

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 D'ETAT EN SCIENCES DE LA MER

OPTION : ENVIRONNEMENT

Thème :

**Détermination de l'influence du rejet des eaux usées épurées par la  
STEP de Tipaza sur les caractéristiques physico-chimiques et  
bactériologiques des eaux de mer, cas de la plage de Chenoua**

Présenté par:

- Mr BOUCHHER Abdelhamid
- Mr BENSEDIRA Mustapha

Soutenu le 07/07/2011 devant le jury suivant :

M <sup>me</sup> . FEZAA N.	Maitre de conférences	Présidente (ENSSMAL)
Mr. BACHOUCHE S.	Maitre assistant	Examineur (ENSSMAL)
Mr. DRICHE M.	Maitre de conférences	Examineur (ENSSMAL)
M <sup>lle</sup> . AMROUCHE L.	Maitre assistante	Promotrice (ENSSMAL)
M <sup>lle</sup> . CHEKIR N.	Maitre assistante	Co-promotrice (UDES)
M <sup>lle</sup> . LEKFEL.	Chef de laboratoire de la STEP de Tipaza	Invitée

Promotion : (2010/2011)

# Remerciements

*Tout d'abord, nous remercions Dieu le tout puissant pour nous avoir donné la santé, le courage et la volonté*

*Nous tenons à exprimer notre gratitude à M<sup>lle</sup> AMROUCHE L et M<sup>lle</sup> CHEKIR N pour leur confiance en acceptant de nous encadrer dans la réalisation de ce travail.*

*Mes remerciements au membre de jury ;*

*Mme. FEZZA d'avoir acceptée de présider la soutenance et d'examiner ce mémoire, Mr. BACHOUCHE S et Mr. DRICHE M d'avoir acceptés de porter un jugement éclairé sur ce modeste travail*

*Nous remercions vivement Mr. Boudejellal B., Mme. Eddalia N., et Mr Mekki de nous avoir apportés leur aide précieuse, pour tous leurs conseils, critiques et les données qu'ils ont mis à notre disposition et pour le temps qu'ils nous ont accordé tout au long de notre travail au laboratoire de Sidi Fredj.*

*Nous exprimons aussi notre reconnaissance au personnel de la bibliothèque et tous les enseignants de l'ENSSMAL*

*Nous remercions également les navigateurs de l'embarcation qui ont contribué à la réalisation de prélèvements effectuées dans le cadre de ce travail*

*Notre famille qui nous a toujours apporté un soutien sans faille*

*Nous remercions également nos parents respectifs qui nous donnent toujours une raison d'avancer chaque jour*

*On n'oublie pas tous les étudiants particulièrement la promotion cinquième année Environnement (promotion 2011)*

# Dédicaces

*A ma famille surtout mes parents; Ameur et kheira*

*A mes frères ; Mohamed, Belcaceem et surtout mon petit frère Haroun Abdelhack*

*A ma sœur ; Loubna*

*A tous mes amis de l'ENSSMAL*

*A toutes les personnes qui m'ont soutenu et encouragé tout au long de mon cursus.*

*Hamid*

# *Sommaire*

<b>Introduction</b> .....	1
---------------------------	---

## **Chapitre I : Généralités**

I.1. Définition de la pollution marine.....	3
I.2. Les principaux types de pollution.....	3
I.2.1. La pollution chimique.....	3
I.2.2. La pollution biologique.....	3
I.2.3. La pollution physique.....	3
I.3. Définition des eaux usées.....	3
I.3.1. Origine et composition des eaux usées.....	4
I.3.1.1. Les eaux usées domestiques.....	4
I.3.1.2. Les eaux usées industrielles.....	4
I.3.1.3. Les eaux agricoles.....	4
I.3.1.4. Les eaux pluviales.....	5
I.4. Les paramètres à contrôler.....	5
I.4.1. Les paramètres physico-chimiques.....	5
I.4.1.1. la température.....	5
I.4.1.2. la salinité.....	5
I.4.1.3. le potentiel d'hydrogène (pH).....	5
I.4.1.4. la conductivité.....	6
I.4.1.5. L'oxygène dissous.....	6
I.4.1.6. la demande biochimique en oxygène (DBO <sub>5</sub> ).....	6
I.4.1.7. les matières en suspension (MES).....	7
I.4.1.8. la demande chimique en oxygène (DCO).....	7
I.4.1.9. la matière organique (MO).....	7
I.4.2. Les paramètres microbiologiques.....	7
I.4.2.1. les germes témoins de contamination fécale.....	7
I.4.2.1.1. les coliformes totaux (CT).....	7
I.4.2.1.2. les coliformes "thermo-tolérants" dit fécaux (FC).....	8
I.4.2.1.3. les streptocoques fécaux (SF).....	8
I.4.2.1.4. Les Clostridium sulfito-réducteurs.....	8
I.4.2.2. les pathogènes.....	9
I.4.2.2.1. Les salmonelles.....	9
I.4.2.2.2. Les vibrions.....	9
I.4.2.3. Les champignons.....	10
I.4.2.3.1. Les moisissures.....	10
I.4.2.3.2. Les levures.....	10

I.4.3. Les infections virales .....	11
I.4.3.1. Les hépatites .....	11
I.4.3.2. Les Gastro – entérites virales.....	11
I.4.4. Autres paramètre biologiques.....	11
I.4.4.1. La chlorophylle a .....	11
I.4.4.2. Les phéopigments.....	12
I.4.5. Polluants chimiques .....	12
I.4.5.1. les métaux lourds .....	12
I.4.5.1.1. Définition des métaux lourds .....	12
I.4.5.1.2. Origine des métaux lourds dans l’environnement marin .....	12
I.4.5. Polluants chimiques .....	12
➤ Origine naturelle.....	12
➤ Origine anthropogène .....	12
I.4.5.1.3. propriétés physico – chimiques des métaux lourds étudiés.....	13
a) le plomb (Pb) .....	13
b) le cadmium (Cd).....	13
c) le mercure (Hg) .....	13
d) le chrome (Cr) .....	13
e) le zinc (Zn) .....	14
f) le cuivre (Cu) .....	14
g) le manganèse (Mn) .....	14
I.4.4.1.4. Toxicité des métaux lourds.....	14
I.4.6. Les hydrocarbures totaux (HCT) .....	15
I.4.6.1. présentation .....	15
I.4.6.2. Origine des hydrocarbures.....	15
I.4.6.3. Structures des molécules d’hydrocarbures.....	16
I.4.6.3.1. Les hydrocarbures saturés .....	16
I.4.6.3.2. Les hydrocarbures insaturés .....	16
I.4.6.3.3. Les hydrocarbures aromatiques .....	16
I.4.7. Les sels nutritifs.....	16
I.4.7.1. Origine des sels nutritifs.....	16
➤ Sources internes .....	16
➤ Sources externes .....	17
I.4.7.2. Différentes formes de sels nutritifs .....	17
• L’azote .....	17
I.4.7.2.1. L’ammonium ( NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> ) .....	17

I.4.7.2.2. le nitrite ( $\text{NO}_2^-$ ) .....	17
I.4.7.2.3. Le nitrate ( $\text{NO}_3^-$ ).....	18
I.4.7.2.4. Les phosphates ( $\text{PO}_4^{-3}$ ).....	18
I.4.7.2.5. Le silicium .....	18
I.5. Le traitement des eaux usées .....	18
I.5.1.définition de l'assainissement .....	18
I.5.2.Techniques et procédés de traitement des eaux usées .....	19
➤ Les techniques extensives .....	19
➤ Les techniques intensives.....	19
I.5.3.Les étapes de traitements des eaux usées.....	19
I.5.3.1. Le prétraitement .....	19
➤ Le dégrillage.....	19
➤ Le dessablage.....	19
➤ Dégraissage – Déshuilage .....	20
I.5.3.2. le traitement primaire.....	20
I.5.3.2.1. Coagulation – Flocculation .....	20
I.5.3.2.2. Décantation.....	20
I.5.3.2.3. Filtration.....	20
I.5.3.3. Le traitement secondaire (Biologique).....	20
I.5.3.3.1. Lit bactérien.....	21
I.5.3.3.2. Boue activée.....	21
I.5.3.4. Traitement tertiaire .....	21
I.5.3.4.1. Oxydation et désinfection par chlore .....	21
I.5.3.4.2. Oxydation et désinfection par les dérivés du chlore .....	21
I.5.3.4.2.1. Chlora mines .....	21
I.5.3.4.2.2. Dioxyde de chlore .....	21
I.5.3.4.2.3. Hypochlorite de sodium.....	21
I.5.3.4.3. Electro chloration.....	22
I.5.3.4.4. Oxydation et désinfection par l'ozone .....	22

## **Chapitre II : Présentation de la zone d'étude**

II.1. Situation géographique.....	23
II.2. Sources de pollution.....	23
II.3. Localisation des points de prélèvement.....	24
II.4. Présentation de la station d'épuration de Tipaza.....	25
II.4.1. Définition de la pollution à traiter.....	26
II.4.2. Principe de fonctionnement de la station d'épuration de Tipaza .....	26

II.4.2.1.Traitement des eaux .....	26
Phase 1 : Prétraitement ou traitement préliminaires.....	26
Phase 2 : Traitement secondaire ou traitement biologique.....	26
II.4.2.2.Traitement des boues.....	26
II.4.2.1.Traitement des eaux .....	27
A. Prétraitement .....	27
1. Poste de relevage et dégrillage grossier .....	27
2. Dégrillage fin .....	27
3. Convoyeur à bande .....	27
4. Déshuileur/déssableur .....	27
B. Traitement biologique .....	28
1. Bassin biologique .....	28
2. Décanteurs secondaires.....	28
3. pompes de recirculation des boues .....	28

## *Liste des figures*

<b>Figure 1:</b> Situation géographique de la plage de Chenoua.....	23
<b>Figure 2:</b> Localisation des stations de prélèvement d’eaux de mer pour les analyses bactériologiques et physico-chimiques.....	24
<b>Figure 3:</b> Localisation des stations de prélèvement des sédiments pour les analyses bactériologiques.....	25
<b>Figure 4:</b> Schéma descriptif de la station d’épuration de Tipaza.....	25
<b>Figure 5 :</b> Le poste de relevage.....	27
<b>Figure 6 :</b> le déssableur/déshuileur.....	28
<b>Figure 7 :</b> le bassin biologique.....	28
<b>Figure 8 :</b> L’épaisseur.....	29
<b>Figure 9 :</b> la déshydratation mécanique.....	29
<b>Figure 18 :</b> Modalité d’analyse granulométrique.....	38
<b>Figure 20 :</b> Technique de dénombrement des coliformes totaux, fécaux et Staphylocoques.....	43
<b>Figure 21:</b> Technique de dénombrement des Streptocoques fécaux.....	44
<b>Figure 22:</b> Technique de recherche des salmonelles.....	45
<b>Figure:23</b> Technique d’identification des salmonelles.....	46
<b>Figure 24:</b> Technique de recherche des vibrions.....	47
<b>Figure 25:</b> Technique d’identification des vibrions.....	48
<b>Figure 26:</b> Dénombrement des coliformes totaux, fécaux et Streptocoques fécaux par la méthode des NPP dans les sédiments.....	49
<b>Figure 27:</b> Technique de recherche des Salmonelles dans le sédiment.....	50
<b>Figure 28 :</b> Technique de dénombrement des anaérobies sulfitoréductrices dans le sédiment.....	51
<b>Figure 29 :</b> Variations de la température dans la plage de Chenoua.....	55
<b>Figure 30 :</b> Variations de la salinité dans la plage de Chenoua.....	56
<b>Figure 31 :</b> Variations du potentiel d’hydrogène dans la plage de Chenoua.....	57
<b>Figure 32 :</b> Variations des matières en suspension dans la plage de Chenoua.....	58
<b>Figure 33 :</b> Variations de la matière organique dans la plage de Chenoua.....	59
<b>Figure 34 :</b> Variations de la chlorophylle dans la plage de Chenoua.....	59
<b>Figure 35 :</b> Variations de la concentration en phaéopigments dans la plage de Chenoua....	60

<b>Figure 36 :</b> Variations des concentrations moyennes de $\text{NO}_2^-$ en fonction des stations.....	61
<b>Figure 37:</b> Variations des concentrations moyennes de $\text{NH}_4^+$ en fonction des stations.....	61
<b>Figure 38:</b> Variations des concentrations moyennes de $\text{NO}_3^-$ en fonction des stations.....	62
<b>Figure 39:</b> Variations des concentrations moyennes de $\text{PO}_4^{-3}$ en fonction des stations.....	63
<b>Figure 40:</b> Variations des concentrations moyennes de $\text{SiO}_2^-$ en fonction des stations.....	63
<b>Figure 41:</b> Variations des concentrations moyennes des coliformes totaux (CT) en fonction des stations.....	64
<b>Figure 42:</b> Variations des concentrations moyennes des coliformes fécaux (CF) en fonction des stations.....	65
<b>Figure 43:</b> Variations des concentrations moyennes des streptocoques fécaux (SF) en fonction des stations.....	65
<b>Figure 44 :</b> Variations des concentrations moyennes des streptocoques fécaux (SF) en fonction des stations.....	66
<b>Figure 45 :</b> Variations des concentrations moyennes des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) en fonction des stations.....	67
<b>Figure 46 :</b> Courbes granulométriques des stations étudiées au niveau de la plage de Chenoua.....	68
<b>Figure 47 :</b> Variations de diamètre moyen des échantillons prélevés dans les différents stations.....	70
<b>Figure 48 :</b> variations de taux des pélites des échantillons prélevés dans les différents stations.....	70
<b>Figure 49 :</b> variations du taux de matières organiques dans le sédiment en fonction des stations.....	71
<b>Figure 50 :</b> variations des concentrations des coliformes totaux (CT) dans le sédiment en fonction des stations.....	72
<b>Figure 51:</b> variations des concentrations des coliformes fécaux (CF) dans le sédiment en fonction des stations.....	72
<b>Figure 52:</b> variations des concentrations des streptocoques fécaux (SF) dans le sédiment en fonction des stations.....	73
<b>Figure 53 :</b> variations des concentrations des anaérobies sulfitoréductrices (ASR) dans le sédiment en fonction des stations.....	73

---

## **Annexe I**

**Figure 10 :** Benne inoxydable de type « Van Veen ».

**Figure 11 :** DBO-mètre de marque « WTW ».

**Figure 12 :** Dispositif de filtration sous vide de marque Sartorius stedim.

**Figure 13 :** balance de précision.

**Figure 14 :** Une étuve de marque MEMMERT.

**Figure 15 :** Four à moufle.

**Figure 16 :** spectrophotomètre de Fluorescence HITACHI, modèle 650 S.

**Figure 17 :** Auto-analyser SAN Plus Système de marque SKALAR, 1998.

**Figure 19:** Le dispositif de tamisage des sédiments : Tamiseuse électrique.

## *Liste des tableaux*

<b>Tableau.1</b> : la toxicité de certains métaux lourds étudiés pour l'homme.....	<b>15</b>
<b>Tableau.2</b> : Technique de recherche des anaérobies sulfitoréducteurs.....	<b>40</b>
<b>Tableau.3</b> : Le mode opératoire de test de catalase.....	<b>53</b>
<b>Tableau.5</b> : paramètres de caractérisation de la composition sédimentaire des échantillons.....	<b>69</b>

### **Annexe I**

**Tableau.6** : Concentration des standards avant et après acidification.

### **Annexe II**

**Tableau.7** : Nombre le plus probable (NPP) dans le cas du système a trois tubes (**Brisou et Denis.1980**) **Table de Mc Grady.**

### **Annexe III**

**Tableau. 8** : Coordonnées géographiques des stations de prélèvement d'eau de mer.

**Tableau. 9** : Coordonnées géographiques des stations de prélèvement des sédiments pour l'analyse bactériologiques, des métaux lourds et granulométriques.

**Tableau. 10** : Résultats des paramètres physico-chimiques.

**Tableau. 11** : Les concentrations moyennes des paramètres bactériologiques dans l'eau enregistrées au niveau des stations.

**Tableau. 12** : Les concentrations moyennes de chlorophylle *a*.

**Tableau. 13** : Les concentrations moyennes de phéopigement.

**Tableau. 14** : Les concentrations moyennes des sels nutritifs dans l'eau.

**Tableau. 15 :** Les concentrations moyennes des paramètres bactériologiques dans le sédiment enregistrées au niveau des stations.

**Tableau. 16 :** Taux de pélites pour chaque station (%) dans la plage de Chenoua.

**Tableau.17 :** Valeurs limites des paramètres de rejets d'effluents liquides industriels (**journal officiel de la république algérienne N°26 : 24Rabie Elaouel 427 23avril 2006**).

**Tableau. 18 :** Principaux critères de qualité des eaux de baignade (**Extrait de l'annexe 1 du décret n° 93-164 du 10 juillet 1993**)

## *Liste des abréviations*

- **AIEA** : Agence International de l'Atome et de l'Energie.
- **ASR** : Anaérobies Sulfito-Réducteurs.
- **CEAEQ** : Centre d'Expertise en Analyse Environnementale du Québec.
- **CF** : Coliformes Fécaux.
- **CT** : Coliformes Totaux.
- **DM** : Dilution Mère.
- **EDS** : Eau Distillée Stérile.
- **GSAMP** : Group of Scientific Aspects of Marine environmental Protection.
- **ISO** : International Standard Organisation.
- **OMS** : Organisation Mondiale de la Santé.
- **PNUE** : Programme des Nations Unies pour l'Environnement.
- **SF** : Streptocoques Fécaux.
- **Staph** : Staphylocoques.
- **WTW** : Wissenschaftliche Technische Workstätten.
- **AFNOR** : Association Française de Normalisation.
- **FAO**: Food and alimentation organisation.
- **GPS** : système de positionnement global.
- **PSU** : Pratical Salinity Unit.
- **SFUV**: Spectrofluorimétrie ultraviolet.
- **NED** : N-naphtyle-éthylène diamine.

# *Introduction*

## *Introduction*

Les zones côtières sont des régions de plus en plus affectées par les activités humaines. En effet, l'augmentation de la pression démographique, l'urbanisation, le développement de zones portuaires, du tourisme et l'industrialisation des espaces côtiers fragilisent les écosystèmes littoraux.

L'un des principaux problèmes se présentant dans les zones côtières est le déversement des eaux usées urbaines non traitées, ou subissant un traitement inadéquat, et en étant que polluants les plus courants associés à ces rejets, les matières organiques, les fertilisants, les matières organiques toxiques (hydrocarbures, graisses et huiles) et les matières toxiques inorganiques (métaux lourds), ainsi que les micro-organismes d'origine fécale. L'ingestion involontaire de ces derniers lors de la baignade dans des eaux polluées peut par exemple, provoquer une gastro-entérite; une otite externe ; une hépatite A et des symptômes non spécifiques comme la fièvre. Par ailleurs, le pouvoir pathogène d'un micro-organisme varie selon différents facteurs, dont la susceptibilité de l'hôte. Ce sont surtout les jeunes enfants qui, en raison de leur comportement et de leur sensibilité aux infections, sont les plus menacés par la baignade dans les eaux polluées.

Le présent travail s'intéresse à une splendide plage sableuse se trouvant aux pieds du mont Chenoua. Elle part du bord de l'enceinte des ruines romaines de Tipaza et développe sa courbe magnifique 2 km plus loin au pied d'un petit village donnant accès à la route de la corniche.

L'une des principales sources de contamination de la plage de Chenoua est les eaux apportées par l'embouchure de l'Oued Nador.

Bien qu'il existe une station d'épuration à boues activées à Tipaza fonctionnant selon la norme internationale ISO 14001 qui assure l'épuration de la ville du Chenoua, Tipaza et Nador, elle reste à faible charge et son milieu récepteur final est Oued Nador.

L'objectif principal de cette étude est donc de déterminer de l'influence des rejets des eaux usées brutes et des eaux épurées sur la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de cette plage.

Pour cela, des analyses physicochimiques et surtout bactériologiques des eaux et des sédiments ont été réalisées à travers une campagne de prélèvement d'une période allant du mois de Mars au mois de Mai.

Dans cette optique nous avons structuré notre travail de la manière suivante:

- ❖ Le chapitre I propose une étude bibliographique sur la pollution marine par les eaux usées et les paramètres physico-chimiques et microbiologiques à contrôler.
- ❖ Le chapitre II décrit, dans un premier temps, la situation géographique de la zone d'étude et dans un second, la présentation de la STEP de Tipaza ainsi que le principe de son fonctionnement.
- ❖ Le chapitre III décrit les méthodes d'analyses physico-chimiques et bactériologiques des eaux et des sédiments de la plage de Chenoua.
- ❖ Le chapitre IV est consacré à l'analyse et l'interprétation des données et des résultats recueillis pour enfin conclure sur la présence éventuelle de risque de santé publique.

*Chapitre I :*

*Généralités*

### I.1. Définition de la pollution marine

La définition la plus générale du terme "pollution" a été donnée par le premier rapport du conseil sur la qualité de l'environnement de la maison blanche (1965) : *" est une modification défavorable du milieu naturel qui apparaît, en totalité ou en partie, comme un sous produit de l'action humaine, au travers des effets directs ou indirects altérant les critères de répartition des flux de l'énergie, des niveaux de radiations de la construction physico-chimique du milieu naturel et de l'abondance des espèces vivantes, ces modifications peuvent affecter l'homme . Elles peuvent aussi l'affecter en altérant les objets physiques qu'il possède ou les possibilités récréatives du milieu "* (Ramade, 2000).

### I.2. Les principaux types de pollution

#### I.2.1. La pollution chimique

Elle est due au déversement de substances chimiques telle que les hydrocarbures, les détergents, les biocides (pesticides, organochlorées et organo-métalliques), métaux lourds (zinc, cadmium, mercure...), ou encore à la dissolution des sels minéraux (nitrates, nitrites et chlorures) (Bellan et Peres, 1974).

#### I.2.2. La pollution biologique

Il peut s'agir de pollution par les microorganismes, les germes (bactéries, virus, champignons.....etc.) provenant des égouts, pouvant proliférer à leur arrivée dans le milieu marin. Il est vrai; le milieu marin est défavorable à la plupart des agents pathogènes, mais il arrive par l'introduction d'une nouvelle espèce dans une zone où elle est normalement absente, et dans laquelle elle a un impact non négligeable tels que *Cauleroa taxifolia*, comme il peut s'agir d'une modification dans la chaîne alimentaire tels que (bloom phytoplanctonique, eutrophisation..).

La principale cause de cette prolifération planctonique est les apports des déchets industriels et agricoles riches en nitrates et phosphates.

Cette pollution a des répercussions sur la qualité sanitaire des produits de la mer (conchyliculture, mytilicultures...) et sur les différentes activités marines.

#### I.2.3. La pollution physique

La pollution physique est liée aux facteurs influents sur l'état physique de l'eau, tels que la température, la présence des particules ou mousses et le changement de l'effet réfractaire de l'eau, ainsi que les rejets d'eaux chaudes des centrales nucléaires et les nappes pétrolières et les radiations ionisantes (Lacaze, 1996).

### I.3. Définition des eaux usées

Les eaux usées sont des liquides de composition hétérogènes, chargés de matières minérales ou organiques, peuvent être en suspension ou en solution, et dont certains peuvent avoir un caractère toxique ; à cette charge s'associent presque toujours des matières grasses et des matières colloïdale (Koller, 2004).

### I.3.1. Origine et composition des eaux usées

Suivant l'origine des substances polluantes, on distingue quatre catégories d'eaux usées :

#### I.3.1.1. Les eaux usées domestiques

- Elles proviennent des différents usages domestiques de l'eau.
- Elles sont essentiellement porteuses de pollution organique.
- Elles se répartissent en eaux ménagères, qui ont pour origine les salles de bains et les cuisines, et sont généralement chargées de détergents, de graisses, de solvants, de débris organiques... etc. et en eaux vannes ; il s'agit des rejets des toilettes chargés de diverses matières organiques azotées et de germes fécaux (**Gomella et Gerree, 1978**).

#### I.3.1.2. Les eaux usées industrielles

- Elles sont très différentes des eaux usées domestiques.
- Leurs caractéristiques varient d'une industrie à l'autre.
- En plus de matières organiques, azotées ou phosphorées, (**Gaujous, 1995**), elles peuvent également contenir :
  - des graisses (industries agroalimentaires, équarrissage).
  - des hydrocarbures (raffineries).
  - des métaux (traitements de surface, métallurgie).
  - des acides, des bases et divers produits chimiques (industries chimiques divers, tanneries).
  - de l'eau chaude (circuit de refroidissement des centrales thermiques).
  - des matières radioactives (centrales nucléaires, traitement des déchets radioactifs).

En général, avant d'être rejetées dans les réseaux de collecte, les eaux industrielles font l'objet d'un prétraitement. Elles ne sont mêlées aux eaux domestiques que lorsqu'elles ne présentent plus de danger pour les réseaux de collecte et ne perturbent pas le fonctionnement des stations d'épuration.

#### I.3.1.3. Les eaux agricoles

L'agriculture est une source de pollution des eaux qui n'est pas du tout négligeable car elle apporte les engrais et les pesticides. Elle est la cause essentielle des pollutions diffuses (**Bontoux, 1993**).

Les épandages d'engrais nitrates et phosphatés, sous une forme ou en quantité, telle qu'ils ne seraient pas finalement retenus par le sol et assimilés par les plantes, conduisent à un enrichissement en matières azotées ou phosphatées des nappes les plus superficielles et des eaux des cours d'eau ou des retenues. Parmi les polluants d'origine agricole, il faut tenir

compte aussi des détergents se dispersant lors des applications de traitement des cultures (**Gomella et Gerree, 1978**).

#### **I.3.1.4. Les eaux pluviales**

Elles peuvent aussi, constituer une source de pollution importante des cours d'eau, notamment pendant les périodes orageuses. L'eau de pluie se charge d'impuretés au contact de l'air (fumées industrielles), puis en ruisselant, des résidus déposés sur les toits et les chaussées des villes (huiles de vidange, carburants, résidus de pneus et métaux lourds...) (**Bontoux, 1993**).

Dans les zones urbaines, les surfaces construites rendent les sols imperméables et ajoutent le risque d'inondation à celui de la pollution.

### **I.4. Les paramètres à contrôler**

#### **I.4.1. Les paramètres physico-chimiques**

Les phénomènes de pollution se traduisent généralement par des modifications des caractéristiques physico-chimiques du milieu récepteur. Un des moyens d'étude de la pollution consistera donc à mesurer, par des analyses, ces caractéristiques. Il s'agit des paramètres facilement mesurables et qu'il est généralement utile de les connaître (**Gaujous, 1995**).

##### **I.4.1.1. la température**

C'est un facteur écologique important, il conditionne la nature des communautés aussi bien terrestres qu'aquatiques, ainsi que leurs caractères de leur développement (**Ramade, 2000**).

Son élévation peut perturber fortement la vie aquatique (pollution thermique) (**Gaujous, 1995**).

La température de l'océan est directement liée aux échanges de la chaleur entre les masses d'eau et l'environnement (**Lefebvre et al, 1993**).

##### **I.4.1.2. la salinité**

Dans de nombreux écosystèmes, la salinité est un facteur limitant (**Ramade, 2000**).

La salinité est la masse en gramme, des substances solides contenues dans un kilogramme d'eau de mer (**Aminot et kérouel, 2004**).

La mesure très précise de la salinité (couplée à la température) sert à calculer la masse volumique de l'eau de mer, paramètre nécessaire à la connaissance de la circulation océanique. Pour caractériser les masses d'eau (essentiellement océaniques) et étudier leur mélange, on utilise les diagrammes température-salinité. En milieux côtiers et estuariens; la salinité est le traceur idéal des mélanges entre l'eau douce et l'eau de mer (**Aminot et kérouel, 2004**).

##### **I.4.1.3. le potentiel d'hydrogène (pH)**

Le pH est un paramètre qui permet de mesurer l'acidité, l'alcalinité ou la neutralité d'une eau (**Gomella et Gerree, 1978**).

Le pH est relative à la concentration en ion hydrogène (H<sup>+</sup>) dans un milieu, donc à l'activité de ce milieu. Le pH de l'eau de mer est le résultat de sa composition ionique, et

essentiellement de la présence des carbonates issus de l'échange de dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>) entre l'eau et l'atmosphère, ainsi que la dissolution de calcaire (**Aminot et kérouel, 2004**).

Le pH est une mesure de l'activité d'une solution, il est défini par l'expression :  
 $\text{pH} = -\log(\text{H}^+)$  (**Ramade, 2000**).

Sa mesure doit s'effectuer sur place de préférence par la méthode potentiométrique. La mesure électrique, quoique délicate, peut seule donner une valeur exacte, car elle est indépendante du potentiel d'oxydoréduction, de la couleur du milieu, ou de la turbidité et des matières colloïdales (**Rodier et al, 1996**).

#### I.4.1.4. la conductivité

C'est un paramètre qui permet d'évaluer la charge totale en électrolytes d'une eau naturelle (**Ramade, 2000**).

La conductivité de l'eau de mer est très élevée en raison de la forte concentration en sels dissous (**Aminot et kérouel, 2004**), et sa variation dépend de la salinité et la température des eaux (**Levebvre et al, 1993**).

L'unité de conductivité est le micro-Siemens par centimètre ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ ). La mesure absolue de la conductivité 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**).

#### I.4.1.5.L'oxygène dissous

C'est la quantité d'oxygène présente dans l'eau à l'état dissous. Elle est exprimée en  $\text{mg.l}^{-1}$ . Leur concentration dépend de plusieurs paramètres physico-chimiques : la température, la pression atmosphérique, la pression partielle de vapeur d'eau (**Ramade, 2000**).

Les concentrations de l'oxygène dissous varient selon les profondeurs, la zone, la saison, cela est dû à ses différentes sources (atmosphère ou phénomène biologique). Dans les eaux de surface, les teneur en oxygène dissous sont proches de la saturation, elles sont influencées par les échanges atmosphère – mer (**Levebvre et al., 1993**).

Ces concentrations augmentent avec l'activité photosynthétique, en revanche, elles sont faibles en profondeur, car l'oxygène est utilisé pour oxyder la matière organique (**Aminot et Caussipied, 1983**).

#### I.4.1.6.la demande biochimique en oxygène (DBO<sub>5</sub>)

La demande biochimique en oxygène (DBO<sub>5</sub>), exprimée en mg d'oxygène par litre, permet l'évaluation des matières organiques biodégradables dans les eaux (**Bontoux, 1993**).

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

On la mesure après 5 jours d'incubation à l'obscurité, d'où le terme de la DBO<sub>5</sub>, pour assurer principalement la dégradation de la matière organique (**Rodier et al., 2005**).

La  $DBO_5$  est un paramètre intéressant pour l'appréciation de la qualité des eaux : dans les eaux pures elle est inférieure à  $1\text{mg d'}(O_2)/l$ , et quand elle dépasse les  $9\text{ mg/l}$  l'eau est considérée comme étant impropre (**Gomella et Gerree, 1978**).

#### **I.4.1.7.les matières en suspension (MES)**

C'est l'ensemble des substances organiques existant à l'état particulaire dans les biotopes aquatiques (**Ramade, 2000**).

La connaissance des teneurs en matière en suspension est importante pour l'étude des milieux aquatiques (**Aminot et Caussipied, 1983**).

Dans une eau usée urbaine, près de 50 % de la pollution organique se trouve sous forme de MES. Les résultats pour les eaux usées industrielles sont très variables, il est de même pour les eaux naturelles où la nature des MES est souvent minérale et le taux est relativement bas, sauf en période de crue des cours d'eau.

La composition des MES peut être appréciée par analyse directe : plus souvent, elle est obtenue par différence des caractéristiques des eaux brutes et des eaux filtrées. (**Bontoux, 1993**).

#### **I.4.1.8.la demande chimique en oxygène (DCO)**

La demande chimique en oxygène (DCO), exprimée en  $\text{mg d'}(O_2)/l$ , correspond à la quantité d'oxygène nécessaire pour la dégradation par voie chimique et dans des conditions définies de la matière organique ou inorganique contenue dans l'eau (**Grosclaude, 1999**).

La mesure correspond à une estimation de matières oxydables présentes dans l'eau, quelle que soit leur origine organique ou minérale. Ce test est particulièrement utile pour l'appréciation du fonctionnement des stations de traitement (**Rodier et al, 2005**).

#### **I.4.1.9.la matière organique (MO)**

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

Le taux de matières organiques est en moyenne de  $45\text{ mg.l}$  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 résiduelles (**Aubert et al, 1972**).

### **I.4.2.Les paramètres microbiologiques**

#### **I.4.2.1.les germes témoins de contamination fécale**

##### **I.4.2.1.1.les coliformes totaux (CT)**

Selon l'organisation internationale de standardisation (ISO), les coliformes totaux regroupent un certain nombre d'espèces appartenant à la famille des Entérobactereaceae.

Les coliformes correspondent à des organismes; bâtonnets, non sporogènes, Gram négatifs, oxydase négatifs, facultativement anaérobies, capables de croître en présence de sels biliaries ou d'autres agents de surface, et capables de fermenter le lactose et le mannitol avec

production d'acide et d'aldéhyde en 48 heures, à des températures de 35 à 37°C (**Rodier et al, 2005**).

Les coliformes sont représentés essentiellement par 06 genres dans les échantillons naturels : *Citrobacter*, *Echerischia*, *Entérobacter*, *Klebsiella*, *Yersinia*, et *Serratia* (**Ramade, 2000**).

