

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي  
MINISTERE DE L'ENSEINGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA  
RECHERCHE SCIENTIFIQUE

المعهد الوطني لعلوم البحر و تهيئة الساحل  
INSTITUT NATIONAL DES SCIENCES DE LA MER ET DE  
L'AMENAGEMENT DU LITTORAL



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

OPTION : Aquaculture

SUJET

**ANALYSES DES EAUX CÔTIÈRES DE LA BAIE DE BOU-  
ISMAIL POUR LA MISE EN PLACE D'UNE FERME  
AQUACOLE**

Présenté par

**M<sup>elle</sup> Sabrina LEFNAOUI  
Mr Djamal OUALI**

Soutenu le 25 Juin 2008

devant la commission d'examen formée de:

Mr. SEFIANE. F: President.  
Mme MAOUEL Dj. : Examinatrice.  
Mr. LOURGUIOUI H. : Examineur.  
Mr. REFES. W: Promoteur.

## DÉDICACES

*Je dédie ce travail :*

*A mes parents, à qui je dois tous mon bonheur et qui ont toujours cru en moi et qui m'ont aidée pendant toutes ces années et pendant ce mémoire, merci papa et maman.*

*A mes deux chers petits frères Sofiane et Samy, qui m'ont soutenus moralement, merci !*

*A la mémoire de mes grands parents, voilà VAVA j'ai réussi ce que tu as toujours voulu, que dieu lui accorde clémence et miséricorde.*

*A toute ma famille Lefnaoui, Lebkiri et Hadjout.*

*A ma belle mère qui a toujours été présente pendant mon cursus.*

*A Amina, mes beaux frères Nazim, Ryad et mon fiancé Adel, qui ont toujours été à mes côtés.*

*A mon promoteur Mr REFES, qui a eut confiance en moi, et sans lequel ce travail n'aurait pu avoir lieu.*

*A tous mes professeurs de L'ISMAL qui m'ont enseigné l'art de la mer, sans oublier tout le personnel de l'ISMAL et de Sidi Fredj.*

*A tous mes ami(e)s : Dalila, Assia, Nabila, Abdou, Yazid, Samir, Josef et sans oublier mon binôme Djamal le philosophe (ce fut un plaisir OUALI), et à tous ceux que je n'ai pas cité, merci les ami(e)s.*

*Aux personnes qui de près ou de loin ont contribué à l'élaboration de ce modeste travail.*

**Sabrina**

## *Remerciements*

*Ce travail a été réalisé dans le cadre de l'obtention du diplôme d'Ingénieur en Sciences de la Mer.*

*Option : Aquaculture.*

*Nous remercions :*

*Monsieur SEFIANE. F, pour avoir bien voulu assurer la présidence du jury d'examen.*

*Madame MAOUEL Dj., qui a bien voulu juger ce travail. Nous sommes honorés de lui exprimer nos plus vifs remerciements.*

*Monsieur LOURQUIDOU. H, qui a bien voulu examiner ce travail. Qu'il trouve ici l'expression de nos remerciements les plus sincères.*

*Monsieur REFES. W, qui nous a fait bénéficier de ses connaissances, de son temps et de ces techniques. Qu'il trouve ici l'expression de notre profonde reconnaissance et gratitude.*

# SOMMAIRE

<b>Introduction</b>	01
<b>1. Matériels et méthodes</b>	
1-1. <b>Présentation du site d'étude Baie de Bou-Ismaïl (ex-Castiglione)</b>	02
1-2. <b>Choix et localisation des stations</b>	03
1-3. <b>Moyens de prélèvements <i>in situ</i></b>	06
1-3-1. <i>La température</i>	06
1-3-2. <i>La salinité</i>	06
1-3-3. <i>L'oxygène dissous</i>	07
1-3-4. <i>Le pH</i>	07
1-4. <b>Moyens et méthodes utilisés au laboratoire</b>	08
1-4-1. <i>La matière en suspension (MES)</i>	08
1-4-1-1. <i>Protocole de dosage</i>	08
1-4-1-2. <i>Matière organique particulaire (M.O.P) et matière inorganique particulaire (M.I.P)</i>	09
1-4-2. <i>La chlorophylle a et phéopigments a</i>	10
1-4-3. <i>Les sels nutritifs</i>	11
1-4-3-1. <i>Principe général et étapes de dosages</i>	11
1-4-3-2. <i>Les phosphates (<math>PO_4^{3-}</math>)</i>	12
1-4-3-3. <i>Les silicates (<math>Si(OH)_4</math>)</i>	12
1-4-3-4. <i>L'ammonium (<math>NH_4^+</math>)</i>	12

1-4-3-5. Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )	13
1-4-3-6. Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )	13
1-4-3-7. Calculs et expression des résultats	14
1-4-3-8. Courbes d'étalonnages	15
1-5. <b>Analyse des données</b>	17
1-5-1. Analyse en Composantes Principales (ACP)	17
<b>2- Résultats et discussion</b>	
2-1. La Température	19
2-2. La salinité	21
2-3. L'oxygène dissous	23
2-4. Le pH	26
2-5. La matière en suspension (MES)	28
2-6. Le taux de matière organique particulaire (MOP)	30
2-7. La chlorophylle a	32
2-8. Les phéopigments a	34
2-9. Les phosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ )	36
2-10. Les silicates ( $\text{Si}(\text{OH})_4$ )	37
2-11. Ammonium ( $\text{NH}_4^+$ )	39
2-12. Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )	41
2-13. Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )	44
2-14. Analyse en Composantes Principales (ACP)	46
2-14-1. Analyse en composantes principales (ACP) des paramètres	46
2-14-2. Analyse en Composantes Principales (ACP) des zones	50
<b>Conclusion</b>	54
<b>Bibliographie</b>	

### Introduction

Influencées par les eaux marines du large, et par les eaux douces continentales, les zones côtières ont des caractéristiques physiques, chimiques et biologiques intermédiaires. Selon l'importance des bassins versants, de la densité de la population, et de l'intensité des activités industrielles et agricoles, les eaux douces qui aboutissent en mer ont des qualités chimiques et biologiques différentes. Elles sont souvent très enrichies en sels nutritifs et confèrent ainsi aux zones côtières une forte capacité de production biologique (CUGIER., 1999). L'eutrophisation des eaux se manifeste par des proliférations algales pouvant conduire, lors de leur dégradation sous l'action bactériennes, à des désoxygénations catastrophiques pour la faune (LACAZE., 1996).

L'aquaculture, d'une façon très générale, recouvre l'ensemble des activités de culture et d'élevage d'organismes aquatiques, végétaux ou animaux, les pratiques culturales pouvant être vite très réduites, et limitées à une étape particulière du cycle de vie de l'organisme considéré (LAUBIER.,1983 in CNEOX., 1983). La connaissance de la variation des composantes des écosystèmes aquatiques est nécessaire pour comprendre les mécanismes de fonctionnement de ces écosystèmes afin de justifier certaines interventions dans le milieu : exemple installation d'un site aquacole (LOURGUIOUI., 2006).

Le littoral est soumis à des pressions et concurrences dans leur utilisation. Déjà, nombre de sites propices à l'aquaculture, de superficies parfois importantes, ont été rendus irrémédiablement inutilisables par l'implantation d'autres activités ou par l'altération irréversible des milieux favorables qui en résulte. En outre, l'affectation à l'aquaculture des sites encore disponibles fait l'objet de tensions qui se traduisent parfois par une préférence accordée à d'autres activités, le tourisme par exemple (PRAT., 1983 in CNEOX., 1983).

La présente étude s'inscrit dans la problématique d'identifier les potentialités aquacoles de la baie de Bou-Ismaïl par l'utilisation des paramètres physico-chimiques et de la production phytoplanctonique de ses eaux côtières.

L'étude a été réalisée entre novembre 2007 et mars 2008, avec au total 42 stations tout au long de la zone côtière de la baie de Bou-Ismaïl qui sera divisée en six zones.

Ce travail sera subdivisé en deux parties :

Dans la première partie nous présenterons les matériels et les méthodes utilisés pour l'analyse des échantillons ainsi qu'une petite définition de chaque paramètre étudié.

La deuxième partie, nous la consacrerons à la discussion des résultats en s'appuyant sur les analyses linéaires des variations mensuelles de chaque zone et celles des moyennes de la baie.

L'Analyse en Composantes Principales (ACP) des variables, nous permettra d'explorer nos résultats, d'identifier les interactions inter-paramètres et de déterminer la dynamique générale de la baie pendant la période d'étude et d'identifier les zones capables d'accueillir une activité aquacole.

## 2. Matériels et méthodes

### 1-1. Présentation du site d'étude Baie de Bou-Ismaïl (ex-Castiglione)

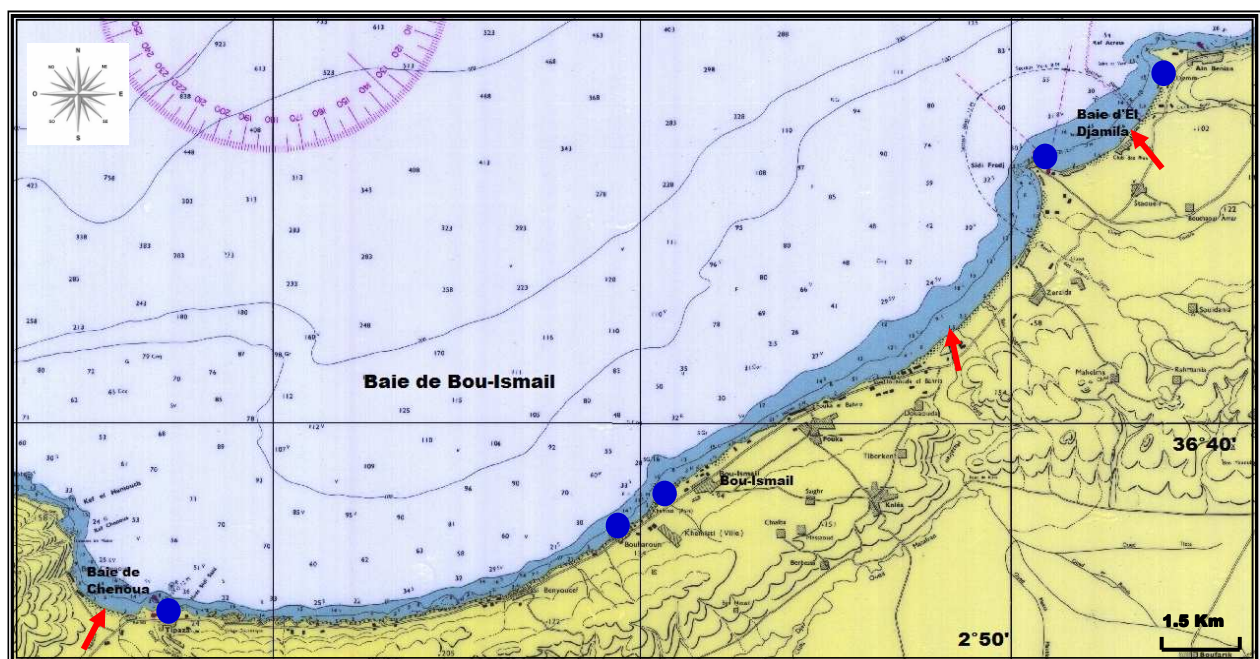
Notre site d'étude est la baie de Bou-Ismaïl (ex- Castiglione), qui se situe à l'ouest d'Alger entre 2° 24' Est et 36°38' Nord à 2° 54' Est et 36°48' Nord et qui est limitée par le mont de Chenoua à l'Ouest et Ras Caxine à l'Est (**Figure 01**).

L'ouverture s'étend sur 40Km, orientée du sud - ouest au nord-Est. Elle est composée de deux petites baies, El Djamila dans la partie orientale et Chenoua dans la partie occidentale.

Elle couvre une superficie de 509 Km<sup>2</sup> (plateau continental). Selon (**CAULET., 1972**) La plateforme continentale garde elle-même des dimensions plus modestes et sa largeur oscille entre 4km devant Cherchell et 11 km au droit de l'embouchure de l'oued Mazafran. Sa surface est généralement couverte de vases et de boues argilo-siliceuses, dont une grande partie provient sans doute des apports limoneux du Mazafran. Deux autres oueds se déversent dans la baie, oued Béni-Messous dans la baie d'El Djamila, oued Nador dans la baie de Chenoua.

La région de Bou-Ismaïl est une zone à vocation touristique et agricole, sa frange côtière est soumise principalement aux rejets domestiques des villes et des complexes touristiques, qui se déversent directement dans le milieu naturel sans aucun traitement au préalable dans la plupart des cas (**HOUMA., 2005**). Les rejets des activités industrielles de Blida et Béni-Mered sont charriés par les différents oueds vers la baie de Bou-Ismaïl.

On recense plusieurs ports de pêche et de plaisance le long du littoral (El Djamila, Sidi Fredj, Bou-Haroun, Khemisti et Tipaza).



- Ports de l'Est à l'Ouest : El Djamila, Sidi Fredj, Khemisti, Bou-Haroun, Tipaza.
- ➔ Oueds de l'Est à l'Ouest : Beni Messous, Mazafran, Nador.

**Figure 01:** Présentation de la Baie de Bou-Ismaïl.

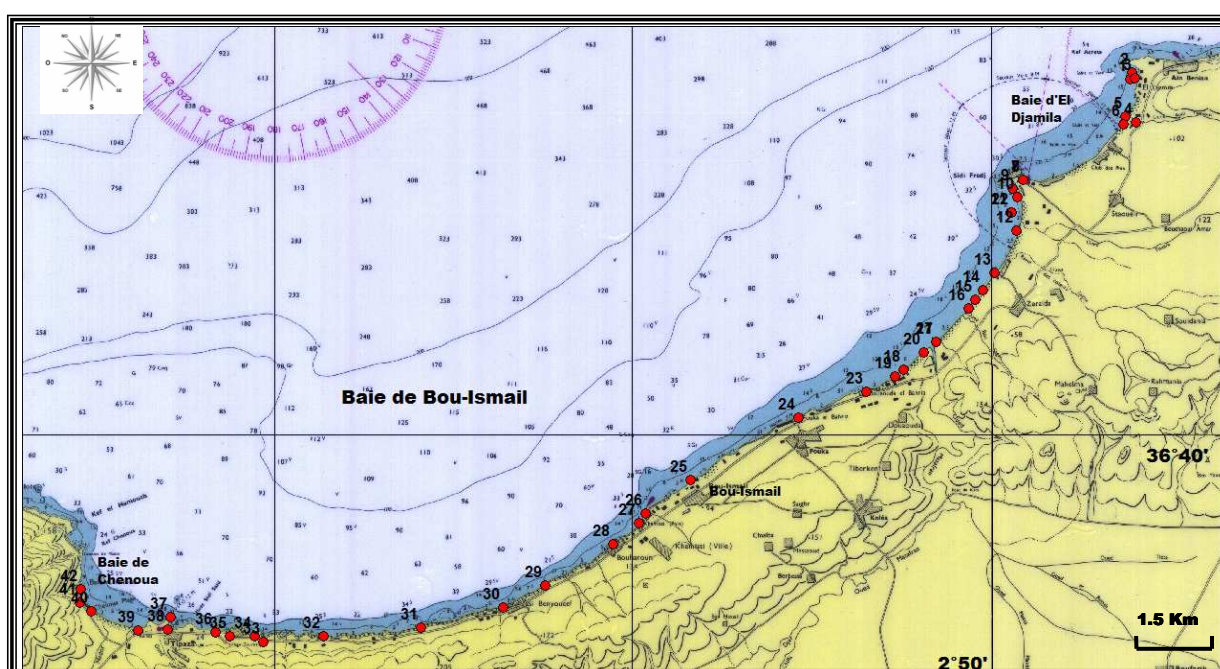
## 1-2. Choix et localisation des stations

Les prélèvements ont été réalisés le long du littoral de la baie de Bou-Ismaïl (**Figure 02**) sur une période de quatre mois, soit de Novembre 2007 à Mars 2008 (**Tableau 01**) :

- Le mois de Novembre est consacré à la baie d'El Djamilia soit 10 stations de prélèvements en une seule campagne.
- Le mois de Janvier est caractérisé par deux campagnes distinctes,
  - La première le 16 janvier dans la baie d'El Djamilia (10 stations).
  - La seconde le 26 janvier au niveau des parties centrale et occidentale de la baie de Bou-Ismaïl (30 stations).
- Le mois de février, 23 stations ont été prélevées.
- Le mois de Mars, 25 stations ont été prélevées (**Tableau 1**).

La majorité des prélèvements ont été effectués dans des lieux à fortes pressions anthropiques (rejets urbains par canalisations, oueds, déversements sauvages, unités de dessalement d'eau de mer, centre de traitement des eaux usées et centres touristiques).

Le choix s'est porté sur ces points de prélèvements, pour évaluer le taux d'altération du milieu côtier et de répertorier les différentes zones à risques et salubres pour l'activité aquacole à moyen et long terme.



**Figure 02:** Les points de prélèvements au niveau de la baie de Bou-Ismaïl.**Tableau 01 :** Numérotation et description des stations de prélèvements avec emplacements géographiques et mensuels correspondants. (*nov.* : novembre ; *Jan.* : Janvier; *fév.* : février ; *mar.* : mars).

Stations	Coordonnées géographiques		Numéros des stations	Mois			
	Latitude (Nord)	Longitude (Est)		nov.	jan.	fév.	mar.
Port d'El Djamilia (limite de la digue de protection)	36°47'.966	2°53'.846	1	+	+	+	+
Port d'El Djamilia (parking face à la digue)	36°48'.122	2°53'.918	2	+	+		
Port d'El Djamilia (plage face à la digue)	36°47'.991	2°54'.000	3	+	+	+	+
Port d'El Djamilia (plage extérieure)	36°47'.000	2°54'.008	4	+	+		
Dunes (à droite de la station de dessalement)	36°47'.143	2°53'.723	5	+	+		
Dunes (oued Beni-Messous)	36°46'.957	2°53'.666	6	+	+	+	+
Sidi Fredj (plage est)	36°45'.728	2°50'.869	7	+	+	+	+
Port de Sidi Fredj (port «emplacement Ibtacim »)	36°45'.730	2°50'.873	8	+	+		
Sidi Fredj (plage ouest 1)	36°45'.537	2°50'.568	9	+	+		
Sidi Fredj (plage ouest 2)	36°45'.331	2°50'.711	10	+	+		
Azur plage (avant la voie de sortie)	36°44'.999	2°50'.538	11		+	+	+
Palm Beach (en face du premier parking)	36°44'.596	2°50'.676	12		+	+	+
Complexe de Zéralda (digue de protection)	36°43'.636	2°50'.067	13		+		
Zéralda (station de dessalement)	36°43'.262	2°49'.760	14		+	+	+
Plage familiale 1	36°43'.047	2°49'.548	15		+		
Plage familiale 2	36°42'.854	2°49'.356	16		+	+	+
Oued Mazafran (berge est)- Plage Kklouffi	36°42'.094	2°48'.442	17		+	+	+
Plage Colonel Abbés (la sortie)	36°41'.337	2°47'.531	18		+	+	+
Oued Mazafran (berge ouest)	36°41'.868	2°48'.111	19		+	+	+
Plage Colonel Abbés (face au kiosque de l'hôtel)	36°41'.480	2°48'.111	20		+		
Oued Mazafran	36°42'.095	2°48'.444	21				+
Station de dessalement	36°44'.998	2°50'.541	22				+
Plage de Douaouda marine (entrée)	36°40'.990	2°46'.501	23		+	+	+
Village de Fouka marina	36°40'.413	2°44'.593	24		+	+	+
Bou-Ismaïl (en face du CNDPA) « égout probable »	36°39'.025	2°41'.592	25		+	+	+
Port de Khemesti (en face de l'entrée du port)	36°38'.264	2°40'.325	26		+	+	+
A l'ouest du port de Khemesti (égout à 20 m à gauche)	36°38'.060	2°40'.138	27		+		
Port de Bou Haroun (en face du dernier restaurant)	36°37'.588	2°39'.424	28		+	+	+
Ain Tagourait (plage de la ferme conchylicole)	36°36'.655	2°37'.540	29		+	+	+
Ain Tagourait (abri)	36°36'.179	2°36'.369	30		+	+	+
Falaises (rentrée avec fanion)	36°35'.714	2°34'.054	31		+		
Hai Kheredine (à la sortie de Hameau)	36°35'.520	2°31'.348	32		+		
Anse de Kouali (plage centrale)	36°35'.405	2°29'.661	33		+	+	+
Anse de Kouali (plage ouest)	36°35'.531	2°29'.413	34		+		
Plage Club Set	36°35'.536	2°28'.715	35		+		
Plage de la corne d'or	36°35'.616	2°28'.339	36		+	+	+
Port de Tipaza (ancien port de pêche)	36°35'.964	2°27'.060	37		+		
Port de Tipaza (face à la passe d'entrée)	36°35'.673	2°26'.990	38		+	+	+
Club Matares (entrée à platier rocheux) « égout à droite »	36°35'.664	2°26'.176	39		+	+	+
Plage de Chenoua « oued, égout »	36°36'.094	2°24'.865	40		+	+	+
Début de la plage de Chenoua (partie ouest)	36°36'.283	2°24'.522	41		+		
Village de Chenoua (partie ouest)	36°36'.569	2°24'.554	42		+		

### 1-3. Moyens de prélèvements *in situ*

#### 1-3-1. La température :

C'est un facteur capital pour l'aquaculture. C'est en fonction des températures moyennes d'un site que l'on pourra déterminer les espèces élevables (**BARNABE., 1991**).

Les fortes variations thermiques impliquent des pertes énormes à l'aquaculture. Selon (**BARNABE., 1991**), lorsque l'on s'éloigne de l'optimum, la croissance est si lente que la durée d'élevage devenue trop longue compromet la rentabilité.

La connaissance des plages de variation de la température dans un milieu est primordiale, tant la distribution de certains être vivants et les fluctuations des concentrations de plusieurs paramètres dépendent, soit intégralement ou partiellement de sa distribution spatiale et temporelle.

La détermination de la température s'est faite *in situ*, à l'aide d'appareillages de terrain (Oxymètre, conductimètre et pHmètre). La valeur prise en compte résulte de la moyenne des trois valeurs enregistrées.

