

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



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

OPTION : AQUACULTURE

Sujet :

**CONTRIBUTION A L'ETUDE DES SITES A POTENTIALITES AQUACOLES EN BAIE DE
BOU-ISMAIL : PARAMETRES PHYSICO-CHIMIQUES ET PEUPLEMENT
PHYTOPLANCTONIQUE.**

Présenté par :

M. MESSAOUDENE Fatah

M. LOUBAR Said

Soutenu le **jeudi 16 juillet 2009 à 9h :30min** devant la commission de jury suivante:

M. BOULAHIDJ M	Professeur (ENSSMA L)	Président
Mme. MAOUEL DJ	Maître assistante (ENSSMA L)	Examinatrice
Mme. MESLEM N	Maître assistante (ENSSMA L)	Examinatrice
Mme. BOUBECHICHE Z	Maître assistante (ENSSMA L)	Promotrice
M. TOUAHRIA T	Chargé de cours (USTHB)	Co-promoteur

-Promotion 2009-

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail aux êtres les plus chers à mes yeux, pour ma mère qui m'a beaucoup soutenue durant mes études et à mon père, que le Bon Dieu les protège pour moi.

Je le dédie à toute ma famille en particulier mes frères, leurs épouses et enfants ; mes sœurs, leurs époux et enfants.

Je tiens vivement à dédier ce travail à ma fiancée qui m'a aidée et soutenue pour réaliser mon rêve.

Mes dédicaces vont aussi à tous mes amis en particulier mon voisin Djamel et sans oublier mon binôme Ami-Saïd.

Comme je vais le dédier aussi au personnel de l'ENSSMAL.

FATAH

Remerciements

D'abord nous tenons à exprimer notre gratitude et notre reconnaissance à toutes les personnes ayant contribué, chacune à sa manière, pour le bon déroulement de notre formation, ainsi qu'à la réalisation de ce modeste travail.

Nous tenons à remercier Madame BOUBECHICHE, Z., pour avoir accepté, de diriger et de suivre constamment le progrès de ce travail, par ses suggestions et ses critiques constructives

Nous tenons à exprimer nos vives gratitudees à tous nos enseignants, depuis la première année, jusqu'à la cinquième année universitaire.

Nous tenons aussi à remercier ;

Monsieur BOULAHIDJ M (ENSSMAL) d'avoir accepté de présider ce jury et pour sa disponibilité et surtout sa grande amabilité.

Madame MAOUËL DJ (ENSSMAL), pour avoir pris le temps d'examiner ce travail.

Madame MESLEM N (ENSSMAL), qui a bien voulu examiner et corriger ce travail.

Tous nos sincères remerciements s'adressent aussi au personnel de l'ENSSMAL.

Finalement, nous tenons vivement à remercier toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce présent mémoire.

Tables des matières

Introduction	1.
Chapitre I : Partie bibliographique	2.
I.1 Etude de site Baie de Bou-Ismaïl (ex-Castiglione)	2.
I.1.1 Situation géographique de la baie de Bou-Ismaïl.....	2.
I.1.2 Réseaux hydrographiques	2.
I.1.3 Conditions météorologiques.....	3.
I.1.3.1 Température et Précipitations.....	3.
I.1.3.2 La pluviométrie.....	4.
I.1.3.3 Les vents.....	4.
I.1.3.4 Les houles.....	4.
I.1.3.5 Apport nutritifs	4.
I.2 Caractéristiques d'un site aquacole	5.
I.2.1 Bathymétrie.....	5.
I.2.2 Courants.....	5.
I.2.3 Sédimentologie.....	5.
I.2.4 Climatologie.....	5.
I.2.5 Paramètres physico-chimique de l'eau	5.
I.2.5.1 Température.....	5.
I.2.5.2 Oxygène dissous	5.
I.2.5.3 Matière en suspension.....	6.
I.2.5.4 Le potentiel hydrogène (pH)	6.
I.2.5.5 Salinité	6.
I.2.5.6 La turbidité	6.
I.2.5.7 Les nutriments (les nitrates, les nitrites, l'ammonium, les silicates et les phosphates).....	6.
I.2.5.8 Chlorophylle <i>a</i>	7.
I.3 Le peuplement phytoplanctonique	7.
I.3.1 Généralités	7.
I.3.2 Les diatomées.....	7.
I.3.3 les dinoflagellés.....	8.

<i>I. 4 L'aquaculture marine en Algérie</i>	9.
I.4.1 Introduction	9.
I.4.2 Evolution des activités aquacoles	9.
Chapitre II : Matériel et méthodes	12.
<i>II.1 Localisation des stations de prélèvement</i>	12.
<i>II.2 les prélèvements</i>	13.
<i>II.3. Méthodes d'analyses</i>	13.
II.3.1 Etudes paramétriques	13.
II.3.1.1 Température et oxygène dissous	13.
II.3.1.2 Salinité	13.
II.3.1.3 Le pH	13.
II.3.1.4 La matière en suspension (MES)	14.
II.3.1.5 Dosage de la chlorophylle <i>a</i>	14.
II.3.1.6 Dosage des sels nutritifs	17.
<i>II.4 Etude des populations phytoplanctoniques</i>	18.
II.4.1. Concentration des organismes par sédimentation	19.
II.4.2 Dénombrement et identification	20.
Chapitre III : Résultats et discussion	20.
<i>III.1 Physicochimie et biomasse chlorophyllienne</i>	20.
III.1.1 Température	21.
III.1.2 Salinité	22.
III.1.3 Oxygène dissous	23.
III.1.4 Le potentiel hydrogène (pH)	24.
III.1.5 La matière en suspension (MES)	25.
III.1.6 Chlorophylle <i>a</i>	26.
<i>III.2 Sels nutritifs</i>	27.
III.2.1 Ammonium	28.
III.2.2 Nitrites	29.
III.2.3 Nitrates	29.
III.2.4 Phosphates	30.
III.2.5 Silicates	31.
<i>III.3 Inventaire du peuplement phytoplanctonique</i>	32.
III.3.1 Analyse qualitative	32.

III.3.1.1 Les diatomées.....	32.
III.3.1.2 Les dinoflagellés	37.
III.3 .2 Analyse quantitative.....	43.
III.3.2.1 Variations de la densité totale des diatomées et des dinoflagellés.....	43.
III.3.2.2 Evolution des principaux groupes taxonomiques.....	44.
<i>Discussion générale</i>	47.
<i>Conclusion</i>	48.
<i>Bibliographie</i>	49.
Annexes	

Liste des Figures

Figure 1: Situation géographique de la baie de Bou-Ismail (S.H.F.N).....	2.
Figure 2: Réseaux hydrographiques de la baie de Bou-Ismail.....	3.
Figure 3: Localisation des stations de prélèvement (S.H.F.N).....	12.
Figure 4: Variations mensuelles moyennes de la température (°C) dans la baie de Bou-Ismail.....	21.
Figure 5: Variations mensuelles moyennes de la salinité (PSU) dans les différentes stations de la baie de Bou-Ismail.	22.
Figure 6: Variations mensuelles moyennes de l'oxygène dissous dans les différentes stations de la baie de Bou-Ismail.	23.
Figure 7: Variations mensuelles moyennes de pH dans la baie de Bou-Ismail.....	24.
Figure 8: Variations mensuelles moyennes des MES dans la baie de Bou-Ismail.....	25.
Figure 9: Variations mensuelles moyennes de la chlorophylle a dans la baie de Bou-Ismail.....	26.
Figure 10: Variations mensuelles moyennes de l'ammonium dans la baie de Bou-Ismail.....	27.
Figure 11: Variations mensuelles moyennes des nitrites dans la baie de Bou-Ismail.....	28.
Figure 12: Variations mensuelles moyennes de des nitrates dans la baie de Bou-Ismail.....	29.
Figure 13: Variations mensuelles moyennes des phosphates dans la baie de Bou-Ismail.....	30.
Figure 14: Variations mensuelles moyennes des silicates dans la baie de Bou-Ismail.....	31.
Figure 15: <i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i> (←→) et <i>Thalassiothrix fauelfeldii</i> (←→).....	33.
Figure 16: <i>Chaetoceros teres</i>	33.
Figure 17: <i>Chaetoceros affinis</i>	34.
Figure 18: <i>Lauderia borealis</i>	35.
Figure 19: <i>Ceratium horridum</i> (←→).....	37.
Figure 20: <i>Protoperidinium diabolus</i>	38.
Figure 21: <i>Protoperidinium divergens</i>	38.
Figure 22: <i>Prorocentrum micans</i> (←→).....	39.
Figure 23: <i>Noctiluca scintillans</i>	40.
Figure 24: <i>Scrippsiella trochoidea</i> (←→).....	41.
Figure 25: <i>Gonyaulax spinifira</i> (←→).....	41.
Figure 26: Variations des fréquences (%) des diatomées et des dinoflagellés durant les quatre mois en baie de Bou-Ismail.....	43.
Figure 27: densité cellulaires totales (cellules/l) de diatomées recensées dans les différentes stations de la baie de Bou-Ismail durant les quatre mois.....	45.
Figure 28: densité cellulaires totales (cellules/L) de dinoflagellés recensés dans les différentes stations de la baie de Bou-Ismail durant les quatre mois.	45.

Liste des Tableaux

Tableau 1: Différents projets conchylicoles réalisées ou en cours de réalisation (année 2007).....	10.
Tableau 2: Projets réalisées ou en cours de réalisation pour l'aquaculture marine (année 2007).....	11
Tableau 3: coordonnées géographiques des stations de prélèvement.....	12.
Tableau 4: Variation mensuelles des teneurs des paramètres physicochimiques des différentes stations de la baie de Bou-Ismaïl.....	20.
Tableau 5: Variations mensuelles des teneurs en sels nutritifs des différentes stations de la baie de Bou-Ismaïl.....	26.
Tableau 6: Répartitions des différentes espèces de Diatomées récoltés dans les différentes stations.....	36.
Tableau 7: Distribution des différentes espèces de dinoflagellés récoltés dans les différentes stations.....	42
Tableau 8: Variation de la densité cellulaire totale (c/l) des diatomées et dinoflagellés dans les stations..	43

Liste des abréviations

A S P : Amnesing Shellfish Poisoning.

BERARD (K20) : ferme conchylicole d'Ain Tagourait. 20 mètre de profondeur.

CNRDPA (C20) : centre national pour la recherche et le développement de la pêche et de l'aquaculture. 20 mètre de profondeurs.

D S P : Diarretheic Shellfish Poisoning.

DIAT : Diatomées.

DINO : Dinoflagellés.

HAB : Harmful Algal Blooms.

IDFM : Intoxication Diarrhéique par les Fruits de Mer.

MPRH : Ministère de la pêche et des ressources halieutiques.

N S P : Neurotoxic Shellfish Poisoning.

N20 : Anse de kouali à 20 mètre de profondeur.

ONM : Office national de météorologie.

P S P : Paralytic Shellfish Poisoning.

S.H.F.N : Service hydrographique des forces navales.

SIPA : Salon international pour la pêche et l'aquaculture.

USTHB : Université des sciences techniques de Houari Boumediene.

V S P : Venerupine Shellfish Poisoning.

Introduction

L'activité aquacole est actuellement en plein essor, en particulier dans les pays côtiers méditerranéens.

Malgré ses grandes potentialités aquacoles, l'Algérie reste un pays qui n'a pas encore une importante production. Cependant, cette activité et cette production sont appelées à se développer dans un avenir très proche.

En effet, plus d'une dizaine de projets aquacoles sont en cours, certains atteignant la phase de production.

La qualité de ces productions est liée principalement à la qualité de l'environnement. Cette dernière est fragilisée par des contaminations chroniques ou accidentelles ayant une origine soit physicochimique du fait des activités industrielles ou agricoles (hydrocarbure, pesticides, métaux lourds..), soit biologique du fait de la prolifération de virus, bactéries et phytoplancton toxique.

La contamination des espèces en élevage aquacole par certaines substances chimiques est souvent délicate à prévoir et maîtriser. De même, celle engendrée par le plancton toxique, peut avoir de lourdes conséquences sur le plan économique et sur la santé humaine.

Divers accidents ont été causés par les fruits de mer contaminés par des phycotoxines marines (71 cas d'intoxication humaines avec 4 décès en 1994 au Maroc) c'est pourquoi, il apparaît donc opportun et nécessaire d'étudier l'adéquation de certains projets aquacoles avec les caractéristiques chimiques et biologiques (phytoplancton) du milieu côtier naturel.

Dans cette présente étude, on se propose à étudier des sites à potentialités aquacoles dans la baie de Bou-Ismaïl ; une campagne de prélèvement a eu lieu du mois de janvier au mois d'avril 2009 dont le but principal est d'analyser les paramètres physico-chimiques et une étude des populations phytoplanctoniques.

Trois grands volets ont été abordés dans cette étude :

- Une partie bibliographique introduit : étude du site de baie de Bou-Ismaïl, les caractéristiques d'un site aquacole, les populations phytoplanctoniques et un aperçu général sur l'aquaculture marine en Algérie.
- La deuxième partie est consacrée aux différentes méthodes et matériel utilisés dans notre étude.
- La troisième partie représente les résultats obtenus et ainsi que leur discussion.

Chapitre I : Partie bibliographique

I.1 Etude de site Baie de Bou-Ismail (ex-Castiglione)

I.1.1 Situation géographique de la baie de Bou-Ismail

La baie de Bou-Ismail est située à l'Ouest d'Alger entre 2° 20' Est et 2° 55' Est, d'une superficie de 350 Km². Elle est délimitée à l'ouest par le massif du Chenoua et à l'Est par le massif de Bouzaréah. L'ouverture de la baie s'oriente selon un axe nord-ouest d'environ 40Km (**figure 1**).

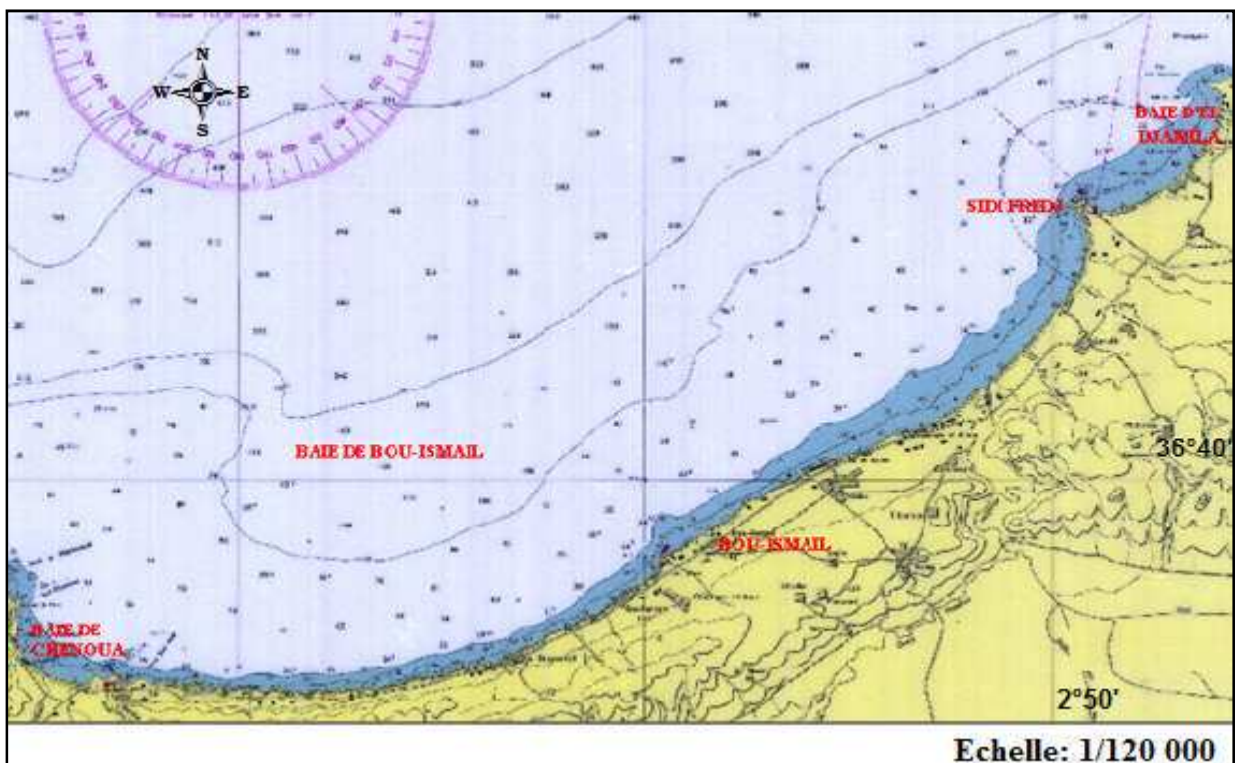


Figure 1: Situation géographique de la baie de Bou-Ismail (S.H.F.N).

I.1.2 Réseaux hydrographiques

La baie de Bou-Ismail est le réceptacle d'oueds à régime irréguliers (**figure 2**) :

Oued Mazafran : cet oued tire son nom de la couleur de ses eaux : El Ma Essaфра (eau jaune), il correspond au cours d'eau le plus important de la région. Il en résulte de la confluence de trois oueds importants : oued Djer, oued Bourroumi et oued Chiffa. Chaque année une grande masse de matériaux est arrachée à l'Atlas et charriée par l'oued Mazafran.

Oued Beni Messous : est situé entre El Djamilia et « Club des Pins », traversant la commune de Beni-Messous et Chéraga au Nord, de Bouzaréah au niveau d'une agglomération appelée « la Tribu » au Nord Est. Dely Ibrahim à l'Est, Ain Benian à l'Ouest et débouche au niveau d'une plage appelée « les Dunes » qui fait partie de la baie de Sidi Fredj.

Oued Nador : situé sur la partie occidentale, ne prend sa naissance que dans la cluse de Tipaza de débouchement dans la baie de Chenoua. Son bassin versant est drainé par un réseau d'affluents : l'oued Bouyersen, l'oued Bouardoun, l'oued Meurad et l'oued Boukika.

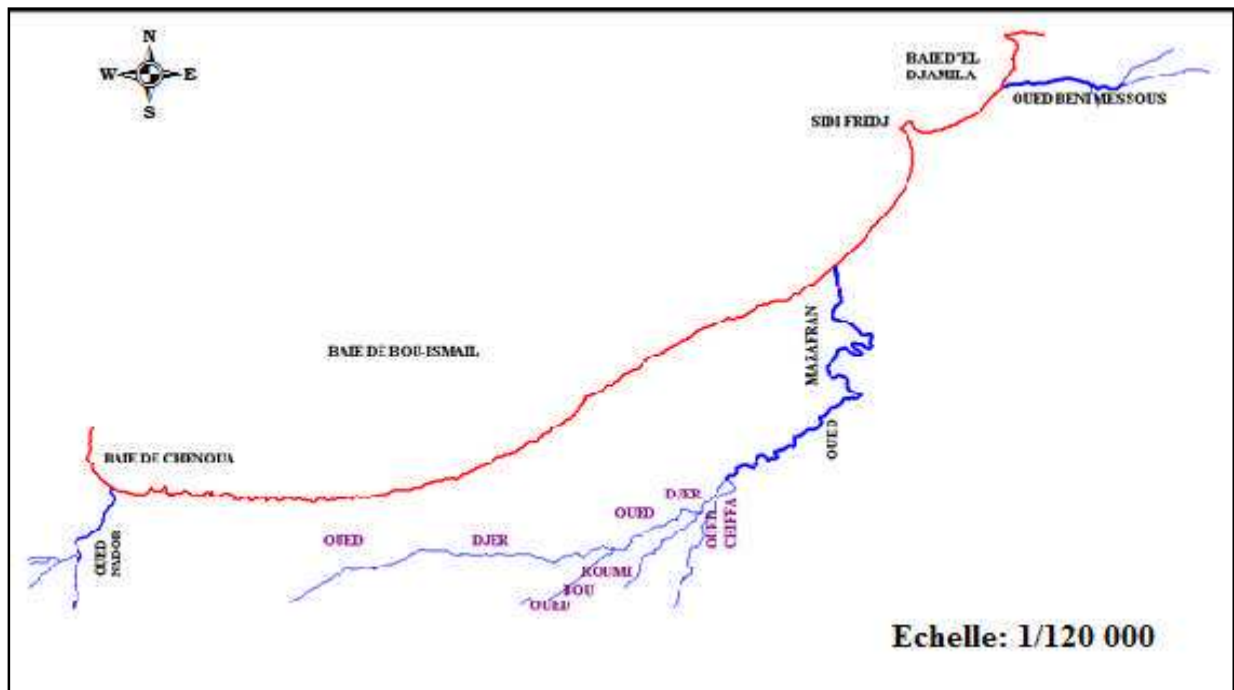


Figure 2: Réseaux hydrographiques de la baie de Bou-Ismaïl

1.1.3 Conditions météorologiques

1.1.3.1 Température et Précipitations

Selon l'office national de météorologie (ONM, 2004), il existe deux périodes durant l'année :

- Période chaude (Avril – Octobre), elle se caractérise par des faibles précipitations et moyenne thermique de 23°C.
- Période froide (Novembre – mars), elle se caractérise par des précipitations ayant une moyenne saisonnière de 89.49 mm et une moyenne thermique de 15°C.

