baignade. Décret exécutif n° 93-164 du 10 juillet 1993 (journal officiel de la république Algérienne N°46)

Paramètres	Valeurs guides	Valeurs limites
<i>Coliformestotaux /100ml</i>	500	10.000
<i>Coliformesfécaux /100ml</i>	100	2.000
<i>Streptocoquesfécaux /100ml</i>	100	-
<i>Salmonelles / 1L</i>	-	0
<i>Entérovirus PFU /10l</i>	-	0
<i>Vibriocholériques /450ml</i>	-	0

Valeur guide : caractérise une bonne qualité pour la baignade.

Valeur limite : constitue la limite supérieure au-delà de laquelle l'eau est considérée de mauvaise qualité (baignade interdite).

Chaque résultat est interprété par rapport à ces seuils de qualité :

- L'eau est de bonne qualité lorsque les résultats sont inférieurs aux nombres guides,
- L'eau est de qualité moyenne lorsque les résultats obtenus sont supérieurs aux nombres guides mais restent inférieurs aux nombres impératifs,
- L'eau est de mauvaise qualité lorsque les résultats obtenus sont supérieurs aux nombres impératifs.

En cas de non-respect de ces seuils, la baignade peut être interdite et une enquête est menée pour rechercher les causes de pollution.

6.2.1 Impact des rejets sur la zone de baignade

L'impact des rejets sur les eaux de baignade dépend de plusieurs facteurs :

- Quantité de pollution rejetée,
- Eloignement du point de rejet par rapport à la zone de baignade permettant une certaine autoépuration des rejets
- Caractéristiques de la dispersion des rejets des courants marins
- La charge microbienne des rejets, et de la survie des micro-organismes dans le milieu aquatique.

Les impacts associés à la contamination microbiologiques des eaux littorales affectent la qualité de l'eau, ainsi la santé humaine (**POGGI, 1990**).

6.2.2 Risques sanitaires liée à la baignade

Les eaux utilisées à des fins récréatives peuvent être contaminées par le contact direct avec l'être humain et par les polluants provenant de sources extérieures (eaux usées, eaux de pluie et eaux de ruissellement d'origine agricole) (**OMS, 1977**)

Par ailleurs de nombreuses études épidémiologiques récentes montrent que la baignade dans une eau polluée augmente de façon significative les risques de maladies gastro-intestinales et des maladies de l'appareil respiratoire supérieur.

Tableau I.3: Principaux risques sanitaires liés à la baignade (**IFREMER, 2003**).

Risque	Cause
Risque liés à la qualité de l'eau : - Dermatites (inflammation de la peau) - Infections bénignes (cercaires) - Gastro-entérites - Infections O.R.L - Leptospiroses	Eaux contaminées
Dangers liés à la baignade ou aux activités associées : - Plaies - Dermatites mycosiques (affections de la peau provoquées par des champignons) - Toxi-infection	Contact avec le sable Coquillages

7 Paramètres physico-chimique

Les phénomènes de pollution se traduisent généralement par des modifications des caractéristiques physico-chimiques du milieu récepteur. L'étude de la pollution consistera donc à mesurer, par des analyses, ces caractéristiques. Ce sont des paramètres facilement mesurables en continu par des sondes et qu'il est généralement utile de les connaître (**GAUJOUS, 1995**).

7.1 Température (T)

La température est un facteur écologique important qui influence sur la densité de l'eau, donc joue un rôle primordial dans la stratification des eaux des lacs et des mers (**AMINOT, 1983**).

Il conditionne la nature des communautés aussi bien terrestres qu'aquatiques (**RAMADE, 2000**).

La mesure de la température est indispensable pour le traitement ou l'interprétation d'autres paramètres tels que : la saturation des gaz dissous, la mesure du pH (**AMINOT et KEROUEL, 2004**).

Dans les océans, la température décroît de la surface vers le fond. Elle varie en fonction des autres descripteurs physico-chimiques. Dans les eaux de surface, sa variation dépend essentiellement des phénomènes climatiques (**AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983**).

Une élévation de la température peut perturber fortement le milieu et être un facteur d'accroissement d'une population bactérienne par rapport à une autre (**GAUJOUS, 1995**)

7.2 La salinité (S)

La salinité est une propriété de l'eau de mer qui est fondamentale à l'étude du milieu marin, (**AMINOT et KEROUEL, 2004**).

Elle correspond à la teneur en sels dissous de l'eau de mer, elle peut être mesurée et exprimée de différentes manières suivant que l'on considère l'ensemble des corps ; ou seulement les sels dominants (**RODIER et al. 2005**).

La salinité se définit comme :

« La quantité totale de résidus solides (en grammes) contenue dans un kilogramme d'eau de mer quand tous les carbonates ont été transformés en oxydes, le brome et l'iode remplacés par le chlore et que toute la matière organique a été oxydée. »

En méditerranée, elle est voisine de 38 à 39 PSU, mais près des côtes, elle varie entre 36 et 37 PSU (**AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983**).

7.3 Le potentiel d'Hydrogène (pH)

Le pH est relatif à la concentration en ion hydrogène (H^+) dans un milieu, donc à l'acidité de ce milieu. Cette notion est définie par Sorensen (1909) comme le cologarithme décimal de la concentration en ion H^+ ($pH = -\log [H^+]$).

L'eau de mer est moins sensible aux variations du pH grâce à l'effet tampon des sels dissous, le pH en surface est proche de 8,1 et descend à 7,7 en eau profonde (**AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983**).

Sa modification est due aussi à des facteurs physiques (échanges air-mer, la température), et chimiques, des rejets industriels ou des rapports d'eaux continentales à pH acide. Celui de l'eau de mer est proche de 8,2, essentiellement fixe par la présence des carbonates CO_2 .

HCO_3^- . CO_3^{2-} . (**AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983**)

En milieu fermé ou semi -fermé (estuaires, baies, ports), le pH peut approcher des valeurs voisines de 7 ou atteindre des valeurs plus acides (**LEFEBVRE et al, 1993**).

7.4 Matière en suspension (MES)

Ce paramètre est important à déterminer lors des études des milieux aquatiques du fait de son impact sur la qualité de l'eau notamment sur sa transparence, la production primaire

Phytoplanctonique et sur les échanges physico-chimiques, chimiques ou biologiques avec l'eau de mer (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

7.5 La matière organique (MO)

C'est un ensemble des substances organiques existant à l'état dissous ou particulaire dans les biotopes aquatiques. Les matières organiques sont à la fois présentes dans les eaux et les sédiments (RAMADE, 2000).

Le taux de matières organiques est en moyenne de 45 mg/l en zone marine côtière libre. Il augmente cependant de 29 % par rapport à cette valeur dans les enceintes portuaires sans égouts et de 53 % dans celles où existent un ou plusieurs rejets d'eaux résiduaires (AUBERT et AL, 1972).

7.6 Les sels nutritifs

Les nutriments : l'azote, le phosphore, et le silicium sont indispensables à la nutrition des organismes, sont appelés « éléments nutritifs ». (AMINOT et al, 2004). Ils se présentent sous plusieurs formes minérales en solution.

Les variations de sels nutritifs sont gouvernées par les facteurs physiques, chimiques et biologiques (JAQUES et al, 1986).

Les concentrations d'éléments nutritifs dans le milieu doivent répondre aux exigences du phytoplancton. Les faibles concentrations minimisent la photosynthèse, tandis que les excès provoquent une eutrophisation du milieu, qui se traduit par une importante croissance de certaines espèces phytoplanctoniques. On trouve alors en surface des concentrations qui peuvent aller de quelques micromoles à quelques dizaines de milli moles par litres (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

7.6.1 Origines des sels nutritifs

On distingue deux principales sources pour les sels nutritifs présents dans l'eau de mer

- **Source interne**

Elle représente l'origine la plus importante, elle est assurée par des flux verticaux et leur régénération à partir de la matière organique issue de la photosynthèse effectuée par les organismes autotrophes dans la couche euphotique. (LAVITUS et al, 1993)

97% des sels nutritifs dans l'océan sont d'origine interne (BOULAHIDID, 1987)

- **Source externe**

Regroupe tous les apports continentaux qui sont transportés à la mer, soit par la voie éolienne ou par voie fluviale. Ces derniers peuvent contenir des substances toxiques pour le milieu marin (**BOULAHID, 1987**)

7.6.2 Les différentes formes de sels nutritifs

- **Azote**

Selon son degré d'oxydation, il existe sous trois formes : nitrates (NO_3^-), nitrites (NO_2^-), ammonium (NH_4^+), et de composés organiques tels que l'urée ou les acides aminés.

- **Nitrates (NO_3^-)**

Noté NO_3^- , c'est une forme chimique stable, il entre dans le cycle de l'azote comme support principal de la croissance du phytoplancton, leur concentration varie entre 1 $\mu\text{mol/l}$ à la surface et à plus de 45 $\mu\text{mol/l}$ dans les eaux profondes

Mais dans les estuaires, lorsque la salinité décroît par l'effet des apports terrigènes, leur concentration peut atteindre plusieurs centaines de micromoles par litres (**AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983**).

Les nitrates résultent de l'oxydation des nitrites uniquement par les bactéries *Nitrobacter*

- **Nitrites (NO_2^-)**

Dans le cycle de l'azote, les nitrites, au même titre que l'ammonium, sont considérés comme étant transitoire, ce qui explique leurs faibles concentrations rencontrées en milieu marin qui sont de l'ordre de zéro à quelques micromoles par litres d'azote nitreux (**AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983**)

Les nitrites proviennent de :

- l'oxydation de l'ammonium (réaction de nitrosation par les bactéries *Nitrosomonas*)
- la réduction des nitrates dans les milieux anoxiques par les bactéries anaérobiques.

- **Azote ammoniacal (NH_4^+)**

L'azote ammoniacal provient des excréctions animales et de la décomposition bactérienne des composés organiques azotés. Dans les eaux marines, l'azote ammoniacal se trouve à des concentrations inférieures au $\mu\text{mol/l}$. en effet, il est présent sous deux formes en solution, l'ammoniac (NH_3) et l'ammonium (NH_4^+) dont des proportions relatives dépendent du pH, de la température et de la salinité du milieu (**AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983**).

- **Les composés phosphorés (PO_4^{3-})**

Dans l'eau de mer, le phosphore existe sous forme organique et inorganique, dissous et particulaires, les ortho phosphates représentent la forme la plus abondante, HPO_4^{2-} (90%) et PO_4^{3-} (10%) et (1%) de H_2PO_4^- . (**AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983**).

Ces différentes formes sont issues de la dissociation de l'acide ortho-phosphorique.

7.7 La turbidité

La turbidité de l'eau vient de la présence de diverses matières en suspension.

Son unité est <NTU>. Elle est définie comme étant " l'expression de la propriété optique qui fait que la lumière est dispersée et absorbée plutôt que transmise en ligne droite à travers un échantillon (**AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983**)

Matériel et méthodes

Chapitre II : Matériel et méthodes.**1 Présentation de la zone d'étude.**

Les sites choisis dans le cadre de ce travail s'étendent sur la côte algéroise. Il s'agit des plages : **R'MILA, EL KETTANI et LAFAYETTE**. Le choix de ces sites de prélèvements est basé sur certains critères : emplacement géographique, fréquentation, activités à proximité de zones urbaines et infrastructure hospitalière...etc.

1.1 Description des sites d'étude**1.1.1 R'MILA**

La plage R'MILA fait partie de la commune de Bab El Oued wilaya d'Alger, elle se situe entre la plage EL KETTANI à l'Est et le stade FERHANI à l'Ouest (figure 2), avec une Longueur de 112m et une largeur de 25m et une capacité de 171baigneur. La plage Possède un collecteur des eaux usées de l'Oued M'Kecel avec un débit de 2500m³ /h. (ONEDD, 2009).Pour cela elle est considérée comme étant une plage interdite à la baignade (HURBAL, 2016).

Les coordonnées Lambert de la station sont les suivants :

Latitude (N) : 36°47'40.7"Longitude (E) :3°03'12.5"

1.1.2 EL KETTANI

La plage EL KETTANI représente une portion de la commune de Bab El Oued wilaya d'Alger, elle est limitée par la plage R'MILA à l'Ouest et par KAA ESSOUR à l'Est. (Figure 3), La plage EL KETTANI a été ouverte à la plage RMILA durant la troisième sortie (Mai 2017).Cette plage est considérée comme étant une plage autorisée à la baignade (HURBAL, 2016).

Les coordonnées Lambert de la station sont les suivant

Latitude (N) : 36°47'35.3"

Longitude (E) : 3°03'24.5"



Figure II.2 : Localisation de la zone d'étude plage R'MILA et EL KETTANI.

1.1.3 LAFAYETTE

La plage LAFAYETTE se situe dans la région de Bainem dans la commune de Hammamet wilaya d'Alger, c'est une petite anse sableuse qui reçoit les eaux résiduaires directement de l'hôpital de Bainem, avec un émissaire sous terrain orienté horizontalement vers son lieu de déversement. Elle est considérée comme étant une plage interdite à la baignade (HURBAL, 2016).

Les coordonnées Lambert de la station sont les suivant

Latitude (N) 36°48'50.9"

Longitude (E) 2°58'44.3"



Figure II.3: Localisation de la zone d'étude plage LAFAYETTE.

2 Echantillonnage

Les prélèvements ont été effectués dans les trois sites présentés précédemment à raison d'un prélèvement par mois effectués entre 8h et 10h du matin, durant la période allant du mois de Mars au mois de Mai 2017. Tous les prélèvements ont été réalisés à 1m de distance et environ 20cm de profondeur. Ils étaient recueillis dans des récipients stériles, fermés hermétiquement et transportés dans une glacière (4°C) au laboratoire où les analyses ont été effectuées dans les 6h.

3. Analyse des paramètres physicochimiques

3.1 Paramètres *in situ*

Au cours de la sortie, Un certain nombre de paramètres physico-chimiques de la matrice eau ont été effectués au niveau de chaque station de prélèvement (température, pH, Salinité, oxygène

dissous.), à l'aide d'une valise multi paramètres de type **Wissenschaftlich Technische Werkstätten« WTW»** qui est dotée de sondes submersibles permettant la mesure *in situ*.

3.2 Matière en suspension (MES)

La méthode consiste à filtrer un volume d'eau à travers une membrane poreuse afin de retenir les particules supérieures à 0.45 µm. La différence de poids des filtres séchés avant et après filtration permet de connaître la masse sèche totale de matières en suspension dans le volume filtré correspondant. La précision sur la concentration des (MES) dépend du volume d'eau filtré et la sensibilité de la balance (**AMINOT et CHAUSSEPIED ,1983 et RODIER et al, 2005**).

➤ Matériel utilisé

- Des Membranes Filtrantes WATMAN de type GF/F (0,45µm)
- Dispositif de filtration sous vide de marque **Sartorius**.
- Balance de précision 10^{-4} de marque **PioneerTM**.
- Etuve de marque **MEMMERT**.
- Eprouvette graduée de 250 ml
- Pinces.

➤ Mode opératoire

Avec un dispositif de filtration sous vide de marque Sartorius :

- Homogénéiser l'échantillon.
- Placer un filtre et le centrer dans le dispositif de filtration.
- Verser 250ml de l'échantillon et appliquer le vide.
- Arrêter l'aspiration dès que le filtre est à sec.
- Enlever les filtres et les remettre dans les boîtes correspondantes, à l'aide de pince.

- Mettre les boîtes contenant les filtres, sans le couvercle, dans une étuve exempte de poussières à 105°C. (**RODIER, 2005**).
- Laisser refroidir au dessiccateur et n'en sortir les filtres que juste avant la pesée.

Avec une balance de précision:

- Peser les filtres vide (P1) en mg.
- Peser les filtres après filtration (P2) en mg.

➤ **Calcul et expression des résultats.**

La concentration de MES est donnée par l'expression suivante :

$$[\text{MES}] \text{ (mg/l)} = (\text{P2} - \text{P1}) / \text{V}$$

Avec :

[MES] : Concentration de la matière en suspension (mg/l).

P1: Poids du filtre sec avant filtration (mg).

P2: Poids du filtre sec après filtration (mg).

V : Volume d'eau filtré (L)

3.3 La matière organique particulaire dans l'eau de mer (MO) :

➤ **Mode opératoire**

- Mettre les filtres utilisés pour la détermination de la teneur des matières en suspension dans l'eau de mer dans des creusets en porcelaine.
- Peser avec précision les creusets et les filtres P1.
- passer au four à moufle à 600°C pendant deux heures.
- les creusets et les filtres sont à nouveau pesés P2.
- La différence de ces deux poids (P1, P2) nous donne le poids de la matière organique brûlée (calcinée).

$$\text{M.O.P (\%)} = \frac{\text{P1} - \text{P2}}{\text{P1}} \times 100$$

Avec :

P1 : Poids du creuset et du filtre avant incinération.

P2: Poids du creuset et du filtre après incinération.

3.4 Dosage des sels nutritifs

La méthode utilisée pour le dosage des sels nutritifs (NO_3^- , NO_2^- , PO_4^{3-}) est un dosage automatisé par colorimétrie à flux continu à l'aide de l'appareil « **Auto Analyser San Plus** », selon les protocoles définis par SKALAR, 1998.

Les réactifs utilisés et le mode opératoire pour le dosage de chaque sel sont détaillés dans **l'annexe1**.

➤ **Principe général**

Le dosage des composés azotés et des orthophosphates est basé sur une réaction de coloration, dans certaines conditions, tel que la température, le pH, présence de catalyseur.

Ces sels réagissent avec des réactifs spécifiques pour donner une coloration absorbant la lumière à une certaine longueur d'onde (λ).

L'absorption de l'énergie lumineuse dépend de l'intensité de la coloration. Cette dernière est proportionnelle à la concentration de la solution en sels.

La quantité de lumière absorbée par la solution, appelée absorbance (A) ou densité optique (DO) obéit à la loi de BEER LAMBERT qui est exprimée par l'expression suivante :

$$A = D.O = \log (I_0/I) = \epsilon * L * C$$

Avec:

- I_0 : l'intensité lumineuse incidente du milieu absorbant.
- I : l'intensité lumineuse émergente du milieu absorbant
- ϵ : le coefficient d'extinction molaire
- L : la longueur du milieu traversé exprimée en cm.
- C : la concentration de la solution absorbante exprimée en mol/l.
- A : absorbance de la solution.
- $D.O$: densité optique de la solution. (HAINIQUE, 2008).

• **Analyse automatique des sels nutritifs**

L'automatisation consiste à faire réaliser par une machine des tâches habituellement faites à la main, pour but d'améliorer la reproductibilité, d'accroître la capacité analytique, de réduire le temps d'analyse et de diminuer le temps d'exposition des analystes avec les produits chimiques utilisés. (AMINOT et KEROUEL, 2007).

➤ **Principe**

Les échantillons sont introduits dans un long tube de faibles diamètres les uns à la suite des autres, en même temps que les réactifs. Pendant leur migration dans le tube, la réaction se développe pour former un composé coloré, qui est mesurée lorsque le flux traverse le détecteur. (AMINOT et KEROUEL, 2007).

