

École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de  
l'Aménagement du Littoral  
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل



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

OPTION : Environnement marin

SUJET :

**EVOLUTION TEMPORELLE DES  
CARACTERISTQUES  
PHYSICO-CHIMIQUES  
DES EAUX DE  
LA PLAGE OUEST DE SIDI FREDJ  
(2007-2009)**

Présenté par : MAHIOUT ZaKia.

Soutenu le : 08 Juillet 2009

Devant la commission d'examen formée de :

Présidente : Mme LOUANCHI F.

Examinateur : M. GRIMES S.

Examinateur : M. LOURGUIOUI H.

Promoteur : M. REFES W.

**PROMOTION 2008/2009**

## REMERCIEMENTS

*En premier lieu, je remercie Dieu pour sa clémence il ma donné le courage, la volante et surtout la santé pour réaliser ce modeste travail.*

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

*Je tiens à remercier vivement Madame LOUANCHI F d'avoir, accepté de présider ce jury.*

*Je remercie Monsieur GRIMES S d'avoir accepté d'examiner et corriger ce travail.*

*Mes remerciements au Monsieur LOURGUIOUI H d'avoir accepté d'examiner et corriger ce travail et pour leurs conseils, aides, et temps.*

*Mes vifs remerciements au Monsieur REFES W d'avoir accepté de m'encadré dans la réalisation de ce travail et pour tout ce qu'il a fait pour moi.*

*Mes infiniment remerciements vont a ma famille pour tout ce qu'ils ont fait pour moi durant mes études, qui étaient toujours là à mes côtés.*

*Mes remerciements a tout les professeurs de l'ENSSMAL que j'ai l'honneur de les rencontrées pendant mes études.*

*Mes ami(e) s.*

*Merci pour vous.*



# ***SOMMAIRE***

Introduction.....	1
<b>Chapitre I : Matériels et Méthodes</b>	
I.1. La zone de Sidi Fredj .....	3
I.1.1. Situation géographique.....	3
I.1.2. Les conditions météorologiques.....	4
I.1.2.1. La Température.....	4
I.1.2.2. La Précipitation.....	4
I.1.2.3. Le Vent.....	4
I.2. L'échantillonnage.....	5
I.2.1. Choix et localisation de la station .....	5
I.2.2. Prélèvement de l'eau.....	7
I.2.3. Mesure des paramètres in situ.....	7
I.2.3.1. Température.....	7
I.2.3.2. Salinité.....	7
I.2.3.3. Oxygène dissous.....	8
I.2.3.4. Potentiel d'hydrogène pH.....	9
I.3. Analyse au laboratoire .....	10
I.3.1. Matière en suspension (MES).....	10
I.3.2. Matière organique particulaire et la Matière inorganique particulaire.....	11
I.3.3. Chlorophylle-a et phéopigments.....	12
I.3.4. Les sels nutritifs.....	13
I.3.4.1. Nitrites.....	14
I.3.4.2. Nitrates.....	15
I.3.4.3. Azote Ammoniacal .....	16
I.3.4.4. Orthophosphates .....	17
I.3.4.5. Silicates .....	19

## **Chapitre II : Résultats et discussion.**

II. Résultats et interprétations.....	21
II.1. La température .....	21
II.2. L'Oxygène dissous. ....	23
II.3. La Salinité. ....	24
II.4. Le Potentiel d'hydrogène pH .....	25
II.5. La matière en suspension (MES) .....	26
II.6. La matière organique particulaire (MOP) .....	28
II.7. La matière inorganique particulaire (MIP) .....	28
II.8. Le rapport MIP/MOP .....	28
II.9. La chlorophylle-a .....	29
II.10. Les phéopigments .....	30
II.11. Les sels nutritifs .....	31
II.11.1. Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) .....	31
II.11.2. Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ) .....	32
II.11.3. L'Azote Ammoniacal.....	33
II.11.4. Les orthophosphates .....	35
II.11.5. Le silicium orthosilicique .....	36
Conclusion .....	38

## **Référence Bibliographique**

## **Annexes**



## TABLE DES ILLUSTRATIONS

### LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 :	Les dates des prélèvements mensuels de l'eau .....	6
Tableau 2 :	Comparaison de Température de la période Automnale de l'année 2007 et 2008.....	22
Tableau 3 :	Comparaison de Température de la période Hivernale de l'année 2007/2008 et 2008/2009.....	22
Tableau 4 :	Comparaison de Température de la période Printanière de l'année 2008 et 2009.....	22

### LISTE DES FIGURES

Figure 1 :	Situation géographique de la presque-île de Sidi Fredj.....	3
Figure 2 :	Moyennes mensuelles des températures. (Source : ONM 2003).....	4
Figure 3 :	Moyennes mensuelles des précipitations. (Source : ONM 2003) .....	5
Figure 4 :	Localisation de la station de prélèvement .....	6
Figure 5 :	Courbe d'étalonnage des Nitrites .....	14
Figure 6 :	Courbe d'étalonnage d'Ammonium.....	15
Figure 7 :	Courbe d'étalonnage des Phosphates .....	17
Figure 8 :	Courbe d'étalonnage des Silicates .....	18
Figure 9 :	Variation mensuelle de la Température et de l'Oxygène dissous.....	21
Figure10:	Variation mensuelle de la salinité.....	24
Figure11:	Variation mensuelle du pH.....	26
Figure12:	Variation mensuelle des MES, MOP, MIP.....	27
Figure13:	Variation mensuelle de la Chlorophylle-a et de Phéopigments.....	30
Figure14:	Variation mensuelle des Nitrites.....	31
Figure15:	Variation mensuelle des Nitrates.....	32
Figure16:	Variation mensuelle de l'azote ammoniacale.....	34
Figure17:	Variation mensuelle des Orthophosphates.....	35



La pollution marine est malheureusement aujourd'hui un fait solidement établi qui concerne l'ensemble des mers et des océans du globe. Elle est définie à l'échelon mondial comme une introduction par l'homme directement ou indirectement de substances ou d'énergie dans l'environnement marin, ayant pour conséquence des effets néfastes, tel que nuisances pour les ressources vivantes, risques pour la santé humaine, entraves aux activités maritimes, altération de la qualité de l'eau de mer de point de vue de son utilisation, et dégradation de valeurs d'agrément. Ces substances peuvent être un agent physique, chimique, ou biologique.

Les causes de modification de l'état des eaux néritiques sont multiples et particulièrement complexes, tel que Le vent, le soleil, la pluie et le lessivage des terres voisines. Dans les zones côtières la nature de sédiment est aussi très affectée par les aléas climatiques (sédimentation, érosion, teneur en matière organique), (LACAZE, 1996).

Le littoral Algérien est caractérisé par une concentration de la population et des activités industrielles, agricoles, touristiques et maritimes. Il apparaît comme réceptacle de tous les polluants d'origine anthropique, fertilisants et toxiques, entraînant par la suite des modifications considérables de la structure de fonctionnement des écosystèmes marins.

Plusieurs années d'observation sont souvent nécessaires pour déterminer si une évolution est naturelle ou provoquée par l'homme.

Dans cette présente étude, nous nous proposons d'évaluer la qualité physico-chimique des eaux marines de la plage Ouest de Sidi-Fredj de Septembre 2007 à Avril 2009 à partir de descripteurs physico-chimiques (température, salinité, oxygène dissous, potentiel d'hydrogène, nitrites, nitrates, phosphate, silicate, matière en suspension, matière organique particulaire, matière inorganique particulaire, la chlorophylle-a et les phéopigments).

Le présent travail est organisé comme suit :

- Présentation de la zone d'étude.
- Un rappel sur l'importance des paramètres physico-chimiques et les sels nutritifs dans l'étude de la qualité des eaux.
- Méthodologie appliquée sur le terrain et au laboratoire ainsi que les méthodes de dosage chimique des sels nutritifs.
- Traitement des données et discussion des résultats obtenus des différents paramètres.
- Conclusion générale.

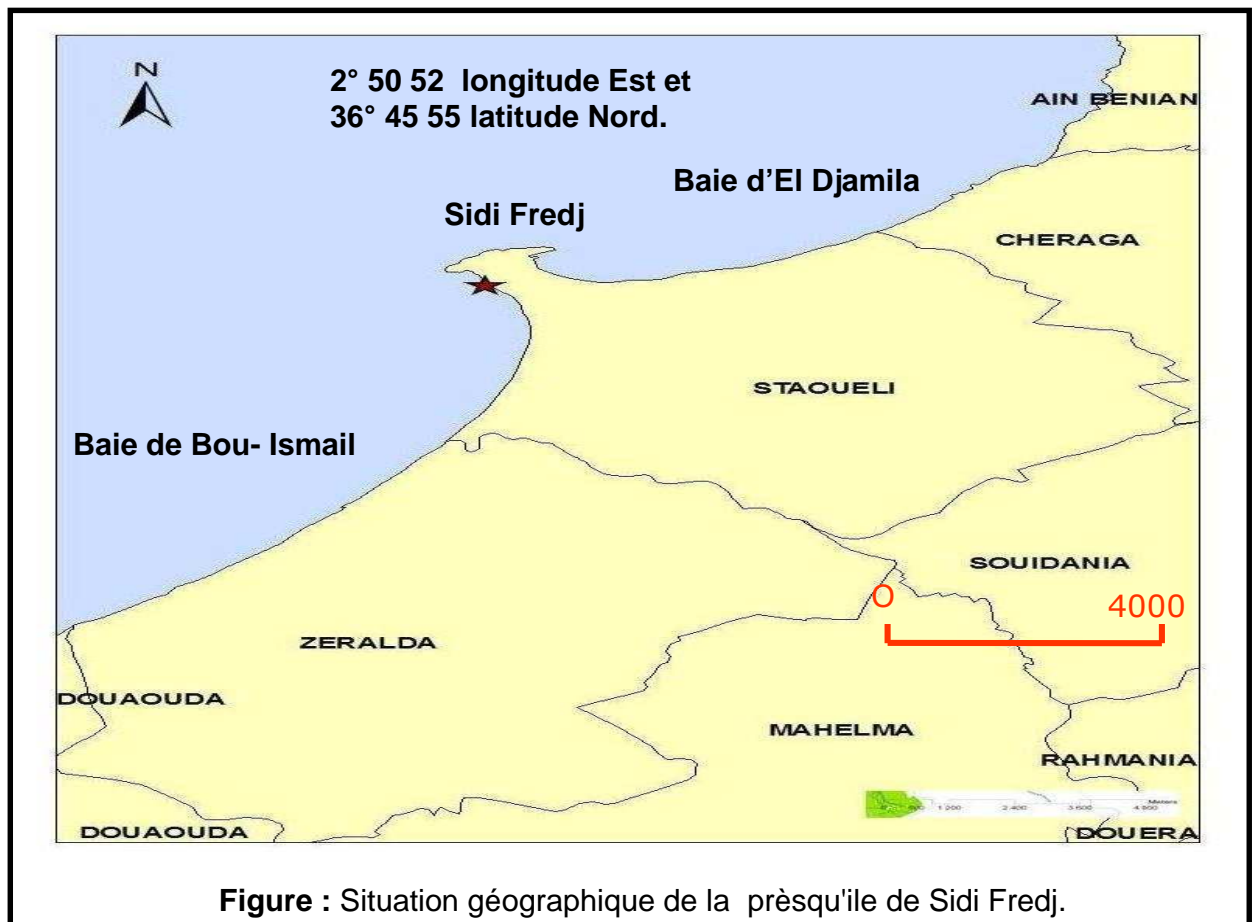
## I.1. La zone de Sidi Fredj

### I.1.1. Situation géographique

La presqu'île de Sidi Fredj se situe à une vingtaine de kilomètres à l'Ouest d'Alger.

C'est une localité étendue sur un kilomètre au bord de la mer, orientée vers le Nord-Ouest, elle forme le cap Est de la baie de Bou-Ismaïl et la limite Ouest de la baie d'El Djamila.

De point de vue administratif, elle appartient à la commune de Staouéli, daïra de Zeralda et wilaya d'Alger. C'est un promontoire rocheux en saillie par rapport aux côtes sableuses limitrophes. Ses coordonnées géographiques sont :  $2^{\circ} 50' 52''$  longitude Est et  $36^{\circ} 45' 55''$  latitude Nord.



## I.1.2. Les conditions météorologiques

### I.1.2.1. La température

La région de Sidi Fredj est caractérisée par un climat méditerranéen tempéré, relativement froid et humide en hiver et chaud en été.

- ✓ En période hivernale : les températures sont très variables s'échelonnant entre 6°C et 20°C.
- ✓ En période estivale : les températures sont très élevées se situant entre 25°C et 38°C atteignant parfois 40°C. (BELLAHCENE, 2002 in HAOUA et LALOU, 2006).

### I.1.2.2. Précipitation

En période hivernale : la pluviométrie est relativement importante la période de décembre à mai, se situant entre 15 et 108mm. En période estivale : la pluviométrie est réduite, de juin à septembre avec une quantité variant entre 4 à 25mm. (ONM, in HAOUA et LALOU, 2006)

### I.1.2.3. Les vents

La répartition des vents dans la région de Sidi Fredj est liée au régime des houles tout le long de l'année. (BELLAHCENE, 2002 in HAOUA M et LALOU A, 2006). On relève à ce titre :

- ✓ Une dominance hivernale caractérisée par les vents d'Ouest et Nord-Ouest.
- ✓ Une dominance estivale caractérisée par le vent Nord-Est.

Des observations climatiques ont été réalisées par la station de Dar El Beida sur une dizaine d'années (1993 à 2003). Elles sont présentées dans les figures (2 et 3) ci-après :

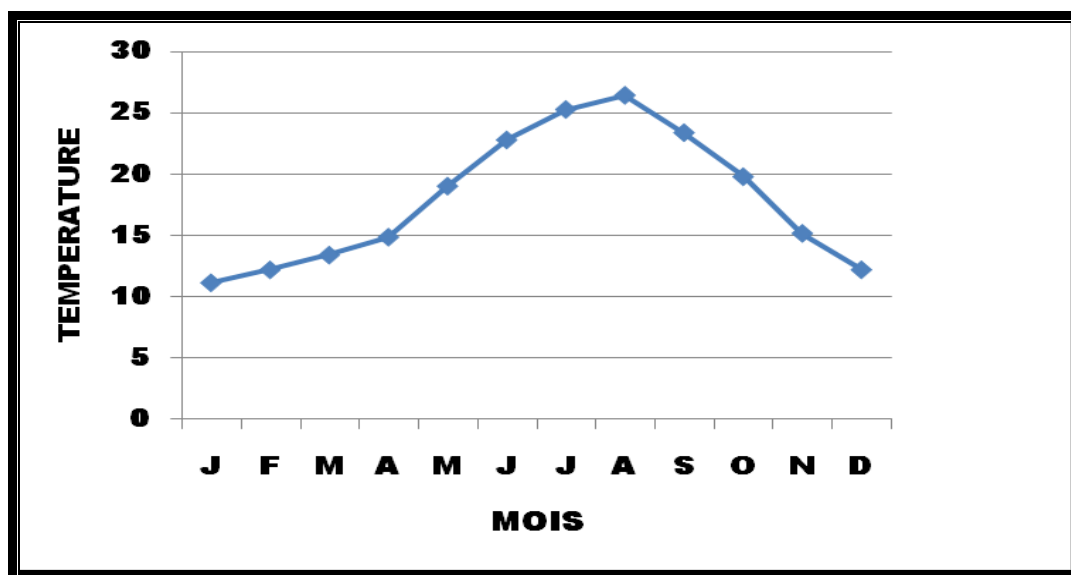
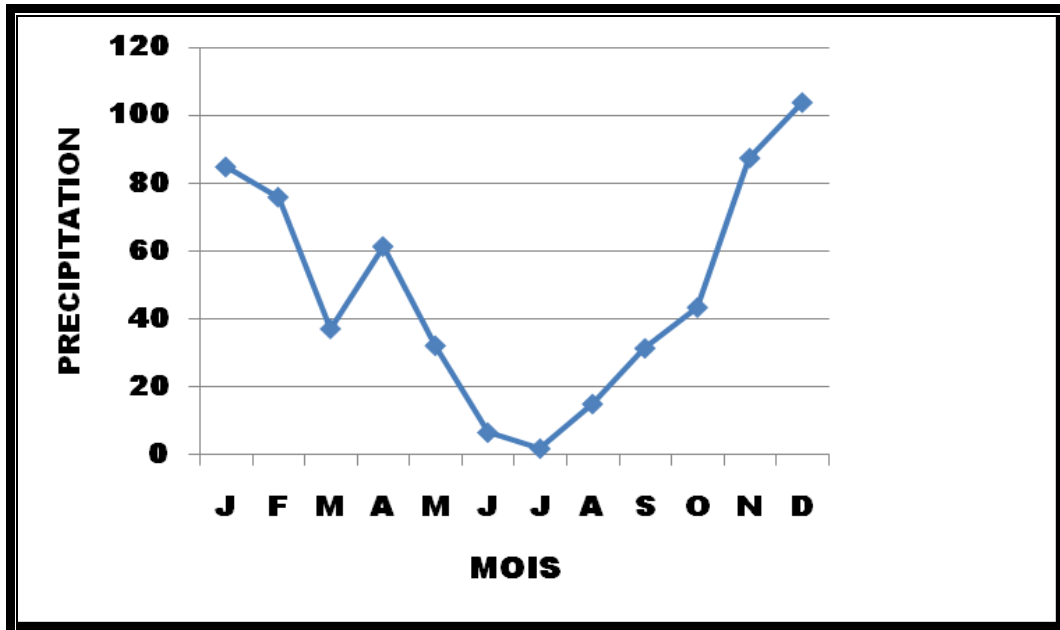


Figure 1 : Moyennes mensuelles des températures. (Source : ONM 2003)



**Figure 2 :** Moyennes mensuelles des précipitations (Source : ONM 2003)

D'après les deux figures :

- La température est soumise à l'influence de la mer qui adoucit le climat. La température haute est enregistrée en mois d'août (26,39°C), et la plus basse en mois de Janvier : 11,15°C.
- La pluviométrie est importante du mois d'Octobre au mois de Mai. On remarque deux périodes bien contrastées :
  - ✓ **Une période hivernale :** les températures sont basses, les précipitations sont relativement importantes et parfois violentes.
  - ✓ **Une période estivale :** les précipitations se font très rares et les températures augmentent jusqu'à 29°C.