#### **I.4.2.1.2.les coliformes"thermo-tolérants" dit fécaux (FC)**

Les coliformes thermo-tolérants, sont un sous-groupe des coliformes totaux. Ils sont capables de fermenter le lactose avec production des gazes à une température de 44°C. L'espèce la plus fréquemment associé à ce groupe bactérien est *l'Escherchia coli* (**Ceaq, 2005**).

Toute fois le groupe comporte plusieurs souches différentes (*Citrobacter freundii*, *Entérobacter aérogènes*, *Klebsiella pneumoniae*...etc.) (**OMS, 1979 ; Rodier et al, 1996 ; Joly et Reynaud, 2003**).

La recherche et le dénombrement des coliformes fécaux est un examen proposé en raison d'une concordance statistique entre leur présence et l'existence d'une contamination fécale quasi certaine (**Rodier et al, 1996**).

#### **I.4.2.1.3.les streptocoques fécaux (SF)**

Les streptocoques fécaux, sont des bactéries Gram (+) de forme oblongue ou de cocci sphériques légèrement ovales (**OMS, 1979**).

Ils se disposent, le plus souvent, en diplocoques ou en chainettes (**Leclerc et al, 1995 ; Joly et Reynaud, 2003**), se développent le mieux à 37°C et ils possèdent le caractère homo fermentaire avec production de l'acide lactique sans gaz (**Manuel de Begey, 1984**).

Il ya 5 espèces reconnues parmi les Streptocoques fécaux (SF) : *S.bovis*, *S.equinus*, *S.aviium*, *S.faecalis* et *S.faecium*.

Ils peuvent aussi se multiplier dans les 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 au pH élevé (**OMS, 1979**).

#### **I.4.2.1.4. Les Clostridium sulfito-réducteurs**

Sont des bacilles à Gram positif, anaérobies, sporulants, mobiles par ciliatures péritriches, ne possèdent aucun caractère halophile préférentiel particulier (**Brisou et Denis, 1980**).

Les clostridium présentent une très large distribution : on trouve dans le sol, dans la vase; on les rencontre également dans l'intestin des animaux et de l'homme.

Les espèces sont toutes des chimio-organotrophes à métabolisme fermentaire, elles croissent généralement bien sur des milieux enrichis avec du sang, du sérum ou des hydrates de carbone (**Singleton et Sainsbury, 1984**).

Ils sont employés comme indicateurs dans l'étude des pollutions littorales pour un certain nombre de raisons (OMS, 1979) :

- Ils se trouvent en abondance dans les eaux usées qui sont principalement d'origine humaine.
- Ils survivent longtemps dans les sédiments, ce qui permet de détecter une pollution ancienne ou intermittente (Rodier et al, 1996).

#### I.4.2.2.les pathogènes

##### I.4.2.2.1. Les salmonelles

Appartient à la famille des Enterobacterales, se sont des bâtonnets mobiles (sauf rares exceptions), à Grams négatifs, aérobies et facultativement anaérobies, elles ne fermentent pas le saccharose (PNUE/ OMS, 1977).

Les salmonelles réduisent le sulfite en sulfure et décarboxylent la lysine. Ils se retrouvent dans les excréments de porteurs sains et malades, qu'il s'agisse d'animaux ou d'êtres humains (Gomella et Gerree, 1978).

La température optimale de croissance des Salmonelles est 37°C (FAO, 1996). Elles sont présentes chez l'homme au niveau des intestins, mais aussi chez les mammifères, les oiseaux et bon nombre d'animaux à sang chaud (Brisou et Denis, 1978).

Les salmonelles sont des bactéries toujours pathogènes provoquant des gastro-entérites. Leur recherche et leur identification permettent donc de montrer le danger possible d'un produit (Christian, 2005).

##### I.4.2.2.2. Les vibrions

Appartient à la famille des Vibrionaceae, elle comprend des bacilles à Gram négatif qui se caractérisent par leur mobilité due à un seul flagelle polaire, ils ne forment pas de spores, toutes les espèces sont des chimio-organotrophes, aérobies, oxydases positives, elles se rencontrent dans les eaux douces et dans l'eau de mer. On distingue les genres : Vibrio, Aeromonas, Plesiomonas, Photobacterium et Lucibacterium.

Les bactéries de genre Vibrio sont des bacilles incurvés ou droits de 1.5 sur 0.5 µm, muni normalement d'un seul flagelle terminal ; toute fois, certaines souches ne sont pas mobiles, ces espèces sont oxydases positives, catalases positives, citrates positives et indole positif. Elles croissent généralement bien sur et dans des milieux simples comme la gélose nutritive, ou l'eau peptonée, elles métabolisent les hydrates de carbone en libérant des acides mais sont an aérologènes (Singleton et Sainsbury, 1984).

On distingue différents espèces, les plus importants sont pathogènes pour l'homme. Par exemple l'espèce; *Vibrio cholerae* qui est responsable des épidémies de choléra, fléau historique en Europe, cette espèce extrêmement pathogène provoque des diarrhées et des vomissements constants (Gaujous, 1995).

### I.4.3. Les champignons

Sont pour la plus part multicellulaires et pour certains microscopiques; en revanche, les champignons microscopiques, ou champignons inférieurs, sont étudiés par les microbiologistes. Ils poussent sous formes de structures filamenteuses (mycélium) ou branchées (ramifiées), certains champignons saprophytes, sont avec les bactéries, responsables de la biodégradation dans la nature. D'autres sont des parasites facultatifs ou obligatoires, comme certaines rouilles et moisissures qui ne peuvent se développer que sur un hôte (**Singleton et Sainsbury, 1984**).

Les champignons ou mycètes sont des eucaryotes, et possèdent donc un noyau entouré d'une membrane nucléaire, ainsi que différents types d'organites limités par des membranes. Ils sont plus grands que les bactéries et peuvent constituer des assemblages de grande taille. Ils se reproduisent par scissiparité, et leur paroi cellulaire est constituée de chitine et non de peptidoglycane. Parmi les agents pathogènes de ce règne, on trouve des levures comme *Candida albicans* ou *Cryptococcus neolormans*, et des dermatophytes formant des filaments mycéliens complexes comme *Epidermophyton floccosum* (**Hart et Shears, 1999**).

Sont des espèces qui capables de produire des antibiotiques qui agissent sur les bactéries, soit en les tuant (ils sont dit bactéricides), soit en stoppant leur croissance (ils sont alors dit bactériostatiques) (**Xavier et Laurence, 1987**).

**Par exemple** : les pénicillines sont produits par des champignons du genre *Penicillium*. Elles empêchent une synthèse normale du peptidoglycane de la paroi bactérienne (**Singleton et Sainsbury, 1984**).

#### I.4.3.1. Les moisissures

Sont des champignons microscopiques filamenteux, Les cellules sont organisées en mycélium.

Certains sont des parasites des végétaux (plus rarement des animaux), d'autres sont saprophytes se développent sur des déchets organiques et contaminent les produits alimentaires, les moisissures sont aérobies, en général acidophiles (pH de développement entre 3 et 7) et mésophiles.

Le métabolisme peut être oxydatif ou plus rarement fermentaire ou mixte.

Les moisissures produisent souvent des métabolites secondaires dont des mycotoxines.

La sporulation est sous la dépendance de facteurs nutritifs (rapport C/N) et d'environnement (lumière) et participe à la dissémination (**Guirand et Rosec, 2004**).

#### I.4.3.2. Les levures

Les levures sont des mycètes qui ont perdu la propriété de former un mycélium cénocytique, et qui sont devenus unicellulaires. Elles ne constituent donc pas une classe proprement dite, mais appartient aux trois principales classes de mycètes supérieurs, et plus particulièrement à la classe des ascomycètes. Largement distribuées dans la nature, elles se rencontrent fréquemment dans le sol, ou dans l'air (**Haslay et leclerc. 1993**).

Les cellules sont souvent rondes à ovales, la division se fait par bourgeonnement, plus rarement par scissiparité. Leur métabolisme est selon les espèces exclusivement oxydatif ou

bien mixte, oxydatif et fermentaire. Elles sont aérobies et celles qui possèdent un métabolisme fermentaire se développent mal en anaérobiose stricte.

Parmi les levures, seules quelques rares espèces (*Candida albicans*, *Cryptococcus neoformans*...) sont pathogènes, mais elles ne causent pas de maladies ou d'intoxications alimentaires (**Guirand et Rosec, 2004**).

#### **I.4.4. Les infections virales**

##### **I.4.4.1. Les hépatites**

Les hépatites virales peuvent-être engendrées par cinq virus ou familles de virus ; ce sont les hépatites A, B, C, D, E. parmi celles-ci, les hépatites A et E sont transmises par voie digestive, les trois autres étant dues à des contaminations parentérales. L'eau polluée et les coquillages jouent un rôle primordial dans la transmission de ces infections.

L'hépatite à virus A est transmise par cycle fécal-oral, le réservoir étant à peu près exclusivement humain.

La séro-épidémiologie a confirmé l'universalité de la distribution du virus, en même temps qu'elle a consolidé la notion que la très grande majorité des infections sont asymptomatiques.

En France, près de 50% des enfants entre 11 et 15ans ont été en contact avec le virus A et plus de 80% des adultes après 40ans ont été infectés. Dans les pays en voie de développement, la majorité des enfants est infectée (**Haslay et leclerc, 1993**).

##### **I.4.4.2. Les Gastro-entérites virales**

Les infections liées aux eaux sont essentiellement des gastro-entérites ou des diarrhées, dont beaucoup sont d'origine inconnue, certains sont d'étiologie virale.

On pourrait schématiquement distinguer deux types épidémiques distincts de gastro-entérites infectieuses d'origine virale, correspondant à deux groupes de virus : un premier groupe celui des Rota virus (particules de 70nm), un second plus hétérogène, ayant comme chef de file le virus de Norwalk (27nm).

Les gastro-entérites à rota virus sont actuellement largement décrites et l'on considère qu'elles représentent la grande majorité des épidémies de gastro-entérites de la petite enfance ; elles peuvent affecter également les adultes. Elles se présentent sous forme de diarrhée sévère, persistante, durant 5 à 8jours, accompagnée de fièvre et de vomissements et quelquefois de déshydratation (**Haslay et leclerc, 1993**).

#### **I.4.4. Autres paramètre biologiques**

##### **I.4.4.1. La chlorophylle a**

La chlorophylle est un pigment indispensable à la photosynthèse. Sa présence dans tous les organismes végétaux, associée à l'énergie solaire, lui permet de synthétiser ses propres matières organiques carbonées à partir du carbone minéral. Dans les milieux aquatiques, les algues possèdent une diversité de pigments dont les plus importants sont les chlorophylles *a*, *b*, *c*<sub>1</sub>, *c*<sub>2</sub> et *d*. La chlorophylle *a* est le pigment photosynthétique principal du phytoplancton qui est considéré comme étant un bon indicateur de la santé de l'océan et de son niveau de productivité et de la biomasse phytoplanctonique (**Aminot et Chaussepied, 1983**).

#### I.4.4.2. Les phéopigments

Dans les milieux strictement marins, les phéopigments résultent du broutage et de la dégradation des cellules et, par conséquent, ne sont pas physiologiquement actifs.

La mesure des phéopigments est utilisée comme critère de l'état physiologique des populations phytoplanctonique, plus la proportion de phéopigments est élevée par rapport à la chlorophylle *a*, plus les cellules algales sont vieilles, dégradées ou broutées par le zooplancton.

Les phéopigments sont rarement absentes dans les eaux côtières et toujours présentes en eaux estuariennes turbides. (Aminot et Kérouel, 2004).

#### I.4.5. Polluants chimiques

##### I.4.5.1. les métaux lourds

###### I.4.5.1.1. Définition des métaux lourds

Bien que le terme "métaux lourds" soit abondamment utilisé, et ce même dans la littérature scientifique, il n'a pas de réelle définition scientifique ou juridique unaniment reconnue (Deschamps et al, 2006).

Le terme "métaux traces" est aussi souvent utilisé pour décrire ces mêmes éléments, car ils se retrouvent souvent en très faible quantité dans les eaux et les solides (Ramade, 2000).

Certaines de ces éléments à l'état de traces, sont essentiels pour les organismes vivants tels que le Cu, Zn, Fe, Mn, Ni, Cr, V, Mo, Se et Sn. Mais l'augmentation de leur concentration peut aboutir à des phénomènes de toxicité, alors que d'autres ne produisent que des effets néfastes tel le Pb, Hg et Cd (Bonnet, 2000).

###### I.4.5.1.2. Origine des métaux lourds dans l'environnement marin

Les métaux lourds déversés dans le milieu marin peuvent avoir deux origines majeures et distinctes :

###### ➤ Origine naturelle

Elle est essentiellement due :

- ✓ à l'activité sismique et volcanique fréquente dans la région Méditerranéenne.
- ✓ Au phénomène d'altération de roches par lixiviation ou par érosion éolienne.
- ✓ Au lessivage des terres agricoles par les pluies, les fleuves, les rivières et les oueds drainant une fraction importante de métaux.
- ✓ Au transfert non négligeable réalisé par la voie atmosphérique.

###### ➤ Origine anthropogène

Les métaux arrivant en mer provenant d'une large part :

- ✓ Des rejets domestiques provenant directement des systèmes d'égouts des villes.
- ✓ De déversements provenant de cultures et des industries.
- ✓ De l'emploi de divers produits (herbicides, pesticides...) dans l'agriculture.
- ✓ De la combustion de matière organique végétale (incendies forestiers), et fossiles (pétroles et ses dérivés notamment les carburants).

### I.4.5.1.3. propriétés physico – chimiques des métaux lourds étudiés

Dans l'eau de mer, le mercure, le plomb, le cadmium, le manganèse, le chrome, le cuivre et le zinc sont d'excellents traceurs de la pollution urbaine et industrielle.

#### a) le plomb (Pb)

Le plomb existe sous trois formes essentielles : le plomb dissous, le plomb colloïdal, et le plomb particulaire.

Sous forme dissoute, les espèces dominantes dans l'eau de mer sont :  $PbCO_3$ ,  $PbCl_2$ , ou  $PbCl^+$ . Cette représentation ne prend pas en compte la matière organique dissoute et le fait que le plomb, dans l'eau de mer, se trouverait essentiellement sous forme de complexes organiques labiles. Le plomb peut être méthylé par les bactéries dans les sédiments, mais ce phénomène revêt une moindre importance.

Le plomb présente une forte affinité pour la matière particulaire. A peine 10 % du plomb se trouve sous cette forme dans l'océan. L'adsorption du plomb sur la matière particulaire est fonction du pH, et augmente avec ce dernier (Stellio, 2005).

#### Différents origines : (Gaujous, 1995 ; Aubert et al, 1982)

- Fréquent dans les roches (galène).
- Industries chimiques (colorants, explosifs).
- Raffineries, traitement de surface.
- Corrosion des canalisations.
- Eaux de ruissellement (essence).

#### b) le cadmium (Cd)

Dans l'eau de mer, le cadmium se trouve essentiellement sous forme de  $CdCl^+$ . Cette association se réalise pour un pH allant de 7 à 9 (Zirono et Yamato, 1972).

À l'état naturel, le cadmium est presque toujours associé au zinc, et au plomb, son pourcentage de complication augmente avec la salinité (Sundra et al, 1978).

Le cadmium est typique de la classe des métaux qui présente une distribution « nutriment - type » semblable à celle du phosphate (Cossa et al, 1989).

#### c) le mercure (Hg)

Le mercure est le plus redouté de tous les métaux : c'est l'unique métal liquide à une température ordinaire, et le plus toxique en raison de sa très grande stabilité, et de ses effets cumulatifs, en particulier dans les eaux douces (Jernelov, 1972).

Les composés du mercure se divisent en deux classes chimiques principales: le mercure inorganique (incluant le mercure élémentaire) et le mercure organique (incluant le méthylmercure).

Dans le sédiment marins non contaminés, les teneurs en mercure sont de l'ordre de 20 à 60 ng/g. (Cossa et al, 1997).

#### d) le chrome (Cr)

La majeure partie du chrome parvenant à l'océan, provient des fleuves, essentiellement particulaire et insoluble (Chester et Murphy, 1990).

Les teneurs en chrome dans les sédiments marins, sont de l'ordre de 60 à 100 µg/g, sont similaire à celle de la croûte terrestre, ce qui reflète le caractère litho – génique de cet élément.

Le chrome est peu concentré pour les organismes vivants, les teneurs sont en générale de l'ordre de µg/g dans le plancton comme chez les invertébrés et les poissons (**Chiffoueau, 1994**).

L'augmentation de la température provoque l'élévation des effets toxiques de chrome hexa valent, qui est relativement insoluble dans un milieu alcalin et très nocif pour la faune, et la flore (**O.M.S, 1979**).

#### e) le zinc (Zn)

Dans l'eau de mer, le zinc est généralement éliminé sous forme d'hydroxyde, le minimum de solubilité est atteint pour des valeurs de pH allant de 8.5 à 9 (**O.M.S, 1979**).

Le zinc peut être toxique pour les larves de mollusques à partir de 0.4 mg /l. et les concentrations supérieures à 0.62 mg /g dans l'eau de mer, sont capables d'inhiber totalement la fertilisation chez les larves d'oursins.

#### f) le cuivre (Cu)

C'est un Oligo – élément nécessaire à la vie, mais qui peut présenter des effets toxiques à partir des seuils de concentrations. Dans le milieu aquatique, le cuivre existe sous forme particulaire, colloïdale et dissoute. Il a tendance à former des complexes avec des bases fortes telles que carbonates, nitrates, sulfates, chlorures. En milieu marin, il se trouve peut lier aux acides humiques (10%), car rapidement déplacer de ses complexes que le calcium et le magnésium (**Mantoura et al, 1978 in Alzieu, 1999**).

Le cuivre est un activateur d'enzymes de la famille des oxydases (**Le Gal, 1980**).

#### g) le manganèse (Mn)

Le manganèse présent des changements de forme : soluble, particulaire et colloïdale. Il est plus concentré dans la fraction colloïdale, ce qui implique que la sédimentation est plus lente (**Dojlido et Best, 1993**).

Dans les couches superficielles du sédiment, le manganèse se trouve essentiellement sous forme de particule d'oxyde (MnO<sub>2</sub>). Dans les couches anoxiques, la MnO<sub>2</sub> devient instable et se réduit en Mn<sup>+2</sup> (**Dojlido et Best, 1993**).

Le manganèse est un métal indispensable à tous les organismes vivants. Son rôle essentiel consiste à l'activation de nombreuses enzymes. Il peut, en outre, constituer le noyau de quelques métallo-enzymes dans le sérum des mollusques (**Le Gal, 1980**).

#### I.4.4.1.4. Toxicité des métaux lourds

Les éléments traces, et les métaux lourds en particulier, peuvent être toxiques : néanmoins nombre d'entre eux, tel que Zn, Cu, Mn, Co, Fe sont aussi indispensables à la croissance des organismes vivants.

D'autres éléments, comme Pb et Cd, ne sont pas indispensables aux activités métaboliques et manifestent des propriétés toxiques.

Les métaux peuvent être absorbés sous la forme inorganique ou sous la forme organique. Pour certains éléments, comme le cuivre, la forme inorganique est la plus toxique. Pour d'autres, comme le plomb, les formes organiques sont les plus toxiques.

La toxicité des métaux lourds vis-à-vis des organismes vivants dépend de leur nature, leur concentration, leur mode d'action, leur spéciation et de leur biodisponibilité (**Bonnet, 2000**).

**Tab.1** : La toxicité de certains métaux lourds étudiés pour l'homme (**Gombert et al, 2005**)

Elément	Forme toxique	Effets	
		Chronique	Aigue
<b>Chrome</b>	Forme inorganique (trioxyde de chrome)	Troubles respiratoires et gastro-intestinaux. Lésions de rein.	Irrigations des muqueuses respiratoires
<b>Zinc</b>	Toxicité rare sauf si exposition exceptionnelle, sels solubles, chlorures, phosphures	Troubles gastro-intestinaux, des douleurs abdominales ou épigastriques, des nausées, des vomissements, ulcères et des épisodes de constipation.	Irrigations des muqueuses respiratoires, gastro-intestinales et cutanées, fatigue
<b>Cuivre</b>	Toxicité rare sauf si exposition exceptionnelle	Irrigation des voies aériennes supérieures et des troubles gastro-intestinaux. Des réactions allergiques chez certains individus.	Lésions des muqueuses respiratoires, douleurs épigastriques, céphalées, nausées, vomissements et diarrhée, tachycardie, difficultés respiratoires, anémie, hémorragie gastro-intestinale

#### I.4.6. Les hydrocarbures totaux (HCT)

##### I.4.6.1. présentation

Les hydrocarbures sont des composés chimiques formés uniquement de carbone et d'hydrogène (d'où leur nom), et dont l'importance économique et politique n'a cessé de croître avec le développement relativement récent des produits pétroliers. Ils sont essentiellement utilisés comme carburants, comme combustibles et comme bases pour la fabrication des huiles lubrifiantes.

Ils constituent aussi la matière première des synthèses pétrochimiques (**Lefebvre, 1978**).

##### I.4.6.2. Origine des hydrocarbures (**Gaujous, 1995**)

Les rejets d'hydrocarbures dans l'eau proviennent essentiellement :

- ✓ Du transport maritime : accidents (marées noires), rejets de cales, fuites, nettoyage des citernes.
- ✓ Du déversement aux terminaux pétroliers.

- ✓ Du l'exploitation pétrolière en mer.
- ✓ De l'activité industrielle : raffinage et pétrochimie.
- ✓ Des résidus d'huile usée (garages...).
- ✓ Des apports atmosphériques.
- ✓ Des eaux de ruissellement en zones urbaines.

### **I.4.6.3. Structures des molécules d'hydrocarbures**

Selon la manière dont les atomes de carbone sont liés les uns aux autres, on distingue trois types principaux d'hydrocarbures :

#### **I.4.6.3.1. Les hydrocarbures saturés**

Dans les quels toutes les liaisons C – C sont des liaisons simples, c'est-à-dire résultent de la mise en commun de deux électrons. On les appelle hydrocarbures saturés, car ils ne peuvent pas fixer d'éléments supplémentaires à ceux qui constituent leur molécule (**Lefebvre, 1978**).

#### **I.4.6.3.2. Les hydrocarbures insaturés**

Dans les quels une ou plusieurs liaisons C – C sont des liaisons multiples, c'est-à-dire résultent de la mise en commun de quatre ou de six électrons. Ces composés ne sont pas saturés, puisque, grâce aux électrons supplémentaires de leurs liaisons multiples, ils peuvent fixer certains éléments ; en particulier, par addition d'hydrogène. Ils peuvent se transformer en hydrocarbures saturés (**Lefebvre, 1978**).

#### **I.4.6.3.3. Les hydrocarbures aromatiques**

Ils sont caractérisés par la présence dans leur molécule d'eau d'au moins un cycle benzénique. Ces hydrocarbures sont eux aussi insaturés, puisque le noyau benzénique est formé de six atomes de carbone liés par des liaisons simples, et présentes en outre une instauration correspondant à six électrons (trois doubles liaisons) (**Lefebvre, 1978**).

### **I.4.7. Les sels nutritifs**

Il a été mis en évidence que les éléments qui risquent, le plus, de limiter la photosynthèse sont l'azote, le phosphore et le silicium. De ce fait, ils sont appelés éléments nutritifs biolimitants.

La richesse des eaux marines en ces éléments est signe de leur fertilité. Les organismes photosynthétisent leur substrats à partir des éléments présents dans le milieu marin, essentiellement, sous la forme oxydée :  $\text{CO}_2$ ,  $\text{H}_2\text{O}$ ,  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{PO}_4^{-3}$  et aussi  $\text{Si}(\text{OH})_4$  pour les organismes à tests siliciques (**Copin-Montégut, 1996**).

#### **I.4.7.1. Origine des sels nutritifs**

Les sels nutritifs dans l'eau de mer peuvent provenir de deux sources principales :

##### ➤ **Sources internes**

Elles sont représentées par l'azote, le phosphore et le silicium provenant des sédiments d'une part, et de la remontée des eaux profondes qui sont enrichis en sels nutritifs d'autre part.

➤ **Sources externes**

Elles sont représentées par les apports terrestres provenant des voies fluviales et directes d'une part, et les apports atmosphériques provenant des eaux de pluies d'autre part.

Leur rôle en milieu marin réside dans le fait qu'ils forment un substrat chimique primordial pour le phytoplancton donc la richesse d'une eau marine en sels nutritifs reflète sa fertilité.

Ce sont en outre des traceurs chimiques non conservatifs, constituant un outil capital pour la caractérisation et l'identification des masses d'eau, et la compréhension de certains phénomènes océaniques : circulation des eaux, production primaire marine, cycles biogéochimiques de certains éléments chimiques et autres, notamment, en Méditerranée (**Bethoux et al, 1998 in Inal et Bareche ; 2008**).

#### **I.4.7.2. Différentes formes de sels nutritifs**

➤ **L'azote**

L'azote est présent sous de nombreuses formes d'eaux minérales ( $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{NO}_2^-$ ,  $\text{N}_2\text{O}$ ,  $\text{N}_2$ ,  $\text{NH}_4^+$ ) et organiques. Les apports depuis des sources externes au sol sont principalement sous forme de nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ), et d'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ) dans les engrais et sous forme d'azote organique dans les amendements organiques (**Atteia, 2005**).

##### **I.4.7.2.1. L'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ )**

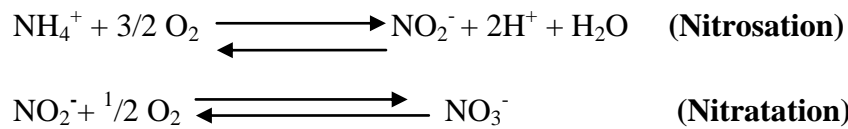
L'azote ammoniacal provient des excréments animales et de la décomposition bactérienne des composés organiques azotés ; il est utilisé par le phytoplancton comme source, et oxydé par les bactéries nitrifiantes. Dans les eaux marines, L'azote ammoniacal se trouve à des concentrations assez faibles, en effet, l' $\text{NH}_4^+$  est une forme transitoire qui s'oxyde en milieu oxygéné en nitrite, puis en nitrate. Lorsqu'on se rapproche des émissaires urbains, les concentrations peuvent atteindre plusieurs centaines de micromoles par litre. L'ammonium devient dans ces conditions un bon traceur de pollution urbaine (**Aminot et Caussipied, 1983**).

##### **I.4.7.2.2. le nitrite ( $\text{NO}_2^-$ )**

Dans le cycle de l'azote, les nitrites, au même titre que l'ammonium, sont considérées comme étant des ions en état transitoire, ce qui explique les faibles concentrations rencontrées en milieu marin qui sont de l'ordre de zéro à quelque micromole par litres d'azote nitreux (**Aminot et Caussipied, 1983**).

Ces concentrations connaissent des variations saisonnières, en hiver, elles varient entre 0.5 et 1  $\mu\text{mol/l}$ , puis suite au développement du phytoplancton, chutent en été et peuvent atteindre des valeurs très faibles, moins de 0.01  $\mu\text{mol/l}$  (**Aminot et Caussipied, 1983**).

Les nitrites proviennent de l'excrétion directe ou l'oxydation des composés azotés excrétés suivant les réactions ci – dessous :



#### I.4.7.2.3. Le nitrate ( $\text{NO}_3^-$ )

Les ions nitrates sont les plus stables en solution aqueuse. Dans le cycle de l'azote, ils sont considérés comme la forme principale. Les nitrates proviennent de l'oxydation des nitrites sous l'action des bactéries de type **Nitrobacter**.

L'intérêt du nitrate réside dans le rôle d'indicateur de pollution et surtout le rôle de fertilisant, puisque c'est essentiellement sous cette forme que les plantes assimilent l'azote. La concentration des nitrates dans l'océan varie d'une valeur faible ou nulle en surface à une teneur de 30 à 40  $\mu\text{mol/l}$  dans les eaux profondes océaniques.

#### I.4.7.2.4. Les phosphates ( $\text{PO}_4^{-3}$ )

Le phosphore est un élément nutritif qui se trouve généralement en mer sous forme organique et inorganique, dissoute et particulaire. L'ortho phosphates est la forme la plus abondante  $\text{PO}_4^{-3}$  (10%),  $\text{HPO}_4^-$  (90%) et (1%) de  $\text{H}_2\text{PO}_4$  (**Aminot et Caussipied, 1983**).

Les teneurs en ortho-phosphates sont normalement assez faibles en surface (0 à 1  $\mu\text{mol/l}$ ), elles augmentent avec la profondeur dans les estuaires, et peuvent atteindre plusieurs dizaines des  $\mu\text{mol/l}$  (**Aminot et Caussipied, 1983**).

#### I.4.7.2.5. Le silicium

Sous forme dissoute, la silice est un nutriment important utilisé par les organismes aquatiques d'eau douce ou marine ; les Diatomées et les Silicoflagellés utilisent la silice pour constituer leur squelette siliceux.

Les sels de silicium dissous dans l'eau de mer se présentent sous forme de sels de l'acide ortho- silicique  $\text{Si}(\text{OH})_4$ , qui ne serait que très faiblement ionisé pour un pH moyen de 8,2 (**Jacques et Tréguer, 1986**).

Le silicium n'est pas un composant de la matière vivante proprement dite, mais sous forme d'opale ( $\text{SiO}_2, n\text{H}_2\text{O}$ ), il est le constituant essentiel des squelettes et tests siliciques.

### I.5. Le traitement des eaux usées

#### I.5.1. définition de l'assainissement

L'épuration des eaux usées consiste à décanter les éléments polluants particuliers et à extraire les éléments dissous qui sont transformés en matière sédimentable suite à un traitement approprié.

Pour épurer l'eau, il faut généralement combiner plusieurs traitements élémentaires dont les bases peuvent être physiques, chimiques ou biologiques, et dont l'effet est d'éliminer tout

d'abord les matières en suspension, en suite les substances colloïdales, puis les substances dissoutes (minérales ou organiques).

Plusieurs principes peuvent être mis en œuvre pour chaque étape selon les buts recherchés, les plus importants d'entre eux vont être examinés successivement (**Bechaux, 1978**).

### **I.5.2. Techniques et procédés de traitement des eaux usées**

Il existe deux techniques d'épuration des eaux usées : extensives et intensives.

#### ➤ **Les techniques extensives**

Elle consiste à faire intervenir l'ensemble des processus de dégradation présentent naturellement dans un écosystème; ou reproduire ainsi le principe de l'autoépuration du milieu naturelle, il est appelé extensif, parce que on a besoin d'une grande surface pour bien fonctionner.

#### ➤ **Les techniques intensives**

Exploitent les propriétés des bactéries aérobies pour épurer les eaux usées (les boues activées).

Cette technique est la plus répandu dans le monde. En France, ce procédé représente 60% du parc des usines de dépollution et 80% de la capacité de traitement, soit 40 millions d'équivalents-habitat, son développement est du à ses excellents performances vis-à-vis de pollution carboné, et phosphoré pour peu que l'exploitation soit correcte. Le principe de ce procédé est simple ; Une biomasse libre portée par aération.

### **I.5.3. Les étapes de traitements des eaux usées**

#### **I.5.3.1. Le prétraitement**

Le prétraitement ne concerne que les effluents hétérogènes comprenant des composés solides (particules solides, colloïdales ou dispersées) ou des liquides non miscibles.

Les méthodes utilisées sont mécaniques, physiques ou chimiques (**Grégario et Pierre-Marie, 2009**).

Ce prétraitement comporte trois opérations : le dégrillage, le dessablage et le déshuilage.

#### ➤ **Le dégrillage**

Au cours du dégrillage, les eaux usées passent au travers une grille dont les barreaux, plus ou moins espacés, retiennent les matières les plus volumineuses charriées par l'eau brute, qui pourraient nuire à l'efficacité des traitements suivants ou en compliquer leur exécution.

Le dégrillage permet aussi de Protéger la station contre l'arrivée intempestive de gros objets susceptible de provoquer des bouchages dans les différentes unités de l'installation (**Degremont, 1978**).

#### ➤ **Le dessablage**

Le dessablage a pour objet d'extraire des eaux brutes les gravies, les sables et les particules minérales plus ou moins fine, de façon à éviter les dépôts dans les canaux et les conduites, a protéger les pompes et autre appareils contre l'abrasion, et éviter de surcharger les stades de traitements suivants (**Degremont, 1978**).

### ➤ Dégraissage – Déshuilage

Le déshuilage est une opération de séparation liquide-liquide, alors que le dégraissage est une opération de séparation solide-liquide (à la condition que la température de l'eau soit suffisamment basse, pour permettre le figeage des graisses). Ces deux procédés visent à éliminer la présence des corps gras dans les eaux usées, qui peuvent gêner l'efficacité du traitement biologique qui intervient en suite (**Degremont, 1978**).

### I.5.3.2. le traitement primaire

Le traitement "primaire" fait appel à des procédés physiques, avec filtration et décantation, éventuellement assortie de procédés physicochimiques, tels que la coagulation-floculation :

#### I.5.3.2.1. Coagulation – Floculation

Les colloïdes présents dans l'eau, et qui sont chargées négativement, sont éliminées par une simple décantation, le temps nécessaire pour parcourir 1m en chute libre peut-être de plusieurs années. Donc la coagulation consiste à la déstabiliser, c'est-à-dire, il s'agit de neutraliser leur charge électrostatique de répulsion pour permettre leur rencontre.