#### 1-3-2. La salinité :

La salinité est une masse en grammes de substances solides contenues dans l'eau de mer; quand les ions d'iodure et de bromure sont remplacés par leurs équivalents en chlorure, les carbonates convertis en oxydes, et toute la matière organique oxydée (**BARNABE et BARNABE-QUET., 1997**).

La distribution de la salinité est déterminée par les processus créés par les courants et les différents mélanges qui ont lieu à la surface de la mer. Les processus qui doivent être considérés sont donc ceux qui diminuent ou augmentent la salinité par l'addition ou le déplacement des eaux moins salées (**BOWEDEN., 1974**).

La salinité et ses variations sont une caractéristique essentielle d'un site aquacole (**BARNABE., 1991**).

Dans la présente étude la salinité à été mesurée avec un salinomètre de terrain (Cond 197) d'une précision de  $\pm 0.5\%$ . Le salinomètre a été étalonné avec une solution tampon de 19.376 ‰ de chlorinité (salinité : 35.0037 ‰, d'après l'équation :  $S \text{ ‰} = 1.80655 \text{ Cl ‰}$ )

#### 1-3-3. L'oxygène dissous :

Fondamentalement, la concentration en oxygène dissous dans l'eau de mer dépend inversement de la salinité et de la température (**PERKINS., 1974**).

La source de l'oxygène dissous dans la mer côtière provient essentiellement du mélange de la colonne d'eau superficielle avec l'atmosphère. Il résulte des différents phénomènes hydrodynamiques (houles, vagues, courants), à cela s'ajoute l'activité photosynthétique. (**DIAZ et al., 1995 in AMINOT et KEROUEL., 2004**), considèrent que l'oxygène est la variable environnementale qui a le plus évolué au cours des dernières décennies dans les écosystèmes côtiers.

Dans la présente étude l'oxygène dissous a été mesuré par un Oxymètre de terrain (type Oxi197). Sa teneur est donnée en mg/l et la température en °C avec une précision de  $\pm 0.5$  %.

Le taux de saturation est calculé en utilisant une table de solubilité de l'oxygène selon la formule suivante (AMINOT et KEROUEL., 2004):

$$\text{Taux (\%O}_2\text{)} = (\text{Concentration mesurée/ solubilité}) * 100$$

#### 1-3-4. Le pH:

La mesure du pH vise à mettre en évidence soit des anomalies notables (pollutions) dans un large domaine de salinités, soit des petites variations dans un domaine de salinité restreint (AMINOT et KEROUEL., 2004).

La mesure du pH aura deux applications à considérer séparément : le suivi de la qualité des eaux, d'une part, et les études thermodynamiques des équilibres chimiques, d'autre part. La distinction majeure réside dans le niveau de justesse et de précision requis pour ces deux applications (AMINOT et KEROUEL., 2004).

Pour la mesure, *in situ*, de ce paramètre, on a utilisé un pH mètre de terrain de type (pH / MV mètre 197) d'une précision de  $\pm 0.01$  pH.

L'étalonnage de l'appareil est effectué avant la série de mesure avec une solution tampon de pH =  $9.18 \pm 0.01$  (25°C). Le pH mètre affiche donc une valeur égale à 4.02.

Après calibrage, on procède à la mesure du pH de chaque échantillon d'eau de mer prélevé au niveau de chaque station. L'électrode du pH mètre est rincée à l'eau distillée, et plongée dans la bouteille de prélèvement.

### 1-4. Moyens et méthodes utilisés au laboratoire

#### 1-4-1. La matière en suspension (MES) :

Les MES représentent l'ensemble des particules (organique et inorganique) se trouvant en suspension dans l'eau. Selon (LEFRANÇOIS., 2007), la taille et la densité des MES est faible ce qui limite leur chute par gravité.

La concentration des particules varie d'un endroit à un autre selon la nature des fonds, la présence ou l'absence de sources externes au milieu marin, ainsi que des saisons.

La ligne côtière est caractérisée par un échange intense d'énergie entre l'hydrosphère et la lithosphère, qui se traduit par l'érosion du milieu terrestre et la remise en suspension des sédiments d'où l'augmentation de la concentration en MES comparé au large.

En plus des phénomènes naturels, la source des MES est influencée considérablement par les apports résultants des différentes activités de l'homme (rejets urbains, industries).

Selon (KUMAR et HADER., 1999), les principales menaces pour l'environnement marin viennent de la terre.

Toutefois, les *MES* sont considérées comme étant source de nutriments pour plusieurs espèces planctophages (*MES* organiques) et source de composants nutritionnels (Sels nutritifs).

#### **1-4-1-1. Protocole de dosage**

*Principe :*

Après décongélation des échantillons (une nuit complète à l'obscurité), ces derniers sont filtrés sur membrane Wathman GF/F de 0.45µm de porosité. Cette membrane est pesée avant et après filtration. La différence de poids de la membrane permet de connaître le poids de matière en suspension dans un volume d'eau filtrée donné. La balance utilisée est de précision de 0.0001g, fabriquée par KERN&SOHN GmbH modèle ABS-120-4.

*Protocole :*

Les filtres ont été séchés avant utilisation à 70°C puis pesés. Ce qui va nous permettre d'avoir le poids sec des filtres (en gramme) avant filtration. Ils sont placés dans des boîtes numérotées selon les stations.

La filtration s'est effectuée sous vide, avec un dispositif de «tulipe ». Avant chaque filtration l'échantillon est bien agité afin de bien homogénéiser l'eau.

Après filtration, les filtres sont remis dans leurs boîtes pour y être séchés à l'étuve à une température de 45°C pendant 12 heures. Un nouveau poids est alors obtenu.

*Calcul du poids de la matière en suspension:*

La concentration de la matière en suspension s'obtient par la formule suivante :

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

Avec :

- P1 : poids des filtres avant filtration (mg).
- P2 : poids du filtre après filtration (mg).
- V : volume filtré (L).

#### **1-4-1-2. Matière organique particulaire (M.O.P) et matière inorganique particulaire (M.I.P)**

Dans le milieu côtier, outre les apports éoliens, la *MOP* est majoritairement d'origine phytoplanctonique. Dans les milieux estuariens, la part d'origine terrigène apportée par le fleuve prédomine fréquemment lorsque le débit est élevé.

Toutefois, en période d'étiage, la *MOP* peut provenir de fortes poussées de phytoplancton d'eau douce apporté par le fleuve 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 dans les zones riches en nutriments en été. La nature, donc la composition du 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 :*

Après pesage, les filtres des *MES* sont placés dans des creusets. Ces derniers sont placés dans le four à moufle fabriqué par GmbH and Co.KG modèle MIHM.VOGT Type KM.N. à 450°C pendant deux heures.

Deux mesures sont alors obtenues ; la première est le poids du creuset vide et la deuxième est celle du creuset avec filtre après calcination.

*Protocole de mesure :*

- Placer chaque filtre dans un creuset. Ce dernier est placé dans le four à moufle à 450°C pendant deux heures.
- Retirer les creusets puis les laisser refroidir dans le dessiccateur.
- Peser les creusets avec les filtres à l'intérieur. On obtient à ce moment P3 en (mg).
- Retirer les filtres des creusets, puis peser ces derniers vides. Le nouveau poids obtenu sera P4 en (mg).
- Le poids du filtre P5 après calcination est obtenu à partir de l'expression :  $P3 - P4 = P5$  en (mg).
- La matière organique particulaire (*MOP*), se déduira par l'expression  $P2 - P5$  en (mg).
- L'expression *MES - MOP*, nous donnera alors les *MIP*.

#### ***1-4-2. La chlorophylle a et phéopigments a :***

L'activité photosynthétique d'une population phytoplanctonique dépend de la quantité et de la qualité des pigments contenus dans leurs chloroplastes, ainsi que de la quantité d'énergie lumineuse reçue. La biomasse phytoplanctonique est souvent exprimée par la concentration de la chlorophylle *a* présente dans tous les organismes autotrophes (LAMPER., 2007)

Selon (AMINOT et KEROUEL., 2004), la variation de la chlorophylle *a* dépend essentiellement de la concentration du milieu en sels nutritifs, de l'intensité de la lumière et de l'activité du zooplancton par le broutage, qui entraîne la dégradation des cellules puis la formation des phéopigments.

*Protocole :*

La quantité de chlorophylle *a* est mesurée par la méthode spectrophotométrique monochromatique de LORENZEN., 1967, selon (AMINOT et KEROUEL., 2004).

La filtration est réalisée sur un filtre de Whatman GF/F de 0.45µm, et la dépression est créée par une pompe de marque KMF NEUBE REGER Type N022.AN.18.

L'extraction se fait par addition de 10 ml d'acétone à 90% (90/10 acétone/eau). Après passage des filtres dans un bac à ultra-son (VWR LUSL 300 TH) et cela pendant 5 minutes à 30°C, on mesure l'absorbance dans une cuve de 1 cm de trajet optique à l'aide d'un spectrophotomètre de marque CECIL type CE1021 Séries 10000, à une longueur d'onde de 665nm et cela dans un premier temps sans acidification, puis en deuxième lieu avec acidification (Acide chlorhydrique à 0.3 mol/l) pour obtenir la mesure des phéopigments *a*.

Deux autres mesures d'absorbances ont été réalisées. L'une est celle du blanc de 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.

*Les calculs :*

$$\text{Chlorophylle } a \text{ (}\mu\text{g/l)} = 40, 1. (\text{A665na} - \text{A665a}) .v /$$

$$\text{Phéopigments } a \text{ (}\mu\text{g/l)} = 40, 1. (1.5 \text{ A665a} - \text{A665na}) .v / V .I$$

Avec:

V: volume d'eau filtrée en (litre).

v : volume d'acétone en (millilitre).

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

Où:

$$\text{A665na} = \text{Ab665na} - \text{Ab750na}$$

$$\text{A665a} = \text{Ab665a} - \text{Ab750a}$$

*Remarque : De l'étape de filtration jusqu'au passage au spectrophotomètre les tubes à essai ont toujours été gardés à l'obscurité.*

Avec :

**Ab665na** : absorbance à 665 nm avant acidification.

**Ab665a** : absorbance à 665 nm après acidification.

**Ab750na** : absorbance à 750 nm avant acidification.

**Ab750a** : absorbance à 750 nm après acidification.

### *1-4-3. Les sels nutritifs :*

Le développement de toute vie est soumis à des besoins vitaux. En milieu marin les sels nutritifs jouent le rôle de facteur limitant de développement de premier échelon en l'occurrence celui des producteurs primaires à savoir les organismes autotrophes.

Leur niveau de concentration en fonction de la lumière favorisera ou limitera la croissance de la biomasse. Présents en excès, ces éléments peuvent provoquer un phénomène d'eutrophisation du milieu, en particulier dans les zones fermées ou semi-fermées (lagunes, estuaires) (RHARBI., 2001).

#### *1-4-3-1. Principe général et étapes de dosages :*

L'eau prélevée est filtrée à l'aide d'un filtre de 100µm, puis congelée et stockée jusqu'à l'analyse.

Les protocoles de dosages sont ceux de (AMINOT et KEROUEL., 2004). Le spectrophotomètre utilisé est le même que celui utilisé pour le dosage de la chlorophylle *a*.

Les réactifs pour les dosages ont été préparés une seule fois et cela au début de l'analyse des sels nutritifs et de leurs gammes étalons (*Annexes: Réactifs*).

#### 1-4-3-2. Les phosphates ( $PO_4^{3-}$ )

*Procédure générale de dosage:*

- La température des échantillons doit être comprise entre 15 et 20°C.
- Prendre 50±1ml d'eau de l'échantillon.
- Ajouter 2ml du réactif 1 (*Annexe: Réactifs «Les phosphates : solution acide d'acide ascorbique»*), et mélanger.
- Ajouter 2ml du réactif 2 (*Annexe: Réactifs «Les phosphates : solution acide de molybdène et d'antimoine»*), mélanger et laisser agir pendant 5 minutes au moins et 30 minutes au plus.
- Mesurer au spectrophotomètre l'absorbance à 880 nm.
- Mesure du blanc de cuve (eau distillée), du blanc des réactifs (réactifs 1 et 2).

#### 1-4-3-3. Les silicates ( $Si(OH)_4$ )

*Procédure générale de dosage:*

- La température des échantillons doit être comprise entre 19 et 25 °C.
- Introduire dans une éprouvette en plastique 50±1ml d'eau de l'échantillon.
- Ajouter 2.0 ml du réactif 1 (*Annexe: Réactifs «Les silicates : solution acide de molybdate»*) et mélanger.
- Attendre 7 minutes au moins et 13 minutes au plus.
- Ajouter 2.0 ml du réactif 2 (*Annexe: Réactifs «Les silicates : solution d'acide oxalique»*) et mélanger.
- Ajouter 1.0 ml du réactif 3 (*Annexe: Réactifs «Les silicates : solution d'acide ascorbique»*) et mélanger.
- Attendre 30 minutes à 2 heures et mesurer au spectrophotomètre l'absorbance par rapport à l'eau distillée et aux réactifs (1, 2 et 3) à 810 nm.

**N.B :** Dans le cas du dosage des silicates, les récipients doivent être en plastique pour éviter l'interférence du verre.

#### 1-4-3-4. L'ammonium ( $NH_4^+$ )

*Procédure générale de dosage:*

- Prélever 100±5ml d'eau de l'échantillon.
- Ajouter 3.0ml du réactif 1 (*Annexe: Réactifs «Ammonium : solution de phénol-nitroprussiate »*).
- Boucher et agiter pour bien homogénéiser.

- Ajouter sans attendre 3.0 ml du réactif 2 (**Annexe: Réactifs «Ammonium : solution complexante au chlore »**).
- Boucher et agiter à nouveau.
- Placer immédiatement à l'abri de la lumière pendant 6 à 8 heures (ou mieux pendant une nuit) à température ambiante.
- Mesurer au spectrophotomètre l'absorbance à 630 nm par rapport au blanc de cuve (eau distillée), et au blanc de réactif (réactifs 1 et 2).

#### 1-4-3-5. Les nitrites ( $NO_2^-$ )

##### *Procédure générale de dosage:*

- 50±1ml d'eau de l'échantillon.
- Ajouter 1 ml de réactifs 1 (**Annexe: Réactifs «Les nitrites: solution de Sulfanilamide»**) et mélanger.
- Laisser reposer 2 à 8 minutes.
- Ajouter 1 ml de réactifs 2 (**Annexe: Réactifs «Les nitrites: solution de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine»**) et mélanger.
- Attendre au moins 10 minutes et au plus 1 heure.
- Mesurer au spectrophotomètre l'absorbance à 543 nm.
- Mesure du blanc de cuve (eau distillée), du blanc des réactifs (réactifs 1 et 2).

#### 1-4-3-6. Les nitrates ( $NO_3^-$ )

##### *Principe :*

Le principe de base adopté par les analystes marins repose sur la réduction quasi quantitative (>95%) du nitrate ( $NO_3^-$ ) en nitrites ( $NO_2^-$ ). Après réduction, on mesure en réalité la somme des concentrations en nitrate et en nitrite (**AMINOT et KEROUEL., 2004**).

La réduction a été réalisée sur colonne droite de Cadmium dopée avant son utilisation et réactivée avant chaque analyse.

##### *Préparation de la colonne réductrice de Cadmium :*

Le grain de Cadmium utilisé est d'environ 0.5 à 2 mm de diamètre, la préparation est réalisée comme suit :

- Laver le cadmium avec de l'acide chlorhydrique 2mol/l puis rincer à l'eau distillée.
- Laver directement avec de l'acide nitrique 0.3mol/l puis passer à l'eau distillée.
- Laver une deuxième fois à l'aide de l'acide chlorhydrique 2mol/l pour éliminer le nitrate résiduel puis rincer abondamment à l'eau distillée.
- Vider au maximum la colonne sans la laisser à l'aire libre et ajouter sans attendre la solution du sulfate de cuivre et laisser en contact plusieurs minutes.
- Laver abondamment la colonne avec de l'eau déminéralisée.
- Laver avec de la solution tampon et laisser la colonne en milieu tampon pendant 24 à 48 heures.

L'activation du réducteur est réalisée par le passage sur la colonne, de 500 ml de solution tampon à laquelle nous avons rajouté 10 ml d'étalon de nitrate à 5000 $\mu$ mol/l; puis rinçage de la colonne impérativement avec la solution tampon.

### *L'entretien de la colonne :*

Avant chaque série d'analyse qui dépasse une heure, réactiver la colonne avec 250 ml de tampon dopé à 100 $\mu$ mol/l de nitrate et rincer la colonne avec la solution tampon et la conserver dans son milieu.

### *Procédure générale de dosage:*

- Activer la colonne si cela est nécessaire par passage d'une solution concentrée en nitrate.
- Prélever 100 $\pm$ 5ml d'eau de l'échantillon.
- Ajouter 2ml de chlorure d'ammonium et mélanger.
- Passer 50ml de l'échantillon afin de rincer la colonne.
- Récupérer les 50ml restants et veiller à ce que la colonne ne se vide pas.

Après, suivre le même protocole pour la mesure des nitrites puisque les nitrates sont réduits en nitrites, le blanc de cuve et le blanc de réactif sont les mêmes.

### *1-4-3-7. 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 de cuve.

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

La concentration pour chaque sel nutritif (ammonium, nitrite, phosphates, silicates) se calcule selon :

$$[\text{Sel nutritif}] (\mu\text{mol/l}) = F.A$$

Avec :

$F$  : facteur de conversion ( $\mu\text{mol/l}$  par unité d'absorbance) où  $F = 1/a$  ( $a$  : la pente de la courbe d'étalonnage).

$A$  : Absorbance nette du sel nutritif.

Dans le cas des nitrates, on se rapporte à la courbe d'étalonnage des nitrites pour calculer la concentration de nitrites après passage de l'échantillon sur la colonne. Cette concentration (Nitrites+Nitrates) 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 :

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

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

#### 1-4-3-8. Courbes d'étalonnages

La courbe d'étalonnage est obtenue par la projection des différents points d'absorbance corrélés à des concentrations du paramètre recherché, ce qui nous donne une droite linéaire par la méthode des moindres carrés.

Le coefficient de corrélation est obtenu par un tableur (Excel© de Windows© Office 2007). Les faibles valeurs observées peuvent être expliquées par la différence remarquée au niveau de l'absorbance des cuves qui a influencé sur l'absorbance de la solution. Toutefois, ces valeurs peuvent être prises en considération puisqu'elles se rapprochent de 1 et s'éloignent de 0.5.

L'étalonnage est obtenu par la mesure de l'absorbance aux mêmes longueurs d'ondes que les échantillons des différentes concentrations (*Courbe 01, 02, 03 et 04*). A chaque sel correspond une gamme de concentrations ascendantes qui nous permettra de tracer la courbe d'étalonnage selon la formule :

$$S = a C + b$$

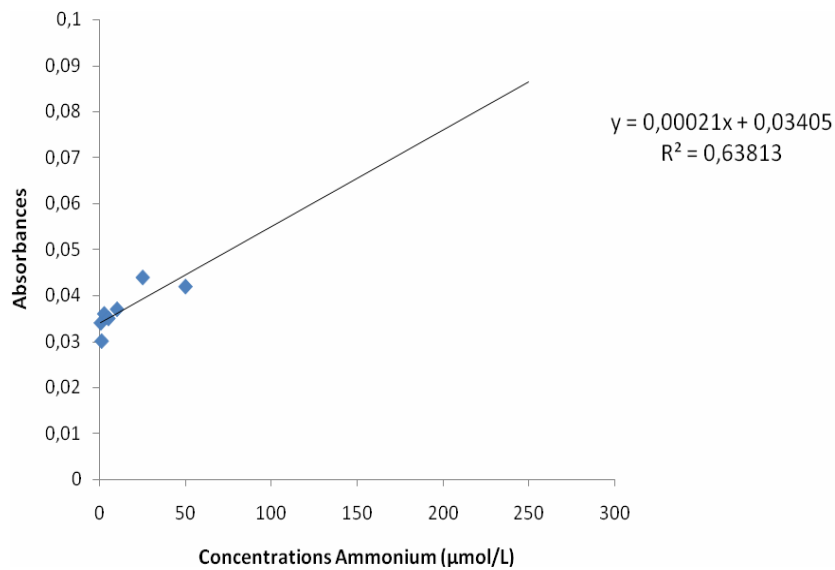
*Sachant que:*

*S* : L'absorbance.

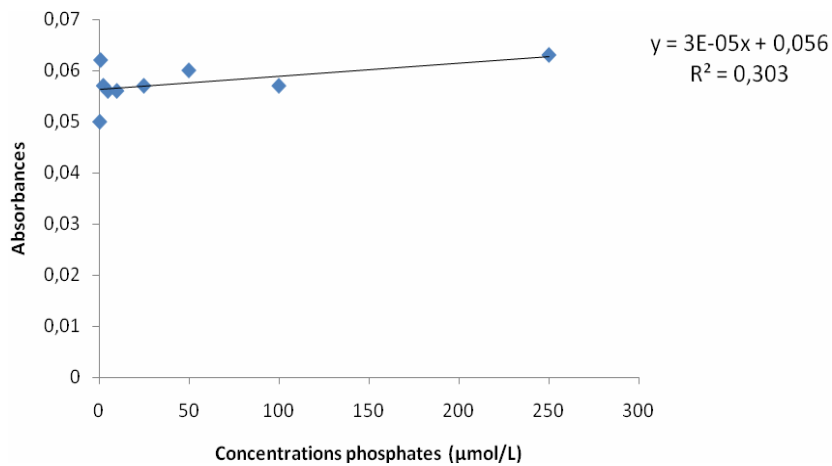
*C* : La concentration en sel nutritif.

*a* : La pente.

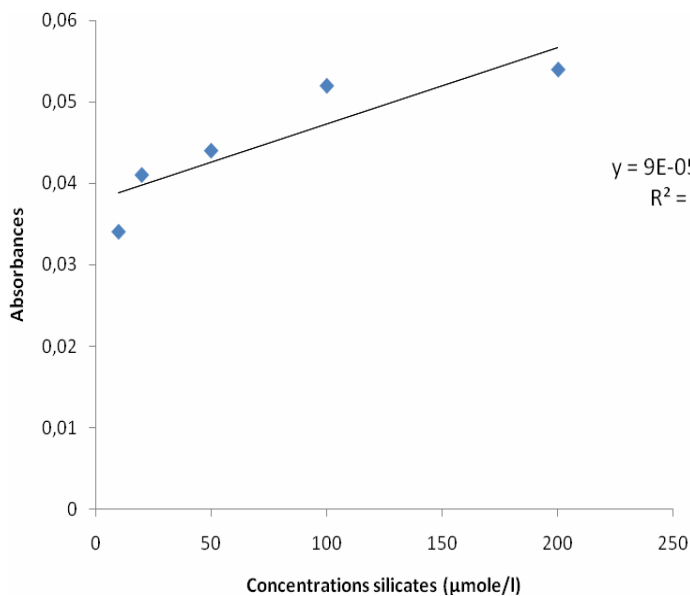
*b* : L'ordonnée à l'origine.