I.1.3.2 La pluviométrie

La zone d'étude fait partie du bassin méditerranéen connu par deux saisons bien distinctes :

- Une saison pluvieuse durant le mois d'octobre jusqu'au mois d'avril.
- Une saison sèche de mai à septembre avec des pluies très rares dues aux orages notamment en août.

I.1.3.3 Les vents

L'analyse des régimes des vents effectuée par l'ONM (2004) a montré que la baie de Bou-Ismaïl est caractérisée par une périodicité des vents qui se traduisent par une prédominance :

- Des vents d'Ouest en Hiver et Printemps induisant des houles de grandes amplitudes, d'une vitesse moyenne de 2m/s.
- Des vents de l'Est en Eté et début Automne avec des faibles amplitudes, avec une vitesse moyenne supérieur à 2m/s et peuvent être très violente de 15 à 20m/s durant 3 jours consécutifs.

I.1.3.4 Les houles

- Les houles hivernales :

Sont de direction Ouest et Nord-Ouest. Elles engendrent des courants de retour dès leur arrivées perpendiculairement à la côte, ces courants entraînent le transport d'un 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 tangentiellement à la côte.

I.1.3.5 Apport nutritifs

Les apports en éléments nutritifs dans la baie de Bou Ismaïl sont dus aux rejets d'eaux usées domestiques et industrielles des villes touristiques qui la jalonnent mais également des apports d'oueds (Mazafran, Nador, Beni messous) qui sont riches en azote et en phosphore. Ces oueds qui déversent dans la baie drainent vers la mer les eaux de lessivage des terres agricoles chargées de résidus, fertilisants, d'engrais (**Dadi, 2002**).

Selon les travaux effectués dans la baie de Bou Ismaïl, les sels nutritifs n'ont presque jamais manqué surtout de Mazafran (**Aouragh & Khelifi, 1997 ; Brahamia & Brinis, 1997**).

I.2 Caractéristiques d'un site aquacole

I.2.1 Bathymétrie

Les données bathymétriques sont utilisées essentiellement pour les sites en pleine eau. En effet la conception de différents éléments d'une cage flottante nécessite la connaissance de ce paramètre.

I.2.2 Courants

Ce facteur de l'hydrologie côtière est un élément essentiel pour la valeur des sites d'aquaculture. Avec la houle, les courants sont la cause d'une dynamique sédimentaire qui peut être néfaste à certains élevages (bivalves) (**Couteaux et al., 1979**).

I.2.3 Sédimentologie

La connaissance de la nature des fonds est surtout intéressante pour l'élevage d'espèces benthiques (comme les mollusques filtreurs : palourdes, etc.), qui, à l'état naturel, vivent de préférence dans certains types de sédiments.

I.2.4 Climatologie

Le climat est un facteur important dans la vie et l'évolution d'un écosystème aquatique, car il détermine entre autres, les variables abiotiques (température, pH, M.E.S,...), la stratification de la colonne d'eau, la période de la croissance végétale et le taux de renouvellement d'eau (**Ryding et al., 1994**).

I.2.5 Paramètres physico-chimique de l'eau

I.2.5.1 Température

Les espèces aquacoles sont poékilothermes c'est à dire que le corps de l'animal suit la température ambiante alors que les grandes fonctions de l'organisme, métabolisme basal, croissance, reproduction se déroulent dans des limites thermiques précises (**Billard, 2005**).

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

I.2.5.2 Oxygène dissous

La teneur des eaux en oxygène dissous constitue un paramètre fondamental de l'écologie des milieux aquatiques, car cet élément est indispensable à la respiration des organismes hétérotrophes (**Lévêque, 1996**).

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

I.2.5.3 Matière en suspension

La connaissance des teneurs en matière en suspension est importante pour l'étude des milieux aquatiques. Elle représente la fraction de la matière particulaire organique et inorganique entraînées massivement par les mouvements d'eau, et dont la taille est supérieure à 0,5 μm (**Aminot & Chaussepied, 1983**).

I.2.5.4 Le potentiel hydrogène (pH)

Le pH de l'eau de mer varie entre 7,9 et 8,14 selon les zones. L'environnement chimique est très influencé par le pH : par exemple, l'équilibre entre CO_2 et HCO_3^- dans l'eau est déplacé vers la formation d' H^+ très toxique pour les poissons quand le pH augmente. La même eau non toxique à pH 6,7 peut tuer les animaux à pH 8 (**Barnabé, 1997**).

I.2.5.5 Salinité

Selon **Billard (2005)** dans la pratique aquacole, la salinité est la quantité en gramme de sels dissous dans 1 kg d'eau (en ‰). La quasi-totalité, 99 % est représentée par des chlorures (sodium, potassium), des sulfates (magnésium, calcium) et carbonates (calcium, potassium).

I.2.5.6 La turbidité

Les conditions troubles résultent des solides organiques et minéraux suspendus dans le fléau d'eau en raison de l'érosion des sols, des déchets miniers, des effluents d'eaux d'égouts, des pertes de moulin à papier de pulpe, et d'autres effluents industriels (**Alabaster & Lloyd, 1980 in Beveridge, 2004**). Elle conditionne la répartition verticale de la lumière dans la colonne d'eau et est ainsi un facteur de limitation de la production primaire. Elle influe également sur la position de la ceinture algale du littoral et constitue une variable d'environnement des habitats côtiers (**Thessier, 2007**).

I.2.5.7 Les nutriments (les nitrates, les nitrites, l'ammonium, les silicates et les phosphates)

L'azote minéral, sous ses formes ammonium et nitrate, est directement assimilable par le phytoplancton. Par oxydation, l'ammonium peut être nitrifié ou transformé en nitrite puis en nitrate. Le phytoplancton, et, de façon générale, tous les organismes, constituent une source d'azote organique de par leurs excréments, déchets du métabolisme, la décomposition des cellules et des tissus morts (**Barnabé, 1989**).

Les poissons excrètent des composés dissous azotés et phosphorés au travers des branchies et des reins, issus du métabolisme oxydatif de l'aliment (**Breton, 2005 in Orbcastel, 2008**).

I.2.5.8 Chlorophylle *a*

L'estimation de la chlorophylle est importante pour la valorisation d'un site à potentialité aquacole car elle nous renseigne sur l'aspect quantitatif et qualitatif des peuplements phytoplanctoniques présentant dans le milieu. En effet, selon **Antajan et al (2008)** la chlorophylle *a* est un indicateur de la biomasse phytoplanctonique.

I.3 Le peuplement phytoplanctonique

I.3.1 Généralités

Le phytoplancton est constitué d'un ensemble hétérogène de micro-algues unicellulaires, les cellules pouvant être solitaires ou groupées en colonies.

Les organismes phytoplanctoniques sont majoritairement autotrophes, mais certaines espèces, principalement des dinoflagellés, peuvent être temporairement hétérotrophes, c'est à dire synthétiser de la matière organique à partir de substances organiques dissoutes (osmotrophie) ou particulières (phagotrophie) (**Gailhard, 2003**).

Les organismes qui se procurent l'énergie nécessaire à leur croissance et à leur reproduction en combinant les modes de nutrition autotrophe et phagotrophe sont qualifiés de «mixotrophes» (**Stickney et al., 2000 in Gailhard, 2003**).

La prolifération des microalgues peut causer une mortalité chez les poissons, contaminer la chaîne trophique avec les toxines et altérer les écosystèmes. La communauté scientifique parle de HAB (harmful algal blooms) ou efflorescences d'algues nuisibles. Une première classification permet de séparer deux groupes: Les producteurs de toxines et les producteurs de biomasse qui causent des anoxies à de fortes concentrations. Quelques espèces peuvent avoir les deux.

Dans la plupart des épisodes toxiques, ce sont les dinoflagellés qui sont impliqués. Il s'agit de la classe du phytoplancton qui compte le plus d'espèces susceptibles de faire des blooms, mais quelques espèces de diatomées sont aussi responsables d'un type d'intoxication par voie alimentaire (**Le Baut, 2006**).

I.3.2 Les diatomées

Les diatomées sont des micro-algues, ont une taille microscopique, la plupart n'étant longues que de un à quelques dixièmes de millimètre, mais lorsqu'elles sont présentes en grand nombre, elles forment des plaques brunâtres sur le sable vaseux, de longues chevelures brunes dans un ruisseau ou un fossé, ou troublent l'eau de mer à laquelle donnent une couleur verdâtre (**Loir, 2004**).

On distingue, surtout par leur morphologie, deux groupes de Diatomées, les Pennées et les Centriques, réparties en huit sous-ordre (**Hendey, 1964 in Bougis, 1974**).

1.3.3 les dinoflagellés

Ce sont des protistes flagellés typiquement munis de plastes, donc des végétaux qui se classent dans les Pyrrophycophytes du fait de leurs caractères biochimiques (équipement pigmentaire, matières de réserves), morphologiques (corps physoïdes, trichocystes) et leurs flagelles dissemblables. Mais certaines formes sont plus ou moins autotrophes et même aplastidiées ; si pour ces raisons, on les situe dans le règne animal, ce sont des flagellés de la classe des Dinoflagellés (**Bougis, 1974**).

Cette classe de microalgues a une caractéristique particulière, celle de produire des « eaux colorées », ce phénomène s'explique par la prolifération intense d'une ou de plusieurs espèces, connue sous le nom de « bloom ». Ces eaux apparaissent en période d'eau calme et lorsque les conditions physico-chimiques sont favorables pour la prolifération de certains dinoflagellés (**Sournia, 1995**). Ces eaux colorées peuvent avoir des conséquences désastreuses :

Soit que les espèces qui les constituent - même à concentration basses – émettent des toxines (DSP : Diarrhetic Shellfish Poisoning, VSP : Venerupine Shellfish Poisoning, PSP : Paralytic Shellfish Poisoning, NSP : Neurotoxic Shellfish Poisoning) menaçant le consommateur de coquillages contaminés. Soit par la décomposition de la masse de matière organique ainsi produite, ne vienne réduire le taux d'oxygène disponible et provoquer une hécatombe de poissons (**Bougis, 1974**).

I. 4 L'aquaculture marine en Algérie

1.4.1 Introduction

L'Algérie offre un potentiel biologique non négligeable pour l'aquaculture marine du fait de la grande richesse de la mer méditerranéenne qui constitue un des réservoirs majeurs de la biodiversité marine et côtière.

Grâce à la levée partielle des contraintes majeures (Octroi des concessions; emprunts bancaires; subventions des projets), l'aquaculture progresse de la phase expérimentale vers l'étape de production.

1.4.2 Evolution des activités aquacoles

- Salon international pour la pêche et l'aquaculture I (SIPA I) et SIPA II;
- SIPA III;
- des projets en phase de production;
- des projets en phase de finalisation des travaux;
- des projets en projections.

Ces concrétisations sur le terrain prouvent que les contraintes commencent à se dissiper grâce à la stratégie conçue par le MPRH (ministère de la pêche et des ressources halieutiques) depuis son avènement en décembre 1999 laquelle a apporté des réponses aux principaux problèmes faisant obstacle à l'émergence de l'aquaculture en Algérie.

En effet, après avoir identifié et hiérarchiser les obstacles inhibant l'émergence d'une aquaculture durable, des actions ont été entreprises à même de créer un environnement propice pour la mise en œuvre du programme de développement initié par le secteur en général.

❑ CONCHYLICULTURE :

Selon le ministère de la pêche et des ressources halieutiques (2007), des projets de conchyliculture sont au cours de réalisation et deux projets (Sarl Orca marine et SEAM) sont en phase de production.

Tableau 1: Différents projets conchylicoles réalisés ou en cours de réalisation (année 2007). (M.P.R.Ha., 2007).

Wilayas	Sites	Objectifs de production
Alger	Ain Chorb	50 T de Moules et d'Huîtres
Alger	Ain Chorb	50 T de Moule en démarrage
Tipaza	Ain Tagourait	50 T de Moule
Tipaza	Gouraya	50 T de Moule
Tlemcen	Maârouf	50 T de Moule

❑ PISCICULTURE MARINE :

Le tableau 2 suivant montre les autres projets réalisés ou en phase de réalisation :

**Tableau 2: Projets réalisées ou en cours de réalisation pour l'aquaculture marine (année 2007).
(M.P.R.Hb., 2007).**

Wilayas	Communes	Nature du projet	Capacité de production/an
Tlemcen	Beni Khaled	Ferme d'élevage de poissons marins + écloserie.	600T+ 3,5 10 ⁶ alevins de loup et dorade.
Ain Témouchent	Oulhaça	Ferme d'élevage de poissons marins + écloserie.	450T + 3 10 ⁶ alevins de loup et dorade.
Ain Témouchent	M'Saïd	Ferme d'élevage de poissons marins + écloserie.	1000T + 4 10 ⁶ alevins Maigre et Sole.
Chlef	Ténes	Ferme d'élevage de poissons marins	500T de loup et dorade.
Tipaza	Cherchell	Ferme d'élevage de poissons marins + écloserie.	1000T + 3 10 ⁶ alevins de loup et dorade+grossissement poulpe.
Tizi – Ouzou	Azeffoune	Ferme d'élevage de poissons marins + écloserie.	1000T + 13 10 ⁶ alevins de loup et dorade
Béjaïa	Tzeboucht	Ferme d'élevage de poissons marins.	150T + 7 10 ⁴ alevins de loup et dorade
Ain Témouchent	M'Saïd	Ferme d'élevage de poissons marins.	700T de loup et dorade et Sole.
Tipaza	Cherchell	Ferme d'élevage de poissons marins.	500T de loup et dorade.
Oran	Cap Blanc	Ferme d'élevage de poissons marins + écloserie.	1000T de loup et dorade.
Oran	Mers El Hadjadj	Ferme d'élevage de poissons marins.	300T de loup et dorade.
Oran	Krystel	Ferme d'élevage de poissons marins.	500T de loup et dorade.

Chapitre II : Matériel et méthodes

II.1 Localisation des stations de prélèvement

L'objectif principal de notre travail est d'étudier les potentialités aquacoles de quelques sites situés le long du littoral de la baie de Bous-Ismaïl.

Trois sites ont été choisis afin de recouvrir toute la zone d'étude (**figure 3**):

- Bérard (K) : présence d'une ferme conchylicole ;
- CNRDPA (C) ;
- Anse de Kouali (N).

Tableau 3: cordonnées géographiques des stations de prélèvement.

stations	Latitude (Nord)	Longitude (Est)
C20	36° 18' 21''	2° 40' 36''
N20	36° 11' 33''	2° 29' 20''
K20	36° 14' 17''	2° 37' 45''

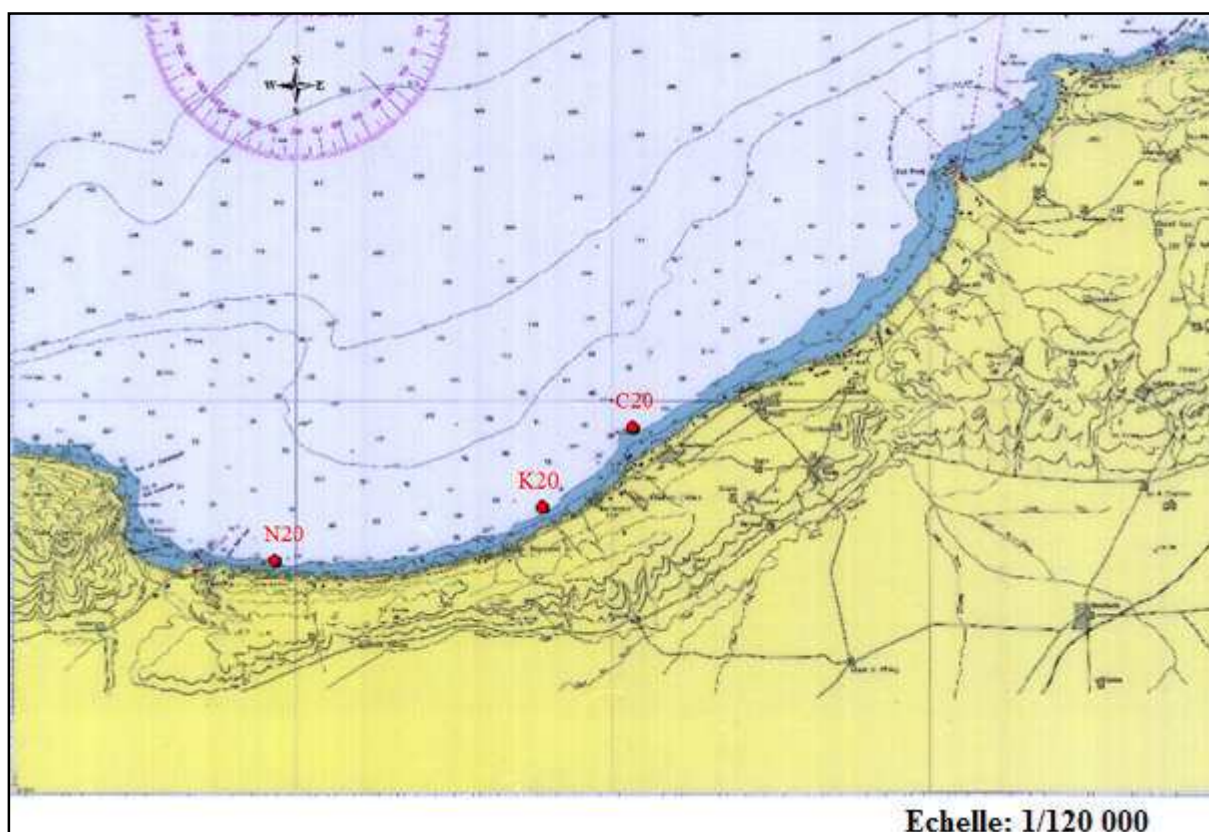


Figure 3: Localisation des stations de prélèvement (S.H.F.N).

II.2 les prélèvements

Les prélèvements d'eau de mer se sont étalés sur une période de quatre mois, soit de janvier à avril 2009. Ils ont été effectués à bord d'une embarcation (Aurès) de l'école à 20 mètres de profondeur pour chaque station indiquées sur la (**figure 3**).

Les prélèvements ont été réalisés par une bouteille de Niskin. Deux flacons (2 litres) d'eau ont été remplis ; l'un est destiné à l'analyse des sels nutritifs, la matière en suspension et le dosage de la chlorophylle *a* et l'autre a été fixé par du lugol destiné au laboratoire d'écosystèmes pélagiques de l'USTHB pour le dénombrement des populations phytoplanctoniques.

Les échantillons sont transportés dans une glacière isotherme (4°C), l'analyse de la chlorophylle et des MES se fait le même jour.

II.3. Méthodes d'analyses

II.3.1 Etudes paramétriques

II.3.1.1 Température et oxygène dissous

L'utilisation de la méthode électrochimique nous a permis l'estimation simultanée de la température et de l'oxygène dissous.

Immédiatement dès la remonté de la bouteille la sonde électrolytique de l'oxymètre de terrain de marque OXI 197i (WTW) est plongée dans l'eau prélevée.

Le taux de saturation est calculé en utilisant une table de solubilité de l'oxygène selon la formule suivante (**Aminot & Kérouel, 2004**) :

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

II.3.1.2 Salinité

La mesure de la salinité in situ a été réalisée à l'aide d'un salinomètre de marque Cond 197i (WTW).

II.3.1.3 Le pH

Le pH de l'eau a été mesuré par la méthode électrochimique à l'aide d'un pH-mètre de terrain de marque WTW type pH 315 i/Set.

II.3.1.4 La matière en suspension (MES)

- **Principe de la méthode**

La méthode consiste à filtrer l'eau de mer sur membrane filtrante afin de retenir toutes les particules de taille supérieure à 0,5 µm environ. La membrane est rincée, séchée et pesée avant et après filtration. La différence de poids permet de connaître la masse sèche totale de matière en suspension dans le volume filtré correspondant (**Aminot & Kérouel, 2004**).

- **Mode opératoire**

Le dispositif de filtration est constitué d'une base support-filtre surmontée d'un entonnoir amovible entre lesquels est pincé le disque membrane filtrant.

Un volume représentatif de l'eau (500 ml) de chaque échantillon est filtré à travers un filtre (Wattman GF/C, diamètre : 47 mm) préalablement conditionné et pesé. Pour éviter tout éclatement des mailles des filtres ou des cellules vivantes, la filtration est toujours effectuée avec des dépressions inférieures à 300 mm de mercure (**Aminot & Chaussepied, 1983**).

