

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

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



MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME  
D'INGÉNIEUR D'ÉTAT EN SCIENCES DE LA MER

Option : ENVIRONNEMENT

Thème

**Contribution à l'étude des paramètres physico-chimiques dans la  
partie Est de la baie de Bou-Ismaïl. Etude des populations  
phytoplanktoniques associées.**

Présenté par :

- Mlle. BOUKHATA Megdoua
- Mlle. OURTI Lynda

Soutenu le 15/09/2013 devant le jury suivant :

M. R. Semroud	Professeur (ENSSMAL)	Président
Mme S. Hamdi	Maître de conférences (ENSSMAL)	Examinatrice
M. M. Boudjenah	Attaché de recherche (CNRDPA)	Examineur
M <sup>elle</sup> . N. Ait Ameer	Maître de conférences (ENSSMAL)	Promotrice

Promotion: 2013

## Remerciements

Nous nous adressons d'abord au Docteur AIT AMEUR Nadira, pour avoir proposé, encadré et suivi notre travail avec sa rigueur scientifique.

Nous remercierons le professeur Monsieur SEMROUD Rachid qui nous a fait l'honneur de présider ce jury.

Nous sommes honorés aussi de compter parmi les membres du jury, le Docteur Madame HAMDI Safia et Monsieur BOUDJENAH Mustapha come examinateurs.

Nous les remercions d'avoir accepté d'examiner notre travail.

Nous tenons également à remercier tous les enseignants de l'ENSSMAL, en particulier ceux de l'option Environnement, pour l'encadrement qu'ils nous ont procuré tout au long de notre parcours, sans oublier les enseignants du primaire et du secondaire.

Nous remercions aussi Monsieur AZOUZ Mekki, pour son aide, ses encouragements et le temps précieux qui nous a consacré et surtout pour sa joyeuse compagnie.

Nous tenons à remercier aussi Toufik MANSOURI et Mohamed ZERROUKI pour leur aide et leur disponibilité.

Nous remercions tout le personnel du laboratoire de Sidi Fredj, en particulier M<sup>me</sup> EDDALIA, M. et M<sup>me</sup>. BOUDJELAL, M<sup>me</sup> BAMOUNE, M<sup>me</sup> OUNADI.

Nous remercions aussi les marins Miloud et Mustapha qui ont tout mis en œuvre pour la réussite de nos sorties en mer.

Nous remercions aussi tout le personnel de la bibliothèque de l'ESSMAL.

Enfin, nous ne pouvons pas oublier nos familles et amis qui, d'une manière ou d'une autre et souvent avec gentillesse et amabilité réconfortante, ont contribués et aidé à la réalisation de ce présent mémoire.

# DEDICACES

*Je tiens à dédier ce modeste travail :*

*A la mémoire de mes grands-parents : Jeddi Mohand, Jeddi Tahar et Yemma adouda (an yarhem rebbi) et à ma grand-mère Setti Takellit à qui je souhaite une longue vie ;*

*A mon père Afcène, pour son soutien sans faille et ses encouragements qui m'ont permis de poursuivre mes études ;*

*A ma mère Fatima, pour son appui, sa constance dans le soutien, ses conseils et surtout daawathis ;*

*A mes frère Nabil et Karim ;*

*A mes sœurs Dalila, Lourida, Djida, Kahina et leurs maris ;*

*A mes neveux Hakim, Sofiane et Ayoub et à mes nièces Nadine, Assia et Dina ;*

*A toute la famille OURLI, à mes oncles, tantes, cousines et cousins ;*

*A mon amie et binôme Magdoua, avec qui j'ai partagé tous les bons et mauvais moments au cours de la réalisation de ce travail et à sa famille ;*

*A mon cher Toufik, pour son amour, son soutien, son aide et ses encouragements qui m'ont aidé à aller jusqu'au bout de ce mémoire.*

*A tous mes ami(e)s d'enfance ;*

*A tous mes ami(e)s de l'ENSSMAL ;*

*A tous ce que j'ai oubliés.*

**LYNDA.**

*Je dédie ce travail :*

*A mes très, très chers parents Boukfiata Mouloud et Guelâche Baya, vous représentez pour moi le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi, vous sacrifiez, vous soutien moral et matériel. Je vous dédie ce travail en témoignage de mon profond amour. Puisse Dieu, le tout puissant, vous préservez et vous accordez la santé, longue vie et bonheur.*

*Mes très cher frères et sœurs, Fahim et son épouse Farida, Yacine et son épouse Sihem (et sa famille), Soufien, Nouria, Lila, Akila, Hanane, Sarah, Nora les mots ne suffisent guère pour exprimer l'attachement, l'amour et l'affection que je porte pour vous. Je vous souhaite un avenir plein de joie, de bonheur, de réussite et de sérénité.*

*A ma tante Fatma et son époux Younes, Puisse Dieu, vous préservez et vous accordez la santé, longue vie et bonheur.*

*A la mémoire de mon grand père et ma grand-mère Aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, l'estime, le dévouement et le respect que j'ai toujours eu pour vous.*

*A très cher copine et binôme Lynda Ourti qui est sérieuse et dynamique et toujours en bonne humeur et a tous sa famille.*

*A mes chers amis, Fahima, Lalla.*

*Ainsi qu'à toute personne qui s'intéresse au bien être de l'environnement.*

Megdouda

# Tables des Matières

---

Introduction.....	13
Chapitre I:Généralité	
I-1- Généralités sur la mer Méditerranée.....	16
I.2. Particularité des écosystèmes côtiers d'Algérie .....	16
I.3. Généralités sur phytoplancton.....	16
I.3.1. Définition.....	16
I.3.2. Habitat et écologie .....	17
I.3.3. Diversité spécifique et diversité écophysiological .....	17
I.3.4. Le phytoplancton dans le cycle du carbone.....	19
I.3.5. Le phytoplancton dans la chaîne alimentaire.....	19
I.3.6. Dynamique spatiale et temporelle d'un bloom .....	20
I.4. Les sels nutritifs dans l'océan .....	23
I.5. Les rapports élémentaires, dits de Redfield .....	23
Chapitre II : La zone d'étude	
II.1. La Baie de Bou-Ismaïl.....	25
II.1.1. Présentation du site d'étude.....	25
II.1.2. Réseau hydrographique et apports terrigènes.....	25
II.1.2.1. Oued Mazafran .....	25
II.1.2.2. Oued Nador.....	25
II.1.2.3. Oued Beni-Messous .....	25
II.1.3. Facteurs hydrographiques.....	26
II.1.4.Choix et localisation des stations.....	26
Chapitre III: Matériels et Méthodes	
III.1. Prélèvement d'eau .....	32

III.2. Mesure des paramètres physico-chimiques.....	32
III.2.1. Température .....	32
III.2.2 Salinité.....	32
III.2.3. Oxygène dissous.....	33
III.2.3.1. Principe de la méthode. ....	33
III.2.3.2. Prélèvement.....	34
III.2.3.3. Mode de dosage .....	34
III.2.3.4. Calcul de l'UAO. ....	34
III.2.4. pH (potentiel Hydrogène).....	35
III.2.4.1. Echantillonnage .....	35
III.2.4.2. Etalonnage de pH mètre. ....	35
III.2.4.3. Préparation des tampons. ....	36
III.2.4.4. Mesure des valeurs de pH. ....	36
III.2.5. Matière en suspension (MES) et matière organique particulaire (MOP).....	37
III.2.6. Chlorophylle a .....	38
III.2.6.1. Prélèvement, conditionnement et conservation des échantillons .....	38
III.2.6.2. Mode opératoire .....	38
III.2.6.3. Préparation de l'appareil et étalonnage .....	39
III.2.6.4. Préparation des standards .....	39
III.2.6.5. Procédés de mesure .....	39
III.2.6.6. Calcul de la concentration en Chlorophylle a .....	39
III.3. Sels nutritifs.....	40
III.3.1. Echantillonnage, filtration et conservation.....	40
III.3.2. Principe de dosage.....	40
III.3.3. Expression des résultats .....	41
III.3.4. Calcul du rendement de la colonne de Cadmium .....	42
III.3.5. Calcul d'erreur sur les sels nutritifs.....	42
III.4. Phytoplancton.....	43
III.4.1. Prélèvement des échantillons .....	43
III.4.2. Fixation et conservation des organismes phytoplanctonique.....	43
III.4.3. Sédimentation des échantillons .....	43
III.4.4. Identification des espèces phytoplanctoniques .....	43
III.4.5. Comptage des cellules phytoplanctoniques.....	44

III.4.6. Méthodes et paramètres d'analyses utilisées .....	44
III.4.6.1. Analyse qualitative.....	44
III.4.6.1.1. Diversité globale .....	44
III.4.6.1.1.1. Méthodes univariées.....	44
III.4.6.1.1.2. Méthodes graphiques.....	46
III.4.6.2. Analyse quantitative.....	47
Chapitre IV: Résultats et discussion	
IV.1. Distribution et variations des paramètres mesurés .....	49
IV.1.1. Température.....	49
IV.1.2. Salinité. ....	49
IV.1.3. Oxygène dissous et utilisation apparente en oxygène (UAO) .....	50
IV.1.4. pH.....	51
IV.1.5. Chlorophylle a.....	51
IV.1.6. MES et MOP.....	51
IV.2. Sels nutritifs. ....	52
IV.2.1. Ammonium.. ....	52
IV.2.2. Nitrite .....	52
IV.2.3. Nitrates.....	53
IV.2.4. Phosphate .....	53
IV.2.5. Silicate .....	53
IV.3. Cartes de distribution des différents paramètres mesurés.....	54
IV.4. Analyse de la distribution des différents paramètres étudiés (analyse binaire).....	58
IV.4.1. Diagramme température-salinité.....	58
IV.4.2. Diagramme Oxygène dissous-température .....	59
IV.4.3. Analyse de la distribution des sels nutritifs .....	60
IV.5. Etude biologique : Phytoplancton. ....	61
IV.5.1. Etude qualitative des populations phytoplanctoniques.....	61
IV.5.1.1. Composition systématique du phytoplancton .....	61
IV.5.1.2. Variation des densités cellulaires totales .....	65
IV.5.1.3. Variation spatial de la richesse spécifique .....	66
IV.5.1.4. Analyse de la diversité spécifique. ....	67
IV.5.1.5. Espèces potentiellement nocives. ....	72
IV.5.2. Etude quantitative des groupements phytoplanctonique. ....	74

Conclusion.....76

Bibliographie

Annexes

## Liste des Figures

---

<b>Figure 1</b> : Schéma récapitulant les différents contrôles exercés sur le phytoplancton, en amont (flèches dirigées vers le phytoplancton) et en aval (flèche de broutage) (Messié, 2006). .....	20
<b>Figure 2</b> : Réseau hydrographique de la baie de Bou-Ismaïl, (LEM, 1998) .....	26
<b>Figure 3</b> : Localisation des stations de prélèvement dans la Baie de Bou-Ismaïl (google earth 2012).....	28
<b>Figure 4</b> : Titrateur automatique pH/Redox pour O <sub>2</sub> .....	33
<b>Figure 5</b> : Flacon d'échantillonnage dans le bain thermostaté.....	36
<b>Figure 6</b> : pH-mètre (WTW) .....	36
<b>Figure 7</b> : Chambre de sédimentation .....	45
<b>Figure 8</b> : Microscope inversé Zeiss IM 35.....	45
<b>Figure 9</b> : Schéma montrant les stades de succession écologique, (d'après Frontier, 1976).. .....	49
<b>Figure 10</b> : Carte de la distribution horizontale de la température dans les eaux de surface. .	56
<b>Figure 11</b> : Carte de la distribution horizontale de la température dans les eaux du fond .....	56
<b>Figure 12</b> : Carte de la distribution horizontale de la salinité dans les eaux de surface.....	57
<b>Figure 13</b> : Carte de la distribution horizontale de la salinité dans les eaux du fond.....	57
<b>Figure 14</b> : Carte de la distribution horizontale de l'O <sub>2</sub> dissous dans les eaux de surface.....	57
<b>Figure 15</b> : Carte de la distribution horizontale de l'O <sub>2</sub> dissous dans les eaux du fond.....	57
<b>Figure 16</b> : Carte de la distribution horizontale de l'UAO dans les eaux de surface .....	58
<b>Figure 17</b> : Carte de la distribution horizontale de l'UAO dans les eaux du fond .....	58
<b>Figure 18</b> : Carte de la distribution horizontale de pH dans les eaux de surface .....	58
<b>Figure 19</b> : Carte de la distribution horizontale des MES .....	58
<b>Figure 20</b> : Carte de la distribution horizontale des MOP .....	59
<b>Figure 21</b> : Carte de la distribution horizontale de la chlorophylle a.....	59
<b>Figure 22</b> : Carte de la distribution horizontale de l'ammonium dans les eaux de surface ...	59
<b>Figure 23</b> : Carte de la distribution horizontale des nitrites dans les eaux de surface .....	59
<b>Figure 24</b> : Carte de la distribution horizontale des nitrates dans les eaux de surface.....	60
<b>Figure 25</b> : Carte de la distribution horizontale des phosphates dans les eaux de surface.....	60
<b>Figure 26</b> : Carte de la distribution horizontale des silicates dans les eaux de surface.....	60
<b>Figure 27</b> : Diagramme T-S dans les eaux du côté Est de la baie de Bou-Ismaïl .....	61
<b>Figure 28</b> : Diagramme O <sub>2</sub> -t°C dans les eaux du côté Est de la baie de Bou-Ismaïl.....	62
<b>Figure 29</b> : Diagramme de corrélation N/P dans la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl.....	63
<b>Figure 30</b> : Diagramme de corrélation NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> /P dans la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl .	63
<b>Figure 31</b> : Distribution des nitrates en fonction de l'UAO.....	64
<b>Figure 32</b> : Distribution des phosphates en fonction de l'UAO.....	64
<b>Figure 33</b> : Distribution des densités cellulaires totales (cell/l) des populations phytoplanctoniques sur toutes les stations .....	69
<b>Figure 34</b> : Diagramme de corrélation Dino/diatomées/P dans la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl.....	69
<b>Figure 35</b> : Evaluation de la richesse spécifique au niveau des différentes stations. ....	70
<b>Figure 36</b> : Evaluation de la richesse spécifique de chaque groupe au niveau des différentes stations.....	70
<b>Figure 37</b> : Genres des Diatomées dominant sur toutes les stations.....	71
<b>Figure 38</b> : Genres des Dinoflagellées dominant sur toutes les stations.....	71

## Liste des Figures

---

<b>Figure 39</b> : Diagrammes rangs-Fréquences de toutes les stations.....	74
<b>Figure 40</b> : <i>Noctiluca scintillans</i> .....	76
<b>Figure 41</b> : Phénomène d'eau colorée provoqué par <i>Noctiluca scintillans</i> observé lors de notre sortie au large de la baie.....	76
<b>Figure 42</b> : Histogramme des fréquences des différents groupes phytoplanctoniques au niveau des différentes stations .....	77

## Liste des Tableaux

---

<b>Tableau 1 :</b> Quelques exemples de successions saisonnières en Méditerranée (d'après Rossi, 2008), avec le travail de Boudjenah, 2012. ....	21
<b>Tableau 2 :</b> Coordonnées géographiques des stations réalisées dans la baie de Bou-Ismaïl. ..	28
<b>Tableau 3 :</b> Valeurs des rendements.....	43
<b>Tableau 4 :</b> Erreurs sur les concentrations sur les sels nutritifs.....	44
<b>Tableau 5 :</b> tableau récapitulatif des valeurs moyennes et extrêmes de température, salinité, pH, O <sub>2</sub> dissous et de l'UAO étudiés dans les eaux de la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl..	51
<b>Tableau 6 :</b> Tableau récapitulatif des résultats de la chlorophylle a, MES et de MOP étudiés dans les eaux de la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl.....	53
<b>Tableau 7 :</b> Tableau récapitulatif des résultats des sels nutritifs dans les eaux de la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl.....	54
<b>Tableau 8 :</b> Variations des indices de Shannon (H') et de Simpson (L) et espèces dominantes en pourcentage, dans les différentes stations.....	72

# *Introduction*

---

## Introduction

---

Influencées par les eaux marines du large et par les eaux douces continentales, les zones côtières ont des caractéristiques physiques, chimiques et biologiques particulières. Le fonctionnement de l'écosystème marin côtier est tributaire de l'influence et de l'interaction des deux milieux. 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. L'eutrophisation des eaux se manifeste par la prolifération algale pouvant conduire, lors de leur dégradation sous l'action bactérienne à une dystrophie.

La baie de Bou-Ismaïl, notre zone d'étude, est caractérisée par des interventions humaines intensives de différents types (industriels, agricoles et domestiques). Ce qui provoque par la suite des perturbations et des modifications sur le milieu récepteur et des risques pour la santé humaine et sur les communautés phytoplanctoniques en particulier.

Pour cela, le but principal de notre étude est d'avoir une variété de mesures et une vue sur les paramètres du milieu et sur les populations phytoplanctoniques associées autour de l'embouchure de oued Mazafran.

Ainsi, deux parties ont été développées dans cette étude à savoir:

- La première concerne la distribution spatiale des facteurs du milieu autour de l'Oued Mazafran.
- La deuxième traite l'identification et la détermination des espèces de phytoplancton, permettant de décrire la diversité des populations au sein de la communauté.

Notre travail est structuré comme suit :

- o Dans le premier chapitre, généralités, nous parlerons du phytoplancton (habitat, écologie, diversité spécifique,.....) ainsi que, des différents paramètres qui peuvent avoir une influence sur ce dernier.
- o Le deuxième chapitre, zone d'étude, décrit les caractéristiques hydrologiques et sédimentaires, les pressions anthropiques exercées sur la baie et la position géographique des stations.
- o Le troisième chapitre, matériel et méthodes, décrit les protocoles de mesure pour les paramètres du milieu et les sels nutritifs et les protocoles utilisés pour identifier et quantifier le phytoplancton.

## **Introduction**

---

- Le quatrième chapitre, résultats et discussion, est consacré au traitement des données acquises dans la zone d'étude, à leur analyse, discussion, comparaison et interprétation. Ce traitement des données est basé sur l'utilisation du logiciel ODV (mp) et Excel.
- Enfin une conclusion générale clôture ce travail.

# *Généralités*

---

## **I-1- Généralités sur la mer Méditerranée**

La mer Méditerranée constitue un site d'étude privilégié du fait de ses dimensions et de sa morphologie. Elle est comparable à un mini-océan qui répond plus rapidement aux changements environnementaux pouvant, ainsi, servir dans une certaine mesure, à prévoir l'évolution des systèmes océaniques (Crise *et al.*, 1999). Cette dernière représente 1% de l'océan mondial, avec une superficie de  $2,5.10^6$  Km<sup>2</sup> et un volume de  $3,7.10^6$  Km<sup>3</sup>, et une profondeur moyenne de 1500 m.

Le bilan hydrique est négatif, malgré les apports assurés par les fleuves (principalement le Nil, le Rhône, le Pô et l'Ebre) et les précipitations (Béthoux et Gentili., 1999).

## **I-2- Particularité des écosystèmes côtiers d'Algérie**

L'Algérie, l'un des plus important pays de la mer Méditerranée, possède une façade maritime de plus de 1600km, équivalant à environ 2,7% des 46000 km de la ligne de la côte méditerranéenne.

Par ailleurs, les zones côtières au niveau mondial, contribuent entre 14 et 30% à la production primaire océanique (Mantoura *et al.*, 1991). Elles sont également soumises à une importante exploitation. Il s'avère, donc, indispensable de surveiller ces milieux pour mieux les préserver vu leurs richesses et leurs spécificités. Ces zones côtières sont très productives bien qu'elles ne représentent qu'une faible surface, où le compartiment phytoplanctonique joue un rôle important. Il est, ainsi, à la base des réseaux trophiques. Donc, il est nécessaire de connaître et de déterminer les spécificités de ce compartiment phytoplanctonique, qui permettra de mieux comprendre le fonctionnement des écosystèmes

## **I.3. Généralités sur le phytoplancton**

### **I.3.1. Définition**

Le phytoplancton est constitué par l'ensemble du plancton végétal, c'est-à-dire des microorganismes photosynthétiques qui sont libres, passifs et en suspension dans la colonne d'eau. Les organismes planctoniques peuvent être regroupés selon leurs tailles, leurs natures, les caractéristiques biologiques de leurs cycles de développement leur répartition verticale sur la colonne d'eau et/ou le type de l'environnement qu'ils peuplent. La principale source d'acquisition de l'énergie s'effectue par photosynthèse. La chlorophylle a, un des pigments chlorophylliens, est le pigment majoritaire impliqué dans ce processus. Le phytoplancton se situe le plus souvent dans la couche supérieure éclairée des masses d'eau, dite zone euphotique.

### **I.3.2. Habitat et écologie**

Les organismes qui constituent le phytoplancton sont d'une extrême plasticité écologique. Ces espèces très ubiquistes colonisent les biotopes terrestres et aquatiques (Fogg et al. 1973), et se retrouvent dans l'eau douce, saumâtre ou salée. Quelques espèces sont recensées dans les eaux thermales tandis que d'autres tolèrent les basses températures des lacs arctiques et antarctiques (Skulberg 1996). Certaines espèces vivent en association avec des animaux (endozoïques), ou avec des végétaux (endophytiques) (Couté et Bernard 2001). Elles peuvent encore vivre en symbiose avec des champignons et des algues vertes comme dans le cas des lichens.

Au cas où elles sont strictement aquatiques, elles peuvent être planctoniques, vivant dans la colonne d'eau, ou benthiques, fixées ou très proches des divers substrats (roches, coraux, algues, animaux) et se développent même à l'intérieur des sédiments (Mur et al. 1999; Couté et Bernard 2001).

Dans les milieux aquatiques, la biomasse de phytoplancton atteint parfois de telles proportions que l'eau se colore et il se forme une efflorescence ou « bloom ». Des couches parfois très épaisses et éventuellement des écumes apparaissent à la surface de l'eau avec une durée assez variable, de quelques heures à plusieurs mois. Ces efflorescences sont le plus souvent dominées par une espèce ou un petit nombre d'espèces, possédant pour la plupart d'entre elles des vésicules à gaz (Reynolds 1987).

### **I.3.3. Diversité spécifique et diversité écophysiological**

Les conséquences écophysiological associées à la richesse spécifique des populations phytoplanctoniques sont nombreuses. Les différentes espèces ne réagissent pas de la même manière aux facteurs du milieu, en particulier la turbulence. Leurs taux de croissance, ainsi que leur dépendance vis-à-vis des nutriments, sont également variables.

En outre, afin de faire face aux variations environnementales, les espèces phytoplanctoniques ont développé des stratégies adaptatives, telles que différents mécanismes favorisant leur mobilité, et leur migration vers des zones riches en nutriments et en lumière et des mécanismes de défense contre la prédation (allélopathie). Le cycle biologique de chaque espèce phytoplanctonique participe ainsi à un réseau complexe de relations interspécifiques à l'intérieur d'un assemblage d'espèces.

Le phytoplancton regroupe deux types d'organismes qui diffèrent au niveau cytologique essentiellement par la présence (eucaryotes) ou non (procaryotes) d'un noyau cellulaire (Prescott et al. 2003).

Actuellement, la phylogénie est en pleine évolution, grâce notamment aux avancées technologiques en biologie moléculaire (Iglesias-Rodriguez et al. 2006; Not et al. 2007; Saez et al. 2008). Huit principales classes différenciées selon des critères morphologiques, cytologiques, biochimiques et reproductifs sont recensées dans les milieux aquatiques :

- Les **cyanobactéries**, organismes procaryotes, regroupant plus de 110 genres et environ 1000 espèces dulçaquicoles (Bourelly, 1985a) ;
- Les **chlorophycées** forment un groupe extrêmement vaste et morphologiquement très diversifié. Elles sont réparties en 4 classes : les Euchlorophycées, les Ulothricophycées, les Zygothricophycées et les Charophycées. Celles-ci comportent environ 500 genres, représentant plus de 15000 espèces (John, 1994) ;
- Les **xanthophycées** regroupent plus de 100 genres et environ 600 espèces dulçaquicoles (Ettl, 1978) ;
- Les **chrysothricées** sont des algues unicellulaires ou coloniales (rarement filamenteuses), dont certaines vivent dans une enveloppe protectrice appelée lorique (Wetzel *et al.*, 2001) ;
- Les **diatomées** (Bacillariophycées) engloberaient plus de 100 000 espèces et on estime que près de 15 000 ont été identifiées à ce jour (Germain, 1981) ;
- Les **cryptophycées** (*Dinophycées*) sont unicellulaires, mobiles de par la présence de deux flagelles (de taille égale) et dépourvues de paroi cellulaire (Kugrens et Clay, 2003) ;
- Les **dinoflagellés** regroupent environ 300 espèces et sont des algues flagellées unicellulaires dont la plupart sont mobiles (Bourelly, 1985a) ;
- Les **euglènes** sont réparties en 13 genres et plus de 2000 espèces. Ils sont presque tous unicellulaires (Carty, 2003).

D'après les travaux de Rossi (2008), le phytoplancton est représenté essentiellement par les principales classes suivantes :

- Les *Bacillariophycées* (ou *Diatomées*) ont un exosquelette composé de pectine et de silicium appelé frustule. Pour lutter contre la sédimentation, les cellules sont souvent munies d'extensions qui leur permettent d'accroître leur surface, augmentant ainsi leur flottaison. De plus, la formation de colonies peut contribuer à la diminution de la vitesse de sédimentation, notamment pour des espèces formant des chaînes spiralées (Peperzak *et al.*, 2003) ;

- Les *Dinophycées* ou *Dinoflagellés* sont composés d'une paroi, qui peut être nue ou recouverte de plaques cellulosiques. La majorité des espèces possèdent 2 flagelles, qui leur permettent de se maintenir dans la couche supérieure de la colonne d'eau ;
- Les *Coccolithophoridées*, qui forment une classe composée d'individus qui ont la particularité d'être ornements par une structure complexe d'éléments calcaires appelés coccolites. La forme sphérique adoptée par plusieurs espèces ainsi que la présence de flagelles constituent leur stratégie de flottaison.

#### **I.3.4. Le phytoplancton dans le cycle du carbone**

La concentration de CO<sub>2</sub> dans l'atmosphère et celle dans les océans sont en équilibre. Lors de la photosynthèse, le phytoplancton produit une diminution de la concentration de CO<sub>2</sub> dans les eaux océaniques et libère de l'oxygène. Cette diminution a pour conséquence de permettre aux océans l'absorption de CO<sub>2</sub> additionnel provenant de l'atmosphère. De plus, lors de la mort du phytoplancton, ces organismes tombent vers le fond des océans et sont recouverts par d'autres organismes morts ainsi que des sédiments. En piégeant le carbone de cette manière, les océans jouent le rôle d'un important puits. (Jaquet et *al.*, 1999). La biologie est intimement liée aux processus physiques de la circulation océanique. En effet, la photosynthèse dépend de la disponibilité en lumière mais aussi de celle en nutriments et en CO<sub>2</sub>. Ce sont les phénomènes d'advection et de diffusion qui fournissent, en grande partie, ces matières premières.

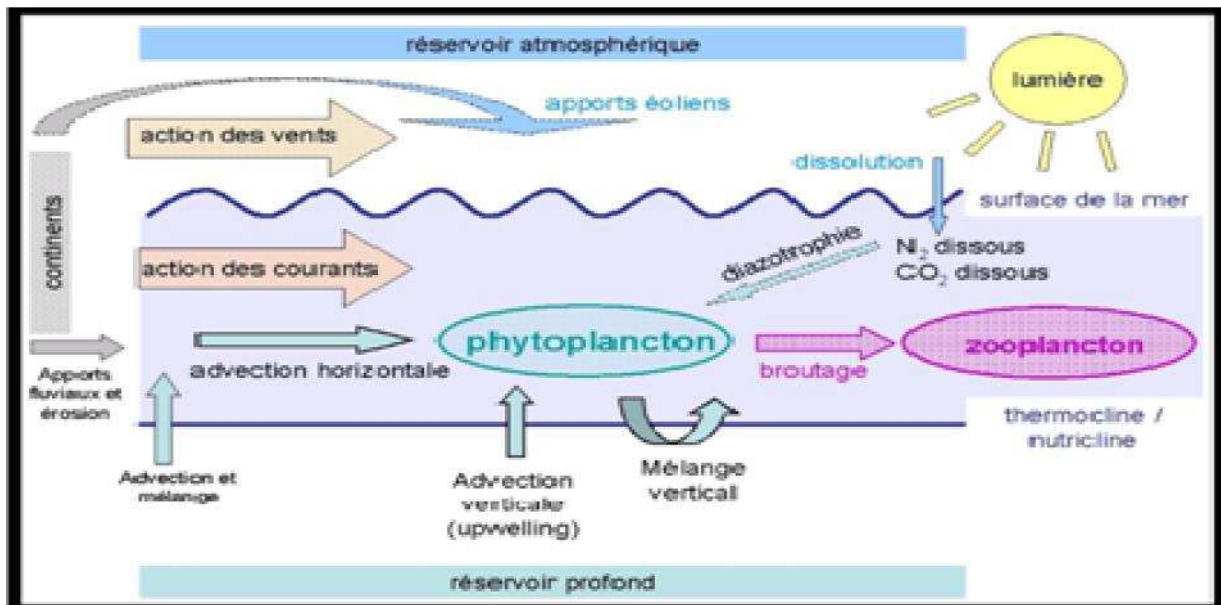
#### **I.3.5. Le phytoplancton dans la chaîne alimentaire**

Le phytoplancton représente le premier maillon de la chaîne alimentaire dans les océans (Figure 1). Cela signifie qu'il est brouté par le zooplancton herbivore, lui-même brouté par le zooplancton carnivore, et ainsi de suite jusqu'aux échelons trophiques supérieurs.

Le contrôle de la biomasse phytoplanctonique s'effectue donc à deux niveaux :

- *Contrôle en amont* : disponibilité des éléments indispensables à la croissance du phytoplancton à savoir lumière, CO<sub>2</sub>, et les nutriments.
- *Contrôle en aval* (par le niveau trophique supérieur) : broutage par le zooplancton.

Dans la couche euphotique, le CO<sub>2</sub> est toujours présent à cause de la proximité de la surface, où les échanges entre le CO<sub>2</sub> océanique dissous et CO<sub>2</sub> atmosphérique s'effectuent librement. (Pourriot, 1995)



**Figure 1** : Schéma récapitulant les différents contrôles exercés sur le phytoplancton, en amont (flèches dirigées vers le phytoplancton) et en aval (flèche de brouillage) (Messié, 2006).

### I.3.6. Dynamique spatiale et temporelle d'un bloom

Dans les écosystèmes océaniques hauturiers, généralement oligotrophes, les efflorescences phytoplanctoniques sont observées au printemps, lorsque les conditions sont favorables à la formation d'une couche de mélange qui permet au phytoplancton de se maintenir dans les eaux de surface, riches en nutriments et où la disponibilité en énergie lumineuse est importante. Ce bloom printanier épuise le milieu en sels nutritifs et entraîne une chute de la biomasse phytoplanctonique. (Raimbault *et al.*, 1988)

Cependant, en milieu côtier, les apports terrigènes permettent le maintien de concentrations élevées en sels nutritifs dans le milieu et plusieurs blooms successifs peuvent être observés. La dynamique du phytoplancton est ainsi plus complexe en domaine côtier.

En Méditerranée, la succession saisonnière phytoplanctonique s'articule en trois stades (Margalef, 1958):

- **Stade 1** : A la fin de l'hiver, la colonne d'eau se mélange du fait du refroidissement de l'eau de surface qui devient alors plus dense que celle du fond, permettant la remise à disposition des nutriments dans la couche de surface. Un développement phytoplanctonique important a lieu, avec un pic principal de densité en février et des pics secondaires en novembre-décembre et mars-avril. Les espèces de petite taille (rapport surface/volume  $\sim 1$ ) capables de se multiplier rapidement sont favorisées. Les Bacillariophycées prédominent ce stade. Les espèces présentes

appartiennent aux genres *Chaetoceros*, *Thalassiothrix*, *Thalassionema* et *Asterionella*. La diversité est globalement faible ;

- **Stade 2** : Il est caractérisé par la présence de Bacillariophycées de tailles plus importantes (rapport surface/volume  $\sim 0,5$ ) et l'apparition en proportions non négligeables de Dinophycées. Les taux de croissance ainsi que les densités de populations sont plus faibles qu'au stade 1. La diversité atteint généralement son maximum à ce stade ;
- **Stade 3** : La masse d'eau devient pauvre en nutriments. Les Dinoflagellés augmentent, favorisés par leur taux de croissance faible et leur capacité à se diriger dans la masse d'eau grâce à leurs flagelles. De plus, certaines Dinophycées sont capables d'hétérotrophie, ce qui leur permet de survivre lorsque les nutriments deviennent vraiment insuffisants. Ce troisième stade a notamment lieu l'été, lors de la stratification de la masse d'eau. Les genres *Ceratium*, *Peridinium*, *Dinophysis*, *Gymnodinium*, *Gonyaulax* et *Prorocentrum* sont prépondérants lors de ce troisième stade. La diversité est inférieure à celle du stade 2 mais reste néanmoins supérieure à celle du stade 1. Même, si globalement cette évolution saisonnière se retrouve dans l'ensemble de la Méditerranée, à savoir une floraison printanière et une floraison automnale, des nuances apparaissent selon les sites d'étude (Tableau 1).

**Tableau 1** : Quelques exemples de successions saisonnières en Méditerranée (d'après Rossi, 2008), avec le travail de Boudjenah, 2012.