➤ **Matériel utilisé**

- Auto-Analyzer SAN plus System de marque SKALAR[®], 1998;

- Bi-distillateur MILLI-Q[®] Reagent Water System, balance, spatules, béchers et étuve ;
- Deux micropipettes Fortuna[®] avec éjecteur d'embouts de type DIGITAL, une de 200 à 1000 µl et l'autre de 20 à 250 µl ;
- Des fioles de 100 et 500 ml.

Le dosage des nitrites Le dosage de NO_2^- repose sur l'obtention d'un composé final coloré en rose, obtenu par réaction de nitrite tout d'abord avec le sulfanilamide (formation d'un diazoïque), puis avec le N-naphtyl-éthylènediamine, en milieu acide ($\text{pH} < 2$). Dont l'absorbance à 540 nm est proportionnelle à la concentration des ions nitrite. (AMINOT et KEROUEL, 2007)

3.4.1 Dosage des nitrates

Le nitrate est dosé après réduction quantitative en nitrite, la réduction est effectuée par contact avec le cadmium amalgamé au cuivre (AMINOT et KEROUEL, 2007).

Les nitrites formés sont dosés selon la méthode de colorimétrie classique de Benschneider et Robinson, (1952). La réduction des nitrates en nitrites puis le dosage des nitrites sont exécutés automatiquement en série.

3.4.2 Dosage des orthophosphates

La méthode de dosage adopté par (MURPHY et RILEY, 1962) repose sur la réaction du phosphate avec le molybdate d'ammonium en présence d'antimoine, pour former le complexe phosphomolybdique, qui est ensuite réduit par l'acide ascorbique en un composé bleu. La réaction est catalysée à une température de 37 °C, pour éviter l'effet de l'acidité sur la cinétique de la réaction, et un pH fortement acide ($\text{pH} \sim 0,8$). La mesure de l'absorbance est effectuée à la longueur d'onde 820nm. (AMINOT et KEROUEL, 2004).

➤ Préparation des solutions d'étalonnage

Cette opération nécessite la préparation des gammes des standards à partir d'une solution mère puis des solutions filles pour chaque élément à analyser pour que l'auto-analyseur puisse tracer la courbe d'étalonnage (Annexe1).

4 Analyse bactériologique

L'analyse bactériologique de nos échantillons a pour objectif de déterminer la qualité des eaux de baignade. Elle a été réalisée par la méthode de filtration.

Les germes recherchés les coliformes totaux, fécaux, *E. coli*, streptocoques fécaux, les staphylocoques, ainsi que les vibrions et les salmonelles.

4.1 Dénombrement par la technique de filtration sur membrane

La méthode de filtration sur membrane consiste à recueillir, sur une membrane stérile de porosité 0,45µm. un volume donné de produit à analyser, la membrane est ensuite déposée sur un milieu nutritif ; après incubation, les colonies sont dénombrées (**CHAMPIAT et al, 1994**).

La technique de filtration sur membrane est la méthode de dénombrement la plus utilisée au laboratoire pour sa facilité et sa performance et sa reproductibilité.

➤ **Matériel**

- Dispositif de filtration de marque « Sartorius » ;
- Pompe à vide ;
- Bec-Bunsen pour la stérilisation de la zone de travail ;
- Membranes d'ester de cellulose, filtrantes, quadrillées et stériles de marque « Millipore » a emballage individuel, de porosité 0,45µm et de 47 mm de diamètre, susceptibles de retenir les bactéries ;
- Boîtes de Pétri contenant les milieux de culture spécifiques pour chaque germe ;
- Pinces stérilisées ;
- Pipettes ;
- Deux Incubateurs (Étuves) dont la température varie selon le germe étudié.

➤ **Mode opératoire**

La procédure de filtration sur membrane pour la recherche et le dénombrement de bactéries dans l'eau de mer est comme suit :

- Nettoyer la paillasse à l'eau de Javel avec présence d'un Bec-Bunsen ;
- Rincer à l'eau distillé et stériliser l'équipement de filtration (la plaque poreuse) par flambage ;
- fermer le robinet du support ;
- Mettre en marche la pompe à vide ;
- Prélever une membrane stérile en la saisissant par son bord extérieur, avec une pince flambée et refroidie ;
- Déposer la membrane sur la plaque poreuse ;
- L'entonnoir flambé et refroidi est placé au-dessous de la membrane ;

- Placer l'entonnoir sur le support et le fixer fermement ;
- Verser dans chaque entonnoir un volume de (100 ml) d'échantillon ou des dilutions bien homogénéisé ;
- Faire le vide jusqu'à filtration totale de l'échantillon ;
- Retirer l'entonnoir et déposer la membrane filtrante à l'aide d'une pince stérile sur un milieu adapté aux bactéries recherchées (milieu nutritif spécifique) ;
- Déposer la membrane en la déroulant pour tenir un contact étroit avec la gélose, en évitant la présence de bulles d'air ;
- Etiqueter convenablement les boîtes de Pétri ;
- Incuber les boîtes couvercle en bas à une température et une durée spécifique pour chaque germe ;
- Identifier et dénombrer les colonies des germes recherchés après leur incubation.

4.2 Dénombrement des coliformes des coliformes totaux et coliformes thermotolérant

La recherche des coliformes totaux et thermotolérants par filtration de 100ml d'échantillon ou des dilutions, se fait par la mise en évidence de la fermentation du lactose en espace de 24 à 48h à 37°C pour les coliformes totaux et 44°C pour les coliformes thermotolérants. Cette fermentation se traduit par un virage de couleur de l'indicateur de pH du milieu gélosé. Le nombre de colonies trouvées est exprimé en Unité Formant Colonie dans 100 ml d'eau analysée (UFC/100ml). (Figure II.4)

➤ Mode opératoire

- Filtrer un volume de 100ml d'échantillon ou des dilutions ;
- Déposer soigneusement la membrane filtrante quadrillée sur un milieu gélosé sélectif « Tergitol ».
- Cette opération est répétée deux fois :
 - L'une des boîtes est incubée à 37°C pendant 24h pour la recherche des coliformes totaux ;
 - l'autre à 44°C pour la recherche des coliformes thermotolérants.
- ***E.coli*** :

La recherche qualitative de la présence d'*Escherichia coli* a été réalisée sur milieu Schubert parmi les colonies retrouvées à 44°C. Ce test consiste en l'ensemencement d'un tube Schubert pendant 18h

Après une incubation à 44°C, la confirmation du caractère coliforme fécal est démontrée par la fermentation du lactose avec production de gaz et la mise en évidence de la production de l'indole à 44°C après ajout du réactif de Kovacs.

4.3 Recherche et dénombrement des Enterococcus (Streptocoques fécaux)

Deux tests sont nécessaires pour le dénombrement des streptocoques fécaux. Le premier est présomptif et est réalisé sur le milieu Slanetz et Bartley tandis que le deuxième est confirmatif et est réalisé sur gélose BEA (gélose Bile Esculine Azide). Ce dernier contient une plus forte concentration d'azide de sodium ce qui ne laisse se développer que les streptocoques fécaux (figure II.5).

➤ Mode opératoire

- filtrer un volume de 100ml d'échantillon ou des dilutions;
- déposer la membrane filtrante quadrillée sur le milieu de Slanetz et Bartley ;
- incuber à l'étuve à 37°C pendant 24 à 48h ;
- Une fois ce temps écoulé, déposer la membrane sur le milieu BEA pendant 20 minutes ce qui permet de dénombrer les colonies noires de streptocoques fécaux ;
- Le nombre de colonies trouvées est exprimé en Unité Formant Colonie dans 100 ml d'eau analysée (UFC/100ml).

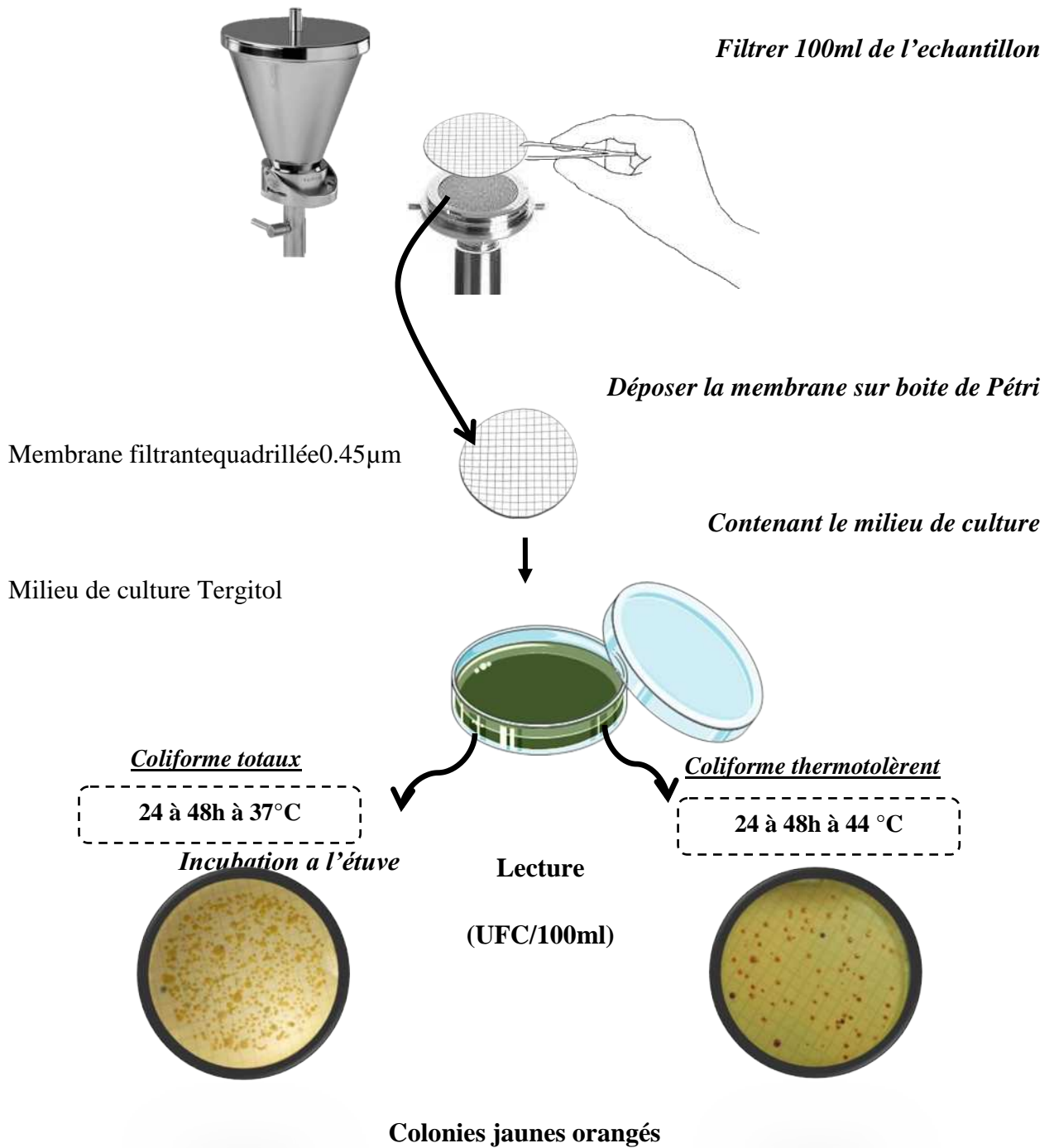


Figure II.4: Technique de dénombrement par filtration des coliformes totaux et thermotolérants.

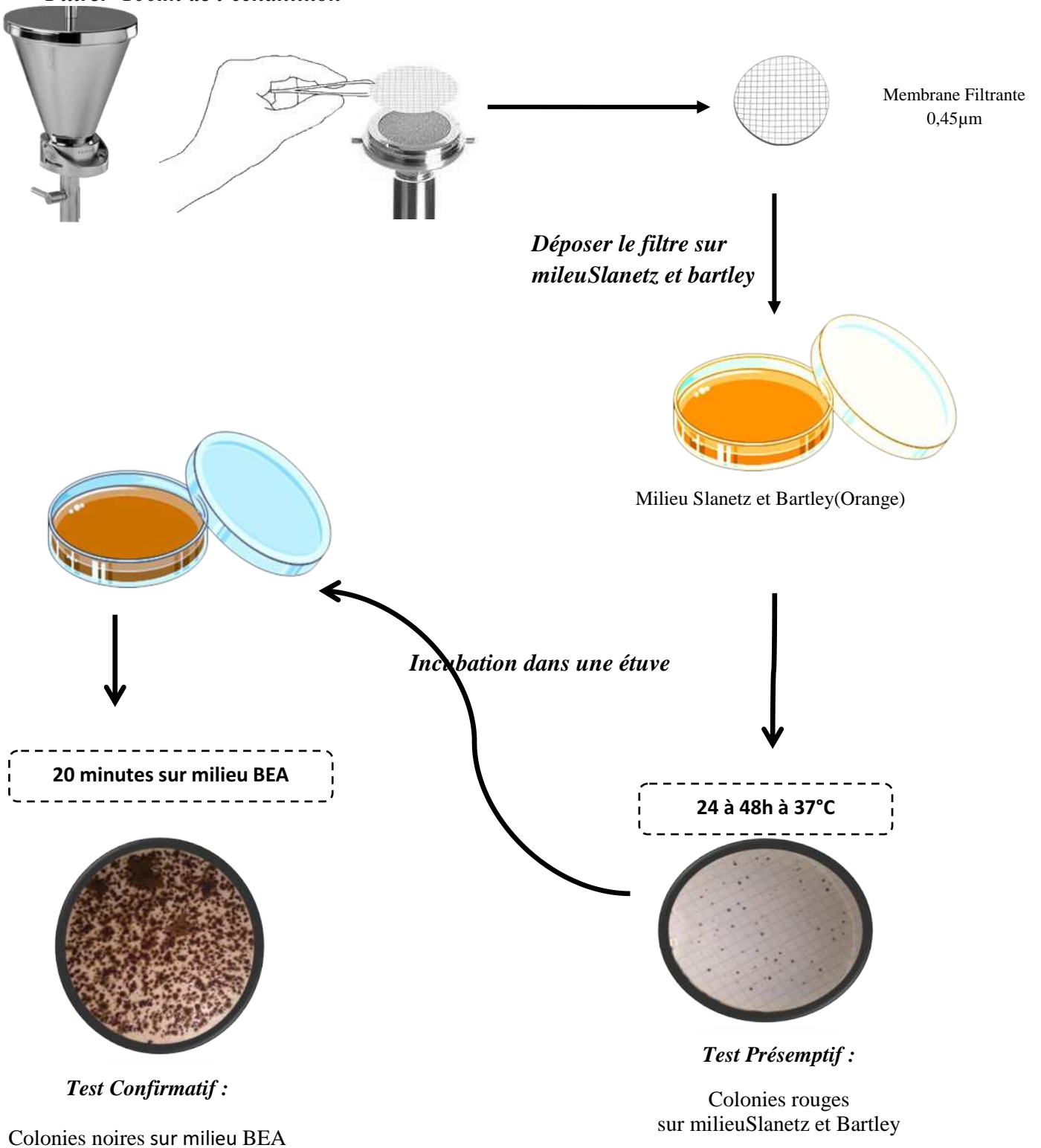


Figure II.5: Méthode de dénombrement par filtration des Enterococcus « Streptocoques Fécaux » dans l'eau de mer.

4.4 Dénombrement des Staphylocoques

- Pour *S. aureus*, il s'agit d'incuber la membrane filtrante sur la gélose Chapman pendant 24h à 37°C. Dans ces conditions, les *S. aureus* qui fermentent le mannitol apparaissent sous forme de colonies de 1,0 mm à 1,5 mm, convexes, jaunes, brillantes et lisses. (RAMADE, 2000) (Figure II.6).
- **Mode opératoire**
 - filtrer un volume de 100ml d'échantillon ou des dilutions;
 - déposer la membrane filtrante quadrillée sur la gélose Chapman;
 - incuber à l'étuve à 37°C pendant 24h ;
 - Sur Chapman, *Staphylococcus aureus* se présente sous forme de colonies de taille moyenne, lisses, brillantes, pigmentées en jaune ;
 - Le nombre de colonies trouvées est exprimé en Unité Formant Colonie dans 100 ml d'eau analysée (UFC/100ml).
- **Confirmation de l'identification**

La confirmation de l'identification des *S. aureus* pathogène a été effectuée par les tests suivants qui seront détaillés plus loin : coloration de Gram, test de catalase et test de la coagulase.

- **Test de la coagulase**

Ce test détecte la présence d'une enzyme « la coagulase » qui coagule le plasma en formant des cailloux. Le résultat positif indique une suspicion de présence de *S.aureus*.(coagulase +)

- **Mode opératoire**

Dans un tube à hémolyse stérile, introduire 4 gouttes de plasma de lapin réhydraté et y introduire 5 colonies suspectes, puis incuber la suspension bactérienne à 37°C pendant 24h. Des lectures doivent être effectuées toutes les heures au moins pendant les cinq premières heures, ainsi qu'après 24 heures pour observer la coagulation éventuelle du plasma.