- **Calcul et expression des résultats**

Les concentrations sont calculées selon la formule suivante :

$$[\text{M.E.S}] \text{ (mg/l)} = (\text{P}_2 - \text{P}_1) / \text{V}$$

[M.E.S] : concentration de la matière en suspension (mg/l).

P₁ : poids du filtre sec avant filtration.

P₂ : poids du filtre sec après filtration.

V : volume d'eau filtré (l).

II.3.1.5 Dosage de la chlorophylle *a*

- **Principe de la méthode (dosage par spectrophotométrie)**

La méthode consiste à filtrer un volume d'eau à travers un filtre. L'extraction des pigments est assurée par l'immersion de filtre dans un solvant, puis, on mesure l'absorbance avant et après acidification de l'extrait (**Aminot & Chaussepied, 1983**).

▪ Mode opératoire

Des échantillons d'eau (500ml) sont filtrés sur des disques filtrants en fibre de verre (Wattman GF/C, diamètre 47 mm) (Aminot & Chaussepied, 1983).

Chaque filtre est ensuite plié, mis dans du papier aluminium (portant le numéro de la station, la profondeur et la date de prélèvement) et immédiatement congelé à (-20°C).

L'extrait et le dosage de la chlorophylle a été réalisé selon la méthode de Lorenzen (1967) in (Aminot & Chaussepied, 1983).

Avant la décongélation des filtres, l'extraction des pigments s'effectue dans des tubes en verre contenant 10 ml d'acétone à 90%. Ces tubes sont recouverts par du papier aluminium et sont immédiatement placés au réfrigérateur (environ 4°C) pendant 24 heures.

L'absorbance de l'extrait pigmentaire dans le solvant est ensuite estimée avant () et après acidification () avec 10 à 20 µl d'acide chlorhydrique (HCL 0,3 mol/l).

Les lectures d'absorbances sont effectuées sur un spectrophotomètre aux longueurs d'ondes 665 nm et 750 nm avant et après acidification.

Le calcul des concentrations de la chlorophylle *a* se fait à partir de l'équation de Lorenzen (1967) in (Aminot & Kérrouel, 2004) :

$$[\text{Chlorophylle } a] \text{ (mg/m}^3\text{)} = \frac{A_{665} - A_{750}}{A_{665} - A_{750}} \times V \times 1000$$

V : volume de l'eau filtrée (l).

v : volume de solvant d'extraction (ml)

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

A₆₆₅ : absorbance nette corrigée (avant acidification).

A₇₅₀ : absorbance nette corrigée (après acidification).

II.3.1.6 Dosage des sels nutritifs

▪ Principe des dosages des sels nutritifs

La méthode du dosage des sels nutritifs (ammonium, nitrites, nitrates, orthophosphates et silicates) est basée sur une réaction de coloration. Ces sels réagissent dans des conditions (présence de catalyseurs, température, pH,...) avec des réactifs spécifiques (voir annexe) pour donner une coloration absorbant la lumière à une certaine longueur d'onde (λ).

L'absorption de la lumière dépend de l'intensité de la coloration et cette coloration est plus forte si l'eau est concentrée en sel dosé. La quantité de la lumière absorbée par la solution (absorbance A) ou bien densité optique (D.O) est calculée selon la loi **BEER-LAMBERT** qui est la suivante :

$$I = I_0 \cdot e^{-k \cdot l \cdot C} = 10^{-A} = 10^{-D.O}$$

I_0 : sont respectivement intensité lumineuse incidente et émergente du milieu absorbant.

k : le coefficient d'extinction molaire variant en fonction de la température et de la longueur d'onde.

l : la longueur du milieu traversé exprimé en cm.

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

A : absorbance de la solution.

$D.O$: densité optique de la solution.

▪ Analyse automatique des sels nutritifs dans l'eau

L'analyse est réalisée automatiquement vis-à-vis des manipulations nécessaires au dosage manuel : prélèvements, analyse et lecture (**Rodier et al., 1996**).

Pour notre étude, l'analyse des sels nutritifs est faite par colorimétrie à flux continu sur chaîne automatisée « Auto-Analyzer SAN PLUS » en suivant les protocoles définis par le fabricant (**Skalar, 2000**).

L'appareil fonctionne selon un principe dynamique simple, celui de l'analyse liquide en milieu continu :

Par l'intermédiaire d'une pompe péristaltique, une veine liquide progresse en continu, ce qui permet une polyvalence et une grande souplesse. Toutes les réactions chimiques se déroulent dans la veine en progression. L'analyse des échantillons est faite par séquence, donc une grande cadence de travail.

A. Dosage de l'ammonium

Le dosage de l'ammonium (NH_4^+) a été fait suivant la méthode **Koroleff (1969) in (Aminot & Chaussepied, 1983)**.

L'ammonium dissous réagit avec l'hypochlorite en milieu alcalin ($8 < \text{pH} < 11.5$) pour former une monochloramine.

Ce composé, en présence de phénol et d'un excès d'hypochlorite (milieu oxydant) provoquera la formation du 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.

B. Dosage des nitrites

Les nitrites (NO_2^-) forment un diazoïque par action avec la sulfanilamide en milieu acide ($\text{pH} < 2$). Ce composé formera en présence de N-naphtylethylènediamine un composé azoïque de couleur rose absorbant la lumière à 540 nm (**Benschneider & Robinson, 1952**) et (**Skalar, 2000**).

C. Dosage des nitrates

Le dosage est basé sur la méthode de réduction des nitrates (NO_3^-) en nitrites (NO_2^-) en passant l'échantillon par une colonne de cadmium traité au cuivre (**Wood et al., 1967**).

Les nitrites ($\text{NO}_2^- + \text{NO}_3^-$ réduits) seront après mesurés par colométrie (méthode décrite auparavant). Il faudra ensuite déduire la concentration des nitrites déterminée directement (dosages des nitrites) pour obtenir les concentrations des nitrates (**Rodier et al., 1996**).

D. Dosage des orthophosphates

Les ions orthophosphates (PO_4^{3-}) réagissent avec le molybdate d'ammonium en présence d'antimoine tartrate de potassium à une température de 40°C (bain marie) pour former un complexe antimoine phosphomolybdique qui sera réduit par l'acide ascorbique (**Murphy & Riley, 1962**). La forme réduite de coloration bleue a un maximum d'absorption à 880nm.

E. Dosage des silicates

Le silicium dissous (représenté dans l'eau par 95% sous forme d'acide orthosilicique $\text{Si}(\text{OH})_4$ selon (**Aminot & Chaussepied, 1983**) réagit avec le molybdate d'ammonium en milieu acide pour former un complexe silicomolybdique qui sera réduit par l'acide ascorbique en un composé coloré en bleu absorbant à 810 nm (**Mullin & Riley, 1955**).

On ajoute l'acide oxalique pour éviter les interférences des phosphates.

II.4 Etude des populations phytoplanctoniques

Par définition, les conservateurs sont toxiques. Leur addition entraîne la mort d'organismes vivants, précédée d'une forte irritation chimique (**Grossel et al., 2006**).

Selon le même auteur des organismes dépourvus de paroi cellulaire résistante peuvent éclater avant la fin de conservation. Pour réduire cet effet il est important que l'agent de conservation pénètre rapidement dans la cellule (**McCully et al., 1980 in Grossel et al., 2006**).

La fixation des échantillons a été réalisée à bord des navires immédiatement après leurs prélèvements. Les échantillons ont été fixés par quelques gouttes de solutions de lugol jusqu'à obtenir une couleur jaune de miel.

L'utilisation du lugol offre des avantages notables et de nombreux auteurs ont montré une meilleure efficacité par rapport au formol (**Travers, 1971**).

D'après **Lalami-Taleb (1971)**, le lugol est un fixateur qui permet une bonne sédimentation des populations phytoplanctoniques et une meilleure reconnaissance des petits flagellés nus.

Les échantillons sont conservés à l'abri de la lumière pour éviter la détérioration et la décoloration des protistes marins (**Travers, 1971**).

II.4.1. Concentration des organismes par sédimentation

La méthode de sédimentation et de dénombrement d'UTHERMÖL (**1931, 1958 in Sournia, 1978**) est l'une des techniques les plus couramment employées pour la numération des cellules phytoplanctoniques. Elle consiste en l'examen à l'aide d'un microscope inversé d'échantillons d'eau de mer préalablement fixés et concentrés.

Immédiatement avant la sédimentation, les flacons contenant les échantillons d'eau sont longuement et régulièrement agités à la main afin de remettre en suspension les cellules qui sont déposées sur le fond de flacon ou accolées aux parois (**Illoul, 1991**).

Le remplissage des chambres de 50 et 100 ml, doit se faire dès après l'homogénéisation pour éviter d'exclure du prélèvement des taxons sédimentant rapidement (**Grossel et al., 2006**). Il doit se faire rapidement, jusqu'à l'obtention d'un léger excès d'eau provoquant un ménisque convexe à la surface de la chambre. Ce surplus d'eau est aussitôt chassé avec le glissement de la lame supérieure, tout en faisant attention à ne pas enfermer de bulle d'air dans la chambre. Il est en même temps épongé par un papier absorbant.

II.4.2 Dénombrement et identification

L'identification et le dénombrement des espèces ont été effectués selon deux procédés :

- **Les espèces dominantes** : ont été dénombrés sur une seule bande diamétrale de la cuve aux objectifs ($\times 20$) et ($\times 40$).

- **Les espèces rares** : ont été dénombrées sur la totalité de la cuve aux objectifs ($\times 20$) et ($\times 40$).

Le calcul de la densité cellulaire se fait suivant la formule ci-dessous :

$$X = \frac{N}{V}$$

X : est le nombre de cellules par litre.

N : est le nombre de cellules comptées et **V** est le volume sédimenté.

Le calcul de la fréquence cellulaire suit la formule suivante :

$$F \% = \left(\frac{Pa}{P} \right) \times 100$$

Pa : nombre de prélèvement où l'espèce en question est présente.

P : nombre totale de prélèvement effectués.

Chapitre III : Résultats et discussion

III.1 Physicochimie et biomasse chlorophyllienne

Les résultats des paramètres étudiés ; à savoir la salinité, température, pH, M.E.S, l'oxygène dissous et la biomasse chlorophyllienne sont regroupés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 4: Variation mensuelles des teneurs des paramètres physicochimiques des différentes stations de la baie de Bou-Ismaïl.

Paramètres	Stations	Janvier	Février	Mars	Avril
Salinité (PSU)	C20	36,4	-	36,9	36,3
	N20	36,5	36,7	-	36,4
	K20	36,5	36,3	37	36,5
Oxygène dissous (mg /l)	C20	5,3	-	7,2	4,2
	N20	5,6	7,7	-	6,1
	K20	5,4	7,6	7,2	4,2
Température (°C)	C20	14,9	-	15,6	17,6
	N20	14,7	14,2	-	17,6
	K20	14,8	14,2	15,5	17,1
pH	C20	8,21	-	8,23	8,11
	N20	8,15	8,38	-	8,17
	K20	8,19	8,37	8,17	8,11
MES (mg/l)	C20	-	-	11,4	52
	N20	-	-	-	80
	K20	-	-	5	64
Chlorophylle (mg/m ³)	C20	0,31	-	3,84	0,1
	N20	0,55	3,78	-	0,15
	K20	0,55	0,55	0,55	0,12

III.1.1 Température

Les résultats obtenus montrent que les températures enregistrées sont comprises entre (14,2°C) en février dans les stations (N20 et K20) et (17,6 °C) dans les stations (C20, N20) en avril.

Nous observons une variation homogène de température dans les différentes stations et avec un écart thermique de 2,4 °C entre le mois de février et le mois d'avril.

D'après la (**figure 4**), une légère baisse de température moyenne est observée entre le mois de janvier (14,8±0,1) °C et le mois de février (14,2°C) suivie d'une augmentation graduelle au fur et à mesure quand on s'approche du mois d'avril (17,43±0,29) °C.

La température de l'eau de mer dans la baie de Bou-Ismaïl présente une évolution classique caractéristique de la méditerranée. Les températures fraîches de janvier et février ont laissé la place à des températures printanières supérieures en mars et avril.

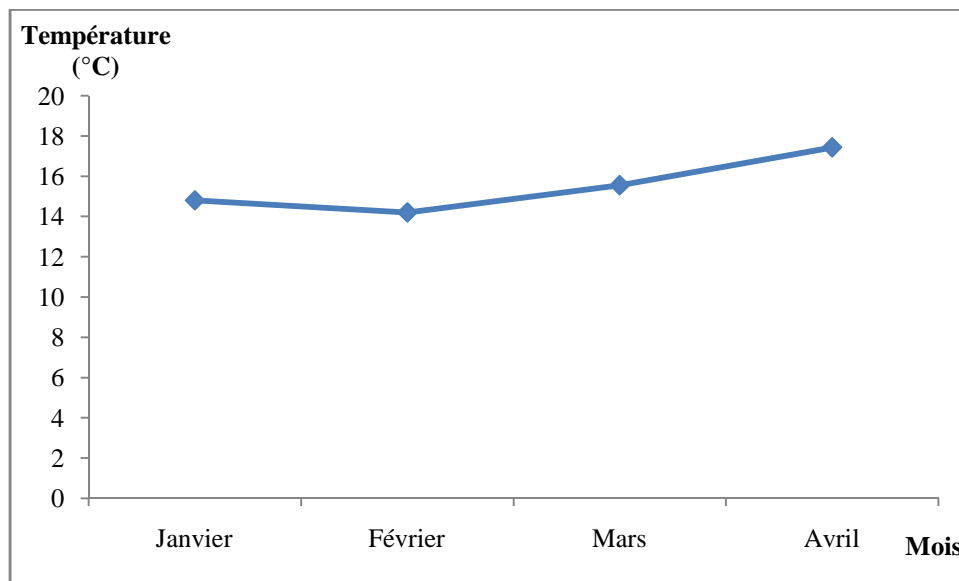


Figure 4: Variations mensuelles moyennes de la température (°C) dans la baie de Bou-Ismaïl.

III.1.2 Salinité

La plus faible valeur de salinité a été enregistrée dans la station C20 au mois d'avril (36,3 PSU) et K20 en février, la plus élevée (37 PSU) dans la station K20 en mois de mars.

Les plus forts écarts de salinité sont enregistrés en février (jusqu'à 0,4 PSU) tandis que les autres mois présentent des variations de salinité entre (0,1 à 0,2 PSU).

Les valeurs moyennes mensuelles de salinité enregistrées au niveau de la baie de Bou-Ismaïl (**figure 5**) diminuent d'une valeur maximale ($36,95 \pm 0,07$) PSU en mois de mars pour atteindre la valeur minimale en avril ($36,4 \pm 0,1$) PSU. Les valeurs de salinité trouvées sont proches de celles de l'eau atlantique qui longe les côtes algériennes. La salinité de celle-ci au détroit de Gibraltar est de l'ordre de (36,15 PSU) (**Millot, 1987 in Boulahdid et al., 1989**).

La distribution de la salinité est déterminée par les processus créés par les courants et les différents mélanges qui ont lieu à la surface de la mer. Les processus qui doivent être considérés sont donc ceux qui diminuent ou augmentent la salinité par l'addition ou le déplacement des eaux moins salées (**Boweden, 1974 in Lefnaoui & Ouali, 2008**).

Les variations de la salinité sont également sous l'influence des précipitations car il faut signaler que les jours qui précèdent nos prélèvements ont été caractérisés par des pluies abondantes.

Enfin l'examen des résultats enregistré a montré des valeurs comparables à celles trouvés dans la baie de Bou-Ismaïl par **Aggari & Metsaha (1997)** et **Dadi (2002)**.

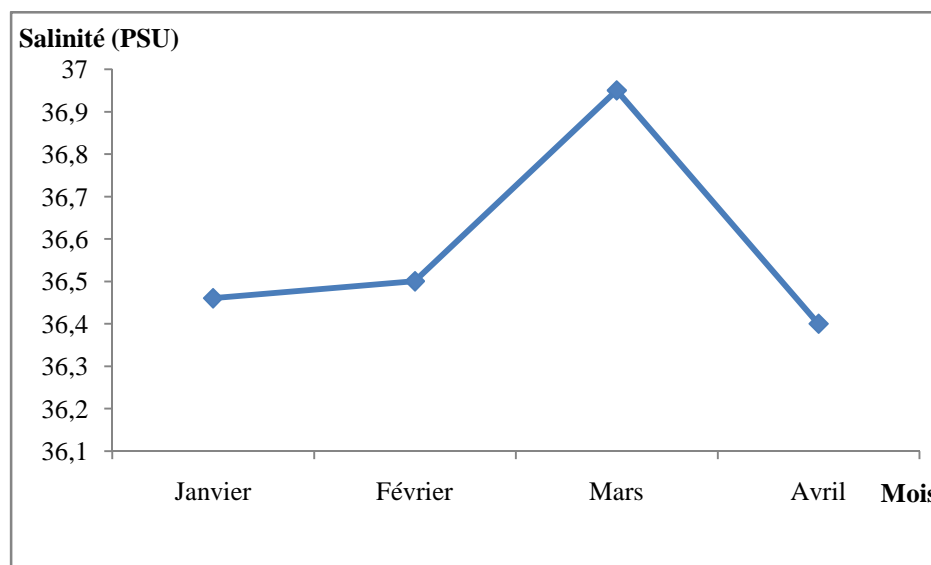


Figure 5: Variations mensuelles moyennes de la salinité (PSU) dans les différentes stations de la baie de Bou-Ismaïl.

III.1.3 Oxygène dissous

Les concentrations mensuelles en oxygène dissous varient entre une valeur minimale (4,2 mg/l) enregistrée en avril dans les stations (K20, C20) et une valeur maximale (7,7 mg/l) enregistrée en février dans la station N20.

Les teneurs mensuelles en oxygène dissous varient d'une façon homogène, du moment où elles augmentent de janvier à février pour atteindre la valeur maximale (7,7 mg/l), puis elles subissent un abaissement de mars à avril pour atteindre la valeur minimale (4,2 mg/l).

Le taux de saturation en oxygène dissous calculées à partir des concentrations moyennes des quatre mois montre la sous-saturation des eaux de la baie en oxygène dissous. En effet, un maximum est enregistré en mois de février (92,72%) et un minimum en mois d'avril (62,08%). Le taux de saturation en mois de mars (90,79%) est relativement proche de celui observé en mois de février, en mois de janvier le taux de saturation été de (67,11%).

Ce taux de saturation en oxygène dissous, quand il est trop bas provoque de forts taux de mortalité et, même quand les conditions hypoxiques permettent encore la survie des poissons, une grande réduction dans l'efficacité de la conversion alimentaire devient évidente. Pour cette raison, les conditions optimales de l'élevage doivent être maintenues avec un pourcentage élevé de saturation (généralement, 70 – 90 %) (Freddi, 1986).

D'après la (figure 6) les concentrations mensuelles moyennes d'oxygène dissous dans la baie de Bou-Ismaïl montrent une augmentation de janvier (5,43±0,15) mg/l pour atteindre leur pic en mois de février (7,65±0,07) mg/l. Il s'en suit une légère diminution à partir de mois de mars (7,2 mg/l). Cette diminution persistera pour arriver à la plus faible concentration en mois d'avril (4,83±1,09) mg/l.

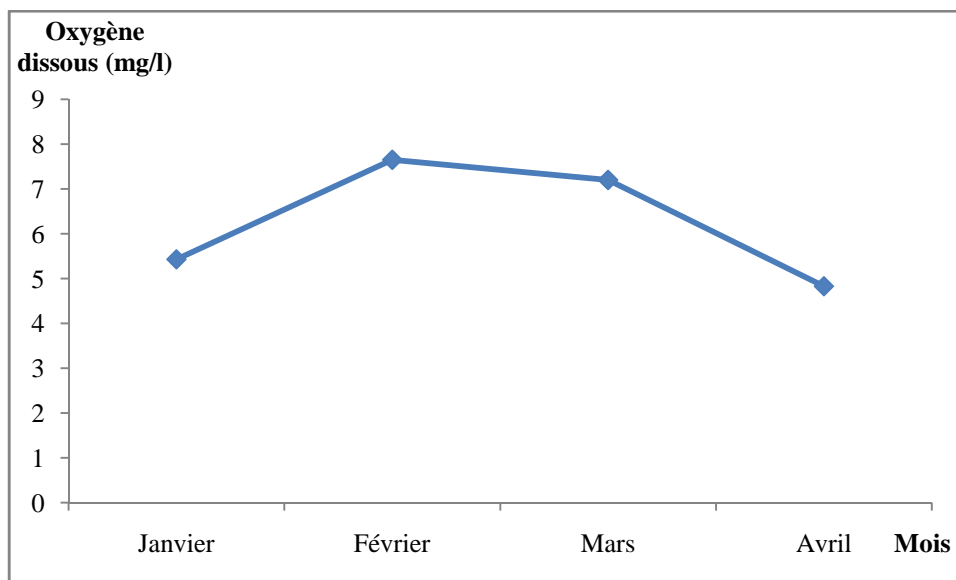


Figure 6: Variations mensuelles moyennes de l'oxygène dissous dans les différentes stations de la baie de Bou-Ismaïl.