La floculation rend compte de leur agglomération en agrégats. On utilise des solutions (sels d'aluminium et sels de fer) pour faciliter la formation des floccs (**Cardot, 2001**).

#### I.5.3.2.2. Décantation

La décantation est un procédé qu'on utilise dans toutes les usines d'épuration et de traitement des eaux. Elle a pour but d'éliminer les particules en suspension dont la densité est supérieure à celle de l'eau. Ces particules s'accumulent au fond du bassin de décantation d'où on les extrait périodiquement, l'eau clarifiée, situé près de la surface ; est dirigée vers l'unité de filtration (**Raymond, 1990**).

#### I.5.3.2.3. Filtration

La filtration est un procédé qui utilise le passage d'un mélange solide – liquide à travers un milieu poreux (filtre) qui retient les solides et laisse passer les liquides (filtrat).

Si la matière en suspension à retenir a une dimension supérieure à celle des pores, elles sont retenues à la surface de filtre : la filtration est dite en surface, ou en gâteau, ou encore sur support.

Dans le cas contraire, elle dite en volume, ou en profondeur, ou encore sur lit filtrant (**Bechaux, 1978**).

### I.5.3.3. Le traitement secondaire (Biologique)

Dans la grande majorité des cas, l'élimination des pollutions carbonées et azotées s'appuie sur des procédés de nature biologique, basés sur la croissance de micro-organismes aux dépens des matières organiques "biodégradables" qui constituent pour eux des aliments.

Les micro-organismes, les plus actifs, sont les bactéries qui conditionnent en fonction de leur modalité propre de développement, deux types de traitements (**Vilagines, 2003**).

#### **I.5.3.3.1. Lit bactérien**

Consiste à faire ruisseler l'eau à traiter préalablement décantée, sur une masse de matériaux de grande surface spécifique servant de support aux micro-organismes épurateurs qui y forment feutrage ou un film plus ou moins épais (**Bechaux, 1978**).

#### **I.5.3.3.2. Boue activée**

Ce procédé consiste à provoquer le développement d'une culture bactérienne dispersée, sous forme de flacons (boue activée) dans un bassin brassé et aéré (bassin d'aération) et alimenté en eau à épurer. Dans ce bassin, le brassage a pour but d'éviter les dépôts et homogénéiser le mélange des floccs bactériens et de l'eau usée (**Bechaux, 1978**).

L'aération est nécessaire pour reprendre au besoin des bactéries aérobies (épuration aérobie).

#### **I.5.3.4. Traitement tertiaire**

Pour atteindre ses objectifs tel que l'élimination de certaines matières minérales dissoutes indésirables, la suppression des goûtes et des odeurs et la destruction des germes pathogènes.

Le traitement des eaux fait appel à des procédés chimiques (oxydation) ou physiques (ultraviolets) (**Bechaux, 1978**).

##### **I.5.3.4.1. Oxydation et désinfection par chlore**

Le chlore est le réactif le plus utilisé pour assurer la désinfection de l'eau. Il est doué d'un pouvoir oxydant très important, favorable à la destruction des matières organiques. Son action bactéricide s'explique par la destruction des enzymes indispensable à la vie des agents pathogènes (**Bechaux, 1978**).

##### **I.5.3.4.2. Oxydation et désinfection par les dérivés du chlore**

###### **I.5.3.4.2.1. Chloramines**

Ce sont des antiseptiques très stables, dont l'action est moins rapide que celle du chlore, mais qui subsistent plus longtemps dans l'eau (**Bechaux, 1978**).

###### **I.5.3.4.2.2. Dioxyde de chlore**

Le dioxyde de chlore est un gaz de couleur jaune et d'odeur piquante. Son action sur les éléments pathogènes est au moins égale à celle du chlore.

Il doit être utilisé de préférence au chlore lorsque l'eau à traiter contient des traces de phénols susceptibles de se combiner avec le chlore et de donner à l'eau un goût désagréable de chlorophénol.

Il oxyde rapidement les sels de fer qu'il transforme en hydrate ferrique insoluble (**Bechaux, 1978**).

###### **I.5.3.4.2.3. Hypochlorite de sodium**

La solution d'hypochlorite de sodium, communément appelé eau de javel, sont caractérisées par leur teneur en chlore actif qui s'évalue en degrés chronométriques. C'est la quantité de chlore libre en litre, dans les conditions normales (0 C°, 760 mm de mercure) (**Bechaux, 1978**).

**I.5.3.4.3. Electro chloration**

Il s'agit d'un procédé de fabrication de « **in situ** » d'hydrocarbures de sodium, par une électrolyse d'une solution de chlorure de sodium (**Bechaux, 1978**).

**I.5.3.4.4. Oxydation et désinfection par l'ozone**

L'ozone est un gaz instable obtenu par l'action ionisante sur l'oxygène d'un champ électrique dérivant d'un potentiel élevé, le phénomène se manifestant par l'apparition d'un effluve violet (**Bechaux, 1978**).

*Chapitre II :*  
*Présentation de la zone d'étude*

## II. Présentation de la zone d'étude

### II.1. Situation géographique

La baie du Chenoua s'étend sur un peu moins de 7,5 km environ, et ce du Phare du port de Tipaza, jusqu'à la pointe du Four à l'Ouest (la partie saillante du massif du Chenoua). Elle est constituée de falaises sur 1,4 km de long, jusqu'à la plage du Matares.

De Matares à Boumaachouk, il existe des plages de sable fermées sur 3 km de linéaire cotier. La zone de Boumaachouk est un massif rocheux, suivi par des falaises abruptes, jusqu'à la pointe du Four, sur 2,3 km de long. Le principale Oued dans cette baie est l'oued Nador.

Notre zone d'étude, la plage de Chenoua est insérée entre le mont du Chenoua à l'Ouest et la plage Matares à l'Est. C'est une plage sablonneuse avec quelques roches dans sa partie occidentale. C'est la plage où se jette l'Oued Nador (Abdelhak et Chabou, 2001).



**Figure 1:** Situation géographique de la plage de Chenoua. (Google Earth, 2011).

### II.2. Sources de pollution

L'une des principales sources de contamination de la plage de Chenoua est les eaux apportées par l'embouchure de l'Oued Nador.

C'est le seul réseau hydrographique qui se déverse dans la baie du Chenoua, il est formé par les oueds : Bouyersen, Boumardonne, Meurad. Son débit liquide est de  $28 \cdot 10^6 \text{ m}^3/\text{an}$ . Les apports de cet Oued influent sur la couverture sédimentaire et la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de notre zone d'étude (Figure 2) (Abdelhak et Chabou, 2001).

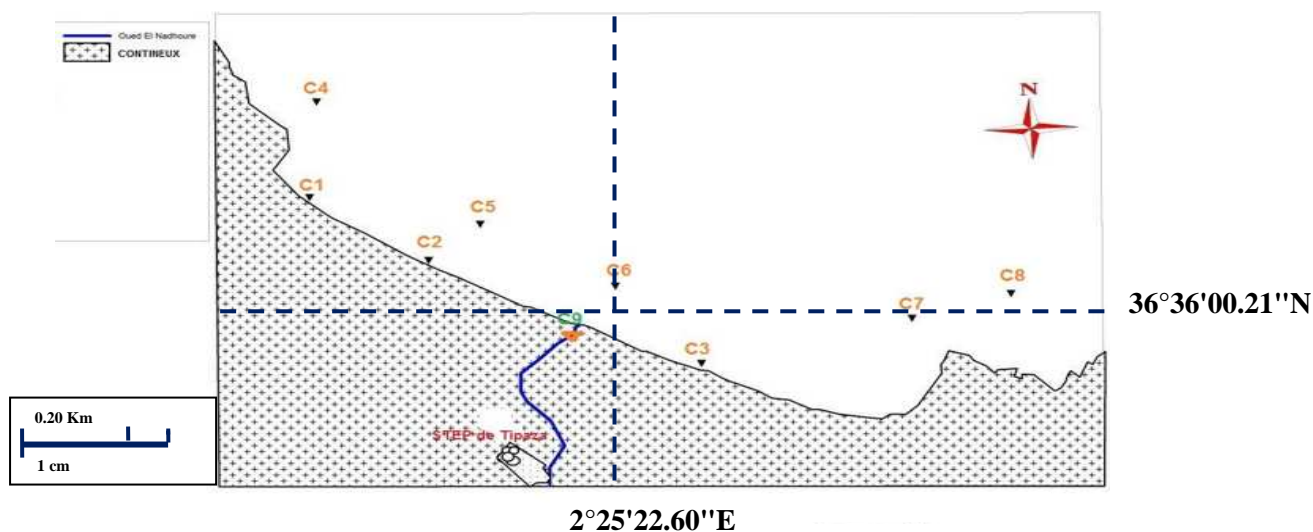
### II.3. Localisation des points de prélèvement

Le prélèvement des échantillons d'eau et de sédiment, ainsi que la mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau ont été effectués à bord de l'embarcation, dans la période allant du mois de Mars au mois de Mai à raison d'une sortie par mois.

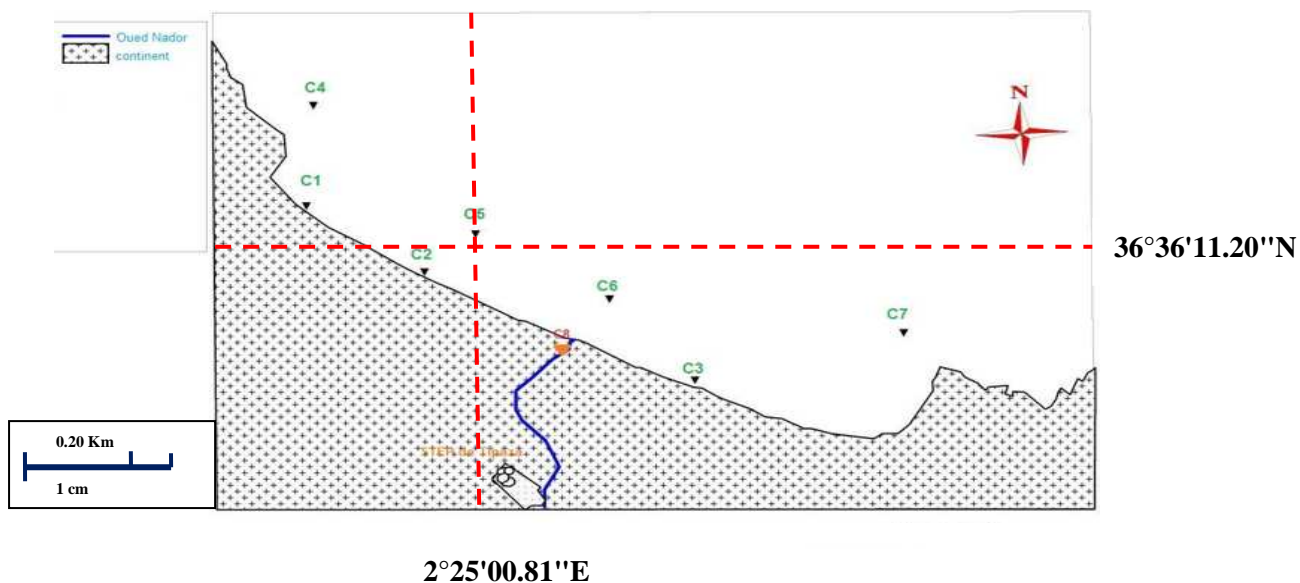
Onze (11) stations ont été localisées pour le prélèvement d'eau, et 8 pour le sédiment. Le choix des stations a été fait d'une façon à couvrir toute la plage du Chenoua pour cerner au mieux la variabilité spatiale et temporelle de la qualité du milieu.

Les prélèvements ont été effectués comme suit :

- Trois stations près de la cote (C1, C2 et C3) et Cinq stations au niveau de large (C4, C5, C6, C7, C8).
- Une autre station au niveau de l'oued Nador (C9).
- Et pour l'analyse de la STEP, on a effectué un prélèvement à l'entrée de la station pour les eaux usées (C10) et à la sortie de la station pour les eaux épurées (C11).



**Figure 2:** Localisation des stations de prélèvement d'eaux de mer pour les analyses bactériologiques et physico-chimiques.



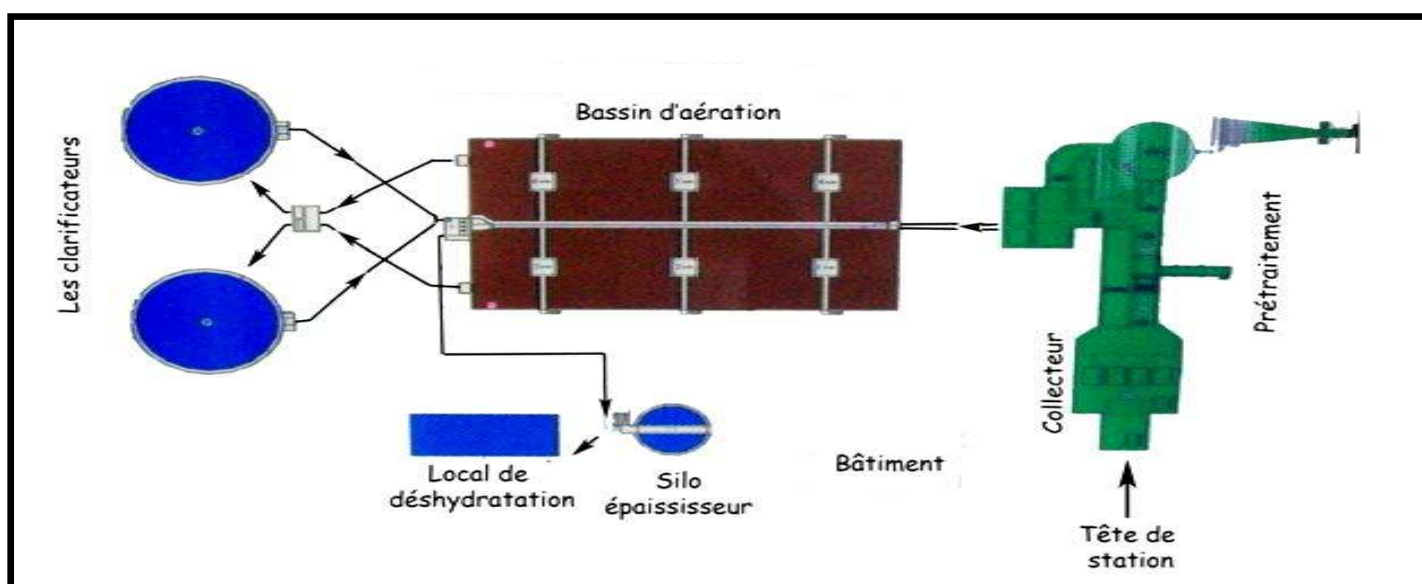
**Figure 3:** Localisation des stations de prélèvement des sédiments pour les analyses bactériologiques et des métaux lourds.

#### II.4. Présentation de la station d'épuration de Tipaza

La station d'épuration de Tipaza a été certifiée selon la norme internationale ISO 14001 version 2004. Cette distinction demeure la première en son genre à l'échelle nationale et africaine dans le domaine de la gestion et de l'exploitation du système d'assainissement.

Elle a été mise en service en 2008 pour assurer l'épuration de la ville du Chenoua, Tipaza et Nador avec une capacité de 11200 m<sup>3</sup>/j pour 70000 eq/hab. Elle est de type boues activées à faible charge, son milieu récepteur est Oued Nador.

La collecte des eaux usées vers la STEP est assurée par un réseau principale qui développe une longueur de 11150 mètres dont 8000 mètres gravitaire et sept station de relevage.



**Figure 4:** Schéma descriptif de la station d'épuration de Tipaza.

### II.4.1. Caractéristiques des eaux usées réceptionnées au niveau de la STEP

L'eau à traiter a les caractéristiques suivantes:

<b>Volume journalier</b>	<b>11200m<sup>3</sup>/j</b>
<b>Débit moyen 24h</b>	467 m <sup>3</sup> /j
<b>Débit de pointe temps sec</b>	803 m <sup>3</sup> /j
<b>DBO<sub>5</sub> journalières</b>	4200Kg/j soit 375 mg/l
<b>MES journalières</b>	4900 Kg/j soit 438 mg/l
<b>SDBO (DBO Soluble)</b>	187 mg/l
<b>PH</b>	entre 6,5 et 8,5
<b>DCO (totale)</b>	825 mg/l
<b>bDCO (biodégradable)</b>	600 mg/l
<b>SDCO (DCO soluble)</b>	305 mg/l
<b>rbDCO (DCO biodégradable immédiate)</b>	140 mg/l
<b>TKN (azote kjeldhal)</b>	40 mg/l
<b>P phosphore total</b>	10 mg/l
<b>Température</b>	20°C

### II.4.2. Principe de fonctionnement de la station d'épuration de Tipaza

Le système épuratoire des eaux résiduaires de la ville de Tipaza est constitué d'une station d'épuration à boues activées, à faible charge.

Le processus de traitement est composé de deux phases de traitement de la filière « Eau » et un traitement de la filière « Boue ».

#### II.4.2.1. Traitement des eaux

##### Phase 1 : Prétraitement ou traitement préliminaires

- Arrivée des eaux. By-pass en cas d'orage vers l'oud, à partir de regard amont au poste de relevage de la station.
- Dégrillage grossier, relevage, dégrillage fin.
- Dessablage et déshuilage.

##### Phase 2 : traitement secondaire ou traitement biologique

- Traitement biologique.
- Décantation et clarification.

### II.4.2.2. Traitement des boues

Le traitement des boues issues de la décantation comporte deux étapes :

- Un épaissement statique.
- Une déshydratation mécanique.

### II.4.2.1. Traitement des eaux

#### A. Prétraitement

##### 1. Poste de relevage et dégrillage grossier



**Figure 5** : Le poste de relevage.

Les eaux usées brutes arrivent en tête de station dans un poste de relevage constitué d'un puisard de 45 m<sup>3</sup>.

##### 2. Dégrillage fin

En amont du déssableur-déshuileur est installée une grille fine, à nettoyage mécanisé sur le canal d'amenée.

Parallèlement, un chenal by-pass est équipé d'une grille fine à nettoyage manuelle. Pour assurer la continuité du fonctionnement de la station en cas d'arrêt de la grille mécanique, deux vannes murales permettent d'isoler cette grille mécanique et l'eau sera dirigée vers le canal by-pass par surverse.

##### 3. Convoyeur à bande

Les refus ou rejets du dégrilleur sont convoyés par un transporteur à bande vers un conteneur de stockage de 8 m<sup>3</sup>.

##### 4. Déshuileur/déssableur

Pour éviter la décantation des sables dans le bassin biologique, et pour éliminer les huiles et graisses contenues dans l'eau brute, un déssableur-déshuileur en béton armé est installé en aval du dégrilleur fin. Il est dimensionné pour un débit de 1167 m<sup>3</sup>/h.



**Figure 6 :** le déssableur/déshuileur.

## **B. Traitement biologique**

### **1. Bassin biologique**

Le traitement biologique est du type à boues activées à faible charge, fonctionnant en aération prolongée.

Le traitement biologique est effectué à l'aide du processus aérobie par lequel les bactéries provoquent une oxydation directe des matières organiques des eaux usées à partir de l'oxygène dissous dans l'eau. La liqueur mixte est maintenue dans un régime turbulent par les six aérateurs de surface.



**Figure 7 :** le bassin biologique.

### **2. Décanteurs secondaires**

Chaque décanteur est équipé d'un pont racleur tournant constitué d'une passerelle équipée de racleurs de fond et de racleurs de surface. Les racleurs de fond ramènent les boues déposées au fond de l'ouvrage vers la poche centrale, ces dernières sont récupérées par gravité vers le poste de pompage des boues. Les racleurs de surface récupèrent et dirigent les écumes flottantes vers la bêche de reprise.

### **3. Pompes de recirculation des boues**

Le poste de reprise des boues en aval des décanteurs dans la filière (boue) permet la recirculation des boues activées et le pompage les boues en excès vers l'épaississeur.

La recirculation est assurée par deux pompes de 200 m<sup>3</sup>/h chacune, dont une de réserve.

L'évacuation des boues en excès vers l'épaississeur est assurée par deux pompes immergées de 30 m<sup>3</sup>/h chacune.

#### II.4.2.2. Traitement des boues

##### 1. Epaississeur de boues

Les boues en excès seront épaissies par gravité dans cet ouvrage, un mécanisme de rotation lent, augmente l'efficacité du processus d'épaississement et augmente le contenu des matières solides.



**Figure 8 :** L'épaississeur.

##### 2. Déshydratation par filtres à bandes

Les boues épaissies sont déshydratées par filtres à bandes pour garantir une opération continue, même pendant les périodes de maintenance, deux filtres complètement indépendants sont installés en parallèle.

Chaque filtre est équipé de sa propre pompe à polymères et de sa propre pompe d'alimentation en boues.

Un polymère est ajouté à la boue pour améliorer ses caractéristiques de déshydratation, il permet d'obtenir de plus hautes concentrations en matière sèche. Le dosage moyen du polymère est normalement de 4 à 6 kg par tonne de boue sèche.



**Figure 9 :** la déshydratation mécanique

*Chapitre III :*  
*Matériel et méthodes*

### III. Matériel et méthodes

#### III.1. Travaux en mer

Les stations ont été choisies tout au long de la plage de Chenoua à l'aide d'un GPS (Global Positioning System), sont choisies pour cerner au mieux la variabilité spatiale et temporelle de la qualité du milieu.

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.

Les échantillons sont soigneusement étiquetés et conservés à 4°C dans une glacière et transportés jusqu'au laboratoire dans un laps de temps ne dépassant pas les 5 heures.

##### III.1.1. mesures in situ des paramètres physico-chimiques

###### III.1.1.1 le pH

Le pH a été mesuré à l'aide d'un **pH-mètre** de terrain de marque « *WTW* » type *pH 315 i/Set*. Il a été étalonné avec des solutions étalons à pH connu. L'électrode a été rincée à chaque fois à l'eau distillée et essuyée avant d'effectuer une nouvelle analyse.

###### III.1.1.2. la température, la conductivité et la salinité

La conductivité c'est en fait la conductibilité de l'eau, de laquelle dépend la quantité de sels dissous. La mesure a été réalisée grâce à un conductimètre de terrain de type *WTW 315 i/Set*. Cette mesure permet de déterminer la quantité totale de sels minéraux dissous dans l'eau. Ce conductimètre, affiche aussi la valeur de la salinité et de la température.

##### III.1.2. Prélèvement des échantillons

###### III.1.2.1. Prélèvement d'eau

Des échantillons d'eau de mer ont été récoltés dans chaque station à une profondeur de 15 à 30 cm sous la surface d'eau.

Les prélèvements ont été effectués à l'aide des flacons en verre préalablement stérilisés (surtout pour la bactériologie) de 500 et 250 ml en verre et de 120 ml en polyéthylène. Ces échantillons sont destinés à l'analyse : bactériologique, la mesure de la matière en suspension, la matière organique particulaire, la mesure de la demande biochimique en oxygène, ainsi que le dosage des sels nutritifs.

###### III.1.2.2. Prélèvement de sédiment

Le prélèvement de sédiment superficiel a été réalisé à l'aide d'une benne inoxydable de type « Van Veen » (**Figure 10 annexe I**) sur différentes profondeurs allant de 1 m jusqu'à 8 m. La benne est descendue sur le fond de la mer au bout d'une corde, avec les mâchoires ouvertes. Dès que les mâchoires touchent le fond, le ressort qui maintient les mâchoires ouvertes est relâché. Au moment de la remontée, les mâchoires se referment et emprisonnent une quantité de sédiments. Sur le navire, la benne est ouverte et le contenu en est collecté par

une spatule en évitant tout contact avec les parois de la benne. Les échantillons sont posés dans des sacs en plastique doublés refermés et étiquetés. Les sédiments sont conditionnés dans des boîtes de Pétri en verre et/ou dans des sachets en plastique de congélation et sont temporairement maintenus à basse température dans une glacière portative jusqu'à l'arrivée au laboratoire ou ils sont congelés à  $-20^{\circ}\text{C}$  jusqu'à l'analyse.

## III.2. Travaux effectués au laboratoire

### III.2.1. Prétraitement et conservation

Afin d'assurer la qualité de l'échantillonnage et d'optimiser les résultats, les moyens de collecte (flacons, filtres etc...) ont subi un conditionnement rigoureux, de même que les conditions de conservation des échantillons ont été effectués conformément aux recommandations d'**Aminot et Chaussipied, (1983)**.

### III.2.2. Mesure des autres paramètres

#### III.2.2.1. Mesure de la matière en suspension (MES)

La détermination des matières en suspension (MES) est essentielle pour évaluer la répartition de la charge polluante entre pollution dissoute et pollution sédimentable.

#### ❖ Principe

Le dosage de ces matières nécessite une filtration. Elle consiste à retenir sur un filtre toutes les particules supérieures à  $0.45\ \mu\text{m}$ . La teneur en matière en suspension est ainsi obtenue par la différence de poids du filtre avant et après la filtration, rapportée au volume d'eau filtré. La précision sur la concentration des (MES) dépend du volume d'eau filtré et à la sensibilité de la balance (**Rodier et al, 2005**).

#### ❖ Appareillage

- Un dispositif de filtration sous vide de marque **Sartorius stedim (Fig.12 annexe I)**
- Des membranes filtrantes de type **Whatman GF/C** de 47 mm de  $\varnothing$  et de porosité de  $0.45\ \mu\text{m}$ .
- Une balance de précision  $10^{-3}$  de marque **OHAUS (Fig.13 annexe I)**
- Une étuve de marque **MEMMERT (Fig.14 annexe I)**
- Eprovette graduée de 250 ml et des pinces non oxydables.
- Un bécher pour la préparation des filtres.
- Des boîtes avec un couvercle pour l'incubation des filtres dans l'étuve.

#### ❖ Mode opératoire (annexe I)

- Sécher les filtres à l'étuve sèche à température modérée juste avant utilisation. Noter la masse initiale  $m_i$  du filtre sec.
- Filtrer un volume d'eau à travers le filtre afin de retenir les particules supérieures à  $0.45\ \mu\text{m}$ .
- Sécher le filtre et son contenu (étuve ; à une température de  $70^{\circ}\text{C}$  pendant 2 heures) ;
- Mesurer la masse finale  $m_f$  du filtre sec après filtration à la sortie de l'étuve.

Calcul :

$$\text{Concentration de la matière en suspension en mg/L} = (m_f - m_i) / V$$

$$\text{[MES]}$$

Avec :

- $m_i$  : Poids du filtre sec avant filtration (mg).
- $m_f$  : Poids du filtre sec après filtration (mg).
- $V$  : Volume d'eau filtrée (litre).

### III.2.2.2. Mesure de la matière organique particulaire (MOP)

#### ❖ Principe

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 les avoir passé au four à moufle (**Fig.15 annexe I**) 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).

Le calcul du pourcentage du M.O.P se fait comme suit :

$$\text{Matière organique particulaire} = [(m_2 - m_1) / m_2] * 100$$

$$\text{MOP(\%)}$$

Avec :

- $m_1$  : Poids du filtre après incinération (mg).
- $m_2$  : Poids du filtre sec pesé pour la M.E.S (mg).

### III.2.2.4. Dosage de la chlorophylle *a* par la Spectrofluorimétrie ultraviolet (S.F.U.V)

La concentration en chlorophylle *a* a été déterminée selon la méthode fluorimétrique de Yench et Menzel (1963) adaptée par Holm-Hansen et Rieman (1978) pour l'extraction des pigments à l'aide du méthanol.

La sensibilité a été considérablement accrue ainsi que le pouvoir de discrimination entre chlorophylle et phéopigments grâce à l'acidification des extraits (**Lemaire, 2002**).

#### III.2.2.4.1. Principe de la méthode

La SFUV mesure l'émission de fluorescence de molécules soumises à un rayonnement d'excitation ultraviolet. La réponse est fonction de la structure moléculaire et s'applique aux molécules possédant des liaisons doubles conjuguées donc à la chlorophylle *a*.

### III.2.2.4.2. Appareillage

#### ❖ Dispositif de filtration

La filtration est effectuée sous vide léger en utilisant des filtres en fibre verre (GF/F, 0,45 µm).

#### ❖ Tubes de mesure

Pour l'extraction, on utilise des tubes en verre avec bouchon enveloppés au préalable avec du papier aluminium pour éviter l'exposition des filtres à la lumière.

#### ❖ Centrifugeuse

Centrifugeuse Hettich ZENTRIFUGEN de type EBA 30, avec 12 postes de porte-Filtre.

#### ❖ Spectrophotomètre fluorescence

L'appareil utilisé pour la mesure de la chlorophylle est un spectrophotomètre de Fluorescence HITACHI, modèle 650 S, équipé d'une lampe « Xénon » qui est la source du rayonnement UV et des cellules en quartz de 1 cm de trajet optique (**Fig.16 annexe I**).

Le mode opératoire détaillé pour le dosage de la chlorophylle *a* ainsi que les réactifs et les standards utilisés sont consignés en **annexe I**.

Les concentrations de la chlorophylle *a* sont évaluées d'après les formules de **Lorenzen** (1966) (**in Aminot et Chaussepied, 1983**):

$$[\text{Phéopigments } a] (\mu\text{g/l}) = \frac{\text{IF}_0 - \text{IF}_a}{\text{K}_0 - \text{K}_a} * \frac{\text{VE}}{\text{VF}}$$

Pour la chlorophylle *a*, elle est calculée d'après la formule suivante qui néglige la présence des phéopigments:

$$[\text{Chlorophylle } a] (\mu\text{g/l}) = \frac{\text{IF}_0}{\text{K}_0} * \frac{\text{VE}}{\text{VF}}$$

Avec :

- ✓ **IF<sub>0</sub>** : Intensité de fluorescence avant acidification (U.A) ;
- ✓ **IF<sub>a</sub>** : Intensité de fluorescence après acidification (U.A) ;
- ✓ **K<sub>0</sub>** : Coefficient d'étalonnage établie avec de la chlorophylle *a* pure avant acidification

- ✓ **Ka** : Coefficient d'étalonnage établie avec de la chlorophylle *a* pure après acidification
- ✓ **VE** : Le volume D'extraction (VE = 7 ml) ;
- ✓ **VF** : Le volume de l'échantillon filtré (VF = 250 ml).

### III.2.3. Analyse des paramètres chimiques

#### III.2.3.1. Dosage des sels nutritifs

##### ➤ Méthode d'analyse

L'analyse automatique des sels nutritifs consiste à réaliser automatiquement les différentes manipulations nécessaires à un dosage manuel : prélèvements, analyse et lecture (Rodier et al, 1996).

Dans notre étude, le dosage des sels nutritifs s'est fait par colorimétrie à flux continu sur chaîne automatisée « **Auto-Analyser San Plus** » S.F.A.S troisième génération (Fig.17 annexe I) selon les protocoles définis par le fabricant (SKALAR<sup>®</sup>, 1998).

Le fonctionnement de l'appareil repose sur un principe dynamique simple, celui de l'analyse liquide en flux continu :

Une veine liquide progresse par l'intermédiaire d'une pompe péristaltique en continu. Les réactions chimiques s'effectuent dans cette veine en progression. L'analyse des échantillons est réalisée par séquence, ce qui permet une grande cadence de travail.

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

##### ➤ Principe de dosage des sels nutritifs dans l'eau :

La méthode utilisée pour le dosage des sels nutritifs (ammonium, nitrites, nitrates, ortho phosphates et silicates) est basée sur une réaction de coloration. En effet, ces sels réagissent dans certaines conditions (température, pH, présence de catalyseurs, ...) avec des réactifs pour donner une coloration absorbant la lumière à une certaine longueur d'onde ( $\lambda$ ). L'absorption de l'énergie lumineuse dépend de l'intensité de la coloration. Cette dernière est d'autant plus importante que la solution est concentrée en sel dosé. La quantité de lumière absorbée par la solution, appelée absorbance (A) ou densité optique (D.O), obéit à la loi de **Beer-Lambert** qui est exprimée par l'expression suivante :

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

Avec :

- ❖ **I<sub>0</sub>** et **I** : sont respectivement l'intensité lumineuse incidente et émergente du milieu absorbant.
- ❖ **A** : est l'absorbance du milieu.
- ❖ **D.O** : est la densité optique.

- ❖  $\epsilon$  : est le coefficient d'extinction molaire (varie en fonction de la température et de la longueur d'onde).
- ❖  $L$  : est la longueur du milieu traversée exprimée en cm.
- ❖  $C$  : est la concentration de la solution absorbante exprimée en mol/l.

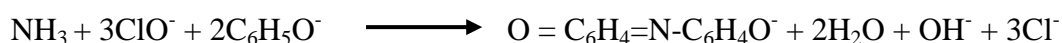
➤ **Matériel utilisé :**

- Auto-Analyser San Plus Système 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  $\mu\text{l}$  et l'autre de 20 à 250  $\mu\text{l}$ . des fioles de 100 et 500  $\mu\text{l}$  ;

#### III.2.3.1.1. Principe de dosage de l'azote ammoniacal ( $\text{NH}_4^+$ )

Le principe de base est la réaction de Berthelot, ou l'ammoniac, en milieu basique, réagit tout d'abord avec l'hypochlorite pour former une monochloramine, puis successivement avec deux molécules de phénol pour former le bleu d'indophénol absorbant à 630 nm (SKALAR<sup>R</sup> 1998).

Schématiquement, la réaction s'écrit comme suit : (Aminot et kérouel, 2004).