Auteurs	Sites étudiés	Mois de densité maximale	Groupes taxonomiques ou espèces dominantes
<b>Jacques (1968)</b>	Banyuls-sur-Mer	• Février	• <i>Skeletonema costatum</i> , Cryptophycées
		• Avril – Mai	• <i>Chaetoceros</i> spp., <i>Nitzschia</i> spp., <i>Rhizolenia delicatula</i>
		• Automne	• Diatomées
<b>Travers (1971)</b>	Golfe de Marseille	• Février	• <i>Skeletonema costatum</i> , <i>Chaetoceros</i> spp., <i>Rhizosolenia stolterfothii</i>
		• Mars-Mai	• <i>S. costatum</i> , <i>C. curvisetus</i> , <i>Lauderia annulata</i>
		• Automne	• <i>S. costatum</i> , <i>Leptocylindrus danicus</i> ,

			<i>Thalassionema nitzschioides</i> , <i>Thalassiothrix frauenfeldi</i>
<b>Carrada et al. (1980)</b>	Golfe de Naples	• Mai-Juin	• <i>Cylindrotheca closterium</i> , <i>Chaetoceros compressus</i> , <i>Nitzschia longissima</i>
		• Octobre	• Dinoflagellés, <i>Emiliana huxleyi</i>
		• Hiver	• <i>E. huxleyi</i>
<b>Bernardi - Aubry et al. (2004)</b>	Nord-Ouest de la mer Adriatique	• Février	• <i>Skeletonema costatum</i>
		• Mars-Mai	• <i>Pseudonitzschia delicatissima</i> , <i>Thalassiosira</i> spp., <i>Chaetoceros socialis</i> , <i>Chaetoceros</i> sp.
		• Automne	• <i>Asterionellopsis glacialis</i> , <i>Leptocylindrus danicus</i> , <i>Lioloma pacificum</i>
<b>Jamet et al. (2005)</b>	Petite Rade de Toulon Baie du Niel (Est de Toulon)	• Février	• <i>Cyclotella</i> spp., <i>Cylindrotheca closterium</i> , <i>Navicula</i> spp., <i>Coscinodiscus</i> spp.
		• Avril-Mai	• <i>Alexandrium</i> spp., <i>Prorocentrum arcuatum</i> , <i>Ceratium furca</i> , <i>Dinophysis acuminata</i>
		• Février-Avril	• <i>Cyclotella</i> spp., <i>Navicula</i> spp., <i>Licmophora gracilis</i> , <i>Coscinodiscus</i> spp.
		• Juin	• <i>Prorocentrum compressum</i> , <i>Gymnodinium</i> spp
		• Automne	• <i>Navicula</i> spp., <i>Coscinodiscus</i> spp., <i>Chaetoceros</i> spp., <i>Cylindrothecaclosterium</i> , <i>Cyclotella</i> spp.
<b>Boudjenah (2012)</b>	Baie de Bou-Ismaïl (Le Vivier et les trois suisses) et Stidia Mostaganem	• Mars	• <i>Chaetoceros hyalochaete affinis</i> , <i>Chaetoceros affinis</i>
		• Avril	• <i>Rhizosolenia styliformis</i>
		• Mai	• <i>Ostreopsis</i> sp, <i>Coscinodiscus</i> sp
		• Juin	• <i>Navicula</i>
		• Juillet	• <i>Navicula</i>
		• Août	• <i>Navicula membranacea</i>

#### **I.4. Les sels nutritifs dans l'océan**

Les sels nutritifs sont des éléments chimiques indispensables à la synthèse autotrophes de la matière organique. Ces sels représentent l'ensemble de l'azote (15%), du phosphore (3%) et du silicium pour les organismes siliceux (In Mansouri et Djeridi, 2012). Le Phytoplancton a besoin de ces sels nutritifs qu'il trouve dans le milieu marin pour sa croissance, son développement et la formation de son squelette. Les faibles concentrations de sels nutritifs dans le milieu marin, minimisent la photosynthèse tandis que les excès provoquent une eutrophisation du milieu, qui se traduit par une importante croissance de certaines espèces phytoplanctoniques (In Mansouri et Djeridi, 2012).

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

Ce sont en outre des traceurs chimiques non conservatifs constituant un outil capital pour la caractérisation et la compréhension de certains phénomènes océaniques : production primaire marine, cycles biogéochimiques de certains éléments chimiques et autres, notamment, en Méditerranée (Béthoux et al. 1998).

Le silicium est un élément nutritif puisqu'il est utilisé par certaines espèces planctoniques (Diatomées, radiolaires,...) pour l'élaboration de leur squelette siliceux (Aminot et Chaussepied, 1983).

#### **I.5. Les rapports élémentaires, dits de Redfield**

L'assimilation des composants nutritifs et leur régénération à partir du matériel biogénique se font dans des proportions bien déterminées qu'on a appelé rapports biogéochimiques de Redfield. Après plusieurs travaux, Redfield et al. (1963) ont donné les rapports suivants par l'analyse de la composition chimique de la matière organique:

$$P/N/C/-O_2 = 1/16/106/138$$

Néanmoins, ce rapport varie avec les saisons et selon les régions et décroît avec la profondeur (Minster et Boulahdid, 1987).

Les rapports des éléments nutritifs dans le plancton et dans l'eau de mer et leurs changements peuvent être utilisés pour l'identification des particularités concernant la dynamique et le fonctionnement de l'écosystème et pour la modélisation des processus biogéochimiques (Béthoux et al, 2001).

*Zone d'étude*

---

## **II.1. La Baie de Bou-Ismaïl**

### **II.1.1. Présentation du site d'étude**

Notre site d'étude correspond à la baie de Bou-Ismaïl, qui est limité à l'est par le promontoire de Ras-Acrata et à l'ouest par le cap du Mont Chenoua (Figure 2). La baie couvre une superficie de 350 km avec une ouverture de 40 km orientée du Sud-ouest au Nord-est, soit  $2^{\circ} 54$  Est et  $36^{\circ} 48$  Nord à  $2^{\circ} 24$  Est et  $36^{\circ} 38$  Nord.

Son plateau continental est très étroit avec une surface de 509km et une largeur de 55km.

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.

Ajoutant à cela les rejets d'eaux usées véhiculées par les oueds qui traversent les centres urbains et qui se déversent en mer, drainant les eaux de ruissellement des terres agricoles, des effluents urbains et industriels; à cela s'ajoute la pollution due à l'activité de la pêche. (LEM, 1998).

### **II.1.2. Réseau hydrographique et apports terrigènes**

Trois oueds à régime irrégulier, avec un apport des particules dissoutes ou particulaires très importantes d'origine terrigènes, débouchent dans la baie de Bou-Ismaïl, qui sont par ordre d'importance : oued Mazafran, oued Nador et oued Beni-Messous (Figure 2).

#### **II.1.2.1. Oued Mazafran**

Possède un bassin versant de 1850 km<sup>2</sup>. Son débit moyen est d'environ 7,566 m<sup>3</sup>/s. (A.N.R.H, 2003). Ces apports dépendent étroitement du régime hydrologique de l'oued.

#### **II.1.2.2. Oued Nador**

Présente un bassin versant d'une superficie de 200 à 300 Km<sup>2</sup>. Son débit liquide est de 28 millions m<sup>3</sup>/an. (A.N.R.H, 2003). Il regroupe trois oueds (Bou-Yersen, Bou-Ardoun et Meurad) qui jouent un rôle important dans les apports en eaux usées et sédimentation.

#### **II.1.2.3. Oued Beni-Messous**

Est situé entre El-Djamila et « club des pins » à 18 Km à l'ouest d'Alger. Son débit est faible par rapport au débit des oueds précédemment cités et estimé à 0,245 m<sup>3</sup>/s (A.N.R.H, 2003).

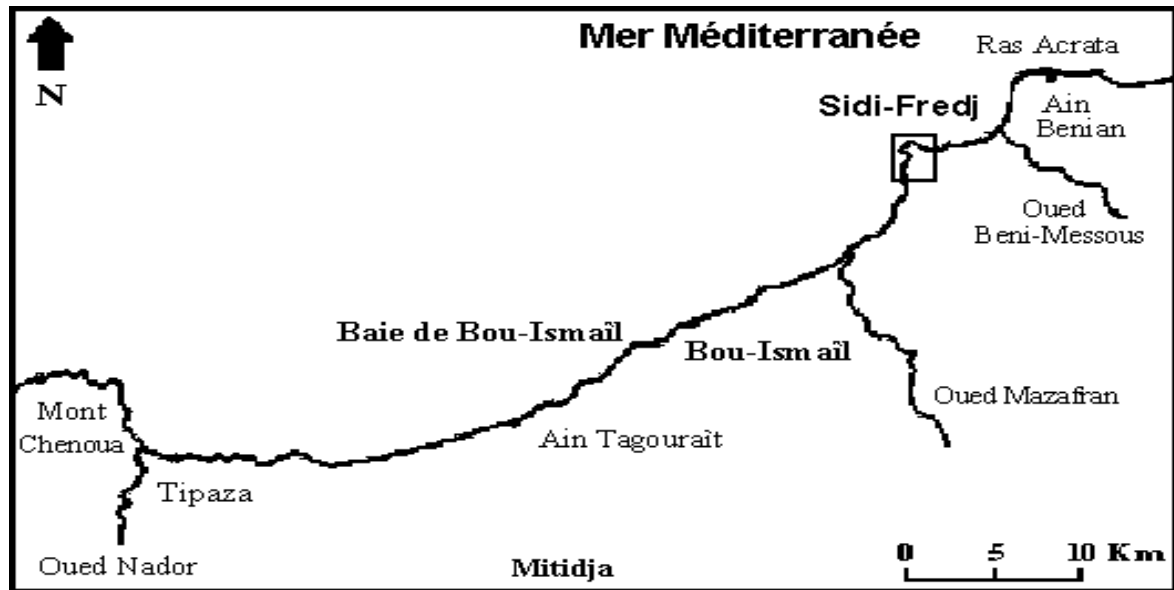


Figure 2 : Réseau hydrographique de la baie de Bou-Ismaïl, (LEM, 1998)

### II.1.3. Facteurs hydrographiques

#### ✓ Houles

##### ○ Les houles hivernales

Sont de direction Ouest et Nord-Ouest. Elles engendrent des courants de retour dès leurs arrivées perpendiculairement à la côte, ces courants entraînent le transport du sédiment fin.

##### ○ Les houles estivales

Sont de direction Nord-est, et entraînent une dérive littorale de l'Est vers le Sud-ouest, dès leurs arrivées tangentielllement à la côte, (In Haddouche ; 2003).

### II.1.4. Choix et localisation des stations

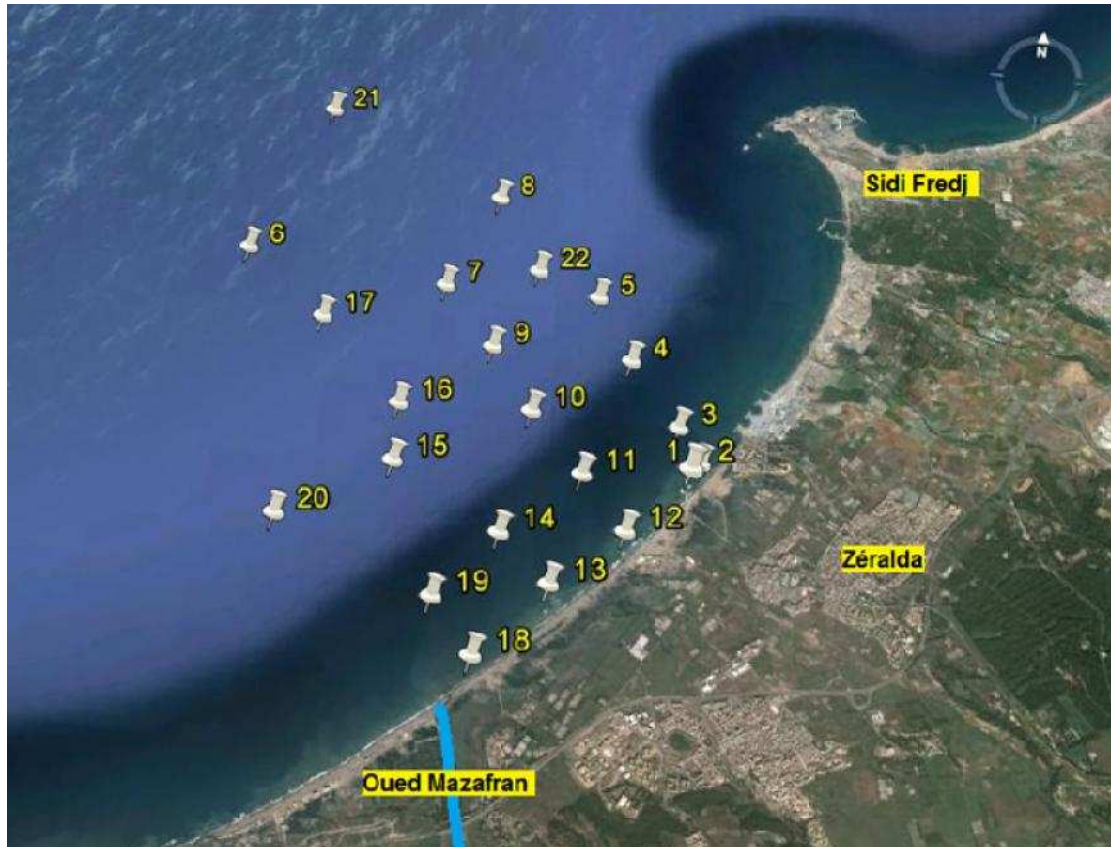
Dans le but d'avoir une variété de mesures et une vue sur les paramètres physico-chimiques et les populations phytoplanctoniques on a choisi des stations côtières sur des fonds allant de 3 à 66 m autour de Oued Mazafran (pour cerner les plus importants apports côtiers dans cette zone et leurs influences sur le milieu et sur la diversité du phytoplancton), pour cela nous avons réalisé plusieurs prélèvements profil avec plusieurs niveau sur 22 stations pour l'oxygène dissous, le pH, les sels nutritifs, les MES et la chlorophylle ainsi que pour l'alcalinité qui fait l'objet d'une autre étude. Le phytoplancton a été échantillonné sur 12 stations (Figure 3).

Les sorties ont été effectuées le 19, 21, 27 avril et le 10 mai 2013 dans des conditions difficiles. Nous étions limités par le temps ainsi que par la capacité du bateau « AURES » qui est très petit et aussi par le mauvais temps.

L'analyse de l'oxygène dissous et de pH ainsi que la filtration pour les MES et la chlorophylle sont faites juste après chaque sortie.

#### ❖ Conditions météorologiques

- Le premier jour 19/04/2013 de 11h à 14h 30 sur « AURES ».
  - Mer calme jusqu'à 13h.
  - Brouillard, temps ensoleillé après midi.
  - Dernière station le vent s'est levé.
- Le deuxième jour 21/04/2013 de 11h à 13h sur « AURES »
  - Mer agitée
  - Beaucoup de houle
  - Soleil
  - Vent : Nord-est
- Le troisième jour 27/04/2013 de 9h :30 à 14h :30
  - Mer agitée la matinée et calme l'après midi
  - Vent d'ouest
  - Houle jusqu'à 13h
- Le quatrième jour 10/05/2013 de 9h :30 à 14h :30
  - Mer calme
  - Temps ensoleillé



**Figure 3 :** Localisation des stations de prélèvement dans la Baie de Bou-Ismaïl (google earth 2012)

Le tableau 2 décrit les Coordonnées géographiques des stations réalisées et les profondeurs de prélèvements pour présenter la stratégie d'échantillonnage lors de la campagne en mer.

**Tableau 1 :** Coordonnées géographiques des stations réalisées dans la baie de Bou-Ismaïl, les réplicas et les prélèvements effectués pour le phytoplancton avec le numéro des échantillons.

N° Station	Latitude	Longitude	Profondeur maximale (m)	Profondeur de prélèvement (m)	Réplicas	Prélèvements pour le phytoplancton
1	36° 43,204'N	2° 49,660'E	1	0,5		/
2	36° 43,155'N	2° 49,595'E	3	1		/
3	36° 43,410'N	2° 49,530'E	6	1		/
				5		/
4	36° 43,804'N	2° 49,230'E	15	1		/
				6		/
				14	oxygène	/
	36° 44,206'N	2° 49,011'E	23	1		/

5				6		/
				12		/
				22	oxygène	Filet
6	36° 44,357'N	2° 47,604'E	30	1		Bouteille - 139
				26		/
22	36° 44,357'N	2° 48,604'E	30	2		/
				6		/
				15		/
				26		/
7	36° 44,205'N	2° 47,978'E	37	2		/
				10		/
				20		/
				35	oxygène	/
8	36° 44,861'N	2° 48,309'E	46	2		Bouteille - 118
				10		/
				20		/
				40	oxygène	/
9	36° 43,820'N	2° 48,319'E	38	2		Bouteille- 126
				10		/
				34		/
10	36° 43,435'N	2° 48,592'E	27	2		Bouteille – 137
				6		/
				15	oxygène	/
				25	oxygène	/
11	36° 43,082'N	2° 48,923'E	14	2		/
				6		/
				12		/
12	36° 42,828'N	2° 49,191'E	5	2		Bouteille – 140
13	36° 42,451'N	2° 48,739'E	3	2		/
14	36° 42,707'N	2° 48,476'E	4	2		Bouteille – 128
15	36° 43,063'N	2° 48,108'E	18	2		Bouteille – 141
				6		/
				15		/
16	36° 43,411'N	2° 47,740'E	29	2		Bouteille – 114
				10		/
				27		/

17	36° 43.925'N	2° 47.176'E	41	1		/
				3	oxygène	/
				5		Bouteille – 124
				10		/
				20		Filet
				30		/
				37		/
18	36° 42.044'N	2° 48.305'E	3,5	1,5		/
19	36° 42.328'N	2° 48.048'E	7	1		Bouteille – 201
				3		/
				6		/
20	36° 42.699'N	2° 47.651'E	18	1		Bouteille – 119
				5		/
				15		/
21	36° 45.447'N	2° 47.046'E	66	1		Bouteille – 121
				3		/
				5	chlorophylle a	/
				10	chlorophylle a	/
				20		/
				30		/
				40		/
				50	oxygène	/
60		/				

# *Matériels et Méthodes*

---

### III.1. Prélèvement d'eau

Les prélèvements ont été effectués sur 22 stations (figure 3), choisies selon l'importance des apports terrigènes et l'impact des rejets véhiculés par l'oued Mazafran, réparties sur 4 radiales, allant de la côte vers le large autour de l'oued.

Les prélèvements sont effectués à l'aide d'une bouteille de prélèvement, Niskin de 5l. L'échantillonnage et les flacons utilisés sont spécifiques pour chacun des paramètres à analyser (Annexe 1). Il est important de rincer chaque type de flacon avec l'eau à prélever avant l'échantillonnage.

### III.2. Mesure des paramètres physico-chimiques

#### III.2.1. Température

La température joue un rôle important dans la solubilité des sels et surtout des gaz, dans la détermination du pH pour la connaissance de l'origine de l'eau des mélanges éventuels et dans la définition des zones biogéographiques.

Sa mesure est nécessaire à la détermination de la stratification verticale, la valeur de saturation des gaz dissous et la circulation océanique (Aminot & Kérouel, 2004).

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

Les mesures de la température sont faites juste après l'échantillonnage pour l'O<sub>2</sub>, l'AT et le pH avec un conductimètre de terrain de 0,1°C de précision (pour les trois 1<sup>ères</sup> sorties) et un thermomètre de terrain de 0,1°C de précision (pour la 4<sup>ème</sup> sortie). Ces derniers sont munis d'une électrode qui est plongée directement dans la Niskin.

#### III.2.2. Salinité

La salinité est importante dans le milieu marin, par son influence sur la densité de l'eau de mer, elle permet de connaître la circulation océanique, d'identifier les masses d'eaux d'origines différentes et de suivre leurs mélanges au large comme à la côte ou dans les estuaires.

La salinité est une propriété de l'eau de mer qui est fondamentale à l'étude du milieu marin, (Aminot & Kérouel, 2004).

Les mesures de conductivité sont réalisées au même temps que la température avec un conductimètre de terrain d'une précision de 0,1 unité de salinité, ce dernier est muni d'une électrode qu'on plonge dans la Niskin. Les valeurs de salinité affichées sont ensuite corrigées par rapport à une gamme étalon de différentes salinités (33, 34, 35,

36g/kg d'eau) que nous avons préparés avec du NaCl et de l'eau distillée (voir préparation des étalons annexe 2).

Avant chaque sortie en mer, on mesure la salinité des étalons et on trace une courbe étalon des salinités vraies des étalons en fonction des salinités mesurées de ces étalons (pour chaque sortie une courbe étalon) (Annexe 2), et c'est à partir de l'équation de la courbe correspondantes à chaque sortie qu'on corrige nos mesures. La mesure de la salinité des échantillons et des étalons doit être faite en utilisant le même conductimètre.

### III.2.3. Oxygène dissous

L'oxygène dissous est un paramètre utilisé pour mesurer la qualité du milieu marin. Sa concentration est liée aux paramètres physico-chimiques et à l'activité biologique et elle est très importante pour la vie dans le milieu aquatique. Les teneurs en oxygène dissous dans l'eau de mer sont influencées par des facteurs physiques (température, salinité), mécaniques (vent, brassage) et biologique (photosynthèse, respiration, dégradation de la matière organique).

#### III.2.3.1. Principe de la méthode

L'analyse des échantillons est effectuée par une méthode potentiométrique avec utilisation d'un titrateur Métrohm (Schott TitroLine à burette automatique). (Figure 4)



**Figure 4 :** Titrateur automatique pH/Redox pour O<sub>2</sub>

La méthode utilisée pour la mesure de l'oxygène dissous est celle proposée par Winkler (1888) standardisé pour le service d'observation en milieu littoral (SOMLIT) (Passafiume et Oriol, 2010), version 2012.

Cette méthode exploite la capacité d'un sel de manganèse à réagir en milieu fortement basique avec l'oxygène dissous de l'échantillon. En abaissant le pH de cette réaction,

les ions iodure préalablement ajoutées dans le réactif, vont produire de l'iode. Ce dernier composé est dosé par une solution étalonnée de thiosulfate.

Les réactions d'oxydo-réduction sont données dans l'annexe 3.

Il faut deux moles de thiosulfate pour doser une mole d'iode elle-même libérée par ½ mole d'oxygène.

Donc  4 moles de thiosulfate pour une mole d'oxygène.

### III.2.3.2. Prélèvement

L'échantillonnage pour l'analyse de l'oxygène dissous doit être effectué dès la remontée de la Niskin et avant tout autre prélèvement afin d'éviter tout contact avec l'air, il est important de remplir le flacon à partir du fond à l'aide d'un tuyau en silicone adaptés au robinet de la Niskin sans provoquer de turbulence et de laisser déborder 1,5 fois le volume du flacon. Après on ajoute immédiatement les chlorures de manganèse (R<sub>1</sub>) puis l'Iodure de sodium (R<sub>2</sub>) (3ml de chacun) (voir préparation réactif annexe 3) en plaçant l'embout de la seringue de réactif sous la surface de l'échantillon afin de ne pas introduire des bulles d'air. Ensuite on mélange par plusieurs retournements le flacon après l'avoir fermé pour emprisonner tout l'oxygène présent dans l'échantillon.

### III.2.3.3. Mode de dosage

En arrivant au laboratoire et après avoir bien sécher le col du flacon d'échantillonnage, on ouvre délicatement le bouchon et on ajoute sous la surface de l'échantillon de l'acide sulfurique (R<sub>3</sub>) (5ml), on agite et on verse le tout dans un bécher dont on a déjà inséré un barreau magnétique. Après avoir mis l'agitation en route et immerger l'électrode et le distributeur de titrant on titre avec du thiosulfate en s'arrêtant exactement au point d'équivalence, soit V<sub>e</sub> le volume de thiosulfate consommé par l'échantillon.

La détermination du titre de thiosulfate et de blanc chimique, le calcul des concentrations de l'oxygène dissous, le calcul d'erreur et le résultat des mesures sur les répliques sont présentés dans l'annexe 3.

### III.2.3.4. Calcul de l'UAO (Utilisation Apparente en Oxygène)

Le calcul de l'UAO est donné par l'équation suivante :

$$UAO(\mu\text{mol/l}) = [O_2]^* - [O_2] \text{ ..... (1)}$$

Où :

- [O<sub>2</sub>] : concentration de l'oxygène mesuré dans l'eau de mer en μmol/kg

- $[O_2]^*$  : l'oxygène à saturation en  $\mu\text{mol/kg}$ , calculé en fonction de la température en degré kelvin et de la salinité, à partir du polynôme de Weiss (1970), In Bendaas et Mebarki, 2009. (Annexe 3)

#### **III.2.4. pH (potentiel Hydrogène)**

Le pH est un paramètre important dans l'étude des milieux aquatiques (In Khattabi, 2002). Il est par définition, une mesure de l'activité des ions  $H^+$  contenus dans une solution aqueuse:  $pH = -\log_{10} [H^+]$  (Henery et Beaudry, 1992).

L'eau de mer est faiblement alcaline (neutre vers l'alcalinité), son pH moyen est de 8,2 avec des variations entre 7 et 8,4, il est principalement fixé par la présence des carbonates (Aminot et Chaussepied, 1983).

##### **III.2.4.1. Echantillonnage**

L'échantillonnage pour l'analyse de pH est effectué juste après celui de l' $O_2$  et d'AT. On ajoute à l'aide d'une micropipette 100  $\mu\text{l}$  de solution de chlorure de mercure saturée ( $HgCl$ ) pour fixer l'échantillon. Les flacons sont ensuite mis au frais (dans une glacière).

En pratique une mesure de pH est une mesure de différence de potentiel. Lorsqu'une électrode de pH est étalonnée avec les solutions standards, la différence de potentiel de jonction entre les étalons NBS (faible force ionique) et l'eau de mer (forte force ionique) introduit une erreur systématique sur le pH ce qui nous oblige à utiliser des étalons secondaires à force ionique identique à celle des échantillons pour améliorer la précision et la reproductibilité des mesures de pH en eau de mer.

##### **III.2.4.2. Etalonnage de pH-mètre**

L'étalonnage de pH-mètre se fait avant chaque série de dosage en deux étapes, un étalonnage par des tampons à  $pH=4$  et  $pH=7$ . Ensuite on plonge immédiatement l'électrode dans le TRIS et on note la valeur mesurée de pH, la température ainsi que la différence de potentiel pour la correction des valeurs de pH des échantillons. Il est nécessaire que le tampon TRIS et les échantillons soient à la même température (la température doit rester constante pendant les mesures pour que la loi de Nernst soit respectée et que la pente soit constante). Pour cela, nous avons mis tous nos échantillons et le Tris dans un bain thermostaté. (Figure 5)



**Figure 5 :** Flacon d'échantillonnage dans le bain thermostaté



**Figure 6 :** pH-mètre (WTW)

### III.2.4.3. Préparation des tampons (Annexe 4)

Le tampon utilisé est le TRIS, il est préparé à base d'eau de mer artificielle avec une salinité de 35 g/kg décrit par Dickson (1994). (Annexe 4)

Le pH de ce tampon est en fonction de la température et de la salinité du tampon.

Ce pH est calculé par la formule proposée par Dickson (1994) :

$$pH_s = \frac{11997 + 3,7669 * S + 0,00178 * S^2}{T} - 381,3088 - 0,0116345 * S + 67,63163 \ln T - 0,121538 * T - \log(1 - 0,00106 * S) \dots\dots\dots(2)$$

Où :

- **pH<sub>s</sub>** : pH<sub>calculé</sub> du TRIS préparé ;
- **S** : salinité en g/kg du tampon ;
- **T** : température en degré kelvin du tris au moment de la mesure;

### III.2.4.4. Mesure des valeurs de pH

La mesure de pH est réalisée avec un pH-mètre (WTW) d'une précision de 10<sup>-3</sup> unité de pH qui est muni d'une électrode en verre combinée et d'une sonde de température intégrée. (Figure 6)

Les mesures sont faites directement en plongeant l'électrode dans les échantillons prélevés en agitant de temps en temps. Parfois, il faut attendre quelque minute pour la stabilisation du pH. Il est important de noter la température de l'échantillon au moment de la mesure. La précision du thermomètre est de (±0,1°C). La différence de potentiel est aussi notée. Entre deux mesures de pH sur l'eau de mer, il est recommandé de ne pas rincer l'électrode avec de l'eau distillée.

Le pH des échantillons est corrigé à partir de la DDP mesuré dans le Tris et l'échantillon et la température de mesure (Dickson, 1994) comme suit :

$$pH_x = pH_s + \frac{E_s - E_x}{K} \quad (3)$$

Où :

- **pH<sub>x</sub>** : pH corrigé de l'échantillon.
- **pH<sub>s</sub>** : pH du tampon TRIS calculée à la température de mesure (équation 9).
- **E<sub>x</sub>** : différence de potentiel mesuré dans la solution x.
- **E<sub>s</sub>** : différence de potentiel mesuré dans la solution Standard tris.
- **K** :  $2,3026RT/F$  avec :
  - **R** : constante thermodynamique (8,3143 J. /k.mol).
  - **T** : température en Kalvin ( $t^{\circ}C + 273,15$ ). Avec (t) température à la quelle est faite la mesure de pH.
  - **F** : valeur de Faraday (96487 C/mol). A 20°C, K= 58,17, à 25°C, K= 59,16

### III.2.5. Matière en suspension (MES) et matière organique particulaire (MOP)

Les matières en suspension dans l'eau de mer sont de dimensions très variables. Elles comportent tous les composés ayant un diamètre supérieur à 0.45 µm et elles peuvent être un indice de pollution. Elles sont transportées au sein de la masse d'eau qu'elle soit douce, marine ou résiduaire. (Aminot & Chaussepied, 1983).

Les facteurs physiques, biologiques et chimiques contrôlent l'activité biologique des espèces trophiques primaires de l'environnement marin.

Les nutriments sont assimilés par le phytoplancton, pendant la photosynthèse, et produisent la matière organique considérée comme une source d'énergie et de nutriments pour les microorganismes, elle correspond à la fraction endogène qui est facilement dégradée. Reste la fraction exogène formée par les débris des animaux et des végétaux possède une certaine résistance à la dégradation bactérienne. La matière organique exogène au milieu apportée par les eaux usées est particulièrement source de pollution.

Cette fraction est nécessaire au fonctionnement des cycles biogéochimiques par la régénération des sels nutritifs (Lacaze, 1980; Aminot et Kérouel, 2004).

Le mode opératoire et l'expression des résultats sont représentés en annexe 5.

### III.2.6. Chlorophylle a

La chlorophylle est un composé chimique indispensable à la photosynthèse. Sa présence dans tous les organismes végétaux, associée à l'énergie solaire, leur permettent de synthétiser leur propre matière organique carbonée à partir du carbone minéral. Dans les milieux aquatiques, les algues possèdent une diversité de pigments dont les plus importants sont les chlorophylles *a, b, c1, c2* et *d*. La chlorophylle *a* est le pigment photosynthétique principal du phytoplancton qui est considéré comme étant un bon indicateur de la santé de l'océan et de son niveau de productivité et de la biomasse phytoplanctonique (Aminot & Chaussepied, 1983).

La concentration de chlorophylle est utilisée pour l'estimation de la production primaire (Eppley & Peterson, 1979).

La chlorophylle *a* est très sensible à la dégradation, pour cela on a essayé au maximum de réaliser toutes les étapes à l'abri de la lumière et de la chaleur.

La méthode utilisée pour la mesure de la chlorophylle *a* est celle standardisé pour le service d'observation en milieu littoral (SOMLIT) (Passafiume, Oriol et al., 2007) version : protocole OOB chlorophylle *a* 1.11.

#### III.2.6.1. Prélèvement, conditionnement et conservation des échantillons

Les prélèvements d'eau de mer sont réalisés à l'aide de bouteilles Niskin. L'eau est récupérée dans des bouteilles d'un litre et demi mis immédiatement dans une glacière (muni de pains de glace).

#### III.2.6.2. Mode opératoire

En arrivant au laboratoire, une filtration par aspiration sous vide est réalisée avec une rampe de filtration. Des filtres nitrates de cellulose (0,45 $\mu$ m de 'porosité') sont utilisés. Avant de procéder à la filtration et après avoir placé le filtre sur la base de filtration quelques gouttes de la solution saturée de carbonate de magnésium ( $MgCO_3$ ) sont ajoutées sur le filtre. Ce dernier est utilisé à la fois pour améliorer la rétention sur les filtres et pour prévenir toute acidification, avant et pendant l'extraction (source de dégradation de la chlorophylle *a* en phéopigments). La bouteille est homogénéisée par quelques retournements avant de mesurer le volume à filtrer. Le volume filtré doit être mentionné ( $V_{\text{filtré}} = 584,14 \pm 184,53$ ml). Le filtre est ensuite placé dans une boîte à filtre par un numéro. La boîte est recouverte par du papier aluminium et mise au congélateur.

Voir préparation des réactifs et l'extraction en annexe 6.

### III.2.6.3. Préparation de l'appareil et étalonnage

Allumer le fluorimètre 30mn avant de procéder aux mesures, régler la longueur d'onde d'excitation à 446nm et la longueur d'onde d'émission à 665nm.

#### ➤ Mesure du blanc

Le blanc constitué d'acétone à 90% est mesuré avant chaque mesure d'échantillon. Il permet de régler le zéro de l'appareil.