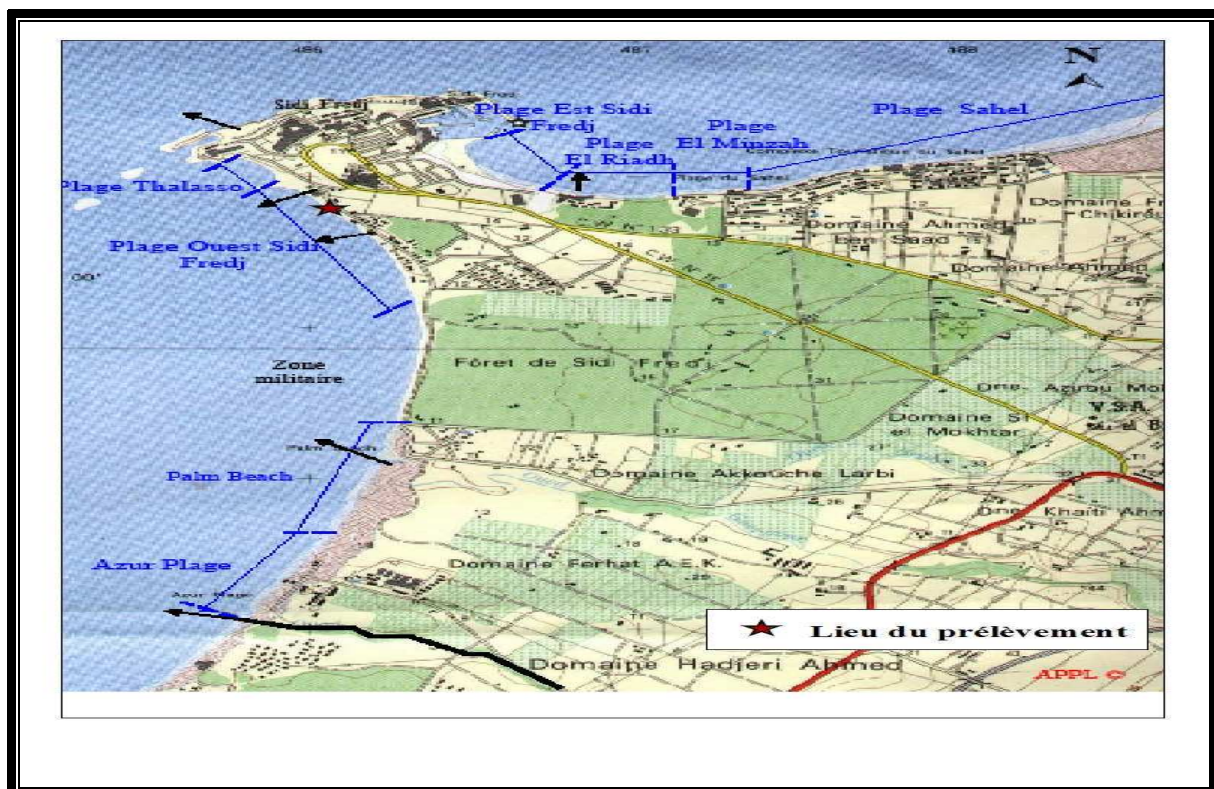
## I.2. L'échantillonnage

### I.2.1. Choix et localisation de la station

Une seule station de longitude (36° 45,561) et de la latitude (2° 50,550) (Figure 2) a fait l'objet d'un suivi mensuel sur une période de prélèvement qui s'étale du mois de septembre 2007 au mois d'avril 2009.

**Tableau 1 :** Les dates des prélèvements mensuels de l'eau.

N° de sortie	Mois	Date
1	Septembre	16 Septembre 2007
2	Octobre	21 Octobre 2007
3	Novembre	22 Novembre 2007
4	Décembre	22 Décembre 2007
5	Janvier	12 Janvier 2008
6	Février	14 Février 2008
7	Mars	14 Mars 2008
8	Avril	10 Avril 2008
9	Mai	21 Mai 2008
10	Juin	11 Juin 2008
11	Juillet	03 Juillet 2008
12	Août	07 Août 2008
13	Septembre	11 Septembre 2008
14	Octobre	07 Octobre 2008
15	Novembre	07 Novembre 2008
16	Décembre	06 Décembre 2008
17	Janvier	10 Janvier 2009
18	Février	15 Février 2009
19	Mars	14 Mars 2009
20	Avril	14 Avril 2009



**Figure 4 :** Localisation de la station de prélèvement

### I.2.2. Prélèvement de l'eau

Les échantillons destinés à l'analyse physico-chimique et chimique sont prélevés dans des flacons en plastique.

Le prélèvement a été fait manuellement, nous avons rincé le flacon avec de l'eau de mer avant de prélever. L'échantillonnage a été effectué à pied à une hauteur du genou sous la surface, le bouchon est remis, la bouteille est étiquetée, transportée au laboratoire à côté de la station de prélèvement et mise au congélateur à -20°C pour éviter toute perte d'éléments volatils et des modifications d'équilibre chimique et pour arrêter le développement de l'activité bactérienne.

### I.2.3. Mesure des paramètres in situ

En tout premier lieu, il s'agit de la température et de la salinité qui sont les deux descripteurs de base des masses d'eaux. Dépendant quasi exclusivement de processus physiques, Ils sont de bons traceurs de mélange des eaux.

La qualité générale de l'eau est influencée par des processus chimiques et biologiques, et altérée ou non par des apports anthropiques. Deux descripteurs usuels permettent de caractériser très globalement la qualité du milieu, l'oxygène et le pH, ce dernier étant surtout important dans les milieux estuariens de faible salinité, (AMINOT et KEROUEL, 2004).

#### I.2.3.1. La température

La température est l'un des descripteurs de base pour la connaissance du milieu. Elle influe sur l'activité biologique et sur la répartition des espèces. C'est un paramètre nécessaire à la détermination de la stratification verticale, et de la circulation océanique, sa mesure est indispensable pour l'interprétation ou le traitement d'autres paramètres, tel que : la saturation des gaz dissous et la mesure du pH. (AMINOT et KEROUEL, 2004).

La mesure de la température a été effectuée in situ à l'aide de l'oxymètre, conductimètre et pH mètre.

#### I.2.3.2. La Salinité

La salinité est un descripteur indispensable en milieu marin normalement associé à la mesure de la température. Les applications de la mesure de la salinité diffèrent en milieu côtier par rapport au milieu océanique.

C'est un paramètre nécessaire à la connaissance de la circulation océanique. En milieux côtiers et estuariens, la salinité est le traceur idéal des mélanges entre l'eau douce et l'eau de mer, (AMINOT et KEROUEL, 2004).

La mesure de la salinité a été effectuée in situ à l'aide d'un conductimètre du terrain de précision  $\pm 0,5\%$  de marque **Wissenschaftlich Technische Werkstätten «WTW»**. (Voir Photo 1 annexe 5)

L'Appareil doit être calibré avec de l'eau de mer normale à 35PSU.

### I.2.3.3. L'Oxygène dissous

L'oxygène est un facteur écologique essentiel (GAUJOUS, 1995), son importance comme paramètre de la qualité du milieu n'est plus à démontrer. Les concentrations de l'oxygène dissous dans l'eau résultent de processus physiques, chimiques, et biologiques :

- échange à l'interface air-mer (gain ou perte).
- Diffusion et mélange au sein de la masse d'eau.
- Photo-oxydation (perte).
- Respiration des organismes aquatiques y compris la minéralisation (perte).
- Nitrification (perte).
- Photosynthèse (gain).

En absence de processus chimiques et biologiques, la concentration de l'oxygène dans l'eau au contact de l'air n'est fonction que de la pression atmosphérique, de la température et de la salinité, (AMINOT et KEROUEL, 2004).

La mesure de l'oxygène dissous a été effectuée in situ par un oxymètre du terrain de marque Wissenschaftlich **Technische Werkstätten** «WTW». (Voir Photo 2 annexe 5) L'appareil est étalonné avant son utilisation. La teneur en oxygène dissous en mg/l, ainsi que la température en °C avec une précision de  $\pm 0.5\%$ . Le pourcentage de saturation est calculé à partir de la table de solubilité (annexe 3 : tableau 6)

Le pourcentage de saturation est calculé à partir de la table de solubilité de l'oxygène selon la formule suivante :

$$\text{Taux } (\%O_2) = (\text{concentration mesurée/solubilité}) * 100.$$

### I.2.3.4. Le potentiel hydrogène pH

Le pH est relatif à la concentration en ions hydrogène ( $H^+$ ) dans un milieu, donc à l'acidité de ce milieu.

Selon SORENSEN, 1909 in AMINOT et KEROUEL, 2004. , «Le pH est défini comme le logarithme décimale de la concentration en ions  $H^+$ .»

$$pH = - \log_{10} C_H$$

En absence d'influences externes, le pH est le reflet des équilibres entre les espèces chimiques majeurs du milieu, il influence de nombreux processus chimiques ou biologiques.

Le pH de l'eau de mer résulte de sa composition ionique, et essentiellement de la présence des carbonates issus de l'échange de dioxyde de carbone ( $CO_2$ ) entre l'atmosphère et l'eau, ainsi que de la dissolution du calcaire.

Le pH de l'eau de mer en contact avec l'atmosphère est dans une étroite fourchette qui est de l'ordre de 8 à 8,3. Il est affecté par les processus naturels qui déplacent les équilibres du système carbonique. (AMINOT et KEROUEL, 2004).

La mesure du pH a été effectuée in situ par une sonde du pH mètre du terrain de précision de  $\pm 0,01$  de marque **Wissenschaftlich Technische Werkstätten «WTW»**. (voir Photo 3 annexe 5).

L'étalonnage de l'appareil est effectué avec des solutions étalons de commerce de pH connu (6,87).

### I.3. L'analyse au laboratoire

#### I.3.1. La matière en suspension (MES)

Les eaux de mer contiennent des matières en suspension de toutes tailles et de toutes formes, minérales ou organique, vivantes ou détritiques, de nature soit biogénique (bactérie, phytoplancton, zooplancton, poissons), soit terrigène (apports fluviaux, produits de l'érosion des côtes, débris déversés par l'homme), soit éoliens (particules transportées par les courants atmosphériques et tombant dans la mer), soit enfin météoriques. Elles réduisent la pénétration de la lumière dans l'eau, l'épaisseur de la couche euphotique, la production primaire photosynthétique, (IVANOFF, 1972 in AMINOT et KEROUEL, 2004).

#### Protocole de dosage

La méthode consiste à filtrer 500ml d'eau de mer sur membrane filtrante (filtre de whatman de porosité  $0,45\mu\text{m}$ ) afin de retenir toutes les particules de taille supérieure à  $0,5-1\mu\text{m}$ .

La membrane est séchée à l'étuve à  $80^{\circ}\text{C}$  pendant 24h et pesée avant et après la filtration. La différence de poids permet de connaître la masse séchée totale de matière en suspension dans le volume filtré correspondant.

#### Appareillage

- Un dispositif de filtration sous vide.
- Des membranes filtrantes Whatman ( $\varnothing = 0,45\mu\text{m}$ ).
- Boîte à filtre.
- Une balance de précision  $10^{-3}$  g.
- Une étuve de marque **MEMMERT**.

#### Mode opératoire

- Rincer les filtres à l'eau distillée.
- Sécher à l'étuve à  $80^{\circ}\text{C}$  pendant 2h.
- Laisser refroidir au dessiccateur.
- Peser les filtres (P1).
- Replacer aussitôt chaque filtre dans sa boîte à l'abri de la poussière.
- Placer un filtre et le centrer dans le dispositif de filtration.
- Homogénéiser l'échantillon et verser doucement 500ml sur le centre du filtre.

- Mettre les boîtes contenant les filtres sans le couvercle à l'étuve à 80°C pendant 24h.
- Laisser refroidir les filtres au dessiccateur.
- Peser les filtres (P2).

### Calcul de la concentration de la matière en suspension

La concentration des MES est donnée par l'expression :

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

Avec :

P1 : Poids du filtre avant filtration (mg).

P2 : Poids du filtre après filtration (mg).

V : Volume filtré (L).

### **I.3.2. La matière organique particulaire (MOP) et la matière inorganique particulaire (MIP)**

Dans l'océan, outre les apports éoliens, la MOP est majoritairement d'origine phytoplanctonique. Dans les milieux estuariens, la part d'origine terrigène apportée par le lessivage continentale prédomine fréquemment lorsque celui-ci est élevé.

Toutefois, en période d'étiage, la MOP peut provenir de fortes poussées de phytoplancton d'eau douce apporté par le lessivage continental et se dégradant dans l'estuaire. En zone côtière et dans les panaches fluviaux, des situations intermédiaires se rencontrent avec des dominantes terrigènes surtout en hiver, et des développements intenses de phytoplancton au printemps et en été dans les zones riches en nutriments. La nature, donc la composition de matériel particulaire va aussi différer géographiquement et au cours du cycle annuel en fonction de son origine et de son évolution dans le milieu, (AMINOT et KEROUEL, 2004).

### Protocole de dosage

Les filtres utilisés pour la détermination de la matière en suspension dans l'eau de mer sont mis dans des creusets, et pesés avec précision, on obtient (P<sub>3</sub>).

Après les avoir passés au four à moufle à 450°C pendant deux heures, (les creusets et les filtres) sont à nouveau pesés, on obtient (P<sub>4</sub>). La différence de ces deux poids (P<sub>3</sub>, P<sub>4</sub>) nous donne le poids de la matière organique brûlée.

$$\text{MOP (mg)} = \text{P}_3 - \text{P}_4$$

Avec :

P<sub>3</sub> : Poids du creuset et du filtre avant passage au four.

**P<sub>4</sub>** : Poids du creuset et du filtre après passage au four.

L'expression : MES-MOP, nous donnera alors la MIP.

### I.3.3. La chlorophylle et phéopigment

La chlorophylle-a est le principal pigment photosynthétique des plantes. En convertissant l'énergie lumineuse en énergie chimique, elle permet la photosynthèse. La chlorophylle-a reste un bon indicateur de la biomasse phytoplanctonique. Donc c'est un paramètre clé des études en hydrologie marine car il existe de nombreux liens entre le développement du phytoplancton et les variations de la concentration de plusieurs paramètres (O<sub>2</sub> ; nutriment, pH ; carbone organique particulaire). Dans les milieux strictement marins, les phéopigments résultent du broutage et de 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 phytoplanctoniques, (**AMINOT et KEROUEL, 2004**).

La phéophytine a c'est le résultat de la dégradation de la chlorophylle-a

#### Protocole de dosage de la chlorophylle-a et des phéopigments a

Après filtration d'un certain volume d'eau de mer pour concentrer le matériel particulaire, le filtre est immergé dans un solvant qui assure l'extraction des pigments, puis on mesure l'absorbance de l'extrait à une ou plusieurs longueurs d'onde, par la méthode spectrophotométrique monochromatique, avant et après acidification si l'on recherche également les formes dégradées.

#### Appareillage

- Une pompe sous vide et un système de filtration.
- Une centrifugeuse.
- Un spectrophotomètre de marque CECIL type CE 1021 séries 10000.
- Des filtres Whatman 0,45µm.
- Des tubes en verre.

#### Mode opératoire

- filtrer 500ml d'eau de mer.
- Après filtration, mettre les filtres dans des tubes à centrifuger et ajouter 10ml d'acétone 90%.
- Déchiqueter les filtres.
- Envelopper les tubes avec papier d'aluminium pour garder les filtres à l'abri de la lumière.
- Mettre les tubes dans le réfrigérateur pendant 24h à 5°C.
- Mettre les tubes dans la centrifugeuse.
- Mesurer les absorbances brutes des extraits non acidifiés selon la méthode de LORENZEN à deux longueurs d'onde : 665 et 750nm.
- Acidifier par addition d'acide chlorhydrique 2 mol/l.
- Mesurer les absorbances brutes des extraits acidifiés à 665 et 750nm.

### ✚ Calcul et expression des résultats

$$[\text{chlorophylle-a}] (\mu\text{g/l}) = 27,7(A_{665}^{\text{na}} - A_{665}^{\text{a}}) * v / V.I.$$

$$[\text{Phéopigments}] (\mu\text{g/l}) = 27,7[(1,7A_{665}^{\text{a}}) - A_{665}^{\text{na}}] * v / V.I.$$

Avec:

V: Volume d'eau filtrée (l).

v : Volume d'acétone (ml).

I : Longueur du chemin optique de la cuve de mesure (1cm).

Et :

$$A_{665}^{\text{na}} = (A_{\text{brut } 665}^{\text{na}} - bc_{665}) - (A_{\text{brut } 750}^{\text{na}} - bc_{750})$$

$$A_{665}^{\text{a}} = (A_{\text{brut } 665}^{\text{a}} - bc_{665}) - (A_{\text{brut } 750}^{\text{a}} - bc_{750})$$

Avec :

$A_{665}^{\text{na}}$  : Absorbance corrigée à 665nm avant acidification.

$A_{665}^{\text{a}}$  : Absorbance corrigée à 665nm après acidification.

$Ab_{665}^{\text{na}}$  : Absorbance de l'échantillon à 665nm avant acidification.

$Ab_{665}^{\text{a}}$  : Absorbance de l'échantillon à 665nm après acidification.

$Ab_{750}^{\text{na}}$  : Absorbance de l'échantillon à 750nm avant acidification.

$Ab_{750}^{\text{a}}$  : Absorbance de l'échantillon à 750nm après acidification.

$bc_{665}$  : Absorbance de blanc de cuve à 665nm.

$bc_{750}$  : Absorbance de blanc de cuve à 750nm.

#### I.3.4. Les Sels nutritifs

Ce sont des éléments chimiques indispensables à la synthèse autotrophe de la matière organique. Le terme est souvent réservé aux éléments dont la concentration constitue parfois un facteur limitant, ces éléments sont : Azote, Phosphore, Silicium, (LACAZE, 1996).

La méthode utilisée pour le dosage des sels nutritifs (ammonium, nitrites, nitrates, Orthophosphates 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 spécifiques pour donner une coloration absorbant la lumière à une certaine longueur d'onde ( $\lambda$ ), (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

L'absorption de l'énergie lumineuse dépend de l'intensité de la coloration, de même, cette dernière est d'autant plus importante que la solution est concentrée en sel dosé.

La 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 la relation suivante :

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

Avec :

$I_0$  et  $I$  : Sont respectivement intensité lumineuse incidente et émergente du milieu absorbant.

$\varepsilon$  : Le coefficient d'extinction molaire variant en fonction de la température et la longueur d'onde.

L : La longueur du milieu traversé exprimé en cm.

C : Concentration de la solution absorbante exprimée en mole/l.

A : Absorbance de la solution.

D.O : Densité optique de la solution.

### I.3.4.1. Nitrites

Dans le cycle d'azote, les ions nitrites sont des intermédiaires relativement fugaces entre l'azote ammoniacal et les ions nitrates. Les zones de forte production primaire telles que les zones de remontée d'eau profonde (Upwelling) sont enrichies en nitrite provenant de l'excrétion directe ou de l'oxydation des composés azotés excrétés, (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983)

#### Mode opératoire

- 50ml  $\pm$  1ml d'échantillon.
- Ajouter 1ml du réactif 1 (solution de sulfanilamide) et mélanger.
- Laisser reposer 2 à 8 minutes.
- Ajouter 1ml de réactif 2 (solution de N-(1-naphtyl)-éthylènediamine) et mélanger.
- Attendre au moins 10 minutes et au plus de 1h.
- Mesurer l'absorbance à 543nm, en prenant l'eau distillée comme référence.
- Mesurer l'absorbance à 543nm en prenant de l'eau distillée comme référence.
- Mesure le blanc de cuve (eau distillée), du blanc des réactifs et de l'échantillon (eau de mer).

#### Etalonnage :

- Introduire dans des fioles jaugées de 500ml de 1- 2- 5- 10- 20- 50- 100- 250 ml la solution secondaire de nitrite et compléter avec de l'eau de mer afin d'obtenir la gamme de concentration de 0,1- 0,2- 0,5- 1-2-5- 10- 25 $\mu$ mole/l.
- Analyser à 543nm les différentes solutions ainsi que l'eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon.