#### III.2.3.1.2. Principe de dosage de l'azote Nitreux ( $\text{NO}_2^-$ )

La méthode repose sur la réaction de Griess adaptée à l'eau de mer par **Benshneider et Robinson (1952)**. Le composé final (rose) absorbé à 543 nm est obtenue par réaction du nitrite tout d'abord avec la sulfanilamide (formation d'un diazoïque), puis avec le N-naphtyle-éthylène diamine (NED), en milieu acide (le pH doit être strictement inférieur à 2) (Aminot et kérouel, 2004).

#### III.2.3.1.3. Principe de dosage de l'azote Nitrique ( $\text{NO}_3^-$ )

Le principe de base repose sur la réduction quasi quantitative (> 95%) du nitrate ( $\text{NO}_3^-$ ) en nitrite ( $\text{NO}_2^-$ ). En effet, le dosage du nitrite étant simple, spécifique et sensible, il permet la mesure des faibles concentrations océaniques de nitrate. Après réduction, on mesure en réalité la somme des concentrations en nitrate et nitrite.

La réduction est effectuée en milieu hétérogène par contact avec du cadmium "amalgamé" au cuivre, technique développée à l'origine par Wood et al (1967) (Aminot et kérouel, 2004).

#### III.2.3.1.4. Principe de dosage des phosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ )

La méthode du dosage manuel du phosphate en eau de mer est adaptée par **Murphy et Riley (1962)**, elle repose sur la réaction du phosphate avec le molybdate, en présence d'antimoine, pour former le complexe phosphomolybdique, qui est ensuite réduit par l'acide ascorbique en un composé bleu absorbant à 885 nm (Aminot et kérouel, 2004).

### III.2.3.1.5. Principe de dosage de silicates ( $\text{SiO}_2$ )

La méthode repose sur la réaction des silicates avec le molybdate en milieu acide ( $\text{PH}\approx 1.5$ ) pour former le complexe  $\beta$ -Silicomolybdique. Ce dernier étant ensuite réduit par l'acide ascorbique en un composé bleu absorbant à 810 nm. Le phosphate réagit également, mais le composé phosphomolybdique formé est réduit par l'acide oxalique avant l'étape de réduction (Aminot et Kérouel, 2004).

### III.2.4. Analyse granulométrique (Figure 18)

La granulométrie est l'étude de la taille des grains et de leur répartition dans un échantillon donné.

#### ❖ Mode opératoire

- Séchage de l'échantillon à  $105^\circ\text{C}$  pendant 24h dans une étuve ;
- Peser l'échantillon, puis le faire passer sous un courant d'eau « robinet » dans un tamis de  $40\ \mu\text{m}$  de  $\varnothing$  afin de soustraire la fraction fine (pélites) ;
- Remettre l'échantillon dans l'étuve à  $105^\circ\text{C}$  pendant 24h ;
- Peser une deuxième fois ;
- Tamiser mécaniquement sur une tamiseuse, pour cela on a utilisé une colonne de tamis dont l'écartement entre les tailles est fait selon les normes AFNOR (Fig.19 annexe I) ;
- Peser le refus de chaque tamis.

Le diamètre des mailles de la série de tamis qu'on a utilisé dans l'ordre décroissant sont :  $800\ \mu\text{m}$ -  $630\ \mu\text{m}$  - $500\ \mu\text{m}$  - $400\ \mu\text{m}$  - $315\ \mu\text{m}$  - $250\ \mu\text{m}$ - $200\ \mu\text{m}$ - $160\ \mu\text{m}$ -  $140\ \mu\text{m}$ -  $100\ \mu\text{m}$  - $80\ \mu\text{m}$  - $63\ \mu\text{m}$ . Chaque tamisage dure 10 minutes.

#### ❖ Traitement des données

Les résultats du tamisage et des pesées ont été présentés sous forme de courbes cumulatives, lesquelles ont été tracées sur un graphe semi-logarithmique en portant en ordonnée le pourcentage cumulé, et en abscisse le diamètre du grain estimé en micron. L'examen de ces courbes permet de calculer les indices granulométriques et de définir les paramètres qui caractérisent la distribution granulométrique des sédiments.

#### ▪ La fraction fine (pourcentage des pélites)

L'étude de la fraction fine consiste, d'abord à évaluer pour chaque échantillon, le pourcentage de cette fraction fine inférieure à  $40\ \mu\text{m}$  :

$$P_p(\%) = ((P_i - P_f) / P_i) * 100$$

$P_p$  : pourcentage des pélites

$P_i$  : poids initial (g)

$P_f$  : poids final (g)

**▪ Les paramètres de position**

- **La médiane  $Q_2$**  : elle correspond au diamètre du grain dont l'ordonnée est à 50% du poids total du sédiment.
- **Le 1<sup>er</sup> quartile ( $Q_{25}$ )** : Correspond au diamètre du grain représentant 25% en poids du sédiment. (Tableau 8)
- **Le 3<sup>ème</sup> quartile ( $Q_{75}$ )** : Correspond au diamètre du grain représentant 75 % en poids du sédiment.

**III.2.5. Matière organique dans le sédiment**

La méthode de perte au feu, permet de déterminer le taux de la matière organique dans les sédiments (**Rodier, 1996**).

- Sécher une quantité de sédiment dans des creusets en porcelaine à une température de 70°C pendant 24h, puis peser (poids S1).
- Les creusets sont ensuite incinérés à 600°C pendant 2 heures dans un four à moufle, puis pesés (poids S2).
- Le pourcentage de la matière organique dans le sédiment est calculé selon la formule suivante :

$$\text{M.O (\%)} = [(S1-S2) / S1] * 100$$

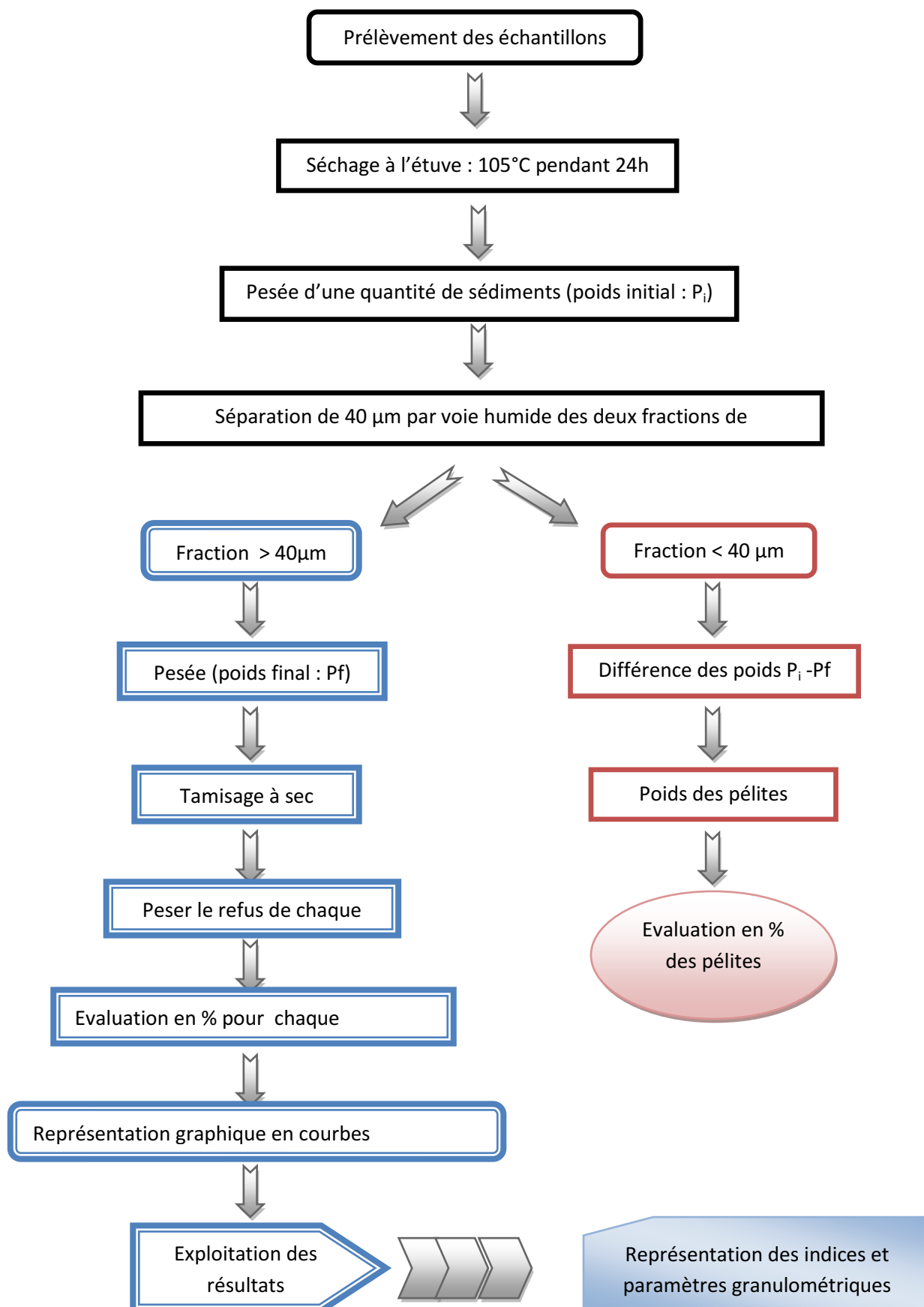


Figure 18: Modalité d'analyse granulométrique.

### III.2.6. Analyse microbiologique

Les germes tests recherchés sont les coliformes totaux, les coliformes fécaux dont *Escherichia coli* et les streptocoques fécaux. Ces germes sont peu ou pas pathogènes, ils sont révélateurs de contamination fécale et entraînent par leur abondance la présomption de contamination plus dangereuse.

Les germes supplémentaires recherchés sont les germes pathogènes (salmonelles et vibrions) et les staphylocoques et cela pour leurs intérêts pratiques concernant les eaux de plages polluées.

La méthode de détermination du nombre le plus probable (NPP) par inoculation des tubes en milieu liquide a été utilisée pour la recherche de ces germes (**Joly et Reynaud, 2003**).

La détermination du nombre caractéristique (le nombre de tubes positifs) permettra l'établissement du nombre le plus probable par la consultation de la table de Mc Grady (**voir annexe II**) (**Brisou et Denis, 1980 ; Rodier et al, 1996**).

#### III.2.6.1. Analyse bactériologique de l'eau de mer

##### III.2.6.1.1. Dénombrement des coliformes totaux, fécaux, des streptocoques fécaux et des staphylocoques

On utilise la méthode de filtration sur membrane pour estimer la charge bactérienne dans notre zone d'étude.

Elle consiste à recueillir, sur une membrane stérile un volume donné de produit à analyser (eau usée, eau épurée et l'eau de mer), la membrane est ensuite déposée sur un milieu nutritif convenable. Après incubation, les colonies sont dénombrer et identifier (**Champiat et al, 1994**).

#### ❖ Matériel

- Dispositif de filtration de marque « **Sartorius stedim** » ;
- Bec-bunsen pour garder tout au long de la manipulation la zone de travail stérile ;
- Boîtes de Pétri avec les milieux de cultures spécifiques pour chaque germe ;
- Membranes d'ester de cellulose, filtrantes, quadrillées et stérile (en emballage individuel) de porosité de 0,45  $\mu\text{m}$  et de 47 mm de diamètre susceptibles de retenir les bactéries ;
- Deux incubateurs (l'un réglé à 37 °C et l'autre à 44°C) ;
- Pompe à vide ;
- Pincettes stérilisées et pipettes.

#### ❖ 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 sont consignées en **annexe II**.

### a) Dénombrement des Coliformes totaux et Coliformes thermotolérants «fécaux»

Le milieu nutritif « gélose Tergitol" est utilisé pour le dénombrement des coliformes, après filtration, les boîtes sont incubées à 37°C pour les coliformes totaux et à 44°C pour les coliformes thermotolérants. Après 24 ou 48 heures, on voit apparaître éventuellement une prolifération d'une colonie qui pourrait être le micro-organisme recherché (Jean-Bernard, 1999). (Figure 20).

### b) Dénombrement des Streptocoques fécaux

La technique de recherche des streptocoques fécaux indiquée dans la figure 21 nécessite deux tests consécutifs :

**Un test présomptif :** Il est réalisé sur le milieu de Slanetz et Bartley avec une incubation à 37°C pendant 24 à 48h, pour dénombrer les colonies rouges).

**Un test confirmatif :** Il est réalisé sur le milieu BEA (déposer la membrane précédente sur BEA, 20 mn après dénombrer les colonies noires).

### c) Dénombrement des Staphylocoques



Après filtration, appliquer la membrane sur la Gélose Chapman. Incuber à 37°C durant 24 à 48 heures. Les souches de *Staphylococcus aureus* sont de taille importante et élaborent leur propre pigment ; elles apparaissent en jaune doré, surmontant une zone jaune du milieu sous la membrane (virage du milieu), par suite de la fermentation de mannitol (figure 20).

#### III.2.6.1.2. Dénombrement des germes sulfitoréducteurs

On peut dénombrer les spores de clostridies, en général de *Clostridium perfringens*, ce bacille à Gram+, anaérobie, sporogène, se rencontre normalement dans les matières fécales humaines et animales. Ses spores peuvent survivre dans l'eau et dans l'environnement pendant plusieurs mois.

Le mode opératoire de cette technique est consigné dans le tableau suivant :

**Tableau.2 :** Technique de recherche des anaérobies sulfitoréducteurs.

Mode opératoire	Résultats	Aspect d'un tube positif	Aspect d'un tube négatif
<ul style="list-style-type: none"> <li>• La gélose viande foie (VF) est régénérée par ébullition au bain-marie.</li> <li>• On rajoute une ampoule d'Alun de fer et une de sulfite de sodium à 250 ml de gélose.</li> <li>• Les tubes contenant 5 ml d'échantillon sont maintenus à 80°C pendant 10 mn.</li> <li>• On rajoute 15 ml de la gélose (VF) à l'aide une pipette graduée et stérilisée.</li> <li>• Laisser refroidir.</li> <li>• Les tubes sont incubés à 37°C pendant 24 h.</li> </ul>	<p>Les résultats sont directement obtenus par le comptage de spores qui ont germées.</p> <p>Ces résultats sont exprimés en (spores / 20 ml).</p>		

### III.2.6.1.3. La recherche des Salmonelles et les Vibrions

La recherche des salmonelles et des vibrions est effectuée par la méthode qualitative, réalisée en trois étapes successives : l'enrichissement, l'isolement et l'identification biochimique.

#### a) Recherche des salmonelles

Pour l'enrichissement, On utilise le milieu de culture SFB (Bouillon au Sélénite de Sodium et Cystéine). Le Gélose SS est utilisé pour isoler les colonies typiques des salmonelles à partir des tubes d'enrichissement.

Des galeries d'identification biochimiques ainsi que quelques tests classiques ont été utilisées pour confirmer l'espèce appartenant au genre *Salmonella*. (**Figures 22 et 23**).

#### b) Recherche des vibrions

Ce sont des germes pathogènes pour l'homme et les animaux, on utilise le milieu Eau Peptonée Alcaline (EPA) 10 fois concentré pour l'enrichissement. L'isolement est réalisé sur Gélose TCBS, les colonies présumées vibrions ont été identifiées (coloration de Gram, test de la catalase, test de l'oxydase tests biochimiques à l'aide de la galerie API 20E) (**Figure 24 et 25**).

### III.2.6.2. Recherche et numération des bactéries dans les sédiments (Figure 26)

Dans ce cas la technique utilisée est celle des 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 (**Rodier et al, 2005**).

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 de 09 ml d'eau physiologique stérile ( $10^{-2}$ ), de même préparer d'autre dilutions :  $10^{-3}$  et  $10^{-4}$ .

#### III.2.6.2.1. Numération des coliformes totaux et des coliformes fécaux

Ce test est fait sur un milieu sélectif Bouillon lactosé bilié au vert brillant (BLBVB), sa fermentation se traduit par un dégagement de gaz dans la cloche de Durham et un trouble après une incubation à 37°C pour les coliformes totaux et à 44°C pour les coliformes fécaux.

#### III.2.6.2.2. Numération des streptocoques fécaux

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

##### a) Test présomptif

Il est réalisé sur le milieu de Rothe (séries des trois tubes) :

- Ensemencer chaque série de tubes contenant 10 ml 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 ensemencé sur 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.

### III.2.6.2.3. Dénombrement des anaérobies sulfitoréductrices (figure 28)

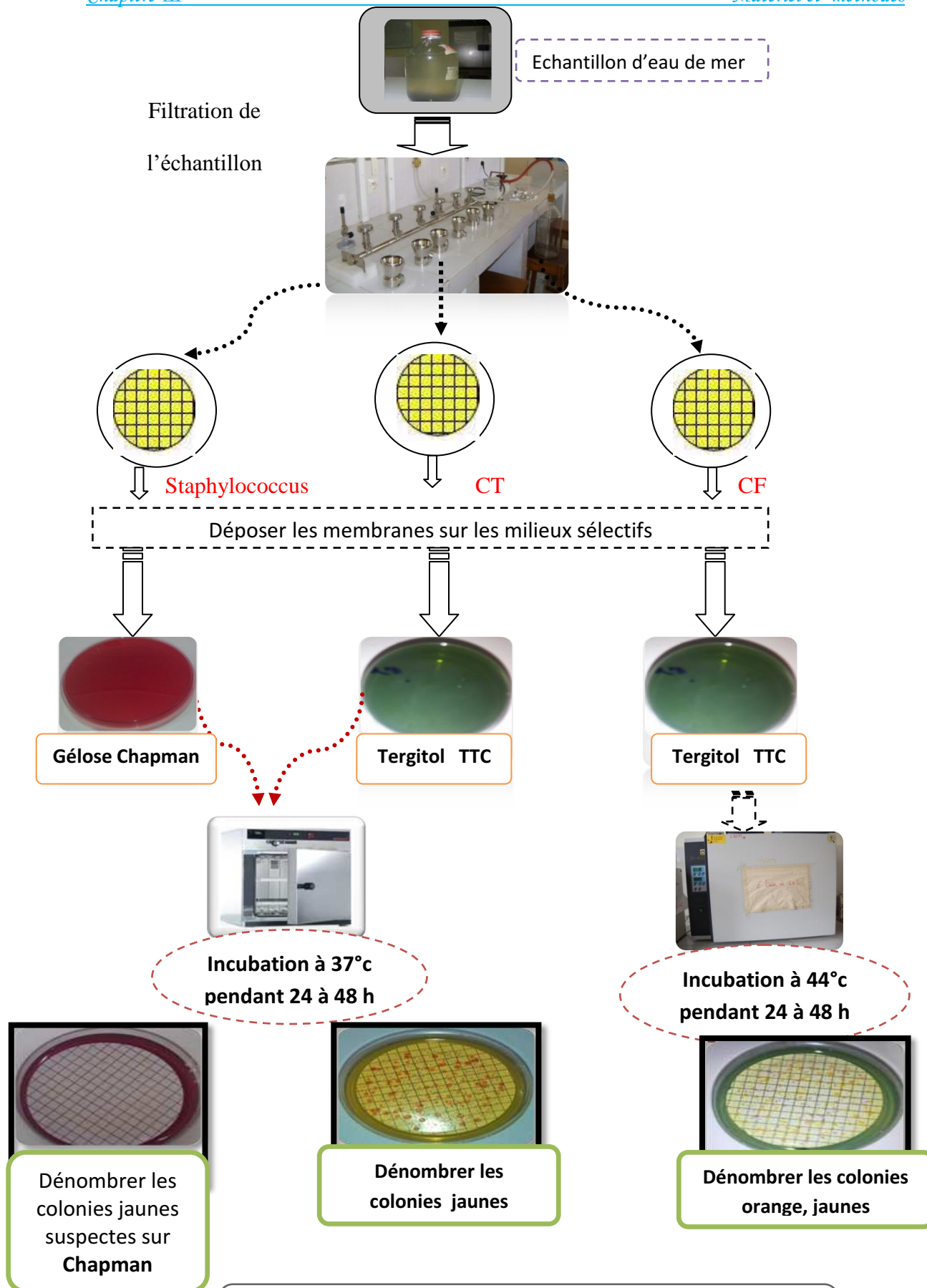
➤ **Mode opératoire**

- 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.

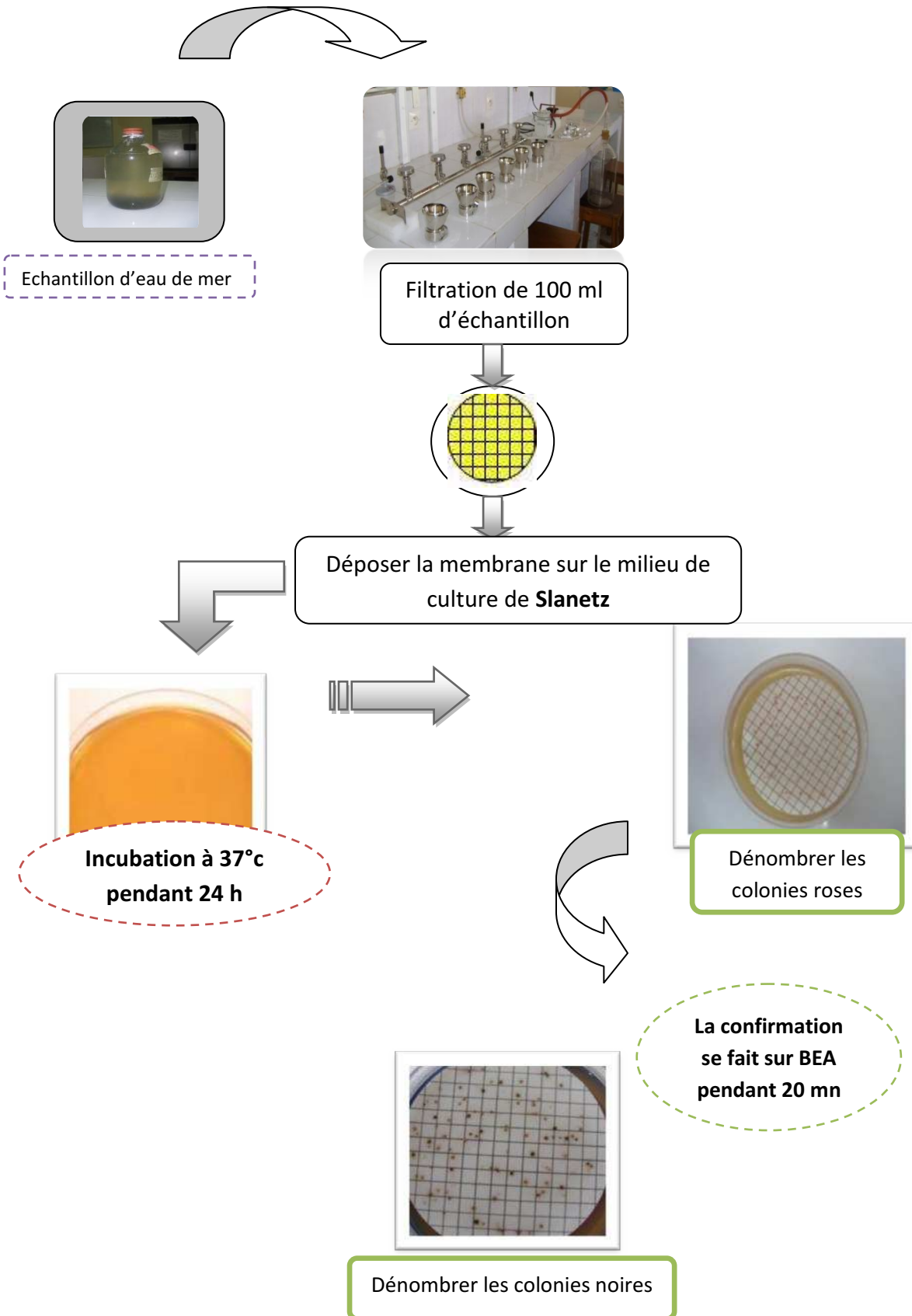
➤ **Lecture :** Dénombrer les colonies blanches entourées d'un halo noir. Exprimer les résultats par gramme de sédiment.

### III.2.6.2.4. Recherches des salmonelles (figure 27)

A partir des dilutions  $10^{-1}$  ensemercer 1ml dans un tube contenant 10 ml de SFB et additionné de disques SFB pour la recherche des salmonelles. La suite de la manipulation est analogue à celle effectuée pour l'eau (**Voir III.2.6.1.3. a**).



**Figure 20:** Technique de dénombrement des coliformes totaux, fécaux et Staphylocoques.



**Figure 21:** Technique de dénombrement des Streptocoques fécaux

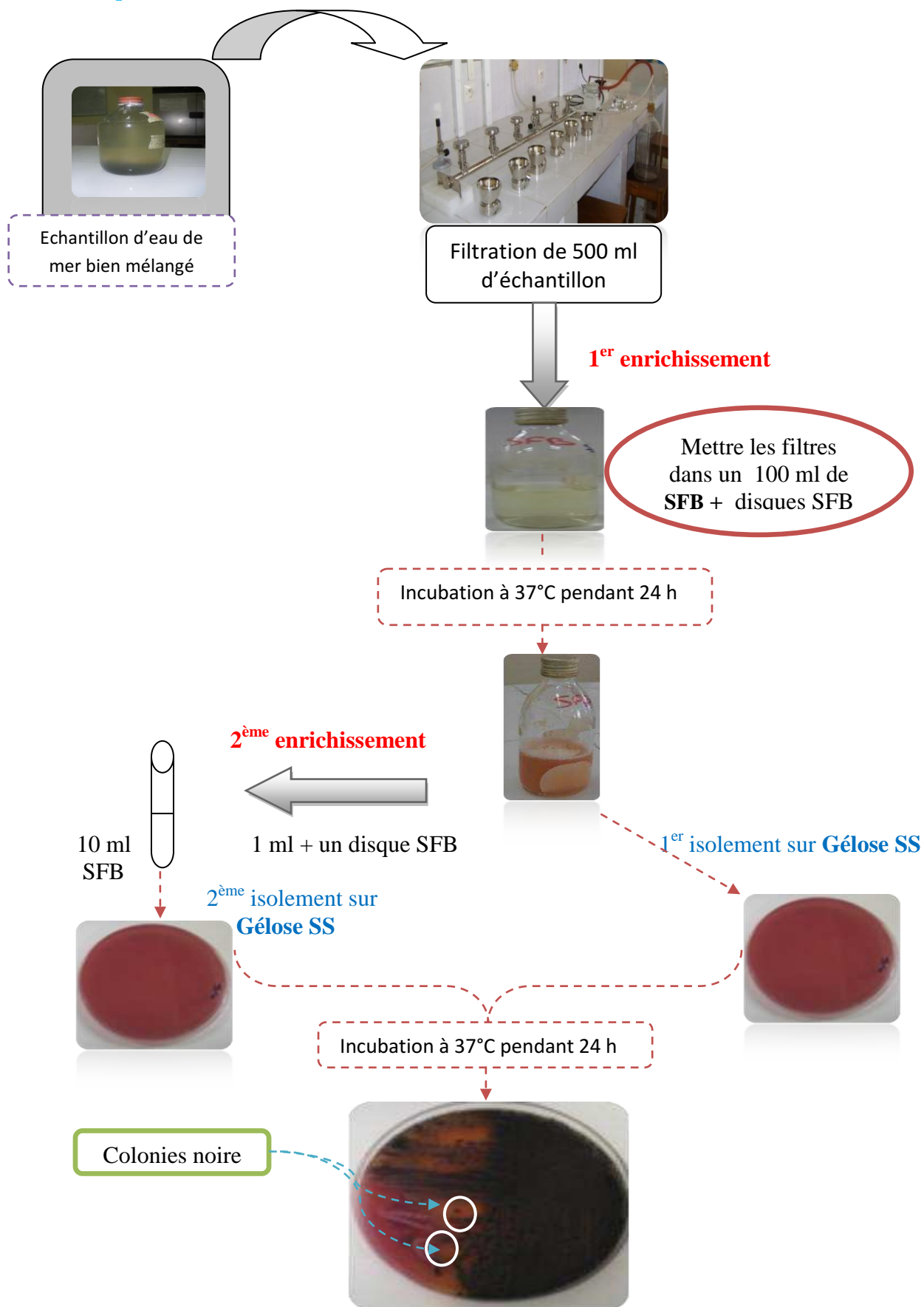
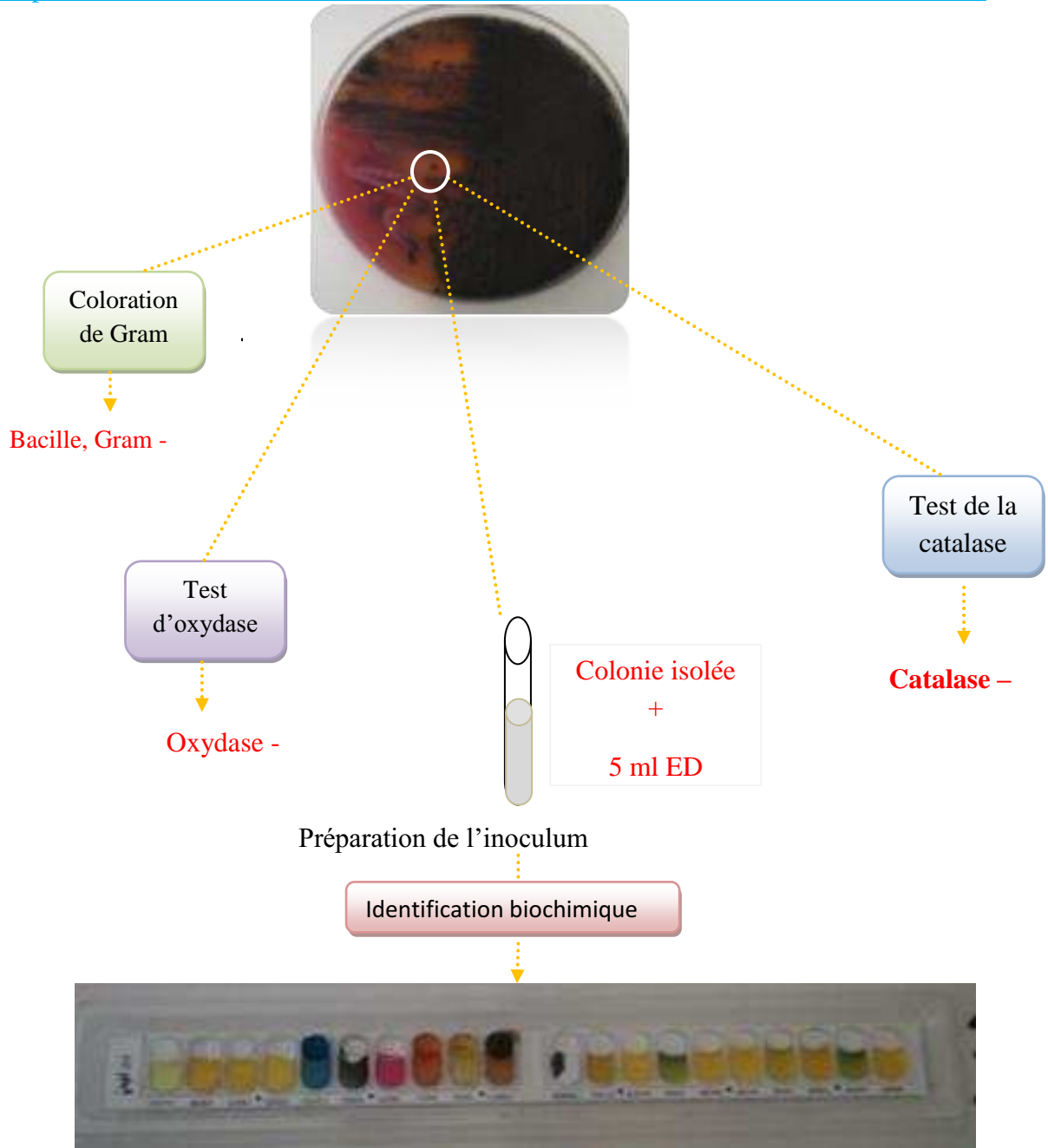


Figure 22: Technique de recherche des salmonelles.