Dans la baie de Bou-Ismaïl la concentration la plus élevée enregistrée en mois de février correspond à un abaissement de température et de salinité dans la même période. D'après **Perkins (1974)** fondamentalement, la concentration en oxygène dissous dans l'eau de mer dépend inversement de la salinité et de la température.

En plus de processus de dénitrification qui a provoqué la sous-saturation des eaux de la baie de Bou-Ismaïl durant ces quatre mois, la dégradation bactérienne de la matière organique joue aussi un rôle principal dans la diminution de taux de l'oxygène dissous (**Cugier, 1999**).

L'oxygène dissous est considéré comme l'un des facteurs les plus importants pour l'élevage des poissons. Sa quantité dans l'eau est influencée par plusieurs facteurs (température, salinité, matières en suspension, présence d'algues, etc....) (**Freddi, 1986**). C'est le paramètre le plus surveillé par les aquaculteurs qui l'utilisent comme indicateur pour la gestion du milieu (**Lemonnier, 2007**).

III.1.4 Le potentiel hydrogène (pH)

Les valeurs mensuelles du pH varient entre une valeur minimale de (8,11) enregistrée en avril dans les stations (C20, K20) et une valeur maximale de (8,38) enregistrée en février pour la station N20.

Les valeurs mensuelles du pH suivent une variation homogène, elles augmentent de janvier à février pour atteindre la valeur maximale (8,38), puis elles diminuent une première fois de février à mars avec un écart de (0,21) et une seconde fois de mars en avril pour atteindre la valeur minimale (8,11).

Le pH des eaux superficielles marines est généralement compris entre 8 et 8,3. Il peut atteindre 8,5 en présence d'une forte activité photosynthétique consommatrice de CO_2 . En revanche, il diminue en dessous de la zone euphotique en raison de l'enrichissement en CO_2 dû à la minéralisation des déchets organiques (Copin-Montegut, 1996).

La diminution des valeurs de pH moyenne (figure 7) dans notre zone d'étude de février ($8,375 \pm 0,007$) jusqu'à avril ($8,13 \pm 0,03$) est probablement affecter par les processus naturels qui déplacent les équilibres du système carbonique, comme la poussé du phytoplancton, consommatrice de CO_2 , ou la reminéralisation de la matière organique, productrice de CO_2 (Aminot & Kérouel, 2004).

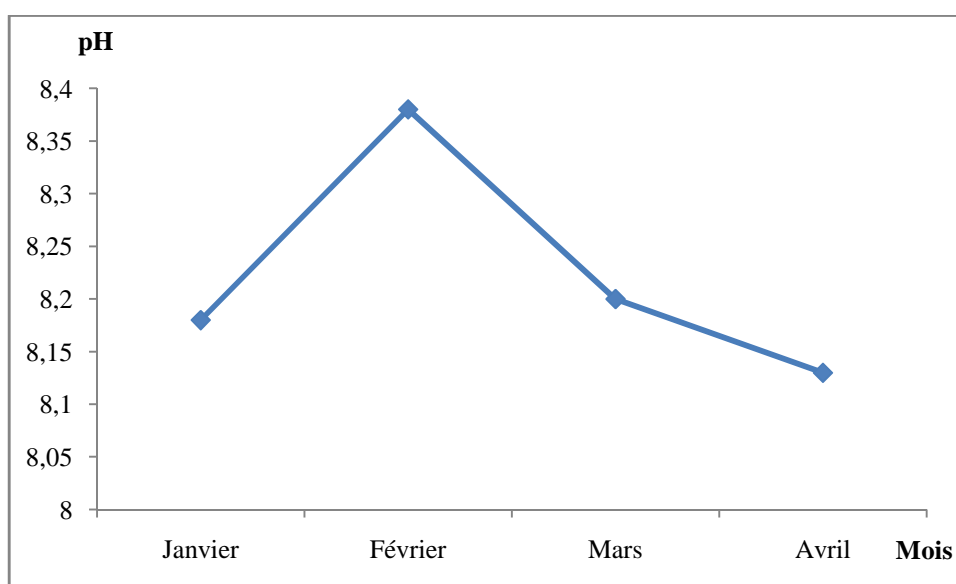


Figure 7: Variations mensuelles moyennes de pH dans la baie de Bou-Ismaïl.

III.1.5 La matière en suspension (MES)

Les teneurs mensuelles en MES varient entre une valeur minimale (5 mg/l) enregistrée en mars dans la station K20 et une valeur maximale (80 mg/l) enregistrée en avril dans la station N20. On constate que les MES suivent une variation homogène, avec une augmentation entre le mois de mars et avril.

La (figure 8) montre que les teneurs moyennes des MES dans la baie de Bou-Ismaïl varient entre ($8,2 \pm 4,53$) mg/l en mois de mars et ($65,33 \pm 14,05$) mg/l en mois d'avril.

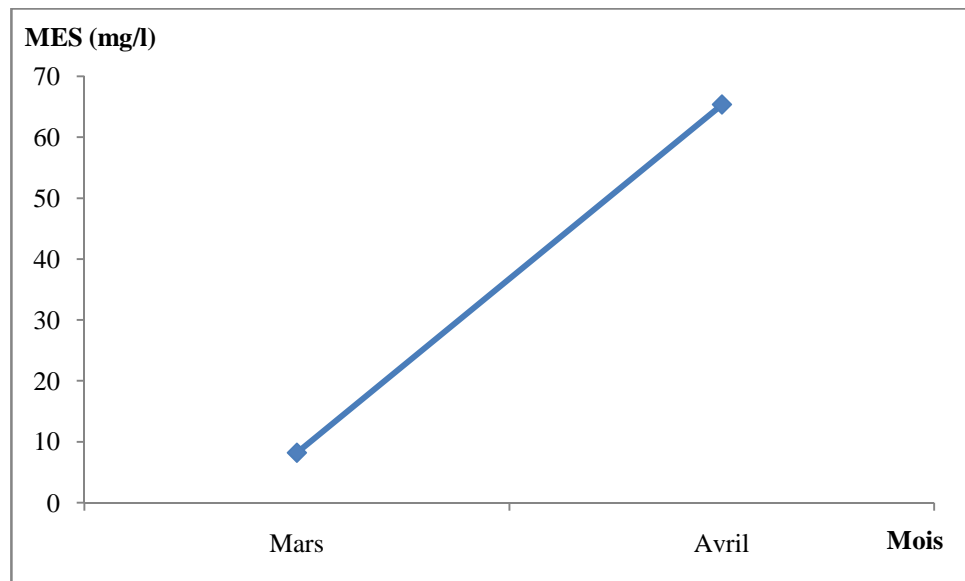


Figure 8: Variations mensuelles moyennes des MES dans la baie de Bou-Ismaïl.

On considère que les teneurs en MES enregistrées dans la baie de Bou-Ismaïl sont élevées (mise à part celles de mars), mais on ne peut expliquer ce phénomène que par la forte courantologie et la turbidité qui ont été remarquées lors des prélèvements surtout pour les deux stations K et N.

Les concentrations en MES observées en mars et en avril semblent élevées et probablement dues aux crues saisonnières enregistrées durant cette période, et selon (Schlaich et al., 2007) il est donc possible que ces teneurs ne soient pas uniquement le résultat d'une remise en suspension mais peut être bien d'un apport non négligeable de matières en suspension des fleuves côtiers.

III.1.6 Chlorophylle *a*

Les valeurs de la chlorophylle *a* s'échelonnent entre (0,1 mg/m³), enregistrée en mois d'avril dans la station C20, et (3,84 mg/m³) dans la même station en mois de mars.

La teneur en chlorophylle *a* augmente de janvier jusqu'à février, se stabilise de février à mars, puis diminue en avril jusqu'à la valeur minimale.

Les concentrations mensuelles moyennes de chlorophylles dans la baie de Bou-Ismaïl (figure 9) sont caractérisées d'une augmentation de janvier (0,47 mg/m³) pour marquer un pic de (2,2 mg/m³) en mois de mars. Puis les concentrations subissent une chute brutale pour atteindre leurs minimums en mois d'avril (0,12 mg/m³).

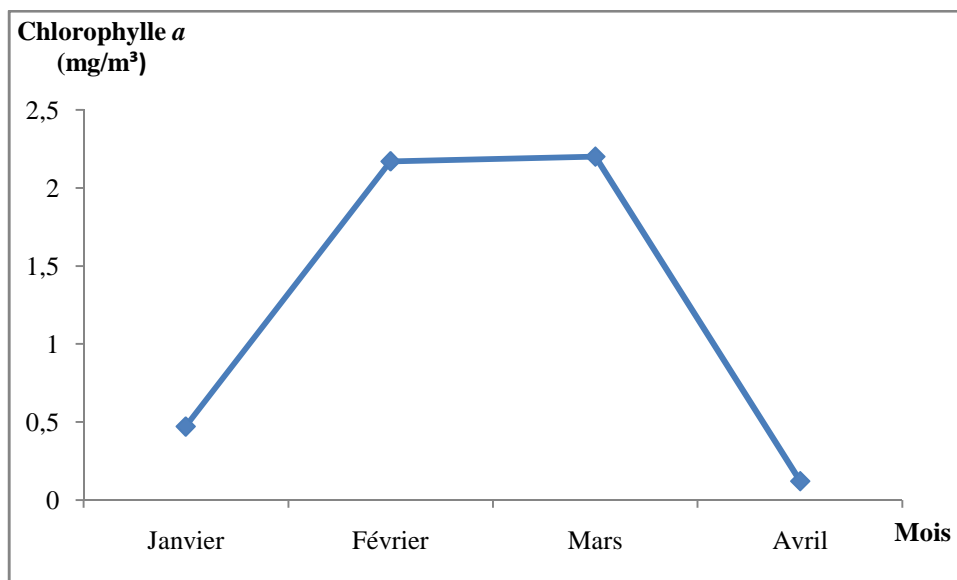


Figure 9: Variations mensuelles moyennes de la chlorophylle a dans la baie de Bou-Ismaïl.

L'augmentation de la biomasse chlorophyllienne est corrélée avec la diminution des concentrations en nitrate et phosphate (**figures 12 et 13**). Cette corrélation est due à la consommation des sels nutritifs par le phytoplancton (**Antajan et al., 2008**).

Les variations des concentrations en chlorophylle *a* observées entre les différentes stations sont principalement dues aux différences d'abondances des diatomées (**Schlaich et al., 2007**).

III.2 Sels nutritifs

Le tableau ci-dessous regroupe les résultats des sels nutritifs de différentes stations.

Tableau 5: Variations mensuelles des teneurs en sels nutritifs des différentes stations de la baie de Bou-Ismaïl.

paramètres	stations	Janvier	Février	Mars	Avril
Nitrates ($\mu\text{ mol L}^{-1}$)	C20	1,2535	-	0,1322	0,3136
	N20	1,6076	1,3255	-	0,3682
	K20	1,3005	1,0325	0,3425	0,3045
Nitrites ($\mu\text{ mol L}^{-1}$)	C20	0,5409	-	0,1045	0,1322
	N20	0,8978	0,0883	-	0,1862
	K20	0,4979	0,0923	0,0455	0,1923
Ammonium ($\mu\text{ mol L}^{-1}$)	C20	2,3246	-	1,6693	1,6038
	N20	1,4776	4,8497	-	1,4778
	K20	1,4613	9,1824	0,9571	1,5421
Phosphates ($\mu\text{ mol L}^{-1}$)	C20	0,616	-	0,2017	1,183
	N20	1,1555	0,6875	-	0,0237
	K20	1,3287	0,8235	0,0581	0,5079
Silicates ($\mu\text{ mol L}^{-1}$)	C20	0,9814	-	2,6741	2,1813
	N20	1,3094	2,2518	-	3,8925
	K20	1,0519	2,6216	3,2582	2,8795

III.2.1 Ammonium

Les résultats de l'analyse de l'ammonium dans les différentes stations étudiées varient entre ($0,96 \mu \text{ mol L}^{-1}$) en mois de mars pour la station K20 et ($9,18 \mu \text{ mol L}^{-1}$) en mois de février pour la même station.

On constate que les teneurs en ammonium suivent une variation similaire, avec une augmentation des teneurs pour atteindre les valeurs maximales en février et subissent une diminution en mois de mars. Pour le mois d'avril, il y a eu augmentation pour deux stations (N20, K20), cependant, on a enregistré une légère diminution pour la station C20. .

Les teneurs mensuelles moyennes de l'ammonium dans la baie de Bou-Ismaïl varient entre une valeur minimale en mars ($1,31 \pm 0,5 \mu \text{ mol L}^{-1}$) et une valeur maximale en février ($7,02 \pm 3,06$). Les concentrations moyennes en ammonium augmentent de janvier à février puis diminuent en mars pour atteindre le minimum, avec une légère augmentation en avril (**figure10**).

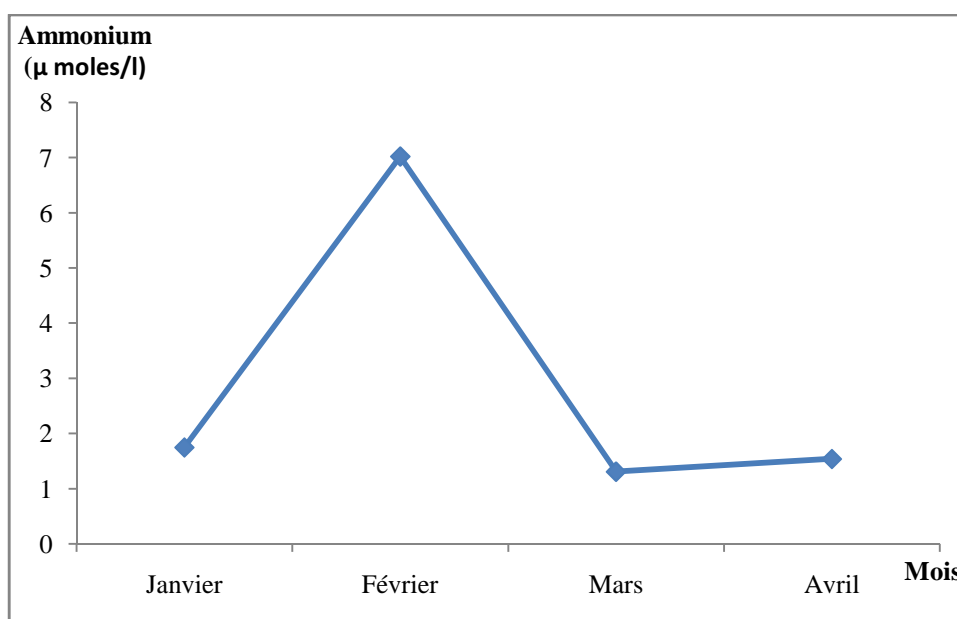


Figure 10: Variations mensuelles moyennes de l'ammonium dans la baie de Bou-Ismaïl.

Les fortes concentrations enregistrées en ammonium ont pour source les fertilisants agricoles (après lessivage des sols) et des rejets domestiques (**Guillaud, 1990**), ou/et à l'excrétion du divers échelon trophiques (**Jaques & Tréguer, 1986**).

La diffusion à partir du sédiment peut être aussi une source d'ammonium pour les eaux profondes. Cet approvisionnement a été déjà signalé dans la région côtière d'Alger (**Samson & Dahmani, 1995 in Lourguioui, 2006**).

III.2.2 Nitrites

Les teneurs en nitrites observées sont comprises entre une valeur minimale en mois de mars avec ($0,04 \mu \text{ mol L}^{-1}$) pour la station K20 et une valeur maximale en janvier ($0,9 \mu \text{ mol L}^{-1}$) pour la station N20.

Les concentrations des nitrites suivent la même évolution, avec une diminution du mois de janvier à février, il s'en suit une autre diminution jusqu'au mois de mars pour atteindre la valeur minimale. En avril, toutes les valeurs augmentent légèrement.

On constate que les teneurs en nitrites observées en mois de janvier montrent les valeurs les plus élevées pour les quatre mois, et celles de février sont les plus faibles.

Les concentrations moyennes des nitrites dans la baie de Bou-Ismaïl sont comprises entre une valeur minimale en mars ($0,08 \pm 0,04$) $\mu \text{ mol L}^{-1}$ et une valeur maximale en janvier ($0,64 \pm 0,22$) $\mu \text{ mol L}^{-1}$, avec une première diminution de janvier à février, suivi d'une seconde diminution en mars jusqu'au minimum, puis une augmentation en avril (**figure 11**).

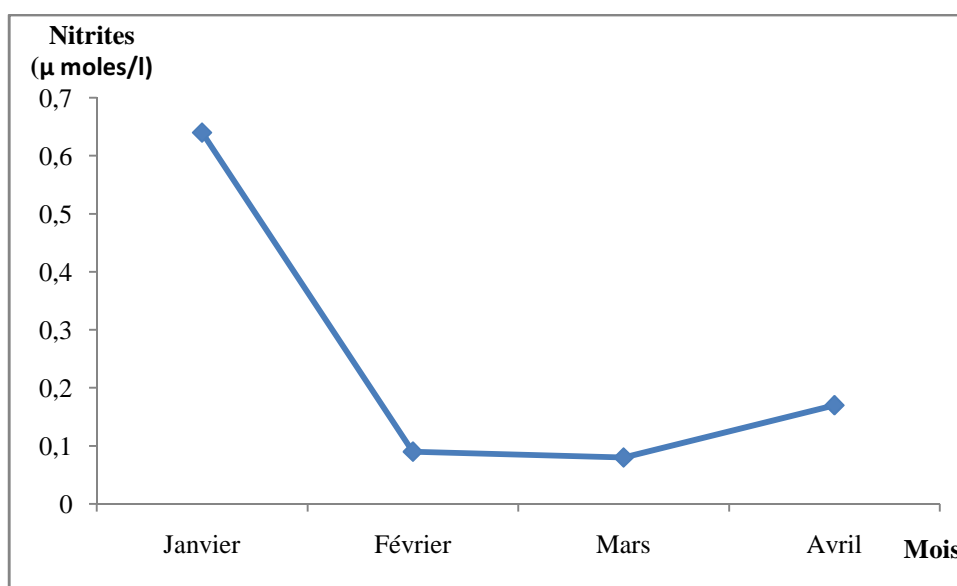


Figure 11: Variations mensuelles moyennes des nitrites dans la baie de Bou-Ismaïl.

On remarque que les concentrations de nitrites sont inférieures à celles de nitrates et de l'ammonium obtenus dans la présente étude. Dans le cycle de l'azote, les nitrites sont considérés comme étant des ions intermédiaires entre les nitrates et l'azote ammoniacal, ce qui explique les faibles concentrations rencontrées en milieu marin qui sont de l'ordre de zéro à quelques micromoles par litres d'azote nitreux (**Aminot & Chaussepied, 1983**)

On remarque bien qu'au moment où la variation mensuelle de nitrite montre une concentration basse en mois de février, l'ammonium (**figure 10**) montre son optimum durant le même mois.

Ces variations dues forcément au processus de dénitrification assuré par des bactéries capables de réduire des nitrites en ammonium. En même mois on a enregistré la température la plus basse (**figure 4**) ce qui justifie le déroulement de la dénitrification. En effet, cette activité peut être maximale quand la température est basse (**Bianchi et al., 1989**).

Les teneurs élevés en nitrites en mois de janvier correspondent aux valeurs les plus faibles enregistrés en ammonium en même mois. Cette situation peut s'expliquer par l'oxydation de l'ammonium en nitrites (**Slawyk, 1980 in Dadi, 2002**).

III.2.3 Nitrates

La plus forte valeur en nitrate est observée au mois de janvier ($1,61 \mu \text{ mol L}^{-1}$) dans la station N20 et la plus faible valeur en mois de mars ($0,13 \mu \text{ mol L}^{-1}$) dans la station C20. Le mois de janvier présente l'écart le plus élevé ($0,36 \mu \text{ mol L}^{-1}$) et le plus faible été de ($0,07 \mu \text{ mol L}^{-1}$) en mois d'avril.

Les valeurs de nitrates diminuent de janvier au mars et à partir de ce dernier une légère augmentation est observée sauf pour la station K20.

Les résultats obtenus montrent que les mois de janvier et février présentent les teneurs les plus élevées en nitrates et les mois de mars et avril présentent les plus faibles.