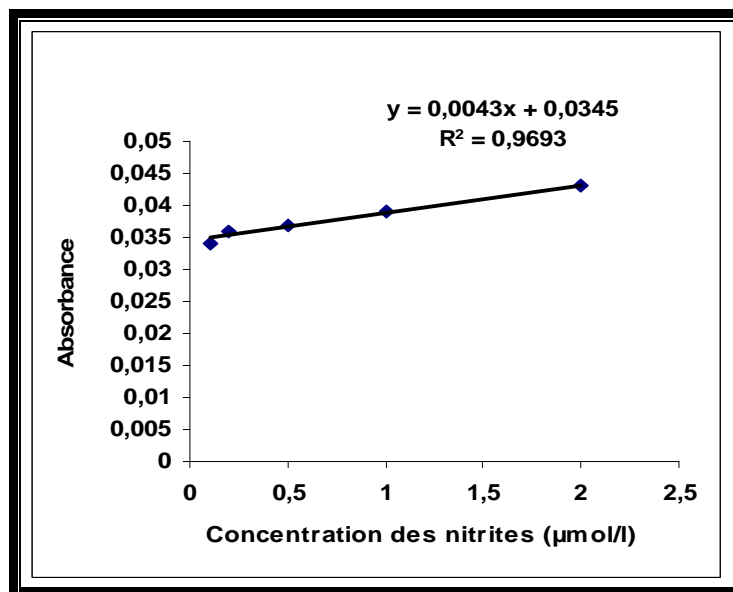


Figure 5 : Courbe d'étalonnage des Nitrites

#### I.3.4.2. Nitrates

L'ion nitrate est la forme oxydée stable de l'azote en solution aqueuse, il entre dans le cycle de l'azote comme support principal de la croissance du phytoplancton. Il est ensuite régénéré à partir des formes organiques, par les bactéries. Lorsque la vitesse de régénération devient inférieure à la vitesse d'utilisation, les ions nitrates sont un facteur limitant de la croissance des algues.

La méthode de dosage est celle qui est fondée sur le dosage des ions  $\text{NO}_2^-$  obtenus par réduction quantitative (> 95%) des ions  $\text{NO}_3^-$ . Cette méthode consiste à faire passer l'échantillon sur une colonne de cadmium traité au cuivre. (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983)

#### Mode opératoire

- 50ml  $\pm$  1ml d'échantillon.
- Ajouter 1ml du réactif 1(solution de sulfanilamide) et mélanger.
- Laisser reposer 2 à 8 minutes.
- Ajouter 1ml du réactif 2 (solution de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine) et mélanger
- Attendre au moins 10 minutes et pas plus de 1 heure.
- Faire passer ce dosage dans une colonne de cadmium.
- Mesure l'absorbance à 543nm en prenant de l'eau distillée comme référence.
- Mesure du blanc de cuve (eau distillée), du blanc des réactifs et de l'échantillon (eau de mer).

### I.3.4.3. Azote ammoniacal

L'azote ammoniacal est présent sous deux formes en solution, l'ammoniac  $\text{NH}_3$  et l'ammonium  $\text{NH}_4^+$ . Dans les eaux estuariennes, l'ammonium est très prédominant. La forme  $\text{NH}_3$  est la plus toxique pour la vie aquatique.

L'azote ammoniacal provient des excréments animaux et de la décomposition bactérienne des composés organique azotés. Il est utilisé par le phytoplancton comme source d'azote et oxydé par les bactéries nitrifiantes. Les concentrations sont très variables en fonction du lieu et de la saison, et des rejets (urbains et agricole)

L'ammonium peut donc un bon traceur de la pollution urbain. (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

#### Mode opératoire

- 100ml  $\pm$  5ml de l'échantillon.
- Ajouter 3,0ml du réactif 1 (solution de phénol-nitroprussiate).
- Boucher et agiter pour bien homogénéiser.
- Ajouter sans attendre 3,0ml de réactif 2 (solution complexante au chlore).
- Boucher et agiter à nouveau.
- Placer immédiatement à l'abri de la lumière pendant une nuit à température ambiante.
- Mesurer l'absorbance à 630nm par rapport au blanc de cuve (eau distillée), au blanc de l'échantillon (eau de mer) et au blanc de réactif (1 et 2).

#### Etalonnage

- Introduire 0,5- 1-2,5- 5- 10- 25- 50- 100- 250 ml de la solution étalon secondaire (voir annexe1) et compléter à 500 ml avec l'eau de mer filtrée soit une gamme de concentration.
- Analyser à 630nm les différentes solutions ainsi que l'eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon.

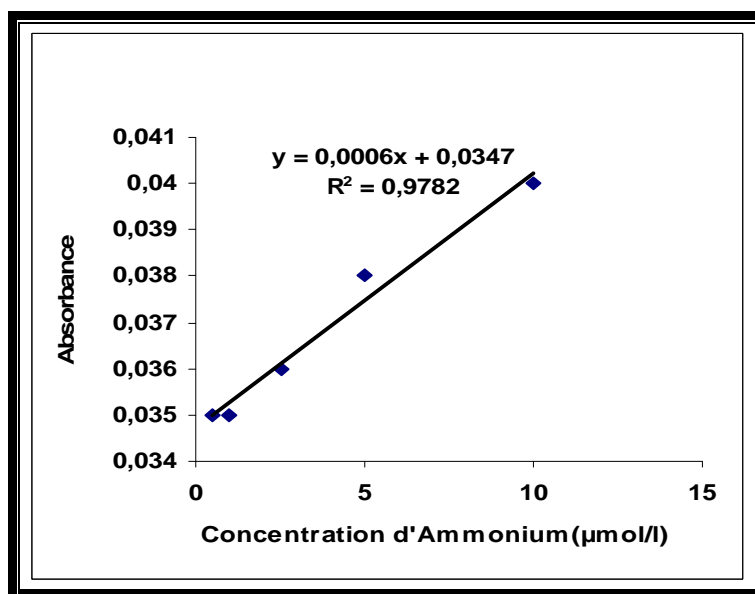


Figure 6 : Courbe d'étalonnage d'Ammonium.

#### I.3.4.4. Orthophosphate

Le phosphore est un élément nutritif dans la forme minérale majoritaire, orthophosphates, est essentielle à la vie aquatique. Dans l'eau de mer, les orthophosphates sont présents essentiellement sous deux formes  $\text{PO}_4^{3-}$  (10%) et  $\text{HPO}_4^{2-}$  (90%) et une très faible concentration en  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ .

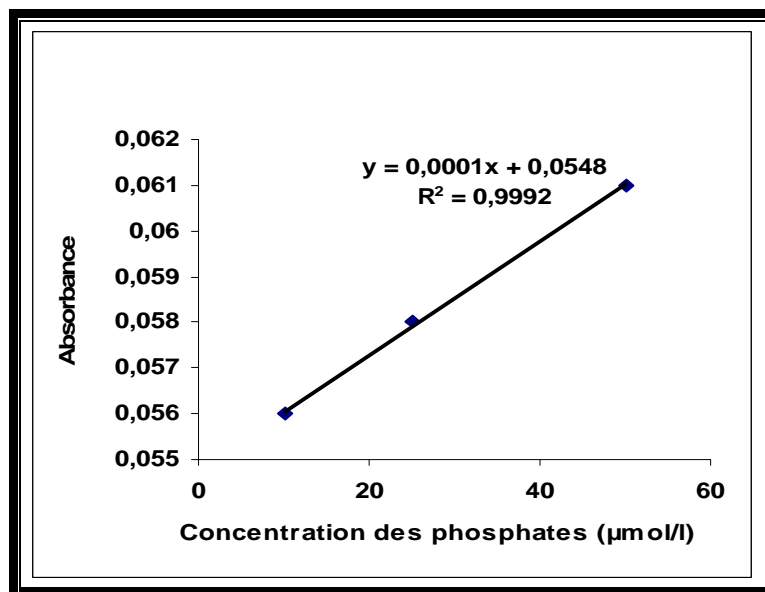
Les teneurs en orthophosphates sont normalement assez en surface en milieu océanique et côtier non pollué. Les fortes concentrations sont un indice d'un enrichissement d'origine domestiquer et agricole, sont considérées comme à l'origine du phénomène de l'eutrophisation. (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983)

##### Mode opératoire

- La température des échantillons doit être entre 15°C à 30°C.
- Mesurer 50ml de l'échantillon.
- Ajouter 2,0ml du réactif 1 (solution acide d'acide ascorbique) et mélanger.
- Ajouter (fonction des échantillons 0,5ml de thiosulfate et mélanger et laisser réagir 15 minutes).
- Ajouter 2,0ml du réactif 2 (solution acide de molybdène et d'antimoine), et mélanger.
- Laisser réagir 5 minutes mais pas plus de 30 minutes.
- Mesurer l'absorbance à la longueur d'onde de 880nm.

##### Etalonnage

- Introduire 0,5-1-2,5-5-10-25-50-100-250ml de a solution secondaire et compléter à 500ml avec de l'eau de mer filtré soit une gamme de concentration de 0,5- 1- 2,5- 5- 10- 25- 50- 100- 250 $\mu\text{mol/l}$ .
- Analyser à 880nm les différentes solutions ainsi que l'eau distillée, eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon et les réactifs.



**Figure 7** : Courbe d'étalonnage des Phosphates.

#### I.3.4.5. Silicates

Le silicium est un élément nutritif car il entre dans la composition des squelettes de certaines espèces phytoplanctoniques (diatomées, radiolaires, ...) auxquelles il est indispensable. (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983)

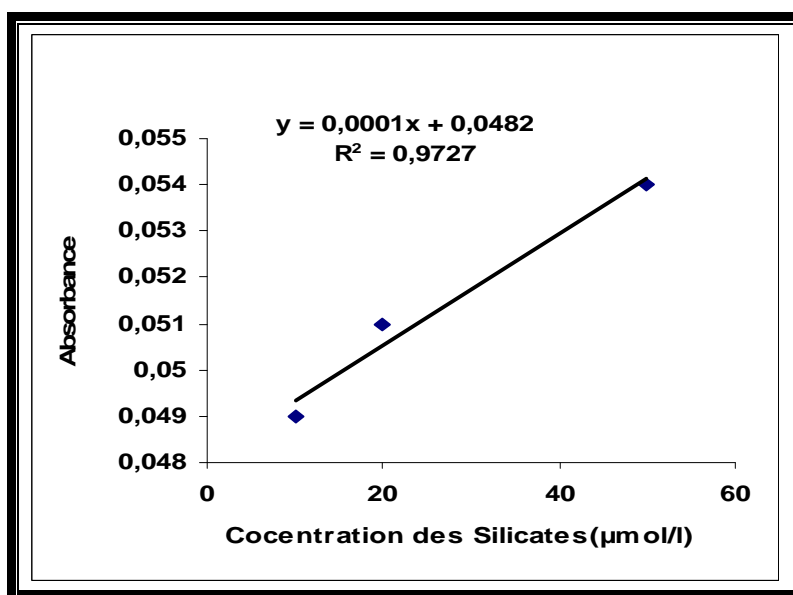
Le terme silicate désigne les formes dissoutes de l'ion orthosilicate  $\text{SiO}_4^{4-}$ , la forme majoritaire dans l'eau de mer étant l'acide orthosilicique  $\text{Si(OH)}_4$ , le silicate est fréquemment exprimé par cette forme, (AMINOT et KEROUEL, 2004).

##### 🔧 Mode opératoire

- La température ambiante doit être comprise entre 19 et 25°C.
- Introduire dans une éprouvette en plastique 50ml de l'échantillon.
- Ajouter 2 ml du réactif 1 (solution acide de molybdate) et mélanger.
- Attendre 7 minutes au moins et 13 minutes au plus.
- Ajouter 2 ml du réactif 2 (solution d'acide oxalique) et mélanger.
- Sans attendre ajouter 1ml du réactif 3 (solution acide ascorbique) et mélanger.
- Attendre 30minutes à 2 heures.
- Mesurer l'absorbance par rapport à l'eau distillée, l'échantillon et les réactifs à 810nm.

##### 🔧 Etalonnage

- Introduire 1- 2 – 5 – 10 – 20- 50 ml de la solution étalon dans des fioles en plastiques et compléter à 500ml avec de l'eau de mer filtrée, soit une gamme de concentration de 10 – 20 – 50 – 100 – 200 – 500  $\mu\text{mol/l}$ .
- Analyser à 810nm les différentes solutions, ainsi l'eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon.



**Figure 8 :** Courbe d'étalonnage des Silicates.

Pour les calculs et expression des résultats des sels nutritifs voir annexe 4.

## II. Résultats et interprétations

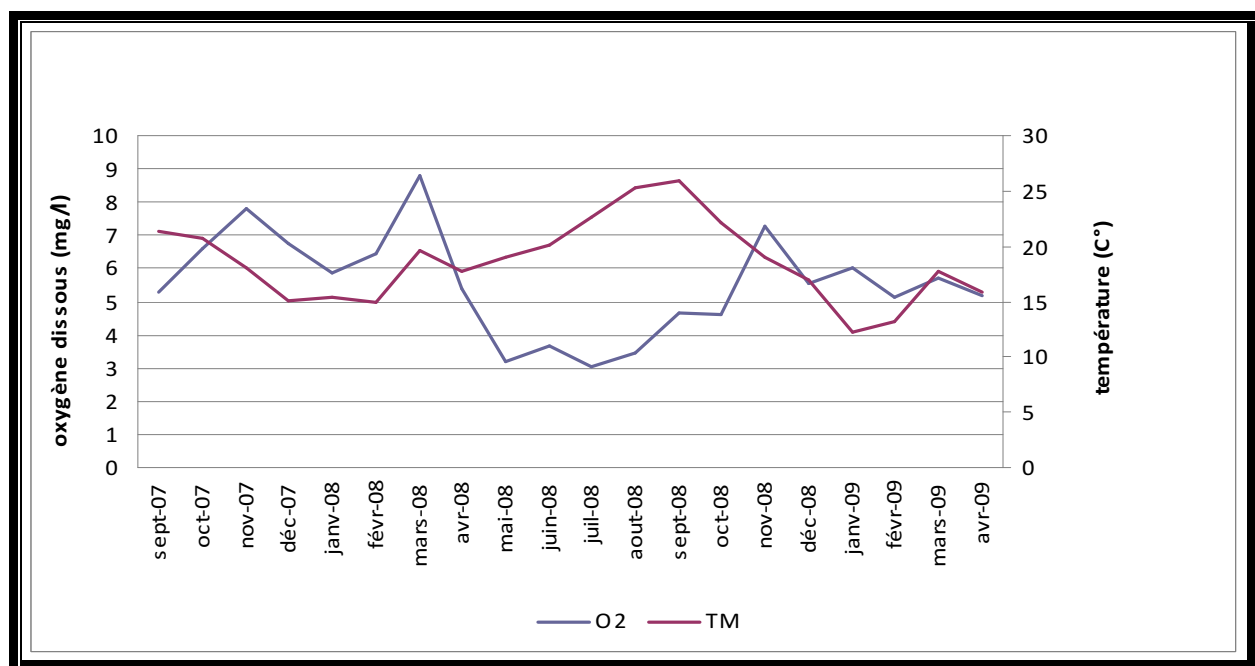
Les résultats obtenus dans la zone d'étude sont représentés dans l'annexe N° 2 (Tableau 1, Tableau 2, Tableau 3, et Tableau 4).

### II.1. La Température

La température affecte les propriétés physiques de l'eau de mer, comme la densité ou la viscosité, ainsi que les équilibres physiques, chimiques, en particulier ceux de l'ammonium et de l'oxygène. Si la température augmente la concentration à saturation en oxygène diminue à pression atmosphérique et salinité constante. La nitrification et dénitrification sont ralenties par la baisse de température. La température joue un rôle primordial dans les phénomènes de stratification des lacs et des mers (thermocline), (GEOFFROY, 2008).

Certains rejets présentent des écarts de température importants avec le milieu récepteur : tel que les eaux de refroidissement des centrales nucléaires. Une élévation de la température peut perturber fortement le milieu (pollution thermique) mais peut être un facteur d'accroissement de la productivité biologique.

Les températures relevées mensuellement (Figure 9) à la station de prélèvement d'eau entre septembre 2007 et avril 2009 montrent :



**Figure 9 :** Variation mensuelle de la Température et de l'Oxygène dissous.

-Des valeurs comprises entre 12,3°C et 25,93°C dont les maximums ont été enregistrés en Août 2008 et Septembre 2008 respectivement 25,23°C et 25,93°C, et des minimums qui sont marquées en Janvier 2009 (12,3°C) et Février 2009 (13,2°C). Il reflète que les périodes chaudes sont comprises entre les mois de Mars et Octobre avec une température moyenne de  $\approx 22^{\circ}\text{C}$ , et les périodes froides de Novembre à Février avec une température moyenne de  $\approx 15,5^{\circ}\text{C}$  à  $16^{\circ}\text{C}$ .

- La comparaison des températures de l'eau en période de Septembre 2007 à Novembre 2007 avec la période de septembre 2008 à Novembre 2008, indique une élévation de la température en période automnale 2008 par rapport à la période automnale 2007, (Tableau 2).

**Tableau 2 :** Comparaison de Température de la période automnale de l'année 2007 et 2008.

Mois	Température (°C) 2007	Température (°C) 2008
Septembre	21,42	25,93
Octobre	20,71	22,2
Novembre	18,07	19,07
Moyenne	<b>20,07</b>	<b>22,4</b>

- Comparaison les températures de eau en période hivernale de Décembre 2007 à Février 2008 avec la période hivernale de Décembre 2008 à Février 2009, on marque une diminution de la température en période 2008/2009 par rapport à la période de 2007/2008, à l'exception de mois de Décembre de la période 2008/2009 ou on observe une augmentation de température. (Tableau 3).

**Tableau 3 :** Comparaison de la Température de la période hivernale de l'année 2007/2008 et 2008/2009.

Mois	Température (°C) 2007/2008	Température (°C) 2008/2009
Décembre	15,14	16,9
Janvier	15,36	12,3
Février	14,95	13,2
Moyenne	<b>15,15</b>	<b>14,13</b>

- la comparaison des températures de la période printanière, de Mars 2008 à Avril 2008 par rapport à celles de Mars 2009 à Avril 2009, montre une diminution du printemps 2009 par rapport au printemps 2008. (Tableau 4).

**Tableau 4 :** Comparaison de la Température de la période printanière de l'année 2008 et 2009.

Mois	Température (°C) 2008	Température (°C) 2009
Mars	19,63	17,7
Avril	17,68	15,85
Moyenne	<b>18,65</b>	<b>16,77</b>

- La fin de la période printanière (Mai 2008) et la période estivale (Juin 08, Juillet 08, Août 08) représentent des températures de l'eau qui sont respectivement (19,08°C ; 20,17°C ; 22,57°C ; 25,23°C), ces valeurs sont sûrement dues à la température de l'air qui était élevée.

- On remarque d'après les résultats des trois années que les deux années 2007 et 2009 sont plus froides par rapport à 2008.

