

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 : ENVIRONNEMENT

Sujet :



Présenté par :

M^{elle} **MADI Farida**

Soutenu le mardi 14 Juillet 2009 à 10h devant la commission de jury suivante:

M. BELKESSA R.	Maître de conférences (ENSSMAL)	Président.
M. BOULAHIDID M.	Professeur (ENSSMAL)	Examineur.
M. TOUAHRIA T.	Chargé de cours (USTHB)	Examineur.
M^{eme} HOUMA-BACHARI F.	Maître de conférences (ENSSMAL)	Promotrice.

-Promotion 2009-

Remerciements

Au terme de ce travail, je souhaite adresser mes remerciements à tous ceux qui ont contribué à sa réalisation.

Je tiens à exprimer mes vifs remerciements à Monsieur Belkessa, qui malgré ses multiples obligations, a très aimablement accepté de présider mon jury, ainsi que pour ces constructifs conseils et critiques. Qu'il veuille trouver ici l'expression de ma gratitude pour l'honneur qu'il m'a fait d'y participer.

Je remercie chaleureusement ma promotrice Madame Houma-Bachari, qui m'a encadré avec patience et m'a orienté tout au long de mon stage. C'est grâce à ses conseils et ses critiques pertinentes que ce travail a vu le jour. Je lui es en effet redevable à plus d'un titre.

Je suis également très sensible à l'honneur que me fait Monsieur Boulehdid, professeur à l'ESSMAL, d'avoir accepté d'examiner mon travail malgré ses nombreuses obligations. Aussi, je lui exprime mes plus sincères remerciements.

Je tiens à remercier d'une façon toute particulière Monsieur Touahria, chargé de cours à la Faculté des Sciences Biologiques de l'USTHB, qui a eu l'extrême amabilité de participer à la campagne en mer, de m'offrir la possibilité de faire l'étude du phytoplancton dans son laboratoire et d'accepter d'examiner ce travail.

Ma gratitude va également au groupe de travail, et plus particulièrement aux chefs des missions, Madame Houma-Bachari et Monsieur Belkessa, ainsi que Monsieur Boulehdid à qui je dois la participation à la mission sur le navire océanographique « Ben Yahia » et qui m'ont permis d'effectuer l'échantillonnage de mon matériel d'étude. Qu'il me soit permis d'associer l'équipage à ces remerciements pour leur chaleureuse courtoisie et leur entière disponibilité ainsi que mes camarades.

Le présent travail a été réalisé dans sa majorité au Laboratoire de Chimie de Sidi Fredj où j'ai trouvé auprès de leurs membres l'aide matérielle et le soutien moral nécessaire à sa réalisation. Pour leur patience et leur sollicitude, je tiens modestement à présenter mes sincères remerciements à « Eddalia, Mekki, Youcef, Fariza et Boudjellal ».

Enfin, je souhaite terminer par mes proches, ma famille, mes amis (es), à toute mes connaissances à l'ESSMAL et surtout mes parents et soeurs. Je les remercie pour leurs encouragements et leur soutien permanent et je leur dédie l'ensemble de ce travail.

Farida

SOMMAIRE

Introduction.....	1
Chapitre I : Généralités.....	4
I. La pollution marine.....	4
I.1. Définition.....	4
I.2. Les principaux types de pollution.....	4
I.2.1. Pollution chimique.....	4
I.2.2. Pollution microbiologique.....	4
I.2.3. Pollution physique.....	5
I.3. Sources de pollution.....	5
II. Les paramètres physico-chimiques de l'eau.....	5
II.1. Conductivité électrique (C).....	5
II.2. Le potentiel hydrogène (pH).....	6
II.3. Salinité (PSU) (Practical Salinity Unit).....	6
II.4. Température (T°C).....	6
II.5. Oxygène dissous (O.D ou O ₂).....	6
III. Les paramètres particulières.....	7
III.1. Matières en suspension (MES : mg/l).....	7
III.2. Matière organique particulaire (MOP).....	7
III.3. Transparence de l'eau.....	7
IV. Les sels nutritifs.....	8
IV.1. Rôle et sources des sels nutritifs.....	8
IV.2. Différentes formes des sels nutritifs.....	8
IV.2.1. L'Azote.....	8
a) L'ammonium (NH ₄ ⁺).....	8
b) Les nitrates (NO ₃ ⁻).....	8
c) Les nitrites (NO ₂ ⁻).....	8
IV.2.2. Les phosphates (PO ₄ ³⁻).....	9
IV.2.3. La silice dissoute.....	9
IV.3. Sels nutritifs et le rapport de Redfield.....	9
V. Couleur de l'eau.....	9
V.1. Chlorophylle.....	10
V.1.1. Les phéopigments.....	11
VI. Le phytoplancton.....	11
VI.1. Le phytoplancton dans le cycle du carbone.....	12
VI.1.1. Production primaire.....	12
VI.1.2. Le phytoplancton dans la chaîne alimentaire.....	12
VI.2. Bilan des différents contrôles exercés sur le phytoplancton.....	12
VI.3. Dynamique spatiale et temporelle d'un bloom.....	12
VII. Télédétection et couleur de l'eau.....	13
VIII. Présentation du capteur SeaWiFS.....	14
VIII.1. Principe de la mesure.....	14
Chapitre II : Zone d'étude.....	16
I. Cadre du travail et zone d'étude.....	16
I.1. Cadre du travail.....	16
I.2. Présentation de la zone d'étude.....	16
I.2.1. Situation géographique de la baie d'Alger.....	16
I.2.2. Les facteurs climatiques.....	16

a) Les vents.....	16
b) La température de l'air et les précipitations	17
c) Les températures de l'air	17
d) Les précipitations	17
I.2.3. La bathymétrie.....	18
I.2.4. Réseau hydrographique	18
a) Oued El Harrach.....	18
b) Oued El Hamiz	19
I.2.5. Facteurs hydrodynamiques	19
a) La houle.....	19
b) Les courants.....	19
I.2.6. Etude sédimentologique	20
Chapitre III : Matériel et méthodes.....	22
Partie 1 : Matériels du laboratoire.....	22
II. Travail réalisé en mer	22
I.1. Choix et localisation des stations de prélèvement	23
II. Mesure des paramètres physico-chimiques	24
II.1. Mesure de la salinité et de la conductivité	24
II.2. Le potentiel d'hydrogène	24
II.4. L'oxygène dissous et saturation en oxygène.....	24
III. Mesure des paramètres particuliers	25
III.1. Détermination de la matière en suspension (MES).....	25
III.1.1. Principe	25
III.1.2. Matériel utilisé	25
III.1.3. Mode opératoire	25
a) Préparation des filtres au laboratoire.....	25
b) Filtration de l'eau de mer	26
c) Séchage et pesée des filtres	26
III.1.4. Calculs et expression des résultats	26
III.2. Détermination de la matière organique particulaire (MOP)	26
III.2.1. Principe	26
III.2.2. Matériel utilisé	26
III.2.3. Mode opératoire	27
III.2.4. Calculs et expression des résultats	27
III.3. La transparence de l'eau	27
III.3.1. Principe	27
III.3.2. Matériel.....	27
IV. Analyse chimique des sels nutritifs	27
IV.1. Méthode d'analyse.....	27
IV.1.1. Définition de la colorimétrie.....	27
IV.1.2. Matériel utilisé.....	28
IV.2. Dosage chimique des sels nutritifs	28
IV.2.1. Principe général	28
IV.2.2. Etalonnage	28
IV.2.3. Principe de dosage de l'Azote ammoniacal (NH_4^+).....	28
d) Les réactifs et les standards	28
e) Mode opératoire	29
f) Etalonnage	29
IV.2.4. Principe de dosage des Nitrates et Nitrites (NO_3^- et NO_2^-).....	29
a) Préparation des réactifs et des standards	29
b) Activation de la colonne réductrice de Cadmium	29

c) Procédure de remplissage de la colonne.....	29
d) Etalonnage.....	29
V.2.5. Principe du dosage des Orthophosphates (PO_4^{3-}).....	30
a) Réactifs et standards du dosage des Orthophosphates (PO_4^{3-})	30
b) Mode opératoire	30
c) Etalonnage.....	30
IV.2.6. Principe du dosage des silicates (SiO_2^-).....	30
a) Préparation des réactifs et des standards	31
b) Mode opératoire	31
c) Etalonnage.....	31
V. Dosage de la chlorophylle par la Spectrofluorimétrie ultraviolet (S.F.U.V).....	31
V.1. Principe	31
V.2. Appareillage.....	31
V.2.1. Dispositif de filtration	31
V.2.2. Tubes de mesure	32
V.2.3. Centrifugeuse	32
V.2.4. Spectrophotomètre fluorescence	32
V.3. Réactifs	32
V.4. Mode opératoire.....	32
V.5. Etalonnage	32
V.5.1. Préparation des standards.....	32
V.6. Mesure de l'intensité de fluorescence.....	33
V.7. Mode de calcul des concentrations	33
VI. Peuplements phytoplanctoniques	34
VI.1. Prélèvement des échantillons.....	34
VI.2. Fixation et conservation des organismes phytoplanctoniques.....	34
VI.3. Méthode d'Utermöhl (1931, 1958).....	34
VI.3.1. Protocole.....	34
VI.4. Identification des espèces phytoplanctoniques	34
VI.5. Comptage des cellules phytoplanctoniques	35
Partie 2 : Outil d'étude -Les systèmes d'information géographique (SIG)-	35
I. Définition et finalité	35
II. Classification des Système d'Information Géographique	35
III. Composantes d'un Système d'Information Géographique.....	36
III.2. Logiciels.....	36
III.3. Données et base de données.....	36
III.4. Méthodes.....	37
III.5. Acquisition des données	37
III.6. Choix du logiciel.....	37
III.7. Entrée des données.....	37
III.8. Structuration du SIG	38
III.9. Base des données des analyses chimiques	38
Chapitre 4 : Résultats et Discussion.	39
Interprétation des résultats	39
I. Analyse paramétrique.....	39
I.1.1. Conductivité	39
I.1.2. Le pH.....	40
I.1.3. La salinité	40
I.1.5. L'oxygène dissous et son pourcentage de saturation.....	41
I.2. Variation des paramètres particuliers	43
I.2.1. La transparence.....	43

I.2.2. Matières en suspension.....	43
I.2.3. La matière organique particulaire.....	44
I.2.4. La chlorophylle <i>a</i>	44
I.2.5. Les phéopigments.....	45
I.3. Variation des sels nutritifs.....	45
I.3.1. Variation des nitrates.....	46
I.3.3. Variation de l'ammonium.....	47
I.3.4. Variation des phosphates.....	47
I.3.5. Variation des silicates.....	48
II. Analyse de la distribution horizontale.....	48
II.1. Distribution des paramètres physicochimiques.....	48
II.1.1. La température.....	48
II.1.2. Salinité.....	49
II.2. Distribution des paramètres particulières.....	49
II.2.1. Distribution de la transparence de l'eau.....	49
II.2.2. Variation des matières en suspension.....	50
II.2.3. Variation de la matière organique particulaire.....	51
II.2.4. Variation de la chlorophylle <i>a</i> et les phéopigments <i>a</i>	51
II.3. Distribution des paramètres chimiques.....	53
II.3.2. Variation de la distribution des nitrates et nitrites.....	54
II.3.3. Distribution des phosphates.....	54
II.3.4. Distribution des silicates.....	55
III. Analyse binaire.....	66
III.1. Diagramme de corrélation nitrate-phosphate ($\text{NO}_3^-/\text{PO}_4^{-3}$).....	66
IV. Etude biologique.....	66
IV.1. Etude qualitative des populations phytoplanctoniques.....	66
IV.1.2. Les Dinoflagellés.....	69
a. Dinoflagellés cuirassés.....	69
b. Dinoflagellés nus.....	69
IV.1.3. Les Coccolithophorides.....	70
IV.1.4. Les Nano-flagellés.....	70
IV.2. Etude quantitative des populations phytoplanctoniques.....	73
IV.2.1. Variations des densités cellulaires.....	73
a) Variation des densités cellulaires totales.....	73
b) Variation quantitative des groupes phytoplanctoniques.....	73
c) Variation quantitative et qualitative des espèces phytoplanctoniques.....	75
d) Variation des paramètres et images satellites.....	78
V. Discussion générale.....	80
Conclusion.....	82
Références bibliographiques	
Annexes	

Introduction

Les zones côtières sont des régions de plus en plus affectées par l'activité humaine ; plus de 60 % de la population de la terre habite près des océans. Cependant, les eaux marines sont exposées à un grand nombre de conditions environnementales parmi lesquels on retrouve principalement, l'érosion côtière et le transport de sédiments. De plus, les côtes sont aussi soumises aux rejets des bassins versants pouvant provenir de zones urbaines, de l'agriculture ou des industries.

La côte et le littoral algériens et à l'instar de la majorité des zones côtières méditerranéennes, connaissent de sérieux problèmes environnementaux. La région algéroise est certainement l'une des zones où l'altération de la qualité des eaux marines côtières est la plus perceptible.

La surveillance et le suivi de la qualité des eaux côtières se posent avec une acuité de plus en plus grande. En effet, de nombreux outils sont développés pour permettre aux gestionnaires et aux scientifiques de promouvoir un développement durable de ces régions. Parmi ceux-ci, les outils d'aide à la décision sont de plus en plus utilisés dont le Système d'Information Géographique (SIG).

La connaissance de la qualité de l'eau est une composante essentielle dans la gestion intégrée du littoral. L'aspect biologique de cette composante est sans aucun doute le plus difficile à prendre en compte, du fait de la complexité des mécanismes gouvernant la production primaire en milieu côtier et de l'impact croissant de la présence humaine sur le littoral qui a manifestement accru les perturbations écologiques, ce qui encourage le développement de blooms phytoplanctoniques toxiques (**Rangama, 2004 ; Jaquet, 2008**).

Notre étude concerne la baie d'Alger qui est pratiquement touchée par diverses pollutions, on constate une densité urbaine importante sur la côte qui déverse ses rejets dans les eaux marines et des usines qui rejettent leurs déchets industriels et contribuent à polluer le milieu sous l'effet des substances toxiques et corrosives.

Par ailleurs, l'impact croissant de la présence humaine sur la zone côtière a créé un déséquilibre qui a manifestement accru les perturbations écologiques. Symptômes de l'anthropisation, la pollution croissante en nutriments, la destruction d'habitats naturels, le remaniement des cours d'eau, l'introduction d'espèces non indigènes et la diminution de la biodiversité, sont autant de facteurs qui peuvent encourager le développement de blooms phytoplanctoniques toxiques qui produisent les toxines les plus puissantes connues de l'homme. La couleur de l'eau est un bon indicateur dans ce cas de l'hétérogénéité existante au sein de la masse d'eau (**Aminot et al., 1998**).

La mer est généralement bleue ou verte, mais dans certaines circonstances, sa couleur tire vers le blanc, le brun, le jaune... En effet, la couleur de la mer n'est pas seulement déterminée par l'interaction de la lumière avec l'eau, mais aussi avec les composants présents dans l'eau, via les processus de réflexion, d'absorption et de diffusion à la surface de la mer, à travers la colonne d'eau ou sur le fond marin. Les propriétés optiques des algues, des substances organiques dissoutes et des particules non organiques en suspension – comme le sable, la vase, l'argile – peuvent considérablement affecter la couleur de l'eau de mer. Inversement, des mesures précises de la couleur de l'eau (ou plus exactement de sa réflectance spectrale), par exemple par un instrument de mesure à bord d'un satellite, permettent d'estimer la concentration de ses composants en utilisant des modèles mathématiques appropriés. (**Morel et al., 2007 ; Bonnet et al., 2008**).

L'objectif général de ce travail, est l'utilisation du Système d'Information Géographique pour l'analyse spatio-temporelle de la pollution marine et de la couleur de l'eau dans la baie d'Alger. Cela permet de quantifier la concentration de la chlorophylle et celle du phytoplancton qui ont un effet sur la «couleur de l'eau de mer » ; à partir de mesures satellites.

Plusieurs échantillons prélevés au niveau de la baie d'Alger sont destinés à l'analyse des paramètres physico-chimiques, des paramètres indicateurs de la pollution et des éléments nutritifs .Les méthodes de prélèvements et d'analyse utilisées sont développées ; et les résultats sont présentés pour les différentes sorties en mer.

- La première partie sera consacrée aux généralités sur la pollution marine et la définition des étudiés et indicateurs de la qualité des eaux marines et le degré de pollution.
- Le deuxième chapitre a fait l'objet d'une description complète de la zone d'étude la baie d'Alger, son cadre géographique et ces principales caractéristiques physiques.
- Une autre partie sur la description de la méthodologie développé ainsi qu'un aperçu sur le système d'information géographique.
- La dernière partie porte sur une discussion et des différentes applications et résultats trouvés ; elle comporte savoir la variation spatio-temporelle des paramètres physico-chimiques ; des paramètres indicateurs de la pollution et des éléments nutritifs dans la baie d'Alger.

Une variation spatiale de la chlorophylle est développée dans la zone par l'intégration des données dans un Système d'Information Géographique et production des cartes de distribution spatiales corrélées avec la couleur de l'eau.

L'approche méthodologique adoptée pour la gestion (acquisition et stockage) et l'exploitation, au moyen d'un SIG, des données sur les espèces phytoplanctoniques présentes en baie d'Alger un moyen efficace ; ainsi par les analyses statistiques ; l'analyse corrélative entre la densité des espèces phytoplanctoniques et la concentration de la chlorophylle est mise en évidence.

Une analyse spatiale est aussi réalisée en utilisant l'imagerie satellitaire Seawifs pour suivre la variation des paramètres dans la baie d'Alger. Une interprétation des résultats trouvés est donnée et des cartes SIG et images satellites par les relations paramétriques sont présentées.

Ce travail est terminé par une conclusion générale consacrée à l'évocation de l'intérêt de la couleur de l'eau dans l'étude de la qualité de l'eau et aux limites des méthodes utilisées pour la cartographie et la quantification de la pollution marine.

Chapitre I : Généralités.

I. La pollution marine

La pollution marine est malheureusement aujourd'hui un fait solidement établi qui concerne l'ensemble des mers et des océans du globe (**Alzieu in Salomon, 2003**).

I.1. Définition

La définition de la pollution marine est donnée par le premier rapport du Conseil sur la Qualité de l'Environnement de la Maison Blanche (1965), étant « *...une modification défavorable du milieu naturel..., comme un sous-produit de l'action humaine...* ». (**Ramade, 2000**).

Ainsi le terme de pollution marine fait l'objet d'une définition, reconnue par l'ensemble de la communauté scientifique internationale (**GESAMP**), comme étant « *l'introduction par l'homme, directement ou indirectement, de substances ou d'énergie dans le milieu marin (y compris les estuaires) occasionnant des effets néfastes tels que des nuisances envers les ressources biologiques, des risques pour la santé de l'homme, des entraves aux activités maritimes (y compris la pêche), une altération de la qualité de l'eau de mer du point de vue de son utilisation et une dégradation des valeurs d'agrément* ».

Pour mieux évaluer la pollution, il existe des paramètres qui permettent d'estimer l'ampleur de celle-ci en fonction de son type, ainsi la différente pollution affecte le milieu marin à des niveaux variables, et qui dépendent:

- Du type de pollution (instantané ou permanent);
- De la capacité d'auto-épuration du milieu récepteur;
- Et du niveau de persistance et de la réactivité de la substance polluante.

I.2. Les principaux types de pollution

Les pollutions engendrées sont très diverses, une classification basée sur leur nature physico-chimique prédominante et les usages de l'eau qui sont à l'origine des pollutions est établie (**Ramade, 2000**).

A partir de la nature prédominante de la pollution, on distingue plusieurs catégories :

I.2.1. Pollution chimique

Cette pollution est due à l'entrée d'un ou plusieurs éléments indésirables dans la composition chimique de l'eau marine (**Kankou, 2004**). Ces éléments peuvent être soit des composés minéraux (engrais, métaux toxiques...), organiques (hydrocarbures, molécules de synthèses...) ou des composés organochlorés tels que les amines et les phénols... (**Ramade, 2000**).

Deux types de paramètres permettent d'évaluer l'état de cette pollution:

- ✓ Les paramètres globaux : ils résultent de la juxtaposition des effets de plusieurs substances en même temps, exemple : pH, turbidité, Demande Chimique en oxygène ;
- ✓ Les paramètres spécifiques qui caractérisent des composés de même propriété chimique. (**Kankou, 2004**).

Ce type de pollution peut être directement ou indirectement toxique pour les organismes aquatiques.

I.2.2. Pollution microbiologique

Cette pollution est une forme de pollution organique, parmi ses agents causals, nous citons:

- Les microorganismes pathogènes tels que les bactéries et les virus : Ils sont apportés par les eaux usées directement rejetées en mer.
- Les proliférations non pathogènes de micro algues causant des déséquilibres du milieu naturel et des modifications dans les chaînes alimentaires (bloom phytoplanctonique, eutrophisation). La principale

cause de ces proliférations planctonique est les apports des déchets industriels, domestiques et agricoles riches en nitrates et phosphates.

Cette pollution a des répercussions sur la qualité sanitaire des produits de la mer (conchyliculture, pisciculture...) et sur les différentes activités de la mer (tourisme par la qualité des eaux de baignade).

I.2.3. Pollution physique

La pollution physique est liée aux facteurs influents sur l'état physique de l'eau tels que la température, la présence des particules ou mousses et le changement de l'effet réfractaire de l'eau (**Kankou, 2004**), ainsi que les rejets d'eau chaude des centrales nucléaires et les nappes pétrolières et les radiations ionisantes ... (**Lacaze, 1996**).

Les apports des eaux chaudes diminuent la solubilité de l'oxygène dissous du milieu, ainsi provoquant des perturbations dans le métabolisme phytoplanctonique par inhibition de la photosynthèse.

I.3. Sources de pollution

Selon le mode de propagation des pollutions, ces dernières peuvent être classées en trois types: les pollutions accidentelles, pollutions diffuses et pollutions anthropiques (**Kankou, 2004**). Ces différents types de pollution ont plusieurs sources, et qui peuvent être dues aux :

➤ **Rejets d'effluents domestiques** : qui sont des eaux résiduaires véhiculées en mer directement sans épuration, et sont caractérisées par de très fortes teneurs en matière organique, germes fécaux (diversifiés), sels minéraux, détergents...etc.

Les conséquences de cette pollution organique sont catastrophiques pour presque tous les organismes constituant les peuplements des milieux néritiques (**Kankou, 2004**).

➤ **Pollution d'origine industrielle**: constituent la première grande source de pollution des eaux, résultantes de différentes industries, telles que : la production d'énergie, l'industrie chimique, métallurgique, électronique... et cela par l'utilisation des combustibles fossiles, des molécules minérales et organiques de synthèses (**Ramade, 2000**).

➤ **Pollution agricole**: elle résulte de l'utilisation de divers produits phytosanitaires, issus du lessivage des terres agricoles (phénomène d'eutrophisation), des résidus des élevages intensifs des animaux et des eaux d'abattoirs qui engendrent des pollutions chroniques et diffuses (**Leroy, 1999**).

II. Les paramètres physico-chimiques de l'eau

Les paramètres physico-chimiques caractérisent l'eau, ils sont des descripteurs d'hydrologie marine (**Aminot et al., 1997**), leurs variation est en fonction de plusieurs facteurs tels que la situation géographique, les processus physiques (l'hydrologie, upwelling, déversement des effluents terrigènes...).... Dans cette partie, on abordera quelques généralités sur ces paramètres mesurés in situ, et qui sont :

II.1. Conductivité électrique (C)

La conductivité électrique d'une eau est la conductance d'une colonne d'eau comprise entre deux électrodes métalliques (**Rodier et al., 2005**). La conductivité de l'eau de mer est très élevée en raison de la forte concentration en sels dissous (**Aminot et Kérouel, 2004**), du fait qu'elle permet d'évaluer la charge totale en électrolytes d'une eau (**Ramade, 2000**).

La conductivité est également fonction de la température de l'eau. Les résultats de mesure doivent donc être présentés en termes de conductivité équivalente à 20 ou 25°C. Mesuré sur le terrain, ce paramètre permet de caractériser l'eau.

L'unité de conductivité est le micro-Siemens par mètre (mS/cm) (**Rodier et al., 2005**). La mesure absolue de la conductivité peut servir au calcul de la salinité, mais les conditions de mesure sont alors plus complexes. Dans ce cas, la conductivité d'un échantillon est déterminée par comparaison avec la conductivité d'une eau de mer standard (*eau de mer normale*) dont la salinité est de 35 ‰ (**Rodier et al., 2005**).

II.2. Le potentiel hydrogène (pH)

Etant relatif à la concentration en ions hydrogène (H^+) de l'eau, le pH est une mesure de l'acidité d'une eau (**Ramade, 2000**). Il résulte de sa composition ionique, et essentiellement de la présence des carbonates issus de l'échange de dioxyde de carbone (CO_2) à l'interface air-mer, ainsi que de la dissolution du calcaire (**Aminot et Kérouel, 2004**).

En plus des processus physique, chimique, biologique, accumulation de matières organiques d'origine continentale et la contamination par des rejets urbains ou industriels contribuent à la modification du pH naturel. En l'absence d'influences externes, le pH est le reflet des équilibres entre les espèces chimiques majeures du milieu, mais il est également l'indicateur de certaines pollutions directes ou indirectes (**Aminot et Kérouel, 2004**).

II.3. Salinité (PSU) (Practical Salinity Unit)

La salinité est une propriété de l'eau de mer qui est fondamentale à l'étude du milieu marin, (**Aminot et Kérouel, 2004**), il forme avec la température deux descripteurs de base des masses d'eaux (bon traceur du mélange des eaux) (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

Elle correspond à la teneur en sels dissous de l'eau de mer peut être mesurée et exprimée de différentes manières suivant que l'on considère l'ensemble des corps ; ou seulement les sels dominants (**Rodier et al., 2005**).

Après la première définition de la salinité et de la chlorinité par Sorensen (1902), des techniques furent développées permettant de déterminer la salinité à partir de mesures de conductivité, de température et de pression. Dès 1978, l'échelle pratique de salinité (PSU) définit la salinité en termes de rapport de conductivité. (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

II.4. Température ($T^{\circ}C$)

Par sa contribution à la détermination de la densité des eaux (**Gaujous, 1995**), sa mesure est nécessaire à la détermination de la stratification verticale, la valeur de saturation des gaz dissous (en particulier l'oxygène) et la circulation océanique (**Aminot et Kérouel, 2004**).

La température joue un rôle important dans les cycles biologiques par son influence sur ses activités dont dépend la production totale et sur la répartition des espèces (preferendums thermique).

Dans les océans, la température décroît de la surface vers le fond. Elle varie en fonction des autres descripteurs physico-chimiques (telle que la pression). Dans les eaux de surface, sa variation dépend essentiellement des phénomènes climatiques (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

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

II.5. Oxygène dissous (O.D ou O_2)

Ce paramètre détermine la qualité du milieu (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**), et gouverne la plus part des processus biologiques des écosystèmes aquatiques (**Amino et Kérouel, 2004**). C'est l'un des gaz dissous les plus importants que renferme l'eau de mer sur le plan quantitatif.

La mesure de ce paramètre concerne exclusivement la mesure de l'oxygène moléculaire (O_2) en solution. Sa concentration et sa saturation dans l'eau de mer est régie par plusieurs processus physiques, chimiques et biologiques :

- ✓ Echanges à l'interface air-mer ;
- ✓ Oxydation chimique ;

- ✓ Diffusion et mélange au sein des masses d'eau ;
- ✓ Respiration et photosynthèse.

La concentration de l'oxygène de l'eau est sous influence des processus biologiques. Ces derniers permettent soit :

- ❖ Sa saturation dans les zones eutrophes (accroissement important du phytoplancton) ;
- ❖ Ou sa sous-saturation dans les zones riches en matières carbonées (oxydation de la matière organique, nitrification de l'azote ammoniacal) (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

Dans le cas de leur absence, sa concentration dans l'eau de mer en contact de l'air n'est qu'en fonction de la pression atmosphérique, la température et de la salinité de l'eau, on parle de la concentration d'équilibre ou saturation (**Aminot et Kérouel, 2004**).

III. Les paramètres particuliers

III.1. Matières en suspension (MES : mg/l)

D'après Ivanoff (1972), en plus des substances dissoutes, l'eau de mer contient des matières en suspension d'origines minérales ou organiques, vivantes ou détritiques, de nature biogénique, terrigène, éolienne et en fin météoriques.

L'impact des MES sur l'eau se traduit par la diminution de la transparence de l'eau et de ce fait la production primaire photosynthétique. D'autre part elles présentent une surface de contact importante pour des échanges physico-chimiques, chimiques ou biologiques avec l'eau de mer (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

Par le phénomène d'adsorption-désorption des MES pour les espèces chimiques, elles peuvent être considérées comme des transporteurs importants des polluants, fertilisants, toxiques, biologiques (**Lacaze, 1996**). Dans les océans, la concentration des MES est faible : elle diminue de la surface jusqu'au fond. Par contre les plus grandes teneurs en MES sont aux niveaux des milieux côtiers et estuariens.

III.2. Matière organique particulière (MOP)

Les facteurs physiques, biologiques et chimiques (disponibilité d'éléments nutritifs) contrôlent l'activité biologique des espèces trophiques primaires de l'environnement marin.

Les nutriments sont assimilés par le phytoplancton pendant la photosynthèse et produisent la matière organique considérée comme une source d'énergie et de nutriments pour les micro-organismes (bactéries, protozoaires), elle correspond à la fraction endogène qui est facilement dégradée (**Boulahtid, 1987**).

La fraction endogène correspond à la matière organique produite par l'assimilation des nutriments par le phytoplancton lors de la photosynthèse. Cette matière organique qui est facilement dégradable sera source d'énergie et de nutriments pour les microorganismes (bactéries, protozoaires) (**Boulahtid, 1987**).

Reste la fraction exogène formée par les débris des animaux et des végétaux possède une certaine résistance à la dégradation bactérienne. Cette fraction est nécessaire au fonctionnement des cycles biogéochimiques par la régénération des sels nutritifs (**Aminot et Kérouel, 2004**).

III.3. Transparence de l'eau

Pour une description complète et satisfaisante d'une masse d'eau, la mesure de la transparence du milieu est indispensable, c'est-à-dire la pénétration de la lumière (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

La connaissance de ce facteur a une double importance (Pettersson, 1936). Il détermine l'intensité lumineuse pénétrant sous la surface, donc l'épaisseur de la couche photosynthétique productive, où s'élabore la matière vivante grâce à la photosynthèse. Il permet également une approche de la quantité de particules en suspension (**Amiot et Chausse-Pied, 1983**).

Son principe repose sur la mesure de la profondeur de disparition du disque de Sicchi, ce dernier détermine la "profondeur de Sicchi" (**Rodier et al., 2004**).

Ainsi la transparence permet de définir la turbidité du milieu, qui selon la norme ISO 7027 (**AFNOR, 1999**) qui définit la turbidité comme suit: (réduction de transparence d'un liquide due à la présence de substances non dissoutes) (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

IV. Les sels nutritifs

IV.1. Rôle et sources des sels nutritifs

Les éléments nutritifs qui limitent l'activité photosynthétique des organismes photosynthétiques sont : l'azote, le phosphore et le silicium sous leur forme oxydée, d'où leur appellation « éléments bio-limitants » (**Copin-Montégut, 1996**).

Les sels nutritifs, dans l'eau de mer ont plusieurs origines qu'on peut regrouper en deux types de sources (externes et internes).

- Source externe : elle regroupe tous les apports continentaux déversant en mer, qu'ils soient par voie éolienne ou par voie fluviale ;
- Source interne : elle représente l'origine la plus importante, elle est assurée par des flux verticaux et leur régénération à partir de la matière organique issue de la photosynthèse effectuée par les organismes autotrophes dans la couche euphotique (**Levitus et al., 1993**). Ainsi par les excréments des microorganismes marins qui libèrent aussi certaine forme de sels nutritifs. Et enfin, par diffusion des sédiments marins (1%).

La production primaire des eaux de surface est basée sur les sels nutritifs et la lumière, ainsi ils reflètent la richesse et la fertilité des eaux marines. Ce sont donc des traceurs chimiques non conservatifs et leur variation est gouverné par les facteurs physiques, chimiques et biologique (**Jacques et al., 1986**). Pour cela ils forment un outil très important pour la caractérisation et l'identification des masses d'eau et la compréhension de certains phénomènes océaniques : circulation des eaux, production primaire marine.

IV.2. Différentes formes des sels nutritifs

IV.2.1. L'Azote

Prélevé de l'atmosphère, il constitue un élément essentiel des structures vivantes. Selon son degré d'oxydation, il existe sous trois formes : nitrates (NO_3^-), nitrites (NO_2^-) ammonium (NH_4^+), et de composés organiques tels que l'urée ou les acides aminés. Ce sont les formes d'azote utilisables par le phytoplancton (**Copin-Montégut, 1996**).

a) L'ammonium (NH_4^+)

L'azote ammoniacal provient des excréments animaux et de la décomposition bactérienne des composés organiques azotés. Dans les eaux marines, l'azote ammoniacal se trouve à des concentrations inférieures à $\mu\text{mole/l}$. En effet, il est présent sous deux formes en solution, l'ammoniac (NH_3) et l'ammonium (NH_4^+) dont des proportions relatives dépendant du pH, de la température et de la salinité du milieu (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**). Ces deux espèces traduisent un équilibre acido-basique.

A proximité des émissaires urbains, l'ammonium devient un bon traceur de pollution urbaine avec des concentrations pouvant atteindre plusieurs centaines de micromoles par litre (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

b) Les nitrates (NO_3^-)

Les nitrates sont une forme oxydée stable de l'azote en solution aqueuse et elles sont la forme la plus répandue dans l'océan (65% du stock de l'azote). Leur concentration varie entre 0 $\mu\text{mole/L}$ à la surface et plus de 45 $\mu\text{mole/L}$ dans les eaux profondes. Mais dans les estuaires, lorsque la salinité décroît par l'effet des apports terrigènes, sa concentration peut atteindre plusieurs centaines de micromoles par litre (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

Les nitrates résultent de l'oxydation des nitrites par des bactéries (nitrobacter) lors de la réaction de nitrification. Elles entrent dans le cycle de l'azote comme support principale de la croissance phytoplanktonique.

c) Les nitrites (NO_2^-)

Etant dans le cycle de l'azote, un ion en état transitoire au même titre que l'ammonium, expliquant ainsi les faibles concentrations rencontrées en milieu marin qui sont de l'ordre de zéro à quelques micromoles par litres d'azote nitreux (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

Les concentrations des nitrites connaissent des variations saisonnières, qui varient en hiver entre 0.5 et 1 $\mu\text{mol/l}$ et atteignent des valeurs très faibles en été ($< 0,01\mu\text{mol/l}$) suite au développement du phytoplancton (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

Les nitrites proviennent des deux réactions suivantes :

✓ L'oxydation de l'ammonium par la réaction nitrosation qui est exothermique opérée par des bactéries (*Nitrosomonas*) :



✓ La réduction des nitrates dans les milieux anoxiques ou pauvres en oxygène dissous, opérée par les bactéries anaérobiques, selon la réaction suivante:



IV.2.2. Les phosphates (PO_4^{3-})

Dans l'eau de mer, le phosphore existe sous forme organique et inorganique, dissous et particulaire. Etant les Orthophosphates sa forme la plus abondante PO_4^{3-} (10 %) et HPO_4^- (90%) et (1%) de H_2PO_4 (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

A l'état d'équilibre, elles se trouvent avec des teneurs assez faibles en surface (0 à 1 $\mu\text{mol/L}$) à cause de leur consommation par le phytoplancton (bloom printanier) (**Copin-Montégut, 1996**), et ces teneurs augmentent avec la profondeur au dessous de la couche euphotique pour atteindre un maximum qui correspond au minimum de l'oxygène dissous, avec une légère fluctuation selon la région océanique, environ 3 $\mu\text{mole/L}$.

IV.2. 3. La silice dissoute

L'élément nutritif silicium entre dans la composition des squelettes de certaines espèces phytoplanctoniques (Diatomées, Radiolaires...) (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**). A pH moyen de l'eau de mer (~8.2), les formes majoritaires dissoutes dans l'eau de mer étant à 95 % sous les formes d'acide orthosilicique, $\text{Si}(\text{OH})_4$, 5 % $\text{Si}(\text{OH})_3^-$ (**Aminot et Kérouel, 2004**).