Les teneurs mensuelles moyennes des nitrates enregistrées (**figure 12**) dans la baie de Bou-Ismail sont comprises entre une valeur minimale en mars ($0,24 \pm 0,15 \mu \text{ mol L}^{-1}$) et une valeur maximale en janvier ($1,39 \pm 0,19 \mu \text{ mol L}^{-1}$), avec une diminution de janvier à mars et une augmentation pour le mois d'avril.

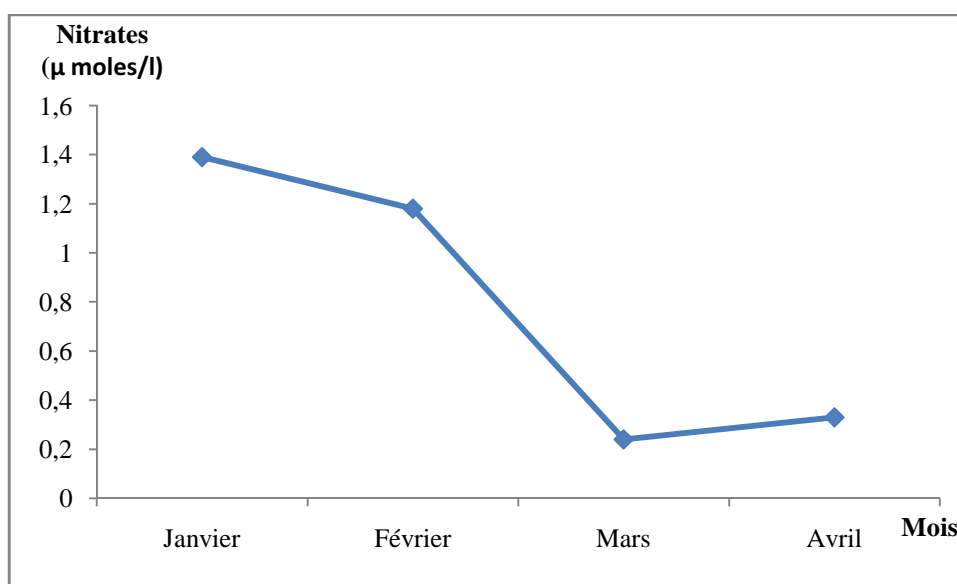


Figure 12: Variations mensuelles moyennes de des nitrates dans la baie de Bou-Ismail.

Selon **Bougis (1974)** l'origine des nitrates a un lien avec les activités anthropiques, et aussi à la régénération de la matière organique dissoute et des détritiques organiques par les bactéries.

Les variations des concentrations en nitrate sont similaires à celles observées en phosphate (**figure 13**), ce phénomène a été rencontré en 2006 par **Lampert (2007)** qui a étudié le site du AREVA NC (La Hague). Selon (**Aminot et al., 1997**) qui a signalé la même situation en baie de la seine ; au printemps, la consommation par le phytoplancton abaisse simultanément les teneurs en phosphate et nitrate, ce qui conserve globalement la similitude de leurs distributions géographiques.

Les concentrations élevées en nitrate peuvent être expliquées par les pluies abondantes précédant l'échantillonnage. En effet, selon **Dadi (2002)**, lors des journées pluvieuses, les nitrates s'accumulent à la surface du sol, puis sont drainés par les pluies et de fortes quantités de ces sels sont déversées en mer. Le même phénomène a été signalé au large de Monaco, également après une pluie abondante (**Bernard, 1938 in Dadi, 2002**).

III.2.4 Phosphates

La plus forte valeur de phosphate ($1,33 \mu \text{ mol L}^{-1}$) a été observée dans la station K20 au mois de janvier et la plus faible, au niveau de la station N20 en mois d'avril ($0,02 \mu \text{ mol L}^{-1}$). L'écart le plus fort est de ($1,16 \mu \text{ mol L}^{-1}$) en mois d'avril et le plus faible est de ($0,13 \mu \text{ mol L}^{-1}$) en mois de février.

Les concentrations mensuelles moyennes des phosphates dans la baie de Bou-Ismaïl varient entre une valeur minimale en mars ($0,13 \pm 0,1$) $\mu \text{ mol L}^{-1}$ et un maximum en janvier ($1,03 \pm 0,37$) $\mu \text{ mol L}^{-1}$. Les valeurs de phosphates moyennes diminuent de janvier en mars, ensuite augmentent de mars en avril (**figure 13**).

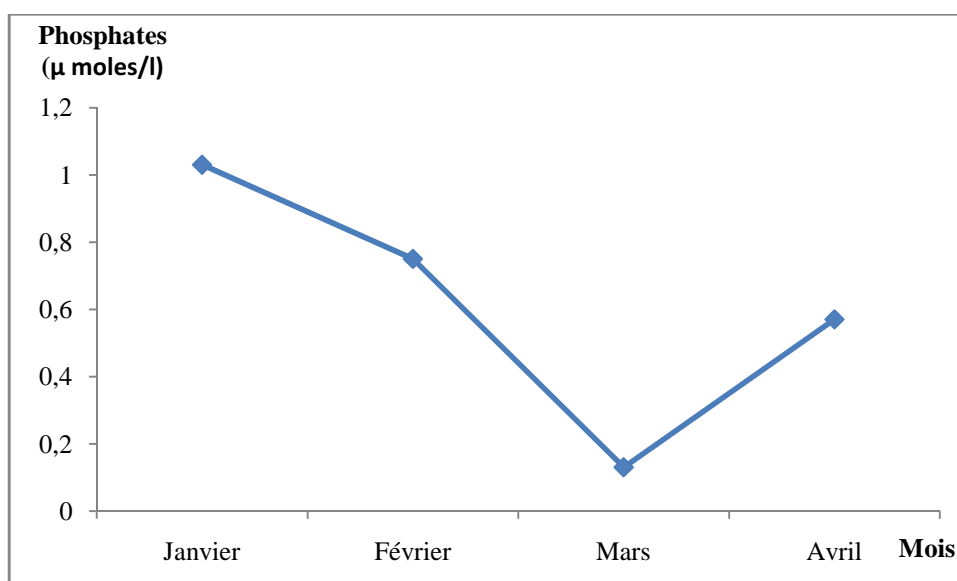


Figure 13: Variations mensuelles moyennes des phosphates dans la baie de Bou-Ismaïl.

Le sédiment joue un rôle de réservoir et de régulateur des teneurs en phosphates dans les eaux (**Pommeroy et al., 1965 in Faury et al., 1999**).

L'action des bivalves en élevage à forte densité n'est pas négligeable dans le cycle du phosphore. Par l'ingestion de particules en suspension, les animaux retiennent une partie du phosphore disponible (**Faury et al., 1999**) ce qui peut expliquer l'enregistrement de la concentration la plus élevée au niveau de la station K (ferme conchylicole de Khabar).

III.2.5 Silicates

Les teneurs mensuelles en silicates sont comprises entre ($0,98 \mu \text{ mol L}^{-1}$) en mois de janvier pour la station C20 et ($3,89 \mu \text{ mol L}^{-1}$) durant le mois d'avril pour la station N20.

Une diminution de ces teneurs est observée pour les deux stations (C20, K20) au mois d'avril, contrairement pour la station N20 où les silicates sont augmentés pour atteindre la teneur maximale.

Les teneurs mensuelles moyennes des silicates dans la baie de Bou-Ismaïl varient entre ($1,11 \pm 0,17$) $\mu \text{ mol L}^{-1}$ en mois de janvier et ($2,98 \pm 0,86$) $\mu \text{ mol L}^{-1}$ en mois d'avril (**figure 14**).

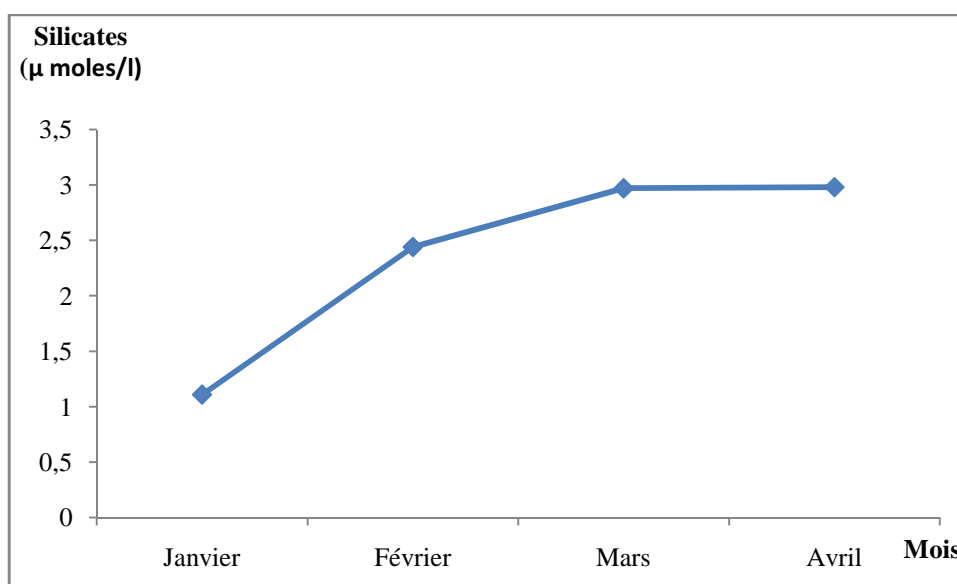


Figure 14: Variations mensuelles moyennes des silicates dans la baie de Bou-Ismaïl.

La silice prend son origine de la dissolution des roches siliceuses et la remontée des eaux du fond riche en matières nutritives (**Bougis, 1974**).

La densité élevée de diatomée *Nitzschia sp* enregistrée en mois de janvier explique bien les concentrations faibles de silicates observées en ce mois. Les valeurs élevées qui commencent à apparaître à partir de mois d'avril correspondent à la dissolution de silicates contenus dans l'enveloppe des diatomées.

En effet, Le cycle du silicate est étroitement lié au développement du phytoplancton, en particulier des diatomées qui utilisent la silice pour former leur test (enveloppe siliceuse). Ainsi, généralement après le bloom de diatomées du début du printemps, les concentrations en silicate chutent puis un maximum apparaît en mi-juin avec la dissolution du silicate biogénique contenu dans les tests quand les diatomées meurent (Caboche & Lefebvre, 2008).

III.3 Inventaire du peuplement phytoplanctonique

III.3.1 Analyse qualitative

III.3.1.1 Les diatomées

L'inventaire des peuplements de diatomées durant les quatre mois d'étude dans la baie de Bou-Ismaïl a permis de recenser plusieurs espèces qui appartiennent principalement à sept genres (tableau 6).

- Le genre *Nitzschia* (Hassall, 1845) :

Ce genre est représenté dans notre étude par trois espèces rares (*Nitzschia closterium*, *Pseudonitzschia delicatissima* (figure 15), *Nitzschia sp*) et une seule espèce abondante (*Nitzschia linearis*).

- *Nitzschia linearis* (Wm.Smith ,1852) :

Cette espèce a été trouvée dans les trois mois (janvier, février et avril) avec une fréquence de 50 % et elle est absente en mois de mars.

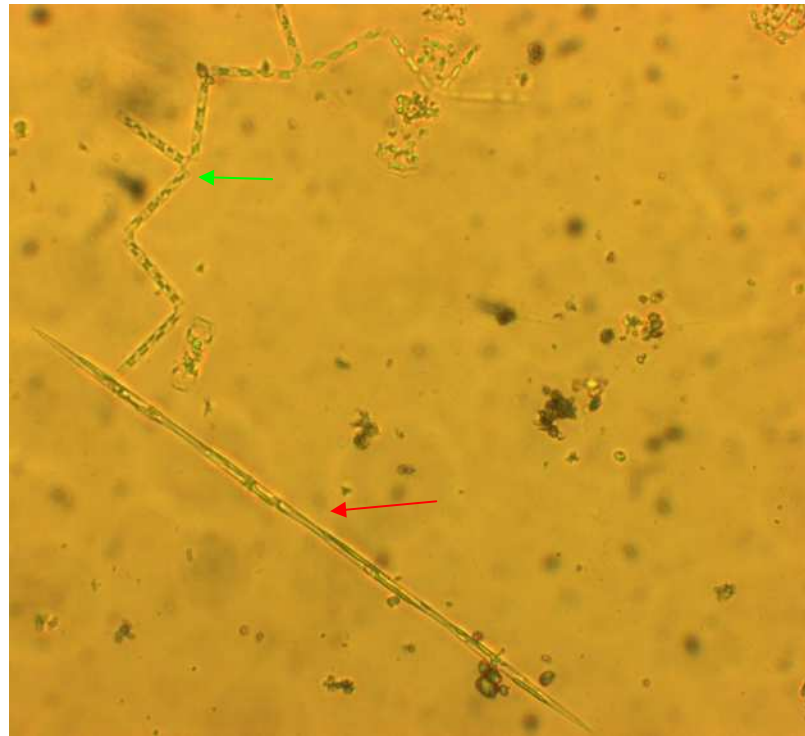


Figure 15: *Pseudo-nitzschia delicatissima* (←) et *Thalassiothrix fauenfeldii* (←)

- Le genre *Chaetoceros* (Ehrenberg, 1844) :

Sept espèces ont été recensées (*Chaetoceros gracilis*, *C. curvisetus*, *C. decipiens*, *C. diadema*, *C. lauderi*, *C. teres* (Drebes, 1974) (figure 16) dont une seule est fréquemment présente *Chaetoceros affinis*.



Figure 16: *Chaetoceros teres*

➤ *Chaetoceros affinis* Lauder (Drebes, 1974)

Espèce présente de façon très abondante dans les trois premiers mois avec une fréquence de 60 % (figure 17).



Figure 17: *Chaetoceros affinis*.

▪ Le genre *Rhizosolenia* (Ehrenberg, 1841)

L'examen de notre liste floristique a montré que ce genre est représenté par trois espèces :

➤ *Rhizosolenia alata* Brightwell (Hasle, 1975)

Espèce recensée dans les mois de janvier et avril avec une fréquence de 40 % tandis qu'elle est absente en février et mars.

➤ *Rhizosolenia stolterfothii* (Peragallo, 1892) :

Espèce trouvée en janvier et en février avec une fréquence de 40 % alors qu'elle est absente dans les deux autres mois.

La dernière espèce est rare, il s'agit de *Rhizosolenia styliformis* Brightwell (Hasle, 1975).

- Le genre *Guinardia* (Peragallo, 1892) :

- *Guinardia flaccida* Castracane (Peragallo, 1892) :

Est la plus représentative de ce genre ; espèce recensée en janvier et février avec une fréquence de 40 %, alors qu'elle est absente en mars et avril.

- Le genre *Lauderia* (Cleve, 1873) :

- *Lauderia borealis* Gran (Drebes, 1974):

Espèce trouvée en janvier et février au niveau des stations N et K avec une fréquence de 30 %. Elle est absente en mars et avril (**figure 18**).

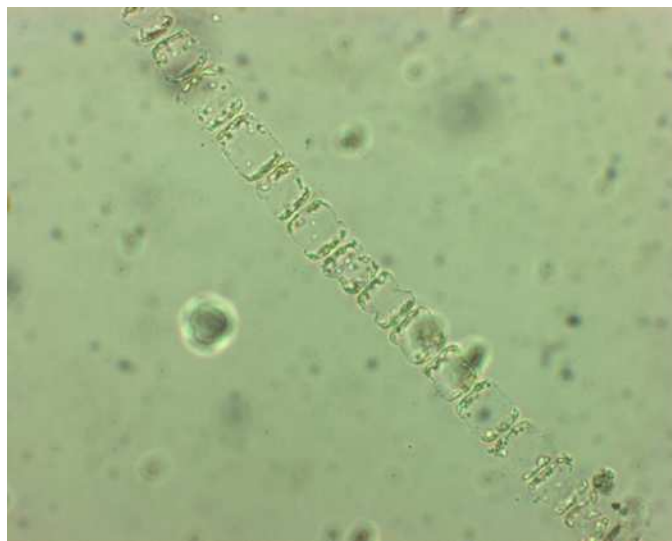


Figure 18: *Lauderia borealis*

- Le genre *Navicula* (Bory de St. Vincent, 1822)

Ce genre a été recensé dans tout les mois d'échantillonnage avec une fréquence de 90%.

- Le genre *Pleurosigma* (Wm.Smith ,1852) :

Ce genre a été trouvé en janvier, février et avril avec une fréquence de 40 %, tandis qu'il est absent en mars,

En plus des genres précités, on a pu recenser d'autre espèces rares il s'agit de : *Corethron. sp*, *Coscinodiscus. sp*, *Licmophora abbreviata*, *Lyrella robertsiana*, *Thalassionema nitzshioides*, *Thalassiosira. sp*, *Thalassiothrix fauenfeldii* (**figure 15**), *Planctoniella. sp* (**tableau 6**).

Tableau 6: Répartitions des différentes espèces de Diatomées récoltés dans les différentes stations ((+): présence).

Mois Diatomées	Janvier			Février			Mars			Avril		
	C	N	K	C	N	K	C	N	K	C	N	K
<i>Chaetoceros gracilis</i>					+							
<i>Chaetoceros teres</i>							+		+			
<i>Chaetoceros affinis</i>	+	+			+	+	+		+			
<i>Chaetoceros curvisetus</i>	+											
<i>Chaetoceros decipiens</i>									+			
<i>Chaetoceros diadema</i>							+					
<i>Chaetoceros lauderi</i>									+			
<i>Corethron. sp</i>									+		+	
<i>Coscinodiscus. sp</i>							+					
<i>Guinardia flaccida</i>		+	+		+	+						
<i>Lauderia borealis</i>			+		+	+						
<i>Licmophora abbreviata</i>			+		+							
<i>Lyrella robertsiana</i>					+							
<i>Navicula. sp</i>	+	+	+		+	+	+		+	+	+	
<i>Nitzschia closterium</i>			+		+							
<i>Nitzschia linearis</i>			+		+	+				+		+
<i>Nitzschia. spp</i>	+											
<i>Planctoniella. sp</i>		+										
<i>Pleurosigma. sp</i>		+	+		+						+	
<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i>					+							
<i>Rhizosolenia alata</i>	+									+	+	+
<i>Rhizosolenia styliformis</i>					+							+
<i>Rhizosolenia stolterfothii</i>		+	+		+	+						
<i>Thalassionema nitzschioides</i>			+		+							
<i>Thalassiosira. sp</i>		+										
<i>Thalassiothrix fauvelii</i>	+	+										

III.3.1.2 Les dinoflagellés

On a pu observer huit genres dont six sont dominants (15 espèces identifiées) et 3 autres rares (3 espèces déterminées) (**tableau 7**).

- Le genre *Ceratium* (Schrank, 1793) :

- *Ceratium fusus* :

Espèce trouvée durant les 4 mois de notre étude avec une fréquence de 50 %. Elle est suivie par 3 espèces, absentes durant le mois de janvier pour les 3 stations, avec des fréquences d'occurrence de 30 % ; il s'agit de *Ceratium furca*, *C. horridum* (**figure 20**) et *C. declinatum*.



Figure 19: *Ceratium horridum* (←).

D'autres espèces rares du genre *Ceratium* ont été rencontrées également :

Ceratium arcuatum, *C. extensum*, *C. incisum*, *C. longistrum*, *C. macroceros*. Ces espèces du genre *Ceratium* ne sont pas connues par la production de toxines.

- Le genre *Protoperidinium* (Bergh, 1981):

Ce genre est représenté par 4 espèces dont la plus abondante est :

- *Protoperidinium diabolus*

Espèce trouvée dans tous les mois, avec une fréquence de 50 % (**figure 21**).

Elle est suivie par une espèce *Protoperidinium.sp* avec une fréquence de 30 %.

D'autres espèces sont rares comme : *P. depressum* et *P. divergens* (figure 22)

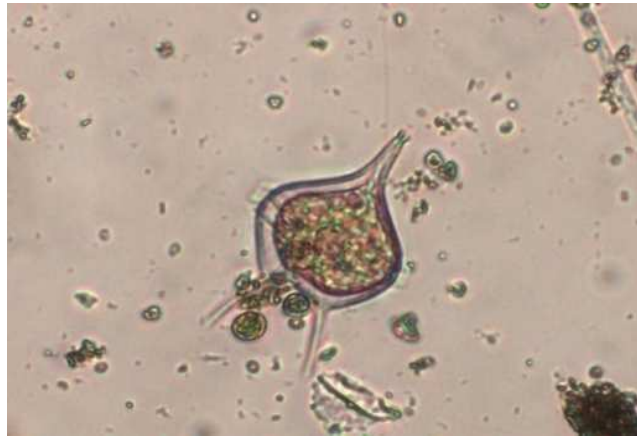


Figure 20: *Protoperidinium diabolus*.