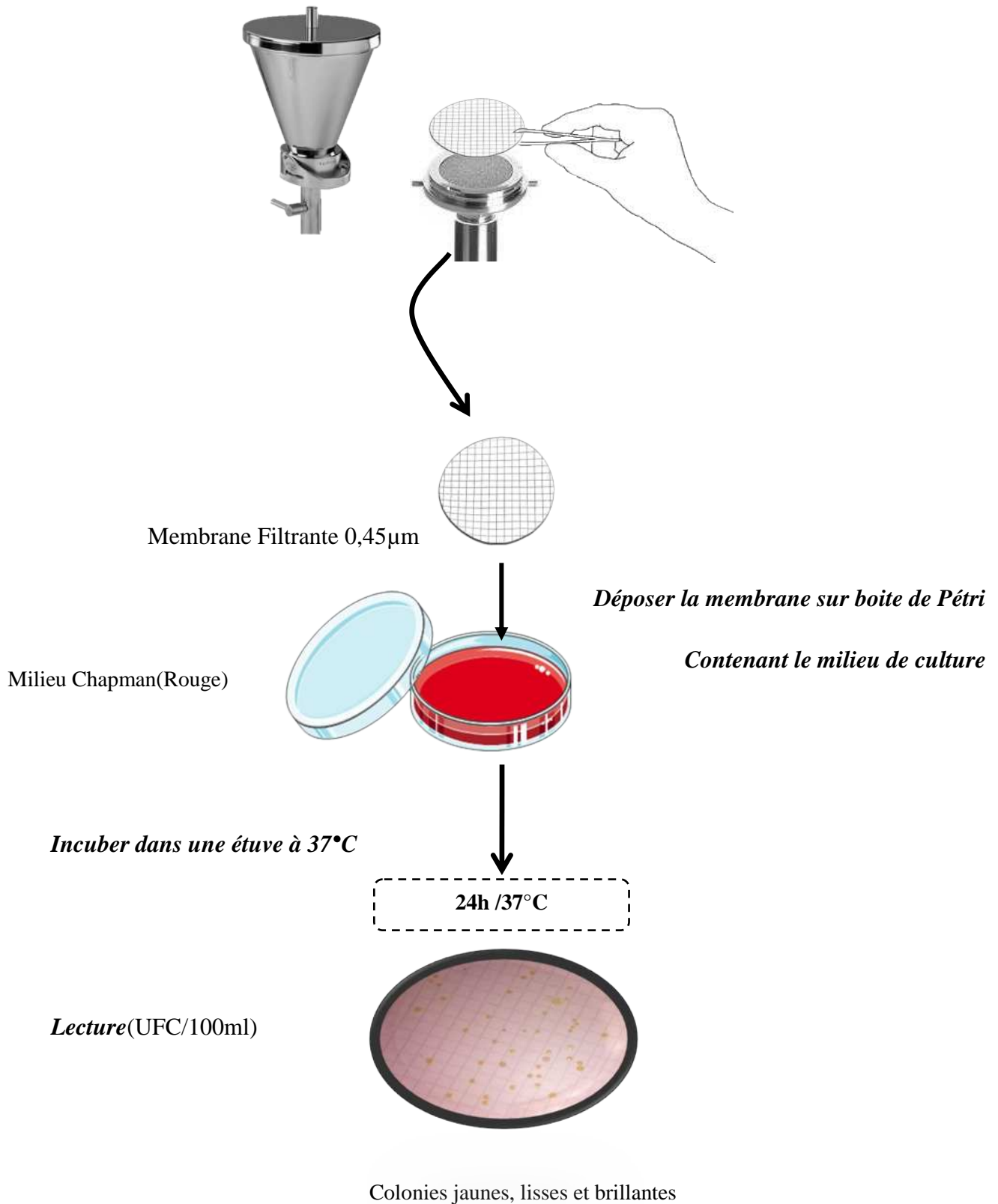


Figure II.6 : Méthode de dénombrement de *Staphylococcus aureus* dans l'eau de mer.

4.5 La recherche des Salmonelles et les Vibrions

La recherche des *Salmonelles* et des *Vibrions* est effectuée par la méthode qualitative, réalisée en trois étapes successives: enrichissement, isolement et identification biochimique (RODIER *et al*, 1996).

4.5.1 Recherche des salmonelles

➤ Principe

La recherche de *Salmonella* a été faite en 4 étapes selon la norme **ISO 6579**: le pré-enrichissement, l'enrichissement, l'isolement et l'identification biochimique dans le cas de la suspicion de la présence de *Salmonelle*.

On procède pour la recherche des salmonelles à deux enrichissements successifs, le premier, un pré-enrichissement sur milieu EPT (Eau Peptonée Tamponnée) et le second, un enrichissement sur milieu SFB simple et double concentré avec l'ajout de l'additif SFB. L'isolement est réalisé sur milieu Hektoen et/ou sur milieu SS (gélosé *salmonelles-Shigelles*). (figure II.7)

➤ Mode opératoire

• Pré-Enrichissement

Ensemencement d'un milieu liquide non sélectif avec l'échantillon à analyser, puis incubation à 37 °C (RODIER *et al*, 1996)

- Filtrer 1l de l'échantillon à analyser ;
- Mettre la membrane filtrante dans 100ml du milieu liquide EPT qui favorise la croissance des bactéries ;
- Incuber à l'étuve 37°C pendant 24heures.

• Enrichissement

Ensemencement de deux milieux liquides sélectifs à partir du bouillon de pré-enrichissement puis incubation à 37 °C ou 42-43 °C (RODIER *et al*, 1996)

À partir du pré-enrichissement

- on procède à un enrichissement sur milieu SFB (qui favorise le développement des *Salmonelle*, en inhibant la croissance des entérocoques et des autres bactéries enterique, en ensemençant 1ml sur SFB S/C et 10ml sur SFB D/C ;
- ajouter 2 disques SFB pour le (D/C) et 1 disque SFB pour le (S/C) ;
- incuber à 37 °C pendant 18 à 24h heures.

- **Isolement**

Ensemencement de deux milieux sélectifs solides à partir des bouillons d'enrichissement puis incubation à 37 °C (**RODIER et al, 1996**)

A partir du deuxième enrichissement :

- On procède à un isolement sur gélose Hektoen et/ou gélose SS.
- Incuber à 37°C pendant 24heures.

- **Lecture et identification**

Les colonies isolées suspectes : colonies incolores avec ou sans centre noir sur la gélose SS et colonies vertes à centre noir ou non sur Hektoen. Elles feront l'objet de confirmation d'identification par des tests biochimiques (coloration de Gram, test de l'oxydase) et système galerie API 20E.

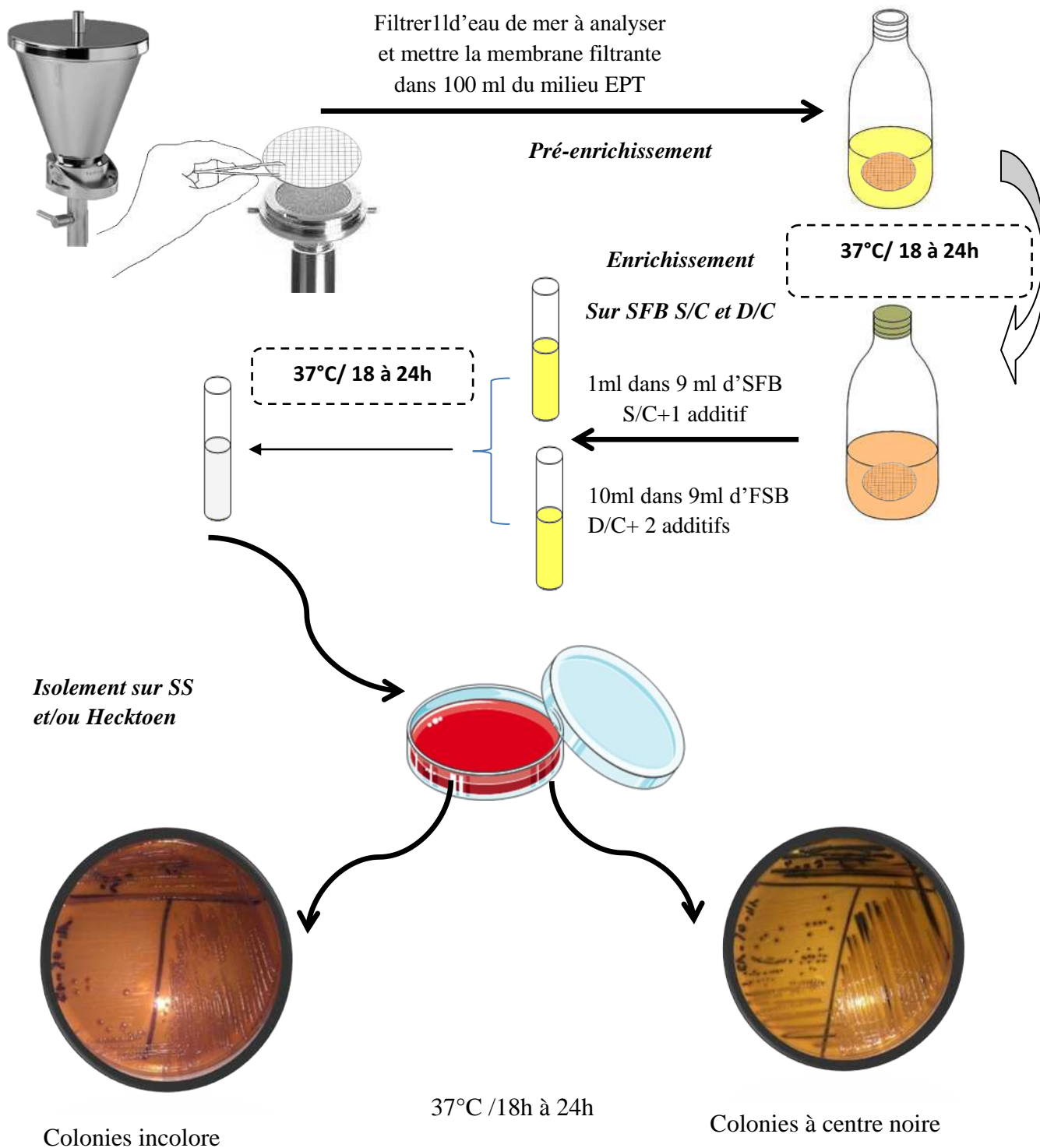


Figure II.7 : Technique de recherche des *salmonelles*.

*Prélèvement
de colonies
des isolements positifs sur
le milieu SS.*

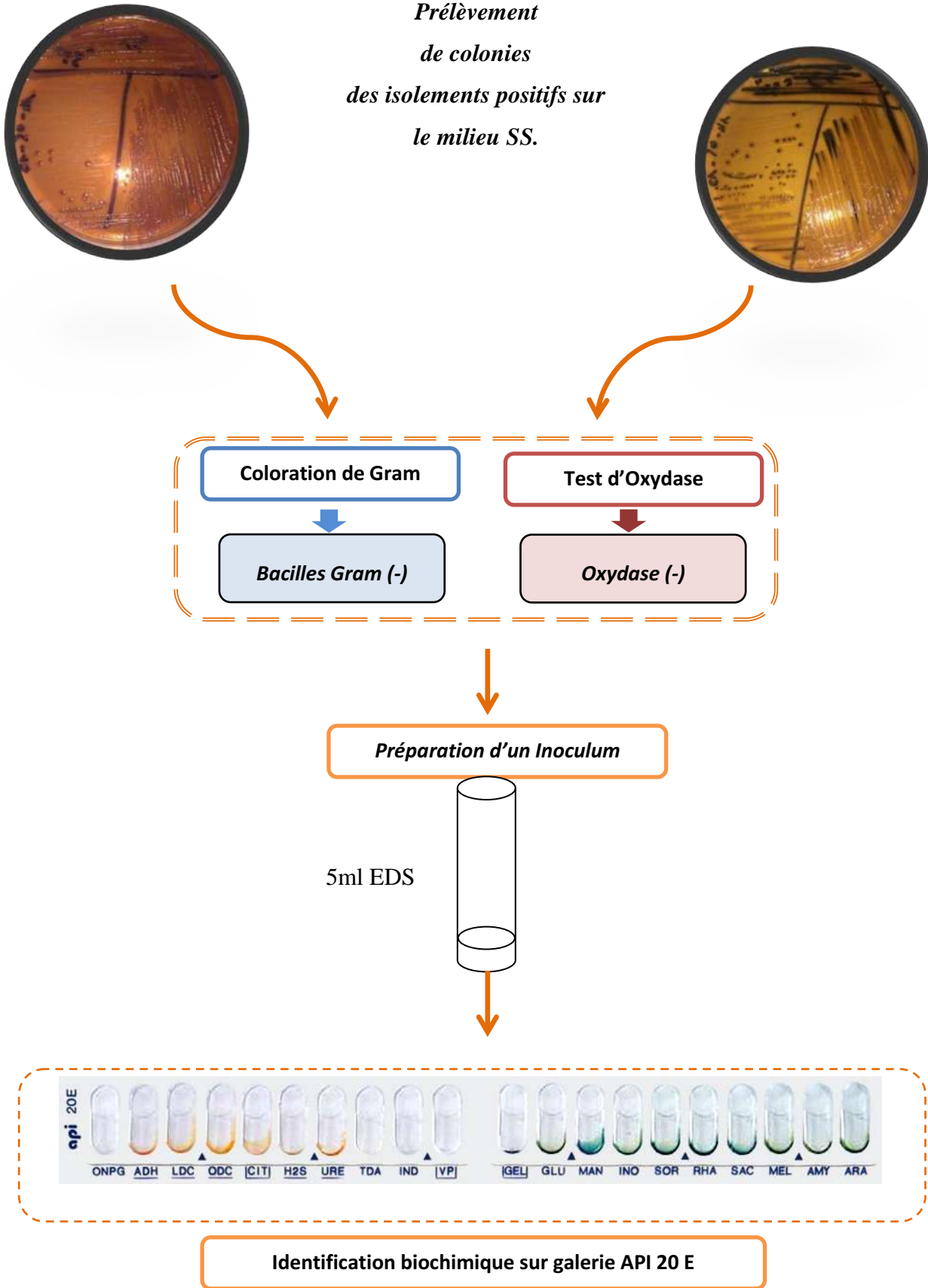


Figure II.8 : Technique d'identification des Salmonelles .

4.5.2 Recherche des *Vibrions*

➤ Principe

L'enrichissement des vibrions est effectué sur milieu hypersalé Eau Peptonée Alcaline (EPA) 10 fois concentrée et l'isolement est réalisé sur gélose TCBS (Thiosulfate-Citrate-Bile-Saccharose). (figure II.9).

Les colonies suspectes isolées, font l'objet d'une identification par la coloration de Gram, test de la catalase, test de l'oxydase et tests biochimiques à l'aide de la galerie API 20 E.

➤ Mode opératoire

• Enrichissement

Dans un flacon de 500ml :

- Mettre 50 ml du milieu d'enrichissement EPA 10X;
- Compléter avec 450ml d'eau de mer à analyser ;
- Incuber à 37 °C pendant 18 à 24heures.

• Isolement

A partir de l'enrichissement, on fait un isolement sur gélose TCBS qui sera incubée à 37°C pendant 18 à 24heures.

• Lecture sur TCBS

Les colonies sont jaunes quand le milieu change de couleur (réduction du saccharose) et sont vertes quand il garde sa coloration initiale (vert).

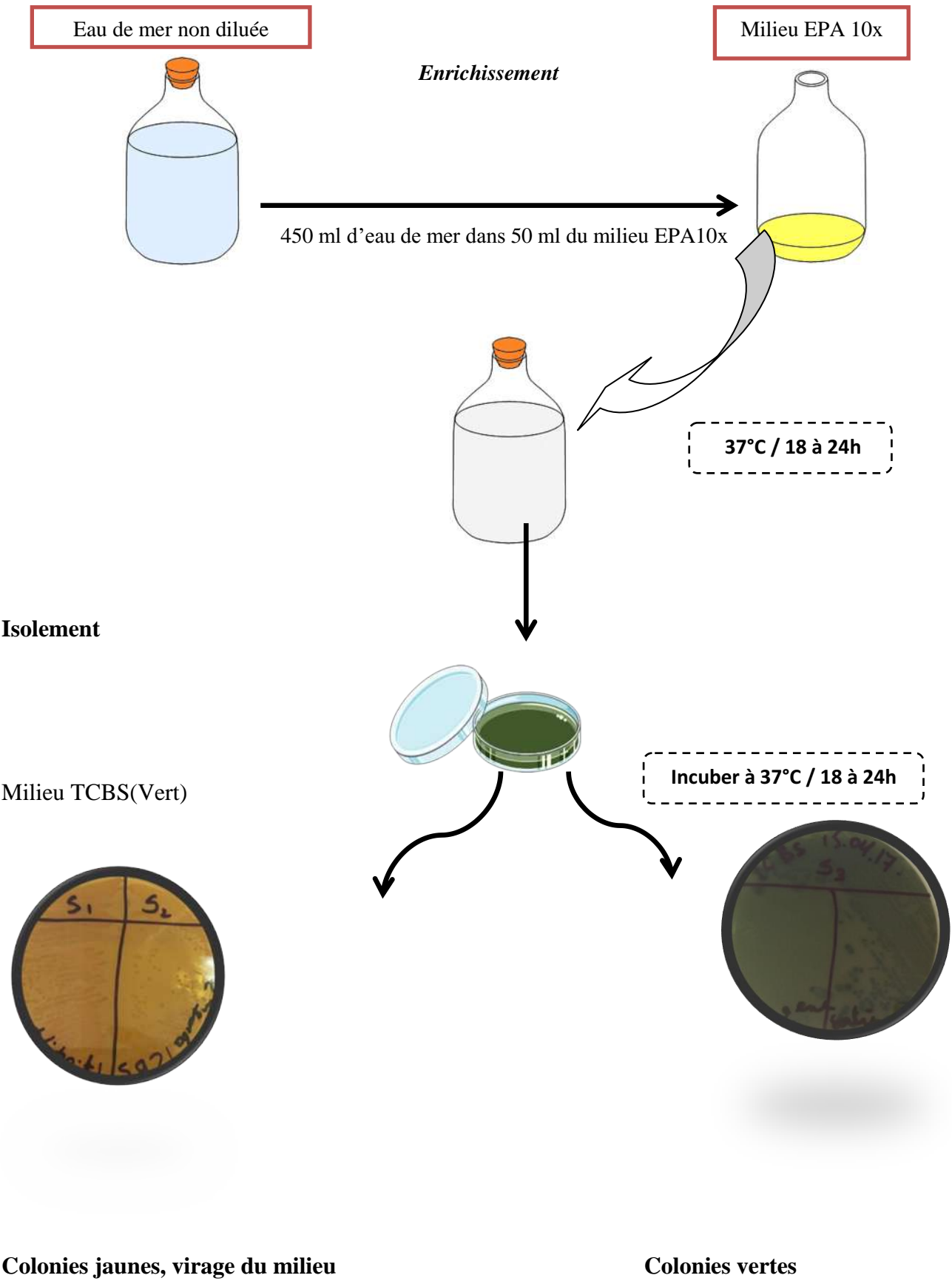
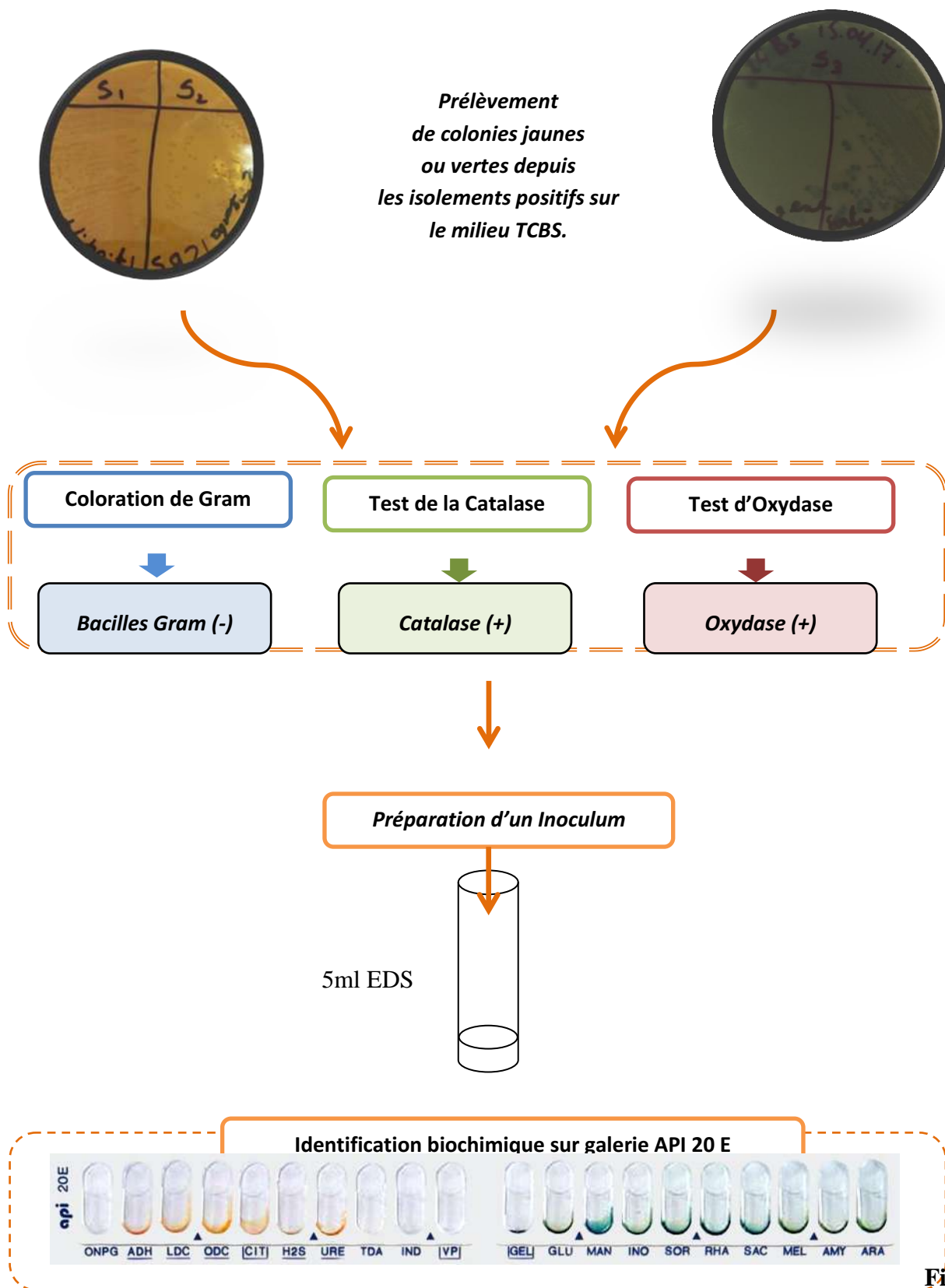


Figure II.9 : Technique de recherche des *Vibrions*.