La distribution verticale de l'acide silicique diffère de celle du phosphore ou de l'azote. Les concentrations augmentent lentement avec la profondeur pour atteindre généralement leur maximum au fond (**Guy, 2006**). Les silicates sont régénérés à différentes vitesses et par différents processus et, à présent, il y a toujours une incertitude sur les facteurs qui contrôlent le budget marin des silicates (**Jacques et Tréguer, 1986**).

IV.3. Sels nutritifs et le rapport de Redfield

L'assimilation phytoplanctonique du carbone, de l'azote, du phosphore et de l'oxygène et leur régénération à partir du matériel biogénique se font dans des proportions quasi constantes « Rapports biogéochimiques de Redfield » (**Copin-Montégut, 1996**). Après plusieurs travaux, **Redfield et al.**, (1963) ont donné les rapports suivants par l'analyse de la composition chimique de la matière organique:

$$\Delta\text{C}/\Delta\text{N}/\Delta\text{P}/\Delta\text{O}_2 = 1/16/106/-138$$

La composition de la matière organique influe sur la composition en C/N/P des eaux dans lesquelles ces organismes vivent, puisque la source principale des sels nutritifs dans l'océan global est le recyclage interne. Néanmoins, ce rapport varie avec les saisons et selon les régions et décroît avec la profondeur (**Boulaïdid, 1987**).

V. Couleur de l'eau (Tableau 1)

La théorie de la mesure optique de la couleur de l'eau est basée sur le fait que les constituants de l'eau, qu'ils soient de la matière organique ou inorganique particulaire ou des substances dissoutes, affectent sa couleur (**Bukata et al., 1995, in Hoareau, 2005**). Le principe de mesure de la couleur de la surface des océans dépend des différentes particules en suspension (phytoplancton et sédiment), ainsi que de certaines substances dissoutes colorées (substances jaunes ou CDOM (Colored Dissolved Organic Matter)) (**Gohin et Oger-Jeanneret, 2006**).

La couleur de la mer s'étend du bleu au vert. Le bleu indigo caractérise les mers tropicales et équatoriales, lorsqu'il y a peu de production biologique. A des latitudes plus grandes, la mer est bleu-vert voire verte dans les régions polaires. Les eaux côtières sont en général verdâtres. Il y a deux facteurs contribuant à la couleur bleue de l'océan aux faibles latitudes, lorsqu'il y a peu de production biologique. En eau profonde, lorsque l'on regarde sous l'eau, la lumière que l'on voit est celle diffusée par les molécules d'eau. La diffusion étant plus importante pour les petites longueurs d'onde (bleu) que pour les grandes longueurs d'onde (principe de Rayleigh), l'eau paraît bleue.

Tableau 1: Couleur de l'eau en fonction des particules présentes (Hoareau, 2005).

Substance dans l'eau	Couleur absorbée	Apparition de l'eau
Matière jaune (Gelbstoff)	Le bleu	Jaunâtre
MOP	Le bleu	Jaune
Chlorophylle	Les deux extrémités du spectre (rouge et violet)	Verte

De plus les composantes rouges et jaunes de la lumière solaire sont absorbées en quelques mètres, la seule composante susceptible d'être diffusée est donc le bleu. Dans les régions où la productivité biologique est importante, la chlorophylle contenue dans le phytoplancton absorbe la composante bleue et la lumière se décale vers le vert (Hoareau, 2005).

L'analyse de cette couleur de l'eau se fait à l'aide de capteurs placés sur des plateformes satellitaires en orbite autour de la Terre (Antoine *et al.*, 2003 ; Bricaud *et al.*, 2002, in Gohin et Oger-Jeanneret, 2006). Ces capteurs mesurent l'intensité des rayonnements par la surface des océans (water-leaving radiance) dans différentes gammes de longueurs d'onde (bandes). La radiance de l'eau ainsi mesurée tient compte des interactions avec la colonne d'eau et les particules. Chaque composant ayant une signature spectrale qui lui est propre, il est possible, à partir de ces mesures, d'en déterminer la concentration (Morel et Prieur, 1977 ; Gordon et Morel, 1981, in Gohin et Oger-Jeanneret, 2006).

La détermination de ces concentrations permettra d'estimer la productivité primaire du phytoplancton et donc d'évaluer son état de santé qui est le témoin direct d'une éventuelle pollution des eaux.

V.1. Chlorophylle

La chlorophylle est un composé chimique indispensable à la photosynthèse (Figure 1). Sa présence dans tous les organismes végétaux, associée à l'énergie solaire, lui permet de synthétiser ses propres matières organiques carbonées à partir du carbone minéral.

Dans les milieux aquatiques, les algues possèdent une diversité de pigments dont les plus importants sont les chlorophylles *a*, *b*, *c1*, *c2* et *d*.

La chlorophylle *a* est le pigment photosynthétique principal du phytoplancton qui est considéré comme étant un bon indicateur de la santé de l'océan et de son niveau de productivité et de la biomasse phytoplanctonique (Aminot et Chaussepied, 1983). La concentration de chlorophylle est utilisée pour l'estimation de la production primaire (Eppley et Peterson, 1979).

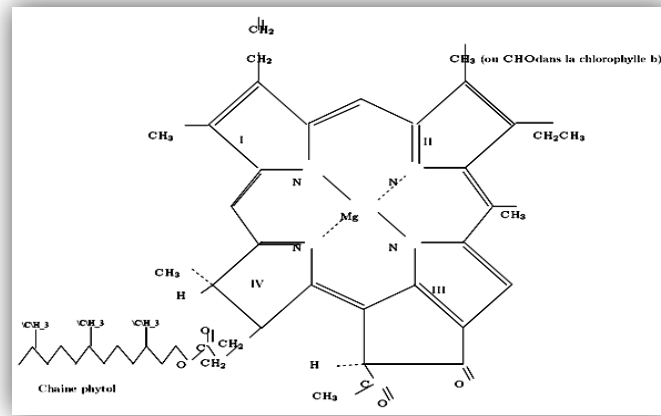


Figure 1 : Structure chimique de la chlorophylle.

V.1.1. Les phéopigments

Dans les milieux strictement marins, les phéopigments (groupes de pigments chlorophylliens) résultent du broutage et de la dégradation de cellules et, par conséquent, ne sont pas physiologiquement actifs.

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

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

La mesure de la concentration de chlorophylle *a* est donc utilisée pour estimer la biomasse phytoplanctonique dans la mesure où la synthèse organique d'origine végétale ne peut se faire qu'en passant par l'intermédiaire de ce type de chlorophylle (Bricaud et Morel, 1987). (Figure 2).

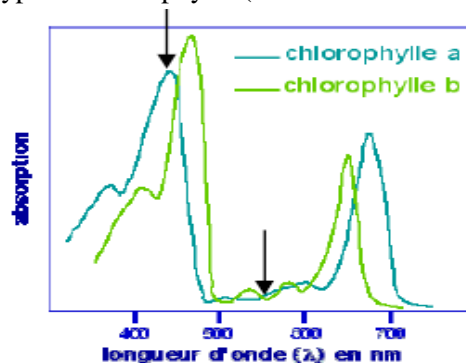


Figure 2 : Spectre d'absorption de la chlorophylle. Les deux flèches désignent le maximum et le minimum d'absorption de la chlorophylle *a* (Bricaud et Morel, 1987).

VI. Le phytoplancton

Le mot "phytoplancton" signifie "plancton végétal", le plancton étant lui-même défini comme l'ensemble des organismes microscopiques compris entre 0,2 et 100 μm , et qui flottent plus ou moins passivement dans les eaux (transporté par les courants) (Messié, 2006).

Les organismes phytoplanctoniques, sont des organismes autotrophes, hétérotrophes et/ou mixotrophes pour quelques espèces. Par ce mécanisme, le phytoplancton capte l'énergie lumineuse, le CO_2 dissous et les éléments nutritifs (macro et micro-nutriments) présents de l'eau de mer, afin de fabriquer l'oxygène et de la matière organique carbonée (Messié, 2006), ainsi jouant le rôle de pompe biologique dans la fixation du gaz carbonique, participant ainsi au cycle du carbone (Grimes et al., 2004).

Le phytoplancton est constitué d'un ensemble hétérogène de microalgues unicellulaires, les cellules pouvant être solitaires ou groupées en colonies. La taille des cellules phytoplanctoniques varie de quelques microns jusqu'à quelques centaines de microns. Leur forme est extrêmement variée, la diversité morphologique étant souvent liée à une adaptation à la mobilité (flottaison, et mouvements verticaux). Le

nombre d'espèces phytoplanctoniques marines a été estimé à 3910 ± 465 espèces, correspondant à 489 ± 15 genres répartis dans 15 classes (Messié, 2006). Les deux classes de phytoplancton marin les plus riches en espèces sont celles des diatomées (164 genres et 1365 à 1783 espèces) et des dinoflagellés (115 à 131 genres et 1424 à 1772 espèces).

VI.1. Le phytoplancton dans le cycle du carbone

VI.1.1. Production primaire

La production primaire est traduite par la production autotrophe qui signifie la synthèse de la matière organique à partir de matière minérale par l'activité des organismes photosynthétiques ou chimiosynthétiques, en transformant l'énergie lumineuse en énergie chimique potentielle stockée dans les composants organiques des tissus du vivant (Froidefond et Doxaran, 2004), elle est exprimée en $\text{g C.m}^{-2}.\text{j}^{-1}$ et peut atteindre plus de 100 $\text{g C.m}^{-2}.\text{j}^{-1}$ de profondeur dans des eaux très claires. On distingue deux types de productions primaires: la production régénérée (PR) et la production nouvelle (PN) (Lacaze, 1996).

VI.1.2. Le phytoplancton dans la chaîne alimentaire

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

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

- Contrôle en amont : disponibilité des éléments indispensables à la croissance du phytoplancton à savoir lumière, CO_2 , et les nutriments.
- Contrôle en aval (par le niveau trophique supérieur) : broutage par le zooplancton.

Dans la couche euphotique, le CO_2 (carbone inorganique dissous) est toujours présent à cause de la proximité de la surface, ou les échanges entre le CO_2 océanique dissous et CO_2 atmosphérique s'effectuent librement.

VI.2. Bilan des différents contrôles exercés sur le phytoplancton (Figure 3)

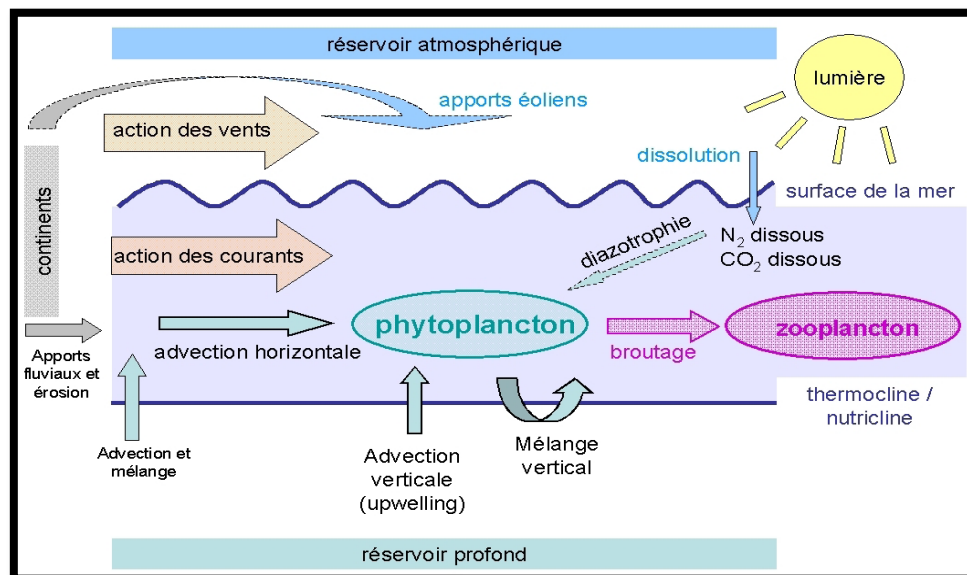


Figure 3: Schéma récapitulant les différents contrôles exercés sur le phytoplancton, en amont (flèches dirigées vers le phytoplancton) et en aval (flèche de broutage) (Messié, 2006).

VI.3. Dynamique spatiale et temporelle d'un bloom

Dans les écosystèmes océaniques hauturiers, généralement oligotrophes (*ie.* pauvres en nutriments), les efflorescences phytoplanctoniques sont observées au printemps, lorsque les conditions sont favorables à la formation d'une couche de mélange qui permet au phytoplancton de se maintenir dans les eaux de surface, riches en nutriments et où la disponibilité en énergie lumineuse est importante. Ce bloom printanier épuise le milieu en sels nutritifs et entraîne une augmentation de la biomasse phytoplanctonique (Lozac'H L., Gohin F. et Oger-Jeanneret E, 2006).

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

VII. Télédétection et couleur de l'eau

La théorie de la mesure optique est basée sur le fait que les constituants de l'eau, qu'ils soient de la matière organique ou inorganique particulaire ou des substances dissoutes, affectent sa couleur (Bukata et al., 1995). Les eaux côtières sont en général verdâtres. Il y a deux facteurs contribuant à la couleur bleue de l'océan aux faibles latitudes, lorsqu'il y a peu de production biologique (**Lozac'H, 2006**)(Figure 4).

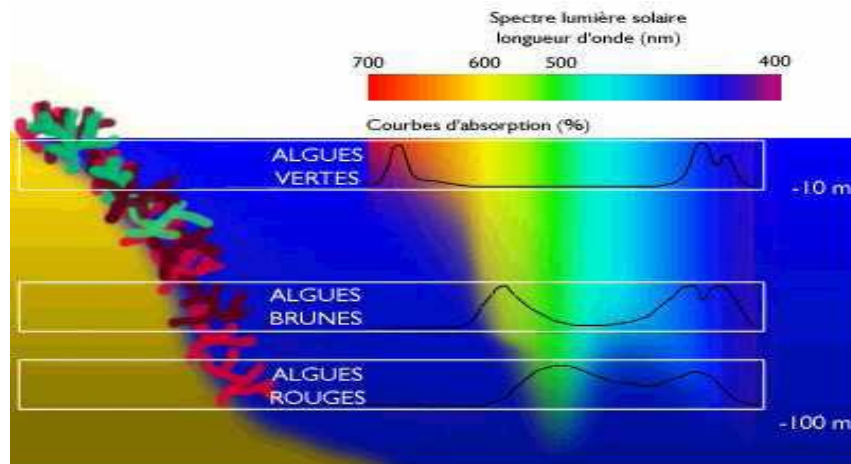


Figure 4 : Absorption de la lumière solaire en fonction des algues et de la profondeur.

De plus les composantes rouges et jaunes de la lumière solaire sont absorbées en quelques mètres, la seule composante susceptible d'être diffusée est donc le bleu. Dans les régions où la productivité biologique est importante, la chlorophylle contenue dans le phytoplancton absorbe la composante bleue et la lumière se décale vers le vert. L'analyse de cette couleur de l'eau se fait à l'aide de capteurs placés sur des plateformes satellitaires en orbite autour de la Terre (**Antoine, 1998 ; Bricaud et al., 1998**).

Les propriétés optiques d'une eau de mer, notamment les coefficients totaux d'absorption et de rétrodiffusion, résultent de la somme des contributions respectives des substances contenues dans l'eau (Sathyendranath et Morel, 1983):

$$a(\lambda) = a_w(\lambda) + a_y(\lambda) + a_{ph}(\lambda) + a_s(\lambda)$$

$$bb(\lambda) = bb_w(\lambda) + bb_{ph}(\lambda) + bb_s(\lambda)$$

Où a_w , a_y , a_{ph} et a_s sont, respectivement, les coefficients d'absorption de l'eau pure (indice w), des matières organiques colorées dissoutes (MODC) ou substances jaunes (indice y), des particules phytoplanctoniques (indice ph) et des particules minérales (indice s) ; bb_w , bb_{ph} et bb_s sont, respectivement, les coefficients de rétrodiffusion de l'eau pure, des particules phytoplanctoniques et des particules minérales (**Rangama, 2004**) (Figure 5).

- Picoplancton « pur » -> $S_f = 1$
- Microplancton « pur » -> $S_f = 0$
- Population mélangée -> $0 < S_f < 1$

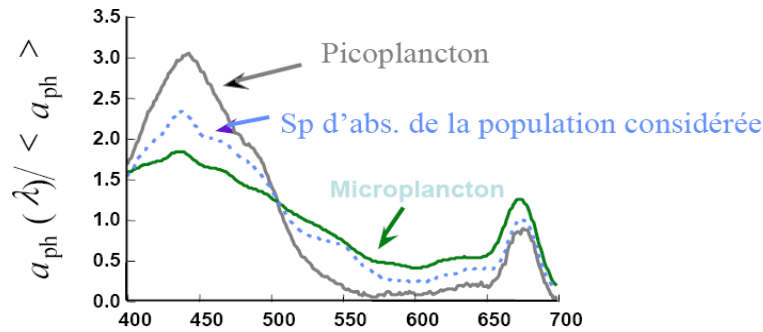
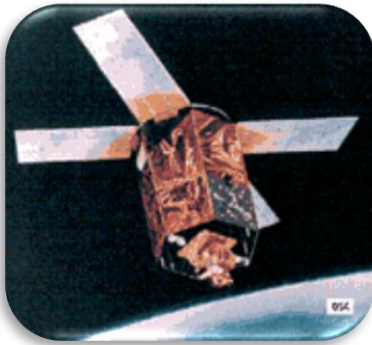


Figure 5 : Estimation de la forme du spectre d'absorption à partir de la taille du phytoplancton (Morel et Bricaud 1981 ; Ciotti et al., 2002, in Antoine et Morel, 1994).

VIII. Présentation du capteur SeaWiFS

Le capteur SeaWiFS (Sea-Viewing Wide Field-of-view Sensor), à bord du satellite SeaStar (Figure 6), a été lancé le 1^{er} août 1997, dans le but de fournir des données sur les propriétés bio-optiques de l'eau et des principaux paramètres biologiques, notamment la chlorophylle *a* à la surface des océans (Lozac'H L., Gohin F. et Oger-Jeanneret E., 2006). Les bandes spectrales utilisées par SeaWiFS sont présentées dans le tableau suivant.



Bandes	Longueurs d'onde
1	402-422 nm
2	433-453 nm
3	480-500 nm
4	500-520 nm
5	445-565 nm
6	660-680 nm
7	745-785 nm
8	845-885 nm

Figure 6 : Photo du satellite SeaStar et le tableau des bandes spectrales utilisées par SeaWiFS.

VIII.1. Principe de la mesure

La couleur de la surface des océans dépend des différentes particules en suspension (phytoplancton et sédiment), ainsi que de certaines substances dissoutes colorées (substances jaunes ou CDOM (Colored Dissolved Organic Matter)). La mesure par SeaWiFS des radiances dans différentes longueurs d'ondes permet d'obtenir une information quantitative sur les concentrations en éléments contenus dans l'eau. En plus des 6 canaux dans le visible, SeaWiFS mesure deux radiances dans le proche infrarouge (765 nm et 865 nm).

Les capteurs type « couleur de l'eau » sont des capteurs passifs ; le signal mesuré par le capteur satellite correspond à la réflectance de l'irradiance solaire par la couche supérieure océanique, mais aussi à la diffusion atmosphérique qui représente plus de 80% du signal dans les eaux claires. Le signal corrigé de l'effet atmosphérique est représentatif à 90% d'une couche d'épaisseur égale à l'inverse du coefficient d'atténuation diffuse. Selon les espèces dissoutes et en suspension, cette profondeur peut varier de quelques dizaines de centimètres en zone estuarienne, à plus d'une dizaine de mètres dans les eaux claires océaniques (Gross, 2001 ; Loyer, 2001).

Ces capteurs mesurent l'intensité des rayonnements par la surface des océans (water-leaving radiance) dans différentes gammes de longueurs d'onde (bandes). La radiance de l'eau ainsi mesurée tient compte des interactions avec la colonne d'eau et les particules.

Chaque composant ayant une signature spectrale qui lui est propre, il est possible, à partir de ces mesures, d'en déterminer la concentration (**Morel et Prieur, 1977 ; Gordon et Morel, 1981, in Antoine, 1998**). La détermination de ces concentrations permettra d'estimer la productivité primaire du phytoplancton et donc d'évaluer son état de santé qui est le témoin direct d'une éventuelle pollution des eaux (**Potier, 2006 ; Jacquet, 2008 in Bricaud, 2008**)

Chapitre II :Zone d'étude.

I. Cadre du travail et zone d'étude

I.1. Cadre du travail

Les objectifs de ce travail, étant l'étude de la couleur des eaux marines de la baie d'Alger, ainsi que la distribution des paramètres chimiques, physiques et biologiques (teneurs en chlorophylle, biomasses phytoplanctoniques...).

I.2. Présentation de la zone d'étude

Les stations d'étude se situent dans la baie d'Alger (figure.), s'étendant approximativement de longitude 03°.14'.50 Est à longitude 03°.00'.40 E et de latitude 36°49'35 N à latitude 36°49'50 N, sur plusieurs radiales orientées pour la plupart de la côte vers le large.

I.2.1. Situation géographique de la baie d'Alger

La baie d'Alger (Figure 7) est très vaste, elle occupe la partie centrale de la côte algérienne. Elle s'inscrit en creux dans la plaine de Mitidja de forme semi-circulaire. Elle s'étend sur 10 miles d'Est en Ouest, et de 3.8 milles du Nord au Sud. Elle est délimitée au Nord par la mer Méditerranée, à l'Est par le cap Matifou (3°18' Est), à l'Ouest par la pointe Pescade (3° 00' Est) (Leclaire, 1972).

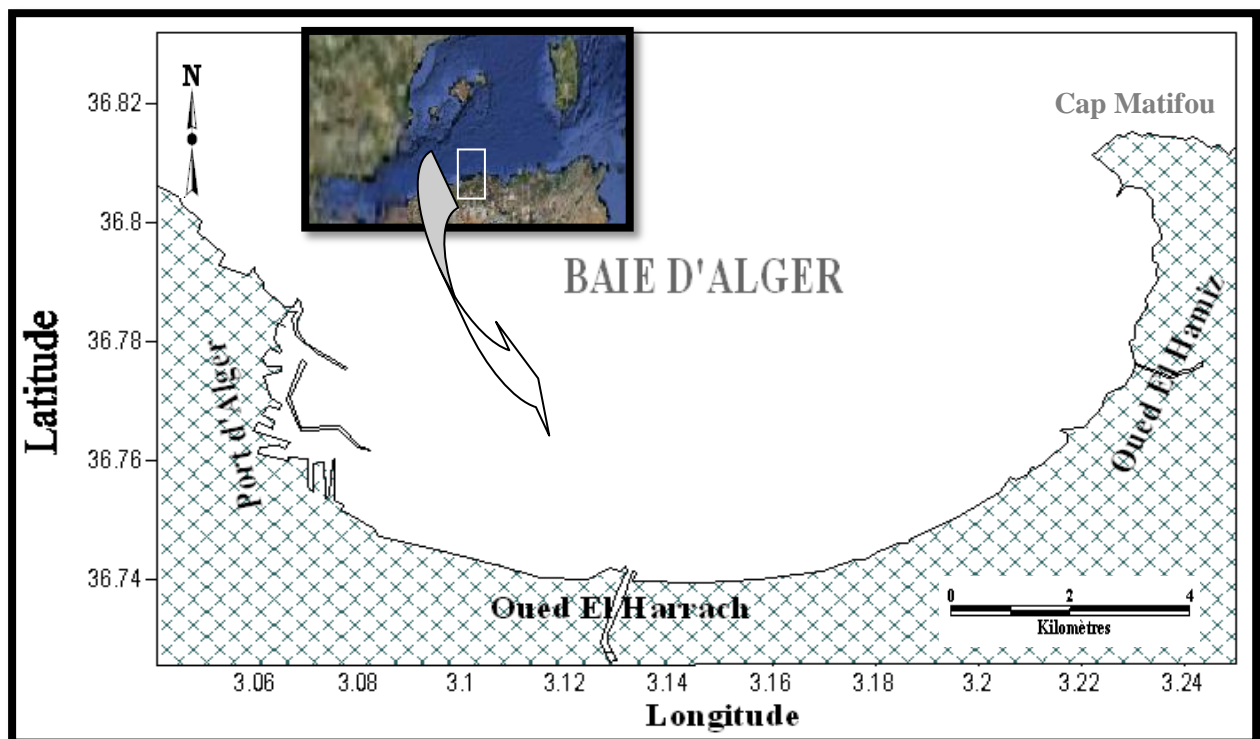


Figure 7: Carte géographique de la baie d'Alger.

I.2.2. Les facteurs climatiques

La connaissance des conditions météorologiques et hydrologiques de la baie d'Alger est très importante pour une bonne compréhension des régimes hydrodynamiques régnant sur la distribution des paramètres physiques, chimiques et biologiques étudiés, ainsi que la dispersion des polluants.

a) Les vents

Selon le travail de **Maouche (1987)**, Le régime et la vitesse des vents dans la région d'Alger sont caractérisés par :

- Des vents de secteur NE : qui sont les plus fréquents et mieux marqués en été, leur vitesse se répartisse entre 1 et 30 nœuds.
- Des vents de secteur W-SW, bien représentés eux aussi, soufflent principalement en hiver, de 6 à 10 nœuds.
- Des vents de secteur S-SE : qui sont les moins représentés, ils sont marqués en automne et en hiver, leur vitesse est de 6 à 10 nœuds.

b) La température de l'air et les précipitations

De la courbe des moyennes des précipitations et des températures sur une période de 10 ans (1993-2003) (Annexe I , tableau 2). La région d'Alger est caractérisée par un climat de type méditerranéen avec des étés chauds et secs et des hivers tempérés doux et humides (Figure 4), et cela à partir des données de l'Office National de la météorologie (O.N.M) 2003 de Dar El Beida (in Bachouche, 2003). (Figure 8)

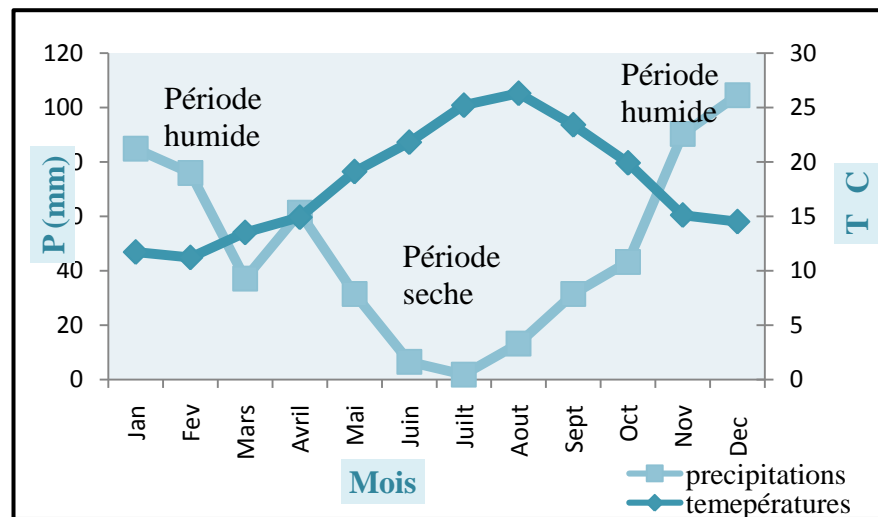


Figure 8 : Diagramme ombrothermique (1990 – 2003) station Dar El Beida.

c) Les températures de l'air

A partir du tableau 1, on voit que la baie d'Alger est caractérisée par des températures moyennes mensuelles variant entre 11,7 C° et 26,3 C°. Ainsi nous avons à partir des données relatives aux températures : le mois d'Août avec une moyenne de 26,30 C°, est le mois le plus chaud, et Janvier avec une moyenne de 11,7 C°, est le mois le plus froid.

De cette analyse, la baie d'Alger possède par un climat à deux saisons bien contrastées :

- ✓ Une saison froide : qui s'étend du mois de Octobre jusqu'au mois d'Avril avec une moyenne de 14,11 C°.
- ✓ Une saison chaude, allant du mois de Mai au mois de Septembre avec une moyenne de 23,16 C°.

d) Les précipitations

Dans la baie d'Alger, les pluies sont importantes en automne et surtout en hiver. La période pluvieuse s'étale du mois de Septembre jusqu'au mois de Mai avec une moyenne maximale de 104,57 mm en mois de Décembre, alors que la période d'été est pratiquement sèche, avec une moyenne mensuelle en mois Juillet de 1,73 mm. Donc, les valeurs moyennes mensuelles des précipitations exprimées en Millimètre du tableau 1 mettent en évidence deux saisons :

- ✓ Une saison humide qui s'étale du mois de Septembre ou mois de Mai avec un moyenne mensuelle enregistrée de 31,40 mm cette moyenne s'élève progressivement jusqu'au mois de Décembre ou elle atteint le maximum de 104,54 mm. De là, elle diminue graduellement jusqu'au mois de Mai avec une moyenne mensuelle de 31,36 mm.

✓ Une saison sèche qui est plus courte que la précédente qui s'étale du mois de Juin avec une moyenne mensuelle de 6,47 mm, ou mois de d'Août, avec une moyenne mensuelle de 13,18 mm. Remarquant que le mois de Juillet est le sec avec une moyenne mensuelle de précipitation de 1,73 mm.

I.2.3. La bathymétrie

Une carte bathymétrique révèle une morphologie sous-marine régulière sans accèdent topographiques majeur, la pente continentale passe du massif de la Bouzaréah au cap Matifou d'une façon quasi rectiligne, les isobathes sont régulières et parallèles à la côte et la distance qui sépare deux isobathes est d'environ 6 milles descendante en pente douce et uniforme de 0 à 100 m ($0^{\circ}35'$) (Leclaire, 1972).

La carte bathymétrique (Figure 9) constitue un document fondamental, et nécessaire pour reconnaître et interpréter la morphologie sous-marine.

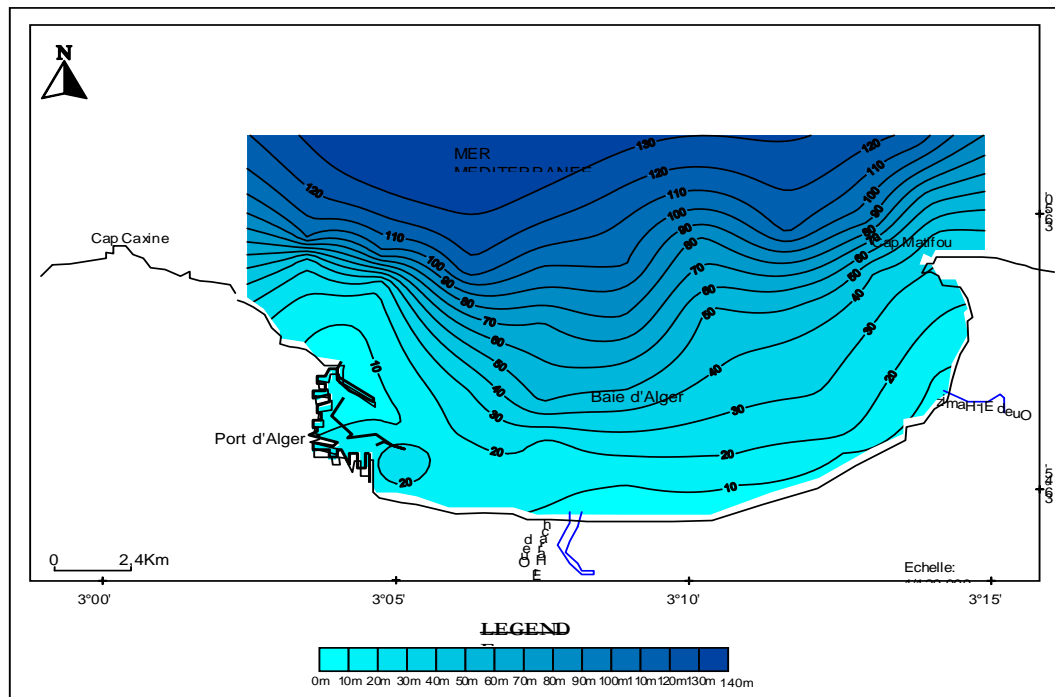


Figure 9 : Carte bathymétrique de la baie d'Alger (Houma-Bachari, 2007).

I.2.4. Réseau hydrographique

La baie d'Alger est alimentées par Oued El Harrach et Oued El Hamiz, ces cours d'eau prennent leur source dans l'atlas Blidéen et traversent la plaine de la Mitidja avant de déboucher en mer.

Le régime hydrographique de ces oueds se caractérise par un long étiage de 6 mois et des crues observées surtout en hivers et rarement au printemps.

a) Oued El Harrach

Son bassin versant couvre une superficie 970 km², il englobe en plus d'oued El Harrach lui-même les oueds Djemââ, Smar à l'Est et Terro à l'Ouest. Il s'écoule du Sud vers le Nord à travers l'atlas Blidéen, la Mitidja et le Sahel où finalement il se jette à la mer.

C'est un bassin difficile d'accès caractérisé par de fortes dénivelées, une végétation peu dense et une pluviométrie importante. A ces facteurs d'érosion s'ajoute le caractère torrentiel de l'oued, qui en faveur d'une forte érosion et d'un alluvionnement important (LEM, 1999, in Khedimi et Abderrahmani, 2008).

Le bilan des écoulements moyens annuels est de 5.4 m³/s. ce dernier reçoit tous les rejets urbains, industriels et agricoles, qui influe sur la qualité physico-chimique et microbiologiques du milieu marin de la baie d'Alger, ainsi il provoque la rupture de l'équilibre du milieu naturel.

b) Oued El Hamiz

La superficie du bassin versant est de 160 km², son embouchure se situe près du cap Matifou.

La présence du barrage El Hamiz en amont réduit considérablement les apports solides venant en Mer (LEM, 1999, in Khedimi et Abderrahmani, 2008).

Ses principaux affluents sont: Oued Segia et oued Barek.

I.2.5. Facteurs hydrodynamiques

Le rôle des vagues et houles sur la dynamique littorale et des courants, sera déterminer par l'étude du facteur hydrodynamique de la baie.

a) La houle

Etant le facteur le plus important dans la dynamique sédimentaire des petits fonds, sa direction de propagation est liée à celle du vent et de la profondeur, tant que la profondeur est plus grande que la longueur d'onde de la houle. Ainsi la houle de la baie d'Alger suit celui le régime des vents, qui est un régime saisonnier comme pour le reste de la marge algérienne (Leclaire, 1972). En hiver, les houles sont de direction W-NW (300 °) et en été elles sont de direction N-NE (20°-40).

b) Les courants

La mer méditerranée est connue par son excès d'évaporation par rapport aux apports fluviaux et aux précipitations, ceci est responsable d'une baisse de niveau de la mer estimée à 1m/an, ce déficit est compensé par un flux entrant (de 31600 Km³/ an) d'eau atlantique, par le détroit de Gibraltar. Ces eaux (de S < 36,5 PSU), au fur et à mesure de leur progression vers l'Est, elles se « méditerranisent » le long des côtes Algériennes. D'où l'appellation du courant algérien.

Les côtes algériennes sont plus ou moins influencées par ce courant, qui agit sur la distribution des facteurs physico-chimiques, nutritifs, biologiques voire sur la dispersion des polluants (Millot, 1989 in Kerzabi, 2004).

La baie d'Alger a la même circulation que le bassin algérien, ces masses d'eau sont décrites par (Kerzabi, 2004, Benzohra, 1993, in Chouikhi et al., 1993) comme suit :

- MAW (Modified Atlantic Water), ou l'Eau Atlantique Modifiée : elle constitue l'essentielle du courant algérien, qui est défini comme une veine de 30 à 40 Km de largeur et de 150 à 200 m d'épaisseur, c'est de l'eau océanique qui est modifiée par interaction avec l'atmosphère et le mélange avec les eaux méditerranéennes. Elle est caractérisée par des températures variables en surface (15 à 23° C), et des salinités variant de 36,5 à 38 psu. Ce courant circule d'Ouest en Est ayant des vitesses maximales de l'ordre 80-100 cm/s (Perkins et Pistek, 1990 ; Benzohra et Millot, 1995 in Kerzabi, 2004). Ce courant génère des upwellings côtiers plus ou moins intenses près des côtes (Millot, 1989, in Kerzabi, 2004). (Figure 10.a).