- Ces fluctuations thermiques de l'eau sont en relation directe avec les conditions météorologiques locales, plus particulièrement avec la température de l'air.
- Comparaison les températures les plus hautes et les plus basses de la période (1993-2003) avec celles de (2007-2009) on trouve qu'il n'y a pas un changement significatif.

La température moyenne de l'eau de mer de la zone d'étude pendant les 20 mois est de 18,66°C. Par contre la température moyenne de l'eau de la mer Méditerranéenne est de 13°C. (BARNABE et BARNABE, 1977).

## II.2. L'Oxygène Dissous

L'Oxygène présent dans les eaux, est le résultat des échanges entre l'atmosphère et la surface de la mer ainsi que de l'activité photosynthétique du phytoplancton. (BARNABE, 1989).

La teneur en oxygène dissous constitue un paramètre fondamental des milieux aquatique, car cet élément est indispensable à la respiration des organismes, permet la dégradation de la matière organique et l'accomplissement des cycles biochimiques tels que : le cycle de l'Azote.(GEOFFROY, 2008).

Les valeurs mensuelles relevées de l'oxygène dissous, en concentration et en pourcentage de saturation le long des vingt mois (Figure 9) montrent une variabilité importante : elles varient entre (3,03mg/l, 43,60% ) et (8,8mg/l ; 120,38%), dont les maximums ont été enregistrés en Novembre 2007(7,82mg/l ; 104,69%), en Mars 2008 (8,8mg/l ; 120,38%), et en Novembre 2008 (7,27mg/l ; 99,05%). Et les minimums ont été observés en Mai 2008 (3,19mg/l ; 43,58%), en Juin 2008 (3,69mg/l ; 51,39%), en Juillet 2008 (3,03mg/l ; 43,60%), et en Août 2008 (3,46mg/l ; 52,43%).

Il reflète que les périodes de saturation sont observées en automne, hiver et printemps (Octobre jusqu'au Mars) et des périodes de sous saturation sont observées en saison estivale ( de Mai jusqu'au Septembre).

Les fluctuations importantes en oxygène dissous des eaux dans la zone d'étude sont sous la dépendance de nombreux facteurs du milieu : Vent (brassage des masses d'eau), la variation de la température et de la salinité, l'activité photosynthétique (enrichissement du milieu en oxygène dissous), processus de l'oxydation biologique (utilisation d'oxygène par la respiration), et la précipitation qui permet aussi d'enrichie le milieu en oxygène.

On a noté des sous saturations en période hivernale, dues à l'état de la mer qui était calme au moment de prélèvement, et en période estivale qui sont dues à l'absence de précipitation, de vent, une faible solubilité avec l'augmentation de la température et de la salinité, et la diminution de la pression atmosphérique mais aussi de la consommation accrue par les êtres vivants et les bactéries aérobies pour l'oxydation de la matière organique produite au printemps, ( RODIER et al, 2005).

Des sursaturations en période printanière et automnale sont en relation avec l'activité photosynthétique intense et le vent qui permet l'agitation de la mer donc un brassage des masses d'eau.

Comparaison la valeur moyenne de l'oxygène dissous en saison automnale de l'année 2007 (Septembre, Octobre, Novembre) avec la même saison en 2008 on a observé une diminution de la concentration en oxygène dissous de 6,57mg/l en 2007 à 5,51mg/l en 2008.

En hiver (Décembre, Janvier, Février) on a enregistré une valeur moyenne de 6,35mg/l pour l'année 2007/2008 et une valeur moyenne de 5,57mg/l pour l'année 2008/2009.

Pour la période printanière on a enregistré une valeur moyenne des deux mois (Mars 2008, Avril 2008) qui est de 7,09mg/l et une valeur moyenne pour (Mars 2009, Avril 2009) qui est de 5,44mg/l.

### II.3. La Salinité

La salinité intervient sur de nombreux paramètres qualitatifs. (Annexe 3 Tableau 5)

La Méditerranée est considérée comme un bassin de concentration entourée de masses continentales et exposée à un climat sec, d'où d'importantes pertes par évaporation qui dépassent les apports fluviaux et les précipitations et l'entrée des eaux Atlantiques, la salinité varie avec la température, la profondeur, les apports d'eau douce (pluviométrie, oued, déversement côtiers...) et les courants, (JACQUES et TREGUER, 1986).

- Les valeurs de la salinité relevées mensuellement au niveau de la station de prélèvement montrent des variations importantes, (Figure 10).

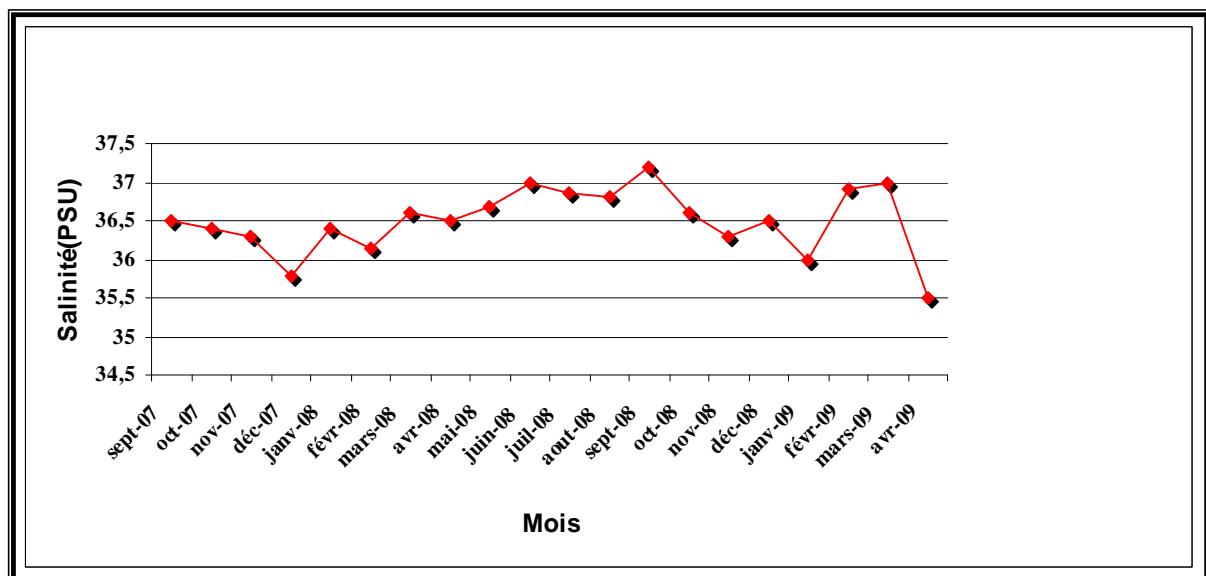


Figure 10 : Variation mensuelle de la salinité.

Des valeurs sont comprises entre 35,5 PSU et 37,2 PSU avec des pics de salinité se rencontrent en Juin 2008 (37 PSU), en Septembre 2008 (37,2 PSU), en Mars 2009 (37 PSU),

et des valeurs supérieures à 36 PSU sont enregistrées en Septembre 2007 (36,5 PSU), en Octobre 2007 (36,4 PSU), en Novembre 2007 (36,3 PSU), en Janvier 2008 (36,4 PSU), en Février 2008 (36,15 PSU), en Mars 2008 (36,6 PSU), en Avril 2008 (36,5 PSU), en Mai 2008 (36,67 PSU), en Juillet 2008 (36,85 PSU), en Août 2008 (36,8 PSU), en Octobre 2008 (36,6 PSU), en Novembre 2008 (36,3 PSU), en Décembre 2008 (36,5 PSU), en Janvier 2009 (36 PSU) et en Février 2009 (36,9 PSU).

- Des salinités minimales se rencontrent en Décembre 2007 (35,77 PSU) et en Avril 2009 (35,5 PSU).
- La salinité s'avère directement liée aux précipitations :
  - Les faibles valeurs halines sont observées en hiver et au printemps. Elles correspondent à la saison pluvieuse. A l'exception des deux mois de Février et Mars 2009 où on enregistre des valeurs de salinité élevées qui sont respectivement (36,9 et 37 PSU), qui peuvent être dues à une absence de la pluviométrie et l'augmentation de la température.
  - Les fortes valeurs halines sont observées en période estivale et en automne, elles caractérisent la saison sèche avec l'élévation de la température.
- La salinité est influencée aussi par les variations de température.
- Les valeurs de la salinité enregistrées dans la zone d'étude pendant les 20 mois sont dans l'intervalle de la salinité méditerranéenne qui est de 36 à 38 PSU selon (CUBELLES, 2007). Et selon (BARNABE et BARNABE, 1977), la salinité de l'eau de mer varie entre (33 PSU et 37 PSU) et elles dépassent l'intervalle de la salinité des eaux superficielles sur les côtes algériennes qui est d'environ 36,79 PSU à 37 PSU, (GUIBOUT, 1987).

#### II.4. Le potentiel hydrogène pH :

Le pH est un indicateur de certaines pollutions (AMINOT.A et KEROUEL, 2004). La connaissance de pH est importante pour définir le caractère agressif ou incrustant d'une eau, sa valeur (qui traduit l'acidité ou l'alcalinité de l'eau) résulte de plusieurs interactions entre les éléments dissous présent dans l'eau (RODIER, 2005).

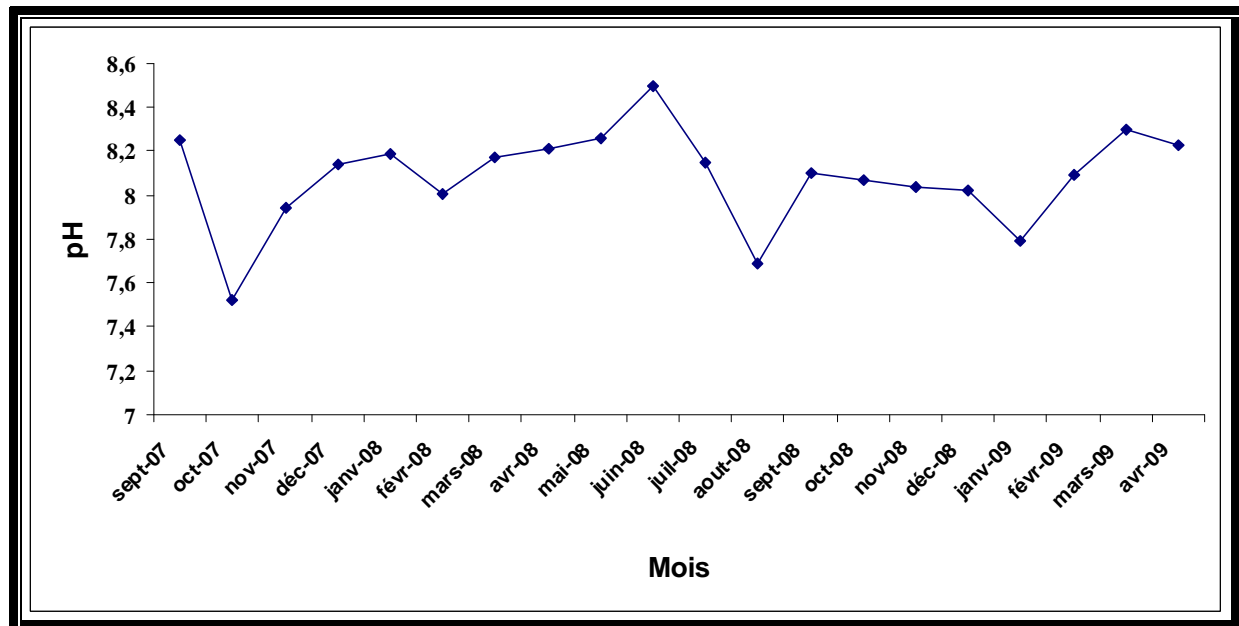
Le pH de l'eau de mer varie entre 7,9 et 8,3 selon les zones, (BARNABE et BARNABE, 1997). Il est principalement fixé par la présence des carbonates :  $\text{CO}_2$ ,  $\text{HCO}_3^-$ ,  $\text{CO}_3^{2-}$ , la modification des concentrations en  $\text{CO}_2$  (respiration, photosynthèse, ou échange air-océan) ou en  $\text{CO}_3^{2-}$  (précipitation, température, l'alcalinité, et les bases présentes dans le milieu) entraîne donc une modification du pH. (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

L'augmentation du pH entraîne le déplacement de l'équilibre  $\text{NH}_4^+$ ,  $\text{NH}_3$  vers la formation de  $\text{NH}_3$  qui est toxique pour les poissons. (BARNABE et BARNABE, 1997).

Le pH est considéré comme étant l'un des paramètres les plus importants de la qualité des eaux. Il doit être étroitement surveillé au cours de la période de prélèvement, (BRISOU et DENIS, 1980).

En zone côtière cela peut être un indicateur de pollution.

Dans la présente étude, les variations du pH sont significatives pendant la période d'étude, (Figure 11).



**Figure 11** : Variation mensuelle du pH.

Les valeurs du potentiel d'hydrogène sont comprises entre 7,52 et 8,5 avec des maximums en Juin 2008 (8,5), en Mars 2009 (8,3) et des minimums ont été enregistrés respectivement : Octobre 2007 (7,52), Août 2008 (7,69), Janvier 2009 (7,79), ces valeurs minimales sont peut être due à la pluviométrie et la présence des égouts qui véhiculent des eaux usées abaissant le pH de l'eau.

Les valeurs du pH enregistrées dans la zone d'étude pendant les vingt mois sont en voisinages des valeurs normales du pH de l'eau de mer qui est de 7,9 et 8,3 selon les zones, (BARNABE et BARNABE, 1997).

## II.5. La matière en suspension

La connaissance de la MES est importante pour l'étude des milieux aquatiques d'une part, les particules réduisent la transparence de l'eau et de ce fait la production primaire photosynthétique, d'autre part, elle présente une surface de contact importante pour des échanges physico-chimiques, chimiques et biologiques avec l'eau de mer, (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

La détermination de ces MES est essentielle pour évaluer la répartition de la charge polluante entre pollution dissoute et pollution sédimentaire.

Les matières en suspension sont principalement issues des déjections des poissons, des aliments consommés et des particules exogènes amenées : par les eaux d'alimentation, de l'exploitation-érosion des sols, de débris végétaux, plancton, colloïdes, (GEOFFROY, 2008).

Dans la présente étude, les MES enregistrées dans l'eau entre Septembre 2007 et Mars 2009, indique une grande fluctuation de la charge particulaire, (Figure12). Selon (AMINOT et KEROUEL, 2004) des valeurs de l'ordre de 0,5 à 5 mg/l peuvent être observées en eaux côtières.

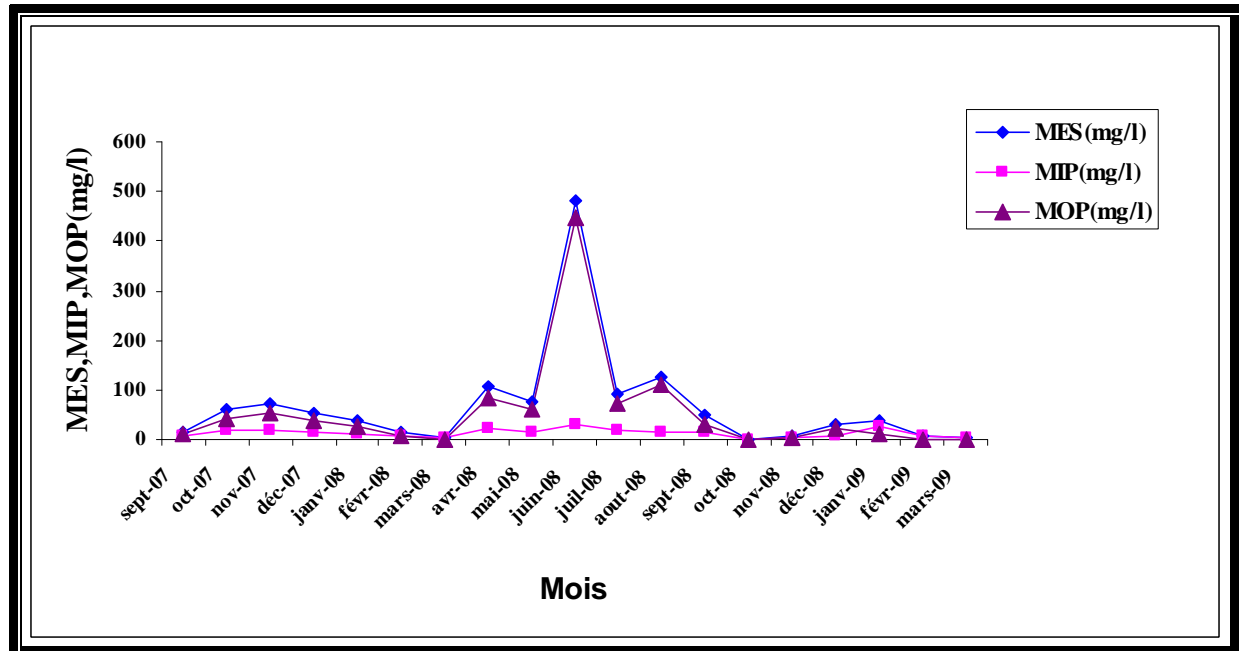


Figure 12 : Variation mensuelle des MES, MOP, MIP.

Les concentrations en MES enregistrées dans la zone d'étude varient entre Octobre 2008 (0mg/l) et Juin 2008 (480mg/l), avec des concentrations importantes dans la plupart des mois de la période d'étude. Ces concentrations sont très supérieures à la norme qui est de l'ordre de 0,5 à 5mg/l en milieu côtier selon AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983.

Les minima sont enregistrés au mois de Mars 2008 (4,8mg/l), en Novembre 2008 (8mg/l), en Février 2009 (8mg/l), et en Mars 2009 (4mg/l).

Les variations de la concentration en MES dépendent des conditions climatiques, de l'intensité de l'hydrodynamisme, de l'influence des apports marins et continentaux, et du cycle de développement du plancton. On peut dire aussi que les maxima enregistrés au point de prélèvement dépendent de la faible hauteur de la colonne d'eau, où une faible agitation de la mer, va mettre les particules décantées en suspension. Ces fortes teneurs empêchent la pénétration de la lumière, compromettre le développement des œufs, réduire le stock de nourriture disponible et augmentent le colmatage des branchies, provoquant aussi leur asphyxie, (RODIER et al, 1996).

L'analyse des fractions organiques et minérales des MES est importante pour savoir l'origine de cette dernière.

## II.6. La matière organique particulaire (MOP)

La matière organique représente un réel danger pour les poissons, car elle constitue un support de prolifération pour les bactéries qui par leur métabolisme, consomment l'oxygène dissous de l'eau. De plus, ces particules en suspension sont des vecteurs de maladies bactériennes ou virales, (**GEOFFROY, 2008**). Elle peut servir aussi d'aliments pour les espèces détritatives.

La matière organique particulaire représente une forte proportion du matériel sestonique total, à l'exception de certains mois où on observe l'absence de ce matériel (MOP), par exemple en Octobre 2008, Février et Mars 2009. Et d'autres cas où on enregistre des valeurs de MOP inférieures à celles de MIP par exemple en Février 2008 (7mg/l), en Mars 2008 (1,2mg/l), en Janvier 2009 (12mg/l). (Figure 12)

Les fluctuations des MOP sont similaires au cycle des MES. Dont les valeurs minimales sont enregistrées en Mars 2008 (1,2mg/l), en Novembre 2008 (4mg/l), et les valeurs maximales sont observées en Avril 2008 (83,87mg/l), Juin 2008 (448mg/l), Juillet 2008 (72mg/l), et en Août 2008 (112mg/l).