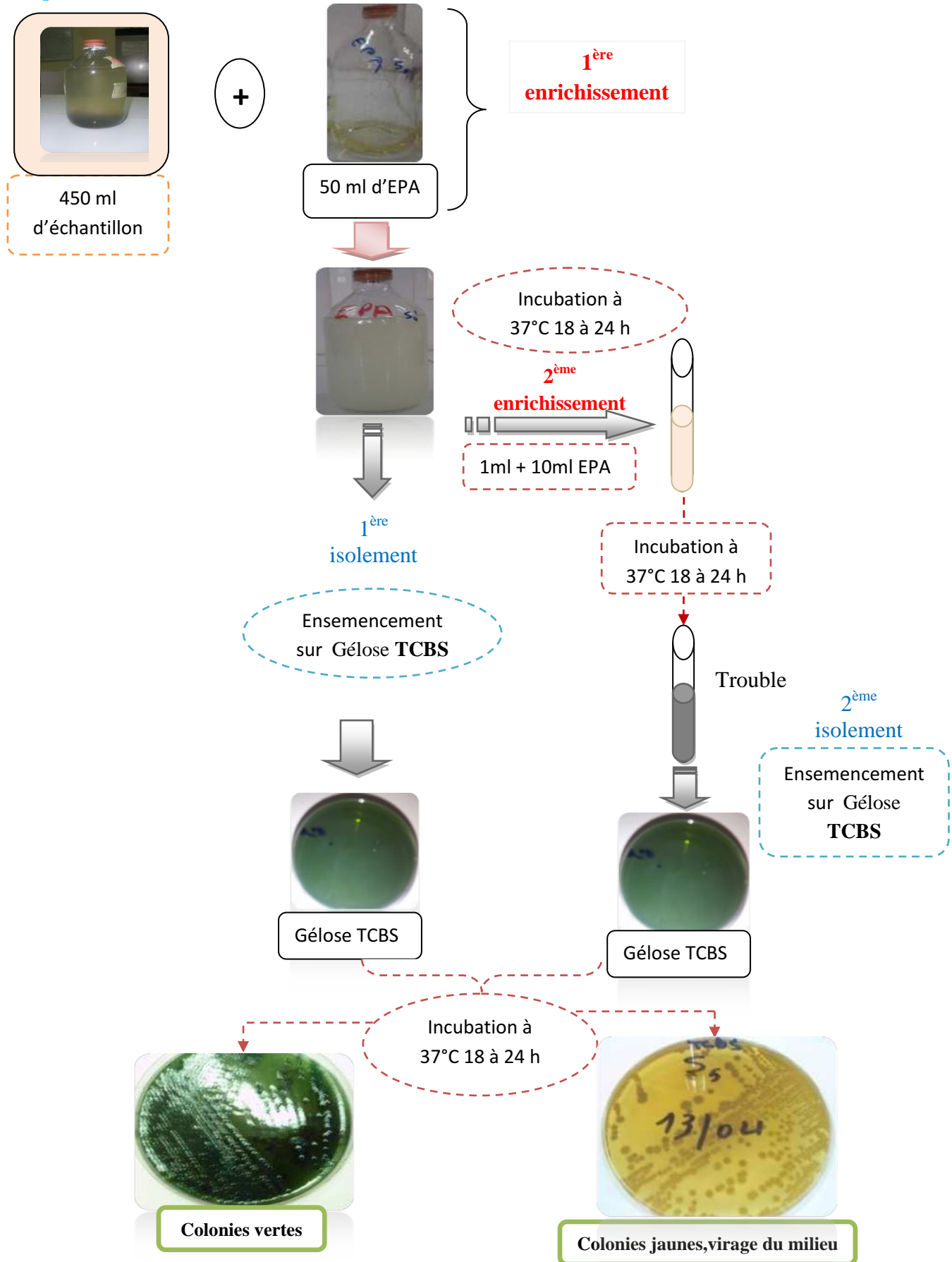


Galerie API 20E, colonies noires

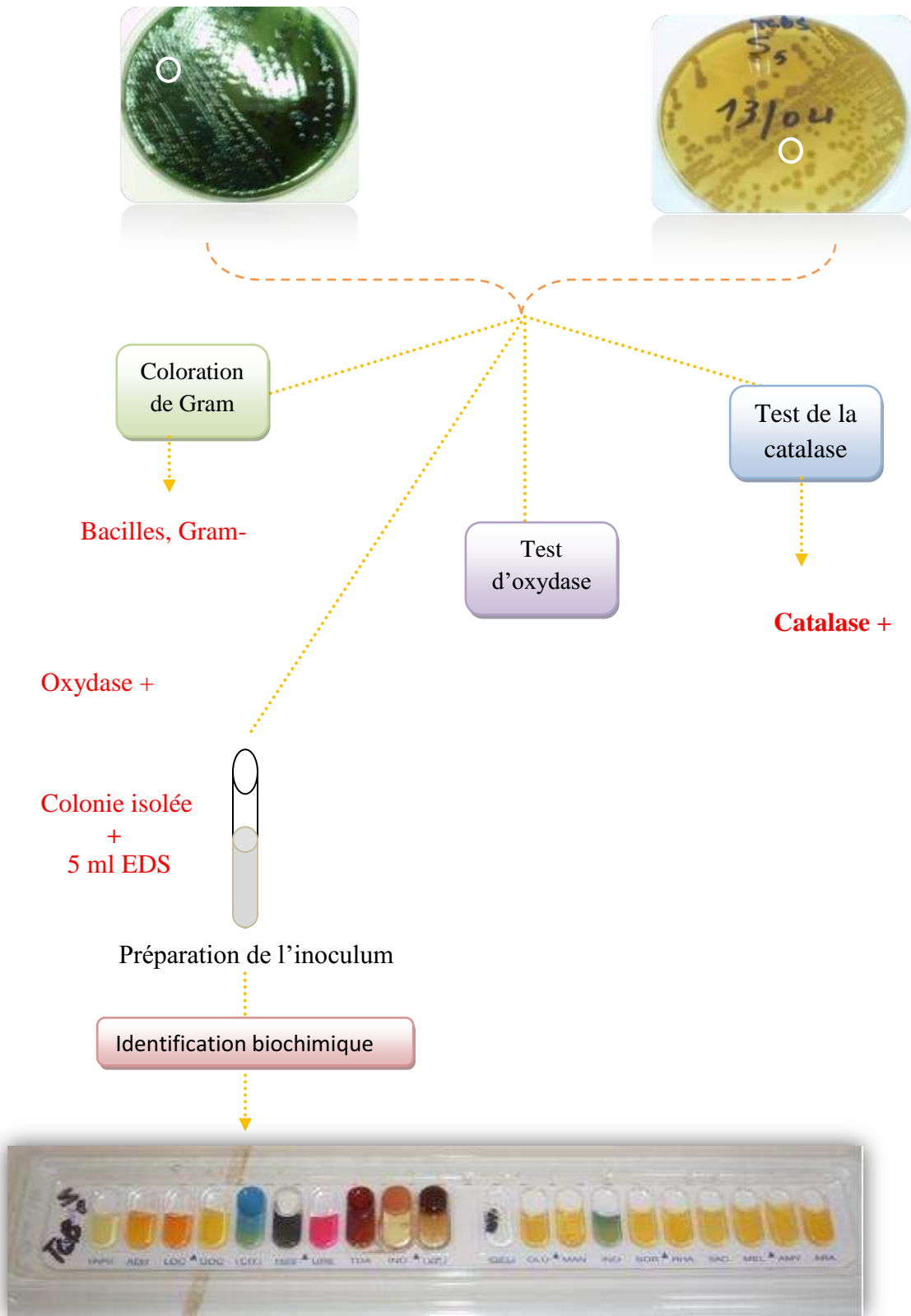


Galerie API 20E , colonies roses

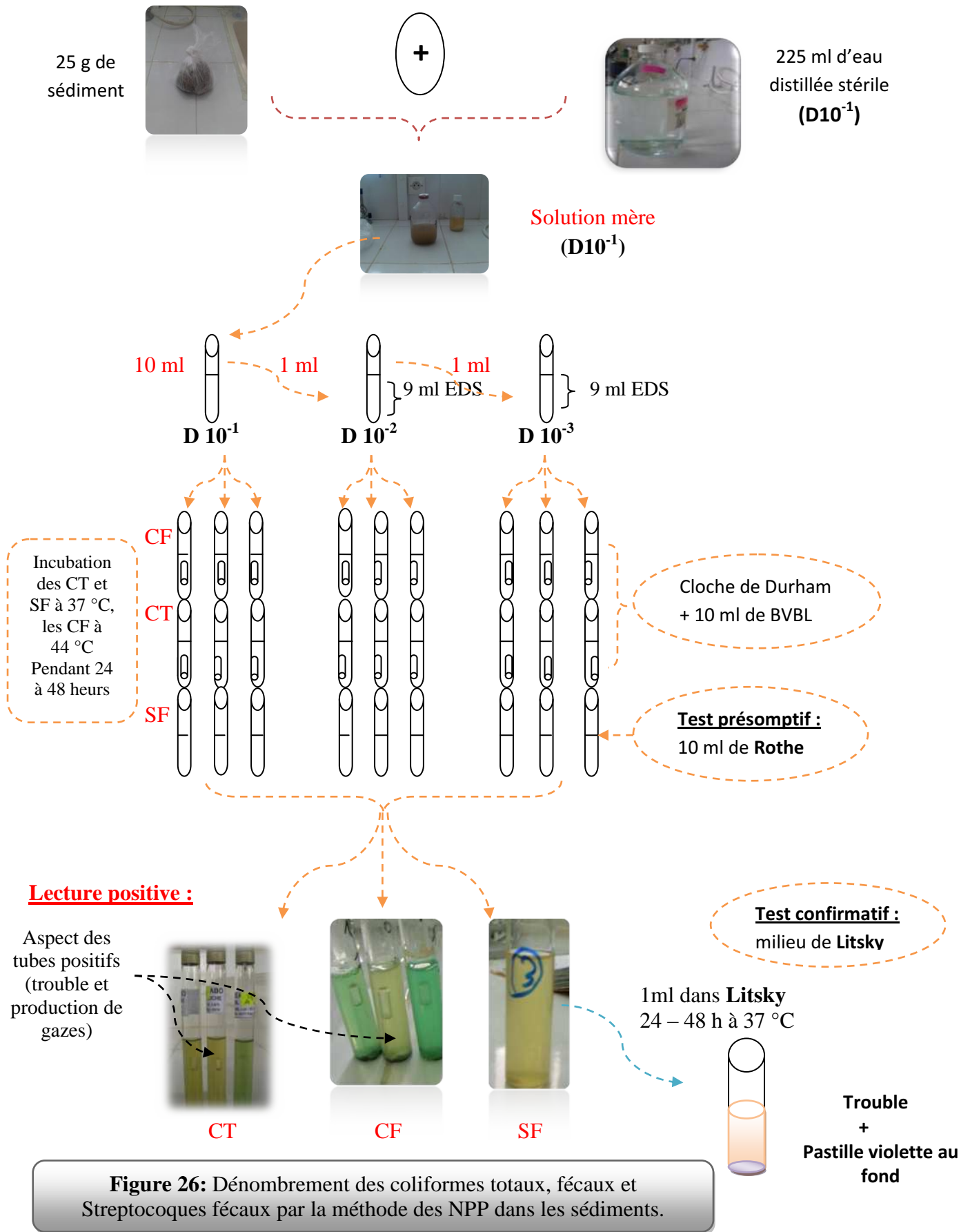
**Figure 23** Technique d'identification des salmonelles



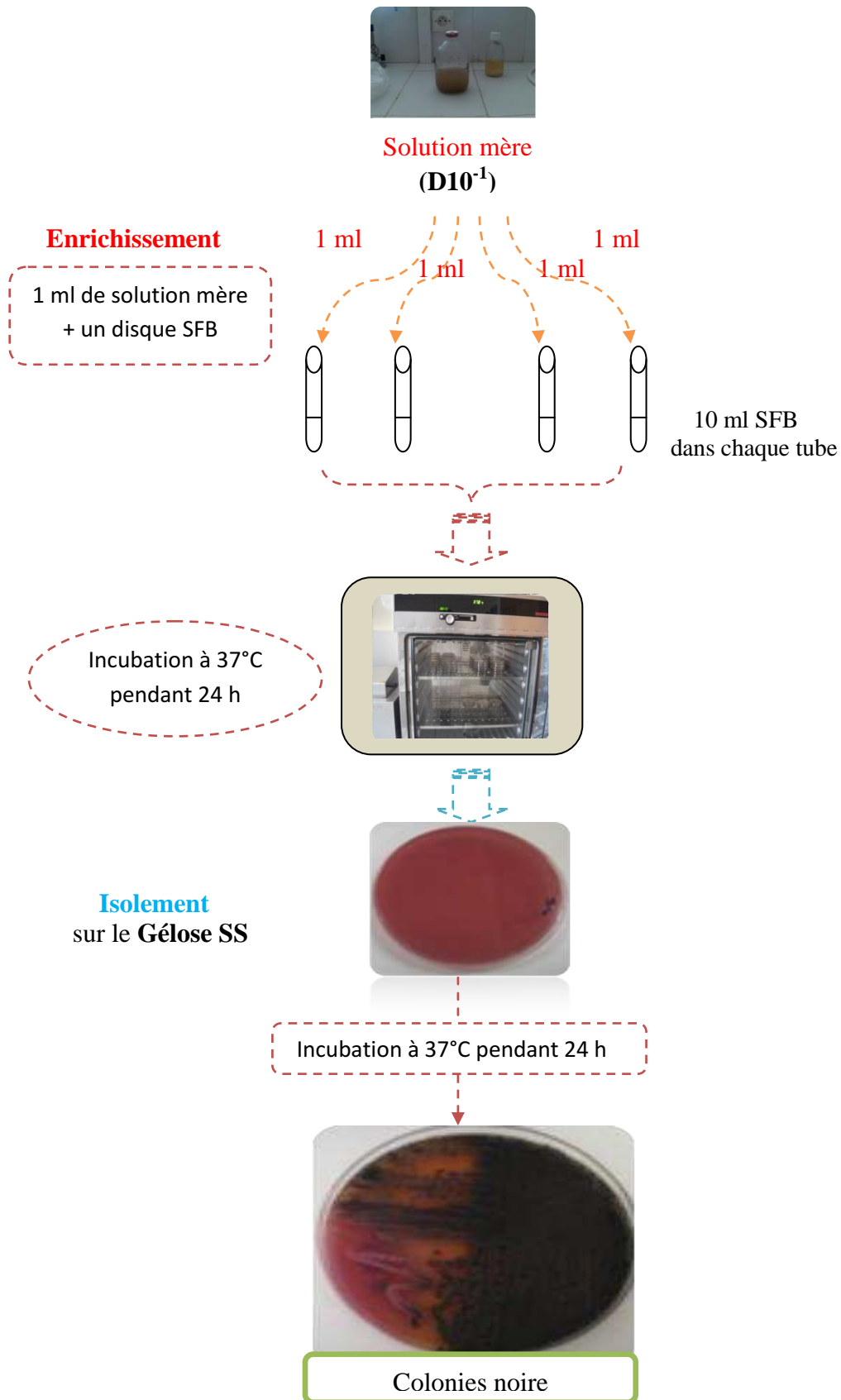
**Figure 24:** Technique de recherche des vibrions.



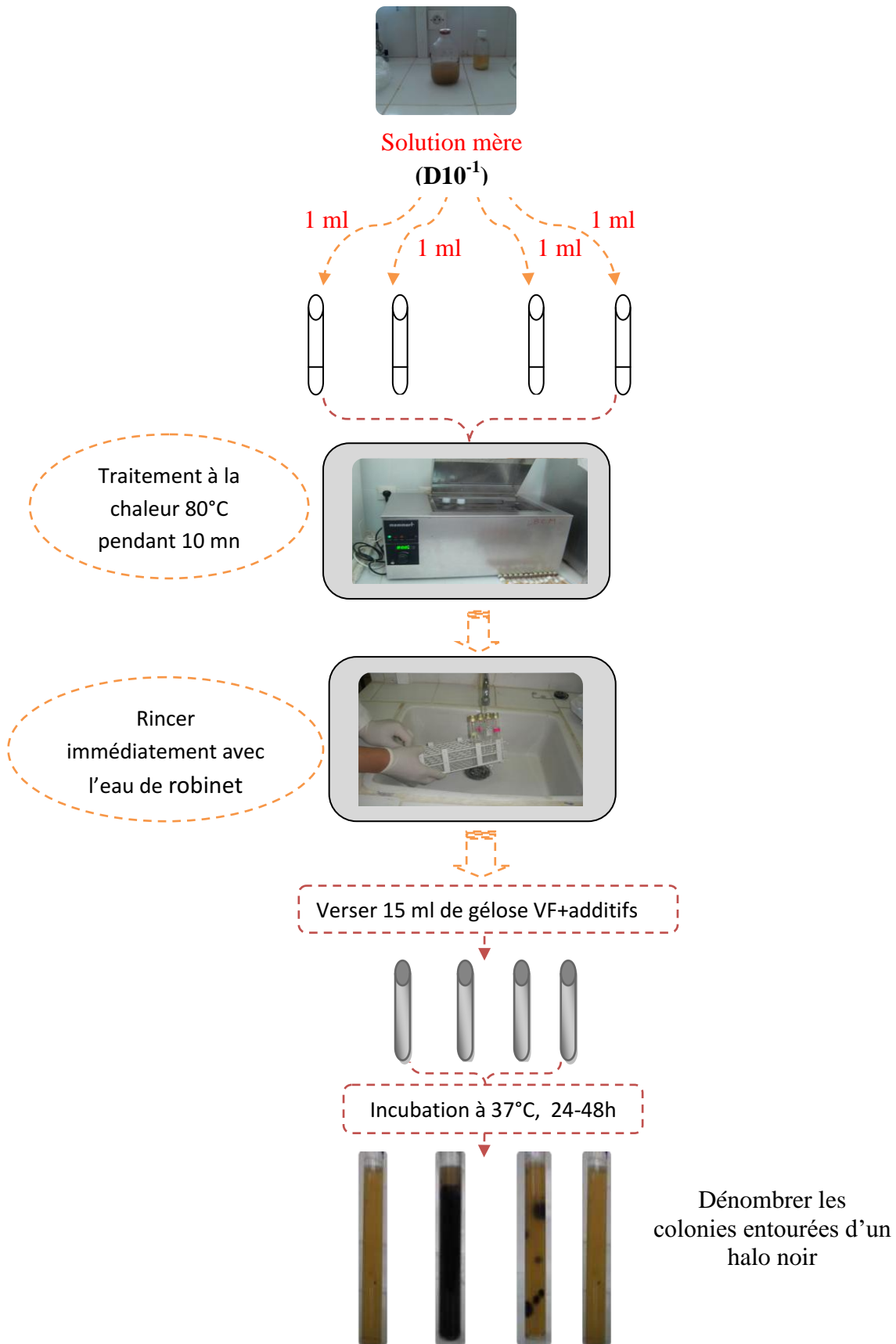
**Figure 25:** Technique d'identification des vibrions



**Figure 26:** Dénombrement des coliformes totaux, fécaux et Streptocoques fécaux par la méthode des NPP dans les sédiments.



**Figure 27:** Technique de recherche des Salmonelles dans le sédiment.



**Figure 28:** Technique de dénombrement des anaérobies sulfitoréductrices dans le sédiment

### III.3. Techniques de caractérisation de bactéries recherchées

Pour mieux caractériser le profil biochimique et morphologique des bactéries recherchées, qui appartiennent aux groupes des coliformes, streptocoques fécaux, salmonelle, vibrions et staphylocoques, une série de tests à été réalisé, il s'agit de :

#### a- Coloration de Gram

C'est un test signalé par **Christian Gram** en 1884 et reste utilisable jusqu'à l'heure actuelle. Il permet la distinction entre deux groupes bactériens, les Gram (+) et les Gram (-). Le premier se colore en violet et le second en rose. Elle se base sur les différences dans la structure de la paroi de ces deux groupes Gram (+) et Gram (-).

La paroi des Gram (-) semble contenir 20% de lipides qui se dissolvent dans l'alcool augmentant ainsi la perméabilité cellulaire, ce qui facilite l'élimination du colorant violet du cytoplasme. La fuschine, colorant basique, permettra au Gram (-) d'acquérir une nouvelle coloration rose.

La paroi des Gram (+) ne contient que 5% de lipides, l'alcool entraîne l'élimination d'eau et rétrécissement des pores et donc la rétention du violet de Gentiane au niveau du cytoplasme.

#### Mode opératoire

Un frottis fixé à la chaleur est coloré pendant une minute avec une solution de violet de Gentiane, puis rincé rapidement avec une solution de Lugol (02 fois 20 sec).

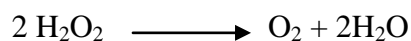
Le frottis est ensuite décoloré avec l'alcool à 95% pendant 45 secondes jusqu'à ce que l'excès de colorant soit éliminé.

Le frottis est rincé immédiatement à l'eau sous un robinet puis soumis à une coloration avec une solution de Fuschine. On rince rapidement à l'eau et on sèche (**Singleton et Sainsburg, 1984**).

#### b- Test de catalase

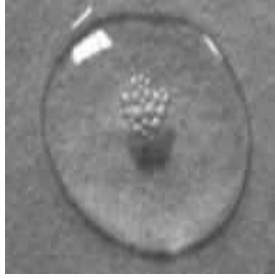
Cette enzyme catalyse la décomposition du peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) qui est produit par certaines réactions cellulaires et qui est très toxiques, donc c'est l'une des enzymes chargée d'éponger l'eau oxygénée par la dismutation (**Pelmont, 1993 ; in Aichiou et Echchatabi, 2006**).

La réaction catalysée est la suivante :



Les colonies suspectes font l'objet de test de la catalase, le mode opératoire de ce test est schématisé dans le tableau suivant :

**Tableau.3** : Le mode opératoire de test de catalase.

Technique	Résultats	Aspect du test positif
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Sur une lame propre et séchée déposer une goutte d'eau oxygénée à 10 volumes.</li> <li>• A l'aide d'une pipette Pasteur., une colonie bactérienne isolée est déposée sur la lame.</li> <li>• Observer immédiatement</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Apparition de bulles, dégagement gazeux de dioxygène : <b>catalase (+)</b></li> <li>• Pas de bulles : <b>catalase (-)</b></li> </ul>	

### c- Test d'oxydase

C'est un test fondamental pour orienter l'identification des bacilles Gram-. Il met en évidence la présence dans les bactéries d'une enzyme appelée «le cytochrome oxydase" qui capable d'oxyder la forme réduite de dérivées "N-méthylés du paraphénylènediamine" en semi-quinone caractérisé par une couleur rose violacée.

Ce test est réalisé à l'aide d'une plaque de marque « BD BBL DrySlide » contenant quatre petits carrés pré-imprégné par une réactive 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 le cytochrome oxydase, dans le cas contraire la bactérie est dite « oxydase -».



**d- Identification par la méthode des galeries API**

Les galeries Api utilisent 20 tests : Etude de la fermentation de divers glucides, recherche directe d'une 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 (Vibrio, Pseudomonas). Le mode opératoire détaillé est consigné en **annexe III**.

*Chapitre IV :*  
*Résultats et Discussions*

## IV. Résultats et Discussions

Dans le cadre de notre étude, la fréquence d'échantillonnage de l'eau de mer a été fixée à 03 sorties pour une période allant du mois de Mars au mois de Mai.

Les échantillons ont fait l'objet des analyses physico-chimiques et bactériologiques (eau et sédiment), et les taux obtenus ont été comparés aux normes Algériennes en vigueur (voire annexe IV)

### IV.1.1a la matrice d'eau

#### IV.1.1.1. Variation des paramètres physico-chimiques

##### IV.1.1.1.1. la température

Les valeurs de températures enregistrées à l'entrée et la sortie de la STEP sont très rapprochées ( $19.2\text{ C}^\circ$ ,  $19.3\text{ C}^\circ$  respectivement) et sont en relation avec la température atmosphérique. Ces valeurs se situent dans l'intervalle de température de développement des micro-organismes épurateurs (entre  $4$  et  $35\text{ C}^\circ$ ) (**Edelin, 1980**).

Les valeurs relatives de température mesurées au niveau de la plage durant la période d'étude sont incluses dans l'intervalle de  $[19 - 23,7\text{ C}^\circ]$  avec une moyenne de  $20,69\text{ C}^\circ$  et un écart type de  $1,91$ . Les valeurs maximales de températures sont constatées au niveau des stations C1 et C2 situées près de la côte, cela peut être expliqué par le fait que l'eau est peu profonde, donc elles ont tendances à être chauffées plus rapidement que celle large.

La température moyenne relevée au niveau de station C3 (située à proximité de rejet de l'Oued Nador) est de  $20,6\text{ C}^\circ$ , due à l'apport des eaux rejetées par l'Oued Nador qui présente une température très élevée ( $25\text{ C}^\circ$ ), ce qui a probablement influencé la température des eaux voisines. Les températures ont tendance à baisser au fur et à mesure qu'on s'éloigne du rejet et de la côte vers le large.

Globalement, la température moyenne de l'eau du site étudié suit celle de l'air qui dépend du climat régional de type méditerranéen et elle reste inférieure aux normes ( $30\text{ C}^\circ$ ) (**Aminot et kérouel, 2004**).

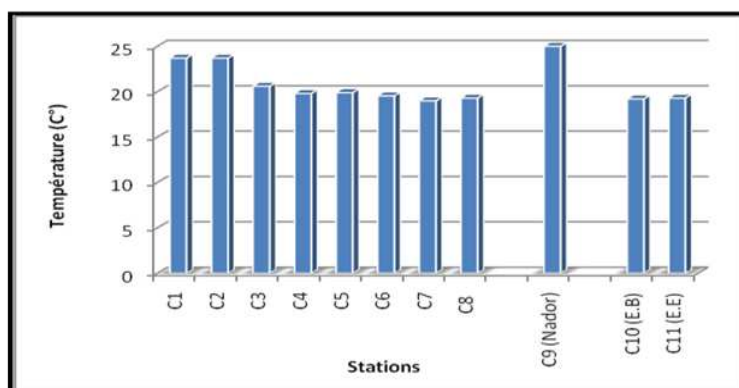
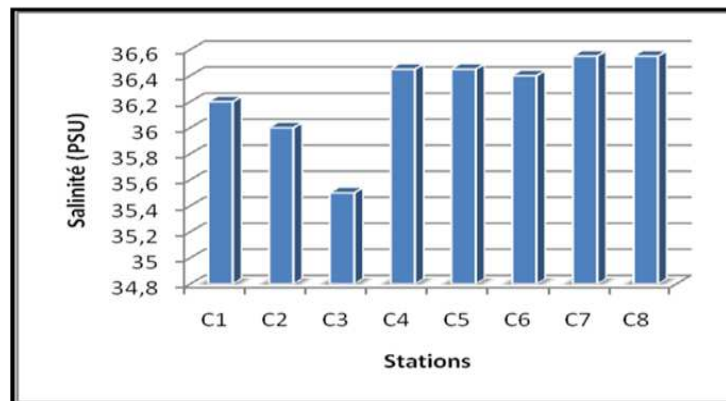


Figure 29 : Variations de la température dans la plage de Chenoua.

#### IV.1.1.2. la salinité

Les valeurs de la salinité fluctuent entre 35,5 et 36,55 PSU avec une moyenne de 36.26 PSU et un écart type de 0,36. Ces valeurs varient selon l'éloignement et la proximité de rejet de l'Oued Nador. La station C3 relève la valeur minimale avec 35.5 PSU, due à sa proximité du rejet de l'Oued qui apporte de l'eau douce (0,7 PSU). Mais en s'éloignant de celui ci, la salinité tend à augmenter progressivement pour atteindre son maximum (36,55) qui est enregistrée au niveau des stations C7 et C8, situées au large et loin d'apport externe en eaux douces.

Ces valeurs sont conformes à celles de l'eau côtière méditerranéenne situées entre 36 et 37 PSU (Aminot et Chaussipied, 1983).



**Figure 30** : Variation de la salinité dans la plage de Chenoua.

#### IV.1.1.3. le potentiel d'hydrogène (pH)

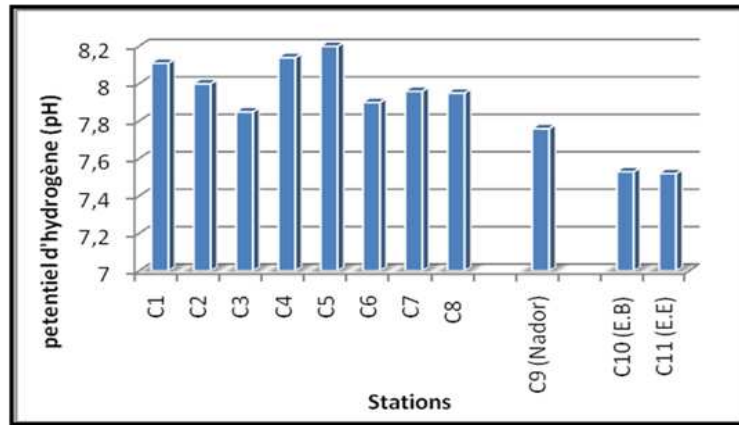
Le potentiel d'hydrogène (pH) est un paramètre très important pour l'évaluation de la qualité des eaux. Il doit être étroitement surveillé au cours des traitements.

Le pH varie entre 7,53 et 7,52 à l'entrée et à la sortie de la STEP. Ces valeurs relativement neutres permettent la biodégradation de la matière organique.

Il est démontré que quand les valeurs de pH se rapprochent de 9, il y a augmentation de la mortalité des coliformes fécaux.

Les valeurs moyennes de pH mesurées dans l'ensemble des stations de plage indiquent des fluctuations entre 7,85 et 8,20 avec une moyenne de 8,01 et un écart type de 0,12. Les faibles valeurs de pH sont enregistrées aux niveaux des stations recevant directement les déversements d'eaux rejetées par l'Oued Nador (C3, C6 et à moindre

degré C7 et C8). Dans les autres stations, on constate une élévation du pH, qui peut être expliqué par leur éloignement du rejet et par l'effet tampon des eaux marines (Rodier, 2005). Elles restent cependant dans les limites fixées par la législation algérienne pour les eaux de mer (6 à 8). (JORA, 2006).



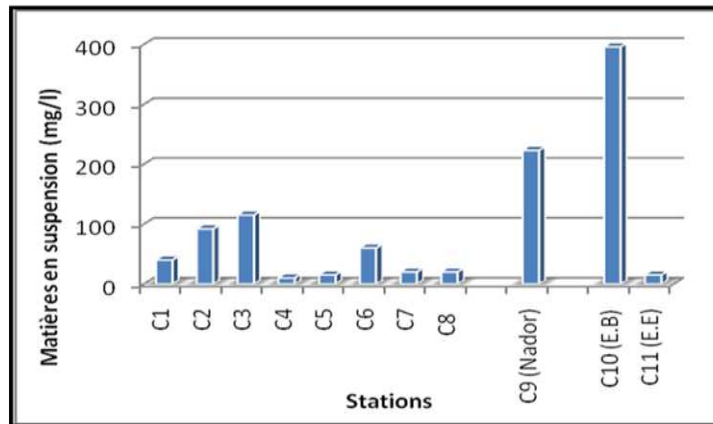
**Figure 31** : Variations du potentiel d'hydrogène dans la plage de Chenoua.

#### IV.1.1.4.les matières en suspension (MES)

La teneur en matières en suspension est très différente entre l'entrée et la sortie de la STEP; elle est de 395,8 mg/l à l'entrée et de 15mg/l à la sortie. Le traitement des eaux usées par boues activées est très efficace dans la réduction des MES dont la plus grande proportion semble être de la matière organique. Les valeurs moyennes des matières en suspension sont comprises entre 10 et 115 mg/l avec une valeur moyenne de 46,5 mg/l et un écart type de 39,12.

La concentration la plus élevée est enregistrée au niveau de station C3, cela peut être expliqué par l'apport des eaux rejetées par l'Oued et qui est très chargée en MES avec un taux de 223 mg/l.

Les taux les plus bas sont obtenus au niveau des stations C4, C6 et C7, situées au large et loin de tout déversement. Ces teneurs mesurées des matières en suspension sont aussi influencées par l'état de la mer (calme, agitée...), par les courants et par la sédimentation qui est soumise à l'effet de l'agitation.



**Figure 32 :** Variation des matières en suspension dans la plage de Chenoua.

#### IV.1.1.5. la matière organique particulaire (MOP)

La matière organique est considérée comme un indicateur de pollution. Sa valeur tend à augmenter avec l'augmentation de la température de l'eau. La quantité de la matière organique est très importante à l'entrée de la station d'épuration; elle est de 171,6 mg/l. Ceci est la conséquence de la surcharge de l'eau brut en composés particuliers. Le traitement de l'eau a permis une réduction considérable des MOP jusqu'à 6,45 mg/l à la sortie de la station.

Les valeurs moyennes de matière organique enregistrées dans les différentes stations de la plage varient entre 6,3 et 93,4mg/l avec une moyenne et un écart type respectivement de 28,86 mg/l et 30,72.

Les fortes charges sont enregistrées aux niveaux des stations « C3 et C6 », cela est dû au versement des eaux apportées par l'Oued Nador dont la station C9 est concentrée en matière organique (134,5mg/l).

Inversement, on observe une diminution de la charge en s'éloignant du rejet et en allant vers le large. La valeur la plus faible est enregistrée au niveau de la station C4.

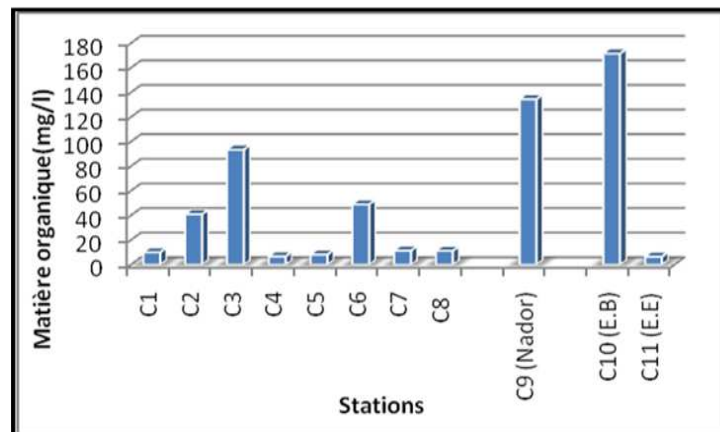


Figure 33 : Variation de la matière organique dans la plage de Chenoua.

