

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل

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



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME
D'INGENIEUR EN SCIENCES DE LA MER

Spécialité : Aménagement du littoral

Sujet :

**Détermination de l'influence du rejet des eaux usées sur
la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux
de mer et des sédiments : Cas du port de Tipaza**

Présenté par:

- M^{elle} OUFFA AHLAM
- M^{elle} IKHLEF ALDJIA

Soutenu le 15/07 /2012 devant le jury suivant :

Mr (M ^{me})	Maouel Dj	Présidente
Mr (M ^{elle})	AMROUCHE L	Promotrice
Mr (M ^r)	Driche M	Examineur
Mr (M ^{me})	Alamir H	Examinatrice

Promotion : 2011 /2012

REMERCIEMENT

Au terme de ce travail, Nous tenons à adresser nos sincères remerciements à Dieu Tout Puissant pour la volonté, la santé et la patience qu'il nous a donnée fin de réaliser ce mémoire de fin d'études de la 5^{ème} année Aménagement du littoral à l'ENSSMAL.

Nous tenons aussi à exprimer notre fidèle gratitude à :

Notre agréable promotrice : Mme Amrouche Lynda,

qui a accepté de nous encadrer, de nous suivre, de nous guider, et tout l'honneur est pour nous d'être parmi ses disciples, et hommage pour ses qualités morales, à qui nous nous exprimons ici notre profonde gratitude pour l'attention portée afin d'élaborer ce mémoire, sa patience, ses précieuses aides, conseils et son soutien permanent et pour tous ses efforts.

Nous tenons à la remercier pour avoir veillé au bon déroulement de notre travail.

Nous tenons à remercier chaleureusement Monsieur Belkessa pour sa confiance, sa disponibilité, ses encouragements et ses précieux conseils qu'il a tenu à nous prodiguer au cours de la réalisation de ce travail malgré ses nombreuses occupations.

Nous tenons ensuite à exprimer nos remerciements aux membres du jury qui ont accepté d'évaluer ce mémoire :

A Madame Maouel Djamila, maître de conférences à l'ENSSMAL qui a accepté de présider le jury.

Nous tenons à remercier Monsieur Driche Mohamed d'avoir accepté d'être dans le jury.

Nos profondes reconnaissances au personnel de la bibliothèque de l'ENSSMAL ainsi qu'à toutes les personnes qui nous ont aidés du pré ou de loin à la réalisation de ce mémoire de fin d'étude :

Mr MATOUK

Mme EDDALJA

Mr MEKKI

Mme Fariza

Nous somme reconnaissant à tous nous enseignants qui ont contribué à notre formation et à toute personne qui nous a appris une lettre ou une phrase, qu'ils trouvent ici notre reconnaissance et un petit fruit de leurs sueurs.

DEDICACE

À ma très, très cher grand-mère qui est décédée qui a toujours été à mes côtés avec ses précieux conseils ainsi que son grand amour .

À mes très, très chers parents, source d'amour et d'affection.

À mes très chers frères et sœurs surtout Simo, Dyaa., Aya, Asmaa

À tous mes autres proches particulièrement mes chers amis à qui je tiens le plus ; j'espère que je n'ai oublié personne ; à mes copines de chambre.

À toutes les personnes qui m'ont soutenu et encouragé tout au long de cette année ;

Ainsi qu'à tous ceux qui me connaissent à l'ENSSMAL et avec qui j'ai passé cinq ans inoubliables ; en particulier les aménagistes.

À vous tous qui m'aimez ;

À Aldjia, mon binôme avec qui j'ai passé de bons moments à l'ENSSAL.

OUFA AFLAM

DEDICACE

A mes chers parents pour qui aucune dédicace ne saurait témoigner de mon profond amour, mon immense gratitude et mon plus profond respect.

A ceux qui m'ont offert la plus noble des éducations et les plus riches principes.

A mes frères qui me son très chers, mes sœurs Nadia et Sabrina, mes frères Mohamed et surtout Hakim ,je les remercie et puisse dieu tout puissant les protéger.

A mes chers amis Samira et djamila qui ont été toujours à mes côtés et m'ont toujours soutenir pour continuer mes études, à mes copines Nora, Khayra,djamila et surtout Lamia, Malika et Chahinez.

A tous les binômes avec qui j'ai travaillé dans laboratoire de microbiologie surtout : Hocine, Ridha.

A la personne la plus proche de mon cœur Samir, sa mère et son père.

Et surtout à tous les aménagistes de ma promotion avec qui j'ai passé mes 5ans.

A tous les personnes qui me connais de pré ou de loin.

Sans oublier mon binôme et mon amie durant les 5ans qu'on a passé ensemble Ahlam et à toute sa famille.

AldjiaIkhlef

Liste des tableaux

Tableau I.1 : Valeurs typiques de DCO (mg/l).....	7
Tableau I.2 : Valeurs typiques de DBO5.....	7
Tableau.3 : Sources de contamination selon le rapport CF/SF.....	16
Tableau II.1 : Les températures de la région de Tipaza.....	22
Tableau II .2 : Evaluation des précipitations mensuelles entre 2000 et 2007.....	23
Tableau II.3 : Fréquences du vent en pourcentage.....	24
Tableau II.4: Fréquences mensuelles de la houle au large par direction dans la baie de Tipaza....	25
Tableau II.5 : Les différents états de la mer.....	26
Tableau II.6 : Caractéristiques de la houle à la cote dans la baie de Tipaza.....	26
Tableau V.1 : Caractéristiques techniques du port de Tipaza.....	72
Tableau V.2: Flottille de pêche au port de Tipaza (2006).....	73
Tableau V.3: Dimensionnement des embarcations de plaisance dans le port de Tipaza.....	74
Tableau V.4 : Caractéristiques actuelles du port de Tipaza(DTP 2012).....	78
Tableau V.5 : La flottille de pêche actuelle.....	78

Liste des figures

Figure II.1. Situation géographique du port de Tipaza.....	21
Figure II.2 Port de Tipaza (2012).....	22
Figure II.3. courbe des températures de la région de Tipaza.....	23
Figure II.4. pourcentage et directions des vents annuels.....	24
Figure II.5. Direction et pourcentage des houles annuelles au large dans la région de Tipaza.....	25
Figure III.1. Principaux rejets des eaux usées dans le port de Tipaza.....	29
Figure III.2. Localisation des stations de prélèvement d'eau de mer.....	30
Figure III.3. Localisation des stations de prélèvement des sédiments.....	30
Figure III.4. Localisation des stations de prélèvement des oursins.....	31
Figure III.5 : conductimètre.....	32
Figure III.6: Benne Van veen.....	33
Figure III.07 : Four à moufle.....	34
Figure III.8: Auto-Analyzer SAN plus System, SKALAR®, 1998.....	36
Figure III.09: dispositif de l'appareil de filtration sur membrane.....	41
Figure III.10: Technique de dénombrement des coliformes.....	42
Figure III.11: Technique de dénombrement des streptocoques fécaux.....	43
Figure III.12: Technique de dénombrement des staphylocoques.....	44
Figure III.13: Technique de recherche des bactéries sulfite réductrices.....	45
Figure III.14: Technique de recherche des salmonelles.....	47
Figure III.15: Technique d'identification des salmonelles.....	48
Figure III.16: Technique de recherche des vibrions.....	50
Figure III.17: Technique d'identification des vibrions.....	51
Figure III. 18: Recherche et dénombrement des bactéries dans les oursins.....	55
Figure III. 19: Recherche et dénombrement des Levures et Moisissures.....	56
Figure III.20: Dénombrement des indicateurs de contamination fécale par la méthode des NPP dans les sédiments.....	59
Figure IV.1 : Variation des moyennes de la température dans le port de Tipaza en fonction des stations.....	63

Liste des figures

Figure IV.2 : Variation des moyennes de la salinité dans le port de Tipaza en fonction des stations.....	63
Figure IV.3 : Variation des moyennes de la conductivité dans le port de Tipaza en fonction des stations.....	64
Figure IV.4 : Variation des moyennes de la matière en suspension en fonction des stations.....	65
Figure IV.5 :Variation des moyennes des taux de matières organiques en fonction des stations.....	65
Figure IV.6. Variation des concentrations moyennes des nitrates en fonction des stations.....	66
Figure IV.7 : Variations des concentrations moyennes des nitrites en fonction des stations.....	67
Figure IV.8 : Variation des concentrations des Orthophosphates en fonction des stations.....	67
Figure IV.9 : Variation des concentrations moyennes de l'ammonium en fonction des stations....	68
Figure IV.10 : Variations des concentrations moyennes des silicates en fonction des stations.....	69
Figure IV.11. Variations des moyennes de concentration de la chlorophylle <i>a</i> et les phéopigments en fonction des stations.....	69
Figure VI.12. Concentration moyenne des métaux dans le sédiment superficiel du port de Tipaza	70
Figure VI.13. le profils de spectre d'absorption.....	72
FigureIV.14. Variations des concentrations moyennes des coliformes au niveau de port de Tipaza	73
Figure IV.15 :Variations des concentrations moyennes des Streptocoques (Strp)en fonction des stations.....	74
Figure IV.15 :Variations des concentrations moyennes des Staphylocoques (Staph).....	74
Figure IV.16 : Variations des concentrations des (CT) dans les sédiments en fonction des Stations.....	76
Figure IV.17 :Variations des concentrations des (CF) dans les sédiments en fonction des stations.....	77
Figure IV.18 :Variations des concentrations des (strps) dans les sédiments en fonction des stations.....	77
Figure V.1 : schéma ancien port de Tipaza(L.E.M2004).....	80

Liste des figures

Figure V.2: Evolution de la flottille de pêche du port de Tipaza de 1999 à 2006.....	81
Figure V.3 : Jetée principale.....	83
Figure V.4 : Jetée secondaire.....	83
Figure V.5 : Les appontements dans le port de Tipaza.....	84
Figure V.6 : Cales de halage dans le port de Tipaza.....	85
Figure V.7. : Bassin de pêche.....	86
Figure V.8 : Bassin de plaisance.....	86
Figure V.9 : Schéma actuel de port de Tipaza(L.E.M2004).....	87
Figure.V.10 : Bathymétrie du port de Tipaza (DTP, Tipaza, 2001).....	88
Figure. V.11 : Bathymétrie du port de Tipaza(2009).....	89
Figure V.12 : L'opération de dragage du port de Tipaza 2008.....	90

Liste d'abréviations

- **CF** : coliformes fécaux.
- **CT** : coliformes totaux.
- **C** : conductivité
- **DBO** : demande biologique en oxygène.
- **DCO** : Demande chimique en oxygène
- **DM** : Dilution Mère.
- **ED S** : Eau Distillée Stérile
- **EPA** : Eau peptonée alcaline.
- **E H** : Potentiel redox..
- **MES** : matière en suspension.
- **ML** : mètre linéaire
- **MO** : Matière organique
- **MOP** : matière organique particulaire.
- **μS/cm** : μ Siemence/cm
- **NH₃⁺** : Ammoniac.
- **NH₄⁺** : Ammonium.
- **N** : Azote
- **Na Cl** : Chlorure de sodium
- **(NO₂)**: Nitrites
- **NPP** : Nombre le plus probable
- **NaOH** : Hydroxide de sodium
- **NTU** : Nephelométrie Unité de turbidité
- **OD** : L'oxygène dissous
- **P** : Le phosphore
- **Pb** : Le plomb
- **PO₄⁻³, HPO₄⁻², H₂ PO₄⁻** : Orthophosphates
- **PH** : potentiel d'hydrogène
- **SFR** : anaérobies sulfitoréducteurs.
- **SFB** : Bouillon au sélénite de sodium
- **S** : salinité
- **SS** : Salmonella et Shegilla
- **Si** : Silicium
- **SF** : streptocoques fécaux
- **T°** : température en degré.
- **UFC** : unité formant colonie.
- **VF** : volume filtré.

Sommaire

Introduction générale

Chapitre I : paramètre de pollution

I-Eaux usées.....	2
1. Eaux usées domestiques	2
1.1. Eaux ménagères.....	2
1.2. Eaux vannes	2
2. Eaux usées industrielles	2
3. Eaux usées agricoles.....	2
II-Caractéristiques générales de l'eau de mer.....	3
1. Paramètres physico-chimiques.....	3
1.1. Température (T).....	3
1.2. Salinité(S).....	3
1.3. Potentiel d'hydrogène (pH)	4
1.4. Conductivité électrique(C).....	4
2. Indicateurs de pollution	5
2.1. Matières en suspension (MES).....	5
2.2. Turbidité (Tu).....	6
2.3. Demande Chimique en Oxygène (DCO)	6
2.4. Demande biochimique en oxygène (DBO ₅).....	7
2.5. Matière organique (MO)	7
3. Sels nutritifs	8
3.1. Rôle et sources des sels nutritifs.....	8
3.2. Différentes formes des sels nutritifs.....	9
3.2.1. Azote (N).....	9
3.2.2. Nitrates (NO ₃ -)	9
3.2.3. Nitrites (NO ₂ -)	9
3.2.4. Phosphates (PO ₄ ³⁻)	10
3.3. Sels nutritifs et le rapport de Redfield.....	10
4-Les métaux lourds (éléments toxiques).....	11
4.1. Le Mercure(Hg).....	11
4.2. Le plomb(Pb).....	11
4.3. Le cadmium(Cd).....	11
4.4. Classification des métaux lourds.....	12
4.5. Origine des métaux lourds dans le milieu marin	12
5. Les micropolluants organiques.....	13
5.1. Hydrocarbures.....	13
5.1.1. Catégories d'hydrocarbures.....	13
5.1.2. Les rejets d'hydrocarbures dans l'eau.....	13
5.1.3. Comportement et devenir des hydrocarbures en mer.....	13
5.1.4. Effets des hydrocarbures.....	14
5.2. Détergents (agents de surface).....	14
5.3. Pesticides.....	14
4. Paramètres microbiologiques.....	15
4.1. Germes indicateurs de contamination fécale.....	15
4.1.1. Les Coliformes totaux (CT).....	15
4.1.2. Les coliformes fécaux ou thermotolérants (CF).....	15

4.1.3. Les streptocoques fécaux(SF).....	16
4.2. Les germes pathogènes.....	17
4.2.1. Les Staphylocoques.....	17
4.2.2. Les Salmonelles.....	17
4.2.3. Les Vibrions.....	18
4.2.4. Les Clostridium Sulfitoréducteurs.....	18
4.3. Les champignons.....	18
4.3.1. Les moisissures.....	19
4.3.2. Les levures.....	19
4.4. Les virus.....	19
4.5. Les parasites.....	19
4.5.1. Les Protozoaires.....	20
4.5.2. Les Helminthes.....	20
5. Autres paramètres.....	20

Chapitre II .description de la zone

I. La situation géographique	21
II. Historique et description	21
III. Les données naturelles	22
1. Données météorologiques	22
a)La température	22
b) La pluviométrie	23
c)Les vents	24
2. Les données océanographiques	25
a)Houles	25
b) Les courant	27

Chapitre III : Matériel et méthodes

I. Choix et localisations des stations de prélèvement.....	29
II. Travail réalisé en mer	31
1.Prélèvement des échantillons et mesure des paramètres physico-chimiques	31
2. Prélèvement des échantillons.....	32
2.1. Prélèvement d'eau.....	32
2.2. Prélèvement des sédiments.....	32
2.3. Prélèvement des oursins.....	33
III. Travail réalisé au laboratoire	33
1. Analyse des paramètres physico-chimiques.....	33
1.1. Mesure de la matière en suspension (MES)	33
1.2. La matière organique particulaire (MOP)	34
1.3. Dosage de la chlorophylle <i>a</i> par spectrophotométrie	34
1.4. Dosage des sels nutritifs	35
1.5.Traitement des sédiments	36
1.5.1.Extraction des métaux lourds	37
1.5. 2 Analyse des métaux lourds	38
1.6. Analyse des hydrocarbures totaux	38
2. Analyse microbiologique	40

2.1. Analyse bactériologique de l'eau de mer	40
2.1.1. Dénombrement des coliformes, des streptocoques fécaux et des staphylocoques	40
2.1.1.1 Dénombrement des germes sulfitoréducteurs	45
2.1.1.2 La recherche des Salmonelles et les Vibrions	46
2.1.2. Dénombrement et recherche de la flore contenue dans les oursins	52
2.1.3. Recherche et numération des bactéries dans les sédiments.....	57
2.1.3.1. Numération des coliformes totaux et des coliformes fécaux.....	57
2.1.3.2. Numération des streptocoques fécaux	57
2.1.3.3. Dénombrement des anaérobies sulfitoréductrices (ASR)	58
2.1.3.4. recherches des salmonelles et des vibrions	58
VI. Techniques de caractérisation et d'identification de quelques bactéries.....	60

Chapitre VI : Résultats & Discussion

1. Résultats d'analyses des eaux de surface.....	62
1.1 Variation des paramètres physico-chimiques.....	62
1.1.1 La température.....	62
1.1.2 La salinité.....	63
1.1.3 Conductivité.....	64
1.1.4. Matières en suspension (MES).....	64
1.1.5. Matière organique particulaire(MOP).....	65
1.1.6. Variation des sels nutritifs	66
1.1.6.1.Nitrates (NO ₃ ⁻).....	66
1.1.6.2: Nitrites (NO ₂ ⁻)	66
1.1.6.3: Orthophosphates (PO ₄ ³⁻).....	67
1.1.6.4. Ammonium (NH ₄ ⁺)	68
1.1.6.5. Silice	68
1.1.7. Chlorophylle α et phéopigments.....	69
1.1.8. Concentration en métaux lourds dans les sédiments du port de Tipaza	70
1.1.9. Concentration des hydrocarbures totaux dans le sédiment du port de Tipaza.....	71
1.2. Analyse microbiologique.....	72
1.2.1. Résultats de recherche et de dénombrement des germes indicateurs de la pollution dans les eaux de surface.....	72
1.2.1.1. Les Coliformes totaux.....	72
1.2.1.2. Les Coliformes Fécaux	72
1.2.1.3. Les Streptocoques Fécaux.....	72
1.2.1.4. Les Staphylocoques.....	74
1.2.1.5. Les Anaérobies Sulfitoréducteurs (ASR).....	75
1.2.2. Résultats d'identification des germes pathogènes.....	70
2. Résultats des analyses des sédiments.....	76
2.1. Evaluation des paramètres bactériologiques des sédiments.....	76
2.1.1. Résultat de recherche et estimation des germes indicateurs de Pollution.....	76
2.1.1.1. Coliformes totaux.....	76
2.1.1.2. Coliformes fécaux.....	76
2.1.1.3. Streptocoques fécaux.....	77
3. Evaluation des paramètres bactériologiques des oursins.....	78

ChapitreV:L'Aménagement de port

I. Aménagement du port de Tipaza	79
1. Aperçu sur l'ancien port	79
1.2. Etat ancien de port.....	79
1.3 .La pêche dans le port de Tipaza	80
1.3.1. Estimation des besoins	81
II. Travaux de conceptions et de réalisation du port de Tipaza	82
1. Réalisation des ouvrages de protection	82
2. Réalisation des ouvrages d'accostages.....	84
3. L'état actuel de port	85
III. Bathymétrie du port de Tipaza.....	87
1. Bathymétrie du port de Tipaza avant les travaux	87
2. Bathymétrie de port de Tipaza après les travaux.....	88
IV. Les opérations dragage, déroctage et démolition.....	89
1. Dragage	89
1.1. Nature du dragage effectué dans le port de Tipaza	89
2. Déroctage dans le port de Tipaza.....	90
3. Démolition.....	90
V. Problématiques	91
VI. Solutions proposées	91

Conclusion

Bibliographie

Annexes

Introduction

Introduction :

Les zones côtières sont lieu d'activités multiples parmi les quelles la navigation tient une place importante. Les ports de commerce, de plaisance, et de pêche jouent un rôle vital pour les économies régionales, nationales voir internationales.

La côte et le littoral algériens et à l'instar de la majorité des zones côtières méditerranéennes, connaissent de sérieux problèmes environnementaux. La région algéroise est certainement l'une des zones où l'altération de la qualité des eaux marines côtières est la plus perceptible.

Un port est une entité spatiale construit pour répondre à deux rôles complémentaires ;

- Sur le plan économique un port est un établissement destiné à la réception des navires, en vue d'assurer la continuité des transports entre les voies maritimes et terrestres ou fluviale aux quelles peuvent se greffer les rôles industriels et/ou de transbordement.
- Sur le plan physique, l'enceinte portuaire doit permettre aux navires de stationner à l'abri des houles et des vents, afin d'assurer les conditions optimales permettant la manipulation des cargaisons à l'arrivée ou au départ ; ainsi que les opérations d'avitaillement et de réparation des navires (**Chapon, 1975**).

Un port, c'est à la fois un paysage et des fonctions. Ce paysage témoigne d'une adoption (bassin, quais, jetées, terre-pleins) et de fonctions spécifiques liées, d'une aux navires et, d'autre part à la marchandise.

Le port de Tipaza a connu plusieurs phases d'évolution, il est certes un ancien comptoir commercial phénicien que les romains ont repris pour en faire le 2^{ème} port de la Césarée antique, ce n'est que vers la période coloniale que le port a repris une légère activité de pêche

Le port actuel est constitué principalement de deux bassins de pêche et un bassin de plaisance. Le principal problème se situe au niveau de l'ancien bassin de pêche. Celui-ci, est un égout à ciel ouvert, un important envasement (profondeur inférieure à 2m) et aucune aération n'a été prévue durant les derniers travaux d'aménagement.

L'objectif principal de notre étude est d'évaluer l'impact des déversements des eaux résiduaires sans aucun traitement préalable sur la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux, des sédiments et des oursins du port et ses alentours et ceci à travers une campagne de prélèvement ayant lieu du mois de avril au mois de Mai de l'année en cours.

Ce mémoire s'articule autour de Cinq grands volets :

- Le premier chapitre est consacré à la synthèse bibliographique qui concerne la pollution marine, les différents paramètres physico-chimiques et bactériologiques.
- Le second chapitre présente et décrit la zone d'étude.
- Le troisième chapitre présente le matériel utilisé en mer et au laboratoire et des méthodes appliquées dans les différentes analyses.
- Le quatrième chapitre est consacré à l'interprétation des différents résultats des paramètres physico-chimiques et bactériologiques obtenus
- Le cinquième chapitre concerne l'aménagement du port

Enfin, sur la base des données recueillies, nous souhaitons pouvoir conclure sur la présence ou pas d'une charge polluante au niveau des différentes matrices analysées.

paramètre de pollution

I-Eaux usées :

Ce sont des eaux ayant subi une modification de leur composition ou de leur état, suite une utilisation domestique, industrielle, artisanale, agricole ou autre. Ces eaux sont impropres à d'autres utilisations de qualité ; elles sont considérées comme polluées et elles doivent être traitées. **(Bliefert et Perraud, 2001)**.

Nous distinguons plusieurs types d'eaux usées suivant leur origine :

1. Eaux usées domestiques :

Elles sont générées par les différents usages domestiques de l'eau **(Gomella et Guerree, 1978)**.elles se répartissent en :

1.1. Eaux ménagères :Elles proviennent des salles de bains et des cuisines, et sont généralement chargées en détergents, graisses, solvants, et en débris organiques.

1.2. Eaux vannes : Il s'agit des rejets des toilettes, chargés de diverses matières organiques azotées et de germes fécaux **(Gomella et Guerree, 1978)**.

2. Eaux usées industrielles :

Elles sont très différentes des eaux usées domestiques. Leurs caractéristiques varient d'une industrie à une autre. D'après **(Gaujous1995)**, en plus des matières organiques, azotées ou phosphorées, elles peuvent également contenir :

- Des graisses (industries agroalimentaires, équarrissage) ;
- Des acides, des bases et divers produits chimiques (industries chimiques, tanneries) ;
- Des métaux (traitements de surface, métallurgie) ;
- De l'eau chaude (circuit et refroidissement des centrales thermiques) ;
- Des hydrocarbures (raffineries) ;
- Des matières radioactives (centrales nucléaires, traitement des déchets radioactifs).

3. Eaux usées agricoles :

L'agriculture est la cause essentielle des pollutions diffuses **(Bontoux, 1993)**.Ces eaux proviennent des fermes ou des cultures et se caractérisent par de fortes teneurs en sels minéraux (azote, phosphore, potassium), dont l'origine est l'utilisation des engrais, purins et lisiers (élevages).

Elles peuvent également être chargées en produits chimiques de traitement (pesticides, herbicides).Parmi les polluants d'origine agricole, il faut tenir compte aussi des détergents qui se dispersent lors de traitement des cultures **(Gomella et Guerree, 1978)**.

II- Caractéristiques générales de l'eau de mer :

L'évaluation de la qualité de l'eau de mer nécessite des analyses, incluant le dosage de nombreux paramètres physico-chimiques et bactériologiques. Ces analyses sont effectuées selon les normes ISO et dont les protocoles sont bien définis.

1. Paramètres physico-chimiques :

La pollution résulte de l'introduction dans un milieu de substances conduisant à son altération. Elle se traduit généralement par des modifications des caractéristiques physico-chimiques du milieu récepteur.

L'étude de la pollution consistera donc à mesurer, par des analyses, certaines de ces caractéristiques, facilement mesurables en continu par des sondes (**Gaujous, 1995**).

1.1. Température (T) :

La température est l'un des premiers facteurs qui contrôle l'essentiel des activités biologiques et écologiques des êtres vivants (**Thierry, 1987**). Elle conditionne la nature des communautés aussi bien terrestres qu'aquatiques, ainsi que leurs caractères de développement (**Ramade, 2000**).

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**).

La température agit sur le pH, la densité, la viscosité, et sur les réactions chimiques et biochimiques (**Bremond et Perrodon, 1979**). Elle affecte la solubilité des gaz dans l'eau (en particulier celle de l'oxygène et du CO₂) et peut donc menacer la survie des poissons (**Seed, 2003**). Sa mesure in situ est donc nécessaire pour la détermination du champ de densité et des courants (**Rodier, 1997**). Les appareils de mesure de la conductivité ou du pH possèdent généralement un thermomètre intégré.

1.2. Salinité (S) (*Practical Salinity Unit*) :

La salinité est une propriété de l'eau de mer qui est fondamentale à l'étude du milieu marin. Elle permet de connaître la circulation océanique, d'identifier les masses d'eaux d'origines différentes et de suivre leurs mélanges au large comme à la côte ou dans les estuaires. (**Aminot et Kérouel, 2004**). Elle correspond à la teneur en sels dissous. 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**).

L'échelle pratique de salinité (PSU) définit la salinité en termes de rapport de conductivité (**Aminot et Chaussepied, 1983**).

1.2. 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 (**Aminot et Kérouel, 2004**) ; il permet alors de mesurer l'acidité, l'alcalinité ou la basicité d'une eau (**Gomella et Guerree, 1978**). Il résulte de la composition ionique de l'eau, et essentiellement de la présence des carbonates issus de l'échange de dioxyde de carbone. C'est à dire une modification du CO₂, par la respiration, photosynthèse, échange air- océan. (**Ramade, 2000**).

Cette notion est définie par **Sorensen (1909)** comme le logarithme décimal de la concentration en ion H⁺.

$$\text{pH} = - \log [\text{H}^+]$$

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**).

Le pH résume, en outre, la stabilité et l'équilibre établis entre les différentes formes de l'acide carbonique (**Hutchinson, 1967**).

Les variations de pH suivent celle de la température, la salinité, l'oxygène dissous et le volume du CO₂ dissous (**Ottoman, 1965**), sa modification est due aussi à des facteurs chimiques, des rejets industriels ou des rapports d'eaux continentales à pH acide.

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

Sa mesure aura deux applications à considérer séparément : le suivi de la qualité des eaux d'une part, et les études thermodynamiques des équilibres chimiques, d'autre part. (**Aminot et Kérouel, 2004**).

La faune et la flore aquatique est très sensible aux variations du pH, ainsi un développement correct n'est possible que si la valeur de ce paramètre est comprise entre 6 et 9. En plus de son influence sur les organismes, ce paramètre agit sur d'autres éléments tel que les métaux, où il est capable de diminuer ou d'augmenter la solubilité et donc la toxicité.

1.3. Conductivité électrique :

La conductivité électrique d'une eau est la conductance d'une colonne d'eau comprise entre deux électrodes métalliques (**Rodier et al, 2005**). Elle permet d'évaluer la charge totale en électrolytes d'une eau (**Ramade, 2000**). Elle est très élevée en milieu marin en raison de la forte concentration en sels dissous (**Aminot et Kérouel, 2004**). La conductivité est en fonction de la température de l'eau. L'unité de conductivité est le micro-Siemens par centimètre (μS/cm). Sa mesure absolue peut servir au calcul de la salinité, mais les conditions de mesure sont alors plus complexes.

Dans ce cas, la conductivité d'un échantillon est déterminée par comparaison avec la conductivité d'une eau de mer standard (eau de mer normale) dont la salinité est de 35 ‰ (**Rodier et al ; 2005**). Tout comme la température, des contrastes de conductivité permettent de mettre en évidence des pollutions, des zones de mélanges ou d'infiltration...

Ce paramètre doit impérativement être mesuré sur le terrain. La procédure est simple et permet d'obtenir une information très utile pour caractériser l'eau.

2. Indicateurs de pollution :

2.1. Matières en suspension (MES) :

La connaissance des teneurs en matière en suspension est importante pour l'étude des milieux aquatiques. Elle représente la fraction de matières particulaires organique et inorganique entraînées passivement par les mouvements d'eaux (**Aminot et Chaussepied, 1983**), et dont la taille serait supérieure à 0,5µm. (**Strickland et Parsons, 1972**).

En plus des substances dissoutes, l'eau de mer contient des matières en suspension d'origines minérales ou organiques, vivantes ou détritiques, de nature biogénique, terrigène, éolienne ou météoriques (**Ivanoff 1972**), elles peuvent également correspondre à des sels minéraux précipités, des sédiments, des fragments minéraux, des squelettes planctoniques, ou encore des organismes vivants servant de nutriments aux organismes filtreurs tels que les moules et les bivalves (**Lefebvre et al., 1993**).

Les matières en suspension comportent tous les composés ayant un diamètre supérieur à 0.45 µm et elles peuvent être un indice de pollution (**Aminot & Chausse-pied, 1983**).

Elles sont transportées au sein de la masse d'eau qu'elle soit douce, marine ou résiduaire. (**Ottmann, 1983**)

Des teneurs élevées en matières en suspension réduisent la transparence de l'eau, empêchent la pénétration de la lumière, diminuent l'oxygène dissous et limitent le développement de la vie aquatique en créant des déséquilibres entre diverses espèces.

Les particules présentent une surface de contact importante pour des échanges physico-chimiques ou biologiques avec l'eau de mer. (**Mertes et al. 1993**). Elles sont parfois responsables de l'asphyxie des poissons par colmatage des branchies. (**Rodier, 1997 ; Berne & Cordonnier, 1991**).

Elles peuvent aussi interférer sur la qualité d'une eau par des phénomènes d'adsorption notamment de certains éléments toxiques et de ce fait être une voie de pénétration d'éléments toxiques plus ou moins concentrés dans l'organisme. (**Sirone et al. 1986**).

Selon leur nature, elles sont également une source nutritive non négligeable pour la faune.

Elles peuvent être aussi considérées comme des transporteurs importants des polluants, fertilisants, toxiques et biologiques (**Lacaze, 1996**). Dans les océans, la concentration en matières en suspension est faible : elle diminue de la surface jusqu'au fond. Contrairement aux milieux côtiers et estuariens, les teneurs sont les plus importantes.

2.2. Turbidité :

La turbidité est définie comme étant "l'expression de la propriété optique qui fait que la lumière soit dispersée et absorbée plutôt que transmise en ligne droite à travers un échantillon," cette dispersion est provoquée par l'interaction de la lumière avec les particules en suspension dans l'échantillon.

La turbidité est fonction de la concentration, de la taille, de la forme et des coefficients de réflectance, d'adsorption, et de réfraction des particules présentes (**McCarthy et al. 1974 ; Bunt et al ; 1999 in Aminot et Kérouel, 2004**). Elle est inversement proportionnelle à la transparence de l'eau, et varie selon les matières en suspension (MES). (**Lacaze, 1996**).

Elle est mesurée soit :

- Visuellement par la hauteur d'eau à travers laquelle on ne distingue plus un objet (disque de Secchi, fil de platine), elle est exprimée en mètre.
- Electroniquement (néphélométrie) par comparaison avec une gamme de solution de référence (silice, mastic, formazine) ; elle est alors exprimée en mg/l de silice, de mastic,...ou en unité (NTU, Nephelometric Turbidity Unit). (**Gaujous, 1995**).

2.3. Demande Chimique en Oxygène :

Elle correspond à la quantité d'oxygène nécessaire pour oxyder dans des conditions opératoires définies les matières organiques présentes dans un échantillon donné.

Elle constitue la mesure de tout ce qui est susceptible de demander de l'oxygène en partie les sels minéraux oxydables, les sels de métaux et la majeure partie des composés organiques.

Elle permet ainsi d'évaluer la quantité totale de pollution organique. (**Burns & Villeneuve, 1982 ; Volhardt & Schore, 1995**).

L'oxydation est réalisée par un oxydant chimique énergique ayant un pouvoir d'oxydation puissant (le bichromate de potassium à chaud en milieu acide) en présence d'un catalyseur (ions Ag^{2+}). La quantité de réactif consommé pour l'oxydation des matières organiques présentes, rapportée en mg/l d'oxygène, correspond à la DCO.

Le dosage ne renseigne pas sur la nature des éléments présents et peut être faussé selon la teneur en chlore (ions Cl^-). L'interférence des chlorures peut être éliminée partiellement (cela dépend de la concentration) par l'ajout de sulfate de mercure (Hg^+) à la prise d'essai. (**Rodier, 1997**).

Tableau 1.1 : Valeurs typiques de DCO (mg/l) (Bliefert&Perraud, 2001).

DCO (mg/l)	Type d'eaux usées/substrat
5-20	Eaux courantes
20-100	Eaux usées communales après épuration biologique
300-1000	Eaux usées communales non épurées
22000	Eaux d'infiltration de décharges

2.4. Demande biochimique en oxygène :

La DBO constitue une mesure de la pollution des eaux par les matières organiques, elle s'exprime en milligramme d'oxygène par litre. La mesure se fait via des tests normalisés après 5 jours d'incubation, d'où le terme de la DBO5.

Elle désigne la quantité d'oxygène nécessaire à l'action des bactéries aérobies pour oxyder les matières organiques fermentescibles par voie biologique. **(Ramade, 2000).**

Ce paramètre est utilisé pour évaluer les matières organiques biodégradables dans les eaux **(Bontoux, 1993)**, et déterminer l'impact d'un rejet sur le milieu naturel ou l'intensité du traitement nécessaire à l'épuration d'un rejet par un procédé biologique.

Tableau 1.2 : Valeurs typiques de DBO5 (Bliefert&Perraud, 2001).