Ces fortes concentrations peuvent être expliquées par le cycle du développement phytoplanctonique et aussi à la remise en suspension des particules organiques sédimentées qui n'ont pas le temps suffisant pour s'oxyder à cause de la faible profondeur (milieu côtier).

## II.7. La matière inorganique particulaire (MIP)

La matière inorganique particulaire représente des faibles valeurs par rapport à celles de la MES, à l'exception de certains cas où on observe des valeurs similaires, en Octobre 2008, Février et Mars 2009. (Figure 12).

Les valeurs minimales sont enregistrées en Mars 2008 (3,6mg/l), Novembre 2008 (4mg/l) et en Mars 2009 (4mg/l). Une absence totale est notée en Octobre 2008 (0mg/l). Ces minima correspondent aux minima enregistrés en MES.

Les valeurs maximales enregistrées en Avril 2008 (21,73mg/l), Juin 2008 (32mg/l), en Janvier 2009 (28mg/l), sont expliquées par l'oxydation de la MOP par l'oxygène qui provient de la photosynthèse et le brassage des masses d'eau. Aussi peuvent être dues au faible bathymétrie de point de prélèvement qui permet une remise en suspension rapide des particules par le facteur hydrodynamisme.

## II.8. Le rapport MIP/MOP

Le rapport MIP/MOP dans la zone d'étude montre une variation mensuelle, entre (0 et 3).

Les valeurs inférieures à 1 sont enregistrées en Septembre 2007 (0,65), Octobre 2007 (0,48), Novembre 2007 (0,35), Décembre 2007 (0,43), Janvier 2008 (0,41), Avril 2008 (0,26), Mai 2008 (0,25), Juin 2008 (0,071), Juillet 2008 (0,28), Août 2008 (0,14), Septembre 2008 (0,5), et en Décembre 2008 (0,33). Dans ce cas la présence de la matière organique particulaire est plus importante que celle de MIP.

Une valeur qui est de 1 enregistrée en Novembre 2008. Donc on a une égalité entre les MOP et les MIP dans le milieu.

Des valeurs supérieures à 1 sont enregistrées en Février 2008 (1,32), Mars 2008 (3), et en Janvier 2009 (2,33). Expliquent une forte quantité du matériel inorganique particulaire par rapport au matériel organique particulaire.

Ce rapport permet de donner un indice sur la qualité trophique des eaux du milieu, où les valeurs inférieures ou proches à 1 représentent des eaux de bonne qualité trophique et les valeurs supérieures à 1 sont la conséquence d'une augmentation de la fraction minérale par rapport à la fraction organique, qui indique une baisse de la qualité trophique des eaux.

## II.9. La chlorophylle a

Les teneurs de la chlorophylle-a varient de (0 à 79,779 $\mu$ g/l), au cours de la période d'étude, dont la plupart des valeurs étant inférieures à 10 $\mu$ g/l. (Figure13)

Selon **RODIER, 1996**, les pigments chlorophylliens sont très sensible à la lumière donc les larges variations peuvent être dûes au fort ensoleillement.

On a enregistré de très fortes valeurs en Juin 2008 (38,78 $\mu$ g/l), Août 2008 (39,89 $\mu$ g/l), et en Avril 2009 (79,78 $\mu$ g/l), elles peuvent être dûes à une forte activité photosynthétique plus l'état de la mer qui était agitée.

Des teneurs supérieures à 10 $\mu$ g/l sont enregistrées en Septembre 2007 (14,127 $\mu$ g/l), en Novembre 2007( 13,296 $\mu$ g/l) , en Mai 2008 (12,927 $\mu$ g/l), et d'autres inférieures à 10 $\mu$ g/l sont enregistrées en Octobre 2007 ( 8,495 $\mu$ g/), Décembre 2007 (3,324 $\mu$ g/l), Janvier 2008 ( 2,955 $\mu$ g/l), Février 2008 (8,81 $\mu$ g/l), Avril 2008 (6,279 $\mu$ g/l), Juillet 2008 ( 2,216 $\mu$ g/l), et en Décembre 2008 (7,69 10-15  $\mu$ g/l).

On a noté une absence de la chlorophylle pendant plusieurs mois, Mars 2008, Septembre 2008, Octobre 2008, Novembre 2008, Janvier 2009, Février 2009, et en Mars 2009.

Cette variation de la chlorophylle-a est sous l'influence de plusieurs facteurs météorologiques, hydrologiques, et biologiques. La chlorophylle-a est considérée comme un bon estimateur de la biomasse phytoplanctonique.

L'apport important des sels minéraux nutritifs du bassin versant en période de pluie, qui enrichisse fortement le milieu explique les fortes concentrations, on peut aussi dire que les égouts, et les rejets urbains expliquent les fortes poussées de la chlorophylle-a.

Les fortes poussées chlorophylliennes enregistrées en été sont dûes à un apport minéral essentiellement lié à une minéralisation rapide de la matière organique produite au printemps ou bien aux déjections des estivants sur la plage ouest .

## II.10. Les phéopigments

Les phéopigments sont les produits de dégradation de la chlorophylle qui peuvent constituer une partie importante des pigments chlorophylliens présents dans le milieu. Ils réunissent les phéophytines et les phéophorbides, produits de transformation des chlorophylles sous l'action d'une acidification du milieu, mais les phéopigments ne présentent pas la totalité des produits de dégradation car il y a aussi les chlorophyllides, où inclus dans les mesures de la chlorophylle-a. (GEOFFROY, 2008)

Dans la présente étude on a enregistré des variations importantes durant la période d'étude. (Figure 13). On a observé des fortes teneurs en 2007 : Septembre (217,97 $\mu\text{g/l}$ ), Octobre (19,168 $\mu\text{g/l}$ ), Novembre (16,177 $\mu\text{g/l}$ ), et en Août 2008 (208,304 $\mu\text{g/l}$ ), et Février 2009 (25,152 $\mu\text{g/l}$ ). Selon AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983 les eaux côtières sont souvent riches en phéopigments avec environ 50% du pigment total en hiver.

Ces fortes concentrations en phéopigments par rapport à la chlorophylle-a témoignent de populations phytoplactoniques senescentes et de l'abondance des débris végétaux dans la zone d'étude, selon (AMINOT, et KEROUEL, 2004) plus les concentrations en phéopigments sont importantes par rapport à la concentration de chlorophylle-a plus les cellules algales sont vieilles dégradées ou broutées par le zooplancton.

Les faibles valeurs enregistrées en Décembre 2007 (9,086 $\mu\text{g/l}$ ), Janvier 2008 (7,904 $\mu\text{g/l}$ ), Février 2008 (8,81 $\mu\text{g/l}$ ), Avril 2008 (6,906 $\mu\text{g/l}$ ), Mai 2008 (3,287 $\mu\text{g/l}$ ), Juin 2008 (2,326 $\mu\text{g/l}$ ), et en Décembre 2008 (3,103 $\mu\text{g/l}$ ). Et une absence totale pendant les 5 premiers mois de l'année 2008 : Mars, Juillet, Septembre, Octobre, Novembre, et trois mois de l'année 2009 : Janvier, Mars, Avril. Ces faibles valeurs sont dues à la présence des cellules phytoplanctoniques qui ne sont pas dégradées.

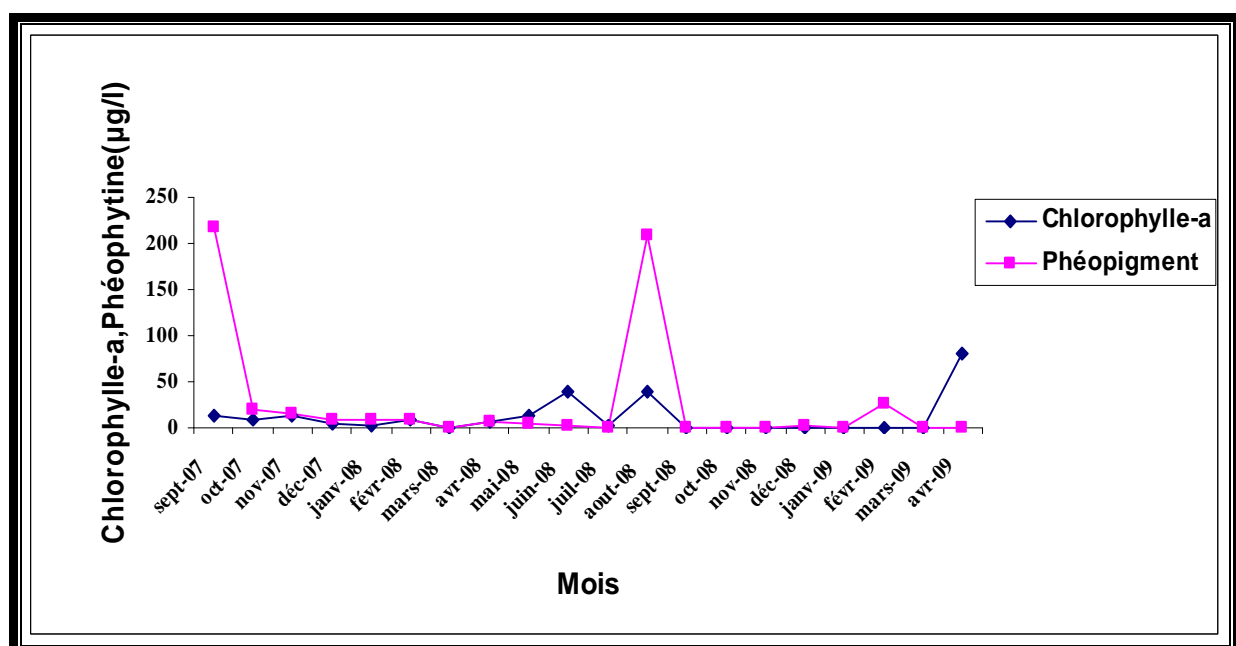


Figure 13 : Variation mensuelle de la chlorophylle-a et de phéopigments.

## II.11. Les sels nutritifs

Le déficit en éléments nutritifs de la méditerranée par rapport aux océans est du au régime hydrologique particulier de cette mer. Elle ne reçoit de l'océan Atlantique que des eaux superficielles déjà appauvries en sels nutritifs avant de pénétrer dans le détroit de Gibraltar. (COPIN-MONTEGUT, 1996).

### II.11.1. Les Nitrites

Les nitrites proviennent de l'oxydation de l'ammonium par les bactéries nitrifiantes mais aussi de la réduction des nitrates. Ils sont très dangereux pour les espèces et leur toxicité en partie influencée par le pH et la dureté totale. En effet si le pH ou la dureté totale décroissent, la toxicité des nitrites tend à augmenter (GEOFFROY, 2008).

Les teneurs en nitrites dans la zone d'étude varient entre (0mg/l et 0,562mg/l). (Figure14)

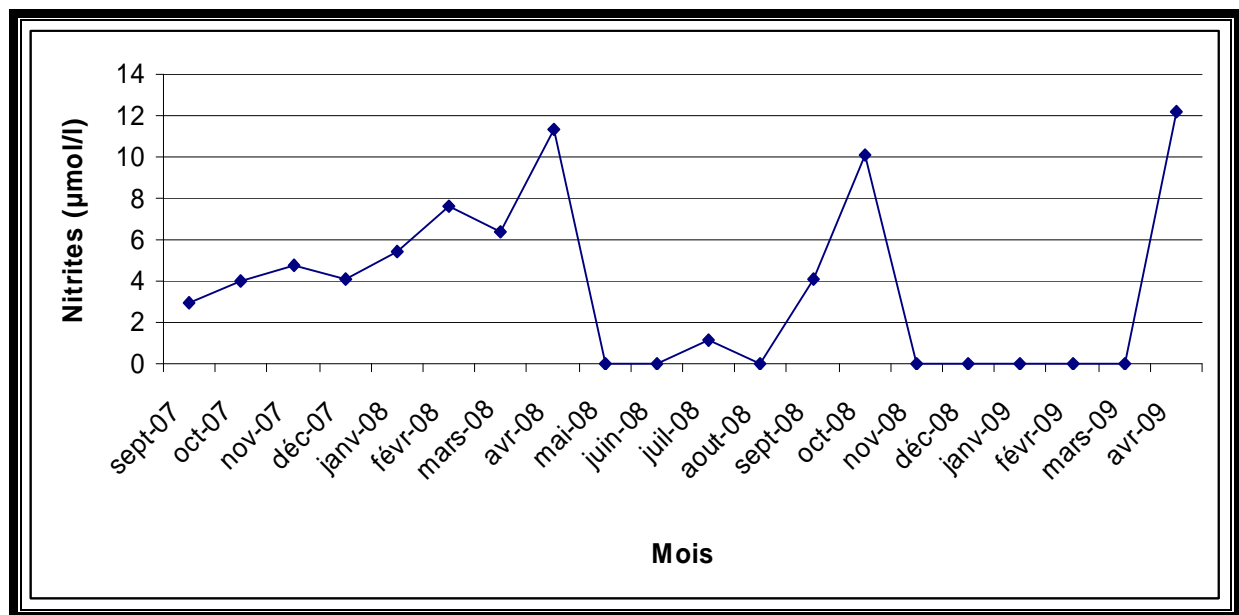


Figure 14 : Variation mensuelle des Nitrites.

Les plus fortes valeurs sont enregistrées en Printemps avec des pics en Avril 2008 (0,523mg/l) et en Avril 2009 (0,562mg/l) et en Automne avec un pic en Octobre 2008 (0,465 mg/l), en Mars 2008 (0,294mg/l), Juillet 2008 (0,051mg/l), et en Septembre 2008 (0,187mg/l), en Septembre 2007 (0,138mg/l), Octobre 2007 (1,84mg/l), Novembre 2007 (0,219). Et en Hiver avec des valeurs qui sont enregistrées en Décembre 2007 (0,187mg/l), en Janvier 2008 (0,248mg/l), et en Février 2008 (0,351mg/l) qui sont supérieures à la norme qui est de l'ordre de 0,5 à 1 µmol/l respectivement (0,023 à 0,046 mg/l) dans les eaux côtières selon AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983.

Ces fortes teneurs correspondent à la période d'une poussée phytoplanctonique qui produit l'oxygène, plus la pluviométrie et le brassage des masses d'eau qui enrichissent le milieu en oxygène.

L'absence des nitrites est rencontrée en été 2008 (Mai, Juin, Août), en Automne 2008 (Novembre, Décembre) et en Hiver 2009 (Janvier, Février, Mars), peut être due au climat et l'état de la mer ou bien à une bonne oxygénation du milieu qui permet la transformation des nitrites en nitrates.

Les teneurs des nitrites sont beaucoup plus faibles que celles des nitrates, les maxima des nitrates sont marqués en hiver, puis se suivent les maxima des nitrites en printemps, car les nitrates sont utilisées dans le processus de photosynthèse. Les nitrites ne constituent normalement dans les eaux bien oxygénées qu'une petite partie des nitrates.

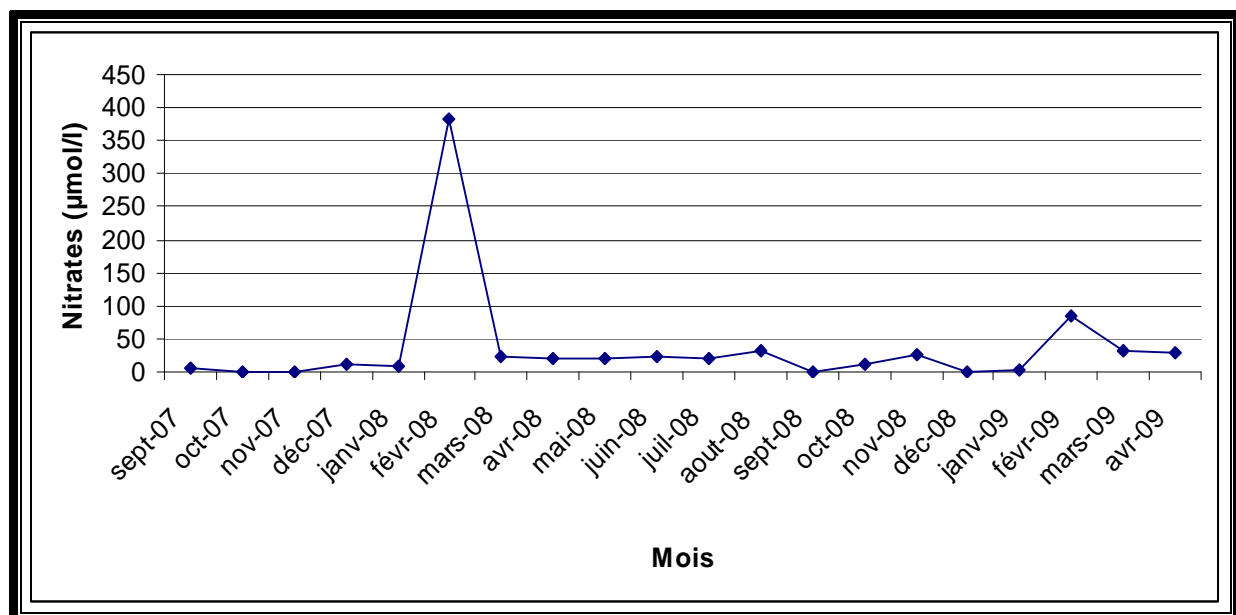
### II.11.2. Les nitrates

Les nitrates sont issus de l'oxydation de l'ammoniac. Ce sont des composés peu toxiques pour les animaux aquatiques. Sur un circuit fermé, ils proviennent de l'oxydation bactérienne des nitrites et finissent par se concentrer, (**GEOFFROY, 2008**).

Les nitrates participent au phénomène d'eutrophisation, en faible concentration de l'oxygène, les nitrates peuvent jouer un rôle de donneurs d'oxygène, (**RODIER, 2005**).

Les valeurs des nitrates enregistrées dans les eaux de la zone d'étude sont comprises entre (0mg/l et 23,705mg/l) (Figure15), les fortes valeurs sont enregistrées en hiver, avec des maxima qui sont rencontrés en Février 2008 (23,705mg/l), en Février 2009 (5,2mg/l). Ces concentrations sont largement supérieures aux normes (10 à 15 $\mu$ mol/l) respectivement (0,62 à0, 93 mg/l)

Des minima marqués en Septembre 2007 (0,444mg/l), en Décembre 2007 (0,761mg/l), en Janvier 2008 (0,558mg/l), en Septembre 2008 (0,057mg/l), en Octobre 2008 (0,735mg/l), en Janvier 2009 (0,159mg/l). Des valeurs intermédiaires comprises entre (1,202mg/l et 2,03mg/l) sont enregistrées pendant l'année 2008 : Mars , Avril , Mai , Juin ,Juillet ,Août Novembre et en Mars ,et Avril 2009.



**Figure 15 :** Variation mensuelle des Nitrates.

Une absence des nitrates en Octobre et Novembre 2007, et en Décembre 2008, peut être due à l'épuisement du milieu en période estivale et l'absence de renouvellement par la précipitation et le lessivage.