#### ➤ Etalonnage du Fluorimètre

L'étalonnage est réalisé à l'aide d'une série de six standard et un blanc d'acétone à 90% pour tracer une droite d'étalonnage de la chlorophylle a.

L'étalonnage de l'appareil a été réalisé pour la 1<sup>ère</sup> fois, en utilisant de la chlorophylle a de commerce.

### III.2.6.4. Préparation des standards

Les standards sont préparés à partir d'une solution mère de chlorophylle a de concentration de 2µg/l, la concentration de la solution mère est calculée, en mesurant son absorbance dans les UV, suivant la relation suivante :

$$[\text{chlorophylle a}](\text{mg} * \text{l}^{-1}) = \frac{ABS_{664}}{87,67} \text{ (4)}$$

Les concentrations et les absorbances des standards ainsi que les courbes d'étalonnage sont représentés en annexe 5.

### III.2.6.5. Procédés de mesure

Après avoir sorti les tubes du réfrigérateur et après les avoir laissés 5mn à 3000 tours/mn dans une centrifugeuse réfrigérée à +4°C, à retord libre, on a versé le surnageant dans une cuve de mesure de 1cm de diamètre et on a mesuré le  $F_0$  puis on a rajouté 50 µl d'HCl 0,3N et après une minute on a mesuré la fluorescence  $F_A$ .

### III.2.6.6. Calcul de la concentration en chlorophylle a des échantillons

Les concentrations en chlorophylle a et phéophytine sont données par les équations de LORENZEN (1966) :

$$[\text{Chlorophylle a}](\text{mg} * \text{m}^{-3}) = K_x * \left[ \frac{F_0}{F_A} \text{max} \right] * F_A * \left[ \frac{\frac{F_0}{F_A}}{\frac{F_0}{F_A} \text{max} - 1} \right] * \frac{v}{V} \text{ (5)}$$

$$[\text{Phéophytine } a] \left( \frac{mg}{m^3} \right) = K_x * \left[ \frac{F_0}{F_A} \text{max} \right] * F_A * \left[ 1 - \frac{\frac{F_0}{F_A} - 1}{\frac{F_0}{F_A} \text{max} - 1} \right] * \frac{v}{1000 * V} * 0,975 \quad (6)$$

Avec :

- **[Chla]** : Concentration en chlorophylle a ( $\mu\text{g/l}$ ).
- $\frac{F_0}{F_A} \text{max}$  : Rapport d'acidification de la chlorophylle a pour l'appareillage donné.
- $F_0$  : Fluorescence de l'échantillon avant acidification.
- $F_A$  : Fluorescence de l'échantillon après acidification.
- $v$  : Volume de l'extrait acétonique (ml).
- $V$  : Volume de l'eau de mer filtré (l).
- $K_x$  : Constante de calibration du fluorimètre.
- **0,975** : Rapport des poids moléculaires Phéophytine a /chlorophylle a.

Les tests de reproductibilité de la chlorophylle a sont représentés en annexe 6.

### III.3. Sels nutritifs

#### III.3.1. Echantillonnage, filtration et conservation

Les prélèvements d'eau de mer sont réalisés à l'aide de bouteilles Niskin. L'échantillonnage pour les sels nutritifs est réalisé juste après celui de l'oxygène et de pH et après la mesure de la température et de la salinité, pour cela on a utilisé des flacons en plastique (polyéthylène) qu'on a mis immédiatement dans une glacière. Pour éviter toute contamination on a porté des gants.

En arrivant au laboratoire, une filtration par aspiration sous vide est réalisée avec une rampe de filtration. Des filtres Whatman GF/F ( $0,7\mu\text{m}$  de 'porosité') sont utilisés. Les flacons destinés à l'analyse de la silice ont été conservés au réfrigérateur alors que ceux destinés à l'analyse des autres sels sont conservés au congélateur (pour éviter la dilatation des flacons on les a remplis à  $\frac{3}{4}$ ).

#### III.3.2. Principe de dosage

Le dosage des paramètres chimiques (ammonium, nitrites, nitrates, et orthophosphates) a été réalisé par la méthode spectrophotométrique (Aminot et chaussepied, 1983).

Cette méthode est basée sur une réaction de coloration. En effet, les sels réagissent dans certaines conditions (température, pH, présence de catalyseurs, ...) avec des réactifs pour donner une coloration absorbant la lumière à une certaine longueur d'onde (les dosages sont faits manuellement car le Scalar était en panne).

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

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

$$A = D.O = \log \left( \frac{I_0}{I} \right) = \epsilon * l * C \text{ _____} (7)$$

Où :

- **A** : absorbance de la solution ;
- **I<sub>0</sub>** et **I** : sont respectivement l'intensité lumineuse incidente et émergente du milieu absorbant ;
- **ε** : le coefficient d'extinction molaire (varie en fonction de la température et de la longueur d'onde) ;
- **l** : la longueur du milieu traversée exprimée en cm ;
- **C** : concentration de la solution absorbante exprimée en mol/l.
- **D.O** : densité optique de la solution.

La concentration de chaque sel nutritif est calculée en utilisant la pente de la meilleure gamme pour le même sel.

Les réactifs, les solutions étalons, le principe ainsi que les protocoles de dosage pour chaque élément nutritif sont réalisés selon les protocoles décrits par (Aminot et al ; 1983), et sont présentés en (Annexe 7).

### III.3.3. Expression des résultats

#### Pour les nitrates

$$[NO_3^-] (\mu mol/l) = C * \frac{1}{R} - [NO_2^-] * \frac{r}{R} \text{ _____} (8)$$

Où :

- **[NO<sub>3</sub><sup>-</sup>]** : concentration des nitrates (μmol/l);
- **[NO<sub>2</sub><sup>-</sup>]** : Concentration de nitrite par mesure directe sur l'échantillon non passé sur la colonne (μmol/l) ;
- **R** : rendement de réduction des ions nitrates en nitrite ;
- **r** : fraction des ions nitrite non réduits par la colonne ;
- **C** : concentration totale des nitrites après passage de l'échantillon sur la colonne ;

 **Pour les autres sels**

$$[C_{SN}] = \frac{Abs}{a}$$

Où :

- $C_{SN}$  : Concentration de l'échantillon ( $\mu\text{mol/l}$ ).
- $Abs$  : Absorbance de l'échantillon.
- $a$  : Pente de la courbe d'étalonnage.

### III.3.4. Calcul du rendement de la colonne de Cadmium

La détermination du rendement r et R est décrite dans l'annexe 6.

**Tableau 3** : Valeurs des rendements.

	r	R
Rendement	<b>89%</b>	<b>78%</b>

### III.3.5. Calcul d'erreur sur les sels nutritifs

$$\Delta C = [C] * \sqrt{\frac{\Delta A}{\bar{A}} + \frac{\Delta a}{\bar{a}}} \quad \text{----- (9)}$$

Avec :

- $\Delta C$  : Erreur sur la concentration en sel ;
- $[C]$  : Concentration de sel  $[C] = \frac{\bar{A}}{\bar{a}}$  ;
- $\Delta A$  : Erreur sur l'absorbance du sel (Écart type sur 3 réplicas effectués sur l'échantillon considéré) ;
- $\bar{A}$  : Moyenne des absorbance du sel (moyenne des 3 réplicas effectués sur l'échantillon d'eau considéré) ;
- $\Delta a$  : écart type sur les pentes des 3 réplicas de la gamme ;
- $\bar{a}$  : Moyenne des pentes des gammes étalons ;

**Tableau 4** : Erreurs sur les concentrations sur les sels nutritifs

Sel	ammonium	nitrite	nitrate	phosphates	silice
Erreur sur la concentration (%)	<b>0,91</b>	<b>3,56</b>	<b>4,33</b>	<b>1,74</b>	<b>2,63</b>

### III.4. Phytoplancton

#### III.4.1. Prélèvement des échantillons

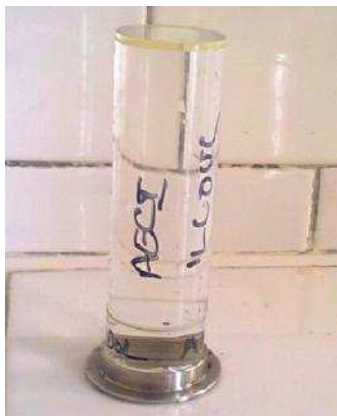
Les récoltes d'eau destinées à l'étude qualitative du phytoplancton ont été faites à l'aide d'un filet à plancton de 50 $\mu$ m de maille et pour l'étude quantitative à l'aide d'une bouteille Niskin. Pour chaque prélèvement, des échantillons de 300 ml ont été prélevés.

#### III.4.2. Fixation et conservation des organismes phytoplanctoniques

La fixation des échantillons a été réalisée immédiatement après leur prélèvement, avec une solution de lugol. Les échantillons sont ensuite transportés au laboratoire où ils sont conservés à l'abri de la lumière, afin d'éviter la décoloration et la détérioration des cellules.

#### III.4.3. Sédimentation des échantillons

Chaque flacon est agité très lentement (environ 50 fois) afin d'homogénéiser l'échantillon et de décoller toutes les cellules adhérant éventuellement aux parois et au fond. 50 ml sont mis à sédimenter dans des chambres de sédimentation combinées (Figure 7), placée sur surface horizontale. Le temps de sédimentation est de 24h.



**Figure 7 :** Chambre de sédimentation

L'étude qualitative et l'étude quantitative sont faites au même temps, ça revient à la non disponibilité du matériel et au manque de temps pour l'échantillonnage au filet (deux prélèvements au filet ont été réalisés durant la période d'étude dans les stations 5 et 17).

#### III.4.4. Identification des espèces phytoplanctoniques

Les identifications ont été faites, avec un microscope inversé Zeiss IM 35 (Figure 8), après sa sédimentation, la détermination des espèces phytoplanctoniques a été réalisée en utilisant les ouvrages suivants : Boni et *al.* (2002), Tregouboff G., Rose M. (1978a), Tregouboff G., Rose M. (1978b), Botes, L., 2003.



**Figure 8 :** Microscope inversé Zeiss IM 35

### **III.4.5. Comptage des cellules phytoplanctoniques**

Le comptage a été effectué au grossissement X40, avec le même microscope sur l'ensemble de la cuve.

### **III.4.6. Méthodes et paramètres d'analyses utilisées**

#### **III.4.6.1. Analyse qualitative**

##### **III.4.6.1.1. Diversité globale**

Selon Magurran (1988), la diversité d'un échantillon ou d'un site à échantillonner peut être étudiée par l'emploi de plusieurs méthodes. Celles-ci peuvent être des méthodes univariées (Richesse spécifique, indice de diversité), des méthodes graphiques (diagramme rangs fréquences...). (In Boudjenah, 2012)

##### **III.4.6.1.1.1. Méthodes univariées**

###### **- Richesse spécifique**

La Richesse spécifique  $S$  est représentée par le nombre total ou moyenne d'espèces recensées par unité de surface.

Cet indice  $S$  peut être utilisé pour analyser la structure taxonomique du peuplement (ex : nombre d'espèces de phytoplancton, etc...).

Il permet également de distinguer :

- des variations spatiales : des secteurs faunistiquement riches et des secteurs plus pauvres ;
- des variations temporelles : des minima et maxima en fonction des saisons et des stations.

Il présente cependant l'inconvénient d'être fortement dépendant de la taille des échantillons (le nombre d'espèces échantillonnées augmentant avec la surface échantillonnée) et du type d'habitat (la richesse spécifique varie en fonction du type de substrat, de la profondeur, de la salinité...).

#### - Indices de diversité

La richesse spécifique ne considérant pas l'abondance relative (Nombre d'individus d'une espèce) des différentes espèces, sa valeur écologique est donc limitée (Travers, 1964). De nombreux indices de diversité sont ainsi proposés et permettent de donner une expression qualitative plus ou moins pertinente de la structure de l'écosystème. Deux indices ont été utilisés : l'indice de Shannon et l'indice de Simpson. Ces deux indices considèrent à la fois l'abondance et la richesse spécifique.

#### 🌈 Indice de Shannon-Wiener (H') et indice d'équitabilité de Pielou (J')

L'indice de Shannon permet d'exprimer la diversité en prenant en compte le nombre d'espèces et l'abondance des individus au sein de chacune de ces espèces. Ainsi, une communauté dominée par une seule espèce aura un coefficient moindre qu'une communauté dont toutes les espèces sont codominantes. (In Boudjenah, 2012)

Il est donné par la formule suivante :

$$\hat{H} = - \sum_{i=1}^{s'} P_i \log P_i \quad (10)$$

Où :

- **P<sub>i</sub>** : abondance proportionnelle ou pourcentage d'importance de l'espèce :  $p_i = n_i/N$ ;
- **S**: nombre total d'espèces;
- **n<sub>i</sub>** : nombre d'individus d'une espèce dans l'échantillon;
- **N** : nombre total d'individus de toutes les espèces dans l'échantillon.

L'indice de Shannon est souvent accompagné par l'indice d'équitabilité de Pielou dont la formule est la suivante :

$$J = \hat{H}/\hat{H}_{max} \quad (11)$$

Avec :

$$- H'_{max} = \log S \text{ (S : nombre total d'espèces).}$$

L'indice d'équitabilité permet de mesurer la répartition des individus au sein des espèces, indépendamment de la richesse spécifique. Sa valeur varie de 0 à 1. Ces deux indices restent dépendants de la taille des échantillons et dépendant du type d'habitat. Leur valeur est relativement basse dans les eaux de transition comme les lagunes, deltas ou estuaires, même lorsqu'ils ne sont pas perturbés. Il reste ainsi, difficile d'en faire un descripteur de l'état d'un milieu, à moins de déterminer au préalable des valeurs seuils pour chaque type d'habitat et pour une surface échantillonnée donnée, ainsi que l'ont proposé Simboura et Zenetos (2002). (In Boudjenah, 2012).

#### ✚ **Indice de Simpson et indice de diversité de Simpson**

Cet indice a été proposé par Simpson (1965) et Pielou (1969). Il mesure la probabilité que deux individus sélectionnés au hasard appartiennent à la même espèce. Pour un échantillon fini, on calcule de la manière suivante :

$$L = \sum [n_i * (n_i - 1)] / [N * (N - 1)] \text{ _____ (12)}$$

Où :

- $N_i$  : nombre d'individus dans l'espèce  $i$  ;
- $N$  : nombre total d'individus.

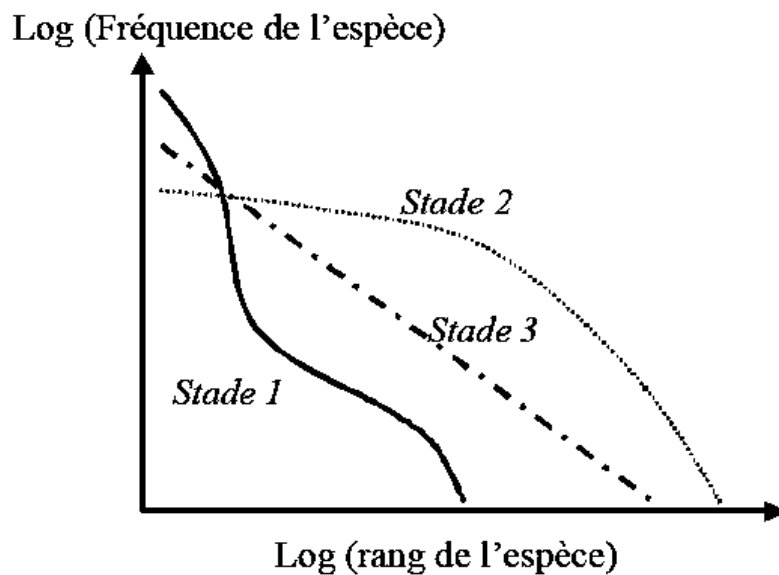
Lorsque la diversité est maximale, sa valeur est 0, lorsque la diversité est minimale la valeur tend vers 1.

#### **III.4.6.1.1.2. Méthodes graphiques**

##### ○ **Diagramme rangs-fréquences et successions écologiques**

Le degré d'organisation de la communauté dans l'écosystème peut être caractérisé par des Diagrammes Rangs-Fréquences (DRF). Ceux-ci permettent de représenter la structure d'un peuplement et d'en distinguer, au cours de son évolution, les différentes phases d'une succession écologique (Frontier, 1969 ; 1976). De tels diagrammes sont obtenus par présentation en coordonnées logarithmiques de la fréquence relative et du rang classé par ordre décroissant de chaque espèce. La fréquence relative est calculée à partir des effectifs spécifiques. Sachant qu'un peuplement peut se trouver à trois stades de maturité (Figure 9) (Frontier, 1976):

- **Stade 1** dit « pionnier » ou « début de succession », faiblement diversifié. La courbe montre une allure concave vers le haut dans sa partie gauche, indiquant une prédominance d'un très petit nombre d'espèces. La courbe subit une inflexion et devient convexe dans sa partie droite ;
- **Stade 2** de début de maturité du système, diversité maximale. La courbe devient entièrement convexe, se rapprochant de la distribution en bâton brisé ;
- **Stade 3** dit « climacique » ou « fin de succession » avec diminution de la diversité. La courbe devient sensiblement rectiligne par augmentation des espèces les plus abondantes du peuplement précédent. On peut observer une flexure vers le bas dans la partie gauche avec la disparition de quelques espèces de derniers rangs. Un peuplement stressé par une pollution ou par un facteur abiotique très contraignant sera au stade 1, rarement au stade 2 alors qu'un peuplement stable sera au stade 3.



**Figure 9** : Schéma montrant les stades de succession écologique, (d'après Frontier, 1976).

#### III.4.6.2. Analyse quantitative

- **Abondance** (Nombre d'individus d'une espèce)

En tant que concept écologique, l'abondance est une composante importante de la diversité (Hurlbert, 1971). La méthode de comptage d'Utermohl (1958) a été utilisée pour le dénombrement des espèces.

# *Résultats et discussion*

---

### IV.1. Distribution et variations des paramètres mesurés

Les données acquises dans la baie de Bou-Ismaïl sont résumées ci-dessous sous forme de valeurs moyennes et extrêmes aux différentes stations et à différentes profondeurs.

**Tableau 6** : tableau récapitulatif des valeurs moyennes et extrêmes de température, salinité, pH, O<sub>2</sub> dissous et de l'UAO étudiés dans les eaux de la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl.

Paramètre	Température (°C)	Salinité	pH	Oxygène (µmol/kg)	UAO (µmol/kg)
Maximum	20,7	36,54	7,885	267,22	83,58
Minimum	15,9	34,11	7,795	147,83	-34,75
Moyenne	17,85	35,84	7,85	219,91	13,28
Ecart type	1,19	0,49	0,02	35,85	34,97

#### IV.1.1. Température

Les valeurs de température obtenues présentent des variations entre surface et fond sur les différentes stations étudiées. Ces valeurs sont comprises entre 15,9°C et 20,7°C avec une moyenne de 17,85 ± 1,19°C.

La couche superficielle, présente de fortes valeurs avec une moyenne de 18,11 ± 1,09°C. Le maximum est de 20,7°C dans les stations 18 et 21. Alors que les températures de la couche d'eau profonde sont faibles avec une moyenne de 17,39 ± 1,74°C.

La distribution de la température en surface (figure 10) est légèrement hétérogène.

Au niveau de la côte, on remarque une augmentation de la température en face de l'oued Mazafran (station 18) qui peut être liée à la rencontre des eaux douces de l'oued avec l'eau de mer dans une zone moins profonde ce qui facilite le réchauffement des eaux sous l'influence des conditions météorologiques. Les températures les plus élevées sont représentées aussi au niveau dans la station 21 (20,7°C). Les températures de ces dernières stations ont été mesurées le dernier jour de sortie (10/05/2013) où le temps n'était pas le même.

La distribution subhorizontale au niveau du fond (figure 11) présente une faible hétérogénéité qui représente des mélanges entre des eaux qui arrivent du large et des eaux continentales.

#### IV.1.2. Salinité

La salinité varie entre 34,11 et 36,54 avec une moyenne de 35,84 ± 0,49. Les valeurs les plus faibles sont rencontrées au niveau de l'embouchure de l'oued Mazafran.

En surface (figure 12), la distribution de la salinité présente une certaine homogénéité sauf dans les stations en face oued Mazafran où ces dernières sont faibles et cela peut être liée à l'intensité du mélange des eaux usées de faible salinité arrivant de l'oued et des eaux de mer salines.

Au niveau du fond (figure 13). Les valeurs de salinités sont faibles par rapport à celle du surface notamment au niveau de la station de large (station 21) où elle est de 34,11.

#### **IV.1.3. Oxygène dissous et utilisation apparente en oxygène (UAO)**

Les résultats révèlent des fluctuations assez importantes concernant l'oxygène dissous. Ces valeurs varient de 147,83  $\mu\text{mol/kg}$  à 267,22 $\mu\text{mol/kg}$ , avec une moyenne de 219,91  $\pm 35,85\text{mol/kg}$ . Ces variations sont probablement dues à la variabilité des facteurs intervenant dans son cycle (photosynthèse, échange air-mer, mélange des masses d'eau, oxydation de la matière organique).

Les concentrations obtenues, sont un peu plus fortes que celles obtenues par Djaoudi et M'zyene (2012) dans la même zone qui sont de 195,91  $\pm 17,92\mu\text{mol/l}$  en moyenne.

La distribution des eaux de surface et celle du fond (figure 14 à figure 17), montre qu'en face de l'oued Mazafran on remarque des eaux pauvres en oxygène avec des valeurs élevées en UAO due à la dégradation de la matière organique apportée par l'oued.

La valeur moyenne de l'UAO pour l'ensemble des stations est égale à 13,28  $\pm 34,97\mu\text{mol/kg}$ . Les eaux sont sous-saturées en oxygène (UAO > 0) en face de l'oued Mazafran qui peut s'expliquer par la dégradation de la matière organique, arrivant de ce dernier, dans cette zone. En s'éloignant de l'embouchure les valeurs de l'UAO deviennent négatives, cela peut être expliqué par la dominance des phénomènes de production d'oxygène (photosynthèse).

Les stations 5 et 20 présentent en surface et au fond les teneurs les plus élevées en oxygène et les plus faibles en UAO ce qui peut être expliqué par la présence de phanérogames qui contribuent massivement à l'oxygénation de ce milieu.

#### **IV.1.4. pH**

Les valeurs de pH sont comprises entre 7,795 et 7,885 avec une moyenne de 7,85  $\pm 0,02$ . Ces valeurs sont inférieures à celles obtenues par Djaoudi et M'zyene (2012) qui sont de 8,39  $\pm 0,04$  en moyenne dans la même zone d'étude. Toutefois, ces variations ne représentent aucune exception et restent normales pour le pH de l'eau de mer. Le pH moyen de l'eau de mer est en générale de 8,2 et peut varier entre 7 à 8,2 en fonction des conditions du milieu (Aminot et Chaussepied, 1983).

Cette baisse du pH peut être liée à l'importance des apports d'eaux douces et les différents rejets industriels et agricoles acheminés par l'Oued ainsi qu'à la décomposition de la matière organique qui influe sur la baisse du pH en produisant du CO<sub>2</sub>. (Figure 18)

**Tableau 7 :** Tableau récapitulatif des résultats de la chlorophylle a, MES et de MOP étudiés dans les eaux de la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl.

Paramètres	Chlorophylle a (µg/l)	MES (mg/l)	MOP (%)
Maximum	26,24	217	76,92
Minimum	1,24	5,2	19,25
Moyenne	5,14	60,66	40,88
Ecartype	4,78	50,26	12,28

#### IV.1.5. Chlorophylle a

Les teneurs en chlorophylle a sont comprises entre 1,24 et 26,24 µg/l avec une moyenne de  $5,14 \pm 4,78$  µg/l. Elles sont plus élevées que celles obtenues par Djaoudi et M'zyene en (2012) dont la moyenne est de  $0,064 \pm 0,03$  µg/l. Le maximum des concentrations est observé à la côte au niveau des stations 2 et 3 (en face du complexe touristique de Zeralda) (Figure 21), Cela peut être liée à une forte densité cellulaire phytoplanctonique dans cette zone.

Durant notre étude, on a trouvé des valeurs négatives de la chlorophylle (non prises en compte dans la présentation des résultats) et cela peut être expliqué par un problème de filtre (filtre inadéquats) ou par de fortes concentrations en phéophytine.

#### IV.1.6. MES et MOP

Les teneurs en MES sont comprises entre 5,2mg/l et 217mg/l avec une moyenne de  $60,66 \pm 50,26$  mg/l. Ces teneurs sont un peu plus fortes que celle obtenues par Djaoudi et M'zyene (2012) avec une moyenne de  $48,58 \pm 17,26$  mg/l et un peu faible par rapport à celle obtenues par Samari (2008) avec  $115 \pm 0,19$  mg/l en moyenne. De multiples sources peuvent contribuer à cet enrichissement.

Le maximum des MES est observé au large (Station 21) (Figure 19) et cela peut être liée aux précipitations qui ont précédés les prélèvements.

Les valeurs de la matière organique particulaire sont comprises entre 19,25% au niveau de la station 17 et 76,92% au niveau de la station 9 avec une moyenne de  $40,88 \pm 12,28$ %.

La diminution du gradient de concentration en s'éloignant de l'embouchure (Figure 20) de l'oued mis en évidence l'impact des apports de ce dernier. Les faibles valeurs enregistrées peuvent être expliquées par l'oxydation de la MO par des microorganismes et son charriage par le courant.

**Tableau 8 :** Tableau récapitulatif des résultats des sels nutritifs dans les eaux de la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl.

Paramètres	Ammonium ( $\mu\text{mol/l}$ )	Nitrite ( $\mu\text{mol/l}$ )	Nitrate ( $\mu\text{mol/l}$ )	Phosphate ( $\mu\text{mol/l}$ )	Silicate ( $\mu\text{mol/l}$ )
Maximum	22,24	0,44	2,94	1,43	10,88
Minimum	1,5	0,06	0,20	0,15	0,79
Moyenne	6,74	0,17	1,02	0,4	2,65
Ecart type	5,51	0,11	0,69	0,29	2,43

#### IV.2.1. Ammonium

Les concentrations en ammonium sont comprises entre 1,5 et 22,24 $\mu\text{mol/l}$  avec une moyenne de 6,74 $\pm$  5,51 $\mu\text{mol/l}$ . Ces valeurs sont supérieures à celles obtenues par Djaoudi et M'zyene (2012) qui sont de 2,94 $\pm$ 1,35 $\mu\text{mol/l}$  dans la même zone et celles de Haddouche (2002) dans la baie de Bou-Ismaïl qui sont de 0,2 $\pm$  0,086  $\mu\text{mol/l}$  mais elles sont plus inférieures à celles de Samari (2008) qui sont 12,3 $\pm$  0,02  $\mu\text{mol/l}$  en moyenne.

Les plus fortes teneurs sont observées au niveau de l'oued Mazafran (figure 22) dans la station 19 à 1 m de profondeur (22,24 $\mu\text{mol/l}$ ) et dans la station 18 à 2m de profondeur (14,28 $\mu\text{mol/l}$ ). Cela peut être expliqué par les effluents d'origine urbaine (eaux usées) et industrielle qui caractérisent la baie ou par la photosynthèse, ou à la minéralisation de la matière organique apportée par l'oued.

Les concentrations en ammonium se décroît de la côte vers le large, ceci peut être expliqué en sens de Lacaze (1996) par l'assimilation rapide de cet élément par les organismes autotrophes (phytoplancton).

#### IV.2.2. Nitrite

Les concentrations en nitrites varient entre 0,06  $\mu\text{mol/l}$  et 0,44 $\mu\text{mol/l}$  avec une moyenne de 0,17 $\pm$ 0,11  $\mu\text{mol/l}$ , elles sont un peu plus élevées que celle rencontrées par Djaoudi et M'zyene (2012) dans la même zone qui sont de 0,04 $\pm$ 0,047 $\mu\text{mol/l}$  en moyenne.

Le maximum des nitrites est observé au niveau de la station 13 à 3m de profondeur 0,44 $\mu\text{mol/l}$  (Figure 23). Cette station est située près de la côte en face de l'oued

Mazafran. Alors que les valeurs minimales sont localisées vers le large où l'influence côtière se fait beaucoup moins sentir en raison probablement de la dilution par le mélange avec les eaux du large. Le nitrite est une forme intermédiaire entre le nitrate et l'ammonium, ce qui explique sa faible teneur au niveau de la baie.

### V.2.3. Nitrates

Les concentrations des nitrates varient entre 0,20  $\mu\text{mol/l}$  et 2,94  $\mu\text{mol/l}$  avec une moyenne de  $1,02 \pm 0,69 \mu\text{mol/l}$ . Ces concentrations décroissent en s'éloignant de la côte. (Figure 24)

Ces concentrations sont supérieures à celle de Djaoudi et M'zyene (2012) qui sont de  $0,22 \pm 0,16 \mu\text{mol/l}$  en moyenne dans la même zone. Ces concentrations restent faibles comparées à la teneur en ce nutriment observée par Boulahdid en 2003 qui est de  $5,36 \pm 6,69 \mu\text{mol/l}$  dans la baie de Bou-Ismaïl (cette valeur est enregistrée au niveau du bassin ouest de la baie qui subit l'influence des eaux atlantiques par l'intermédiaire du courant Algérien).

### IV.2.4. Phosphate

Les concentrations en phosphates sont comprises entre 0,15  $\mu\text{mol/l}$  et 1,43  $\mu\text{mol/l}$  avec une moyenne de  $0,4 \pm 0,29 \mu\text{mol/l}$ . Ces concentrations sont inférieures à celles observées par Samari en mai 2008 dans la baie de Bou-Ismaïl ( $0,92 \pm 0,081 \mu\text{mol/l}$ ) et comparables avec celle de Djaoudi et M'zyene, 2012 ( $0,54 \pm 0,58 \mu\text{mol/l}$ ) dans la même zone.

Le maximum est observé au niveau de la station 18 en face de l'oued Mazafran (figure 25) qui peut être liée aux rejets urbains chargés en détergents évacués et déversés par ce dernier dans le milieu marin. Cette teneur diminue en s'éloignant vers le large.

### IV.2.5. Silicate

Les teneurs en silicates sont comprises entre 0,79  $\mu\text{mol/l}$  et 10,88  $\mu\text{mol/l}$  avec une moyenne de  $2,65 \pm 2,43 \mu\text{mol/l}$ . Elles sont plus élevées que celles obtenues par Djaoudi et M'zyene (2012) dont la moyenne est de  $1,32 \pm 0,63 \mu\text{mol/l}$ . Le maximum des concentrations est observé au niveau de la station 18 avec une valeur de 10,88  $\mu\text{mol/l}$ . Cette station est située en face de l'oued Mazafran (Figure 26), ce qui reflète un apport direct par altération des roches silicatées. Cette teneur diminue en s'éloignant vers le large.

IV.3. Cartes de distributions des différents paramètres mesurés

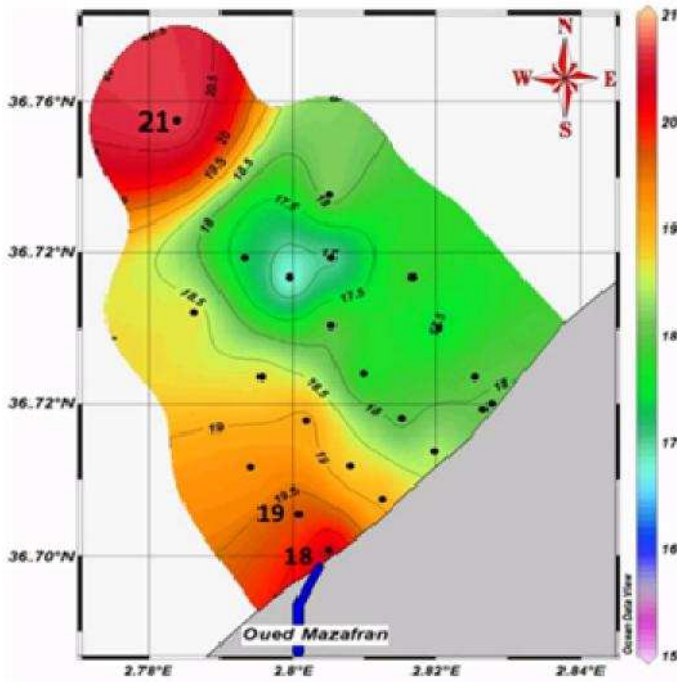


Figure 10 : Carte de la distribution horizontale de la température (°C) dans les eaux de surface.

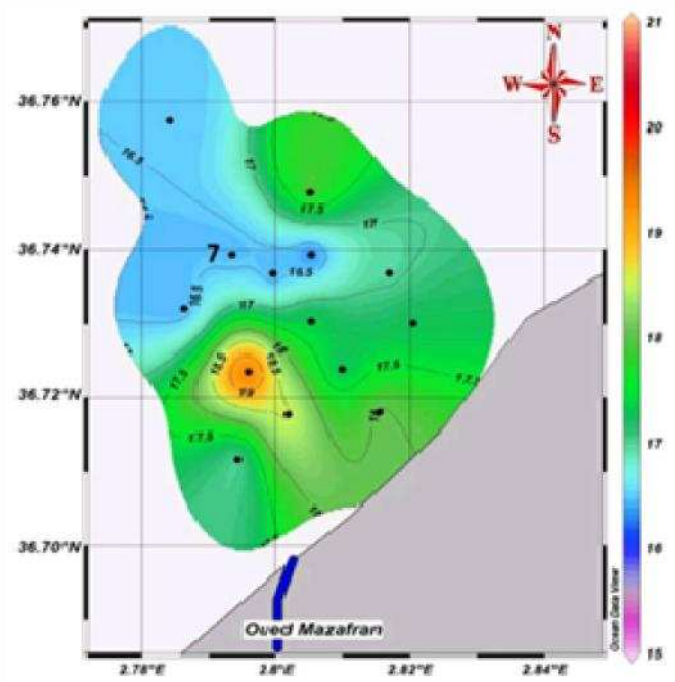


Figure 11 : Carte de la distribution horizontale de la température (°C) dans les eaux de fond.