DBO5 (mg/l)	Type d'eaux usées/substrat
6	Cours d'eaux courantes modérément pollués
20	Eaux communales après traitement biologique
250	Eaux communales non épurées
> 5000	Eaux usées de l'industrie alimentaire
13 000	Eaux de ruissellement sous les décharges

2.5. Matière organique (MO) :

C'est un ensemble de 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**). Ce paramètre peut être défini à partir de la DBO5 et de la DCO selon la formule suivante :

$$MO = (2 \times DBO5 + DCO) / 3$$

3. Sels nutritifs :

3.1. Rôle et sources des sels nutritifs :

L'azote, le phosphore et le silicium sont indispensables à la nutrition des organismes. Les deux premiers ne représentent respectivement que 6 % et 1 % de la biomasse. (**Aminot et al, 2004**).

Ces éléments nutritifs limitent l'activité photosynthétique des organismes. (**Copin-Montégut, 1996**). Leur présence dans le milieu marin a plusieurs origines qu'on peut classer en deux principales sources :

- **Source externe** : Elle concerne les apports continentaux déversant en mer, qu'ils soient par voie éolienne ou par voie fluviale.
- **Source interne** : Elle représente l'origine la plus importante, elle est assurée par :
 - Les flux verticaux et leur régénération à partir de la matière organique issue de la photosynthèse effectuée par les organismes autotrophes dans la couche euphotique (**Levitus et al, 1993**).
 - Les excréments des microorganismes marins qui libèrent certaines formes de sels nutritifs.
 - La diffusion des sédiments marins (1%).

La production primaire des eaux de surface est influencée par sur les sels nutritifs et la lumière, ces derniers reflètent la richesse et la fertilité des eaux marines. Ce sont donc des traceurs chimiques non conservatifs et leur variation est gouvernée par les facteurs physiques, chimiques et biologiques (**Jacques et al., 1986**). Ce qui va permettre la caractérisation et l'identification des masses d'eau, mais aussi la compréhension de certains phénomènes océaniques : circulation des eaux et production primaire marine.

3.2. Différentes formes des sels nutritifs :

3.2.1. Azote :

Il existe sous trois formes : nitrates (NO_3^-), nitrites (NO_2^-) ammonium (NH_4^+), et descomposés organiques tels que l'urée ou les acides aminés. Ce sont les formes d'azote utilisables par le phytoplancton. **(Copin-Montégut, 1996).**

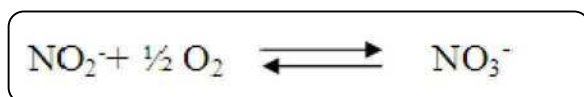
L'ammonium est souvent dominant **(Aminot et Chausse-pied, 1983)**. En milieu oxydant, l'ammonium se transforme en nitrites puis en nitrates ; ce qui induit une consommation d'oxygène **(Gaujous, 1995)**. A proximité des émissaires urbains, l'ammonium devient un bon traceur de pollution urbaine avec des concentrations pouvant atteindre plusieurs centaines de $\mu\text{mole/l}$ **(Aminot et Chausse-Pied, 1983)**.

3.2.2. Nitrates (NO_3^-) :

Les nitrates sont la forme la plus répandue et la plus stable de l'azote dans l'océan. Ils représentent environ 65% du stock de l'azote. La concentration varie de 0 $\mu\text{mole/L}$ en surface à plus de 45 $\mu\text{mole/l}$ dans les eaux profondes des océans. Cependant, dans les estuaires, lorsque la salinité décroît et les apports terrigènes augmentent, les concentrations de nitrates peuvent atteindre plusieurs centaines de micromoles par litre **(Aminot et al, 1983)**. L'ion nitrate est une forme oxydée stable de l'azote en solution aqueuse.

Il ne présente pas de faculté de complexations ou d'absorption. Il entre dans le cycle de l'azote comme support principal de la croissance phytoplanctonique, il est ensuite régénéré.

Lorsque la vitesse de régénération est inférieure à la vitesse d'utilisation, les ions nitrates sont un facteur limitant de la croissance des algues. Il résulte de l'oxydation des nitrites (NO_2^-) par une réaction exothermique ($\Delta G^\circ = -18 \text{ Kcal}$) opérée par des bactéries (Nitrobacter) et on parle de nitratisation **(Aminot et al ; 1983)**.

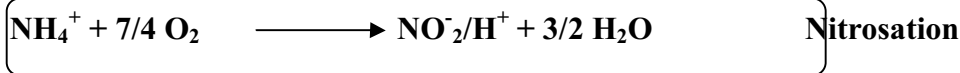


2.2.3. Nitrites (NO_2^-) :

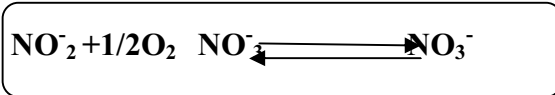
C'est un ion en état transitoire dans le cycle de l'azote au même titre que l'ammonium, ce qui explique les faibles concentrations rencontrées en milieu marin qui sont de l'ordre de zéro à quelques micromoles par litres d'azote nitreux **(Aminot et Chausse-Pied, 1983)**.

Les concentrations des nitrites connaissent des variations saisonnières, qui varient en hiver entre 0.5 et 1 $\mu\text{mole/l}$ et atteignent des valeurs très faibles en été ($< 0,01\mu\text{mol/l}$) suite au développement du phytoplancton (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**). Les nitrites proviennent des deux réactions suivantes :

- L'oxydation de l'ammonium par la réaction nitrosation qui est exothermique opérée par des bactéries (Nitrosomonas) :



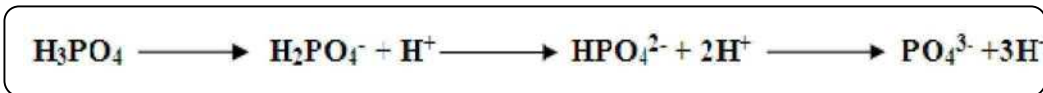
- La réduction des nitrates dans les milieux anoxiques ou pauvres en oxygène dissous, opérée par les bactéries anaérobies, selon la réaction suivante :



3.2.4. Phosphates (PO_4^{3-}):

Dans l'eau de mer, le phosphore existe sous forme dissoute et particulaire, organique (les phospholipides, ADN, ARN, ATP) et inorganique présentés essentiellement par les ions Orthophosphates qui se trouvent sous deux formes PO_4^{3-} (10%), HPO_4^{2-} (90%) et H_2PO_4^- présente moins 1% (**Aminot et al, 1983**).

Ces différentes formes sont issues de la dissociation de l'acide orthophosphorique selon les équilibres suivants



À l'état d'équilibre, les teneurs sont assez faibles en surface (0 à 1 $\mu\text{mole/L}$) car ils sont consommés par le phytoplancton (bloom printanier) (**Copin-Montégut, 1996**). Ils augmentent avec la profondeur au-dessous de la couche euphotique pour atteindre un maximum qui correspond au minimum de l'oxygène dissous, avec une légère fluctuation selon la région océanique, environ 3 $\mu\text{mole/L}$.

Béthoux et al, (2002) (*in* Hamaoui, 2006) montrent que dans les eaux profondes méditerranéennes (bassin Algéro-provençal), les concentrations de phosphates ont augmenté de 0,38 $\mu\text{mole/kg}$ à 0,47 $\mu\text{mole/kg}$ en trente ans, et attribuent cette augmentation à l'augmentation d'apports terrigènes anthropiques (origine domestique et/ou agricole).

3.3. Sels nutritifs et le rapport de Redfield :

L'assimilation phytoplanctonique du carbone, de l'azote, du phosphore et de l'oxygène et leur régénération à partir du matériel biogénique se font dans des proportions quasi constantes «Rapports biogéochimiques de Redfield » (Copin-Montégut, 1996).

Après plusieurs travaux, Redfield et al., (1963) ont donné les rapports suivants par l'analyse de la composition chimique de la matière organique : La composition de la matière organique influe sur la composition en C/N/P des eaux dans lesquelles ces organismes vivent, puisque la source principale des sels nutritifs dans l'océan global est le recyclage interne. Néanmoins, ce rapport varie avec les saisons et selon les régions et décroît avec la profondeur (Boulaïdid, 1987).

3.4. Les métaux lourds :

Ils peuvent être des polluants réductibles, ils sont naturellement présents dans l'environnement marin ou ils se présentent sous forme d'ions, de composés et de molécules complexes variables.(Lacaze,1996 in Alzieu et al,1999).

3.4.1. Le mercure (Hg) :

La propriété chimique la plus importante du mercure du point de vue de l'environnement est sa faculté à former des liaisons covalentes stables avec le carbone et en particulier des composés alkyles dont le plus toxique est le méthyl mercure .Il existe trois formes chimiques principales du mercure en milieu naturel :le mercure élémentaire(Hg),le mercure divalent (Hg^{2+}),le méthyl mercure(CH_3Hg^+).C'est le plus volatil de tous les métaux et il apparaît ainsi en général comme un meilleur détecteur des influences extérieures que les autres métaux.

Il se trouve rarement dans la nature sous forme de métal liquide.(Cossa,1990).Il est responsable d'une intoxication chronique : atteinte rénale, troubles neurologiques et caractériels, gingivites et stomatites. La limite des rejets industriels en mer est de 0,05mg/l Hg arrêté du 1^{er} mars 1993(Gaujous,1995).

3.4.2. Le plomb(Pb) :

Le plomb existe sous trois formes essentielles : le plomb dissous, le plomb colloïdal et le plomb particulaire. Il présente une forte affinité pour la matière particulaire (Cossa et al, 1993).C'est un métal toxique responsable de saturnisme : atteinte neurophysiologique (fatigue, retard intellectuel chez les enfants, cardio-vasculaire...etc. Il présente une toxicité aigüe à partir de 0,1mg/l. La limite des rejets industriels en mer est de 0,5mg/l Pb, arrêté de 1^{er} mars 1993. (Gaujous, 1995).

3.4.3. Le cadmium(Cd) :

Le Cadmium existe sous forme dissoute, colloïdale et particulaire dans les eaux naturelles. Il est adsorbé par les oxydes, la quantité adsorbée augmente avec le pH et diminue avec la force ionique. Les fleuves sont une source importante d'apport de Cadmium à l'océan. Dans les sédiments, l'adsorption du Cadmium est principalement en relation avec les concentrations en carbone organique(Gonzalez et al, 1999 in Casas, 2005).Il présente une toxicité aiguë pour les organismes supérieurs et des algues à partir de 0,1 mg/l ; les bactéries y sont moins sensibles. Le Cadmium se concentre dans la chaîne trophique et devient hautement toxique. C'est un poison cumulatif (cycle biologique 10-30ans). La limite des rejets industriels en mer est de 0,2mg/l Cd, arrêté du 1^{er} mars 1993(Gaujous,1995).

3.4.3.4. Classification des métaux lourds :

- *les éléments essentiels ou oligo-éléments* : Les oligoéléments sont toujours présent dans l'eau avec des teneurs très faibles .leur présence est généralement indispensable au bon fonctionnement des organismes ; à leur nombreuse réactions enzymatiques et métaboliques et leur absence peut entraîner des carences. Parmi ces métaux essentiels, il y a : le fer (Fe), le cuivre (Cu), le zinc (Zn), le manganèse, le chrome et le nickel. (SEILLER ,1994).
- *les éléments non essentiels ou toxiques* : Ce sont les métaux qui n'entre dans aucun cycle biologique des organismes, parmi lesquels le plomb(Pb), le cadmium(Cd), le mercure(Hg), l'arsenic(As) et l'argent (Ag).

3.4.3.5. Origine des métaux lourds dans le milieu marin :

Les métaux dans les eaux marines et les sédiments proviennent des diverses sources :

- Des roches et des produits d'altération et du lessivage des sols.
- Les fleuves, rivières et les oueds particulièrement aux périodes des grandes crues.
- L'activité sismique et volcanique fréquentes dans la région Méditerranéenne.
- La voie atmosphérique non négligeable, ou le transport s'effectue par les vents et les pluies des poussières ou des formes dissoutes ; en dehors de leurs teneurs naturelles, les poussières constituent de véritables pièges à polluants par effet d'adsorption (Sellali, 1986).
- Les phénomènes géothermiques intéressent les métaux les plus volatils , tels que le mercure et le plomb.

3.5. Les micropolluants organiques :

3.5.1. Hydrocarbures :

Ce sont des composés organiques constitués principalement de carbone et d'hydrogène et présente des composés chimiques dans différentes structures qui changent en fonction de leurs caractéristiques physico-chimiques(**Gaujous,1995**).

3.5.1.1. Catégories d'hydrocarbures :

- Les hydrocarbures paraffiniques.
- Les hydrocarbures naphthéniques.
- Les composés oléfiniques.
- Les composés aromatiques.
- Les composés hétéro-atomiques (asphaltènes).

3.5.1.2. Les rejets d'hydrocarbures dans l'eau :

La présence des hydrocarbures dans l'eau de mer est due essentiellement :

- ❖ Au transport maritime : accidents (marées noires), rejets de cales, fuites, nettoyage des citernes.
- ❖ Au déversement aux terminaux pétroliers.
- ❖ A l'exploitation pétrolière en mer.
- ❖ A l'activité industrielle : raffinage et pétrochimie.
- ❖ Aux résidus d'huile usée.
- ❖ A des apports atmosphériques.
- ❖ Aux eaux de ruissellements, en zone urbaines.

3.5.1.3. Comportement et devenir des hydrocarbures en mer :

Le devenir des hydrocarbures en mer peut se résumer en phénomènes suivant :

- Etalement
- Déplacement
- Evaporation
- Dissolution ou solubilisation
- Emulsion
- Oxydation et biodégradation
- Sédimentation

3.5.1.4. Effets des hydrocarbures :

❖ Effets écologiques

- **La toxicité aiguë** : les aromatiques sont les plus toxiques, suivis des composés oléfiniques, naphténiques et paraffiniques.
- **Les effets physiques** : ils sont liés au comportement physique des hydrocarbures, dans l'eau (Insolubles) : Suppression de l'oxygénation (film de surface), suppression des transferts alimentaires et colmatage des branchies.
- **Les effets synergiques** : les hydrocarbures peuvent concentrer des micropolluants peu solubles (les pesticides) dans l'eau et permettre ainsi leur absorption par les organismes vivants.
- **Les effets sur les médiateurs chimiques** : en perturbant les relations écologiques liées aux chimio-médiateurs, les hydrocarbures peuvent modifier le comportement des êtres vivants et l'équilibre écologique (blocage des organes chimiorécepteurs ou l'induction de fausses réponses).

3.5.2. Détergents (agents de surface):

Ce sont des composés chimiques qui, dissous ou mis en suspension dans un liquide, sont préférentiellement adsorbés à une interface, ce qui détermine un ensemble de propriétés physico-chimiques ou chimiques d'intérêt pratique. Ils éliminent facilement les graisses et autres salissures à la surface de matériaux divers (**Ramade, 2000**).

On distingue, selon la nature du groupement polaire hydrophile : Les agents de surface anioniques, cationiques, non ioniques et les amphotères (**Rodier et al, 2005**).

3.5.3. Pesticides :

Ces substances chimiques minérales ou organiques de synthèse sont utilisées à vaste échelle contre les ravageurs des cultures, les animaux nuisibles et les agents vecteurs d'affections parasitaires ou microbiologiques de l'homme et des animaux domestiques (**Ramade, 2000**). Les principales familles de pesticides sont : DDT, les organophosphorés, les herbicides, triazines. Ils sont très peu solubles dans l'eau et se concentrent dans les huiles, les sédiments et les parties lipidiques des organismes. La toxicité des pesticides est directement liée à leur persistance dans les sols ou les eaux, ainsi à leur bioaccumulation dans certains tissus (**Cardot, 1999**).

4. Paramètres microbiologiques :

4.1. Germes indicateurs de contamination fécale :

Les bactéries sont couramment recherchées dans l'eau, principalement comme témoins de contamination fécale. Elles peuvent être sensibles, spécifiques et résistantes (**Goujaus, 1995**).

4.1.1. Les Coliformes totaux (CT) :

Ils regroupent un certain nombre d'espèces bactériennes appartenant en fait à la famille des *Enterobactériaceae*. Selon (**ISO**) : le terme « coliforme » correspond à des organismes en bâtonnets, non sporogones, Gram négatif, oxydase négatif, facultativement anaérobies, capables de croître en présence de sels biliaires ou d'autres agents de surface possédant des activités inhibitrices de croissance similaires, et capables de fermenter le lactose et le mannitol avec production de gaz en 48 heures, à des températures de 35 à 37°C. Les coliformes comprennent les genres : *Escherichia*, *Citrobacter*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Yersinia*, *Serratia* (**Rodier et al, 2005**). Ils sont présents en très grand nombre dans l'intestin et les selles de l'homme (**Goujaus, 1995**). De nombreux coliformes ne sont pas dangereux du point de vue sanitaire sauf en cas de prolifération extrêmement abondante ou de réceptivité particulière de consommateur. (**Guiraud, 1998**).

4.1.2. Les coliformes thermotolérants dont les fécaux (CF) :

Ils correspondent à des coliformes qui sont capables de se développer à 44°C (**Rodier et al, 2005**). Elles peuvent être associées dans un aliment contaminé à des entérobactéries pathogènes comme les *Salmonella*, *Shigella*, les *Yersinia* et certains biotypes d'*E. Coli*(O157). Leur développement est possible sur de nombreux milieux entre -2 et 50°C et entre pH 4,4 et 9. (**Guiraud, 1998**).

E. coli : c'est des colibacilles, lactose+, gazogènes, réalisant une fermentation acide mixte (**RM+**, **VP-**). (**Guiraud, 1998**). Elles produisent de l'indole à partir de tryptophane, à 44°C (**Rodier et al, 2005**). Elles peuvent être responsables de maladies diarrhéiques ou de maladies extra-intestinales. Les *E. coli* n'existent normalement pas dans l'eau et le sol. Leur présence est le témoin d'une contamination fécale qui rend l'eau impropre à la consommation (**Béraud, 2004**).

- Intérêt hygiénique de la recherche des coliformes dans l'eau :

Les coliformes sont intéressants car un très grand nombre d'entre eux vivent en abondance dans les matières fécales des animaux à sang chaud et de ce fait, constituent des indicateurs fécaux de la première importance. Par ailleurs, leur résistance aux agents antiseptiques, et notamment au chlore et à ces dérivés, est voisine de la résistance des bactéries pathogènes vis-à-vis desquelles ce type de traitement est instauré ; ils constituent donc des indicateurs d'efficacité de traitement. (**Rodier et al, 2005**).

4.1.3. Les streptocoques fécaux(SF) :

L'expression « streptocoques fécaux » regroupe toutes les bactéries à Gram positif de forme cocci sphériques légèrement ovales, catalase négative (PNUE/OMS, 1977). Ils se déposent le plus souvent en diplocoques ou en chaînettes(Leclerc et al. 1995).

Ces Streptocoques fécaux sont capables de se multiplier dans des milieux présentant des pH allant jusqu'à 9,6. On peut par conséquent les utiliser comme indicateurs d'organismes pathogènes qui ont une résistance similaire aux pH élevés(OMS, 1977).

Ils regroupent l'ensemble des streptocoques possédant la substance (acide teïchoïque) antigénique caractéristique du groupe D de la classification de Lancefield, tels que : *Enterococcusfaecalis*, *E.faecium*, *E.durans*, *E.hirae*, *S.peals*, *S.buiset**S. equines*.

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).

Les dénombrements des streptocoques fécaux présumés sont rarement effectués indépendamment des dénombrements des coliformes.

Lorsque le rapport coliformes fécaux/streptocoques fécaux <1, cela veut dire que la contamination est d'origine animale, dans le cas contraire elle est d'origine humaine.

Tableau1.3 : Sources de contamination selon le rapport CF/SF

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

4.2. Les germes pathogènes :

4.2.1. Les Staphylocoques :

Ils appartiennent à la famille des Micrococcaceae. Les Staphylocoques apparaissent comme des cocci Gram+ de 0,5 à 1µm de diamètre. Ils peuvent être isolés, en diplocoques, en courtes chaînettes ou en amas. Ce sont des germes aéro-anaérobie facultatifs (**Béraud, 2004**). Ils sont immobiles, non sporulés, non capsulés et catalase+. Ce sont des germes ubiquitaires que l'on retrouve dans l'air, le sol et les eaux et ils appartiennent à la flore commensale de la peau et des muqueuses de l'homme et des animaux. Ils sont souvent thermorésistants (mais ne survivent pas à la pasteurisation), halophiles, peu exigeants de point de vue nutritif. Ils sont inhibés par un pH acide (**Guiraud, 1998**). Les principales espèces de *Staphylocoques* : *S.aureus*, *S.epidermidis*, *S.saprophyticus* (**Béraud, 2004**). Les Staphylocoques sont capables de produire des enterotoxines (pathogènes) (**Bourgeois, 1990**).

La recherche des staphylocoques présente un intérêt pratique c'est surtout dans les eaux destinées à la baignade, et particulièrement dans les eaux de piscine (**Rodier et al, 2005**).

4.2.2. Les Salmonelles :

Les *Salmonella* sont des Entérobactéries bacilles, asporulées, Gram-, mobiles grâce à une ciliature péritriche, oxydase-, aéro-anaérobies facultatives, lactose -, β -galactosidase -, uréase -, indole-, H₂S+, citrate+ (**Guiraud, 1998**).

Elles possèdent des antigènes dits (O)₃, (H)₄ et (Vi)₅ qui permettent la classification sérologique de ces bactéries. Les *Salmonella* sont pour la plupart des parasites du tube digestif de l'homme et des animaux. Seules les espèces *S.typhi* et *S.paratyphi A* sont strictement adaptées à l'homme. La contamination de l'homme se fait par voie buccale (**Béraud, 2004**). Elles sont éliminées par les selles et peuvent contaminer l'eau (épidémies locales) et les bassins d'ostréiculture (**Gaujous, 1995**).

Elles résistent bien dans le milieu extérieur. On les retrouve surtout dans les produits d'origine animale (œufs, lait, viande, poisson...), l'eau polluée et les produits consommés crus. Les infections à *Salmonella* peuvent donner lieu à trois types de manifestations cliniques : fièvres typhoïdes et paratyphoïdes, toxi-infections alimentaires, troubles non digestifs impliquant divers sérovars. Elles sont aptes à se multiplier abondamment si les conditions de développement sont favorables ; aux basses températures (5-10°C) la croissance est très lente mais peut être significative (**Guiraud, 1998**). Elles supportent une gamme de pH allant de 4,5 à 9 avec un optimum de 6,5 à 7,5 (**Bourgeois, 1990**).

4.2.3. Les Vibrions :

La famille des *Vibrionaceae* est composée des genres: *Vibrio*, *Photobacterium*, *Listonella* et *Shewanella*. Le genre *Vibrio* constitue un groupe bactérien composé de bacilles à Gram-, non sporulés, droit ou incurvés. Toutes les espèces sont mobiles et présentent une réaction à l'oxydase positive (sauf pour *V. metschnikovii* et *V. gazogenes*) (Béraud, 2004).

Ils sont catalase+, généralement nitrate réductase+. Leur température optimale de croissance est comprise entre 20 et 30°C pour les saprophytes et proche de 37°C pour les pathogènes (Guiraud, 1998). Les Vibrions se cultivent à pH alcalin (8,6 à 9) (Béraud, 2004). On subdivise les Vibrions en deux groupes en fonction de leur exigence ou non en chlorure de sodium : les espèces halophiles nécessitent pour leur croissance du NaCl comme *V. parahaemolyticus*, *V. alginolyticus*, *V. vulnificus* et les espèces non halophiles comme *V. cholerae* poussent en l'absence de NaCl (Béraud, 2004).

Les *V. cholerae* sont des germes qui contaminent l'eau, les coquillages et les poissons ou divers autres produits consommés crus (lait, légumes...) et ont une origine fécale. Ils sont robustes et peuvent survivre longtemps dans la nature. Ils causent des toxi-infections intestinales (Guiraud, 1998).

4.2.4. Les Clostridium Sulfitoréducteurs :

Ce sont des Bacilles Gram positif, anaérobies, sporulant, mobiles par ciliatures péritriches, ne possèdent aucun caractère halophile préférentiel particulier (Brisou et Denis, 1980).

Les Clostridium sont recherchés dans l'eau comme témoins de contaminations fécales fréquentes et très résistantes. Mais leur spécificité est discutable car il existe des Clostridium d'origine tellurique (Gaujous, 1995).

Ces germes sont capables de survivre longtemps dans le sédiment, ce qui permet de déceler une pollution ancienne ou intermittente (Rodier et al, 2005).

Les toxines produites par ces bactéries, qui ne sont généralement pas détruites par les enzymes du système digestif, provoquent de violentes douleurs abdominales accompagnées de vomissements et attaquent le système nerveux central en bloquant l'influx nerveux.

4.3. Les champignons :

Les moisissures et les levures sont des microorganismes eucaryotes hétérotrophes du groupe de champignons (Guiraud, 1998).

4.3.1. Les moisissures :

Ce sont des champignons microscopiques filamenteux. Les cellules sont organisées en mycélium. Certaines sont des parasites des végétaux (plus rarement des animaux), d'autres sont saprophytes, se développant sur des déchets organiques et contaminant les produits alimentaires. Elles sont des aérobies, acidophiles ($3 < \text{pH} < 7$), mésophiles ($20^{\circ} \leq T \leq 30^{\circ}\text{C}$), osmophiles, halophiles. Certaines sont toxigènes et libèrent dans l'aliment des mycotoxines qui représentent un grave danger du point de vue sanitaire comme : *Aspergillus clavatus*.

4.3.2. Les levures :

Ce sont des champignons microscopiques unicellulaires. Les cellules sont souvent rondes à ovales. Leur métabolisme est oxydatif ou mixte (oxydatif et fermentatif). Elles sont acidophiles ($3 < \text{pH} < 7,5$), mésophiles ($25-28^{\circ}\text{C}$). Parmi les levures pathogènes : *Candia albicans*, *Cryptococcus neoformans*.

4.4. Les virus :

Ce sont des microorganismes très petits, constitués d'une membrane protéique (capside) contenant un acide nucléique (ADN ou ARN). Ils ne peuvent se multiplier qu'à l'intérieur d'une cellule vivante infestée (parasite absolu) (**Gaujous, 1995**).

Les virus sont des agents pathogènes des animaux et des végétaux. Certains sont transmissibles par les aliments. D'autres appelés bactériophages (virus de bactéries) fécaux peuvent être recherchés comme témoins de contamination fécale (résistants) (**Guiraud, 1998**).

Les principaux virus pathogènes rencontrés dans l'eau de mer sont des entérovirus (les hépatites A et B, poliovirus). D'autres virus, transmis par l'eau, sont responsables de gastro-entérites (Coronavirus, Calicivirus, Astrovirus), de diarrhées plus ou moins graves (Rotavirus) (**Gaujous, 1995**).

4.5. Les parasites :

Ce sont des organismes vivants qui dépendent d'un autre être vivant nommé « hôte ». L'hôte apporte au parasite un milieu favorable à sa survie. L'association parasite-hôte est plus ou moins néfaste à l'hôte (**Béraud, 2004**). Les principales parasitoses sont dues.

4.5.1. Les Protozoaires :

Ce sont des êtres unicellulaires eucaryotes responsables de parasites chez l'homme. Ce sont les agents de l'amibiase, de la giardiase, du paludisme, de la cryptosporidiose...etc. Chez l'hôte, certains protozoaires sont intracellulaires comme paludisme, d'autres extracellulaires comme la giardiase. Ces parasites ont un stade actif, forme de développement et de multiplication et un stade kystique qui résiste à la dessiccation et à l'activité gastrique (**Schaechter, 1999**).

4.5.2. Les Helminthes :

Ce sont des êtres multicellulaires (métazoaires) plus nombreux que les protozoaires comme les nématodes intestinaux, trématodes, cestodes et insectes. Ils sont extracellulaires, kystes, parasitent le tube digestif (**Schaechter, 1999**).

5 .Autres paramètres

a. La chlorophylle :

La chlorophylle a est le principal pigment photosynthétique des plantes .Elle est mesurée en tant qu'indicateur de la biomasse des micro-algues et organismes qui sont à la base de la chaîne alimentaire. (**Aminot et Kérouel, 2004**).

b. Phéopigments :

Dans les milieux strictement marins, les phéopigments résultent du broutage et de la dégradation des cellules, par conséquent ne sont pas physiologiquement actifs. Ils sont rarement absents dans les eaux côtières et toujours présentes en eaux estuariennes turbides (**Aminot et Kérouel, 2004**).

c. Coloration :

C'est un paramètre essentiel de la « pollution esthétique ». Toutefois, son origine peut être naturelle. En effet, certaines eaux très peu minéralisées contiennent des substances humiques fortement colorées. Dans le cas de l'eutrophisation, la pullulation d'algues ou des bactéries colore l'eau en vert ou en rouge. Le même effet peut être produit par la présence de colorants chimiques, phénols et dérivés. (**Gaujous, 1995**).

d. Odeur :

C'est l'ensemble des sensations perçues par l'organe olfactif flairant certaines substances volatiles. En effet, toute odeur est un signe de pollution ou de la présence des matières en décomposition. (**Rodier et al, 2005**).

Descriptions de la zone

I. La situation géographique :

Tipaza située à l'extrémité Ouest du sahel d'Alger à 69km, dans la partie Est du massif de chenoua et la vallée d'oued Nador, et s'étend sur une cote de 22 km. Elle est limitée comme suit :

- au Nord: mer méditerranée
- au Sud : les communes de Hadjout et Nador
- Est : commune d'Ain Ta gourait
- Ouest : commune de Cherchell

Le port de Tipaza est situé à 70km à l'Ouest d'Alger, il est limité au Sud par les collines de sahel, tandis qu'à l'Ouest le massif du Chenoua et la pointe du phare le délimite .Ce port, de par son orientation vers le Nord, est exposé aux houles venant du Nord et du Nord –Ouest bien que les points rocheux se trouvent à Est et à Ouest, ils le protègent des houles provenant de ces directions.



Figure II.1 : Situation géographique du port de Tipaza (Google Earth, 2012)

II. Historique et description :

Les travaux du port, qui ont débuté vers 1860, consistaient en la réalisation d'un terre-plein reliant un îlot à la terre (actuellement les locaux de la douane s'y trouvent implantés). Par la suite un môle de 40m de longueur et de 6m de largeur a été construit entre 1909 et 1912. Entre 1928 et 1929, le môle a été élargi de 6m et prolongé de 15m.

De 1929 à 1931, un mur a été élevé à l'enracinement du môle pour protéger le nouveauterre-plein réalisé ; une jetée longue de 55m a été aussi réalisée de 1930 à 1932 à l'Est du port.

Celle-ci a permis de relier un îlot aux roches de la côte durant la même période, un mur a été élevé côté Ouest du port pour permettre l'aménagement un autre terre-plein.

Par ailleurs, on note l'existence de deux petite cales de halage, l'une à l'enracinement du môle et l'autre à l'arrière du port, cette dernière est équipée d'un treuil de levage qui fonctionne.



Figure II.2 : Portde Tipaza (2012)

En conclusion, le port de Tipaza est constitué actuellement de :

- Un bassin de pêche qui comprend des sardiniers.
- Un bassin de plaisance qui comprend des bateaux de plaisance.
- L'ancienport : bassin de pêche qui comprend des sardiniers et chalutiers.

Les données de passionnement couvrent une zone au large de côte algérienne qui situ situe en longitude Est entre 2° et 5°et en latitude Nord entre 36.5°et 38°

III. Les données naturelles :

1. Données météorologiques :

Le climat de la méditerranée dont jouit la région littoral de Tipaza se caractérise par l'alternance de deux saisons nettement contrastées. La succession d'une saison chaude et sèche et d'une saison froide et humide.

a) La température :

Le relevé des températures de 2007 au niveau de la région de Tipaza est consigné dans le tableau ci-après :

Tableau II.1 : Les températures de la région de Tipaza. Source : Station de Bouharoun

Mois	jan	fev	mars	avr	mai	juin	juil	août	Sep	oct	nov	déc
T°max	16,3	16,8	19,15	20,8	23,4	26,69	28,90	29,82	27,3	24,06	20.1	17,13

Selon la figure II.3, on constate que les températures sont élevées en été et basses en hiver avec une moyenne annuelle de 22.53°C

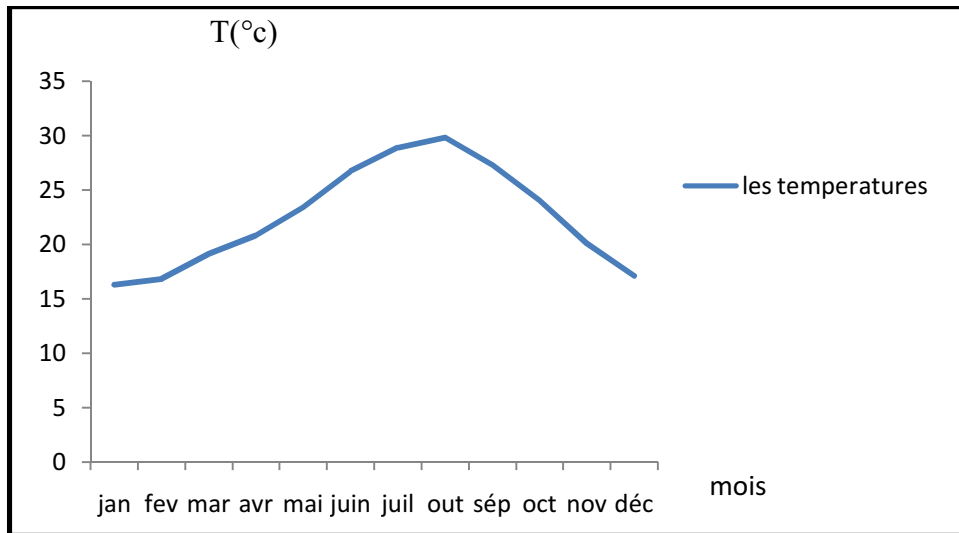


Figure II.3 : Courbe des températures de la région de Tipaza

b) La pluviométrie :

L'évaluation des précipitations mensuelles de 2000 à 2007 a été réalisée la DATP de TIPAZA. (Tableau II.2).

La moyenne interannuelle des précipitations est de 597.7 mm

Tableau II.2 : Evaluation des précipitations mensuelles entre 2000 et 2007,

années	Sept	Oct	Nov	déc	Janv	Fév	Mar	Avr	Mai	Juin	Juil	Aout	Total mm
2000-2001	5.4	35.9	120.4	47.4	122.1	78.4	1.8	44.9	18.7	0.9	00	00	473.9
2001-2002	59.4	41.7	81.9	68	43.4	18.8	63.2	31.9	24.2	0.6	0.6	-	433.7
2002-2003	28	20.7	97.4	78.3	146	140	13.3	46.8	40.9	00	00	1.8	613
2003-2004	2.9	27.2	110.5	61.6	87	28.9	74.7	78.2	89.9	3.8	0.5	4.5	569.7
2004-2005	29.1	26.2	127.6	144.6	80.2	125.1	121.7	24.1	3.1	0.4	00	0.6	682.7
2005-2006	9.4	53.8	110.7	102.6	117.4	97.6	17.6	8.6	128.4	00	00	00	646.1
2006-2007	63.7	9.3	33.8	200.6	18.7	45.3	115.6	59.1	1.1	6.3	0.6	4.9	559

Source : DATP DE TIPAZA (2008)

c) Les vents :

Les vents sont les générateurs des vagues et de courants superficiels, leur impact crée des mouvements sédimentaires.