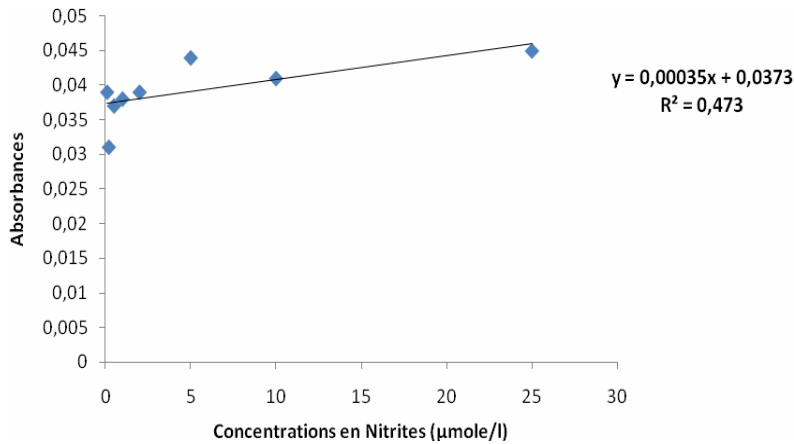
**Courbe 01** : Courbe étalonnage ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ).



**Courbe 02** : Courbe étalonnage phosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ ).



**Courbe 03** : Courbe étalonnage silicates ( $Si(OH)_4$ ).



**Courbe 04**: Courbe étalonnage Nitrites ( $NO_2^-$ ).

## 1-5. Analyse des données

### 1-5-1. Analyse en Composantes Principales (ACP) :

L'Analyse en Composantes Principales (ACP) fait partie du groupe des méthodes descriptives multidimensionnelles. L'ACP servira à mieux connaître les données sur lesquelles on travaille et à détecter éventuellement des valeurs suspectes, et aidera à formuler des hypothèses, (**DUBY et ROBIN., 2006**).

Elle consiste à calculer de nouvelles variables (les facteurs) qui sont en fonction des anciennes et les plus informatives possibles à propos de l'ensemble des relations entre les variables initiales.

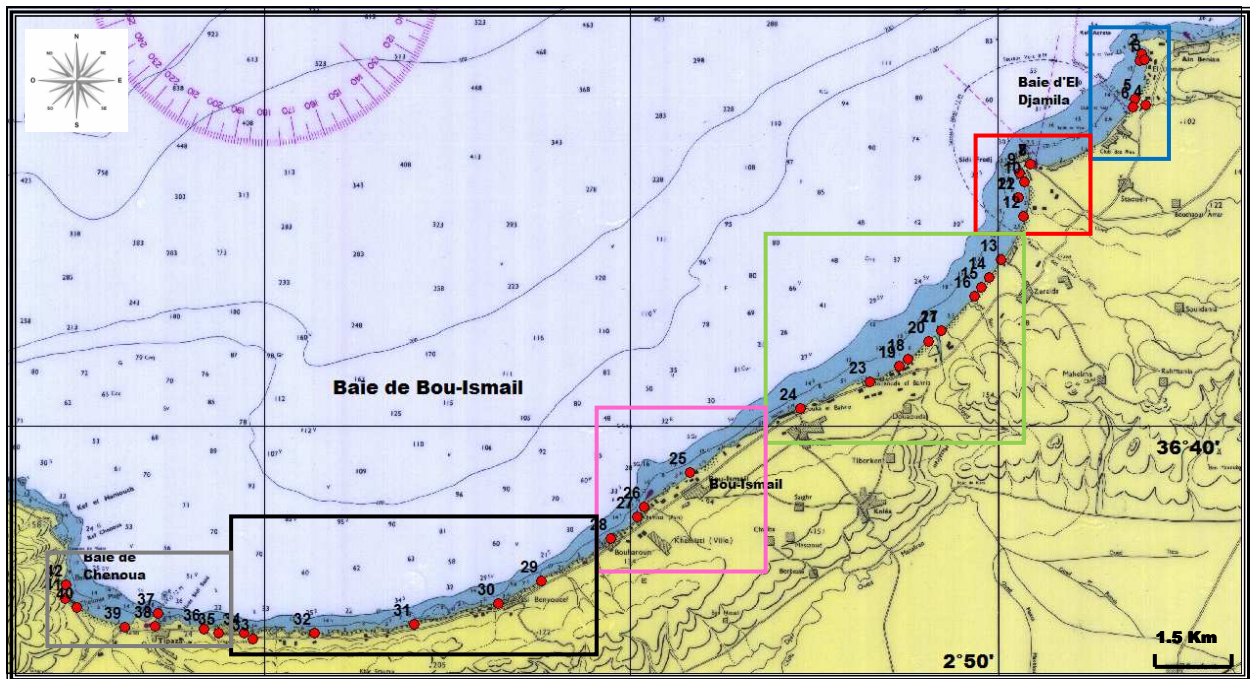
Dans la présente étude, le logiciel SPSS V.10.0© pour Windows© est utilisé pour la réalisation de l'ACP.

## 2- Résultats et discussion

Une analyse préliminaire de la distribution des différents paramètres physico-chimiques et chimiques nous a permis de subdiviser le site d'étude (baie de Bou-Ismaïl) en six zones distinctes d'Est à Ouest comme suit :

La première zone est la **ZONE A**. Elle s'étend de Ras Acarta jusqu'à oued Béni-Messous au centre de la baie d'El Djamilia. Elle regroupe six stations (de la station 1 à la station 6) dont quatre à l'intérieur du port d'El Djamilia.

La seconde zone est la **ZONE B**. Elle s'étend de la plage Est de Sidi Fredj à la plage de Palm Beach. Elle regroupe six stations (de station 7 à station 12) dont une à l'intérieur du port de Sidi Fredj.



**Figure 03** : Localisation des 6 zones en baie de Bou-Ismaïl.

La troisième zone est la **ZONE C**. Elle s'étend du Complexe de Zéralda jusqu'au village de Fouka marine. Elle regroupe douze stations (de la station 13 à la station 24) dont trois près de l'oued Mazafran.

La quatrième zone est la **ZONE D**. Elle s'étend de Bou-Ismaïl juste en face du **C.N.D.P.A** (Centre National de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture) jusqu'au port de Bou-Haroun. Elle regroupe quatre stations (de la station 25 à la station 28) dont une à l'intérieur du port de Khemesti et l'autre au niveau du port de Bou-Haroun.

La cinquième zone est la **ZONE E**. Elle s'étend d'Ain Tagourait au niveau de la ferme conchylicole jusqu'à l'anse de Kouali plage Ouest. Elle regroupe six stations (de la station 29 à la station 34).

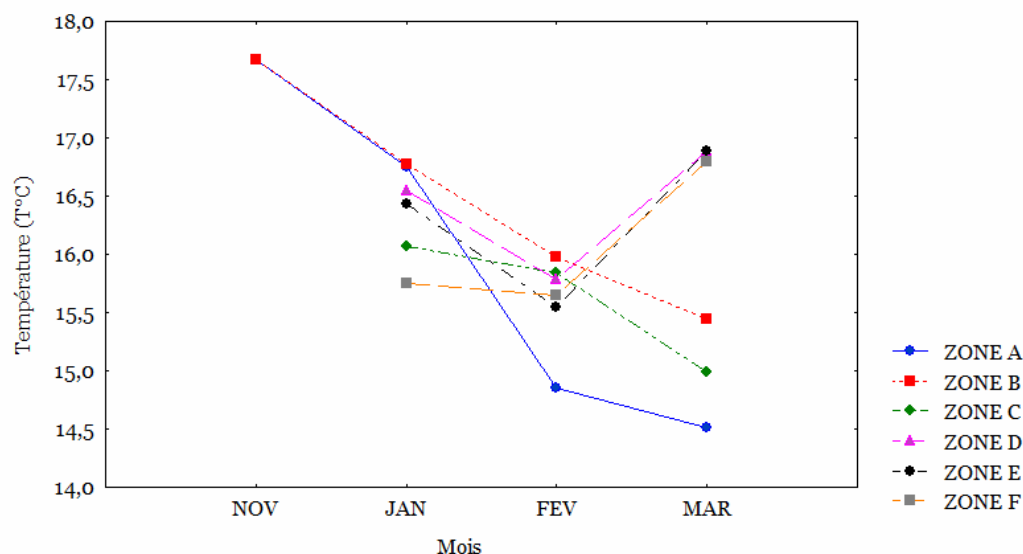
La sixième zone est la **ZONE F**. Elle s'étend de la plage Club Set jusqu'au village de Chenoua. Elle regroupe huit stations (de la station 35 à la station 42) dont deux à l'intérieur du port de Tipaza et une au niveau du oued Nador.

## 2-1. La température

Les valeurs de la température observées sont comprises entre 14.51°C (mars 2008) et 17.67°C (novembre 2007). Les valeurs extrêmes sont observées dans la zone A (**Figure 04**).

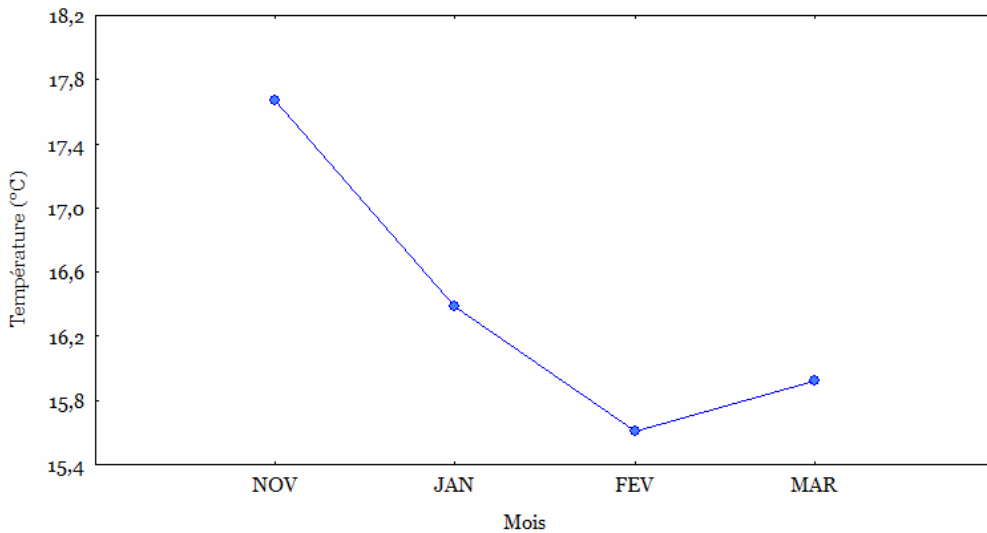
Au mois de novembre, les températures des zones A et B sont similaires (17.66°C) et diminuent jusqu'au mois de mars, soit respectivement 14.51°C, 15.44°C pour la zone A et B. La température diminue pour toutes les zones jusqu'à février (valeurs les plus faibles observées pour les zones D, E et F), suit le mois de mars avec l'écart le plus élevé (2.37°C) observé entre la zone A et les zones D et E (**Figure 04**).

La température des deux zones A et B diminue de novembre jusqu'à mars et de janvier à mars pour la zone C. Ce qui peut être expliqué par l'influence des oueds Mazafran et Béni-Messous surtout que les échantillons ont été prélevés en hiver. Ce qui correspond à la période de crue où nous avons observé la plus faible valeur (09.83 °C) au niveau de la station 9 (oued Mazafran) au mois de mars, contrairement aux autres zones D,E,F, où la température diminue de janvier à février et reprend des valeurs maximales en mars. Cela s'explique forcément par l'influence des rejets domestiques et industriels, surtout au niveau de la station 22 (station de dessalement de Zéralda) où nous avons observé la température la plus élevée (20.73 °C) en mars. Contrairement aux autres oueds, oued Nador influe peu sur la température des eaux de la baie, vu sa faible importance en débit des rejets (**Figure 04**).



**Figure 04** : Variations mensuelles de la température (°C) dans les différentes zones de la baie de Bou-Ismail.

La température moyenne de la baie de Bou-Ismail diminue de novembre (17.66°C) à février (15.60°C), et augmente en mars (15.91°C). Les températures de novembre sont issues du refroidissement des eaux après la saison estivale, et atteignent les valeurs les plus faibles en hiver. Elles reprennent en début de printemps. Toutefois, il faut prendre en considération la morphologie du fond de la baie qui est caractérisée par de faibles profondeurs, ce qui influence sur la hausse de la température (**Figure 05**).



**Figure 05** : Variations mensuelles moyennes de la température (°C) dans la baie de Bou-Ismail.

## 2-2. La salinité

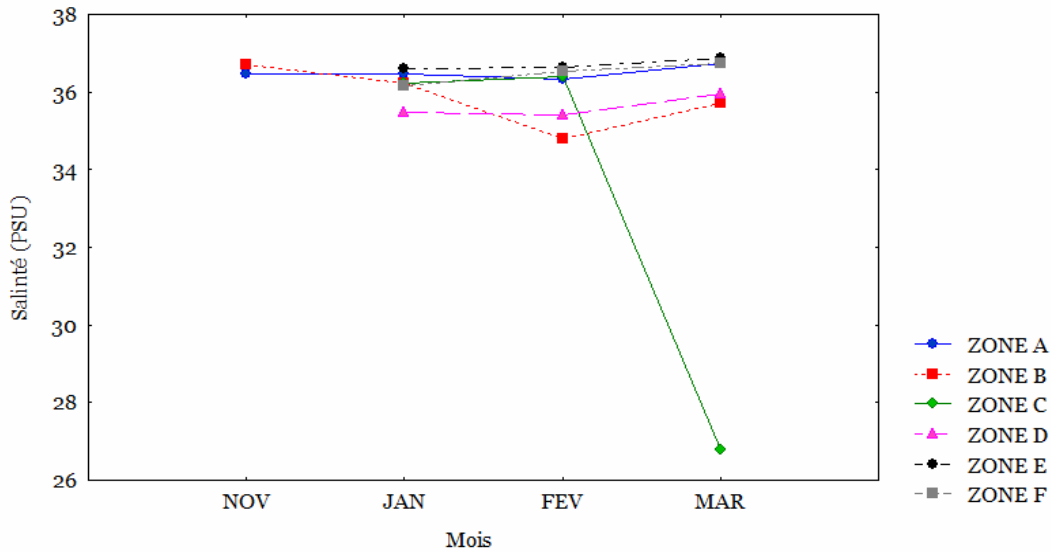
Les valeurs de salinité observées sont comprises entre 26.8 PSU (mars) pour la zone C et 36.86 PSU (mars) pour la zone E (**Figure 06**).

L'écart de salinité le plus élevé (10.01 PSU) a été observé en mars entre la zone E et C ; et le plus faible écart (0.34 PSU) a été observé en novembre pour la zone A et B (**Figure 06**).

La salinité des zones A, D, E et F, fluctue peu pendant les quatre mois avec des écarts entre chaque mois qui ne dépassent pas 0.53 PSU. Cependant, la salinité n'est pas la même pour les quatre zones (ordre descendant) E, A, F et D (où la zone E est caractérisée par les valeurs les plus élevées-moyenne 36,7 PSU- et la zone D par les valeurs les plus faibles-moyenne 35,61PSU-). Cette stabilité de salinité est assurée par les apports continentaux ponctuels (émissaires) et l'homogénéisation par les mouvements de l'eau au niveau du littoral.

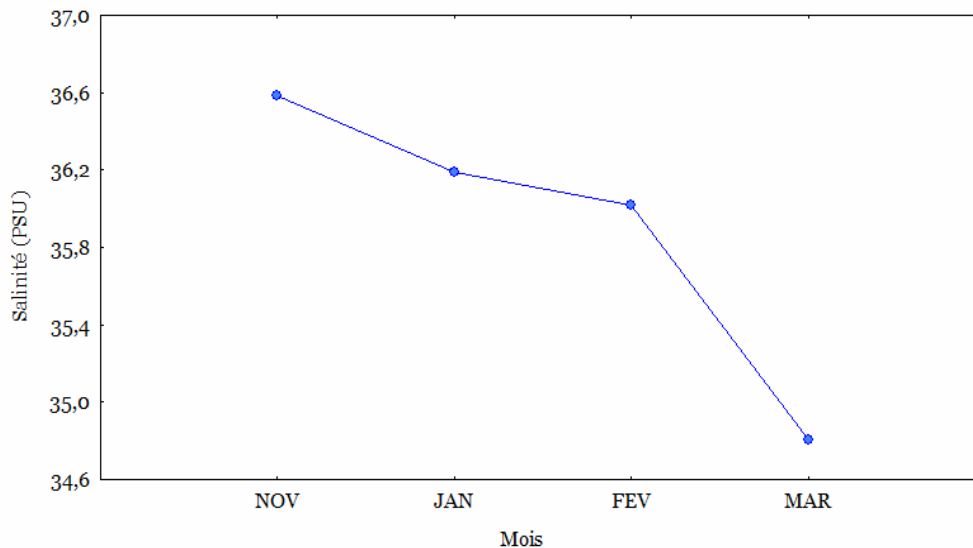
La zone C est celle où la fluctuation est la plus importante. En janvier (36.22 PSU) et février (36.40 PSU) la salinité évolue peu, avec un maximum en février et diminue brusquement en mars (26.80 PSU). Cette variation est créée par les apports importants de oued Mazafran du fait de sa faible salinité qui se situe entre 0.4 PSU à 0.8 PSU ; ce qui a fait baisser la salinité à des valeurs très faibles. On observe aussi au niveau de la station de dessalement de Zéralda une valeur faible (21 PSU).

Pendant le mois de novembre (36,7 PSU) la valeur de la salinité est la plus élevée pour la zone B. Elle diminue jusqu'au mois de février (34,8 PSU) puis reprend en mars (35,73 PSU). Cette zone est caractérisée par un nombre élevé de rejets provenant des habitations et des complexes touristiques, particulièrement du centre de thalassothérapie, qui rejettent leurs eaux usées directement en mer (*Figure 06*).



**Figure 06** : Variations mensuelles de la salinité (PSU) dans les différentes zones de la baie de Bou Ismail.

La salinité moyenne de la baie de Bou-Ismaïl diminue de novembre (36,58 PSU) à mars (34,80 PSU) avec un écart maximal de 1,78 PSU. La diminution est brusque entre février (36,01 PSU) et mars, en raison des fortes précipitations qui ont causé ces deux dernières années des inondations au centre du pays.



**Figure 07** : Variations mensuelles moyennes de la salinité (PSU) dans la baie de Bou-Ismaïl.

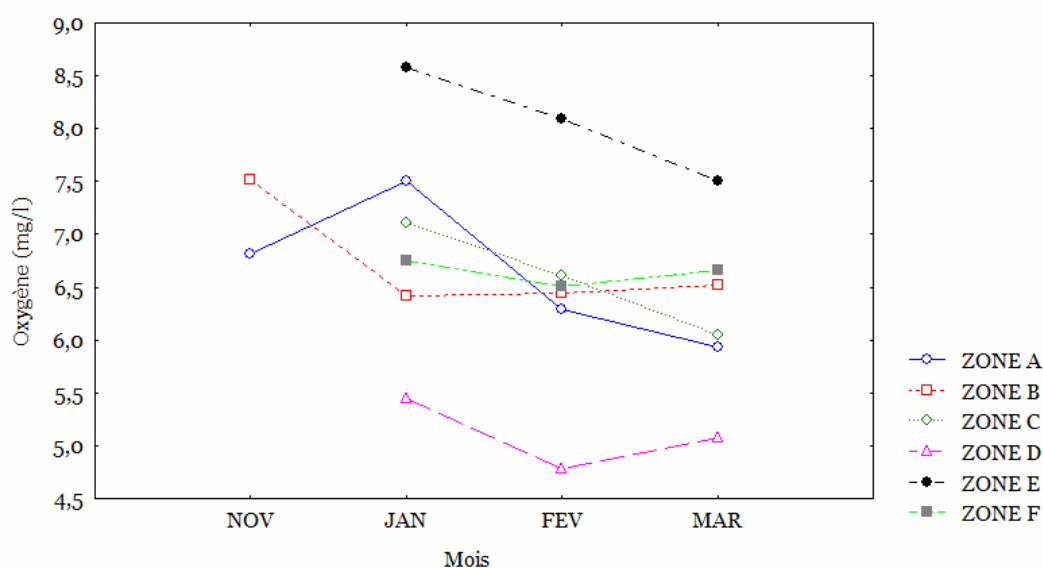
La salinité de la baie est modélisée par les oueds et les divers rejets. Toutefois, il faut prendre en considération l'aspect côtier des stations d'échantillonnages (rejets urbains et industriels) (*Figure 07*).

### 2-3. L'oxygène dissous

Les valeurs de l'oxygène dissous observées sont comprises entre 4.78 mg/l (février) pour la zone D et 8.58 mg/l (janvier) pour la zone E. (**Figure 08**).

L'oxygène dissous dans la zone B diminue de novembre 2007 à janvier 2008 (6.42mg/l), et suit un profil croissant en février (6.45mg/l) puis une stabilité en mars (6.51mg/l). Pour la zone D, on remarque une baisse de l'oxygène dissous de janvier (5.44mg/l) à février (4.78mg/l), puis une augmentation en mars (5.07mg/l). On remarque une baisse de ce paramètre pour la zone F, de janvier (6.75mg/l) à février (6.50mg/l) et une légère augmentation en mars (6.65mg/l). Pour la zone C on remarque une diminution des valeurs du mois de janvier (7.10mg/l) au mois de mars (6.04mg/l).