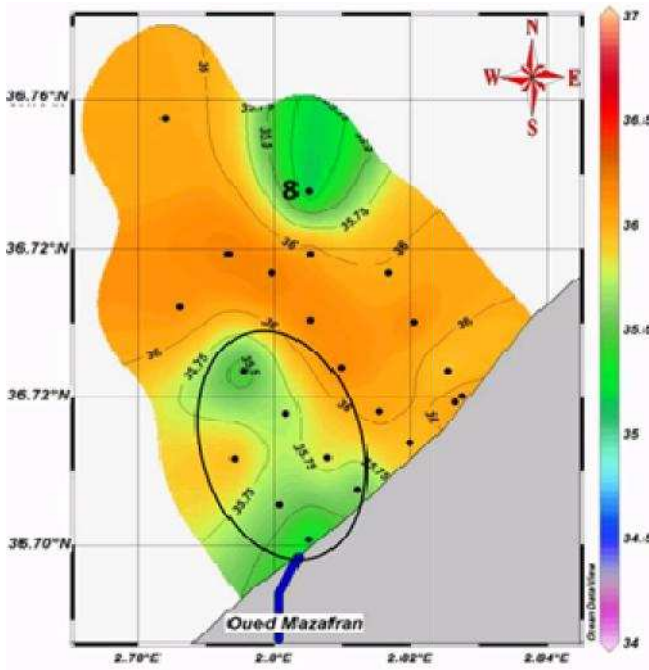


Figure 12 : Carte de la distribution horizontale de la salinité dans les eaux de surface.

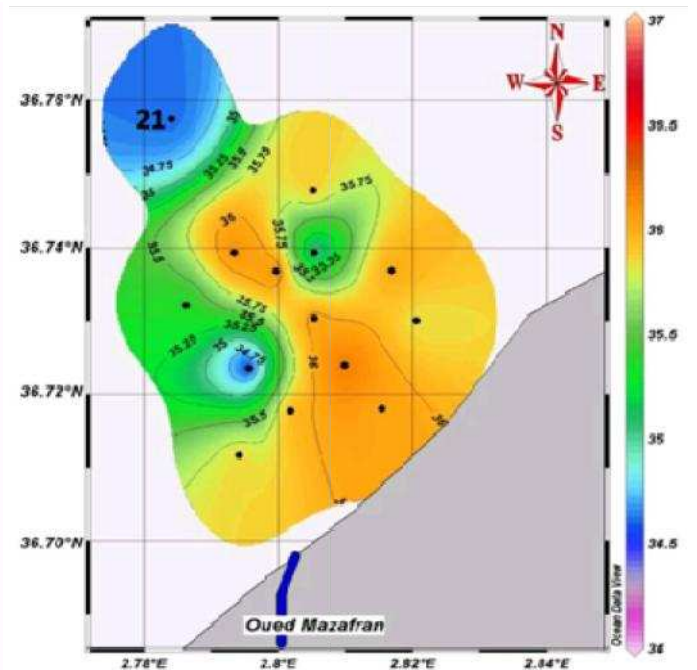
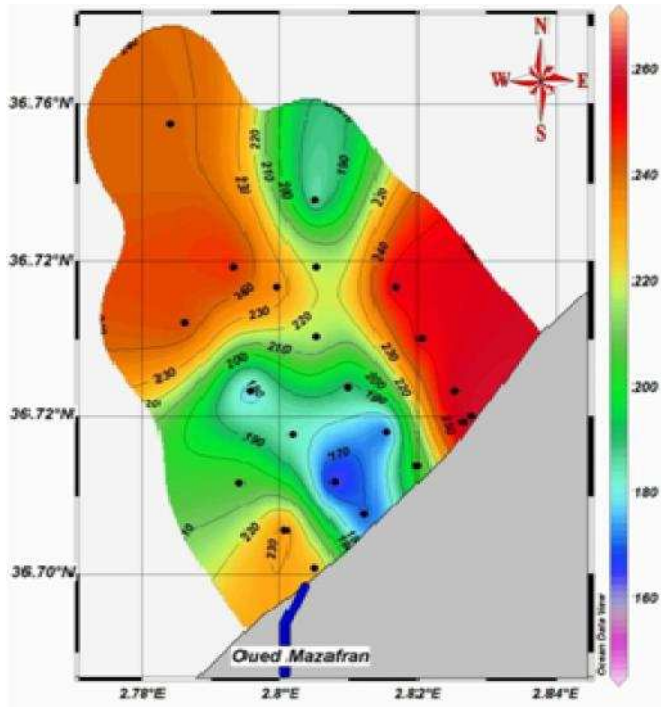
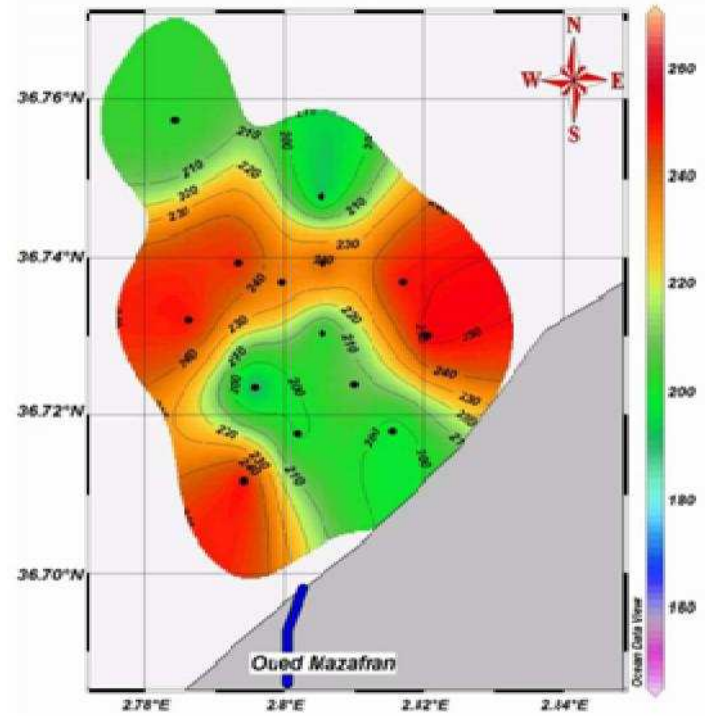


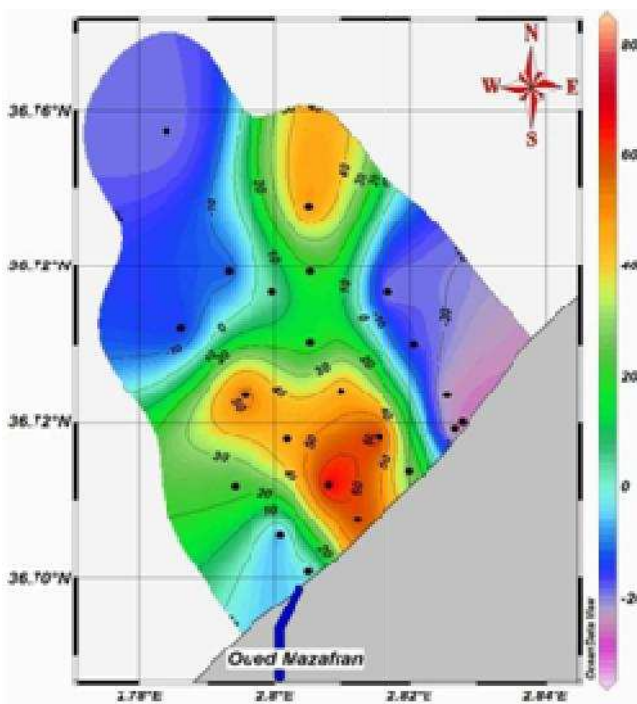
Figure 13: Carte de la distribution horizontale de la salinité dans les eaux de fond.



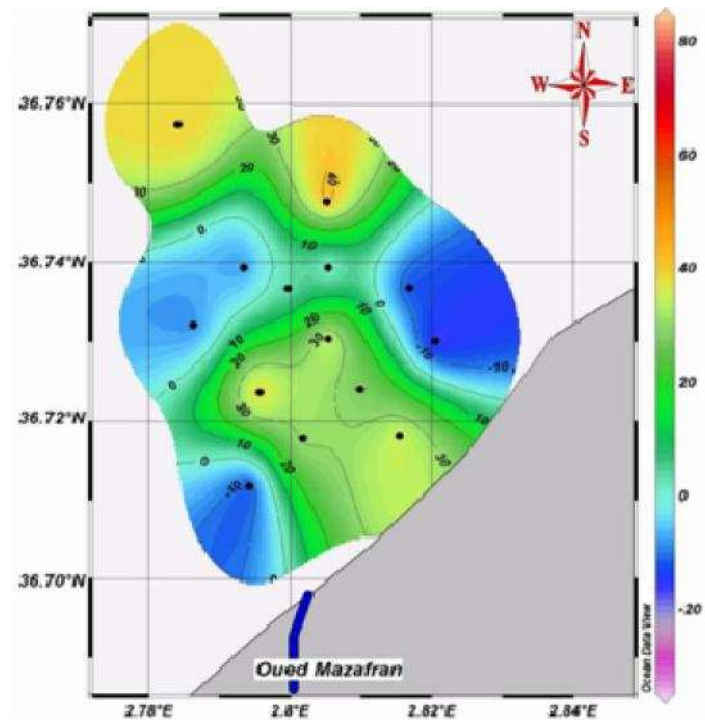
**Figure 14 :** Carte de la distribution horizontale de l'oxygène dissous en ( $\mu\text{mol/kg}$ ) dans les eaux de surface.



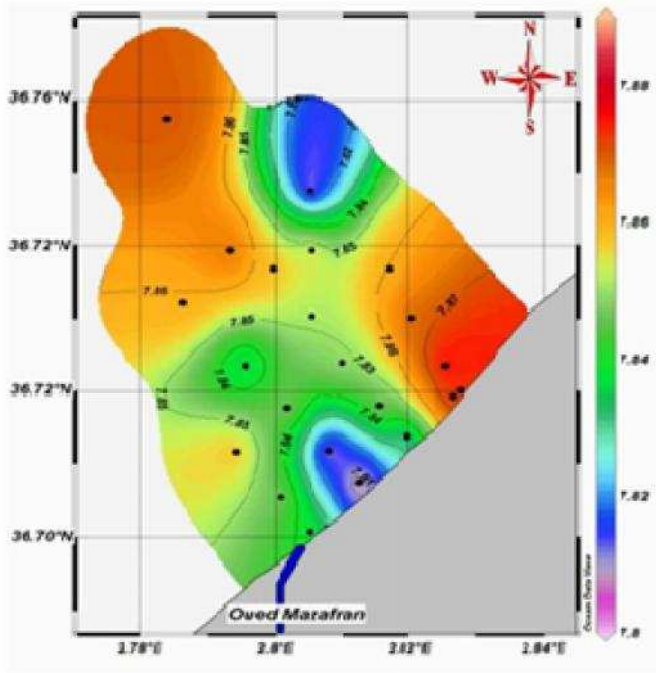
**Figure 15 :** Carte de la distribution horizontale de l'oxygène dissous en ( $\mu\text{mol/kg}$ ) dans les eaux de fond.



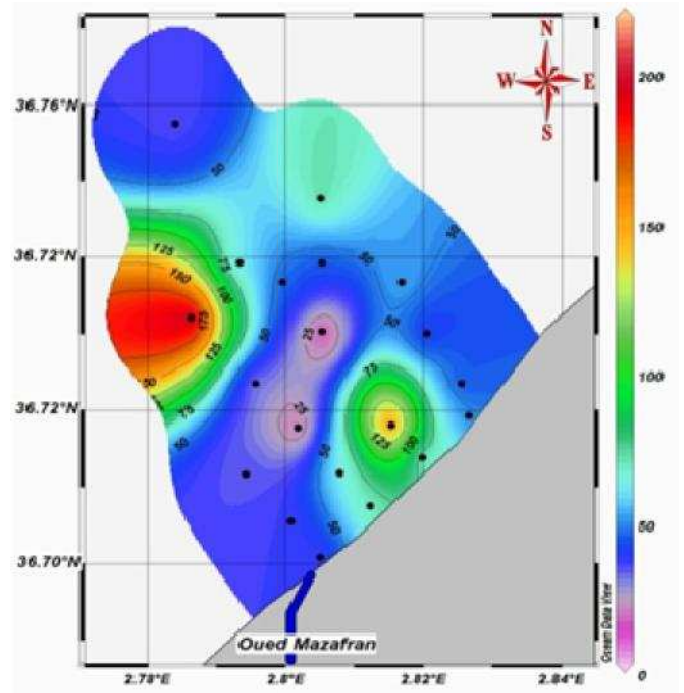
**Figure 16 :** Carte de la distribution horizontale de l'UAO en ( $\mu\text{mol/kg}$ ) dans les eaux de surface



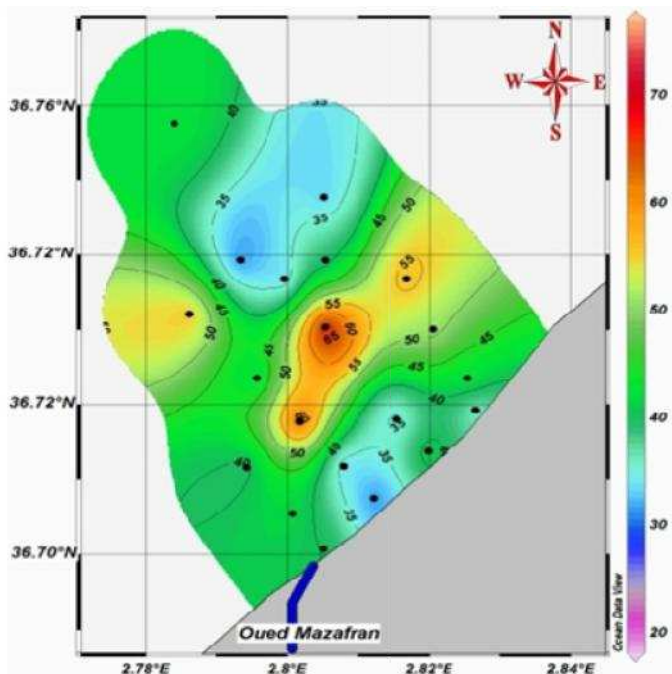
**Figure 17:** Carte de la distribution horizontale de l'UAO en ( $\mu\text{mol/kg}$ ) dans les eaux de fond.



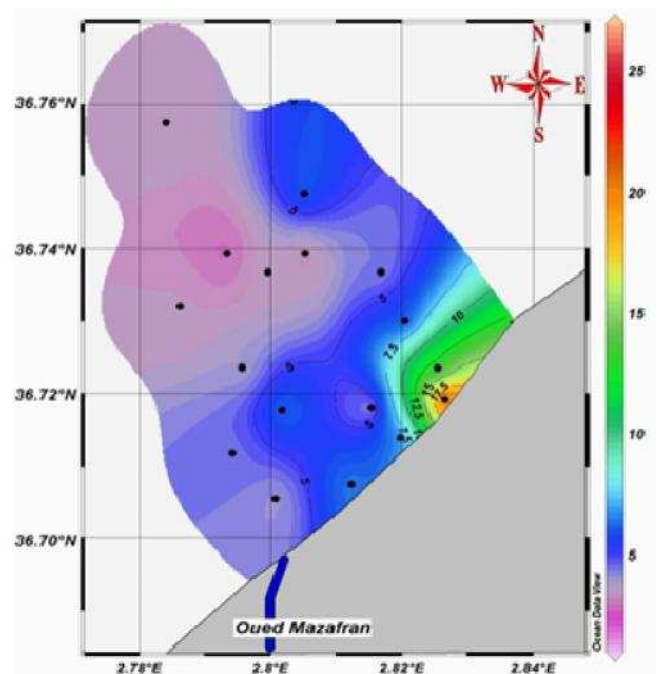
**Figure 18:** Carte de la distribution horizontale du pH dans les eaux de surface



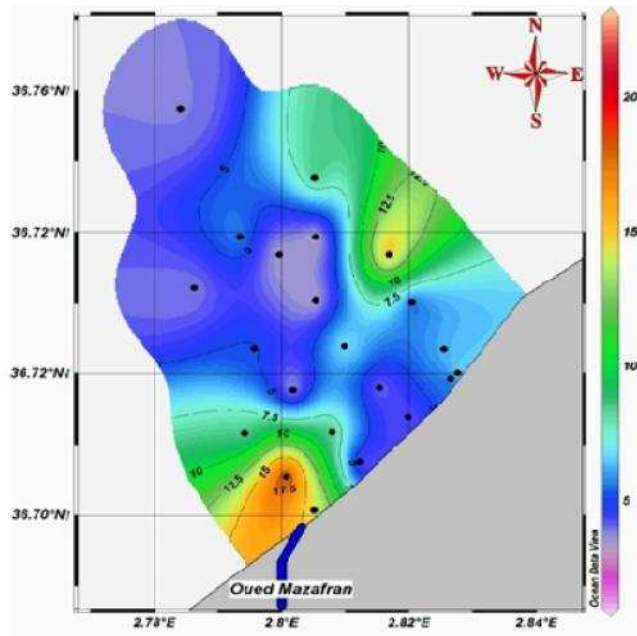
**Figure 19 :** Carte de la distribution horizontale des MES en (mg/l) dans les eaux de surface.



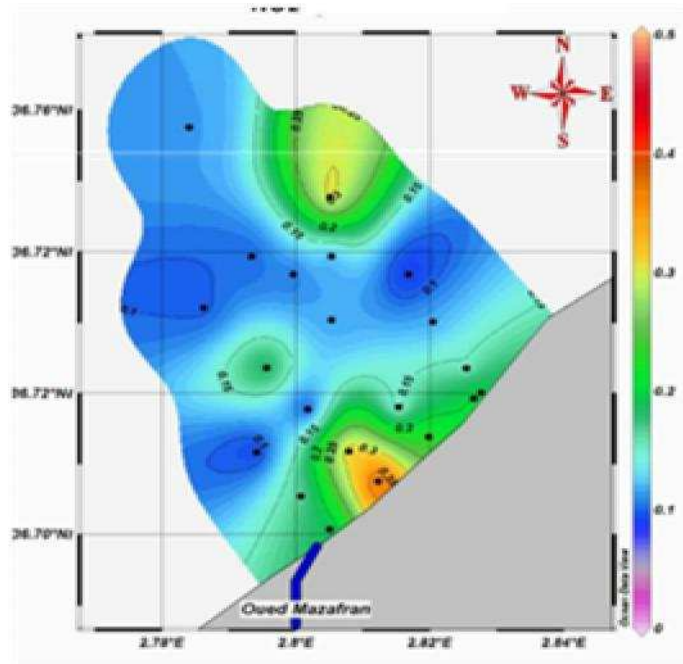
**Figure 20 :** Carte de la distribution horizontale des MOP en (%) dans les eaux de surface



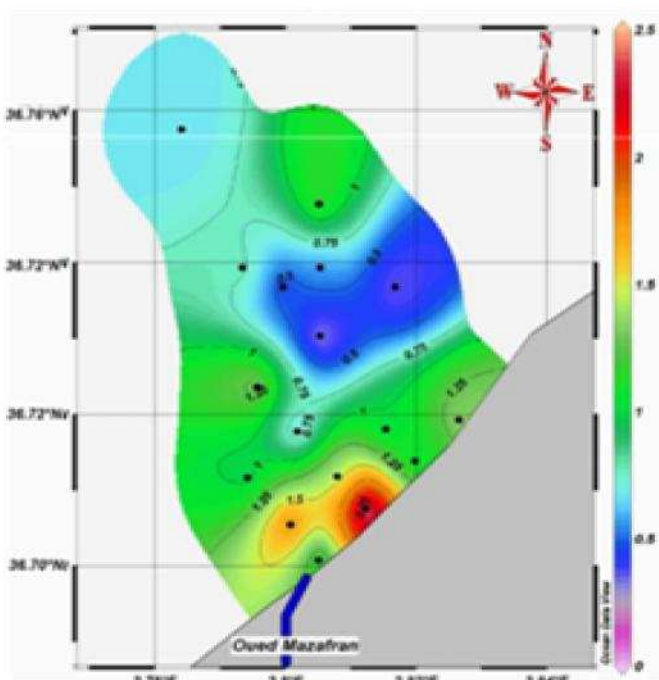
**Figure 21:** Carte de la distribution horizontale de la chlorophylle a en ( $\mu\text{mol/kg}$ ) dans les eaux de surface.



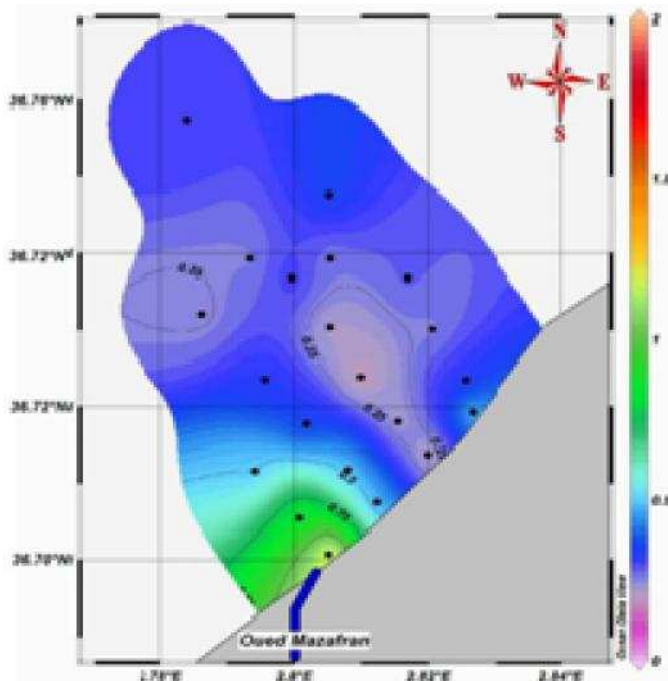
**Figure 22 :** Carte de la distribution horizontale de l'ammonium en ( $\mu\text{mol/l}$ ) dans les eaux de surface.



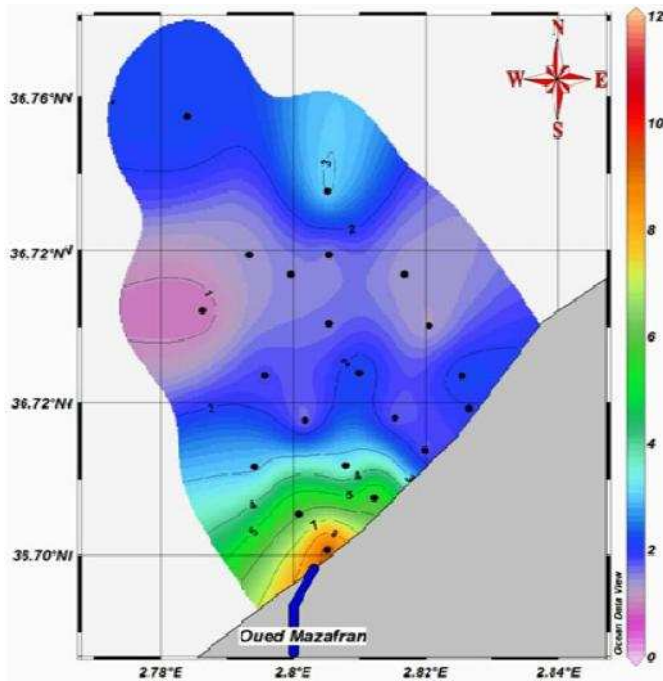
**Figure 23 :** Carte de la distribution horizontale des Nitrite en ( $\mu\text{mol/l}$ ) dans les eaux de surface.



**Figure 24 :** Carte de la distribution horizontale des Nitrate en ( $\mu\text{mol/l}$ ) dans les eaux de surface.



**Figure 25:** Carte de la distribution horizontale des Phosphates en ( $\mu\text{mol/l}$ ) dans les eaux de surface.



**Figure 26:** Carte de la distribution horizontale des Silicates en ( $\mu\text{mol/l}$ ) dans les eaux de surface.

#### IV.4. Analyse de la distribution des différents paramètres étudiés (analyse binaire)

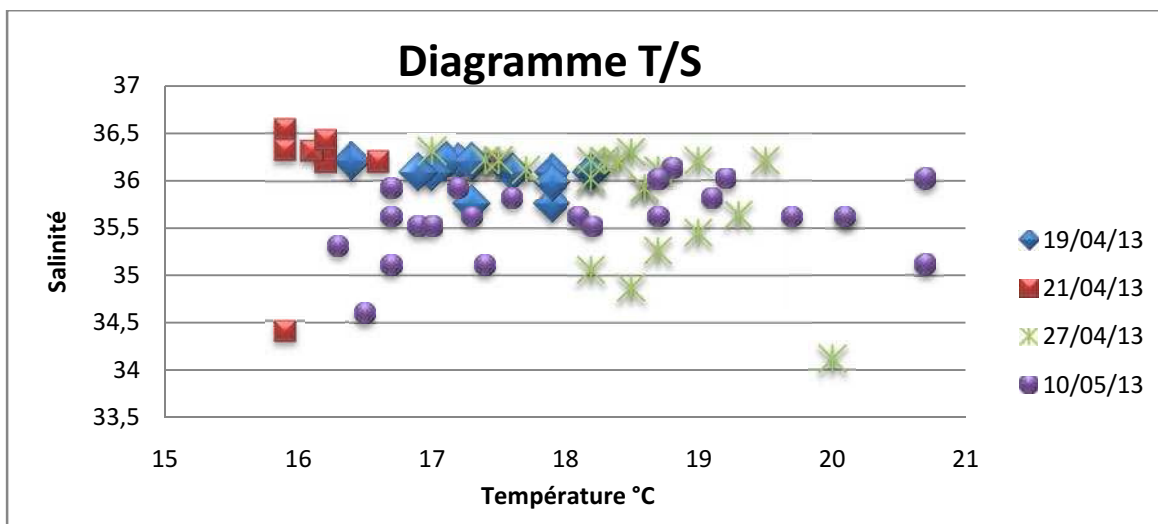
L'analyse binaire est une méthode pour le traitement et l'étude des comportements d'un paramètre par rapport à l'autre dont l'objectif est la mise en évidence des relations et des dépendances qui peuvent exister entre ces paramètres.

##### IV.4.1. Diagramme température-salinité

On utilise le diagramme T-S a fin de caractériser et d'identifier les différentes masses d'eaux dans une zone océanique. Ces deux paramètres sont conservatifs et représentent d'excellents traceurs hydrologiques.

A partir du diagramme T-S (Figure 27), il est difficile de distinguer des masses d'eau, vu que les prélèvements ont été effectués dans des périodes et des conditions météorologiques différentes.

Le digramme T-S a été établi pour l'ensemble de la colonne d'eau pour chaque sortie.



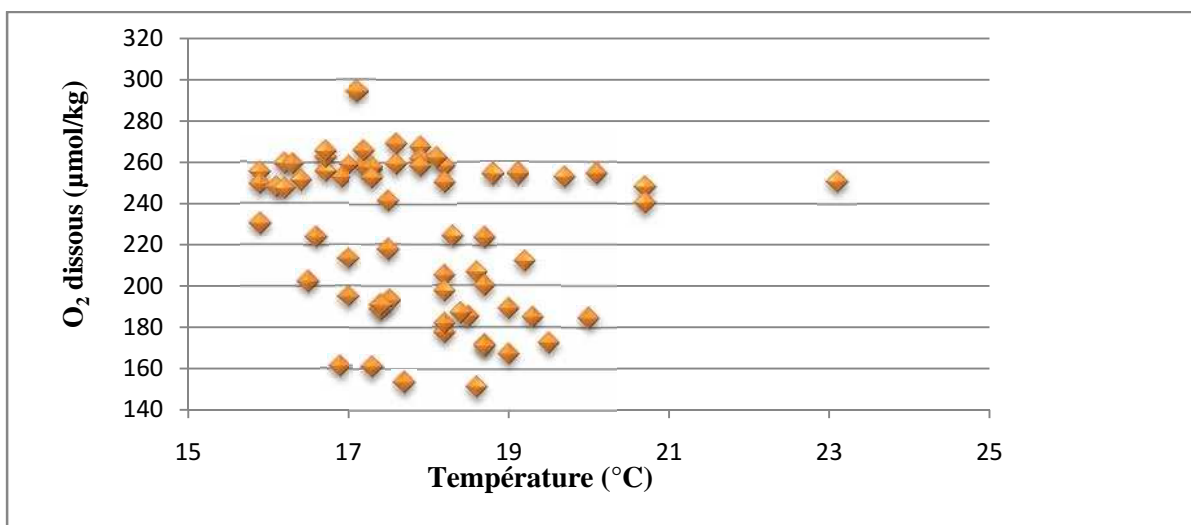
**Figure 27 :** Diagramme T-S dans les eaux du côté Est de la baie de Bou-Ismaïl

#### IV.4.2. Diagramme Oxygène dissous-température

L'étude du diagramme  $O_2$ - $t^{\circ}C$  dans le milieu marin constitue une approche très intéressante pour appréhender en plus des facteurs physiques, l'influence des processus biologiques sur les teneurs et la distribution de l'oxygène.

Le diagramme  $O_{2\text{dissous}}-t^{\circ}C$  ne montre pas de corrélation ( $R^2=0,043$ ), la distribution est complètement diffuse (figure 28), donc ce n'est pas la température qui contrôle la variation de l' $O_{2\text{dissous}}$  au niveau de la zone étudiée, cela peut être liée à l'intervention des processus biologiques. Même résultat obtenu dans la baie d'Alger avec un coefficient de corrélation de 0,002 par Mansouri et Djeridi (2012).

Les résultats obtenus par Djaoudi et M'zyene (2012), dans la même zone d'étude, montrent une tendance linéaire avec une pente positive.



**Figure 28 :** Diagramme  $O_2$ - $t^{\circ}C$  dans les eaux du côté Est de la baie de Bou-Ismaïl

#### IV.4.3. Analyse de la distribution des sels nutritifs

Le rapport biochimique (N/P) dit de Redfield a été établi à partir des concentrations molaires. Il s'agit d'un rapport d'abondance qui permet de caractériser les niveaux de stock entre les deux éléments (azote et phosphore minéral) et indique leur origine (biogénique ou anthropique).

Ce rapport est estimé à 0,67, il est 22 fois plus grand que celui obtenu par Djaoudi et M'zyene (2012) qui est de 0,03. Cela peut être expliqué par une augmentation des nitrates et/ou une diminution des Phosphates.

La corrélation entre les (nitrates+nitrites) et les phosphates (figure 29) donne une distribution diffuse où on ne peut pas nuancer une linéarité ( $R^2=0,07$ ). Cette distribution semble montrer qu'il n'y a aucune dépendance entre les deux paramètres. Cela peut être lié à l'origine de chaque sel. La corrélation  $\text{NH}_4^+/\text{P}$  est mieux corrélée (0,303) (Figure 30) ce qui peut laisser supposer qu'ils ont la même origine (les eaux usées) alors que les nitrates sont apportés par l'oued suite au lessivage des terres agricoles.