Les observations, faites au large de la côte algérienne entre 37° et 40° de latitude nord et entre 0° et 5° de longitude est par LWS, (navale weather service), allant de 1914 à 1970 sont résumées dans le tableau 1-3.

Tableau II.3 : fréquences des vents en pourcentage.

Périodicités	N	N-E	E	S-E	S	S-O	O	N-O
	Hiver	2.70	2.30	3.10	1.10	1.60	3.60	8.00
Printemps	2.70	5.00	5.60	0.76	1.10	3.00	6.20	0.22
Eté	2.00	8.50	7.40	0.40	0.30	1.60	4.00	0.99
Automne	1.60	3.77	4.90	0.85	1.20	3.00	6.90	1.50
Annuelle	8.54	18.34	23.14	3.13	4.16	11.02	25.08	6.56

Au regard du tableau, nous constatons que pendant l'hiver et l'automne, les vents du secteur ouest sont dominants et qu'une grande partie de ces vents présentent une vitesse supérieure à 8 m/s. Durant le printemps et l'été, le vent des secteurs N-E sont dominants bien que ces vents aient une vitesse relativement faible.

Les directions des vents sont illustrées ci-après :

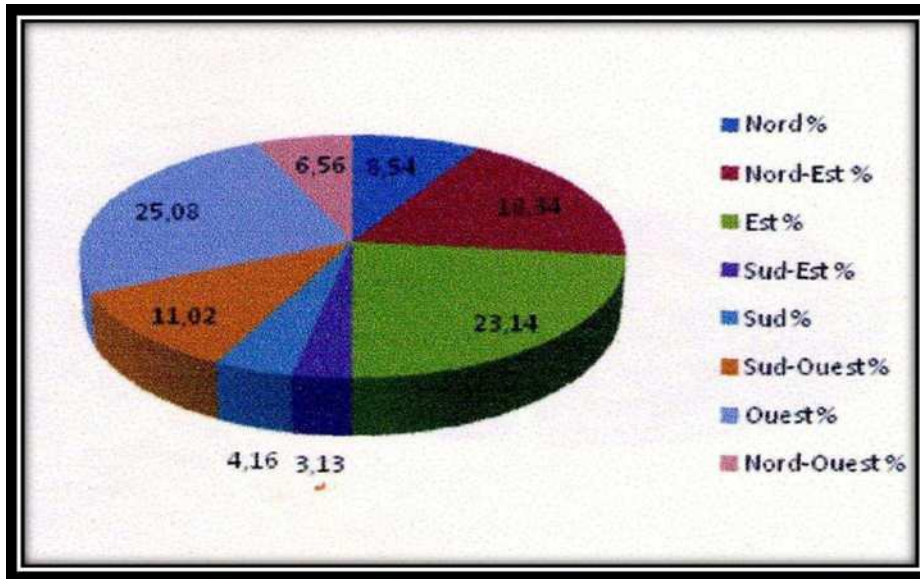


Figure II.4 : pourcentage et directions des vents annuels

2. Les données océanographiques :

a) Houles :

a.1. Observation du SSMO(1963-1970) :

Une analyse statique des données de base, qui s'étalent sur une période de 8ans, permet de définir les secteurs de la houle prédominante et leur secteur respectif.

Tableau II.4 :Fréquences mensuelles de la houle au large par direction dans la baie de Tipaza.

mois	N	NE	E	SE	S	SW	W	NW
Janvier	8.10	12.90	18.20	5.00	6.50	13.20	28.80	7.30
Février	8.80	10.30	12.60	4.00	6.10	16.90	35.60	5.80
Mars	11.30	12.60	15.80	3.60	4.50	12.30	30.50	9.20
Avril	11.70	15.40	16.00	2.00	4.40	13.70	26.70	10.20
Mai	8.20	26.30	31.90	3.00	3.30	7.20	13.90	6.20
Juin	9.20	29.10	29.80	1.80	1.40	8.20	16.40	4.20
Juillet	5.90	32.50	35.10	1.40	1.00	5.90	16.30	2.00
Aout	8.80	27.70	37.30	1.90	1.10	5.00	13.40	4.90
septembre	6.70	26.70	40.50	2.20	2.30	4.60	14.80	2.50
Octobre	7.80	14.10	20.30	3.20	4.20	14.80	28.80	6.80
novembre	5.50	5.80	10.00	5.10	8.00	15.90	40.40	9.40
décembre	10.20	6.20	9.40	4.60	4.60	15.00	37.10	10.00

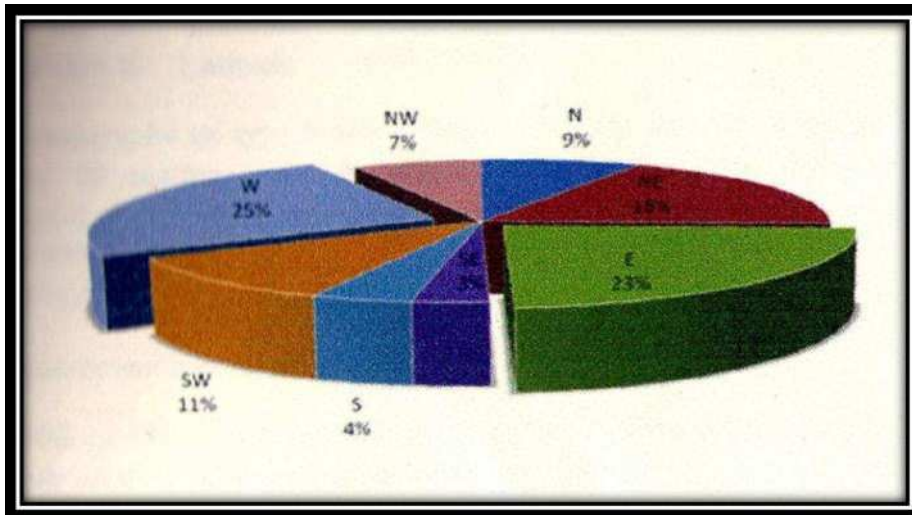


Figure II.5 : Direction et pourcentage des houles annuelles au largedans la région de Tipaza

Etat de la mer :

L'état de la mer est caractérisé par des degrés correspondants aux amplitudes données dans les tableaux 5 et 6.

Tableau II.5 : les différents états de la mer.

degré	Amplitude (mètre)	Etat de la mer
Calme	<0.25	Ridée ou belle
Degré0	0.25-0.75	Ridée ou belle
Degré1	0.75-1.75	Modérée
Degré2	1.75-2.75	Agitée
Degré3	2.75-3.75	Forte
Degré4	> 3.75	Très forte ou supérieure

D'après le tableauII.6, ce sont surtout les houles de direction Nord qui risquent d'être les plus dangereuses pour le site de Tipaza avec une probabilité d'avoir des houles de 7m tous les 100ans et 4m tous les 2ans. Cette direction est suivie par celle de N30 (Nord Est).

Tableau II.6 : caractéristiques de la houle à la côte dans la baie de Tipaza.

Direction de la houle	N	N70	N30
Biannuelle	4	3.5	4.20
Quinquennale	4.60	4	4.90
Décennale	5.20	4.30	5.30
Vingtennale	5.80	4.70	5.80
Cinquantennale	6.70	4.20	6.50
centennale	7	4.60	6.90

a.2.Observation de l'ONSM :

Dans le cadre de l'étude de l'établissement de la carte sédimentaire, une campagne de mesure de houle a été prévue. Un programme d'installation des appareils de mesure a été établi par le LEM, définissant la profondeur et les coordonnées géographiques des deux houlographe, comme suit :

1-longitude : -2°47'00"E Latitude :-36°44'00"N

2-longitude : -2°26'00"E Latitude :-35°37'24"

Seul le premier houlographe de type bouée « Datawell » a été installé au large du phare de Tipaza à une profondeur de 20mètres, avec de légères modifications des coordonnées géographiques initialement prévues. Les nouvelles coordonnées sont les suivantes :

1-longitude : -2°36'30"E

2-Latitude :-36°26'55"N

La période d'enregistrement s'est étalée du 14Juillet 1994 au 10Août 1995.Le traitement de 100ou 200 vagues selon la période, prises dans chaque séquence d'enregistrement, permet de définir les principales caractéristiques de la houle.

-l'amplitude (H) est la hauteur exprimée entre le creux et la crête d'une vague.

-la période (T) exprimée en secondes présente le temps qui s'écoule entre le passage de deux vagues successives parmi les mieux formées d'un train de houle.

-la hauteur significative mensuelle ($H_s=H_{1/3}$) représente la moyenne du tiers supérieur des 100 vagues (moyenne de 33 vagues les plus hautes).

b) Les courants :

b.1) Les courants généraux :

Les travaux de Maillot de 1985 ont abouti à un nouveau modèle de la dynamique des eaux atlantiques dans le bassin algérien.

Cet auteur considère le courant comme un flux turbulent qui génère par des processus adventifs des tourbillons cycloniques et anticycloniques.

Le grand se déplace de l'Ouest vers l'Est décrivant des tourbillons de 100km de diamètre et de 200m d'épaisseur dans la couche de la surface.

Il circule de la manière continue le long de la côte près de 0°(longitude de Mostaganem) et dévient par la suite instable à partir de 1°et 2°Est entre Ténès et Cherchell à la sortie du bassin d'Al Boran.

La vitesse est comprise entre 0.5 et 1 nœud pendant 15 % du temps le courant acquière une vitesse supérieure à 2 nœuds pendant 1% du temps.

b.2) Les marées :

Les informations données par NGA sur le niveau de la mer à Tipaza sont comme suit :

- ✓ Le niveau maximal.....+60m
- ✓ Moyenne des hauteurs mers devive eau.....+0.10m
- ✓ Moyenne des baisses mer de vive mer-0.10m
- ✓ La plus basse mer-0.34m

Matériel et méthode

I. Choix et localisations des stations de prélèvement

Les stations de prélèvement ont été choisies selon l'importance de pollution et la localisation des principaux points de rejets dans le port de Tipaza. **Figure III.1**

Les prélèvements ont été effectués durant la période Avril – Mai à bord d'une petite embarcation. Les stations se répartissent de la manière suivante:

- Six stations ont été choisies pour le prélèvement d'eau en surface, en essayant de balayer tout le port **Figure III.2**.
- Trois stations pour le prélèvement de sédiments (une station dans chaque bassin). **Figure III.3**.
- Une station pour le prélèvement d'oursins (bassin de plaisance) **Figure III.4**.

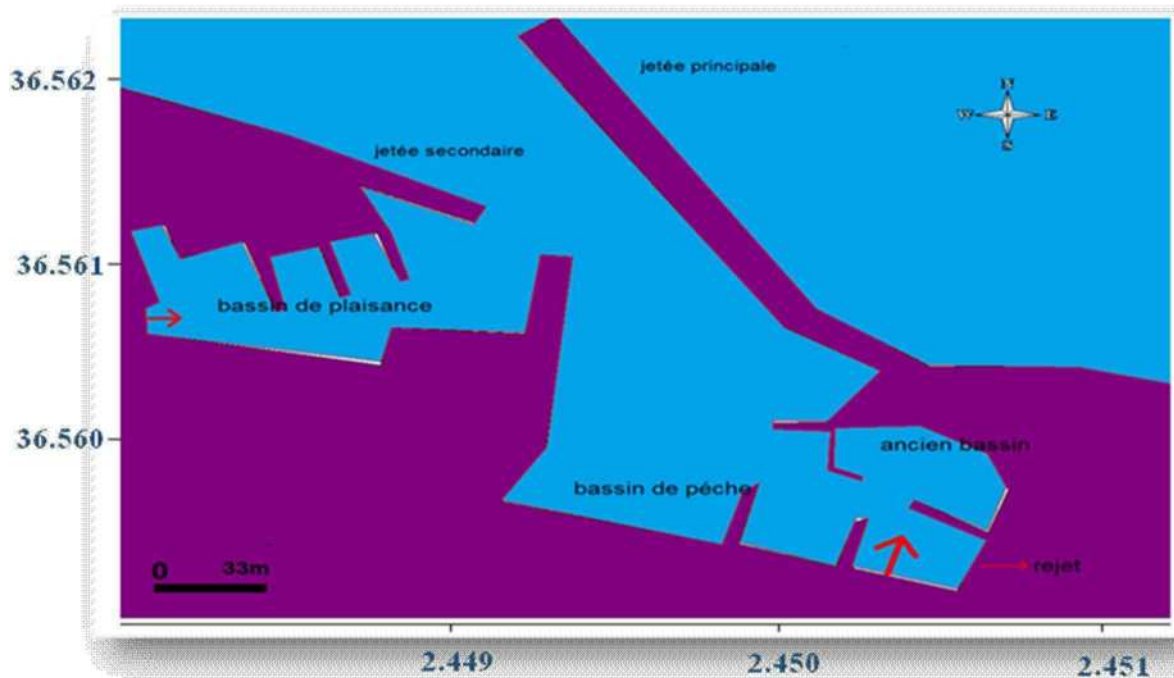


Figure III.1. Principaux rejets des eaux usées dans le port de Tipaza

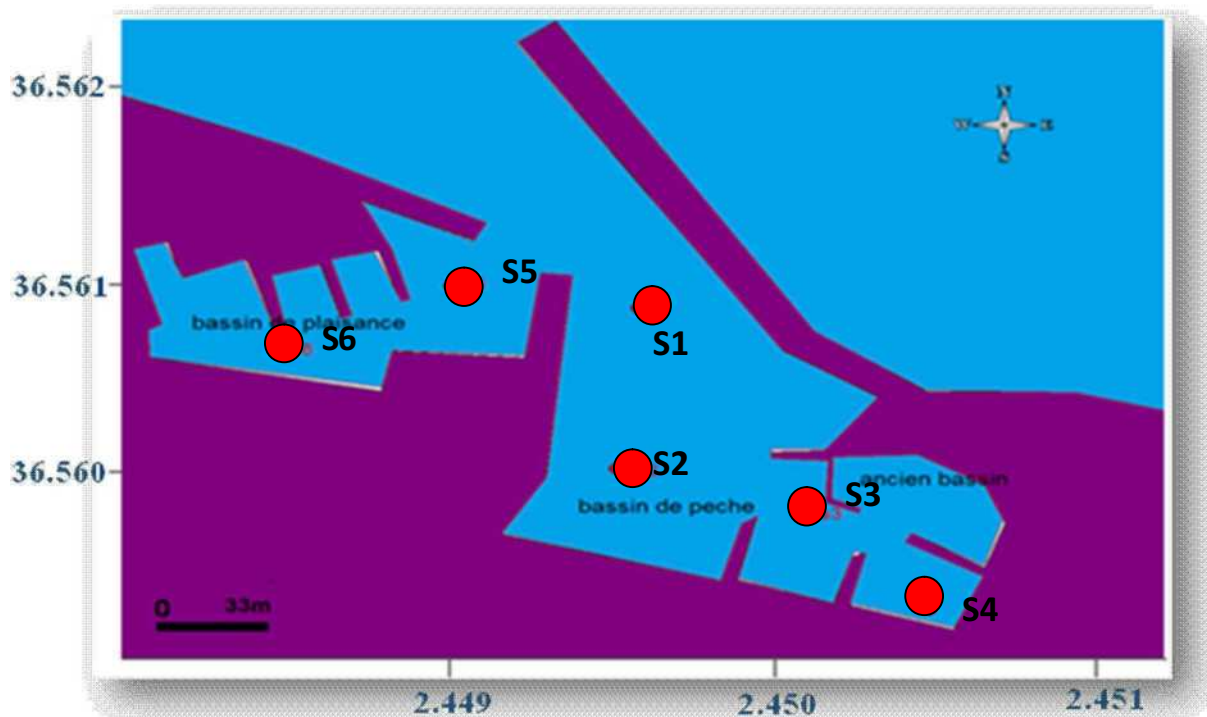


Figure III.2. Localisation des stations de prélèvement d'eau de mer en surface



Figure III.3. Localisation des stations de prélèvement des sédiments

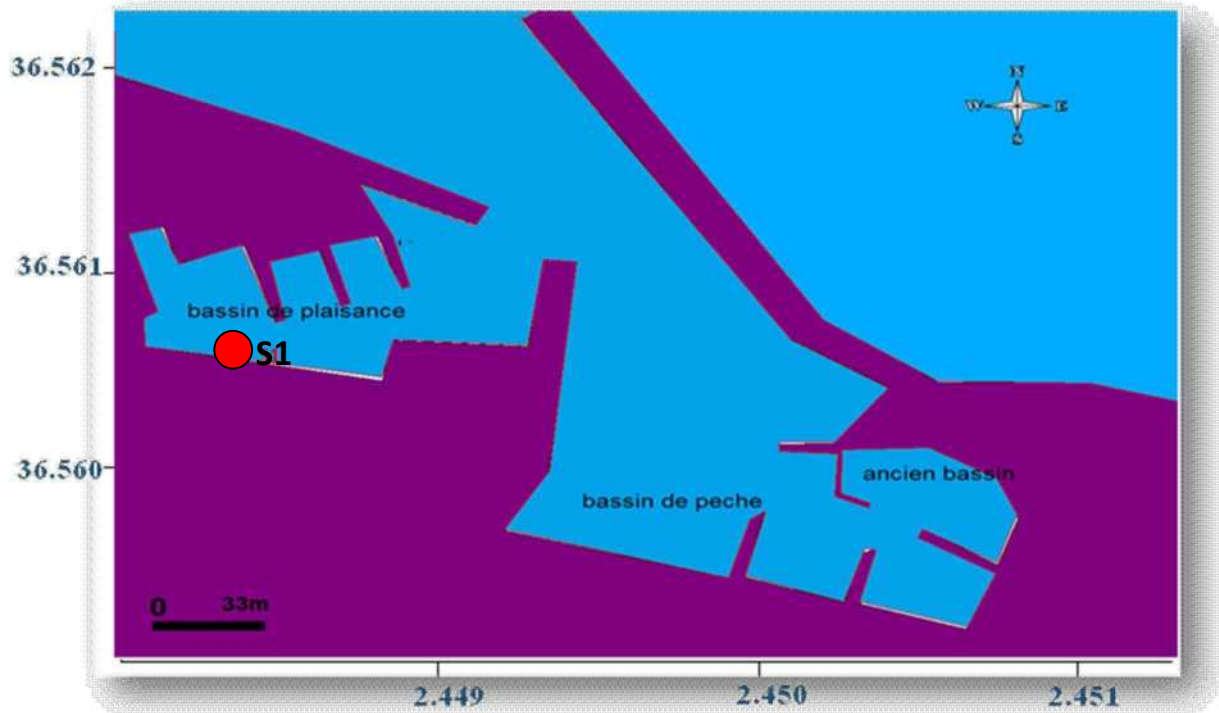


Figure III.4. Localisation des stations de prélèvement des oursins

II. Travail réalisé en mer :

1. Prélèvement des échantillons et mesure des paramètres physico-chimiques :

Les différentes stations de prélèvement ont été disposées comme suit : 06 stations au niveau du port, et une dernière un peu plus au large. Au niveau de chaque station de prélèvement, nous avons effectué la mesure in situ des paramètres suivants : Le pH, la température, la salinité et la conductivité.

Au cours des sorties l'équipement ou le matériel de prélèvement comprenait des flacons de 500 ml et d'autres de 250 ml en verre stériles, des flacons de 120 ml en polyéthylène, une benne de type « Van Veen », des glacières, des boîtes de Pétri en verre, des sachets de congélation et des valises multi-paramètres suivantes:

- Conductimètre de type WTW 315 i /Set qui permet la mesure de la conductivité ainsi que la salinité de l'eau de mer. Il affiche aussi les valeurs de températures.



Figure III.5 :conductimètre

2. Prélèvement des échantillons :

2.1. Prélèvement d'eau :

Au niveau de chaque station, un prélèvement d'eau en surface a été effectué pour : l'analyse bactériologique, la mesure des matières en suspension (MES) et de la matière organique particulaire (MOP), les sels nutritifs ainsi que la mesure de la chlorophylle.

En effet, à l'aide des flacons en verre préalablement stérilisés de 250ml et de 500 ml, et des flacons en polyéthylène de 120 ml, des prélèvements ont été effectués à une profondeur de 15 à 30 cm sous la surface d'eau. Un étiquetage précis est élaboré avant le remplissage des flacons.

Tous les échantillons sont ensuite conservés dans une glacière transportable pour des analyses au laboratoire.

2.2. Prélèvement des sédiments :

Il est réalisé à l'aide d'une benne de type « Van Veen ». Sur le bateau, la benne est ouverte et le contenu en est collecté dans des sacs en plastique destinés aux analyses bactériologiques, granulométriques et au dosage des métaux lourds, et dans des boîtes de Pétri en verre, quand le sédiment est destiné à l'analyse des hydrocarbures totaux. L'échantillon étant étiqueté doit être aussitôt mis dans la glacière puis transporté au laboratoire.



Figure III.6: Benne Van veen.

2.3. Prélèvement des oursins :

Faute de moules (organismes filtreurs de grandes quantités d'eau et excellents indicateurs de pollution), des oursins ont été prélevés au niveau du bassin de plaisance et mis dans la glacière. Ils ont fait l'objet d'analyses bactériologiques.

III. Travail réalisé au laboratoire :

1. Analyse des paramètres physico-chimiques :

1.1. Mesure de la matière en suspension (MES) :

Du fait de son impact sur la transparence de l'eau, la production primaire phytoplanctonique et sur les échanges physico-chimiques, chimiques ou biologiques avec l'eau de mer, ce paramètre est important à déterminer lors des études des milieux aquatiques.

Elle 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).

$$[\text{MES}] \text{ (mg/l)} = (\text{P}_2 - \text{P}_1) / \text{V}$$

- ✓ P_1 : Poids du filtre sec avant filtration (mg).
- ✓ P_2 : Poids du filtre sec après filtration (mg).
- ✓ V : Volume d'eau filtrée (litre).

1.2. La matière organique particulaire (MOP) :

Les filtres utilisés pour la détermination de la teneur des matières en suspension dans l'eau de mer sont mis dans des creusets en porcelaine, et pesés avec précision.

Après combustion au four à moufle (**Figure III. 8**) à 600°C pendant deux heures, les creusets et les filtres sont à nouveau pesés. La différence de ces deux poids nous donne le poids de la matière organique brûlée (calcinée).

$$\text{MOP (\%)} = \frac{(P_1 - P_2)}{P_1} \times 100$$

Avec :

P_1 : Poids du filtre avant combustion.

P_2 : Poids du filtre après combustion.



Figure III 07: Four à moufle

1.3. Dosage de la chlorophylle *a* par spectrophotométrie :

➤ Principe de la méthode :

La méthode consiste à filtrer un volume d'eau à travers un filtre. Le filtre sera ensuite immergé dans un solvant qui assurera l'extraction des pigments chlorophylliens, puis, on mesure l'absorbance avant et après acidification de l'extrait (**Aminot et Chaussepied, 1983**).

- Calcul de la concentration par la formule de Lorenzen (1967) *in* (Aminot et Chaussepied, 1983) :

$$[\text{Chlorophylle } a] (\mu\text{g/l}) = \frac{(26,7 * (A_{665}^{\text{na}} - A_{665}^{\text{a}}) * v)}{V * l}$$

$$[\text{Phéopigments}] (\mu\text{g/l}) = \frac{(26,7 * (1,5 * A_{665}^{\text{a}} - A_{665}^{\text{na}}) * v)}{V * l}$$

- ✓ **V** : volume d'eau filtré (l).
- ✓ **v** : volume de solvant d'extraction (ml).
- ✓ **l** : longueur du trajet optique de la cuve de mesure (cm).
- ✓ **A₆₆₅^{na}** : absorbance corrigée (n.a: non acidifiée).
- ✓ **A₆₆₅^a** : absorbance corrigée (a: acidifiée).
- ✓ **26.7** et **1.5** : constantes

1.4. Dosage des sels nutritifs :

a) Méthode d'analyse :

La méthode utilisée pour le dosage des sels nutritifs (NO_3^- , NO_2^- , PO_4^{3-} , SiO_2 et NH_4^+) est le dosage par colorimétrie à flux continu et automatisé, sur l'appareil « **Auto Analyser San Plus** » S.F.A.S troisième génération (**Annexe I**) selon les protocoles définis par SKALAR, 1998.

Le mode opératoire détaillé pour le dosage de chaque sel ainsi que les réactifs utilisés sont consignés en **annexe I**.

Le principe de dosage des sels nutritifs est basé sur une réaction de coloration. En effet, ces sels réagissent dans certaines conditions (T° , C, pH, Catalyseur ...) avec des réactifs spécifiques pour donner naissance à une coloration absorbant la lumière à une certaine longueur d'ondes (λ). L'absorption de l'énergie lumineuse dépend de l'intensité de la coloration, de même cette dernière est d'autant plus importante que la solution est concentrée en sel dosé. La colorimétrie est basée sur la loi de Beer-Lambert.

b) 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 ;



Figure III.8: Auto-Analyzer SAN plus System, SKALAR[®], 1998.

1.5. Traitement des sédiments :

Chaque échantillon de sédiment prélevé et conservé par congélation, a subi le traitement suivant :

a) Lyophilisation :

Cette opération a été effectuée dans un lyophilisateur de type CHRIST-Beta 1- 8 pendant 72 heures sous vide (10^{-1} mbar) et à très basse température (-55 °C).

Ce moyen de déshydratation est préférable à celui de l'évaporation à l'étuve car, dans ce dernier cas, l'élévation de la température peut être une source de pertes en métaux les plus volatils en particulier le mercure (**Charlou et Joanny, 1983**).

b) Broyage :

Les échantillons de sédiments lyophilisés sont broyés à l'aide d'un mortier en porcelaine jusqu'à l'obtention d'une poudre fine. Cette dernière est récupérée dans des piluliers en verre et stockée dans un endroit sec (dessiccateur en présence de gel de silice).

c) Homogénéisation :

Pour avoir une répartition homogène des particules de sédiment dans l'échantillon, on procède à une agitation manuelle. Elle permet de prélever une quantité de sédiment représentative de l'échantillon.

1.5.1. Extraction des métaux lourds :

Les méthodes d'extraction des métaux lourds dans le sédiment sont multiples et regroupées en deux classes : les méthodes d'extraction totale et les méthodes d'extraction sélectives (Added, 1981, De Groot et al., 1982, Charlou et Joanny, 1983 et Fernandez, 1984.). Pour la présente étude, une troisième méthode d'extraction est utilisée. Cette dernière permet l'extraction du métal totale adsorbé à la surface des grains par une digestion partielle qui s'effectue généralement avec des acides forts concentrés et des oxydants (HNO_3 , HCl , HClO_4 , KMnO_4) (Charlou et Joanny, 1983, P.N.U.E/F.A.O./O.M.S.,1989).

➤ **Principe de la digestion ou de la minéralisation**

La digestion consiste à libérer les différents métaux adsorbés à la surface des particules sédimentaires et/ou piégés par la matière organique et les minéraux par extraction et mise en solution.

○ **Minéralisation à blanc :**

Avant d'utiliser les godets, on procède à une minéralisation à blanc. On met dans chaque godet 2 ml d'eau régale (1 volume d'acide nitrique (HNO_3) concentré à 68 % + 3 volumes d'acide chlorhydrique (HCl) concentré à 37%). Puis, on ferme hermétiquement les godets et on chauffe sur une plaque chauffante à 150 ° C pendant 2h30min. On laisse refroidir les échantillons avant d'ouvrir la soupape de sécurité doucement, puis on ouvre les godets et on rince à l'eau bidistillée et on sèche dans l'étuve.

○ **Minéralisation des échantillons :**

Selon le protocole décrit par l'AIEA (1998), la minéralisation a lieu sous hotte aspirante dans un godet en téflon. La solution obtenue doit être agitée. Elle est ensuite conservée au réfrigérateur à + 4°C jusqu'au moment du dosage afin d'éviter toute perte et contamination (AIEA, 2001).

1.5. 2 Analyse des métaux lourds :

- Principe de la spectrophotométrie d'absorption atomique :

Le passage de la forme ionique (métal en solution) à la forme atomique se produit par une source thermique (source d'atomisation).

Les atomes ainsi formés passent d'un niveau énergétique fondamental (état initial) à un niveau plus élevé (état excité) traversé par un faisceau de lumière à mesure et d'intensité incidente I_0 . L'absorbance correspond à la différence entre l'intensité incidente (I_0) et l'intensité transmise (I). Cette différence ($I-I_0$) est déterminée par un photomultiplicateur qui lui transforme cette intensité lumineuse en un signal électrique quantifiable.

1.6. Analyse des hydrocarbures totaux :

L'analyse des hydrocarbures dans les sédiments superficiels est réalisée selon les étapes suivantes :

a) Congélation, lyophilisation, broyage et homogénéisation

b) Extraction :

- peser 10 g de sédiment dans des cartouches en cellulose ;
- Mettre les cartouches dans un extracteur Soxhlet pour extraire les hydrocarbures ;
- Verser 150 ml CCL_4 dans le ballon
- Régler le chauffage à $90^\circ C$ en premier temps, dès que le CCL_4 commence à bouillir, fixer la température à $60^\circ C$;
- Laisser l'extraction se poursuivre pendant 8 h.

c) Concentration :

- Concentrer l'extrait à l'aide d'un évaporateur rotatif à $40^\circ C$ sous un léger vide ;
- Dans un tube à essai conditionné, mettre 1 à 2 g de sulfite de sodium anhydre (Na_2SO_4);
- Ajouter 10 ml de CCL_4 dans le ballon, agiter puis verser dans le tube précédent couvert du papier aluminium.

c) Purification :

Placer dans la colonne de chromatographie 1.5 à 2g de Florisil ;

- Laver le Florisil en laissant écouler sur la colonne 20 ml au moins de tétrachlorure de carbone que l'on éliminera ;
- Faire passer sur la colonne exactement 20 ml de l'extrait ;
- Recueillir le liquide dans une éprouvette graduée ;
- Ajouter, dès que le sommet de la colonne arrive à sec, à nouveau 4ml de CCl₄ en tête de colonne ;
- Recueillir l'éluât dans la même éprouvette ;
- Mesurer le volume total collecté (V1)
- Mesure, Cette étape a été effectuée au niveau du centre de recherche appliquée à la physique et à la chimie (CRAPC)

e)Lecture:

- Elles ont été réalisées au niveau du CRAPC

f) Calcul et expression des résultats :

Les concentrations d'hydrocarbures dans les échantillons d'eau se calculent comme suit :

$$[\text{Hydrocarbures}] \text{ kg l}^{-1} = C \frac{V_1}{m} \frac{V_0}{V_p}$$

Avec :

C : concentration d'hydrocarbures dans l'extrait de CCl₄ (mg. l)

V₀ : volume de CCl₄ ajouté à l'eau.

V_p : volume aliquote de l'extrait soumis à la purification sur Florisil (ml).

V₁ : volume total après purification sur Florisil (ml).

m : masse des sédiments.

2. Analyse microbiologique :

L'objectif de l'analyse bactériologique de nos échantillons n'est pas d'effectuer un inventaire de toutes les espèces présentes mais de rechercher les pathogènes qui accompagnent les indicateurs de contamination fécale. Les germes test recherchés sont les coliformes totaux, fécaux, dont *E. coli*, streptocoques fécaux, les staphylocoques avec *S. aureus*, les sulfitoréducteurs, les vibrions et les salmonelles, ainsi que les levures et les moisissures.

Dans la présente étude, trois matrices ont fait l'objet de l'examen bactériologique : Eau de mer, sédiments et oursins.

2.1. Analyse bactériologique de l'eau de mer :

2.1.1. Dénombrement des coliformes, des streptocoques fécaux et des staphylocoques :

Nous avons opté pour la méthode de filtration sur membrane pour sa facilité et sa reproductibilité. Elle consiste en une filtration de l'eau sur des membranes de porosité 0,45µm susceptibles de retenir les bactéries avec un quadrillage en surface facilitant les dénombrements.

a) Matériel :

- Dispositif de filtration de marque « Sartorius stedim » (figure III. 09)
- Bec-Bunsen pour garder tout au long de la manipulation la zone de travail stérile ;
- Boîtes de Pétri avec les milieux de culture spécifiques pour chaque germe ;
- Membranes d'ester de cellulose, filtrantes, quadrillées et stériles (en emballage individuel) de porosité de 0.45µm et de 47 mm de diamètre susceptibles de retenir les bactéries (Millipore) ;
- Deux Incubateurs (Etuves) ;
- Pompe à vide ;
- Pincés stérilisées et Pipettes
- fiole pour récupérer l'eau flétrie



Figure III.9: Dispositif de l'appareil de filtration sur membrane.

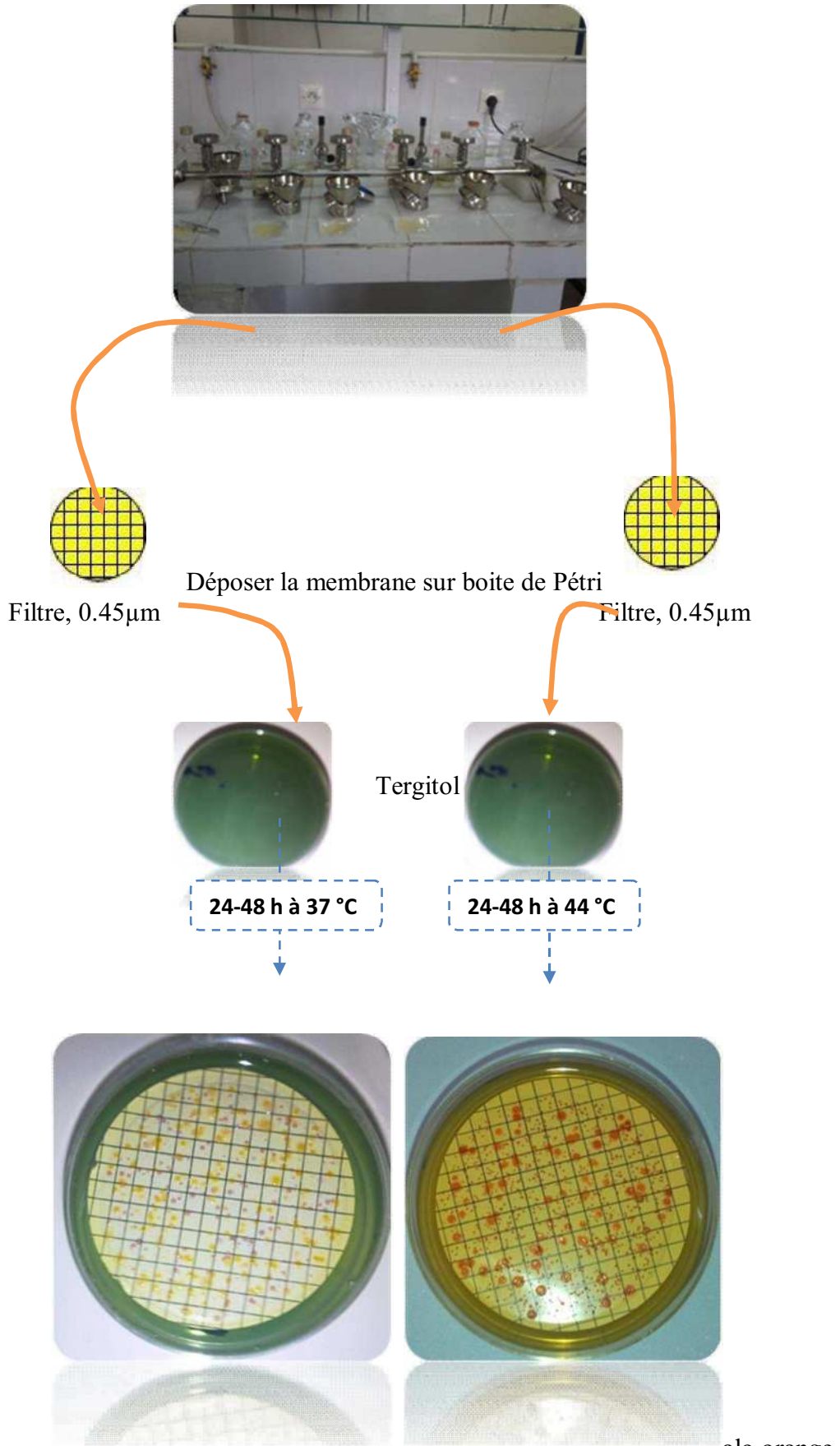
b) Mode opératoire

- Stériliser le dispositif de filtration ;
- Mettre en place le dispositif ;
- Mettre le filtre sur la grille ;
- Filtrer un volume d'échantillon (100ml) ;
- Déposer le filtre sur le milieu de culture adapté pour chaque bactérie recherchée;
- Incuber les boîtes à la température adéquate.