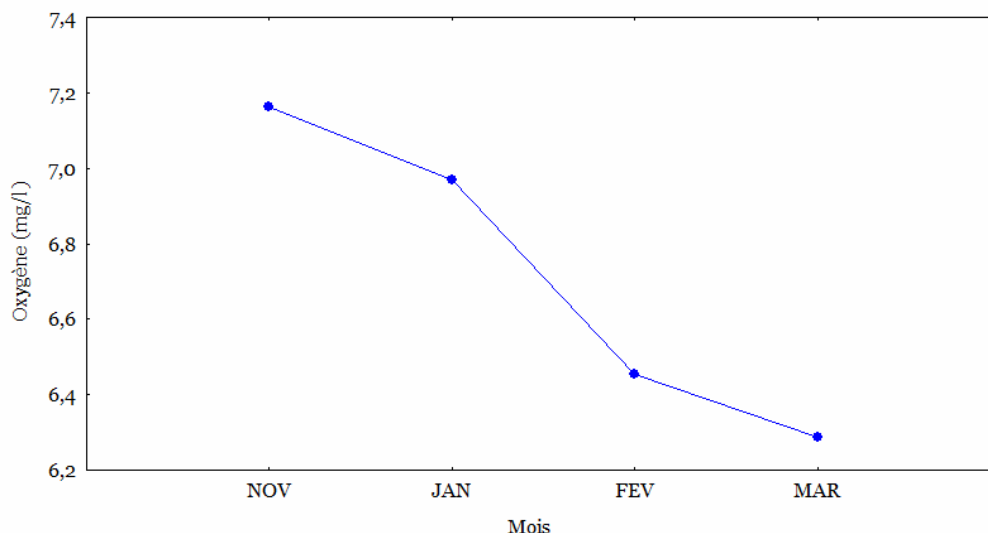
La zone A est caractérisée par une augmentation des valeurs de novembre (6.81mg/l) à janvier (7.50mg/l), puis une diminution en mars (5.92mg/l). Quant à la zone E, on remarque une diminution des valeurs du taux d'oxygène dissous du mois de janvier (8.58mg/l) à mars (7.50mg/l) (**Figure 08**).



**Figure 08** : Variations mensuelles de l'oxygène dissous (mg/l) dans les différentes zones de la baie de Bou-Ismaïl.

L'oxygène moyen de la baie de Bou-Ismaïl baisse de son maximum 7.16 mg/l (novembre) pour atteindre son minimum 6.28 mg/l (mars) (**Figure 09**).

Des sous-saturations en oxygène calculées sur la base des moyennes des quatre mois pour chaque zone de la baie de Bou-Ismaïl, ont été observées dans la majorité des zones sauf pour la zone E (101,88 % de saturation en oxygène). Cela est due aux fortes productions chlorophylliennes. La zone D (zone portuaire), quant à elle est caractérisée par la sous-saturation la plus élevée (63,66 %). Suivent les autres zones avec presque les mêmes valeurs ; soit respectivement 85,36 %, 84,81 %, 79,92 %, 84,13 % pour la zone A, B, C et F. Quant aux eaux de la baie, elles sont sous-saturées (84,82 %). Ces sous-saturations sont dues à un déséquilibre entre la consommation en oxygène causée par la minéralisation de la matière organique et la faible production algale en oxygène.



**Figure 09** : Variations mensuelles moyennes de l’oxygène dissous (mg/l) dans la baie de Bou-Ismaïl.

Selon les résultats de (HOUMA., 2005), la demande biologique et chimique en oxygène (DBO<sub>5</sub> et DCO) dans la baie de Bou-Ismaïl sont assez inquiétantes avec de fortes valeurs dans les zones côtières, ce qui favorise la consommation accrue en oxygène.

Le scénario type d’une eutrophisation est décrit par (CUGIER., 1999) comme suit : « Les proliférations de micro-algues phytoplanctoniques sont également une conséquence de l’eutrophisation. Les incidences sur la qualité du milieu et notamment sur la teneur en oxygène et sur sa consommation se produisent par respiration, lorsque le phytoplancton se trouvant dans les couches de fond et ne disposant plus d’assez de lumière du fait de la biomasse chlorophyllienne importante en surface. Il existe également une consommation d’oxygène liée à la dégradation de la matière organique importante formée lors du bloom »

D’après (GAUMETTE et MATHERON., 1989 *in* BIANCHI et al., 1989) l’accumulation des composés organiques dans les environnements côtiers (prolifération algales, déversement d’affluent organique...) accroît cette demande favorisant ainsi l’anoxie des eaux et l’accumulation d’hydrogène sulfuré (toxique pour tout être vivant) issu de la sulfato-réduction, et crée de ce fait des conditions favorables au développement massif des bactéries phototrophes anoxygéniques. Ces bactéries contribuent au recyclage dans la biomasse de l’ammonium et du phosphate accumulé dans les eaux profondes. Toutefois, leur activité est limitée par la lumière et la disponibilité en sulfate et d’un milieu anoxique.

Les bactéries phototrophes anoxygéniques sont consommées préférentiellement dans le milieu par le zooplancton plutôt que le phytoplancton, contrairement aux dinoflagellés qui, en se développant intoxiquent le milieu aquatique, causant une anoxie des eaux et libèrent des toxines (très dangereuses pour la santé humaine). Les bactéries anaérobies, prolifèrent quand les eaux deviennent anoxiques. Elles forment des eaux rouges (ou de couleur pourpre, verte, violette...) et agissent comme des épurateurs de l’écosystème perturbé par la pollution et des productions de la biomasse (GAUMETTE et MATHERON., 1989 *in* BIANCHI et al., 1989).

## 2-4. Le pH

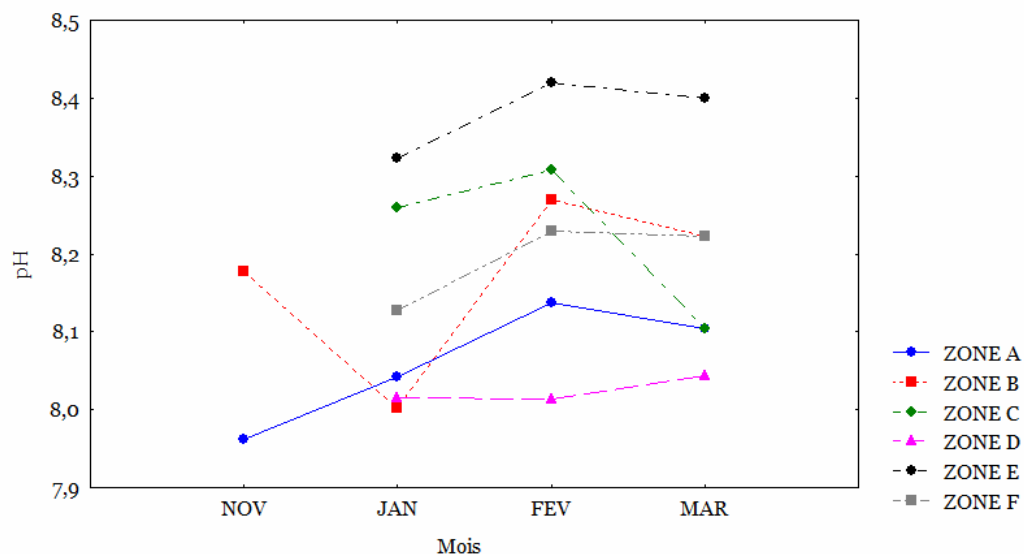
Les valeurs du pH observées sont comprises entre 7.96 (novembre) pour la zone A et 8.42 (février) pour la zone E (**Figure 10**).

Le pH des zones A, E et F, varie selon un profil presque identique, les fluctuations restant minimales. Le pH le plus faible est en novembre (7.96) pour la zone A et en janvier pour les zones E (8.32) et F (8.12). Le maximum du pH a été observé en février (8.13) pour la zone A, (8.42) pour la zone E et (8.23) pour la zone F. Quant à la zone D, le pH ne varie pas de manière remarquable pendant les trois mois. Le pH de ces zones reste malgré les petites fluctuations dans l'intervalle du pH de l'eau de mer (*Figure 10*).

Les zones B et C sont caractérisées par des fluctuations en pH très importantes et instables. Le pH minimal a été observé en janvier (8.00) pour la zone B et en mars (8.10) pour la zone C. Les maximales sont observées en février (8.27) pour la zone B et en février (8.23) pour la zone C. On remarque au niveau de la zone B une diminution du pH de novembre à janvier, suivi d'une augmentation de 0.27 au mois de février puis une faible diminution en mars. On note aussi pour la zone C une chute du pH entre le mois de février et le mois de mars, suivi d'une augmentation.

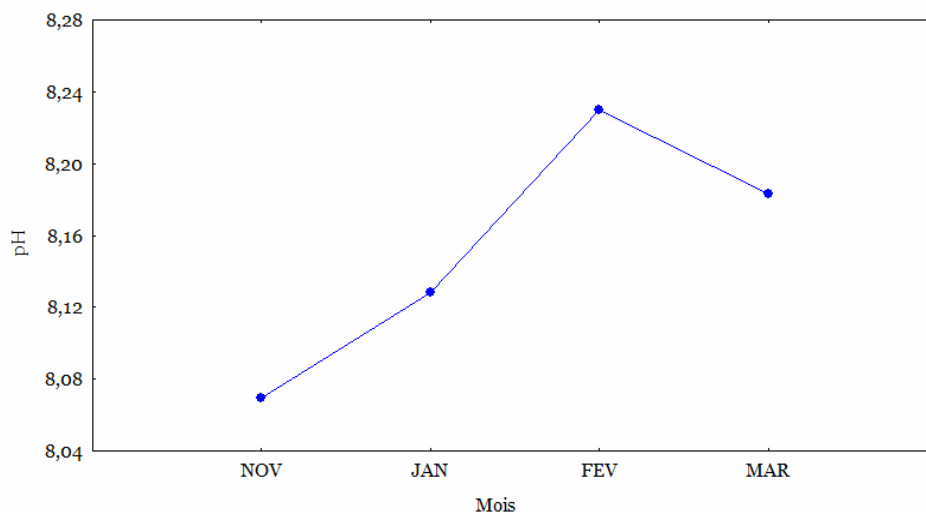
Toutefois, ces valeurs restent dans les plages du pH de l'eau mer entre 7.83 et 8.31 (AMINOT et KEROUEL., 2004) même si pour quelques zones le pH est instable. Entre février et novembre, la zone C (oued Mazafran) est un exemple de l'influence des rejets sur les valeurs du pH.

La diminution en pH dans le site d'étude durant les mêmes mois est due vraisemblablement aux fortes minéralisations consommatrices d'oxygène, créant ainsi un milieu oxydatif (*Figure 10*).



**Figure 10** : Variations mensuelles du pH dans les différentes zones de la baie de Bou-Ismaïl.

Le potentiel hydrogène est aussi influencé par la température, l'alcalinité, les systèmes de carbonates, les bases présentes dans le milieu, la photosynthèse et la respiration (AFRI., 1991 in BOUCHENA., 2006).



**Figure 11 :** Variations mensuelles moyennes du pH dans la baie de Bou-Ismaïl.

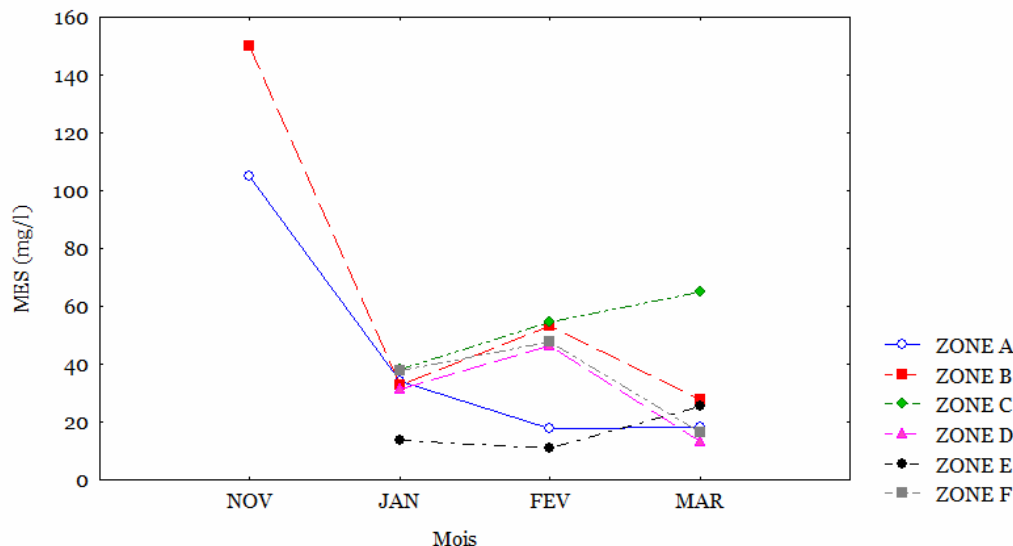
Le pH moyen de la baie de Bou-Ismaïl, est compris entre 8.06 (novembre) et 8.22 (janvier), avec une augmentation entre novembre (8.06) et février (8.22) suivit d'une diminution en mars (8,18) (*Figure 11*).

## 2-5. La matière en suspension (MES) :

Les valeurs des *MES* observées sont comprises entre 13.4 mg/l (mars) pour la zone D et 149.9 mg/l (novembre) pour la zone B (*Figure 12*), avec un écart entre les valeurs qui est de 136.5 mg/l. L'écart (1.2 mg/l) le plus faible a été observé en janvier entre la zone B et D (*Figure 12*).

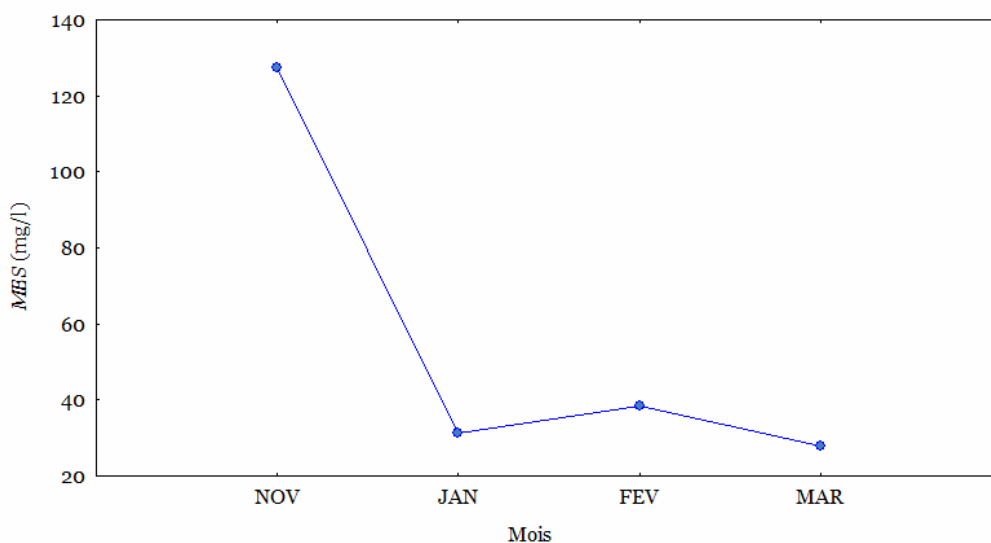
Les *MES* des zones B, D et F, suivent un même profil avec de fortes valeurs en février pour la zone D et F soit respectivement 46.46 mg/l, 47.65 mg/l et en novembre (149.9 mg/l) pour la zone B. Les valeurs les plus faibles ont été observées en mars pour les trois zones B, D et F soit respectivement 27.70mg/l, 13.4 mg/l et 16.55 mg/l. Le profil général de la variation des valeurs des *MES* pour les trois zones (B, D et F) est caractérisé par une diminution entre novembre et janvier en ce qui concerne la zone B et une augmentation en février pour les trois zones suivi d'une diminution en mars (*Figure 12*).

Les valeurs des *MES* pour la zone A diminuent de novembre (104,8 mg/l) à mars (18,06 mg/l), contrairement aux zones C et E où les *MES* augmentent de façon continue entre le mois de janvier et le mois de mars, soit respectivement de 38,36 mg/l, 13,66 mg/l à 65,04 mg/l, 25,53 mg/l, sauf pour le cas de la diminution observée en février (10,86 mg/l) pour la zone E (*Figure 12*).



**Figure 12 :** Variations mensuelles des *MES* (mg/l) dans les différentes zones de la baie de Bou-Ismaïl.

Au mois de novembre les valeurs moyennes des *MES* de la baie de Bou-Ismaïl, sont à leur plus haut niveau (127.35 mg/l), suivit d'une diminution importante en janvier (31.31mg/l), puis une légère augmentation en février (38.40 mg/l) et enfin une diminution en mars (27.71 mg/l) (**Figure 13**).



**Figure 13 :** Variations mensuelles moyennes des *MES* (mg/l) dans la baie de Bou-Ismaïl.

Les *MES* des eaux côtières de la baie de Bou-Ismaïl sont très élevées, ce qui influe sur l'oxygénation des eaux et la pénétration de la lumière, qui à son tour diminue la production planctonique source de nourriture pour les huitres et les moules en aquaculture (**VOLLENWEIDER et al., 1996**).

Les fortes concentrations des *MES* influent sur la santé des poissons qu'ils soient sauvages ou d'élevage, et cela en augmentant le colmatage des branchies, provoquant ainsi leur asphyxie. A cela, s'ajoutent les germes pathogènes et les produits toxiques qui trouvent dans les *MES* un moyen de transport.

Les différents oueds (Mazafran, Béni-Messous et Nador) ainsi que les déchets solides déversés par les riverains lors des différentes opérations d'aménagement (construction) cas de Ain-Bénian, en plus de la nature du fond de la baie de Bou-Ismaïl (sableux vaseux dans certains endroits) sont à l'origine de ces concentrations très élevées. A cela s'ajoute la remise en suspension constante des MES par l'hydrodynamisme de l'eau de mer qui sont intensifiés par les faibles profondeurs de la baie.

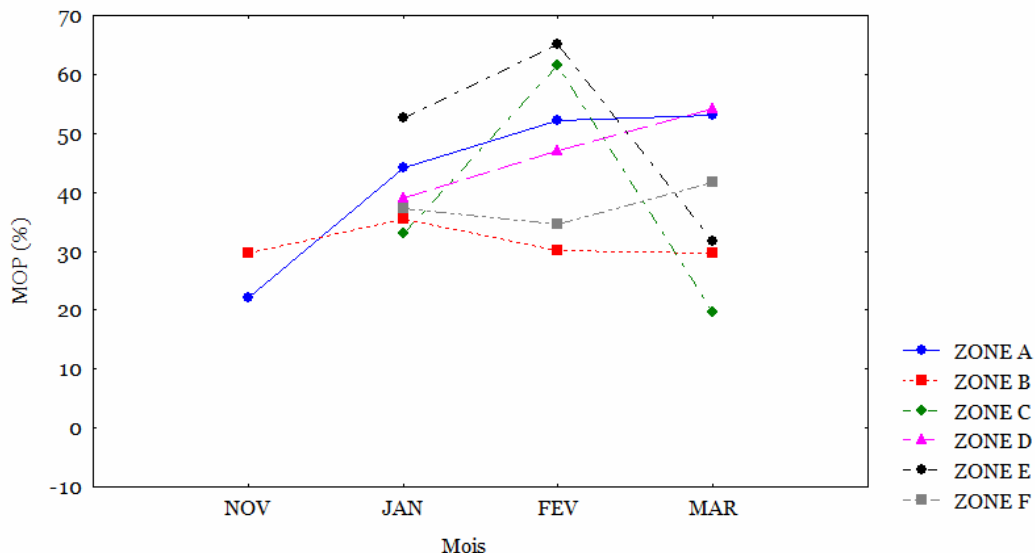
Toutefois, les faibles températures de l'eau enregistrées dans la baie influencent sur la vitesse de sédimentation en augmentant la viscosité de l'eau (BOUKRETAOUI et BOUTOUILI, 1989).

## 2-6. Le taux de matière organique particulaire (MOP)

La zone A est caractérisée par une augmentation en taux de matières organiques de novembre à mars, avec une stabilité entre le mois de février et le mois de mars soit respectivement 52.23% et 53.13%. Sachant que :  $\text{Le taux de MOP (\%)} = (\text{MOP}/\text{MES}) * 100$ . Cela est dû probablement aux apports des rejets des eaux usées domestiques chargées en matières organiques au niveau du port d'El Djamila et de l'augmentation de l'intensité lumineuse corrélée avec les faibles échanges d'eau qui caractérisent les ports en général. Quant à la zone B, on ne constate aucun changement important dans le taux de MOP à l'exception d'un pic en janvier (35.57%) pour une moyenne de zone de 31.27% (Figure 14).

L'équilibre entre les apports en matières organiques et leurs dégradations (minéralisation) par les voies bactériennes et/ou chimiques peut expliquer la stabilité observée.

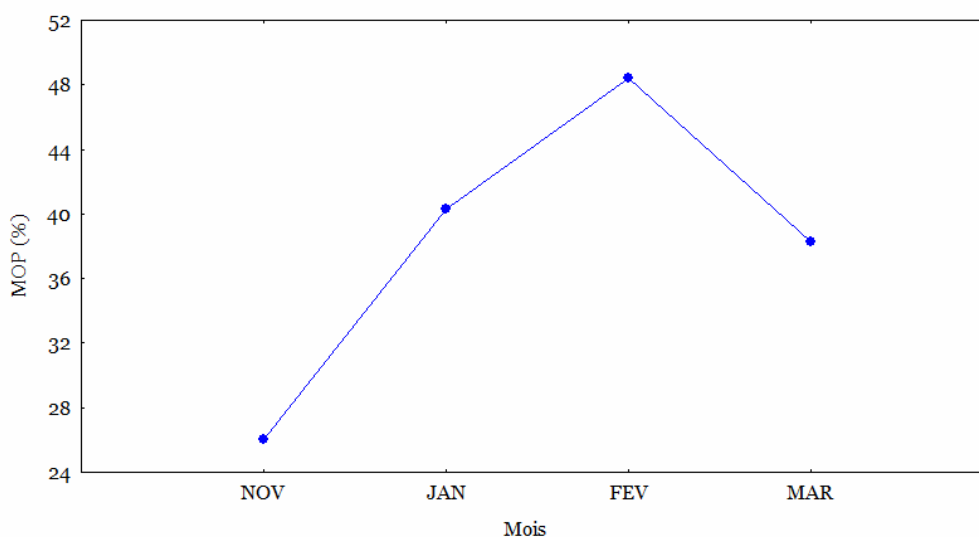
Les zones C et E évoluent selon un profil identique caractérisé par un pic très élevé en février soit respectivement 61.47% et 65.03%, et des taux faibles en mars soit respectivement 19.57%, 31.59%, ainsi qu'en janvier soit respectivement 32.95%, 52.68% contrairement à la zone F avec un taux élevé en novembre (41.69%) et janvier (37.18%) et un niveau faible en février (34.62%) (Figure 14).