Figure

II.10 : Technique d'identification des *Vibriions* par galerie API20E.

4.5.3 Techniques de caractérisation et d'identification des bactéries

4.5.3.1 La coloration de Gram

Cette technique doit son nom au bactériologiste danois Hans Christian Gram qui a mis au point son protocole en 1884.

C'est une coloration qui permet de mettre en évidence les propriétés de la paroi bactérienne, et d'utiliser ces propriétés pour la distinction entre deux groupes bactériens, les Gram +, dotées d'une simple paroi avec une grande quantité de peptidoglycane et les Gram -, composées de moins de peptidoglycane mais pourvues d'une membrane externe supplémentaire.

a. principe

Le violet de gentiane se fixe sur des composants cytoplasmiques et après un temps de coloration, toutes les bactéries sont violettes. Chez les bactéries à Gram négatif, la paroi, riche en lipides, laisse passer l'alcool (ou le mélange alcool + acétone) qui décolore le cytoplasme alors que, chez les bactéries à Gram positif, la paroi constitue une barrière imperméable à l'alcool et le cytoplasme demeure coloré en violet.

b. Procédure

- Étaler les bactéries sur une lame de verre ;
- Fixer le frottis à la chaleur et colorer pendant une minute avec une solution de violet de gentiane ;
- Fixer la coloration du frottis par une solution iodo-ioduré de lugol , pendant une minute ;
- Décolorer le frottis avec l'alcool à 95 % pendant quelques secondes (30sec), puis rincé immédiatement avec l'eau du robinet ;
- Traiter le frottis avec une solution de Fushine pendant une minute ;
- Rincer rapidement au robinet et sécher.

c. Lecture

Après ce traitement, les cellules Gram négatif apparaissent roses et les cellules Gram positif apparaissent sous une couleur violette (SINGLETON et SAINSBURY, 1984)(Figure II.11)



Figure II.11: Principe de la coloration de Gram.

4.5.3.2 Identification des souches bactériennes par des tests biochimiques

L'identification biochimique est une série d'examens qui permet d'identifier une bactérie en s'appuyant sur ces caractères biochimiques.

4.5.3.3 Le milieu TSI (Triple SugarIron)

Le milieu TSI est un milieu contenant du glucose, du saccharose et du citrate de fer ammoniacal. C'est un milieu qui permet la recherche de plusieurs caractères biochimiques

a. Principe

La gélose TSI est utilisée pour l'identification présomptive des entérobactéries basée sur la fermentation du glucose, du lactose, du saccharose et sur la production de gaz et d'H₂S.

b. Procédure

- Prélever à l'aide d'une pipette pasteur stérile la colonie suspecte ;
- Ensemencer abondamment la pente de la gélose par des stries serrées ;
- Effectuer par la suite avec la même pipette pasteur, une piqûre centrale dans le culot, jusqu'à 3 à 5 mm du fond du tube.
- Laisser les bouchons légèrement dévissés.
- Incuber 24 à 48 heures à 35-37°C.

c. Lecture

Après incubation, observer les tubes et noter la production d'acide sur la pente et dans le culot, et la production de gaz et d' H_2S (figure II.12) :

- Une pente alcaline (rouge) et un culot acide (jaune) → fermentation du D-glucose uniquement.
- Une pente acide (jaune) et culot acide (jaune) → fermentation du D-glucose du lactose et/ou du saccharose.
- Une pente alcaline (rouge) et un culot alcalin (rouge) → ni D-glucose ni le lactose n'ont été fermentés.
- Des fissures ou des bulles dans le milieu indiquent une production de gaz.
- Un précipité noir dans le culot indique une production d' H_2S .

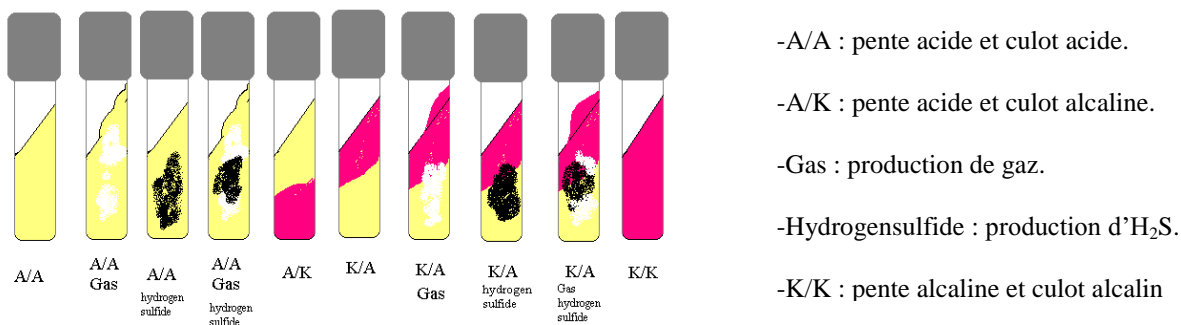


Figure II.12: lecture du test TSI.

4.5.3.4 Test Mannitol-mobilité

Le Mannitol-Mobilité est un milieu de culture caractérisé par l'utilisation de mannitol et permet la mise en évidence (ou non) de la mobilité bactérienne, il permet aussi de voir le métabolisme énergétique des bactéries.

a. Principe

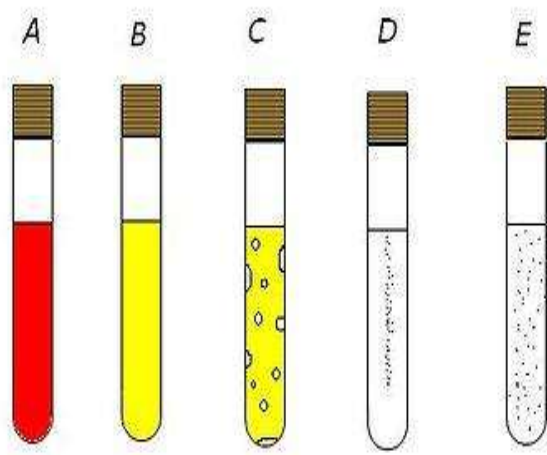
Le milieu Mannitol-Mobilité utilisé pour l'identification présomptive des entérobactéries basée sur la fermentation du mannitol, L'utilisation du mannitol acidifie le milieu qui peut ainsi être révélé par le virage de l'indicateur de pH (jaune) et la mobilité, avec la présence d'une faible teneur d'agar qui rend possible le déplacement des bactéries mobiles autour de la piqûre centrale.

b. Procédure

- Ensemencer la colonie suspecte par piqûre centrale à l'aide d'une pipette Pasteur jusqu'au fond du tube de gélose.
- Incuber 18 à 24 heures à 35-37°C. .

c. Lecture

La fermentation du mannitol provoque un virage au jaune du milieu. Les bactéries mobiles envahissent tout le milieu à partir de la piqûre centrale. (Figure II.13)



A : Absence d'acidification du milieu → La bactérie ne fermente pas le mannitol « **mannitol -** ».

B : Acidification du milieu révélée par virage de couleur → La bactérie fermente le mannitol « **mannitol+** ».

C : Acidification du milieu et production de gaz → bactérie fermente le mannitol « **mannitol +** ».

D : Pas de déplacement des bactéries dans le milieu → Les bactéries sont « **Mobilité -** ».

E : Diffusion des bactéries dans la gélose → Les bactéries sont « **Mobilité+** ».

Figure II.13: lecture du test Mannitol mobilité.

4.5.3.5 Test de la catalase**a. Principe**

Cette enzyme catalyse la décomposition du peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) qui est produit par certaines réactions cellulaires et qui est très toxiques, donc c'est l'une des enzymes chargée d'éponger l'eau oxygénée par la dismutation (SINGLETON et SAINSBURY, 1984)

La réaction catalysée est la suivante :



Le test de la catalase consiste essentiellement à ajouter du peroxyde d'hydrogène à des bactéries : la présence de catalase donne lieu à l'apparition de bulles d'oxygène.

b. procédure

- Déposer sur une lame propre une goutte d'eau oxygénée;
- Prélever une colonie à l'aide d'une pipette Pasteur ;
- Déposer la colonie dans la goutte.

c. Lecture



- Présence de Bulles d'oxygène → La bactérie possède la catalase, elle est dite « **catalase+** »
- Absence de bulle → La bactérie ne possède pas la catalase, elle est dite : « **Catalase-** »

Figure II.14: lecture du test catalase.

4.5.3.6 Test d'oxydase

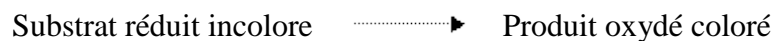
Ce test est réalisé à l'aide de disques prêts à l'emploi, imprégnés du réactif : N-diméthylparaphénylène diamine, sur lequel nous avons déposé une colonie.

a. Principe

Le cytochrome oxydase est une enzyme de la chaîne respiratoire bactérienne qui catalyse des réactions d'oxydation du type:



En présence d'oxygène ambiant, cette enzyme peut oxyder un substrat incolore en un produit coloré facilement repérable :



La recherche de l'oxydase est un test fondamental pour l'identification des bacilles à Gram négatif.

b. Procédure

Ce test est réalisé à l'aide de disque d'oxydase prêt à l'emploi

- Déposer un disque imprégné de réactif sur une lame, l'imbiber avec une goutte d'eau distillée stérile.
- Prélever une colonie parfaitement isolée avec une pipette Pasteur et l'écraser sur le disque pendant une dizaine de secondes.
- Observer immédiatement

c. Lecture



- Apparition d'une tache violette au bout de 30 secondes → la bactérie est « **oxydase +** » (possède le cytochrome oxydase).

- Pas d'apparition de tache violette → la bactérie est « **oxydase-** ».

Figure II.15: Lecture du test oxydase.

4.5.3.7 Identification par la méthode des galeries API20 E

a. Principe

Les galeries API 20E, sont des galeries de 20 tests biochimiques miniaturisés et deshydratés. Après reconstitution des milieux par une culture bactérienne, les tests sont lus directement ou après révélation par un réactif. La lecture numérique de cette galerie nous révèle l'identification de la bactérie.

b. procédure

A Partir d'une boîte de Pétri contenant une culture pure :

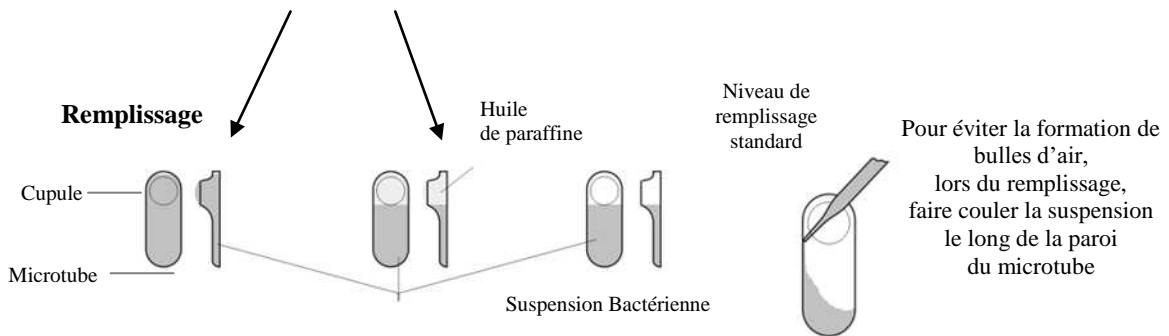
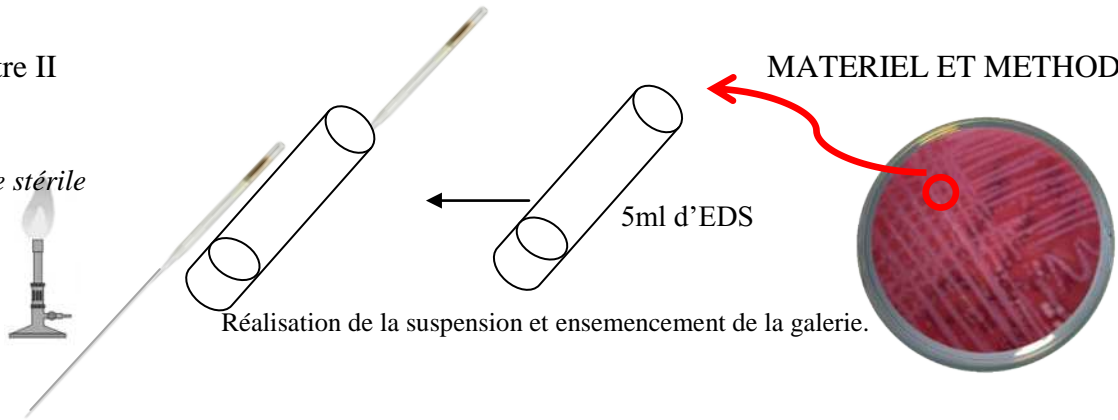
- Préparer une suspension dans de l'eau distillée stérile (1 à 3 colonies pures).
- Remplir les tubes et les cupules avec la solution de l'inoculum, en respectant le mode d'emploi;
- Incuber les galeries à 37°C pendant 24 heures.

c. Lecture

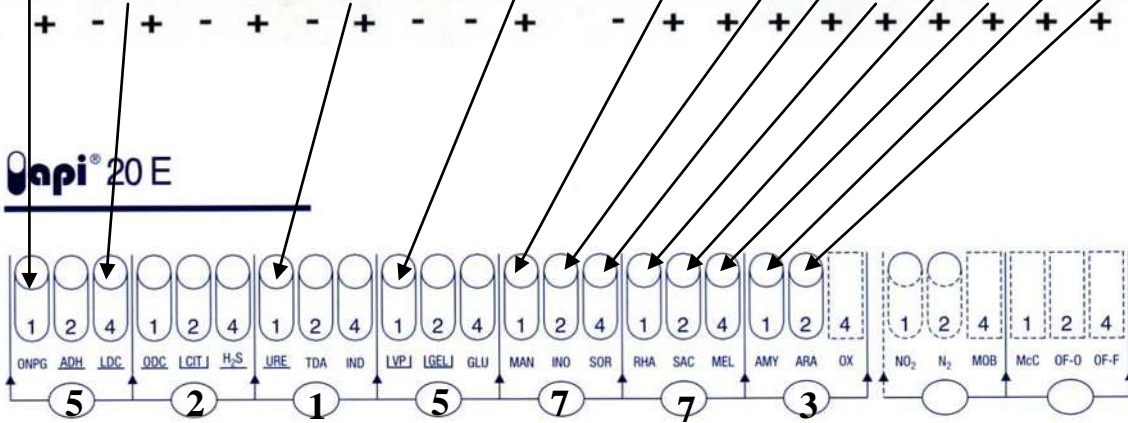
Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au tableau de lecture du fournisseur (Biomérieux). Les tests sont regroupés en groupe de 3.

- Additionner à l'intérieur de chaque groupe les nombres correspondants aux tests positifs.
- On obtient un nombre de 7 chiffres qui sert de code d'identification.
- Se référer en suite au catalogue API pour Identifier la souche

Zone stérile



Incubation à 37°C pendant 24 heures



<p>Code de la souche n°: 5 215 773 (55)</p>	<p>Ident. <i>Klebsiella pneumoniae ssp</i></p>
--	---

Figure II.16 : Identification biochimique par la galerie API20E.

Chapitre III : Résultats et discussion.**1 Résultats des paramètres physicochimiques****1.1 Résultats des paramètres physico-chimiques in situ**

Les paramètres physicochimiques mesurés *in situ* lors des trois sorties, à l'aide de la valise multi paramètres sont regroupés dans le tableau ci-dessous :

Tableau III.4: Résultats des paramètres physico-chimiques mesurer *in-situ*.