- WIW (Winter Intermediate Water), ou l'Eau Hivernale Intermédiaire, formée lors de convections hivernales dans le bassin Nord occidental (mer Catalane, golfe du Lion), elle se situe entre 150 et 250 m, avec un minimum relatif de température (~ 12,65 à 13,20° C) et une salinité d'environ 38,3 PSU.

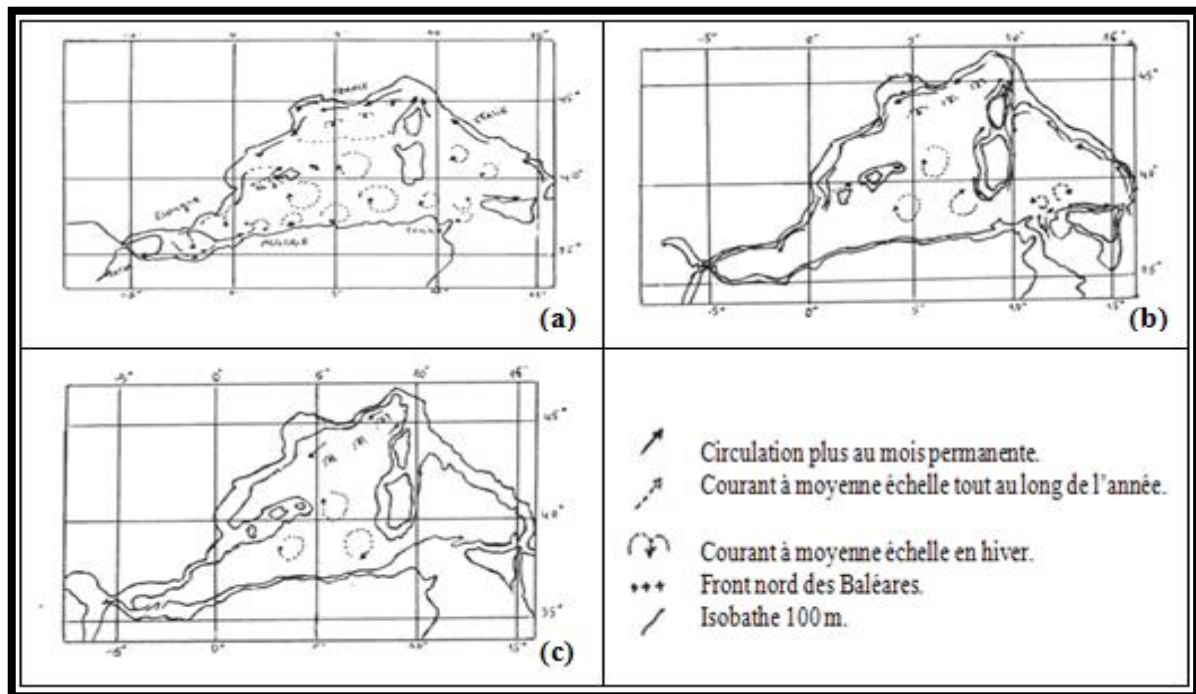
- LIW (Levantine Intermediate Water), ou l'eau Intermédiaire Levantine, formée en Méditerranée, elle se situe sous la WIW entre 250-300 m et 500-600 m est reconnaissable par des maxima relatifs de température potentielle (13,2 à 14° C). (Figure 10.b)

- DW (Winter Mediterranean Deep Water), ou l'Eau Méditerranéenne Profonde, située sous la LIW, elle est identifiable vers 600- 700 m par de faible température variant de 12,75 à 12,90° C et une salinité entre 38,42 et 38,47 PSU. Elle se forme au cours d'hivers rigoureux par le mélange de LIW et MAW. (Figure 10.c)

- BW (Bottom Water), ou Eau de Fond, ayant une épaisseur de quelques centaines de mètres. Episodiquement, elle se situe près du fond. Elle est relativement plus chaude et plus salée que l'eau profonde.

D'une façon générale, l'hydrologie de la baie est caractéristique des eaux atlantiques (Bernard, 1958, in Gaumer, 1981) dont la circulation varie en fonction du régime des vents. La baie largement

ouverte à l'ouest reçoit les eaux océaniques qui s'écouleraient à vitesse moyenne de trois nœuds avec un maximum en décembre et un minimum en juillet-août où les vents d'Est sont dominants (Allain et al., 1966, in Gaumer, 1981).



(a): Circulation de l'Eau Atlantique Modifier (MAW).

(b): Circulation de l'Eau Levantine Intermédiaire (LIW).

(c): Circulation de l'Eau Profonde (DW).

Figure 10: La circulation de l'eau dans le bassin algérien (Millot, 1988, Benzohra, 1993 in Chouikhi et al., 1993).

I.2.6. Etude sédimentologique

En baie d'Alger, la distribution des sédiments est fonction de la bathymétrie (Figure 11). Ainsi leur répartition et leur déplacement obéissent à la dynamique sédimentaire et à l'hydrodynamique locale.

La distribution générale des faciès, établie par Maouche, (1987), montre, d'après la composition globale des dépôts, trois types de faciès :

- **Faciès sableux** : Ils se limitent à la bordure littorale, entre 10 et 35 m de profondeur au droit des émissaires et en prolongement des caps, ou ils s'étendent à des profondeurs plus élevées, en direction du centre de la baie.
- **Faciès carbonates** : Ils sont réduits aux bordures rocheuses littorales et au fonds rocheux de la baie.
- **bordure Ouest** : La fraction carbonatée représente 30 à 35% du sédiment total jusqu'à des fonds de 35 à 50 m.
- **bordure Est** : Ce faciès s'étend à des profondeurs élevées au large du Cap Matifou, où la fraction carbonatée peut être supérieure à 35%.
- **le haut-fond du Matifou** : Même nature que le Cap Matifou; la fraction carbonatée constitue plus de 50% du sédiment.
- **Faciès pélitiques** : Ils occupent la partie centrale et septentrionale de la baie, on observe un envasement central avec 75 à 95% de fraction pélitique, avec deux invaginations de part et d'autre des oueds.

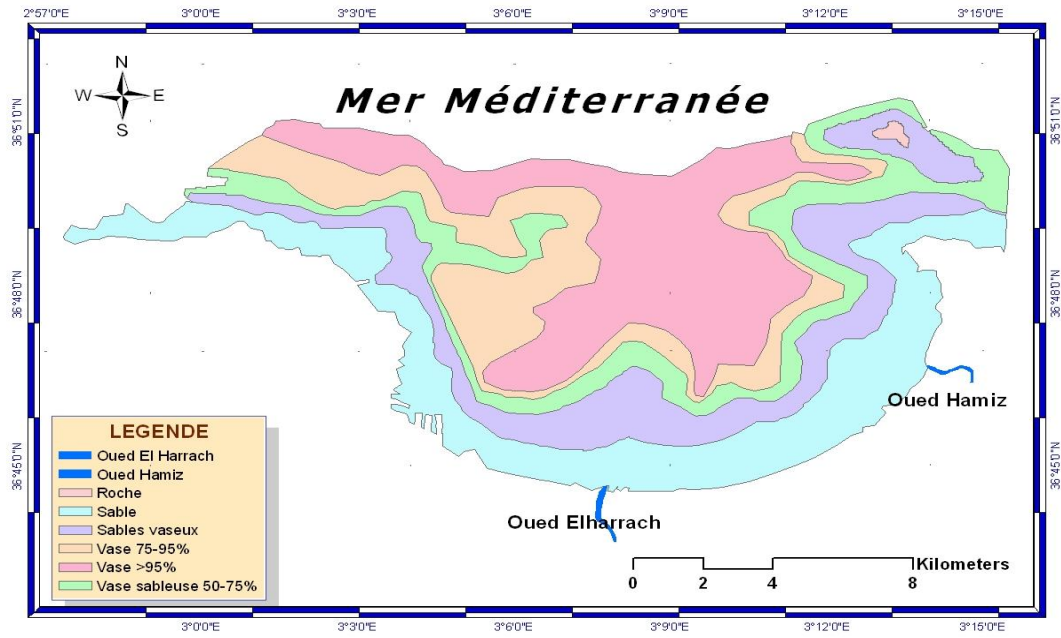


Figure 11: Carte sédimentaire de la baie d'Alger (Maouche, 1987).

Chapitre III : Matériel et méthodes.

Partie 1 : Matériels du laboratoire

II. Travail réalisé en mer

Dans le but d'avoir une variété de mesures et une vue sur l'état de la qualité des eaux dans la baie d'Alger, nous avons réalisé plusieurs prélèvements dans différentes stations.

A travers deux missions en mer à bord du bateau Scientifique M. S BENYAHIA, équipé d'un échosondeur et d'un G.P.S (*GLOBAL POSITION SYSTEM*), permettant d'avoir la profondeur maximale du fond et les coordonnées géographiques exactes des stations de prélèvement.

Lors de ces deux missions, nous avons couvert la totalité de la baie d'Alger. 128 échantillons ont été prélevés pour l'étude des paramètres physico-chimiques, chimiques et biologiques.



Figure 12: Photo de la bouteille Niskin utilisée.

Les échantillons ont été prélevés à différentes profondeurs selon les deux campagnes :

❖ **Sortie 1:** Du 19 au 24 Mars 2009, avec 37 stations de prélèvement et 74 échantillons en deux profondeurs 1m et 20 ou 25 m selon la profondeur maximale du fond.

❖ **Sortie 2 :** la sortie s'est faite en deux jour, le 5 et le 11 Mai. 18 stations en été échantillonnées sur 3 profondeurs (1, 5 et 10 m).

Lors des deux campagnes, la mesure des paramètres physicochimiques ($T^{\circ}\text{C}$, pH, oxygène dissous, pourcentage de saturation en oxygène, salinité, conductivité) ont été réalisés in situ, à l'aide des valises multiparamètres. Le disque de Secchi est utilisé pour la mesure de la transparence de l'eau par la mesure de la profondeur de Secchi 'D'. La filtration pour la mesure des matières en suspension et la chlorophylle a été réalisée à bord en utilisant le dispositif de filtration (Annexe 6, Planche 1).

Pour le paramètre biologique, le phytoplancton a été prélevé seulement pour les 18 stations de la deuxième campagne à l'aide de la bouteille Niskin (Figure 12). Les échantillons sont fixés pour l'analyse des espèces.

I.1. Choix et localisation des stations de prélèvement

Le choix des stations de prélèvement durant les deux campagnes n'a été pas fortuit, une carte a été faite au préalable, en prenant en compte les points chauds et les plus sensibles à la pollution des eaux tels qu'Oued El Harrach et Oued El Hamiz. Ainsi, des radiales verticales à la côte ont été réalisées dans la couche pélagique. Le tableau de l'annexe 1, tableau 1 donne les coordonnées, l'heure du prélèvement, la profondeur du fond et l'état de la mer lors des prélèvements et les cartes des figures 13 et 14 situent la localisation des stations d'échantillonnage durant la première et la deuxième mission respectivement.

Lors de la 1^{ère} sortie, trois échantillons ont été prélevés dans le port (P1, P2 et P3), Les stations E4 et I1 se situent respectivement en face des embouchures des Oueds El Harrach et El Hamiz et les stations I1 et AB sont les stations qui se situent le plus au large sur les deux extrémités Est et Ouest de la baie.

Alors que pour la 2^{ème} sortie, les stations 6 et 7 sont les plus proches de l'Oued El Harrach, pendant que la station 15 se situe plus au large de la baie d'Alger.

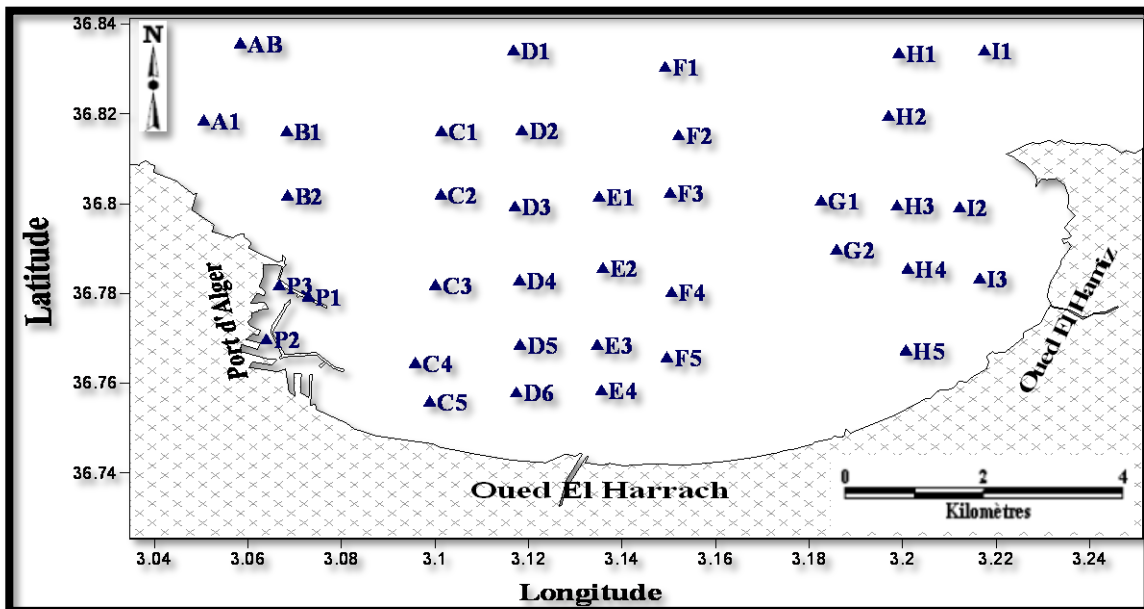


Figure 13: Carte de localisation des stations de prélèvement durant la première campagne en baie d'Alger.

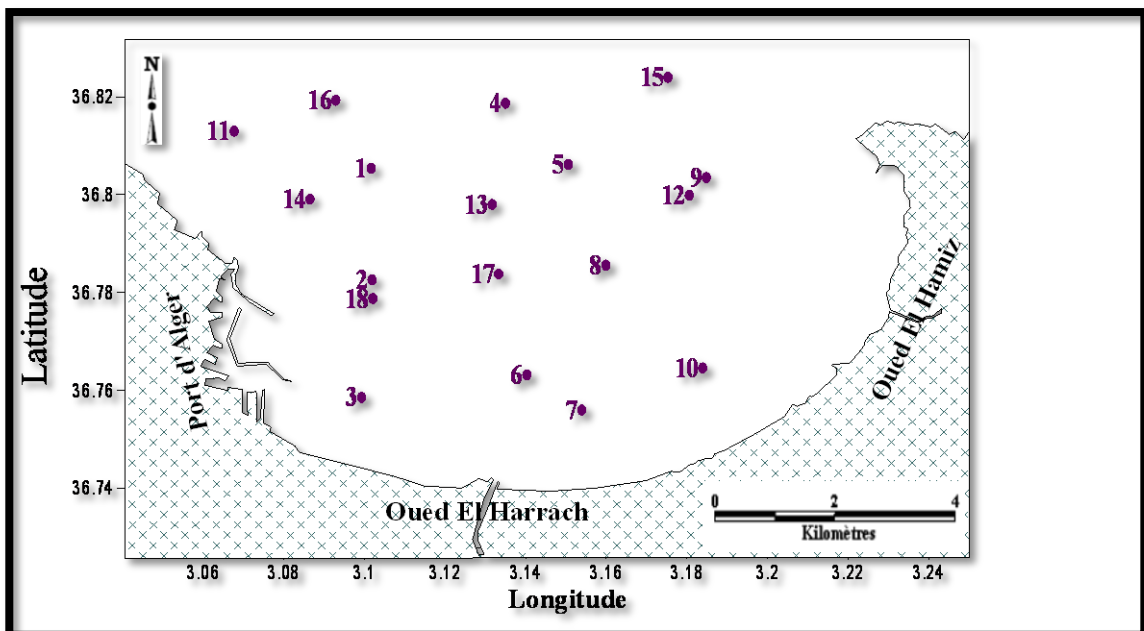


Figure 14: Carte de localisation des stations de prélèvement durant la deuxième campagne en baie d'Alger.

I.2. Matériels de prélèvement

Des échantillons d'eau de mer ont été prélevés du jour à l'aide des bouteilles de prélèvement de type NISKIN de capacité de 2,8 L (Figure 12), immergées à 1 m, 5m, 10m, 20 ou 25 m. Ces bouteilles sont ouvertes juste avant leur mise à l'eau et fermées aux profondeurs requises à distance à l'aide d'un déclencheur mécanique sous le choc d'un messenger qu'on laisse coulisser le long du câble du câble hydrographique auquel elles sont fixées. La détermination précise des immersions s'est effectuée à l'aide d'une poulie compteuse fixée au pontique. Puis les bouteilles sont remontées à bord du bateau.

I.3. Prélèvement des échantillons

Des flacons en polyéthylène de 125 et 250 ml ont été préalablement rincés à l'eau du robinet, puis rincé une deuxième fois à l'eau de acidulée à base de l'HCl diluée à 10%. Un autre rinçage est réalisé à l'eau distillée. Avant le prélèvement des échantillons définitifs, deux conditionnements des flacons ont été réalisés par l'eau destinée au prélèvement.

Pour chaque station, un flacon de 125 ml est rempli pour l'analyse de sels nutritifs, deux de 250 ml pour la matière en suspension (MES) et la chlorophylle. Ce dernier est mis directement à l'abri de la lumière dans un sachet noir. Tous les flacons de prélèvement sont ensuite conservés dans un congélateur pour une ultérieure analyse au laboratoire.

Lors de la deuxième mission la filtration pour la matière en suspension et la chlorophylle est réalisée sur le bateau.

Un étiquetage précis est élaboré pour une aisance reconnaissance des stations avant le remplissage des flacons.

II. Mesure des paramètres physico-chimiques (Figure 15)

A chaque station de prélèvement, nous avons effectué in situ l'analyse des paramètres suivants :

II.1. Mesure de la salinité et de la conductivité

Les valeurs de salinité et de Conductivité qui correspond à la chlorinité de l'eau de mer normale ont été effectués *in situ* à l'aide d'une valise du Conductimètre marque: *Wissenschaftlich technische werkstätten " WTW "*.

II.2. Le potentiel d'hydrogène

Tout comme pour l'oxygène dissous, le pH a été mesuré in situ, à l'aide d'un pH-mètre de marque : *Wissenschaftlich technische werkstätten* « WTW » et de type : PH 315 I/SET, muni d'une électrode en verre à compensation de température.

L'étalonnage a été effectué avec trois solutions étalons, préparées au préalable au laboratoire, dont les pH sont de 4, 7 et 9. L'électrode est plongée dans l'eau de mer à analyser qui reste jusqu'à la stabilisation de la valeur du pH affiché. Cette électrode est rincée à l'eau distillée entre chaque deux échantillon.

II.3. Mesure de la température

La mesure de la température (°C) a été effectuée in situ par un conductimètre, marque *Wissenschaftlich technische werkstätten " WTW "*, (température de 0 à 40° avec ± 0.1 °C de précision et pression de 500 à 1100 mbar).

II.4. L'oxygène dissous et saturation en oxygène

La mesure de la température, de l'oxygène dissous et de la saturation en oxygène a été effectuée in situ par la méthode électrochimique.

L'appareil utilisé est un oxymètre de type valise multi paramètre multiline WTW à calibration et compensation automatiques, muni d'une sonde électrolytique que l'on plonge dans l'eau de mer prélevée. La valeur de l'oxygène dissous s'affiche sur un petit écran en mg/l avec une précision de ± 0.1 %. L'appareil donne directement la conversion en du pourcentage de saturation en oxygène.



Figure 15: Photos des valises multiparamètres utilisées à bord du bateau.

III. Mesure des paramètres particulières

III.1. Détermination de la matière en suspension (MES)

Du fait de son impact sur la transparence de l'eau, la production primaire phytoplanctonique et sur les échanges physico-chimiques, chimiques ou biologiques avec l'eau de mer (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**). Ce paramètre est important à déterminer lors des études des milieux aquatiques.

III.1.1. Principe

Cette mesure consiste à filtrer l'eau sur une membrane poreuse afin de retenir les particules supérieure à $0.45 \mu\text{m}$ (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**). La différence de poids des filtres avant et après filtration permet de connaître la masse sèche totale de matières en suspension dans le volume filtré correspondant. La précision sur la concentration de MES dépendant du volume filtré et la sensibilité de la balance (**Rodier et al., 2005**). La norme française T90-105 AFNOR (1972) recommande l'utilisation des disques filtrants en fibre de verre (GF/F) de 0,45 de porosité pour les eaux côtières et les eaux du large (**Aminot et Chausse-Pied, 1983**).

III.1.2. Matériel utilisé

- Dispositif de filtration (bouteille de filtration, pompe sous vide).
- Disques filtrants en fibre de verre (ou filtre GF/F).
- Etuve de type WTB BINDER, à 65°C .
- Balance de précision de type Denver Instrument M- 220 D (au $1/10000 \text{ g}$).
- Eprouvette graduée de 250 ml et des pinces.

III.1.3. Mode opératoire

Il consiste en trois étapes

a) Préparation des filtres au laboratoire

- Les filtres GF/F sont mis dans l'eau acidulée (HCl à 1%) pendant une demi-heure, rincés abondamment à l'eau distillée, puis séchés à l'étuve pendant 24 heures à 70°C ;
 - Placer chaque filtre dans une boîte à filtre préalablement étiquetée, et placer dans un dessiccateur pour refroidir ;
 - Peser le filtre pour avoir $P_1 \text{ mg}$;

- Replacer aussitôt chaque filtre dans sa boîte, à l'abri de la poussière.

b) Filtration de l'eau de mer

Cette étape est réalisée sur le bateau lors de la deuxième sortie, alors que pour la première sortie, elle est réalisée au laboratoire, après conservation des échantillons dans un congélateur. Ainsi cette étape consiste à :

- Agiter l'échantillon prélevé avant sa filtration ;
- Mesurer aussitôt le volume à filtrer ($V_F = 250$ ml) ;
- Placer un filtre et le centrer dans le dispositif de filtration ;
- Verser l'échantillon sur le filtre et appliquer le vide et filtrer progressivement tout le volume mesuré ;
- Supprimer l'aspiration dès que le filtre est à sec et verser alors 5 à 10 ml d'eau distillée ;
- Remettre chaque filtre dans sa boîte numérotée ;
- Mettre les boîtes à sécher immédiatement.

c) Séchage et pesée des filtres

- Mettre les boîtes contenant les filtres, sans le couvercle, dans une étuve exempte de poussières à 70 °C pendant 2 h (STRICKLAND & PARSONS, 1972, et le protocole d'analyse AFNOR, 1972 ; APHA, 1980, in **Aminot et Chausse-Pied, 1983**) ;
- Laisser refroidir dans un dessiccateur et n'en sortir les filtres que juste avant la pesée ;
- Peser chaque filtre P_2 mg.

III.1.4. Calculs et expression des résultats

Le calcul de la concentration en MES s'est fait avec la formule suivante:

$$[MES] (mg/L) = \frac{(P_2 - P_1)}{VF} \times 1000$$

Où :

- P_1 : est le poids du filtre avant filtration;
- P_2 : est le poids du filtre séché après 24 heures;
- V_F : est le volume filtré de l'échantillon.

III.2. Détermination de la matière organique particulaire (MOP)

Le milieu marin contient naturellement des composés organiques provenant essentiellement des organismes vivants et de leur produit d'élimination et de dégradation.

La matière organique particulaire et la matière inorganique particulaire constitue la concentration des eaux en matières en suspension, ainsi étant un pourcentage important de la concentration de matières en suspension des eaux marines, la détermination de la MOP est défini le niveau de pollution organique favorisant un accroissement de la production primaire (**Rodier et al., 2005**).

III.2.1. Principe

Cette mesure consiste à calciner les filtres déjà utilisés pour la mesure de la concentration des matières en suspension. La teneur en matière inorganique particulaire est obtenue par la différence de poids des filtres avec les creusés avant et après calcination, ainsi la soustraction de la concentration de la matière inorganique particulaire de celle de la matière en suspension permet de connaître la masse de matière organique particulaire. La MOP est majoritairement d'origine phytoplantonique.

III.2.2. Matériel utilisé

- Four à moufle de CARBOLITE de type CWF 1200.
- Des creusés en porcelaine.
- La balance de précision de type Denver Instrument M- 220 D (au 1/10000 g).

III.2.3. Mode opératoire

Les filtres issus de la mesure de la concentration en MES, sont conservés afin de déterminer le charge des eaux en MOP dans un dessiccateur, dans la but d'éviter qu'ils absorbent l'humidité de l'aire;

- Après nettoyage des creusés pour leur enlever toute la poussière, numéroter les ;
- Peser les creusés vide pour avoir P₃ ;
- Plier chaque filtre en 4 à l'aide de deux pinces et le mettre dans un creusé ;
- Peser ensuite le creusé avec le filtre P₄ ;
- Placer les creusés dans le four à moufle et programmer la Température à 600°C ;
- Patienter que la température du four atteigne 600°C et commencer à compter 2 heures ;
- Une fois les deux heures écoulées, programmer une deuxième fois la descente progressive de la température jusqu'à elle atteigne 100°C ;
- Retirer les creusés à l'aide d'un bras métallique et les mettre dans un dessiccateur ;
- Une fois refroidis, peser les filtres calciné pour la dernière fois P₅ ;

III.2.4. Calculs et expression des résultats

Le calcul de la concentration en MES s'est fait avec la formule suivante:

$$[MOP](mg/L) = (P_4 - P_3) - (P_5 - P_3)$$

Où :

P₃ : est le poids du creusé vide ;

P₄ : est le poids du creusé avec le filtre avant calcination ;

P₅ : est le poids du creusé avec le filtre après calcination.

III.3. La transparence de l'eau

La mesure de la transparence de l'eau est réalisé in situ par la méthode la plus ancienne et qui consiste à la mesure de la profondeur « Secchi » (datant de 1866; Tyler, 1968). Cette méthode est simple, rapide et économique. Cette méthode sert à évaluer la profondeur de pénétration verticale de lumière dans l'eau.

III.3.1. Principe

Le principe repose sur la mesure de la profondeur de disparition d'un repère blanc, dit disque de Secchi. La précision de cette méthode est faible et non déterminée (Aminot et Kérouel, 2004).

III.3.2. Matériel

Le matériel consiste en un disque d'environ 30 cm de diamètre couleur blanc, lesté et suspendu. Le disque a des quartiers alternés noirs et blancs, leur intérêt n'est pas évident (Golterman *et al.*, 1978, in Aminot et Kérouel, 2004). Le mode opératoire consiste à laisser descendre horizontalement le disque et mesurer la profondeur à partir de laquelle il cesse d'être visible à l'œil, dite 'profondeur Secchi'.

IV. Analyse chimique des sels nutritifs

IV.1. Méthode d'analyse

Les méthodes utilisés pour le dosage des sels nutritifs (NO₃⁻, NO₂⁻, PO₄³⁻, SiO₂ et NH₄⁺) est le dosage par colorimétrie à flux continu et automatisé sur l'appareil « Auto Analyser San Plus » S.F.A.S troisième génération (Annexe 6, Figure 2) selon les protocoles définis par SKALAR® 1998.

IV.1.1. Définition de la colorimétrie

Cette méthode est l'une des méthodes de dosage chimique des sels nutritifs basée sur l'absorption de la lumière par la solution analysée. Elle est appelée aussi photométrie ou absorptiométrie.

La colorimétrie est basée sur la loi de Beer-Lambert qui est défini comme suit :

Loi de Beer-Lambert

L'absorption et la transmission sont deux phénomènes auxquels est soumise une substance d'épaisseur (L) traversée par un faisceau lumineux monochromatique. Les quantités de lumières absorbées (Absorbance) et transmises (transmission) obéissent à la loi de Beer-Lambert.

$$A = Ln I_0 / I = \epsilon.L.C$$

Où :

I_0, I : est l'intensité lumineuse incidente et émergente du milieu absorbant ;

A : est l'absorbance ou densité optique ;

ϵ : est le coefficient d'extinction moléculaire ;

L : est le trajet optique (épaisseur du milieu absorbant) ;

C : est la concentration du milieu absorbant.

IV.1.2. Matériel utilisé

- Auto-analyzer SAN plus System de marque SKALAR®, 1998;
- Bi-distillateur MILLI-Q® Reagent Water System ;
- Des micropipettes Fortuna ® avec éjecteur d'embouts de type DIGITAL , une de 200 à 1000 μ l et l'autre de 20 à 250 μ l, ainsi que des fioles de 100 et 500 ml ;
- Balance, Spatule, entonnoir et bécher et la hôte.

IV.2. Dosage chimique des sels nutritifs

IV.2.1. Principe général

Le principe de dosage des sels nutritifs est basé sur une réaction de coloration. En effet ces sels réagissent dans certaines conditions (T°C, pH, Catalyseur ...) avec des réactifs spécifiques pour donner naissance à une coloration absorbant la lumière à une certaine longueur d'ondes (λ).

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

IV.2.2. Etalonnage

Cette opération nécessite la préparation pour chacun des éléments à analyser une solution mère et une solution fille (**voir après**).

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 (**Tableau 1 dans l'annexe 2**). 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.

IV.2.3. Principe de dosage de l'Azote ammoniacal (NH_4^+)

Le constructeur SKALAR a adapté la procédure automatisé par Thé pour la détermination de l'ammonium pour l'analyse de l'eau de mer, qui est basé sur la réaction de Berthelot (1859) modifiée par Thé. Elle s'applique à des concentrations allant de 2 à 100 ppb N.

En milieu alcalin ($8 < \text{pH} < 11,5$), l'ammonium dissous réagit sur l'hypochlorite pour former une monochloramine. Ce composé, en présence de phénol et d'un excès d'hypochlorite (milieu oxydant) donne lieu à la formation d'un bleu indophénol. Après oxydation un composé coloré vert est formé. La réaction de Thé est catalysée par le nitroprusside de sodium. Le composé formé dans un maximum d'absorption qui se fait à une longueur d'onde de 630 nm (SKALAR® 1998).

d) Les réactifs et les standards

Pour la préparation des réactifs et des standards c'est faite selon le protocole du producteur SKALAR®, 1998 (voir la partie I de l'annexe 3).

e) **Mode opératoire**

- o Temps de prélèvement de l'échantillon est de 60 secondes ;
- o Temps de rinçage est de 60 secondes ;
- o Temps de stabilisation du système est de 20 minutes approximativement ;

f) **Etalonnage** (Figure 16)

Une série de six standards est préparée à chaque analyse (quotidiennement). La courbe d'étalonnage établie est une droite qui a pour forme $y = 480,5x$ et un coefficient de corrélation $R^2 = 0,998$. La loi de Bée Lambert est vérifiée jusqu'à plus de 10 $\mu\text{mole/l}$.

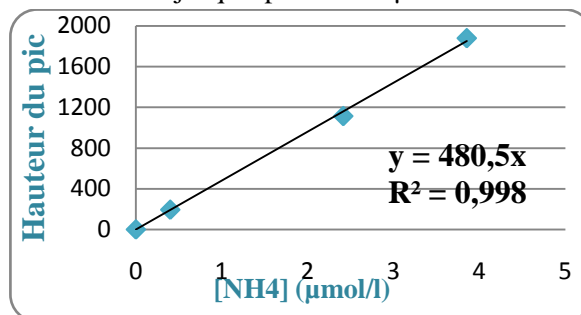


Figure 16: Courbe d'étalonnage de l'ammonium (NH_4^+).

IV.2.4. Principe de dosage des Nitrates et Nitrites (NO_3^- et NO_2^-)

La méthode est basée sur la réduction des nitrates en nitrites par passage de l'échantillon sur une colonne de cadmium traité au cuivre (Wood *et al.*, 1967, in Aminot et Kérouel, 2004).

Après cette réduction les nitrites sont dosés selon les conditions réactionnelles décrites par Bendsneider et Robinson (1952) (in Aminot et Kérouel, 2004). Cette méthode automatisée s'applique à des concentrations allant 1 à 100 ppb N.

En effet, les nitrites forment un diazoïque par réaction avec la sulfanilamide en milieu acide ($\text{pH} < 2$). Ce composé formera ensuite, en présence de N-naphtylethylene di-amine, un composé azoïque de couleur rosée absorbant un maximum de lumière à 540 nm (SKALAR®, 1998).

a) **Préparation des réactifs et des standards** (voir partie II de l'annexe 3).

b) **Activation de la colonne réductrice de Cadmium** (Voir partie II.3. de l'annexe 3).

c) **Procédure de remplissage de la colonne**

- o Des granules de cadmium de Thé sont mélangés au \pm la solution d'acide chlorhydrique de 30 ml (4N) ;
- o Remuez approximativement pendant 1 minute ;
- o Lavez l'acide libre avec de l'eau distillée ;
- o Ajoutez 50 ml de la solution de sulfate de cuivre et remuez pendant 5 minutes jusqu'à la disparition de la couleur bleue et l'apparition de particules colloïdales rougeâtres ;
- o Rincer les grains de cadmium plusieurs fois à l'eau distillée.
- o Mettre les grains dans une solution de chlorures d'ammonium à 6,9%. A partir de cet instant, les grains ne doivent plus être en contact avec l'air ;
- o Remplir soigneusement la colonne avec les grains de cadmium traité à l'aide d'un entonnoir et placez la colonne dans le système.

d) **Etalonnage**

Deux séries de six standards est préparée à chaque analyse (quotidiennement). Les courbes d'étalonnage établit ont pour forme :

Pour NO_3^- : $y = 470,4x$ avec $R^2 = 0,997$ (Figure 17) ;

Pour NO_2^- : $y = 3051x$ avec $R^2 = 0,995$ (Figure 18) ;

En général, la loi de Bée Lambert est vérifiée jusqu'à 35 $\mu\text{mole/l}$ (Boulahdid, 1987 in Guellati, 2003).

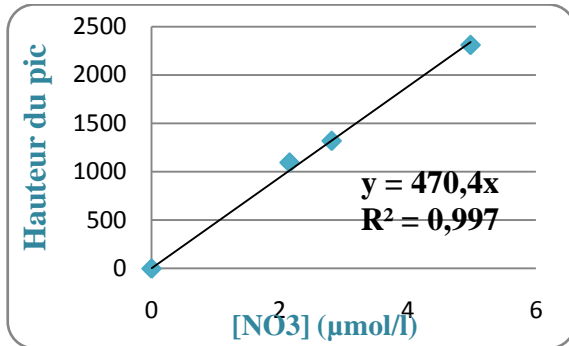


Figure 17: Courbe d'étalonnage des nitrate (NO_3^-).

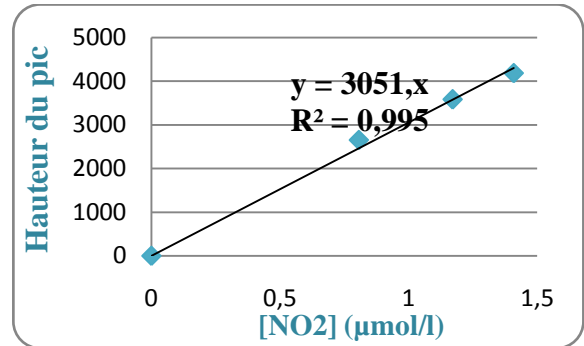


Figure 18: Courbe d'étalonnage des nitrites (NO_2^-).

V.2.5. Principe du dosage des Orthophosphates (PO_4^{3-})

Sa méthode d'analyse est la colorimétrie du bleu phosphomolybdique, qui est basée sur la réaction de **Deniges** (1920) selon la méthode de **Murphy & Reily** (1962) (in **Aminot et Kérouel, 2004**). Cette méthode est utilisée et appliquée à l'eau de mer avec une concentration en orthophosphates allant de 2 à 100 ppb.

Le molybdate d'ammonium et le tartrate d'antimoine de potassium réagissent à une température de 40°C (bain marie) dans un médium acide avec les solutions diluées du phosphate pour former un composé d'antimoine-phospho-molybdate. Ce composé est réduit à un composé intensément bleu-coloré par l'acide ascorbique à un maximum d'absorption à 880 nm.

a) **Réactifs et standards du dosage des Orthophosphates (PO_4^{3-})** (voir partie III de l'annexe 3).

b) Mode opératoire

- L'appareil doit être allumé une demi-heure à une heure avant l'analyse pour la stabilité de l'énergie ;
- La cuve de mesure dans le trajet optique est de 50 mm ;
- Le filtre monochromatique est à 880 nm ;
- La sensibilité du standard le plus élevé 100 ppb P est à ± 150 A.U ;
- Le temps d'échantillonnage est 60 secondes ;
- Le temps de rinçage est de 60 secondes ;
- Le temps de stabilisation du système hydraulique est de l'ordre de 20 minutes.

c) Etalonnage

Une série de six standards est préparé à chaque analyse (quotidiennement). La courbe d'étalonnage établit a pour forme $y = 397,7x$ et un coefficient de corrélation de $R^2 = 0,998$ (Figure 19).