La composition des milieux de culture et des réactifs utilisés est consignée en **annexe II**

c) Dénombrement des Coliformes totaux et Coliformes thermotolérants «fécaux»

Cette méthode conduit à un dénombrement présomptif des coliformes totaux et des coliformes fécaux. Le nombre de colonies trouvées sera exprimé en Unité Formant Colonie dans 100 ml d'eau analysée (UFC/100ml). La flore bactérienne associée est généralement beaucoup moins abondante dans la boîte incubée à 44°C (**Figure III.10**).



CT Figure III.10: Technique de dénombrement des coliformes

d) Dénombrement des Streptocoques fécaux

Deux tests sont effectués. Le premier est présomptif et réalisé sur le milieu de Slanetz et Bartley. Le second est confirmatif et réalisé sur gélose BEA (**Figure III. 11**).

Filtration de 100ml d'échantillon

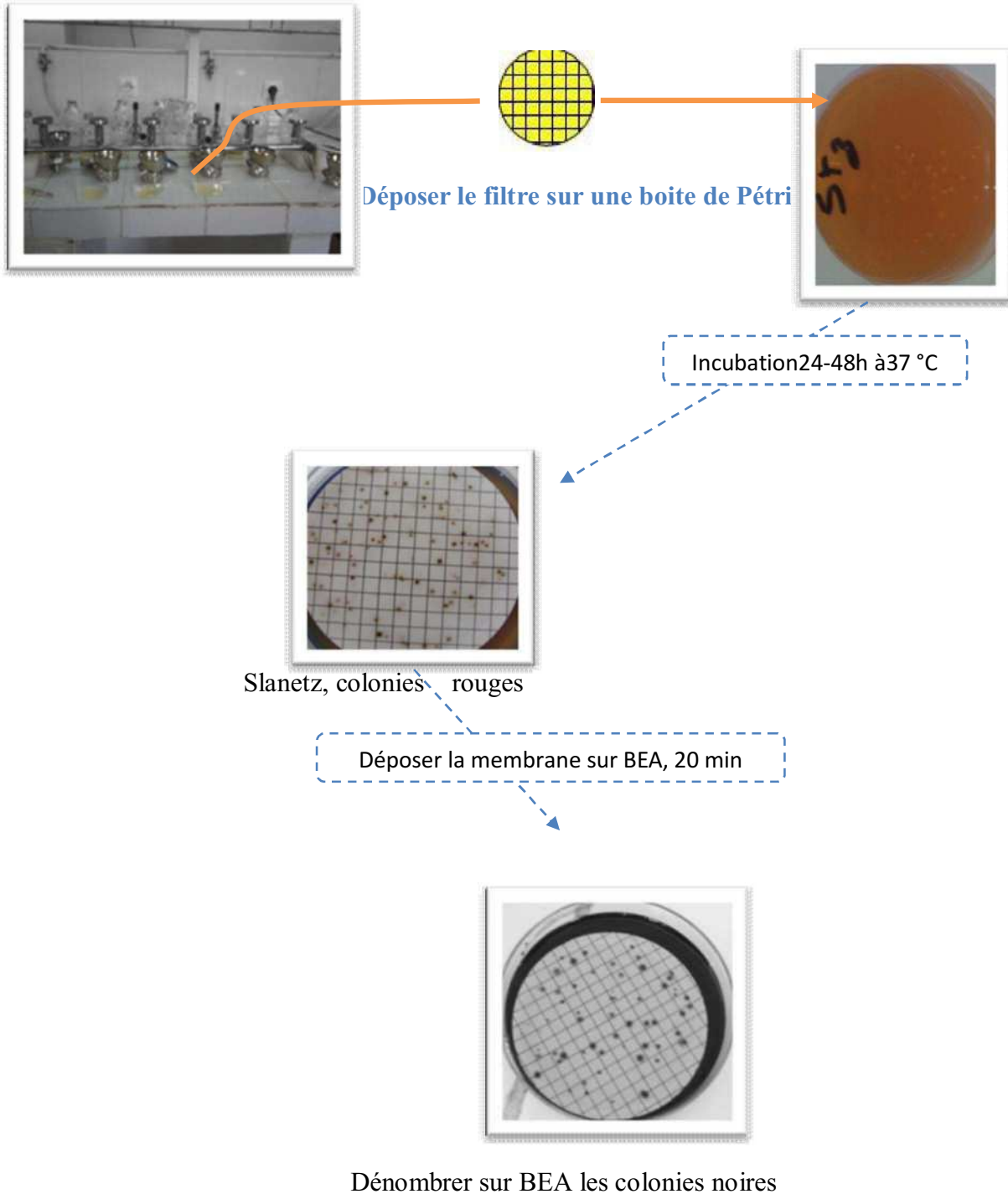
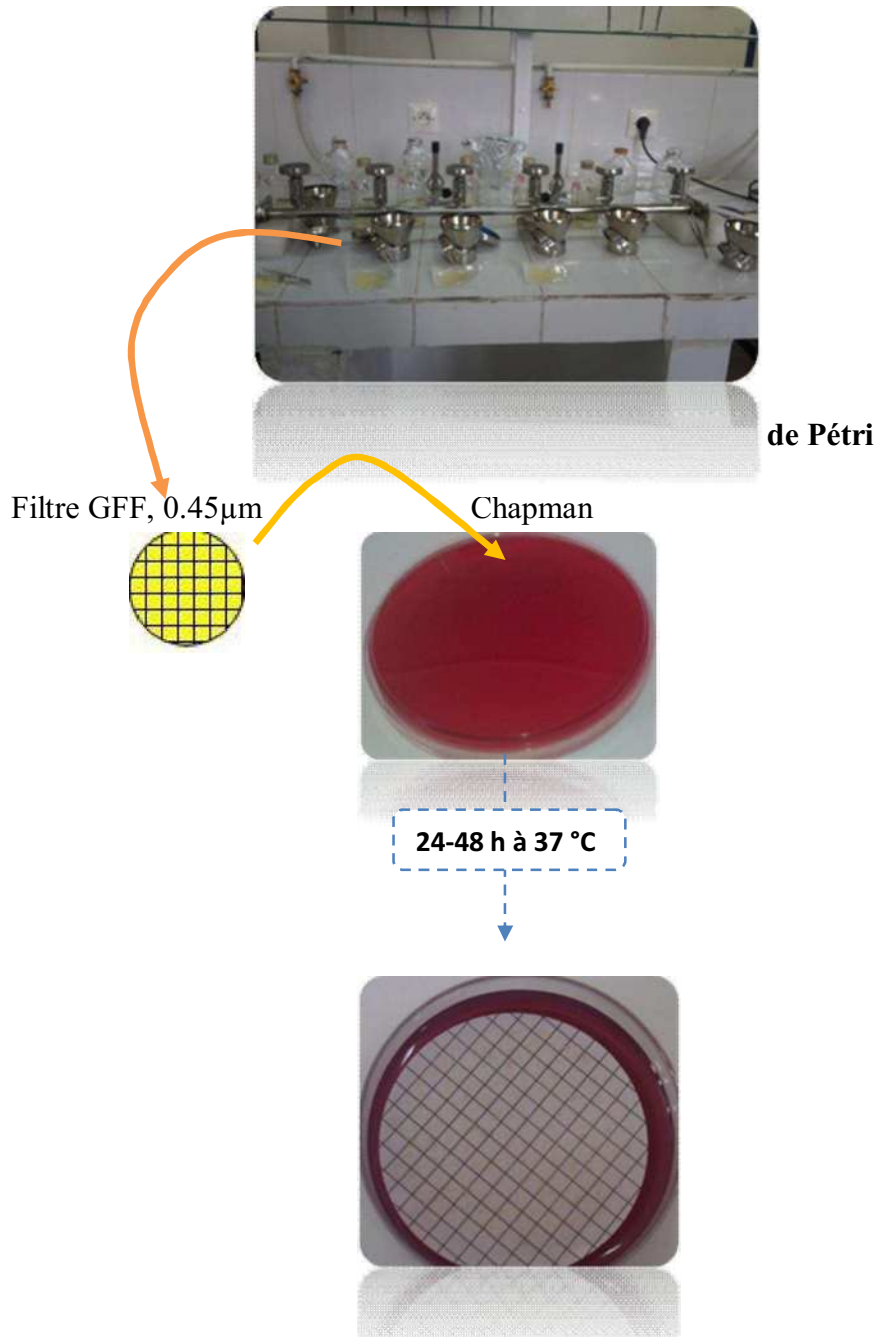


Figure III.11: Technique de dénombrement des streptocoques fécaux.

e) Dénombrement des Staphylocoques

Parmi les staphylocoques, c'est le *S.aureus* qui est dénombré sur milieu Chapman. Les colonies jaunes dorées suspectes sont dénombrées et ont fait l'objet d'une identification biochimique (Figure III.12).

Filtrer 100ml d'eau d'échantillon



**Dénombrer les colonies jaunes suspectes sur Chapman
(UFC/100ml)**

Figure III.12: Technique de dénombrement des staphylocoques.

2.1.1.1 Dénombrement des germes sulfitoréducteurs :

Ces indicateurs de contamination fécale ancienne sont dénombrés sur gélose viande foie. Quelques bactéries anaérobies sulfito-réductrices ont été isolées et identifiées (Figure III.13)

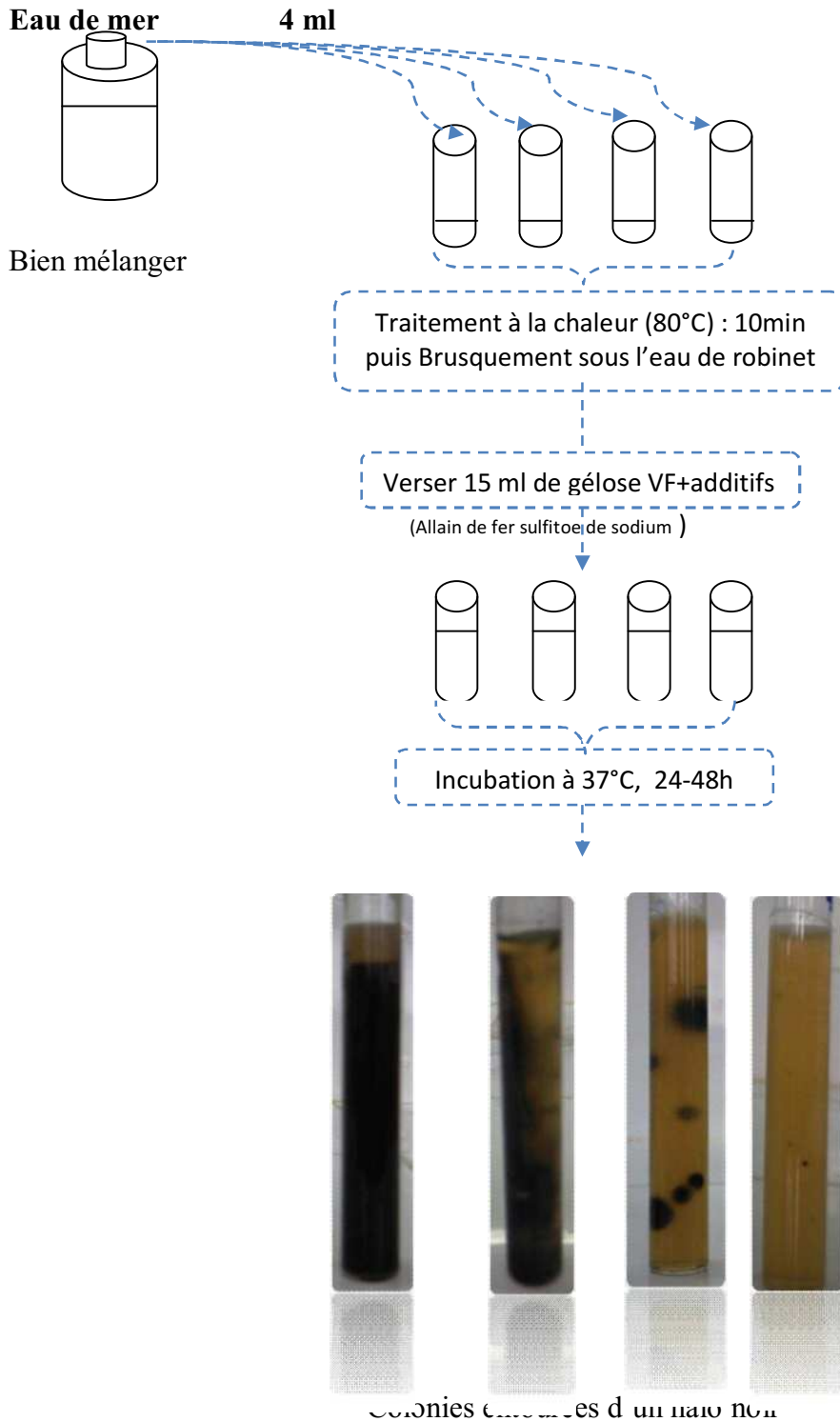


Figure III.13: Technique de recherche des bactéries sulfite réductrices.

2.1.1.2 La recherche des Salmonelles et les Vibrions :

a) Recherche des salmonelles :

Pour la recherche des salmonelles deux enrichissements successifs sur milieu SFB additionné de disques SFB ont été effectués. L'isolement est réalisé sur milieu SS (gélosé salmonelles-Shigelles). Les colonies suspectes (colonies transparentes à centre noir) ont fait l'objet d'une identification (coloration de Gram, test de la catalase, test de l'oxydase et tests biochimiques à l'aide de la galerie API 20 E), (**Figures III.14et III.15**)

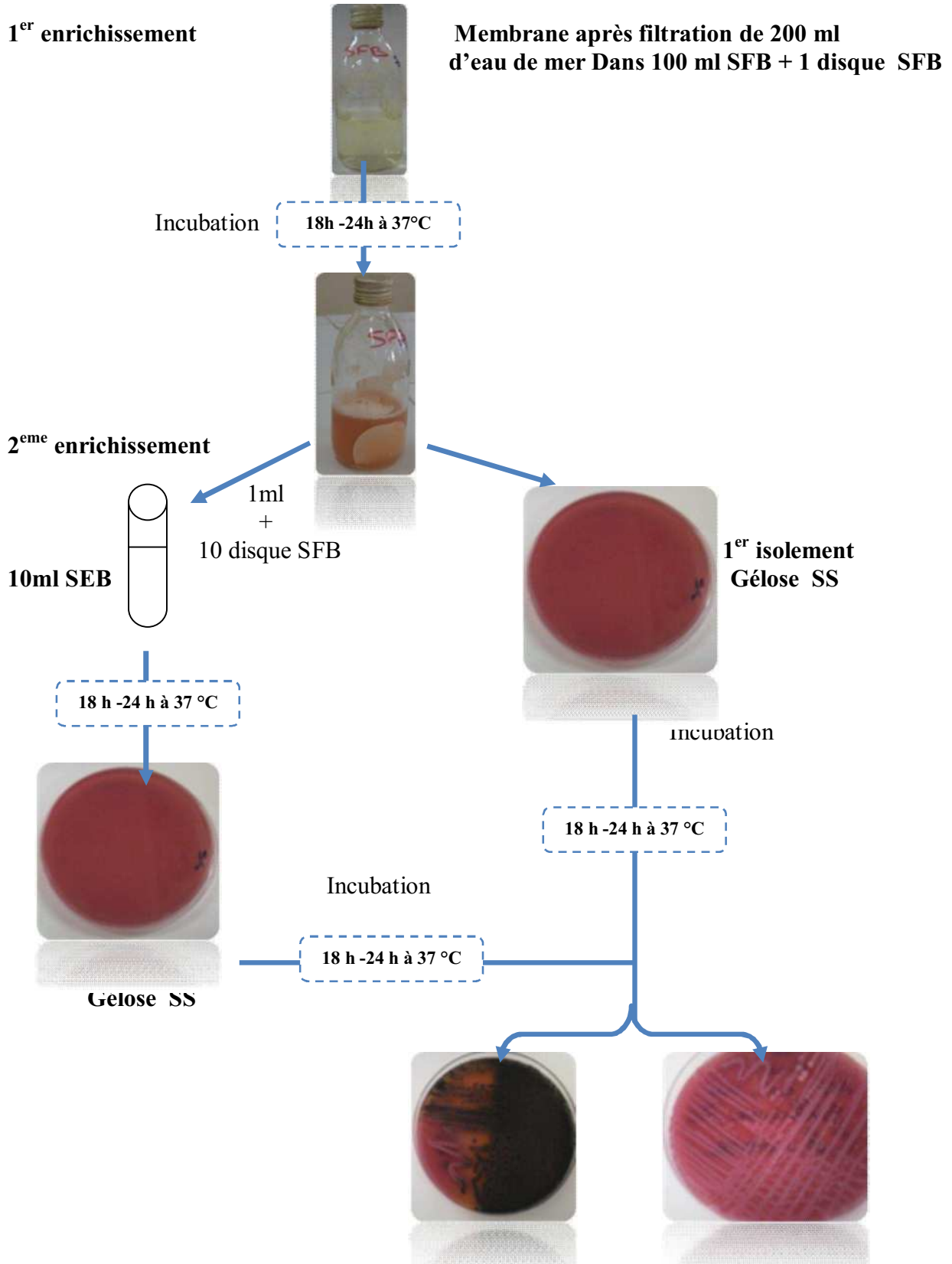
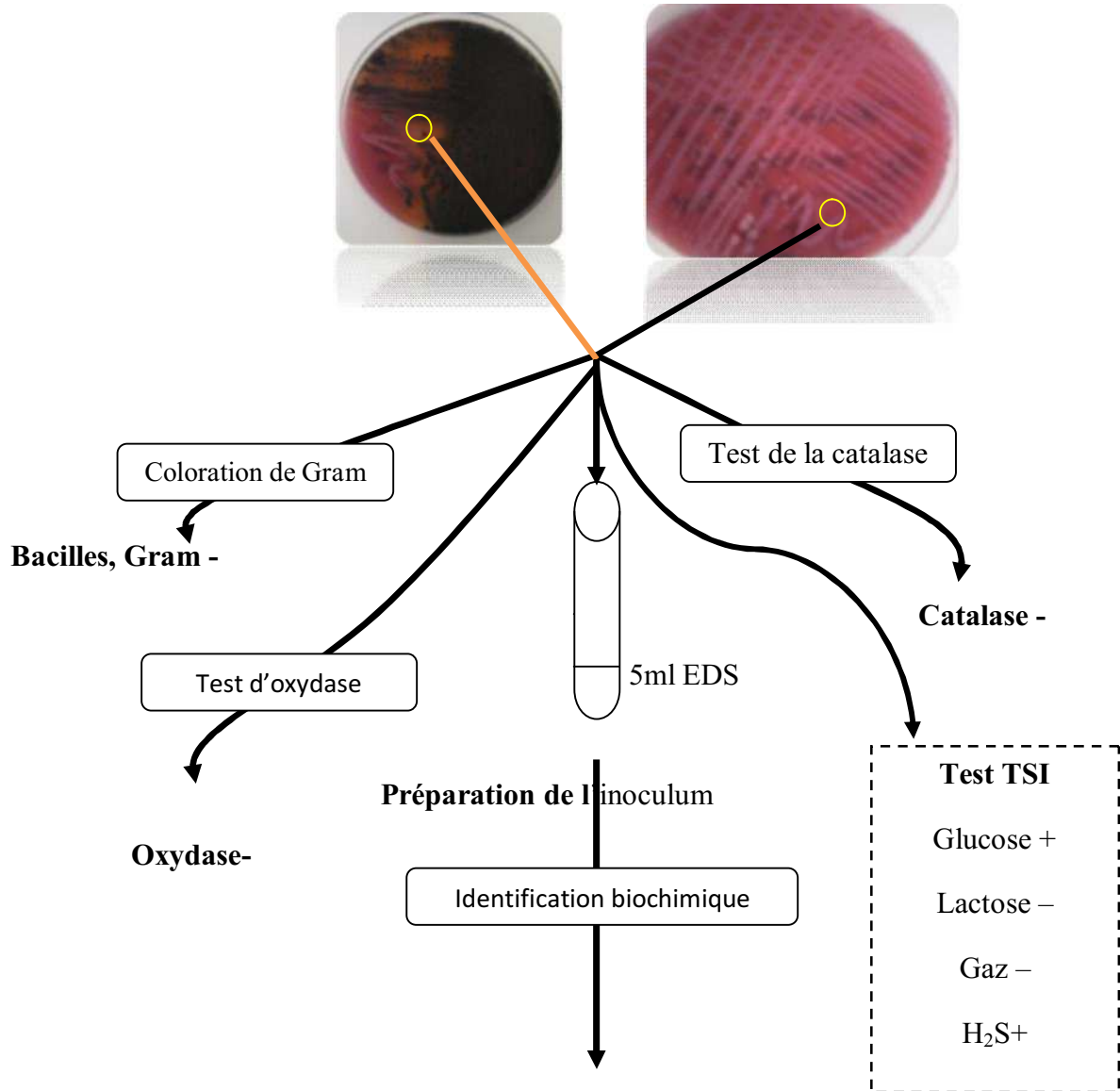


Figure III.14: Technique de recherche des salmonelles.



Galerie API 20E , colonies noires



Galerie API 20E , colonies roses

Figure III.15: Technique d'identification des salmonelles

b) Recherche des vibrions :

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

Les colonies présumées vibrions ont été identifiées (coloration de Gram, test de la catalase, test de l'oxydase et tests biochimiques à l'aide de la galerie API 20 E), (**Figure III. 16 et III. 17**).

1^{er} enrichissement :

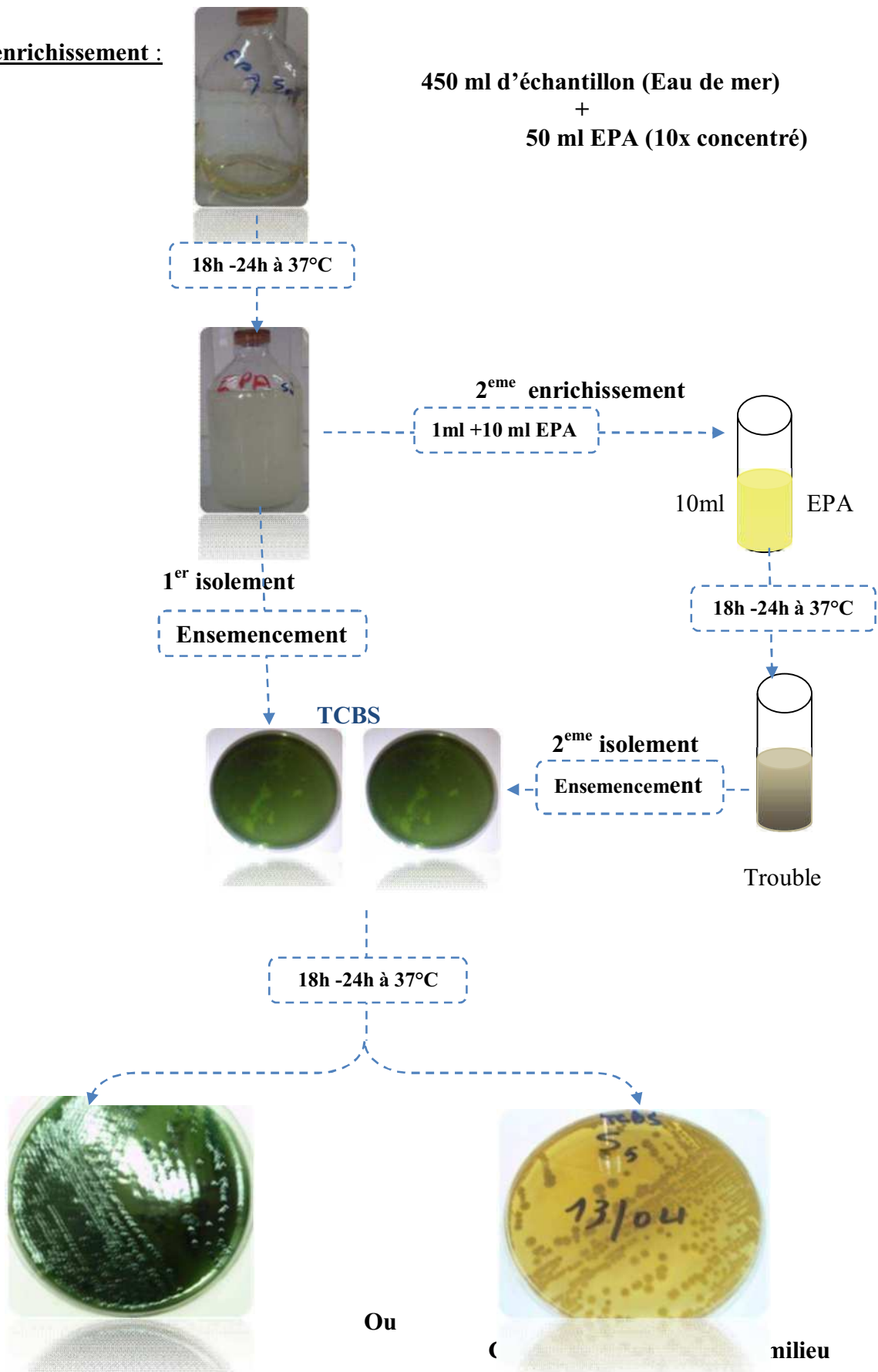


Figure III.16: Technique de recherche des vibrions.

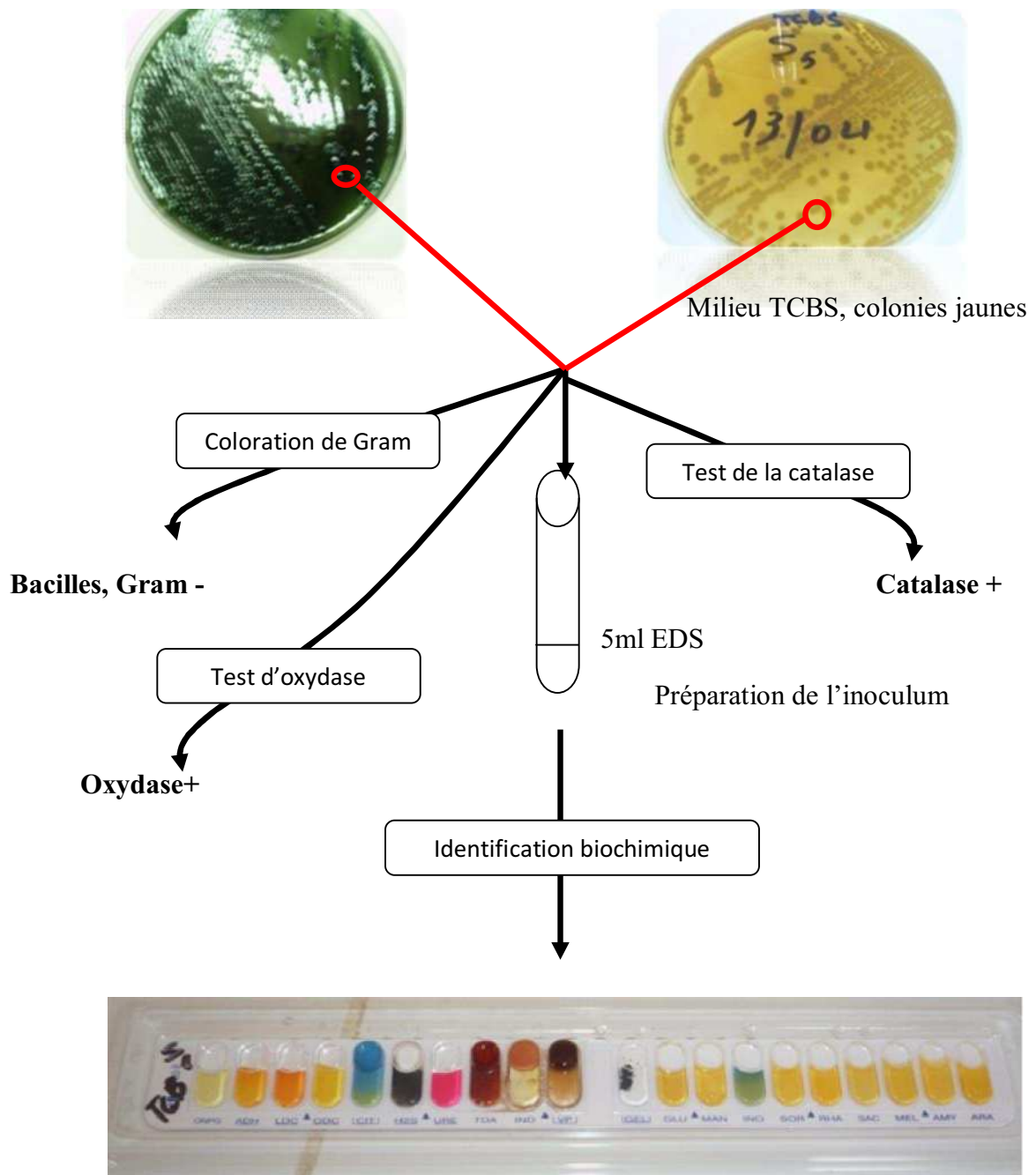


Figure III.17: Technique d'identification des vibrions.

2.1.2. Dénombrement et recherche de la flore contenue dans les oursins :

L'analyse bactériologique des oursins a été réalisée afin de comparer les résultats avec ceux obtenus pour les eaux de surface dans les quelles ils se trouvent naturellement. Les différentes étapes de préparation de la suspension mère et des dilutions sont illustrées dans la **figure(III. 18)**.

a) Recherche et dénombrement des coliformes :

➤ Ensemencement en profondeur

A partir des dilutions préparées, à l'aide d'une pipette Pasteur stérile, déposer 20 gouttes de chaque dilution sur le fond d'une boîte de Pétri 45ml, répéter l'opération deux fois pour chaque dilution, Numéroter successivement, couler sur la gélose de désoxycholate 1‰ fondue puis refroidie à 45°C. Bien homogénéiser l'inoculum et la gélose en faisant des mouvements circulaires et de va et vient en forme de « 8 » et laisser solidifier. Incuber les boîtes pendant 24 - 48 heures à 37°C pour les coliformes totaux et à 44°C pour les thermo tolérants.

Lecture :

Le dénombrement des coliformes se fait par comptage des colonies fluorescentes.

Evaluation du nombre de coliforme totaux (CT) :

- Retenir les boîtes de deux dilutions successives donnant une numération comprise entre 15 et 150 colonies.

$$CT = \frac{\sum \text{ du nbre des colonies des 2 boites retenues}}{1,1 \cdot d}$$

Avec :

1,1 : constante

d : première dilution retenue

Evaluation du nombre des coliformes fecaux(CF) :

- Retenir les boîtes de deux dilutions successives donnant une numération comprise entre 15 et 150 colonies.
- Prendre de chaque boîte au minimum 3 colonies jaunes suspectes et faire le test de l'urée indole

Lecture de la première dilution retenue:

$$a_1 = \frac{b}{A} \cdot C$$

b : nombre de colonies repiquées qui sont indole + et urée –

A : nombre de colonies repiquées (minimum 3)

C : nombre total de colonies par boîte retenue

➤ **Lecture de la deuxième dilution retenue:**

$$a_2 = \frac{b}{A} \cdot C$$

➤ **Le nombre de coliformes fécaux dont *E.coli* est donné par la formule suivante :**

$$CF(E.coli) = \frac{a_1 + a_2}{1,1 \cdot d}$$

d : dilution de la première boîte retenue pour a_1

b) Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux :

➤ **Étalement en surface**

- Transférer à l'aide d'une pipette stérile, 2 gouttes de chaque dilution sur des boîtes de Pétri contenant le milieu Slanetz et Bartley;
- Étaler soigneusement l'inoculum le plus rapidement possible à la surface de la gélose à l'aide d'un râteau stérile pour chaque boîte ;
- Incuber les boîtes couvercle en bas à 37°C pendant 24-48 heures.

➤ **Lecture**

Au bout de 24 à 48 h, les colonies apparaîtront comme dans le cas de l'analyse de l'eau, c'est-à-dire rouges-marrons, un isolement donc sera nécessaire sur milieu BEA, pour confirmer s'il s'agit de streptocoques fécaux. Une coloration de Gram, un test de la catalase et une identification biochimique à l'aide de galerie API 20 STREP ont été effectués.

c) Recherche et dénombrement des staphylocoques :

On procède de la même manière que précédemment en utilisant un milieu gélosé Baird Parker, après incuber à 37°C pendant 24 -48heures. Les colonies apparaîtront noires.

d) Recherche et dénombrement des anaérobies sulfitoréducteurs (ASR) :

➤ **Mode opératoire**

- Prélever 1ml, à l'aide d'une pipette stérile, de chaque dilution dans un tube à essai vide ;
- Mettre les échantillons dans un bain marie à 80°C pendant 10 minutes pour éliminer toutes les formes végétatives;
- Refroidir immédiatement sous l'eau de robinet;
- Ajouter 15 ml de la gélose viande-foie additionnée des additifs sulfites de sodium et Alun de fer;
- Laisser solidifier puis incuber à 37°C pendant 24-48 heures.

➤ **Lecture :** Dénombrer les colonies blanches entourées d'un halo noir. Exprimer les résultats par gramme de chair.