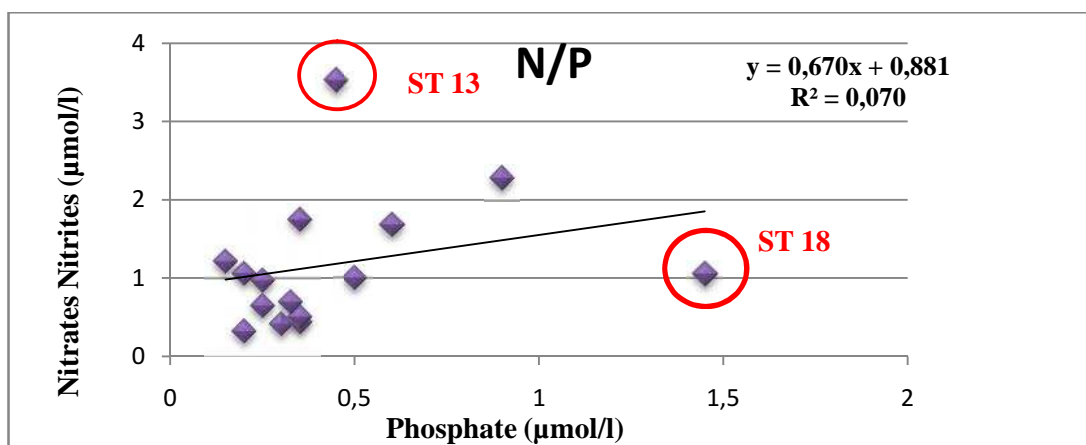


Figure 29 : Diagramme de corrélation N/P dans la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl

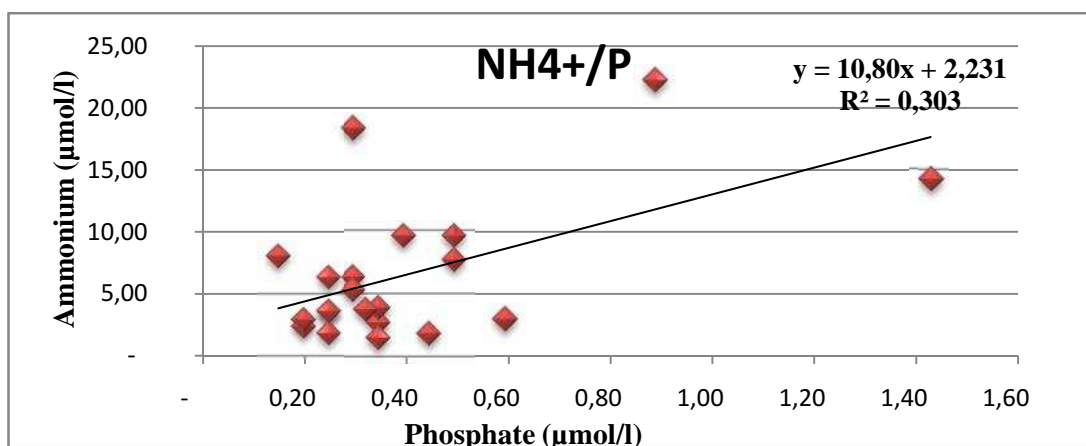
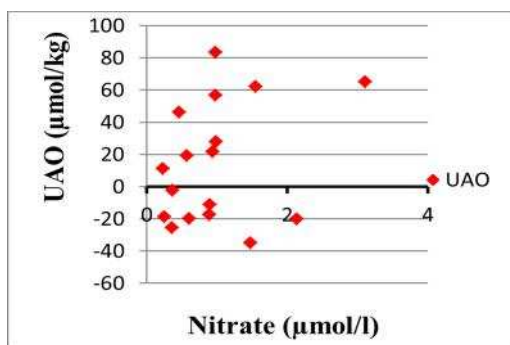
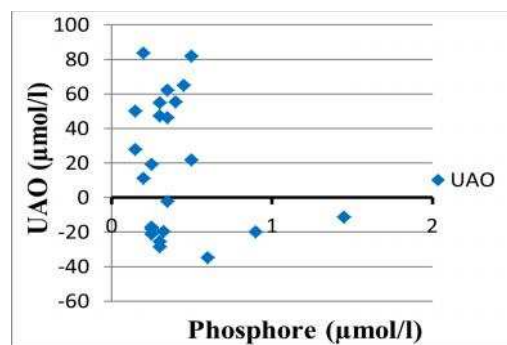


Figure 30 : Diagramme de corrélation  $\text{NH}_4^+/\text{P}$  dans la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl

En comparant le rapport N/P au niveau de notre zone d'étude (partie Est de la baie de Bou-Ismaïl) qui est de 0,67 avec celui des eaux atlantiques (16) (le bassin algérien reçoit des eaux atlantiques avec un rapport de 16), avec celle de la méditerranée (22 dans le bassin ouest et 24 à l'Est) et avec celui du Golf de Lion (5) (Ait-Ameur., 2007), on constate que notre rapport est très faible. Cela peut être expliqué par une augmentation des Phosphates et/ou une diminution des nitrates.



**Figure 31 :** Distribution des nitrates en fonction de l'UAO



**Figure 32 :** Distribution des phosphates en fonction de l'UAO

Les diagrammes de distribution des nitrates et des phosphates en fonction de l'UAO présentent des nuages de point diffus (Figure 31,32), ce qui signifie que la distribution des sels nutritifs au niveau de la zone étudiée n'est pas contrôlée par la production ou la minéralisation de la matière organique, nous supposons donc un apport anthropique en ces éléments.

## IV.5. Etude biologique : Phytoplancton

### IV.5.1. Etude qualitative des populations phytoplanctoniques

#### IV.5.1.1. Composition systématique du phytoplancton

Le phytoplancton de la baie de Bou-Ismaïl se caractérise, par la prépondérance de trois principaux groupes floristiques : les Diatomées, les Dinoflagellés et les Coccolithophoridées. Les trois groupes sont présents dans toutes les stations mais avec des proportions différentes. Les taxa identifiés sont répertoriés dans le tableau en annexe 8.

Les résultats d'analyse par la méthode d'Utermhöl, nous ont permis de distinguer les principaux groupes taxinomiques suivants :

#### - Les Diatomées

Elles sont des petites algues unicellulaires siliceuses. De forme et structure très diverses, elles sont extrêmement nombreuses et comprennent plusieurs milliers d'espèces. En

effet, nous avons arrivées à identifier 18 genres. Parmi les genres les plus fréquents (Voir planche 1), nous énumérons par ordre d'importance :

- Genre *Guinardia* : nous avons identifié l'espèce *G.delicatula* qui est présente au niveau des stations 9 ,20 et 21. Cette espèce est plus fréquente au niveau de la station 9.
- Genre *Leptocylindrus* : il est représenté par *Leptocylindrus danicus*, qui est présent dans toutes les stations. Cette espèce est plus fréquente au niveau de la station 19.
- Genre *Navicula* : Dans ce genre les espèces sont difficiles à identifier, donc nous avons répertorié *Navicula sp*, dans toutes les stations.
- Genre *Rhizosolenia*: L'analyse microscopique montre que l'espèce *Rhizosolenia* est fréquente dans tous les échantillons, deux espèces sont identifiées, *Rhizosolenia delicatula* et *Rhizosolenia imbicata*.
- Genre *Nitzschia* : est très fréquent, presque dans tous les échantillons.
- Genre *Pseudo-nitzschia* : Ce genre est identifié dans toutes les stations. Ce genre est plus fréquent au niveau de la station 5. (le prélèvement est fait juste pour l'analyse qualitative, avec filet). Nous n'avons pas pu identifier les espèces car il est nécessaire de passer par la microscopie électronique. Ce genre renferme des espèces toxiques.

#### - Les Dinoflagellées (Péridiniens)

Présentent une variété extraordinaire aussi bien au point de vue de leur morphologie externe et interne que de leur mode de vie (Trégouboff et Rose, 1957, In Madi, 2008) (Planche 2). Dans ce groupe, nous avons pu identifier 9 genres et on distingue :

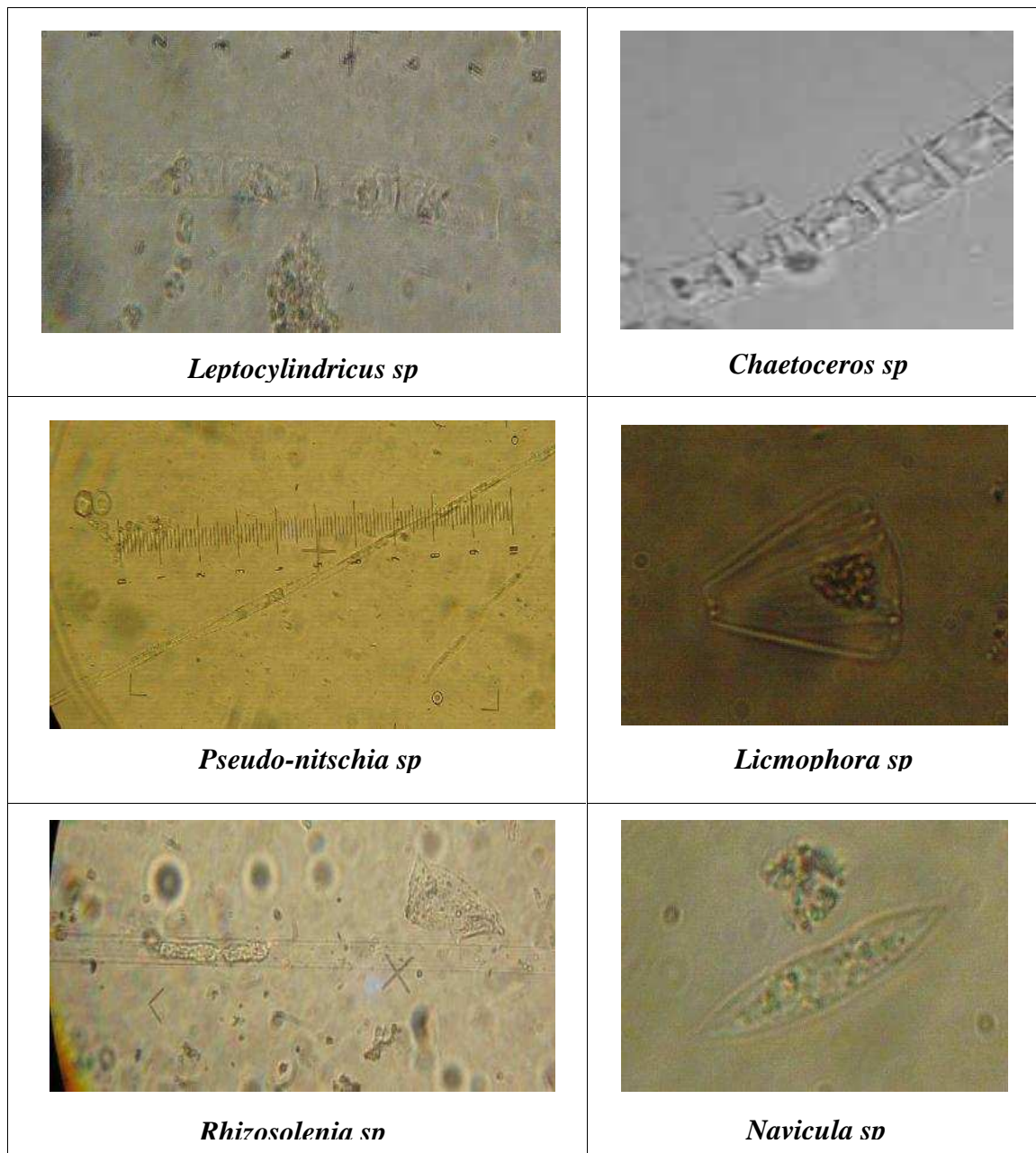
- Genre *Ceratium* : ce genre regroupe des espèces de grande taille océanique ainsi certaines sont de bonnes indicatrices hydrologiques (Frost, 1938 in Madi 2008). Pour notre étude ce genre est très fréquent et représente pour le groupe des dinoflagellés le genre le plus diversifié et parmi les espèces identifiées, nous avons : *C.furca* qui est le plus fréquent, *C.lineatum*, *C.fusus* et *C.tripos*.
- Genre *Dinophysis*: ce genre est représenté par deux espèces : *D.caudatum* qui est une espèce toxique et *D.sp*.
- Genre *Noctiluca* : d'une taille assez importante il comprend l'espèce *N.scintillans*.
- Genre *Oxytoxium* : ce genre est représenté par l'espèce qui est : *O.scolopax*.
- Genre *Prorocentrum* : ce genre est représenté par les espèces suivantes : *P.micans* et *P.sp*.

- Genre *Protopiridium* : Ce genre est représenté par les espèces suivantes : *P.pentagonum*, *P.diabolum*, *P.depressum*, *P.obtusum* et *Protopiridium sp.*
- Genre *Scripsiella* : Ce genre est représenté par les espèces *S.trochoidea* et *S. sp.*

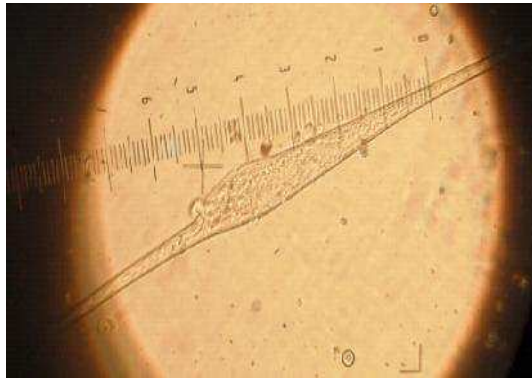
- **Les Coccolithophoridées**

Ces flagellées calcaires sont extrêmement abondants dans les eaux tempérées froides et chaudes (Sournia, 1990, in Hebada et Megdoud, 2005). Ce groupe est recensé dans les eaux méditerranéennes (Tregouboff et Rose, 1957). Lors de notre étude, nous n'avons pas pu identifier les espèces de ce groupe.

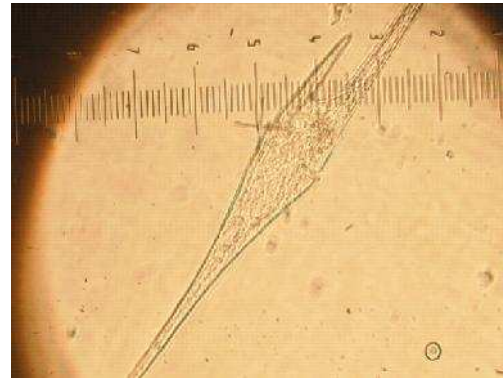
**Planche 1 :** Espèces de diatomées identifiées et observées au microscope inversé au grossissement 40X.



**PLANCHE 2 :** Espèces de dinoflagellés identifiées et observées au microscope optique au grossissement 40X.



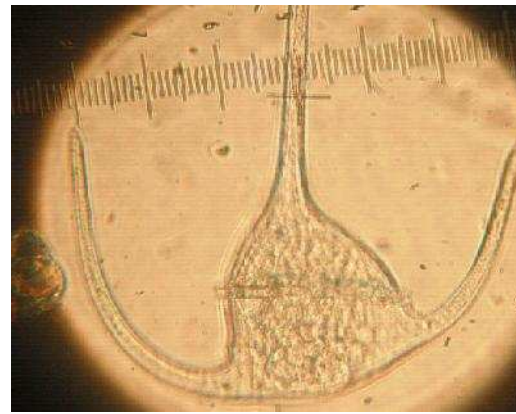
*Ceratium fusus*



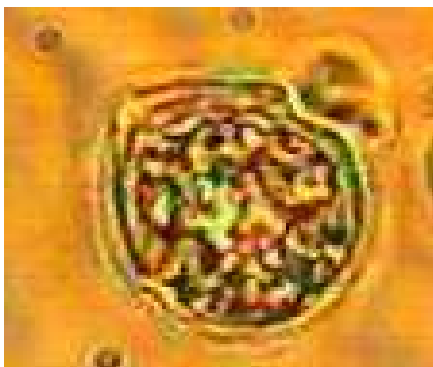
*Ceratium furca*



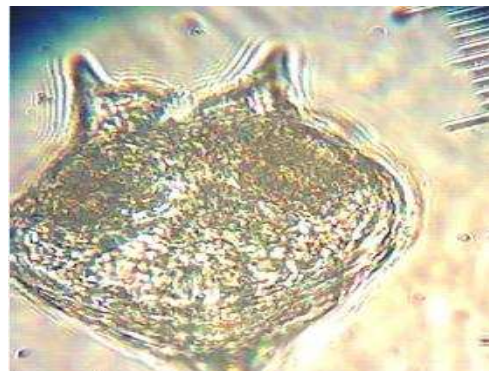
*Protoperidinium diabolium*



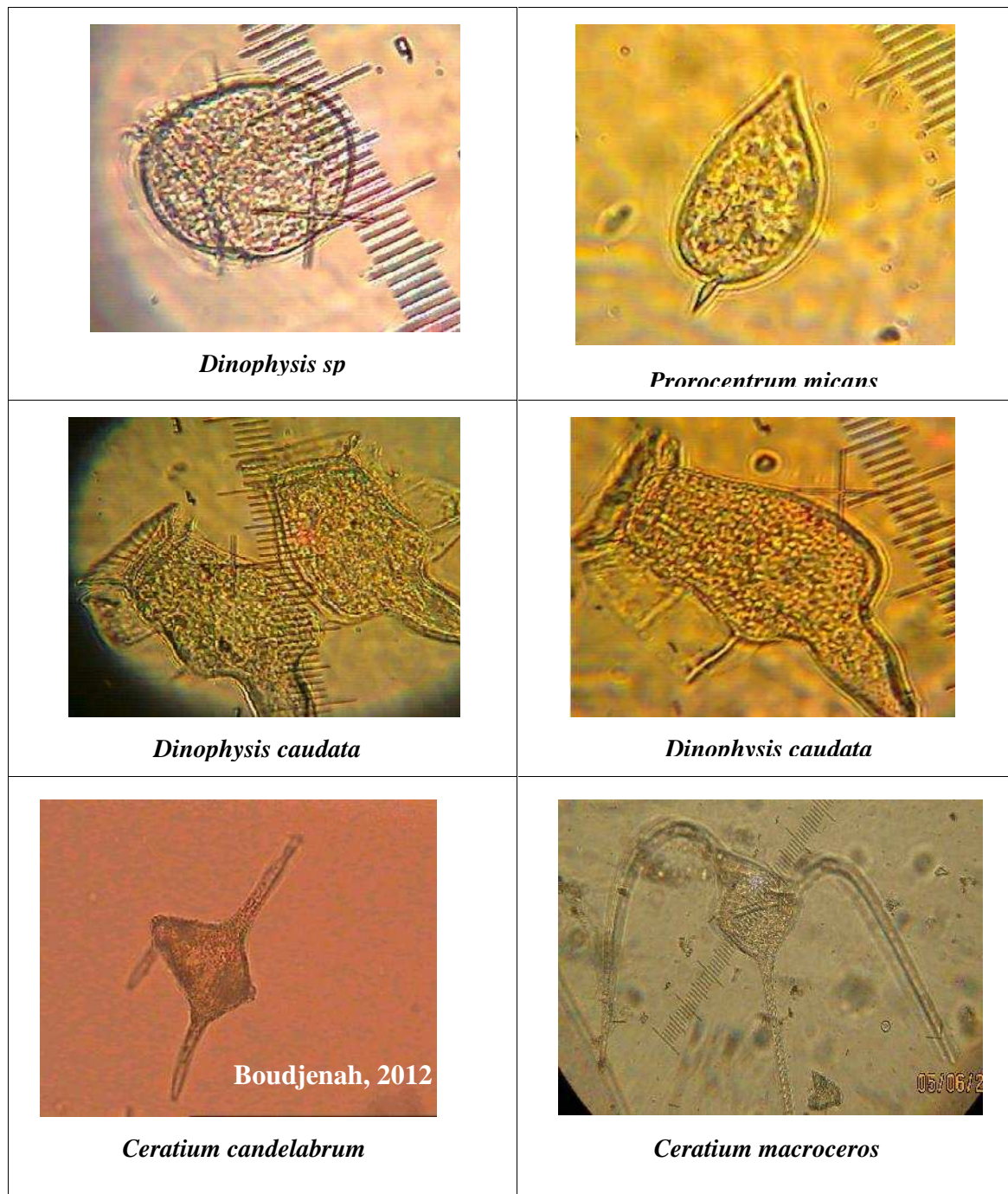
*Ceratium Karsten*



*Scripsiella sp*

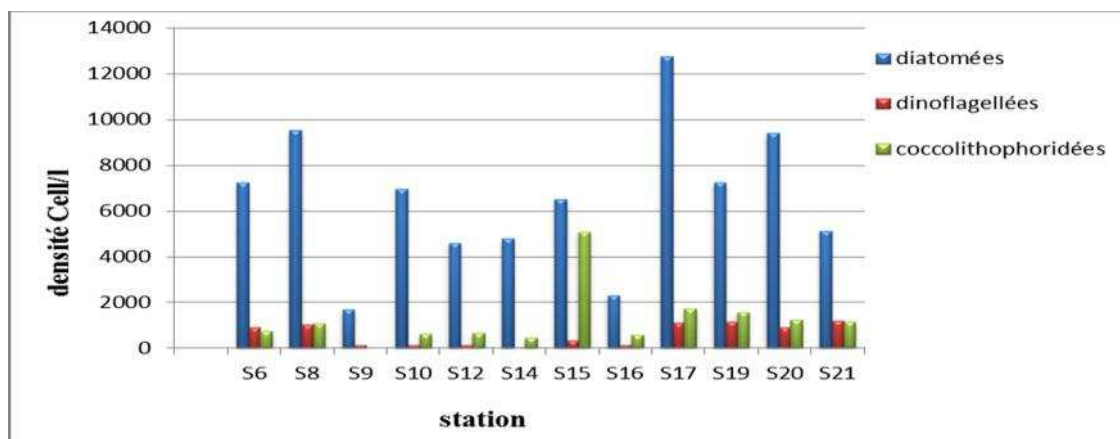


*Protoperidinium sp*



#### IV.5.1.2. Variation des densités cellulaires totales

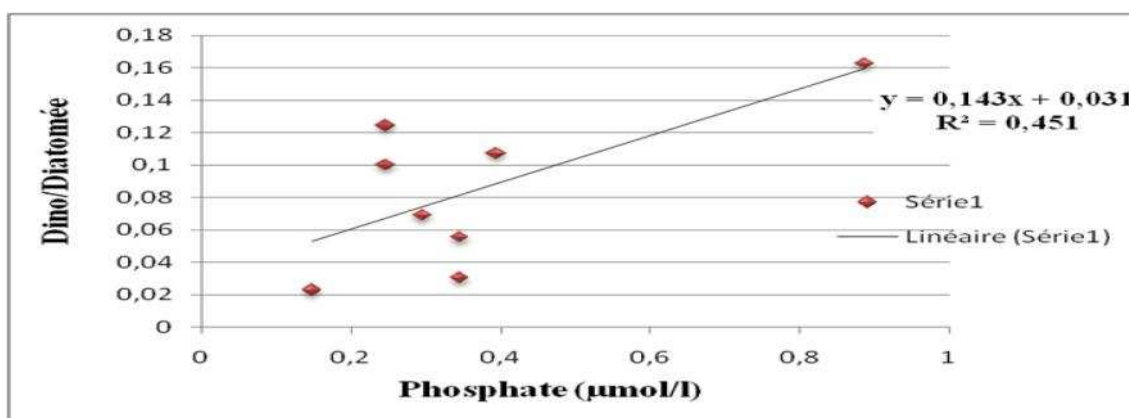
Cette étape est réalisée en même temps que l'identification des cellules phytoplanctoniques. En comptant le nombre de cellules totales, et en intégrant le volume d'échantillon sédimenté et on détermine la densité cellulaire totale de chaque échantillon. La figure 33 suivante représente la distribution des densités cellulaires totales de chaque échantillon.



**Figure 33 :** Distribution des densités cellulaires totales (cell/l) des populations phytoplanctoniques sur toutes les stations.

L'étude quantitative du dénombrement des cellules phytoplanctoniques a donné une densité cellulaire totale qui varie d'une station à une autre. On note que cette densité varie entre 7740 Cell/l et 15900 Cell/l, cela peut être expliqué par une richesse excessive du milieu en apports nutritifs. L'ensemble des stations est majoritairement dominé par les diatomées.

L'importance des diatomées par rapport au dinoflagellées est peut être lié à une limitation en phosphate. (Figure 34)

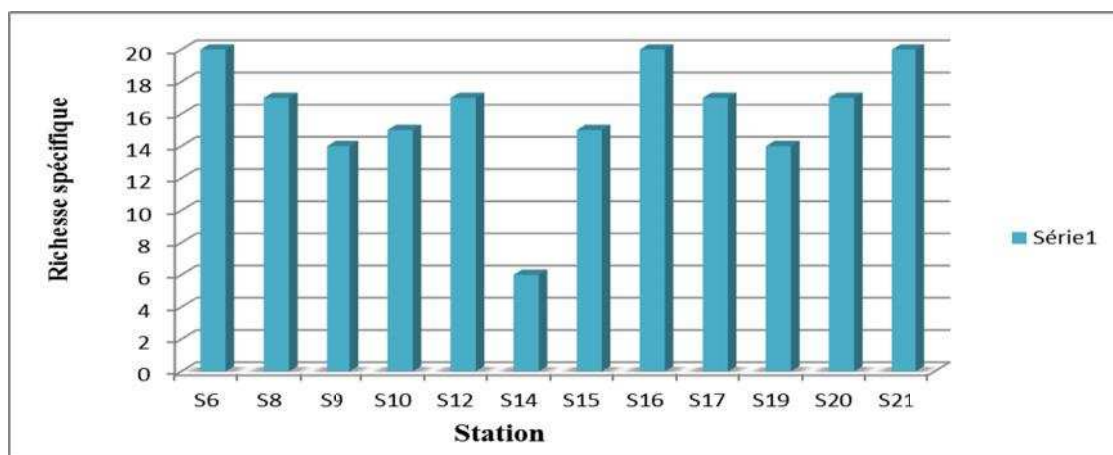


**Figure 34 :** Diagramme de corrélation Dino/diatomées/P dans la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl

#### IV.5.1.3. Variation spatiale de la richesse spécifique

Dans cette partie, on s'est intéressé à la description de la variation de la richesse spécifique du phytoplancton au niveau de toutes les stations (Figure 35). Sur les 19 genres identifiés durant toute la période d'étude, une relative stabilité du nombre de genre par station est observée. Cependant, la richesse spécifique est moins importante

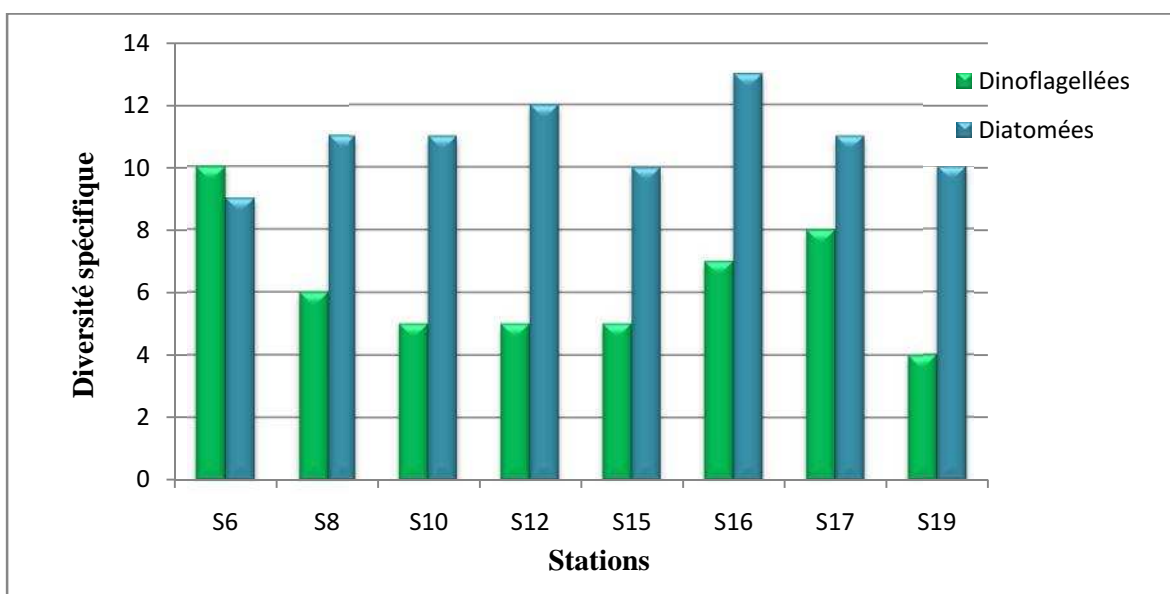
au niveau de la station 14 (près de la côte à l'Est de l'embouchure de l'oued) qu'au niveau des autres stations.



**Figure 35 :** Evaluation de la richesse spécifique au niveau des différentes stations.

#### IV.5.1.4. Analyse de la diversité spécifique

La comparaison de la variation du nombre d'espèces qui concerne exclusivement les Diatomées et les Dinoflagellés dans notre étude, révèle des fluctuations importantes marquées par une plus grande diversité d'espèces chez les Diatomées par rapport à celle des Dinoflagellés sur toutes les stations sauf dans la station 6 (station située au large) (Figure 36) cela est peut être expliqué par la dominance de *pseudo nischia sp* par rapport aux autres avec 46,86%.



**Figure 36 :** Evaluation de la richesse spécifique de chaque groupe au niveau des différentes stations.

Les figure 37 et 38 montrent qu'il n'y a pas dominance d'un genre par rapport aux autres, pour chaque station un genre qui domine.

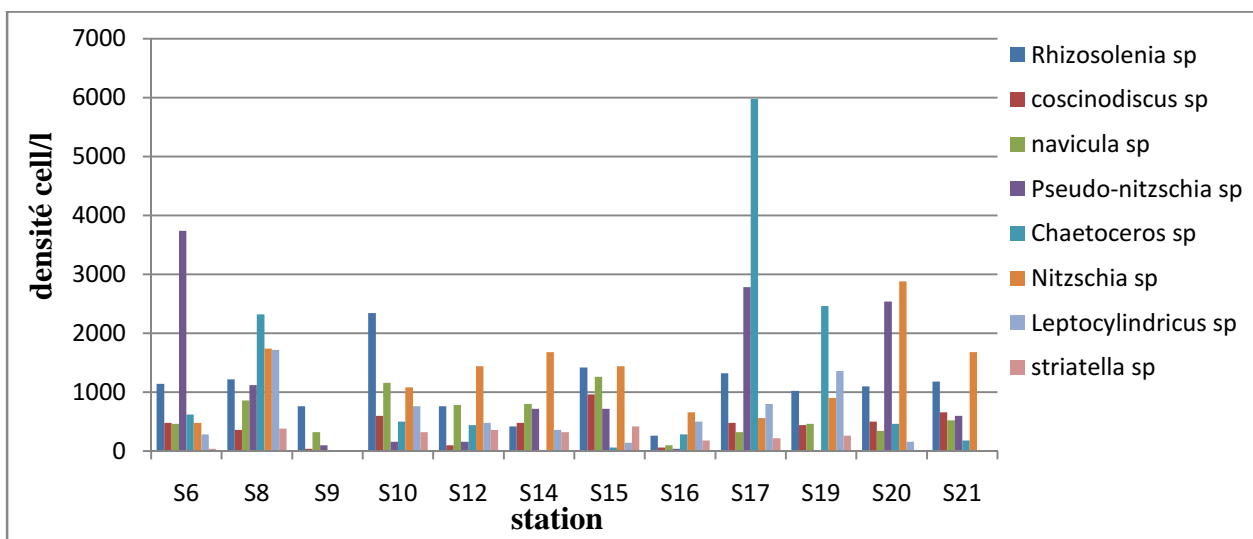


Figure 37 : Genres des Diatomées dominant sur toutes les stations

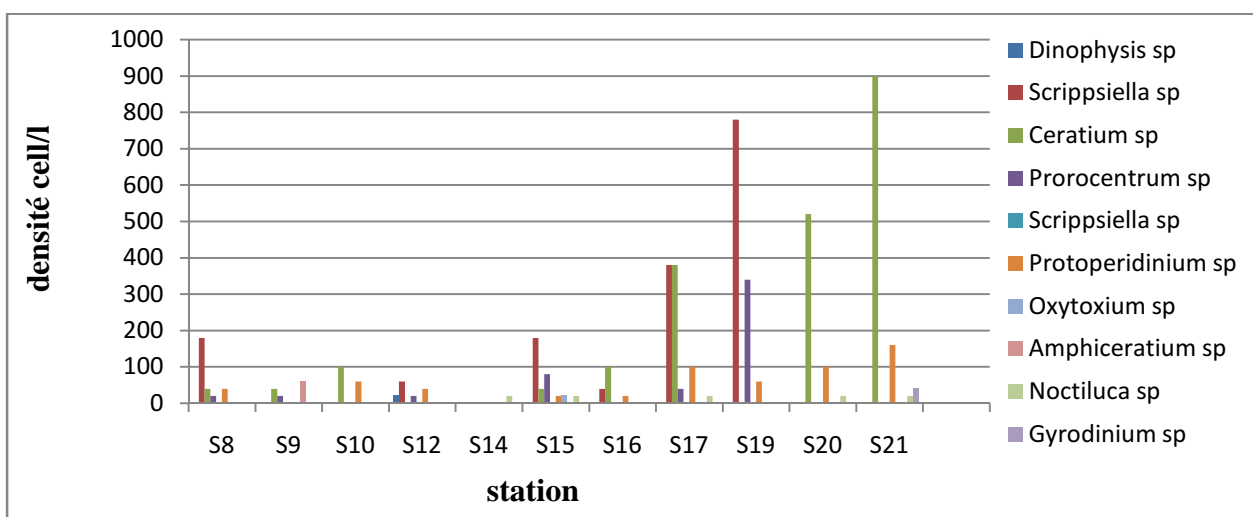


Figure 38 : Genres des Dinoflagellées dominant sur toutes les stations

#### 🚩 Indice de Shannon et indice de Simpson

Les valeurs de l'indice de Shannon sont calculées pour chacune des stations, elles sont comprises entre 0,37 et 2,86 avec une moyenne de  $1,32 \pm 0,82$ .

Ces valeurs, sont maximales au niveau des stations 6 et 15 avec 2,64 et 2,89, ces valeurs sont très éloignées des valeurs optimales qui sont de 3,91 et 3,83 bits/ind. Ceci indique qu'il ya une dominance relative d'une espèce représentée par la *Pseudo-nitzschia sp* avec 46,86% d'abondance relative dans la station 6 et par *Rhizosolenia sp* avec 20,69% d'abondance relative dans la station 15.

En effet, ceci est confirmé par l'indice de Simpson qui prend la valeur de 0,21 et 0,19 largement supérieure à zéro. Pour la station 21, la valeur de l'indice de Shannon  $H'$  se rapproche de la valeur optimale. Ce qui confirme qu'il n'y a pas de dominance d'une espèce particulière. En effet, ceci est confirmé par la valeur de l'indice de Simpson qui est plus faible et qui tend vers zéro (0,07). (Tableau 9)

**Tableau 9 :** Variations des indices de Shannon ( $H'$ ) et de Simpson ( $L$ ) et espèces dominantes en pourcentage, dans les différentes stations.