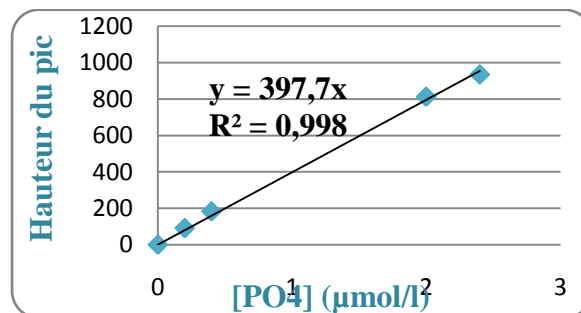


Figure 19: Courbe d'étalonnage des phosphates (PO_4^{3-}).

IV.2.6. Principe du dosage des silicates (SiO_2)

Le dosage de l'acide orthosilicique dans l'eau de mer est basé sur la méthode de **Mulin et Reily** (1955). Cette méthode a été adaptée à l'analyse automatisée et nous avons utilisé la technique du

constructeur SKALAR. Cette dernière repose sur la formation de l'acide silicomolybdique, non affectée par la salinité proposée par **Smith et Milne (1981)** (in **Aminot et Kérouel, 2004**).

Sa mesure est basée sur la formation d'un complexe silicomolybdique par la réaction des silicates avec le molybdates d'ammonium en milieu acide. Ce complexe sera par la suite réduit par l'acide ascorbique en donnant naissance à un composé colore en bleu absorbant à 810 nm. L'acide oxalique est ajouté pour éviter les interférences des phosphates.

a) **Préparation des réactifs et des standards** (voir partie IV de l'annexe 3)

b) **Mode opératoire**

- L'appareil doit être allumé pendant une heure avant l'analyse pour la stabilité de l'énergie.
- La cellule du flux dans le trajet optique est de 15 mm ;
- Le filtre monochromatique est à 660 nm ;
- La sensibilité du standard le plus élevé 100 ppb Si est à ± 170 A.U.
- Le temps d'échantillonnage est 60 secondes ;
- Le temps de rinçage est de 60 secondes ;
- Le temps de stabilisation du système hydraulique est de l'ordre de 15 minutes.

c) **Etalonnage**

Une série de six standards est préparé à chaque analyse (quotidiennement). La relation $y = 391,4x$ est linéaire avec un coefficient de corrélation de $R^2 = 0,998$.

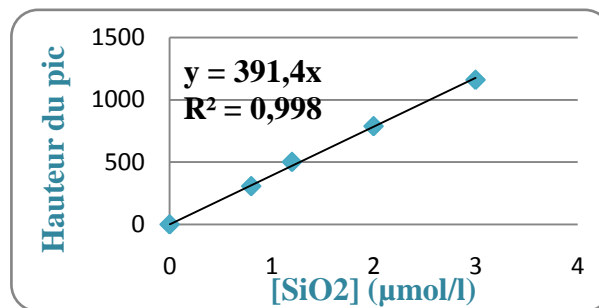


Figure 20: Courbe d'étalonnage de la silice (SiO₂).

V. Dosage de la chlorophylle par la Spectrofluorimétrie ultraviolet (S.F.U.V)

L'étude de la concentration en chlorophylle *a* du phytoplancton, prise en tant que marqueur de biomasse, est possible avec l'utilisation de la méthode fluorimétrique de **Yenstch Menzel (1963)** adapté par **Holm- Hansen et Reimann (1978)** pour l'extraction des pigments à l'aide du méthanol. La sensibilité a été considérablement accrue ainsi que le pouvoir de discrimination entre chlorophylle et phéopigments grâce à l'acidification des extraits (**Lemaire, 2002**).

La Fluorimétrie est une technique globale d'évaluation de la pollution organique du milieu marin a été développée. C'est une technique d'analyse de la chlorophylle appliquée par **Levy (1977)** et préconisée par le **C.I.O de l'U.N.E.S.C.O (1977)**, (**Marchand, 1983 et Roussel, 1983, in Bentebbal et Tichouti, 1999**) et elle a été décrite par **Raimbault et al., (1988)**, (in **Raimbault et al., 1992**).

V.1. Principe

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

V.2. Appareillage

V.2.1. Dispositif de filtration

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

V.2.2. Tubes de mesure

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

V.2.3. Centrifugeuse

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

V.2.4. Spectrophotomètre fluorescence

L'appareil utilisé pour la mesure de la chlorophylle est un spectrophotomètre de Fluorescence HITACHI, modèle 650 S, équipé d'une lampe « Xénon » qui est la source du rayonnement UV et des cellules en quartz de 1 cm de trajet optique (Annexe 6, Figure 3).

V.3. Réactifs

- Suspension carbonate de magnésium $MgCO_3$ à 1 % ;
- Solvant d'extraction : Méthanol pur pour analyse à 99,7 % ;
- Solution d'acide chlorhydrique 0,5N.

V.4. Mode opératoire

- Les échantillons d'eau de mer (250 ml) sont prélevés sur les bouteilles Niskin de la rosette ;
- Les échantillons de la première sortie sont contenus dans des flacons de 250 ml et sont mis directement après leur prélèvement à l'ombre et mis au congélateur pour leur conservation, alors que lors de la deuxième sortie, les échantillons sont filtrés directement ;
- Pour les deux sortie, la filtration c'est faite sur des filtres en fibre de verre Whatman GF/F de diamètre 25 mm, après ajout de quelques gouttes de $MgCO_3$;
- La dépression utilisée est toujours inférieure à 100 mmHg. Immédiatement après la filtration, le filtre est plié sur quatre et enrobé dans du papier aluminium déjà étiqueté. Ensuite les filtre sont conservés dans un congélateur ;
- Mettre le filtre dans un tube après son conditionnement avec du méthanol ;
- Ajouter 7 ml de méthanol à 99,7 % dans le tube contenant le filtre ;
- Le tube est ensuite bouché et placé à l'obscurité dans un réfrigérateur (5 °C), pour une période d'extraction de 30 minutes.
- Après 30 minutes d'extraction, placé dans la centrifugeuse à 3000 tours/min, pendant 2 minutes ;
- Allumer l'appareil et la lampe une heure avant les mesures ;
- Régler le zéro de l'appareil avec un tube témoin contenant un filtre vierge ayant subi les mêmes traitements que les échantillons, excepté la filtration du plancton ;
- Après ce délai la fluorescence de l'échantillon est mesurée sur le spectrophotomètre fluorescence dans la cellule en quartz ;

V.5. Etalonnage (Figure 21)

Les experts de la COI (1984) recommandent l'utilisation d'une solution de chlorophylle pure comme étalon de référence.

L'étalonnage est réalisé à l'aide d'une série de cinq standards, et un blanc du méthanol une droite d'étalonnage de la chlorophylle.

V.5.1. Préparation des standards

Les standards STD1, STD2, STD3, STD4 et STD5 sont préparés à partir de la solution de chlorophylle pure de concentration 100 µg/ml. Ils sont obtenus par dissolution de 1 mg de chlorophylle pure dans 10 ml de méthanol (Tableau 2).

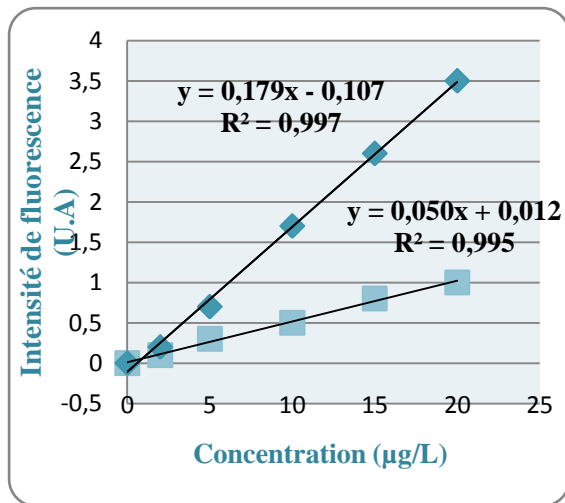


Figure 21: Droite d'étalonnage de la chlorophylle à 670 nm.

Tableau 2: Concentration des standards avant et après acidification.

	IF ₀	IF _a	Concentration (µg/L)
Méthanol	0	0	0
STD1	0,2	0,1	2
STD2	0,7	0,3	5
STD3	1,7	0,5	10
STD4	2,6	0,8	15
STD5	3,5	1	20

V.6. Mesure de l'intensité de fluorescence

Les experts de la C.O.I (1982), ont établi des conditions opératoires pour la mesure de l'intensité de fluorescence des mélanges de pigments présents dans la chlorophylle. Ces conditions disent que la lecture des intensités de fluorescence (IF) exige d'opérer dans les plus fortes longueurs, et qui sont les suivantes:

- Longueur d'onde d'excitation : 450 nm ;
- Longueur d'onde d'émission : 670 nm ;

Les fentes d'excitation et d'émission sont respectivement fixées à 2 nm et 20 nm.

- Après que ces conditions soient établie, on mesure l'Intensité de fluorescence IF₀ ;
- Ajouter 10 µl d'HCl dans la cellule, attendre 1 min puis lire l'intensité de fluorescence IF_a.

V.7. Mode de calcul des concentrations

Les concentrations de chlorophylle dans les extraits du méthanol sont déterminées à partir de la droite d'étalonnage.

L'intensité de la fluorescence est proportionnelle à la concentration de la chlorophylle. Cette relation est proportionnalité est une droite de la forme :

$$IF = a x + b$$

Où :

- IF**: Intensité de fluorescence en Unité Arbitraire (U.A).
- a** : Pente de la droite.
- x** : Concentration de la chlorophylle dans l'extrait en µg/l.
- b** : Ordonnée à l'origine.

La méthode apporte une correction pour la présence de phéopigments *a*, laquelle absorbe à une longueur d'onde voisine de la chlorophylle *a*. La mesure fluorométrique est effectuée avant acidification et après une acidification qui transforme toute la chlorophylle *a* en phéopigments *a* laquelle émet de la fluorescence avec moins d'intensité. Cette opération permet de corriger l'interférence des phéopigment *a* sur la chlorophylle *a* et, du même coup, de doser la phéopigment *a*.

Les concentrations du pigment phéopigment *a* et chlorophylle *a* sont mesurées selon la relation Les concentrations de la chlorophylle *a* sont évaluées d'après les formules de **Lorenzen** (1966) (in **Aminot et Chausse-Pied, 1983**):

$$[\text{Phéopigment } a] (\mu\text{g/L}) = \frac{IF_0 - IF_a}{K_0 - k_a} \times \frac{VE}{VF}$$

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

$$[Chlo a] (\mu g/L) = \frac{IF_0}{K_0} \times \frac{VE}{VF}$$

Où :

IF₀ : Intensité de fluorescence avant acidification (U.A) ;

IF_a : Intensité de fluorescence après acidification (U.A) ;

K₀ : Coefficient d'étalonnage établie avec de la chlorophylle *a* pure avant acidification ;

K_a : Coefficient d'étalonnage établie avec de la chlorophylle *a* pure après acidification ;

V_E : Le volume d'extraction (V_E = 7 ml) ;

V_F : Le volume de l'échantillon filtré (V_F = 250 ml).

VI. Peuplements phytoplanctoniques

VI.1. Prélèvement des échantillons

Les récoltes d'eau destinées à l'étude microscopique du phytoplancton ont été faites à l'aide de la bouteille Niskin. Pour chaque prélèvement, des échantillons de 500 ml ont été prélevés.

Le niveau 5 m a été retenu pour l'étude qualitative et quantitative du phytoplancton, car plusieurs auteurs le considèrent comme le niveau le plus productif en Méditerranée et le plus favorable au développement des diatomées (**Jacques, 1969 ; Léger, 1972 ; Travers, 1974 in Gaumer, 1981**).

VI.2. Fixation et conservation des organismes phytoplanctoniques

La fixation des échantillons a été réalisée immédiatement après leur prélèvement. Le fixateur utilisé est le lugol préparé selon la composition et les indications d'Utermöhl (**Travers, 1972 in Touahria, 1999**). Les échantillons sont conservés à l'obscurité à une température de 4°C.

VI.3. Méthode d'Utermöhl (1931, 1958)

Le lugol en solution acide est un fixateur bien adapté aux diatomées, aux nanoflagellés nus et aux dinoflagellés (**Lund, 1951 ; Utermöhl, 1958, Travers, 1969, in Gaumer, 1981**). Par contre, il ne convient pas pour les coccolithophoridés dont il dissout les plaques calcaires. Aussi le choix des cuves est très important. Les cuves de petit volume permettent, par la faible densité du seston, un examen plus facile du nanoplancton et une meilleure estimation quantitative (**Jacques, 1968 in Gaumer, 1981**). Les cuves de plus grands volume sont nécessaires quand la densité cellulaire est faible. On a utilisé les cuves de 100 et 50 ml à sédimentation Zeiss, la sédimentation a duré 24 heures (**Gaumer, 1981**).

VI.3.1. Protocole

L'échantillon (500 ml) était conservé au noir après ajout de lugol. Le comptage des cellules a été réalisé à l'aide de la méthode classique d'Utermöhl (1958). Homogénéiser l'échantillon et le concentrer dans des cuves de 50 ml et à 100 ml, l'analyse est faite à l'aide d'un microscope inversé Zeiss HBO 50/AC Axio vert 25 équipé d'une caméra HRC (Annexe 6, Figure 4). Les comptages étaient effectués aux grossissements 20X et 40X. La microscopie inversée ne permet pas l'identification de la plupart des espèces phytoplanctoniques, particulièrement les plus petites (comme les coccolithophoridés) est rarement possible.

VI.4. Identification des espèces phytoplanctoniques

Les identifications ont été faites, avec un microscope inversé, après sa sédimentation, la détermination des espèces phytoplanctoniques a été réalisée en utilisant les ouvrages suivants : **Boni et al., (2002) ; Carmelo et Tomas (1997) ; Ricard (1987) ; Kazumis et Yasuwo (2000) ; Cupp (1977) ; Peraguallo (1965); Nezan et al., (1997)**.

VI.5. Comptage des cellules phytoplanctoniques

La microscopie est une technique classique de dénombrement des microalgues. La principale critique faite à cette méthode est le temps nécessaire à l'analyse des échantillons (**Garibotti et al., 2003, in Jacquet, 2005**). Le comptage du phytoplancton a été fait sur toute la cuve.

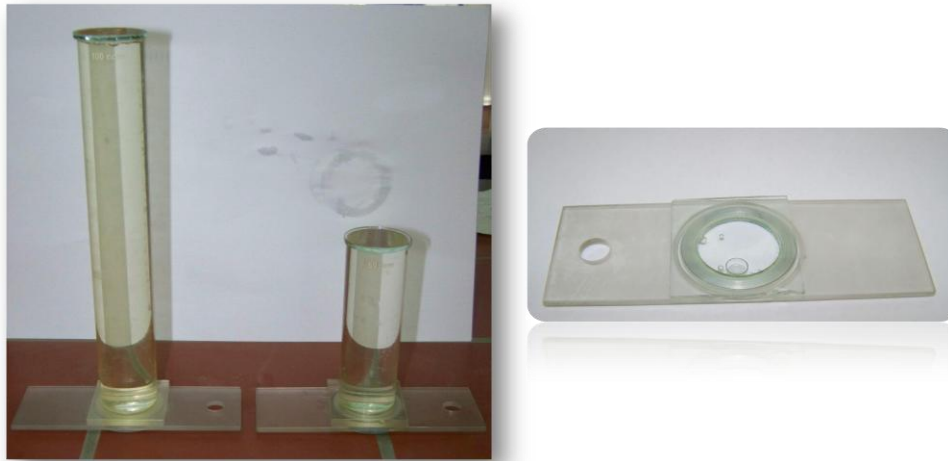


Figure 22: Sédimentation de la fraction phytoplancton dans des cuves d'Utermöhl de 50 et 100 ml et son observation dans la chambre d'Utermöhl.

Partie 2 : Outil d'étude -Les systèmes d'information géographique (SIG)-

I. Définition et finalité

De nombreuses définitions ont été proposées pour les systèmes d'information géographiques, traduisant leurs nombreuses facettes et accentuant l'aspect tantôt architectural tantôt fonctionnel.

Bordin, 2002, le définit comme un ensemble de données repérées dans l'espace, structuré d'une façon qui permet d'extraire commodément des synthèses utiles à la décision.

Un SIG peut être vu dans sa forme la plus simple comme un système de base de données dans lequel la plupart des données sont à référence spatiale.

Donc, un SIG est un « système informatique permettant, à partir de diverses sources, de rassembler, organiser, de gérer, d'analyser, de combiner, d'élaborer et de présenter des informations localisées géographiquement » (**Gilliot, 2000**).

Les utilisations courantes des SIG sont : la confection de carte, l'inventaire et gestion des ressources, la sélection d'un site, les plans d'urgence, les simulations d'effets environnementaux ainsi que la modélisation et l'intellectualisation du monde réel suivant différents prismes (**Combeau, 1004**).

II. Classification des Système d'Information Géographique

Selon les finalités attendues lors de l'utilisation du SIG, on a les catégories suivantes : (**Ben Fdhila, 2004**)

❖ **Le SIG descriptif ou d'observation:** qui a pour but principal de fournir une image synthétique du territoire. Cette description est souvent réalisée en suivant une thématique particulière, telles que: géographie, tourisme et récréations, conservation et gestion de la zone côtière, qualité et gestion des eaux. Le SIG descriptive peut aussi dresser un état des lieux qui peut être le résultat d'analyse de type spatiale, la représentation est généralement sous forme cartographique.

❖ **Le SIG de gestion :** Il permet la réunion, l'analyse et la cartographie d'éléments afin d'en faciliter la gestion et l'exploitation dans le cadre de procédures préétablies. Il est utilisé pour répondre à une question précise (planification, réalisation et entretien).

❖ **Le SIG de recherche ou d'étude:** Le SIG prend ici la forme d'un outil d'aide à la compréhension du fonctionnement des phénomènes étudiés, il permet les requêtes complexes sur des informations de nature diverses sur une zone d'étude afin de réaliser des analyses, de mettre en évidence des phénomènes ou comparer des solutions.

III. Composantes d'un Système d'Information Géographique

Un système d'information géographique est constitué par les composantes suivantes:

III.1. Matériels:

Le matériel d'un SIG est constitué du matériel informatique sur lequel opère le S I G, ce matériel est considéré à la fois comme:

- **Un matériel d'entrée de données ;** par la saisie, la collecte, et la transformation des données spatiales et thématiques, en format numérique.
- **Un matériel de stockage et de récupération des données :** organisation de données spatiales dans une forme permettant à l'utilisateur de les retrouver rapidement pour les analyses.
- **Manipulation et analyse des données.**
- **Le matériel de sortie de données :** il permet à l'utilisateur de générer l'affichage des graphiques, des cartes, et des tableaux représentant le produit obtenu.

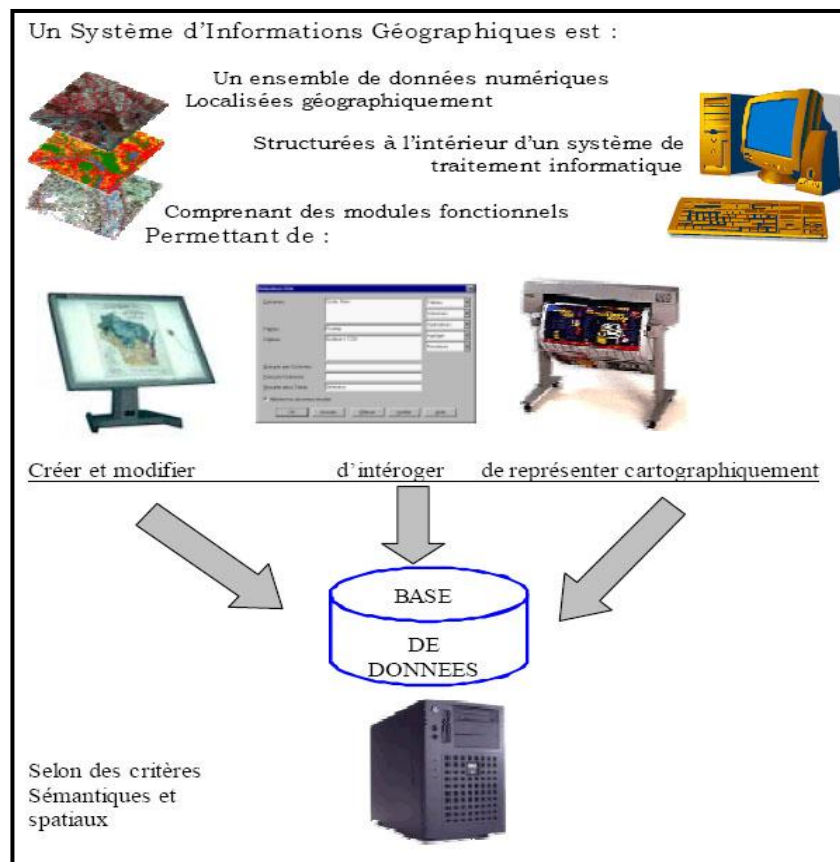


Figure 23: Résumé d'un SIG (Gilliot, 2000).

III.2. Logiciels

Les logiciels SIG fournissent les fonctions et outils nécessaires au stockage, à l'analyse et à l'affichage de l'information.

III.3. Données et base de données

Les données constituent le cœur même du SIG, par la création d'une base de données (BD). Cette dernière renferme à la fois les données cartographiques et les éléments cartographiques (Figure 24) (Borda, 200).

III.4. Méthodes

La mise en oeuvre et l'exploitation d'un SIG ne peut s'envisager sans le respect de certaines règles et procédures propres à chaque organisation.

Pour la démarche suivie, nous avons trois étapes ont été suivies pour réaliser ce SIG : l'acquisition des données, leurs intégrations et structurations, leurs visualisations.

III.5. Acquisition des données

Cette première étape de travail est la plus importante dans la réalisation d'un SIG.

Les données intégrées dans un SIG sont de deux types : les données descriptives ou thématique et les données à référence spatiale (géographiques) (Figure 24) (Thériault, 1996).

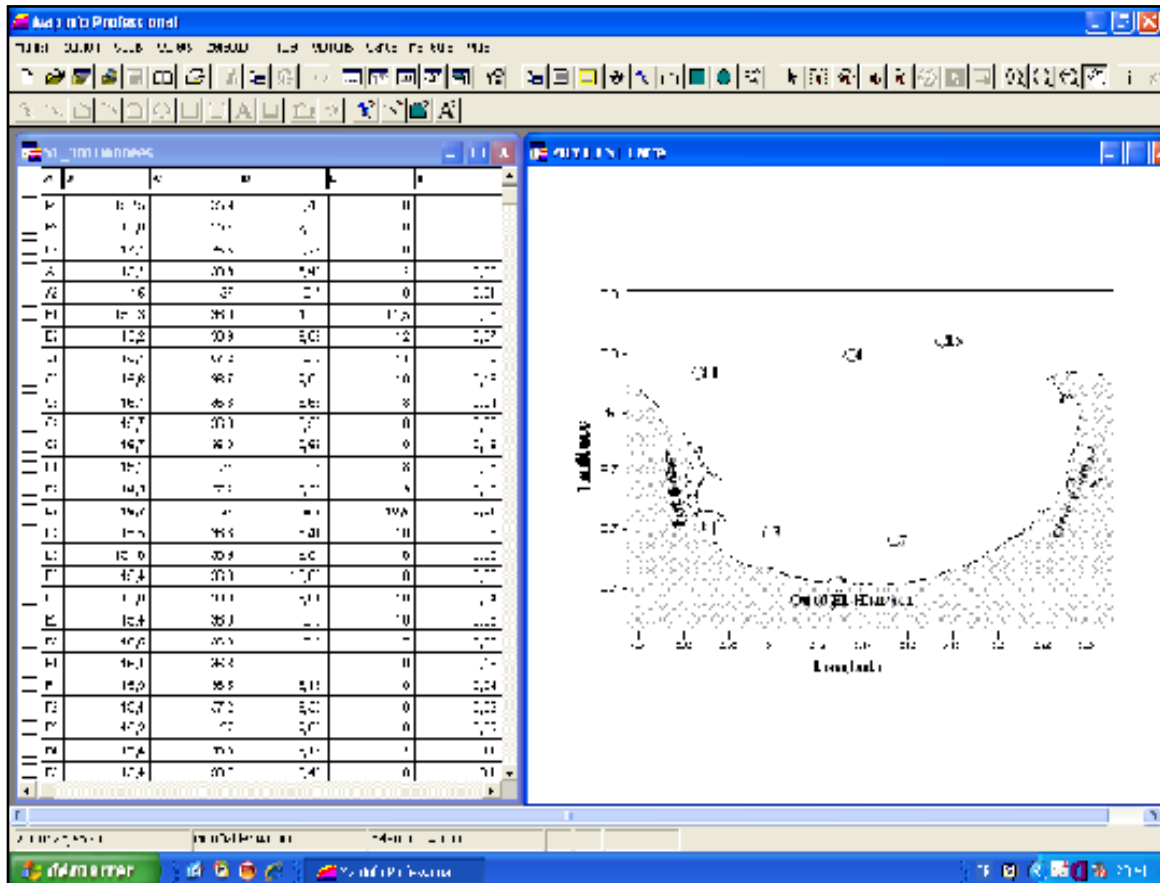


Figure 24: Donnée descriptives et données cartographiques d'un SIG.

III.6. Choix du logiciel

Le logiciel choisie pour notre travail est le **MapInfo version 7.8**, qui est une marque déposée de MapInfo Corporation, ce choix a été fait vue la disponibilité et la portabilité du produit.

MapInfo est un SIG généraliste bureautique typique. Il permet de sortir très facilement toutes sortes d'analyses thématiques. Il autorise l'utilisateur à ouvrir des fichiers EXCEL, à ouvrir et à modifier des fichiers ACCESS, à travailler sur des données ORACLE... de manière transparente. En revanche, ses possibilités de modélisation sont pauvres. Il ne prévoit pas de travailler sur des données en client serveur, et le travail sur de grosses bases de données est difficile (Essevaz-Roulet, 1999).

III.7. Entrée des données

L'entrée des données sur PC est une étape primordiale:

✓ Pour les données géographiques, différents modes sont envisageables qui se fait soit par le mode manuel ou par numérisation par un scanner du document qui contient la position des stations de prélèvement et les transformés en fichier numérique raster (**Pelle, 2001**).

✓ L'entrée des données descriptive peut se faire de deux manières (soit en affectant directement les entités spatiales ou par l'intermédiaire des fichiers de données –Excel-) (**Pelle, 2001**).

III.8. Structuration du SIG

Cette étape est très importante pour l'établissement d'une base de données, elle fait référence à l'assemblage des données. L'objectif ici est de manipuler les données nécessaires pour la modélisation de la couleur des eaux marines de la baie d'Alger.

Cette partie comprend à la fois une base de données sur les résultats des analyses et des informations sur la zone à étudier.

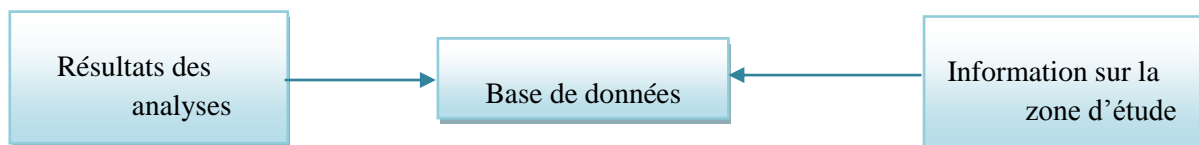


Figure 25: Les composants de la base de données du SIG.

III.9. Base des données des analyses chimiques

Pour les résultats des analyses chimiques, on a pris en considération pour la structuration de la base de données deux composantes : Composante eau et la composante du phytoplancton. Pour chaque composante un groupe de paramètres a été mesuré.

Chapitre 4 : Résultats et Discussion.

Interprétation des résultats

Les résultats obtenus font partie intégrantes d'un rapport périodique réalisé dans le cadre des activités des recherches du projet intitulé « **Etude de la fertilité et de la pollution dans les côtes et le bassin algérien** ».

I. Analyse paramétrique

I.1. Variations des paramètres physicochimiques

Les données acquises lors des deux campagnes en mer (baie d'Alger) sont résumées dans les deux tableaux suivants, sous forme de valeurs moyennes et extrêmes.

Tableau 3: Valeurs extrêmes et moyennes ainsi que l'écartype des paramètres physicochimiques lors de la première sortie à 1 et 25m de profondeur.

	T (°C)		pH		S (PSU)		C (mS/cm)		[O2] (mg/L)		O2 (%)		D (m)
	1 m	25 m	1 m	25 m	1 m	25 m	1 m	25 m	1 m	25 m	1 m	25 m	
Minimum	14,5	14,20	7,39	7,81	35,6	35,10	44,5	44,5	6,43	8,02	73	71,50	6
Maximum	17,7	16,30	8,29	8,29	37,2	37,20	51,75	51,75	10,63	9,49	104	89,60	12
Moyenne	15,49	14,63	8,15	8,18	36,78	36,79	45,94	45,94	9,21	8,71	90,92	85,48	9,00
Ecartye	0,49	0,46	0,18	0,11	0,36	0,63	1,48	1,48	0,78	0,43	7,26	5,99	1,78

Tableau 4 : Valeurs extrêmes, moyennes ainsi que l'écartype des paramètres physicochimiques lors de la première sortie à 1, 5 et 10 m de profondeur.

	T (°C)			pH			S (PSU)			C (mS/cm)			D (m)
	1 m	5 m	10 m	1 m	5 m	10 m	1 m	5 m	10 m	1 m	5 m	10 m	
Minimum	17,4	17,2	17,1	8,1	8,1	8,08	35,7	36,2	36,3	45,3	47,1	46,8	4
Maximum	21	19,6	18,1	8,3	8,31	8,28	36,7	36,7	36,6	50,7	48,9	47,7	16
Moyenne	18,80	18,03	17,69	8,09	8,24	8,23	36,43	36,53	36,52	48,24	47,76	47,31	10
Ecartye	1,50	0,7	0,27	2,77	0,05	0,05	0,26	0,12	0,10	1,3	0,58	0,24	0,85

I.1.1. Conductivité

Avec une moyenne de 45,94 mS/cm et un écartype de 1,48, les valeurs de la conductivité (Annexe, figure) varient entre un minimum de 44,5 mS/cm et un maximum de 51,75 mS/cm au niveau des stations suivantes (D6 et P2), et cela lors de la 1^{ère} sortie à la surface, alors que ces variations se situent entre 45,3 mS/cm (S10) et 50,7 mS/cm dans la station 12, avec un écartype de 0,3 et une moyenne de 48,24 mS/cm.

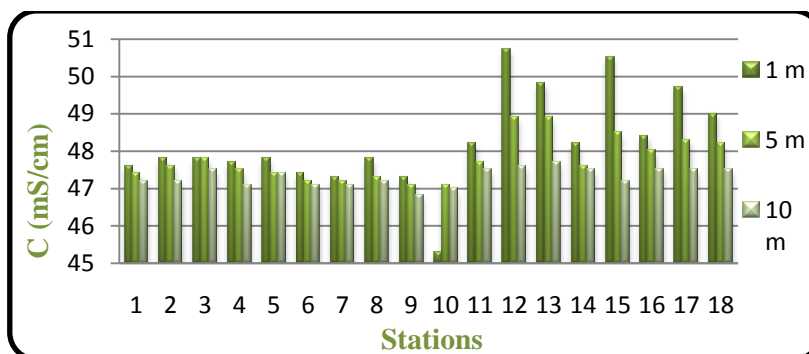


Figure 26: Histogramme de variation de la conductivité électrique des différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

On remarque que les stations 9 et 13, marquent respectivement les valeurs minimale et maximale dans les couches de 5 et 10 m de profondeur (Campagne 2) avec les valeurs moyennes de 47,76 et 47,31 mS/cm et les écartypes de 0,85 et 0,24.

Alors qu'à 25 m de profondeur lors de la 1^{ère} campagne, ses valeurs varient entre 44,5 mS/cm au niveau de la station C1 et de 46,5 mS/cm au niveau de la station F2, et a une valeur moyenne de 45,94 mS/cm et un écartype de 1,48. (Figures 6 à 9).

I.1.2. Le pH

Le pH des eaux de la baie d'Alger varie entre 7,39 au niveau de la station P2 et un maximum de 8,29 au niveau de la station AB lors de 1^{ère} campagne avec une moyenne 8,15 de et un écartype de 0,18, alors que sa variation est entre 8,1 (Station 3) et 8,3 au niveau de la station 12 avec une moyenne de 8,09 et un écartype de 0,77 pendant la 2^{ème} campagne.

A 25 m de la 1^{ème} sortie, sa variation est moins importante qu'à la surface, car il varie entre 7,81 dans la station C1 et un maximum de 8,29 au niveau de la station C2 avec une moyenne de 8,18 et un écartype de 0,11.

Mais lors de la 2^{ème} campagne (figure 27), et à 5m de profondeur, il connaît des valeurs plus importantes qu'à la surface avec un minimum de 8,1 (S3) qui pourrait être expliquée par son à proximité du port d'Alger et les différents rejets domestique (Hussein Dey) et un maximum au niveau de la station 8 par la valeur de 8,31, avec une moyenne de 8,24 et un écartype de 0,05. Par contre à 10m de profondeur, le pH varie entre 8,04 dans la station 14 et 8,28 dans la station 12 avec une moyenne de 0,23 et un écartype de 0,05.

Donc, la variation du pH est très significative entre les périodes post estivale et printanière (Annexe 4, figures de 1 à 5).

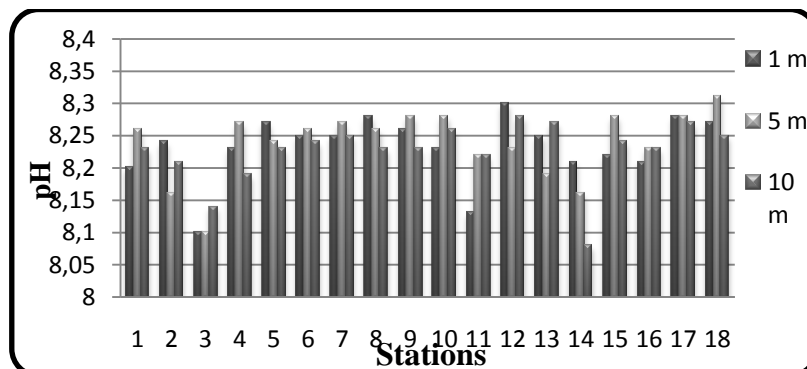


Figure 27: Histogramme de variation du pH des différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

I.1.3. La salinité

Les valeurs de la salinité varient pour la 1^{ère} et la 2^{ème} campagne, et connaissent les valeurs de 35,6 psu au niveau de la station P3 et de 37,2 psu (F2) avec une moyenne de 36,78 psu et un écartype de 0,36, alors que pour la seconde, la salinité varie entre 35,7 psu au niveau de la station 3 et de 36,7 psu au niveau de la station 4 avec les valeurs suivantes 36,43 psu et 0,26 comme moyenne et écartype respectivement.

Lors de la première sortie et à 25m de profondeur, les valeurs de salinité varient entre un minimum de 35,1 psu (C1) et un maximum de 37,2 psu au niveau de la station C2 avec une moyenne de 36,79 psu et un écartype de 0,63.

Pour sa variation au niveau des couches de 5 et 10 m de profondeur (2^{ème} campagne) (Figure 28), elle est de 36,2 psu au niveau de la station 13 et de 36,7 psu dans la station 4 avec une moyenne de 36,53 psu et un écartype de 0,12, alors que pour 10m elle connaît en général de faibles variations [36,3-36,6] psu avec un écartype de 0,10.