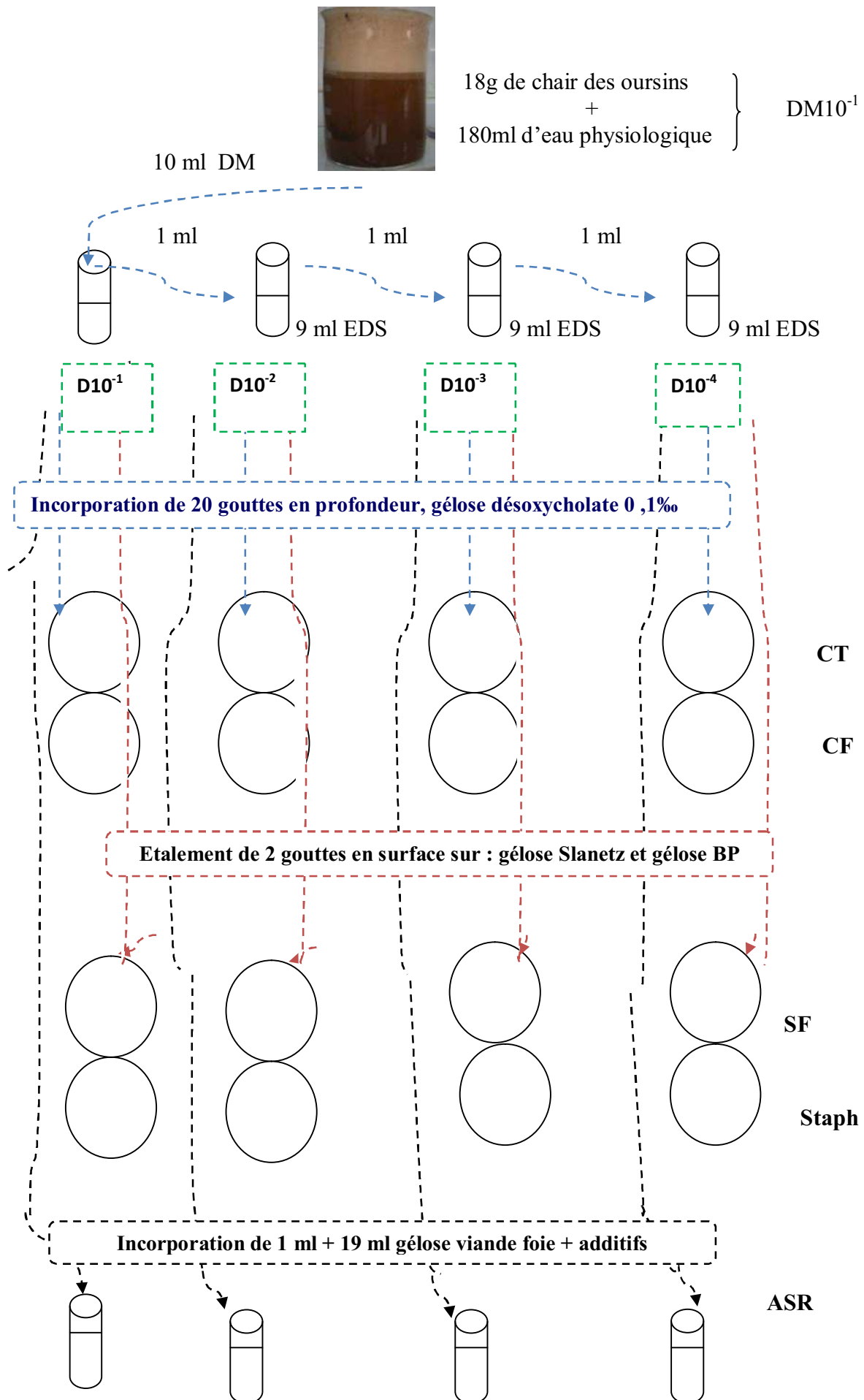


Figure III.18: Recherche et dénombrement des bactéries dans les oursins.

e) Recherche et dénombrement des Levures et Moisissures (Figure III.19) :**➤ Mode opératoire**

A partir des dilutions préparées, étaler 2 gouttes sur une boîte de Pétri contenant de la gélose Sabouraud, à l'aide d'un râteau stérile, puis mettre les boîtes dans un endroit propre à la température ambiante. La lecture se fait quotidiennement pendant 5 jours.

À partir de la solution mère précédente on prépare 04 dilutions

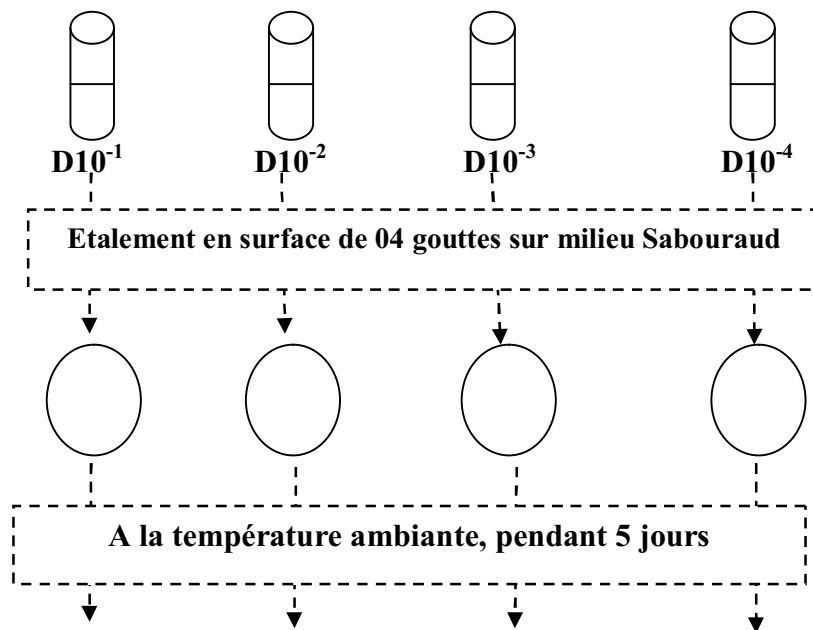


Figure III. 19: Recherche et dénombrement des Levures et Moisissures.

2.1.3. Recherche et numération des bactéries dans les sédiments (Figure III. 20)

Dans ce cas la technique utilisée est celle de fermentation en tubes multiples basée sur l'ensemencement de plusieurs séries de tubes contenant des milieux de culture liquides, puis la détermination du nombre caractéristique (nombre de tubes positifs pour chaque dilution qui permettra l'établissement du nombre le plus probable, par le calcul ou la consultation de la table de Mc Grady (**Annexe II**)).

En effet, prendre 25g de sédiment à analyser et lui rajouter 225 ml d'eau physiologique stérile dans un flacon stérile, bien homogénéiser le tout (dilution mère : 10^{-1}), prendre 1 ml à l'aide d'une pipette graduée stérile de DM pour la mettre dans un tube contenant 9 ml d'eau physiologique stérile (10^{-2}), de même préparer d'autres dilutions : 10^{-3} et 10^{-4} .

2.1.3.1. Numération des coliformes totaux et des coliformes fécaux :

Après avoir bien homogénéisé, ensemercer à partir de chaque dilution, 1 ml dans chaque tube contenant 10 ml du bouillon lactosé bilié au vert brillant (BLBVB) et une cloche de Durham, l'incubation se fait à 37°C pour les tubes destinés à dénombrer les coliformes totaux et à 44°C pour les coliformes fécaux pendant 24-48 h.

➤ Lecture :

Les tubes présentant un trouble avec production de gaz sont considérés comme positifs. Le résultat est donné en nombre de germes pour 100ml en se référant à la table NPP.

2.1.3.2. Numération des streptocoques fécaux :

La numération des streptocoques fécaux s'effectue en deux étapes :

a) Test présomptif

Ensemencer une série de tubes contenant 9ml du milieu Rothe simple concentré, par 1ml de chaque dilution. L'incubation se fait à 37°C pendant 48 h.

Les tubes présentant un trouble accompagné d'un dépôt blanchâtre sont présumés de contenir des streptocoques fécaux, ils seront soumis à un test confirmatif.

b) Test confirmatif

Chaque tube positif est ensemercé sur le bouillon de Eva Litsky, l'incubation s'effectue pendant 48 h à 37°C. Les tubes présentant un trouble accompagné d'un dépôt formant une pastille violette, contiennent des streptocoques fécaux.

2.1.3.3. Dénombrement des anaérobies sulfitoréductrices (ASR) :

Procéder de la même manière que pour le dénombrement des clostridiums dans la chair des oursins.

2.1.3.4. Recherches des salmonelles et des vibrions :

A partir des dilutions 10^{-1} ensemercer 1 ml dans un tube contenant 10 ml de SFB et rajouter des disques de l'additif SFB pour la recherche des salmonelles. (Voir III.2.1.1.2)

Pour la recherche des vibrions, ensemercer un autre tube contenant de 10 ml d'EPA par 1 ml de la dilution 10^{-1} . La suite de la manipulation est analogue à celle effectuée pour l'eau.

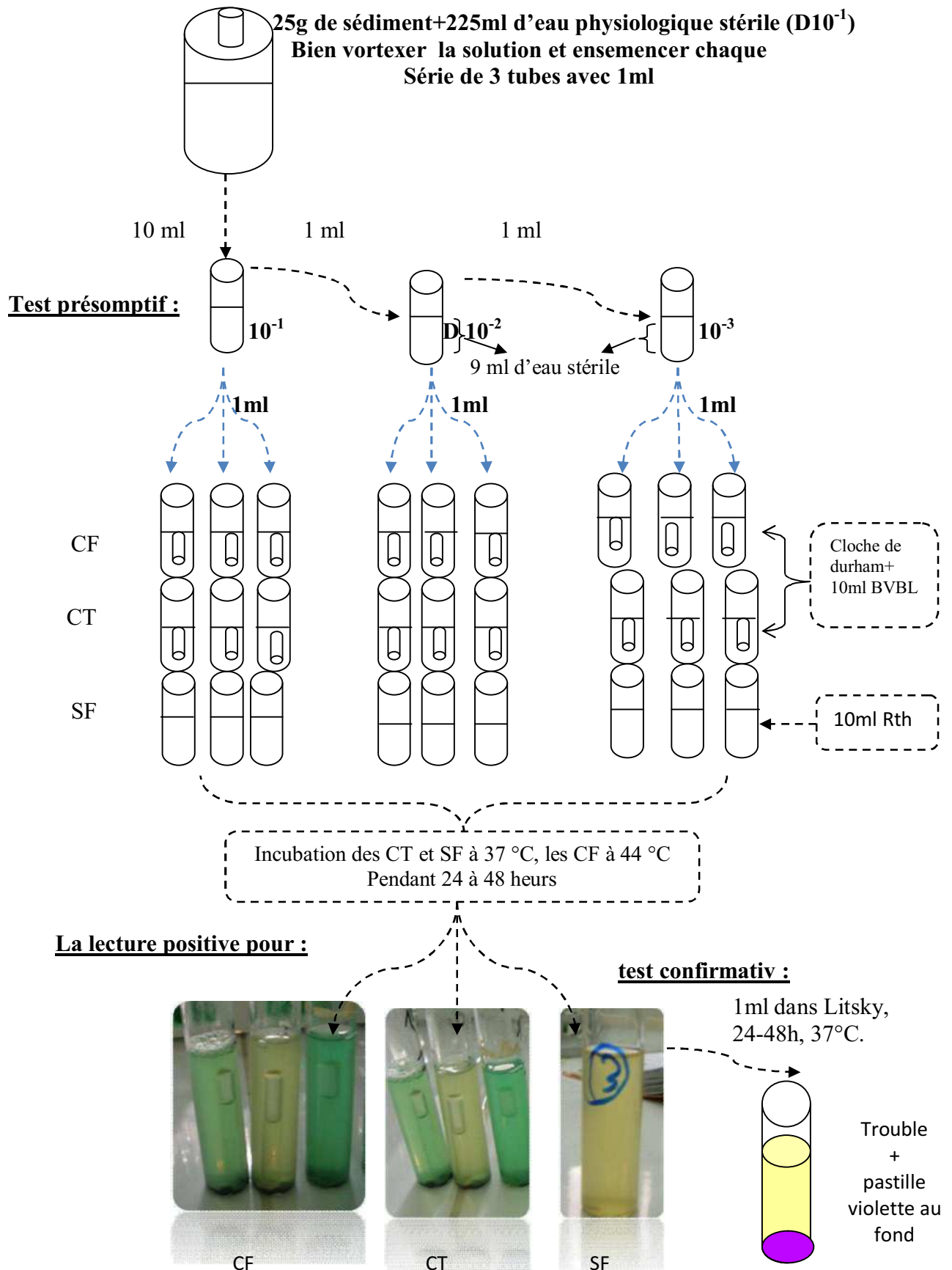


Figure III.20: Dénombrement des indicateurs de contamination fécale par la méthode des NPP dans les sédiments.

VI. Techniques de caractérisation et d'identification de quelques bactéries:

1. Coloration de Gram

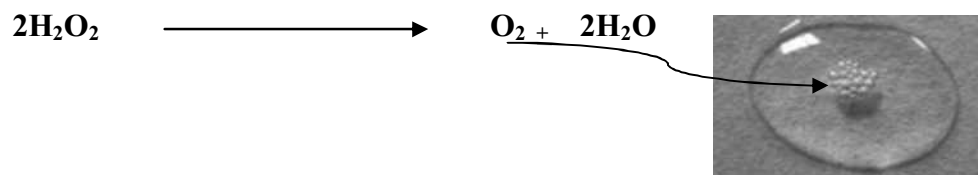
C'est un test qui permet la distinction entre deux groupes bactériens, les Gram + et les Gram -. Le mécanisme de cette coloration est connu. Il est fondé sur l'action successive d'un colorant d'aniline, le cristal violet, d'iode puis d'un mélange d'alcool et d'acétone. Dans un premier temps, le colorant pénètre dans la paroi et le cytoplasme. Dans un second temps, l'iode réagit avec le colorant et le rend insoluble. La perméabilité plus grande des bactéries à Gram négatif à l'alcool permet la décoloration. Les bactéries à Gram positif restent colorées en violet ou mauve. Une contre-coloration (par exemple en rose) permet de visualiser à nouveau, les corps cellulaires des bactéries à Gram négatif.

-Protocole de la coloration de Gram :

Un frottis fixé à la chaleur et coloré pendant une minute avec une solution de violet de gentiane, le frottis coloré est rincé rapidement avec une solution iodo-iodurée de Lugol, et il y est maintenu pendant 20 secondes (deux fois). Le frottis est ensuite décoloré avec l'alcool à 95 % pendant quelques secondes jusqu'à élimination de l'excès du colorant puis rincé immédiatement avec l'eau du robinet. Le frottis est ensuite traité avec un colorant qui est une solution de Fushine, rincé rapidement au robinet et séché. Après ce traitement, les cellules Gram négatif apparaissent roses et les cellules Gram positif apparaissent sous une couleur violette (**Singleton et Sainsbury, 1984**)

2. Test de la catalase:

Cette enzyme catalyse la décomposition du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) qui est produit par certaines réactions cellulaires et est très toxiques, donc c'est l'une des enzymes chargée d'éponger l'eau oxygénée par la dismutation (**Pelmont, 1993**). 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.

3. Test d'oxydase :

Ce test est réalisé à l'aide d'une plaque de marque « BD BBL DrySlide » contenant quatre petits carrés pré-imprégné par un réactif et destiné chacun à tester une colonie bactérienne.

- Ecraser, avec une effilure d'une pipette Pasteur, une colonie de germe à étudier sur le petit carré. S'il y a apparition d'une tache violette au bout de 30 secondes, on pourra conclure que la bactérie possède la cytochrome oxydase, dans le cas contraire la bactérie est oxydase - .



4. Identification par la méthode des galeries API :

Les galeries Api utilisent 20 tests : Etude de la fermentation de divers glucides, recherche directe d'un enzyme. Chaque microtubule contient un substrat différent sur lequel le micro-organisme considéré va réagir. Ils sont remplis d'une suspension bactérienne calibrée. Différentes galeries API ont été utilisées pour l'identification des différents germes à titre d'exemple : API 20 STREP pour les streptocoques, API20 STAPH pour les staphylocoques, API20 A pour les anaérobies et API 20 E pour les entérobactéries dont les coliformes et salmonelles et qui peut être utilisée pour l'identification des non entérobactéries (Vibrien, Pseudomonas). Le mode opératoire détaillé est consigné en **annexe II**.

Résultat et discussion

Résultat et discussion :

Dans le cadre de cette étude, l'échantillonnage a été effectué à raison de trois sorties pour une période allant du début avril à la fin Mai.

Pour l'analyse de l'eau, au total six stations ont été choisies au niveau du port, et une station au large.

En ce qui concerne les sédiments, trois stations ont été choisies pour l'analyse bactériologique, le dosage des hydrocarbures totaux et des métaux lourds.

Quant aux oursins, on les a retrouvés qu'au niveau du bassin de plaisance. Ils ont fait l'objet des analyses bactériologiques.

Les résultats obtenus de ces différentes analyses physico-chimiques et bactériologiques (eau, sédiments et oursins), ont été comparés aux normes Algériennes en vigueur (**JORA ,1993**). (**AnnexeII**).

1. Résultats d'analyses des eaux de surface

1.1. Les paramètres physico-chimiques :

1.1.1 La température :

Les valeurs moyennes de température enregistrées dans les eaux de surfaces du port de Tipaza durant la période d'étude varient entre (16,66 – 23,93°C) avec une moyenne de 18,47°C, et un écart type de 2.69.

Le minimum est enregistré au niveau de la station S₂, le maximum est observé au niveau de S₆ un écart de 7.27°C. Cette différence peut être expliquée par le fait qu'au niveau de S₆, il y a un important rejet d'eaux usées.

D'une manière générale, les valeurs obtenues sont influencées par celles de l'air. Elles sont saisonnières- et restent inférieures aux normes algériennes (inférieures a 30°C)(**JORA.2006**)

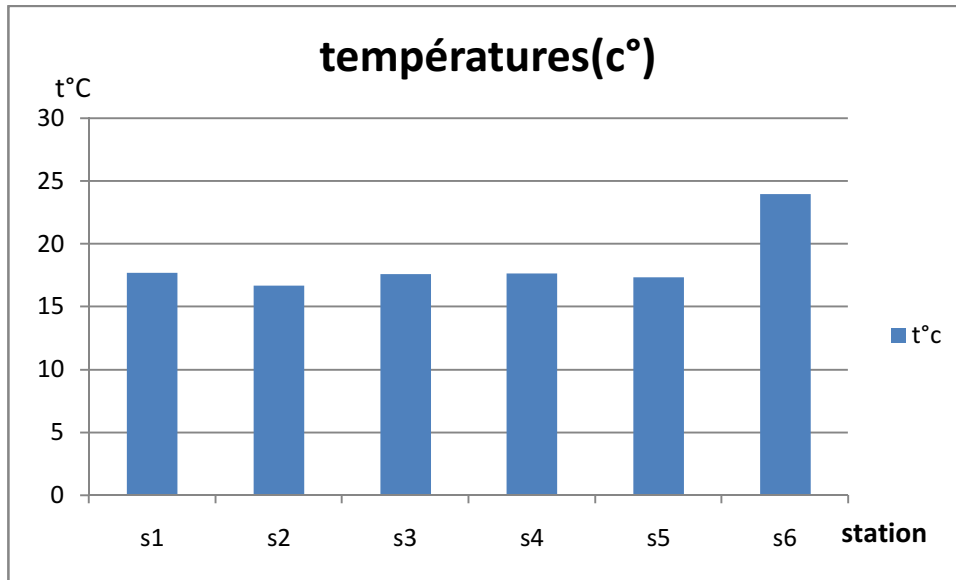


Figure VI.1. Variation des moyennes de la température dans le port de Tipaza en fonction des stations

1.1.2 Salinité :

Les valeurs de salinité enregistrées varient entre 33,23 et 35,53 PSU, avec une moyenne de 35.9 PSU et écart type de 0.7.

En méditerranée, la salinité est comprise entre 37.8 et 39.3 PSU, Les résultats obtenus au cours des prélèvements sont en dessous de la normale, ceci est probablement lié aux rejets.

La station S3 montre la plus faible valeur de salinité mesurée, et cela ne peut être expliqué que par les apports terrigènes en eau douce d'eaux usées

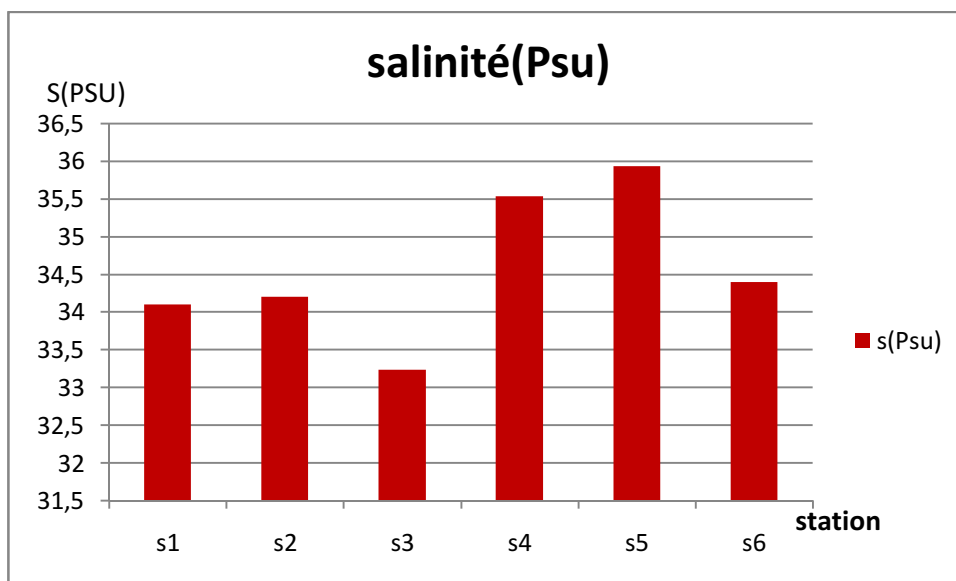


Figure VI.2: Variation des moyennes de la salinité dans le port de Tipaza en fonction des stations

1.1.3 La conductivité :

Les conductivités mesurées présentent une moyenne de $53,4\mu\text{S}/\text{cm}$ et un écart type de 1,12. Les stations 3 et 4, marquent respectivement les valeurs minimales ($52\ \mu\text{S}/\text{cm}$) et maximales ($54,7\mu\text{S}/\text{cm}$).

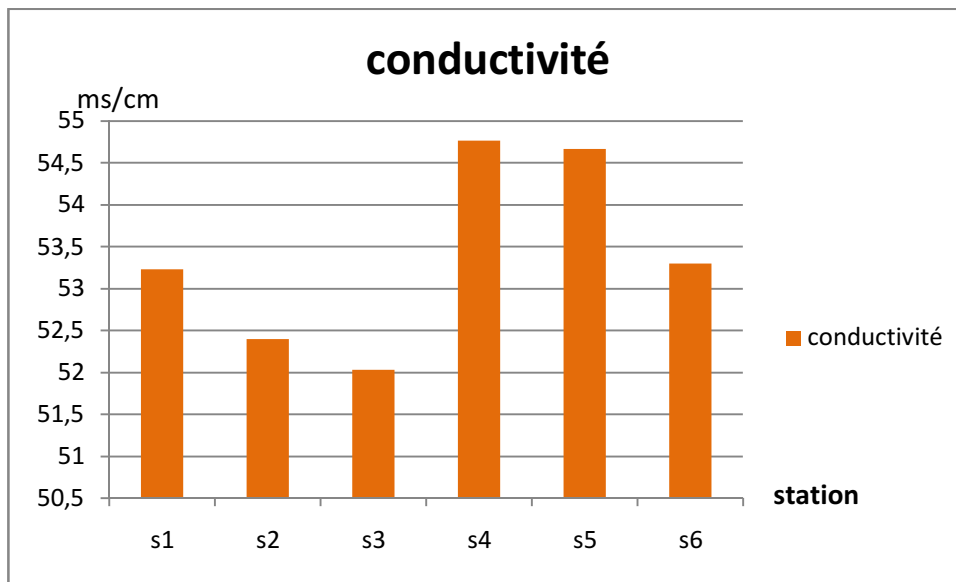


Figure VI.3.: Variation des moyennes de la conductivité dans le port de Tipaza en fonction des stations

La conductivité de l'eau de mer est très élevée en raison de la forte concentration en sels dissous (Aminot&Kérouel, 2004), du fait qu'elle permet d'évaluer la charge totale en électrolytes d'une eau (Ramade, 2000).

1.1.4-Les matières en suspension (MES) :

Les variations des matières en suspension montrent des fluctuations assez marquées. La moyenne est de $117,77\ \text{mg}/\text{l}$ et l'écart type est de $19,31\ \text{mg}/\text{l}$, avec une valeur maximale en S₄ ($154,66\ \text{mg}/\text{l}$) et valeur minimale en S₃ ($108,33\ \text{mg}/\text{l}$)

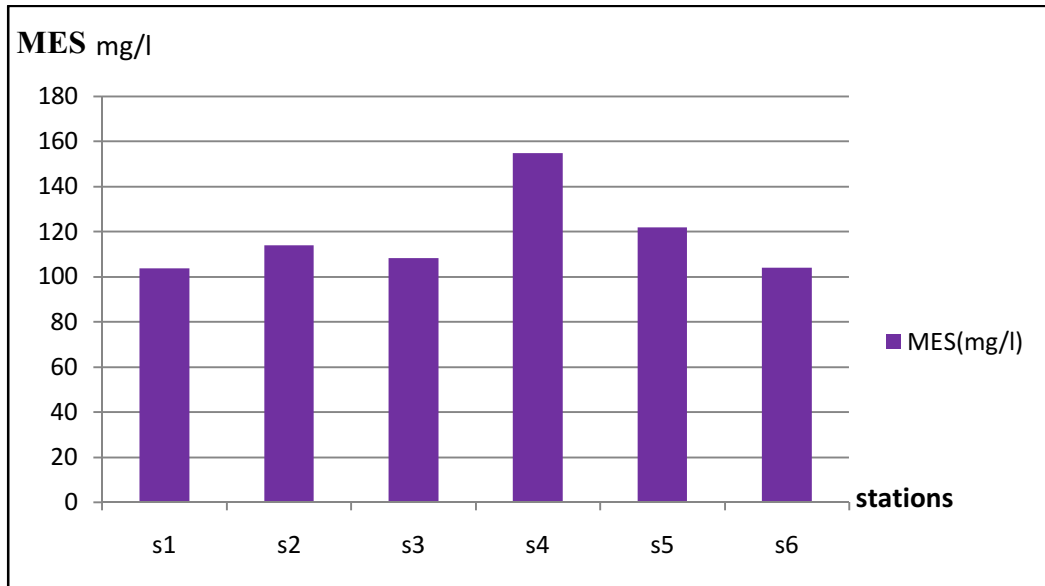


Figure VI.4: Variation des moyennes de la matière en suspension en fonction des stations

1.1.5 Matière organique particulaire (MOP) :

Théoriquement, les ports étant le réceptacle de nombreux déchets générés par l'activité humaine. Les teneurs en matières organiques sont assez élevées par rapport à celles mesurées en milieu marin.

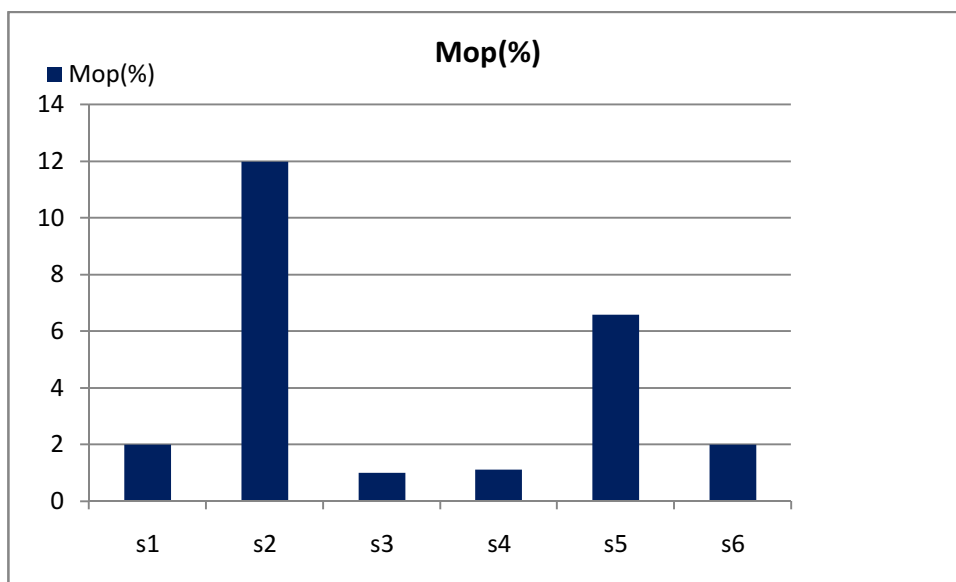


Figure VI.5. Variation des taux moyens de la matière organique en fonction des stations

les pourcentages de la matière organique particulaire varient entre un minimum de 1.02 % (S3) et un maximum de 12 % au niveau de S2 avec une moyenne de 4.12 et un écart-type de 4.37

1.1.6. Variation des sels nutritifs

1.1.6.1. Nitrates (NO_3^-)

Les concentrations en nitrates varient entre $0,21 \mu\text{mole/l}$ et $0,38 \mu\text{mole/l}$ avec une moyenne de $0,27 \mu\text{mole/l}$ et un écart type de $0,06$.

Les concentrations les plus élevées en nitrates ont été observées au niveau des stations du port (S4, S3 et S5), ceci peut être dûes aux activités anthropiques et à l'oxydation des matières azotées par les bactéries. Rappelons aussi qu'il existe des rejets au niveau de ses bassins.

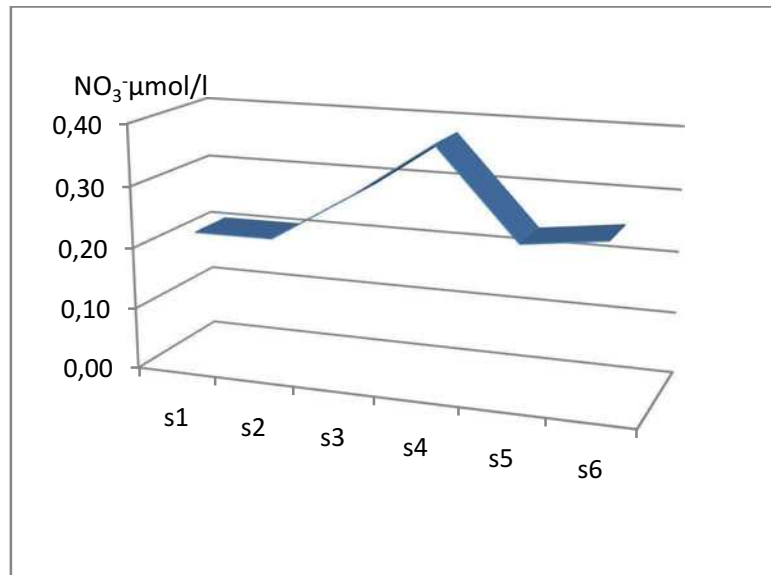


Figure VI.6. Variation des concentrations moyennes des nitrates en fonction des stations

1.1.6.2 Nitrites (NO_2^-)

L'azote nitreux dans la baie varie entre $0,09$ et $0,37 \mu\text{mole/l}$ avec une moyenne de $0,15 \mu\text{mole/l}$ et un écart type de $0,10$. La concentration la plus élevée en nitrites ont été observée au niveau de station du port (S5)

Ceci s'explique par l'oxydation de l'ammonium originaire certainement de la matière organique issue des eaux usées déversées près des stations, et la réduction des nitrates.

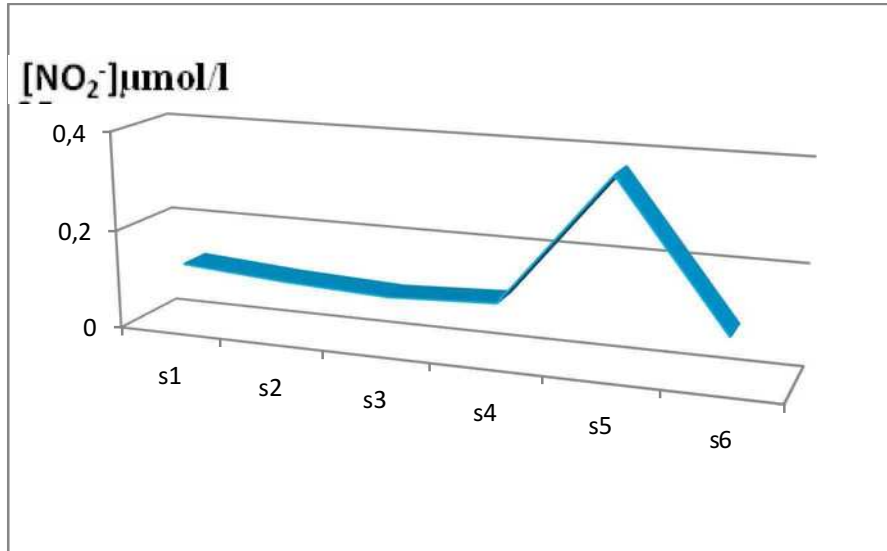


Figure VI.7. Variations des concentrations moyennes des nitrites en fonction des stations

1.1.6.3 : Orthophosphates (PO₄³⁻)

Les teneurs des Orthophosphates des eaux superficielles varient dans un intervalle de 0,17μmol/l et 1,17μmol/l avec une moyenne de 1,11μmol/l et un écart type de 0,57. Les teneurs les plus importantes sont enregistrées au niveau de la station (S4), cela s'explique par le fait que les orthophosphates proviennent de la dégradation de la matière organique ou des polyphosphates utilisés pour le traitement des eaux ou comme adjuvants actifs dans les détergents

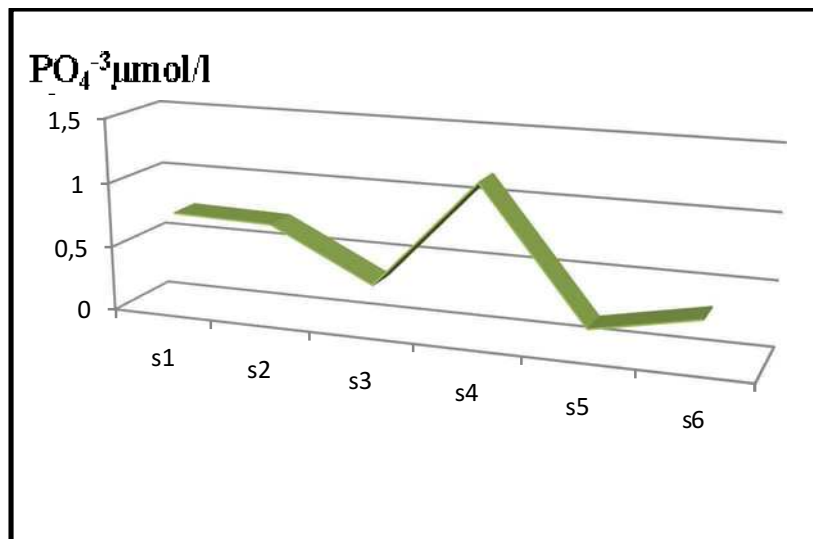


Figure VI.8. Variation des concentrations des Orthophosphates en fonction des stations

1.1.6.4. Ammonium (NH₄⁺)

Les concentrations en ammonium varient entre 10,23 et 18,53 μmole/l avec une moyenne de 12,43 μmole/l et un écart type de 3,12. Les concentrations les plus élevées ont été enregistrées au niveau des stations S4, qui sont à proximité des rejets.