Ces fortes valeurs marquées en Février 2008, Février et Mars 2009, peut être dues à la régénération par les bactéries de la matière organique dissoute ou des détritiques organiques, et les apports en nitrates d'origine agricole qui provient par une forte pluviométrie et le lessivage des sols, elles peuvent être dues aussi à une éventuelle

nitrification de l'azote ammoniacal. Plus le phénomène de photosynthèse qui résulte une bonne oxygénation du milieu. (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983),

Par contre les faibles teneurs en nitrates sont expliquées par leur assimilation par la flore aquatique, en période de pleine croissance des consommateurs primaires.

### II.11.3. L'Azote ammoniacal

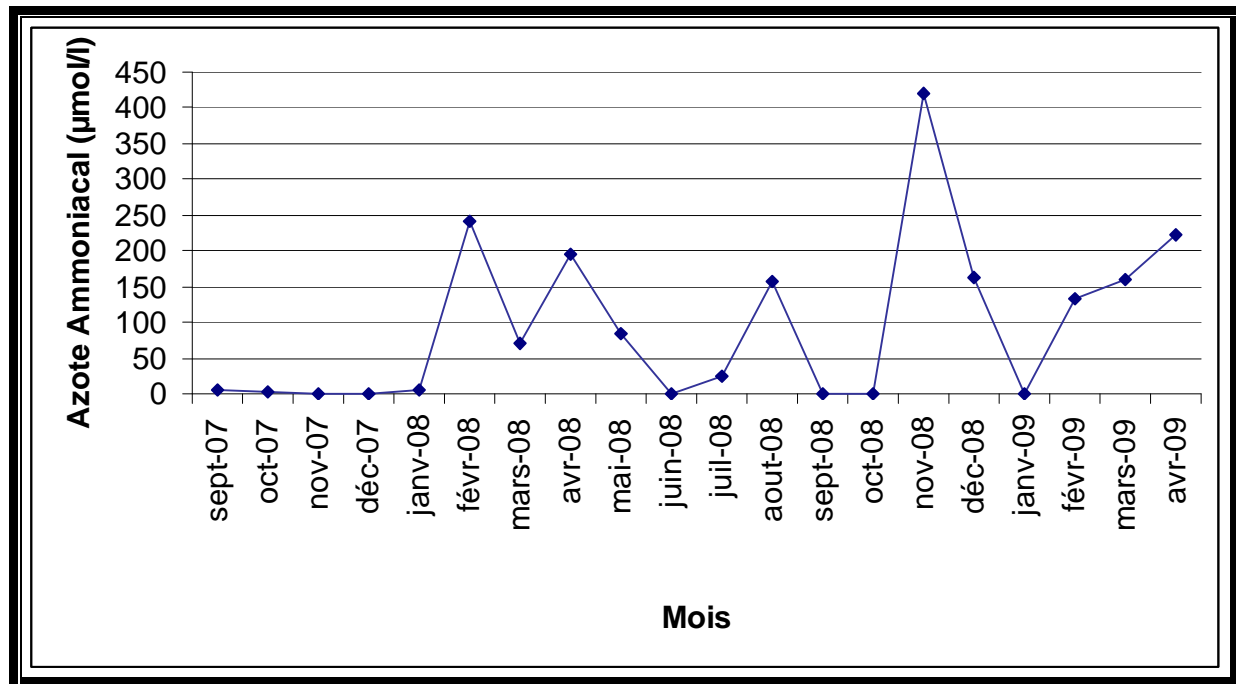
L'ammoniac est le principal produit rejeté par les poissons. L'azote ammoniacal des eaux superficielles peut avoir pour origine : la matière végétale des cours d'eau, la matière organique animale ou humaine (l'homme élimine 15 à 30 g d'urée par jour), les rejets industriels, les engrais, etc. Sa présence est à rapprocher des autres éléments azotés identifiés dans l'eau : nitrites et nitrates. (RODIER, 2005).

L'ammoniac existe sous deux formes dans l'eau, une forme non ionisée  $\text{NH}_3$  toxique,  $\text{NH}_4^+$  (ion ammonium) moins toxique. (GEOFFROY, 2008).

En générale, l'ammoniac se transforme assez rapidement en nitrites et nitrates par oxydation. (RODIER, 2005).

Une eau bien oxygénée ne contient que des traces de l'azote ammoniacal et de nitrites. (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

Les teneurs en azote ammoniacal ( $\text{N-NH}_4^+$ ) enregistrées pendant la période d'étude sont importantes, elles varient entre (0 et 5,887mg/l), (Figure16).



**Figure 16 :** Variation mensuelle de l'azote ammoniacale.

Des maxima marqués en 2008 pendant les mois suivant : Février (3,364mg/l), Avril (2,729mg/l), Mai (1,182mg/l), Août (2,2mg/l), Novembre (5,887mg/l), Décembre (2,27mg/l), et en 2009 : Février (1,87mg/l), Mars (2,25mg/l) et Avril (3,103mg/l), sont largement loin de la norme qui est de  $1\mu\text{mol/l}$  (0.014 mg/g) dans les eaux côtières selon **AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983**

Ces fortes concentrations sont dûes aux excréctions, les rejets des eaux usées, et une faible oxygénation du milieu.

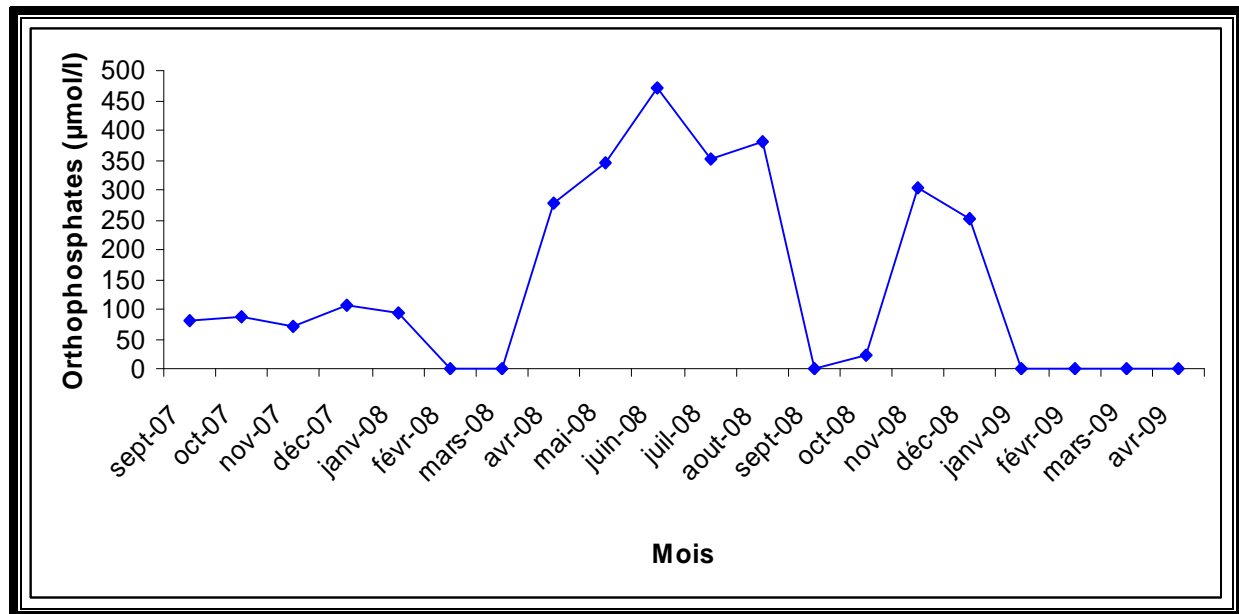
Par contre les faibles teneurs d'azote ammoniacal enregistrées en Septembre 2007 (0,089mg/l), Octobre 2007 (0,046mg/l), Novembre 2007 (0,007 mg/l), en Janvier 2008 (0,065mg/l), Mars 2008(0,987mg/l), et en Juillet 2008 (0,334mg/l).

On peut expliquer ces faibles concentrations obtenues dans la zone d'étude par une bonne oxygénation du milieu qui entraîne la nitrification de l'azote ammoniacal en nitrites et nitrates par des micro-organismes autotrophes, et la diminution de débit volumique des rejets.

Immédiatement en aval des foyers de pollution, on trouve souvent des teneurs de l'ordre de 0,5 à 3 mg/L tandis que les teneurs en nitrites et en nitrates sont relativement faibles. Plus en aval, les teneurs en azote ammoniacal diminuent et celles des nitrites puis des nitrates augmentent. D'une façon générale, l'ammoniaque se transforme assez rapidement en nitrites et nitrates par oxydation, (**RODIER, 2005**).

### II.11.4. Les Orthophosphates

Les concentrations des Orthophosphates dans l'eau de la zone d'étude sont élevées. Elles varient entre (0 mg/l et 14,632mg/l). (Figure 17).



**Figure 17 :** Variation mensuelle des Orthophosphates.

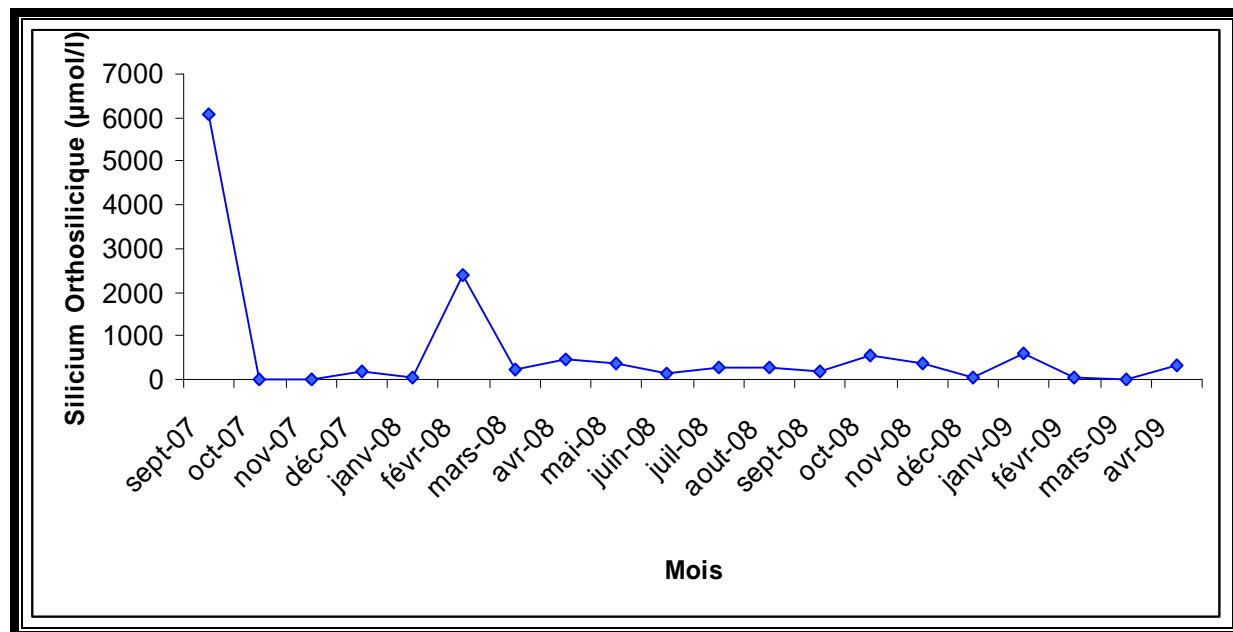
Elles représentent des fortes valeurs en Printemps et en Été 2008, elles sont de (8,597mg/l) en Avril, (10,705mg/l) en Mai, (14,632mg/l) en Juin, (10,912mg/l) en Juillet, (11,842mg/l) en Août, et aussi à la fin de l'Automne 2008 et le début de l'Hiver 2009, avec une valeur de (9,362mg/l) en Novembre 2008 et (7,812mg/l) en Décembre 2008. Des valeurs mensuelles intermédiaires comprises entre (0,682mg/l et 3,317mg/l). Comparaison aux normes (0 à 1µmol/l) respectivement (0 à 0.031mg/l), ces valeurs sont importantes.

Une absence totale des Orthophosphates est rencontrée en Février, Mars, et Septembre 2008, et pendant les quatre mois de 2009 (Janvier, Février, Mars, Avril). Peut être due à son utilisation par le phytoplancton lors des efflorescences printanières (**BARNABE, 1989**).

La baisse considérable des teneurs en Orthophosphate en période printanière signifie que ces Orthophosphates solubles sont utilisées progressivement et massivement par le phytoplancton. Alors que les fortes valeurs observées sont peut-être dues aux rejets anthropiques exercés dans la zone de Sidi-Fredj, et la remise en suspension des sels adsorbés par les sédiments.

### II.11.5. Silicium Orthosilicique

Les teneurs en Silicium Orthosilicique sont comprises entre (0mg/l et 170,478mg/l). (Figure18)



**Figure 18:** Variation mensuelle des Silicium Orthosiliciques.

Dont les plus fortes valeurs apparaissent en toutes saisons, avec des maxima enregistrés en Septembre 2007 (170,478mg/l), en Février 2008 (67,027mg/l), en Avril 2008 (13,197mg/l), en Octobre 2008 (15,064mg/l), en Novembre 2008 (10,304mg/l), en Janvier 2009 (16,184mg/l). On signale aussi des valeurs intermédiaires enregistrées mensuellement variées entre (6,664mg/l et 9,744mg/l). Ces concentrations sont plus supérieures aux normes ( $10\mu\text{mol/l} = 0,28\text{mg/l}$ ) surtout pendant la période printanière selon **AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983**.

Des minima sont marqués en Décembre 2007 (4,8mg/l), en Janvier 2008 (1,661mg/l), en Juin 2008 (4,144mg/l), en Septembre 2008 (4,704mg/l), en Décembre 2008 (1,624mg/l), et en Février 2009 (0,784mg/l).

L'absence des Silicium Orthosilicique est marquée en Octobre 2007, en Novembre 2007 et en mars 2009.

Les faibles concentrations en Silicium Orthosilicique se traduit par son assimilation par le phytoplancton plus particulièrement les diatomées, ils rentrent dans la composition de leur squelette calcaire.

Selon **BOUGIS, 1974** les fortes teneurs peuvent être dues à la dissolution des roches, dans les régions côtières, en plus de la remontée des eaux de fond riches en matières nutritives, intervient aussi l'apport des eaux continentales.

# Conclusion

Malgré les efforts fournis par les différents organismes pour protéger les milieux aquatiques en particulier les ressources en eau par prescription des lois, la pollution des eaux ne cesse de progresser, et subir toujours des atteintes et des dégradations dues essentiellement à l'absence d'une approche intégrée de sa gestion et d'une concentration multi-sectorielle de son utilisation.

Les effets des activités humaines sont aujourd'hui visibles dans la quasi-totalité des eaux marines. Surtout en environnement côtier qui est souvent complexe et sensible à la pollution, en raison de la lenteur du renouvellement des eaux qui sont souvent peu profondes.

Ce présent travail a pour objectif de vérifier la qualité physico-chimique des eaux de la plage Ouest de Sidi-Fredj.

- ✚ Nos résultats ne montrent pas qu'il y a une pollution par rapport à la température car elle est influencée par celle de l'air, les valeurs du pH sont conformes aux normes, elles ne sont pas affectées par les apports d'eau continentale à pH acide. Le taux de salinité est dans l'intervalle de celui de la Méditerranée. Les teneurs en oxygène dissous sont variables selon l'activité photosynthétique, la présence ou l'absence de matière organique dégradable et aussi le renouvellement de l'eau.
- ✚ La distribution des sels nutritifs est principalement gérée par l'activité anthropique fertilisante telle que les rejets domestiques et agricoles. Donc on peut dire qu'il y a une pollution par les sels nutritifs (Nitrates, l'Ammonium, Orthophosphates, et Silicium Orthosilicique). Selon leurs concentrations obtenues, il se trouve qu'on est loin des normes dans la majorité des résultats, donc c'est une eau polluée par les rejets urbains nécessitant un traitement très poussé et spécifique.
- ✚ Une pollution considérable par la matière en suspension, la matière organique et minérale, est observée dans la zone d'étude provient par la remise en suspension des particules sédimentées, une poussée de la biomasse phytoplanctonique par les sels nutritifs, et les rejets domestiques.
- ✚ Concernant la chlorophylle-a et les phéopigments, on a obtenue des concentrations plus ou moins importantes, ceci dû essentiellement à l'abondance des sels nutritifs dans le milieu qui favorise le développement des algues.

D'après nos résultats on peut dire que notre zone d'étude présente une pollution chimique par les sels nutritifs.

Pour réaliser une étude approfondie, une analyse en composante principale (ACP) est très importante pour montrer l'influence des paramètres mesures entre eux et ainsi elle favorise une synthèse descriptive et éventuellement explicative au niveau des relations entre les divers paramètres.

## Conclusion

---

Enfin pour lutter contre la dégradation des mers des dispositions urgentes doivent être mise en œuvre : limiter à la source les apports fertilisants et toxiques, dans le cadre d'action internationales, développer les réseaux de surveillance en milieu marin pour déceler, dès l'origine, l'altération des équilibres naturels, intensifier les recherches afin de prévoir les effets des diverses pollutions. La surveillances marines reste une partie importante de la protection de l'environnement et devrait être couplée avec des programmes de recherche appropriés, (**LACAZE, 1996**).

# Bibliographie

**AMINOT, A. et CHAUSSEPIED, M., 1983.** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. (Brest), Éd. Centre National pour l'Exploitation des Océans (CNEXO). 395p.

**AMINOT, A. et KEROUEL, R., 2004.** Hydrologie des écosystèmes marins. Paramètres et analyses. Éd. IFREMER (Brest). 336 p.

**BARNABE, G. et BARNABE, R., 1997.** Écologie et aménagement des eaux côtières. Edt. Lavoisier Techniques et documentation (Paris). 383p.

**BOUGIS, P., 1974.** Écologie du plancton marin (Tome1).Edit.Masson. Paris.196p.

**BRISOU, J F. et DENIS, F-A., 1980.** Technique de surveillance de l'environnement maritime. Edit.Masson.206p.

**COPIN –MONTEGUT, G., 1996.** Chimie de l'eau de mer. Collection "synthèses" Institut océanographique, (Paris). 319 p.

**CUBELLES, J F., 2007.** Quelques pas sur le littoral de la méditerranée. Edit.Albiana.129p.

**GAUJOUS, D., 1995.** La pollution des milieux aquatiques. Collection.Lavoisier Techniques et documentation. (Paris).217p.

**GEOFFROY, V., 2008.** Aquaculture. Edit. Relectures et couverture. 1264 p.

**GUIBOUT, P., 1987.** Atlas hydrologique de la Méditerranée. *IFREMER* (Brest) ,150p.

**HAOUA, M. et LALOU, A., 2006.** Analyse corrélative des paramètres physico-chimiques indicateurs de la pollution aquatique dans la zone EST de Sidi-Fredj (port et plage).mémoire de fin d'étude de diplôme d'études universitaires appliquées, *ISMAL (Alger)* ,46p.