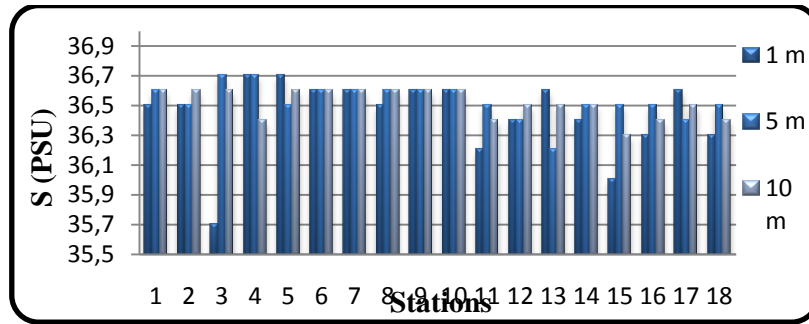


Figure 28: Histogramme de variation de la salinité des différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

I.1.4. La température (T°C)

La variation thermique est un paramètre qui détermine la distribution des niches écologiques dans le milieu marin. La température varie entre la 1^{ère} et la 2^{ème} campagne, qui se sont déroulées pendant deux périodes différentes.

Les températures de surface des deux sorties, se situent entre un minimum de 14,5°C au niveau de la station D2 et un maximum de 17,7°C au niveau de P3, pour la 1^{ère} sortie et entre un minimum de 17,4°C (station 9) et un maximum de 21°C dans la station 12 pour la 2^{ème} campagne, avec des moyennes qui sont respectivement de 15,49 et 18,80°C.

Pendant la 1^{ère} campagne les plus fortes valeurs se situent dans le port d'Alger, par contre pour la 2^{ème} sortie, les faibles valeurs de températures se situent entre les oueds El Harrach et El Hamiz.

A 5m de profondeur (campagne 2), la température varie entre 17,8°C à la S18 et 19,6°C au niveau de la station 5 (Figure 29), avec une moyenne de 18,03°C et un écartype de 0,7. La température de 10m de profondeur suit presque la même variation que celle de 5m de profondeur avec une moyenne de 17,49°C et un écartype de 0,27.

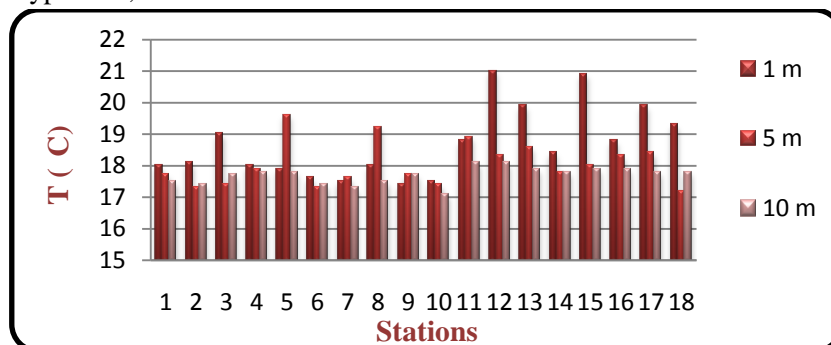


Figure 29: Histogramme de variation de la température des différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

Pour la 2^{ème} campagne et à 25m de profondeur, l'intervalle de température varie entre 14,2°C au niveau de la station AB et 16,3°C au niveau de D2 avec une moyenne 14,63°C de et un écartype de 0,46. Dans cette couche, la variation de la température est presque à l'opposé de sa variation en surface, cela est du probablement au brassage des eaux superficielle qui sont en contact directe avec l'atmosphère.

I.1.5. L'oxygène dissous et son pourcentage de saturation

Concernant l'oxygène dissous au niveau de la baie d'Alger pendant la période post hivernale, les résultats montrent que les eaux de la baie sont largement oxygénées, et cela par les fortes valeurs des concentrations en O₂ dissous qui varient entre une valeurs minimales de 6,43 mg/l au niveau de la station portuaire P1 et une valeurs maximale de 10,63 mg/l au niveau de la station D6. Ces valeurs correspondent aux valeurs suivantes de saturation de 73% et 104%. Ces fortes valeurs peuvent être expliquées par la forte agitation des eaux pendant les jours de la sortie (Figures 30et 31).

Dans la baie à la surface, la valeur moyenne de l'oxygène dissous est de 9,21 mg/l correspondant à 90,92% de son pourcentage de saturation, avec les écartypes suivants : 0,78 et 7,26 respectivement.

Par contre, les eaux de 25 m de profondeur se caractérisent par des valeurs d'oxygène dissous comprises entre 8,02 mg/l au niveau de la station H2 et de 9,49mg/l au niveau de la station H3 correspondant aux valeurs de 71,50 et 89,60% de pourcentage de saturation en O₂ respectivement. La valeur de 8,71 mg/l correspond à la valeur moyenne d'O₂ dissous avec un écartype de 0,43. Par ailleurs, 85,48% est la valeur moyenne de la saturation en O₂ dont l'écartype est de 5,99.

En absence d'activité biologique, la concentration d'oxygène dissous tend vers la saturation de l'eau (Aminot *et al.*, 1997), qui est en fonction de la température et de la salinité (à pression atmosphérique normale). Ainsi, les valeurs de O₂ des eaux de la baie sont > 5mg/l et cela est due à l'important phénomène de brassage des eaux donc à l'échange air-mer et à l'activité photosynthétique. Pendant la période post hivernale (mars), le taux de saturation en surface est comprises entre 73 et 104 %, ces valeurs diminuent à 25 m de profondeur et varient entre 71,50 et 89,60 %. (Annexe 4, figure 10 et 11).

On peut noter qu'aucune hypoxie notable des eaux des fonds n'a jamais été mise en évidence par les mesures effectuées, même à proximité de l'embouchure d'oued El Harrach, probablement en raison du mélange intense des eaux (Aminot *et al.*, 1997).

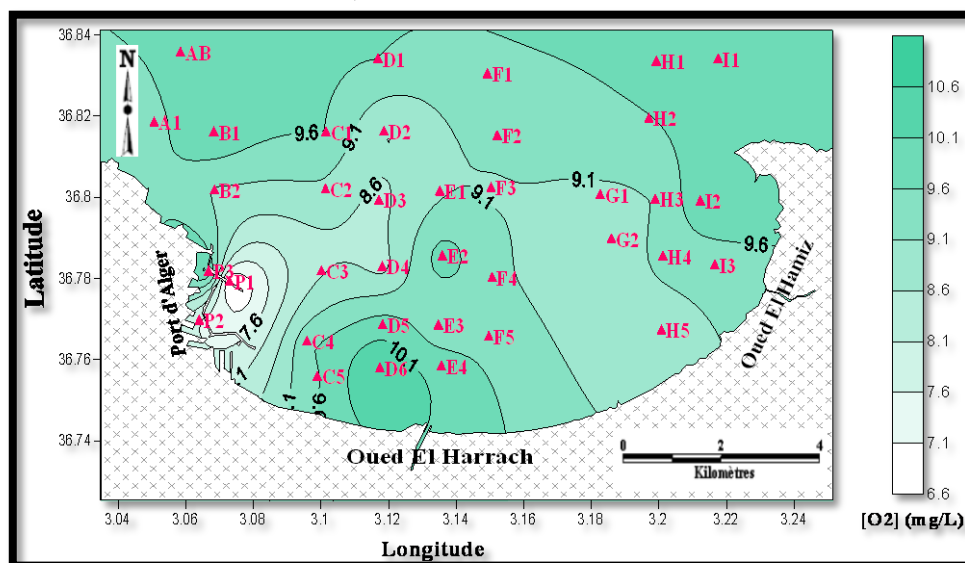


Figure 30: Distribution horizontale de l'oxygène dissous à la surface de l'eau lors de la première campagne dans la baie d'Alger.

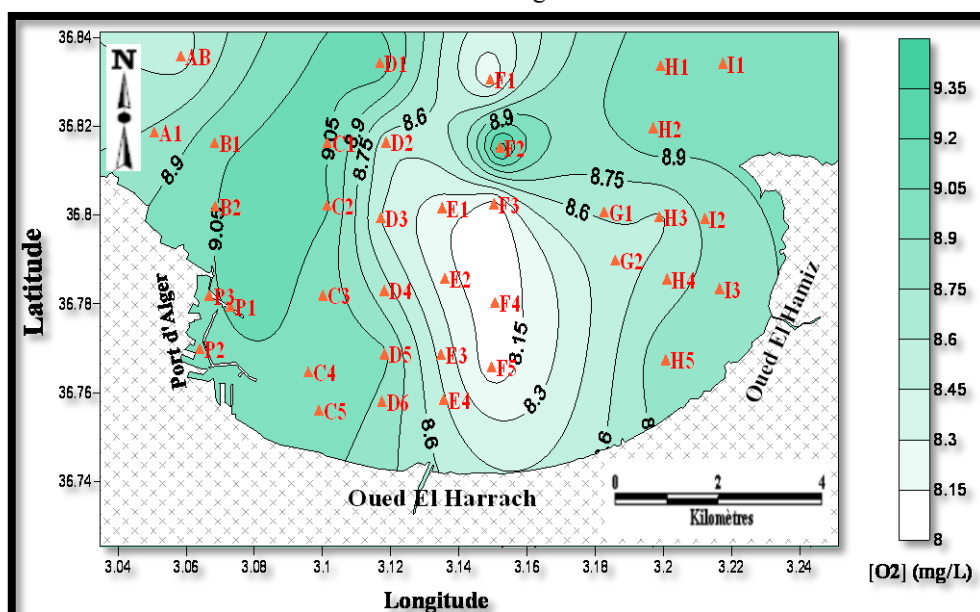


Figure 31: Cartes de distribution horizontale de l'oxygène dissous à la surface et à 25 m de profondeur lors de la première campagne dans la baie d'Alger.

I.2. Variation des paramètres particuliers

Les résultats des analyses des différents paramètres particuliers au laboratoire de Sedi Fredj, nous ont permis de résumer leurs valeurs extrêmes, les moyennes ainsi que leur écartypes dans les tableaux suivants lors des deux campagnes en mer (baie d'Alger).

Tableau 5: Valeurs extrêmes et moyennes ainsi que l'écartype de la chlorophylle, les MES et % MOP lors de la première sortie à 1 et 25m de profondeur.

	[Phéo a] (µg/L)		[Chlo a] (µg/L)		MES (mg/L)		% MOP	
	1 m	25 m	1 m	25 m	1 m	25 m	1 m	25 m
Minimum	0,01	0,01	0,01	0,02	10,16	9,83	4,71	4,45
Maximum	0,15	0,10	0,14	0,09	31,56	29,60	32,18	29,07
Moyenne	0,06	0,04	0,06	0,04	19,71	18,38	19,13	18,18
Ecartype	0,04	0,03	0,03	0,02	5,92	5,60	6,81	6,88

Tableau 6: Valeurs extrêmes et moyennes ainsi que l'écartype de la chlorophylle, les MES et le % MOP lors de la deuxième campagne à 1, 5 et 10 m de profondeur.

	[Phéo a] (µg/L)			[Chlo a] (µg/L)			MES (mg/L)			% MOP		
	1 m	5 m	10 m	1 m	5 m	10 m	1 m	5 m	10 m	1 m	5 m	10 m
Minimum	0,02	0,02	0,02	0,03	0,03	0,02	85,6	73,6	78,8	45,8	38,61	44,95
Maximum	0,42	0,28	0,11	0,35	0,35	0,11	115,2	110,9	118	66,4	66,8	68,04
Moyenne	0,64	0,09	0,05	0,1	0,1	0,05	94,76	91,65	102,96	56,77	56,98	57,56
Ecartype	0,31	0,06	0,03	0,09	0,09	0,02	6,85	8,64	10,65	9,64	9,15	8,64

I.2.1. La transparence

La mesure de la profondeur de Secchi, nous a permis d'avoir une idée sur la transparence de l'eau de la baie d'Alger. Entre les deux campagnes, il y a des fluctuations considérables dans les valeurs de la transparence de l'eau.

Lors de la 1^{ère} campagne, les valeurs de la transparence sont comprises entre une valeur minimale de 6 m au niveau de la station D5, alors qu'elle a une valeur au niveau de la station B2 de 12 m, et cela avec une moyenne de 9 m et un écartype de 1,78.

Alors que lors de la 2^{ème} campagne, la profondeur de Secchi varie entre 4 m de profondeur au niveau de la station 7 à 16 m au niveau de la station 17, avec un écartype de 0,85 et une moyenne de 10 m.

I.2.2. Matières en suspension

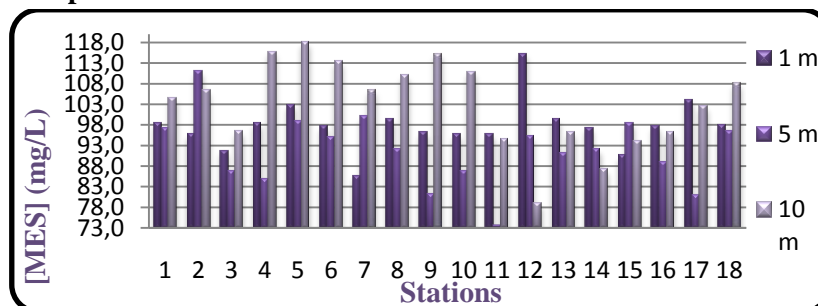


Figure 32: Histogramme de variation de la concentration des matières en suspension à différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

Pour les variations des matières en suspension entre les deux campagnes, de grandes fluctuations sont enregistrées. Car nous avons en surface, une moyenne de 19,71 mg/l et un écartype de 5,92 sont enregistrés lors de la première sortie avec des valeurs extrêmes suivantes : 10,16 mg/l en F5 et 31,56 mg/l

en D3. Alors que pour la deuxième campagne (Figure 32), nous avons une moyenne de 94,76 mg/l et un écartype de 6,85, avec une valeur minimale de 85,6 mg/l au niveau de la station 7 et une valeur maximale de 115,2 mg/l (S12), avec 6,85 et 94,65 mg/l de la station 12 comme valeurs de l'écartype et de moyenne.

A 25 m de profondeur, la valeur de 9,83 mg/l est enregistrée au niveau de la station I1 et une valeur de 29,6 mg/l comme valeur maximale au niveau de la station D2, avec une moyenne de 18,38 mg/l.

Par ailleurs, lors de la 2^{ème} campagne et à 5 m d'immersion, nous avons les valeurs extrêmes de 73,6 mg/l (S11) et 110,9 mg/l (S2), avec 91,65 mg/l comme valeur de la moyenne. Ces valeurs sont presque semblables à celle de la couche de 10 m de profondeur qui ont une moyenne de 102,96 mg/l et des valeurs de 78,8 mg/l (S12) et 118 mg/l (S15).

I.2.3. La matière organique particulaire

Les variations du pourcentage de matière organique suivent celles des MES. La 2^{ème} campagne est caractérisée par les plus fortes valeurs qui varient en surface de 45,8 % pour la station 17 à 66,4 % pour la station 14 avec une moyenne de 56,77 % et un écartype de 9,64. Par contre, lors de la 1^{ère} campagne, ses valeurs varient entre 4,71 % (SF1) et 32,18 % (C4) avec une moyenne de 19,13 %.

Les couches de 5 et 10 m de profondeur de la sortie 2, nous avons les moyennes de 56,89 % et 57,56 % respectivement avec les écartypes suivants 9,15 et 8,64. La station 7 caractérise les deux profondeurs par la valeur maximale en MOP avec 66,8 % et 68,04 % respectivement. Alors que la couche de 25 m de profondeur de la sortie connaît des valeurs comprises entre 4,45 % en niveau de la station H2 et 29,07 % au niveau de la station C1, avec une moyenne de 18,18 % et un écartype de 6,88. La variation de MOP verticalement pendant la période printanière est relativement faible et les plus faibles valeurs (< 39 %) sont enregistrées au niveau de la station 17 dans les eaux de la baie.

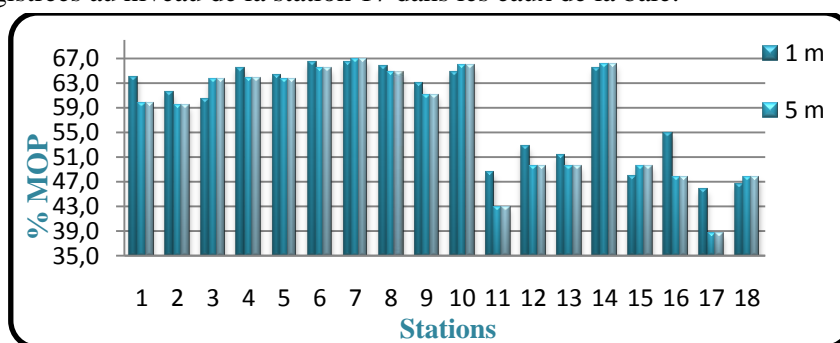


Figure 33: Histogramme de variation des pourcentages de la matière organique particulaire à différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

I.2.4. La chlorophylle *a*

Les valeurs de la chlorophylle *a* varient entre 0,01 µg/l au niveau de la station AB et 0,14 µg/l au niveau de la station E4, avec une moyenne de 0,06 µg/l et un écartype de 0,02. Alors qu'elles sont comprises entre 0,03 µg/l (station 16) et 0,35 µg/l au niveau de la station 12, avec 0,1 µg/l et 0,09 comme les valeurs de la moyenne et d'écartype, et ceci à en surface respectivement lors de la 1^{ère} et 2^{ème} campagne.

A 5 m de profondeur, les valeurs extrêmes, de moyenne et l'écartype sont les mêmes que celles de la surface. Par contre à 10 m de profondeur, la valeur minimale est 0,02 µg/g au niveau de la station 15 et le maximum de 0,11 µg/l au niveau de la station 4, avec une moyenne de 0,05 µg/l et un écartype de 0,02.

Mais, les faibles valeurs mesurées sont celles situées à 25 m de profondeur lors de la 1^{ère} campagne qui ont une moyenne de 0,04 µg/l et un écartype de 0,02 et qui sont comprises entre 0,02 µg/l au niveau de la station F5 et 0,09 µg/l au niveau de la station F2.

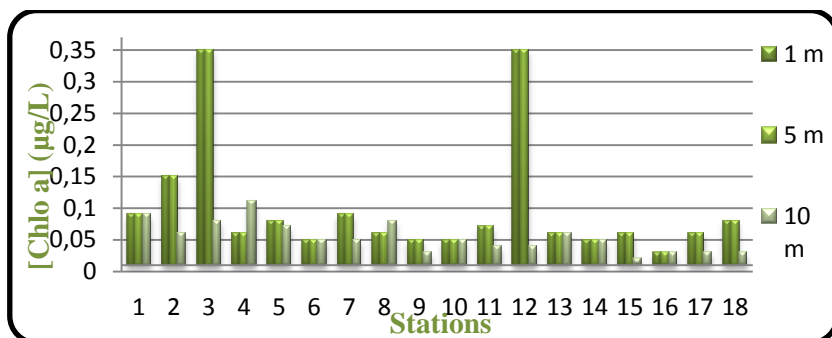


Figure 34: Histogramme de variation de la concentration de la chlorophylle a à différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

I.2.5. Les phéopigments

Les valeurs des phéopigments que nous avons mesurés après acidification des extraits de chlorophylle sont caractérisées par les valeurs suivantes :

Des moyennes de 0,06 µg/l (S AB) et 0,64 µg/l (S16) et des écartypes de 0,0' et 0,31 en surface pendant la 1^{ère} et la 2^{ème} campagne respectivement. Alors qu'elles varient de 0,01 µg/l (S F1) à 0,1 µg/l (S I1) avec 0,04 de valeur moyenne et 0,03 écartype sont les valeurs de la couche de 25 m de profondeur, pendant la période du début de printemps.

Concernant la 2^{ème} sortie (Figure 35), la couche de 10 m connaît les plus faibles valeurs qui sont comprises entre un minimum de 0,02 µg/l (S15) et un maximum de 0,11 µg/l (S4), et une moyenne de 0,05 µg/l et 0,03 comme valeur d'écartype. Par contre, à 5 m de profondeur, les valeurs des phéopigments sont caractérisées par un écartype de 0,06, une moyenne de 0,09 et des valeurs extrêmes qui sont comprises entre 0,02 µg/l (S10) et 0,28 µg/l (S3).

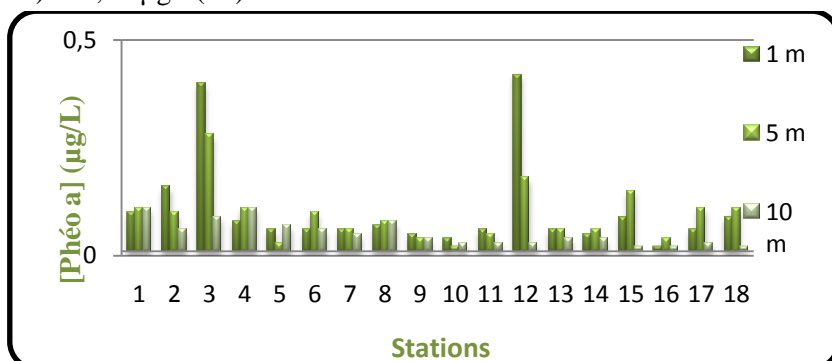


Figure 35: Histogramme de variation de la concentration des phéopigments à différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

I.3. Variation des sels nutritifs

Tableau 7: Valeurs extrêmes et moyennes ainsi que l'écartype des sels nutritifs lors de la première sortie à 1 et 25m de profondeur.

	[NO3] (µmol/L)		[NO2] (µmol/L)		[NH4] (µmol/L)		[PO4] (µmol/L)		[SIO2] (µmol/L)	
	1 m	25 m	1 m	25 m	1 m	25 m	1 m	25 m	1 m	25 m
Minimum	0,07	0,22	0,08	0,03	0,04	0,39	0,06	0,01	0,04	0,03
Maximum	3,53	6,29	1,89	0,23	1,74	9,32	0,97	0,83	3,66	3,16
Moyenne	0,98	1,59	4,94	0,12	0,22	4,86	0,22	0,40	0,71	0,85
Ecartype	0,89	1,40	3,31	0,07	0,32	3,22	0,32	0,23	0,95	0,92

Tableau 8: Valeurs extrêmes et moyennes ainsi que l'écartype des sels nutritifs de la deuxième campagne à 1, 5 et 10 m de profondeur dans la baie d'Alger.

	[NO3] (µmol/L)			[NO2] (µmol/L)			[NH4] (µmol/L)			[PO4] (µmol/L)			[SIO2] (µmol/L)		
	1 m	5 m	10 m	1 m	5 m	10 m	1 m	5 m	10 m	1 m	5 m	10 m	1 m	5 m	10 m
Minimum	0,27	0,76	0,78	0,04	0,04	0,03	2,28	0,6	1,75	0,07	0,04	0,06	0,1	0,12	0,24
Maximum	9,89	20,5	6,76	0,27	0,16	0,18	9,06	8,31	8,97	0,7	0,59	0,64	1,25	0,62	0,69
Moyenne	2,38	4,34	2,62	0,10	0,08	0,09	4,49	4,94	4,40	0,39	0,31	0,37	0,33	0,32	0,40
Ecartype	2,22	4,54	1,69	0,05	0,03	0,03	1,85	2,19	2,13	0,21	0,16	0,17	0,25	0,14	0,14

I.3.1. Variation des nitrates

Les valeurs de la concentration des nitrates dans les eaux de la baie d'Alger varient considérablement entre les deux campagnes. En surface et en Mars, nous avons des valeurs qui varient entre un minimum de 0,07 µmol/l (SG2) et un maximum de 3,53 µmol/l en niveau de la station A2, avec un moyenne et un écartype de 0,98 µmol/l et 0,89 respectivement.

Alors que pour la 2^{ème} campagne (Figure 36), nous avons des valeurs qui sont comprises entre 0,27 µmol/l (S6) et de 9,89 µmol/l au niveau de la station 12, avec une valeur moyenne de 2,38 µmol/l et un écartype de 2,22. La couche de 25 m de profondeur (sortie 1) est caractérisée par des valeurs comprises dans une gamme de 0,22 à 6,29 µmol/l, avec une moyenne de 1,59 µmol/l et un écartype de 1,4.

Les nitrates varient en 10 m de profondeur (2^{ème} campagne) de 0,78 µmol/l au niveau de la station 2 à 6,76 µmol/l au niveau de la station 11 avec 2,62 µmol/l et 1,69 comme valeurs moyenne et écartype.

Pendant cette campagne, à 5 m d'immersion, les concentrations sont comprises entre 0,76 µmol/l (S7) à 20,51 µmol/l (Figure 36), au niveau de la station 15 qui est la plus forte concentration des nitrates rencontrées dans les eaux de la baie. La moyenne étant la valeur de 4,34 µmol/l et 4,54 est l'écartype.

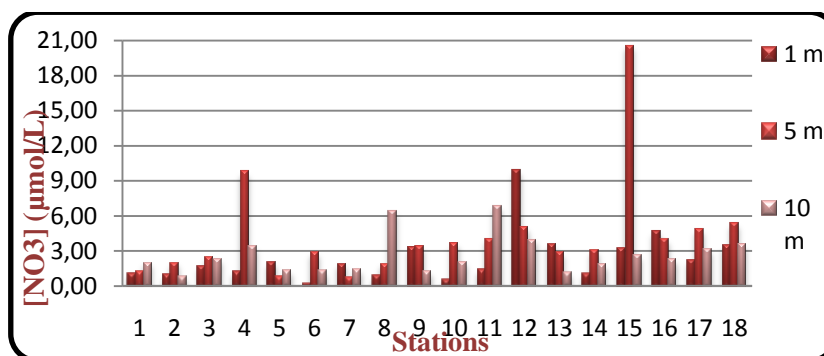


Figure 36: Histogramme de variation de la concentration des nitrates à différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

I.3.2. Variation des nitrites (Annexe 4, Fig. de 12 à 15)

Lors de la période de Mai, la couche de surface caractérisée par des valeurs en nitrites comprises entre un minimum de 0,04 µmol/l au niveau de la station 1 et un maximum de 0,26 µmol/l au niveau de la station 14, avec un écartype de 0,05 et une moyenne de 0,10 µmol/l. Pendant la 1^{ère} sortie, cette couche a des valeurs en nitrites qui varient de 0,08 µmol/l au niveau de la station D2 à une valeur de 1,89 µmol/l au niveau de la station P2 avec une moyenne de 4,94 µmol/l (S F2) et 0,23 µmol/l (S H3), et une moyenne de 0,12 µmol/l avec un écartype de 0,07.

Pour les profondeurs de 5 et 10 m, Les gammes observées sont de l'ordre de 0,04 à 0,16 µmol/l et de 0,03 à 0,18 µmol/l respectivement. Les stations 1 et 10 sont caractérisées par des valeurs extrêmes pour les deux profondeurs. Cela avec les moyennes de 0,08 µmol/l et 0,09 µmol/l.

Sur l'ensemble des stations (figure 37), les plus fortes valeurs sont enregistrées en surface, sauf au niveau de la station 10 qui marque la plus forte valeur à 10 m.

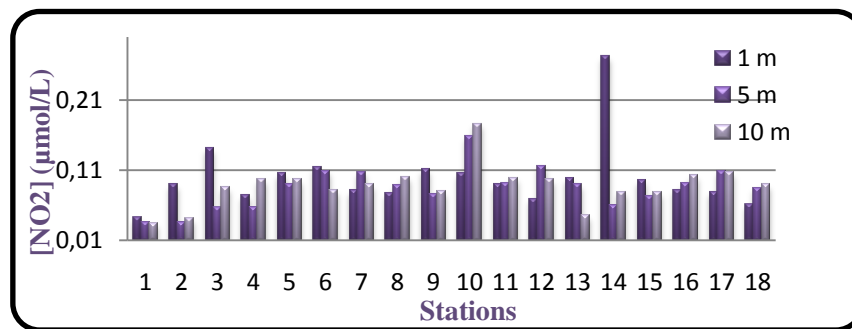


Figure 37: Histogramme de variation de la concentration des nitrites à différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

I.3.3. Variation de l'ammonium

A la surface en Mars, les valeurs de l'ammonium sont comprises entre 0,04 µmol/l (C4) et de 1,74 µmol/l au niveau de la station portuaire P2, avec une moyenne de 0,22 µmol/l et un écartype de 0,32. Alors qu'à 25 m de profondeur, ces valeurs sont de 0,39 µmol/l au niveau de la station E1 et un maximum de 9,32 µmol/l au niveau de la station H2, avec une moyenne de 4,86 µmol/l et 3,22 comme valeur de l'écartype.

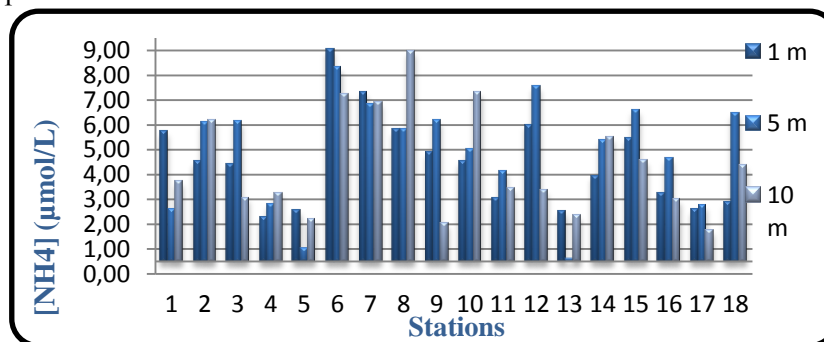


Figure 38: Histogramme de variation de la concentration de l'ammonium à différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

Les concentrations de l'ammonium pendant Mai (Figure 38) sont des valeurs très fortes sur l'ensemble de la baie, ces valeurs sont comprises dans la couche superficielle de 2,28 µmol/l au niveau de la station 4 et de 9,06 µmol/l au niveau de la station 6, avec une moyenne de 4,49 µmol/l et un écartype de 1,85. Par contre, à 5 m d'immersion, ces valeurs correspondent aux valeurs suivantes :

Un minimum de 0,6 µmol/l (S 13) et un maximum de 8,31 µmol/l (S 6), avec une moyenne de 4,94 µmol/l et un écartype de 2,19. Mais, ces valeurs correspondent à 10 m de profondeur à une moyenne de 4,40 µmol/l et un écartype de 2,13, avec un max au niveau de la station 8.

I.3.4. Variation des phosphates

Lors de la deuxième campagne, et à la surface, les concentrations des ortho phosphates sont comprises entre un minimum de 0,07 µmol/l au niveau de la station 8 et un maximum de 0,7 µmol/l au niveau de la station 14, avec une moyenne de 0,39 µmol/l et un écartype de 0,21. A 5 m de profondeur, la station 4 a la plus faible valeur de 0,04 µmol/l et la station 2 se caractérise par la plus forte valeur de 0,59 µmol/l, avec une moyenne de 0,31 µmol/l et un écartype de 0,21.

Par contre la couche de 10 m, a des valeurs comprises entre 0,06 µmol/l au niveau de la station 6, avec une moyenne de 0,37 µmol/l et un écartype de 0,17.

Alors que pendant la première campagne, nous avons à la surface des valeurs comprises entre un min de 0,06 µmol/l au niveau de la station B2 et un max de 0,97 µmol/l au niveau de la station A1, avec une moyenne de 0,22 µmol/l, et un écartype de 0,32.

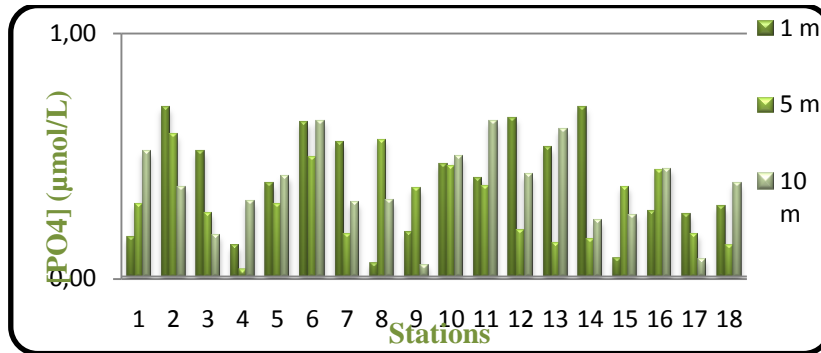


Figure 39: Histogramme de variation de la concentration des phosphates à différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

A 25 m de profondeur, les valeurs varient entre 0,01 µmol/l au niveau de la station H5 alors que la station C2 se caractérise par la plus forte valeur de 0,83 µmol/l, avec une moyenne de 0,40 µmol/l et un écartype de 0,23.

I.3.5. Variation des silicates

Ces les prélèvements de Mars qui ont les valeurs les plus fortes en silicates dans les eaux de la baie. A la surface, les valeurs sont comprises entre 0,04 µmol/l au niveau de la station C3 et 3,66 µmol/l au niveau de la station B2, avec une moyenne de 0,71 µmol/l et un écartype de 0,95. Cependant, à 25 m de profondeur, les concentrations de la silice sont comprises entre 0,03 µmol/l (S AB) et 3,16 µmol/l (F5), avec une moyenne de 0,85 µmol/l.

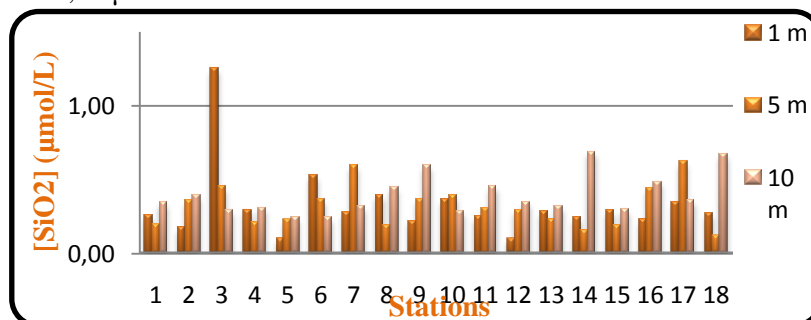


Figure 39: Histogramme de variation de la concentration des silicates à différentes profondeurs lors de la 2^{ème} campagne dans la baie d'Alger.

Concernant les prélèvements du mois de Mai, les concentrations des silicates sont comprises pour la couche de superficielle entre 0,1 µmol/l au niveau de la station 5 et 1,25 µmol/l au niveau de la station 3, la valeur de 0,33 µmol/l est la moyenne observée avec l'écartype de 0,25. La couche de 5 m est caractérisée par 0,12 µmol/l au niveau de la station 18 et de 0,62 µmol/l au niveau de la station 17. Alors que 0,24 µmol/l (S 5) et 0,69 µmol/l (S 14) sont les valeurs extrêmes de la couche de 10 m, avec une moyenne de 0,85 µmol/l. (Annexe 4, Fig. de 16 à 20).

II. Analyse de la distribution horizontale

II.1. Distribution des paramètres physicochimiques

II.1.1. La température

La moyenne de 15,49 °C de la température en mois de Mars caractérise les des eaux de la baie d'Alger par des masses d'eaux froides. Lors de cette période, les valeurs de surface (figure 46) des eaux ont une distribution homogène ou elles marquent leur maximum à l'Ouest de la baie dans la zone portuaire (P3 de 17,7°C) qui indique l'influence du port sur les eaux de la baie et par l'étendu de la nappe jusqu'aux les stations de la radiale C. Par contre les valeurs minimales de la tache blanche de la station

D2, indique un minimum de température du côté Centre-Ouest de la baie. Le reste de la baie a des températures comprises entre 14,8°C et 16,2°C qui sont des températures moyennes qui sont probablement dues au mélange des masses d'eaux chaudes et froides .

En Mai, à 5 m les plus faibles valeurs se situent aux embouchures des oueds El Harrach et El hamiz ($T^{\circ}\text{C} < 17,2^{\circ}\text{C}$) (Figure 47), alors que les taches rougeâtres du centre et de l'ouest de la baie sont les températures les plus élevées (S 5 et S 11) avec des températures $> 19^{\circ}\text{C}$. Les isothermes de 17,8 et 18,3°C indique l'allure de la variation des valeurs moyenne de $T^{\circ}\text{C}$ dans la baie.