Plages	R'MILA			KETTANI			LA FAYETTE		
Localisation	N36°47'40.7" E 003°0.3'12.5"			N36°47'35.3" E 003°03'24.5"			N36°48'50.9" E 002°58'44.3"		
Périodes	MARS	AVRIL	MAI	MARS	AVRIL	MAI	MARS	AVRIL	MAI
T (°C)	17.3	17.7	19.08	16.3	17.3	18.5	16	16.4	17.76
pH	8.36	8.6	8.02	7.98	8.09	7.93	8.27	8.21	7.9
OD (%)	65.7	53	68.3	110	117.7	105.9	70	59.1	79.1
T de l'air (°C)	17	20	24	17	20	24	17	20	24
S(PSU)	33.15	34	34.09	37.13	36.79	37.48	33.02	32.14	33.9
Transparence	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble
Condition climatique	soleil	soleil	soleil	soleil	soleil	soleil	soleil	soleil	vent
Etat de la mer	calme	calme	calme	calme	houle faible	calme	houle moyenne	houle moyenne	agité

1.2 Résultats des paramètres physico-chimiques réalisés au laboratoire

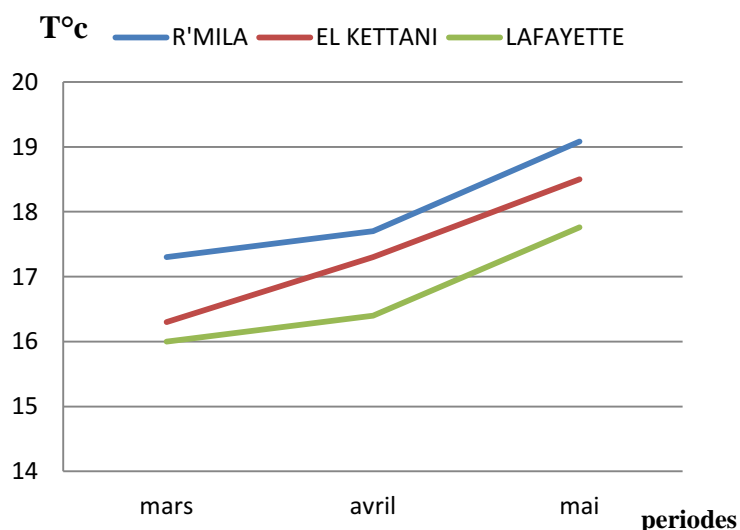
Les paramètres physicochimiques mesurés au laboratoire sont regroupés dans le tableau ci-dessous :

Tableau III.5: Résultats des paramètres physico-chimiques mesurés au laboratoire.

plages	R'MILA			EL KETTANI			LAFAYETTE		
Périodes	Mars	Avril	Mai	Mars	Avril	Mai	Mars	Avril	Mai
MES (mg/l)	310	234	195	295	256	270	287	269	666
MOP (%)	288	217	189	275.2	236.8	252.4	265.8	251.3	629.5
NO ₃ ⁻ (μmol/l)	6.081 6	5.8868	4.2056	2.8425	2.346	0.6168	1.3428	0.6475	0.5607
NO ₂ ⁻ (μmol/l)	3.190 7	2.0393	2.4068	0.3861	0.3698	0.3202	0.412	0.4812	0.2685
PO ₄ ⁻ (μmol/l)	4.086	3.23614	3.3648	2.0444	0.1884	1.9831	1.5855	0.3603	0.8489

1.3.1 Température

Les valeurs de la température mesurées (figure III.17) révèlent une augmentation constante durant les trois mois de suivi pour toutes les stations, allant de 16° C au mois de Mars, à 19° C au mois de Mai.

**Figure III.17:** Variation spatio-temporelle de la température au niveau des plages étudiées.

Un écart peu significatif de l'ordre d'un degré est enregistré entre les différentes plages, durant la période d'études, nous pouvons donc dire que la température de l'eau est homogène pour les

trois stations. Cette légère différence est liée aux conditions météo car la couche superficielle est soumise à l'influence directe des échanges atmosphère-mer (AMINOT et KEROUEL, 2004).

1.2.1 Salinité

En Méditerranée, la salinité est voisine de 38 à 39 PSU au large, mais elle varie entre 36 et 37 PSU près des côtes (AMINOT et CHAUSSEPIED,1983).

La figure III.18, montre que les valeurs mensuelles de la salinité enregistrées au niveau de la plage EL KETTANI sont voisines des valeurs observées près des côtes.

Les valeurs les plus faibles sont enregistrés au niveau des plages R'MILA et LAFAYETTE avec un minimum de 33.02 PSU au mois de Mars au niveau de la plage R'MILA. Ceci est probablement dû à la présence de collecteurs d'eaux usées près du point de prélèvement.

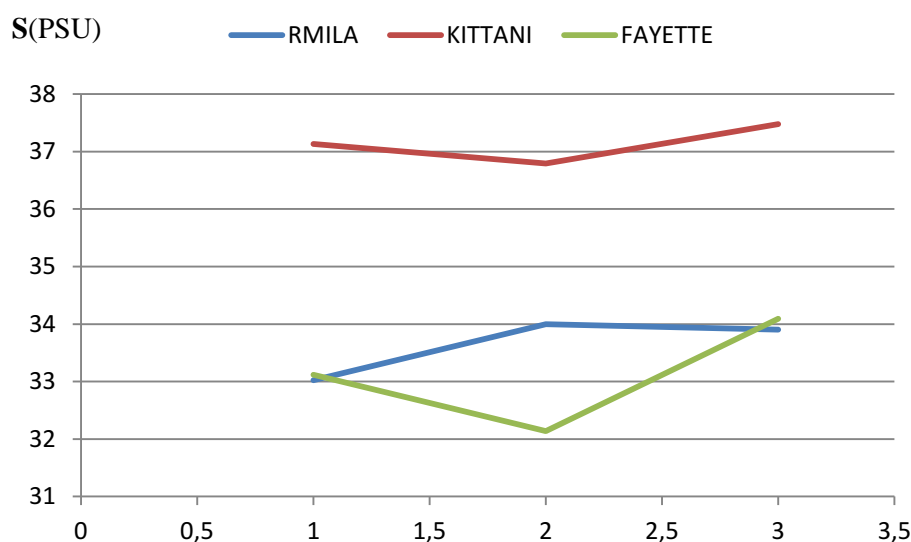


Figure III.18: variations moyennes de la salinité en fonctions des stations

1.2.2 Potentiel d'hydrogène (pH)

Selon les normes Algérienne du décret exécutif n°93-164 du 10 Juillet 1993 (JOA, 2006), le pH doit être compris entre 6 et 9. Les valeurs de pH relevées au niveau des différents sites étudiés sont reportées dans le tableau 18(Figure III.19) cité précédemment. Les valeurs de ce paramètre sont en concordance avec les normes du journal officiel (JOA, 2006).

La valeur maximale de 8,6 a été enregistrée au niveau de la plage R'MILA.

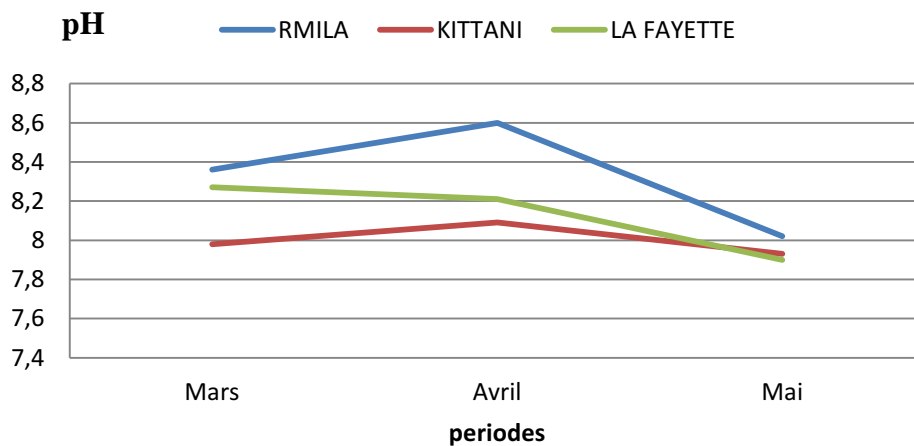


Figure III.19: Variations du pH au niveau des plages étudiées.

1.2.3 Oxygène dissous (OD)

Les résultats de l'évolution saisonnière de la teneur en oxygène dans les eaux de surface (Figure III.20), montrent que les teneurs les plus élevées sont enregistrées au niveau de la plage EL KETTANI avec des valeurs allant de 105 à 117%

Ces résultats sont conformes aux valeurs fixées par les normes Algériennes (80à120%).(JOA n°46,1993).

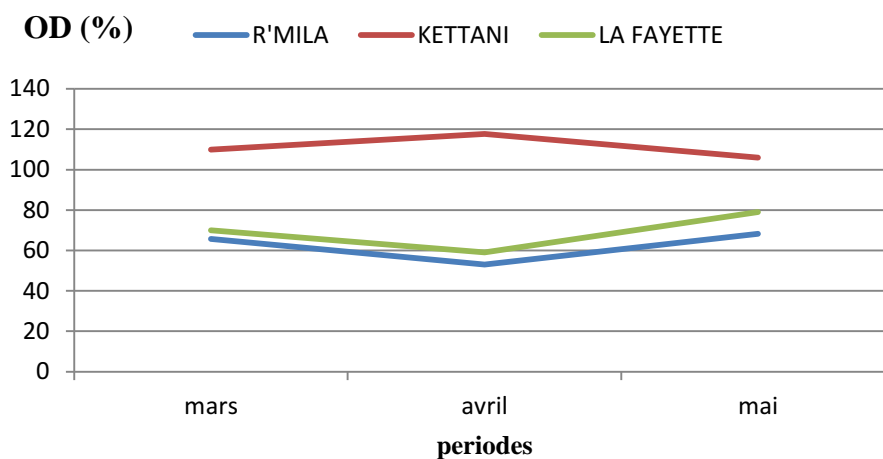


Figure III.20: Variation de l'oxygène dissous durant la période d'étude.

Les valeurs faibles sont observés au niveau de la plage R'MILA où on a enregistré un minimum de saturation de l'ordre de 53%, cette faible oxygénation est due essentiellement à la dégradation de la matière organique polluante provenant des effluents d'eaux usées au niveau de cette plage.

De même pour la plage LAFAYETTE qui présente des fluctuations en dessous des normes. Ses eaux de surface sont marquées par un minimum de saturation en oxygène de l'ordre de 59%.

1.2.4 Matière en suspension (MES)

La teneur en matière en suspension des eaux est très variable, elle est en fonction de la nature des terrains traversés, de la saison, de la pluviométrie, des travaux et des rejets, etc...

En effet, tous les cours d'eau contiennent des matières en suspension et des teneurs de quelques milligrammes par litre ne posent pas de problèmes majeurs. Cependant, des teneurs élevées peuvent empêcher la pénétration de la lumière, diminuer l'oxygène dissous et limiter alors le développement de la vie aquatique (**RODIER, 1976**).

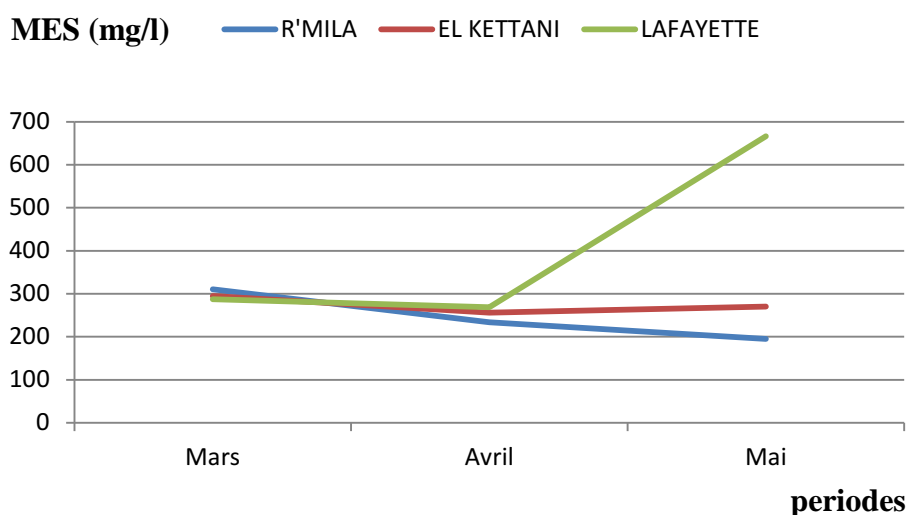


Figure III.21: Variation spatio-temporelle de la concentration en (MES).

D'après la figure III.21, ci-dessus on remarque une forte charge en MES durant la période d'étude et cela pour les 3 plages. Ces teneurs élevées varient globalement entre 195 mg/l et 666 mg/l respectivement en Mars (R'MILA) et en Mai (LAFAYETTE).

Les valeurs élevées de la matière en suspension sont fortement liées aux rejets d'effluents, par les canalisations au niveau des plages R'MILA et LA FAYETTE (rejets domestiques et hospitaliers) ainsi que des travaux d'aménagement effectués au niveau de la plage EL KETTANI durant toute la période de prélèvement.

Un pic est enregistré au niveau LA FAYETTE, ceci est probablement dû à la remise en suspension des particules par la houle lors du troisième prélèvement.

1.2.5 Matière organique particulaire (MOP)

Les résultats obtenus lors de la mesure de la matière organique dans les eaux de surface des zones étudiées sont représentés dans la figure III.22.

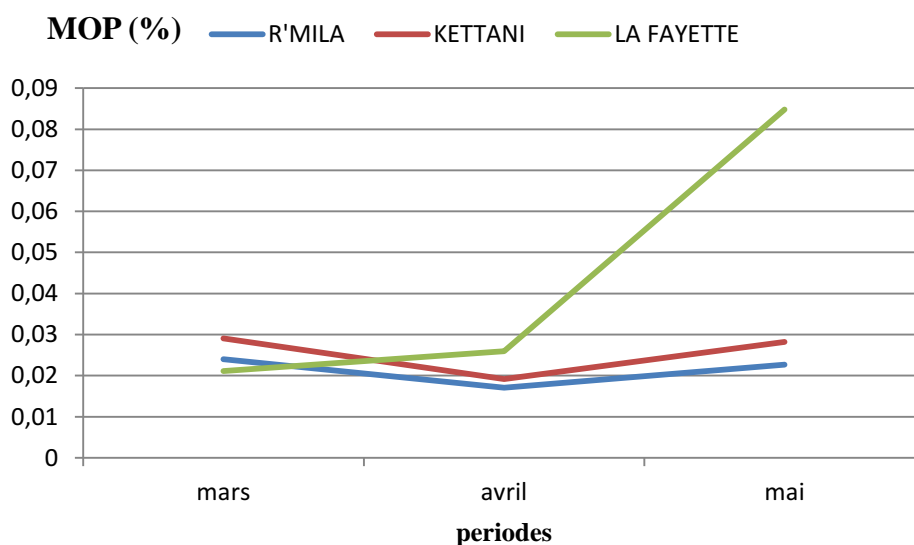


Figure III.22: Variation spatio-temporelle de la teneur en matière organique particulaire (MOP).

Les teneurs en MOP varient moyennement entre 0,017% au niveau de R'MILA et 0,029% au niveau de EL KETTANI, néanmoins une valeur maximale de 0.084% a été enregistrée au niveau de la plage LAFAYETTE. Le déferlement des vagues a remis en suspension les débris organiques présents dans l'eau, provenant des ménages et de l'hôpital de Bainem.

1.2.6 Sels nutritifs

1.2.7 Nitrates (NO_3^-)

Les nitrates ne sont pas toxiques ; mais des teneurs élevées en nitrates provoquent une prolifération algale qui contribue à l'eutrophisation du milieu. Leur potentiel danger reste néanmoins relatif à leur réduction en nitrites (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

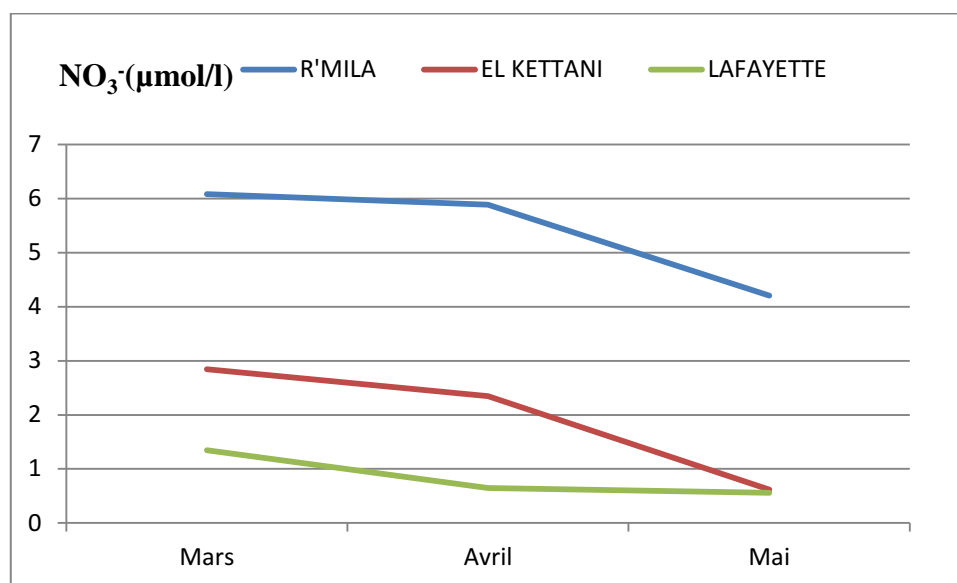


Figure III.23: Variation des concentrations des Nitrates au niveau des plages.

D'après la Figure III.23, Les teneurs en nitrates varient entre un minimum de $0.560\mu\text{mol/l}$ noté au niveau de la plage EL KETTANI au mois de Mai avec un maximum de $6.081\mu\text{mol/l}$ observé dans la plage de R'MILA.

Les valeurs minimales peuvent être dues à la présence d'une importante charge bactérienne qui transforme les nitrates en nitrites (processus de dénitrification). (RODIER *et al*, 1996).

Par ailleurs, on remarque une diminution significative de la concentration des nitrates au niveau des trois plages en fonction des périodes de prélèvement, qui ont tendance à se réchauffer à l'approche de la saison chaude, avec des valeurs maximales signalés pour les trois stations au mois de Mai, et des valeurs minimales au mois de Mars.

Cette augmentation de température, précédemment exprimé, entraîne une augmentation de l'activité photosynthétique et une absorption des sels nutritifs du milieu.

D'autre part, on constate que la concentration est plus prononcée au niveau de la plage de R'MILA, cela est probablement dû aux apports continus des eaux non épurées.

1.2.7 Nitrite (NO_2^-)

Les nitrites proviennent d'une oxydation de l'ammonium (nitrosation) et de la réduction des nitrates (dénitrification)

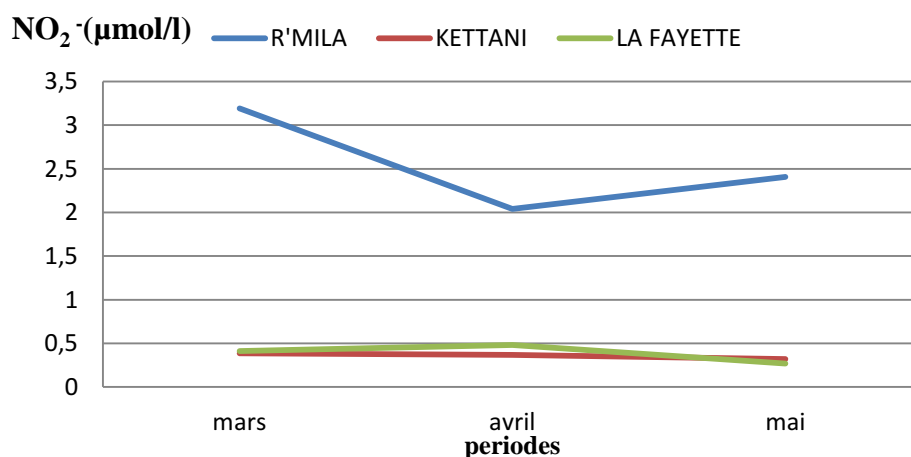


Figure III.24: variation des concentrations des Nitrites au niveau des plages.