Figure 21: *Protoperidinium divergens*

- Le genre *Prorocentrum* (Ehrenberg, 1834):

- *Prorocentrum micans* (Ehrenberg, 1834) :

Espèce recensée dans tout les mois avec une fréquence de 50 % (figure 23). C'est une espèce cosmopolite, vivant aussi bien dans les aires néritiques que dans les eaux du large, dans les mers tropicales que dans les eaux froides. Elle forme des eaux colorées dans beaucoup de région du monde (Jacques, 2006). Elle n'est pas connue par la production de toxine (Nezan, 1996).



Figure 22: *Prorocentrum micans* (↔)

Le genre *Dinophysis* (Ehrenberg, 1839):

➤ *Dinophysis. sp* :

Espèce trouvée en janvier, mars et en avril avec une fréquence de 30 %, par contre elle est absente en février.

➤ *Dinophysis caudata* (Saville-Kent) :

L'espèce a été observée deux fois en mois d'avril. Elle est détectée à partir du mois de mai en juillet dans la baie d'Annaba (Frehi et al., 2007). C'est une espèce connue pour produire de l'acide okadaïque, impliqué dans les intoxications de type IDFM (intoxication diarrhéique par les fruits de mer), et des pectenotoxiques (Fukuyo et al., 1990 & Fernandez et al., 2002).

- Le genre *Noctiluca* (Suriray ex Lamarck, 1816):

- *Noctiluca scintillans* (Macartney) Ehrenberg :

Espèce recensée en janvier, février et en avril avec une fréquence de 50 % (**figure 24**). Cellule ronde et large. Elle est facilement identifiable par sa taille (200- 2000um de diamètre). Elle ne contient pas de chloroplaste. C'est une espèce bioluminescente émettant une lumière bleue quand son corps est déformé, d'où son nom, puisque *nocti* signifie nuit et *luca* lumière (**Jacques, 2006**). C'est une espèce d'eau rouge caractérisée par l'absence des toxicités (**Nezan, 1996**).

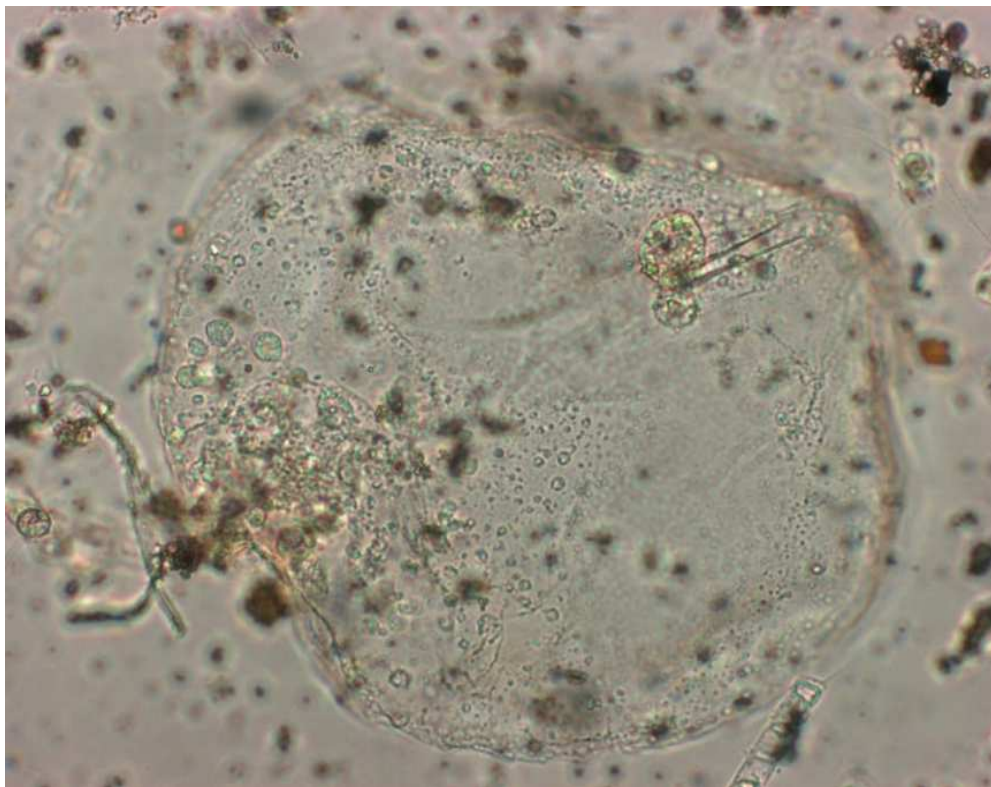


Figure 23: *Noctiluca scintillans*.

- Le genre *Scrippsiella* (Balech ex A.R Loeblich III, 1965) :

- *Scrippsiella trochoidea* (Stein) Loeblich III :

Espèce recensée en janvier, mars et avril avec une fréquence de 40 % (**figure 25**). Espèce cosmopolite, connue des eaux néritique et estuariennes (**Frehi et al., 2007**). Elle est non toxique.



Figure 24: *Scripsiella trochoidea* (↔).

En plus des genres précités, on a pu recenser d'autres espèces rares tels que : *Ornithocercus magnificus*, *Oxytoxum scolopax* et *Gonyaulax spinifera* (figure 26).



Figure 25: *Gonyaulax spinifera* (↔)

Tableau 7: Distribution des différentes espèces de dinoflagellés récoltés dans les différentes stations.

Dinoflagellés	Janvier			Février			Mars			Avril		
	C	N	K	C	N	K	C	N	K	C	N	K
<i>Ceratium fusus</i>			+		+		+			+	+	
<i>Ceratium arcuatum</i>										+		
<i>Ceratium incisum</i>							+					
<i>Ceratium furca</i>						+				+	+	
<i>Ceratium horridum</i>										+	+	+
<i>Ceratium macroceros</i>										+		
<i>Ceratium declinatum</i>						+	+				+	
<i>Ceratium extensum</i>							+					
<i>Ceratium longistrum</i>										+		
<i>Gonyaulax spinifira</i>										+		
<i>Protoperidinium diabolum</i>			+		+		+			+	+	
<i>Protoperidinium divergens</i>					+	+						
<i>Protoperidinium depressum</i>							+					
<i>Protoperidinium. sp</i>									+		+	
<i>Prorocentrum micans</i>		+			+	+	+					+
<i>Dinophysis caudata</i>										+		+
<i>Dinophysis. sp</i>			+				+				+	
<i>Oxytoxum scolopax</i>		+					+					
<i>Ornithocercus magnificus</i>										+		
<i>Noctiluca scintillans</i>		+				+				+	+	+
<i>Scrippsiella trochoidea</i>		+					+		+			+

III.3.2 Analyse quantitative

III.3.2.1 Variations de la densité totale des diatomées et des dinoflagellés

Les densités cellulaires mensuelles totales des diatomées et des dinoflagellés sont recensés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 8: Variation de la densité cellulaire totale (c/l) des diatomées et dinoflagellés dans les stations d'étude.

Stations	Janvier		Février		Mars		Avril	
	Densité des Diat	Densité des Dino	Densité des Diat	Densité des Dino	Densité des Diat	Densité des Dino	Densité des Diat	Densité des Dino
C20	270	0	/	/	6380	920	70	300
N20	650	100	3650	130	/	/	2440	740
K20	2050	50	500	110	2510	30	130	50

Les observations enregistrées au cours de notre étude montrent que les densités cellulaires des diatomées sont maximales en mois de mars 8890 c/l (47,67 % de la densité totale) et moins importante au mois d'avril ou la densité est de l'ordre de 2640 c/l (14,15 %).

Contrairement aux diatomées, les densités cellulaires des dinoflagellés passent de la densité la plus faible 150 c/l (6,17 %) en mois de janvier pour atteindre un maximum de 1090 c/L (44,86 %) en mois d'avril (**figure 27**).

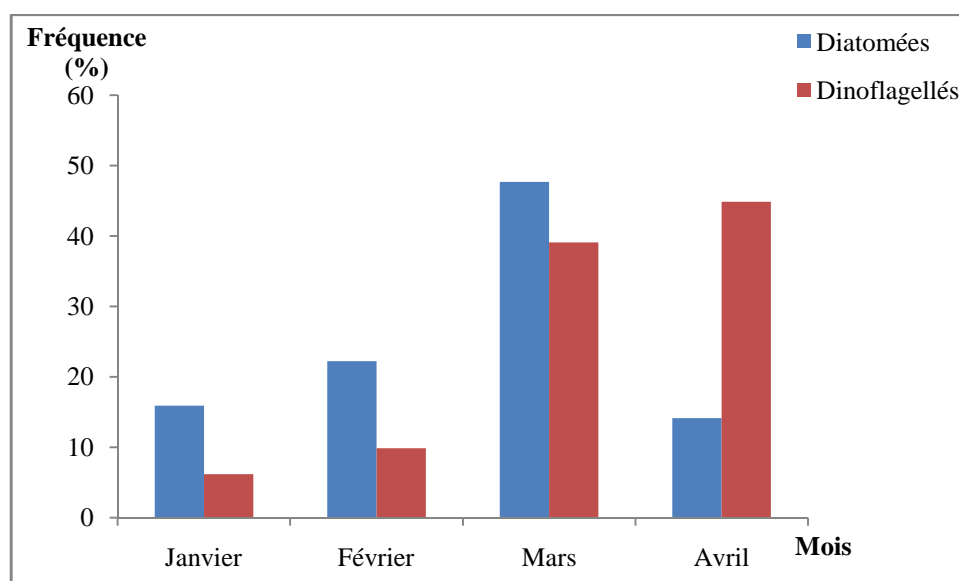


Figure 26: Variations des fréquences (%) des diatomées et des dinoflagellés durant les quatre mois en baie de Bou-Ismaïl.

En baie de Bou-Ismaïl, après le développement en abondance des diatomées au printemps, nous observons celui des dinoflagellés en avril. D'après **Loyer (2001)** en fin d'hiver et au printemps, le déclenchement de la floraison phytoplanctonique est lié à la mise en place de la stratification haline puis thermique et à l'augmentation du rayonnement solaire. En général ce bloom est dominé par les diatomées qui sont les espèces les plus opportunistes dans les milieux eutrophes.

Dans les zones de climat tempéré, la croissance du phytoplancton peut être limitée par deux types de facteurs : les facteurs physiques (température, éclaircissement, turbulence, turbidité des masses d'eau...) et les facteurs nutritionnels (**Caboche & Lefebvre, 2008**).

La température moyenne enregistrée en baie de Bou-Ismaïl en mois de mars là où nous avons recensé la dominance des diatomées été de 15,55°C. En mois d'avril on a enregistré une température de 17,43°C et une dominance des dinoflagellés. Selon **Lalami-Taleb (1971)** les dinoflagellés tolèrent des températures bien spécifiques, supérieures à 16-17°C, alors que les diatomées sont favorisées par des températures entre 15 et 22°C (**Collignon, 1991**).

La période hivernale correspond à la phase de repos biologique avec une très faible abondance des populations phytoplanctoniques. Il faut attendre le printemps pour voir apparaître le démarrage de l'activité biologique favorisée par les conditions climatiques exceptionnelles (**Allenou, 2008**). En hiver, les eaux de ravinement ramènent des sels nutritifs et de la matière organique d'origine terrigène. La turbulence ainsi que les mauvaises conditions d'éclaircissement empêchent toute croissance phytoplanctonique (**Aid, 1981**).

La période hivernale correspond à la phase de repos biologique avec une très faible abondance des populations phytoplanctoniques. Il faut attendre le printemps pour voir apparaître le démarrage de l'activité biologique favorisée par les conditions climatiques exceptionnelles (**Allenou, 2008**). En hiver, les eaux de ravinement ramènent des sels nutritifs et de la matière organique d'origine terrigène. La turbulence ainsi que les mauvaises conditions d'éclaircissement empêchent toute croissance phytoplanctonique (**Aid, 1981**).

III.3.2.2 Evolution des principaux groupes taxonomiques

III.3.2.2.1 Les diatomées

D'après la (**figure 28**) les densités cellulaires totales des diatomées enregistrées dans les différentes stations au cours de la présente étude ont été comprises entre 70 et 6380 c/l. La densité maximale est observée en mois de mars (6380 c/l) dans la station C20 caractérisée par la dominance de l'espèce *Cheatoceros affinis* avec 2480 cellules/L ce qui correspond à 27,89 % de la flore totale des diatomées quantifiées en ce mois. La densité minimale (70 c/l) a été enregistrée en mois d'avril dans la même station.

En mois de février c'est la station N20 qui présente la densité la plus élevée (3650 cellules/L) avec la dominance de l'espèce *Rhizosolenia stolterfothii* (1360 cellules/L) ce qui correspond à 32,77 % de la flore totale des diatomées enregistrées en ce mois. Une dominance également a été observée en mois d'avril dans la même station par l'espèce *Rhizosolenia alata* (2230 cellules/L).

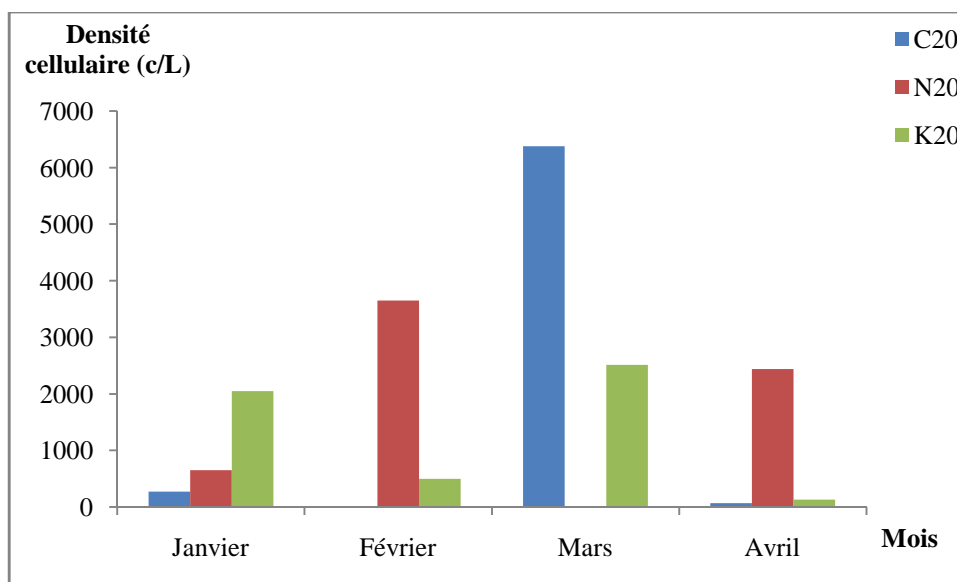


Figure 27: densité cellulaires totales (cellules/l) de diatomées recensées dans les différentes stations de la baie de Bou-Ismaïl durant les quatre mois.

L'abondance de *Cheatoceros affinis* en mois de mars est en rapport avec l'enregistrement des moyennes de concentrations de l'ammonium, nitrates, nitrites et phosphates les plus basses en ce mois. En effet, d'après **Lampert (2007)** le genre *Cheatoceros* est très abondant dans les baies et atteint son maximum au moment où les concentrations en nutriments sont au plus bas et seules les espèces capables de mieux tirer partie de cette situation se développent.

III.3.2.2.2 Les dinoflagellés

Les résultats enregistrés dans la (**figure 29**) montrent que la densité cellulaire des dinoflagellés la plus faible a été recensée en mois de janvier (0 cellules/L) dans la station C20. La plus élevée a été rencontrée en mois de mars dans la station C20 (920 cellules/L) avec une dominance de *Prorocentrum micans* (240 cellules/L) donc une fréquence de 25,26 % de la flore totale des dinoflagellés recensés en ce mois.

Le mois d'avril est caractérisé par la présence de *Noctiluca scintillans* en densité élevée (250 cellules/L) dans la station N20. Cette espèce représente 22,94 % de la flore totale des dinoflagellés en ce mois.

En mois de février les deux stations N20 et K20 ne montrent pas un écart élevé des dinoflagellés quantifiés soient (130 cellules/L) dans la station N20 et (110 cellules/L) dans la station K20.

La station K20 est caractérisée par la dominance à la fois de *Ceratium declinatum* avec (40 cellules/L) ce qui correspond à 16,67% de la flore totale des dinoflagellés enregistrés en ce mois.

Par contre la station N20 c'est l'espèce *Ceratium fusus* qui domine avec (50 cellules/L) ce qui correspond à 20,83 % de la flore totale rencontrée en ce mois.

La dominance de *Prorocentrum micans* (50 cellules/L) a été observée en mois de janvier dans la station N20 qui présente une densité plus élevée (100 cellules/L).

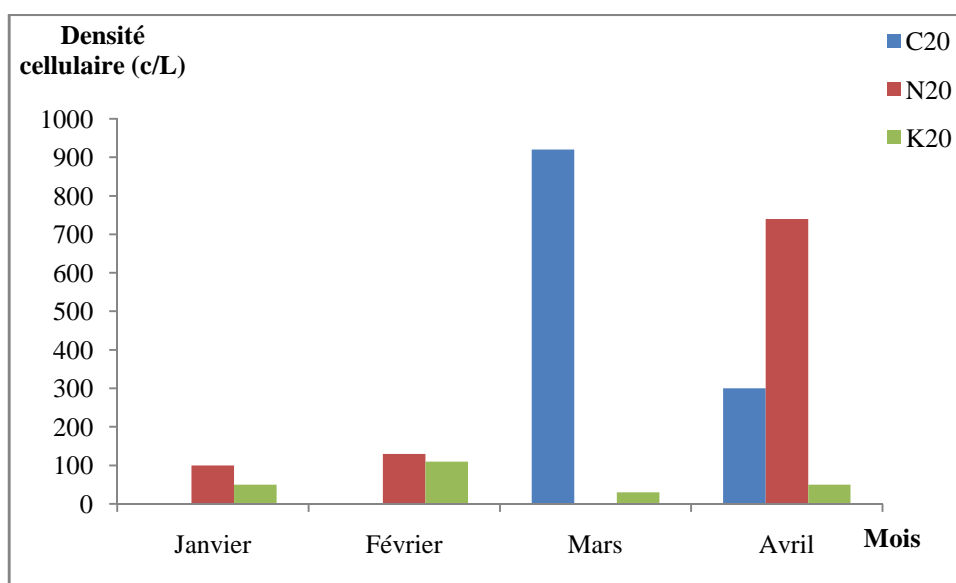


Figure 28: densité cellulaires totales (cellules/L) de dinoflagellés recensés dans les différentes stations de la baie de Bou-Ismaïl durant les quatre mois.

D'après LASSUS, (1988), du fait de leur possibilité de déplacement, les dinoflagellés peuvent utiliser les sels nutritifs dans la colonne d'eau même lorsque les concentrations sont faibles, cependant, en dépit de leur phototactisme positif, les péridiniens sont gênés par l'instabilité et le brassage.

Discussion générale

L'inventaire des peuplements de diatomées (**tableau 6**) et de dinoflagellés (**tableau 7**) durant les quatre mois d'étude dans la baie de Bou- Ismail a permis de recenser 13 genres importants dont sept (*Nitzschia*, *Chaetoceros*, *Rhizosolenia*, *Guinardia*, *Lauderia*, *Navicula*, *Pleurosigma*) appartiennent aux diatomées et 6 genres de dinoflagellés (*Scropsiella*, *Noctiluca*, *Dinophysis Prorocentrum*, *Protoperidinium*, *Ceratium*).

L'analyse des résultats a permis de constater que la station C20 se caractérise par une concentration moyenne faible des silicates de l'ordre de $1,94 \mu\text{mol L}^{-1}$ ce qui explique la dominance des diatomées en mois de mars.

La station N20, pour sa part, se caractérise par des concentrations y étant de $1,48 \mu\text{mol L}^{-1}$ en ammonium, $0,37 \mu\text{mol L}^{-1}$ pour les nitrates et $0,02 \mu\text{mol L}^{-1}$ pour les phosphates en mois d'avril, ce qui favorise la dominance des dinoflagellés. Des constations analogues ont été signalées dans la baie d'Annaba (**Frehi et al., 2007**).

Cette étude a abouti également au recensement des espèces d'eaux colorées dénuées de toxicité ; *Noctiluca scintillans* ; qui s'est manifestée par une coloration rouge cette année en fin du mois d'avril sur presque toute la côte algérienne (Est et centre). Une seconde espèce, *Prorocentrum micans* qui est connue par la formation des eaux colorées dans beaucoup de régions du monde (**Jacques, 2006**).