**Figure 14 :** Variations mensuelles du taux de MOP (%) dans les différentes zones de la baie de Bou-Ismaïl.

Le taux moyen des MOP au niveau de la zone D tend à augmenter de novembre (39,04%) à mars de façon linéaire (54,22%) (Figure 15).

Le plus faible taux des *MOP* est observé en novembre (25.99%) suivi d'une augmentation jusqu'au mois de février (48.43%) où le plus haut taux est observé. Ce dernier qui correspond avec l'apport accru en nutriments dans la baie. Il est suivi d'une diminution en mars (38.30%), influencée probablement par les faibles températures de l'eau (**Figure 15**).



**Figure 15 :** Variations mensuelles moyennes du taux des *MOP*(%) dans la baie de Bou-Ismaïl.

La surcharge du milieu en matières inorganiques particulières entraîne une diminution d'éclairement qui limite ainsi le développement algale et augmente l'effort de filtration chez les organismes filtreurs tels les huitres et les moules en ralentissant ainsi leurs croissances (**BARNABE., 1991**). Il ressort que l'eau utilisée en aquaculture provient directement du milieu marin, et subit des traitements (filtrations à différent niveau de la ferme) en vue de diminuer la charge en matières particulières et la quantité des germes pathogènes. Une eau surchargée en ces matières entraîne des dépenses supplémentaires pour l'exploitant.

Les fluctuations des *MIP* et des *MOP* dans la baie sont influencées par les activités anthropiques, liées surtout aux rejets domestiques pour les *MOP* et l'érosion des bassins versants pour les *MIP*.

La dégradation de la matière organique particulière par les bactéries, pourrait fournir aux populations phytoplanctoniques un appoint en sels nutritifs. Par ailleurs, l'utilisation directe de cette matière organique par le phytoplancton peut intervenir dans l'augmentation de la biomasse (**SAMSON- KECHACHA., 1981**).

## 2-7. La chlorophylle *a*

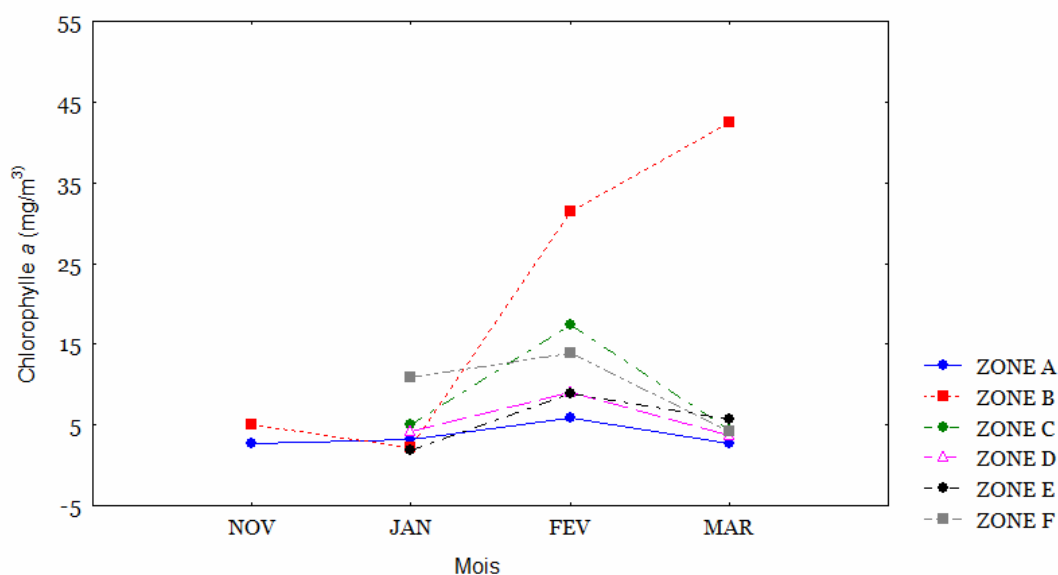
Les valeurs de la chlorophylle *a* observées sont comprises entre 1.84mg/m<sup>3</sup> (janvier) pour la zone E et 42.47 mg/m<sup>3</sup> (mars) pour la zone B (**Figure 16**).

La chlorophylle *a* de la zone B diminue de novembre (4.98mg/m<sup>3</sup>) à janvier (2.12mg/m<sup>3</sup>), et suit un profil croissant de janvier à mars (42.47mg/m<sup>3</sup>).

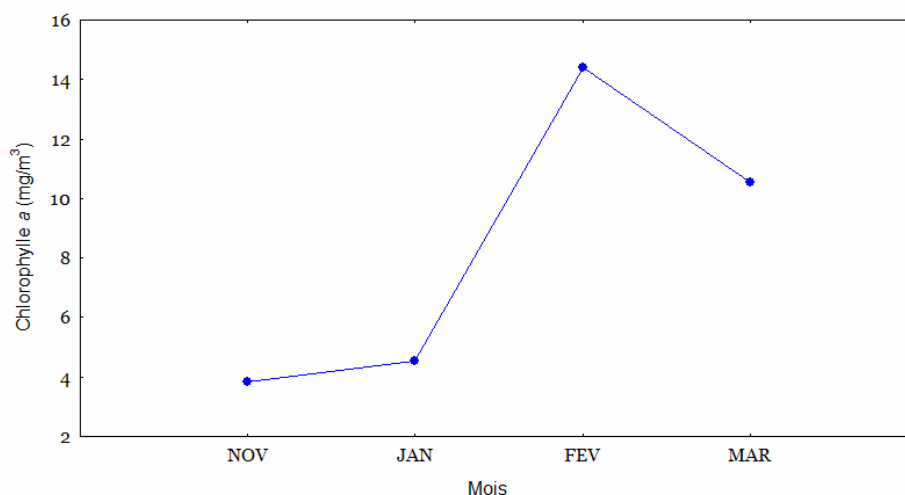
Pour les zones C, D, E et F, on remarque une légère hausse de janvier soit respectivement 5.09mg/m<sup>3</sup>, 4.15mg/m<sup>3</sup>, 1.84mg/m<sup>3</sup>, 10.80mg/m<sup>3</sup> à février soit respectivement 17.41mg/m<sup>3</sup>, 9.04mg/m<sup>3</sup>, 8.86mg/m<sup>3</sup>, 13.85mg/m<sup>3</sup>, et une baisse en mars soit respectivement 4.43mg/m<sup>3</sup>, 3.69mg/m<sup>3</sup>, 5.72mg/m<sup>3</sup>, 4.15mg/m<sup>3</sup> (**Figure 16**). Les valeurs de la chlorophylle *a* dans les

différentes zones sont influencées par une eutrophisation des eaux due aux apports accrus en nutriments d'origine anthropiques charriés par les oueds et les émissaires.

La zone A est caractérisée par une légère augmentation de novembre (2.67mg/l) à février (5.90mg/m<sup>3</sup>), puis une légère diminution en mars (2.77mg/m<sup>3</sup>) (**Figure 16**).



**Figure 16** : Variations mensuelles de la chlorophylle *a* (mg/m<sup>3</sup>) dans les différentes zones de la baie de Bou-Ismaïl.



**Figure 17** : Variations mensuelles moyennes de la chlorophylle *a* (mg/m<sup>3</sup>) dans la baie de Bou-Ismaïl.

En baie de Bou-Ismaïl la production primaire semble être influencée négativement par la matière en suspension. Le littoral en période hivernale accumule des réserves en nutriments en vue d'être utilisées au printemps. La température faible semble être un paramètre non limitant dans notre cas autant que les sels nutritifs disponibles en quantité excessive. Toutefois, il faut noter que le développement (*bloom*) des diatomées dans la zone B entre janvier et mars (42.47 mg/l de chlorophylle *a*) est due à la présence de silicates dans le milieu et semble ne pas diminuer. Quant aux autres zones, la production est influencée par l'ammonium et les phosphates avec une

production assez importante de phytoplancton, ce qui explique la sous-saturation en oxygène observée dans toutes les eaux côtières de la baie.

Ce sont surtout les cours d'eau côtiers qui déversent en mer les nutriments qui alimentent l'eutrophisation (MARCERON., 1999), qui a pour conséquence la surproduction en phytoplancton et en algues qui diminuent l'oxygène du fond et déséquilibrent l'écosystème côtier et met les espèces benthiques en danger (CUGIER., 1999).

En zone côtière généralement plus turbide, du fait des faibles profondeurs (remise en suspension par les courants et la houle) et des apports terrigènes (oueds, ruissellement), la lumière pourra être un facteur limitant de la production primaire (CUGIER., 1999). Selon (AID., 1981), en hiver, les eaux de ravinement ramènent des sels nutritifs et de la matière organique d'origine terrigène. La turbulence (due aux MES) ainsi que les mauvaises conditions d'éclairement, empêchent toute croissance phytoplanctonique. Les zones les plus sensibles à l'eutrophisation sont celles de faible profondeur et à faible turbidité des eaux (LACAZE., 1996).

Toutefois, il faut noter que les bactéries minéralisent activement la matière organique, ce qui permet un niveau de production primaire assez élevé pendant la saison chaude.

Les eaux fiables pour l'aquaculture doivent être source de nutriments (plancton) de bonne qualité pour les poissons en cage ainsi que pour les moules et les huîtres qui dépendent sur le plan alimentaire essentiellement des apports de la mer.

Selon (VOLLENWEIDER et al., 1996) l'eutrophisation aboutit souvent à des changements dans les espèces de phytoplancton qui ne peuvent plus être filtrées par les organismes filtreurs, ou bien qui obstruent leur système de filtration en raison de leur taille et de leur forme, à cela s'ajoute la propagation d'espèces dangereuses tel que les dinoflagellés, dangereuses pour les animaux et l'homme. (Le GRAND., 1994 in CUGIER., 1999) a constaté qu'en zones côtières ces algues toxiques, si elles sont présentes en quantité suffisante, vont pouvoir contaminer les coquillages, les rendant impropres à la consommation.

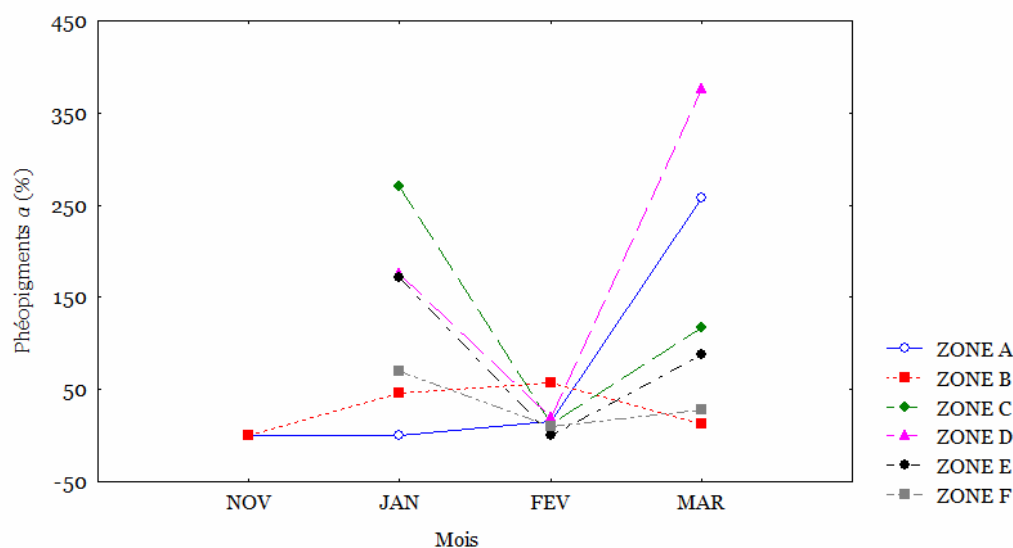
Le développement des micro algues entraîne aussi le développement du plancton et une extension du biofouling réduisant le maillage des filets des cages en mer par colmatage, asphyxiant ainsi les sujets d'élevages en limitant le renouvellement de l'eau à l'intérieur des cages et réduisant la durabilité des filets et la détérioration du matériel d'élevage. Selon (VOLLENWEID et al., 1996) il est indéniable que l'eutrophisation qui porte atteinte à la conchyliculture, à la pisciculture et à l'aquaculture est devenue un grave sujet de préoccupation au plan mondial.

## 2-8. Les phéopigments *a*

Les plus faibles taux de phéopigments *a* (calculé par le rapport phéopigments *a* /chlorophylle *a*\*100) ont été observés en janvier dans la zone A, le taux le plus élevé a été observé en mars (376 %) dans la zone D, du surement à la dégradation de la chlorophylle *a* par le broutage du zooplancton des cellules (AMINOT et al., 1997).

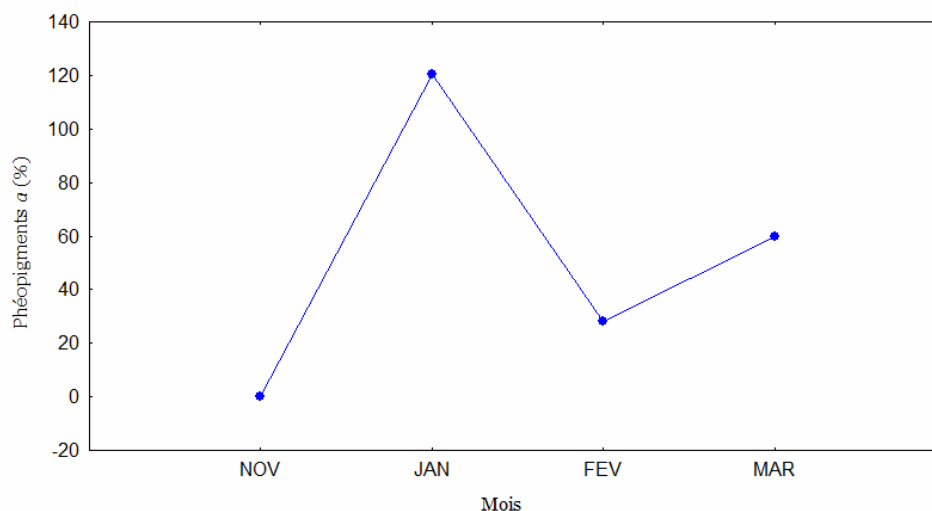
Pour les zones A, C, D, E et F, le mois de février est caractérisé par une nouvelle production en micro-algue, mais d'une faible importance. Quant aux mois de janvier et mars, la production en phytoplancton diminue favorisant l'altération (dégradation et broutage) des cellules (Figure18).

Une stabilité relative entre la production et la consommation a été observée en zone B entre janvier et février et une poussée nouvelle en novembre et mars (12,86 %) assurée par la disponibilité de nutriment et les quantités relativement faibles en *MES* (27,70 mg/l en novembre) dans le milieu. Ce qui a favorisé la pénétration de la lumière causant une production en diatomées.



**Figure 18 :** Variations mensuelles des taux de phéopigments *a* (%) dans les différentes zones de la baie de Bou-Ismaïl.

Ainsi nous remarquons, que le taux de phéopigments *a* moyen augmente de novembre (0.006%) à janvier (120.21%), puis diminue jusqu'au mois de février (27.96%) pour marquer une légère hausse en mars (59.82%) (**Figure 19**).



**Figure 19 :** Variations mensuelles moyennes des phéopigments *a* (%) dans la baie de Bou-Ismaïl.

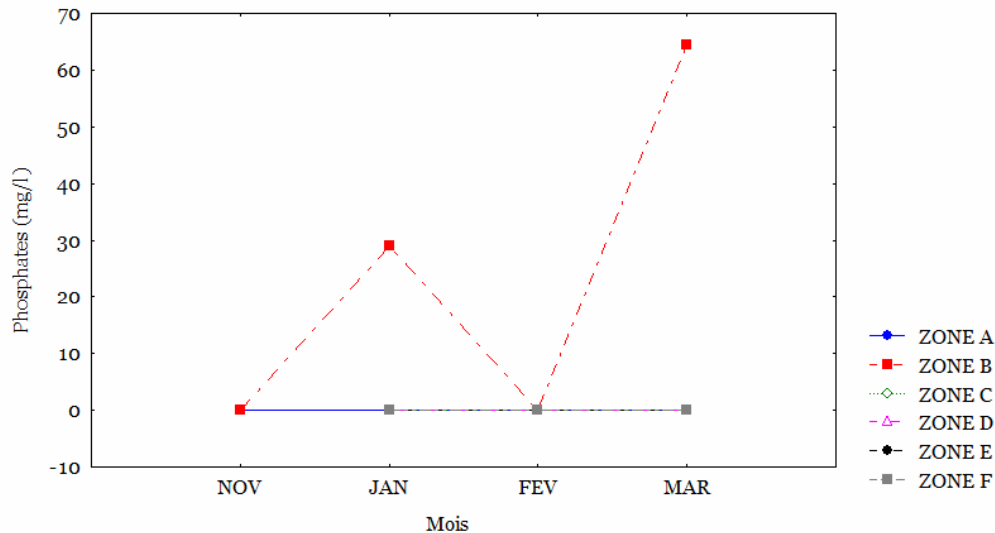
Un faible taux de phéopigments *a* est observé en novembre. Cela est dû sûrement à une poussée phytoplanctonique (production observée dans les zones A et B). Le mois de février correspond à une production élevée en chlorophylle *a* dans toutes les zones de la baie surtout en zone B, d'où le faible taux en phéopigments *a*.

Le déclin de la production primaire (phytoplanctonique au mois de mars) pour toutes les zones sauf pour la zone B, fait augmenter l'apparition des phéopigments *a*.

Le mois de janvier est caractérisé par une production modérée en chlorophylle *a*. Cela ne peut expliquer à elle seule l'origine des phéopigments *a* durant ce mois ; d'où la supposition que les phéopigments *a* sont issus soit de la remise en suspension des phytoplanctons sédimentés, soit des apports des oueds.

## 2-9. Les phosphates ( $PO_4^{3-}$ )

Le minimum des phosphates a été observé en novembre 2007 dans la zone A et B, en janvier dans la zone A, C, D, E et F, en février dans toutes les zones et en mars 2008 dans toutes les zones à part dans la zone B. Le maximal (64.38mg/l) a été observé en mars dans la zone B. (**Figure 20**).



**Figure 20** : Variations mensuelles des phosphates (mg/l) dans les différentes zones de la baie de Bou-Ismaïl.

Les concentrations observées dans les zones A, C, D, E et F sont faibles (inférieur au seuil de détection de l'appareil) dans notre présente analyse. Ces valeurs peuvent être expliquées par le coefficient de corrélation obtenu ( $R= 0.55$ ) et probablement par le fait que les phosphates sont retenus directement par le sédiment et consommés par le phytoplancton.

L'accroissement des flux du phosphore vers les eaux de surface résulte de l'intensification de la pression démographique et des activités agricoles. Ainsi la pression démographique est à l'origine des sources ponctuelles, alors que l'activité agricole crée des sources diffuses (**DORIOZ et al., 1998 in LEFEVRE et COLL., 2000**).

Selon (**TALEB., 1970**), lors de leur cru, les oueds nord africains déversent de grandes quantités de sels nutritifs en mer. Au contraire, les phosphates terrestres, qui sont surtout des sels tricalciques insolubles, restent dans le sol ; ceux de l'eau de mer proviennent donc directement de la décomposition des petits cadavres en pleine eau.

Les phosphates de la zone B augmentent de novembre à janvier (29.02mg/l), et suivent un profil de décroissance de janvier à février, puis une augmentation brusque en mars (64.38mg/l) (**Figure 20**), due aux différents rejets déversés directement en mer, et à la pression entropique exercée dans la zone de Sidi Fredj (zone B).

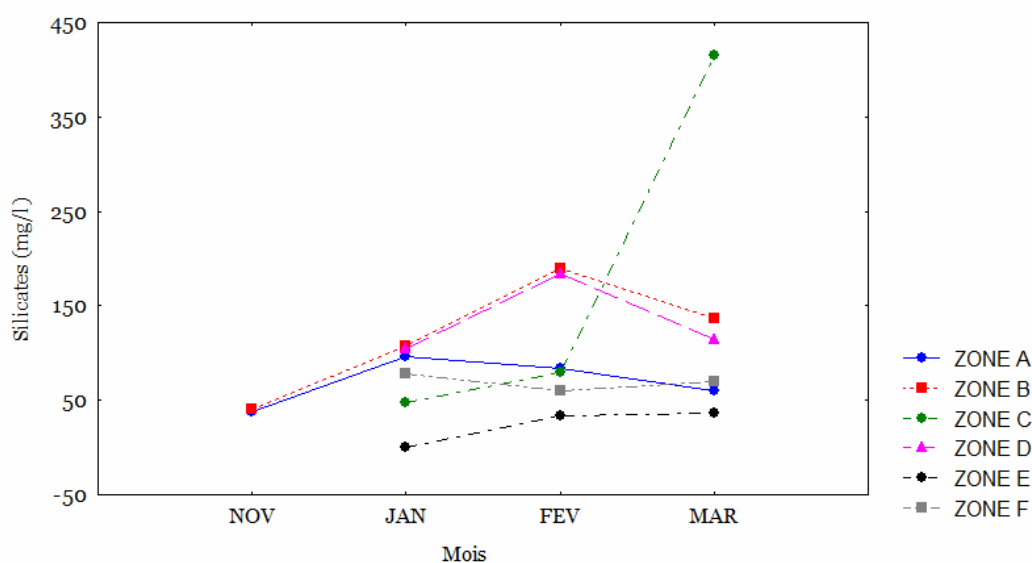
Notons que, le phosphore est souvent disponible en abondance dans les sédiments marins à partir desquels il est relargué dans l'eau sus-jacente au fur à mesure de sa consommation (MERCERON et al., 1999 in MARCERON., 1999).

## 2-10. Les silicates ( $Si(OH)_4$ )

Le minimum des silicates a été observé en janvier dans la zone E, le maximum (415.24mg/l) a été observé en mars dans la zone C. (Figure 21).