#### IV.1.2. La chlorophylle *a* et les phéopigments

##### IV.1.2.1. La chlorophylle *a*

Les concentrations de la chlorophylle trouvées dans les différentes stations sont particulièrement faibles, à l'exception de la station C1 où on note une concentration maximale de 1,06  $\mu\text{g/l}$ . Cela peut être expliqué par le fort ensoleillement de ces eaux (Rodier, 1996). Alors que, les autres stations relèvent en général de faibles concentrations de chlorophylle avec une valeur minimale de 0,34  $\mu\text{g/l}$  enregistrée au niveau de la station C3, située à proximité du rejet. C'est probablement dû à sa transformation en phéopigments suite à la dégradation du phytoplancton et son broutage par le zooplancton herbivores ou bien, par l'existence d'un stress des cellules phytoplanctoniques.

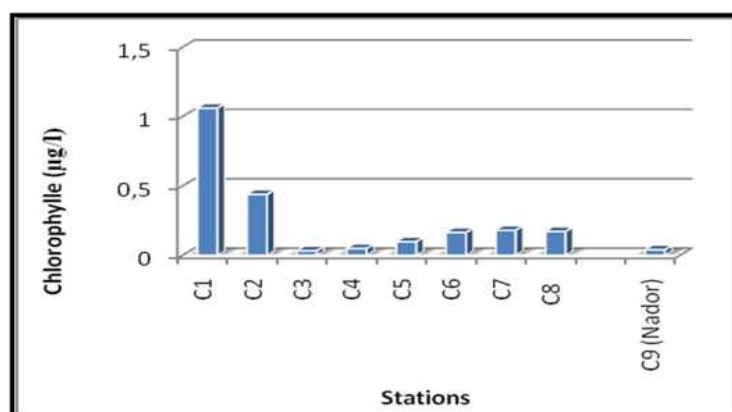
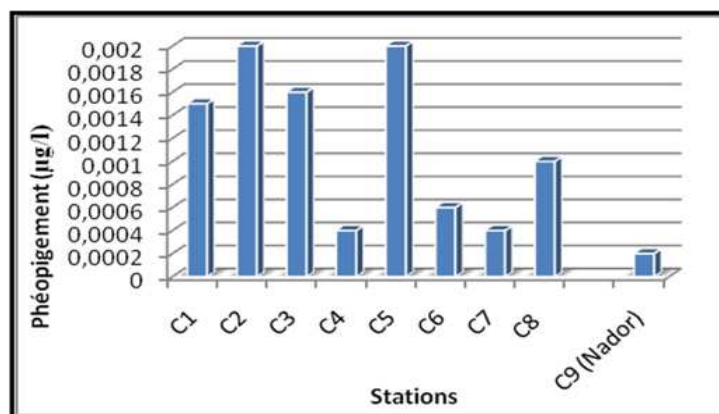


Figure 34 : Variation de la chlorophylle dans la plage de Chenoua.

##### IV.1.2.2. les phéopigments

Les concentrations obtenues en phéopigments sont comprises entre 0,0004 et 0,0035  $\mu\text{g/l}$  avec une moyenne de 0,0014  $\mu\text{g/l}$  et un écart type de 0,001.

La valeur maximale est relevée au niveau des stations C2 et C5, cela peut être expliqué par la dégradation de la chlorophylle *a*. Alors que la valeur minimale est enregistrée au niveau de la station C4. Selon **Aminot et Kérouel (2004)**, Plus la concentration en phéopigments est élevée par rapport à la concentration de la chlorophylle *a* plus les cellules algales sont vieilles et dégradées ou broutées par les zooplanctons.



**Figure 35 :** Variation de la concentration en phéopigments dans la plage de Chenoua.

### IV.1.3. Les Sels Nutritifs

#### IV.1.3.1. les Nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )

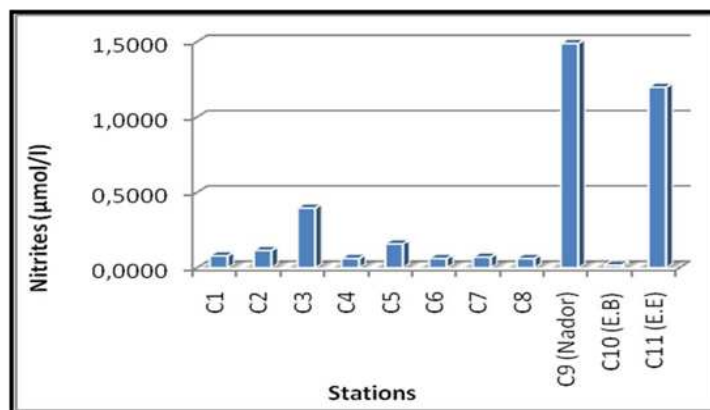
Les nitrites proviennent d'une oxydation de l'ammonium (nitrosation) et de la réduction des nitrates (dénitrification).

La concentration de nitrite à la sortie de la STEP est largement supérieure à celle de l'entrée. Cette augmentation provient de l'oxydation de l'ammonium et de la réduction des nitrates. La faible teneur en nitrite à l'entrée peut être expliquée par la quasi-absence de l'oxygène dans les eaux brutes.

Les teneurs en nitrites enregistrées dans les différentes stations de la plage varient entre 0,0617 à 0,3965  $\mu\text{mol/l}$  avec une moyenne de 0,12  $\mu\text{mol/l}$  et un écart type de 0,11.

Les faibles teneurs en nitrites peuvent être expliquées par le fait que cet ion est un élément intermédiaire dans la réaction de dénitrification.

La valeur la plus élevée est enregistrée au niveau de la station C3, cela est dû au rejet de l'Oued Nador et à l'oxydation de l'ammonium. La valeur la plus faible est relevée au niveau des stations C4 et C6, situées au large et loin de l'Oued.



**Figure 36 :** Variation des concentrations moyennes de  $\text{NO}_2^-$  en fonction des stations.

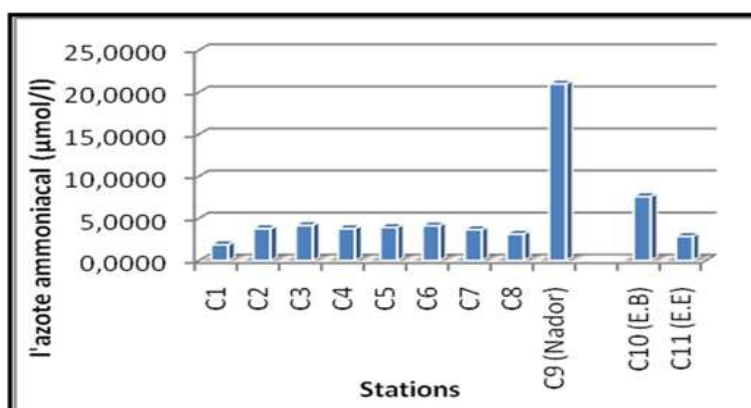
#### IV.1.3.2. l'azote ammoniacal ( $\text{NH}_4^+$ )

L'azote ammoniacal provient essentiellement de la dégradation des protéines et des acides aminés par les bactéries ainsi que des excréctions animales.

D'après les résultats obtenus, la concentration de l' $\text{NH}_4^+$  à l'entrée de la STEP est plus élevée à celle de la sortie, à cause de la quasi-absence de l'oxygène à l'arrivée de la station.

Les teneurs en ammonium enregistrées dans les différentes stations de la plage varient entre 1,88 à 4,17  $\mu\text{mol/l}$  avec une moyenne de 3,57  $\mu\text{mol/l}$  et un écart type de 0,75. C'est aux niveaux des stations C3 et C6 que les concentrations les plus élevées en ammonium sont relevées. L'oued Nador très riche en composés azotés (21,004  $\mu\text{mol/l}$ ) est la source principale de l'ammonium en milieu marin.

La valeur la plus faible est enregistrée au niveau de la station C1, loin du déversement de l'Oued Nador.



**Figure 37:** Variation des concentrations moyennes de  $\text{NH}_4^+$  en fonction des stations.

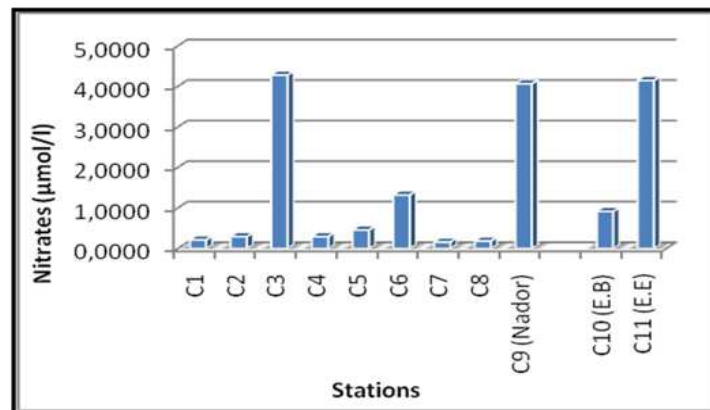
#### IV.1.3.3. les Nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )

D'après les résultats, la teneur en nitrates à la sortie de la STEP est largement supérieure à celle de l'entrée, à cause d'une nitrification qui consiste en une oxydation de l'ammonium par les bactéries nitrifiantes.

Les teneurs en nitrates enregistrées dans les différentes stations de la plage sont comprises entre 0,16 et 4,28  $\mu\text{mol/l}$  avec une moyenne de 0,9  $\mu\text{mol/l}$  et un écart type de 1,42.

Les valeurs les plus élevées en nitrates sont enregistrées au niveau des stations C3 et C6, Là aussi l'oued Nador riches en nitrates est à l'origine de ces fortes concentrations.

Les concentrations aux niveaux des autres stations sont faibles en nitrates, ces teneurs en plus de l'effet de dilution en milieu marin, peuvent être aussi représentatives de la saison. En effet, la floraison printanière et le développement du phytoplancton consomment les nitrates à cette saison.



**Figure 38:** Variation des concentrations moyennes de  $\text{NO}_3^-$  en fonction des stations.

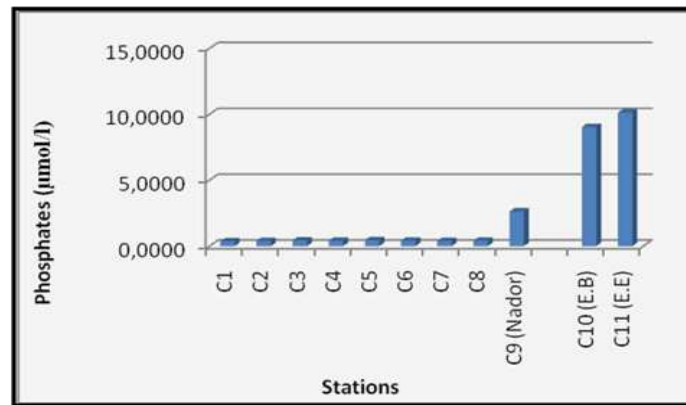
#### IV.1.3.4. les Phosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ )

Les phosphates peuvent provenir des rejets domestiques ainsi que du lessivage des terres cultivées qui renferment des engrais phosphatés et des pesticides.

Les phosphates sont de faible concentration à l'entrée de la station par rapport à la sortie à cause de la quasi-absence de l'oxygène qui facilite l'adsorption des phosphates.

Les teneurs en phosphates enregistrées dans les différentes stations de la plage varient entre 0,36 à 0,45  $\mu\text{mol/l}$  avec une moyenne de 0,4  $\mu\text{mol/l}$  et un écart type de 0,025.

Les teneurs en phosphates trouvées dans l'ensemble des stations sont faibles, ces teneurs dépendent des phénomènes physiques (mélanges, adsorption, diffusion) et beaucoup plus, biologiques (consommation par le phytoplancton, excrétion par le zooplancton, régénération de la matière organique, photosynthèse).



**Figure 39:** Variation des concentrations moyennes de  $\text{PO}_4^{-3}$  en fonction des stations.

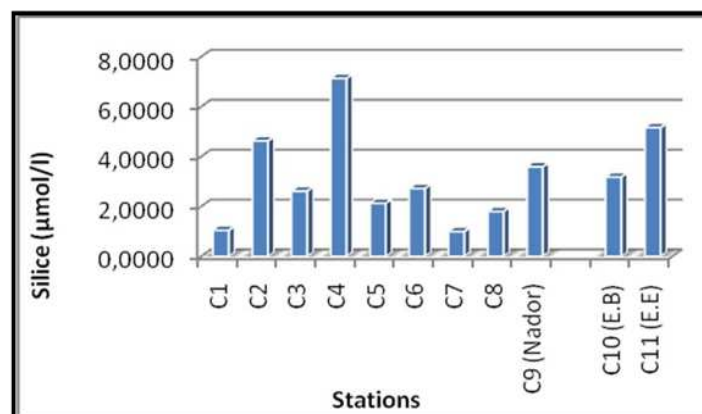
#### IV.1.3.5. les Silicates ( $\text{SiO}_4^{-2}$ )

Les teneurs de la silice sont très fortes à la sortie de la station par rapport à l'entrée. Cette augmentation s'explique par la dégradation des matières organiques qui contiennent des particules en silice biogénique qui vont se minéraliser au cours des étapes de traitement.

Les teneurs en silice enregistrées dans les différentes stations de la plage varient entre 0,99 à 7,13  $\mu\text{mol/l}$  avec une moyenne de 2,88  $\mu\text{mol/l}$  et un écart type de 2,06.

La forte concentration est enregistrée au niveau de la station C4 (située au large), cela est dû à un apport issu de lessivage de roches silicatées du massif de Chenoua par les eaux de ruissellement qui apportent la silice vers le milieu marin.

Les autres stations relèvent des concentrations faibles, cela peut être expliqué par l'importance de l'assimilation des sels nutritifs pendant la saison de prélèvement. La concentration la plus faible est enregistrée au niveau de la station C7.



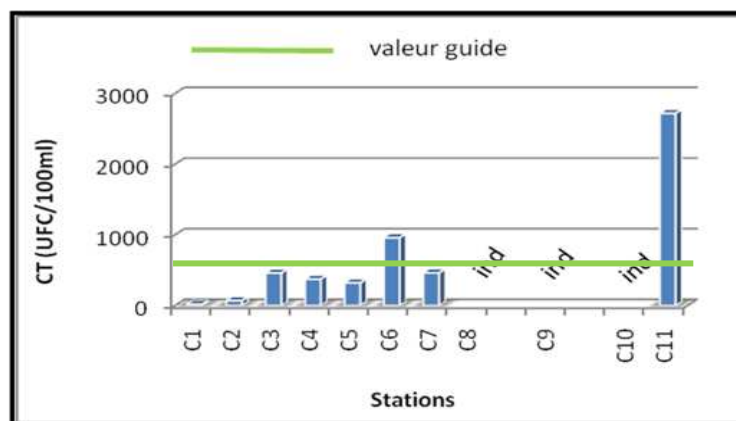
**Figure 40:** Variation des concentrations moyennes de  $\text{SiO}_2$  en fonction des stations.

#### IV.1.4. Les paramètres bactériologiques

##### IV.1.4.1. Les Coliformes totaux

Les concentrations les plus élevées en ces germes ont été observées au niveau des stations C8, C9 (l'Oued Nador) et les eaux brutes de la STEP (C10) avec des boîtes contenant des colonies confluentes et indénombrables même après dilution (dépassant largement les normes impératives : 10000 CT/100ml).

Toutes les autres stations relèvent des concentrations moyennes en coliformes totaux inférieures aux normes guides (500 CT/100ml), à l'exception des stations C6 (en face Oued Nador) et C11 (eaux épurées) qui présentent des concentrations moyennes comprises dans l'intervalle des normes. Le minimum de concentration est observé au niveau de la station C1 avec un taux de 18 CT/100ml.



**Figure 41:** Variation des concentrations moyennes des coliformes totaux (CT) en fonction des stations.

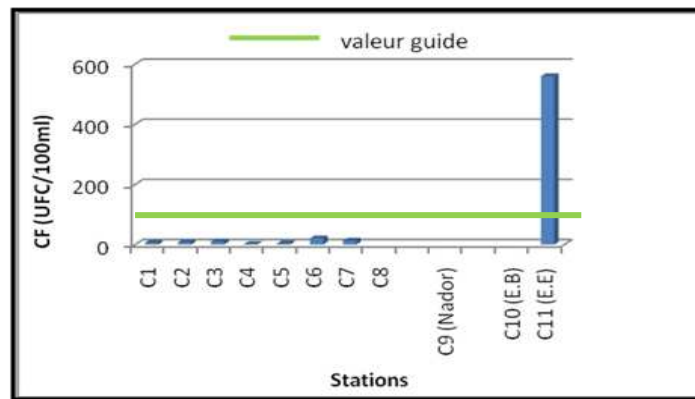
##### IV.1.4.2. Les Coliformes thermotolérants « Fécaux »

Les concentrations moyennes en coliformes fécaux sont inférieures à celles des coliformes totaux. Selon les normes algériennes guides (100 CF/100ml) et impératives (2000 CF/100ml), nous distinguons trois catégories des stations :

**Le premier groupe :** Aux niveaux des stations; C8, C9 (Nador) et C10 (eaux brutes de la STEP), les concentrations moyennes en CF sont supérieures à la norme impérative avec des boîtes ayant des colonies confluentes et indénombrables et ceci malgré la dilution poussée des échantillons.

**Le deuxième groupe** est représenté par la station C11 (eaux épurées de la STEP), une concentration de 560 CF/100ml a été relevée. Elle est comprise dans l'intervalle des normes.

**Le troisième groupe :** Aux niveaux des restes des stations, on a enregistré des concentrations inférieure à la norme guide.



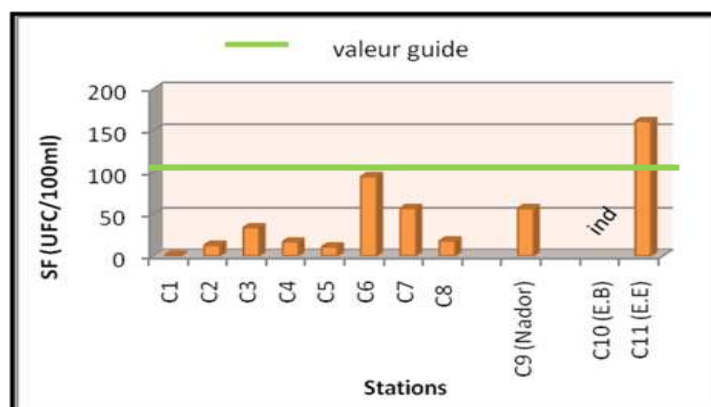
**Figure 42:** Variation des concentrations moyennes des coliformes fécaux (CF) en fonction des stations.

#### IV.1.4.3. Les Streptocoques Fécaux (SF)

Les streptocoques sont les meilleurs témoins de la contamination fécale (**Brisou et Denis, 1980**). La concentration la plus élevée est enregistrée au niveau de la station C10 dépassant largement les normes (100 SF/100ml). Il s'agit des eaux usées brutes qui sont chargées en ces germes indicateurs de contamination fécale.

On constate une nette diminution de la concentration en SF dans ces eaux une fois traitées par boues activées, néanmoins les valeurs (161 SF/100m) restent supérieures à la valeur guide.

Toutes les autres stations de la plage présentent des concentrations inférieures aux normes, il y a probablement un effet de dilution en milieu marin.



**Figure 43:** Variation des concentrations moyennes des streptocoques fécaux (SF) en fonction des stations.

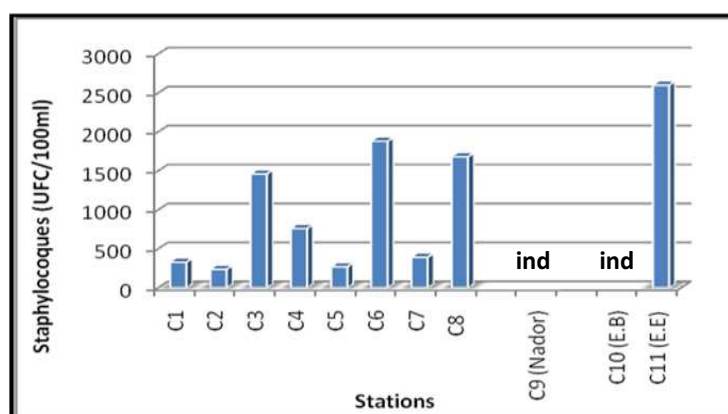
#### IV.1.4.6. Les Staphylocoques

L'histogramme montre que les concentrations des Staphylocoques sont très élevées par rapport aux autres germes.

Les taux les plus importants ont été observés au niveau des stations C10 (Oued Nador) et C9 (eaux usées brutes).

Les stations : C8, C6 et C3 relèvent des concentrations élevées, cela peut être expliqué par leur proximité du rejet de l'Oued Nador.

Les faibles concentrations sont relevées au niveau des stations éloignées du rejet C1, C2, C5 et C7. Les staphylocoques ne sont pas recherchés systématiquement dans l'eau de mer mais ce sont de bons indicateurs de proximité. En effet, leur présence en grand nombre à côté des coliformes et streptocoques fécaux, rend probable celle des germes pathogènes dont l'isolement est souvent difficile. (Brisou et Denis, 1980)

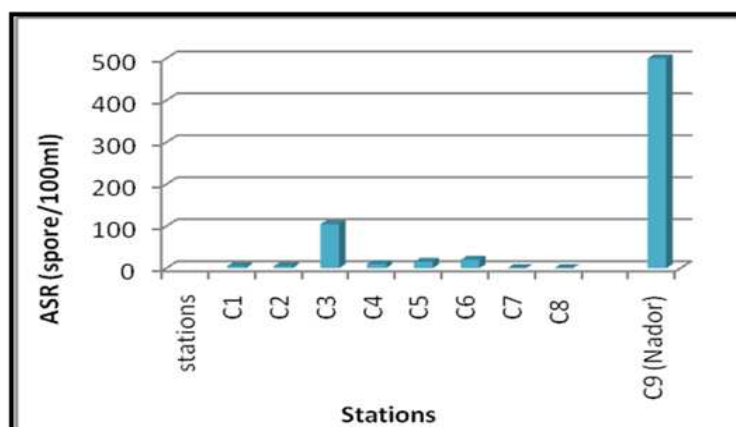


**Figure 44 :** Variation des concentrations moyennes des Staphylocoques en fonction des stations.

#### IV.1.4.7. Les Anaérobies sulfito-réducteurs (ASR)

Ce groupe renferme des anaérobies sporigènes, dont le plus caractéristique est *Clostridium perfringens*. Il est normalement présent dans les fèces et en plus grand nombre qu'*E.coli*. Toutes fois, ils ne sont pas d'origine exclusivement fécale et leur présence dans l'environnement peut avoir d'autres origines (Emmanuel, 2003).

L'histogramme montre que la concentration la plus élevée a été observée au niveau de la station C3 (105 spores /100 ml), cela due à sa proximité de rejet de l'Oued Nador qui est très chargé avec 500 spores /100ml. Les autres stations de plage relèvent en général des concentrations très faibles, dont la valeur minimale est enregistrée au niveau des stations : C7 et C8 (0 spore / 100 ml).



**Figure 45 :** Variation des concentrations moyennes des anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) en fonction des stations.

## IV.2. La matrice de sédiment

### IV.2.1. la granulométrie

Nous avons procédé à une étude granulométrique pour les différentes catégories sédimentaires de la plage de Chenoua. Chaque échantillon est passé dans une colonne de tamis de type AFNOR et chaque fraction recueillie et pesée est exprimée sous forme de pourcentage de la masse totale de sédiment analysé (% de refus cumulés). Les résultats obtenus sont portés sur des graphiques (figures 35), en abscisses, le diamètre des grains est exprimé en unités phi ( $\Phi$ ), et en ordonnées les pourcentages des refus cumulés.

IV.2.1.1. Courbes granulométriques

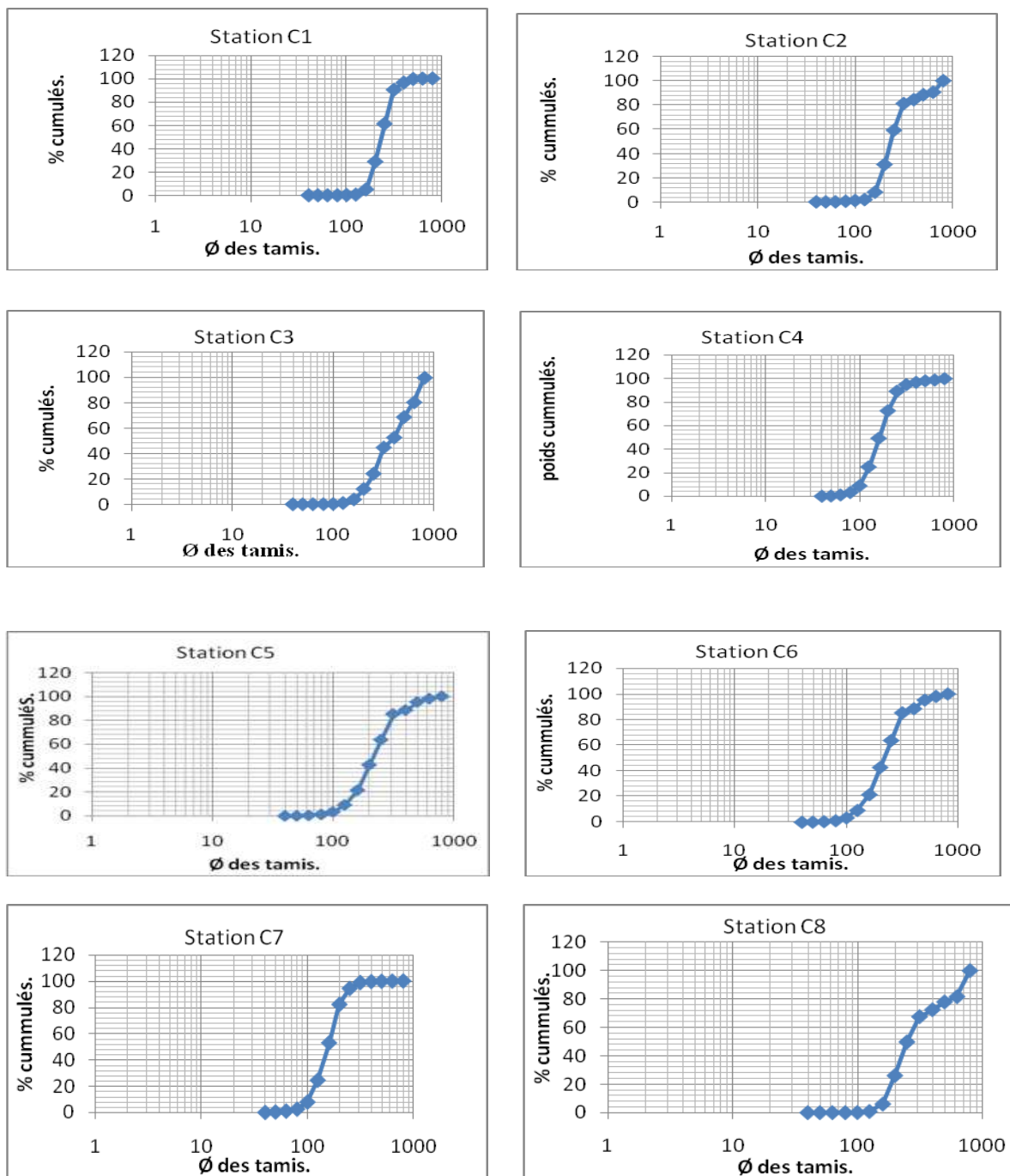


Figure 46 : Courbes granulométriques des stations étudiées au niveau de la plage de Chenoua.

### IV.2.1.2. Paramètres et interprétation

Afin de caractériser la composition sédimentaire de chaque échantillon, différents paramètres ont été pris en compte. Ils sont représentés dans le tableau suivant :

**Tableau.5** : paramètres de caractérisation de la composition sédimentaire des échantillons

Stations	Q <sub>25</sub> (Φ)	Q <sub>50</sub> (Φ)	Q <sub>75</sub> (Φ)	Φ <sub>16</sub>	Φ <sub>84</sub>	Φ <sub>5</sub>	Φ <sub>95</sub>	Mz	Si
C1	0.39	0.35	0.25	0.44	0.22	0.47	0.11	0.33	0.032
C2	0.41	0.32	0.22	0.44	-0.097	0.52	-0.15	0.28	-0.07
C3	0.30	0.14	-0.07	0.73	0.22	0.47	-0.18	0.26	-0.008
C4	0.55	0.47	0.39	0.62	0.32	-0.77	0.22	0.47	0.07
C5	0.45	0.38	0.25	0.52	0.22	0.66	0	0.37	0.08
C6	0.45	0.38	0.24	0.52	0.22	0.66	0	0.37	0.08
C7	0.55	0.47	0.42	0.62	0.38	-0.77	0.3	0.49	0.1
C8 (Nador)	0.39	0.3	0.046	0.44	-0.114	0.49	-0.18	0.21	-0.09

- **Le premier quartile Q<sub>25</sub>( en mm ou en unités Φ) :** correspond au diamètre égal à celui de 25% des grains.
- **La médiane ou deuxième quartile Q<sub>50</sub>( en mm ou en unités Φ) :** correspond au diamètre égal à celui de la moitié pondérale des grains.
- **Le troisième quartile Q<sub>75</sub>( en mm ou en unités Φ) :** correspond au diamètre égal à celui de 75% des grains.
- **Le taux de pélites :** correspond au pourcentage de particules fines dans le sédiment total (**Hénin., 1976**).

Ainsi, les paramètres granulométriques suivants ont été obtenus à l'aide de la méthode de **Folk et Ward (1957)** :

**NB** : les diamètres doivent impérativement être en échelle phi (voir cette échelle ci-après).

**Le diamètre moyen Mz :**

$$Mz = \frac{\Phi_{16} + \Phi_{50} + \Phi_{84}}{3}$$

L'indice de tri Si :

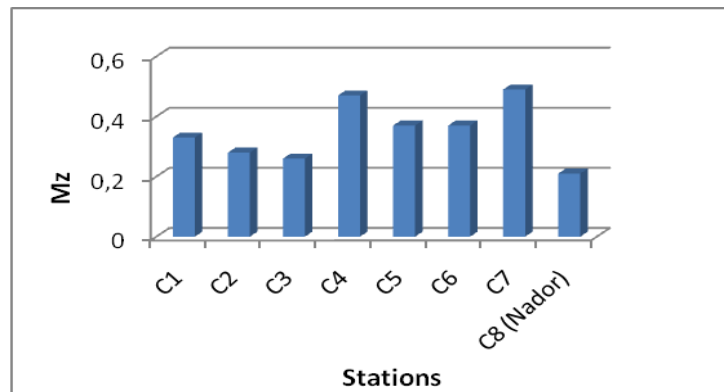
$$Si = \frac{\Phi_{84} - \Phi_{16}}{4} + \frac{\Phi_{95} + \Phi_5}{6.6}$$

Avec :  $\Phi(x)$  étant le diamètre en échelle phi correspondant au pourcentage cumulé de  $x$  exprimé en millimètre [ $\Phi = -\log(2x)$ ].

A partir de résultats des diamètres moyens  $Mz$  et de l'indice de tri  $Si$  de différents stations du site étudiée, on distingue que :

- le sédiment de la plage de Chenoua est **formé par un sable moyen** ( $-1 < Mz < 1,25$ ).
- le sédiment de la plage de Chenoua **est très bon tri** ( $Si < 0,35$ ).

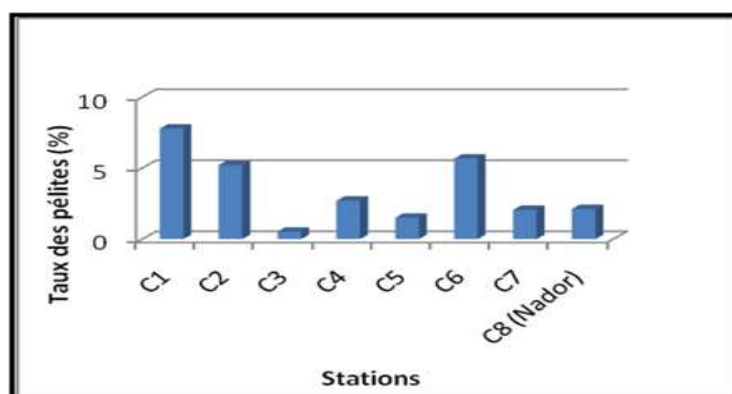
Les résultats de diamètres moyens de différents stations de la plage sont représentées dans la figure suivant :



**Figure 47** : Variation de diamètre moyen des échantillons prélevés dans les différents stations.

Concernant l'échelle  $\Phi$  : plus la valeur de  $Mz$  augmente, plus le sédiment est fin, donc le sédiment des stations situées près des côtes (C1, C2 et C3) sont plus grossiers que celles des stations de large (C4, C5, C6 et C7 qui ont des diamètres moyens ( $Mz$ ) plus élevés).

#### IV.2.2. Pélites



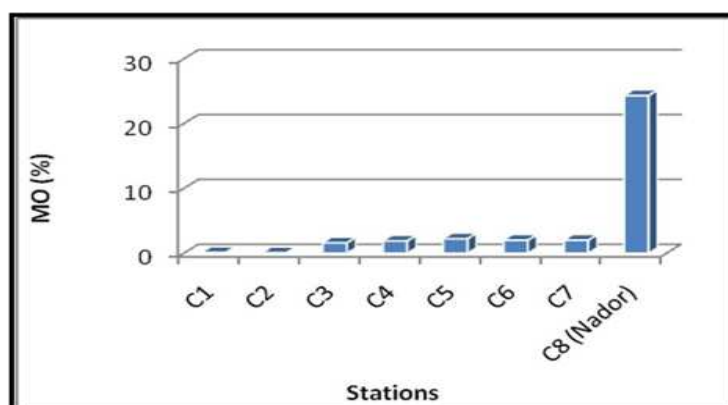
**Figure 48** : Variation de taux des pélites des échantillons prélevés dans les différents stations.