Station	Indice de Shannon H	Indice de Simpson L	Espèces dominantes en pourcentage
6	2,64	0,21	<i>Pseudo-nitzschia sp</i> (46,86%)
8	1,02	0,10	<i>Chaetoceros sp</i> (22,74%)
9	0,37	0,23	<i>Rhizosolenia sp</i> (41,75%)
10	0,55	0,13	<i>Rhizosolenia sp</i> (33,05%)
12	1,12	0,12	<i>Rhizosolenia sp</i> (16 ,03%)
14	1,13	0,15	<i>Nitzschia sp</i> (29,75%)
15	2,89	0,19	<i>Rhizosolenia sp</i> (20,69%)
16	1,92	0,10	<i>Nitzschia sp</i> (24,19%)
17	0,42	0,19	<i>Chaetoceros sp</i> (43,71%)
19	1,02	0,14	<i>Chaetoceros sp</i> (29,14%)
20	1,02	0,14	<i>Nitzschia sp</i> (24,74%)
21	1,79	0,07	<i>Rhizosolenia sp</i> (15,24%)

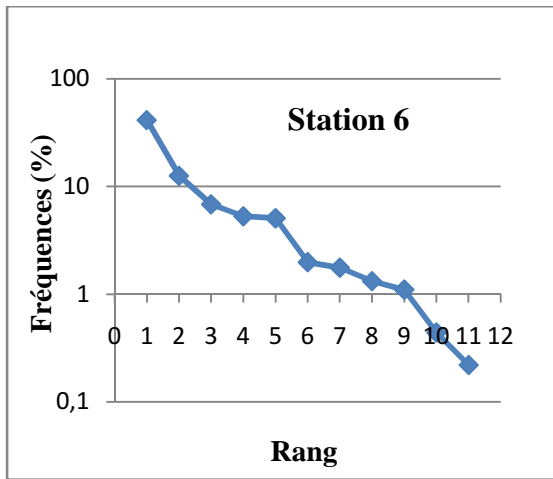
#### Diagrammes Rang-Fréquence

La comparaison des diagrammes rang-fréquences obtenus pour toutes les stations a permis de les situer par rapport aux trois stades de Frontier (1976). (Figure 39)

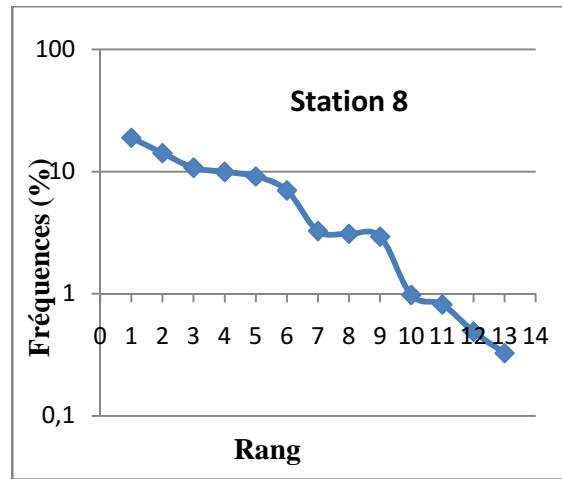
En effet, à la station 15, nous avons un stade 2 avec un diagramme rang-fréquence caractérisant les peuplements relativement structurés, qui montre une dominance de 5 espèces dont les fréquences sont supérieurs à 10% (Chaouti et Bayed, 2005).

Une deuxième succession de type stade 1 a pu être mise en évidence au niveau de dix stations (6, 8, 10, 12, 14, 16, 17, 19, 20 et 21) engendrée par des espèces de diatomées.

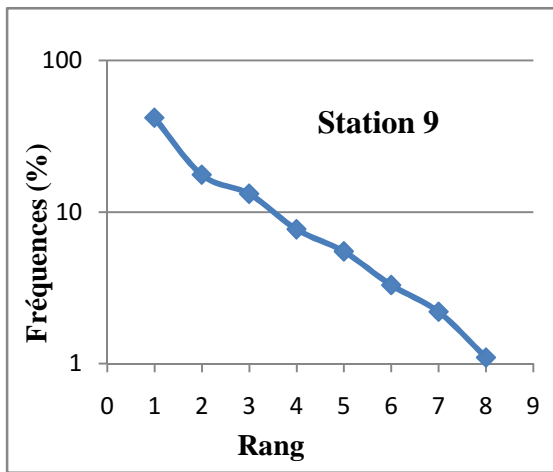
A la station 9 on a un stade 3, en fin de succession.



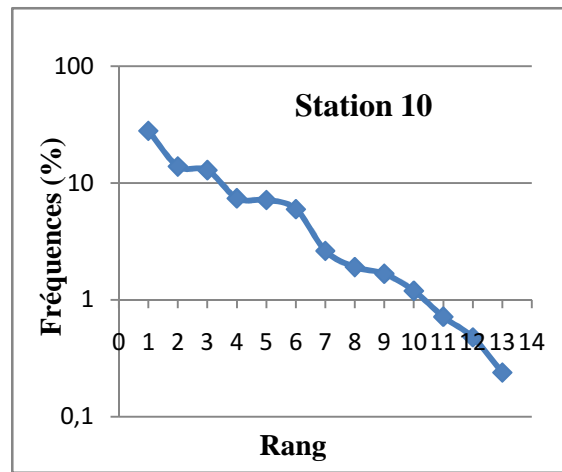
Stade 1



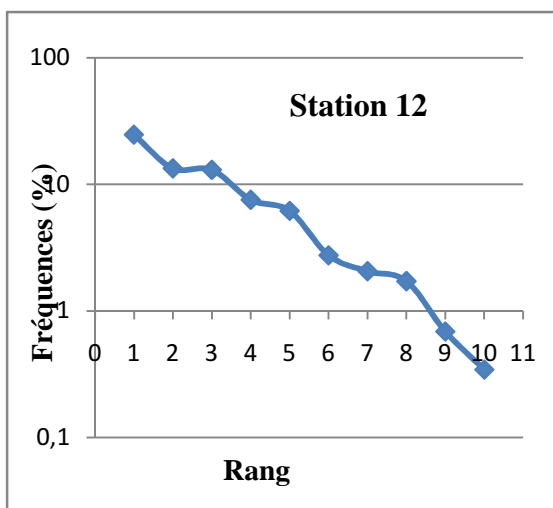
Stade 1



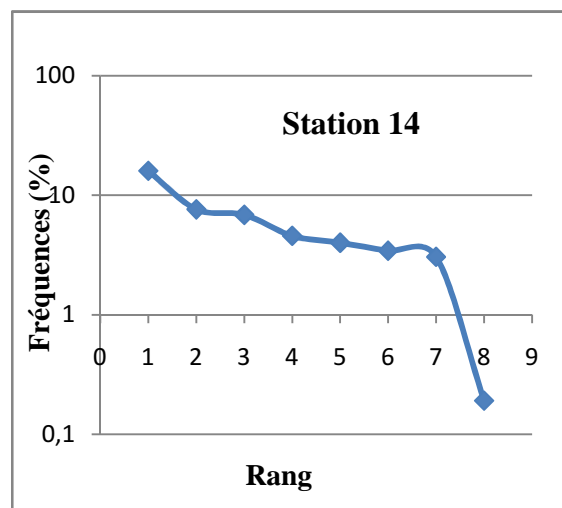
Stade 3



Stade 1



Stade 1



Stade 1

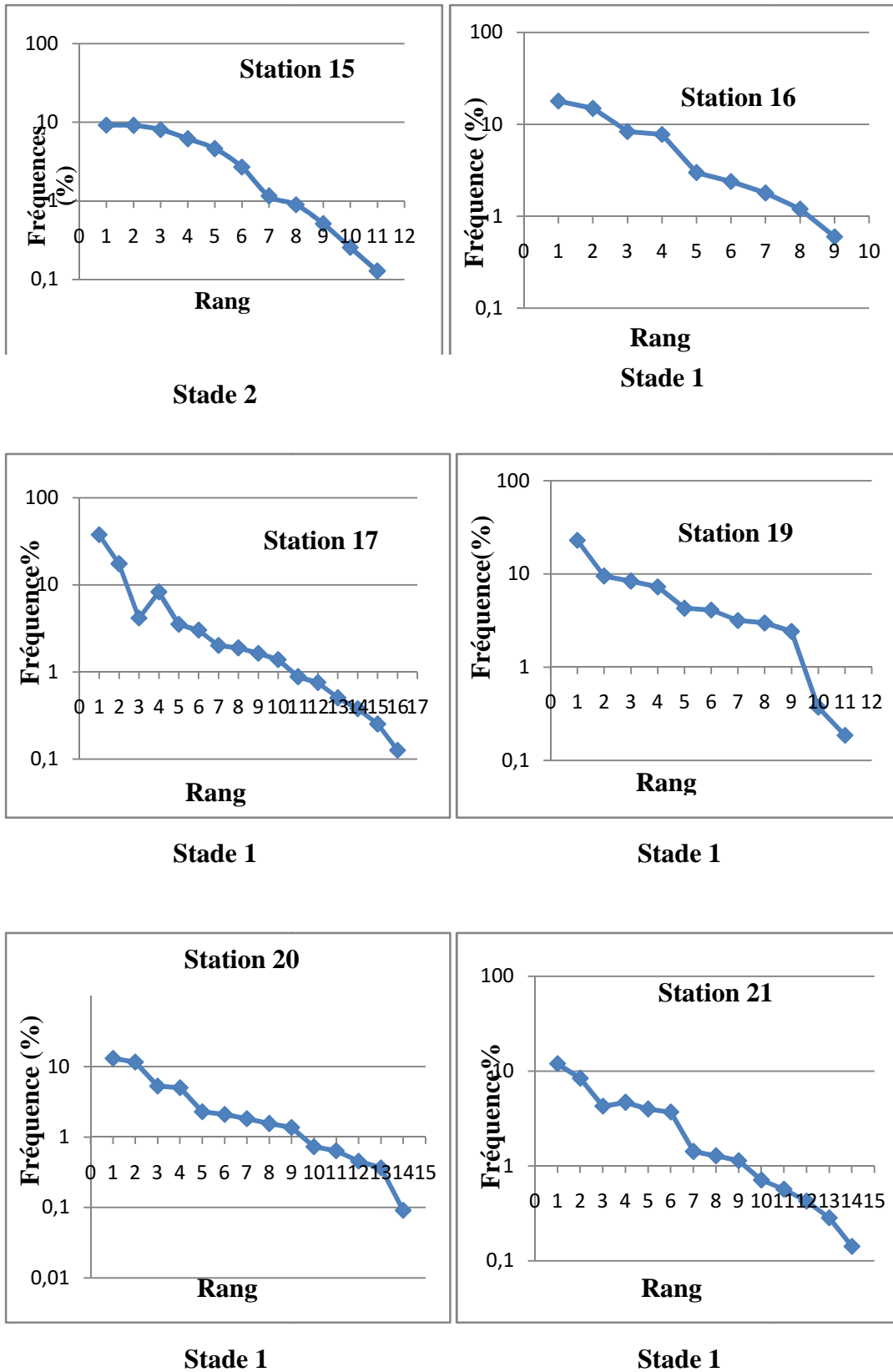


Figure 39 : Diagrammes rangs-Fréquences de toutes les stations.

#### IV.5.1.5. Espèces potentiellement nocives

Les différentes espèces toxiques ou potentiellement nocives que nous avons retrouvées dans cette étude appartiennent à deux grands groupes phytopanctoniques :

– **Les diatomées**

○ *Pseudo-nitzschia sp*

*Pseudo-nitzschia* est une des micro-algues toxique et, dans la méditerranée, on a prouvé la toxicité de deux espèces de ce genre : *Pseudo-nitzschia galaxiae* et *P.multistriata*.. Ce genre est connu pour produire des toxines de type ASP (Amnestic Shellfish Poisoning), réputée pour produire l'acide domoïque et peut causer l'empoisonnement après ingestion de mollusques qui concentrent les toxines par filtration.

Ce genre est présent durant toute la période d'échantillonnage avec des densités cellulaires qui varient de 40 Cell/l au niveau de la station 16 à 3740Cell/l au niveau de la station 16 et absente au niveau de la station 19.

– **Les dinoflagellées**

○ *Prorocentrum micans*

*P. micans* est une espèce qui vit aussi bien en eaux froides qu'en eau tempérée, elle est présente dans les stations suivantes : 8, 9, 14, 15, 17, 19 et 21 avec des densités cellulaires qui varient de 20 Cell/l au niveau de la station 8 à 370Cell/l au niveau de la station 19. Cette espèce peut causer la mortalité de la faune locale par anoxie (Koray, 2004).

○ *Dinophysis sp*

Un certain nombre d'espèces rattachées à ce genre est connu aujourd'hui pour produire des toxines de type DSP ((Diarrheic Shellfish Poison), ces toxines diarrhéiques se rencontrent de façon régulière dans les hépato-pancréas des coquillages bivalves et des moules en particulier (Nezan, Piclet, Grossel ,1997) . parmi les espèces rencontrées :

▪ *Dinophysis rotundata*

Cette espèce a une forme plus ou moins ronde. Espèce commune en eaux froides et océaniques. Nous l'avons observée au niveau de la trouvé dans la station 12, avec une densité cellulaire de 20 Cell/l.

Des études toxicologiques ont révélé que cette espèce est responsable de la production de la dinophysis toxine-1 (DTX1), (Lee et al ,1989 in Frehi et al, 2007).

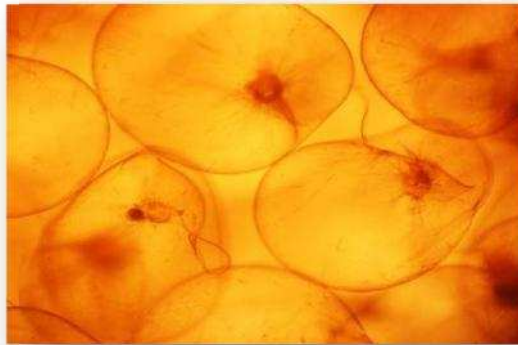
- *Dinophysis caudata*

C'est une espèce phytoplanctonique (en suspension), elle est présente dans la station 17, avec une densité cellulaire de 20 Cell/l. *Dinophysis caudata* produit l'acide Okadaïque impliqué dans le syndrome diarrhéique (DSP).

- *Noctiluca scintillans*

Dinoflagellé de grande taille (Figure 40), *Noctiluca scintillans* a été enregistrées sur la cote Algéroise à des concentrations proches de 100 Cell/l entre 2001 et 2002, (Illoul, et al ,2008). Cette espèce peut atteindre des densités de  $10^6$  Cell/l (Vila et Maso, 2005 In Attouchi F., 2008).

Dans notre étude, nous avons noté la présence de cette espèce dans les stations 14, 15, 17, 20, 21 avec des densités de 20 Cell/l et aussi dans la station 4 où elle a provoquée le phénomène d'eau colorée (figure 41) avec une densité supérieure à 40 000 cell/l.



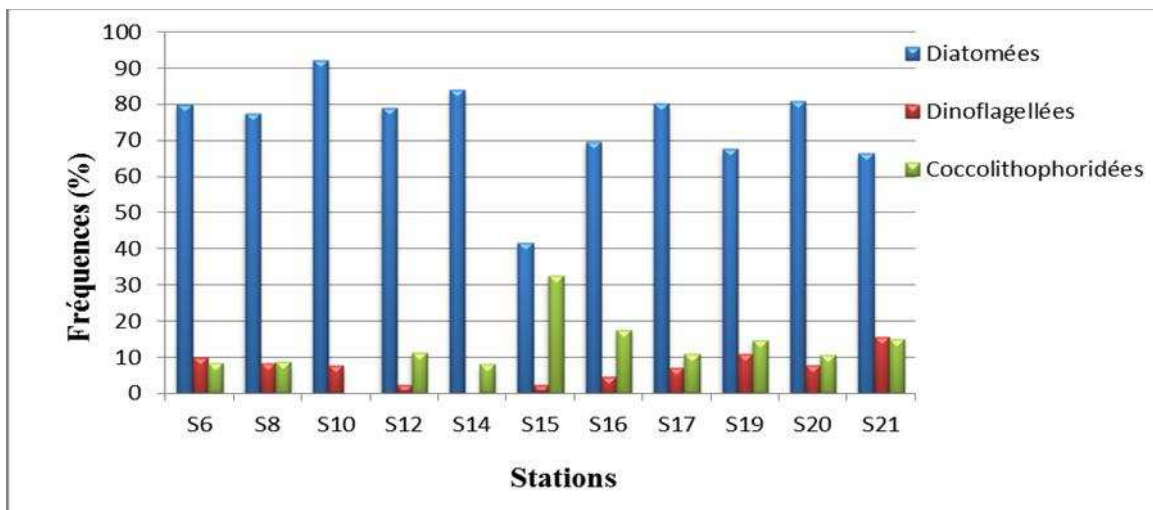
**Figure 40 :** *Noctiluca scintillans*



**Figure 41 :** Phénomène d'eau colorée provoqué par *Noctiluca scintillans* observé lors de notre sortie au large de la baie

### VI.5.2. Etude quantitative des groupes phytoplanctoniques

L'histogramme suivant (Figure 42) donne le pourcentage des groupes phytoplanctoniques recensés au niveau de chaque station. Remarquons que les groupes les plus importants sont les diatomées. D'une façon générale, le groupe des diatomées est dominant dans toutes les stations et cela par les pourcentages suivants: 92,30% (correspondant à 6980 Cell. /l) de diatomées par rapport à 7,69% (~160 Cell. /l) de dinoflagellés au niveau de la station 10. Ceci est au niveau de toutes les stations. Pour expliquer ces pourcentages élevés de diatomées, il est possible qu'il soit dû à un bloom de diatomées dans cette baie.



**Figure 42 :** Histogramme des fréquences des différents groupes phytoplanctoniques au niveau des différentes stations

# *Conclusion*

---

## Conclusion

---

Le but principal de notre étude est d'avoir une variété de mesures et une vue sur les paramètres du milieu et sur les populations phytoplanctoniques associées autour de l'embouchure de oued Mazafran.

L'analyse des résultats obtenue à partir des mesures de pH et des données acquises de température, salinité, oxygène dissous et des sels nutritifs ainsi que l'étude faite sur le phytoplancton nous permet de conclure ce travail en quelques points essentiels :

- Au niveau hydrologique nous avons :
  - Des pH faibles de  $7,85 \pm 0,02$  en moyenne par rapport aux pH déjà obtenus dans la même zone ;
  - Des teneurs élevées en chlorophylles de  $5,14 \pm 4,78 \mu\text{g/l}$ ;
  - Des teneurs élevées en oxygène par rapport à celles obtenues par Djaoudi et M'zyene 2012, les concentrations en oxygène augmentent en s'éloignant de l'embouchure de Oued Mazafran où ce dernier est utilisé pour la dégradation de la matière organique (UAO important), sous-saturation des eaux de surface ;
  
- Au niveau des nutriments :
  - Les concentrations en ammonium observées sont élevées, cela traduit l'importance des rejets d'eau usée apportée par Oued Mazafran ;
  - Des concentrations élevées en silicate par rapport à celles obtenues en 2012 par Djaoudi et M'zyene ;
  - Des concentrations en phosphate comparables à celles obtenues en 2012 par Djaoudi et M'zyene ;
  - Le rapport N/P s'avère faible du fait de l'influence côtière qui entraîne un enrichissement en faveur des phosphates ;
  
- Au niveau biologique, nous remarquons :
  - une bonne production phytoplanctonique qui correspond à une charge en cellules /litre qui atteint  $15900 \text{ cell/l}$  ;
  - le groupe des diatomées est dominant dans toutes les stations avec 92,30% de diatomées par rapport à 7,69% de dinoflagellés ;
  - la richesse spécifique est plus grande pour les diatomées sur toutes les stations ;

## Conclusion

---

Pour la connaissance précise du potentiel biologique, il serait intéressant d'approfondir ce travail par une étude sur la fertilité des eaux de surface côtière sur une période plus longue, pour apprécier l'importance des variations des facteurs physico-chimiques et météorologique sur le développement phytoplanctonique.

# *Bibliographie*

---

**Aït-Ameur N., (2007),** Contribution à la quantification du CO<sub>2</sub> anthropique en mer Méditerranée et en mer de Ross. Thèse de doctorat en "Océanologie, Bio-géochimie et Environnement", Université Via Domitia de Perpignan France, 236 p.

**Aminot A, Chaussepied M., 1983.** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. Editions CNEXO, Brest. 395p.

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

**Attouchi F., 2008.** Contribution à l'étude du phytoplancton nocif dans la région d'Alger au cours du printemps 2008, *Mémoire d'ingénieure, ENSSMAL 53p.*

**Bendaas H, Mebarki N., C 2010.** Etude des paramètres du système des carbonates dans le bassin Algérien, *Mémoire d'ingénieure, ENSSMAL ,68p .*

**Bernardi -Aubry F., Berton A., Bastianini M., Socal G., Acri F., 2004.** Phytoplankton succession in a coastal area of the NW Adriatic, over a 10-year sampling period (1990-1999). *Cont. Shelf Res.*, 24: 97-115.

**Béthoux J.P., Gentili B., 1999.** Functioning of the Mediterranean Sea: past and present changes related to freshwater input and climate changes. *J. Mar. Syst.*, 20: 33-47

**Béthoux J.P., Morin P., Ruiz-Pino D.P., 2001.** Temporal trends in nutrient ratios: chemical evidence of Mediterranean ecosystem changes driven by human activity.

**Boni L. et al., 2002.** Microalghe tossiche del Medio ed Alto Adriatico (Microalgues toxiques de la mer Adriatique). *Bolonie, Italie, 34 P.*

**Boudjenah M., 2012.** Etude de la structure et de la dynamique des populations phytoplanctoniques des eaux marines côtières de la région de Mostaganem et d'Alger. *Mémoire de Magister de l'université de MOSTAGANEM 86p.*

**Boulahdid M. et Minster, 1987.** Analyse des sels nutritifs dans l'eau de mer. Etude du mélange des masses d'eaux et de l'oxydation de la matière organique dans l'océan. *Thèse de Doctorat, Université de Paris VI, France, 266 P.*

- Bourelly P., 1985a.** Les algues d'eau douce: Initiation à la systématique. Tome I: Les algues bleues et rouges. Les Eugléniens, Péridiniens et Cryptomonadines. *Société nouvelle des Éditions Boubée, Paris...*
- Botes, L., 2003.** Phytoplankton Identification Catalogue. Saldanha Bay, *South Africa*, April 2001. *GloBallast Monograph Series No.7. IMO London, 88p.*
- Carrada G.C., Hopkins T.S., Bonaduce G., Ianora A., Marino D., Modigh M., Ribera d'Alcalà M., Scotto di Carlo B., 1980.** Variability in the hydrographic and biological features of the Gulf of Naples., *Mar. Ecol. 1*: 105-120.
- Carty S., 2003.** Dinoflagellates. Dans: *Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification*. Wehr, J.D. ET Sheath, R.G. (Eds). Academic Press, Paris....
- Chaouti A., Bayed A., 2005.** « Diversité taxonomique et structure de la macrofaune benthique des substrats meubles de la lagune de Smir » Travaux de l'Institut Scientifique, Rabat, série générale, n°4, 33-42.
- Couté, A., Bernard, C., 2001.** Les cyanobactéries toxiques. In: *Toxines d'algues dans l'alimentation*, Frémy, J. M. & Lassus, P. (Ed), *Ifremer, Brest, 21-37.*
- Crise A., Allen J.I., Baretta J., Crispi G., Mosetti R., Solidoro C., 1999.** The Mediterranean Pelagic ecosystem response to physical forcing. *Prog. Oceanogr.* 219-243.
- Djaoudi K et M'zyene S., 2012.** Étude des paramètres physico-chimiques et du système des carbonates dans la partie Est de la baie de Bou-Ismaïl, *Mémoire d'ingénieure, ENSSMAL 53p.*
- Djeridi H et Mansouri T., 2012.** Suivi de l'état d'eutrophisation et rôle de la baie d'Alger comme source ou puits de CO<sub>2</sub> pour l'atmosphère *Mémoire d'ingénieure, ENSSMAL. 79p.*
- Dickson, A.G., 1994.** Handbook of Methods for the Analysis of the Various Parameters of the Carbon dioxide System in Seawater.
- Eppley R.W., Peterson B.J., 1979.** Particulate organic matter flux and planktonic new production in the deep ocean. *Nature*, Vol, 282, 677- 680.
- Ettl H., 1978.** Xanthophyceae. Ettl, H., Gerloff, J., Heynig, H. (Eds). *Süßwasserflora von Mitteleuropa*. Gustav Fisher Verlag, Stuttgart.

**Fogg, G.E., Stewart, W.D.P., Fay, P., Walsby, A.E., 1973.** The blue-green algae. *Academic Press-London and New York*. pp. 9-297.

**Frehi H., Couté, A., Mascarell, G., Perrette-Gallet, C., Ayada, M., Kara, M-H., 2007.** Dinoflagellés toxiques et/ou responsable de blooms dans la baie d'Annaba (Algérie). Elsevier (Eds). *C.R.biologicals* (2007)615-628.

**Frontier S., 1969.** Méthode d'analyse faunistique rapide du zooplancton. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, **3** : 18-26.

**Frontier S., 1976.** Utilisation des diagrammes rangs-fréquences dans l'analyse des écosystèmes. *J. Rech. Oceanogr.*, **1** : 35-47.

**Germain H., 1981.** Flore des diatomées : eaux douces et saumâtres. *Société nouvelle des éditions Boubée, Paris...*

**Groga N., 2012.** Structure, fonctionnement et dynamique du phytoplancton dans le lac de Taabo (Côte d'Ivoire), *Mémoire doctorat de l'université de TOULOUSE* 152 p.

**Haddouche. I ; 2003.** Étude de l'état de pollution de la baie de Bou-Ismaïl par les sels nutritifs et les métaux lourds en Juillet 2002. *Mémoire d'ingénieur d'état ISMAL* 13-17p

**Hebada L. et Megdoud C., 2005.** Contribution à l'étude qualitative et quantitative des peuplements phytoplanctoniques et des Ciliés dans deux stations situées à Tamenfoust. *Mémoire d'ingénieur, spécialité : aquaculture, USTHB, Algérie, 36 P.*

**Henry M-T., Beaudry J., 1992.** Chimie des eaux, Ed le Griffon dargibe in Canada. 537p.

**Hurlbert S. H., 1971.** The non-concept of species diversity: A critique and alternative Parameters. *Ecology*, **52**: 577-586.

**Iglesias-Rodriguez, M. D., Schofield, O.M., Batley, J., Medlin, L.K. ET Hayes, P.K., 2006.** Intraspecific genetic diversity in the marine coccolithophore *Emiliania huxleyi* (Prymnesiophyceae): The use of microsatellite analysis in marine phytoplankton population studies. *Journal of phycology*. **42**: 526-536.

**Illoul, H., Maso, M., Fortuno, J., Cros, L., Morales-Blake, A., Séridji, R., 2008.** Potentially harmful microalgae in coastal waters of the Algiers area (Southern Mediterranean sea). *Cryptogamie, Algol.*, **29**(3) :261-278 .

**Jamet J.L., Jean N., Bogé G., Richard S., Jamet D., 2005.** Plankton succession and assemblage structure in two neighbouring littoral ecosystems in the north-west Mediterranean Sea. *Mar. Freshw. Res.*, **56**: 69-83.

**Jacques G., 1968.** Aspects quantitatifs du phytoplancton de Banyuls sur Mer (Golfe du Lion). III – Diatomées et Dinoflagellés de juin 1965 à juin 1968. *Vie et Milieu*.

**Jaquet J.M., Tassan, S., Barale V., et Sabaji, L., 1999.** Bathymetric and bottom effects on CZCS chlorophyll-like pigment estimation: data from the Kerkennah Shelf (Tunisia). *Int. J. Remote Sensing*, 1999, vol. 20, n° 7, p.1343-1362.

**John D.M., 1994.** Alternation of generations in algae: its complexity, maintenance and evolution. *Bio. Rev.*, **69**: 275-291.

**Koray T., 2004.** Potentially Toxic and Harmful Phytoplankton Species along the Coast of the Turkish seas .in Harmful Algae 2002 .K.A., J.H. Landsberg, C.R. Tomas, and G.A. Vargo (Eds.).Florida fish and wildlife Conservation Commission ,Florida Institute of Oceanography and IOC of UNESCO.

**Kugrens P., Clay B.L., 2003.** Cryptomonads. *In: Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification.* Wehr, J.D. ET Sheath, R.G. (Eds). *Academic Press, Paris...*

**Lacaze J. C., 1980.** La pollution pétrolière en milieu marin. Ecologie appliquée et sciences de L'environnement 3.*Edition Masson Paris, pp 3-13.*

**Lacaze J .C., 1996.** L'eutrophisation des eaux marines et continentales, 191p.

**Madi F., 2009.** Apport du système d'information géographique (SIG) pour la modélisation de la couleur des eaux marines. (Cas : la baie d'Alger), *Mémoire d'ingénieure, ENSSMAL* ,82p .

**Magurran A.E., 1988.** Ecological diversity and its measurement. *Princeton. Univ. Press.* Princeton, 179 p.

**Mantoura R.F.C., Martin J.M., Wollast R., 1991.** Ocean margin processes in global change. *Wiley- Interscience, New York: 469 p.*

- Margalef R., 1958.** Temporal succession and spatial heterogeneity in phytoplankton. In [Ed.]A.A. Buzzati-Traverso. Perspectives in marine biology. *University of California Press, Berkeley*, p. 323-349.
- Messié M., 2006.** Contrôle de la dynamique de la biomasse phytoplanctonique dans le Pacifique tropical ouest. Thèse de doctorat. *Université de Toulouse III, France*, 266 P.
- Mur, L.R., Skumberg, O.M., & Utkilen, H., 1999.** Cyanobacteria in the environnement. In: Chorus, I. ET Bartram, J. (Eds.). Toxic Cyanobacteria in water. Aguide to their public Health consequences, monitoring and management. *WHO Ed. E & FN SPON. 41-111p.*
- Nezan E, Picel G., et Grossel H., 1997.** Guide pratique à l'usage des analystes du Réseau National de Surveillance du phytoplancton, Edition, Ifremer France. 31p.
- Not, F., Valentin, K., Romari, K., Lovejoy, C., Massana, R., Tobe, K., Vaultot, D. et Medlin, L.K. 2007.** Picobiliphytes: A marine picoplanktonic algal group with unknown affinities to other eukaryotes. *Science*. 5809 :253-255.
- Passafiume O, Oriol L., 2010.** Détermination de l'oxygène dissous par la méthode de Winkler 10p.
- Passafiume O, Oriol L., 2007.** Détermination de la chlorophylle a par fluorimétrie 7p.
- Peperzak L., Colijn F., Koeman R., Gieskes W.W.C., Joordens J.C.A., 2003.** Phytoplankton sinking rates in the Rhine region of fresh water influence. *J. Plankton. Res.* 25:365-383p.
- Pourriot R., et Meybeck M., 1995.** Limnologie générale, *Masson, Paris*. 956 p.
- Prescott, L.M., Harley, J.P. et Klein, D.A., 2003.** Microbiologie, 2ème édition. *Deboeck University, Bruxelles*.
- Raimbault P., Rodier M., and Taupier-L., 1988.** Size fraction of phytoplankton in the Ligurian Sea and the Algerian Basin (Mediterranean Sea): Size distribution versus total concentration, *Mar. Microb. Food Webs*, 3, 1–7.
- Reynolds, C.S., 1987.** Cyanobacterial water-blooms. *Adv. Bot. Res.* 13, 67-143.
- Rodier J., 2005.** L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux de mer. *Edition : DUNOD, 8<sup>ème</sup> édition, Paris, 1384 P.*

**Rossi N., 2008.** Ecologie des communautés planctoniques méditerranéennes et étude des métaux lourds (Cu, Pb, Cd) dans différents compartiments de deux écosystèmes côtiers (Toulon, France). *Thèse de doctorat. Université du sud Toulon-Var 201p.*

**Saez, A.G., Zaldivar-Riveron, A. et Medlin, L.K., 2008.** Molecular systematic of the Pleurochrysidaceae, a family of coastal coccolithophores (Haptophyta). *Journal of Plankton Research.* 30 : 559-566.

**Samari, N., 2008.** Qualité physico-chimique, sels nutritifs et Bactériologique dans la baie de Bou-Ismaïl et le port de Bou-Haroun, *Mémoire d'ingénieure, ENSSMAL, 69p.*

**Simboura N., Zenetos A., 2002.** Benthic indicators to use in ecological quality classification of Mediterranean soft bottom marine ecosystems, including a new biotic index. *Med. Mar. Sci.*, **3 (2)**: 77-111.

**Skulberg, O.M., 1996.** Toxins produced by cyanophytes in Norwegian inland waters health and environment. In: Chemical data as a basis of geomedical investigations. Ed.Lag. J., the Norwegian Academy of Sciences and Letters, Oslo. pp. 131-148.

**Travers M., 1964.** Diversité du microplancton du Golf de Marseille. *Station Marine d'Endoume et Centre d'Océanographie, Marseille, France* : 308-343.

**Travers M., 1971.** Diversité du phytoplancton du golfe de Marseille en 1964. *Mar. Biol.*, 8 (4) : 308-343

**Trégouboff G., Rose M., 1957.** Manuel de planctonologie méditerranéenne. -Paris, C.N.R.S.(texte), 587 p.

**Tregouboff G., Rose M., 1978a.** Manuel de planctonologie méditerranéenne. Tome1, Centre National de la Recherche Scientifique., 587p.