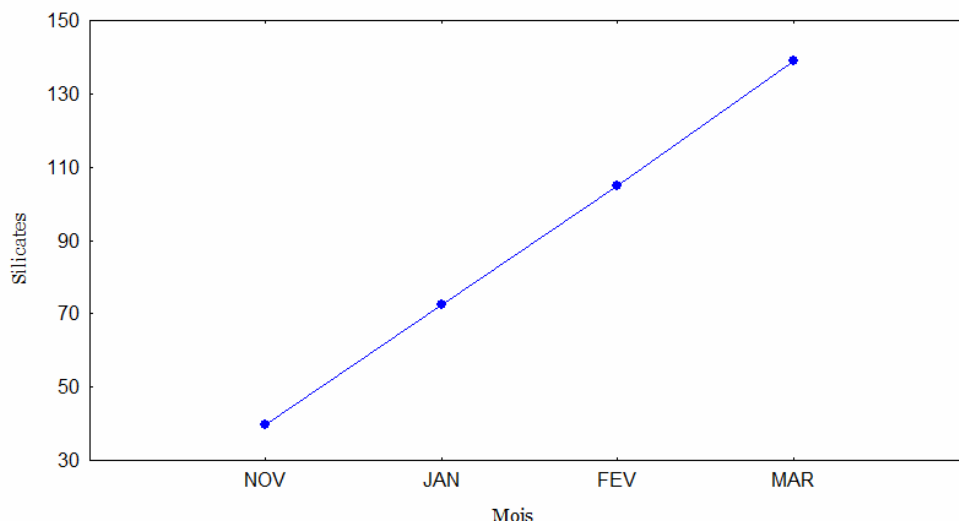
Les silicates de la zone B augmentent de novembre (41.14mg/l) à février (189.79mg/l), et subissent une diminution en mars (136.63mg/l). Pour la zone A, on remarque une augmentation de novembre (38.33mg/l) à janvier (96.42mg/l), puis une diminution jusqu'en mars (60.31mg/l). Pour la zone C, on note une augmentation progressive en février (79.00mg/l) pour atteindre son maximum en mars (415.24mg/l). Pour la zone D, on recense une augmentation en février (184.34mg/l) et une diminution en mars (114.82mg/l). Pour la zone E, on note une augmentation en février (184.34mg/l) et une diminution en mars (114.82mg/l). Pour la zone E, on note une augmentation en février (33.05mg/l) et une stabilité en mars (36.45mg/l) et pour la zone F, on relève une diminution de janvier (77.68mg/l) à février (59.54mg/l) et une légère augmentation en mars (70.27mg/l) (Figure 21).

L'origine du silicium est entièrement naturelle et liée à la dissolution des roches siliceuses, selon (BOUGIS., 1974) dans les régions côtières, en plus de la remontée des eaux du fond riches en matières nutritives, intervient aussi l'apport des eaux continentales. Ce que nous avons remarqué en mars dans la zone C avec un pic soudain au niveau de l'oued Mazafran, en plus des faibles valeurs de la chlorophylle *a*, signe de faible production primaire.



**Figure 21** : Variations mensuelles des silicates (mg/l) dans les différentes zones de la baie de Bou-Ismaïl.

On remarque une augmentation continue des valeurs moyennes des silicates dans la baie de Bou-Ismaïl, de novembre (39.73mg/l) à mars (138.96mg/l). (Figure 22).



**Figure 22** : Variations mensuelles moyennes des silicates (mg/l) dans la baie de Bou-Ismaïl.

Malgré l'abondance des silicates dans la croûte terrestre, il est assez remarquable que l'eau de mer soit notablement sous-saturé en silice. En dehors de leurs forme dissoute il existe en effet en mer une quantité plus ou moins grande en suspension contenue dans les particules (BOUGIS., 1974).

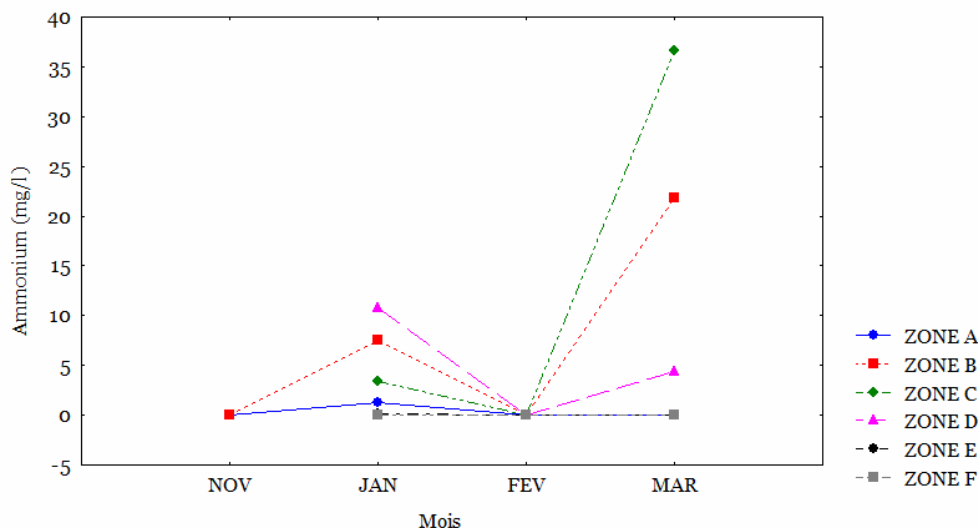
Les effets limitant de la silice ne sont perceptibles qu'aux saisons printanières lors des floraisons de diatomées. Elle est en milieu marin indispensable pour les algues à squelette siliceux (diatomées) (SAMSON- KECHACHA., 1981). Elle est absorbée sous forme dissoute et permet l'élaboration des enveloppes siliceuses de ces espèces (CUGIER., 1999), ce qui a causé une diminution de la silice dans les zones A, B et D au mois de mars.

Toutefois, les valeurs des silicates restent très élevées pour toutes les stations où les valeurs sont en mg/l et non en  $\mu\text{g/l}$ , comme cela est observé par certain auteurs dans certaines regions et même au large de la baie de Bou-Ismaïl. Cela doit être du à leurs disperssions et sédimentations au large, influencées par l'hydrodynamisme général de la région.

### 2-11. Ammonium ( $\text{NH}_4^+$ )

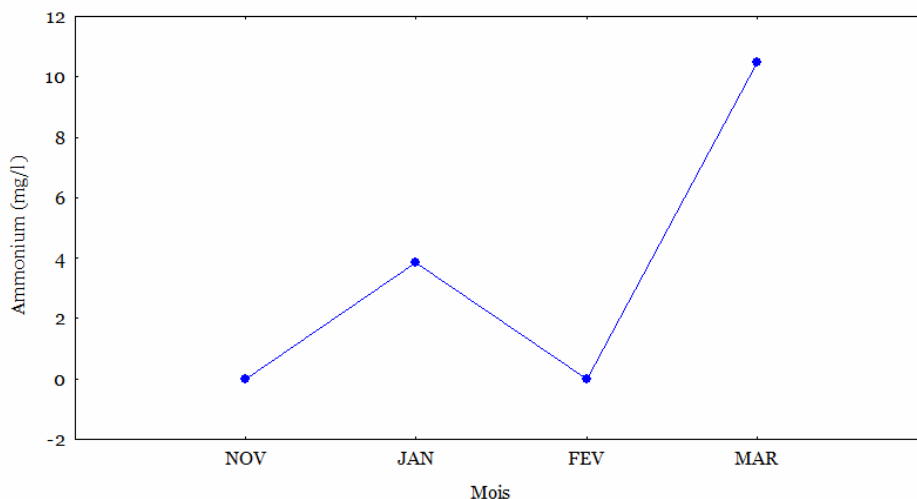
Les valeurs minimales de l'ammonium ont été observées en novembre pour les zones A et B, janvier pour la zone F, février pour toutes les zones, et en mars pour les zones A, E et F. Le maximum (36.57mg/l) a été observé en mars dans la zone C (Figure 23).

L'ammonium de la zone B augmente de novembre à janvier (7.6mg/l), et suit une diminution en février. Il augmente en mars (21.8mg/l). Pour la zone A, on remarque une augmentation de novembre à janvier (1.31mg/l), puis une diminution en février et reste ainsi stable en mars. Pour la zone C, on note une diminution en février pour atteindre son maximum en mars (36.57mg/l). La zone D se caractérise par une diminution en février et une légère augmentation en mars (4.42mg/l), la zone E reste stable de janvier (0.08mg/l) à mars. On remarque pour la zone F une stabilité de janvier à mars (Figure 23).



**Figure 23 :** Variations mensuelles de l'ammonium (mg/l) dans les différentes zones de la baie de Bou-Ismaïl.

Les valeurs moyennes de l'ammonium au niveau de la baie de Bou-Ismaïl, augmentent de novembre à janvier (3.86mg/l) et diminuent en février, puis elles augmentent en mars (10.46mg/l) (**Figure 24**).



**Figure 24 :** Variations mensuelles moyennes de l'ammonium (mg/l) dans la baie de Bou-Ismaïl.

L'origine de l'ammonium est issue des fertilisants agricoles et des rejets domestiques. En mars une augmentation est observée dans les zones C, B et D, elle est due sûrement à ces affluents. (**GUILLAUD., 1990**) a constaté que les deux filières classiques d'épuration majoritairement installées à l'heure actuelle (boues activées et physico-chimique) sont peu adaptées à la réduction des flux en matières nutritives, notamment sous forme minérale. Les rendements d'élimination de l'azote minéral étaient quasi nuls. De ce fait, les formes nutritives de l'affluent épuré sont plus rapidement utilisables par les algues que celles de l'affluent brute.

Selon (**BOUGIS., 1974**), ce sel représente une source supplémentaire d'azote d'autant plus qu'il est consommé préférentiellement aux nitrates. Ce qui a été confirmé dans toutes les zones où une activité chlorophyllienne est le signe d'une production primaire influencée par l'ammonium et les phosphates, tant que les valeurs des nitrates ne diminuent pas. Toutefois, la zone B n'est pas soumise à cette règle, car la production phytoplanctonique est régie par les silicates plus que par l'ammonium (augmentation de la chlorophylle *a* en mars et la diminution des silicates au même mois).

Les concentrations élevées en phosphate ainsi qu'en ammonium, et les faibles teneurs en oxygène sont dues à une reminéralisation intense (SAMSON- KECHACHA., 1981). Ce qui a été observé dans la zone B avec des faibles valeurs en oxygène (une sous-saturation de (84.81%) et des valeurs élevées en phosphate et ammonium soit respectivement 23.35 mg/l et 7.35mg/l).

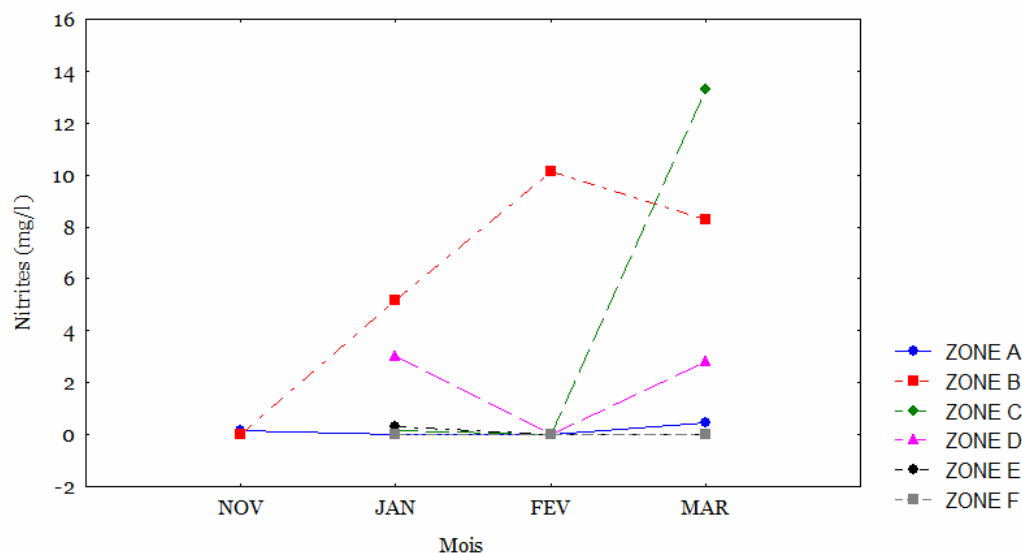
Il est également connu que l'effet des substances toxiques tel que l'ammoniac est amplifié lorsque la concentration en oxygène dissous dans l'eau est insuffisante (AMINOT et KEROUEL., 2004), et par le pH (BARNABE., 1989).

L'ammoniac contenu dans les déchets des organismes entraine en milieu confiné ou dans les élevages intensifs, une élévation très importante des concentrations d'ammonium dans l'eau (BARNABE., 1989).

## 2-12. Les nitrites ( $NO_2^-$ ) :

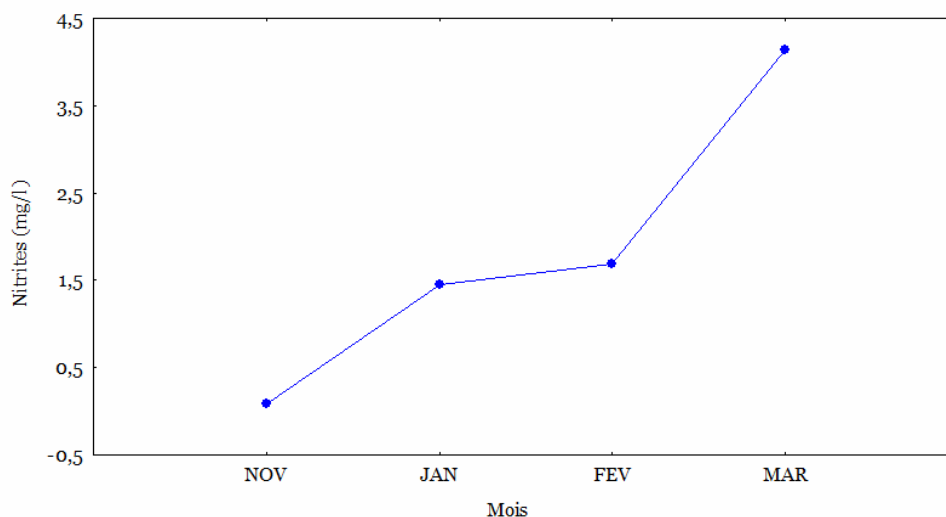
Le minimum des nitrites a été observé en novembre pour la zone B, en janvier pour la zone A et F, en février pour toutes les zones à part la B, en mars pour les zones E et F. Le maximum (13.28mg/l) a été observé en mars dans la zone C (*Figure 25*).

Les nitrites de la zone B augmentent de novembre à février (10.11mg/l) et ils diminuent en mars (8.27mg/l). Pour la zone A, on remarque une stabilité de novembre (0.17mg/l) à mars (0.43mg/l) et pour la zone C on note une stabilité de janvier (0.14mg/l) à février et un maximum en mars (13.28mg/l). La zone D se caractérise par une diminution en février et une légère augmentation en mars (2.80mg/l). La zone E à son tour reste stable du mois de janvier (0.32mg/l) au mois de mars. On remarque pour la zone F une stabilité des concentrations de janvier à mars (*Figure 25*).



**Figure 25 :** Variations mensuelles des nitrites (mg/l) dans les différentes zones de la baie de Bou-Ismaïl.

On remarque une augmentation des valeurs moyennes des nitrites au niveau de la baie de Bou-Ismaïl, de novembre (0.08mg/l) à janvier (1.44mg/l), et une légère augmentation en février (1.68mg/l), puis une augmentation en mars (4.13mg/l) (*Figure 26*).



**Figure 26** : Variations mensuelles moyennes des nitrites (mg/l) dans la baie de Bou-Ismaïl.

Les éléments azotés après leur sédimentation peuvent dans certains cas être remis en suspension par l'hydrodynamisme de l'eau de mer. Toutefois, ils ne peuvent pas être utilisés par les bactéries, d'où une perte partielle de ces nutriments dans les eaux côtières.

Les origines des nitrites sont diverses, (BOUGIS., 1974) donne l'importance à l'excrétion zooplanctonique (régénération directe), qui représentent à eux seules 80% de leur excréments, à cela s'ajoute la régénération bactérienne (moins importante). Dans les fonds à faible concentration en oxygène ces bactéries utilisent les nitrates comme source d'oxygène dans leur activités métaboliques, d'où la formation des nitrites.

Etant donné que de fortes concentrations en ammonium ont été relevées (zone C, B et D), il est attendu d'observer une certaine quantité en nitrites due vraisemblablement à la lenteur de la nitrification, accentuée par ces fortes concentrations d'une part et de l'indisponibilité en oxygène en quantité suffisante et les faibles températures d'autre part.

Toutefois, il faut noter qu'en plus d'être un élément nutritif en milieu marin, les nitrites à fortes concentrations altèrent le système respiratoire des poissons (les branchies), d'où leur qualification d'élément nocif et mortel ( $\leq 0.01$  mg/l pour les eaux salmonicoles,  $\leq 0.03 \leq 0.01$  mg/l pour les eaux cyprinicoles).

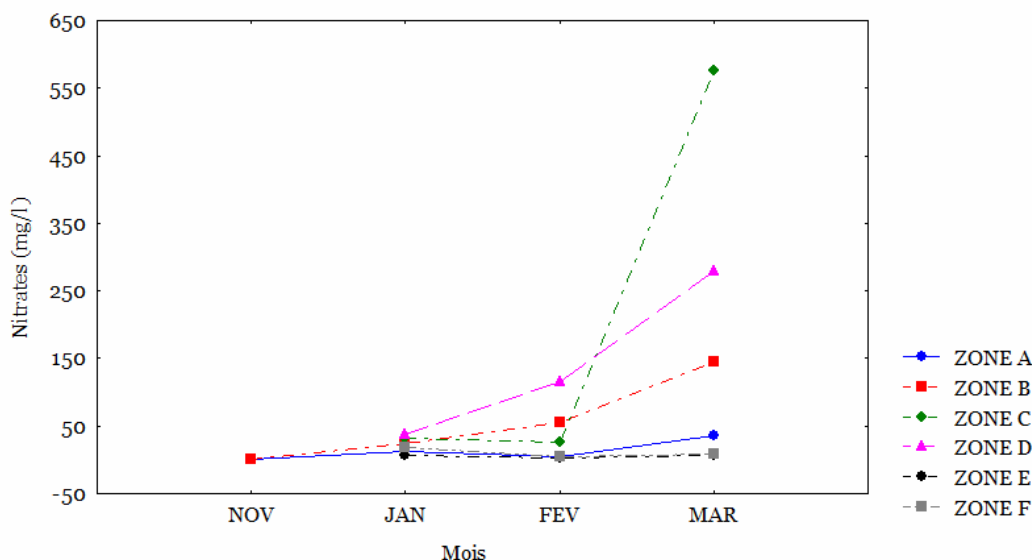
### 2-13. Les nitrates ( $NO_3^-$ )

Les valeurs des nitrates observées sont comprises entre 0.04 mg/l (novembre) pour la zone B et 575.50 mg/l (mars) pour la zone C (**Figure 27**). Les nitrates de la zone B augmentent de novembre (0.04mg/l) à mars (145.08mg/l).

Pour la zone A, on remarque une stabilité de novembre (1.68mg/l) à février (3.89mg/l) et une augmentation en mars (36.60mg/l). Pour la zone C, on note une stabilité de janvier (32.27mg/l) à février (25.35mg/l) puis une élévation brusque en mars (575.50mg/l).

La zone D se caractérise par une augmentation de janvier (38.65mg/l) à mars (278.94mg/l) et la zone E à son tour reste stable du mois de janvier (6.96mg/l) à mars (6.2mg/l). On remarque

pour la zone F une diminution de janvier (18.77mg/l) à février (4.56mg/l), puis une légère augmentation en mars (8.37mg/l). (**Figure 27**).



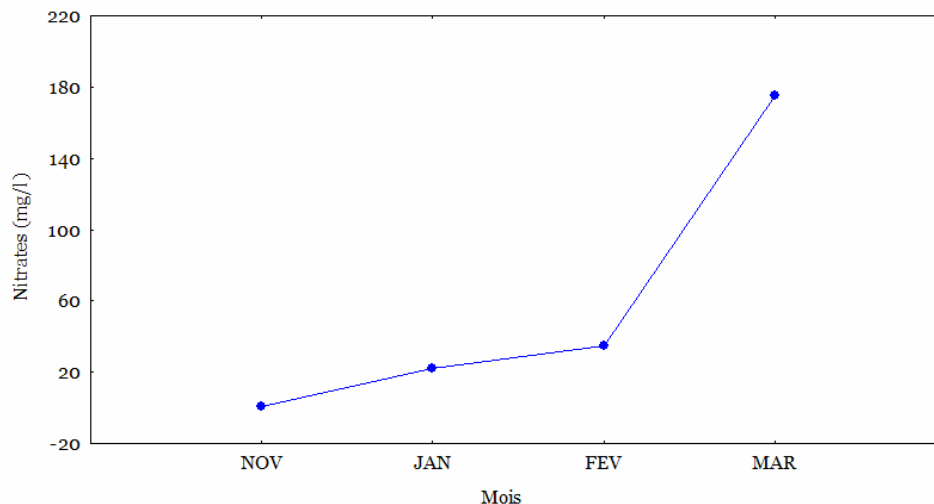
**Figure 27** : Variations mensuelles des nitrates (mg/l) dans les différentes zones de la baie de Bou-Ismaïl.

Selon (**AID., 1981**) qui a étudiée la baie d'Alger, elle a constatée que selon les périodes de l'année l'azote et/ou le phosphore sont limitants tour à tour (l'azote en novembre, février et avril, le phosphore en mai, juin, septembre et octobre) ou simultanément (juillet, décembre, janvier et mars) et (**SAMSON- KECHACHA., 1981**) a constatée que les nitrates et les phosphates ont un effet limitant quasi-constant.

(**MACISAAC et DUGDALE., 1969 in CUGIER., 1999**) ont démontré que la consommation de l'azote augmente avec sa concentration dans le milieu pour atteindre finalement un plateau dans lequel sa consommation est inhibée.

Selon (**BOUGIS., 1974**), *en hiver*, tant en surface qu'au fond, l'azote minéral est abondant et dépasse 100µg/l, dont 4/5<sup>ème</sup> environ correspond aux nitrates (58.21 mg/l), le reste est formé d'ammonium (3.58mg/l) et d'une petite quantité de nitrites (1.83 mg/l). Les valeurs entre parenthèses ont été observées dans la zone d'étude et représentent les valeurs moyennes entre novembre 2007 et mars 2008.