Les grains de sédiment des stations C1, C6 et C2 ont les taux les plus élevés de pélites, respectivement 7,785 ; 5,675 et 5,22. Cela est dû au très faible gradient de courant au niveau de ces stations. Alors que les grains de sédiment de toutes les autres stations ont un taux faible de pélites, cela est dû au fort gradient de courant.

### IV.2.3. la matière organique dans le sédiment

Les valeurs relatives de la matière organique enregistrées dans les différentes stations des sédiments de la plage varient entre un minimum de 0,055% et un maximum de 2,216% avec une moyenne de 1,4% et un écart type de 0,92.

Le taux en matière organique varie en fonction des activités des microorganismes aérobies et anaérobies, ainsi la présence des micro-organismes benthiques au niveau du sédiment ou encore les apports par l'Oued Nador de débris de plantes terrestres contribuent dans des proportions variables à cette ressource. Toutes les stations relèvent des taux moyens en matière organique à l'exception des deux stations C1 et C2 qui présentent de faibles concentrations en matière organique, cela peut être dû à son éloignement de débris terrestres rejetés par l'Oued Nador.



**Figure 49** : Variation du taux de matières organiques dans le sédiment en fonction des stations.

### IV.2.4. Evaluation des paramètres bactériologiques du sédiment

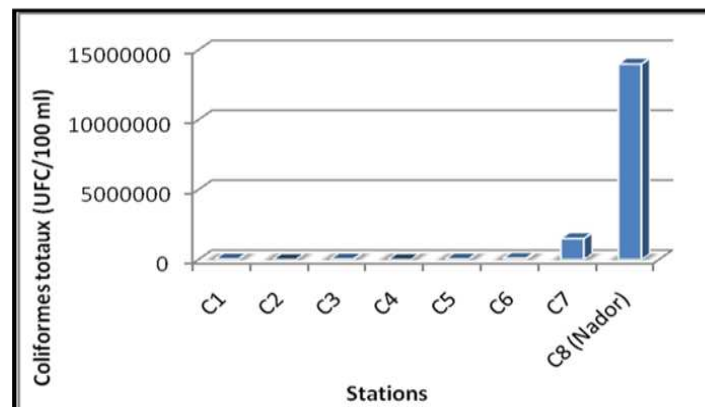
#### IV.2.4.1. Résultat de recherche et estimation des germes indicateurs de la pollution

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

#### IV.2.4. 1.1. Les coliformes totaux, fécaux et les streptocoques fécaux

D'après l'histogramme (**Figure 50**), il existe une variation des valeurs de coliformes totaux en fonction des stations, la plus grande valeur est enregistrée au niveau de la station C7 avec 1500000 (CF/100 ml), la plus faible au niveau de la station C4 avec 400 (CF/100 ml).

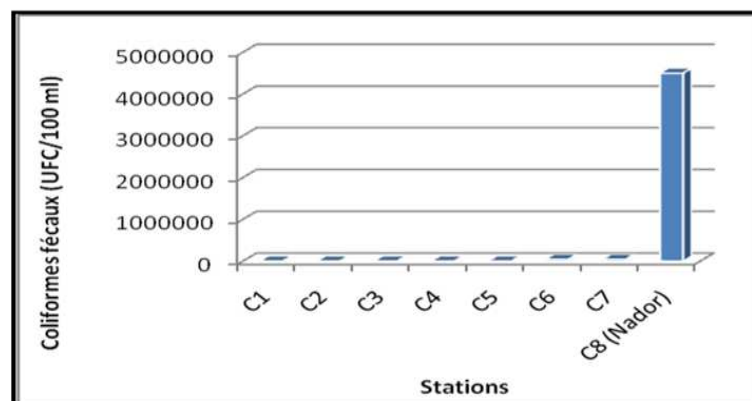
Il semblerait qu'une bonne partie des coliformes s'est adsorbées sur les sédiments fins. Il est actuellement admis que les concentrations bactériennes au niveau des sédiments pouvaient être 100 à 1000 fois plus élevées que celles des eaux de surface. (**Irvine et Pettibone, 1993; Martinez-Manzanares et al., 1992; Melnick, 1984; in Alzieu et al., 1999**).



**Figure 50:** Variations des concentrations des coliformes totaux (CT) dans le sédiment en fonction des stations.

D'après l'histogramme (**Figure 51**), il existe une grande variation des valeurs des coliformes fécaux en fonction des stations. La valeur maximale est enregistrée au niveau des stations C6 et C7 avec 1500000 (CF/100 ml), cela pourrait s'expliquer par le fait que les courants ramènent le sédiment de l'Oued Nador chargé de germes avec  $4,5 \cdot 10^6$  (CF/100 ml).

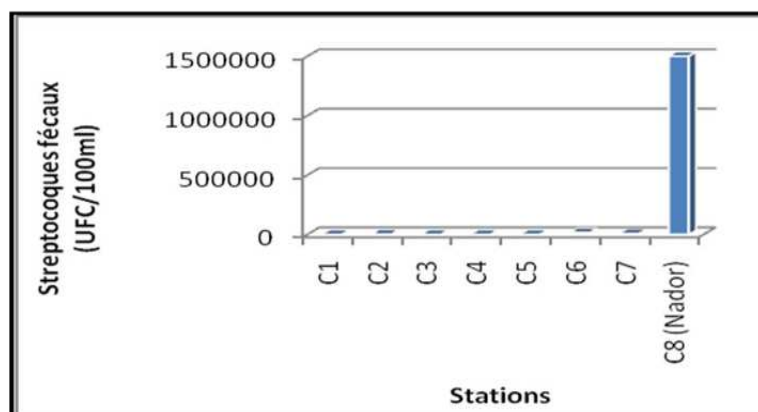
Les autres stations relèvent en général des concentrations faibles en CF, cela peut être dû à son éloignement de rejet.



**Figure 51:** Variations des concentrations des coliformes fécaux (CF) dans le sédiment en fonction des stations.

Les mêmes observations sont rapportés en ce qui concerne les Streptocoques fécaux, la concentration la plus élevée est enregistrée au niveau des stations C6 et C7 avec 15000 (CF/100 ml).

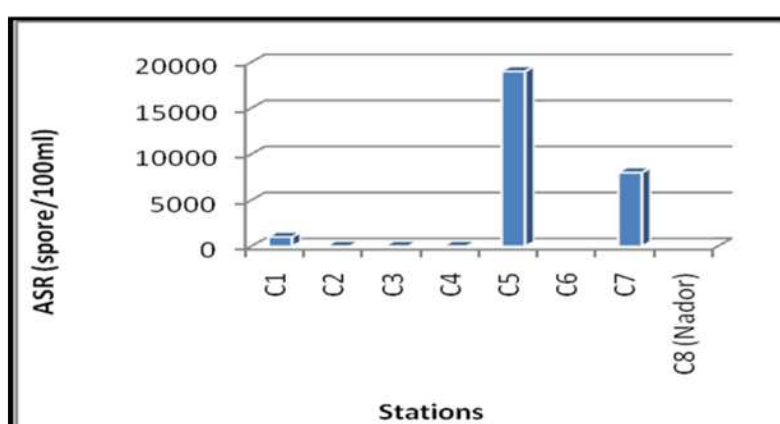
Les autres stations relèvent en général des concentrations faibles en SF, la valeur minimale est enregistrée au niveau de la station C5 avec 10 (CF/100 ml).



**Figure 52:** Variations des concentrations des streptocoques fécaux (SF) dans le sédiment en fonction des stations.

#### IV.2.4. 2. Dénombrement des anaérobies sulfitoréducteurs (ASR) au niveau des sédiments

Sur les sédiments des stations analysés, seuls cinq stations (C1, C2, C3, C4 et C5) ont pu être dénombrées au bout de dix huit heures d'incubation. Le reste des tubes étaient complètement noires, colonies trop nombreuses pour être dénombrées et ceci malgré la série de dilution effectuée. Cela revient à la nature des sédiments prélevés qui est de type fin, lieu propice au développement de germes anaérobies, c'est le cas des ASR.



**Figure 53 :** Variations des concentrations des anaérobies sulfitoréductrices (ASR) dans le sédiment en fonction des stations.

# *Discussion générale*

## *Discussion générale*

A la lumière des données recueillies durant cette étude, il en ressort que le traitement des eaux par boues activées a permis une élimination de:

- 96,21%, de la matière en suspension.
- 96,24%, de la matière organique.
- 98,69 %, de la pollution biologique.
- 87 %, de la pollution chimique.

Néanmoins, en ce qui concerne les sels nutritifs, on assiste à une augmentation des nitrates et des nitrites, probablement à cause de la dégradation de l'azote ammoniacal et de l'azote organique.

Les analyses microbiologiques ont montré que la station d'épuration a aussi permis une réduction considérable des germes indicateurs de contamination fécale et des indicateurs de proximité (Coliformes totaux, Coliformes fécaux, Streptocoques fécaux et les staphylocoques), puisque les concentrations en ces germes à la sortie de la station sont comprises dans l'intervalle des normes, alors qu'elles dépassaient largement les normes impératives à l'entrée de la STEP. En effet, les boîtes de Pétri présentées des colonies confluentes et indénombrables, malgré la série de dilution effectuée.

Donc, en général l'épuration des eaux usées semble être très efficace dans l'abattement de l'ensemble des paramètres étudiés.

En effet, la température présente des fluctuations normales et saisonnières. La valeur la plus élevée (23,7 C°) enregistrée au niveau des stations C1 et C2 reste largement inférieure à celle fixée par la législation Algérienne pour les eaux de baignade qui est de 30 C° (J.O.A, 2006) (voir annexe III).

Le pH conforme aux normes, il n'est modifié que légèrement par les rejets industriels ou les apports d'eau continentale de l'oued Nador à pH acide.

La salinité en revanche est faible par rapport à celle de la Méditerranée, surtout au niveau des stations recevant directement le déversement de rejet de l'Oued Nador.

Les valeurs des matières en suspension, ainsi que celles de la matière organique sont élevées au niveau des stations C3 et C6, situées à proximité de l'Oued Nador et sont basses aux niveaux des stations loin du déversement de ce rejet.

Parallèlement, les résultats des analyses bactériologiques des eaux mettent aussi en évidence de façon systématique la présence en concentrations élevées des germes indicateurs de pollution fécale aux niveaux des stations les plus proches de rejet de l'Oued Nador.

Pour une meilleure appréciation de la qualité bactériologique de cette plage, huit échantillons de sédiments ont été prélevés. Il en ressort clairement que les sédiments du large présentent une forte contamination par rapport à celles prélevées à la côte. Cela s'explique par la nature fine du sédiment du large qui favorise l'adsorption et la fixation des germes.

A cela s'ajoute, la présence de germes potentiellement pathogènes «Salmonelles et Vibrions» au niveau de toutes les stations à l'exception de C1, C2, C4 et C5.

Par ailleurs, ces résultats ainsi rapportés ne sont que le reflet de la période d'étude expérimentale (de mars à mai, où la plage était déserte) et sont amenés probablement à connaître une recrudescence importante avec l'approche de la saison estivale suite à la fréquentation intensive de cette plage par les baigneurs et à l'augmentation de la température.

# *Conclusion*

## Conclusion et perspectives

Cette étude a pour objectif principal l'évaluation de l'influence des rejets des eaux usées et des eaux épurées sur la qualité physico-chimiques et bactériologiques des eaux et des sédiments de la plage de Chenoua.

Les analyses bactériologiques portées sur les germes microbiens dits «témoins de contamination fécale» dans les eaux et le sédiment font ressortir que les concentrations bactériennes décroissent au fur et à mesure qu'on s'éloigne du point du rejet de l'Oued Nador. Cette diminution est due aux phénomènes de dilution, d'antagonisme et de prédation.

Bien que les taux en coliformes totaux, coliformes fécaux et streptocoques fécaux soient inférieurs à la valeur impérative dans l'ensemble des stations, à l'exception de la station C8 qui dépassant largement les normes. Des staphylocoques dont *S.aureus* restent élevés. Elles sont d'autant plus élevées dans les sédiments à cause des phénomènes d'adsorption sur les fines particules.

Egalement, les résultats obtenus pour les paramètres physico-chimiques sont compatibles aux normes exigées pour les eaux de baignade pour toutes les stations de la plage à l'exception de la station C3 (située à proximité de l'Oued Nador) qui est nettement perturbée. Cela implique que l'Oued Nador est la source principale de pollution. C'est le réceptacle des trois oueds « Bouyersen, Boumardonne et Meurad ». Les apports de cet Oued influent significativement sur la couverture sédimentaire et à moindre mesure sur la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de baignade de la plage.

Concernant les sels nutritifs, les eaux épurées semblent riches en sels nutritifs (nitrates, nitrites, phosphates...), ceci peut être un facteur de pollution (eutrophisation).

Par ailleurs, le traitement des eaux usées par boues activées au niveau de la STEP de Tipaza assure un bon rendement d'élimination des polluants chimiques et biologiques (diminution des concentrations de CT, CF, SF et Staphylocoques).

Cependant, ce traitement semble insuffisant dans l'élimination de certains germes pathogènes tels que les sulfitoréducteurs, les salmonelles et les vibrions. Un traitement tertiaire de désinfection serait indiqué pour les irradiier.

A l'avenir il serait intéressant de :

- Compléter notre étude par des analyses et dosages des métaux lourds dans les sédiments qui peuvent être charriés par l'oued Nador.
- Réduire le déversement des eaux usées urbaines dans l'oued en imposant aux industriels et aux municipaux le traitement des effluents avant leur rejet.
- Réfléchir sur des infrastructures et des canalisations sous marines pour l'évacuation des eaux de l'oued loin au large sans possibilité de retour via les courants au rivage.
- Proposer un traitement de désinfection des eaux épurées qui pourraient s'insérer dans le cadre du développement durable.

# *Bibliographie*

## Bibliographie

**Abdelhak K et Chabou S., 2001.** Aspect morphologique et sédimentologique de Matares plage (Tipaza). *Mémoire d'ingénieur ISMAL*, 96 p.

**Aichiou L et Echchatabi., 2006.** Evaluation de la qualité bactériologique des eaux de baignade de deux plages de Bab-El-Oued. Mémoire d'ingénieur d'état en sciences de la mer ISMAL, 77 p.

**Aminot A., Chaussipied M., 1983.** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. Centre national pour l'Exploitation des Océans, Brest, France, 396p.

**Aminot A et Kerouel R., 2004.** Hydrologie des écosystèmes marins. Paramètres et analyses. Éd. Ifremer, 336 p.

**Alzieu C., 1999.** Dragages et environnement marin. 2<sup>at</sup> de connaissances. Ed. Ifremer (France).

**Atteia O., 2005.** Chimie et pollutions des eaux souterraines. Ed. Lavoisier TEC et DOC. P 83.

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

**Bechaux J., 1978.** Mémento technique de l'eau : 8<sup>ème</sup> édition. Edition Technique et Documentation Lavoisier, 1200p.

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

**Benschneider K et Robinson R.J., 1952.** A new spectrophotometric method. *FAO Fisheries Technical Paper*: 137-238.

**Bonnet C., 2000.** Développement des bios essais sur sédiments et applications de l'étude, en laboratoire, de la toxicité de sédiments dulçaquicoles contaminés. Thèse de Doctorat, Université de Metz, 326p.

**Bontoux J., 1993.** Introduction à l'étude des eaux douces : eaux naturelles, eaux usées, eaux de boisson. Ed. Technique et Documentation Lavoisier, 166p.

**Brisou J.F et Denis F.A., 1980.** Technique de surveillance de l'environnement maritime. Ed. Masson, 206 p.

**Champiat D et Larpent J-P., 1994.** Biologie des eaux : méthodes et techniques. Ed. Masson 138p.

**Chesselet R., Baron D., Benard H et Buat-Menard., 1979.** La chimie des métaux lourds dans l'aérosol de la Méditerranée occidentale et son influence sur la chimie des particules en suspension. 15es journées Etud. Pollutions Antalya, C.I.E.S.M. 81-90.

**Chester R et Stoner J – M., 1990.** Metals in the marine, atmosphère in: Heavy metals in the marine environment. FURNESS. PSED.CRC Presi, P 256.

**Chiffolleau J-François., 1994.** Le Chrome en milieu marin. Edition Ifremer (François), P33.

**Christiane J et Jean-Noel J., 2005.** Microbiologie alimentaire, 5<sup>e</sup> édition SCEREN. 213p.

**Claude Cardot., 2001.** Génie de l'environnement : Techniques appliquées au traitement de l'eau. Edt. Ellipses, 248p.

**Copin – Montégut G., 1996.** Chimie de l'eau de mer. Collection "Synthèse". Ed Institut Océanographique de Paris, 290 – 292.

**Cossa D et Lssus P., 1989.** Le cadmium en milieu marin, biogéochimie et écotoxicologie. Rapports scientifiques et techniques de l'IFREMER, n°16, 111 p.

**Dojlido J-R et Best G-A., 1993.** Chemistry of water pollution. First edition. Elles Horwood. England, P108.

**Degremont., 1978.** Mémento technique de l'eau : 8<sup>ème</sup> édition. Edition Technique et Documentation Lavoisier, 1200p.

**Deschamps, T., Benzaazoua, M., Bussière, B., Belem, T et Mbonimpa, M., 2006.** Mécanismes de rétention des métaux lourds en phase solides : cas de la stabilisation des sols contaminés et des déchets industriels, Vertig O, Vol 7,(2) : 11p.

**Edilin F., 1980 :** L'épuration biologique des eaux résiduaires. Théorie et technologie, édition Lavoisier. Tec et doc Paris.

**Emmanuel E., 2003.** Thèse de doctorat : Evaluation des risques sanitaires et ecotoxicologiques liés aux effluents hospitaliers. N° d'ordre : 04 ISAL 004. L.S.E. ENTPE., LAEPSI INSA de Lyon, 260p.

**FAO., 1996.** Assurance de qualité des produits de la pêche. Document technique sur les pêches n°334. FAO. Rome, Italie.

**Folk R-L et Ward W-C., 1957.** Brazos river bar: a study of significant of grain Size parameters. Sediment. Petrol. 27: 3-26.

**Gaujous D., 1995.** La pollution des milieux aquatiques. Edit. Lavoisier Techniques et documentation .Paris, 217p.

**Gaujous D., 1995.** La pollution des milieux aquatiques : aide-mémoire. Ed. Technique et Documentation Lavoisier, 220p.

**Gombert S., 2005.** Pollution atmosphérique par les métaux : biosurveillance des retombés. Paris : EDP sciences.108p.

**Gomella C et Guerree H., 1978.** Le traitement des eaux publiques, industrielles et privées.Ed.Eyrolles Paris, 262p.

**Grégario C et Pierre-Marie B., 2009.** Traitement et épuration des eaux industrielles polluées. Edt. Serlabo Technologies, 352p.

**Grosclaude G., 1999.** L'eau : usage et polluants. Ed. INRA, 210p.

**Guirand J-P et Rosec J-P., 2004.** Pratique des normes en microbiologie alimentaire. Ed. Afnor, p 300.

**Hart T et Shears P., 1999.** Atlas de poche de microbiologie. Ed. Flammarion, Paris, 313p.

**Haslay C et Leclerc H., 1993.** Microbiologie des eaux d'alimentation, 495p.

**Henin S., 1976.** Cours de physique du sol volume 1, Ed. ORSTOM, Paris, Ed. EDITEST, Bruxelles, 159 pages.

**Inal A et Bareche B., 2008.** Variation spatiales de paramètres physico-chimiques et des sels nutritifs dans le golf d'Annaba et au large de la Baie d'Alger en période estivale. Mémoire d'ingénieur ISMAL, P 05.

**Jacques G et Tréguer P., 1986.** Ecosystème pélagique marin. Collection d'écologie 19. Ed. Masson, Paris, France, 243p.

**Jean-Bernard Levoy., 1999.** La pollution des eaux. Edition actualisée, 127p.

**Jernelov A., 1972.** Turmover of mercury in aquatic systems, in environment Research 1969/1971, report by the national Swedich environment protection Bond, Stockholm, P 26-27.

**Joly B et Reynaud A., 2003.** Entérobactéries : systématiques et méthodes d'analyses. Ed. Technique et documentation, Paris, 356p.

**Koller E., 2004.** Traitement des pollutions industrielles : eau, air, déchets, sols, boues. Edition DUNOD, 424p.

**Lacaze J-C., 1996.** La pollution des mers. Edition : DOMINOS Flammarion, France, 128p.

**Leclerc H., Gaillard J.L et Simonet M., 1995.** Microbiologie générale : la bactérie et le monde bactérien. Ed. Doin, 535p.

**Lefebvre G., 1978.** Chimie des hydrocarbures. Edt.TECHNIP, 284 p.

**Lefebvre Y., 1993.** Circuits eau de mer traitements et matériaux. Ed. TECHNIP, Chambre syndicale de la recherche et de la production du gaz naturel, Comité des techniciens, 393 p.

**Lemaire E., 2002.** Biomarqueurs pigmentaires dans les estuaires macro tidaux européens. Thèse de Doctorat, spécialité : Biogéochimie de l'Environnement, Université de Bordeaux, France, 236p.

**Manuel de Bergey., 1984.** Systematic bacteriology; 9<sup>ème</sup> édition.

**Murphy J et Riley J.P., 1962.** A modified single method for determination of phosphates in natural waters. Anal. Chim. Acta, **12** , 162 - 170.

**O.M.S (Organisation Mondiale de la Santé), 1979.** Principes et directives applicables au développement de déchets dans le milieu marin. Plan d'Action pour la Méditerranée, 555p.

**P.N.U.E/O.M.S., 1977.** Recommandation pour la surveillance sanitaire des zones côtières à usage récréatif et des zones conchylicoles. Bureau régional de l'OMS pour l'Europe, Copenhague, 168 p.

**Raimbault p et Boudjellal B., 1997.** Dosage de la chlorophylle par fluorimétrie : Recueil des données de la campagne MINOS (Méditerranean Investigation Oligotrophe Systems).MATER (MAST III), *Edt Thierry Moutin et Patrick Raimbault.* INSU, CNRS, GDR 869 (PSOO). IFREMER., 96p.

**Ramade F., 2000.** Dictionnaire encyclopédique des pollutions. Ed. EDISCIENCE international, Paris, 690p.

**Raymond., 1988.** Le traitement des eaux usées, 2<sup>ème</sup> édition revue édition de l'école polytechnique de Montréal.

**Rodier J., C., Broutin J.P., Champsaud H., et Rodi L., 2005.** L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduelles, eau de mer. 8<sup>e</sup> édition. Ed. DUNOD, paris, 1383p.

**Rodier J., Bazin C., Chambon P., Broutin J.P., Champsaud H et Rodi L., 1996.** Analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, 8<sup>ème</sup> édition. Edition DUNOD, Paris, 1983p.

**Singleton P et Sainsbury D., 1984.** Bactériologies. Ed. Masson, 158p.

**Skalar Analytical., 1998.** Manuel sans plus analyser: SA 1050 (Random Access Auto sampler). Breda (Netherlands), 23p.

**Stellio Casas., 2005.** Modélisation de la bioaccumulation de métaux traces (Hg, Cd, Pb, Cu et Zn) chez la moule ; *Mytilus galloprovincialis*, en milieu Méditerranéen. Thèse de Doctorat Université du Sud.Toulon Var, spécialité : Océanologie biologique, Environnement marin, P363.

**Sundra W.G., Engel D.W and Thoutte R.M., 1978.** Effet of chemical speciation on toxicity of cadmium to grass Shrimp, *Palaemonetes pugio*: importance of free cadmium ions. Environ, sci. technol 12 (4), 409-413.

**Vilignes R., 2003.** Eau, environnement et santé publique. 2ème édition. Edition Technique et Documentation Lavoisier, 190p.

**Xavier R. et Laurence R., 1987.** Bactéries, virus et champignons. Ed. DOMINOS, 126p.

**Y. Le. Gal., 1980.** Les métaux en milieu marin, phosphore et dérivés phosphorés. Edt du CNRS, P293.

**Zirono A and Yamato. S., 1972.** A pH dependant model for the chemical speciation of copper, zinc, cadmium and lead in sea water, Limnology and oceanography.17,661-671.

# *Annexes*

- *annexe I*

## Mode opératoire pour la mesure des (MES)

### Principe

Il s'agit de filtrer un volume d'échantillon sur des membranes filtrantes de 47mm de diamètre afin de retenir les particules de taille supérieur a 0.45µm. la membrane est séchée et pesée avant et après filtration.

La différence de poids permet de connaitre la masse sèche totale de matières en suspension dans le volume filtré correspondant (mg/l).

### Prélèvement

Prélever l'eau le plus possible de chaque station. Remplir complètement le flacon de prélèvement de 225ml en verre stérilisée au préalable à l'étuve à 120°C pendant 15 minutes et fermer. Si l'eau est chargée (eaux usées), travailler sur 1L. Faire plusieurs prélèvements, pour effectuer une moyenne des résultats. Si l'eau est peu chargée, travailler sur une quantité plus importante.

La filtration doit intervenir rapidement (pour éviter des réactions possibles de dissolution progressive en eau stagnante).

### Travail préparatoire

Préparer d'abord les filtres destinés pour cette mesure, on utilise des filtres de type Whatman GF/C de 47mm de diamètre. Ces filtres sont mis dans une solution acide de 500 ml de volume (HCl dilué à 5%) pendant 24heurs. Rincer à l'eau distillée et laisser dans l'étuve à 50 °C pour le sécher. Les filtres sont manipulés par des pinces non oxydables.

Les filtres pesés sont placés à plat dans des boites individuelles avec couvercle. Les boites sont numérotées

On pèse chaque filtre: sa masse est noté  $m_i$ .

### Filtration:

- ✓ Homogénéiser l'échantillon: on doit agiter le flacon de prélèvement par plusieurs retournements successifs pour homogénéiser les particules en suspension et éviter la décantation.
- ✓ Mesurer le volume à filtrer ( $V = 100$  ml).
- ✓ Placer un filtre bien centré dans le dispositif de filtration.
- ✓ Verser l'échantillon sur le filtre et appliquer le vide sans créer de dépression pour 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 sur le filtre et aspirer a nouveau.
- ✓ Retirer l'entonnoir de filtration et, sous aspiration, rincer avec soin la couronne du filtre à l'aide d'une pissette d'eau distillée.
- ✓ Supprimer l'aspiration et remettre chaque filtre dans la boite correspondant.

### Séchage et pesée des filtres :

- ✓ Mettre les boites contenant les filtres, sans le couvercle a l'étuve a 70°C pendant 2 heures.
- ✓ - Mesurer la masse finale  $m_f$  du filtre sec après filtration à la sortie de l'étuve.

### Calcul

$$\text{Masse des matières en suspension en mg/L} = (m_f - m_i) / V$$

[MES]

Avec :

- **m<sub>i</sub>** : Poids du filtre sec avant filtration (mg).
- **m<sub>f</sub>** : Poids du filtre sec après filtration (mg).
- **V** : Volume d'eau filtrée (litre).

## Dosage de la chlorophylle *a* par la Spectrofluorimétrie ultraviolette (S.F.U.V)

### Réactifs

- ✓ Suspension carbonate de magnésium MgCO<sub>3</sub> à 1 % ;
- ✓ Solvant d'extraction : Méthanol pur pour analyse à 99,7 % ;
- ✓ Solution d'acide chloridrique 0,5N.

### Mode opératoire

- ✓ Les échantillons de la première sortie sont contenus dans des flacons de 250 ml et sont mis directement après leur prélèvement à l'ombre et mis au congélateur pour leur conservation, alors que lors de la deuxième sortie, les échantillons sont filtrés directement ;
- ✓ Pour les deux sortie, la filtration c'est faite sur des filtres en fibre de verre Whatman GF/F de diamètre 25 mm, après ajout de quelques gouttes de MgCO<sub>3</sub> ;
- ✓ Après la filtration, le filtre est plié sur quatre et enrobé dans du papier aluminium déjà étiqueté. Ensuite les filtre sont conservés dans un congélateur ;
- ✓ Mettre le filtre dans un tube après son conditionnement avec du méthanol ;
- ✓ Ajouter 7 ml de méthanol à 99,7 % dans le tube contenant le filtre ;
- ✓ Le tube est ensuite bouché et placé à l'obscurité dans un réfrigérateur (5 °C), pour une période d'extraction de 30 minutes.
- ✓ Après 30 minutes d'extraction, placé dans la centrifugeuse à 3000 tours/min, pendant 2 minutes ; Allumer l'appareil et la lampe une heure avant les mesures ;
- ✓ Régler le zéro de l'appareil avec un tube témoin contenant un filtre vierge ayant subi les mêmes traitements que les échantillons, excepté la filtration du plancton ;
- ✓ Après ce délai la fluorescence de l'échantillon est mesurée sur le spectrophotomètre fluorescence dans la cellule en quartz.

### Étalonnage

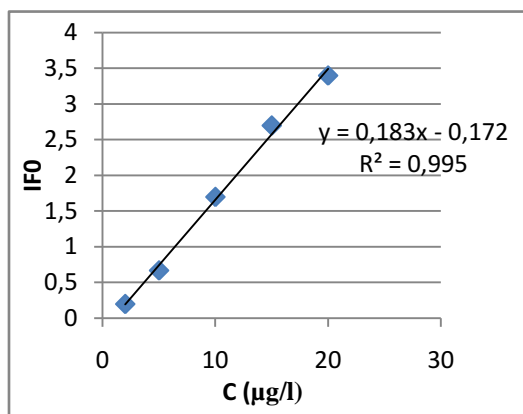
Les experts de la COI (1984) recommandent l'utilisation d'une solution de chlorophylle pure comme étalon de référence. L'étalonnage est réalisé à l'aide d'une série de cinq standards, et un blanc du méthanol une droite d'étalonnage de la chlorophylle.

### Préparation des standards

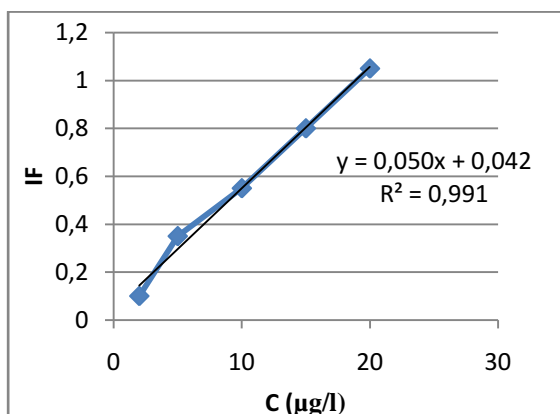
Les standards STD1, STD2, STD3, STD4 et STD5 sont préparés à partir de la solution de chlorophylle pure de concentration 04 mg/l. Ils sont obtenus par dissolution de 1 mg de chlorophylle pure dans 10 ml de méthanol (Tableau 02).

**Tableau.6 :** Concentration des standards avant et après acidification.

	IF <sub>0</sub>	IF <sub>a</sub>	Concentration (µg/L)
Méthanol	00	00	00
STD1	0,2	0,1	02
STD2	0,65	0,35	05
STD3	1,7	0,55	10
STD4	2,7	0,8	15
STD5	3,4	1,05	20



**Figure 54 :** droite d'étalonnage de la Chlorophylle *a* avant acidification.



**Figure 55 :** droite d'étalonnage de la Chlorophylle *a* après acidification.

## Dosage des sels nutritifs

### Dosage de l'ammonium

#### I. Réactifs

##### a. Solution tampon

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
<b>C<sub>4</sub>H<sub>4</sub>O<sub>6</sub>KNa.4H<sub>2</sub>O</b>	33 g
<b>Citrate de sodium C<sub>6</sub>H<sub>5</sub>O<sub>7</sub>Na<sub>3</sub>.2H<sub>2</sub>O</b>	24 g
<b>Acide sulfurique H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (1N)</b>	x ml
<b>Eau distillée H<sub>2</sub>O</b>	1000 ml
<b>Brij 35 (30 %)</b>	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.

### b. Solution de phénol

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
<b>Phénol C<sub>6</sub>H<sub>5</sub>OH</b>	6g
<b>Hydroxyde de sodium NaOH</b>	40 g
<b>Eau distillée H<sub>2</sub>O</b>	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.

### c. Solution d'hypochlorite de sodium

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
<b>(13 % de chlore actif)</b>	200 ml
<b>Eau distillée H<sub>2</sub>O</b>	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.

### d. Solution de nitroprussiate de sodium

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
<b>Nitroprussiate de sodium Na<sub>2</sub>[Fe(CN)<sub>5</sub>NO].2H<sub>2</sub>O</b>	0,5 g
<b>Eau distillée H<sub>2</sub>O</b>	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.