Lors de la deuxième campagne, la couche superficielle directement soumise à l'influence des conditions météorologiques (Fortes insulations), nous assistant à un réchauffement de la masse d'eau de la baie. En effet, les températures de surface atteignent 21°C au niveau de la station 12 située à l'Est de la baie. Ces températures diminuent de la surface vers le fond (10 m). Les faibles températures enregistrées entre les 2 oueds ($< 17,7^{\circ}\text{C}$), ne peuvent être expliquées que par l'influence des apports continentaux (Figure 48 et 49).

II.1.2. Salinité (Figures 50,51, 52, 53 et 54)

La salinité des eaux de la baie varie entre 35,6 et 37,2 en surface pendant la période post hivernale. Les plus faibles valeurs sont situés du côté Ouest de la baie (zone portuaire) avec des iso halins inférieurs de 35 psu. Par contre, pour les plus fortes valeurs, nous constatons la présence de deux taches localisées dans la station F2 et une autre tache s'étend entre les radiales C et D incluant les stations D2 et C1 dont la salinité est $> 37,1$ psu. Ces fortes salinités s'expliquent par l'existence d'une poche d'eau saline. D'une manière générale, la salinité varie de la cote vers le large.

Dans la couche de 25 m de profondeur, la moyenne de 36,79 psu caractérise les eaux de la baie et augment en s'éloignant de la côte. On constate ici, la forte influence des apports d'eaux douce de l'oued El Harrach qui dilue l'eau de mer. La couleur blanche apparaissant au niveau des stations D6 et E indique une simulation négative de la salinité par le logiciel.

Pendant cette période, par manque de brassage intense des eaux, nous avons une stratification et une hétérogénéité verticale de la masse d'eau. Ceci est vérifié par l'étude des différences de salinité entre la surface et le fond. A travers les figures 51 et 52, du côté Ouest de la baie, on constate l'existence d'un apport d'eau domestiques et industrielle quia un impact sur les superficielles et non sur les eaux profondes.

La distribution de la salinité et de la température dans la couche de 1 à 10 m montrent que les eaux de surface présentent des salinités caractéristiques de l'eau Atlantique Modifiée (MW) (Benzohra, 1993 in Chouikhi et al., 1993) progressant d'Ouest en Est.

II.2. Distribution des paramètres particuliers

II.2.1. Distribution de la transparence de l'eau

Pendant la période post hivernale d'échantillonnage caractérisée par des vents de dominances Nord-Ouest, les eaux de la sont caractérisées par une transparence variant de 6 à 12 m. Ainsi le max de transparence se situe à l'Ouest de la baie (A1 et B2) et augmente progressivement en entrant dans la baie jusqu'à un min à l'embouchure de oued El Harrach (S D1, E1 et F5) (Figure 55). Ces fortes valeurs sont expliquées par les fortes charges en matières solides en suspension que charrie oued El Harrach vers la mer et leur dilution progressive dans le courant entrant dans la baie. Aussi au niveau de la station H1 sur la cote Est au large de la baie, le D est compris entre 5,5 et 6,3 m. A l'Ouest, au niveau de la station H1, l'opacité de l'eau pourrait être attribuée au maintient des particules en suspension par la circulation tourbillonnaire.

Pendant la période printanière, les valeurs minimales de transparence sont la localisation des taches noirâtres de la carte situées à l'Est d'El Harrach (due au charriage de matériels par l'oued) (Figures 40 et 56).

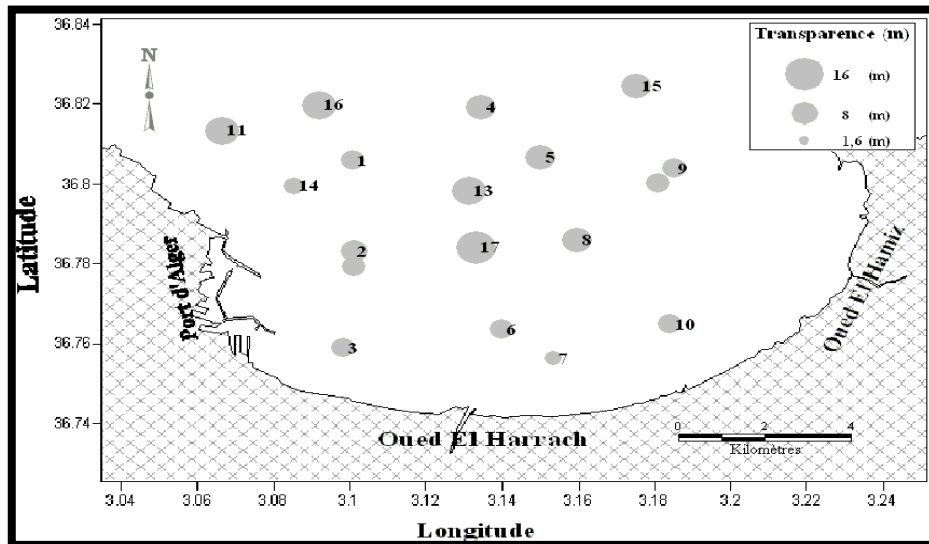


Figure 40: Carte de la variation de la transparence des eaux de la baie d'Alger pendant la campagne de Mai.

En général, les valeurs de la transparence varient dans une gamme de 5,5 à 8,5 m sauf au niveau de la station 17 située dans le centre de la baie qui est caractérisée par la plus importante valeur de D due probablement à une plongée d'eaux. Remarquons que lors des deux campagnes, le côté Ouest de la baie a des transparences plus importantes que celles d'Est, cette distribution spatiale est due probablement à la courantologie de la baie. On peut dire que la direction du panache d'oued El Harrach pendant les 2 sorties a deux directions différentes selon la pluviométrie de la région et de la dérive littorale. La différence des gammes de transparence entre les deux campagnes peut être expliquée par l'influence d'une manière secondaire de l'intensité de l'éclairement, de l'état de la mer (Héral *et al.*, 1983) et cela en plus de la charge en MES et MOP.

II.2. 2. Variation des matières en suspension

La répartition des MES dans la mer dépend des propriétés physico-chimiques et des facteurs hydrodynamiques. La concentration des particules solides en suspension des eaux de la baie varie entre les deux périodes d'échantillonnage. En effet, en période post hivernale, les teneurs minimales enregistrées à l'Est de l'oued El Harrach couvrant les stations F4 et F5 (tache blanche), ces valeurs augmentent progressivement de la côte vers le large jusqu'aux valeurs maximales au niveau des taches violacées (D3, D1 et A1) (Fig. 57). Remarquons aussi que la distribution spatiale des MES varie de l'Est vers l'Ouest. Entre El Harrach et El Hamiz, s'étalent vers le centre de la baie les plus faibles valeurs < 19 mg/l. Au niveau du large, du côté Ouest de la baie, les fortes valeurs en matières solides peuvent être dues au phénomène hydrodynamique et une remise en suspension des sédiments.

Dans la couche de 25 m, notons une pauvreté très significative des eaux à l'Est de la baie (radiale I, S H3) avec 9,83 mg/l comme la valeur minimale. L'existence d'un courant tourbillonnaire peut expliquer la plus forte valeur en MES de la station D2. La bande centrale de la baie (radiales H et C) se caractérise par des valeurs moyennes (sauf la S E1) (Figure 58).

En période printanière, les iso concentrations des eaux de surface en charges solides varient entre 88 mg/l et 113 mg/l, avec un maximum de 115,2 mg/l au niveau de la station 12. Cette forte concentration est probablement explicable par le piégeage des particules par un courant tourbillonnaire de surface (minimum à 10 m). Mais, cette distribution de surface est différente de celle des couches de 5 et 10m, donc cette variation significative en fonction de la profondeur peut être due à la stratification des masses d'eaux et atteint une moyenne de 102,96 mg/l et une distribution d'Ouest en Est qui serait à l'origine d'une remise en suspension du sédiment (Figures 59, 60 et 61).

En comparant avec d'autres travaux portant sur la baie d'Alger, nous avons les résultats trouvés par :

✓ **Maouche (1987)**, qui a obtenu des valeurs variant entre 1,2 mg/l et 2,3 mg/l en surface à l'exception d'une station à proximité du Cp Matifou (30 mg/l), et au niveau de la couche intermédiaires des valeurs de 1,8 et 2,8 mg/l.

✓ Ces résultats concordent avec ceux d'**Eddalia (1990)** qui varient entre 3,4 et 26,8 mg/l au fond et de 3,8 mg/l à 24 mg/l à la surface.

Par contre, nous résultats pour les deux périodes d'échantillonnages dans la même baie n'ont aucune similitude avec ceux de **Maouche (1987)** et **Eddalia (1990)**. Ces différences peuvent être dues aux changements provoqués sur le littoral algérois et cela par : les apports plus riches en MES par des oueds El Harrach et El Hamiz, le phénomène accentué d'urbanisation (accroissement des villes côtières, développement important de la population et l'accroissement du phénomène d'érosion des côtes algéroises). Ces points peuvent être à l'origine des fortes valeurs en MES au niveau des eaux de la baie.

II.2.3. Variation de la matière organique particulaire (Figures de 62 à 66)

L'évolution des concentrations de matière organique dans les MES est marquée par de faibles valeurs en Mars (moyennes de 19,13 %) pour atteindre un maximum en Mai de 66,4 % (S 14) situé à l'Ouest de la ligne Cap Matifou-Pointe Pescade. Ces valeurs élevées pendant le mois de Mars correspondent à une production de biomasse organique au développement du phytoplancton, d'où l'augmentation durant ce mois de la concentration en chlorophylle *a* (**Lefebvre et Caboche, 2008**).

La diminution du gradient de concentration côte-large très nette, mettant en évidence l'impact des apports fluviaux (El Harrach et El Hamiz) (carte D et E). Les faibles valeurs enregistrées sur le coté ouest de la baie (au large de la pointe Pescade) correspondent à l'oxydation de la MO par des microorganismes et son charriement par le courant algérien (MAW) d'Ouest en Est.

II .2.4. Variation de la chlorophylle a et les phéopigments a

Le dosage de la concentration en chlorophylle a indicateur de biomasse phytoplanctonique (**Lefebvre, 2008**) a permet de mettre en évidence un bloom phytoplanctonique au niveau des stations 3 et 12 en mois de Mai (0,1 µg/l de moyenne). En général, nous avons des efflorescences de la côte vers le large lors des deux campagnes (sauf pour la couche de 25 m).

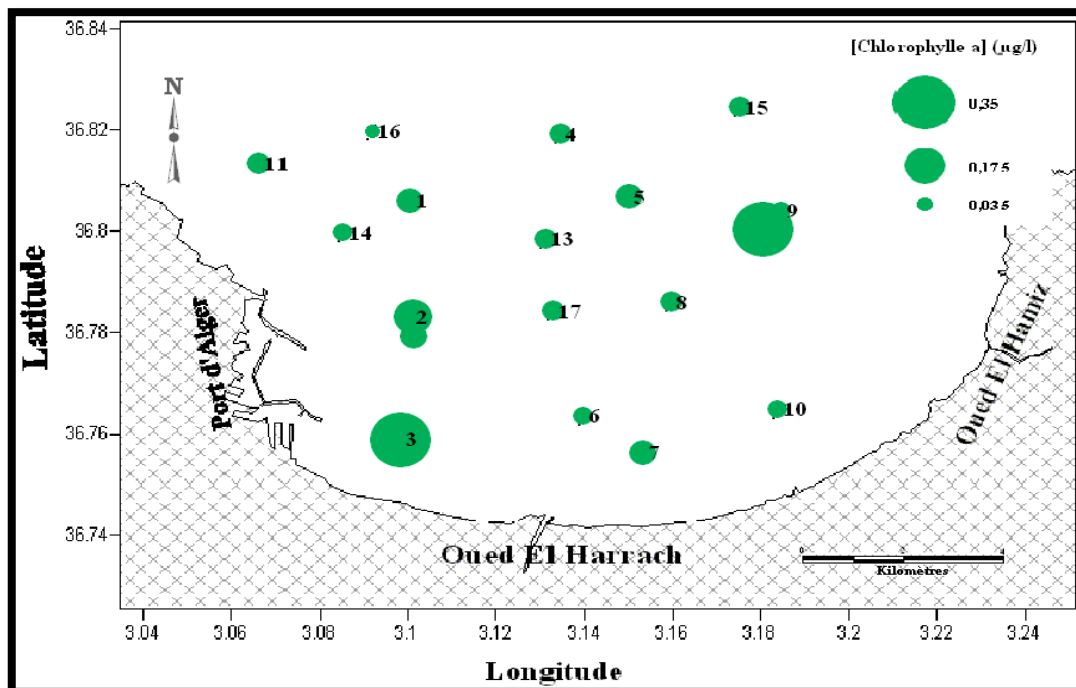


Figure 41: Carte de distribution de la chlorophylle a à 5 m de profondeur en Mai dans la baie d'Alger.

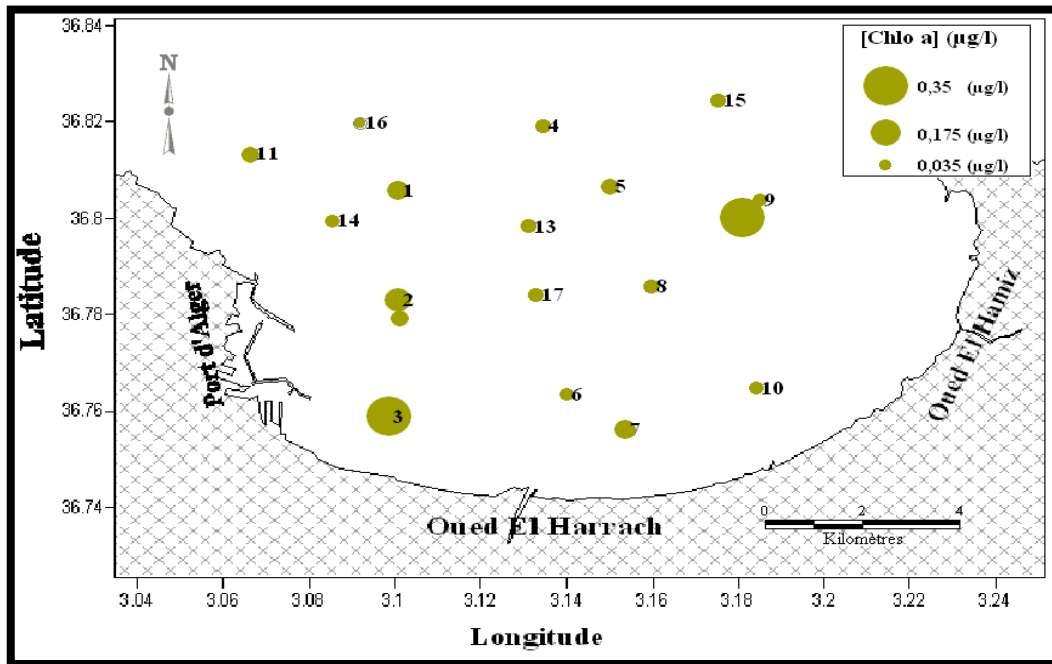


Figure 42: Carte de distribution de la chlorophylle a à la surface en Mai dans la baie d'Alger.

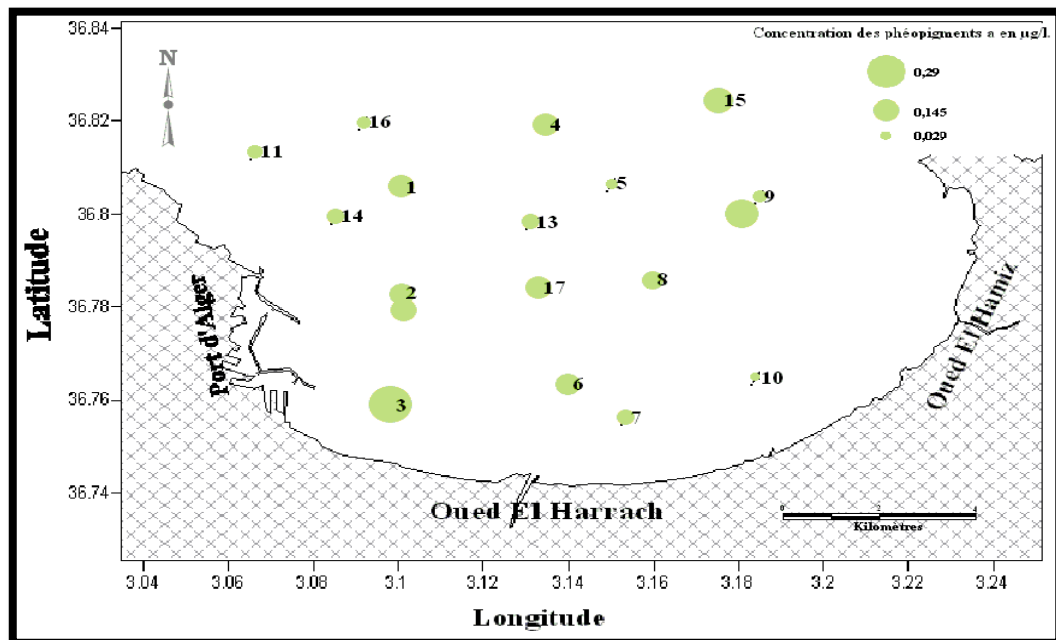


Figure 43: Carte de distribution des phéopigments à 5 m de profondeur en Mai dans la baie d'Alger.

La distribution spatiale de la chlorophylle a (Fig. 41, 42 et de 67 à 71) et des phéopigments dans la baie d'Alger montrent une grande similarité pendant les périodes de prélèvement. Nous avons pour chaque campagne deux zones distinctes de concentrations en chlorophylle a et phéopigments a car lors de campagne 1 : le maximum est situé à l'embouchure d'oued El Harrach (en surface) et au niveau de la station C2 (côte Ouest de la baie). Mais à 25 m d'immersion, les valeurs sont minimales et caractérisées par une distribution hétérogène. Les concentrations des phéopigments qui sont le produit de la dégradation de la chlorophylle, leur apparition dans les eaux de la baie est relativement corrélée avec celle de la chlorophylle (Fig. 43 et de 72 à 82). Alors que pour la campagne de Mai, les concentrations les plus fortes se situent sur l'ensemble des deux profondeurs étudiées près de la côte du côté Ouest de la baie (S3) et diminue progressivement vers la large d'Ouest en Est à l'exception de la station 12 (correspondant à la plus forte densité cellulaire phytoplanctonique). En étudiant les prélèvements de phytoplancton de la couche de 5 m, nous avons constaté deux blooms phytoplanctoniques.

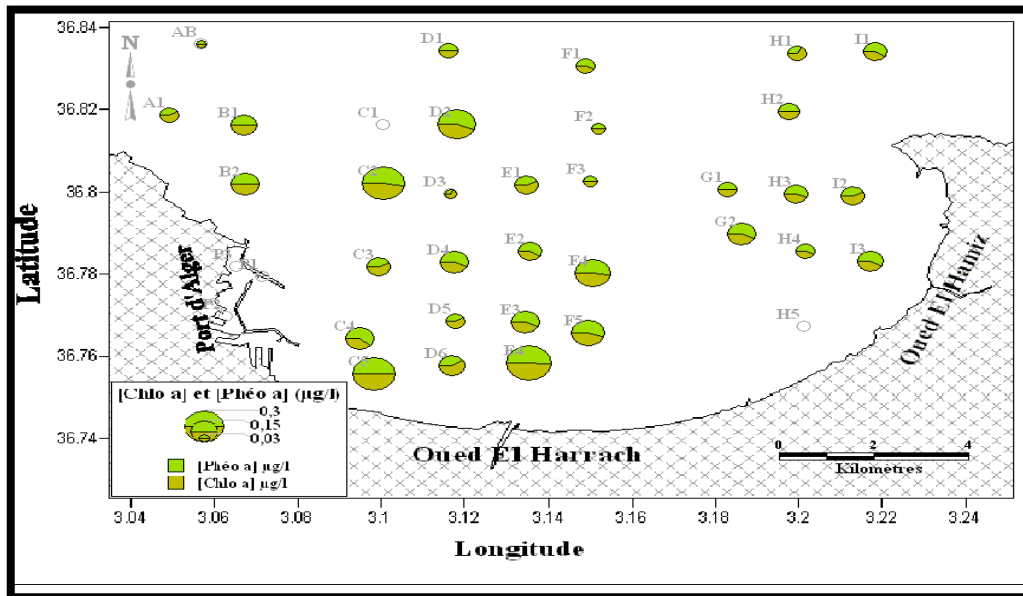


Figure 44: Carte de distribution de la chlorophylle a et des phéopigments à la surface en Mars dans la baie d'Alger.

On remarque pour les stations 1, 4, 6, 8 et 15 que les valeurs de la chlorophylle *a* sont inférieures à celles des phéopigments et cela s'explique (Fig. 45), selon **Aminot et Kérouel (1978)**, aux faibles concentrations liées au "broutage" des cellules végétales par le zooplancton et cela est la situation de la majorité des stations pendant la première campagne (Fig. 44).

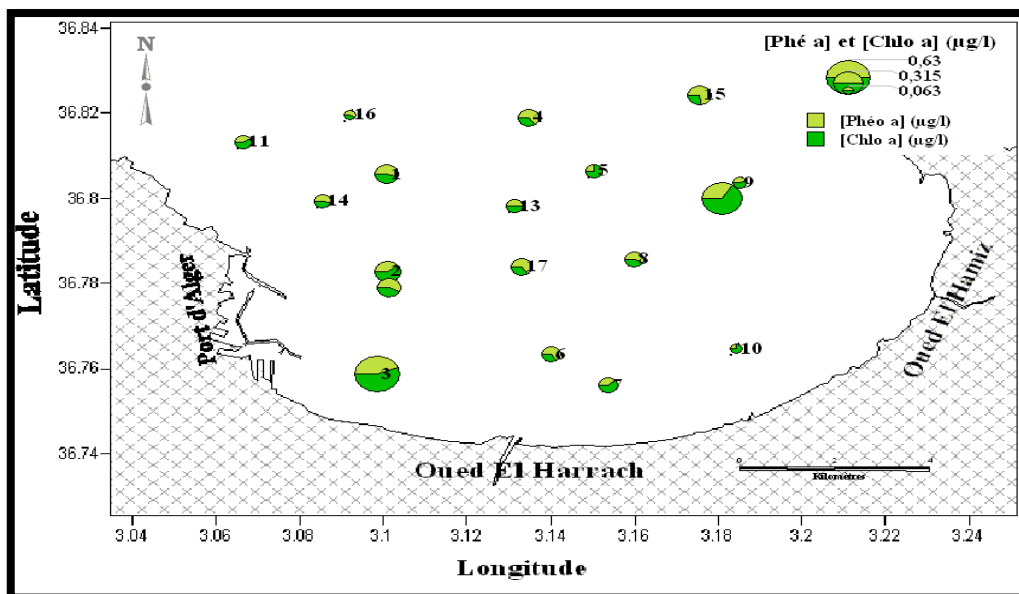


Figure 45: Carte de distribution de la chlorophylle a et des phéopigments à 5 m de profondeur en Mai dans la baie d'Alger.

II.3. Distribution des paramètres chimiques

Dans la baie d'Alger, le comportement des sels nutritifs ne peut être expliqué que par l'influence des paramètres suivants : les apports continentaux surtout près de la côte et l'activité biologique (recouvrant à la fois la consommation par le phytoplancton et la régénération par les microorganismes qui est responsables de la dégradation de la M.O) (**Aminot et al., 1997**).

II.3.1. Variation de l'ammonium

De forte concentration en NH_4^+ sont mesurées dans la zone portuaire et peut être due aux différents rejets déversés au niveau des bassins ainsi que au large de la baie. Alors qu'à l'embouchure des oueds El Harrach et El Hamiz, sont enregistrées de faibles valeurs.

Cette distribution de NH_4^+ pendant le mois de Mars ne peut être une situation normale, donc on dira qu'il y a une anomalie dans les résultats.

Pendant le mois de Mai, les valeurs maximales sont enregistrées à l'embouchure d'oued El Harrach qui est due à l'influence continentale sur la baie (**Aminot et al., 1997**) (max au niveau de la station 6 de $9,06 \mu\text{mol/l}$).

A la surface, on voit le courant de surface qui entraîne l'ammonium au large de la baie et cela par une diminution de la côte vers le large.

Les faibles valeurs enregistrées au niveau de la station 12 pourraient s'expliquer par un brassage de l'eau en période hivernale et l'utilisation préférentielle des espèces aquatique de la forme ammoniacal d'azote qui est la forme la plus réduite, donc, la plus avantageuse d'un point de vue énergétique (**Copin-Montegut, 1996 ; Aminot et Kérouel, 2004**).

En comparaison aux valeurs de 4 à $5 \mu\text{mol/l}$ trouvées par **Aminot et al., 1997** pendant Mars 1979 dans la baie de la Seine, la baie d'Alger est fortement polluée par les rejets domestiques de son bassin versant.

II.3.2. Variation de la distribution des nitrates et nitrites

A 25 m de profondeur, paraît l'influence et l'évolution du panache d'oued El Harrache qui est pauvre en NO_2^- , alors que les teneurs sont élevées à l'embouchure d'oued El Hamiz mais sont plus élevées sur les deux extrémités Ouest et Est de la baie.

Une gamme de $0,04$ à $0,22 \mu\text{mol/l}$ est enregistrée en Mai à la surface, avec la plus forte teneur dans la station 11. En général, les concentrations augmentent verticalement surtout en zone côtière entre les deux oueds mais une exception est observée pour la station 11 qui diminue de la surface vers le fond.

Nous résultats sont comparables à ceux trouvés par **Eddalia (1990)**. Ses résultats variaient en surface dans la gamme de $0,03$ à $0,16 \mu\text{mol/l}$ et de $0,10$ à $0,4 \mu\text{mol/l}$ en profondeur. La première campagne est caractérisée par des concentrations en nitrates élevées en surface à l'extrême Ouest de la baie (port et la pointe Pescade) qui peut être due soit à un apport terrigène soit à la dégradation de la matière organique. Les faibles teneurs enregistrées entre les deux oueds sont à l'inverse de la distribution des nitrites.

Contrairement aux valeurs trouvées par **Eddalia (1990)** dans la même zone « des teneurs en nitrate variant de $0,23$ à $0,96 \mu\text{mol/l}$ en surface caractérisée par une variation de la côte vers le large et qui sont des teneurs globalement importantes au niveau des côtes qui sont dues aux différents rejets », nous résultats sont comme suit :

Nous avons une assez large gamme de concentrations en nitrates ($0,07$ à $3,27 \mu\text{mol/l}$) (Figures de 78 à 82) pendant le mois de Mars et de 0 à $9 \mu\text{mol/l}$ lors de la deuxième campagne. Donc des valeurs supérieures à ceux trouvés par **Eddalia (1990)**. L'explication du maximum de nitrates trouvé au niveau de la station 12 correspond aux maximum de chlorophylle a laisse supposer soit nous avons un apport extérieur au milieu soit c'est une zone d'upwelling très riche en nitrates.

Ainsi, l'observation des plus faibles valeurs près des côtes mettant en évidence la dominance des nitrites peut être expliquée par l'intensité de l'activité photosynthétique. Remarquable, qu'à 10 m de profondeur, le coté Ouest de la baie d'Alger au large de la pointe Pescade, une forte concentration en nitrate est due à sa régénération par les microorganismes et cela par la dégradation de la M.O qui est expliquée par les faibles teneurs en M.O enregistrées.

II.3.3. Distribution des phosphates (Fig. de 83 à 86)

A la surface, les plus fortes teneurs en phosphates sont mesurées à l'embouchure d'oued El Harrach. La distribution géographique du phosphate est à l'inverse de celle des nitrates lors de la 2^{ème} campagne. Par les fortes valeurs mesurées ($0,8 \mu\text{mol/l}$) à l'embouchure d'oued El Harrach, cet élément se

comporte en traceur des apports continentaux (**Aminot et al., 1997**) enrichis en P par les lessives ménagères (**Héral et al., 1983**) mais également le phosphore peut être issu du recyclage de la M.O par minéralisation et les différents processus biologiques.

L'opposition de la variation du phosphore par rapport au nitrate est prouvée par le rapport N/P de 6,104, caractérisé par un coefficient de corrélation négatif (détailler plus loin).

Etant dans les conditions normales, le rapport N/P dans les eaux marines en période hivernale est de 14 à 16 (**Redfield et al., 1963 in Aminot et al., 1997**) qui est très supérieurs à celui trouvé dans les eaux de la baie d'Alger, qui mis en évidence un déséquilibre nutritionnels pour la première poussées planctonique dans la baie.

II.3.4. Distribution des silicates

N'étant pas un facteur limitant à la plupart des espèces phytoplanctoniques (**Aminot et al., 1997**), par contre il est nécessaire aux espèces à squelettes siliceux, principalement les diatomées. En comparant les valeurs des deux sorties, le silicate variant de 0,04 à 3,66 $\mu\text{mol/l}$ et de 0,1 à 1,25 $\mu\text{mol/l}$ en 2^{ème} sortie, qui sont des valeurs comparables à celles trouvés par **Eddalia (1990)** et celle de **Boudjellal (1988)** en baie d'Alger. Remarquant que nous avons une augmentation des concentrations de la 1^{ère} à la 2^{ème} campagne, avec une distinction nette de la zone Ouest de la baie. Cette dernière est riche en SiO_2 pendant les deux périodes. Alors que les faibles valeurs de milieu de la baie en surface peuvent s'expliquées par une faible biomasse phytoplanctonique (Diatomées et radiolaires).

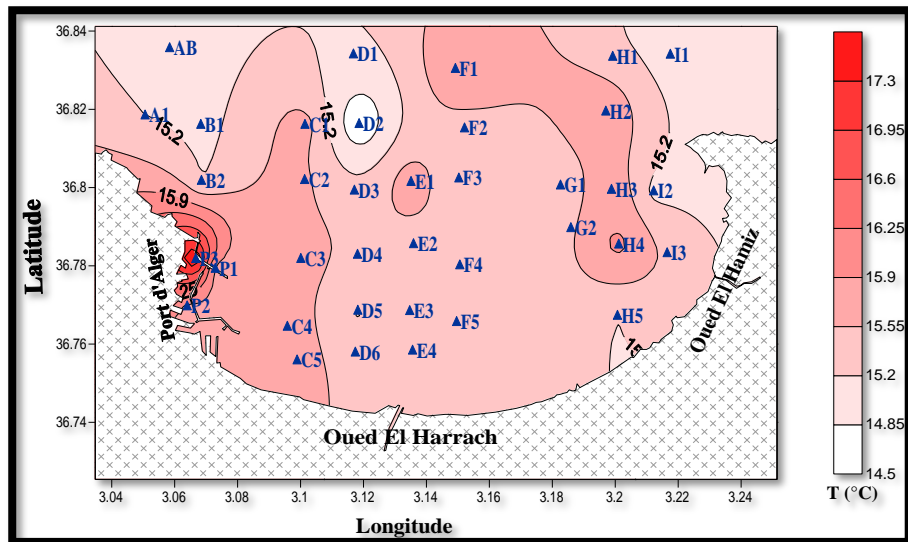


Figure 46: Cartes de distributions de la température en surface lors de la campagne 1.

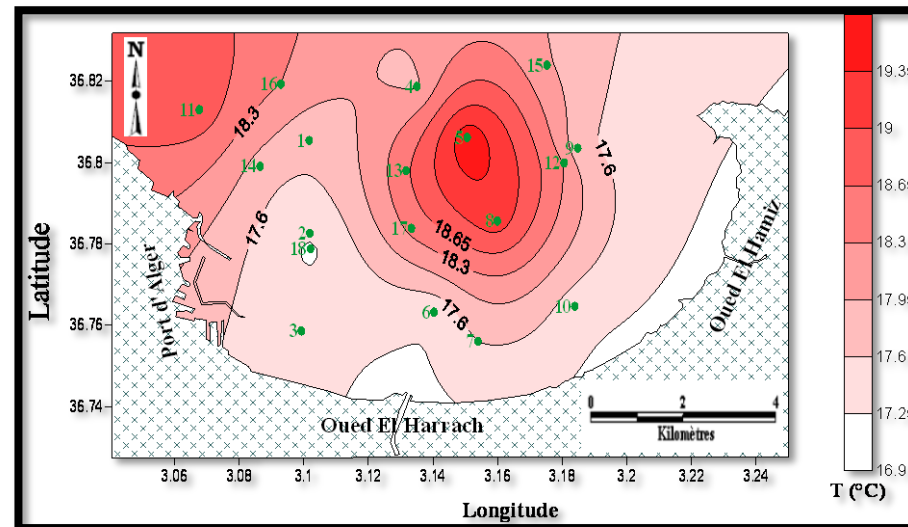


Figure 47: Cartes de distributions de la température à 5 m de profondeur lors de la campagne 2.

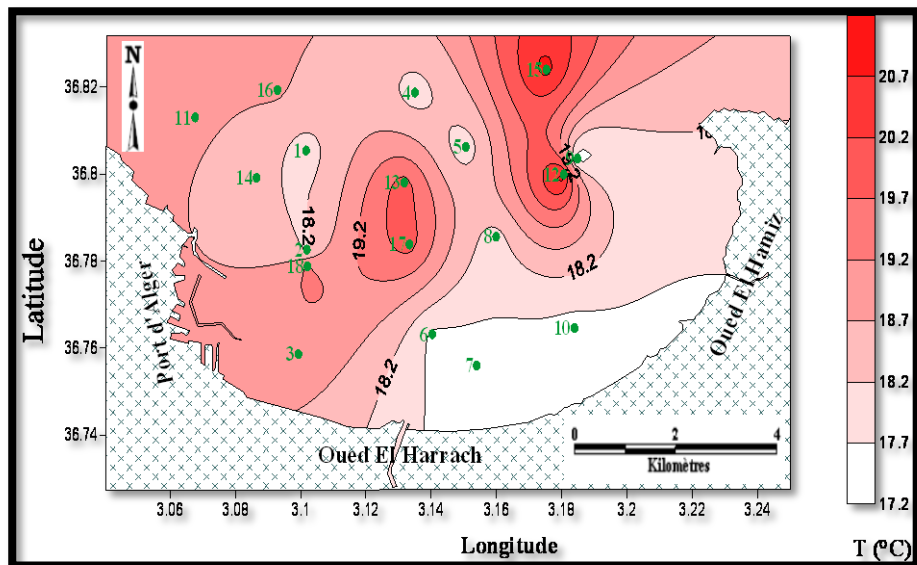


Figure 48: Cartes de distributions de la température en surface lors de la campagne 2.

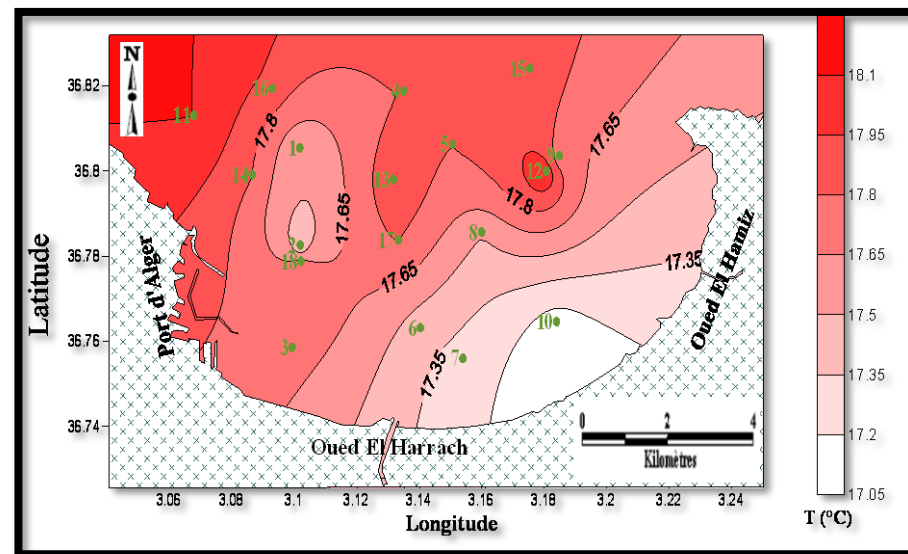


Figure 49: Cartes de distributions de la température à 10 m de profondeur lors de la campagne 2.