On remarque une augmentation progressive des valeurs moyennes des nitrates au sein de la baie de Bou-Ismaïl et cela de novembre (0.86mg/l) à février (34.80mg/l), puis une augmentation brusque en mars (175.11mg/l) (**Figure 28**).



**Figure 28** : Variations mensuelles moyennes des nitrates (mg/l) dans la baie de Bou-Ismaïl.

L'origine des nitrates dans toutes les zones de la baie est liée aux activités anthropiques (zone C, B et D) et à la régénération par les bactéries que ce soit de la matière organique dissoute ou des débris organiques (BOUGIS., 1974). A cela s'ajoutent les apports en nitrate d'origine agricole (AMINOT et al., 1997), l'augmentation des nitrates dans la plupart des zones étudiées démontre que le phytoplancton assimile l'ammonium disponible en quantité suffisante pour qu'il soit préféré aux nitrates dans l'activité photosynthétique.

#### 2-14. Analyse en Composantes Principales (ACP)

La matrice utilisée pour l'analyse en composantes principales par le logiciel de statistique SPSS© V 10.0 pour Windows©, se compose de 13 variables qui sont les paramètres étudiés, et de six observations représentées par les zones d'études. En tous il y a 78 valeurs traitées.

Les valeurs propres soulignent la présence de trois facteurs retenus sur quatre proposés par le logiciel, car ils cumulent 85.53 % de variances des valeurs propres avec un fort taux pour le facteur 1 (56.14 %), le facteur 2 (18.38 %), le facteur 3 (12.01 %).

Le facteur 1 est formé par neuf paramètres : salinité (SAL), MES (MES), MOP (MOP), MIP (MIP), phéopigments *a* (PHEO), silicates (SILI), ammonium (NH<sub>4</sub>), nitrites (NO<sub>2</sub>), nitrates (NO<sub>3</sub>). Les paramètres chlorophylle *a* (CHL) et oxygène contribuent à former respectivement les facteurs 2 et 3. Toutefois, il faut noter que les paramètres retenus comme participant à la formation des facteurs sont ceux où la valeur propre minimale dépasse 0.7 en valeur absolue.

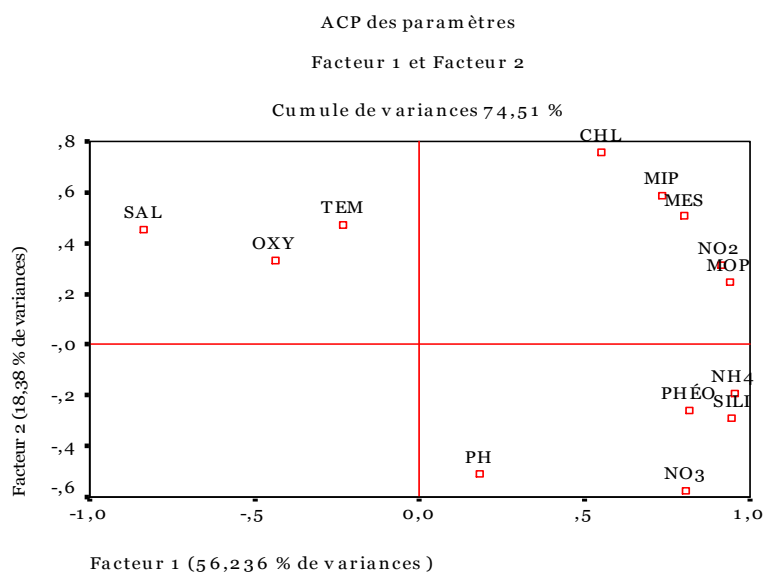
Les valeurs des phosphates ne sont pas prises en compte dans l'Analyse en Composantes Principales, vue qu'une seule zone (B) varie et les autres présentent des valeurs nulles qu'on ne peut pas introduire dans l'analyse, puisqu'ils participent négativement dans la formation des facteurs.

Une première projection sur les trois facteurs des paramètres comme étant des variables, nous permettra d'identifier les relations inter-paramètres et de confirmer les hypothèses formulées dans leurs discussions. La deuxième projection concerne les zones sur les mêmes facteurs et nous permettra de situer les zones dans l'espace de la première projection pour pouvoir distinguer les zones salubres des insalubres pour une activité aquacole, et pour mieux identifier les zones fertiles et celles dont le milieu est déséquilibré.

## 2-14-1. Analyse en Composantes Principales (ACP) des paramètres

La projection des paramètres sur le plan 1-2 (**Figure 29**) cumule 74.51% de variances. On distingue très bien l'effet **GUTMAN** dans le graphique formant un croissant ouvert à la partie gauche indiquant le lien statistique entre les différentes variables étudiées. Le facteur 1 met en évidence la dilution des eaux marines par les apports en eaux douces.

En effet, on remarque l'opposition de la salinité aux sels nutritifs. De ce fait, dans la baie de Bou-Ismaïl, les eaux eutrophes sont celles à faible salinité. Inversement l'oligotrophie caractérise les eaux à salinité élevée, d'où la corrélation négative entre les paramètres de production (sels nutritifs, chlorophylle *a*) et la salinité.



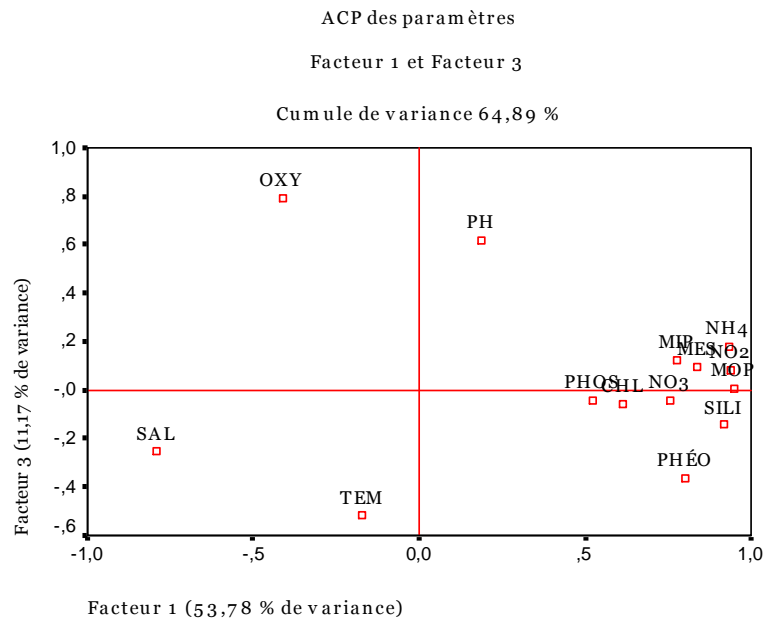
**Figure 29 :** Projection des variables sur le plan 1-2

Le facteur 1 met en évidence la dilution des eaux côtières par les apports anthropiques confirmés par l'opposition de la salinité aux matières organiques particulières (*MOP*), les matières en suspension (*MES*), les silicates, les phéopigments *a*, les nitrates, les nitrites et l'ammonium d'origine anthropique. Pendant la période d'automne une production plus ou moins importante en chlorophylle *a* (phytoplancton) se développe dans les oueds lors de leur crue. Cette production est charriée vers la mer sous une forme dégradée résultant de l'altération de la chlorophylle provenant de la mort du phytoplancton, ce qui est confirmé par le taux élevé en phéopigments *a* par rapport à la chlorophylle *a* pendant la période hivernale qui dépasse 52% dans les eaux côtières de la baie de Bou-Ismaïl. Il est vraisemblable que les *MIP* n'ont pas pour origine l'activité anthropique mais résultent de la remise en suspension des sédiments.

Le facteur 2 avec 18.38 % de variances, nous renseigne sur la production biologique en baie de Bou-Ismaïl. L'opposition sur le même facteur des nitrates, silicates, ammonium et les phéopigments *a* à la chlorophylle *a*, indique la relation étroite entre les produits de dégradation et la production primaire ; sachant que les matières azotées forment un cycle fermé : l'ammonium, les nitrates et les nitrites (forme intermédiaire) sont en même temps des produits utilisés directement dans la production phytoplanctonique, et des produits de dégradation issus de la mort du phytoplancton et son broutage par le zooplancton (apport direct de l'ammonium).

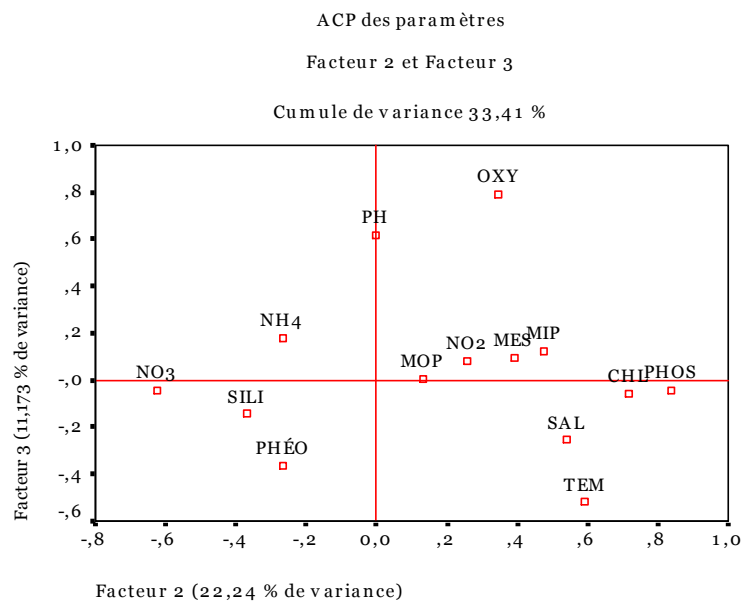
La chlorophylle *a* est une partie intégrante des *MES* avec une corrélation de (0.733). La croissance du phytoplancton induit dans la majorité des cas un développement du zooplancton.

A eux deux ils forment une partie des *MES* aux côtés des débris organiques et des sédiments en suspension.



**Figure 30 :** Projection des variables sur le plan 1-3.

Le facteur 3 cumule 12.01 % de variances. Il nous renseigne sur la solubilité de l’oxygène dans le milieu marin. En effet, on remarque une opposition nette de l’oxygène par rapport aux températures et salinités sur ce facteur (*Figure 30*). Nous savons auparavant que la variation de l’oxygène est inversement proportionnelle aux deux paramètres ; à cela s’ajoute sa consommation par l’oxydation de la matière organique, confirmée par son opposition aux phéopigments *a* et sa faible corrélation négative avec la matière organique.



**Figure 31 :** Projection des variables sur le plan 2-3

La production d'oxygène dans le milieu marin est assurée par la photosynthèse, mais dans notre cas, il semble que le phytoplancton ne participe pas de manière importante à sa disponibilité. On peut même considérer qu'il consomme plus qu'il ne produit (de manière directe ou indirecte), d'où les sous-saturations observées dans toute la baie de Bou-Ismaïl sauf dans la zone E, où le phytoplancton semble participer à l'oxygénation des eaux côtières. Tous cela s'explique par l'opposition de la chlorophylle *a* à l'oxygène sur tous les facteurs et dans tous les plans.

Après cette analyse nous pouvons expliquer le facteur 3 comme étant la solubilité de l'oxygène dans les eaux marines, la partie droite représente les paramètres à effets négatifs et la partie gauche les paramètres à effets positifs.

## **2-14-2. Analyse en Composantes Principales (ACP) des zones**

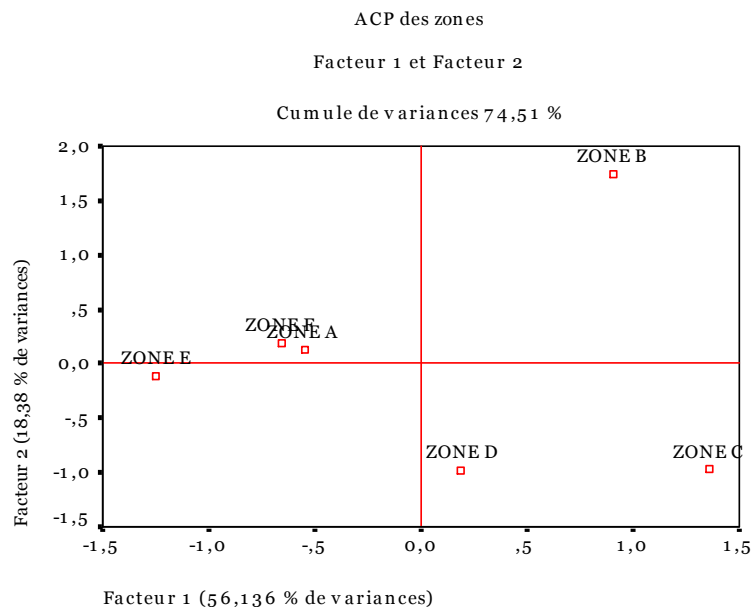
Dans la perspective de l'explication des facteurs 1, 2 et 3 dans la partie précédente, on va essayer de caractériser chaque zone selon ses potentialités aquacoles, c'est-à-dire production primaire, pollution, influence anthropique et surtout conflits d'utilité.

La qualité du milieu est un facteur nécessaire à l'implantation d'un établissement aquacole, non seulement la qualité du milieu marin mais également celle du littoral adjacent à la zone d'exploitation (**BEURIER., 1983 in CNEOX., 1983**).

La (**Figure 32**) du plan 1-2 met en évidence l'influence anthropique sur les zones C, B et D. La zone C reçoit tous les rejets de l'oued Mazafran qui influe de manière significative sur les zones B et D qui reçoivent elles aussi des rejets urbains directs ; d'où la dilution de leurs eaux (faible salinité) et les fortes concentrations en sels nutritifs, matières en suspension et matières organique enregistrés dans la présente étude.

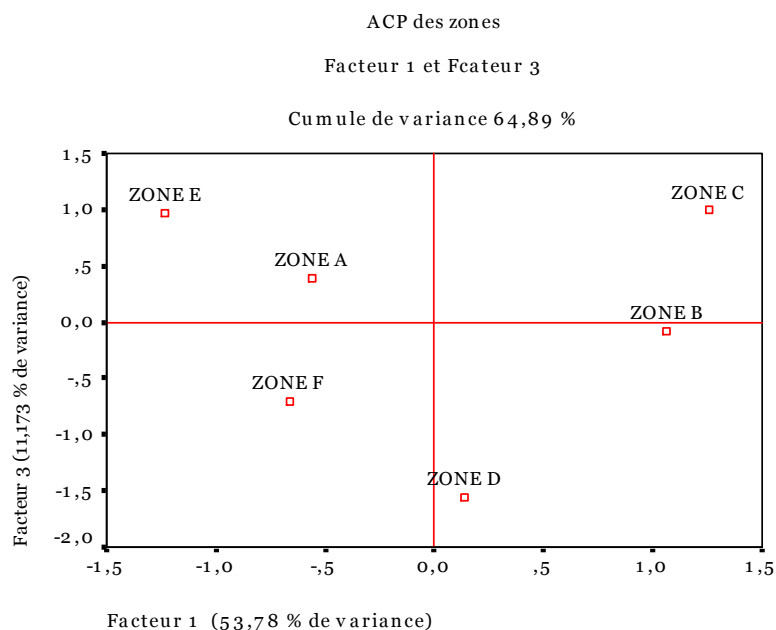
La zone E semble la plus salubre puisque l'effet asphyxiant du littoral n'a pas d'influence sur elle ; d'où son positionnement dans la partie gauche du facteur 1, avec des salinités marines normales. Quant aux zones A et F elles sont influencées par l'activité humaine et représentées par le plan 1-3 (**Figure 33**).

(**LACAZE., 1996**), attribue les variations du milieu côtier aux pressions exercées par l'homme sur le littoral avec un taux de 50 % de la population dans le monde qui vit sur le littoral. Comme cité dans la discussion des résultats, le milieu marin en contact avec la terre reste à la merci de ce dernier.



**Figure 32 :** Projection des zones sur le plan 1-2

Après cette première analyse nous pouvons déjà déduire le classement des zones selon leurs liens avec le milieu terrestre (salubrité) en ordre croissant: zone E, F, A D et B, et enfin la zone C à forte pression anthropique.

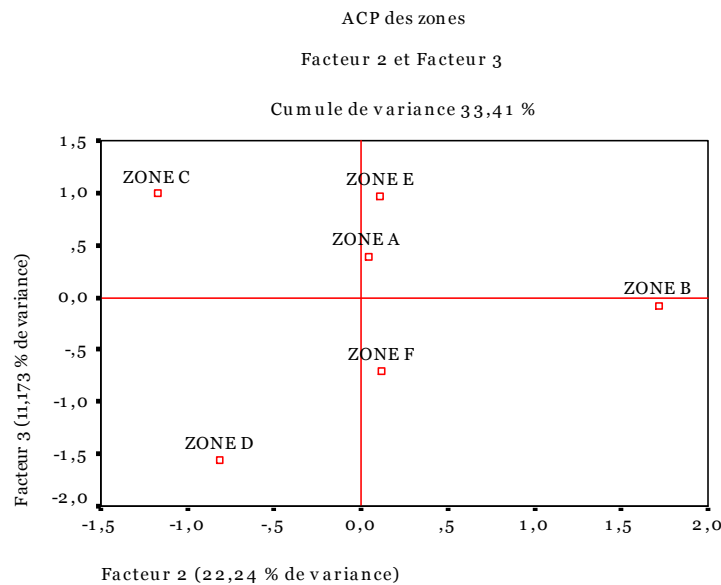


**Figure 33 :** Projection des zones sur le plan 1-3

Une forte fertilité en phytoplancton caractérise la zone B, selon le facteur 2 (**Figure 32**), en opposition aux zones C et D qui sont très concentrées en sels nutritifs et produits de dégradation (phéopigments *a*). Toutefois, les analyses linéaires ont montré de fortes concentrations de nutriments dans la zones B qui semblent être utilisés de façon accrue par le phytoplancton ; contrairement aux zones C et D où les nutriments sont sous-utilisés.

Le plan 2-3 confirme la forte production accrue dans la zone B suivie des zones F et A avec des productions en biomasse (chlorophylle *a*) modérer. La zone E semble être dans un

équilibre entre une production moyenne et un recyclage des nutriments par les bactéries et la biomasse. Contrairement aux zones C et D, où la production est faible et les concentrations en nutriments sont très élevées.



**Figure 34 :** Projection des zones sur le plan 2-3

Le facteur 3, comme expliqué auparavant, définit la solubilité de l’oxygène dans l’eau de mer. Selon le plan 1-3 (*Figure 33*) et 2-3 (*Figure 34*), de la partie négative à la partie positive, la zone D est la plus sous-saturée en oxygène puis viennent les zones F, B, A et C. En dernier, la zone E est la seule à être saturée à 101% en oxygène. L’état d’anoxie dans la zone B est du à la production de chlorophylle *a* qui consomme l’oxygène selon un schéma d’eutrophisation classique (CUGIER., 1999).

L’analyse ACP nous a permis d’identifier une seule zone qui présente à la fois les caractéristiques d’un bon fonctionnement naturelle et de faible pression anthropique. Cette zone connaît déjà une activité conchylicole au niveau de Ain Tagourait. Cet endroit est connu pour être faiblement anthropisé, probablement en raison de la forme de la côte (semi-accidentée) et de sa localisation entre deux agglomérations (Bou-Ismaïl à l’Est et Tipaza à l’Ouest). Toutefois, l’impact de l’installation d’industries de fabrication et de recyclage (plus polluant que la fabrication elle-même) du papier et du carton (TONIC EMBALLAGES) reste à étudier.

Le long de la baie de Bou-Ismaïl, la population (importance des villes) diminue de l’Est vers l’Ouest. Parallèlement, la qualité des eaux côtières se dégrade d’Ouest en Est. Plusieurs auteurs, dont les plus importants (CUGIER., 1999, VOLLENWEIDER, et al., 1996, LACAZE., 1996) déclarent que l’homme est à l’origine de toutes perturbations du milieu marin.

Les autres zones d’étude ne peuvent être utilisées pour l’aquaculture. (BEURIER., 1983 in CNEOX., 1983) qualifie que toute extension importante de l’aquaculture va se heurter à deux facteurs limitants : la concurrence au sol et la qualité du site. La pression des actions humaines sur le littoral est très forte : tourisme, habitat, industrie, transports et défense nationale. Ces diverses activités sont le plus souvent incompatibles avec l’aquaculture, non seulement en ce qui concerne la préservation des espèces maritimes utiles, mais aussi pour ce qui est de la qualité des éléments

du site: zones abritées, vastes plans d'eaux, absences de fortes pollutions. Le même constat est observé dans toute la baie de Bou-Ismaïl.

## Conclusion

La présente étude « Analyse des eaux côtières », s'inscrit dans la perspective de l'évaluation des potentialités aquacoles de la baie de Bou-Ismaïl. Elle nous a permis de constater que la région n'est favorable à aucune installation ou élevages aquacoles. En plus d'être une région très convoitée par diverses activités surtout touristiques, elle est soumise à une pression anthropique très importante.

L'évolution de la baie pendant la période d'étude (entre novembre 2007 et mars 2008) est caractérisée par des apports élevés en nutriments et matières solides véhiculés par les trois oueds de la baie (Mazafran, Béni-Messous et Nador) ainsi que d'importants émissaires (rejets urbains, domestiques et industriels).

Les résultats obtenus pour les paramètres : température, salinité, pH, *MES*, matières organique et inorganique particulaire (*MOP*, *MIP*), phéopigments *a*, chlorophylle *a* et sels nutritifs (phosphates, silicates, ammonium, nitrites, nitrates) sont influencés directement par les apports terrigènes confirmés par l'analyses linéaires et factorielle (Analyse en Composantes Principale - ACP-). Selon (**CHARLES et al 1999 in MERCERON., 1999**) le milieu marin contient habituellement peu de nutriments. Ce sont essentiellement les rejets du milieu continental vers la mer qui favorisent le développement des algues. Le même constat est fait sur la baie de Bou-Ismaïl.

La baie a été découpée en six zones, ce qui nous a permis de mieux évaluer et de mettre en évidence une production accrue en phytoplancton observée dans la zone de Sidi Fredj, du port de Bou-Haroun et de l'oued Mazafran, soit respectivement les zones B, D et C. Dans les mêmes zones, des valeurs extrêmes en sels nutritifs ont été enregistrées. Toutefois, les concentrations en *MES* atténuent leurs effets directs (eutrophisation) sauf pour la zone B (Sidi Fredj) où la chlorophylle *a* a dépassée  $42.47 \text{ mg/m}^3$  en mars.