Les teneurs en nitrites varient entre 0.26 et 3.19 $\mu\text{mol/l}$, (figure III.24).

Les valeurs les plus faibles en nitrites peuvent être expliquées par le fait que cet ion est un élément intermédiaire dans la réaction de dénitrification, d'après (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

Les valeurs les plus élevées sont attribuées soit à l'apport de substances organiques ou non organiques provenant des rejets directs des eaux usées et des eaux pluviales.

Soit à la formation des nitrites à partir de la dégradation de la matière organique et l'oxydation de l'ammonium par les bactéries.

1.2.8 Les orthophosphates PO_4^-

Les teneurs en phosphates enregistrées varient entre 0.1884 à 4.086 $\mu\text{mol/l}$, signalé au niveau de R'MILA, et des valeurs plus faibles au niveau de EL KETTANI, et LAFAYETTE. Sachant que la concentration des orthophosphates d'une eau côtière non polluée se situe entre 0 et 1 $\mu\text{mol/l}$ (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

Les valeurs les plus élevées en phosphates sont observées au niveau de la plage R'MILA (Figure III.25), provenant probablement des détergents découlant des rejets et des eaux de ruissèlement. Ces valeurs reflètent typiquement la situation en méditerranée où le 4/5ème des concentrations en orthophosphates sont issues des rejets telluriques (BETHOUX, 1980).

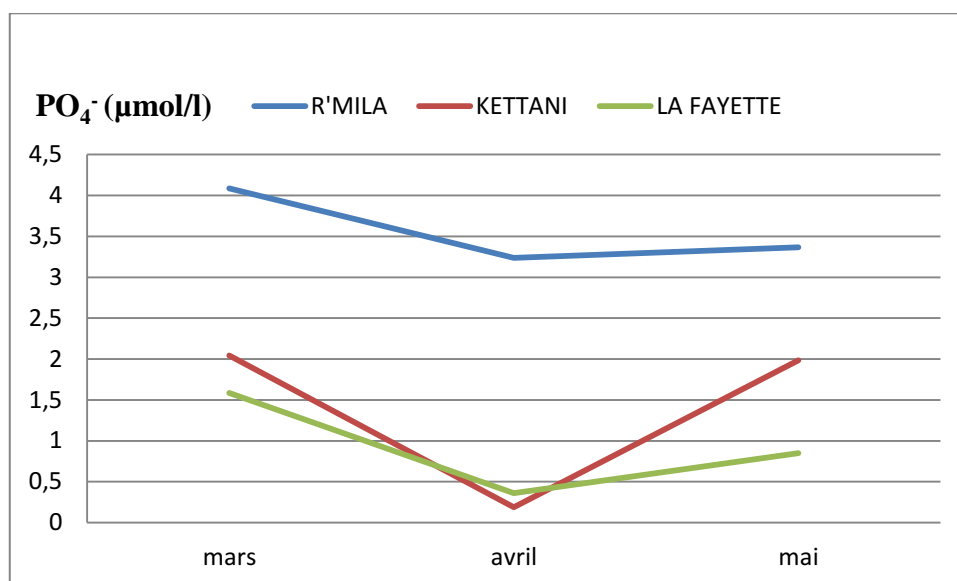


Figure III.25: variation des concentrations des Orthophosphates au niveau des plages.

Les valeurs les moins élevés sont probablement dû à sa consommation par le phytoplancton. En effet, l'ion orthophosphate (PO_4^{3-}) joue un rôle prépondérant pour la croissance des végétaux d'où son importance pour la photosynthèse. Cependant, son excès peut agir comme fertilisant et générer des problèmes d'eutrophisation (forte productivité biologique résultant d'un excès de nutriments), (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

2 Analyse bactériologique

Les résultats d'analyses au niveau des différents sites pour les paramètres bactériologique sont exprimés sous forme de moyennes pour chaque germe considéré. Un suivie de l'évolution spatio-temporelle de ces germes est établit en fonction des trois plages considérées.

2.2 Coliforme totaux (CT)

A partir de la Figure III.26 qui représente les résultats des concentrations moyennes des CT obtenues au cours de la période d'étude, on remarque des taux trop élevés qui dépassent largement les normes Algériennes (valeur limite 10000 UFC/100ml) et ce au niveau de la plage LAFAYETTE avec un maximum de l'ordre de $18 \cdot 10^4$ UFC/100ml au mois de Mars, cela est probablement dû à la présence des rejets des eaux usées présentant un fort débit lors de la première sortie au mois de Mars (période pluvieuse).

Ces résultats sont similaires aux travaux réalisés en 2005 par AZZOUG et LAMANI. Ces derniers ont signalés des taux de l'ordre de $4 \cdot 10^5$ UFC/100ml au niveau de LAFAYETTE.

Nos résultats sont également en concordances avec les travaux de MEGDOUD.K en 2009 au niveau de la plage R'MILA. Cette dernière est marquée par un maximum de $6 \cdot 10^4$ UFC/100ml.

Par contre, les concentrations moyennes enregistrées au niveau de la plage EL KETTANI sont conformes aux normes Algérienne elles sont comprises entre les valeurs guides 500 et les valeurs limites 10000 UFC/100ml.

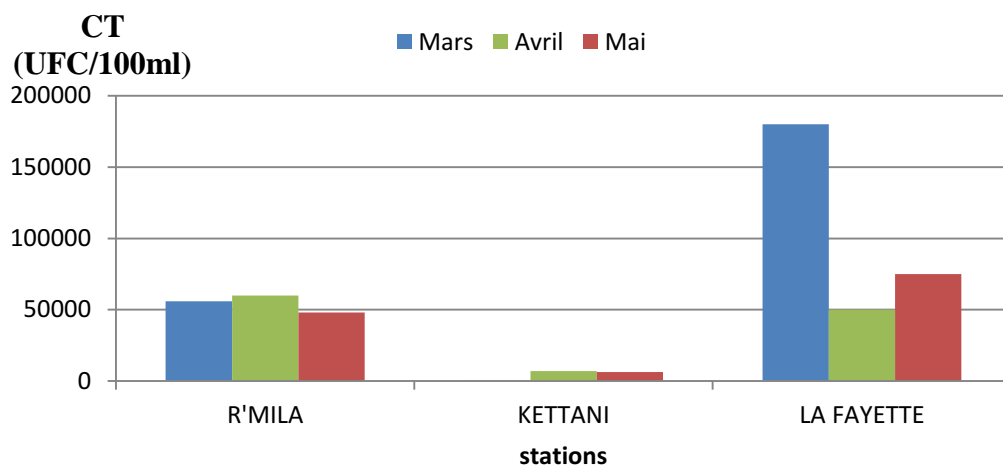


Figure III.26: variation spatio-temporelles des coliformes totaux (CT) au niveau des 3 plages étudiées.

2.3 Coliforme fécaux (CF)

Les résultats de la figure III.27 montrent que les valeurs mensuelles moyennes en CF dans les plages LAFAYETTE et R'MILA, dépassent largement les valeurs impératives (2000CF/100ml) fixées par les normes Algérienne. Un maximum de l'ordre de 30000UFC/100ml est enregistré au niveau de la station 3 (LAFAYETTE) au mois de Mai. Cette présence massive traduit la forte contamination fécale avec un risque de présence de germes pathogènes.

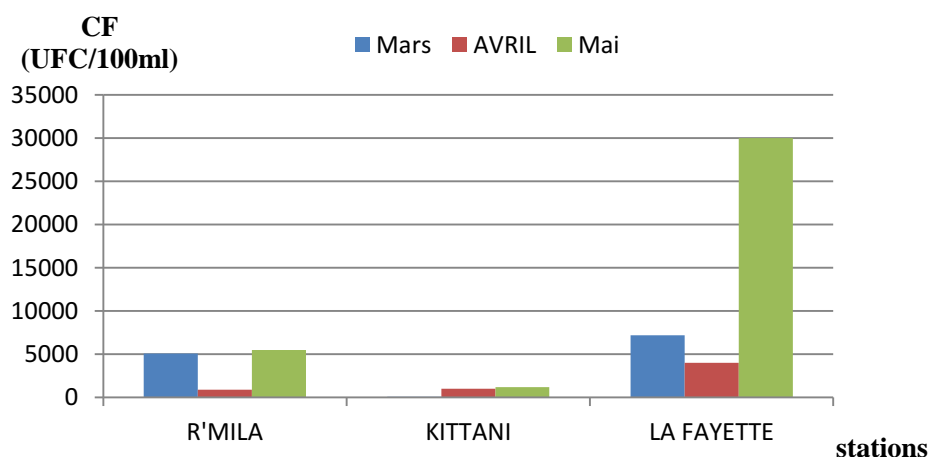


Figure III.27: variation spatio-temporelle des coliformes fécaux CF.

La plage EL KETTANI semble être la plage la moins contaminée par les bactéries fécales. Les résultats enregistrés au niveau de cette plage sont conformes aux normes Algériennes, et sont marqués par un minimum de l'ordre de 61UFC/100ml au mois de Mars (JOA, 1993)

2.4 Enterococcus ou Streptocoque fécaux (SF)

A la vue des résultats de la Figure III.28, on remarque que la majorité des stations présentent des concentrations en streptocoques fécaux plus élevées que les normes guide de salubrité qui sont de 100SF/100ml. Une telle prolifération semble être logique, vu la présence des effluents d'eaux usées au niveau des stations R'MILA et LAFAYETTE, et du fait que ces entérocoques ont une résistance assez élevée (GAUJOUS, 1995), et une capacité de se multiplier dans les milieux alcalin présentant des pH allant jusqu'à 9,6 (PNUE/OMS,1977).

Effectivement, Les concentrations moyennes au niveau de LA FAYETTE sont cent fois plus élevées que la valeur guide.

En revanche, la plage EL KETTANI présente de faibles teneurs en SF, étant donné que cette dernière ne possède pas de communication direct avec le déversement des collecteurs des eaux usées, et reste moins confinée et présente des échanges avec l'eau du large. Ces valeurs sont inférieures à celle obtenue par (AROUN, BELHARET, 2009), cependant elles restent dans la norme et ne dépassent pas les valeurs guide.

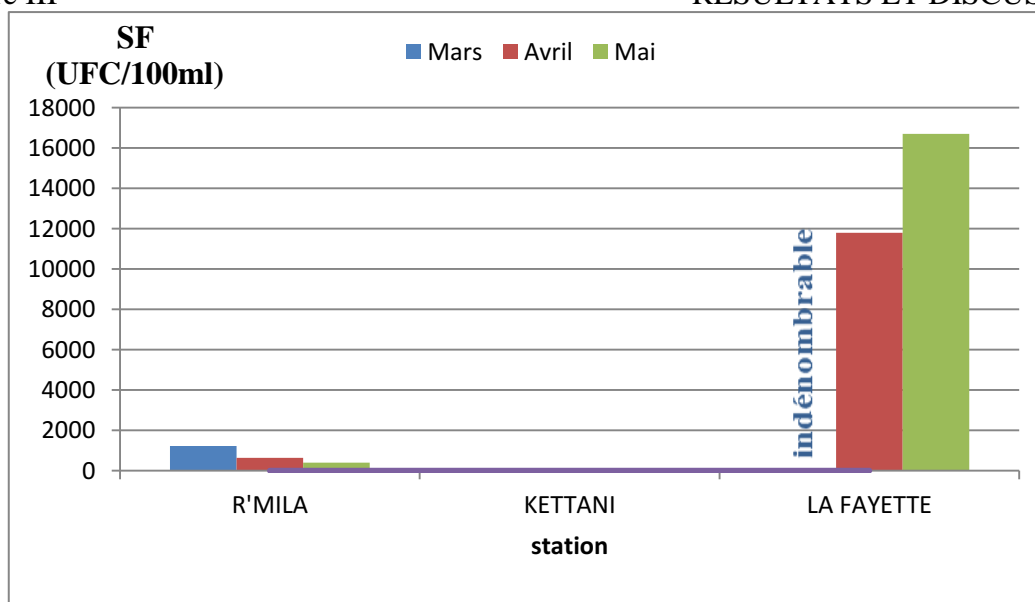


Figure III.28: Variation spatio-temporelle streptocoque fécaux (SF).

2.5 Le rapport CF/SF

Sur la base des données précitées dans la partie bibliographique, et des résultats obtenus au cours de la période d'étude (tableau III.7), il s'avère que la contamination fécale dans la plage R'MILA au mois de Mars et Mai et la plage EL KETTANI au mois d'Avril et Mai est exclusivement d'origine humaine étant donné que les rapports mentionnés dans le tableau ci-dessous sont supérieurs à 4 (**BORREGO et ROMIO, 1982**). Ceci ne pourrait être dû qu'aux déversements d'eaux usées.

Tableau III.6 : calcul du rapport R (CF/SF): origine de la contamination fécale.

Période	Mars			Avril			Mai		
	S1	S2	S3	S1	S2	S3	S1	S2	S3
CF	5100	61	7200	890	1000	4000	5500	1200	30000
SF	1220	33	inde	644	57	11800	394	61	16700
R(CF/SF)	4.18	1.84	<0.7	1.38	17.54	0.33	13.95	19.67	1.79

L'origine de la contamination fécale est incertaine durant le mois de Mars au niveau de la plage KETTANI et la plage R'MILA au mois d'Avril ($1 < CF/SF < 2$). (**BORREGO et ROMIO, 1982**).

Le même rapport est inférieur à 0.7 au niveau de la plage LAFAYETTE, ceci témoigne d'une contamination fécale entièrement d'origine animale au mois de Mars et Avril. Quant au mois de Mai l'origine de la contamination reste incertaine $1 < CF/SF < 2$.

2.6 Les Staphylocoques

A partir de la Figure III.29, on remarque des taux très élevés de concentration des staphylocoques, au niveau des trois plages.

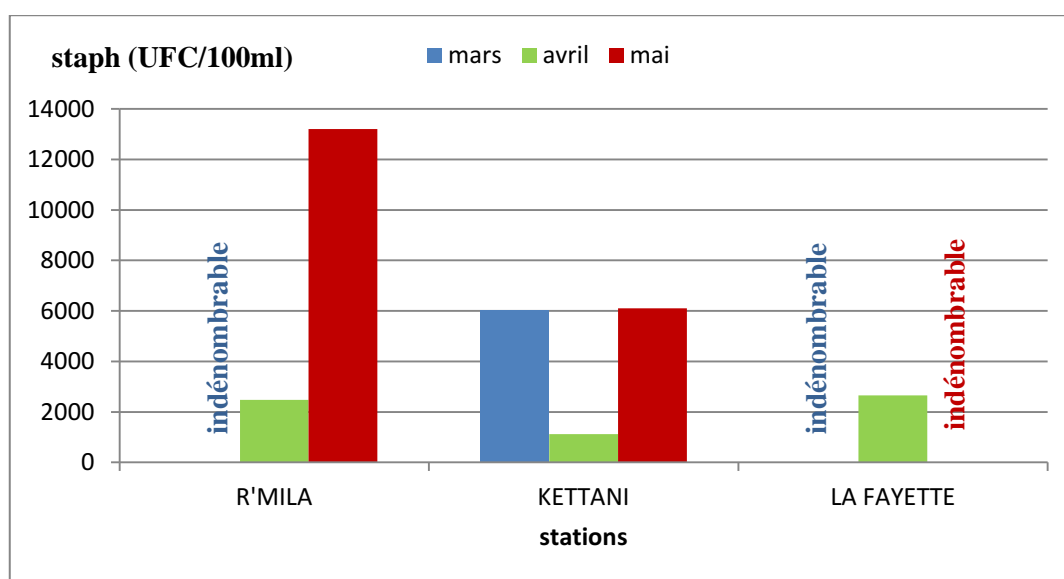


Figure III.29: Variation spatio-temporelle des staphylocoques.

La majorité des résultats enregistrés au niveau de LAFAYETTE et R'MILA sont indénombrables sur les boîtes Chapman. Cela est probablement dû à la présence de nombreux collecteurs individuels des eaux usées déversant directement en mer sans prétraitement au niveau de ces plages.

Cependant, les boîtes dénombrables présentent un maximum de 13200UFC/100ml pour la plage R'MILA et un minimum de 1120UFC/100ml pour la plage EL KETTANI.

D'après ces résultats, la température et le pH des sites d'études correspondent favorablement aux conditions de développement de *S.aureus* vu que cette dernière survie à des températures comprises entre 6 °C et 37 °C et un pH compris entre 4 et 9,8 (CEAEQ, 2000).

On a pu identifier cette dernière, à partir des boîtes suspectes et cela par la réalisation de la coloration de gram et le test de la catalase et nous avons confirmé la pathogénicité par le test de la coagulase. Les résultats sont rapportés dans (le tableau III.8) (Figure III.30).

Tableau III.7: profil morphologique et biochimique des staphylococcus aureus.

caractère	Résultat obtenue
forme	Coccie en amas
gram	+
catalase	+
coagulase	+
Nom de l'espèce	<i>staphylococcus aureus</i>

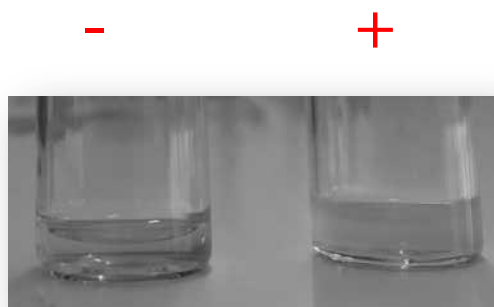
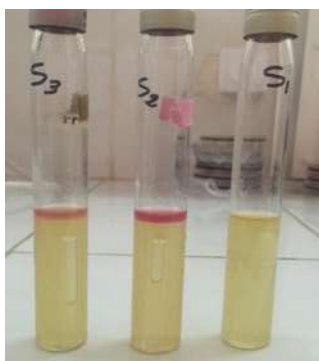


Figure III.30: Résultats du test de coagulase.

La concentration en staphylocoque pathogènes et beaucoup plus importante dans les effluents hospitaliers que dans les rejets urbains (JEHANNIN ,1999), ces espèces étant résistantes aux antibiotiques, constituent donc un danger particulier pour la santé humaines. (EMMANUEL, 2003).

2.7 Recherche de *E.coli*- **R'MILA (S1)**

Absence d'anneau rouge → absence de *E.coli*.

- **EL KETTANI (S2) :**

Apparition d'un anneau rouge → présence d'*E.coli*.

- **LAFAYETTE (S3)**

Apparition d'un anneau rouge → présence d'*E.coli*.