**JACQUES, G., et TREGUER, P., 1986.** Écosystèmes pélagiques marins. MASSON (PARIS), 243p.

**LACAZE, J C., 1996.** Eutrophisation des eaux marines et continentales. Éd. Ellipses marketing S.A., 191p.

**LACAZE, J. C., 1996.** La Pollution des mers. Edt. DOMINOS Flammarion ,127p.

**RODIER et al., 2005.** L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux de mer. 8<sup>ème</sup> Ed. DUNOD, (Paris) ,1383p.

## ANNEXE1

### Dosage de l'ammonium

#### Réactifs

- Citrate trisodique.
- Dichloroisocyanurate de sodium (Hypochlorite de sodium).
- Nitroprussiate de sodium.
- Phénol.
- Hydroxide de sodium.
- Sulfate d'ammonium.

#### Réactif 1 : Solution de phénol- nitroprussiate.

- 65g de phénol dans 800ml d'eau distillée.
- Ajouter 1,5g de nitroprussiate de sodium et compléter à 1000ml.

Ce réactif doit être conservé au réfrigérateur et à l'abri de la lumière ; il n'est stable que quelques semaines et doit être renouvelé s'il prend une teinte verdâtre.

#### Solution alcaline compexante :

Dissoudre 375 g de citrate et 30 g de soude dans 800 ml d'eau déminéralisée en flacon de plastique et compléter à 1 litre.

Cette solution est stable plusieurs mois à température ambiante.

#### Réactif 2 : solution compexante au chlore

À la solution compexante, ajouter 8 g de Dichloroisocyanurate de sodium par litre. Conservée au réfrigérateur, cette solution ne peut être utilisée qu'une semaine.

#### Solution étalon primaire d'ammonium :

- Sécher 1h à 105°C du sulfate d'ammonium de pureté analytique et en dissoudre 0,66g.
- 1000 ml d'eau distillée.

La solution étalon est transférée dans un flacon en verre ou en plastique :

1 ml de solution étalon contient 10 $\mu$ mole d'ammonium.

Cette solution se conserve à température ambiante, à l'abri de la lumière, pendant un an, sous réserve d'éviter l'évaporation (Aminot & Kérouel, 1996).

#### Solution étalon secondaire d'ammonium

-Diluer 20 fois la solution étalon primaire (concentrée) de sulfate d'ammonium pour obtenir la solution étalon diluée, soit 50ml de la solution mère dans 1000ml d'eau distillée.

1 ml de la solution secondaire contient 0,5  $\mu$ mole d'ammonium.

Cette solution doit, de préférence, être préparée juste avant usage. Par ce que elle est stable une journée.

## Dosage des nitrites

### Réactifs

- Acide chlorhydrique.
- Dichlorohydrate de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine.
- Nitrite de sodium.
- Sulfanilamide.

### Réactif 1 : solution de sulfanilamide

- Diluer 100 ml d'acide chlorhydrique concentré dans 500 ml d'eau distillée.
- Dissoudre 10 g de sulfanilamide dans cette solution.
- Compléter à 1 litre.

Cette solution est stable plusieurs mois si elle est conservée à l'abri de la lumière

### Réactif 2 : solution de N-naphtyl-éthylènediamine

- Dissoudre 1,0 g de dichlorhydrate de N-(1-naphtyl)-éthylènediamine dans 1 litre d'eau distillée.

Conserver cette solution au froid et à l'abri de la lumière. La renouveler tous les mois ou dès qu'elle prend une coloration brune.

### Solution étalon primaire de nitrite :

- Sécher du nitrite de sodium à 100 °C pendant 1 heure.
- Peser 0,345 g pour 1 000 ml de solution préparée en fiole jaugée, avec de l'eau déminéralisée.

1 ml de la solution étalon contient 5 µmole de nitrite.

Transférer la solution dans un flacon en verre ou en plastique.

Conserver cette solution à température ambiante à l'abri de la lumière.

La renouveler tous les mois.

### Solution étalon secondaire :

Diluer 100 fois la solution étalon primaire (concentrée) pour obtenir la solution étalon secondaire (diluée), soit 1ml de la solution étalon primaire dans 100ml d'eau distillée.

1 ml de la solution étalon secondaire contient 0,05 µmole de nitrite.

Cette solution doit être préparée extemporanément : elle ne se conserve que quelques heures.

### Dosage des nitrates :

On mesure en réalité la somme des concentrations des ions nitrites et nitrates. par la réduction de la concentration en nitrite, déterminée par réduction, on obtient la concentration en nitrate.

### Réactifs :

- cadmium en grains de 0,5 à 2mm.
- Acide chlorhydrique.
- Acide nitrique.
- sulfate de cuivre.

- Chlorure d'ammonium.
- Hydroxyde de sodium.
- Solution tampon PH=8,5.
- Sulfanilamide.
- N-naphtyl-éthylènediamine.

**Solution d'acide chlorhydrique à 2 moles/l :**

- Diluer 50 ml d'acide chlorhydrique (d=1,18) dans 250 ml d'eau déminéralisée.

**Solution d'acide nitrique à 0,3 mole/l :**

-Diluer 10 ml d'acide nitrique (d=1,40) dans 500 ml d'eau déminéralisée.

**Solution de sulfate de cuivre à 0,08 mol/l :**

- Dissoudre 4 g de sulfate de cuivre (M=249,7g/mol) dans 200 ml d'eau déminéralisée.

**Solution de chlorure d'ammonium à 4,5 mol/l :**

- Dissoudre 240 g de chlorure d'ammonium (M=53,5g/mol) dans 1L de l'eau déminéralisée. Cette solution se conserve indéfiniment à température ambiante.

**Solution d'hydroxyde de sodium à 0,43 mol/l :**

- Dissoudre 17,0 g d'hydroxyde de sodium (M=40g/mol) dans 1 000 ml d'eau déminéralisée. Cette solution se conserve indéfiniment en flacon de plastique à température ambiante.

**Solution tampon pH = 8,5 :**

Cette solution sert à la préparation ou au lavage de la colonne.

- Dans 500 ml d'eau déminéralisée, ajouter petit à petit 10,0 ml de solution de chlorure d'ammonium et 10,0 ml de solution d'hydroxyde de sodium et mélanger jusqu'à obtenir un PH=8,5.

Conserver en flacon hermétiquement bouché (vapeurs d'ammoniac).

**Préparation de la colonne réductrice de cadmium-cuivre (réduction des nitrates en nitrite) :**

- Tamiser du cadmium en grains pour en garder la fraction comprise entre 0,5 et 2mm.
- Laver environ 50g de grains à l'acide chlorhydrique (2 moles/l) puis rincer à l'eau distillée.
- Laver rapidement par l'acide nitrique (0,3mole/l) puis rincer à l'eau distillée.
- Laver à nouveau par l'acide chlorhydrique (2moles/l) pour chasser les ions NO<sub>3</sub><sup>-</sup> et rincer abondamment à l'eau distillée.
- Traiter le cadmium par 100 à 150ml de solution de sulfate de cuivre. Dans un erlenmeyer agiter le cadmium avec cette solution et laisser en contact pendant plusieurs minutes, la solution se décolore totalement, la renouveler.
- Laver ensuite abondamment avec de l'eau distillée par débordement de l'erlenmeyer pour ne jamais mettre en contact le cadmium traité avec l'aire jusqu'à ce qu'il n'y ait plus de fines particules en suspension.

**Remplissage de la colonne de cadmium :**

- mettre un peu de laine de verre au bas de la colonne pour retenir le cadmium.
- Remplir complètement la colonne de la solution tampon.

- Remplir d'eau déminéralisée l'erlenmeyer contenant le cadmium traité et lui adapter le bouchon muni d'un tube de verre de sorte que l'eau remplisse le tube jusqu'à son extrémité.
- Retourner l'erlenmeyer sur la colonne, sans y faire entrer d'air, et faire tomber le cadmium petit à petit. Tapoter la colonne pour obtenir un tassement régulier. Avec une colonne en U, remplir les deux branches de la même manière. Le volume occupé par le réducteur doit être d'environ 10-12 millilitres. Pour les colonnes à débit forcé (pompe), il faut réduire autant que possible le volume mort aux deux extrémités.
- Mettre un peu de laine de verre au sommet de la colonne.
- Laver abondamment la colonne avec la solution tampon. Prendre garde à ne pas introduire d'air dans la colonne.
- Laisser alors la colonne dans la solution tampon pendant 24 à 48 h en renouvelant plusieurs fois la solution.
- Avant la première utilisation passer sur la colonne 500ml à 1 litre de solution tampon dopée à 100 $\mu$ mole de nitrate ( 500ml de solution tampon et ajouter 10ml d'étalon de nitrate à 5000 $\mu$ mole /l.

#### **Utilisation et entretien de la colonne :**

- la colonne ne doit jamais être à sec
- Après chaque série d'analyses, rincer la colonne avec la solution tampon et le conserver dans ce milieu. Boucher les extrémités pour éviter les émanations d'ammoniac.
- Si la colonne reste inutilisée pendant plus d'une heure, la laver avec 50 ml de tampon avant d'y passer un échantillon.
- chaque jour avant de commencer la série d'analyses passer sur la colonne 500ml à 1 litre de la solution tampon dopée à 100 $\mu$ mole de nitrates à 5000 $\mu$ mole/l.

#### **Régénération du réducteur :**

Préparer à nouveau la colonne.

#### **Solution de sulfanilamide (réactif1) :**

- 100ml d'acide chlorhydrique concentré (d=1,18) dans environ 500ml d'eau déminéralisée.
- 10g de sulfanilamide dans cette solution.
- compléter à 1litre avec de l'eau déminéralisée.
- cette solution est stable à l'abri de la lumière plusieurs mois.

#### **Solution de N-Naphtyl-éthylène diamine (réactif 2) :**

- 1g de dichlorohydrate de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine dans 1 litre d'eau déminéralisée.
- Conserver cette solution au froid et à l'abri de la lumière. la renouveler tous les mois ou dès qu'il s'y développe une coloration brune.

#### **Solution étalon primaire de nitrite :**

- sécher à 100°C pendant 1 heure du nitrite de sodium anhydre de pureté garantie.
- 0,345g dans l'eau déminéralisée.
- Compléter à 1000ml.

- Conserver cette solution dans un flacon en verre ou en plastique à température ambiante à l'abri de la lumière.
- 1ml contient 5µmole de N-NO<sub>2</sub>-.

#### **Solution étalon primaire de nitrate :**

- Sécher du nitrate de potassium anhydre à 105°C pendant 1 heure.
- Dissoudre 0,506g de nitrate de potassium dans 1 litre d'eau déminéralisée.
- Ajouter 1ml de chloroforme.
- Conserver cette solution dans un flacon en verre ou en plastique, cette solution est stable au moins un an à température ambiante et à l'abri de la lumière sous réserve d'éviter l'évaporation.
- 1ml contient 5µmole de N-NO<sub>3</sub>-.

#### **Analyse de la concentration totale nitrite + nitrate :**

- 100ml d'échantillon.
- Ajouter 2ml de solution concentrée de chlorure d'ammonium et mélanger.
- Verser cette solution dans la colonne de cadmium et laisser écouler.
- Rejeter les 30 premiers millimètres.
- Rincer une éprouvette graduée de 50ml avec quelques millimètres de la solution sortant de la colonne et recueillir 50ml de l'effluent.
- Ajouter aussitôt 1ml du réactif 1 et mélanger.
- Laisser reposer 2 à 8 minutes.
- Ajouter 1ml du réactif 2 et mélanger.
- Attendre au moins 10 minutes mais pas plus de 2 heures.
- Mesurer l'absorbance à 543nm par rapport à l'eau distillée.

#### **Analyse des nitrates :**

- 50ml d'échantillon et ajouter 1ml de la solution concentrée de chlorure d'ammonium et mélanger.
- Ajouter aussitôt 1ml du réactif 1 et mélanger.
- Laisser reposer 2 à 8 minutes.
- Ajouter 1ml du réactif 2 et mélanger.
- Attendre au moins 10 minutes mais pas plus de 2 heures.
- Mesurer l'absorbance à 543nm par rapport à l'eau distillée.

#### **Etalonnage en nitrite :**

- Introduire dans des fioles jaugées de 500ml 1- 2- 5 – 10 – 20 – 50 – 100 – 250ml de la solution de nitrites et compléter avec de l'eau déminéralisée afin d'obtenir la gamme de concentration de 0,1- 0,2 - 0,5 – 1 – 2 – 5- 10 – 25 µmoles/l.
- 50ml de la gamme de concentration préparée et ajouter 1ml de solution concentrée de chlorure d'ammonium et mélanger.
- Analyser à 543nm les différentes solutions, ainsi que l'eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon.

#### **Dosage du phosphore minéral dissous :**

##### **Réactifs :**

- Acide ascorbique.

- Acide sulfurique.
- Dihydrogénophosphate de potassium anhydre.
- Heptamolybdate d'ammonium tétra hydraté.
- Oxytartrate d'antimoine.
- Thiosulfate.

### **Acide sulfurique 2,9 mol/l :**

H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 95 -97 % (1,84 kg/l; M = 98 g/mol; 18 mol/l).

- Pour 1 litre de solution, ajouter lentement, 160 ml d'acide sulfurique concentré dans 840 ml d'eau déminéralisée

Cette solution se conserve indéfiniment.

Réactif 1 : solution acide d'acide ascorbique

Acide ascorbique (C<sub>6</sub>H<sub>8</sub>O<sub>6</sub>; M = 176 g/mol).

- Dans 100 ml d'acide sulfurique 2,9 mol/l dissoudre 5 g d'acide ascorbique.

Conservée au réfrigérateur, cette solution est stable quelques semaines.

La renouveler si elle brunit.

Réactif 2 : solution acide de molybdène et d'antimoine

- Dans 450 ml d'acide sulfurique 2,9 mol/l, dissoudre 13g de molybdate d'ammonium.
- Dissoudre 0,30 g d'oxytartrate d'antimoine dans 50 ml d'eau déminéralisée, l'ajouter à la solution de molybdate et mélanger.

Cette solution est stable plusieurs mois, à température ambiante.

### **Solution de thiosulfate :**

Cette solution n'est à préparer que si l'interférence de l'arséniate doit être éliminée.

- Dissoudre 2,4 g de thiosulfate dans 100 ml d'eau déminéralisée.

Conserver cette solution en flacon de verre au réfrigérateur et la renouveler toutes les deux semaines.

### **Solution étalon concentrée de phosphate à 5000 µmol/l**

- Sécher du dihydrogénophosphate de potassium à 105 °C pendant 1 heure.
  - Dissoudre 0,6805 g pour 1 000 ml de solution préparée en fiole jaugée avec de l'eau déminéralisée.
  - Transférer la solution dans un flacon en verre ou en plastique.
- 1 ml contient 5µmol de phosphate.

Cette solution se conserve plus d'un an à température ambiante et à l'abri de la lumière, sous réserve d'éviter l'évaporation (Aminot et Kérouel, 1996).

Solution étalon diluée de phosphate à 50 µmol/l :

Diluer 100 fois la solution étalon concentrée soit 1ml de la solution mère dans 100ml d'eau distillée pour obtenir la solution étalon diluée :

1 ml contient 0,05µmol de phosphate.

Cette solution se conserve quelques jours au réfrigérateur.

## **Dosage des silicates :**

### Réactifs :

- Acide ascorbique.
- Acide oxalique dihydraté.
- Acide sulfurique.
- Heptamolybdate d'ammonium tétra hydraté.
- Hexafluorosilicate de sodium anhydre.

### **Acide sulfurique 4,5 mol/l :**

H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 95-97% (1, 84 kg/l, M = 98, 2 g/mol;  
18 mol/l).

- Pour 1 litre de solution, ajouter lentement, en agitant constamment, 250 ml d'acide sulfurique concentré dans 750 ml d'eau déminéralisée. Cette solution se conserve indéfiniment en flacon de plastique.

### **Réactif 1 : solution acide de molybdate :**

Produit à utiliser : heptamolybdate d'ammonium tétra hydraté

- Dans 400 ml d'eau déminéralisée, dissoudre 60 g de molybdate.
  - Ajouter lentement la totalité de la solution de molybdate à 200 ml d'acide sulfurique 4,5 mol/l, en mélangeant régulièrement (ne pas diluer l'acide dans la solution de molybdate).
- Conservée en flacon de plastique, à l'abri de la lumière, cette solution est stable plusieurs mois à température ambiante.

### **Réactif 2 : solution d'acide oxalique :**

Produit à utiliser: acide oxalique dihydraté ((COOH)<sub>2</sub>, 2H<sub>2</sub>O ;  
M = 126,1 g/mol).

- Dans 100 ml d'eau déminéralisée, dissoudre 10 g d'acide oxalique.
- Conservée en flacon de plastique, cette solution est stable indéfiniment à température ambiante.

### **Réactif 3 : solution d'acide ascorbique :**

- Dans 100 ml d'eau déminéralisée, dissoudre 2,8 g d'acide ascorbique.
- Laisser décanter et prendre le surnageant.

Conservée au réfrigérateur, cette solution est stable plusieurs semaines. La renouveler si elle brunit.

### **Solution étalon de silicate à 5000µmol/l :**

Produit à utiliser: Hexafluorosilicate de sodium anhydre de pureté garantie (Na<sub>2</sub>SiF<sub>6</sub>; M = 188,06 g/mol).

- Sécher de l'Hexafluorosilicate de sodium à 105 °C pendant 1 heure.
- Dissoudre 0,9403 g d'Hexafluorosilicate dans 1 litre d'eau déminéralisée
- Placer sous agitation magnétique jusqu'à dissolution complète (jusqu'à 30 min).

1 ml contient 5mol/l de silicate.

• Transvaser dans un flacon en plastique bien hermétique.

Cette solution se conserve plusieurs années à température ambiante et à l'abri de la lumière, sous réserve d'éviter l'évaporation (Aminot & Kérouel, 1996).

### La chlorophylle :

- L'extraction se fait par l'addition de 10ml de l'acétone à 90% (90/10 acétone/eau).
- on mesure l'absorbance dans une cuve de 1cm de trajet optique à l'aide d'un spectrophotomètre de marque CECIL type CE 1021 séries 10000, à une longueur d'onde de 665nm et cela dans un premier temps sans acidification, puis en deuxième lieu acidification( acide chlorhydrique à 0,3mol/l soit 25ml d'Hcl pour 1000ml d'eau distillée) pour obtenir la mesure des phéopigments a.
- Deux autres mesures d'absorbances ont été réalisées, l'une est celle de blanc de la cuve qui a été obtenu par la mesure de l'absorbance de la paroi de la cuve avec de l'eau distillée et la seconde mesure est celle du blanc de filtre (acétone à 90%) avec filtre avant et après acidification.