Les espèces toxiques observées au cours de notre étude sont : *Dinophysis caudata* ; espèce toxique du genre *Dinophysis* a été signalée rarement de l'ordre de 10 à 20 c/l respectivement dans les stations K20 et C20 en mois d'avril. Cette espèce, considérée comme peu toxique a été impliquée dans des mortalités massives de poissons (**Fukuyo et al., 1990**). Elle est décelée avec une abondance bien marquée en période printanière, en particulier en mai, dans la baie d'Annaba (**Frehi et al., 2007**) et dans les eaux marocaines (**Tahri Joutei et al., 1996**).

L'espèce *Pseudo-nitzschia delicatissima* capable de produire l'acide domoïque responsable du syndrome ASP (**Lundholm et al., 1994**) a été décelée en février dans la station N20 avec une densité de 380 c/l . Cette espèce a été trouvée dans les eaux marocaines (**Akallal et al., 1999**).

Conclusion

Le principal objectif de notre travail s'inscrit dans le cadre d'une prospection des sites à potentialités aquacoles dans la baie de Bou-Ismaïl.

Pour atteindre cet objectif, des mesures des paramètres physico-chimiques et un inventaire du peuplement phytoplanctonique ont été effectués durant ce présent travail.

L'étude des paramètres physico-chimiques ne nous permet pas de donner un constat concernant l'état physico-chimique des eaux de notre zone d'étude, car une évaluation plus représentative de ces paramètres nécessite au moins un suivi d'une année.

Mais comparant nos résultats aux travaux déjà faits et aux normes d'élevages des espèces les plus répandues en Algérie (Dorade, Loup, Moules, Huitres), on peut conclure que les trois stations étudiées sont propices à l'aquaculture sous réserve durant les quatre mois d'études.

L'étude phytoplanctonique a montrée la dominance des diatomées dans les différentes stations au cours des trois premiers mois, cependant une abondance des dinoflagellés a été signalée dans le mois d'avril.

La présence des espèces toxiques phytoplanctoniques, malgré leurs raretés, incite les services concernés à prendre les dispositions nécessaires, car si les conditions favorables se réunissent, ces espèces peuvent induire des conséquences néfastes sur la production aquacole.

Les résultats obtenus lors de cette étude aideront à développer l'aquaculture avec la mise en valeur des nouveaux sites propices à l'activité aquacole en évitant les zones à risques de prolifération du phytoplancton toxique.

Ce travail de mémoire s'inscrit dans une problématique plus large visant à prospector les sites à potentialités aquacoles dans les eaux côtières algéroises. Pour y parvenir, il est indispensable de compléter notre étude par :

- ✓ Une étude microbiologique.
- ✓ Une étude granulométrique.
- ✓ Des analyses des polluants.
- ✓ Une étude économique.

BIBLIOGRAPHIE

- AGGARI A., METSAHA A., 1998.** Contribution à l'étude de la richesse en phytoplancton, zooplancton et ichthyoplancton dans deux stations de la baie de Bou-Ismaïl. *Mémoire d'ingénieur d'état, ISMAL, Alger*, 1-80.
- AID F., 1981.** Variations saisonnières de la production auto- et – hétérotrophe du plancton de la baie d'Alger : effets des facteurs nutritionnels. *Thèse du doctorat de 3^e cycle, université des sciences et de la technologie Houari Boumediene*, 1-88.
- AKALLAL R., MOURADI A., GIVERNAUD T., BILLARD C., 1999.** Pseudo-nitzschia pseudodelicatissima bloom in Atlantic Moroccan waters. *Harmful algae news 2000*. 20: 14p.
- ALLENOU J-P., 2008.** Résultats de la Surveillance de la Qualité du Milieu Marin Littoral, Edition 2008. Résultats acquis jusqu'en 2007. *Ifremer/RST.LER/MPL/08.02/Laboratoire environnement ressources de la Trinité-sur-Mer*, 78 p.
- AMINOT A., KEROUEL R., 2004.** Hydrologie des écosystèmes marins. Paramètre et analyses. *Ed. Ifremer*, 336p.
- AMINOT A., CHAUSSEPIED M., 1983.** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. *Ed. Cnexo*, 395p.
- AMINOT A., GUILLAUD J-F et KEROUEL R., 1997.** La baie de Seine : hydrologie, nutriments et chlorophylle (1978-1994). *Ed. Ifremer*, 120-147.
- ANTAJAN E., DELESMONT R., DEWARUMEZ J-M., LEFEBVRE A., LUCZAK C., 2008.** Surveillance écologique et halieutique de site électronucléaire de Penly, année 2007 – *Rapport scientifique annuel. Rapp. Ifremer/CMMN/HMMN/RHPEB*, mars 2008, 197 p.
- AOURAGH A., KHELIFI N., 1997.** Contribution à l'étude qualitative, quantitative et structural des peuplements phytoplanctoniques et ichthyoplanctoniques dans la baie de Bou-Ismaïl au cours du printemps 1996. *Mémoire d'ingénieur d'état, ISMAL., Alger*, 1-108.
- BARNABE G., 1989.** Aquaculture (volume I). *Lavoisier TEC & DOC*, 537p.
- BARNABE G., 1991.** Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. *Lavoisier TEC & DOC*, 500p.
- BARNABE G., 1997.** Ecologie et aménagement des eaux côtières. *Lavoisier TEC & DOC*, 385 p.
- BERGH R-S., 1881.** Der organismus de cilio-flagellaten. Eine phytogenetische studie. *Morphol. Jahrb.* « 1982 » (2) : 177-288, pl. 12-16.

- BEVERIDGE M., 2004.** Cage aquaculture (third edition). *Blackwell Publishing*, 368p.
- BIANCHI M., MARTY D., BERTRAND J-C., CAUMETTE P., GAUTHIER M et COLLABORATEURS., 1989.** Micro-organismes dans les écosystèmes océaniques. *Masson*, 447p.
- BILLARD R., 2005.** Introduction à l'aquaculture. *Lavoisier TEC & DOC*, 233p.
- BORY De SAINT-VINCENT J-B-M., 1822-1831.** Diatomaceae. In : *Dictionnaire classique d'histoire naturelle*, 17 vol. Paris.
- BOUGIS P., 1974.** Ecologie du plancton marin. Tome I: le phytoplancton. *Masson et Editeurs*, 191p.
- BOULAHIDID M , EDDALIA N., BOUDJELLALE B., AZZOUZ M., 1989.** Les eaux de la baie d'Alger : quelques aspects physico-chimiques et environnementaux. *Annales de l'institut national agronomique –El Harrach. Vol.24, N°1 et 2*, 42-53p.
- BRAHAMIA A., BRINIS A., 1997.** Caractéristiques hydrologiques et niveaux de fertilité des eaux de la baie de Bou-Ismaïl. *Mémoire d'ingénieur d'état, ISMAL, Alger*, 1-126.
- CABOCHE J., LEFEBVRE A., 2008.** Suivi régional des nutriments sur le littoral Nord-Pas de Calai / Picardie. *Ifremer/RST.LER.BL/08.03*, 116-130.
- CLEVE P-T., 1873.** Examinations of Diatoms found on the surface of the Sea of Java. *Bihang Svenska Vetenskaps-Akad. Handl.* 1, 11 (2) : 1-13, pl. 1-3.
- COLLIGNO J., 1991.** Ecologie et biologie marine : Introduction à l'halieutique. *Ed Masson*, 298p.
- COPIN-MONTEGUT G., 1996.** Chimie de l'eau de mer. *Institut océanographique (Paris)*, 319 p.
- COÛTEAUX B., JEGOU A-M., MERCERON M., PIRIOU J-Y., 1979.** Inventaire des sites potentiels pour l'aquaculture sur le littoral des côtes du Nord. *Ed Ifremer*, 41-89.
- CUGIER P., 1999.** Modélisation du devenir à moyen terme dans l'eau et le sédiment des éléments majeurs (N, P, Si) rejetés par la Seine en Baie de Seine. *Doctorat de l'université de CAEN*, 7-229.
- DADI S., 2002.** Contribution à l'étude des populations phytoplanctoniques de la région d'Alger au cours de l'automne 1999. *Mémoire d'ingénieure d'état, ISMAL, Alger*, 1-72.
- DAGAUL F., 2007.** Prélèvement d'échantillons d'eau en vue de mesures hydrologiques. *Ed. Ifremer*, 3-7.

- DREBES G., 1974.** Marines phytoplankton: 186p. *Thiem Publ. Stuttgart*.
- EHRENBERG C-G., 1834.** Dritter beitrage zur erkenntniss grosser organization in der richtung des kleinsten raumes (= organization in der richtung des kleinsten raumes). *Abhandl. Berl. Akad.* 1833 : 145-336, pl. 1-11. (Tiré à part : 1834, 192p).
- EHRENBERG C-G., 1839.** Über die bildung der kreidefelsen un des kreidemergels durch unsichtbare organismen. *Abhandl. Akad. Wiss. Berlin* 1839 : 152-159.
- EHRENBERG C-G., 1841.** Verbreitung und Einfluss des mikroskopischen Lebens im Süd-und Nord America. *Abhandl. Königl. Akad. Wissenschaft. Berlin:* 291-445, 4 Taf.
- EHRENBERG C-G., 1844.** Mitteilung über zwei neue Lager von Gebirgmassen aus Infusorien als Meres-Absatz in Nord – America und eine Vergleichung derselben mit den organischen Kreide-Hebilden in Europa und Africa. *Ibid.* 57-97.
- FAURY N., RAZET D., SOLECHNIK P., GOULLETQUER P, RATISKOL R., GARNIER J., 1999.** Hydrologie du bassin de Marennes-Oléron. Analyse de la base de données « RAZLEC » 1977-1995. *Ed. Ifremer*, 23-47.
- FEHI H., COUTE A., MASCARELL G., PARRETTE-GALLET C., AYADA M., KARA M-H., 2007.** Dinoflagellés toxiques et/ou responsable de blooms dans la baie d’Annaba (Algérie). *ScienceDirect*, 615-628.
- FERNANDEZ M-L., RUGUERA M-B.** First report pectenotoxin-2 in isolated *Dinophysis caudate* cells determined by liquid chromatography-mass spectrometry. Abstracts of the Xth international conference on harmful algae. *St. Pete beach. Fl. Etas-Unis.* 2002. 91p.
- FREDDI A., 1986.** Pathologie des espèces élevées en aquaculture marine en méditerranée : contrôle de l’environnement dans les systèmes d’élevages. *Ed. FAO*, 21-63.
- FUKOYO Y., TAKANO H., CHIHARA M., MATSUOKA K.** Red Tide organisms in Japan-an illustrated taxonomic guide. *Uchida Rokakuho. Co. Ltd. Tokyo*, 1990.
- GAILHARD I., 2003.** Analyse de la variabilité spatio-temporelle des populations microalgales côtières observées par le “Réseau de surveillance du phytoplancton et des phycotoxines” (REPHY). *Thèse de doctorat, Université de la Méditerranée, Aix-Marseille II*, 1-171.
- GROSSEL H., MASSELIN P., POMMEPUY M., 2006.** Manuel d’observation et de dénombrement du phytoplancton marin. *Ed. Ifremer*, 4-6.
- GUILLAUD J-F., 1990.** La mer et les rejets urbains. *Ed. Ifremer*, 243p.

- HASLE G-R., 1975.** Some living marine species of the diatom family Rhizosoleniaceae. *Ibid, Beih.* 53: 99-152.
- HASSAL A-H., 1845.** A history of the British freshwater algae. Taylor, Walton & Maberly, London, vol. 1 text: 462p ; vol. 2: pl. 1-103.
- ILLOUL H., 1991.** Contribution à l'étude qualitative, quantitative et structurale des populations phytoplanctoniques au large du cap Caxine (région Algéroise). *Thèse Magistère, ISMAL, Alger*, 1-214.
- JACQUES G., 2006.** Ecologie du plancton. *Lavoisier TEC et DOC*, 283p.
- JAQUES G., TREQUET P., 1986.** Ecosystèmes pélagiques marins. 19^{ème} Ed. *Masson*, 208 p.
- LALAMI-TALEB R., 1971.** Facteurs de répartition verticale du phytoplancton au large d'Alger. *Pelagos, Bull. Institut Oceanographie. Alger*, 512p.
- LAMARCK J-B., 1816.** Histoire naturelle des animaux sans vertèbres. *Verdière, Paris. II*, 568p.
- LAMPERT L., 2007.** Surveillance hydrologique et phytoplanctonique du site AREVA NC (La Hague) – Année 2006. *Ed. Ifremer*, 18-43.
- LASSUS P., 1988.** Plancton toxique et plancton d'eaux rouges sur les côtes européennes. *Ed Ifremer*, 105 p.
- LE BAUT C-M., 2006.** Les toxines de micro-algues marines. *Biofutur 272*, 35-38.
- LEFNAOUI S., OUALI DJ., 2008.** Analyses des eaux côtières de la baie de Bou-Ismaïl pour la mise en place d'une ferme aquacole. *Mémoire d'ingénieur d'état, ISMAL, Alger*, 1-49.
- LEMONNIER H., 2007.** Effet des conditions environnementales sur le développement des pathologies à vibrio dans les élevages de crevettes en Nouvelle-Calédonie. *Thèse de Doctorat, université de la Rochelle*, 1-204.
- LEVEQUE C., 1996.** Ecosystèmes aquatiques. *Ed. Hachette*, 159 p.
- LOEBLICH., A-R. III., 1965.** Dinoflagellate nomenclature. *Taxon 14 (1)* : 15-18.
- LOIR M., 2004.** Guide des diatomées. *Delachaux et niestlé*, 225p.
- LOURGUIOUI H., 2006.** Etude des potentialités aquacoles du barrage de Boukourdane (wilaya de Tipaza). *Thèse Magistère, ISMAL, Alger*, 1-82.
- LOYER S., 2001.** Modélisation de la production phytoplanctonique dans la zone côtière atlantique enrichie par les apports fluviaux. *Université de paris VI*, 1-227.

LUNDHOLM N., SKOV J., POCKLINGTON R., MOESTUP Ø., 1994. Domic acid, the toxic amino acid responsible for amnesic shellfish poisoning, now in *Pseudonitzschia seriata* (*Bacillariophyceae*) in Europe. *Phycologia* 33: 475-478.

M.P.R.Ha., 2007. Situation de l'aquaculture en Algérie, *comm. D.D.A., SIPA 2007 ; Les Pins Maritimes, Alger*

M.P.R.Hb., 2007. Shéma directeur de développement de l'aquaculture à l'horizon de 2025, *M.P.R.H, Alger.*

MARTEIL L., 1974. La conchyliculture française 1° Partie Le milieu naturel et ses variations. Publié dans la *Revue des Travaux de l'Institut des Pêches Maritimes Volume 38 (3)*, 217-337.

MULLIN J-B., RILEY J-P., 1955. The spectrophotometric determination of silicate-silicon natural waters with special reference to sea water. *Anal. Chim. Acta*, 12, 162-170.

MURPHY J-B., RILEY J-P., 1962. The spectrophotometric determination of phosphate natural waters with special reference to sea water. *Anal. Chim. Acta*, 27, 31-36.

NEZAN E., 1996. Surveillance du phytoplancton marin : manuel illustré adapté à la formation des analystes. *Ed. Ifremer*, 78p.

ORBCASTEL E-R., 2008. Optimisation de deux systèmes de production piscicole : biotransformation des nutriments et gestion des rejets. *Thèse de doctorat, Institut national polytechnique de Toulouse*, 144p.

PERKINS E-J., 1974. The biology of estuaries and coastal waters. *Academic press (London)*, 278p.

PERRAGOLO H., 1892. Monographie de genre *Rhizosolenia* et de quelques genres voisins. *Ibid.* 1 : 99-117.

RODIER J., BAZIN C., BROUTIN J-P., CHAMBON P., CHAMPASOUR H., RODI L., 1996. L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux de mer. 8^e Ed. *Dunod, Paris*, 1383p.

RYDING S-O., RAST W., 1994. Le contrôle de l'eutrophisation des lacs et des réservoirs. *Masson et Unesco (Paris)*, 294p.

SCHLAICH I., ANTAJAN E., COCHARD M-L., LAMPERT L., NOGUES L., 2007. Surveillance écologique et halieutique de site électronucléaire de Penly, année 2007 – *Rapport scientifique annuel. Rapp. Ifremer/CMMN/HMMN/RHPEB*, mars 2008, 197 p.

SCRANK F-v-P., 1793. Mikroskopische Wahrnehmungen. *Naturforscher* 27 : 26-37, pl. 3.

SKALAR analytical., 1998. Manuel San Plus Analyser : SA 1050 (Random Access Auto sampler). Breda (Netherlands), 23p.

SMITH W-M. Notes on the Diatomaceae with descriptions of British species included in the genera campy-lodiscus, Suriella, Cymatopleura. *Ann. Mag. Nat. Hist.* 7 (2) :1-4, p1. 1-3.

SOURNIA A., 1978. Phytoplankton manual. *Unesco*, 335p.

SOURNIA A., 1995. Red tide and toxic marine phytoplankton of the world ocean : an inquiry into biodiversity : 103-112. *In Harmful marine algal blooms. LASSUS et al Ed.*

TAHRI JOUTEI L., IDRISSE H., SHAFEE M-S., BERDAY N., 1996. Etude du phytoplankton toxique sur le littoral méditerranéen de Restinga à Kaasrass. *Travaux et Documents INRH*, 895p.

THESSIER C., 2007. Caractérisation et dynamique des turbidités en zone côtières : l'exemple de la région marine Bretagne Sud. *Thèse de doctorat, université Bordeaux I*, 1-348.

TRAVERS M., 1971. Le microplancton du golf de Marseille, étude quantitative, structurales et synecologiques: variation spatio-temporelle. Tom 1. *Thèse de doctorat, université Aix-Marseille*, 1-595.

WOOD E-P-K., AMSTRONG F-A-J., RICHARD F-A., 1967. Determination of nitrate in seawater by cadmium cooper reduction to nitrite. *J. Mar. Biol. Assc. U.K.*, 47: 23-31.

Dosage de l'ammonium

1- Réactifs

1-1 Solution tampon

Produits chimiques exigés :

- Tartrate de potassium et de sodium
KNa, 4 O.....33 g.
- Citrate de sodium ,2 O.....24 g.
- Acide sulfurique (1N).....x ml.
- Eau distillée 1000 ml.
- Brij 35 (35%).....2ml.

Préparation

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

Note :

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

1-2- Solution de phénol

Produits chimiques exigés :

- Phénol OH.....6 g.
- Hydroxyde de sodium NaOH..... 40 g.
- Eau distillée O..... 1000 ml.

Préparation

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

Note : La solution est stable pendant une semaine.

1-3- Solution d'hypochlorite de sodium

Produits chimiques exigés :

- Solution d'hypochlorite de sodium NaClO
(13 % de chlore actif).....200 ml.
- Eau distillée O.....800 ml.

Préparation

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

1-4- Solution de nitroprussiate de sodium

Produits chimiques exigés :

- Nitroprussiate de sodium [()], 2 O.....0,5 g.
- Eau distillée O.....1000 ml.

Préparation

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

Note :

Conserver dans une bouteille de couleur sombre.

La solution est stable pendant une semaine.

Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

1-5- Liquide de rinçage :

Eau fraîchement distillée O.

2-Préparation des solutions étalons

2-1 Solution mère de 100 ppm N (*)

Produits chimiques exigés :

- Chlorure d'ammonium0,3819 g.
- Eau distillée O.....1000 ml.
-

Préparation

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

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

2-2- Solution fille de 10 ppm N

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

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

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

Dosage des nitrites+nitrates

1-Réactifs :

1-1-Solution tampon :

Produits chimiques exigés :

Chlorure d'ammonium NH_4Cl	50g.
Solution d'ammonium NH_4OH (25 %).....	\pm 1ml.
Hydroxyde de sodium NaOH	5 g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.
Bridj 35 (30 %).....	3 ml.

Préparation :

Dissoudre le chlorure d'ammonium dans 800 ml d'eau distillée. Ajuster le pH à 8,2 avec la solution d'ammonium. Ajouter l'hydroxyde de sodium et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et ajouter le Bridj 35 et mélanger.

Note : la solution est stable pendant une semaine. Quand la solution n'est pas utilisée il faut la conserver à 4°C.

1-2-Réactif colorant

Produits chimiques exigés :

Acide o-phosphorique H_3PO_4 (85%)	5 ml.
Sulfanilamide $\text{C}_6\text{H}_8\text{N}_2\text{O}_2\text{S}$	10 g.
α -Naphthyléthylène diamine dihydrochloride $\text{C}_{12}\text{H}_{16}\text{Cl}_2\text{N}_2$	0,5g.
Eau distillée H_2O	850ml.

Préparation :

Diluer l'acide o-phosphorique dans \pm 750 ml d'eau distillée. Ajouter le sulfanilamide et le α -Naphthyléthylène diamine dihydrochloride et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

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

1-3-Liquide de rinçage :

Eau fraîchement distillée (régénérée chaque semaine).