~

- ❖ La comparaison des résultats obtenus lors de l'analyse bactériologique avec la valeur limite préconisée par les normes Algérienne pour la qualité des eaux de baignade extrait du décret exécutif n° 93-164 du 10 juillet 1993, permet de déduire que :

- **Plage R'MILA, Plage LAFAYETTE**

La qualité des eaux de ces deux plages est jugée de mauvaise qualité. Les valeurs impératives sont largement dépassées pendant les 3 mois et pour les 3 germes indicateurs de pollution CT, CF, SF. Mais ces mêmes résultats demeurent conformes à ceux enregistrés par l'établissement de l'hygiène urbaine d'Alger HURBAL en 2016 (ex APPL) dans les mêmes stations. Ces résultats ne sont que le reflet des effluents existant à proximité de ces plages. En effet, les rejets urbains et les rejets de l'hôpital de Bainem (LAFAYETTE) sont déversés directement à la mer.

- **La plage EL KETTANI**




Les eaux de baignade de cette plage sont de qualité bonne à acceptable, du fait que les dénombrements des coliformes totaux, fécaux et streptocoques fécaux présentent des concentrations inférieures aux valeurs impératives.

Ces résultats présentent une conformité avec ceux obtenus pendant la même période par l'agence de l'hygiène urbaine d'Alger HURBAL, 2016 (voir annexeIII).

2.8 Résultat des tests biochimiques




2.8.1 Résultat du test TSI

Tableau III. 8: Résultat test TSI.

	Station	Résultat pente				Résultat culot			
		H ₂ S	GAZ	alcalinité	acidité	H ₂ S	GAZ	Alcalin	Acide
	R'MILA	-	+	-	+	+	+	-	+
	EL KETTA NI	+	-	-	+	+	-	-	+
	LA- FAYETT E	-	-	+	-	+	-	+	-

2.8.2 Resultat du Test Mannitol-Mobilité

Tableau III.9: Résultat des tests Mannitol-Mobilité.

	Lecture			
	R'MILA (S1)	mobilité	+	déplacement des bactéries « mobilité + »
		gaz	+	Production de gaz
		Mannitol	+	Acidification du milieu «bactérie fermente le mannitol »
	EL KETTANI (S2)	Mobilité	+	déplacement des bactéries « Mobilité + »
		gaz	+	Production de gaz
		Mannitol	+	Acidification du milieu (bactérie fermente le mannitol) « Mannitol + »
	LA FAYETTE (S3)	Mobilité	-	Pas de déplacement des bactéries « Mobilité - »
		gaz	-	Pas de production de gaz
		Mannitol	-	Absence d'acidification du milieu «bactérie ne fermente pas le mannitol »

2.9 Résultats d'identification des germes pathogènes

Le contrôle de la qualité et la salubrité du milieu aquatique, exige la recherche des salmonelles et des vibrions.

L'isolement de ces dernières sur les milieux sélectifs respectifs, a montré la présence de colonies caractéristiques suspectes.

La confirmation de ces résultats par l'étude du profil biochimique et des tests des galeries API20E, témoignent de l'absence totale de salmonelle.

Par ailleurs, les mêmes tests ont révélé la présence d'une espèce de vibrion et d'autres germes pathogènes, cité ci-après (tableau III.11 et III.12).

Tableau III.10: profils biochimiques de quelques Pathogènes identifiés.

station	la FAYETTE /R'MILA	LA FAYETTE	EL KETTANI	LA FAYETTE	R'MILA	R'MILA
Gram	-	-	-	-	-	-
catalase	+	+	+	+	+	+
ONPG	-	+	-	-	+	+
ADH	-	+	-	-	+	-
LDC	-	-	-	-	-	-
ODC	+	-	-	+	+	-
CIT	+	-	-	-	+	+
H2S	+	+	-	+	-	-
URE	+	-	-	+	+	-
TDA	+	-	-	-	+	-
IND	-	-	-	-	-	-
VP	-	-	-	-	-	-
GEL	+	-	+	+	+	-
GLU	+	-	-	-	+	-
MAN	-	-	-	-	-	-
INO	-	-	-	-	-	-
SOR	-	-	-	-	-	-
RHA	-	+	-	-	-	-
SAC	-	+	-	-	-	-
MEL	-	-	-	-	-	-
AMY	-	+	-	-	+	+
ARA	-	+	-	-	+	-
oxydase	-	+	+	+	+	+
espèces identifié	<i>Proteus mirabilis</i>	<i>Vibrio fluvialis</i>	<i>Chryseobacteri umindologenes</i>	<i>Shewanella putrificiens</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	<i>Burkholderia Cepacia</i>

Tableau III.11 : Profils biochimiques de quelques entérobactéries identifiés.

Famille	Entérobactéries		
Station	R'MILA/ LA FAYETTE	EL KETTANI	R'MILA
Gram	-	-	-
ONPG	+	+	+
ADH	+	+	+
LDC	+	+	+
ODC	+	+	+
CIT	+	+	-
H2S	-	-	-
URE	+	+	-
TDA	+	+	+
IND	+	+	+
VP	+	-	-
GEL	-	-	-
GLU	+	+	+
MAN	+	+	+
INO	-	+	-
SOR	+	+	+
RHA	+	+	+
SAC	+	+	+
MEL	+	+	+
AMY	+	+	+
ARA	+	+	+
Oxydase	-	-	-
Espèces identifié	<i>Enterobactersakazakii</i>	<i>Raoultella ornithinolytica</i>	<i>Kluyveraspp</i>

2.9.1 Vibrionacées



Figure III.32 : galerie API20E identification de *Vibrio fluvialis*

L'espèce pathogène *Vibrio fluvialis* a été identifiée à l'aide de la galerie API 20E au niveau de la plage LAFAYETTE, elle est responsable de plusieurs infections telles que les septicémies (Centre National Français de Référence des Vibrions et du Choléra, 2003).

2.9.2 Entérobactérie



Figure III.33 : galerie API20E identification de *Raoultella ornithinolytica*

Nous avons pu identifier l'espèce *Raoultella ornithinolytica* (FigIII.33) au niveau de EL KETTANI au mois de Mai, cela est probablement dû aux travaux d'aménagements reliant cette dernière à la plage R'MILA, permettant le phénomène de dispersion des bactéries par les courants (AUBERT, CIHEA).

Par contre au niveau de R'MILA nous avons pu identifier les espèces *Enterobacter sakazakii* (Fig III.34) et *Kluyvera spp* (Fig III.35) provenant probablement des eaux usées.



Figure III.34 : Galerie API20E identification de *Enterobacter sakazakii*



Figure III.35 : Galerie API20E identification de *Kluverera* spp

2.9.2.1 *Proteus mirabilis*



Figure III.36 : Galerie API20E identification de *Proteus mirabilis*

Cette espèce a été retrouvée au niveau des plages LA FAYETTE et R'MILA, à partir de colonies isolées sur milieu SS. Elles sont fréquemment retrouvées en milieu hospitalier (EUZEBY, 2000), l'augmentation de leur résistance aux antibiotiques, amplifie leur risque sanitaire.

2.9.3 Autres espèces pathogènes

2.9.3.1 *Burkholderia cepacia* et *Pseudomonas aeruginosa*



Figure III.37 : Galerie API20E identification de *Burkholderia cepacia*.

Ces germes ont été signalés au niveau de la plage R'MILA. Il s'agit en général de germe environnementaux mais qui peuvent être d'origine anthropique. Ce sont des agents qui peuvent être pathogènes pour l'homme provoquant des infections nosocomiales et le plus souvent des pneumonies chez les patients immunodéprimés ou ayant une maladie pulmonaire sous-jacente, elles sont résistantes à de nombreux antibiotiques (DELARRAS, 2003).

Selon Schlosser (1999), les eaux hospitalières ne seraient pas d'avantage polluées que l'eau usée urbaine, exception faite pour les *Pseudomonas aeruginosa* (plus de 10 fois) (JEHANNIN, 1999).

2.9.3.2 *Chryseobacterium indologenes*



Figure III.38 : Galerie API20E identification de *Chryseobacterium indologenes*

Cette espèce retrouvée dans le sol et dans différents environnements aqueux, a été enregistrée au niveau de la plage KETTANI. Elle peut se retrouver en milieu clinique et provoquer diverses infections humaines potentiellement graves, pouvant se compliquer allant jusqu'à provoquer des pneumopathies sévères chez un patient immunocompétent. Cette bactérie est naturellement résistante à de nombreux antibiotiques (DELARRAS, 2003).

2.9.3.3 *Shewanella putrefaciens*



Figure III.39 : Galerie API20E identification de *Shewanella putrefaciens*

Cette bactérie ubiquiste retrouvée souvent en milieu marin. C'est un pathogène opportuniste pour le poisson et plus rarement pour l'homme. Elle a été retrouvée dans des prélèvements d'origine clinique où elles sont responsables d'infections cutano-muqueuses (STAHL, 2005).

Sa présence au niveau de la plage LAFAYETTE pourrait confirmer que cette plage peut causer un risque sanitaire.

Conclusion

Conclusion

Au cours de notre étude nous avons pu déduire que les eaux des deux plages R'MILA et LAFAYETTE sont en cours de dégradation et perdent leurs pouvoir épuratoire de plus en plus, ces deux plages reçoivent une pollution de diverses origines : rejets urbains, eaux de ruissellement pluvial qui se déversent directement, sans traitement préalable et d'une façon permanente. Nous avons pu déduire aussi que l'influence de ces pollutions se manifeste au niveau de la qualité microbiologique des eaux plus qu'au niveau de la qualité physicochimique. En effet, les résultats du dénombrement des bactéries indicatrices de contamination fécale révèlent des taux assez élevés qui dépassent largement les normes Algériennes et cela pour les trois germes recherchés : coliformes totaux, coliformes fécaux et streptocoques D ce qui nous confirme la mauvaise qualité d'eau de ces plages

De plus, les tests d'identification, auxquels l'ensemble des souches isolées étaient soumises, ont permis de mettre en évidence la présence de bactéries susceptibles d'être pathogènes pour l'homme tels que : *Burkholderia cepacia* , *Pseudomonas aeruginosa* au niveau de la plage R'MILA, cela nous a conduit à évoquer ces suppositions :

- Le dysfonctionnement de la station d'épuration trouvée au niveau de l'hôpital
- La forte résistance de ces bactéries face aux traitements chimiques de la station

De même pour la plage LAFAYETTE où on a signalé *Vibrio fluvialis* et *Shewanilla putrefaciens*

La plage EL KETTANI semble être la plage la moins contaminée étant située à l'écart des rejets. Cette plage présente une qualité bonne à acceptable de ses eaux de baignade, cela ne lui exclue pas d'une surveillance régulière.

Bibliographie

AICHIOU L. et ECHETAB I., 2006. Evaluation de la qualité bactériologique des eaux de baignades de deux plages de la commune de Bab El Oued : R'Mila et El Kettani. *Mémoire d'ingénieur I.S.M.A.L. Alger* : 77 p

AMINOT A et CHAUSSEPIED M., 1983. Manuel des analyses chimiques en milieu marin. *Ed. Centre National pour l'Exploitation des Océans. France* : 396 p.

AMINOT A et KEROUEL R., 2004. Hydrologie des écosystèmes marins paramètres et analyses. *Ed.Ifremer. France* : 336 p.

AROUN M., BELHARET Z., 2009. Evaluation des risques sanitaires liés aux effluents des eaux usées dans la plage ELKETTANI *.Mémoire d'ingénieur en Environnement. ISMAL. Alger* : 81 p.

AUBERT M., 1973. Equilibre biologique et pouvoir auto-épurateur de la mer. In. La mer Méditerranée, *Paris : CIHEAM*, 19 : 117-123 p

AUBERT M., AUBERT J. et GAUTHIER M., 1972. Le milieu marin et les matières organiques. *Revue internationale d'océanographie médicale. Tome 28* : 181-188 p

BEAUCHAMP J., 2003. La pollution littorale. Rapport de l'Université de Picardie Jules Verne. *France* : 119 p.

BORREGO A.F et ROMERO P., 1982. Study of the microbiological pollution of a Malaga littoral area II. Relationship between fecal coliforms and fecal streptococci. VIe journée étud. Pollutions, *Cannes, France*, pp : 561-569.

BOUAZIZ T. et DJERRAI N., 2010. Etude des caractéristiques physicochimiques et bactériologiques des eaux de mer et des sédiments dans le port de plaisance de «SidiFredj», en vue d'une immersion. *Mémoire d'ingénieur ENSSMAL., Alger* : 122 p.

BOULAHDID M., 1987., Analyse des sels nutritifs dans l'eau de mer. Géochimie fondamentale. *Thèse de doctorat. Université de Paris VII*: 251 p.

BOURGEOIS C M. et LEVEAU J., 1996. Technique d'analyse et de contrôle dans les industries agroalimentaires. *Paris: Tec et Doc* : 331 p.

BOURGEOIS C-M., 1990. Microbiologie alimentaire : Aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité alimentaire. *Ed Lavrosier, Paris: 422 p.*

BRISOU J E et DENIS F A., 1978. Hygiène de l'environnement maritime. *Ed Masson. Paris : 248 p.*

BRISOU J-E et DENIS. F-A., 1980. Techniques de surveillance de l'environnement Maritime. *Ed Masson. Paris : 203 p.*

CEAEQ., 2000. Recherche et dénombrement des entérocoques: méthode par filtration sur membrane. Rapport du *Centre d'expertise en analyse environnemental du Québec, gouvernement du Québec, 27 p.*

Centre national français de référence des vibrions et du choléra ., 2003 rapport du *centre national Francais des maladies infectieuses. Paris : 7 p.*

CHAMPIAT.D ; LARPENT.J-P., 1994. Biologie des eaux : méthodes et techniques *Ed Masson .Paris : 139 p.*

DELARRAS C., 2003. Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux. *Ed Lavoisier. Paris : 269 p*

EMMANUEL E., 2003. Evaluation des risques sanitaires et éco toxicologiques liées aux effluents hospitaliers. *Thèse de doctorat. Institut national des sciences appliquées. Lyon:*

GAUJOUS D., 1995. La pollution des milieux aquatiques : aides mémoires *.Ed. Tec et Doc, Paris : 220 p.*

GAUTHIER M et PIETRI C., 1989. Devenir des bactéries et virus entériques en mer, microorganismes dans les écosystèmes océaniques. *Ed Masson. Paris :447 p.*

GERARD J. T., BERDELL R. F. ET, CHRISTINE L. C., 2003. Introduction à la microbiologie. *Ed. ERPI, Québec, Canada : 945 p.*

GUIRAUD J-P., 2003. Microbiologie Alimentaire. *Ed. Dunod : RIA, DL, Paris : 651 p*

HASLAY C., LECLERC H., 1993. Microbiologie des eaux d'alimentation. *Technique & Documentation, Ed Lavoisier. Paris : 495 p.*

JACQUES G et TREGUER P., 1986. Ecosystème pélagique marin. *Collection d'écologie. Ed. Masson, Paris, 243 p.*

JEHANNIN P., 1999. Caractérisation et gestion des rejets liquides hospitaliers : étude particulière de la situation du C.H. de Hyères. *Mémoire de l'école nationale de la santé publique. Var France* : 71p.

JOURNAL OFFICIEL DE LA REPUBLIQUE ALGERIENNE., 1993. Principaux critères de qualité des eaux de baignade. Extrait de l'annexe 1 du décret n° 93-164 du 10 juillet 1993.

LECLERC H., FESTY B., LAZAR P., 1982. Connaissances actuelles de la pathologie hydrique. Epidémiologie et santé publique, Ed *Masson, Paris*: 385 p.

LECLERC H., GAILLAED J-l., SIMONET M., 1995. Microbiologie générale : la bactérie et le monde bactérien. *Ed. Doin, Paris* : 535 p.

MEGDOUD K., 2009. Evaluation des risques sanitaires liés aux effluents des eaux usées hospitalières dans la plage R'MILA. *Mémoire d'ingénieur en Environnement. ISMAL. Alger* : 65 p.

MURPHY J et RILEY JP., 1962. a modified single method for determination of natural waters with special reference to sea water. *Anal. Chim. Acta* n° 12 : 162-170 p.

OMS 2000. Directives de qualité pour l'eau de boisson; volume 2 – critères d'hygiène et documentation à l'appui. *Rapport de l'OMS. Copenhague* : 1050 p

OMS., 1979. Recommandation pour la surveillance sanitaire des zones côtières à usage récréatif et des zones conchyliques. *Rapport de l'OMS. Copenhague* : 168 p.

OMS., 1994. Directives de qualité pour l'eau de boisson, *rapport de l'OMS, V.I*, pp.8-195

OUDOT C., 1983. La distribution des sels nutritifs (NO₃, NO₂, NH₄, PO₄, SIO₄) dans l'océan atlantique intertropical oriental (région du golfe de Guinée).*Ed. ORSTOM, France* : 248 p.

PNUE/OMS., 1977 .recommandation pour la surveillance sanitaire des zones côtières à usage récréatifs et des zones conchyliques. Rapport de l'OMS, *COPENHAGUE* : 168 p

POGGI R., 1990. Impacts sanitaires des contaminations microbiologiques.*IFREMER*.la mer et les rejets urbains, n°11 :115-132.

RAMADE F., 2000. Dictionnaire encyclopédique des pollutions. *Ed. Ediscience International. Paris* : 690 p.

Revue maritime trimestrielle. 1982. Revue maritime. Convention des Nations unies sur le droit de la mer dite de Montégo Bay (1982). *Institut Français de la Mer.* 151 p.

RODIER J. et al., 1996).Analyse de l'eau:eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer. *Ed. Dunod, Paris* : 1983 p.

RODIER J., et al., 2005. L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduelles, eau de mer. *8e édition. Ed. Dunod, Paris,* 1383 p.

RODIER J.,LEGUBE B., MERLETN., 2009. L'analyse de l'eau.*Ed. Dunod.Paris* :794 p.

SINGLETON P et SAINSBURY D., 1984. Bactériologies. *Ed. Masson. Paris* : 158 p.

TAKLIT N. et HADJSAID N., 2006. Contribution à l'étude de la qualité bactériologique des eaux de Baignade de la plage «Palm Beach » dans la côte Algéroise. *Mémoire d'ingénieur d'état en environnement marin, ISMAL. Alger* : 54 p.