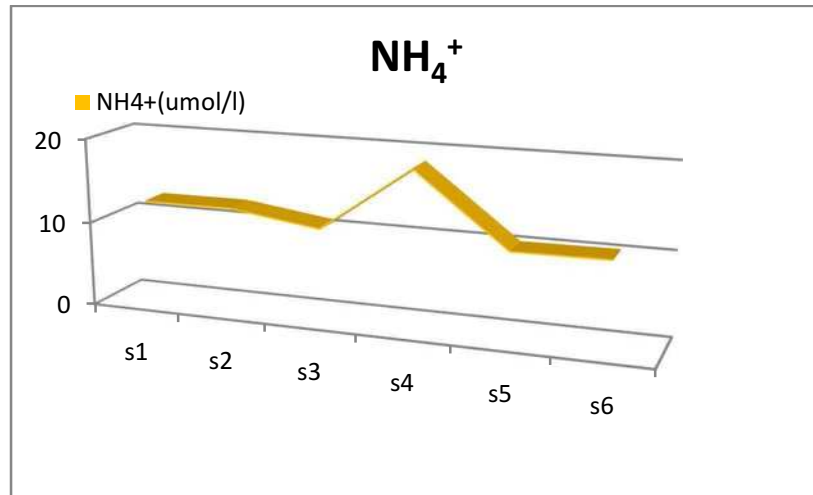


Figure VI.9. Variation des concentrations moyennes de l'ammonium en fonction des stations

1.1.6.5. Silice

Les valeurs des silices enregistrées varient considérablement entre 9,11 à 22,09 μmole/l avec une moyenne de 15,20 μmole/l et un écart type de l'ordre de 4,72

Les fortes concentrations sont enregistrées au niveau des stations S3, S4 et S2 avec un maximum dans la station S1 et une minimum dans la station S6. **(figure III.19).**

Cette richesse en silice dissoute peut être en relation avec les apports côtiers et celui des rejets et/ou encore avec la dissolution des tests siliciques et la diffusion à partir des sédiments marins **(Houma et al, 2009).**

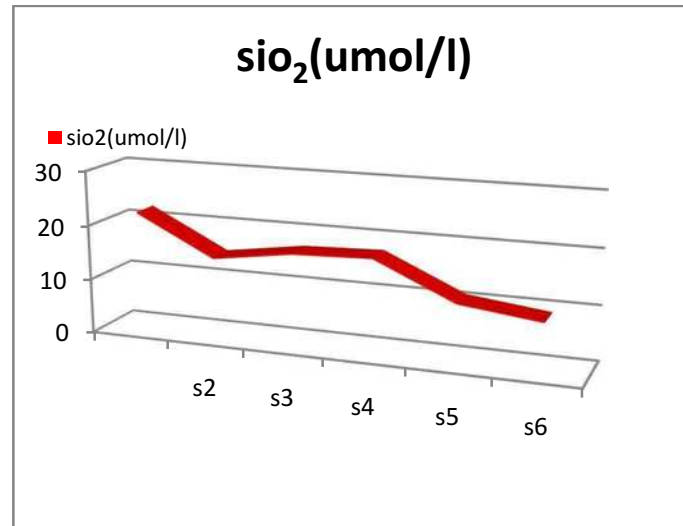


Figure VI.10. Variations des concentrations moyennes des silicates en fonction des stations

1.1.7. Chlorophylles *a* et phéopigments:

L'objectif de cette analyse est d'apprécier la présence et la vitalité de la population phytoplanctonique à partir de la concentration de ces deux pigments. Il y a une proportionnalité entre la quantité en chlorophylle *a* et la quantité de la matière vivante. Inversement, pour les phéopigments dont les concentrations sont proportionnelles à la quantité de matière morte. Néanmoins, une synthèse excessive en chlorophylle engendre un déséquilibre. Un risque d'eutrophisation apparaît à partir de 7,5 µg/l en milieu marin, Les courbes des concentrations moyennes de la chlorophylle et des phéopigments ont la même tendance. Leurs variations sont influencées par des facteurs climatiques (T°C. ensoleillement.) et physico-chimiques (Tu, sel nutritifs)

Les valeurs moyennes de la chlorophylle *a* et des phéopigments sont consignés dans un tableau en **annexe II**

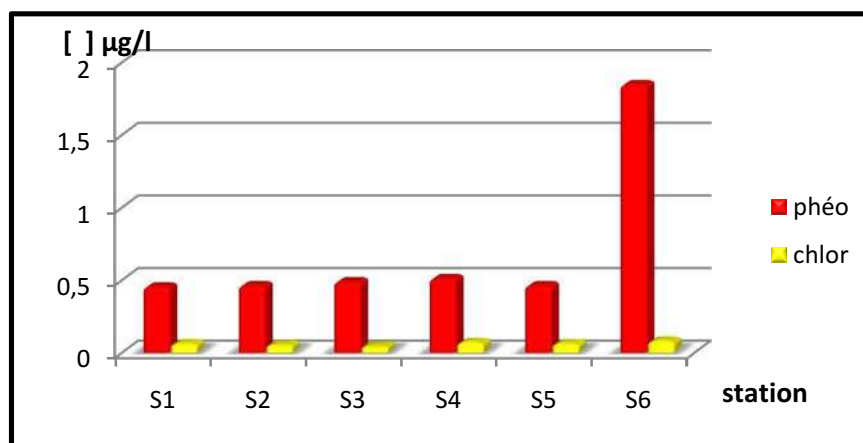


Figure VI.11. Variations des concentration moyennes de la chlorophylle *a* et des phéopigments en fonction des stations.

Pour toutes les stations, les concentrations en phéopigments sont nettement supérieures à celle de la chlorophylle (**figure VI.11**). Les concentrations de cette dernière varient entre 0.044µg/l et 0.08µg/l avec une moyenne de 0.062µg/l et un écart type de 0.01. Les valeurs les plus élevées sont enregistrées aux niveaux de S6, S5 et S4. Les concentrations moyennes en phéopigments varient entre 0.45µg/l et 1.84µg/l avec une moyenne de 0.49µg/l et un écart type de 0.053

L'activité biologique planctonique est affaiblie et la mortalité accélérée. Ceci est probablement dû au rejet des eaux usées dans le port rendant le milieu impropre à la croissance planctonique, à cela s'ajoute les fortes teneurs en MES limitant la pénétration de la lumière nécessaire à la photosynthèse et l'agitation permanente par les embarcations entraînant les cellules vers le fond et remettant en suspension les phéopigments issus des détritiques de végétaux déposés avec les sédiments. (**GIP Loire ESTUAIRE ., 2005**)

1.1.8. Concentration en métaux lourds dans les sédiments du port de Tipaza :

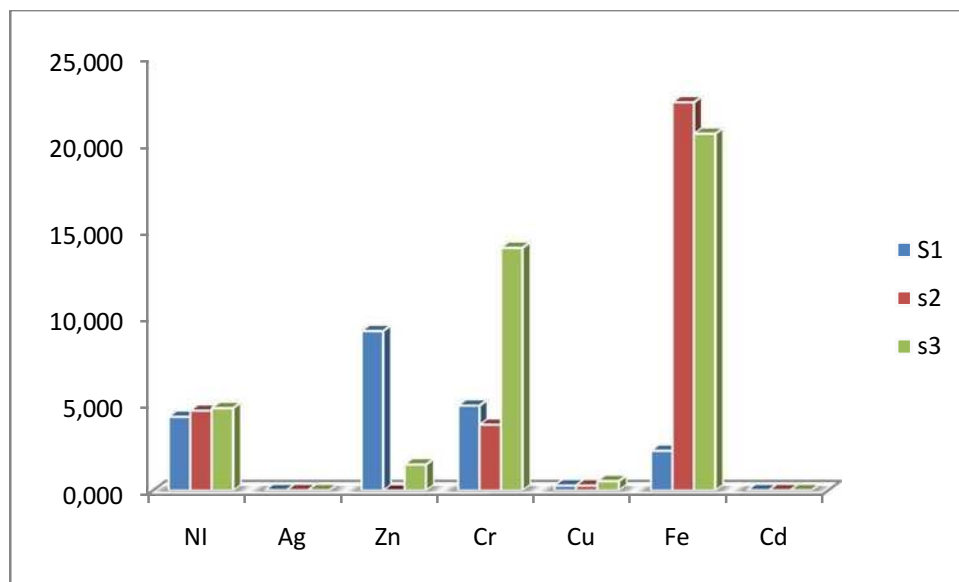


Figure VI.12. Concentration moyenne des métaux dans le sédiment superficiel

Du port de Tipaza

Interprétation

- **Nickel (NI) :** les concentrations de ce métal varient dans l'intervalle (4.25- 4.75µg/g), la moyenne est de 4.53µg/g, les concentrations maximales sont signalées au niveau de la station 3 mais pas grande différence des valeurs entre les trois stations.
- **Argent (Ag) :** une forte valeur enregistrée à S1 (0.015µg/g), les trois stations restent largement inférieures à la norme algérienne (1.5 µg/g) et la norme française (0.2 µg/g)

- **Zinc (Zn)** : les concentrations de Zn varient dans l'intervalle (9.2-4.0ug/g). la moyenne est de 3.56 ug/g, les concentrations maximales sont signalé au niveau de la s1 et minimale a s2 ces valeurs largement inférieure a la norme algérienne (500mg/g)
- **ChromCr** : les concentrations de Cr varient dans l'intervalle (4.88 13.99mg/g), la moyenne est de 7.57ug/g .ces valeurs sont inférieures a la norme algériennes (250mg/g)
- **Fer (Fe)**: les concentrations de Fr varient dans l'intervalle (22.39-2.29ug/g) la moyenne est de 15.08mg/l, les concentrations maximales sont signalé au niveau de la station 2 et minimale en s1, ces valeurs largement inférieure a la norme française (2000mg/g)
- **Cadmium (Cd)** : les concentrations sont dans l'intervalle(0.014-0.012ug/g) avec une moyenne de 0.013ug/g .ce valeurs enregistré s sont largement inférieurs à la norme Algérienne (250 µg/g),
- **Cuivre (Cu)**: les concentrations de cuivre sont dans l'intervalle (0.291-0.54)mg/l avec une moyenne de 0.144ug/lg ces valeurs enregistré s sont largement inférieurs à la norme Algérienne (2 µg/g),

1.1.9. Concentration des hydrocarbures totaux dans le sédiment du port de Tipaza.

Après traitement des échantillons (extraction , minéralisation et purifications) au laboratoire de l'ENSSMAL, la lecture a été effectuée au niveau du centre de recherche appliquées à la physique et chimie de Bouismail (CRAPC).

Le profils de spectre d'absorption sont représentés ci-dessous.

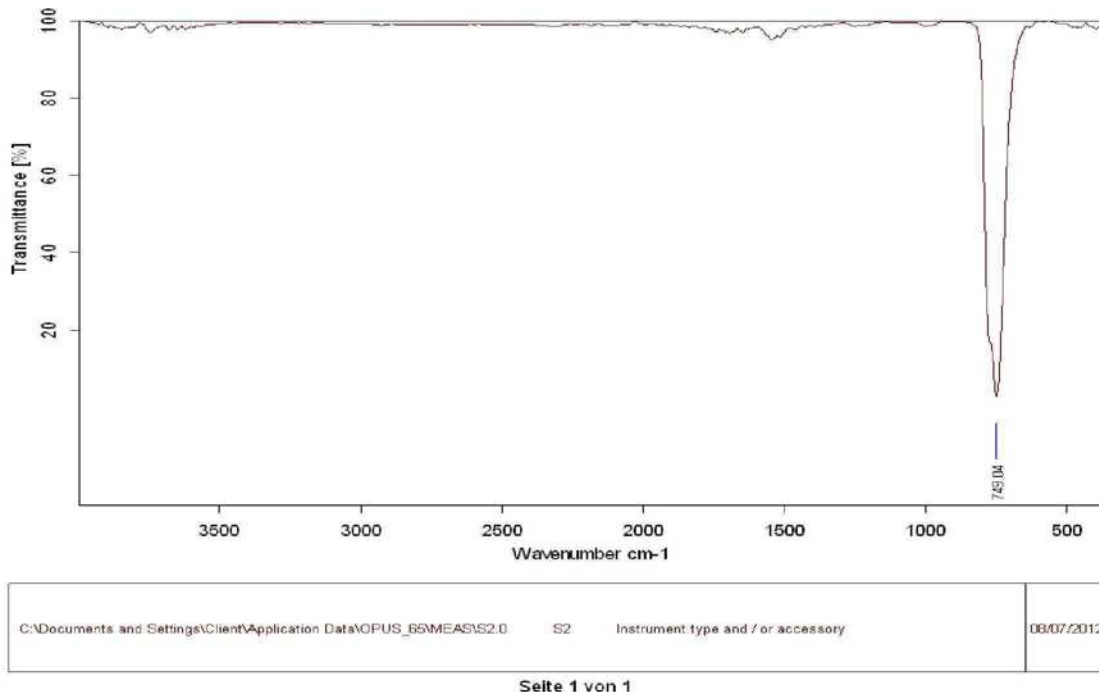


Figure VI.13. le profils de spectre d'absorption

Au regard des spectres d'absorption à la longueur d'onde de 2995 cm-1 illustrés dans le figure,il apparait vraisemblablement que les sédiments ne contiennent pas des hydrocarbures , ces résultats doivent être confirmés par dosage à la chromatographie en phase gazeuse

1.2 Paramètres bactériologiques :

1.2.1. Résultats de recherche et de dénombrement des germes indicateurs de la pollution dans les eaux de surface.

1.2.1.1 Les Coliformes totaux

Les concentrations moyennes des CT les plus élevées ont été observées au niveau de S4 (78,33/100ml), S3 (45), et S5 (39,33). Elles sont au-dessous des valeurs de guides et des valeurs limites (500 et 10000 ct/100ml) **JORA ,1993**

Néanmoins, c'est au niveau de S4 que nous enregistrons la plus grande valeur. Nous pensons que ceux sont des taux résiduels dus aux eaux usées rejetées auparavant par l'égout implanté au niveau de ce bassin.

1.2.1.2 Coliformes fécaux :

Les concentrations moyennes des CF les plus élevées ont été observées au niveau de la S5(28.33cf/100 ml), (le point proche d'égout). Néanmoins, toutes les valeurs sont largement en dessous, des normes impératives(2000cf/100ml),et même des normes guides(100cf/100ml)

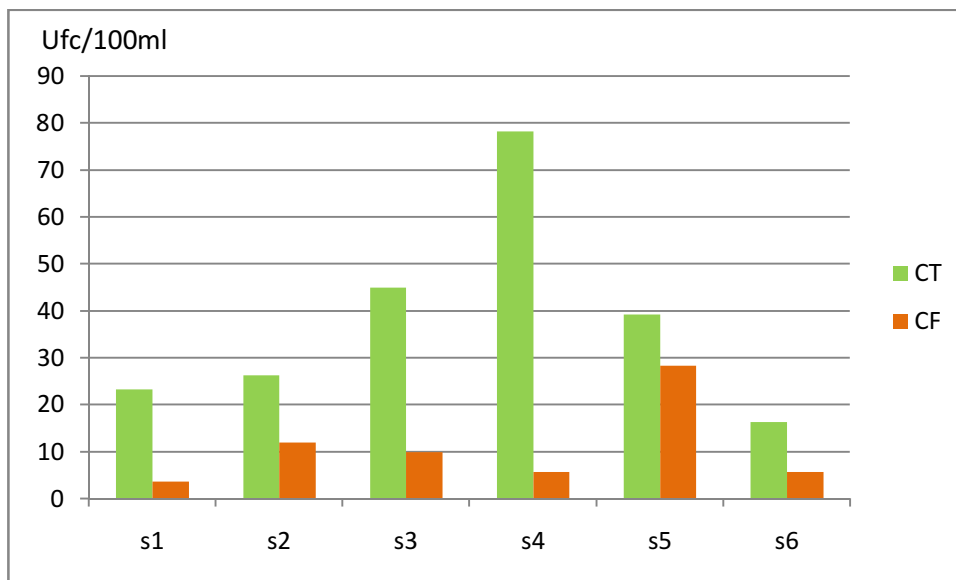


Figure VI.14 : Variations des concentrations moyennes des coliformes au niveau de port de Tipaza

1.2.1.3. Les Streptocoques Fécaux :

Les streptocoques sont d'excellents indicateurs de pollution fécale, ceux sont des germes qui survivent le plus dans les eaux de mer et cela grâce à leurs caractéristiques physiologiques qui leur confèrent une meilleure adaptation par rapport aux autres germes indicateurs

(PNE/1977)

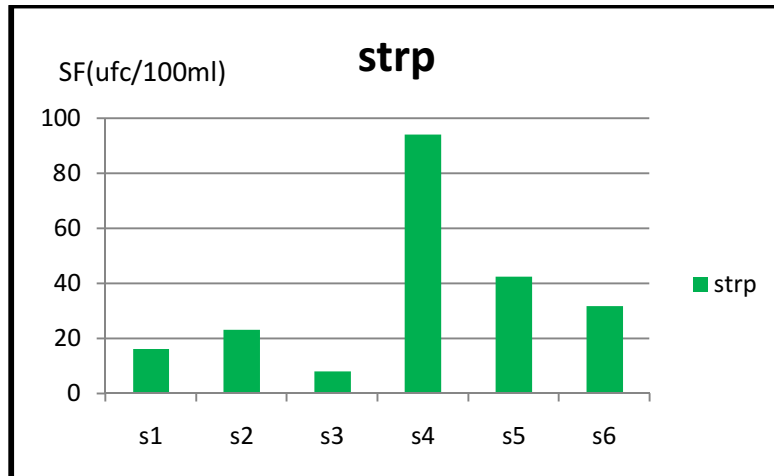


Figure VI.15. Variations des concentrations moyennes des Streptocoques (Strp) en fonction des stations.

A la vue des résultats, on remarque que toute les stations présentent des concentrations moyennes inferieures que la norme (100ST/100ml)

1.2.1.4. Les Staphylocoques

Les staphylocoques sont de bons indicateurs de proximité. Leur présence en grand nombre à côté des coliformes et streptocoques fécaux, rend probable celles des germes pathogènes dont l'isolement est souvent difficile. (Rodier et al., 2005).

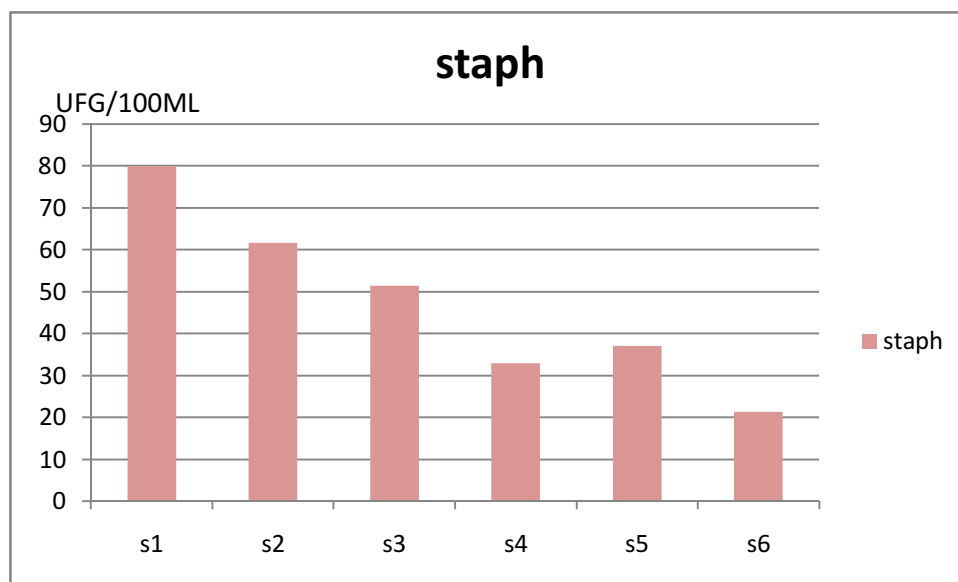


Figure VI.16. Variations des concentrations moyennes des Staphylocoques (Staph)

Les concentrations moyennes en staphylocoques « *Staphylococcus aureus* » présentes une fortes (entre 80- 51/100ml) concentration aux niveaux des stations S1, S2, S3 ; ces points situés aux niveaux des bassins loin de la passe d'entre avec le taux le plus faible au niveau de la station S6 avec (21,33 Staph/100ml).

1.2.1.5. Les Anaérobies Sulfitoréducteurs (ASR)

Aucun *Clostridium* sulfitoréducteurs n'a été identifié dans les de surface du port.

1.2.2. Résultats d'identification des germes pathogènes

A l'aide des différents tests d'identification précités en méthodologie, nous avons identifié un certain nombre de bactéries plus ou moins pathogènes, dont les plus importants, ainsi que les étapes suivies pour leur identification, sont résumés comme suit :

a. Les Salmonelles

Après plusieurs repiquages des colonies suspectées sur milieu SS, à partir des cultures pures présentant des colonies transparentes à centre noir, nous avons procédé à l'identification des espèces.

- Coloration de Gram : bacilles Gram(-).
- Test TSI : glucose (+), Lactose(-), Saccharose (-), Gaz (-) et H₂S (+)
- Identification biochimique à l'aide de la galerie API 20 E : Il s'agit de *Salmonella spp*, *Salmonella enteritidis* et *Salmonella Arizonae*

b. Les Vibrionacées :

Des colonies vertes et jaunes sur gélose TCBS ont fait l'objet d'une identification :

- Coloration de Gram : bacilles incurvés Gram(-).
- Test d'oxydase : oxydase (+).
- Le test de la catalase : catalase (+).
- Colonies jaunes Saccharose +, colonies vertes Saccharose (-)
- Identification biochimique à l'aide de la galerie API 20 E : *Vibriospp*, *Aeromonashydrophyla*, *Vibrioparahaemolyticus*.

2. Résultats des analyses des sédiments

2.1. Evaluation des paramètres bactériologiques des sédiments :

2.1.1. Coliformes totaux

L'évaluation de la qualité bactériologique des sédiments a été réalisée par la méthode de fermentation en tubes multiples nommée aussi la méthode du nombre le plus probable (NPP), (série des trois tubes).

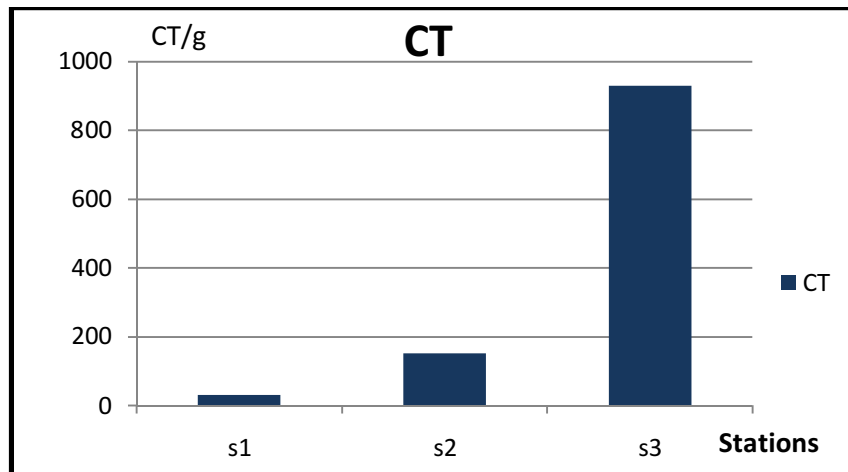


Figure VI.17. Variations des concentrations des (CT) dans les sédiments en fonction des stations.

D'après l'histogramme ci-dessus, on constate que la concentration la plus élevée a été enregistrée au niveau de S3 et (930 CT/g). Cette station se localisé au niveau du bassin de plaisance.

Alors que les valeurs des deux autres stations (S1.S2) présentent de faibles concentrations qui sont dans l'ordre (30 CT/g, 150 CT/ g), Ces deux stations se localisent respectivement au niveau du nouveau bassin de pêche et l'autre dans l'ancien.

De ces résultats il en ressort, que les taux en coliformes totaux enregistrés au niveau des sédiments sont nettement supérieurs à ceux dénombrés dans la même colonne d'eau en surface.

2.1.2. Coliformes fécaux :

C'est au niveau de S3 qu'une concentration maximale en Coliformes fécaux est enregistrée (150 bactéries /g), par contre au niveau des stations S1 et S2, on a relevé des taux beaucoup plus et sont dans l'ordre (30 CF/g , 150 CF/g) (**Figure VI .17.**)

La majorité des coliformes thermotolérants identifiés sont d'origine fécale dont en tête de ligne *E.coli*, suivie de *Klebsiella* et d'*Enterobacter*.

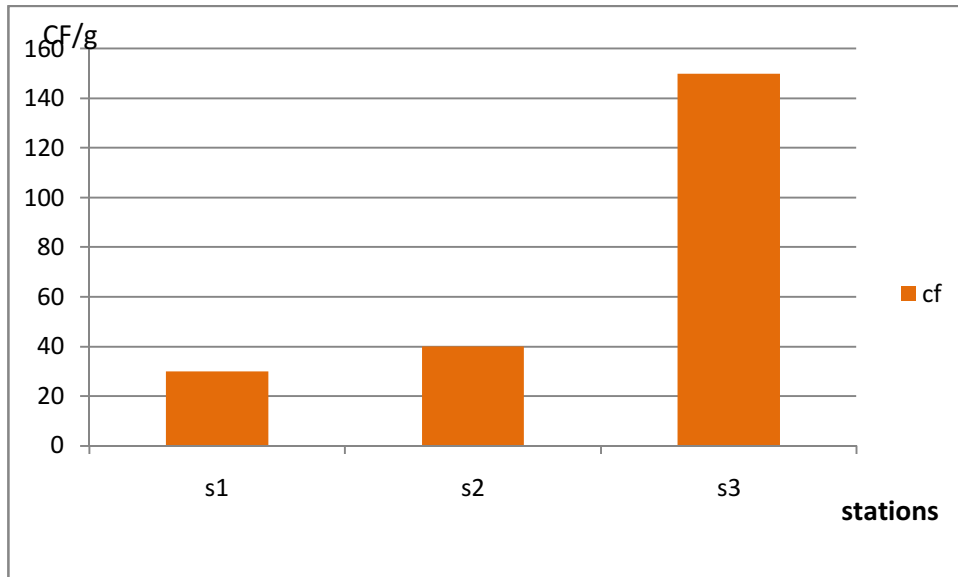


Figure VI.18. Variations des concentrations des (CF) dans les sédiments en fonction des stations

2.1.3. Streptocoques fécaux

Les mêmes observations sont rapportées en ce qui concerne la station (S3) avec la plus forte concentration en entérocoques (930Strep/g), ce qui apparait logique par le fait que la pollution est très importante au niveau de cette station. Les concentrations en streptocoques dans les sédiments sont aussi plus élevées qu'aux niveaux des eaux de surface. L'adsorption des bactéries sur les sédiments leur confère une plus grande résistance aux conditions marines.

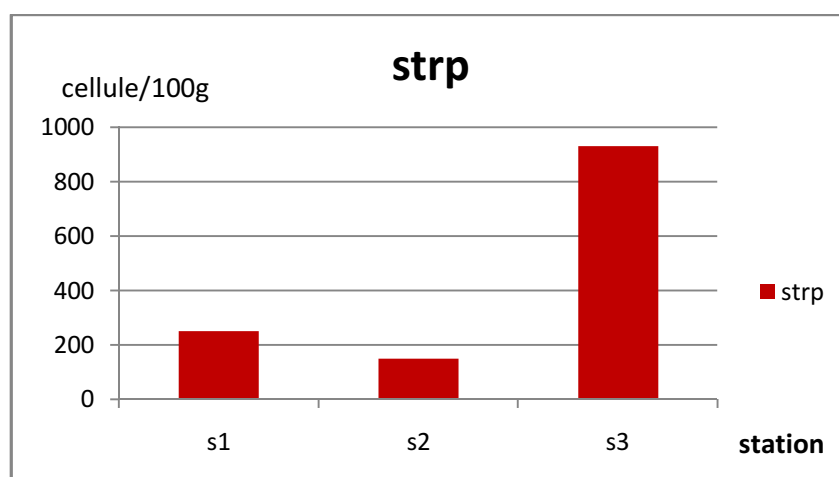


Figure VI.19. Variations des concentrations des (strps) dans les sédiments en fonction des stations

3. Evaluation des paramètres bactériologiques des oursins

Toujours dans le but d'évaluer la qualité des eaux du port, nous avons utilisé des oursins comme indicateurs de pollution. Ils ingèrent le phytoplancton, base essentielle de leur nourriture mais concentrent également dans leur tractus digestif et leurs tissus, les polluants chimiques et les microorganismes présents dans le milieu environnant.

Les germes recherchés sont:

- Coliformes totaux et fécaux,
- Streptocoques fécaux
- Staphylocoques
- Anaérobies sulfitoréducteurs (ASR)
- Levures et moisissures
- Salmonelles

Les taux moyens des germes recherchés dans 100 grammes de chair et système aquifère des oursins sont consignés dans le tableau ci-après.

Germe	ct	cf.	strp	Staph	Clostridium	Moisissures
S1	1343.35	80.30	1000	4400	1550	3000

Au regard du tableau, les oursins récoltés au niveau du bassin de plaisance du port sont très contaminés et bien sûr impropre à la consommation. Les concentrations en ces germes au niveau de la chair sont énormément élevées par rapport à celles obtenues dans l'eau où ils ont été prélevés. Ceci s'explique par le fait que les oursins sont des excellents bioaccumulateurs de pollution. Rappelons aussi que cette station est située près du rejet d'eaux résiduelles. De plus, on a signalé la présence d'une salmonelle (*Salmonella enteritidis*) dans 25g de chair ce qui confirme la contamination du milieu.

Aménagement du port

I. Aménagement du port de Tipaza :

Les secteurs de la pêche et du tourisme côtier constituent des axes essentiels de la stratégie de développement menée dans le cadre du plan d'aménagement de la wilaya de Tipaza.

Pour augmenter la capacité d'accueil, la wilaya a initié un important programme d'aménagement des infrastructures portuaires.

Cette infrastructure permettra de porter la surface actuelle de plan de 08 hectares (DTP, 2009).

1. Aperçu sur l'ancien port :

1.2. Etat ancien de port:(L.E.M. 2004)

Selon les données du LEM (2004), l'ancien port de Tipaza avait les caractéristiques suivantes :

a. Jetée Est

Sa longueur était de 90m , il y'a existence de nombreuses excavations dont quelques-uns sont au niveau de la jetée sur tout le coté intérieur.

b. jetée Ouest

Cette jetée est fondue sur une dalle rocheuse qui a subi une érosion importante à l'extrémité Est et Ouest du mur du garde. Sa longueur était de 100m

c. port de pêche

- ❖ Coté intérieur : il n'y avait pas de dégât au niveau des fondations, ni des dégradations des superstructures.
- ❖ Coté extérieur : il y avait deux affouillements de longueurs très importantes.

d. Quai Sud

Il a été relevé un affouillement entre la base de la construction et le substratum.

e. Quai Nord

Ce quai est fondé sur la roche, et semble en bon état mise à part la présence de trois cavernes le long du quai, dont les dimensions varient de (1m à 1,20m) en hauteur et de (1m à 1,80m) en profondeur.

f. Quai de la douane (mur de soutènement)

Le mur de soutènement n'a pratiquement subi aucun dégât, il est construit sur une roche à moitié immergée et sa base protégée en béton renforcé.

On note seulement un affouillement au niveau de mur provoqué par des infiltrations d'eau pluviales.

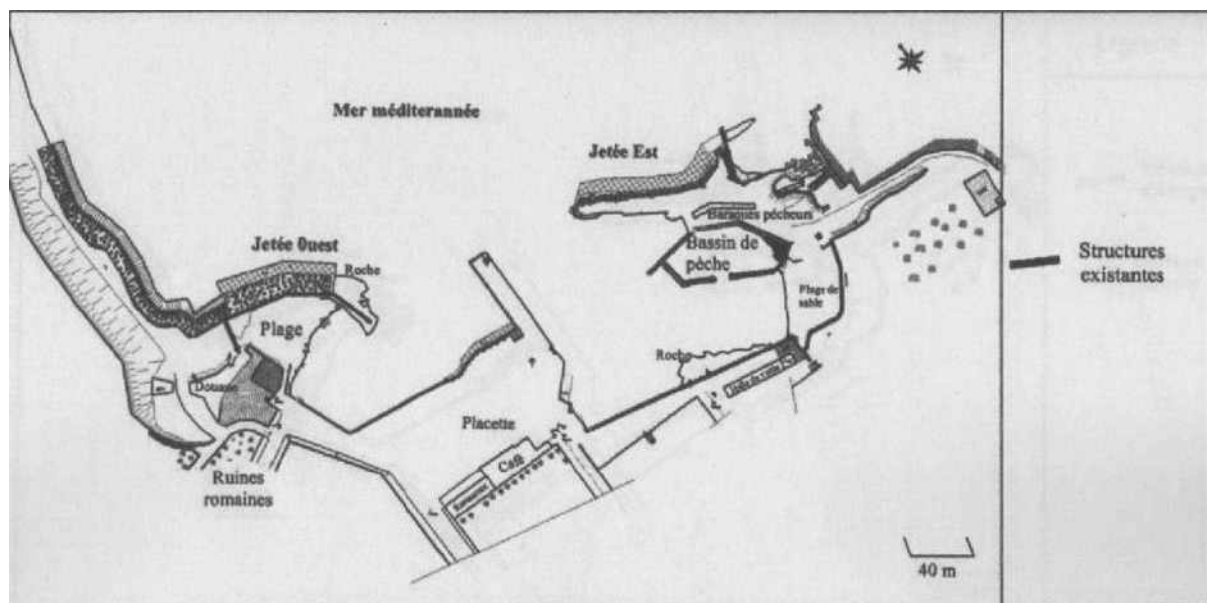


Figure V.1 : Schéma de l'ancien port de Tipaza(L.E.M2004)

Tableau V.1 : Caractéristiques techniques du port de Tipaza en 2005 : LEM, 2005

Ouvrages	Caractéristiques
<u>1-plan d'eau :</u>	
plan d'eau	6000 m ²
surface du bassin de pêche	9443.5 m ²
surface du bassin de plaisance	16789 m ²
largeur de la passe d'entrée	
<u>2-terre plein :</u>	
surface terre plein	40000 m ²
un linéaire de quais	200 ml
<u>3-ouvrages de protection :</u>	
longueur de la jetée Ouest	100 m
longueur de la jetée Est	60 m
<u>4-quais :</u>	
longueur de quai de la douane	100 m
longueur de quai de sud	140 m
capacité du port	9 unités

1.3.La pêche dans le port de Tipaza

a- La flottille de pêche

Le port de pêche de Tipaza n'est qu'un abri de quelques dizaines de petites embarcations et cela est dû aux mauvaises conditions des bassins portuaires.