2-Préparation des solutions étalons :

2-1-Solution mère de 100 ppm N (*)

Produits chimiques exigés :

Nitrate de sodium NaNO_30,6068 g.

Eau distillée H_2O1000 ml.

Préparation

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

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

2-2- Solution fille de 10 ppm N :

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

Note : préparer la solution fille à 10 ppm chaque semaine et les standards chaque jour.

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en $\mu\text{moles/l}$ de N-NO_3^- ou de N-NO_2^- puis en $\mu\text{moles/l}$ de NO_3^- ou en NO_2^- .

3-Préparation de la colonne réductrice

3-1-Solution d'acide chlorhydrique (4N)

Produits chimiques exigés :

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

Eau distillée H_2O600 ml.

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

3-2-Cadmium :

Produits chimiques exigés :

Granules de cadmium taille 0,3-1,0 mm (tamisé).....2,5 g.

Procédure de remplissage :

- 1- Les granules de cadmium sont mélangés avec ± 30 ml de la solution d'acide chlorhydrique (4N).
- 2- Agiter pendant une minute.
- 3- Laver avec l'eau distillée.
- 4- Ajouter environ 50 ml de solution de sulfate de cuivre et agiter pendant 5 minutes.
- 5- Laver la saleté entre les granules avec l'eau distillée.
- 6- Sécher les granules de cadmium avec un filtre en papier.

- 7- Ajouter, à l'aide d'un entonnoir, les granules dans une colonne sèche, en secouant de temps en temps pour empaqueter la colonne des deux cotés.
- 8- Remplir jusqu'à ± 5 mm du sommet.
- 9- Placer un petit tube de polyéthylène, dans la colonne pour éviter que les granules ne sortent de la colonne.
- 10- Remplir la colonne, à l'aide d'une seringue contenant la solution tampon (réactif 1-1 préparé précédemment).
- 11- Placer la colonne dans le système.

Note : éviter que l'air rentre dans la colonne. Les granules de cadmium activés peuvent être stockés sec, dans une bouteille fermée.

Dosage des phosphates

1-Réactifs

1-1-Solution de molybdate d'ammonium

Produits chimiques exigés :

Tartrate de potassium et d'antimoine	
$K(SbO) C_4H_4O_6 \cdot 5H_2O$	230 mg.
Acide sulfurique H_2SO_4 (97%).....	69,4 ml.
Molybdate d'ammonium $(NH_4)_6Mo_7O_{24} \cdot 4 H_2O$	6 g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.
FFD6.....	2 ml.

Préparation :

Dissoudre le tartrate de potassium et d'antimoine dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajouter soigneusement l'acide sulfurique en mélangeant constamment. Ajouter le molybdate d'ammonium et dissoudre. Ajouter à 1 litre d'eau distillée puis ajouter le FFD6 et mélanger.

Note :

Ne pas utiliser de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium. La sensibilité peut être augmentée de 50% en employant 35 ml d'acide sulfurique concentré au lieu de 69,4 ml. Avec 35 ml l'interférence des silicates est 10% pour 300 ppb Si et 10% pour 10% pour 10 ppb P.

Le pH final doit être inférieur à 1. La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

1-2-Solution d'acide ascorbique

Produits chimiques exigés :

Acide ascorbique $C_6H_8O_6$	6 g.
Acétone $C_3H_6O_8$	60 ml.
Eau distillée H_2O	1000 ml.
FFD6.....	2 ml.

Préparation

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

Note : la solution est stable pendant cinq jours. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

1-3-Liquide de rinçage :

Eau fraîchement distillée H₂O (régénérée chaque semaine).

2-Préparation des solutions étalons :

2-1-Solution mère de 100 ppm P (*) :

Produits chimiques exigés :

Dihydrogène o-phosphate de potassium KH₂PO₄.....0,4394 g.

Eau distillée H₂O.....1000 ml.

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

2-2-Solution fille de 10 ppm P

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

Note : préparer la solution fille à 10 ppm P chaque semaine et standards chaque jour.

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en $\mu\text{moles/l}$ de PO₄⁻.

Dosage des silicates

1-Réactifs :

1-1-Solution d'acide sulfurique :

Produits chimiques exigés :

Acide sulfurique H_2SO_4	10 ml.
Eau distillée H_2O	1000 ml.
FFD6.....	2 ml.

Préparation :

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

Note : la solution est stable pendant une semaine. Conserver à $4^\circ C$ quand la solution n'est pas utilisée.

1-2-Solution de molybdate d'ammonium :

Produits chimiques exigés :

Molybdate d'ammonium $(NH_4)_6Mo_7O_{24} \cdot 4 H_2O$	20 g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.
FFD6.....	2 ml.

Préparation :

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

Note :

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

1-3-Solution d'acide oxalique :

Produits chimiques exigés :

Acide oxalique $C_2H_2O_4 \cdot 2H_2O$	44 g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.

Préparation :

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

Note :

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

1-4-Liquide de rinçage :

Eau fraîchement distillée H_2O .

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

2-Préparation des solutions étalons :

2-1-Solution mère de 100 ppm Si (*) :

Produits chimiques exigés :

Métasilicate de sodium $\text{Na}_2\text{SiO}_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$1,0119 g.

Eau distillée H_2O1000 ml.

Préparation :

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

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

2-2-Solution fille de 10 ppm Si :

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

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

Conserver dans une bouteille de polyéthylène.

(*) : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en $\mu\text{moles/l}$ de SiO_4^- .

Systematique des espèces les plus abondantes de phytoplancton.

Classe : Diatomophycées

Ordre : Pennales

Famille : Nitzschiaceae

Genre : *Nitzschia*

Esp : *Nitzshia linearis*

Classe : Diatomophycées

Ordre : Centrale

Famille : Chaetoceraceae

Genre : *Chaetoceros*

Esp : *Chaetoceros affinis*

Classe : Diatomophycées

Ordre : Centrale

Famille : Rhizosoleniaceae

Genre : *Rhizosolenia*

Esp : *Rhizosolenia alata*

Classe : Diatomophycées

Ordre : Centrale

Famille : Rhizosoleniaceae

Genre : *Rhizosolenia*

Esp : *Rhizosolenia stolterfothii*

Classe : Diatomophycées

Ordre : Centrale

Famille : Rhizosoleniaceae

Genre : *Guinardia*

Esp : *Guinardia flaccida*

Classe : Diatomophycées

Ordre : Centrale

Famille : Thalassiosiraceae

Genre : *Lauderia*

Esp : *Lauderia borealis*

Classe : Diatomophycées

Ordre : Pennales

Famille : Naviculaceae

Genre : *Navicula*

Classe : Dinophycées

Ordre : Peridinales

Famille : Ceratiaceae

Genre : *Ceratium*

Esp : *Ceratium fusus*

Classe : Dinophycées

Ordre : Peridinales

Famille : Peridiniaceae

Genre : *Protoperidinium*

Esp : *Protoperidinium diabolus*

Classe : Dinophycées

Ordre : Dinophysales

Famille : Dinophysaceae

Genre : *Dinophysis*

Esp : *Dinophysis caudata*

Classe : Dinophycées

Ordre : Prorocentrales

Famille : Prorocentraceae

Genre : *Prorocentrum*

Esp : *Prorocentrum micans*

Classe : Dinophycées

Ordre : Noctilucales

Famille : Noctilucaceae

Genre : *Noctiluca*

Esp : *Noctiluca scintillans*

Classe : Dinophycées

Ordre : Peridinales

Famille : Peridiniaceae

Genre : *Scrippsiella*

Esp : *Scrippsiella trochoidea*

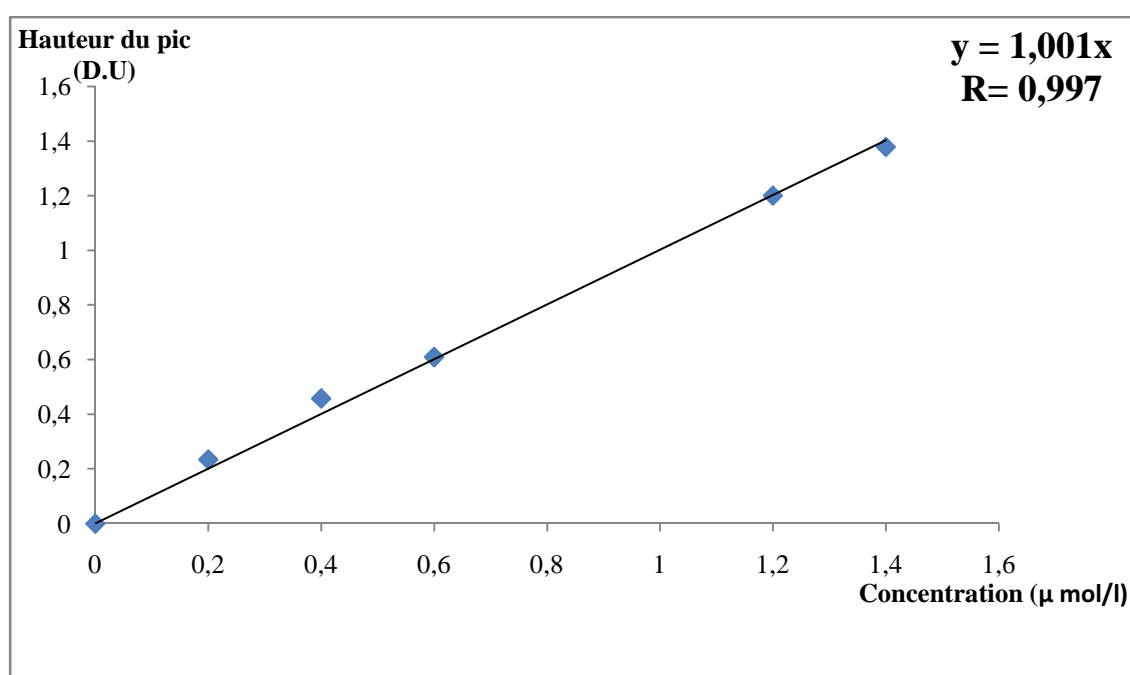
Étalonnage

Cette opération nécessite la préparation pour chacun des éléments à analyser une solution mère et une solution fille.

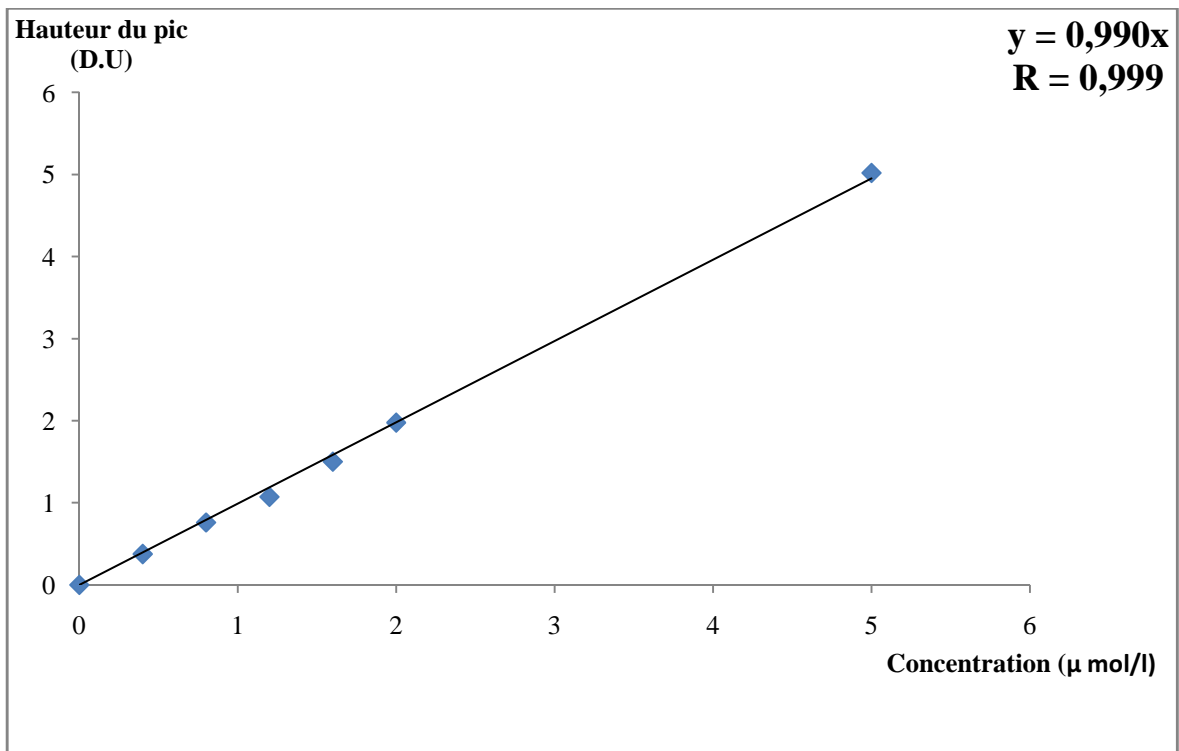
Pour chacune de ces solutions filles, on réalise une série de six étalons couvrant la gamme de la concentration des échantillons rencontrée habituellement dans l'eau de mer.

Les droites d'étalonnage sont établies automatiquement par le logiciel en utilisant les concentrations connus des solutions étalons et leurs hauteurs de pic correspondantes.

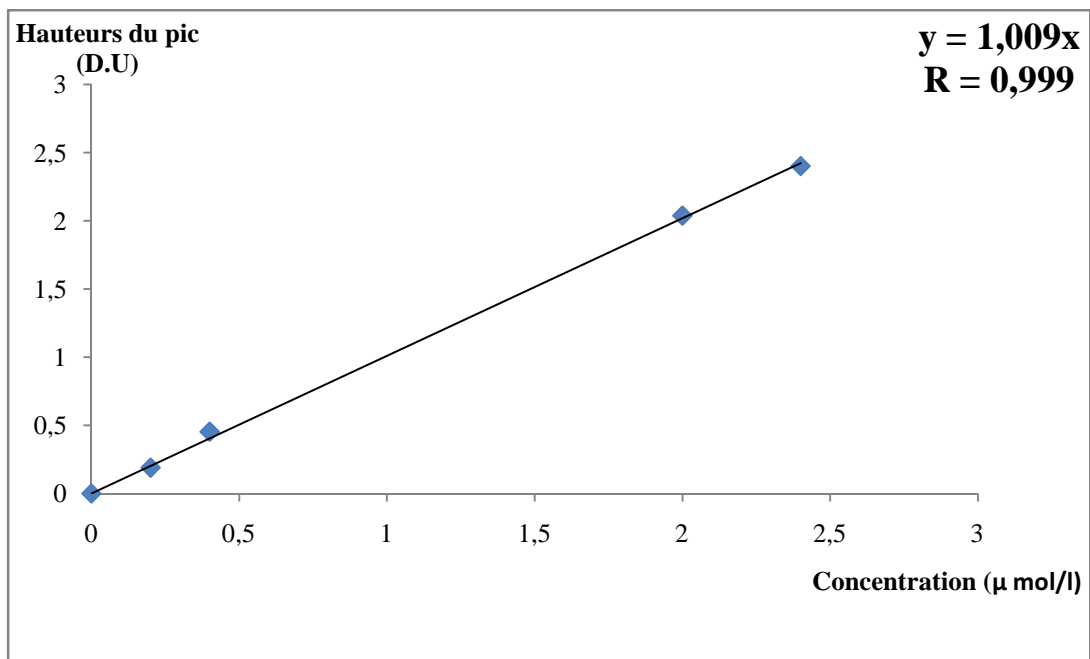
L'eau bi-distillée et les réactifs sont pris comme référence pour la construction de ligne de base.



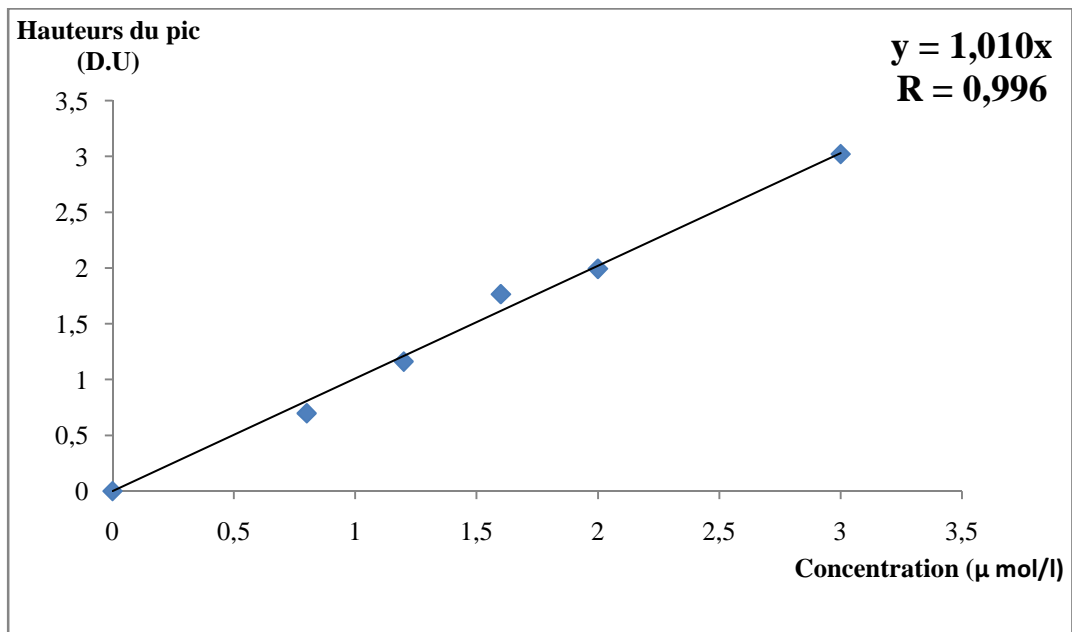
Courbe d'étalonnage des nitrites.



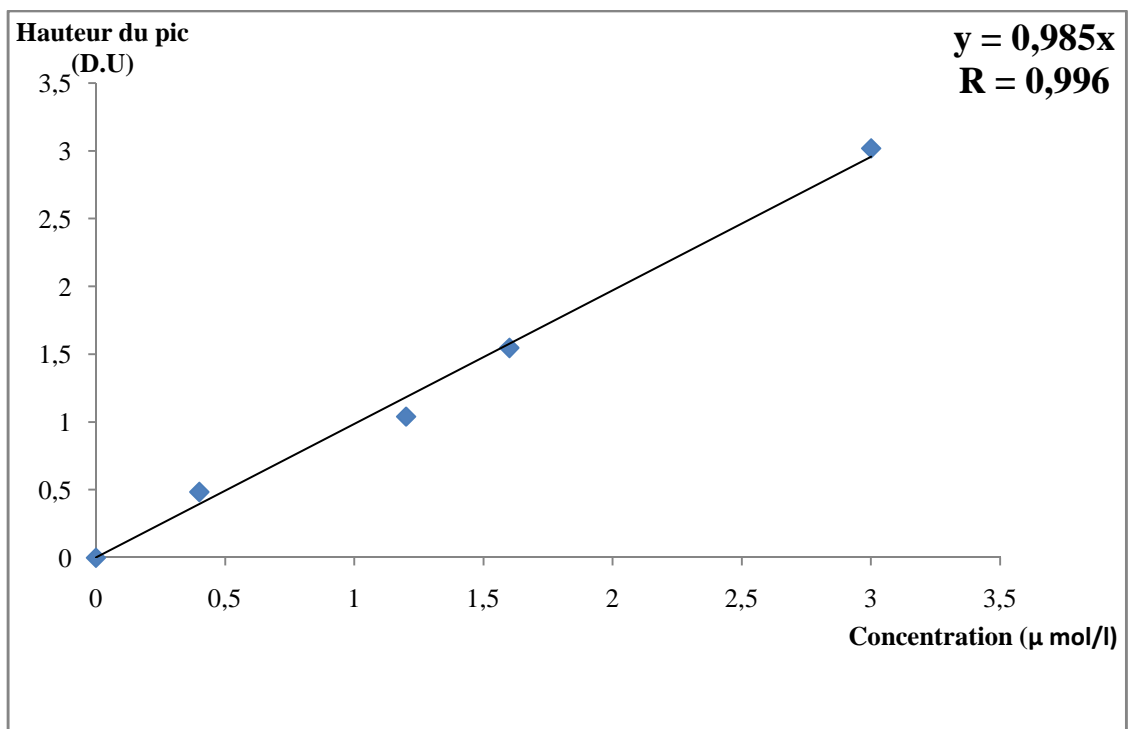
Courbe d'étalonnage des nitrates.



Courbe d'étalonnage des phosphates.



Courbe d'étalonnage de l'ammonium.



Courbe d'étalonnage des silicates.