**Tregouboff G., Rose M., 1978b.** Manuel d planctonologie méditerranéenne Tome 2, Centre National de la Recherche Scientifique., 207p.

**Vila, M., and Maso, M., 2005.** Phytoplankton functional groups and harmful algal species in anthropogenic ally impacted waters of the NW Mediterranean Sea. *Scientia Marina* 69.

**Wetzel R.G., 2001.** *Limnology: Lake and River Ecosystems. 3rd Edition. Academic Press, London...*

# *Annexes*

---

## Annexe 1 : Types des flacons

**Tableau :** des différents types des flacons utilisés lors de l'échantillonnage.

Paramètres	matériels	bouchages	Volumes (ml)
Oxygène dissous	Verre transparent	rodage normalisé avec des bouchons à doigt plongeur	Environ 280 ml
pH	plastique	Plastique à vis	Environ 125 ml
- Sels nutritifs - chlorophylle - MES et MOP - Phytoplancton - zooplancton	Plastique	A vis, sans joint	Environ 300 ml

## Annexe 2 : Salinité

### Préparation des standards de la salinité

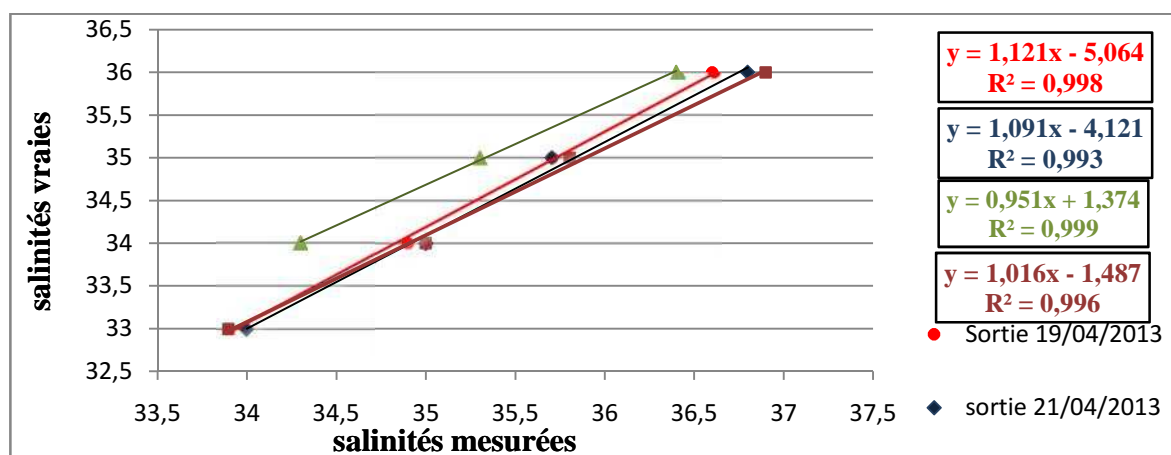
Gammes (g/kg)	33	34	35	36
Pesées NaCl (g)	3,3	3,4	3,5	3,6

Nous avons pesé 100g d'eau distillée dans laquelle on a dilué les quantités nécessaire pour chaque standard.

**Tableau :** des gammes d'étalonnage pour la salinité.

Salinité vrai	Salinités mesurées			
	Sortie 19-04-13	Sortie 21-04-13	Sortie 27-04-13	Sortie 10-05-13
<b>33</b>	33,9	33		33,9
<b>34</b>	34,9	34	34,3	35
<b>35</b>	35,7	35,7	35,3	35,8
<b>36</b>	36,6	36,8	36,4	36,9

- L'étalonnage du conductimètre pour la 2<sup>ème</sup> sortie été fait le lendemain 22/04/2013.

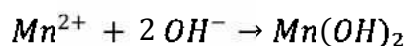


**Figure :** courbe des gammes étalons pour la salinité

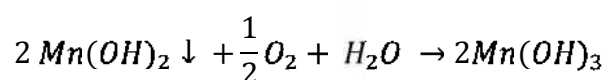
### Annexe 3 : Oxygène dissous

#### Réactions chimiques

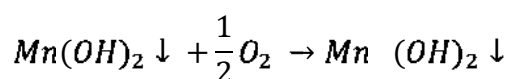
On ajoute à l'eau à analyser une solution de manganèse (II) que l'on précipite par une base forte :



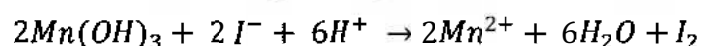
Une réaction en milieu hétérogène, l'oxygène dissous est fixé par le précipité en faisant passer le manganèse à des degrés d'oxydation plus élevés (III et IV) :



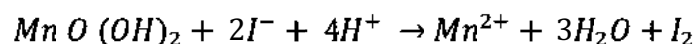
et



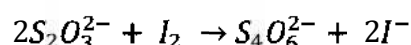
Lorsque l'oxygène est totalement fixé, le milieu est acidifié (redissolution du précipité) ; la solution contenant des ions iodure (ayant été introduits avec la base forte), il y a formation d'iode avec retour du manganèse au degré d'oxydation II :



et



L'iode libéré est dosé par le thiosulfate :



#### Préparation des réactifs de l'oxygène

➤ **Réactif 1 (R<sub>1</sub>)** : Solution de chlorure de manganèse  $\text{MnCl}_2$  :

- Dissoudre 600 g de  $\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$  de 98 % de pureté dans 600 ml d'eau distillée.
- Ajuster à 1 litre.
- Stocker dans une bouteille en verre ou en plastique
- Dose à utiliser : 3ml par l'échantillon

Cette solution se conserve indéfiniment à température ambiante.

➤ **Réactif 2 (R<sub>2</sub>)** : Solution basique d'iodure de NaI

- Dissoudre 600 g de NaI de 98% de pureté dans environ 300ml d'eau Milli-Q
- Dissoudre en chauffant 320 g de NaOH dans 400 ml d'eau Milli-Q.

- Mélanger ces 2 solutions en versant rapidement la solution de NaOH dans la solution de NaI et ajuster à 1 litre.
- Dose à utiliser : 3ml par litre d'échantillon.

Cette solution se conserve indéfinie a température ambiante à renouveler des qu'elle prend une coloration brunette.

➤ **Réactif 3 (R3) : Solution d' $H_2SO_4$  10N (28%)**

- Ajouter lentement 280 ml d' $H_2SO_4$  de 96-98% de pureté, concentrée à 700 ml d'eau distillée.
- Refroidir et ajuster à 1 litre (Utiliser une fiole grade B suffit).
- Transférer dans un flacon bien hermétique.
- Dose à utiliser : 2ml par échantillon.

Cette solution se conserve indéfiniment à température ambiante.

➤ **Solution de thiosulfate 0,01 N**

Dissoudre 2,48 g de  $Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$  à 99% de pureté dans de l'eau distillée et ajuster à 1 l. Conserver à température ambiante. Cette solution est instable, il est préférable de la préparer tous les 15 jours, même si elle est titrée avant chaque utilisation par la solution d'iodate de potassium.

➤ **Solution étalon d'iodate de potassium**

Sécher à 105°C pendant 1 heure du  $KIO_3$  à 99,7 a 100 % de pureté. Laisser refroidir au dessiccateur puis peser exactement 0,3579 g en milieu anhydre pour obtenir une solution 0.01N ou 3,579g pour obtenir une solution 0,1N. Dissoudre dans l'eau distillée et ajuster à 1 litre.

La dissolution ne s'effectue que lentement. Cette solution est stable indéfiniment à condition de la conserver à l'abri de la lumière et d'éviter toute évaporation et variation thermique. Il est donc préférable de la stocker dans plusieurs flacons hermétiquement fermés et de limiter leur utilisation à une année maximum après la première ouverture.

### **Détermination du titre de la solution de thiosulfate**

A déterminer à chaque série de dosages, et à chaque nouvelle préparation de réactifs.

- Remplir d'eau Milli-Q, 1 flacons de prélèvement ;
- Verser le contenant de flacon dans un bécher ;
- Ajouter 5ml de  $R_3$  + 3ml de  $R_2$  + 3ml de  $R_1$  (agiter parfaitement entre chaque addition) ;

- Rajouter 1 ml d'iodate de potassium 0,1N. La solution vire au jaune.
- Insérer le barreau aimanté sans faire de projection sur les parois du bécher.
- Mettre l'agitateur magnétique à faible vitesse de manière à éviter les projections de goutte sur les parois.
- Immerger l'électrode et le distributeur de titrant.
- L'électrode ne doit pas toucher les parois du bécher.
- Attendre que l'iode soit mélangé de manière homogène avant la distribution du thiosulfate.
- Mettre en route le titrage
- le logiciel calcule et affiche à la fin du titrage le point équivalent

Nous avons réalisé 3 tests à chaque fois et nous prenons la moyenne.

**Tableau :** des volumes moyens de thiosulfate utilisé pour la détermination du titre de thiosulfate.

Sortie	volume moyen de thiosulfate utilisé pour la standardisation (ml)(Vs)
19/04/2013	5,11
21/04/2013	5,1
27/04/2013	5,24
10/05/2013	5,003

### Détermination du blanc chimique

A déterminer régulièrement, et en tout cas à chaque nouvelle préparation de réactifs.

- Remplir d'eau Milli-Q, 1 flacon de prélèvement.
- Verser le contenant du flacon dans un bécher.
- Ajouter 5ml de R<sub>3</sub> + 3ml de R<sub>2</sub> + 3ml de R<sub>1</sub> (agiter entre chaque addition).
- Ajouter 1ml de solution de KIO<sub>3</sub> 0,1N.
- Titrer immédiatement par le thiosulfate en s'arrêtant exactement au point d'équivalence.
- Soit V<sub>1</sub> ce volume.
- Ajouter à nouveau 1 ml de KIO<sub>3</sub> 0,1N, et titrer. Soit V<sub>2</sub> ce volume.

$$b = V_1 - V_2$$

- b : valeur de blanc chimique
- V<sub>1</sub> : 1<sup>er</sup> volume de thiosulfate ajouté
- V<sub>2</sub> : 2<sup>ème</sup> volume de thiosulfate ajouté
- Le test est réalisé 2 fois et la moyenne a été prise pour nos calculs.

**Tableau :** des volumes moyens de thiosulfate utilisé pour la détermination du blanc chimique pour chaque série d'analyse.

Sortie	volume moyen de thiosulfate utilisé pour la détermination du blanc chimique (ml)
19/04/2013	0,235
21/04/2013	0,23
27/04/2013	0,27
10/05/2013	0,29

### Calculs des concentrations de l'oxygène dissous

$$[O_2](ml/l) = Nt * \frac{V_e - b}{4} * 22,392 * \frac{1000}{V_t} * \frac{V_f}{(V_f - V)}$$

$$[O_2](\mu moles/l) = Nt * \frac{V_e - b}{4} * 22,392 * \frac{1000}{V_t} * \frac{V_f}{V_f - V} * 44,66$$

Où

- **Vf** : volume du flacon d'échantillonnage ;
- **V** : volume de réactifs introduits ( $R_1 + R_2$ ) ;
- **Vt** : volume sur lequel est fait le titrage (peut être égale à Vf) ;
- **Ve** : volume de thiosulfate consommé par l'échantillon ;
- **Nt** : titre du thiosulfate (calculer à partir de la titration du thiosulfate, annexe 3) ;
- **Vs** : volume de thiosulfate consommé pour sa standardisation ;
- **Ni** : titre de l'iodate utilisé pour la standardisation ;
- **Vi** : volume d'iodate utilisé pour la standardisation ;
- **b** : blanc chimique ;

### Titre du thiosulfate

$$Nt = Ni * \frac{Vi}{Vs - b}$$

### Calcul d'erreurs

➤ Calcul de la précision sur la concentration de  $KIO_3^-$  :

$$\delta[KIO_3] = [KIO_3] * \sqrt{\left(\frac{\delta m}{m}\right)^2 + \left(\frac{\delta M}{M}\right)^2 + \left(\frac{\delta V}{V}\right)^2}$$

Où :

- **m** : la masse de  $KIO_3$  utilisé pour la préparation de l'étalon
- **m** : précision sur la pesée (précision de la balance =  $\pm 10^{-4}$ g).

- **M** : masse molaire de  $KIO_3$
- **M**: est la précision sur la masse molaire ( $\pm 0,02$  g/mol).
- **V** : est le volume de la solution préparée (1l).
- **V** : est la précision de la fiole utilisée ( $\pm 0,4$  ml).

➤ *Calcul d'erreur sur le titrant ( $Na_2S_2O_3$ )*

Des trois tests d'étalonnage du thiosulfate on obtient une moyenne de volume de thiosulfate ( $V_m$ ) et un écart type ( $V_m$ ) sur le volume d'acide ajouté lors de dosage et aussi une moyenne et un écart type sur la concentration de thiosulfate  $[Na_2S_2O_3]_m$ .

L'erreur sur la **concentration de thiosulfate** est donc égale à :

$$\delta[Na_2S_2O_3] = [Na_2S_2O_3]_m * \sqrt{\left(\frac{\delta [KIO_3]}{[KIO_3]}\right)^2 + \left(\frac{\delta V[KIO_3]}{V[KIO_3]}\right)^2 + \left(\frac{\delta V_m}{V_m}\right)^2}$$

Où :

- **$[Na_2S_2O_3]$** : Erreur sur la concentration de thiosulfate ;
- **$[Na_2S_2O_3]_m$**  : Moyenne sur la concentration de thiosulfate des trois teste d'étalonnage ;
- **$[KIO_3]$** : Erreur sur la concentration d'iodate de potassium calculé avec l'équation(4) ;
- **$[KIO_3]$** : la concentration de l'iodate de potassium ;
- **$V_m$**  : Moyenne de volume de thiosulfate ajouté ou trois teste d'étalonnage ;
- **$V_m$**  : Ecart type sur le volume de thiosulfate ajouté après trois teste d'étalonnage ;
- **$V [KIO_3]$** : Volume de  $KIO_3$  titré (10ml) ;
- **$V [KIO_3]$**  : Erreur sur le volume de la pipette utilisé (0 ,1ml) ;

➤ *Calcul d'erreur sur la concentration d'oxygène*

$$\delta[O_2] = [O_2] * \sqrt{\left(\frac{\delta [Na_2S_2O_3]}{[Na_2S_2O_3]}\right)^2 + \left(\frac{\delta V[Na_2S_2O_3]}{V[Na_2S_2O_3]}\right)^2 + \left(\frac{\delta V}{V}\right)^2}$$

Où :

- **V**: volume du flacon d'oxygène ;
- **V** : erreur associée au volume des flacons d'oxygène ;
- **$V[Na_2S_2O_3]$** : volume de thiosulfate ajouté ;
- **$V[Na_2S_2O_3]$**  : erreur sur le volume de thiosulfate ajouté ( $10^{-2}$ ) ;
- **$[Na_2S_2O_3]$** : erreur sur la concentration de thiosulfate calculé avec l'équation (5) ;

- $[\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3]_m$  : moyenne de la concentration de thiosulfate après les trois testes d'étalonnage ;
- $[\text{O}_2]$  : erreur sur la concentration en oxygène dissous ;
- $[\text{O}_2]$  : concentration de l'oxygène dissous calculée avec l'équation (1) ou (2).

**Tableau** : Erreurs sur les concentrations en oxygène dissous

Station	Profondeur	$[\text{O}_2]\mu\text{mol/l}$	Erreur
1	0,5	270,48	2,84
2	0,5	280,20	2,94
3	1	274,03	2,89
3	5	271,19	2,85
4	1	268,69	2,82
4	6	270,64	2,85
4	14	265,65	2,79
5	1	270,53	2,85
5	6	309,29	3,26
5	12	271,11	2,85
5	22	262,12	2,76
6	1	264,47	2,77
6	26	263,15	2,76
22	2	229,26	3,44
22	6	261,69	3,93
22	15	255,85	3,84
22	26	265,94	3,99
7	2	254,26	3,82
7	10	244,28	3,67
7	20	236,2	3,55
7	35	253,6	3,81
8	2	181,86	1,91
8	10	187,33	1,97
8	20	247,57	2,59
8	40	189,69	1,99
9	2	229,8	2,41
9	10	193,5	2,03
9	34	197,34	2,07
10	2	193,16	2,03
10	6	176,64	1,85
10	15	209,25	2,19
10	25	223,6	2,34
11	2	157	1,65
11	6	222,88	2,340
11	12	202,08	2,14
12	2	211,35	2,22

13	2	171,32	1,80
14	2	154,83	1,63
15	2	189,29	1,99
15	6	191,52	2,01
15	15	204,81	2,15
16	2	175,93	1,85
16	10	186,25	1,95
16	27	188,91	1,98
21	1	253,89	2,53
21	3	260,63	2,60
21	5	260,79	2,60
21	10	256,66	2,56
21	20	256,58	2,56
21	30	165,22	1,65
21	40	199,71	1,99
21	50	196,5	1,96
21	60	207,08	2,07
17	1	260,38	2,59
17	3	175,5	1,75
17	5	268,73	2,68
17	10	164,76	1,65
17	20	261,89	2,61
17	30	268,82	2,68
17	35	265,67	2,65
18	1,5	246,17	2,45
19	1	258,94	2,58
19	3	229,14	2,28
19	6	272,17	2,71
20	1	216,69	2,19
20	5	275,48	2,75
20	15	271,92	2,71

**Polynôme de Weiss, 1970**

$$\ln C^*O_2 = -173,9894 + 255,5907 \left( \frac{100}{T} \right) + 146,4813 * \ln \left( \frac{T}{100} \right) + S * \left[ -0,037362 + 0,016404 * \left( \frac{T}{100} \right) + 0,0020564 * \left( \frac{T}{100} \right)^2 \right]$$

Où :

- C\*O<sub>2</sub>: solubilité de l'oxygène en µmol.kg ;
- T : Température de l'eau de mer en Kelvin ;
- S : salinité de l'eau de mer ;

## Annexe 4 : pH

**Tableau :** Composition de la solution tampon pH (TRIS), selon Dikson 1994

Constituant	moles	Masse(g)
NaCl	0.38762	22.6446
KCl	0.01058	0.7884
MgCl <sub>2</sub>	0.05474	—
CaCl <sub>2</sub>	0.01075	—
Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	0.02927	4.1563
HCl	0.04000	—
2-amino-2-Hydroxymethyl-1, 3-propanediol (tris)	0.08000	9.6837

La détermination de la masse de MgCl<sub>2</sub>, de CaCl<sub>2</sub> et de volume de HCl est calculée respectivement par les formules suivantes :

$$m_{sel} = [sel] * \frac{M_{sel}}{p}$$

Où :

- **m<sub>sel</sub>** : la masse de sel ;
- **[sel]** : concentration de sel ;
- **M<sub>sel</sub>** : masse molaire de sel ;
- **P** : pureté de sel ;

$$V_{HCl} = \frac{P_{HCl}}{d_{HCl}}$$

Où :

- **V<sub>HCl</sub>** : volume de HCl ;
- **P<sub>HCl</sub>** : pureté de l'HCl ;
- **d<sub>HCl</sub>** : densité de HCl ;

## **Annexe 5 : MES et MOP**

### **Mode opératoire de la MES**

Pour chaque échantillon, on filtre un volume représentatif d'eau (499,16 ± 148,02 ml) en moyenne à travers un filtre de fibre de verre de porosité de 0,7µm. Le filtre est rincé, séché et pesé avant et après filtration. La différence de poids entre les deux pesées permet de connaître la masse sèche totale de matières en suspension dans le volume filtré correspondant. La précision sur la concentration des M.E.S dépend du volume d'eau filtré et de la sensibilité de la balance (Aminot et Chaussepied, 1983 et Rodier et al. 2005).

### Mode opératoire de la MOP

La méthode de mesure de la matière organique consiste à préparer les filtres de 0.7 µm de diamètre de pores de la même façon que pour les filtres de la matière en suspension. (Conditionnement des filtres puis filtration de l'eau de mer et séchage à l'étuve à 70°C pendant deux heures). Pour cela on a utilisé les filtres des MES.

Les filtres sont alors pesés avec précision dans des creusets ( $P_3$ ). Ensuite les creusets avec filtres sont passés au four à moufle à 600°C pendant 2 heures. Les creusets et filtres sont à nouveau pesés ( $P_4$ ).

### Expression des résultats

#### ➤ Pour la MES

Les concentrations sont calculées selon la formule suivante :

$$[MES] \left( \frac{mg}{l} \right) = \frac{(P_2 - P_1)}{V}$$

Où :

- [M.E.S] : Concentration de la matière en suspension (mg/l) ;
- $P_1$  : Poids du filtre sec avant filtration (mg) ;
- $P_2$  : Poids du filtre sec après filtration (mg) ;
- $V$  : Volume d'eau filtrée (litre) ;

#### ➤ Pour la MOP

La différence de ces deux poids obtenus  $P_3$  et  $P_4$  nous donne le poids de la matière organique brûlée :

$$MOI (mg) = P_3 - P_4$$

$$MOI (\%) = \frac{[(P_3 - P_4) * 100]}{P_2 - P_1}$$

Avec :

- **MOP** : matière organique particulaire en (mg) et (%)
- $P_1$  : Poids du filtre vide avant filtration
- $P_2$  : Poids du filtre après filtration et séchage (mg).
- $P_3$  : Poids du filtre avec creuset avant calcination
- $P_4$  : Poids du filtre avec creuset après calcination

## **Annexe 6 : Chlorophylle a**

### **Préparation réactifs chlorophylle a**

#### ➤ **Préparation de l'acétone à 90%**

Introduire 10ml d'eau déionisée dans une fiole jaugée de 100ml ; compléter à 100ml avec l'acétone pur.

#### ➤ **Préparation de HCl 0,3N**

Diluer 40 fois de l'acide chlorhydrique concentré (1,19 kg/l: 12 mol/l) dans de l'eau déminéralisée 2,5ml d'HCl pour 100ml de solution.

Attention : verser d'abord une partie de l'eau (~la moitié) ; ajouter l'acide puis compléter à 100ml avec l'eau déminéralisée.

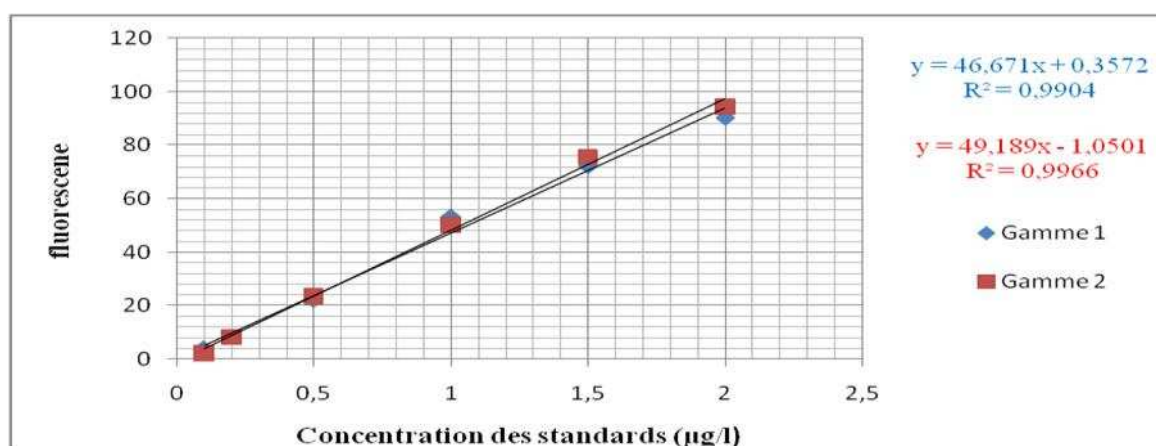
### **Extraction**

On a Placé, à l'aide d'une pince à bouts plats, les filtres encore congelés dans des tubes à centrifuger en verre. On a ajouté 3ml d'acétone à 90% à l'aide d'une micropipette puis on a broyé le filtre à l'aide d'une baguette de verre et on ajoute encore une fois 3ml d'acétone à 90%.

On a laissé les tubes identifiés au numéro de l'échantillon et recouvert de papier aluminium une nuit au réfrigérateur (+4°C), sur un portoir.

**Tableau :** Représente les tests de la reproductibilité de la chlorophylle a

Echantillon	Blanc d'acétone	Blanc de filtre	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8	T9	T10
ABS avant acidification	0	2,15	11,1	11,15	9,7	10,4	9,6	11,5	10,5	10,5	12,2	11,9
ABS après acidification	0	2,3	5,3	8,05	7,55	10,95	4,5	5,5	4,2	4,8	5,7	5,2



**Figure :** Droite d'étalonnage de la chlorophylle a

### Répétabilité sur la chlorophylle *a*

Pour tester la répétabilité sur la chlorophylle *a*, un même échantillon d'eau de mer prélevée au niveau de la plage Ouest de Sidi-Fredj est passé au fluorimètre plusieurs fois, les concentrations, la moyenne et l'écart type sont représentés dans le tableau ci-dessous :

**Tableau :** Les concentrations d'un échantillon d'eau de mer pour le test de répétabilité sur la chlorophylle *a*.

Tests	Concentrations
1	3,14
2	3,24
3	1,33
4	2,26
5	2,7
6	2,85
7	2,55
8	2,95
9	3,04
<b>Moyenne</b>	<b>2,67±0,42</b>

### Répétabilité sur les blancs du filtre

Des filtres vierges (les même qui sont utilisés pour la chlorophylle) ont subit la même procédure que les échantillons.

La fluorescence et l'écart type de ces filtres sont donnés dans le tableau ci-dessous :

**Tableau :** Fluorescence des filtres vierges avant et près acidification

Filtres	Fa	F0
1	2,9	2,4
2	1,3	1,3
3	1,1	1,1
<b>Moyenne</b>	<b>1,8±0,8</b>	<b>1,6±0,5</b>

## Annexe 7 : Sels nutritifs

### Ammonium

Le dosage de l'ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ) est réalisé en suivant la méthode (Koroleff, 1969 *in* Aminot et Chaussepied, 1983). En milieu alcalin ( $8 < \text{pH} < 11,5$ ), l'ammonium dissous réagit sur l'hypochlorite pour former une monochloramine. Ce composé, en présence de phénol ( $\text{R}_1$ ) et d'un excès d'hypochlorite ( $\text{R}_2$ ) (milieu oxydant) donne lieu à la formation d'un bleu d'indophénol. La réaction est catalysée par le nitroprussiate de sodium. Le maximum d'absorption se fait sur une longueur d'onde de 630 nm.

### Préparation des réactifs

#### Réactif 1 : Solution de Phénol-Nitroprussiate.

pour 1l de réactif : dissoudre 35g de phénol et 400mg de nitroprussiate de sodium ( $\text{Na}_2\text{Fe}(\text{CN})_5\text{NO}, 2\text{H}_2\text{O}$ ) dans de l'eau déminéralisée et compléter à 1000 ml.

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.

#### Réactif 2: Solution alcaline D'hypochlorite

Pour 1 l de réactif : dissoudre 280g de citrate trisodique «pour analyse» ( $\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7, 2\text{H}_2\text{O}$ ) et 22g de soude dans environ 800ml d'eau déminéralisée ou fraîchement distillée.

Ajouter alors un volume de solution d'hypochlorite correspondant à 1,4g de chlorure, soit : 44ml d'une solution à 10 degré chlorométrique ou 40 ml d'une solution normale. Compléter à 100 ml. Ce réactif se conserve au froid pendant 1 à 2 mois.

### Préparation des solutions étalons

Ces solutions ont été préparées à base de la solution étalon secondaire qui est préparée à partir de la solution étalon primaire.  $C_1.V_1=C_2.V_2$

#### Solution étalon primaire

Sécher pendant 1h à 110 °C du sulfate d'ammonium de pureté analytique  $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$  ; et en dissoudre 0,661 g dans 1000ml d'eau distillée: 1ml contient 10  $\mu\text{mol}$  de N- $\text{NH}_4$ . Cette solution est stable indéfiniment au réfrigérateur.

#### Solution étalon secondaire

Diluer 20 fois la solution étalon primaire avec de l'eau déminéralisée de bonne qualité ou de l'eau fraîchement distillée. Ajouter du chloroforme à raison de 1ml/l : 1ml contient 0,5  $\mu\text{mol}$  de N- $\text{NH}_4$  cette solution est stable environ une semaine au réfrigérateur, mais pour plus de sécurité la préparer juste avant usage.

<b>C<sub>étalon</sub></b>	<b>0,5</b>	<b>1</b>	<b>1,5</b>	<b>2</b>	<b>2,5</b>	<b>5</b>
<b>V<sub>S.E.II</sub></b>	0,2	0,4	0,6	0,8	1	1,2

### Étalonnage du spectrophotomètre

Trois gammes étalons de 0,5- 1- 1,5- 2- 2,5 et de 5 $\mu\text{mol/l}$  ont été préparées pour étalonner et tester la répétabilité sur le protocole. Une courbe étalon est tracée pour chacune des gammes : *Absorbance = f(concentration)*, a été tracée. (Figure suivante)

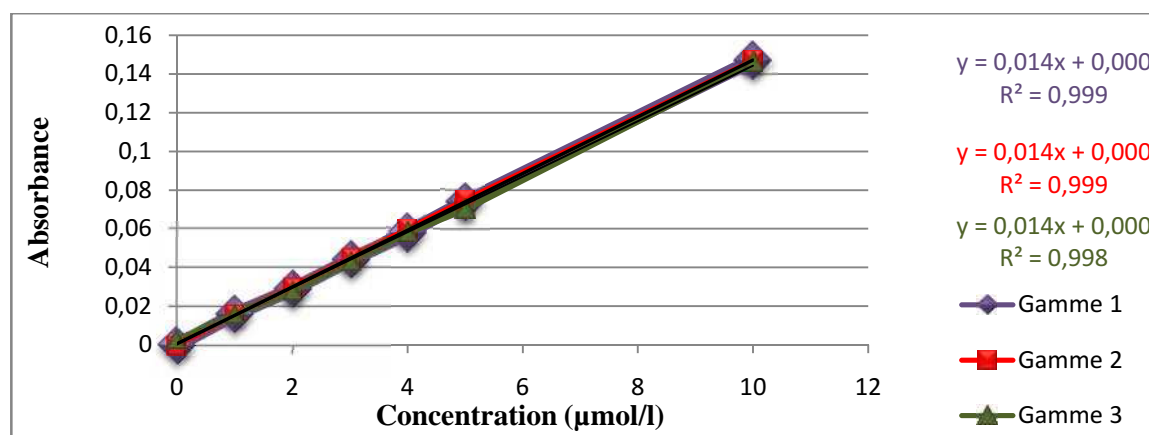


Figure : Courbes étalons de l'ammonium

### Mode opératoire

Nous introduisons dans des Erlenmeyer 20 ml d'échantillons, après nous ajoutons 3 ml de Phénol-Nitroprussiate de sodium. On agite bien pour bien homogénéiser les solutions. Nous ajoutons tout de suite 3 ml d'alcaline d'hypochlorite. On agite à nouveau. Ensuite, les échantillons sont placés immédiatement à l'abri de la lumière pendant 24h à température ambiante.

La lecture de l'absorbance est réalisée sur un spectrophotomètre à 630 nm par rapport à l'eau distillée (cuve de référence), en utilisant des cuves d'un cm de trajet optique.

### Nitrite

Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) forment un diazoïque par action avec la sulfanilamide ( $\text{R}_1$ ) en milieu acide  $\text{pH} < 2$ . Ce composé formera ensuite en présence de N-naphtylethylènediamine ( $\text{R}_2$ ) un composé azoïque de couleur rose absorbant la lumière à 540 nm.

### Préparation des réactifs

#### Réactif 1 : Solution de Sulfanilamide

Pour préparer 500 ml de réactif : Diluer 50 ml d'acide chlorhydrique concentré ( $d = 1,18$ ) dans environ 300 ml d'eau distillée ou déminéralisée.

Dissoudre 5g de sulfanilamide dans cette solution et compléter à 500 ml. Cette solution est stable indéfiniment.

#### Réactif 2 : Solution de N-Naphtyl-éthylènediamine

Dans 500 ml d'eau distillée, dissoudre 0,5 g de dichlorhydrate de N-(1-naphtyl) éthylènediamine. 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

Sécher à 110°C pendant plusieurs heures du nitrite de sodium anhydre  $\text{NaNO}_2$ , de pureté garantie. Grasshoff (1976) recommande de ne pas utiliser de produit trop ancien.

Dissoudre 0,345 g dans de l'eau distillée, compléter à 1000 ml et ajouter 1ml de chloroforme.

Transférer la solution dans un flacon en verre brun: 1ml contient 5  $\mu\text{mol}$  de N- $\text{NO}_2$ .

Conserver au froid et à l'abri de la lumière, cette solution est stable 1à 2 mois.

### Solution étalon secondaire

Diluer 100fois la solution étalon primaire pour obtenir la solution secondaire: 1ml contient 0,05  $\mu\text{mol}$  de N- $\text{NO}_2$ . Cette solution doit être préparée extemporanément : elle ne se conserve quelques heures.