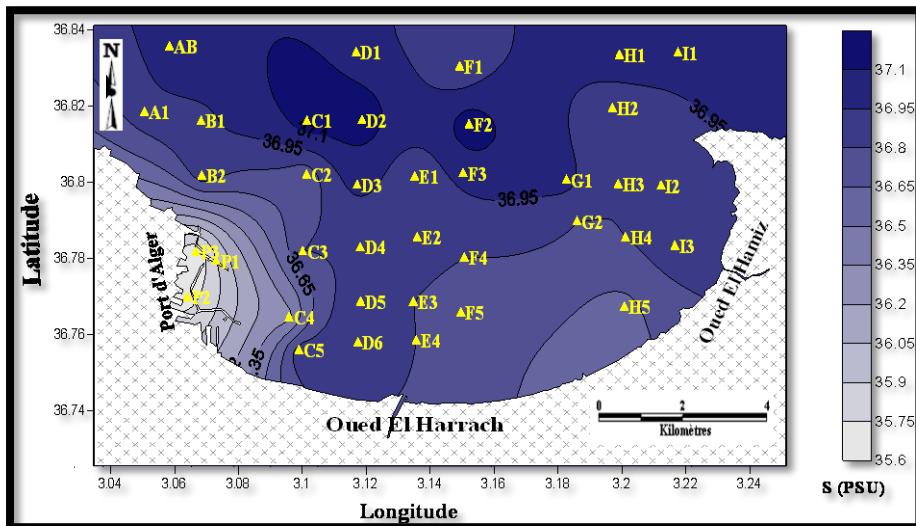


Figure 50: Cartes de distributions de la salinite en surface lors de la campagne 1.

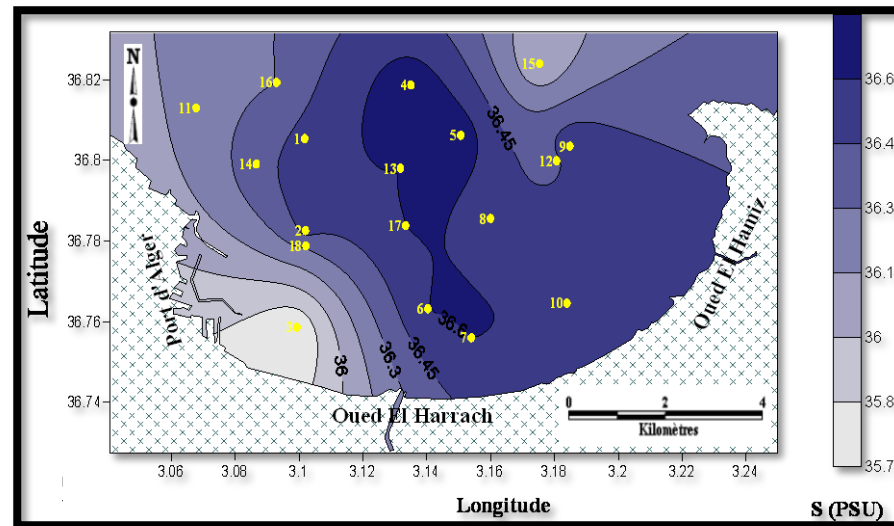


Figure 52: Cartes de distributions de la salinité en surface lors de la campagne 2.

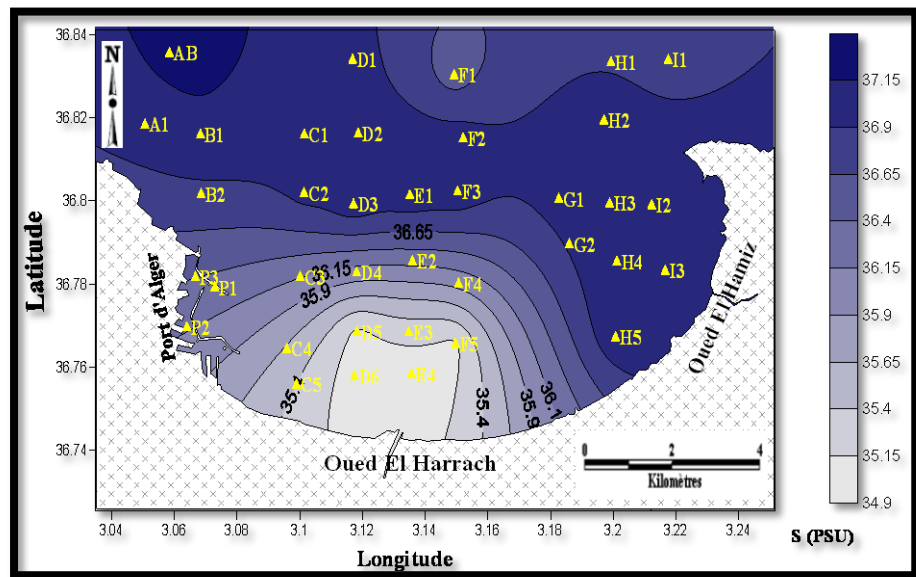


Figure 51: Cartes de distributions de la salinité à 25 m de profondeur lors de la campagne 1.

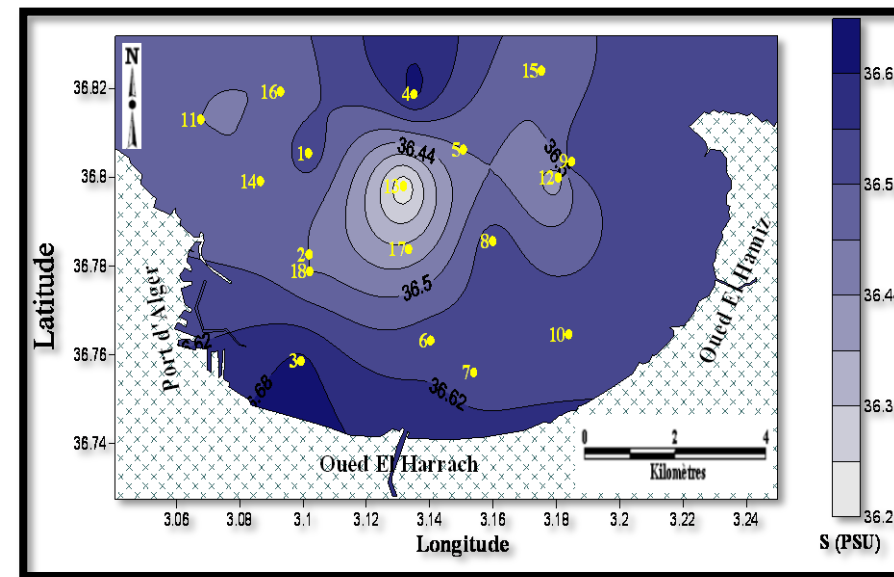


Figure 53: Cartes de distributions de la salinité à 5m de profondeur lors de la campagne 2.

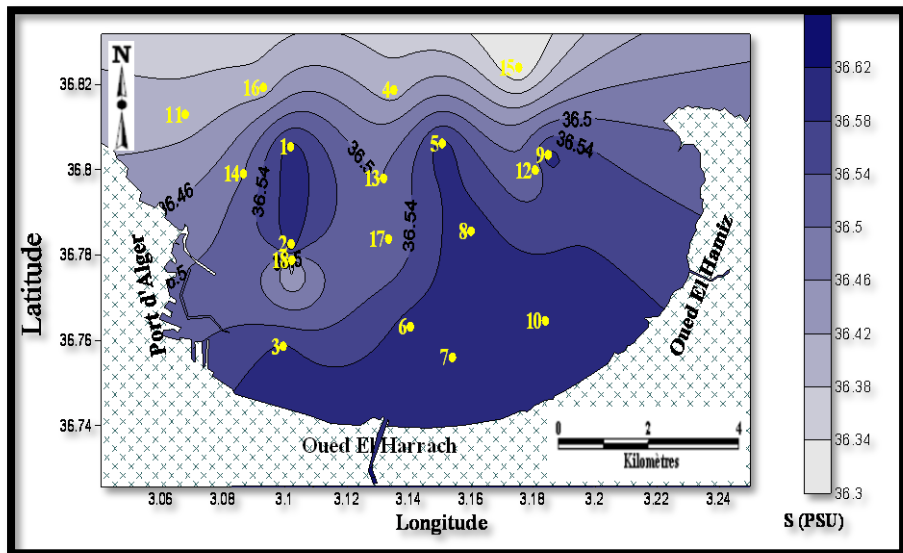


Figure 54: Cartes de distributions de la salinité à 10 m de profondeur lors de la campagne 2.

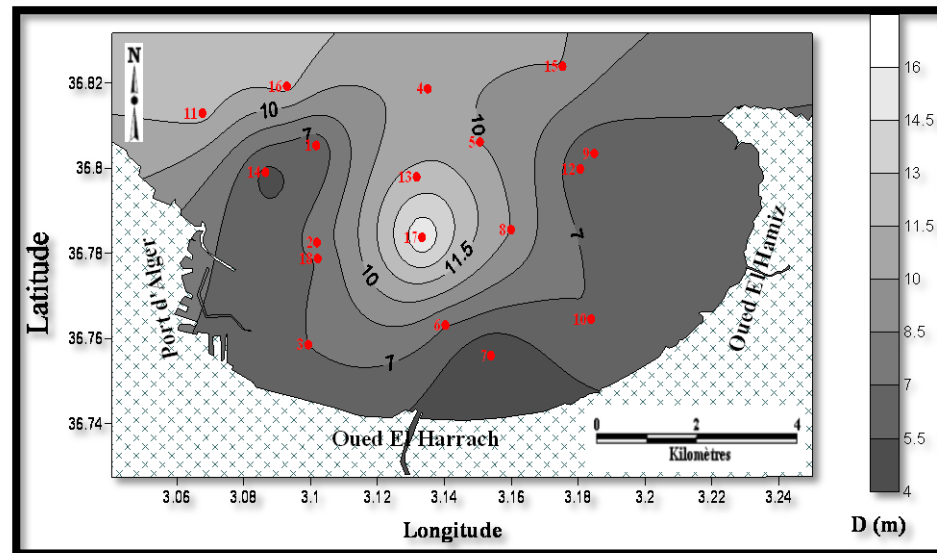


Figure 56: Cartes de distributions de la transparence de l'eau lors de la campagne 1.

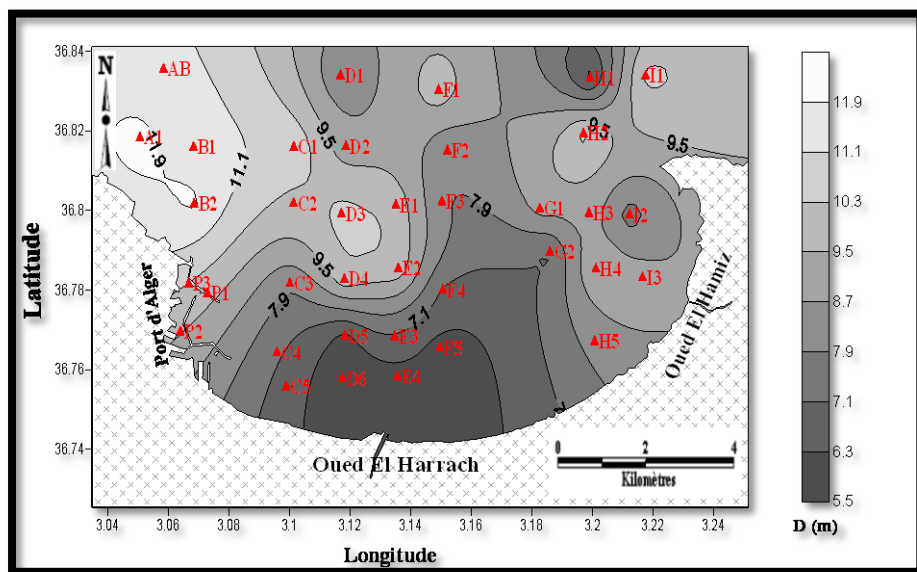


Figure 55: Cartes de distributions de la transparence de l'eau lors de la campagne

1

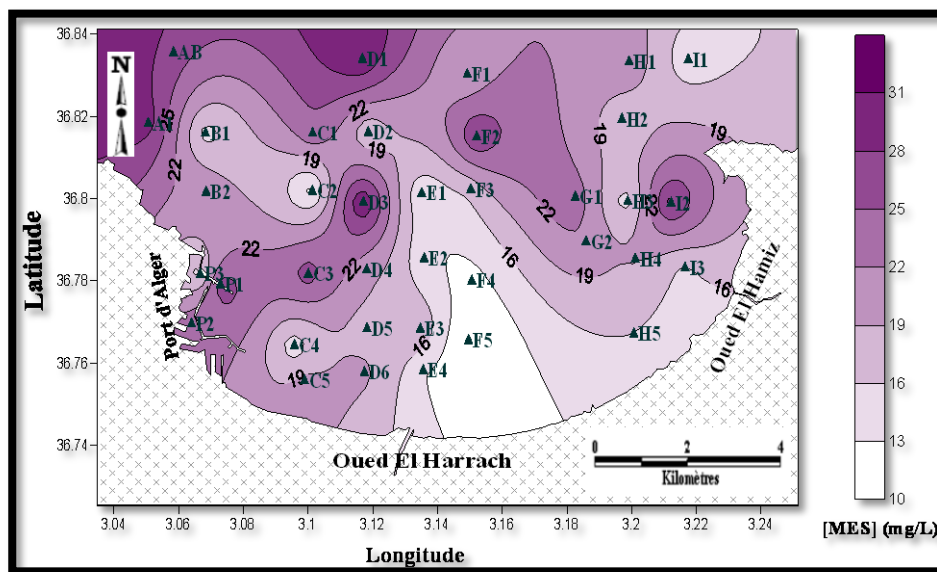


Figure 57: Cartes de distributions des MES en surface lors de la campagne 1.

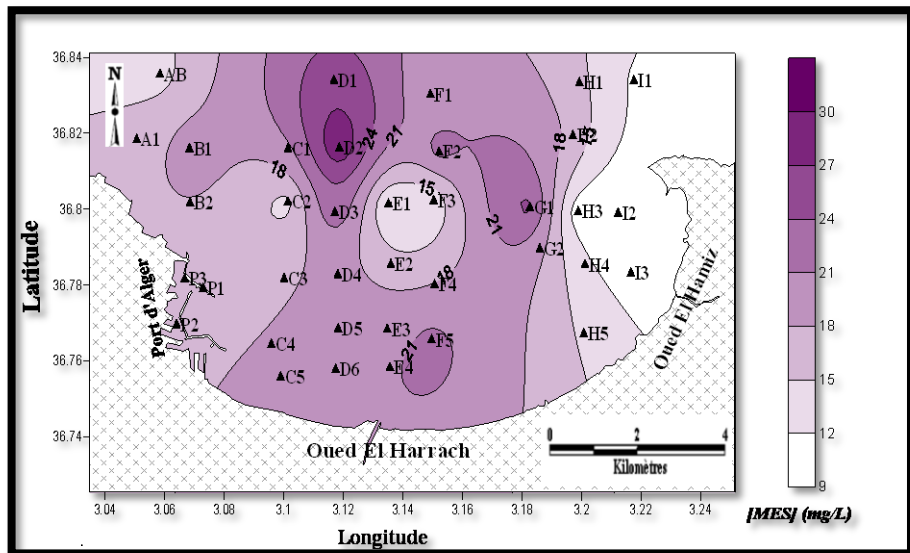


Figure 58: Cartes de distributions des MES à 25 m lors de la campagne 1.

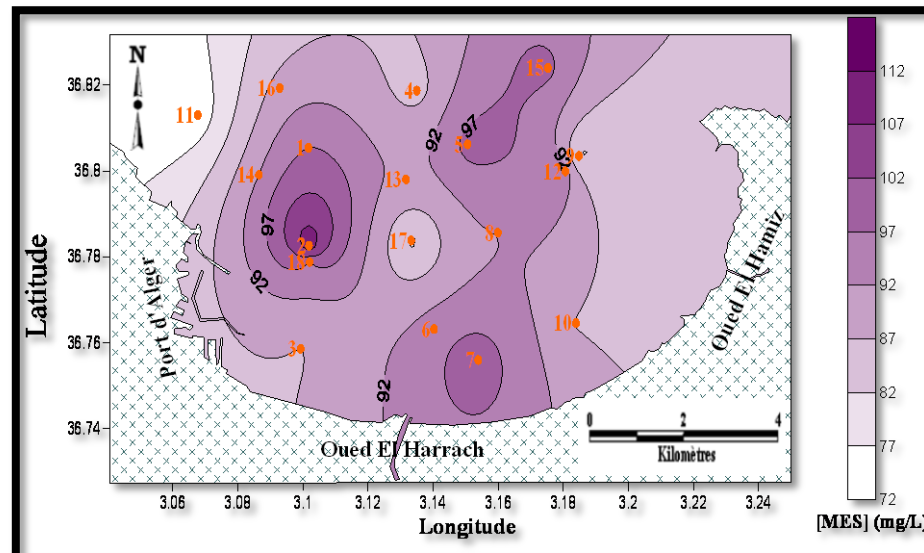


Figure 60: Cartes de distributions des MES à 5 m lors de la campagne 2.

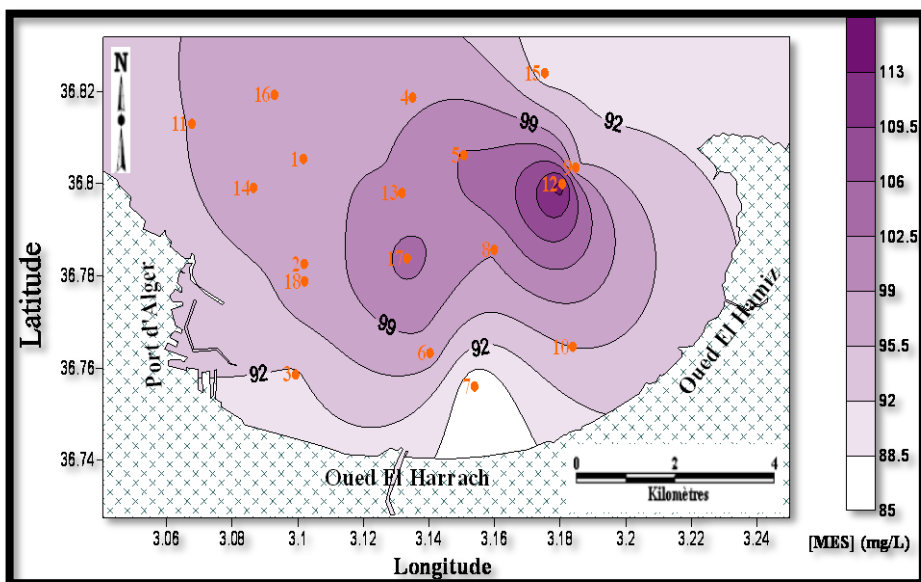


Figure 59: Cartes de distributions des MES en surface lors de la campagne 2.

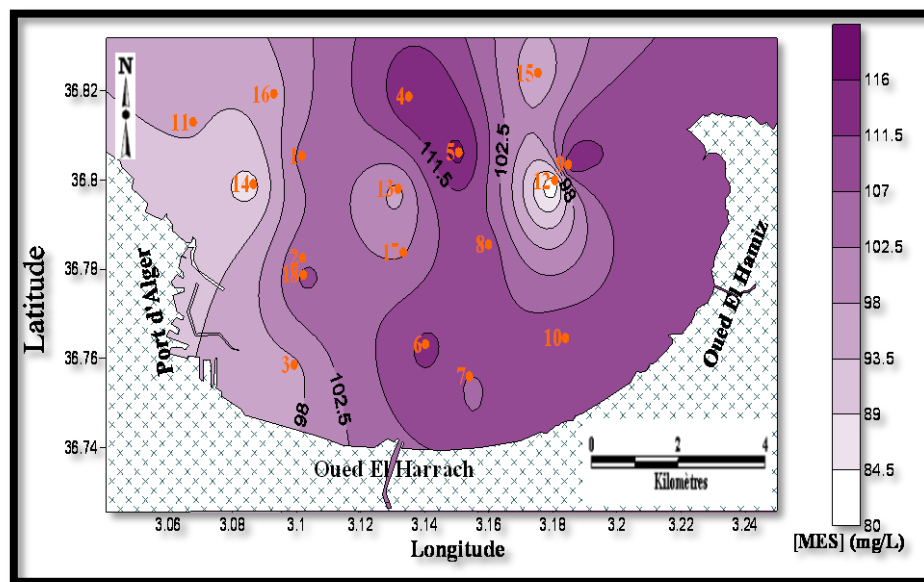


Figure 61: Cartes de distributions des MES lors de la campagne 2.

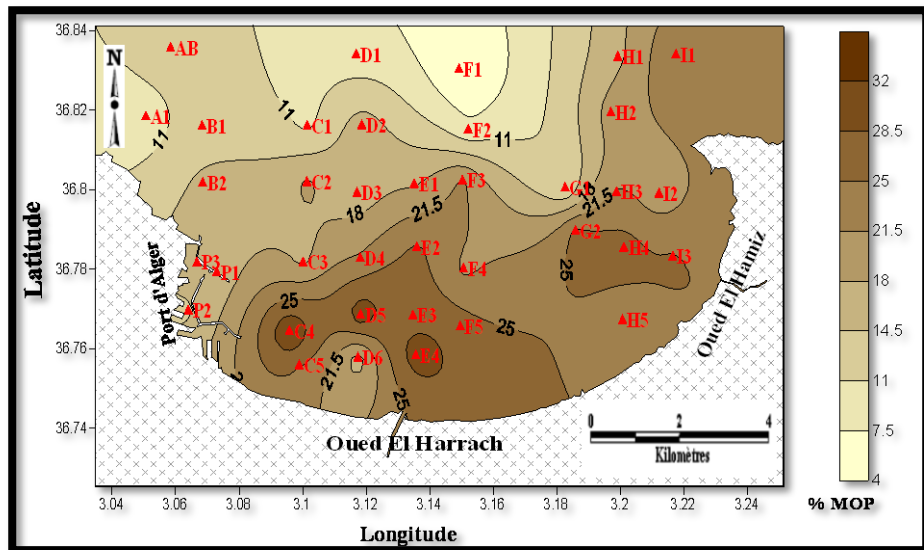


Figure 62: Cartes de distributions du pourcentage de la MOP en surface lors de la campagne 1.

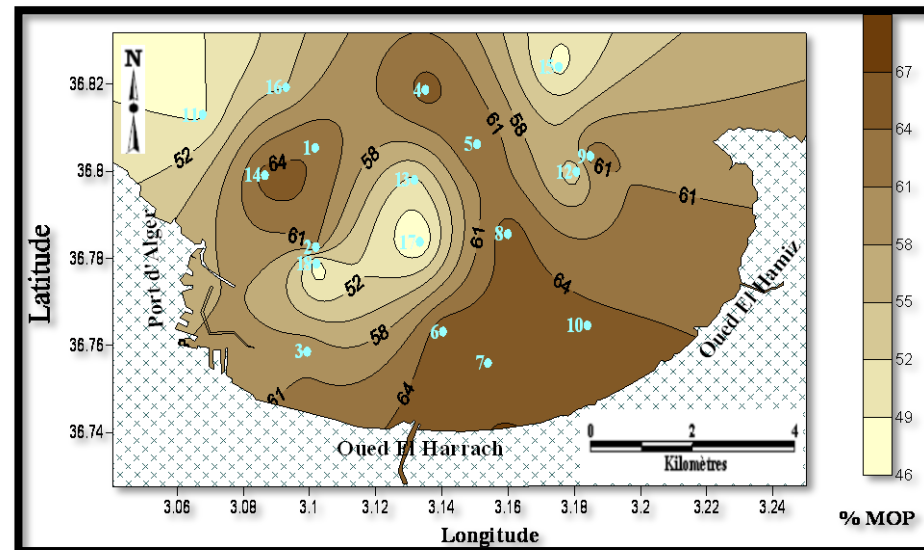


Figure 64: Cartes de distributions de deux pourcentages de la MOP en surface lors de la campagne 2.

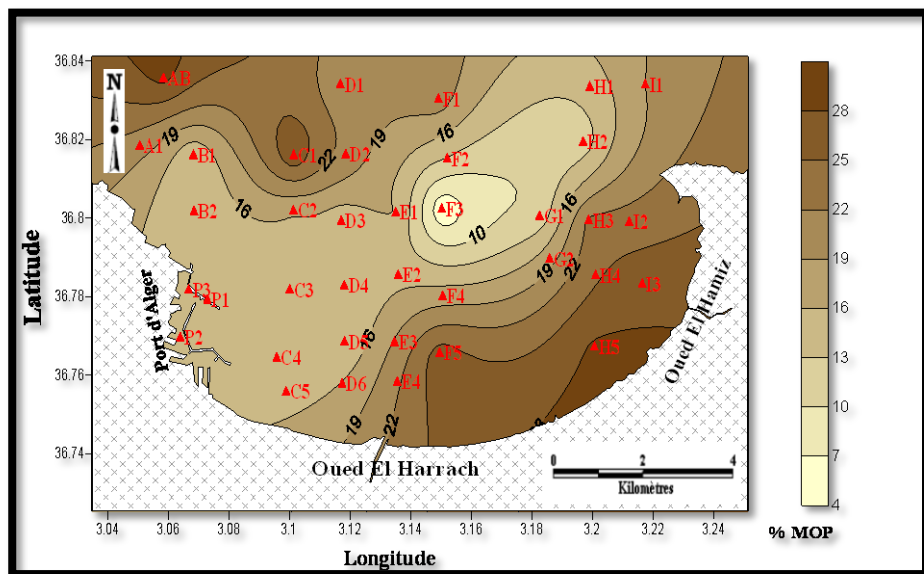


Figure 63: Cartes de distributions du pourcentage de la MOP à 25 m lors de la campagne 1.

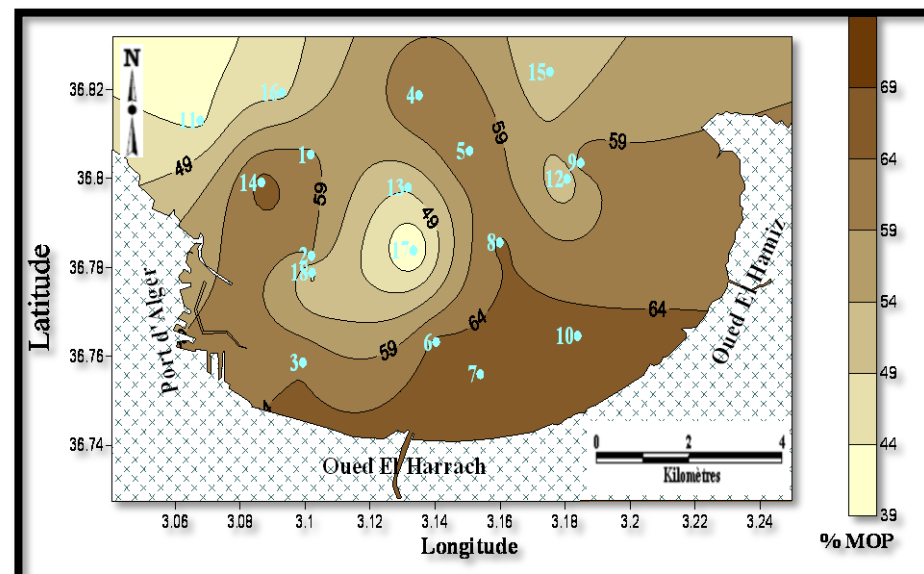


Figure 65: Cartes de distributions du pourcentage de la MOP à 5 m lors de la campagne 2.

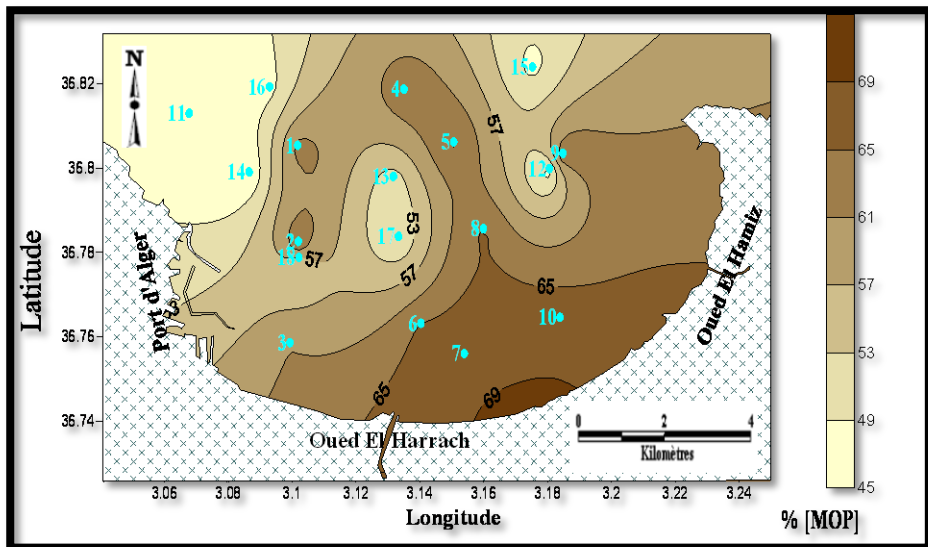


Figure 66: Cartes de distributions du pourcentage de la MOP à 10m lors de la campagne 2.

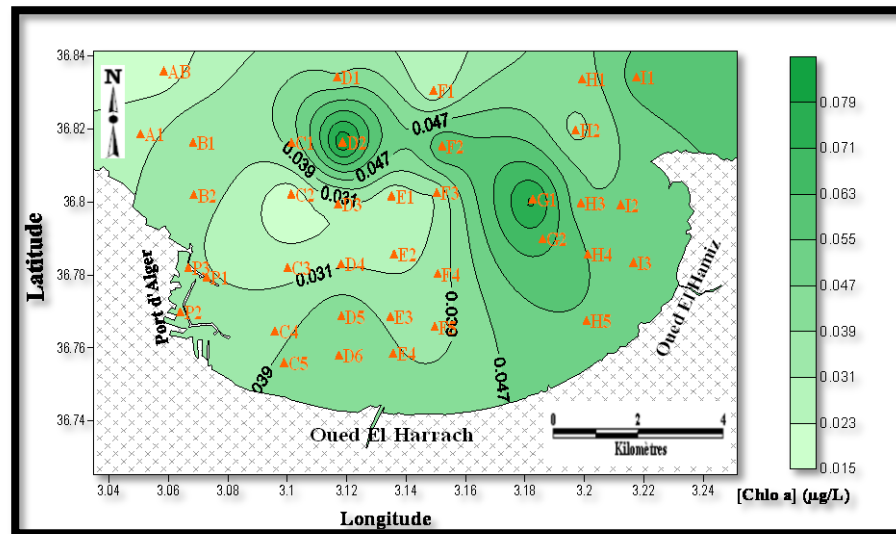


Figure 68: Cartes de distributions de la chlorophylle a à 25 m lors de la campagne 1.

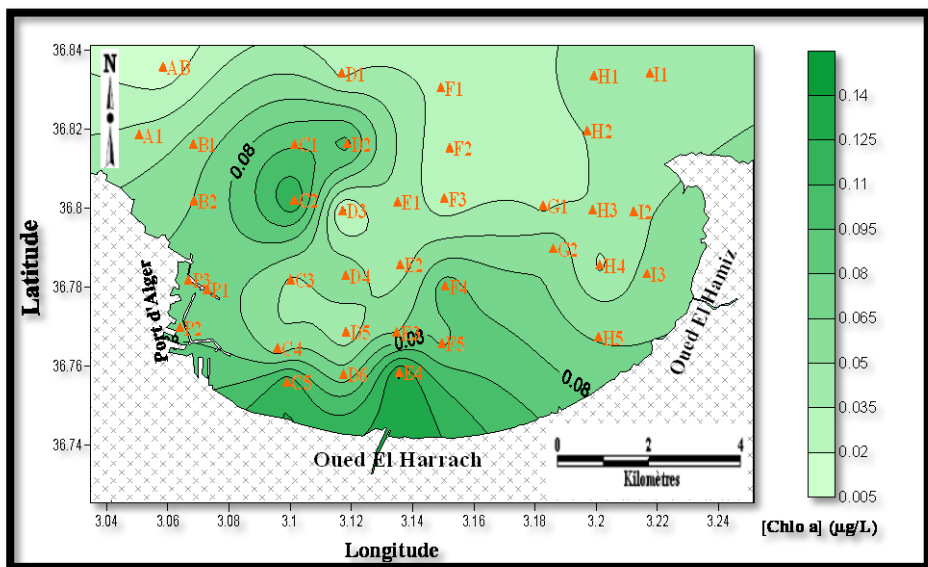


Figure 67: Cartes de distributions de la chlorophylle a en surface lors de la campagne 1.

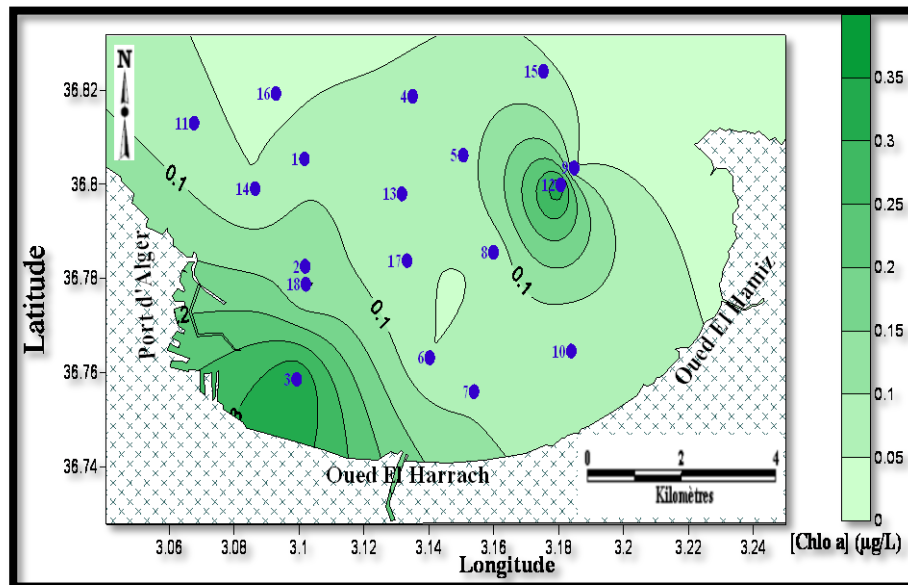


Figure 69: Cartes de distributions de chlorophylle a en surface lors de la campagne 2.

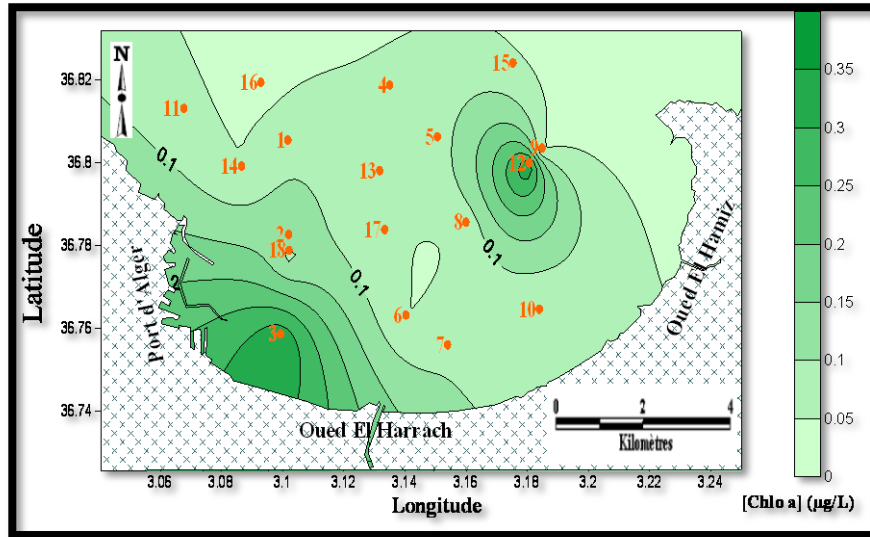


Figure 70: Cartes de distributions de la chlorophylle a à 5 m lors de la campagne 2.