Tableau V.2: Flottille de pêche au port de Tipaza (2006) :

Flottille	Type de métiers	Port de Tipaza
Active	Chalutiers	--
	Sardiniers	--
	Petits métiers	09
Immobilisée	Chalutiers	--
	Sardiniers	--
	Petits métiers	09
Total	Chalutiers	--
	Sardiniers	--
	Petits métiers	18

(Source : MPRH, 2004)

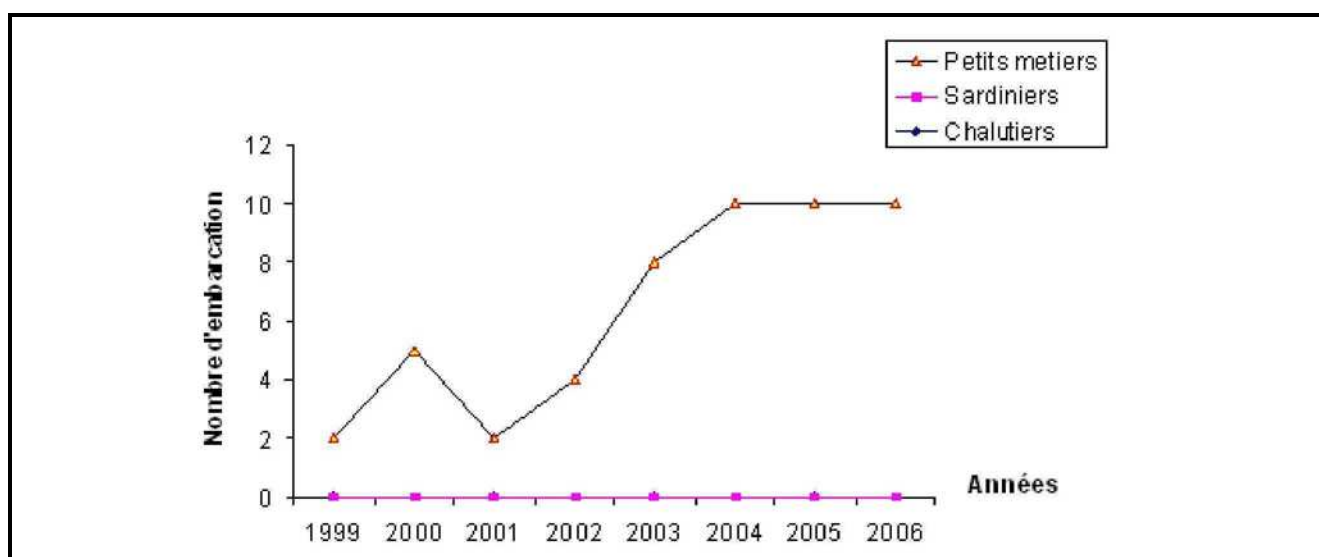


Figure. V.2: Evolution de la flottille de pêche du port de Tipaza de 1999 à 2006.

Selon la « figure. V.2 », on observe une augmentation du nombre d'embarcations d'une année à l'autre, dont une nécessité de l'aménagement du port de Tipaza.

1.3.1. Estimation des besoins a- La flottille de pêche

La flottille de pêche présente au port de Tipaza est composée :

- 14 Sardiniers.
- 20 Petits métiers.
- 12 Chalutiers.

b- la flottille de plaisance

La flottille de plaisance dans le port de Tipaza correspond à six catégories qui sont : I, I Bis, II, III, IV.

Tableau. V.3: Dimensionnement des embarcations de plaisance dans le port de Tipaza:

Catégories	Longueur maximale du bateau (m)	Largeur maximale (m)	Tirant d'eau (m)
I	4.50	2	1.50
I Bis	7	2.50	1.50
II	8	3	1.50
III	10	4	1.50
IV	15	5	1.50

Les problèmes du port de Tipaza étaient les suivants :

La passe d'entrée du bassin 01 est très ouverte, ceci provoque une grande agitation à l'intérieur du bassin.

- Absence des quais d'accostage.
- Le quai Sud est très haut et on note la présence de substratum rocheux qui ne permet pas l'accostage.
- présence des rejets d'eau usée.
- Absence de l'entretien et de la maintenance au niveau des cases des pêcheurs.
- absence de l'eau potable.
- Présence d'une petite hale de vente et l'absence d'une fabrique de glace.
- diminution de profondeur dans les deux bassins.

II. Travaux de conceptions et de réalisation du port de Tipaza :

Le projet d'aménagement du port de Tipaza fait partie du schéma directeur des infrastructures. Il a débuté en 2007 et a pour but de promouvoir l'activité touristique, de protéger les monuments historiques contre l'effet destructeur de la houle et de promouvoir l'activité de la pêche artisanale

Les travaux consistent en un levé topographique détaillé du port comprenant tous les ouvrages du port, les terre-pleins, les routes et accès, les constructions avoisinantes (musée, commerce et habitations) et les espaces verts.

1. Réalisation des ouvrages de protection :

Les travaux se sont achevés en 2009 (réalisés par l'entreprise Abrantina), il est constitué de deux bassins séparés par un mole et protégé par une jetée principale et secondaire



Figure V.3 : Jetée principale



Figure V.4 : Jetée secondaire

a) La Jetée principale

La protection des jetées est constituée d'enrochements (0.5-2t) d'épaisseur 1.80m et d'une carapace BCR de 13t . Le prolongement de la jetée principale était de 145 ml à partir du musoir de la jetée et qui a eu une longueur totale de 235 ml, la jetée principale est constituée :

D'un noyau en tout venant de carrière (0 – 500 kg), arasé +1.00 m, prolongé de l'extérieur par deux sous couches en enrochements. L'une de catégorie (1 – 3t) d'épaisseur 2.10m arasée à la côte +2.05 m, l'autre de catégorie (3 – 6t) d'épaisseur 2.75 m arasé à la côte +4.80m et d'une carapace de BCR de 13t d'épaisseur 3.65 m arasée à la côte +8.55m. La protection intérieure est assurée par une couche en enrochement (1 – 3t) sur un tronçon de 83.5m.

Le musoir est constitué de deux sous couches en enrochements (1 – 3t) et (3 – 6t) respectivement 2.10 m, 2.75 m d'épaisseur et +3.10 m, +4.50 m de cote d'arase ainsi qu'une carapace en BCR de 18t. (DTP, Tipaza)

b) La Jetée secondaire

Le prolongement de la jetée secondaire est de 85ml (mètre linière) de longueur est constituée par :

- Un noyau en tout venant de carrière (0 – 500 kg) et arasée a la côte +1.00 m.
- Une sous couche en enrochement (1 – 3t) d'épaisseur 2.10 m arasée a la cote +3.1m.
- Une carapace en enrochement de (3 – 6t) arasé a la cote +4.50 d'épaisseur 2.75 m.
- Un tapis anti-affouillement sur lequel reposent la couche de transition et la carapace plus une largeur de 4.00 m.
- Un couronnement de jetée en béton armé composé par une dalle de 2.00 m d'épaisseur arasé a la côte +3.00 m et d'un mur de garde arasé a la côte +4.00 m. (DTP, Tipaza)

2. Réalisation des ouvrages d'accostages

- a) **Appontements** : deux appontements identiques de largeur 4.50m de longueur respectives 30m et 23m et trois autres aussi identiques de largeur 2.80m et de longueur 23.50m



Figure V.5 : Les appontements dans le port de Tipaza

b) Quais

La structure de ces quais est de type blocs de béton préfabriqué en forme de I. Les blocs empilés les uns sur les autres sont posés sur une couche d'assise d'épaisseur minimale de 50 cm en enrochement de catégorie (1 – 15 kg).

La protection en pied de quais est assurée par une couche enrochement (50-200kg) de 0.80m d'épaisseur

c) Cale de halage

En plus de la cale de halage existante, une cale, de dimension 30mX10m et une pente de 10%, a été aménagée à proximité de la douane



Figure V.6 : Cales de halage dans le port de Tipaza

3. L'état actuel de port

a)-bassin Est

Ce bassin d'une superficie de 6500m^2 est équipé de deux appontements de 23 ml et 30 ml, d'un quai existant d'environ 84 ml et d'un plan incliné, destiné pour les plaisanciers.

b)-bassin Ouest

Ce bassin Ouest a une superficie de 5500m^2 , il est destiné pour les embarcations de pêche types petits métiers ce bassin équipé par :

03 appontements de 23 ml linéaire chacun

- Un quai de 37 ml apparentera au môle existant
- Un quai de 45 ml
- Une cale de halage



Figure V.7 : Bassin de pêche



Figure V.8 : Bassin de plaisance

c) Terre-pleins

Les terre-pleins sont réalisés à partir de matériaux dragués au niveau des deux bassins du port de Tipaza, leur revêtement est exécuté en 03 couches

Tableau V.4 : Caractéristiques actuelles du port de Tipaza (DTP 2012).

Caractéristiques	Bassin de pêche	Bassin de plaisance
Jetée principale	235ml	*
Jetée secondaire	*	145ml
Surface plan d'eau	16500 m ²	5500
Surface terre-plein	12000m ²	6000m ²
Linéaire de quai	130 ml	40ml
Linéaire d'appontement	02/55ml	03/70ml
Cale de halage	350m ²	300m ²
Capacité d'accueil	20(petits métiers)(avant :06 U)	70 unités
Production halieutique	400t	*

Tableau V.5 : La flottille de pêche actuel.

Flottille	Nombre
Plaisance	82
Petit métier	76
Sardinier	10
Les ambarcations de Bouharounet Khemisti	20

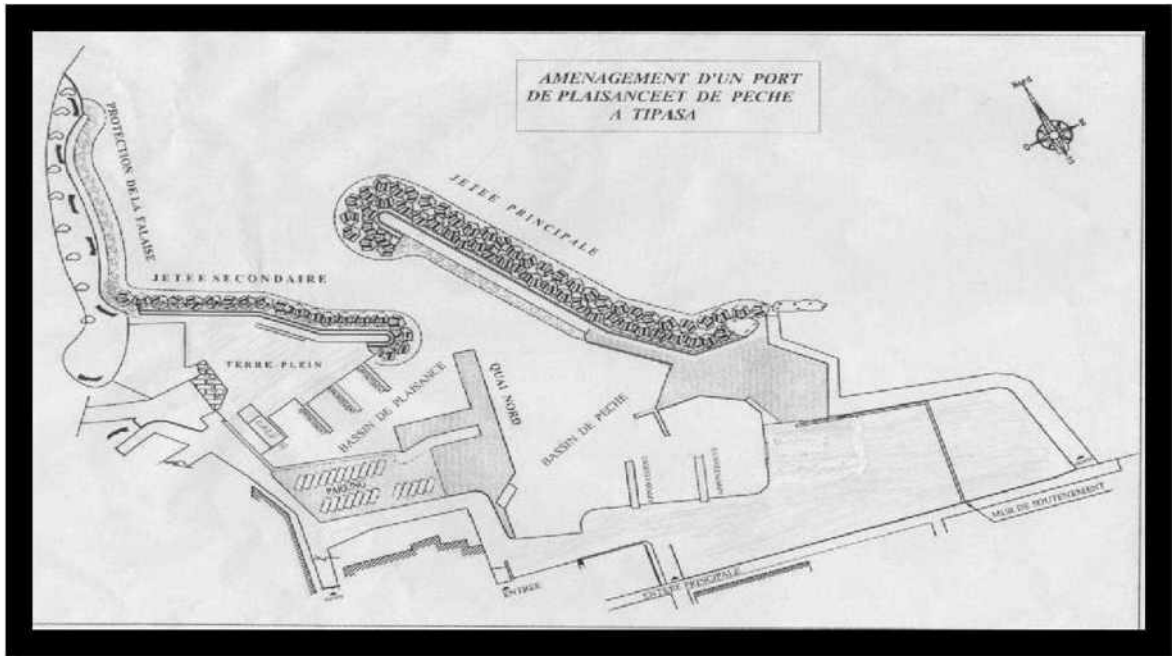


Figure V.9 : Schéma actuel de port de Tipaza(L.E.M2004).

III. Bathymétrie du port de Tipaza

1. Bathymétrie du port de Tipaza avant les travaux :(LEM, 2001)

La bathymétrie du port de Tipaza montre les profondeurs suivantes :

- Au niveau du bassin 2, les profondeurs sont importantes, 6m en moyenne.
- Dans la passe d'entrée, la profondeur varie entre 7 et 8 m.
- A l'intérieur du bassin1, les profondeurs varient entre 3 et 6 m.
- Au niveau du petit port de pêche, les profondeurs ne sont pas très importantes, elles sont inférieures à 2 m.
- Les profondeurs dans le nouveau bassin sont très faibles, elles varient de 1 à 2 m

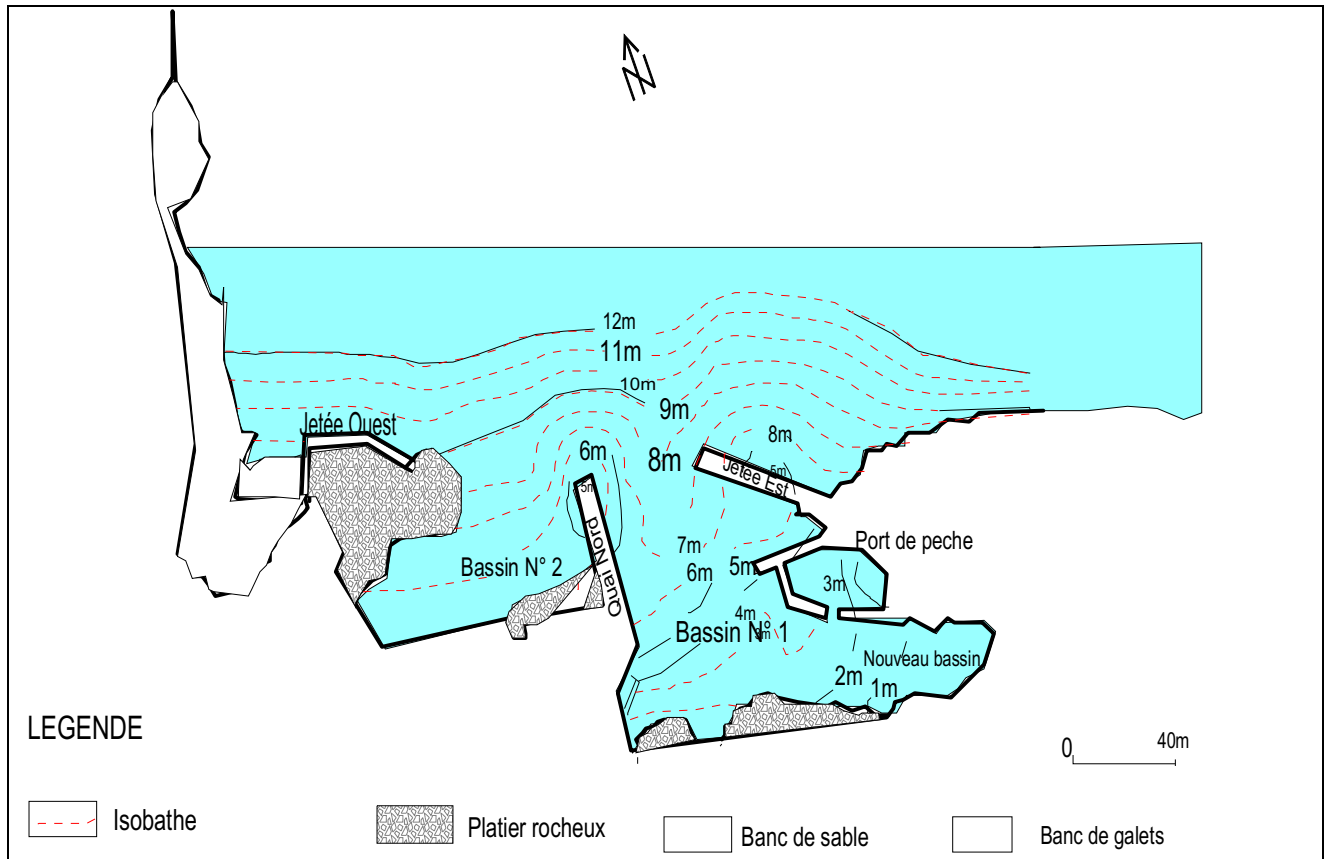


Figure. V.10 : Bathymétrie du port de Tipaza (DTP, Tipaza, 2001)

2. Bathymétrie de port de Tipaza après les travaux (LEM 2009)

La bathymétrie n'a pas vraiment changé après l'aménagement, les seuls changements sont au niveau de port de plaisance

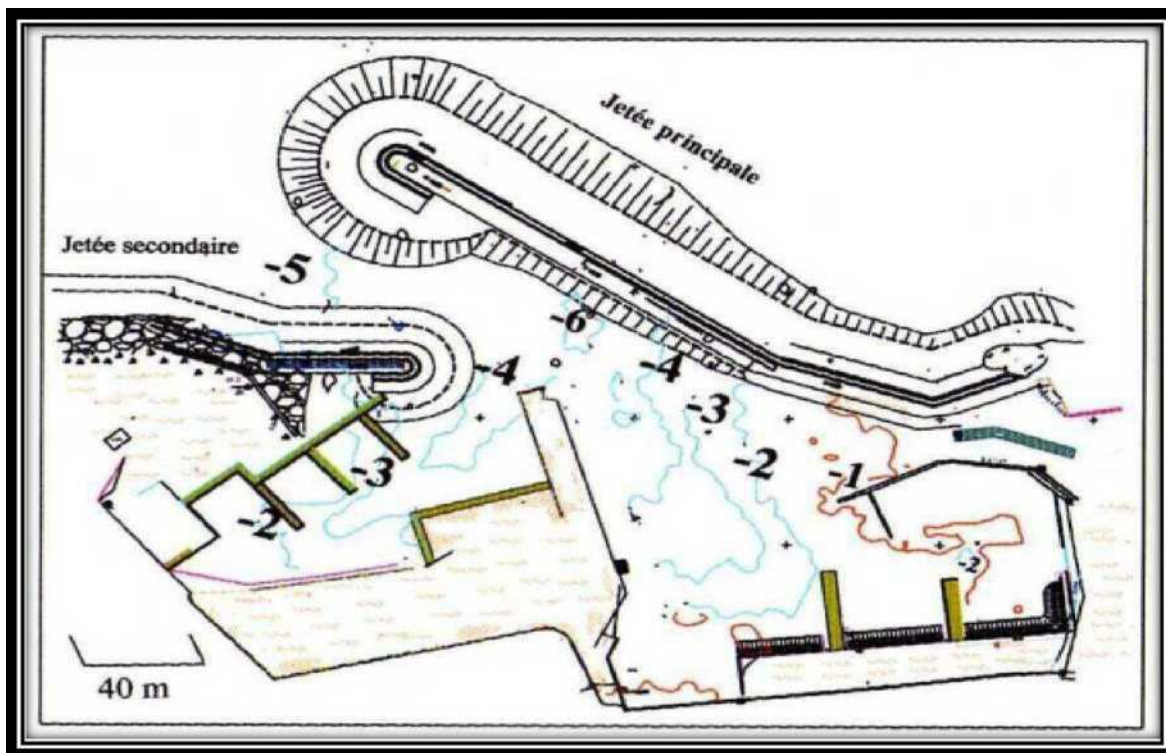


Figure. V.11 : Bathymétrie du port de Tipaza(2009).

D'après la « figure. V.11 » qui représente la bathymétrie du port de Tipaza, l'opération de dragage observe les profondeurs suivantes :

- Au niveau des deux bassins, les profondeurs varient entre -2m et -4m
- Au niveau de l'ancien petit bassin de pêche, les profondeurs ne sont pas importantes, elles sont inférieure à 2m
- Dans la passe d'accès la profondeur dépasse les -5m

IV. Les opérations dragage, déroctage et démolition

1. Dragage

1.1. Nature du dragage effectué dans le port de Tipaza

Dans le cas du port de Tipaza, il s'agit d'un dragage d'entretien à enlever les envasements qui se sont produits dans le port, afin de retrouver la côte initiale dans les deux bassins et passe d'entrée. Il est important dans cette opération de ne dépasser les côtes d'origine pour déstabiliser les infrastructures portuaires.



Figure V.12 : Opération de dragage du port de Tipaza 2008.

Les travaux de dragage d'approfondissement comprennent

- l'exécution
- Des souilles en emprises des quais, des appontements, cales de halage
- le creusement des bassins et chenal d'accès
- l'enlèvement éventuel des épaves en toutes natures

Le volume des matériaux dragué qui est de l'ordre de 4.500 m^3 , a été réutilisé pour la réalisation des terres pleines (CTH)

2. Déroctage dans le port de Tipaza

Pour effectuer un élargissement du port de Tipaza, l'opération de déroctage au niveau du bassin 2 consiste à détruire le massif rocheux sous le quai de la douane, positionner ces gravats rocheux tout au long du mur de soutènement. Ces roches contribueront à la protection du port des vagues déferlantes de grande amplitude au niveau du deuxième bassin sans par ailleurs changer l'esthétique du port.

Le déroctage du massif rocheux sous le quai de douane permettra d'installer une cale de halage. Le volume à décocter est égal à 2000 m^2 que multiple 2 m de profondeur cela donne 4000 m^3 de roches.

3. Démolition : (DTP de Tipaza)

Les travaux de démolition sont prévus pour augmenter la surface des bassins portuaires et des terres-pleins.

Dans le port de Tipaza, la démolition concerne les murs de quai pour avoir une surface plus grande au niveau du bassin.

Afin d'agrandir le bassin de pêche, le quai de douane sera démoli et prolongé. Pour le bassin de plaisance, l'ancienne jetée Est sera démolie ainsi que les quais, constituant l'ancien bassin de pêche.

V. Problématiques :

D'après certains pêcheurs, le port de Tipasa est exposé à quelques problèmes:

- Au niveau des deux bassins l'eau est stagnante et ne coule pas, c'est-à-dire il n'y a pas de changement entre les bassins et le large.
- Concernant l'équipage, on a remarqué un manque de chambres de pêcheurs pour le dépôt de leur matériel.
- Egalement, un manque des ouvrages d'accostage est remarqué au niveau de ce port, exemple : on n'a pas assez de bollards pour que les pêcheurs puissent attacher leurs embarcations.
- La passe d'entrée n'est pas suffisamment large.
- Le terre-plein est en goudron, cela implique qu'en été la chaleur est insupportable pour les pêcheurs qui s'assoient par terre pour coudre leurs filets.
- Diminution de la profondeur notamment dans le deuxième bassin à cause de l'envasement marqué.
- En hiver, le courant Ouest augmente le niveau de l'eau dans les bassins, par contre, en été le courant diminue, ce reflux fait que les embarcations se brisent en se heurtant aux quais et les cordes se tordent.

VI. Solutions proposées :

- Afin d'améliorer les conditions de ce port, on propose :
- Contre l'envasement, le dragage serait un meilleur moyen pour garder la bonne profondeur.
- De prévoir plus des ouvrages d'accostage et des chambres pour les pêcheurs.
- Les dimensions de la jetée actuelle ne sont pas convenables, elle doit être plus basse et plus loin pour élargir le port.
- On propose également la construction des tunnels au sein des jetées pour que l'eau coule.
- D'enlever les roches au pied de la jetée et les remplacer par des bollards.

Conclusion

Conclusion

L'objectif principal de notre étude est d'évaluer l'impact des déversements des eaux résiduaires sans aucun traitement préalable sur la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de port de Tipaza.

A cet effet, trois matrices ont été étudiées, à savoir l'eau, les oursins et les sédiments marins, ce dernier est considéré comme le réservoir final auxquels sont acheminés la plupart des contaminants (Kucuksezgin et al., 2008 ; Ravanelli et al., 1999 ; Ünlü et al., 2008).

Notre étude est basée sur les analyses physico-chimiques et microbiologiques, indispensables à la mise en évidence de l'origine des eaux usées et de leur effet sur le port de Tipaza. Les recherches effectuées nous fournissent un inventaire sur les rejets industriels, urbains et agricoles, permettant d'identifier les principales sources de pollution.

L'analyse microbiologique repose donc sur la présence de bactéries indicatrices de contamination fécale, il s'agit principalement des Coliformes totaux (C.T), Coliformes fécaux (C.F) et des Streptocoques fécaux (S.F). Cette pollution microbienne est influencée par les facteurs Physico-chimiques tels que : la pression, le pH, la température, la salinité.

- les coliformes totaux, dont la charge moyenne est très faible dans la majorité des Stations.

- Les bactéries Sulfitoréductrices, bien qu'elles ne soient pas considérées comme de bons indicateurs de pollution d'origine fécale, elles restent tout de même dangereuses par leur faculté de sporuler et de produire de toxines (Rejsek, 2002). Aucun anaérobies sulfitoréducteurs n'a été détecté au niveau des eaux de surface.

Bien qu'il n'existe pas de normes concernant les sédiments, ils ont été comme même comparés aux normes des eaux de mer à titre indicatif, les taux moyens enregistrés des coliformes totaux et fécaux restent inférieurs aux normes.

En revanche, les oursins collectés au niveau du port semblent être très contaminés et par conséquent impropres à la consommation.

L'analyse des paramètres physico-chimiques a permis de faire les constatations suivantes:

- ✓ la température mesurée in situ reste conforme aux normes Algérienne (JORA, 2006).
- ✓ Par contre, la salinité est faible par rapport à celle de la méditerranée, ceci est expliqué par les apports continentaux des différents rejets qui se déversent dans la zone.
- ✓ La charge moyenne en MES reste en général proche de la norme Algériennes (JORA, 2006)
- ✓ Le dosage de la chlorophylle a et des phéopigments montre que, sur les 6 stations analysées, montre des concentrations élevées en phéopigments ce qui reflète une mortalité importante en matière planctonique à cause probablement de déversement des eaux riches en détergents.

Bien que la qualité des eaux et des sédiments ne soient alarmant sur le plan bactériologique, nous avons cependant relevé des carences et insuffisances par rapport à l'aménagement du port ainsi que d'autres facteurs anthropiques dont les principaux sont :

.les rejets qui sont déversés directement dans le port sans aucun traitement préalable.

.les jetées(principale et secondaire) qui isolent complètement le port et empêche l'échange avec la mer.

Afin d'y remédier, nous proposons :

- Des reniflards surtout au niveau de l'ancien bassin de pêche et de la jetée principale pourraient être conçus(aération de port).
- Améliorer les conditions de travail à quai pour les pêcheurs à fin d'encourager les activités de pêche et la production.
- prévoir des cabines ou le pêcheur pourra mettre son matériel,
- Le goudron doit être peindre avec la peinture blanche, comme celle qu'on utilise pour les routes, elle est réfractaire.
- Réaménager le port de façon à réduire la turbulence au niveau de la passe d'entrée et l'envasement.

Bibliographie

Références bibliographiques

Aminot A., et Kerouel R., 2004. Hydrologie des écosystèmes marins, paramètres et analyses. Paris. Edition Ifremer, 336P

Aminot A et Chaussepied M., 1983. Manuel des analyses chimiques en milieu marin .Ed. CNEXO, Paris. 395p.

ADEM A A 2011. ,Impact des rejets des eaux usées sur le littoral Algérois, constat et diagnostic de la situation actuelle 32-40.

Boulahdid M., 1987. Analyse des sels nutritifs dans l'eau de mer : Etude du mélange des masses d'eaux et de l'oxydation de la matière organique dans l'océan. Thèse de Doctorat en géochimie fondamentale. Ed, France. 266p.

Briefert C., Perraud R., 2001. Chimie de l'environnement : Air, Eau, Sols, Déchets. Edition de Boeck, 477p.

Bouaziz T et Djerrai N., 2012. Etude des caractéristiques physicochimiques et bactériologiques des eaux de mer et des sédiments dans le port de plaisance de « Sidi Fredj », en vue d'une immersion. P 21 et 30.

Bachouche S., 2010. Les ports d'Alger et de Bouharoun : Etude des paramètres granulométrique, biologique et de pollution dans les sédiments et l'eau en vue d'une opération de dragage. Thèse de magister en pollution marine et écotoxicologie. 127p.

Copin-Montégut G., 1996. Chimie de l'eau de mer. Collection «synthèse». Edit. Institut Océanographique de Paris 290-292P.

Houma Bachari F., 2007. Caractérisation des polluants de la côte oranaise et algéroise par analyse physico-chimique et corrélation avec les données satellites. Thèse de doctorat, USTHB, Algérie, 225 P.

Eddalia N., 1990. Les sels nutritifs et la matière en suspension dans la baie d'Alger et le golfe D'Arzew. Identification des masses d'eaux, Mémoire d'ingénieur en environnement marin, ISMAL, 103p.

Gaujous D., 1995.La pollution des milieux aquatiques : aide mémoire. Paris. Edition Lavoisier TEC & DOC, 220P.

Gauthier M J., Munro P M., et Breittmayer., 1991. Adaptation des enterobactéries pathogènes a l'eau de mer (modèle E. Coli). PNUE/OMS, n° 49 : 33-41.

Guiraud JP., 1998. Microbiologie alimentaire. Ed. Dunod. 652p.

Ivanoff A., 1972. Paramètres physico-chimiques des eaux de mer. Tome I, Edition: Librairie Vuibert, 208 P

Références bibliographiques

- Merchichi A et Hakem N., 2009.** Aménagement du port de Tipaza. P
- Moussouni M^{ed} G Allah. 2003.**Aménagement et dragage du port de Tipaza. p
- Nolwenn Corvaisier. ,2000.**Polluants et pollution.
- OMS (Organisation Mondiale de Santé), 1995.** Recommandation pour la surveillance sanitaire des zones côtières à usage récréatif et des zones conchylicole. Partie V. Contrôle de qualité. V67.
- PNUE., 1995.** Etat des milieux marins et du littoral de la région méditerranéen UNEP (OCA)/MED IG.5/INFR. Athènes. 111p.
- Rodier J.P., 1984.**Analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer.
DUNOD.3ème édition, Dunod, 259P.
- Rodier J., 1997.** L'analyse de l'eau (eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux de mer)
8èmeEdition Dunod, Paris.
- Ramade F.,2000.** Dictionnaire encyclopédique des pollutions. Ed. Ediscience international, Paris.690p.
- Rodier J., 1996.** L'analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduelles, eau de mer. 8ème édition. Ed. Dunod, Paris. 385-401p.
- Rejsek F ., 2002.** Analyse de l'eau : Aspects et règlementaire et technique. Ed CRDP d'Aquitaine ,France . 358p.
- Riambault P et Boudjellal B., 1997.** Dosage de la chlorophylle parfluorométrie : Recueil des données de la campagne MINOS (Méditerranéens Investigation OligotropheSystems). Master (MAST III). Ed. Thierry Moutinet Patrick Riambault. INSU, CNRS, GDR 869 (PSOO).Ifremer. 96p.
- Saadi C et Tchenderli B.S., 1995.** Aménagement du port de Dellys : contribution à l'étude de dragage et impact sur l'environnement. p59
- Schaechter., 1999.** Microbiologie et pathologie infectieuse. Ed. Bruxelles : De Boeck. 973p.
- TAZI C et TOUAHIR N., 2010.**Détermination de l'influence des rejets des eaux usées brutes sur la qualité bactériologique et physicochimique des eaux de mer. Cas d'EL KATTER (a proximité de port de Cherchell, wilaya de TIPAZA).p
- Wood E. P. K., Amstrong F. A. J. et Richard F. A., 1967.** Determination of nitrate in seawater by cadmium-cooper reduction to nitrite. J. Mar. Biol. Assc. U.K., 47: 23-31.

Références bibliographiques

Annexe

 **Annexe I****1. Mode opératoire pour la mesure des (MES)****1.1. Principe de la méthode de mesure**

La méthode consiste à filtrer l'eau de mer sur des membranes filtrantes afin de retenir les particules de taille supérieur a $0.45\mu\text{m}$. La membrane est séchée et pesée avant et après filtration. La différence de poids permet de connaître la masse sèche totale de matières en suspension dans le volume filtré correspondant. (**Aminot et Chaussepied ,1983**).

1.2. Matériel utilisé

- Dispositif de filtration sous vide de marque Sartorius.
- Des membranes filtrantes Whattman($\text{Ø}=0.45\mu\text{m}$).
- Une étuve de marque NEMMERT
- Balance de précision de marque PionnerTM (au 1/10000 g).
- Eprouvette graduée de 250 ml, pinces non oxydables et des boîtes avec couvercles.
- Dessiccateur.

1.3. Mode opératoire

Il consiste en trois étapes

a. Préparation des filtres au laboratoire

- Les filtres GF/C sont mis dans l'eau acidulée (HCl à 5%) pendant 24 heures, rincés abondamment à l'eau distillée, puis séchés à l'étuve pendant 24 heures à $70\text{ }^{\circ}\text{C}$;
- Placer chaque filtre dans une boîte à filtre préalablement étiquetée, et placer dans un dessiccateur pour refroidir ;
- Peser le filtre pour avoir P1 mg ;
- Replacer aussitôt chaque filtre dans sa boîte, à l'abri de la poussière.
- b) Filtration de l'eau de mer
- Agiter l'échantillon prélevé avant sa filtration ;
- Mesurer aussitôt le volume à filtrer (VF= 250 ml) ;
- Placer un filtre et le centrer dans le dispositif de filtration ;
- Verser l'échantillon sur le filtre et appliquer le vide et filtrer progressivement tout le volume mesuré ;
- Supprimer l'aspiration dès que le filtre est à sec et verser alors 5 à 10 ml d'eau distillée ;
- Remettre chaque filtre dans sa boîte numérotée ;
- Mettre les boîtes à sécher immédiatement.
- c) Séchage et pesée des filtres
- Mettre les boîtes contenant les filtres, sans le couvercle, dans une étuve exempte de poussières à 105°C pendant 2 h ;
- Laisser refroidir dans un dessiccateur et n'en sortir les filtres que juste avant la pesée ;
- Peser chaque filtre P2 mg.

1.4. Calculs et expression des résultats

Le calcul de la concentration en MES s'est fait avec la formule suivante

$$[\text{M.E.S}](\text{mg/l}) = (P1 - P2) / V$$

P1 = poids du filtre avant filtration (mg).

P2 = poids du filtre après filtration (mg).

V = volume filtré (l).

Tartrate de potassium et de sodium

2. Dosage des sels nutritifs

2.1. Dosage de l'ammonium

I. Réactifs

a. Solution tampon

Produits chimiques exigés :

C₄H₄O₆KNa.4H₂O33 g.

Citrate de sodium C₆H₅O₇Na₃.2H₂O24 g.

Acide sulfurique H₂SO₄ (1N).....x ml.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

Brij 35 (30 %).....2 ml.

Préparation

Dissoudre le tartrate de potassium et de sodium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajouter le citrate de sodium et dissoudre. Ajuster le pH à 5 avec la solution d'acide sulfurique. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le Brij 35 et mélanger.

Note

La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

a. Solution de phénol

Produits chimiques exigés :

Phénol C₆H₅OH.....6g.

Hydroxyde de sodium NaOH.....40 g.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

Préparation

Dissoudre le phénol dans ± 50 ml d'eau distillée. Ajouter l'hydroxyde de sodium. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note

La solution est stable pendant 1 semaine.

b. Solution d'hypochlorite de sodium**Produits chimiques exigés**

Solution d'hypochlorite de sodium NaClO

(13 % de chlore actif).....200 ml.

Eau distillée H₂O.....800 ml.

Préparation

Diluer la solution d'hypochlorite de sodium dans ± 700 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

c. Solution de nitroprussiate de sodium**Produits chimiques exigés**

Nitroprussiate de sodium Na₂[Fe(CN)₅NO].2H₂O.....0,5 g.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

Préparation

Dissoudre le nitroprussiate de sodium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note

- Conserver dans une bouteille à couleur sombre.
- La solution est stable pendant 1 semaine.
- Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

d. Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H₂O. II. Préparation des solutions étalons

a. Solution mère de 100 ppm N (*)

Produits chimiques exigés :

Chlorure d'ammonium NH₄Cl.....0,3819 g.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

Préparation

Dissoudre le chlorure d'ammonium dans \pm 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

Note

La solution est stable pendant 1 mois. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

b. 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 Si chaque semaine et les standards chaque jour.