La gamme étalon est préparée à partir de la solution secondaire qui est préparée à base de la solution primaire :

<b>C<sub>étalon</sub></b>	<b>0,2</b>	<b>0,4</b>	<b>0,6</b>	<b>0,8</b>	<b>1</b>	<b>1,2</b>	<b>2,4</b>
<b>V<sub>S.E.II</sub></b>	0,4	0,8	1,2	1,6	2	2,4	4,8

### Etalonnage du spectrophotomètre

Trois gammes étalons de 0,2- 0,4- 0,6-0,8- 1- 1,2 et de 2,4 $\mu\text{mol/l}$  ont été préparées pour étalonner et tester la répétabilité sur le protocole. Une courbe étalon est tracée pour chacune des gammes :  $\text{Absorbance} = f(\text{concentration})$ . (Figure suivante)

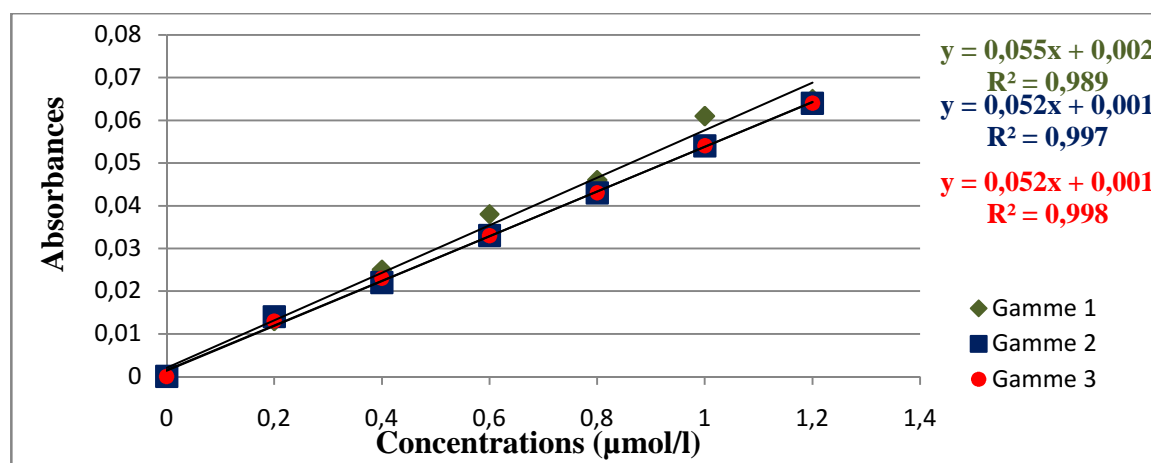


Figure : Courbes étalons des nitrites

Nous introduisons dans des Erlenmeyer 20ml d'échantillons, après nous ajoutons 1 ml de Sulfanilamide, les Erlen sont bien mélangées, nous laissons ces dernières 2 à 8 mn. Nous ajoutons 1 ml de N-Naphtyléthyléthyldiamine, les Erlen sont mélangées à nouveau. La lecture des absorbances sera faite après 10 minutes jusqu'à 2 h.

## Nitrate

La méthode est basée sur la réduction des nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ) en nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) par passage de l'échantillon sur une colonne de cadmium (WOOD et al., 1967). En réalité on mesure la somme des concentrations des ions  $\text{NO}_2^-$  et  $\text{NO}_3^-$  et par déduction de la concentration en nitrite, déterminée sans réduction, on obtient la concentration en nitrate.

Pour la réduction de la colonne on a utilisé de chlorure d'ammonium au lieu de l'EDTA

### Préparation des réactifs

#### Réactif 1 : *Solution de sulfanilamide*

Même réactif que pour l'analyse des ions nitrite.

#### Réactif 2 : *Solution de N-Naphtyl-éthylénediamin*

Même réactif que pour l'analyse des ions nitrite.

#### Solution étalon primaire

Même solution que pour l'analyse des ions nitrite.

#### Solution étalon secondaire

Dissoudre 0,506g de nitrate de potassium anhydre dans 1l d'eau distillée, ajouter 1ml de chloroforme : 1ml contient  $5\mu\text{mol}$  de  $\text{N-NO}_3$ .

La solution est stable plusieurs mois si elle est conservée au froid et à l'abri de la lumière.

- *Solution concentrée de chlorure d'ammonium*

Préparer une solution à 250g de chlorure d'ammonium  $\text{NH}_4\text{Cl}$  par litre dans de l'eau distillée.

- *Solution diluée de chlorure d'ammonium*

Diluer 40 fois la solution précédente avec de l'eau distillée (25 ml pour 1l de solution).

- *Solution de sulfate de cuivre*

Dans 500 ml d'eau distillée, dissoudre 10 g de sulfate de cuivre ( $\text{CuSO}_4, 5\text{H}_2\text{O}$ ).

- *Colonne réductrice*

De cette colonne dépend la validité des résultats, aussi doit-elle être préparée et entretenue avec le plus grand soin.

### Étalonnage du spectrophotomètre

Deux gammes étalons de 0,2- 0,4- 0,6- 0,8- 1 et de  $2,4\mu\text{mol/l}$  ont été préparées pour étalonner et tester la répétabilité sur le protocole. On a pris 50ml de chacune de ces solutions et on a ajouté 1ml de  $\text{NH}_4\text{Cl}$  pour chacune et on a poursuivi les analyses en passant chacune de ces solutions sur la colonne réductrice en rejetant les 1<sup>ers</sup> 30ml et en récupérant 20 ml de l'effluent et on a passé au dosage où on a ajouté 1 ml de

Sulfanilamide et puis 1 ml de N-Naphtyléthylénediamine après 2 à 8 mn. La lecture est faite pour chacun des étalons, une courbe étalon  $Absorbance = f(concentration)$  a été tracée. (Figure suivante)

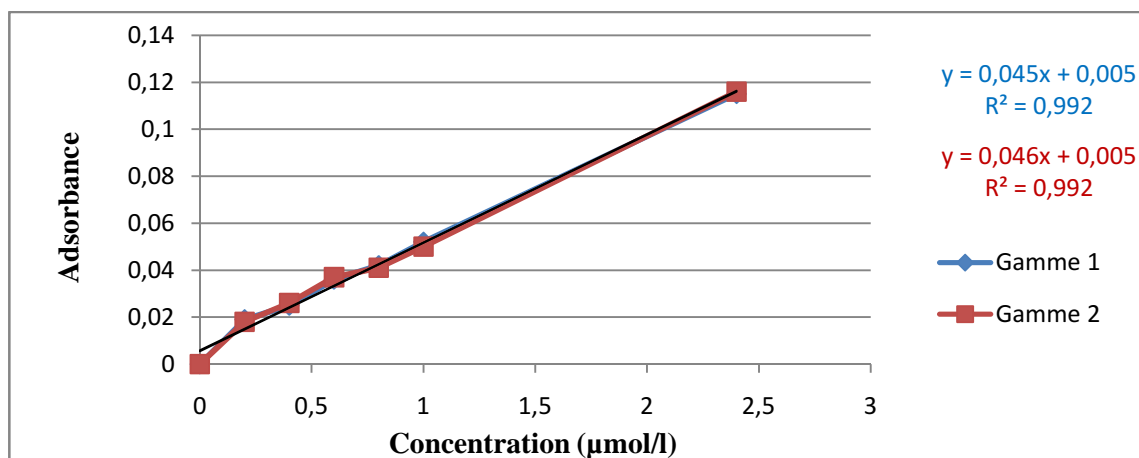


Figure : Courbes étalons des nitrates

### Mode opératoire

Le processus général de ce dosage se divise en deux :

- **Premièrement** : Pour le dosage des nitrites seuls : nous introduisons dans chacun des Erlenmeyers 50 ml d'échantillons, après nous ajoutons 1ml de Chlorure d'ammonium concentré (préparation réactif);
- **Deuxièmement** : Pour le dosage des nitrites totaux : 50ml d'échantillons sont introduits dans des Erlenmeyer après nous ajoutons 1 ml de chlorure d'ammonium concentré, nous passons l'échantillon par la colonne de cadmium, on rejette les 30 1<sup>ères</sup> millilitres et avec une éprouvette on récupère 20ml de l'effluent et on a passé au dosage. (le temps de passage sur la colonne est resté le même pour tout les échantillons et les étalons).

Après ces deux analyses, l'échantillon des nitrites totaux et l'échantillon des nitrites seuls sont dosés par les mêmes solutions que le dosage des nitrites.

#### • Utilisation et maintien de la colonne

- La colonne ne doit jamais venir à sec ;
- Après chaque série d'analyse, on rince la colonne avec la solution diluée de  $NH_4Cl$  et la conserver dans ce milieu entre les utilisations ;
- Si la colonne reste inutilisée pendant plus d'une heure, la laver avec 50ml de solution diluée de  $NH_4Cl$  avant d'y passer un échantillon ;
- Chaque jour, avant de commencer la série d'analyse passer sur la colonne

100ml de la solution nitrate à 100-150 $\mu$ mol/l et additionnée de NH<sub>4</sub>Cl ;

### Calcul de rendement

$$R = \frac{[NO_3^-]}{[NO_3^-]_0} \quad \& \quad r = \frac{[NO_2^-]}{[NO_2^-]_0}$$

Où :

- **R** : rendement de réduction des ions nitrates en nitrite ;
- **r** : fraction des ions nitrite non réduits par la colonne ;
- [NO<sub>3</sub><sup>-</sup>] : concentration des nitrates après passage sur la colonne ;
- [NO<sub>3</sub><sup>-</sup>]<sub>0</sub> : concentration des nitrates avant passage sur la colonne ;
- [NO<sub>2</sub><sup>-</sup>] : concentration des nitrites après passage sur la colonne ;
- [NO<sub>2</sub><sup>-</sup>]<sub>0</sub> : concentration des nitrites avant passage sur la colonne ;

### Phosphate

En milieu acide et en présence de molybdate d'ammonium (R1) (Annexe 6), les orthophosphates donnent un complexe phosphomolybdique qui est réduit par l'acide ascorbique (R2), développe une coloration bleu intense susceptible d'un dosage spectrophotométrique. Certaines formes organiques pouvant être hydrolysées au cours de l'établissement de la coloration est accélérée par l'utilisation d'un catalyseur, le tartrate double d'antimoine et de potassium.

### Préparation des réactifs

- o *Solution de molybdate d'ammonium*

Dissoudre 15g de paramolybdate d'ammonium « pour analyse » (NH<sub>4</sub>)<sub>6</sub>MO<sub>7</sub>O<sub>24</sub>, 4H<sub>2</sub>O, de préférence en poudre fine, dans 500ml d'eau distillée ou déminéralisé.

En flacon en plastique et à l'abri de la lumière, cette solution est stable indéfiniment.

- o *Acide sulfurique 2,5mol/l*

Ajouter petit à petit avec précaution, 140 ml d'acide sulfurique (densité = 1,84) « pour analyse » dans 900ml d'eau distillée. Laisser refroidir et conserver en bouteille de verre bien bouchée.

- o *Solution d'acide ascorbique :*

Dissoudre 54g d'acide ascorbique (C<sub>6</sub>H<sub>8</sub>O<sub>6</sub>) dans 500ml d'eau distillée.

En flacon de plastique, cette solution se conserve plusieurs mois au congélateur : dégeler juste avant utilisation et recongeler aussitôt après.

Au réfrigérateur, en flacon protégé de la lumière, on peut conserver quelques semaines.

○ *Solution d'oxytartrate de potassium et d'antimoine*

Dissoudre 0,34g d'oxytartrate de potassium et d'antimoine (III) dans 250ml d'eau distillée en chauffant si nécessaire se conserve plusieurs mois au réfrigérateur.

○ *Mélange réactifs :*

Mélanger les réactifs ci -dessus dans les proportions suivants :

- 100ml de solution de molybdate d'ammonium ;
- 250ml d'acide sulfurique 2,5mol/l ;
- 100ml de solution d'acide ascorbique ;
- 50ml de solution d'oxytartrate de potassium et d'antimoine ;

Ce mélange réactif qui ne se conserve pas plus de 6h doit être préparé immédiatement avant chaque série d'analyse .la quantité ainsi préparée permet d'analyse de 50 échantillons: ne pas conserver tout excès de réactif inutilisé après 6h.

### **Solution étalon primaire**

Sécher à100°C ou au dessiccateur, sur H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentré, du dihydrogénophosphate de potassium anhydre (KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>), de qualité «pour analyse ». Dissoudre 0,6805g dans 1l d'eau distillée et ajouter 1 ml de chloroforme : 1 ml contient 5 µmol /l de PO<sub>4</sub>. Cette solution est stable plusieurs mois au réfrigérateur.

### **Solution étalon secondaire**

Diluer 100fois la solution étalon primaire: 10ml complétés à1000ml avec de l'eau distillée.

Mettre dans un flacon brun avec 1ml de chloroforme : 1ml contient 0,05µ mol de PO<sub>4</sub>.

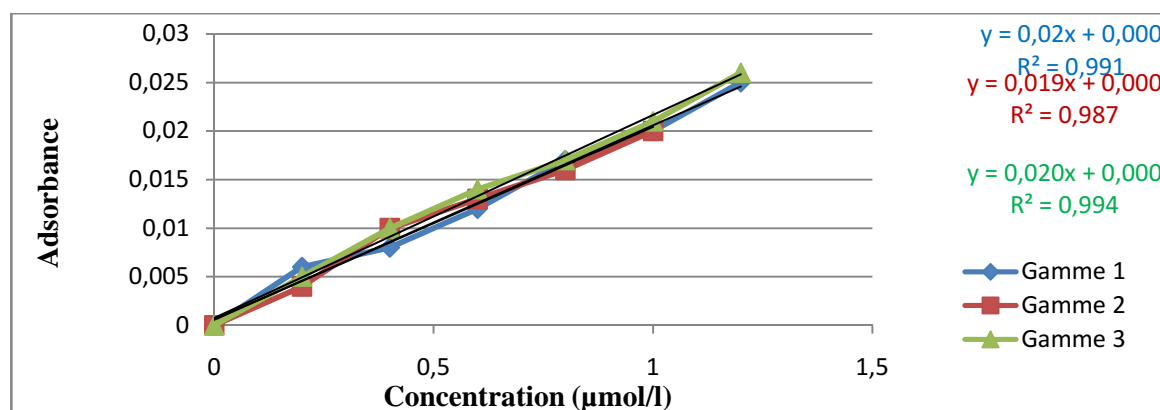
Cette solution qui doit être placée au réfrigérateur se conserve vraisemblablement quelques semaine, mais pour plus de sécurité, la renouveler tous les 10 jours environ

La gamme étalon est préparée à partir de la solution secondaire qui est préparée à base de la solution primaire :

<b>C<sub>étalon</sub></b>	<b>0,2</b>	<b>0,4</b>	<b>0,6</b>	<b>0,8</b>	<b>1</b>	<b>1,2</b>
<b>V<sub>S.E.II</sub></b>	0 ,4	0,8	1,2	1,6	2	2,4

### **Etalonnage du spectrophotomètre**

Trois gammes étalons de 0,2- 0,4- 0,6-0,8- 1 et 1,2 µmol/l ont été préparées pour étalonner et tester la reproductibilité de l'appareil. La courbe étalons Absorbance = f(concentration) a été tracée pour chacune des gammes. (Figure suivante)



**Figure :** Courbes étalons des phosphates

### Mode opératoire

Nous introduisons dans des Erlen 20 ml d'échantillons, après nous ajoutons 10 ml d'un mélange de réactifs (R<sub>1</sub>) dans chaque Erlen et nous homogénéisons aussitôt sans oublier l'agitation. Ce dernier est composé de molybdate d'ammonium, d'acide sulfurique, d'acide ascorbique, d'oxytatrate de potassium et d'antimoine, la lecture est réalisée après 5mn.

### Silice

En milieu acide et en présence de molybdate (R1), la silice donne un complexe silicomolybdique qui, après réduction par le réducteur (ensemble de réactifs) (R2), développe une coloration bleu intense.

### Préparation des réactifs

#### Eau distillée

Pour les analyses de silicium, on ne doit absolument pas stocker l'eau distillée en récipient de verre, mais en récipient de plastique.

L'eau distillée à, l'aide d'un appareil en verre ou quartz contient en général du silicium en solution et ne peut donc pas être utilisée pour faire le blanc des réactifs : on doit utiliser de l'eau déminéralisée de bonne qualité ou de l'eau distillée à l'aide d'un appareil métallique.

#### Réactif 1: de molybdate

Pour 500 ml de réactif : Dissoudre 4,0g de paramolybdate d'ammonium (NH<sub>4</sub>)<sub>6</sub> MO<sub>7</sub>O<sub>24</sub>.4H<sub>2</sub>O) en poudre fine dans environ 300ml d'eau distillée. Ajouter 12,0ml d'acide chlorhydrique concentré (d= 1,18), mélanger et compléter à 500ml avec de l'eau distillée.

Cette solution, conservée en flacon en polyéthylène et à l'abri de la lumière, reste stable plusieurs mois, malgré le dépôt qui se forme à la longue sur les parois.

○ *Solution de métol-sulfite*

Dans 500ml d'eau distillée : dissoudre 6g de sulfate de sodium anhydre  $\text{Na}_2\text{SO}_3$ , ajouter 10g de métol (sulfate de p-méthylaminophénol,  $\text{C}_{14}\text{H}_{20}\text{N}_2\text{O}_6\text{S}$ ) la dissolution peut être lente. Filtrer la solution sur papier filtre ordinaire et conserver dans une bouteille en polyéthylène bien hermétique. Cette solution se détériore rapidement et doit renouvelée toutes les deux à trois semaines ou si elle prend une couleur sombre.

○ *Solution saturée d'acide oxalique :*

Agiter 50g d'acide oxalique « pour analyse »  $\text{C}_2\text{H}_2\text{O}_4, 2\text{H}_2\text{O}$ , avec 500 ml d'eau distillée. Laisser décanter et prendre le surnageant. Cette solution est stable indéfiniment.

○ *Solution d'acide sulfurique à 50% en volume :*

Ajouter, avec précaution et en mélangeant au fur et à mesure, 250ml d'acide sulfurique concentré ( $d=1,84$ ) de qualité « pour analyse » à 250ml d'eau distillée.

**Réactif 2 : réducteur**

Ce réactif réducteur est obtenu en mélangeant successivement les réactifs ci-dessus dans l'ordre et les proportions suivantes :

- 100ml de solution de métol-sulfite ;
- 60ml de la solution d'acide oxalique ;
- 60ml d'acide sulfurique à 50% ;

Compléter avec de l'eau distillée pour obtenir 300ml de solution.

Cette solution doit être préparée juste avant utilisation et ne se conserve pas.

**Solution étalon primaire**

Deux sources de silicium peuvent être utilisées pour préparer les étalons : le quartz et l'hexafluorosilicate de sodium  $\text{Na}_2\text{SiF}_6$ . Ce dernier composé est considéré comme pouvant introduire une erreur de 5% par Riley et al (1972).

Pour leur part, Strickland et Parsons (1972) et Koroleff (1976) tiennent compte de l'impureté de ce produit et en présentent 1 à 2% de plus.

Au cours de la dernière inter calibration du CIEM, Grasshoff (1977) indique que les deux types d'étalons donnent des résultats similaires, à la précision analytique près. On trouve d'ailleurs actuellement du  $\text{Na}_2\text{SiF}_6$  dont la pureté est supérieure à 99%.

○ *Etalon à base d'hexafluorosilicate*

Sécher l'hexafluorosilicate à  $105^\circ\text{C}$  pendant 1h. Pour 1l de solution: peser 0,9403g d'hexafluorosilicate de sodium « pour analyse », si le produit est impur, augmenter la quantité pesée en calculant la masse nécessaire compte tenu de la pureté. Transférer le produit dans un déchet en plastique avec environ 300ml d'eau distillée et écraser les

agrégats pour accélérer la dissolution puis laisser sous agitation magnétique.

La dissolution complète peut prendre jusqu'à 30min selon la taille des agrégats.

Transférer en fiole jaugée en plastique de 1000ml en rinçant plusieurs fois le déchet et ajuster au trait de jauge : 1ml contient 5 $\mu$ mol de Si.

Cette solution est considérée comme stable indéfiniment si l'on évite l'évaporation.

### Mode opératoire

On a introduit, dans un éprouvette en polyéthylène de 50ml 10ml de R<sub>1</sub> et on a ajouté à la micropipette 25ml d'échantillon puis on a mélangé et on a attendu 10mn et après on a ajouté rapidement le R<sub>2</sub>, fraîchement préparé et on a complété à 50ml. Et on passe à la lecture.

### Annexe 8 : Phytoplancton

Tableau des taxa identifiés

Station	Groupes	Genres	Espèces	Densité cellulaire (cell/l)
6	Diatomées	Rhizosolenia	<i>Rhizosolenia sp</i>	*****
		coscinodiscus	<i>coscinodiscus sp</i>	***
		navicula	<i>navicula sp</i>	***
		Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-nitzschia sp</i>	*****
		Leptocylindricus	<i>Leptocylindricus danicus</i>	**
			<i>Leptocylindricus sp</i>	**
		Chaetoceros	<i>Chaetoceros sp</i>	*****
		Nitzschia	<i>Nitzschia sp</i>	***
	striatella	<i>striatella sp</i>	*	
	Dinoflagellées	Dinophysis	<i>Dinophysis sp</i>	*
		Scrippsiella	<i>Scrippsiella trochoidea</i>	**
			<i>Scrippsiella sp</i>	**
		Ceratium	<i>Ceratium fusus</i>	**
			<i>Ceratium furca</i>	**
		Prorocentrum	<i>Prorocentrum sp</i>	*
		Ceratium	<i>Ceratium tripos</i>	*
		Oxytoxium	<i>Oxytoxium scolopax</i>	*
		Protooperidinium	<i>Protooperidinium depressum</i>	*
			<i>Protooperidinium sp</i>	*
Coccolithophoridées		<i>sp</i>	*****	
Non identifiée			**	
8	Diatomées	Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-nitzschia sp</i>	*****

		Nitzschia	<i>Nitzschia sp</i>	*
		Rhizosolenia	<i>Rhizosolenia sp</i>	*****
		coscinodiscus	<i>coscinodiscus sp</i>	***
		Chaetoceros	<i>Chaetoceros sp</i>	*****
		Stephanopyxis	<i>Stephanopyxis sp</i>	**
		navicula	<i>navicula sp</i>	****
		striatella	<i>striatella sp</i>	***
		Leptocylindricus danicus	<i>Leptocylindricus danicus</i>	***
			<i>Leptocylindricus sp</i>	*****
	Scenedesmus	<i>Scenedesmus sp</i>	**	
	Dinoflagellées	Protoperidinium	<i>Protoperidinium sp</i>	*
			<i>Protoperidinium depressum</i>	*
		Scrippsiella	<i>Scrippsiella trochoidea</i>	**
			<i>Scrippsiella sp</i>	*
Ceratium		<i>Ceratium fusus</i>	*	
Prorocentrum	<i>Prorocentrum micans</i>	*		
Coccolithophoridées		<i>sp</i>	*****	
Non identifiée			***	
9	Diatomées	Rhizosolinia	<i>Rhizosolinia sp</i>	***
			<i>Rhizosolinia imbicata</i>	**
		Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-nitzschia anstralis</i>	**
		Coscinodiscus	<i>Coscinodiscus sp</i>	*
		Navicula	<i>Navicula sp</i>	***
		Guinardia	<i>Guinardia delicatula</i>	**
		Thalassionema	<i>Thalassionema sp</i>	**
		Pleurosigma	<i>Pleurosigma capense</i>	*
	Ditylum	<i>Ditylum sp</i>	*	
	Scenedesmus	<i>Scenedesmus sp</i>	*	
	Dinoflagellés	Ceratium	<i>Ceratium furca</i>	*
			<i>Ceratium sp</i>	*
		Prorocentrum	<i>Prorocentrum micans</i>	*
Amphiceratium		<i>Amphiceratium fusus</i>	*	
10	Diatomées	Rhizosolenia	<i>Rhizosolenia sp</i>	*****
		coscinodiscus	<i>coscinodiscus sp</i>	***
		Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-nitzschia sp</i>	**
		Leptocylindricus	<i>Leptocylindricus danicus</i>	**
			<i>Leptocylindricus sp</i>	***
		Chaetoceros	<i>Chaetoceros sp</i>	***
		striatella	<i>striatella sp</i>	**

			<i>Striatella unipunctata</i>	**	
		Navicula	<i>Navicula sp</i>	*****	
		Nitzschia	<i>Nitzschia sp</i>	*****	
		Scenedesmus	<i>Scenedesmus sp</i>	*	
	Dinoflagellées	Ceratium		<i>Ceratium furca</i>	*
				<i>Ceratium sp</i>	*
				<i>Ceratium candelabrum</i>	*
		Protoperidinium		<i>Protoperidinium diabolium</i>	*
				<i>Protoperidinium conicoïdes</i>	*
	Coccolithophoridées			<i>sp</i>	***
Non identifiée				***	
12	Diatomées	Chaetoceros	<i>Chaetoceros sp</i>	***	
		striatella	<i>striatella sp</i>	***	
		Rhizosolenia	<i>Rhizosolenia sp</i>	*****	
		Navicula	<i>Navicula sp</i>	*****	
		Leptocylindricus		<i>Leptocylindricus sp</i>	**
				<i>Leptocylindricus danicus</i>	**
		Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-nitzschia sp</i>	**	
		coscinodiscus	<i>coscinodiscus sp</i>	**	
		Stephanopyxis	<i>Stephanopyxis sp</i>	*	
		Nitzschia	<i>Nitzschia sp</i>	*****	
		Licmophora sp	<i>Licmophora sp</i>	*	
	Scenedesmus	<i>Scenedesmus sp</i>	*		
	Dinoflagellées	Scrippsiella		<i>Scrippsiella trochoidea</i>	*
				<i>Scrippsiella sp</i>	*
		Protoperidinium		<i>Protoperidinium sp</i>	*
		Prorocentrum		<i>Prorocentrum sp</i>	*
		Dinophysis		<i>Dinophysis sp</i>	*
	Coccolithophoridées			<i>sp</i>	***
	Non identifiée				***
	14	Diatomées	Navicula	<i>Navicula sp</i>	*****
Striatella			<i>Striatella unipunctata</i>	***	
Rhizosolenia			<i>Rhizosolenia sp</i>	***	
Leptocylindricus			<i>Leptocylindricus danicus</i>	***	
Nitzschia			<i>Nitzschia sp</i>	*****	
Coscinodiscus			<i>Coscinodiscus sp</i>	**	
Pseudo-nitzschia			<i>Pseudo-nitzschia sp</i>	*****	
Scenedesmus			<i>Scenedesmus sp</i>	*	

	Dinoflagellées	Nictiluca	<i>Nictiluca scintillans</i>	*
	Non identifiée			***
15	Diatomées	Rhizosolenia	<i>Rhizosolenia sp</i>	*****
		coscinodiscus	<i>coscinodiscus sp</i>	*****
		Leptocylindricus	<i>Leptocylindricus sp</i>	*****
		Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-nitzschia sp</i>	*****
		Chaetoceros	<i>Chaetoceros sp</i>	*
		Navicula	<i>Navicula sp</i>	*****
		striatella	<i>striatella sp</i>	***
		Stephanopyxis	<i>Stephanopyxis sp</i>	*
		Nitzschia	<i>Nitzschia sp</i>	*****
	Dinoflagellées	Noctiluca	<i>Noctiluca scintillans</i>	*
		Ceratium	<i>Ceratium karsten</i>	*
		Oxytoxium	<i>Oxytoxium scolopax</i>	*
		Prorocentrum	<i>Prorocentrum micans</i>	*
		Scrippsiella	<i>Scrippsiella trochoidea</i>	**
Protoperidinium		<i>Protoperidinium depressum</i>	*	
Coccolithophoridées			*****	
Non identifiée			*****	
16	Diatomées	Chaetoceros	<i>Chaetoceros sp</i>	
		coscinodiscus	<i>coscinodiscus sp</i>	
		Leptocylindricus	<i>sp</i>	
			<i>Leptocylindricus danicus</i>	***
		Navicula	<i>Navicula sp</i>	*
		Scenedesmus	<i>Scenedesmus sp</i>	*
		Eucampia	<i>Eucampia zoodiacus</i>	*
		Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-nitzschia sp</i>	*
		Rhizosolenia	<i>Rhizosolenia sp</i>	**
		Pleurosigma	<i>Pleurosigma sp</i>	**
		Nitzschia	<i>Nitzschia sp</i>	***
			<i>Nitzschia closterium</i>	*
	Striatella	<i>Striatella sp</i>	*	
		<i>Striatella interrupta</i>	*	
		<i>Striatella unipunctata</i>	*	
	Dinoflagellées	Scrippsiella	<i>Scrippsiella sp</i>	**
			<i>Ceratium furca</i>	*
		Ceratium	<i>ceratium schrank setadeum</i>	*
		Protoperidinium	<i>Protoperidinium diabolium</i>	*
Coccolithophoridées		<i>sp</i>	***	

	Non identifiée			**	
17	Diatomées	Rhizosolenia	<i>Rhizosolenia sp</i>	****	
		Nitzschia	<i>Nitzschia sp</i>	*****	
		Navicula sp	<i>Navicula sp</i>	**	
		Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-nitzschia sp</i>	*	
		striatella	<i>striatella sp</i>	*	
		coscinodiscus	<i>coscinodiscus sp</i>	**	
		Chaetoceros	<i>Chaetoceros sp</i>	*	
		Leptocylindricus	<i>Leptocylindricus sp</i>	*	
	Dinoflagellées	Scrippsiella		<i>Scrippsiella sp</i>	*
				<i>Scrippsiella trochoidea</i>	*
		Ceratium		<i>Ceratium furca</i>	*
				<i>Ceratium fusus</i>	**
		Protoperidinium		<i>Protoperidinium pentagonum</i>	*
		Prorocentrum		<i>Prorocentrum micans</i>	*
		Proroperidinium		<i>Proroperidinium diabolium</i>	**
Noctiluca			<i>Noctiluca scintillans</i>	*	
Dinophysis		<i>Dinophysis caudata</i>	*		
	Coccolithophoridées		<i>sp</i>	*****	
	Non identifiée			***	
19	Diatomées	Thalassiosira	<i>Thalassiosira sp</i>	*	
		Chaetoceros	<i>Chaetoceros sp</i>	*****	
		Rhizosolenia	<i>Rhizosolenia sp</i>	*****	
		coscinodiscus	<i>coscinodiscus sp</i>	***	
		Leptocylindricus		<i>Leptocylindricus sp</i>	*****
				<i>Leptocylindricus danicus</i>	***
		Nitzschia	<i>Nitzschia sp</i>	****	
		striatella	<i>striatella sp</i>	**	
		Navicula	<i>Navicula sp</i>	***	
	Stephanopyxis	<i>Stephanopyxis sp</i>	***		
	Dinoflagellées	Scrippsiella		<i>Scrippsiella trochoidea</i>	****
		Prorocentrum		<i>Prorocentrum micans</i>	***
		Protoperidinium		<i>Protoperidinium pentagonum</i>	*
				<i>Protoperidinium sp</i>	*
		Coccolithophoridées		<i>sp</i>	*****
	Non identifiée			****	
20	Diatomées	Rhizosolenia	<i>Rhizosolenia sp</i>	*****	
		Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-nitzschia sp</i>	*****	

		Cosciridiscus	<i>Cosciridiscus sp</i>	***	
		Synedra	<i>Synedra sp</i>	*****	
		Chaetoceros	<i>Chaetoceros sp</i>	***	
		Stephanopyscis	<i>Stephanopyscis sp</i>	***	
		Nitzschia	<i>Nitzschia sp</i>	*****	
		Guinardia	<i>Guinardia sp</i>	**	
		Navicula	<i>Navicula sp</i>	***	
		Thalassionema	<i>Thalassionema sp</i>	**	
		Leptocylindricus	<i>Leptocylindricus danicus</i>	**	
	Dinoflagellées	Ceratium	<i>Ceratium furca</i>	***	
			<i>Ceratium declinatum</i>	*	
			<i>Ceratium fusus</i>	**	
		Protoperidinium	<i>Protoperidinium diabolium</i>	*	
			<i>Protoperidinium pentagonum</i>	*	
	Noctiluca	<i>Noctiluca scintillans</i>	*		
	Coccolithophoridées			*****	
	Non identifiée			*	
	21 (1m)	Diatomées	Rhizosolinia	<i>Rhizosolinia sp</i>	*****
			Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-nitzschia sp</i>	***
Synedra			<i>Synedra sp</i>	**	
Coscinodiscus			<i>Coscinodiscus sp</i>	***	
Chaetoceros			<i>Chaetoceros sp</i>	**	
Pleurosigma			<i>Pleurosigma sp</i>	*	
Nitzschia			<i>Nitzschia sp</i>	*****	
Thalassionema			<i>Thalassionema sp</i>	*	
Navicula			<i>Navicula</i>	***	
Dinoflagellées		Ceratium	<i>Ceratium fusus</i>	**	
			<i>Ceratium lineatum</i>	*	
			<i>Ceratium furca</i>	***	
			<i>Ceratium karsten</i>	*	
			<i>Ceratium dens</i>	*	
		Protoperidinium	<i>Protoperidinium depressum</i>	**	
			<i>Protoperidinium sp</i>	*	
		Gyrodinium	<i>Gyrodinium sp</i>	*	
		Prorocentrum	<i>Prorocentrum micans</i>	*	
Noctiluca		<i>Noctiluca scintillans</i>	*		
Coccolithophoridées			<i>sp</i>	*****	
Non identifiée			**		

- \* : densité cellulaire 100cell/l ;
- \*\* : densité 100-300 Cell/l ;
- \*\*\* : densité 300-700 Cell/l ;
- \*\*\*\* : densité 700-1000 Cel /l ;
- \*\*\*\*\* : densité 1000 -4000 Cell/l ;
- \*\*\*\*\*: densité 4000-7000 Cell/l ;
- \*\*\*\*\*: densité 7000-10 000 Cell/l ;
- \*\*\*\*\*: densité 10 000 Cell/l.