VAILLANT J. R., 1973. Protection de la qualité des eaux et maîtrise de la pollution : contrôle de déversement d'eaux polluées. *Eyrolles, Paris* : 419 p

✓ **Référence web**

VILLERS J., SQUILBIN M., YOURASSOWSKY C., 2005.(Page consultée le 13Avril 2017).Qualité physico-chimique des eaux de surface. *[En ligne].Adresse URL: http://www.document.environnement.brussels/opac_css/electfile/Eau%202*

IKHEN R., 2017.communiqué du ministre du tourisme de la wilaya d'Alger. (Page consultée le 07 Juillet 2017) Algérie focus. *[En ligne]. Adresse URL : <http://www.algerie-focus.com/2017/06/tourisme-65-plages-autorisees-a-baignade-a-alger/>*

EUZEBY J P., 2002. (Page consulté le 09Juillet 2017) Dictionnaire de bactériologie vétérinaire *[En ligne]. Adresse URL : <http://cida.usal.es/cursos/enfermedades/modulos/Libros/UNIDAD5/Euzeby%20aeromonas.pdf>*

Annexe I

1 Résultats des paramètres physico-chimiques

1.1 in-situ

plages	R'MILA			KETTANI			LA FAYETTE		
localisation	N36°47'40.7" E 003°0.3'12.5"			N36°47'35.3" E 003°03'24.5"			N36°48'50.9" E 002°58'44.3"		
périodes	MARS	AVRIL	MAI	MARS	AVRIL	MAI	MARS	AVRIL	MAI
Température	17.3	17.7	19.08	16.3	17.3	18.5	16	16.4	17.76
pH	8.36	8.6	8.02	7.98	8.09	7.93	8.27	8.21	7.9
S%	24	21.4	19.53	52	32.12	32.4	7.6	32.65	32.6
OD	65.7	53	68.3	110	117.7	105.9	70	59.1	79.1
T° de l'air	17	20	24	17	20	24	17	20	24
OD	65.7	53	68.3	110	117.7	105.9	70	59.1	79.1
S%					36.79	34.09		37.48	32.14
Transparence	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble
condition climatique	soleil	soleil	soleil	soleil	soleil	soleil	soleil	soleil	vent
état de la mer	calme	calme	calme	calme	houle faible	calme	houle moyenne	houle moyenne	agité

1.2 Au laboratoire

plages	R'MILA			KETTANI			LA FAYETTE		
périodes	MARS	AVRIL	MAI	MARS	AVRIL	MAI	MARS	AVRIL	MAI
MES	310	234	195	295	256	270	287	269	666
MOP	288	217	189	275.2	236.8	252.4	265.8	251.3	629.5
NO ₃ ⁻	6.0816	5.8868	4.2056	2.8425	2.346	0.6168	1.3428	0.6475	0.5607
NO ₂ ⁻	3.1907	2.0393	2.4068	0.3861	0.3698	0.3202	0.412	0.4812	0.2685
PO ₄ ⁻	4.086	3.23614	3.3648	2.0444	0.1884	1.9831	1.5855	0.3603	0.8489

2 Dosage des sels nutritifs

2.1 Dosage des nitrites + nitrates :

2.1.1 Réactifs :

2.1.1.1 Solution tampon:

➤ **Produit:**

- Chlorure d'ammonium NH_4Cl 50 g.
- Solution d'ammonium NH_4OH (25%).....±1 ml.
- Hydroxyde de sodium NaOH5g.
- Eau distillée H_2O1000 ml.
- Bridj 35 (30%).....3 ml.

➤ **Préparation :**

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

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

2.1.1.2 Réactifs colorants :

➤ **Produits:**

- Acide o-phosphorique H_3PO_4 (85%).....50 ml.
- Sulfanilamide $\text{C}_6\text{H}_8\text{N}_2\text{O}_2\text{S}$10 g.
- α -Naphthyléthylène diamine dihydrochloride $\text{C}_{12}\text{H}_{16}\text{Cl}_2\text{N}_2$0,5g.
- Eau distillée H_2O850 ml.

➤ **Préparation :**

- Diluer l'acide o-phosphorique H_3PO_4 dans ± 750 ml d'eau distillée ;

- Ajouter le Sulfanilamide $C_6H_8N_2O_2S$ et le α -Naphthyléthylène diamine dihydrochloride

$C_{12}H_{16}Cl_2N_2$ et dissoudre ;

- Ajouter 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

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

2.1.1.3 Liquide de rinçage :

Eau fraîchement distillée H_2O (régénérée chaque semaine).

2.1.2 Préparation des solutions étalons :

2.1.2.1 Solution mère de 100 ppm N (*) :

➤ Produits:

- Nitrate de sodium $NaNO_3$0,6068g.
- Eau distillée H_2O1000 ml.

➤ Préparation :

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

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

2.1.2.2 Solution fille de 10 ppm N :

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

Note : préparer la solution fille à 10 ppm chaque semaine et les standard chaque jour.

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en μ moles/l de $N-NO_3^-$ ou de $N-NO_2^-$ puis en μ moles/l de NO_3^- ou de NO_2^- .

2.1.3 Préparation de la colonne réductrice :

2.1.3.1 Solution d'acide chlorhydrique (4N) :

➤ Produits:

- Acide chlorhydrique HCl (32%).....400 ml.
- Eau distillée H_2O600 ml.

➤ Préparation :

- diluer l'acide chlorhydrique dans 600 ml d'eau distillée.

2.1.3.2 Cadmium :

➤ Produits:

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

➤ Procédure de remplissage :

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

Note : Eviter que l'air entre dans la colonne.

Les granules de cadmium activés peuvent être stockés sec, dans une bouteille bien fermée.

2.2 Dosage des orthophosphates :

2.2.1 Réactifs

2.2.1.1 Solution de molybdate d'ammonium :

➤ Produits:

Tartrate de potassium et d'antimoine

- $K(SbO)C_4H_4O_6 \cdot 5H_2O$230 mg.
- Acide sulfurique H_2SO_4 (97%).....69,4 ml.
- Molybdate d'ammonium $(NH_4^+)_6Mo_7O_{24} \cdot H_2O$6g.
- Eau distillée H_2O1000 ml.
- FFD6.....2 ml.

➤ Préparation :

- Dissoudre le tartrate de potassium et d'antimoine dans \pm 800 ml d'eau distillée ;
- Ajouter soigneusement l'acide sulfurique en mélangeant constamment ;

- Ajouter le molybdate d'ammonium et dissoudre ;
- Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée ; Ajouter le FFD6 et mélanger.

Note :

Ne pas employer de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium. La sensibilité Peut-être augmenter de 50 % en employant 35 ml d'acide sulfurique concentré au lieu de 69,4 ml. Avec 35 ml l'interférence des silicates est 10 % pour 300 ppb Si et 10 % pour 10 ppb P. Le pH final doit être inférieur à 1. La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

2.2.1.2 Solution d'acide ascorbique

➤ **Produits:**

- Acide ascorbique C₆H₈O₆.....6g
- Acétone C₃H₆O₈.....60 ml
- Eau distillée H₂O.....1000 ml
- FFD6.....2 ml.

➤ **Préparation**

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

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

2.2.1.3 Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H₂O (régénérée chaque semaine)

2.2.2 Préparation des solutions étalons

2.2.2.1 Solution mère de 100 ppm P (*)

➤ **Produits:**

- Dihydrogène o-phosphate de potassium KH₂PO₄.....0,4394 g.
- Eau distillée H₂O.....1000 ml.

➤ **Préparation**

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

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

2.2.2.2 Solution fille de 10 ppm P

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

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

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en $\mu\text{moles/l}$ de PO_4 -étalons sont transformées en $\mu\text{moles/l}$ de SiO_4 .

3 Milieu de culture

3.1 Principe

Un milieu de culture doit satisfaire à toutes les exigences nutritives des micro-organismes :

- apport de la source d'énergie, de carbone, d'azote;
- besoins en ions minéraux, en facteurs de croissance;
- pH et force ionique voisins de la valeur optimum.

Il peut se présenter sous forme liquide ou solide, par addition d'agar ou gélose, de gélatine, d'œuf entier coagulé ou de Gel de silice.

3.2 Procédure

- Mesurer la masse nécessaire de poudre et d'éventuels additifs,
- Mettre les poudres en suspension dans un volume de diluant inférieur au volume nécessaire,
- Chauffer pour dissoudre si nécessaire en agitant (à ébullition en général),
- Ajouter le complément de diluant,
- ajuster le pH par addition de NaOH ou HCl à 1 ou 0,1 mol.dm⁻³ à l'aide d'un pH-mètre, sauf si le fabricant indique le contraire,
- Conditionner, en prenant garde à la solidification d'un milieu contenant de l'agar et en respectant les contraintes de volumes pour certains milieux.
- Stériliser, éventuellement à l'autoclave ou par filtration, assez rapidement après la fabrication.

3.3 La composition des milieux de culture utilisés

3.3.1 Les coliformes totaux et fécaux

Géloses lactosées au TTC et Tergitol (RODIER *et al.*, 2009)

extrait de viande	5 g/l
Peptone	10 g/l
extrait de levure	6 g/l
Lactose.....	20 g/l
bleu de bromothymol	0,05 g/l
Agar	20 g/l

3.3.1.1 *Le milieu de Schubert*

Composition

- Peptone10,00 g/l

- Tryptophane0,20 g/l
- Acide glutamique0,20 g/l
- Sulfate de magnésium0,70 g/l
- Sulfate d'ammonium0,40 g/l
- Citrate de sodium0,50 g/l
- Chlorure de sodium2 g/l
- Mannitol7,5 g/l
- Phosphate disodique..... 4 g/l
- Phosphate monopotassique..... 0,6 g/l

3.3.1.2 Réactif de KOVACS

Composition

- Paradiméthylamino-benzaldéhyde.....5 g/l
- Alcool amylique.....75 g/l
- HCL pur.....35 g/l
- Eau
permutée.....1000ml

3.3.2 Les streptocoques

Milieu de Slanetz et Bartley

Composition chimique

- Tryptone..... 20g/l
- Extrait de levure 5 g/l
- Glucose2 g/l
- Monohydrophosphate de potassium (K₂HPO₄)4 g/l
- Azide de sodium0,4 g/l
- Chlorure de triphényltétrazolium (TTC)0,05 g/l
- Agar..... 10 g/l
- PH : 7,2±0,2
- Ne pas autoclave, ne pas refondre.

3.3.3 Les staphylocoques

Gélose Chapman

Définition :

Le milieu de Chapman est un milieu sélectif permettant la croissance des germes halophiles. Parmi ces germes figurent au premier rang les bactéries du genre *Staphylococcus*, mais aussi les *Micrococcus*, les *Enterococcus*, les *Bacillus*, et de rares bactéries à Gram négatif. (P.Guillaume ,2004)

Composition

- Extrait de viande de boeuf1 g/l
- Peptone de caséine et de viande10 g/l
- Chlorure de sodium75 g/l
- D Mannitol10 g/l
- Agar..... 15 g/l
- Rouge de phénol0,025 g/l

- PH : 7,5
- Stérilisation à l'autoclave : 15 minutes à 121°C.

3.3.4 Les vibrions

3.3.4.1 Eau peptonée salée alcaline (EPA)

Composition

- Peptone40 g/l
- NaCl..... 60 g/l

- pH : 8,6
- Stérilisation à l'autoclave : 15 minutes à 121°C.

3.3.4.2 Gélose thiosulfate-citrate-bile-saccharose (TCBS)

Composition

- Peptone10g/l
- Extrait de levure5 g/l
- Citrate de sodium10 g/l
- Chlorure de sodium10 g/l
- Thiosulfate de sodium10 g/l
- Bile de boeuf..... 8 g/l
- Citrate de fer1 g/l
- Saccharose20 g/l
- Bleu de bromothymol0,04 g/l
- Bleu de thymol0,04 g/l
- Agar14 g/l

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

3.3.5 Bile-Esculine-Azide (BEA)

3.3.5.1 Composition

- Tryptone17g/l
- Peptone3 g/l
- Extrait de levure5 g/l
- Bile de boeuf déshydratée.....10 g/l
- Chlorure de sodium5 g/l
- Esculine1 g/l
- Citrate de fer et d'ammonium0,5 g/l
- Azoture de sodium ou azide de sodium0,15 g/l
- Agar15 g/l

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

3.3.6 Salmonelles

3.3.6.1 Gélose Salmonelles-Shigelles (SS) :

Composition

- Peptone5 g/l
- Extrait de viande de bœuf..... 5 g/l
- Sels biliaires4,2 g/l
- Citrate de sodium..... 10 g/l
- Citrate de fer2 g/l
- Lactose10 g/l
- Rouge neutre..... 0,025 g/l
- Vert brillant0,3 mg/l
- Thiosulfate de sodium8,5 g/l
- Agar12 g/l
- pH : 7,3±0,2 à 25°C.
- Ne pas autoclaver.

3.3.6.2 Bouillon au sélénite de sodium (SFB) :

Composition

- Peptone de viande5 g/l
- Lactose..... 4 g/l
- Sélénite de sodium4 g/l
- Phosphate dipotassique3,5 g/l
- Phosphate monopotassique6,5 g/l
- pH : 7,0±0,2 à 25°C.
- Ne pas autoclaver.

3.3.6.3 Gélose Hektoen :

Composition

- Peptone de viande12 g/l
- Extrait de levure3 g/l
- Sels biliaires9 g/l
- Lactose12 g/l
- Saccharose12 g/l
- Salicine..... 2 g/l
- Chlorure de sodium..... 5 g/l
- Hyposulfite de sodium5 g/l
- Citrate de fer ammoniacal1,5 g/l

- Bleu de bromothymol0,064 g/l
- Fuchsine acide..... 0,04 g/l
- Agar13,5g/l
- pH : 7,64
- Ne pas autoclaver.

3.3.7 Eau peptonée tamponnée (E.P.T)

3.3.7.1 Composition

- Mélange de peptones..... 10,0 g/l
- Chlorure de sodium.....5,0 g/l
- Di-sodium hydrogénophosphate.....3, 5 g/l
- Dihydrogénophosphate de potassium..... 1,5 g/l
- PH final: 7,2

3.3.8 Gélose PCA

3.3.8.1 Principe

La gélose glucosée à l'extrait de levure appelée par les Anglo-Saxons "Plate Count Agar" est utilisée en bactériologie pour le dénombrement des bactéries aérobies.

3.3.8.2 Composition

- Peptone de caséine5g/l
- Extrait de levure2,5 g/l
- Glucose1 g/l
- Agar15 g/l
- pH final à 25°C : 7,0 ± 0,2

ANNEXE			
QUALITE REQUISE DES EAUX DE BAINNADE			
PARAMETRES	UNITES	VALEURS GUIDES	VALEURS LIMITES
MICROBIOLOGIQUES			
1. Coliformes totaux	/ 100 ml	500	10.000
2. Coliformes fécaux	/ 100 ml	100	2.000
3. Streptocoques [*]	/ 100 ml	100	—
4. Salmonelles	1 L	—	0
5. Enterovirus	PFU / 10L	—	0
6. Vibron cholérique	/ 450 ml	—	0
PHYSICO-CIMIQUES			
7. Coloration	mg / l	—	Pas de changement anormal de la couleur
8. Huiles minérales	mg / l	—	Pas de film visible à la surface de l'eau et absence d'odeur
9. Substances tensio-actives réagissant au bleu de méthylan	mg / l Lauryl-sulfate	> 0,3	Pas de mousse persistante
10. Phénols (indice phénol)	mg / l $C^6H^5O^4$	> 0,005	0,05 et aucune odeur spécifique
11. Transparence	M	2	1
12. Résidus goudronneux et matières flottantes (bois, plastique, bouteille et toute autre matière débris ou éclats)	—	—	Absence
13. P.H	—	—	6-8
14. Oxygène dissous	% Saturation en oxygène	—	80-120
15. Autres substances	—	—	Ne doit pas contenir de substances susceptibles de nuire à la santé des baigneurs

1. Les concentrations inférieures ou égales aux valeurs guides indiquent une eau de bonne qualité.
2. Les eaux dont les concentrations sont comprises entre les valeurs guides et les valeurs limites sont de qualité acceptable et doivent faire l'objet d'une surveillance continue.

Résumé

La qualité des eaux de baignade étant un atout déterminant pour l'essor de la santé publique, une surveillance et une évaluation de celle-ci s'avèrent primordiales.

Cette étude a été réalisée dans le but d'évaluer le degré de pollution microbiologique des plages Algéroises R'MILA et LAFAYETTE (plages interdites à la baignade) et d'éprouver la salubrité des eaux de baignade la plage EL KETTANI (plage de référence). Pour cela des prélèvements spacio-temporels ont été effectués au niveau de ces trois plages. Une analyse à la fois physicochimique et bactériologique a été réalisée.

Les paramètres physicochimiques mesurés sont : température, salinité, pH, l'O₂ dissous, sels nutritifs MES et MOP. L'analyse bactériologique porte principalement sur la quantification des bactéries indicatrices de contamination fécale à savoir les coliformes totaux, les coliformes fécaux et les streptocoques fécaux, ainsi sur la recherche des bactéries pathogènes (Staphylocoques, Vibrions et Salmonelle).

Les résultats ont permis de mettre en évidence des eaux de qualité bonne à acceptable pour la plage EL KETTANI.

Par contre une qualité médiocre ou mauvaise pour les deux plages LAFAYETTE et R'MILA dont l'état se dégrade au cours des mois et en fonction des conditions climatiques (pluviosité).

Mots clés : eaux de baignade, qualité bactériologique, paramètres physicochimiques.

ملخص

نوعية مياه الاستحمام تكون شريكة (ورقة رابحة) تحديد لتنمية الصحة العامة للرقابة (رقابة) وتقييم هذا الاقبال شواطئ ولاية ميله "R" ولم تتحقق هذه الدراسة بهدف تقدير درجة التلوث الميكروبي الشواطئ (يتراوح من الجزائر كتناني وعبد بيتش) (ولافاييت (نطاقات) حظرت (للاستحمام) وان يشعروا (التجربة) صحة مياه الاستحمام بيتش (نطاق في مستوى هذه ثلاثة شواطئ (نطاقات). في الوقت نفسه والفيزيائي (النطاق)). لانه من الاستيلاء على فترة زمنية الكيمياء والبكتريولوجي التحليل ادركت املاح المغذيات و بلدى. تحليل الجرثومية, O2 حلت pH معتدلة والفيزيائي الكيمياء المعلمات: درجة الحرارة والملوحة الكلمات المفتاحية مياه السباحة. نوعية ميكروبيولوجية. اعدادت الفيزيوكيميائية.

Abstract

The quality of waters of bathing being an asset determining for the development of the public health, a surveillance and an evaluation of that this turn out essential.

This study was realized with the aim of estimating the degree of microbiological pollution of beaches from Algiers R' Mila and LAFAYETTE (beaches forbidden the bathing) and to feel the healthiness of waters of bathing the beach EL KETTANI (reference beach). For it of the takings spacio-temporal were made at the level of these three beaches. An at the same time physico-chemical and bacteriological analysis was realized The moderate physico-chemical parameters are: temperature, salinity, pH, dissolved O₂, nutrient salts MY and MOP. The bacteriological analysis concerns mainly the quantification of the bacteria indicator

The results allowed to highlight waters of good quality in acceptable for the beach EL KETTANI

On the other hand a mediocre or bad quality for both beaches LAFAYETTE and R' Mila whose state degrades during the months and according to weather conditions (rainfall).

Key words : waters bathing, Bacteriological quality, physico-chemical paraméres