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en $\mu\text{moles/l}$ de $\text{NH}^+ 4$

Dosage des nitrites + nitrates**I. Réactifs****a. Solution tampon**

Chlorure d'ammonium $\text{NH}_4 \text{Cl}$	50 g.
Solution d'ammonium $\text{NH}_4 \text{OH}$ (25%).....	± 1 ml.
Hydroxyde de sodium NaOH	5g.
Eau distillée $\text{H}_2 \text{O}$	1000 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 et mélanger.

Note

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

b. Réactifs colorants**Produits chimiques exigés**

Acide o-phosphorique $\text{H}_3 \text{PO}_4$ (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 H₂O.....850 ml.

Préparation

Diluer l'acide o-phosphorique H₃PO₄ dans ± 750 ml d'eau distillée. Ajouter le Sulfanilamide C₆H₈N₂O₂S et le α-Naphtyléthylène diamine dihydrochloride C₁₂H₁₆Cl₂N₂ 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.

c. Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H₂O (régénérée chaque semaine).

II. Préparation des solution étalons

a. Solution mère de 100 ppm N (*)

Produits chimiques exigés

Nitrate de sodium NaNO₃0,6068g.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

Préparation

Dissoudre le nitrate de sodium 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.

b. 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 concentration des solution étalons sont transformées en µmoles/l de N-NO₃ ou de N-NO₂ puis en µmoles/l de NO₃⁻ ou de NO₂⁻.

III. Préparation de la colonne réductrice

a. Solution d'acide chlorhydrique (4N)

Produits chimiques exigés

Acide chlorhydrique HCl (32%).....400 ml.

Eau distillée H₂O.....600 ml.

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

b. Cadmium

Produits chimiques exigés :

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 emballer 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.

Dosage des orthophosphates

I. Réactifs

a. Solution de molybdate d'ammonium

Produits chimiques exigés

Tartrate de potassium et d'antimoine

$K(SbO)C_4H_4O_6 \cdot 5H_2O$230 mg.

Acidesulfurique H_2SO_4 (97%).....69,4 ml.

Molybdated'ammonium $(NH_4)_6Mo_7O_{24} \cdot H_2O$6g.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

FFD6.....2 ml.

Préparation

Dissoudre le tartrate de potassium et d'antimoine dans ± 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 puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Note

Ne pas employer de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium. La sensibilité peut être augmentée 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.

b. Solution d'acide ascorbique

Produits chimiques exigés

Acide ascorbique C₆H₈O₆6g.

Acétone C₃H₆O60 ml.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

FFD6.....2 ml.

Préparation

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

Note

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

c. Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H₂O (régénérée chaque semaine).

II. Préparation des solutions étalons

a. Solution mère de 100 ppm P (*)

Produits chimiques exigés

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- 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 µmoles/l de PO₄-3.

Dosage des silicates

I. Réactifs

a. Solution d'acide sulfurique

Produits chimiques exigés :

Acidesulfurique H₂SO₄ (97 %).....10 ml.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

FFD6.....2 ml.

Préparation

Diluer l'acide sulfurique dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Note

La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

b. Solution de molybdate d'ammonium

Produits chimiques exigés

Molybdated'ammonium (NH₄)₆Mo₇O₂₄.4H₂O.....20g.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

FFD6.....2 ml.

Préparation

Dissoudre le molybdate d'ammonium dans \pm 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Note

Conserver dans une bouteille de polyéthylène. La solution est stable pendant 1 jour. Ne pas utiliser de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium.

c. Solution d'acide oxalique

Produits chimiques exigés

Acide oxalique $C_2H_2O_4 \cdot 2H_2O$44g.

Eau distillée H_2O1000 ml.

Préparation

Dissoudre l'acide oxalique dans \pm 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée et mélanger.

Note

Conserver dans une bouteille de polyéthylène. La solution est stable pendant 1 mois. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

d. Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H_2O .

Note

Changer l'eau quotidiennement. Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

Préparation des solutions étalons

a. Solution mère de 100 ppm Si (*)

Produits chimiques exigés :

Métasilicate de sodium $Na_2SiO_3 \cdot 9H_2O$1,0119 g.

Eau distillée H_2O1000 ml.

Préparation

Dissoudre le métasilicate 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 1 mois. Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

b. Solution fille de 10 ppm Si

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

Note

Préparer la solution fille à 10 ppm Si chaque semaine et les standards chaque jour. Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

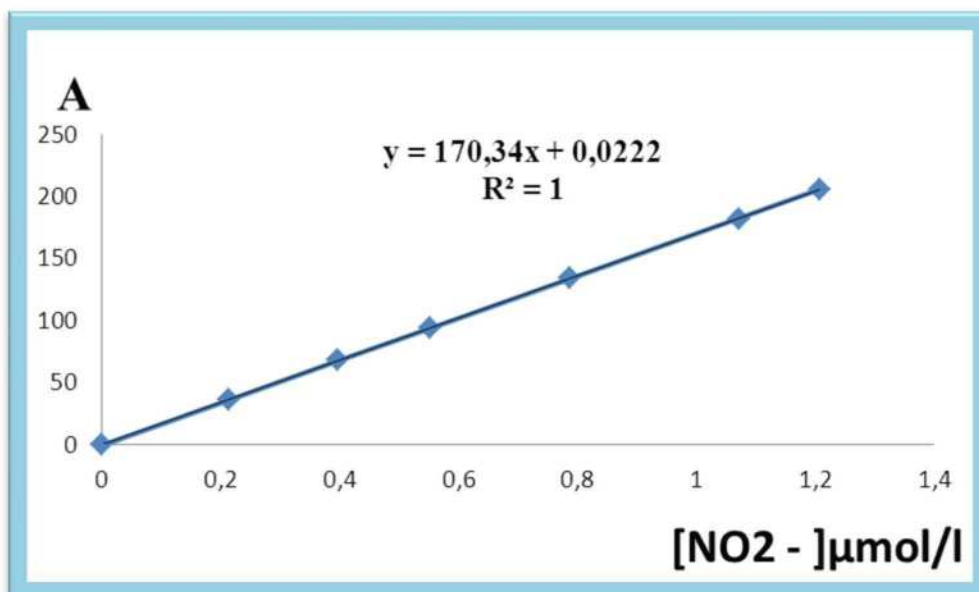
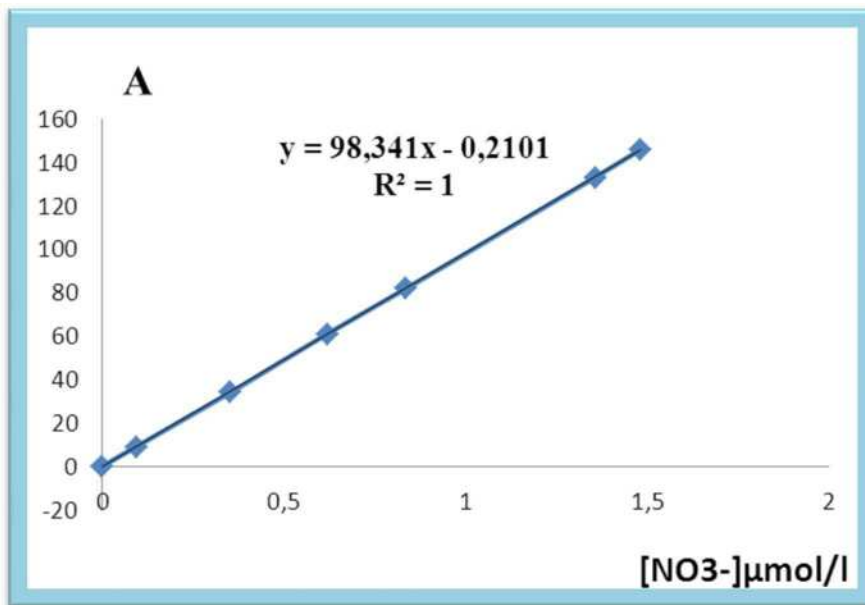
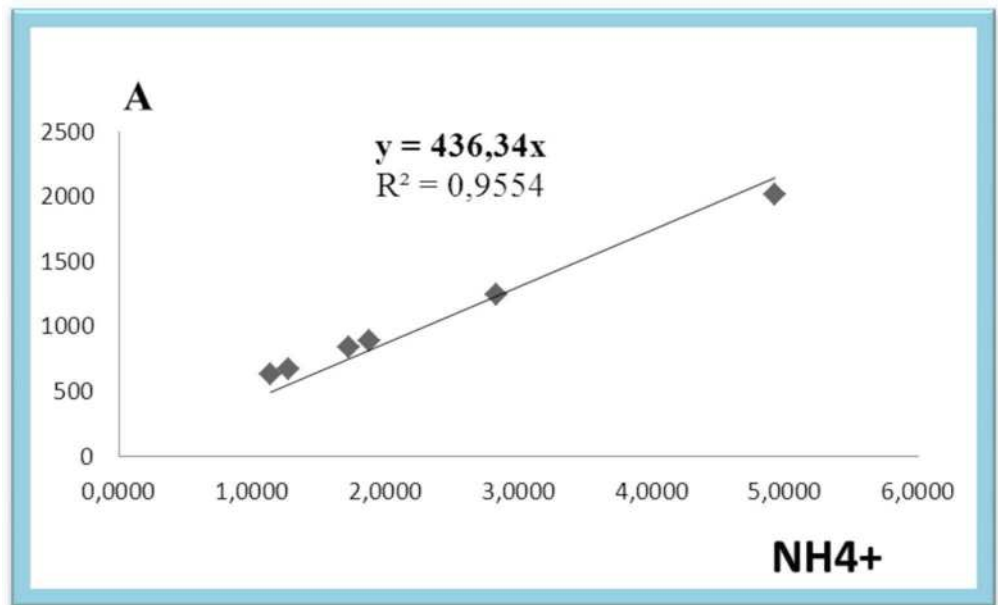
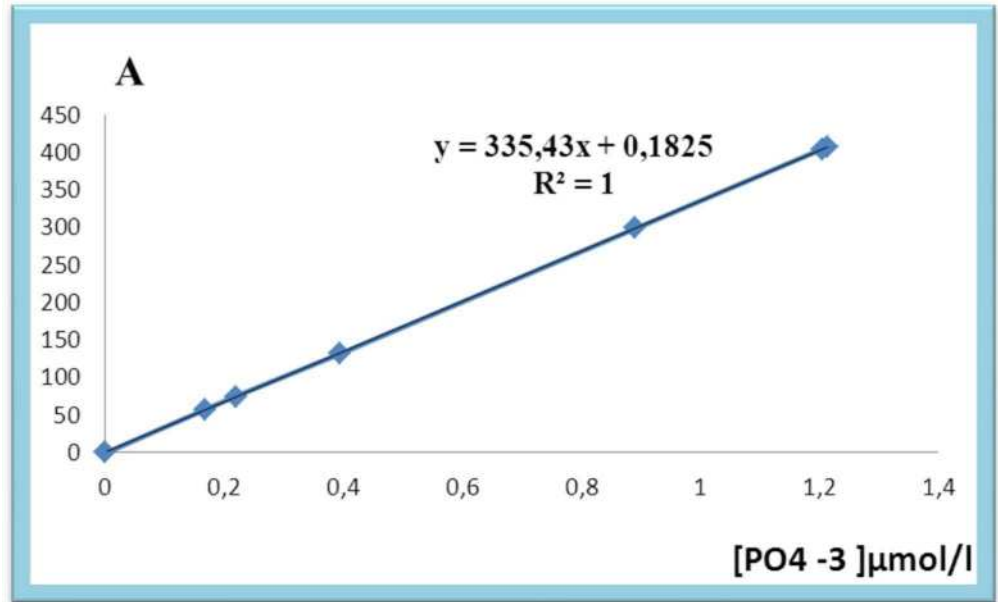
 Les courbes d'étalonnage

Figure. AI.2. Courbe pour les nitrites



2

Figure. AI.4. Courbe pour l'ammonium.

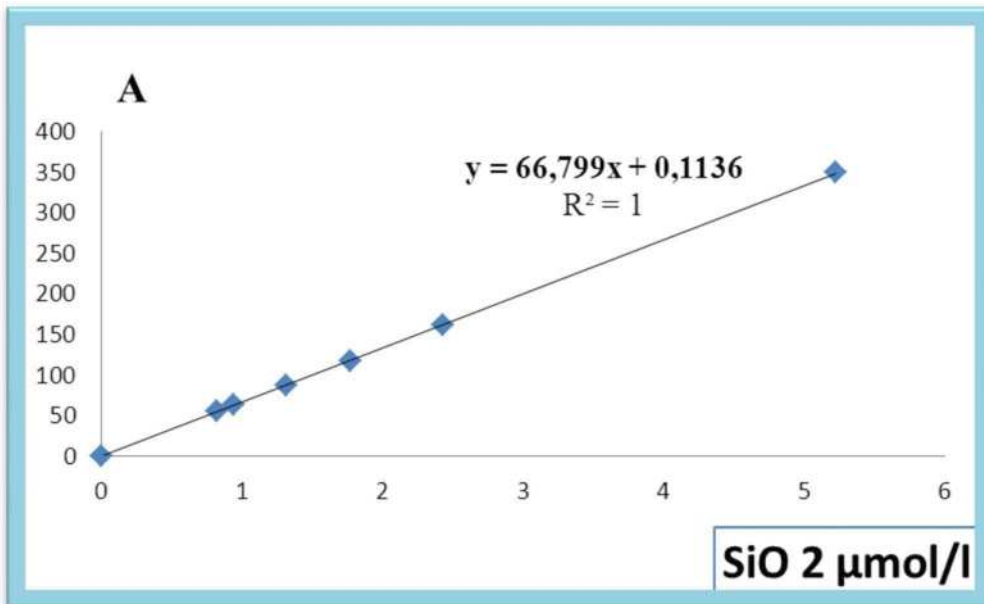


Figure AI.5. Courbe d'étalonnage pour La Silice

3. Dosage de la chlorophylle a par fluorométrie

La concentration en chlorophylle a été déterminée selon la méthode fluorimétrique de Yensich et Menzel (1963) adaptée par Holm-Hansen et Rieman (1978) pour l'extraction des pigments à l'aide du méthanol. Elle a été élaborée pour une application en milieu marin, a l'avantage d'être très sensible et ne nécessite qu'un faible volume d'échantillon.

a. Principe de la méthode de dosage

Le phytoplancton est recueilli sur un filtre en fibre de verre (GF/F, de porosité environ 0,45μm et de diamètre 25mm) et repris dans une solution de méthanol. Les pigments chlorophylliens sont excités par un faisceau lumineux à 450 nm. La fluorescence émise est mesurée à 670 nm.

b. Appareillage et matériel

Le matériel utilisé doit être exempt de toute trace de contaminant organique, inorganique ou biologique. Une procédure de lavage adéquate est de rigueur.

- Equipement de filtration de marque « Sartoriusstedim » avec filtres en fibre de verre (GF/F, de porosité environ 0,45μm et de diamètre 25mm).
- Tubes de mesure en verre.
- Centrifugeuse Hettich ZENTRIFUGEN de type EBA 30, avec 12 postes de porte-Filtre.
- Spectrophotomètre fluorescence de marque HITACHI, modèle 650 S, équipé d'une lampe « Xénon » qui est la source du rayonnement UV.
- Cuve en quartz de 1 cm de trajet optique, pinces, éprouvettes.

c. Réactifs et étalons

- Solution de méthanol pur à 99.7% pour l'extraction.
- Solution de carbonate de magnésium ($MgCO_3$) à 1% (Ajouter 1 g de $MgCO_3$ en poudre fine dans 100 ml d'eau déminéralisée).
- Solution mère de chlorophylle a à une concentration de 0.1 $\mu g/l$ (conserver au congélateur)
- Solutions étalons de chlorophylle a dans méthanol 99.7 %, à des concentrations de 2, 5, 10, 15, 20 $\mu g/l$.
- Acide chlorhydrique (HCL) 0,5 N.

d. Protocole analytique

- Appliquer 2 ml de solution de carbonate de magnésium sur une membrane (Whatman GF/F) de 0,45 μm , et filtrer 250ml de l'échantillon avec une pression inférieure à 100 mmHg ;
- le filtre est plié sur quatre et enrobé dans du papier aluminium déjà étiqueté. Ensuite les filtres sont conservés dans un congélateur ;
- Ajouter 6 ml de méthanol à 99.7 % dans les tubes qui contiennent les échantillons à doser ;
- Les tubes sont ensuite bouchés et placés à l'obscurité dans un réfrigérateur (5 °C), pour une période d'extraction de 30 minutes ;
- Homogénéiser les échantillons on les plaçant dans un centrifugeuse pendant 5 min et 3000 tours/min ;
- Calibrer le spectrophotomètre fluorescence à l'aide d'une série de cinq standards, et un blanc du méthanol ;
- Remplir la cuvette en quartz avec l'échantillon et prendre la lecture fluorimétrique IF0 ;
- Acidifier l'échantillon avec 10 μl de HCl de 0.5N et prendre de nouveau une lecture.

Fluorimétrie IFa

- Rincer la cuvette avec le méthanol, avant de faire une nouvelle mesure ;
- Éviter d'exposer les échantillons à la lumière et procéder le plus rapidement possible afin de minimiser la dégradation de la chlorophylle a par la lumière et la chaleur.

e. Calcul des concentrations

Les concentrations de chlorophylle dans les extraits du méthanol sont déterminées à partir de la droite d'étalonnage. Elles sont évalués d'après la formule de Lorenzen (1967) in (Aminot et Chaussepied, 1983) :

$$[\text{Chlorophylle } \alpha] (\text{mg/m}^3) = \frac{(26,7 * (A^{na}_{665} - A^a_{665}) * v)}{V * l}$$

$$[\text{Phéopigments}] (\text{Mg/m}^3) = \frac{(26,7 * (1,5 * A^a_{665} - A^{na}_{665}) * v)}{V * l}$$

- ✓ V : volume d'eau filtré (l).
- ✓ v : volume de solvant d'extraction (ml).
- ✓ l : longueur du trajet optique de la cuve de mesure (cm).
- ✓ A^{na}₆₆₅ : absorbance corrigée (n.a: non acidifiée).
- ✓ A^a₆₆₅ : absorbance corrigée (a: acidifiée).
- ✓ 26.7 et 1.5 : constantes

4. dosage des hydrocarbures totaux dans les sédiments de mer par spectrométrie infrarouge

Mode opératoire

a. principe

Les hydrocarbures sont extraits du substrat à étudier par le tétrachlorure de carbone. L'extrait est purifié sur un adsorbant afin de retenir les composés polaires et l'éluat est analysé par spectrométrie infrarouge.

b. Appareillage et matériel

Le matériel utilisé doit être lavé (détergent, acide sulfochromique) et abondamment rincé à l'eau distillée et au tétrachlorure de carbone.

- Ampoule à décanter.
- Eprouvettes graduées.
- Colonne de chromatographie.
- Agitateur mécanique d'ampoule.
- Spectromètre infrarouge.

c. Réactifs

- Acide chlorhydrique.
- Sulfate de sodium anhydre.
- Tétrachlorure de carbone.
- Agent absorbant : Florisil.

d. Congélation, lyophilisation, broyage et homogénéisation

e. Extraction

- peser 10 g de sédiment dans des cartouches en cellulose ;
- Mettre les cartouches dans un extracteur Soxhlet pour extraire les hydrocarbures ;
- Verser 150 ml d'hexane dans le ballon
- Régler le chauffage à 90°C en premier temps, dès que le CCL₄ commence à bouillir fixer la température à 60°C ;
- Laisser l'extraction se poursuivre pendant 8 h.

f. Concentration

- Concentrer l'extrait à l'aide d'un évaporateur rotatif à 40°C sous un léger vide ;
- Dans un tube à essai conditionné, mettre 1 à 2 g de sulfite de sodium anhydre (Na₂SO₄);
- Ajouter 10 ml de CCL₄ dans le ballon, agiter puis verser dans le tube précédent couvert du papier aluminium.

 **Annexe II**

La composition des milieux de culture utilisés

❖ **Milieu de Baird Parker**

Composition	Quantité (g/L)
Hydrolysats tryptique de caséine	10
Extrait de viande de bœuf	5
Extrait de levure	1
Pyruvate de sodium	10
Chlorure de lithium	5
Glycocolle	12
Agar	20

PH : 6,8, Autoclaver à 120 C° pendant 15minutes.

❖ **Gélose Chapman**

Composition	Quantité (g/l)
Extrait de viande de boeuf	1
Peptone de caséine et de viande	10
Chlorure de sodium	75
D Mannitol	10
Agar	5
Rouge de phénol	0.025

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

❖ **Milieu de Slanetz et Bartley**

Composition chimique	Quantité (g/l)
Tryptone	20
Extrait de levure	5
Glucose	2
Monohydrophosphate de potassium (K ₂ HPO ₄)	4
Azide de sodium	0.4
Chlorure de triphényltétrazolium (TTC)	0.05
Agar	10

PH : 7,2±0,2. Ne pas autoclave, ne pas refondre.

❖ **Eau Peptonée salée alcaline (EPA)**

Composition	Quantité (g/l)
Peptone	40
NaCl	60

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

❖ **Bile-Esculine-Azide (BEA)**

Composition	Quantité (g/l)
Tryptone	17
Peptone	3
Extrait de levure	5
Bile de boeuf déshydratée	10
Chlorure de sodium	5
Esculine	1
Citrate de fer et d'ammonium	0.5
Azoture de sodium ou Azide de sodium	0.15
Agar	15

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

❖ **Gélose lactosée au TTC et au Tergitol**

composition	Quantité (g /l)
Peptone	10
Extrait de levure	6
Extrait de viande	5
Lactose	20
Bleu de bromothymol	0.05
Agar	12.75

pH : 7,2±0,2. Stérilisation à l'autoclave : 15 minutes à 115±1°C.

❖ **Gélose Salmonelles-Shigelles (SS)**

composition	Quantité (g /l)
Peptone	5
Extrait de viande de boeuf	5
Sels biliaires	4.2
Citrate de sodium	10
Citrate de fer	2
Lactose	10
Rouge neutre	0.025
Vert brillant	0.3
Thiosulfate de sodium	8.5
Agar	12

pH : 7,3±0,2 à 25°C. Ne pas autoclaver.

❖ **Bouillon au sélénite de sodium (SFB)**

composition	Quantité (g /l)
Peptone de viande	5
Lactose	4
Sélénite de sodium	4
Phosphate dipotassique	3.5
Phosphate monopotassique	6.5

pH : 7,0±0,2 à 25°C. Ne pas autoclaver.

❖ **Gélose Hektoen**

composition	Quantité (g /l)
Peptone de viande	12
Extrait de levure	3
Sels biliaires	9
Lactose	12
saccharose	12
Salicine	2
Chlorure de sodium	5
Hyposulfite de sodium	5
Citrate de fer ammoniacal	1.5
Bleu de bromothymol	0.064
Fuchsine acide	0.04
Agar	13.5

pH : 7,6. Ne pas autoclaver.

❖ **Bouillon lactosé bilié au vert brillant (BLBVB)**

composition	Quantité (g /l)
Peptone	10
Lactose	10
Bile	20
Vert brillant	0.013

pH : 7,4. Autoclaver à 121°C pendant 15minutes

❖ **Gélose au désoxycholate 1‰**

composition	Quantité (g /l)
Peptone bactériologique	10
Chlorure de sodium	5
Phosphate dipotassique	2
Lactose	10
Citrate ferrique	1
Citrate de sodium	1
Désoxycholate de sodium	1
Rouge neutre	0.03
Agar	15

pH= 7,3 (environ). Ne pas autoclaver.

❖ **Gélose de Sabouraud**

composition	Quantité (g /l)
Peptone Chapoteaut	10
Glucose massé	20
Agar	15

pH final = 6-6,3. Autoclaver à 120°C pendant 20 minutes.

❖ **Milieu de Litsky**

composition	Quantité (g /l)
Peptone	20
Glucose	5
Chlorure de sodium	5
Phosphate bipotassique	2.7
Phosphate monopotassique	2.7
Azohydrate de sodium	0.3
Ethyl violet	0.0005

pH final = 6,8-7. Autoclaver à 115°C pendant 20 minutes.

❖ **Milieu de Rothe**

composition	Quantité (g /l)
Peptone	20
Glucose	5
Chlorure de sodium	5
Phosphate bipotassique	2.7
Phosphate monopotassique	2.7
Azohydrate de sodium	0.2

pH final = 6,8-7. Autoclaver à 115°C pendant 20 minutes.

❖ **Milieu TSI**

composition	Quantité (g /l)
Peptone	20
Extrait de viande	3
Extrait de levure	3
Chlorure de sodium	5
Citrate ferrique	0.3
Thiosulfate de sodium	0.3
Lactose	10
Saccharose	10
Glucose	1
Rouge de phénol	q.s
Agar	12

pH= 7.4 (environ). Autoclaver à 121°C pendant 15m

Tableau AII.1. Nombre le plus probable (NPP) dans le cas du système a trois tubes (Brisou et Denis.1980)

Table de Mc Grady

Nombre caractéristique	Nombre de cellules	Nombre caractéristique	Nombre de cellules	Nombre caractéristique	Nombre de cellules
000	0.1	201	1.4	302	6.5
001	0.3	202	2.0	310	4.5
010	0.3	210	1.5	311	7.5
011	0.6	211	2.0	312	11.5
020	0.6	212	3.0	313	16.0
100	0.4	220	2.0	320	9.5
101	0.7	221	3.0	321	15.0
102	1.1	222	3.5	322	20.0
110	0.7	223	4.0	323	30.0
111	1.1	230	3.0	330	25.0
120	1.1	231	3.5	331	45.0
121	1.5	232	4.0	332	110.0
130	1.6	300	2.5	333	140.0
200	0.9	301	4.0		

❖ **Méthode d’Identification par galeries API**

a. Préparation de la galerie

- Réunir fond et couvercle d’une boîte d’incubation et répartir de l’eau dans les alvéoles pour créer une atmosphère humide ;
- Déposer stérilement la galerie dans la boîte d’incubation ;
- Recouvrir la boîte avec son couvercle ;
- Inscire nom, référence souche, date et température d’incubation sur la languette latérale de la boîte.

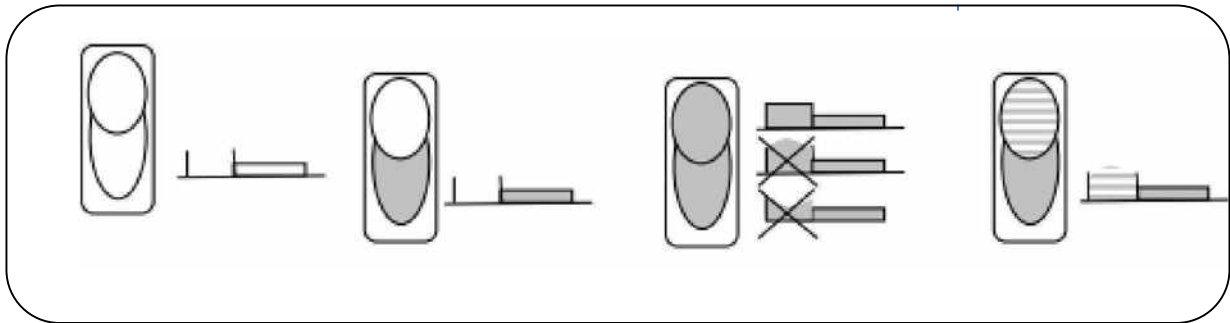
b. Préparation de l’inoculum

Faire une suspension bactérienne, dans une ampoule de Suspension Medium ou dans un tube d’eau physiologique stérile. La suspension doit avoir une densité suffisante .

c. Inoculation de la galerie

- remplir les cupules de suspension en évitant les bulles d’air.

➤ **Mode de remplissage**



<p>Cupule vide</p>	<p>Cupules simples ex : GEL Remplir la partie inférieure</p>	<p>Cupules encadrées ex : CIT ; VP Remplir la cupule en entier</p>	<p>Cupules soulignées ex : H 2 S Remplir la partie inférieure puis compléter avec de l'huile de vaseline</p>
---------------------------	--	--	--

d. Incubation

L'incubation se fait a 37°C pendant 24heure pour : Api 20 E, Api Staph et Api 20 Strep.

e. Lecture et identification

- Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au catalogue de Lecture ;
- Réaliser les tests nécessitant l'addition de réactifs.

 **Annexe III**

Tableau 1. Positionnement géographique des stations de prélèvement d'eau

stations	L'altitude	longitude
S ₁	36°35'37,87"	2°27'0.44"
S ₂	36°35'39.08"	2°27'1.17"
S ₃	36°35'36.54"	2°27'2.30"
S ₄	36°35'35.74"	2°27'3.43"
S ₅	36°35'40.34"	2°27'58.45"
S ₆	36°35'39.69"	2°26'56.86"

Tableau.2. Positionnements des stations de prélèvement des sédiments.

Stations	L'altitude	longitude
S ₁	36°35'39.27"	2°27'0.96"
S ₂	36°35'37.13"	2°27'3.50"
S ₃	36°35'33.64"	2°26'56.08"

Tableau.3.valeurs moyennes de la température, salinité, et la conductivité.

stations	T(C°)	S(PSU)	C(ms /cm)
S ₁	17.7	34.1	53.23
S ₂	16.66	34.2	52.4
S ₃	17.6	33.23	52.03
S ₄	17.63	35.53	54.76
S ₅	19.73	35.93	54.66
S ₆	17.73	34.4	53.3

Tableau.3.Les valeurs moyennes de MES et de MOP.

stations	MES(mg/l)	MOP%
S ₁	103.66	2
S ₂	114	12
S ₃	108.33	1,33
S ₄	154.66	1,50
S ₅	121.83	6,34
S ₆	104.67	2

**Décret exécutif n° 93-160 du 10 juillet 1993
réglementant les rejets d'effluents liquides
industriels.**

Le Chef du Gouvernement,

Sur le rapport du ministre de l'éducation nationale,

Vu la Constitution, notamment ses articles 81 et 116 ;

Vu la loi n° 83-03 du 5 février 1983 relative à la protection de l'environnement ;

Vu la loi n° 83-17 du 16 juillet 1983 relative au code des eaux ;

Vu la loi n° 85-05 du 16 février 1985, modifiée et complétée, relative à la protection et à la promotion de la santé ;

Vu la loi n° 89-23 du 19 décembre 1989 relative à la normalisation ;

Vu la loi n° 90-08 du 7 avril 1990 relative à la commune ;

Vu la loi n° 90-09 du 7 avril 1990 relative à la wilaya ;

Vu le décret présidentiel n° 92-304 du 8 juillet 1992 portant nomination du Chef du Gouvernement ;

Vu le décret présidentiel n° 92-307 du 19 juillet 1992 portant nomination des membres du Gouvernement ;

Vu le décret n° 92-489 du 28 décembre 1992 fixant les attributions du ministre de l'éducation nationale ;

Décète :

Article 1er. — Le présent décret a pour objet, en application des dispositions de la loi n° 83-03 du 5 février 1983 et de la loi n° 83-17 du 16 juillet 1983 susvisées, de réglementer les rejets d'effluents liquides industriels.

**CHAPITRE I
DISPOSITIONS GENERALES**

Art. 2. — Au sens du présent décret, il est entendu par rejet tout déversement, écoulement, jets, dépôts directs ou indirects d'effluents liquides industriels dans le milieu naturel.

Art. 3. — Les rejets, tels que définis à l'article 2 ci-dessus, sont soumis à autorisation conformément aux dispositions du présent décret.

L'autorisation détermine les conditions techniques auxquelles sont subordonnés les rejets.

**CHAPITRE II
DES CONDITIONS D'OBTENTION,
DE RETRAIT OU DE MODIFICATION
DES AUTORISATIONS**

Art. 4. — Sans préjudice des conditions de l'article 101 de la loi n° 83-17 du 16 juillet 1983, susvisée, les rejets d'effluents liquides industriels, tels que définis à l'article 2 ci-dessus, ne peuvent être autorisés que :

— s'ils ne dépassent pas à la source les valeurs limites maximales telles qu'annexées au présent décret.

— s'ils remplissent les conditions techniques dont la définition fera, l'objet d'un arrêté du ministre chargé de la protection de l'environnement.

Art. 5. — Les conditions techniques prévues à l'article 4 ci-dessus tiennent compte notamment :

— du débit et du degré de pollution des eaux réceptrices et de leur capacité de régénération naturelle,

— des conditions d'utilisation des eaux réceptrices et des exigences de l'alimentation en eau des populations,

— de la protection de la faune et de la flore et des exigences sanitaires économiques et touristiques,

— de l'importance et de la nature des rejets.

Art. 6. — L'autorisation de rejet prévue à l'article 3 du présent décret, est délivrée par le ministre chargé de l'environnement après avis du ministre chargé de l'hydraulique.

Art. 7. — Les demandes d'autorisation de rejet sont adressées en trois exemplaires au ministre chargé de l'environnement par l'intermédiaire du wali territorialement compétent.

Art. 8. — Les dossiers de demande d'autorisation de rejet comportent notamment :

1) les noms, prénoms, qualité et domicile du demandeur ou si la demande émane d'une collectivité, d'une entreprise publique ou de toute autre personne morale, les indications suivantes : nature, siège, objet, noms, prénoms et qualité du ou des représentants habilités auprès de l'administration,

2) la description de l'emplacement de l'opération projetée et le cas échéant de sa profondeur et des niveaux souterrains dans lesquels elle s'effectue,

3) la nature et l'importance du rejet, les conditions d'évacuation ou de dépôt notamment sa répartition dans le temps, les mesures proposées pour remédier à la pollution des eaux,

4) la nature des agents polluants susceptibles d'altérer la qualité des eaux,

5) la description technique des installations prévues pour éviter d'altérer la qualité des eaux ou de nuire à la salubrité publique.

A la demande est jointe une carte à l'échelle minimale de 1/50.000 sur laquelle est reporté l'emplacement de l'opération projetée.

Tableau.4. les concentrations de la chlorophylle a et des phéopigments en fonction des parties

stations	Chlorophylle a ($\mu\text{g/l}$)	Phéopigments ($\mu\text{g/l}$)
S ₁	0,0623	0,4539
S ₂	0,0534	0,4628
S ₃	0,0445	0,4895
S ₄	0,0712	0,51175
S ₅	0,0623	0,4628
S ₆	0,0801	1,84675

Tableau.5. Concentrations moyennes des sels nutritifs pour stations d'eau du port de Tipaza 2012 :

	NO ₃ $\mu\text{mol/l}$	NO ₂ $\mu\text{mol/l}$	NH ₄ $\mu\text{mol/l}$	PO ₄ $\mu\text{mol/l}$	SIO ₂ $\mu\text{mol/l}$
S1	0,28634621	0,28634621	0,28634621	0,28634621	0,28634621
S2	0,18323491	0,18323491	0,18323491	0,18323491	0,18323491
S3	0,18444349	0,18444349	0,18444349	0,18444349	0,18444349
S4	0,41969668	0,41969668	0,41969668	0,41969668	0,41969668
S5	0,15926975	0,15926975	0,15926975	0,15926975	0,15926975
S6	0,11751869	0,11751869	0,11751869	0,11751869	0,11751869