### ANNEXE 2 :

Tableau 1 :

Tableau des variations mensuelles des paramètres physico-chimiques dans la zone d'étude.

date	N°	TM	PUS	O2	O2%	pH	Etat de la mer
sept-07	SF1	21,42	36,5	5,27	74,5403112	8,25	calme
oct-07	SF2	20,71	36,4	6,58	91,3888889	7,52	
nov-07	SF3	18,07	36,3	7,82	104,685408	7,94	agitée
déc-07	SF4	15,14	35,77	6,78	85,1758794	8,14	agitée
janv-08	SF5	15,36	36,4	5,86	74,1772152	8,19	calme
févr-08	SF6	14,95	36,15	6,42	79,4554455	8,005	calme
mars-08	SF7	19,63	36,6	8,8	120,383037	8,17	agitée
avr-08	SF8	17,68	36,5	5,38	70,8827404	8,21	calme
mai-08	SF9	19,08	36,67	3,19	43,579235	8,26	
juin-08	SF10	20,17	37	3,69	51,3927577	8,5	calme
juil-08	SF11	22,57	36,85	3,03	43,5971223	8,15	calme
aout-08	SF12	25,23	36,8	3,46	52,4242424	7,69	calme
sept-08	SF13	25,93	37,2	4,64	70,5167173	8,1	calme
oct-08	SF14	22,2	36,6	4,61	66,426513	8,07	calme
nov-08	SF15	19,07	36,3	7,27	99,0463215	8,04	calme
déc-08	SF16	16,9	36,5	5,57	71,6859717	8,02	agitée
janv-09	SF17	12,3	36	6	71,2589074	7,79	agitée
févr-09	SF18	13,2	36,9	5,15	62,72838	8,09	Agitée
mars-09	SF3	17,7	37	5,71	75,2305665	8,3	Calme
avr-09	SF4	15,85	35,5	5,17	64,868256	8,23	agitée

**Tableau 2 : Tableau des variations mensuelles des MES, MIP, MOP et de rapport MIP/MOP dans la zone d'étude.**

<b>date</b>	<b>MES (mg/l)</b>	<b>MIP (mg/l)</b>	<b>MOP (mg/l)</b>	<b>MIP/MOP</b>
sept-07	16,7	6,6	10,1	0,65
oct-07	60,87	19,67	41,2	0,48
nov-07	71,8	18,4	53,4	0,35
déc-07	52,8	15,75	37,05	0,43
janv-08	39,67	11,53	28,13	0,41
févr-08	16,2	9,2	7	1,32
mars-08	4,8	3,6	1,2	3
avr-08	105,6	21,73	83,87	0,26
mai-08	74,67	14,67	60	0,25
juin-08	480	32	448	0,071
juil-08	92	20	72	0,28
août -08	128	16	112	0,14
sept-08	48	16	32	0,5
oct-08	0	0	0	0
nov-08	8	4	4	1
déc-08	32	8	24	0,33
janv-09	40	28	12	2,33
févr-09	8	8	0	0
mars-09	4	4	0	0
avr-09	/	/	/	/

**Tableau 3 : Tableau des variations mensuelles des sels nutritifs dans la zone d'étude en (mg/l).**

<b>date</b>	<b>[N-NH4+](mg/l)</b>	<b>[NO2-](mg/l)</b>	<b>[NO2-] mesurée (mg/l)</b>	<b>[NO3-] (mg/l)</b>	<b>[P-PO4-] (mg/l)</b>	<b>[Si-Sio4-] (mg/l)</b>
sept-07	0,089	0,138	0,442	0,444	2,53	170,478
oct-07	0,046	0,184	0	0	2,728	0
nov-07	0,007	0,219	0,156	0	2,232	0
déc-07	0	0,187	0,718	0,761	3,317	4,872
janv-08	0,065	0,248	0,578	0,558	2,935	1,661
févr-08	3,364	0,351	23,811	23,705	0	67,027
mars-08	0,987	0,294	1,342	1,413	0	6,664
avr-08	2,729	0,523	1,413	1,202	8,597	13,197
mai-08	1,182	0	0,883	1,189	10,705	9,744
juin-08	0	0	1,032	1,392	14,632	4,144
juil-08	0,334	0,051	0,936	1,193	10,912	7,924
aout-08	2,2	0	1,482	1,997	11,842	8,064
sept-08	0	0,187	0,23	0,057	0	4,704
oct-08	0	0,465	1,011	0,735	0,682	15,064
nov-08	5,887	0	1,182	1,593	9,362	10,304
déc-08	2,27	0	0	0	7,812	1,624
janv-09	0	0	0,069	0,159	0	16,184
févr-09	1,87	0	3,86	5,2	0	0,784
mars-09	2,25	0	1,51	2,03	0	0
avr-09	3,103	0,562	2,46	1,899	0	9,464

**Tableau 4 : Tableau des variations mensuelles des sels nutritifs dans la zone d'étude en ( $\mu\text{mol/l}$ )**

<b>date</b>	<b>[N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>](<math>\mu\text{mol/l}</math>)</b>	<b>[NO<sub>2</sub>-](<math>\mu\text{mol/l}</math>)</b>	<b>[NO<sub>2</sub>-] mesurée (<math>\mu\text{mol/l}</math>)</b>	<b>[NO<sub>3</sub>-](<math>\mu\text{mol/l}</math>)</b>	<b>[P-PO<sub>4</sub>-](<math>\mu\text{mol/l}</math>)</b>	<b>[Si-Sio<sub>4</sub>-](<math>\mu\text{mol/l}</math>)</b>
sept-07	6,36	3	9,61	7,17	81,62	6088,5
oct-07	3,29	4	0	0	88	0
nov-07	0,5	4,77	3,4	0	72	0
déc-07	0	4,07	15,61	12,28	107	174
janv-08	4,64	5,4	12,57	9	94,68	59,33
févr-08	240,29	7,64	517,64	382,339	0	2393,83
mars-08	70,5	6,4	29,18	22,8	0	238
avr-08	194,93	11,37	30,72	19,39	277,33	471,33
mai-08	84,43	0	19,2	19,18	345,33	348
juin-08	0	0	22,44	22,46	472	148
juil-08	23,86	1,11	20,35	19,25	352	283
aout-08	157,15	0	32,22	32,21	382	288
sept-08	0	4,07	5	0,92	0	168
oct-08	0	10,11	21,98	11,86	22	538
nov-08	420,5	0	25,7	25,7	302	368
déc-08	162,15	0	0	0	252	58
janv-09	0	0	1,5	2,57	0	578
févr-09	133,58	0	83,92	83,88	0	28
mars-09	160,72	0	32,83	32,75	0	0
avr-09	221,65	12,22	53,48	30,63	0	338

**Tableau 5 : Tableau des variations mensuelles de la chlorophylle-a et phéopigments dans la zone d'étude.**

date	chlo (µg/l)	phéo (µg/l)
sept-07	14,127	217,97
oct-07	8,495	19,168
nov-07	13,296	16,177
déc-07	3,324	9,086
janv-08	2,955	7,904
févr-08	8,81	8,81
mars-08	0	0
avr-08	6,279	6,906
mai-08	12,927	3,287
juin-08	38,78	2,326
juil-08	2,216	0
aout-08	39,888	208,304
sept-08	0	0
oct-08	0	0
nov-08	0	0
déc-08	7,6883-15	3,103
janv-09	0	0
févr-09	0	25,152
mars-09	0	0
avr-09	79,779	0

### ANNEXE 3 :

**Tableau 6 :**

Liens entre les principaux descripteurs d'hydrologie des écosystèmes marins côtiers.

Mesure à effectuer	Descripteurs d'interprétation*
Salinité (S)	t (+)
Température (t)	S (++)
pH	S (+) t (++) chlorophylle (+)
Oxygène (O <sub>2</sub> )	S (+++) t (+++) chlorophylle (++)
Nitrate (NO <sub>3</sub> )	S (+++) O <sub>2</sub> (+) PO <sub>4</sub> (++) Si (++) chlorophylle (++)
Nitrite (NO <sub>2</sub> )	S (++) O <sub>2</sub> (+) NH <sub>4</sub> (++)
Ammonium (NH <sub>4</sub> )	S (+++) t (+) pH (+) O <sub>2</sub> (++) NO <sub>3</sub> (+) NO <sub>2</sub> (+) PO <sub>4</sub> (++) Si (+) chlorophylle (++)
Phosphate (PO <sub>4</sub> )	S (+++) O <sub>2</sub> (+) NO <sub>3</sub> (++) NH <sub>4</sub> (++) Si (++) chlorophylle (++)
Silicate (Si)	S (+++) O <sub>2</sub> (+) NO <sub>3</sub> (++) NH <sub>4</sub> (+) PO <sub>4</sub> (++) chlorophylle (++)
MES (et/ou turbidité)	S (+) chlorophylle (+)
Chlorophylle	S (+) t (+) NO <sub>3</sub> (++) NH <sub>4</sub> (++) PO <sub>4</sub> (++) Si (++) MES (+)

\* Indispensable (+++) : dont on ne peut pas se passer pour interpréter le descripteur à étudier.

Souhaitable (++) : dont la mesure permet une interprétation plus poussée, si nécessaire.

Éventuel (+) : non indépendant du descripteur étudié, peut aider à l'interprétation.

**Tableau 7 : saturation en oxygène Dissous exprimée en milligramme par litre. (in AMINOT et KEROUEL, 2004).**

t °C	Salinité PSS78																				
	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22	24	26	28	30	32	34	36	38	40
0	14,62	14,42	14,22	14,02	13,83	13,63	13,44	13,26	13,07	12,89	12,71	12,54	12,36	12,19	12,02	11,85	11,69	11,53	11,37	11,21	11,05
1	14,22	14,02	13,83	13,64	13,45	13,26	13,08	12,90	12,72	12,55	12,38	12,21	12,04	11,87	11,71	11,55	11,39	11,23	11,08	10,93	10,77
2	13,83	13,64	13,46	13,27	13,09	12,91	12,74	12,56	12,39	12,22	12,06	11,89	11,73	11,57	11,41	11,26	11,10	10,95	10,80	10,65	10,51
3	13,46	13,28	13,10	12,92	12,75	12,58	12,41	12,24	12,07	11,91	11,75	11,59	11,43	11,28	11,13	10,98	10,83	10,68	10,54	10,39	10,25
4	13,11	12,93	12,76	12,59	12,42	12,25	12,09	11,93	11,77	11,61	11,46	11,30	11,15	11,00	10,85	10,71	10,56	10,42	10,28	10,15	10,01
5	12,77	12,60	12,43	12,27	12,11	11,95	11,79	11,63	11,48	11,32	11,17	11,03	10,88	10,73	10,59	10,45	10,31	10,18	10,04	9,91	9,78
6	12,45	12,28	12,12	11,96	11,81	11,65	11,50	11,35	11,20	11,05	10,90	10,76	10,62	10,48	10,34	10,21	10,07	9,94	9,81	9,68	9,55
7	12,14	11,98	11,82	11,67	11,52	11,37	11,22	11,07	10,93	10,79	10,65	10,51	10,37	10,23	10,10	9,97	9,84	9,71	9,58	9,46	9,34
8	11,84	11,69	11,54	11,39	11,24	11,10	10,95	10,81	10,67	10,53	10,40	10,26	10,13	10,00	9,87	9,74	9,62	9,49	9,37	9,25	9,13
9	11,56	11,41	11,27	11,12	10,98	10,84	10,70	10,56	10,43	10,29	10,16	10,03	9,90	9,78	9,65	9,53	9,40	9,28	9,16	9,05	8,93
10	11,29	11,14	11,00	10,86	10,73	10,59	10,45	10,32	10,19	10,06	9,93	9,81	9,68	9,56	9,44	9,32	9,20	9,08	8,97	8,85	8,74
11	11,03	10,89	10,75	10,62	10,48	10,35	10,22	10,09	9,96	9,84	9,71	9,59	9,47	9,35	9,23	9,12	9,00	8,89	8,78	8,67	8,56
12	10,78	10,64	10,51	10,38	10,25	10,12	9,99	9,87	9,75	9,62	9,50	9,38	9,27	9,15	9,04	8,92	8,81	8,70	8,59	8,49	8,38
13	10,54	10,41	10,28	10,15	10,02	9,90	9,78	9,66	9,54	9,42	9,30	9,19	9,07	8,96	8,85	8,74	8,63	8,52	8,42	8,31	8,21
14	10,31	10,18	10,05	9,93	9,81	9,69	9,57	9,45	9,33	9,22	9,11	8,99	8,88	8,77	8,67	8,56	8,46	8,35	8,25	8,15	8,05
15	10,08	9,96	9,84	9,72	9,60	9,48	9,37	9,25	9,14	9,03	8,92	8,81	8,70	8,60	8,49	8,39	8,29	8,19	8,09	7,99	7,89
16	9,87	9,75	9,63	9,52	9,40	9,29	9,18	9,06	8,95	8,85	8,74	8,63	8,53	8,43	8,33	8,22	8,12	8,03	7,93	7,83	7,74
17	9,66	9,55	9,43	9,32	9,21	9,10	8,99	8,88	8,77	8,67	8,57	8,46	8,36	8,26	8,16	8,06	7,97	7,87	7,78	7,68	7,59
18	9,47	9,35	9,24	9,13	9,02	8,92	8,81	8,71	8,60	8,50	8,40	8,30	8,20	8,10	8,00	7,91	7,82	7,72	7,63	7,54	7,45
19	9,28	9,17	9,06	8,95	8,85	8,74	8,64	8,54	8,43	8,33	8,24	8,14	8,04	7,95	7,85	7,76	7,67	7,58	7,49	7,40	7,31
20	9,09	8,99	8,88	8,78	8,67	8,57	8,47	8,37	8,27	8,18	8,08	7,99	7,89	7,80	7,71	7,62	7,53	7,44	7,35	7,27	7,18
21	8,92	8,81	8,71	8,61	8,51	8,41	8,31	8,21	8,12	8,02	7,93	7,84	7,75	7,66	7,57	7,48	7,39	7,31	7,22	7,14	7,05
22	8,74	8,64	8,54	8,44	8,35	8,25	8,15	8,06	7,97	7,88	7,78	7,69	7,61	7,52	7,43	7,34	7,26	7,18	7,09	7,01	6,93
23	8,58	8,48	8,38	8,29	8,19	8,10	8,00	7,91	7,82	7,73	7,64	7,56	7,47	7,38	7,30	7,21	7,13	7,05	6,97	6,89	6,81
24	8,42	8,32	8,23	8,13	8,04	7,95	7,86	7,77	7,68	7,59	7,51	7,42	7,34	7,25	7,17	7,09	7,01	6,93	6,85	6,77	6,69
25	8,26	8,17	8,08	7,99	7,90	7,81	7,72	7,63	7,54	7,46	7,38	7,29	7,21	7,13	7,05	6,97	6,89	6,81	6,73	6,66	6,58
26	8,11	8,02	7,93	7,84	7,76	7,67	7,58	7,50	7,41	7,33	7,25	7,17	7,09	7,01	6,93	6,85	6,77	6,70	6,62	6,55	6,47
27	7,97	7,88	7,79	7,70	7,62	7,53	7,45	7,37	7,28	7,20	7,12	7,04	6,97	6,89	6,81	6,73	6,66	6,59	6,51	6,44	6,37
28	7,83	7,74	7,66	7,57	7,49	7,40	7,32	7,24	7,16	7,08	7,00	6,93	6,85	6,77	6,70	6,62	6,55	6,48	6,41	6,33	6,26
29	7,69	7,61	7,52	7,44	7,36	7,28	7,20	7,12	7,04	6,96	6,89	6,81	6,74	6,66	6,59	6,52	6,44	6,37	6,30	6,23	6,16
30	7,56	7,48	7,39	7,31	7,23	7,15	7,08	7,00	6,92	6,85	6,77	6,70	6,63	6,55	6,48	6,41	6,34	6,27	6,20	6,13	6,07
31	7,43	7,35	7,27	7,19	7,11	7,04	6,96	6,88	6,81	6,73	6,66	6,59	6,52	6,45	6,38	6,31	6,24	6,17	6,10	6,04	5,97
32	7,30	7,23	7,15	7,07	6,99	6,92	6,84	6,77	6,70	6,63	6,55	6,48	6,41	6,34	6,28	6,21	6,14	6,08	6,01	5,94	5,88
33	7,18	7,11	7,03	6,95	6,88	6,81	6,73	6,66	6,59	6,52	6,45	6,38	6,31	6,24	6,18	6,11	6,05	5,98	5,92	5,85	5,79
34	7,06	6,99	6,92	6,84	6,77	6,70	6,63	6,55	6,48	6,42	6,35	6,28	6,21	6,15	6,08	6,02	5,95	5,89	5,83	5,76	5,70
35	6,95	6,88	6,80	6,73	6,66	6,59	6,52	6,45	6,38	6,31	6,25	6,18	6,12	6,05	5,99	5,92	5,86	5,80	5,74	5,68	5,62

## ANNEXES 4 :

### Les concentrations les sels nutritifs

Pour chaque sel correspond une gamme de concentration ascendante qui nous permettra de tracer la courbe d'étalonnage selon la formule :

$$S = a C + b \quad S: \text{Absorbance}$$

### Calculs et expression des résultats :

L'absorbance nette pour les sels nutritifs est obtenue par la formule suivante :

$$A = A_{\text{brute}} - b_t - b_r$$

Avec :

$A_{\text{brute}}$  : Absorbance mesurée pour l'échantillon traité.

$b_t$  : Absorbance mesurée pour le blanc du cuve.

$b_r$  : Absorbance mesurée pour le blanc des réactifs.

La concentration pour chaque sel nutritif (ammonium, nitrite, phosphates, silicates) se calcule à partir de l'équation de la courbe d'étalonnage:

$$Abs = a C + b$$

$$[C] = (Abs - b) / a$$

Avec:

a : la pente

b : L'ordonnée à l'origine.

C : concentration d'élément nutritif

Abs : absorbance corrigée

Dans le cas des nitrates, on se rapporte à la courbe d'étalonnage des nitrites pour calculer la concentration de nitrite après passage de l'échantillon sur la colonne. Cette concentration (nitrite + nitrate) est la somme des concentrations en nitrate initial du milieu dilué et réduit avec un rendement  $R=1$  et du nitrite initial du milieu dilué et récupéré avec un rendement  $R=1$ .

$$[\text{NO}_3^-]_{\text{milieu}} (\mu\text{mol/l}) = [\text{NO}_3\text{-NO}_2^-] (\mu\text{mol/l}) - [\text{NO}_2^-]_{\text{milieu}} (\mu\text{mol/l})$$

Avec:

$\text{NO}_3^-$  : Nitrate.

$\text{NO}_2^-$  : Nitrite.

Les unités utilisées dans les calculs des sels nutritifs :

1  $\mu\text{mol/l}$  des Nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )  $\longrightarrow$  0,046mg/l des Nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ).

1  $\mu\text{mol/l}$  des Nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )  $\longrightarrow$  0,062mg/l des Nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ).

1  $\mu\text{mol/l}$  d'Ammonium ( $\text{NH}_4^+$ )  $\longrightarrow$  0,014mg/l d'Azote ammoniacal ( $\text{N-NH}_4^+$ ).

1  $\mu\text{mol/l}$  de phosphate ( $\text{PO}_4^{3-}$ )  $\longrightarrow$  0,031mg/l de phosphore Orthophosphorique ( $\text{P-PO}_4^{3-}$ ).

1  $\mu\text{mol/l}$  de silicate ( $\text{SiO}_4^{4-}$ )  $\longrightarrow$  0,028mg/l de silicium Orthosilicique ( $\text{Si-SiO}_4^{4-}$ ).

#### ANNEXE 5 :



**Photo 1** : Conductimètre du terrain.



**Photo 2 : Oxymètre du terrain**



**Photo 3 : pH mètre du terrain**