La zone d'Ain Tagourait est la plus salubre des six zones. Les quatre zones: Mazafran, Sidi Fredj, Bou-Haroun et El Djamila sont les plus polluées, enfin la zone de Tipaza est moyennement salubre. L'oxygène semble manquer dans les eaux côtières de la baie avec des sous-saturations dans toutes les zones, sauf pour la zone E. D'où une anoxie liée à l'eutrophisation des eaux et à l'oxydation du surplus de la matière organique.

(**SAMSON- KECHACHA., 1981**) qui a étudié la baie d'Alger a fait une remarque pertinente concernant la gestion des eaux usées par les administrations locales, et l'état du milieu côtier en Algérie en général. Selon elle, « Les caractéristiques physiques et chimiques et l'activité biologique de ces zones côtières confirment le caractère anarchique et déséquilibré des apports ».

A cause de la délocalisation des populations rurales durant la décennie noire, le nombre de citadins a augmentée de manière inattendue. En connaissant la répartition de la population sur le territoire national, plus de 80% vivent au niveau du littoral et 70% dans les villes selon le recensement d'avril 2008, on peut imaginer l'étendue de la pression exercée sur le milieu côtier.

Le rétablissement de l'état de la baie de Bou-Ismaïl doit faire partie, plus que jamais, des préoccupations des planificateurs étatiques, des collectivités locales et des organisations de la société civile pour essayer de trouver des solutions ; après étude et avis de spécialistes en restauration des milieux côtiers ; et par la mise en place d'un réseau de surveillance de l'environnement et des risques sanitaires plus performant. Rien n'aboutira sans l'application et le renforcement des lois sur la protection de l'environnement marin.

(LACAZE., 1996), décrit un schéma de restauration des écosystèmes atteints comme suit :

- Réductions des apports ponctuels (rejets urbains et industriels) par des aménagements sur les réseaux d'assainissement des collectivités locales (moyennes et grandes agglomérations) en augmentant le nombre de stations d'épuration et en les équipant de systèmes de déphosphatation.
- Réduction des apports diffus (rejets agricoles) par l'amélioration des pratiques agricoles et par des actions spécifiques aux élevages d'animaux.
- Une assistance scientifique à la lutte contre l'eutrophisation des eaux.
- Une mise en place d'un réseau de surveillance de l'état et de l'évolution du milieu côtier.

La demande mondiale en produits marins ne cesse d'augmenter et de s'accroître sur des espèces qui deviennent rares, le déséquilibre écologique est imminent. Le développement intégré de l'aquaculture peut remédier partiellement à cet état par la réduction de la pression sur les espèces surexploitées. Ceci par la mise en place d'un schéma directeur pour la création et la préservation des entreprises aquacoles par l'amélioration de la qualité des eaux marines.

Une base de données générale de l'état des eaux côtières algériennes doit être mise en place, pour permettre aux scientifiques de mieux approfondir leurs études et connaissances sur l'évolution des écosystèmes côtiers locaux et de caractériser les sites selon leurs niveaux d'eutrophisation et leurs potentialités aquacoles et halieutiques.

En dernier lieu, l'utilisation des nouvelles technologies (les images satellitaires, matériels de laboratoire plus performants) et des bio-indicateurs dans la surveillance des eaux marines seront à l'avenir d'une utilité vitale pour toutes les branches des sciences de la mer, et réduiront énormément le temps de traitement des données et augmenteront l'espace inspecté.

# Bibliographie

**AID F., 1981.** Variations saisonnières de la production auto-et-hétérotrophe du plancton de la baie d'Alger, effets des facteurs nutritionnels. En vue de l'obtention du doctorat de 3<sup>e</sup> cycle, spécialité océanographie, mention : biologie. USTHB (Alger), 88 p, annexes.

**AMINOT A et GUILLAUD J.F, KEROUEL R., 1997.** La baie de seine : hydrologie, nutriments et chlorophylle (1978-1994). Ifremer (Brest), 148 p.

**AMINOT A et KEROUEL R., 2004.** Hydrologie des écosystèmes marins paramètres et analyses. Ifremer (Brest), 335 p.

**BARNABE G., 1989.** Aquaculture (volume II). Tech et Doc Lavoisier (Paris), 1308 p.

**BARNABE G., 1991.** Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. Lavoisier Tec et Doc (Paris), 495 p.

**BARNABE G et BARNABE-QUET R., 1997.** Ecologie et aménagement des eaux côtières. Tech et doc Lavoisier (Paris), 490 p.

**BIANCHI M et MARTHY D, BERTRAND J.C., 1989.** Les micros organismes dans l'écosystème océanique. Masson (Paris), 447 p.

**BOUCHENA Y., 2006.** Contribution à l'étude d'un milieu d'élevage conchylicole : cas de Ain-Tagourait (W. Tipaza). En vue de l'obtention du diplôme d'ingénieur d'état en Sciences de la Mer, option : aquaculture. ISMAL (Alger), 54 p, annexes.

**BOUGIS P., 1974.** Ecologie du plancton marin (Tome 1). Masson (Paris), 196 p.

**BOUKRETAOUI S et BOUTOULI T.S., 1989.** Baie de Bou-Ismaïl : étude des paramètres physiques et chimiques approches biosédimentaires. En vue de l'obtention du diplôme d'ingénieur d'état en halieutique. ISMAL (Alger), 92p, annexes.

**BOWEDEN K.F, 1974.** Oceanic and estuarine mixing processes in chemical oceanography. Academic Press (London), 626 p.

**CARTHY J. D., 1962.** Viewpoints in biology (volumme 1). Butterworths (London), 290 p.

**CAULET J., 1972.** Les sédiments organogènes du pré continent Algérien. MNHN (Paris), 289 p.

**CNEXO., 1983.** Les cultures marines en France et le droit. Rapports économiques et juridiques N°11 du Centre de droit et d'économie de la mer (Brest), 289 p.

**CUGIER P., 1999.** Modélisation du devenir à moyen terme dans l'eau et le sédiment des éléments majeurs (N, P, Si) rejetés par la Seine en Baie de Seine. En vue de l'obtention du doctorat, spécialité : Terre Enveloppe Fluide. Université de Caen Basse Normandie (Normandie), 208p, annexes.

- DUBY C et ROBIN S., 2006.** Analyse en Composantes Principale. Institut National Agronomique, Cours (Paris), 54 p.
- GUILLAUD J.F., 1990.** La mer et les rejets urbains. Ifremer (Brest), 243 p.
- HERRERA R.R et SALLES-LE GAC D., 2002.** Initiation à l'analyse factorielle des données - Fondements mathématiques et interprétations-. Ellipses (Paris), 315p.
- HOUMA F., 2005.** Caractérisation des polluants de la côte oranaise et algéroise par analyse physico-chimique et corrélation avec des données satellites. En vue de l'obtention du doctorat. USTHB (Alger), 178 p, annexes.
- KUMAR H.D et HADER D.P., 1999.** Global aquatic and atmospheric environment. Springer (New York), 393 p.
- LACAZE J.C.,1996.** L'eutrophisation des eaux marines et continentales : Causes, manifestations, conséquences et moyens de lutte. Ellipses (Normandie), 191 p.
- LAMPERT L., 2007.** Surveillance hydrologique et phytoplanctonique du site AREVA NC (La Hague) – Année 2006. Rapport Ifremer (Beaumont Hague), 44p.
- LEFEVRE J.C et COLL., 2000.** Fonction et valeur des zones humides. Dunod (Paris), 448 p.
- LEFRANÇOIS J., 2007.** Dynamiques et origines des matières en suspensions sur de petits bassins versants agricoles sur STHISTE. En vue de l'obtention du doctorat, spécialité Sciences de la Terre. Université de Rennes I (Rennes), 252 p, annexes.
- LOURGHIOUI H., 2006.** Etude hydrologique du barrage de Boukourdane (wilaya de Tipaza). En vue de l'obtention du diplôme de Magistère, spécialité environnement et écosystèmes littoraux. ISMAL (Alger), 84p, annexes.
- MERCERON M., 1999.** Pollutions diffuses : du bassin versant au littoral. Ifremer (Brest), 350 p.
- PERKINS E.J., 1974.** The biology of Estuaries and Coastal waters. Academic press (London), 278 p.
- RHARBI N et RAMDANI M, BERRAHO, ABDELJAOUAD L.I., 2001.** Caractéristiques hydrologiques et écologiques de la lagune de Oualidia, milieu paralique de la côte atlantique marocaine. Revue Marine life, vol. 11, n°1-2, p. 3-9 [7 page(s) (article)].
- SAMSON- KECHACHA F L., 1981.** Variations saisonnières des matières nutritives de la baie d'Alger- Recherche des facteurs contrôlant le développement du phytoplancton. En vue de l'obtention du doctorat de 3<sup>e</sup> cycle, spécialité océanographie, mention : biologie. USTHB/ CROP (Alger), 98 p, annexes.
- TALEB R., 1970.** Facteurs de répartition verticale du phytoplancton au large d'Alger. Pour l'obtention du doctorat de troisième cycle, spécialité océanographie biologique. USTHB (Alger) (Alger), 194 p, annexes.
- VOLLENWEIDER R.A, RINALDI A, VIVIANI R et TODINI E., 1996.** Evaluation de l'état de l'eutrophisation en mer méditerranée. MAP Technical Reports Series No.106 (Athènes), 240 p.

**ZEGHDOUDI E., 2006.** Modélisation bioéconomique des pêcheries méditerranéennes- Application aux petits pélagiques de la baie de Bou-Ismaïl-.en vue de l'obtention du Master, spécialité Science économie et gestion de l'activité de pêche. Université de Barcelona (Barcelone), 56p, annexes.

## *Annexes : Réactifs*

### **Les phosphates**

- **Réactifs de dosage :**

- **Acide sulfurique 2.9 mol/l**

- Ajouter 160 ml d'acide sulfurique (1.84 kg/l ; M=98,2 g/mol ; 18 mol/l) dans 800 ml d'eau distillée.

*N.B : Cette solution se conserve indéfiniment.*

- **Réactif 1 : solution acide d'acide ascorbique**

- Dissoudre 5g d'acide ascorbique dans 100 ml d'acide sulfurique 2.9 mol/l.

*N.B : Cette solution est stable quelques semaines au réfrigérateur, la renouveler si elle brunit.*

- **Réactif 2 : solution acide de molybdène et d'antimoine**

- Dissoudre 13g de molybdène d'ammonium dans 450 ml d'acide sulfurique 2.9 mol/l.

- Dissoudre 0.3g d'Oxytartrate d'antimoine dans 50 ml d'eau distillée et l'ajouter à la solution de molybdène d'ammonium et mélanger.

*N.B : Cette solution est stable plusieurs mois à température ambiante.*

- **Solution de thiosulfate**

- Dissoudre 2.4 g de thiosulfate dans 100 ml d'eau distillée.

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

- **Solution étalon concentrée de phosphate à 5000  $\mu\text{mol/l}$**

- Sécher du Dihydrogénophosphate de potassium à 105°C pendant 1heure.

- Peser et dissoudre 0.6805 g pour 1000 ml d'eau distillée.

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

(1 ml contient 5 $\mu\text{mol}$  de phosphate).

*N.B : Cette solution se conserve plus d'un an à température ambiante et à l'abri de la lumière.*

- **Solution étalon diluée de phosphate à 50  $\mu\text{mol/l}$**

- Diluer 100 fois la solution étalon concentrée, soit 1 ml de la solution mère dans 100 ml d'eau distillée.

(1 ml contient 0.05  $\mu\text{mol}$  de phosphate).

*N.B : Cette solution se conserve quelques jours au réfrigérateur.*

- **Etalonnage**

- Introduire 0.5-1-2.5-5-10-25-50-100-250 ml de la solution étalon secondaire et compléter à 500 ml avec de l'eau de mer filtrée soit une gamme de concentration de 0.5-1-2.5-5-10-25-50-100-250  $\mu\text{mol/l}$ .

- Analyser à 880 nm les différentes solutions, ainsi que l'eau distillée, l'eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon et les réactifs.

## **Les silicates**

- **Réactifs de dosage :**

- **Acide sulfurique à 4,5 mol/l**

- Ajouter 250 ml d'acide sulfurique (1.84 kg/l ; M=98,2 g/mol ; 18 mol/l) dans 750 ml d'eau distillée.

*N.B : Cette solution se conserve indéfiniment dans un flacon de plastique.*

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

- Dissoudre 60 g de molybdate d'ammonium dans 400 ml d'eau distillée.

- Ajouter lentement la totalité de la solution de molybdate à 200 ml d'acide sulfurique 4,5 mol/l.

*N.B : Cette solution est stable plusieurs mois à température ambiante dans un flacon en plastique et à l'abri de la lumière.*

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

- Dissoudre 10 g d'acide oxalique dans 100 ml d'eau distillée.

*N.B: Cette solution est stable indéfiniment à température ambiante et se conserve dans un flacon en plastique.*

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

- Dissoudre 2.8 g d'acide ascorbique dans 100 ml d'eau distillée.

*N.B : Cette solution se conserve au réfrigérateur plusieurs semaines .La renouveler si elle brunit.*

- **Solution étalon de silicate à 5000 µmol/l**

- Sécher l'Hexafluorosilicate de sodium à 105°C pendant 1 heure.

- Peser et dissoudre 0.9403 g d'exafluorosilicate et le transférer dans un bécher en plastique avec environ 300 ml d'eau distillée.

(1ml contient 5µmol de silicate).

*N.B : Cette solution se conserve plusieurs années à température ambiante et à l'abri de la lumière, sous réserve d'éviter l'évaporation.*

- **Etalons à base d'exafluorosilicate de sodium**

- Introduire 1-2-5-10-20-50 ml de la solution étalon dans des fioles en plastique et compléter à 500 ml avec de l'eau de mer filtrée, soit une gamme de concentration de 10-20-50-100-200-500 µmol/l.

- Analyser à 810 nm les différentes solutions, ainsi que l'eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon.

## **L'ammonium**

- **Réactifs de dosage :**

- **Réactif 1 : solution de phénol-nitroprussiate**

-Introduire 65 g de phénol dans 800 ml d'eau distillée.

-Ajouter et dissoudre 1.5 g de Nitroprussiate de sodium et compléter à 1000 ml.

*N.B : 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 complexante**

- Introduire 375g de citrate et 30 g de soude dans 800 ml d'eau distillée.

- Compléter à 1000 ml.

*N.B : Cette solution est stable plusieurs mois à température ambiante dans un flacon en plastique.*

### **Réactif 2 : solution complexante au chlore**

- A la solution complexante, r ajouter 8g/l de dichloroisocyanurate de sodium.

*N.B : Conservée au réfrigérateur, cette solution est utilisable qu'une semaine.*

- **Solution étalon primaire d'ammonium**

-Sécher 1h à 105°C le sulfate d'ammonium de pureté analytique et en dissoudre 0.661g dans 1000 ml d'eau distillée.

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

*N.B : Cette solution est stable une année à température ambiante et à l'abri de la lumière.*

#### ▪ **Solution étalon secondaire d'ammonium**

- Diluer 20 fois la solution étalon primaire de sulfate d'ammonium, soit 50 ml de la solution mère dans 1000 ml d'eau distillée.

(1 ml de la solution secondaire contient 0.5 $\mu$ mole d'ammonium).

*N.B : Cette solution est stable une journée.*

#### ▪ **Etalonnage**

- Introduire 0.5-1-2.5-5-10-25-50-100-250 ml de la solution étalon secondaire et compléter à 500ml avec l'eau de mer filtrée soit une gamme de concentration de 0.5-1-2.5-5-10-25-50-100-250 $\mu$ mole/l.

- Analyser à 630 nm les différentes solutions ainsi que l'eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon.

### **Les nitrites**

#### ▪ **Réactifs de dosage :**

##### ▪ **Réactif 1 : solution de Sulfanilamide**

- 100 ml d'acide chlorhydrique concentré dans 500ml d'eau distillée.

- Dissoudre 10g de Sulfanilamide dans cette solution.

- Compléter à 1litre avec de l'eau distillée.

*N.B : Cette solution est stable plusieurs mois à l'abri de la lumière.*

##### ▪ **Réactif 2 : solution de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine**

- Dissoudre 1g de Dichlorohydrate de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine dans 1litre d'eau distillée.

*N.B : 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 à 5000 $\mu$ mol/l**

- Sécher à 100°C pendant 1heure le nitrite de sodium.

- Introduire 0.345g dans de l'eau distillée.

- Compléter à 1 litre.

(1 ml contient 5 $\mu$ mol de nitrite).

*N.B : Conserver à l'abri de la lumière et à température ambiante, renouveler cette solution tous les mois.*

▪ **Solution étalon secondaire de nitrite**

-Diluer 100 fois la solution étalon primaire pour obtenir la solution secondaire soit 1ml d'étalon primaire dans 100 ml d'eau distillée.

(1ml contient 0.05 $\mu$ mole de nitrites).

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

▪ **Étalonnage**

- Introduire dans des fioles jaugées de 500 ml 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 $\mu$ mol/l.

- Analyser à 543 nm les différentes solutions ainsi que l'eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon.

## **Les nitrates**

### **Réactifs de préparation de la colonne :**

▪ **Cadmium en grain :**

- Utiliser du cadmium en grain de taille d'environ 0.5 à 2mm.

▪ **Solution d'acide chlorhydrique :**

- Diluer 50 ml d'acide chlorhydrique dans 250 ml d'eau distillée.

▪ **Solution d'acide nitrique :**

- Diluer 10 ml d'acide nitrique dans 500 ml d'eau distillée.

▪ **Solution de sulfate de cuivre :**

- Dissoudre 4g de sulfate de cuivre dans 200 ml d'eau distillée.

▪ **Solution de chlorure d'ammonium :**

- Dissoudre 240 g de chlorure d'ammonium dans de l'eau distillée et compléter à 1 litre.

*N.B : Cette solution se conserve indéfiniment à température ambiante.*

▪ **Solution d'hydroxyde de sodium :**

- Dissoudre 17 g de soude dans 1000 ml d'eau distillée.

*N.B : Cette solution se conserve indéfiniment en flacon de plastique à température ambiante.*

▪ **Solution tampon pH= 8.5 :**

- Dans 500 ml d'eau distillée, ajouter 10 ml de solution de chlorure d'ammonium, puis 10 ml de solution d'hydroxyde de sodium et mélanger.

*N.B : Conserver en flacon hermétiquement bouché.*

**Préparation de la colonne réductrice de cadmium-cuivre :**

▪ **Traitement du cadmium :**

- Mettre 40 à 50 g de cadmium dans un erlenmeyer de 250 ml.
- Laver le cadmium à l'acide chlorhydrique 2 mol/l puis rincer à l'eau distillée.
- Laver rapidement avec l'acide nitrique 0.3 mol/l puis rincer à l'eau distillée.
- Laver à nouveau avec l'acide chlorhydrique 2mol/l pour éliminer le nitrate résiduel et rincer abondamment à l'eau distillée.
- Vider le maximum d'eau et ajouter sans délai 150 ml de la solution de sulfate de cuivre sur le cadmium. Laisser en contact pendant plusieurs minutes en agitant légèrement de temps en temps : si la solution se décolore totalement, la renouveler.
- Laver ensuite abondamment à l'eau distillée, par débordement de l'erlenmeyer, en évitant de mettre le cadmium traité au contact de l'air. Poursuivre ce lavage jusqu'à ce qu'il n'y ait plus de fines particules en suspension.

▪ **Remplissage de la colonne et traitement du réducteur :**

- Dans une colonne droite, mettre un peu de laine de verre au bas de la colonne.
- Remplir complètement la colonne de la solution tampon.
- Remplir d'eau distillée 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'erenmeyer sur la colonne, sans y faire entrer d'air, et faire tomber le cadmium petit à petit. Tapoter la colonne pour obtenir un tassement régulière. Le volume occupé par le réducteur doit être d'environ 12 mm.
- Laver abondamment le réducteur avec la solution tampon. Prendre garde à ne pas introduire d'air dans la colonne.
- Laisser alors le réducteur en milieu tampon pendant 24 à 48 h renouvelant plusieurs fois la solution.

▪ **Activation du réducteur :**

- A 500 ml de tampon, ajouter 10 ml d'étalon de nitrate à 5000  $\mu\text{mol/l}$ .
- Passer la solution sur la colonne, en réglant le débit.
- Rincer ensuite impérativement le réducteur avec la solution tampon.

▪ **Réactifs de dosage :**

**Réactif 1 : solution de Sulfanilamide**

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

*N.B : Cette solution est stable plusieurs mois à l'abri de la lumière.*

**Réactif 2 : solution de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine**

-Dissoudre 1g de Dichlorohydrate de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine dans 1litre d'eau distillée.

*N.B : 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.*

▪ **Solutions étalons :**

▪ **Solution étalon primaire de nitrite à 5000  $\mu\text{mol/l}$**

- Sécher à 100°C pendant 1heure le nitrite de sodium.
- Introduire 0.345g dans de l'eau distillée.
- Compléter à 1 litre.

(1 ml contient 5 $\mu\text{mol}$  de nitrite).

*N.B : Conserver à l'abri de la lumière et à température ambiante, renouveler cette solution tous les mois.*

▪ **Solution étalon primaire de nitrate à 5000  $\mu\text{mol/l}$**

- Sécher du nitrate de potassium à 105°C pendant 1h.
- Dissoudre 0.506 g de nitrate de potassium pour 1 litre de solution préparée, avec de l'eau distillée.

(1ml contient 5 $\mu\text{mol}$  de nitrate)

*N.B : Cette solution est stable au moins un an à température ambiante et à l'abri de la lumière dans un flacon en verre.*

▪ **Procédure de réduction et de dosage des étalons et des échantillons :**

- Transférer les 100 ml d'échantillon dans un récipient pour l'ajout du tampon.
- Ajouter 2 ml de la solution de chlorure d'ammonium et mélanger.
- Ajouter 2 ml de la solution d'hydroxyde de sodium et mélanger.
- Passer l'échantillon sur la colonne avec débit.
- Avec les 30 premiers millilitres sortant de la colonne, rincer le récipient destiné au dosage.
- Recueillir ensuite 50 ml de l'effluent dans le récipient rincé.
- Doser le nitrite formé lors du passage de l'échantillon sur la colonne en appliquant strictement la procédure générale de dosage appliquée pour les nitrites.