### e. Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H<sub>2</sub>O.

## II. Préparation des solutions étalons

### a. Solution mère de 100 ppm N (\*)

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
<b>Chlorure d'ammonium NH<sub>4</sub>Cl</b>	0,3819 g
<b>Eau distillée H<sub>2</sub>O</b>	1000 ml

#### Préparation

Dissoudre le chlorure d'ammonium dans ± 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**

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
<b>Chlorure d'ammonium <math>\text{NH}_4\text{Cl}</math></b>	50 g
<b>Solution d'ammonium <math>\text{NH}_4\text{OH}</math> (25%)</b>	$\pm 1$ ml
<b>Hydroxyde de sodium <math>\text{NaOH}</math></b>	5g
<b>Eau distillée <math>\text{H}_2\text{O}</math></b>	1000 ml
<b>Brij 35 (30 %)</b>	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**

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
<b>Acide o-phosphorique <math>\text{H}_3\text{PO}_4</math> (85%)</b>	50 ml
<b>Sulfanilamide <math>\text{C}_6\text{H}_8\text{N}_2\text{O}_2\text{S}</math></b>	10 g
<b><math>\alpha</math>-Naphtyléthylène diamine dihydrochloride <math>\text{C}_{12}\text{H}_{16}\text{Cl}_2\text{N}_2</math></b>	0,5g
<b>Eau distillée <math>\text{H}_2\text{O}</math></b>	850 ml

**Préparation**

Diluer l'acide o-phosphorique  $\text{H}_3\text{PO}_4$  dans  $\pm 750$  ml d'eau distillée. Ajouter le Sulfanilamide  $\text{C}_6\text{H}_8\text{N}_2\text{O}_2\text{S}$  et le  $\alpha$ -Naphtyléthylène diamine dihydrochloride  $\text{C}_{12}\text{H}_{16}\text{Cl}_2\text{N}_2$  et dissoudre. Ajouter 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

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

**c. Liquide de rinçage**

Eau fraîchement distillée  $\text{H}_2\text{O}$  (régénérée chaque semaine).

#### d. Préparation des solutions étalons

##### a. Solution mère de 100 ppm N (\*)

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
Nitrate de sodium $\text{NaNO}_3$	0,6068g
Eau distillée $\text{H}_2\text{O}$	1000 ml

#### Préparation

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

**Note :** La solution est stable pendant 4 semaines. Conserver à  $4^\circ\text{C}$  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 concentrations des solutions étalons sont transformées en  $\mu\text{moles/l}$  de  $\text{N-NO}_3^-$  ou de  $\text{N-NO}_2^-$  puis en  $\mu\text{moles/l}$  de  $\text{NO}_3^-$  ou de  $\text{NO}_2^-$ .

#### I. Préparation de la colonne réductrice

##### a. Solution d'acide chlorhydrique (4N)

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
Acide chlorhydrique $\text{HCl}$ (32%)	400 ml
Eau distillée $\text{H}_2\text{O}$	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 empaqueter la colonne de deux côtés.
- 7- Remplir jusqu'à  $\pm 5$  mm du sommet.
- 8- Placer un petit morceau de tube en polyéthylène, dans la colonne pour éviter que les granules ne sortent de la colonne.
- 9- Remplir la colonne, à l'aide d'une seringue contenant la solution tampon (réactif a préparé précédemment).
- 10- Placer la colonne dans le système.

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

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

## Dosage des orthophosphates

### I. Réactifs

#### a. Solution de molybdate d'ammonium

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
<b>Tartrate de potassium et d'antimoine</b>	
<b><math>K(SbO)C_4H_4O_6 \cdot 5H_2O</math></b>	230 mg
<b>Acide sulfurique <math>H_2SO_4</math> (97%)</b>	69,4 ml
<b>Molybdate d'ammonium <math>(NH_4^+)6Mo_7O_{24} \cdot H_2O</math></b>	6g
<b>Eau distillée <math>H_2O</math></b>	1000 ml
<b>FFD6</b>	2 ml

#### Préparation

Dissoudre le tartrate de potassium et d'antimoine dans  $\pm$  800 ml d'eau distillée. Ajouter soigneusement l'acide sulfurique en mélangeant constamment. Ajouter le molybdate d'ammonium et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec l'eau distillée 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

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
<b>Acide ascorbique <math>C_6H_8O_6</math></b>	6g
<b>Acétone <math>C_3H_6O</math></b>	60 ml
<b>Eau distillée <math>H_2O</math></b>	1000 ml
<b>FFD6</b>	2 ml

#### Préparation

Dissoudre l'acide ascorbique dans  $\pm$  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  $H_2O$  (régénérée chaque semaine).

### II. Préparation des solutions étalons

#### a. Solution mère de 100 ppm P (\*)

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
<b>Dihydrogène o-phosphate de potassium <math>KH_2PO_4</math></b>	0,4394 g
<b>Eau distillée <math>H_2O</math></b>	1000 ml

## Préparation

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

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

### b. Solution fille de 10 ppm P

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

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

- (\*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en  $\mu\text{moles/l}$  de  $\text{PO}_4^-$ .

## Dosage des silicates

### I. Réactifs

#### a. Solution d'acide sulfurique

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
Acide sulfurique $\text{H}_2\text{SO}_4$ (97 %)	10 ml
Eau distillée $\text{H}_2\text{O}$	1000 ml
FFD6	2 ml

### Préparation

Diluer l'acide sulfurique dans  $\pm$  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.

#### a. Solution de molybdate d'ammonium

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
Molybdate d'ammonium $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}\cdot 4\text{H}_2\text{O}$	20g
Eau distillée $\text{H}_2\text{O}$	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.

#### b. Solution d'acide oxalique

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
Acide oxalique $\text{C}_2\text{H}_2\text{O}_4\cdot 2\text{H}_2\text{O}$	44g
Eau distillée $\text{H}_2\text{O}$	1000 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.

**c. Liquide de rinçage**

Eau fraîchement distillée H<sub>2</sub>O.

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

**II. Préparation des solutions étalons****a. Solution mère de 100 ppm Si (\*)**

Produit chimique exigé	Quantité (g) ou le Volume (l)
Métasilicate de sodium Na <sub>2</sub> SiO <sub>3</sub> .9H <sub>2</sub> O	1,0119 g
Eau distillée H <sub>2</sub> O	1000 ml

**Préparation**

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

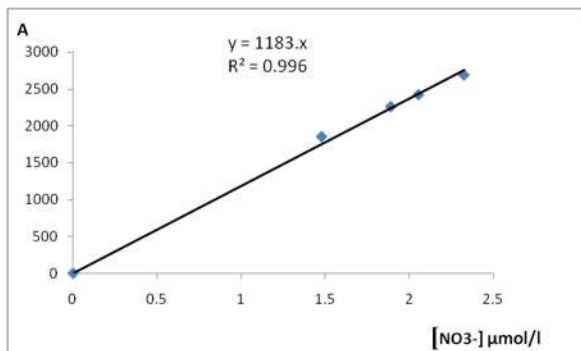
**Note :** La solution est stable pendant 1 mois. Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

**b. Solution fille de 10 ppm Si**

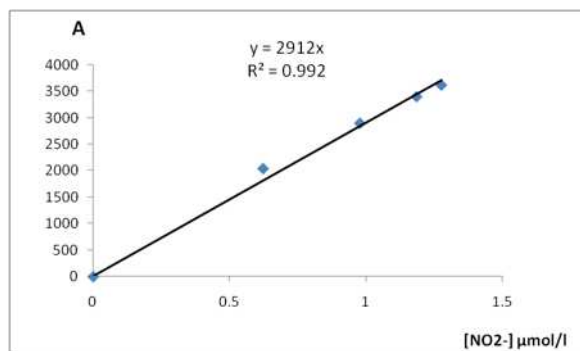
Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppm Si dans 100 ml d'eau distillée.

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

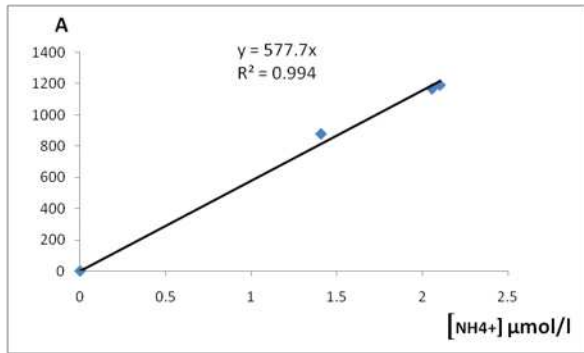
➤ (\*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en µmoles/l de SiO<sub>4</sub><sup>-</sup>.

**❖ Les courbes d'étalonnage pour les sels nutritifs**

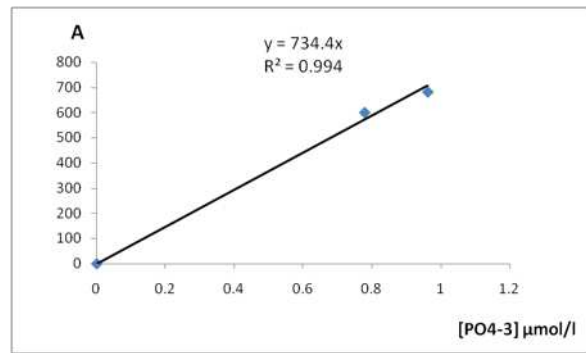
**Figure 56 :** Courbe d'étalonnage pour les nitrates



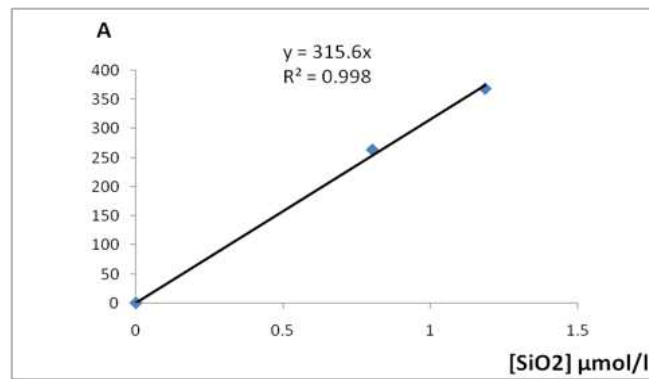
**Figure 57 :** Courbe d'étalonnage pour les nitrites



**Figure 58 :** Courbe d'étalonnage pour l'ammonium



**Figure 59 :** Courbe d'étalonnage pour les phosphates



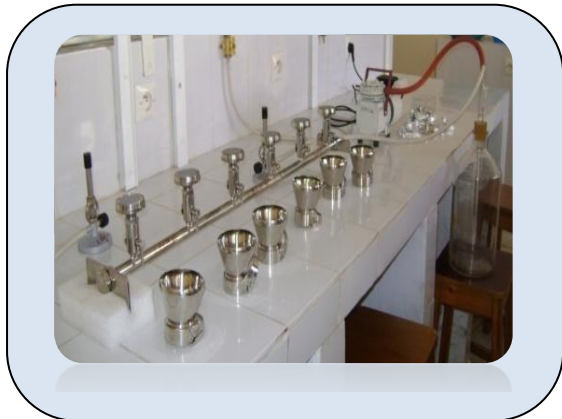
**Figure 60 :** Courbe d'étalonnage pour la



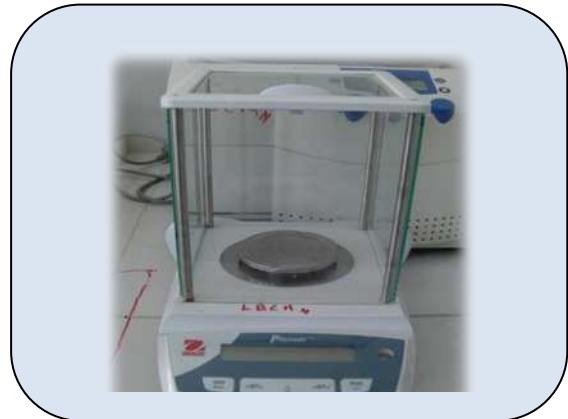
**Figure 10 :** Benne inoxydable de type « Van Veen »



**Figure 11 :** DBO-mètre de marque « WTW ».



**Figure 12 :** Dispositif de filtration sous vide de marque Sartorius stedim.



**Figure 13 :** balance de précision.



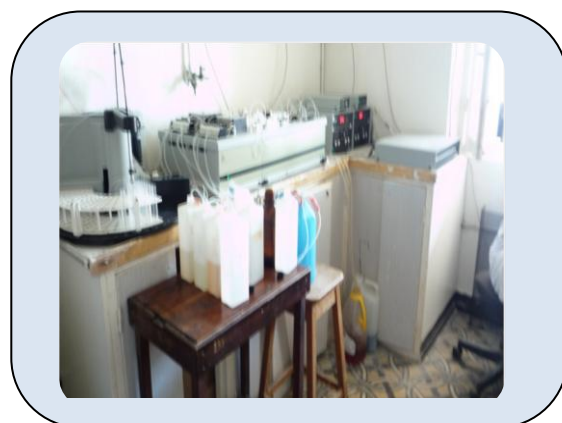
**Figure 14 :** Une étuve de marque MEMMERT.



**Figure 15 :** Four à moufle.



**Figure 16 :** spectrophotomètre de Fluorescence HITACHI, modèle 650 S.



**Figure 17 :** Auto-analyser SAN Plus Système de marque SKALAR, 1998.



**Figure 19:** Le dispositif de tamisage des sédiments : Tamiseuse électrique.

- *annexe II*

## La composition des milieux de culture utilisés dans les analyses bactériologiques

### ➤ Bouillon lactosé bilié au vert brillant (BCPL)

Composition	Quantité en g/l d'eau distillée
<b>Bile de bœuf</b>	20
<b>Peptone bactériologique</b>	10
<b>lactose</b>	10
<b>Vert brillant</b>	0.0133

**pH = 7.4 (environ)**

### Préparation

Verser 40 g de poudre dans un litre d'eau distillée. Bien mélanger et répartir dans des tubes contenant une cloche de durham, stérilisé à l'autoclave à 121°C pendant 15 mn.

### ➤ Milieu Eva Litsky

Composition	Quantité en g/l d'eau distillée
<b>peptone</b>	20
<b>glucose</b>	05
<b>Chlorure de sodium</b>	05
<b>Ethyl-violet</b>	0.0005
<b>Phosphate bipotassique</b>	2.7
<b>Phosphate monopotassique</b>	2.7
<b>Azohydrate de sodium</b>	0.3

**pH = 6.8 – 7**

### Préparation

Mettre 37.5g de milieu déshydraté dans un litre d'eau distillée. Mélanger soigneusement jusqu'à complète dissolution. Ajuster, si nécessaire, le PH à 6.8 – 7. Répartir à raison de 10ml par tube, stériliser à l'autoclave à 115 °C pendant 20 mn.

### ➤ Milieu de Baird Parker

Composition	Quantité en g/l d'eau distillée
<b>Hydrolysate tryptique de caséine</b>	10
<b>Extrait de viande de bœuf</b>	5
<b>Extrait de levure</b>	1
<b>Pyruvate de sodium</b>	10
<b>Chlorure de lithium</b>	5
<b>Glycocolle</b>	12
<b>Agar</b>	20

**PH = 6.8**

## Préparation

Verser 33 g de poudre de Baird Parker déshydraté dans un litre d'eau distillée. Bien mélanger sur une plaque chauffante, stérilisé à l'autoclave à 250°C pendant 15 mn.

### ➤ Bouillon lactosé bilié au vert brillant (BLBVB)

Composition	Quantité en g/l d'eau distillée
<b>Peptone</b>	10
<b>Lactose</b>	10
<b>Bile</b>	20
<b>Vert brillant</b>	0,013

**PH = 7.4**

## Préparation

Verser 40 g de poudre dans un litre d'eau distillée. Bien mélanger à l'aide d'une plaque chauffante et répartir dans des tubes contenant une cloche de durham, stérilisé à l'autoclave à 121°C pendant 15 mn.

### ➤ Gélose Salmonelles - Shigelles (SS)

Composition	Quantité en g/l d'eau distillée
<b>Peptone</b>	5
<b>Extrait de viande de bœuf</b>	5
<b>Sels biliaires</b>	8.5
<b>Citrate de sodium</b>	10
<b>Citrate de fer</b>	1
<b>Lactose</b>	10
<b>Rouge neutre</b>	0,025
<b>Vert brillant</b>	0,00033
<b>Thiosulfate de sodium</b>	8,5
<b>Agar</b>	15

**PH = 7.0**

## Préparation

Verser 63 g de poudre dans un litre d'eau distillée. Ne pas autoclaver. Porter à ébullition en agitant fréquemment pour dissoudre l'agar. Refroidir à 50°C. Mélanger et couler en boîtes de pétri.

➤ **Eau peptonée salée alcaline (EPA)**

Composition	Quantité en g/l d'eau distillée
<b>Peptone</b>	40
<b>NaCl</b>	60

**Préparation**

Verser 30 g de peptone et 30 g de chlorure de sodium (NaCl) dans un litre d'eau distillée. Bien mélanger à l'aide d'une plaque chauffante et répartir dans des flacons en verre de 250 ml, stérilisé à l'autoclave à 121°C pendant 15 mn. Ajuster le pH à 8.6.

➤ **Bouillon au Sélénite de sodium (SFB)**

Composition	Quantité en g/l d'eau distillée
<b>Peptone de viande</b>	5
<b>sélénite de sodium</b>	4
<b>lactose</b>	4
<b>Phosphate dipotassique</b>	3,5
<b>Phosphate monopotassique</b>	6,5

**Préparation :**

Verser 18g de poudre dans un litre d'eau distillée. Bien mélanger à l'aide d'un agitateur électrique et répartir dans des flacons 100 ml, stérilisé à l'autoclave à 121°C pendant 15 mn.

➤ **Milieu de Rothe**

Composition	Quantité (g/l)
<b>Peptone</b>	20
<b>Glucose</b>	5
<b>Chlorure de sodium</b>	5
<b>Phosphate bipotassique</b>	2,7
<b>Phosphate monopotassique</b>	2,7
<b>Azothydrate de sodium</b>	0,2

**Préparation**

Pour obtenir le milieu de Rothe « simple concentré », mettre 35,6 g de milieu déshydraté dans un litre d'eau distillée.

Pour obtenir le milieu de Rothe « double concentré », mettre 71,2 g de milieu déshydraté dans un litre d'eau distillée.

Mélanger soigneusement jusqu'à complète dissolution. Ajuster, si nécessaire, le pH à 6,8 – 7. Répartir à raison de 10 ml par tube. Stériliser à l'autoclave à 115°C pendant 20 mn.

➤ **Gélose viande – foie**

Composition	Quantité en g/l d'eau distillée
<b>Base viande-foie</b>	30
<b>glucose</b>	2
<b>Amidon</b>	2
<b>Sulfite de sodium</b>	1
<b>Citrate de fer ammoniacal</b>	0,5
<b>Agar</b>	11

**pH = 7,6 ± 0,2**

**Préparation**

Dissoudre 34,2 g de poudre dans un litre d'eau distillée. Porter à ébullition en agitant fréquemment pour dissoudre l'agar. Autoclaver à 121°C pendant 15 mn.

➤ **Gélose lactosée au T.T.C et Tergitol**

Composition	Quantité en g/l d'eau distillée
<b>peptone</b>	10
<b>Extrait de levure</b>	6
<b>Extrait de viande</b>	5
<b>lactose</b>	20
<b>Bleu de broothymol</b>	0,05
<b>Agar</b>	12.75

**Préparation**

Mettre 54 g de poudre dans un litre d'eau distillée. Attendre 5 mn, puis mélanger jusqu'à l'obtention d'une suspension homogène. Chauffer lentement, en agitant fréquemment, puis porter à l'ébullition jusqu'à complète dissolution.

Ajuster le pH si est nécessaire à 7,2. Répartir à raison de 100 ml par flacon de 150 ml, puis stériliser à l'autoclave à 115°C pendant 20 mn.

➤ **Milieu de Chapman**

Composition	Quantité en g/l d'eau distillée
<b>Peptone bactériologique</b>	10
<b>Chlorure de sodium</b>	75
<b>Extrait de viande de Boeuf</b>	1
<b>mannitol</b>	10
<b>Rouge de phénol</b>	0,025
<b>Agar</b>	15

## Préparation

Dissoudre 111 g de poudre dans un litre d'eau distillée. Porter à ébullition en agitant fréquemment jusqu'à dissolution complète. Stériliser à l'autoclave à 121°C pendant 15 mn.

### ➤ Bile-Esculine-Azide (BEA)

Composition	Quantité (g/l)
<b>Tryptone</b>	17
<b>Peptone</b>	3
<b>Extrait de levure</b>	5
<b>Bile de boeuf déshydratée</b>	10
<b>Chlorure de sodium</b>	5
<b>Esculine</b>	1
<b>Citrate de fer et d'ammonium</b>	0,5
<b>Azoture de sodium ou azide de sodium</b>	0,15
<b>Agar</b>	15

### ➤ Gélose Hektoen

Composition	Quantité (g/l)
<b>Peptone de viande</b>	12
<b>Extrait de levure</b>	3
<b>Sels biliaires</b>	9
<b>Lactose</b>	12
<b>Saccharose</b>	12
<b>Salicine</b>	2
<b>Chlorure de sodium</b>	5
<b>Hyposulfite de sodium</b>	5
<b>Citrate de fer ammoniacal</b>	1,5
<b>Bleu de bromothymol</b>	0,064
<b>Fuchsine acide</b>	0,04
<b>Agar</b>	13,5

## Préparation

Verser 76 g de poudre dans un litre de'eau distillée, chauffer légèrement et laisser bouiller quelques secondes, ne pas autoclaver. Refroidir à 60°C et couler en boites de pétri.

➤ **Gélose T.S.I**

Composition	Quantité (g/l)
<b>Peptone</b>	20
<b>Extrait de viande</b>	3
<b>Extrait de levure</b>	3
<b>Chlorure de sodium</b>	5
<b>Citrate de ferrique</b>	0,3
<b>Thiosulfate de sodium</b>	0,3
<b>Lactose</b>	10
<b>Saccharose</b>	10
<b>Glucose</b>	1
<b>Rouge de phénol</b>	9,5
<b>Agar</b>	12

**Préparation**

Verser 65 g de poudre dans un litre d'eau distillée, porter à ébullition jusqu'à la dissolution complète, bien mélanger et répartir dans des tubes stérilisés à l'autoclave à 121°C pendant 15 mn. Incliner les tubes de façon à obtenir un culot de 3 cm de hauteur.

**Tableau.7** : 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
<b>000</b>	0.1	201	1.4	302	6.5
<b>001</b>	0.3	202	2.0	310	4.5
<b>010</b>	0.3	210	1.5	311	7.5
<b>011</b>	0.6	211	2.0	312	11.5
<b>020</b>	0.6	212	3.0	313	16.0
<b>100</b>	0.4	220	2.0	320	9.5
<b>101</b>	0.7	221	3.0	321	15.0
<b>102</b>	1.1	222	3.5	322	20.0
<b>110</b>	0.7	223	4.0	323	30.0
<b>111</b>	1.1	230	3.0	330	25.0
<b>120</b>	1.1	231	3.5	331	45.0
<b>121</b>	1.5	232	4.0	332	110.0
<b>130</b>	1.6	300	2.5	333	140.0
<b>200</b>	0.9	301	4.0		

## Méthode d'Identification par galeries API

### ➤ Principe

La galerie API 20E compte 20 microtubes contenant des substrats sous forme déshydratée.

Les tests sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les milieux. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs.

La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau de lecture et l'identification est obtenue, à l'aide du tableau d'identification.

### ➤ Technique

#### • Préparation de la galerie

- ✓ Réunir le fond et le 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.

#### • Préparation de l'inoculum

Faire une suspension bactérienne, dans une ampoule de Suspension Medium ou dans un tube d'eau distillée stérile, d'opacité légère avec une seule colonie prélevée sur un milieu gélosé.

#### • Inoculation de la galerie

- ✓ Remplir les tubes et les cupules des tests : CIT, VP, GEL avec la suspension bactérienne.
- ✓ Remplir uniquement les tubes des autres tests.
- ✓ Créer une anaérobiose dans les tests : ADH, LDC, ODC, URE, H<sub>2</sub>S en remplissant leur cupule d'huile de paraffine.
- ✓ Refermer la boîte d'incubation et la placer à 35-37°C pendant 18 à 24 heures.

### ➤ Lecture

Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au Tableau de Lecture.

Réaliser les tests nécessitant l'addition de réactifs : voir tableau de résultats.

- *Annexe III*

**Tableau. 8 :** Coordonnées géographiques des stations de prélèvement d'eau de mer.

station	Ø	λ
C1	36°36'16.25"N	2°24'32.76"E
C2	36°36'05.59"N	2°24'52.07"E
C3	36°35'46.20"N	2°25'35.82"E
C4	36°36'32.26"N	2°24'35.05"E
C5	36°36'11.20"N	2°25'00.81"E
C6	36°36'00.21"N	2°25'22.60"E
C7	36°35'53.23"N	2°26'11.12"E
C8	36°35'56.61"N	2°26'27.50"E
<b>C9 (Nador)</b>	<b>36°36'52.05"N</b>	<b>2°25'13.57"E</b>

**Tableau. 9 :** Coordonnées géographiques des stations de prélèvement des sédiments pour l'analyse bactériologiques, des métaux lourds et granulométriques.

station	Ø	λ
C1	36°36'16.25"N	2°24'32.76"E
C2	36°36'05.59"N	2°24'52.07"E
C3	36°35'46.20"N	2°25'35.82"E
C4	36°36'32.26"N	2°24'35.05"E
C5	36°36'11.20"N	2°25'00.81"E
C6	36°36'00.21"N	2°25'22.60"E
C7	36°35'53.23"N	2°26'11.12"E
<b>C8 (Nador)</b>	<b>36°36'52.05"N</b>	<b>2°25'13.57"E</b>

**Tableau. 10 :** Résultats des paramètres physico-chimiques.

station	T (°C)	S (PSU)	Conductivité (µs/cm)	pH	MES (mg/l)	MO (mg/l)
C1	23.7	36,2	54.7	8.11	40	10
C2	23.7	36,4	55	8.13	92	41
C3	20.6	35.5	53.6	8.14	115	93.4
C4	19.8	36.45	55.15	8,09	10	6.7
C5	19.9	36.45	55.1	8,07	15	8.2
C6	19.55	36.4	55.1	8,05	60	49
C7	19	36.55	55.4	8,00	20	11.4
C8	19.3	36.55	55.3	7,95	20	11.2
<b>C9 (Nador)</b>	<b>25</b>	<b>0.7</b>	<b>1.795</b>	<b>7.76</b>	<b>223</b>	<b>134.5</b>
<b>C10 (E.B)</b>	19.2	/	1673	7.53	395.8	171.6
<b>C11 (E.E)</b>	19.3	/	1275	7.52	15	6.45

**Tableau. 11 :** Les concentrations moyennes des paramètres bactériologiques dans l'eau enregistrées au niveau des stations

Station	CT UFC/100 ml	CF UFC/100 ml	Strep UFC/100 ml		Staphes UFC/100 ml	Clostrid Spore/20 ml
			Slanetz	BEA		
C1	18	06	01	00	328	01
C2	70	08	13	03	236	01
C3	460	10	34	02	1460	21
C4	374	02	17	03	760	02
C5	320	04	11	04	268	03
C6	960	21	95	05	1880	04
C7	374	13	57	00	392	00
C8	Ind	Indé mais pas d' <i>Escherichia coli</i>	18	05	1680	00
C9 (Nador)	Ind	Indé mais pas d' <i>E.coli</i>	57	03	Ind	100
C10 (E.B)	Ind	Indé mais pas d' <i>E.coli</i>	Indé mais pas d' <i>E.coli</i>		8,54. 10 <sup>6</sup>	/
C11 (E.E)	2720	560	161	02	2600	/

**Tableau. 12 :** Les concentrations moyennes de chlorophylle *a*

Station	IF <sub>0</sub>	IF	Chl [µg/l]
C1	3.24	3.05	1.06
C2	0.85	0.3	0.139
C3	1.1	0.7	0.18
C4	0.3	0.2	0.049
C5	0.6	0.1	0.098
C6	1	0.85	0.164
C7	0.2	0.1	0.033
C8	1.05	0.8	0.172
C9 (Nador)	0.25	0.20	0.04

**Tableau. 13 :** Les concentrations moyennes de phéopigement

Station	IF <sub>0</sub>	IF	Phéo [ $\mu\text{g/l}$ ]
C1	3.24	3.05	0.0015
C2	0.85	0.3	0.002
C3	1.1	0.7	0.0016
C4	0.3	0.2	0.0004
C5	0.6	0.1	0.002
C6	1	0.85	0.0006
C7	0.2	0.1	0.0004
C8	1.05	0.8	0.001
<b>C9 (Nador)</b>	<b>0.25</b>	<b>0.20</b>	<b>0.0002</b>

**Tableau. 14 :** Les concentrations moyennes des sels nutritifs dans l'eau

Station	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> ( $\mu\text{mol/l}$ )	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> ( $\mu\text{mol/l}$ )	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> ( $\mu\text{mol/l}$ )	PO <sub>4</sub> <sup>-3</sup> ( $\mu\text{mol/l}$ )	SiO <sub>2</sub> <sup>-3</sup> ( $\mu\text{mol/l}$ )
C1	0,2155	0,0793	1,8803	0,3654	1,0448
C2	0,2963	0,1145	3,7975	0,3893	4,6271
C3	4,2828	0,3965	4,1753	0,4261	2,6162
C4	0,2963	0,0617	3,7919	0,4095	7,1295
C5	0,4579	0,1586	3,9509	0,4481	2,1247
C6	1,3199	0,0617	4,1469	0,4077	2,7162
C7	0,1616	0,0705	3,6754	0,3875	0,9915
C8	0,1886	0,0617	3,1443	0,4059	1,7942
<b>C9 (Nador)</b>	<b>4,0673</b>	<b>1,4890</b>	<b>21,0043</b>	<b>2,6353</b>	<b>3,5872</b>
<b>C10 (E.B)</b>	4,1481	1,1982	7,5951	10,1371	5,1562
<b>C11 (E.E)</b>	0,9158	0,0176	2,8763	9,0352	3,1755

**Tableau. 15 :** Les concentrations moyennes des paramètres bactériologiques dans le sédiment enregistrées au niveau des stations.

Station	CT Nombre de cellules/1ml	CF Nombre de cellules/1ml	Streptocoques fécaux		Clostrid Spore/01ml
			Rothe Nombre de cellules/1ml	Litsky Nombre de cellules/1ml	
C1	450	04	04	04	10
C2	25	04	70	70	00
C3	450	0.1	04	04	00
C4	04	0.1	09	04	00
C5	450	09	0.1	0.1	190
C6	950	450	150	150	ind
C7	15000	450	25	25	80
<b>C8 (Nador)</b>	<b>140000</b>	<b>45000</b>	<b>15000</b>	<b>15000</b>	<b>ind</b>

**Tableau. 16 :** Taux de pérites pour chaque station (%) dans la plage de Chenoua.

station	C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8 (Nador)
<b>F.fine %</b>	7.785	5.22	0.535	2.705	1.51	5.675	2.055	2.125

**Tableau.17 :** Valeurs limites des paramètres de rejets d'effluents liquides industriels (**journal officiel de la république algérienne N°26 : 24Rabie Elaouel 427 23avril 2006**)

paramètres	Unité	Valeurs limites	Tolérances aux valeurs limites anciennes installations
Température	°C	30	30
pH	-	6,5 à 8,5	6,5 à 8,5
MES	mg/l	35	40
Azote kjeldahl	mg/l	30	40
Phosphore total	mg/l	10	15
DCO	mg/l	120	130
DBO5	mg/l	35	40
Aluminium	mg/l	3	5
Substances toxiques bioaccumulables	mg/l	0,005	0,01
Cyanures	mg/l	0,1	0,15
Fluor et composés	mg/l	15	20
Indice de phénols	mg/l	0,3	0,5
Hydrocarbures totaux	mg/l	10	15
Huiles et graisses	mg/l	20	30
Cadmium	mg/l	0,2	0,25
Cuivre total	mg/l	0,5	1
Mercure total	mg/l	0,01	0,05
Plomb total	mg/l	0,5	0,75
Chrome total	mg/l	0,5	0,75
Etain total	mg/l	2	2,5
Manganèse	mg/l	1	1,5
Nickel total	mg/l	0,5	0,75
Zinc total	mg/l	3	5
Fer	mg/l	3	5
Composés organochlorés	mg/l	5	7

**Tableau. 18:** Principaux critères de qualité des eaux de baignade (**Extrait de l'annexe 1 du décret n° 93-164 du 10 juillet 1993**)

Paramètres microbiologiques	Unités	Valeurs guide	Valeur impérative
<b>Coliformes totaux</b>	/100ml	500	10 000
<b>Escherichia coli / 100 ml</b>	/100ml	100	2 000
<b>Streptocoques fécaux/ 100 ml</b>	/100ml	100	-
<b>Salmonelles</b>	l1	-	0
<b>Vibron cholérique</b>	/450ml	-	0
Paramètres Physicochimiques			
<b>Coloration</b>	mg/l	-	Pas de changement anormal de la couleur (0)
<b>Huiles minérales</b>	mg/l	0,3	Pas de film visible à la surface de l'eau et absence d'odeur
<b>pH</b>	-	-	6-8
<b>Oxygène dissous</b>	% saturation en O2	-	80 - 120
<b>Transparence</b>	Mètre	2	-
<b>Autres substances</b>	-	-	Ne doit pas contenir des substances capables de nuire la santé des baigneurs

- **Valeurs guide** : caractérise une bonne qualité pour la baignade.

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

- Les eaux dont les concentrations sont comprises entre les valeurs guides et valeurs limites sont de qualité acceptable et doivent faire l'objet d'une surveillance continue.