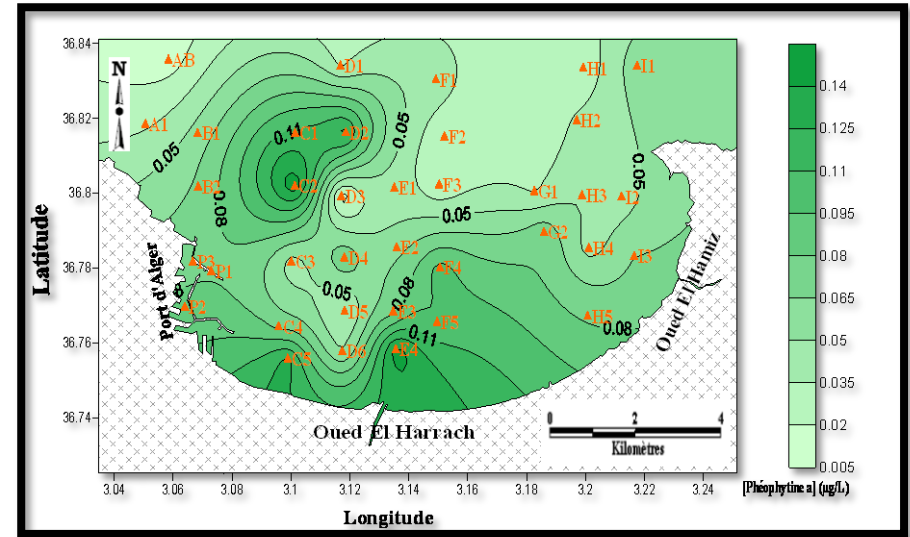


Figure 72: Cartes de distributions des phéopigments en surface lors de la campagne 1.

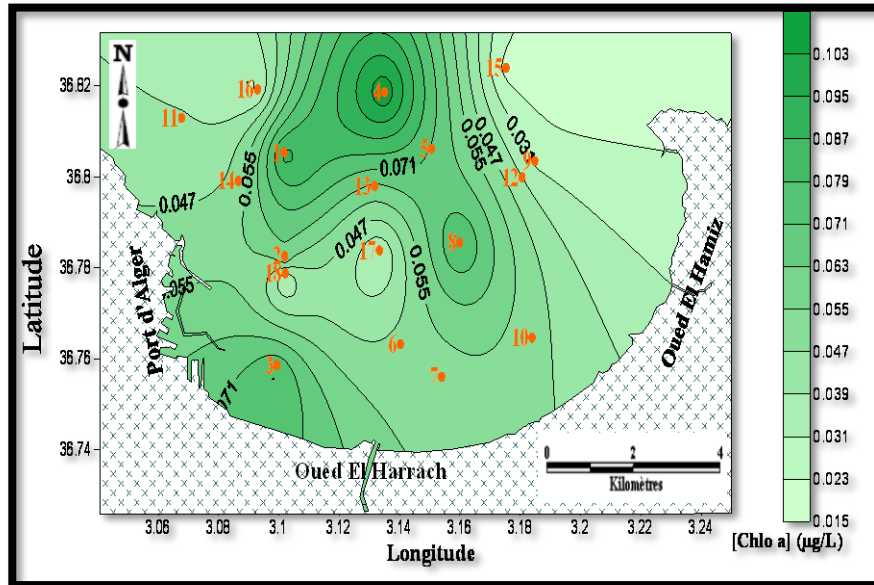


Figure 71: Cartes de distributions de la chlorophylle a à 10 m lors de la campagne 2.

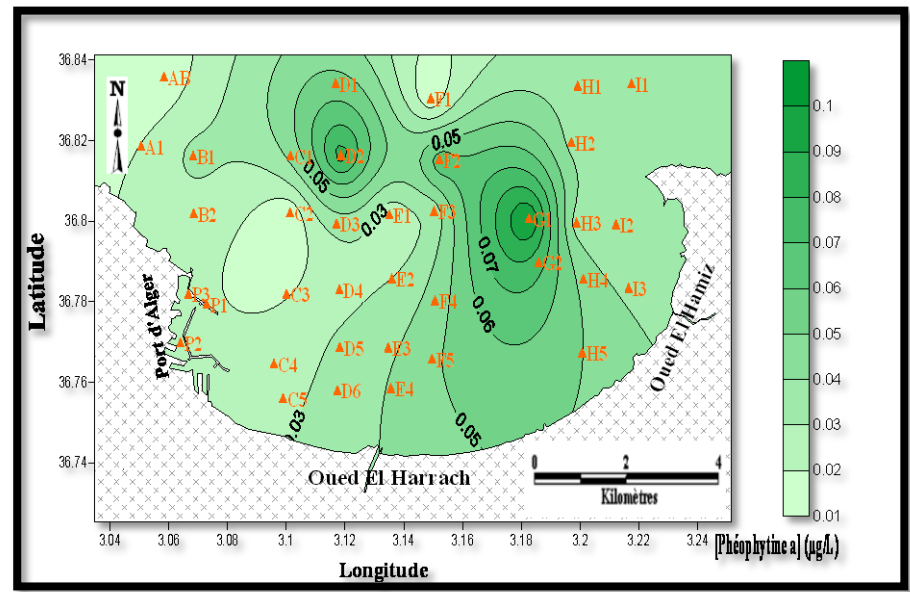


Figure 73: Cartes de distributions des phéopigments à 25 m lors de la campagne 1.

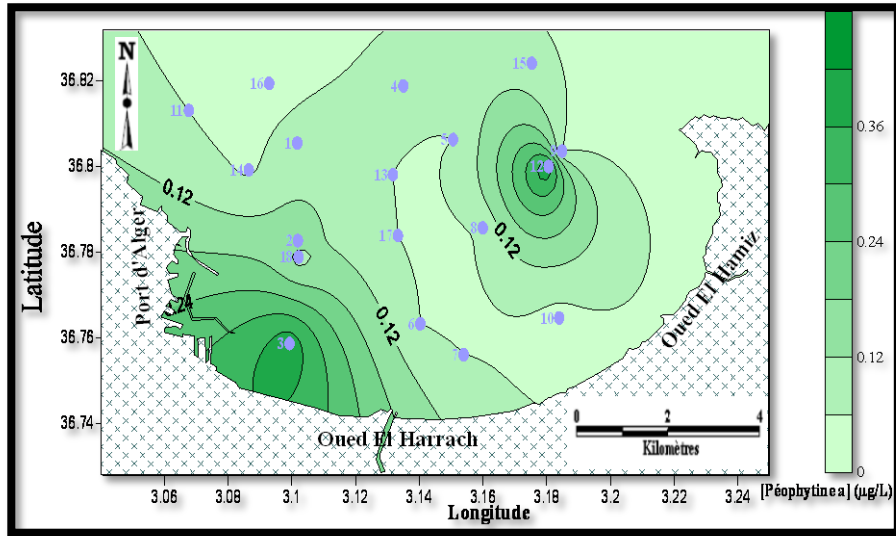


Figure 74: Cartes de distributions des péopigments en surface lors de la campagne 2.

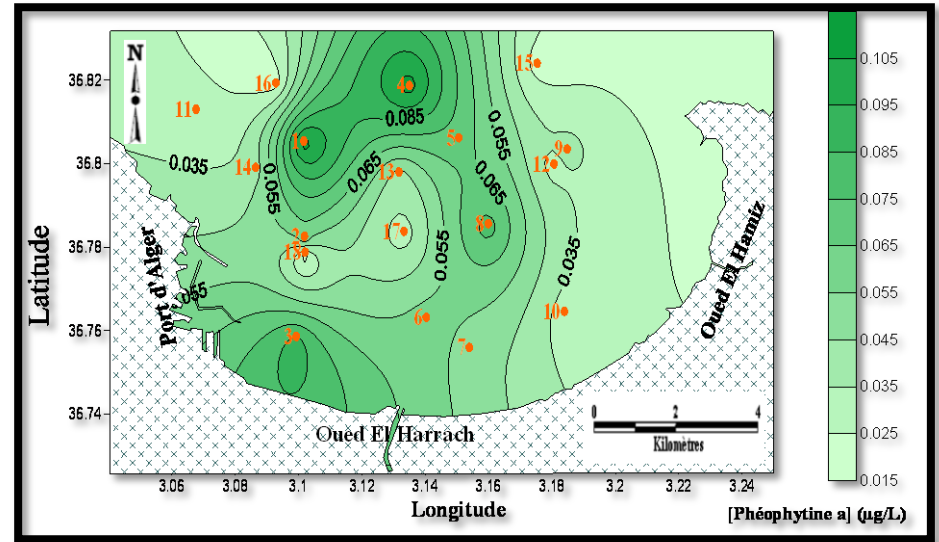


Figure 76: Cartes de distributions des péopigments à 10 m de profondeur lors de la campagne 2.

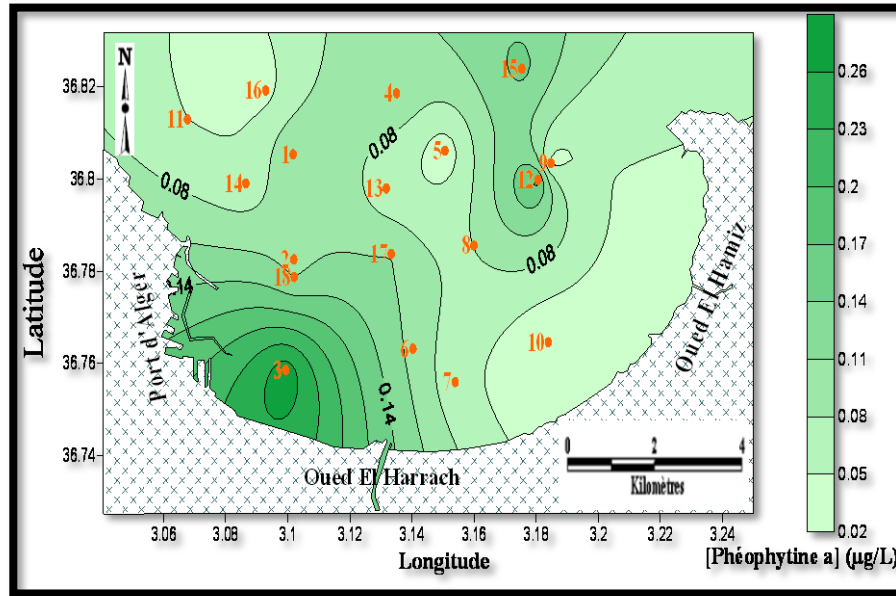


Figure 75: Cartes de distributions des péopigments à 5 m lors de la campagne 2.

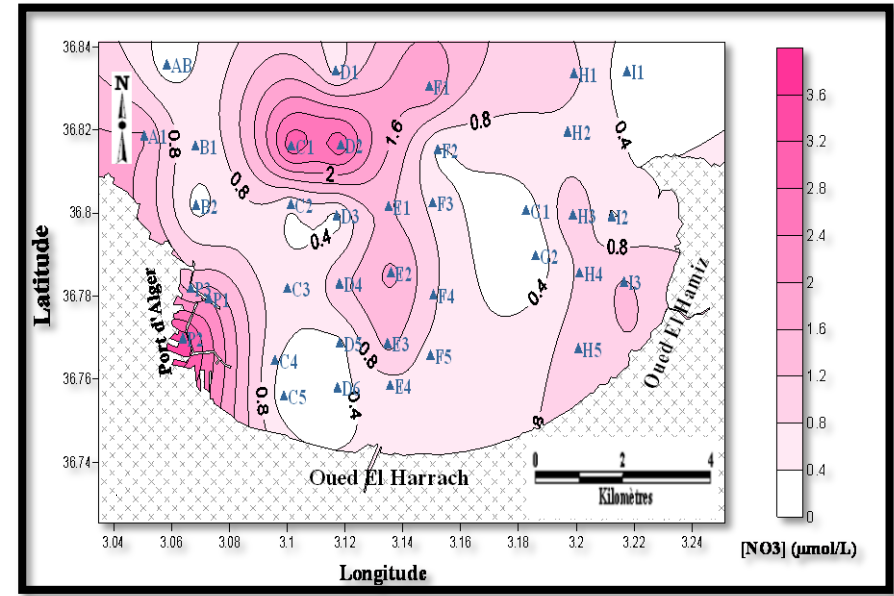


Figure 78: Cartes de distributions de nitrates en surface lors de la campagne 1.

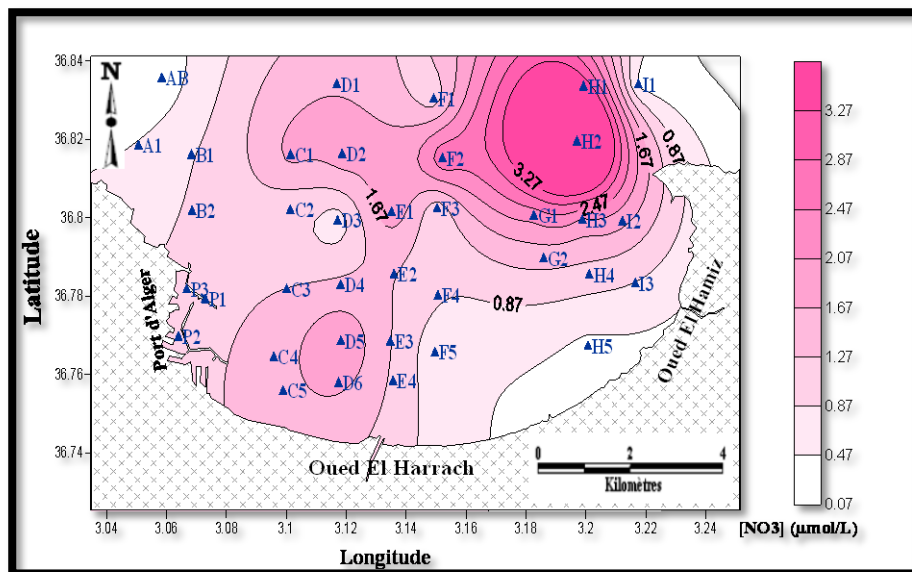


Figure 79: Cartes de distributions des nitrates à 25 m lors de la campagne 1.

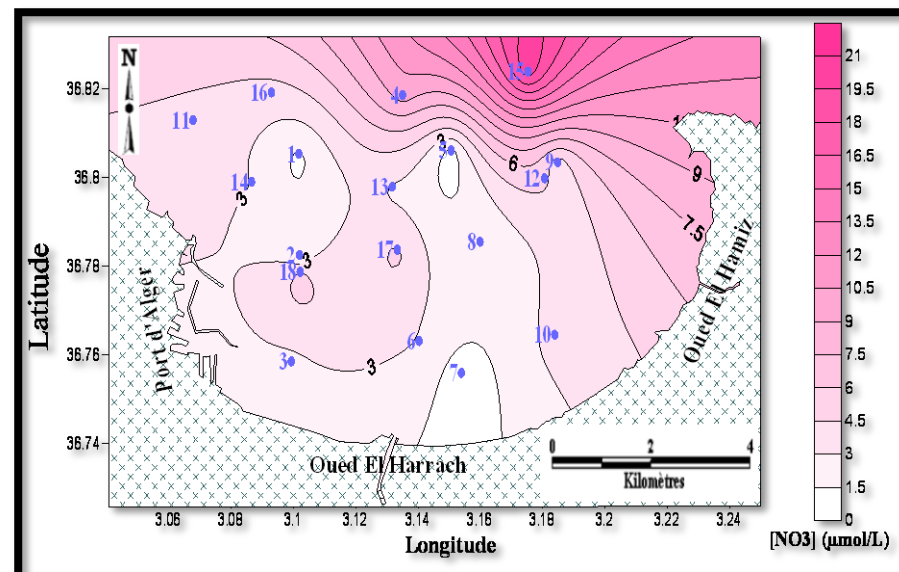


Figure 81: Cartes de distributions des nitrates à 5 m lors de la campagne 2.

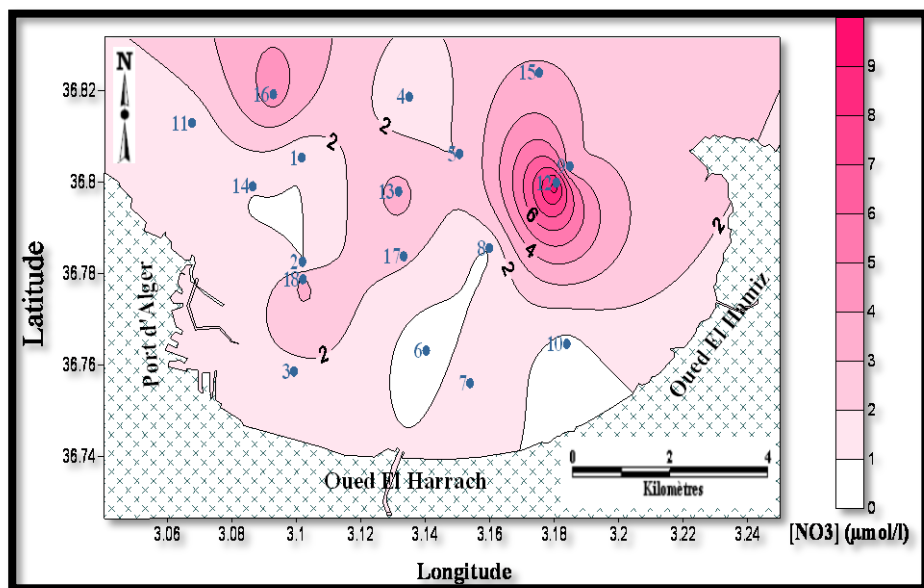


Figure 80: Cartes de distributions des nitrates en surface lors de la campagne 2.

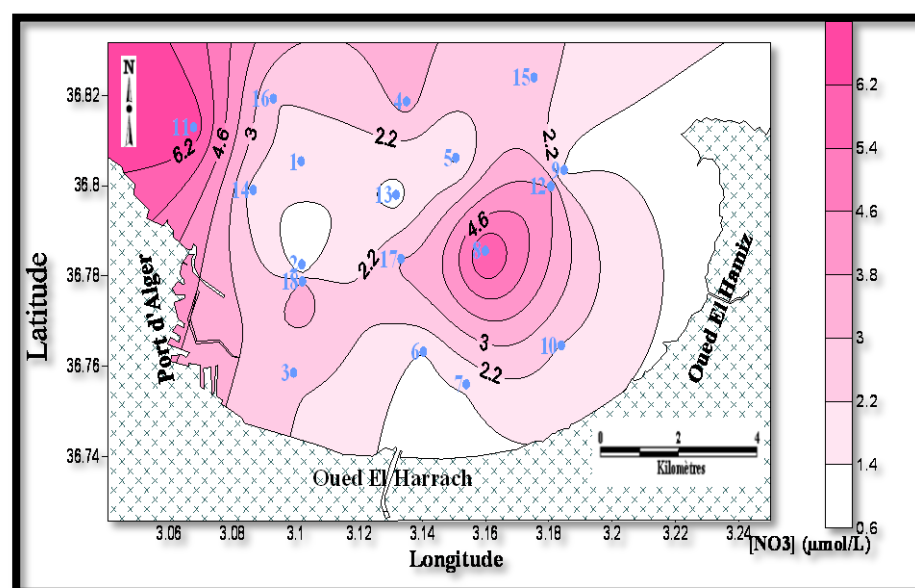


Figure 82: Cartes de distributions des nitrates à 10 m lors de la campagne 2.

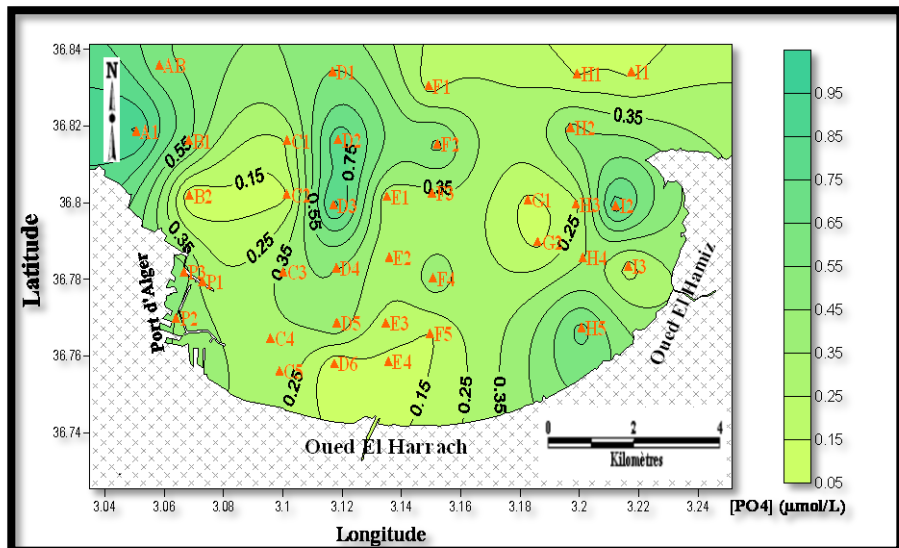


Figure 83: Cartes de distributions des phosphates en surface lors de la campagne 1.

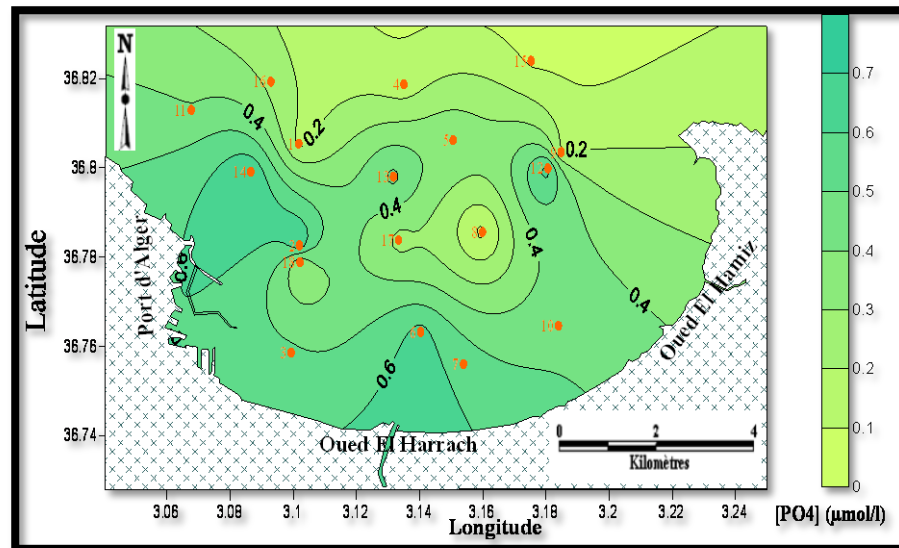


Figure 85: Cartes de distributions des phosphates en surface lors de la campagne 2.

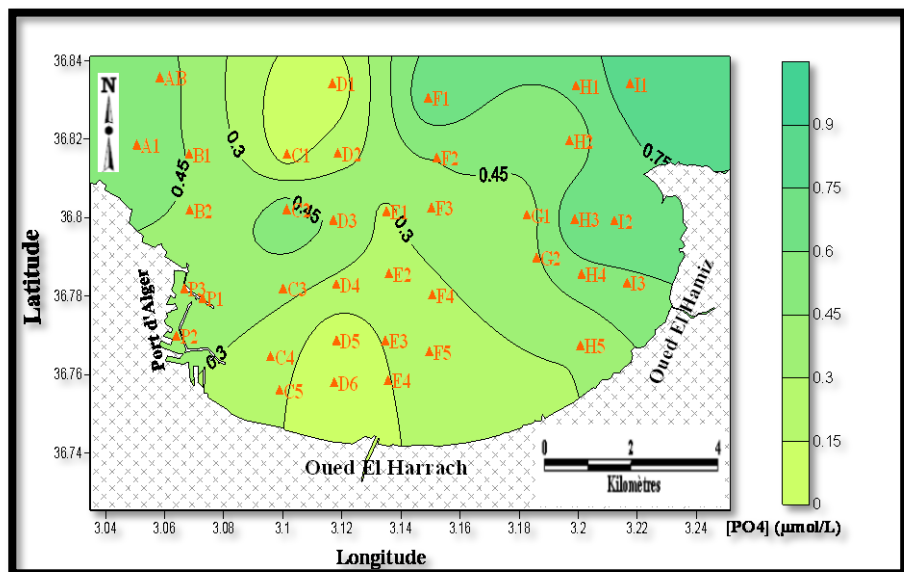


Figure 84: Cartes de distributions des phosphates à 25 m lors de la campagne 1.

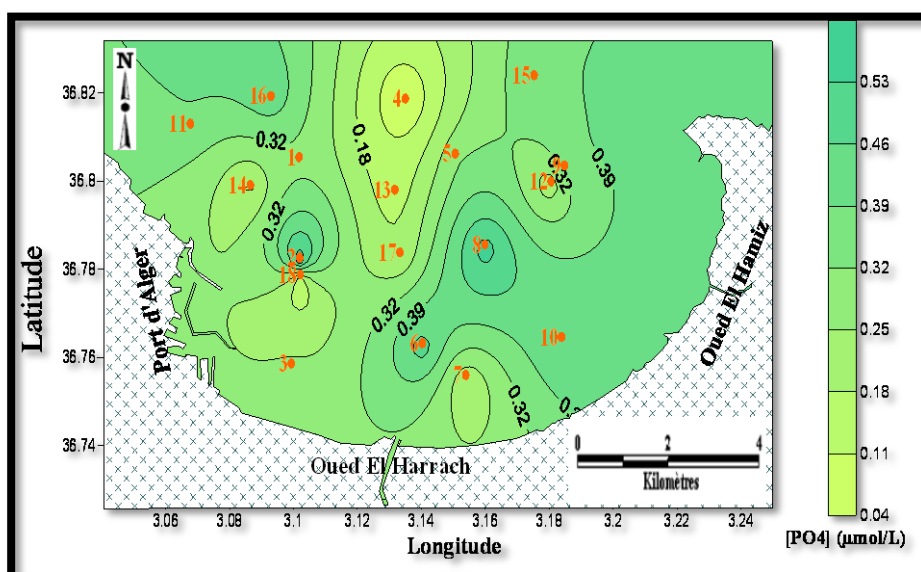


Figure 86: Cartes de distributions des phosphates à 5 m lors de la campagne 2.

III. Analyse binaire

Dans le but de voir les relations et dépendances qui existent entre les différents paramètres mesurés et analysés, l'analyse binaire constitue une très bonne approche pour cette étude et cela par l'établissement de courbes corrélatives. Cette analyse comprend l'étude de l'estimation du rapport d'abondance Nitrates/Phosphates.

III.1. Diagramme de corrélation nitrate-phosphate ($\text{NO}_3^-/\text{PO}_4^{3-}$)

La corrélation entre les nitrates et les phosphates (figure 87) donne une distribution diffuse avec un nuage de point assez rapproché et aucune linéarité significative n'apparaît ($R^2 = -0,21$). Ainsi l'existence de point très éloignés évoque probablement des contraintes ou d'anomalies particulières. La droite de régression formée par l'ensemble des points est définie par l'équation suivante :

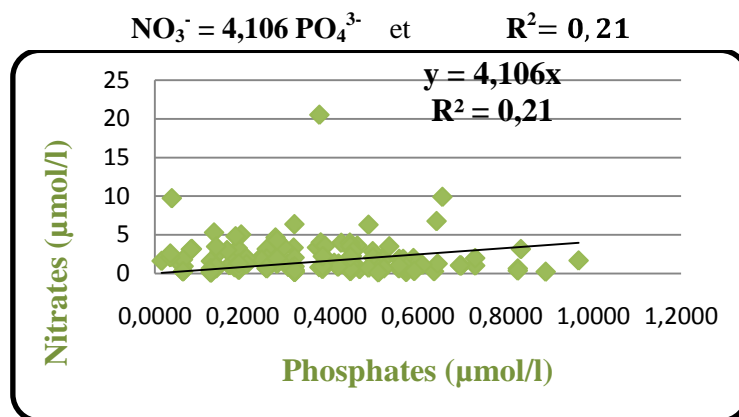


Figure 87: Diagramme de corrélation nitrates-phosphates des deux campagnes dans la baie d'Alger.

Le rapport d'abondance entre les nitrates et les phosphates $N/P = 4,106$ est trop faible par rapport aux valeurs moyennes de l'ordre de 15 et 16 admises par Redfield pour les eaux de surface à l'échelle globale de l'océan (Redfield *et al.*, 1963 ; Minster et Boulahdid, 1987 ; Boulahdid et Minster, 1989, in Bareche et Inal, 2008). Il est aussi relativement plus élevé par rapport à celui trouvé par Boulahdid *et al.*, (2000) dans la baie d'Alger ($N/P=1,6$) et qui est la même valeur obtenue par Eddalia (1990), mais ce rapport est compris dans l'intervalle de 1,39 et 23,44 du rapport en méditerranée.

Ce rapport varie entre les deux campagnes, car nous avons une valeur de $N/P = 6,68$ pendant la période printanière (Annexe 2, figures a et b), et de 0,024 pendant la période post hivernale. Pour expliquer cette dernière faible valeur du rapport N/P, qui ne peut être expliquée que par la contribution continentale en phosphates par le lessivage des terres agricoles par les eaux de ruissellement, surtout dans la partie Est et aussi par les eaux usées déversées par les deux Oueds qui sont riches en phosphates.

Aussi, la consommation des sels nutritifs par le phytoplancton peuvent être un autre facteur (nitrates forment un facteur limitant de la production primaire).

IV. Etude biologique

IV.1. Etude qualitative des populations phytoplanctoniques

Le phytoplancton de la wilaya d'Alger se caractérise, par la prépondérance de trois principaux groupes floristiques : les Diatomées, les Dinoflagellés et les Coccolithophoridés.

Les résultats d'analyse des échantillons récoltés au moyen de bouteille Niskin et analysés par la méthode d'Utermhöl, nous ont permis de distinguer les principaux groupes taxinomiques suivants (Annexe 5)

IV.1.1. Les Diatomées

Elles sont des petites algues unicellulaires siliceuses. De forme et structure très diverses, elles sont extrêmement nombreuses et comprennent plusieurs milliers d'espèces. Il est composé essentiellement d'espèce préférant les eaux froides. En effet, nous avons inventorié 32 genres déterminés jusqu'à l'espèce

dans la limite de la possibilité (58 espèces sont déterminées). Parmi les genres les plus fréquents (Voir planche 1 et 2), nous énumérons par ordre d'importance :

- ✓ Genre *Amorpha* : nous avons identifié l'espèce *A.hendaye* et nous notant la présence d'une espèce non déterminée.
- ✓ Genre *Cematotheca* : ce genre est représenté par deux espèces qui sont : *C. minima* et *C.weissflogii*.
- ✓ Genre *Cerataulina* : pour ce genre nous avons identifié l'espèce *Cerataulina pelagica*.
- ✓ Genre *Grammatophora* : nous avons identifié les espèces suivantes : *G.oceanica* (et la variété *macilenta*) qui est présente au niveau de la station 11, *G.elongatum*, *G. arctica* et *G.marina*.
- ✓ Genre *Guinardia* : nous avons identifié l'espèce *G.flaccida* qui est présente au niveau des stations 4,7 et 11. Cette espèce est plus fréquente au niveau de la station 11.
- ✓ Genre *Leptocylindrus*: il est représenté par *Leptocylindrus minimus* et *Leptocylindrus danicus*, qui sont présent dans tous les échantillons étudiés. *L.danicus* représente l'espèce la plus dominante et présente dans toutes les stations étudiées.
- ✓ Genre *Licmophora* : ce genre est représenté par les espèces suivantes : *L.abbreviata*, *L.communis*, *L.paradoxa*, *L.dalmatica* var. *tenella* et *L.gracilis* var. *minor*. L'espèce *L.paradoxa* présente une densité cellulaire plus importante au niveau de la station 4.
- ✓ Genre *Navicula* : avec une présence rare, cette espèce est difficile à identifier, donc nous avons répertorié *Navicula* sp.
- ✓ Genre *Pleurisigma* : deux espèces sont identifiées, nous avons *P.directum* et *P.normanii*.
- ✓ Genre *Rhizosolenia* : L'analyse microscopique montre que l'espèce *Rhizosolenia alata* Brightw est fréquent, ainsi que la présence de *Rhizosolenia delicatula* et *Rhizosolenia robusta* Norm, qui sont deux espèces moins fréquentes.
- ✓ Genre *Thalassiosira* : Pour ce genre nous avons déterminé une seule espèce qui est *Thalassiosira decipiens* qui est présente seulement au niveau de la station 15.
- ✓ Genre *Thalassiothria* : l'espèce *T.longissima* a été identifiée.
- ✓ Genre *Nitzschia* : Ce genre comme *Leptocylindrus* est très fréquent, avec une diversité importante (9 espèces déterminées), les principales sont :

Pseudo-nitzschia galaxia, *N.longissima*, *N.delicatissima complex*: qui sont des espèces inventoriées dans presque toutes les stations. Ces espèces sont accompagnées par diverses autres espèces telles que : *N.pengens*, *N.multistriata*, *N.pacifica*, *N.sigmoidea*, *N.subpacifica*, *N.sigma* avec deux variété (*sigmate* et *rigidula*), *Pseudo-N.lineola*, *Pseudo-N.heimii* et *N.obtusa* var. *brevissi*.

Nous avons rencontré plusieurs genres présents au niveau des stations étudiées. Ces genres sont représentés chacun par une seule espèce telles que : *Achanthes* (*A.longipes*), *Actinocyclus* (*A.octanarius*), *Cematodescus* (*C.minima*), *Climacosphenia* (*C.moniligera*), *Cochlodinium* (*C.polykrikoides*), *Minidiscus* (*M.triocularis*), *Corythodinium* (*C.tesselatum*), *Paralina* (*P.sulcata*), *Rhabdonema* (*R.minutum*), *Sinophysis* (*S.ebriolum*), *Synedra* (*S.robusta*), *Triceratium*, *Tropidoneis* (*T.vitrea* var. *Mediterranea* Grum), *Tryblioptychus* (*T.hainanensis*, *Zygabikodinium* (*Z.lenticulatum*), *Coscinodiscus* sp., *Cerataulus* sp. et *Surirella* sp.

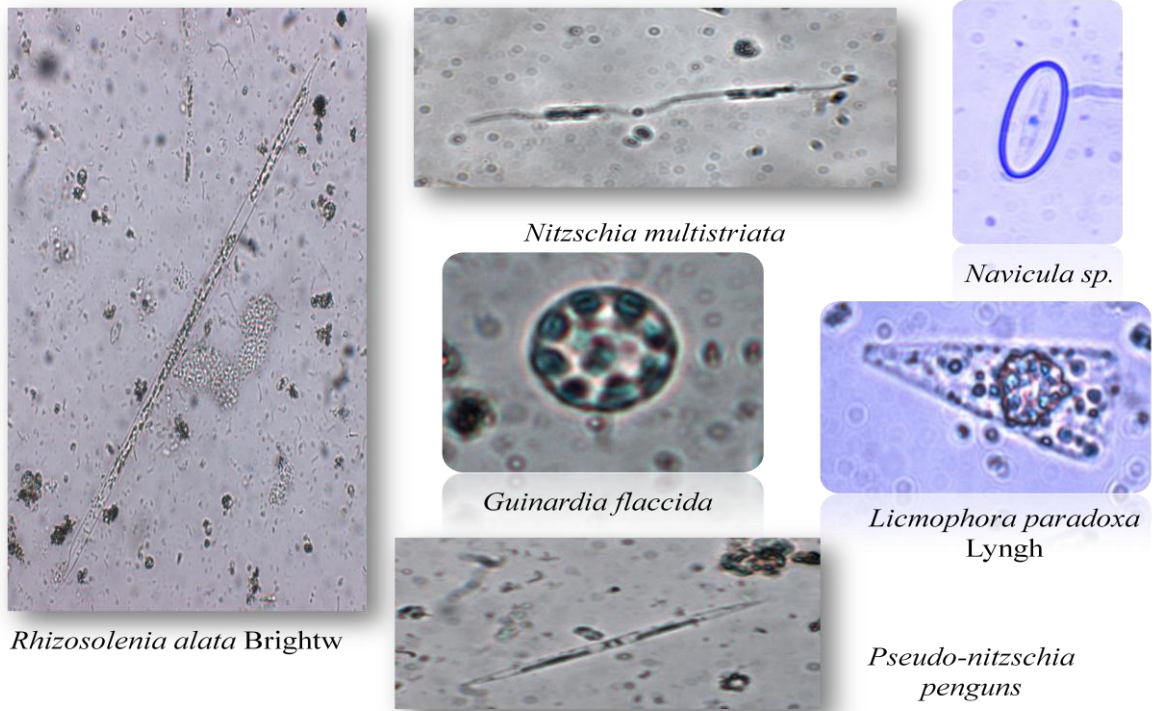


Planche 1: Photos des espèces de diatomées identifiées sous microscope inversé (Grossissement x 40).

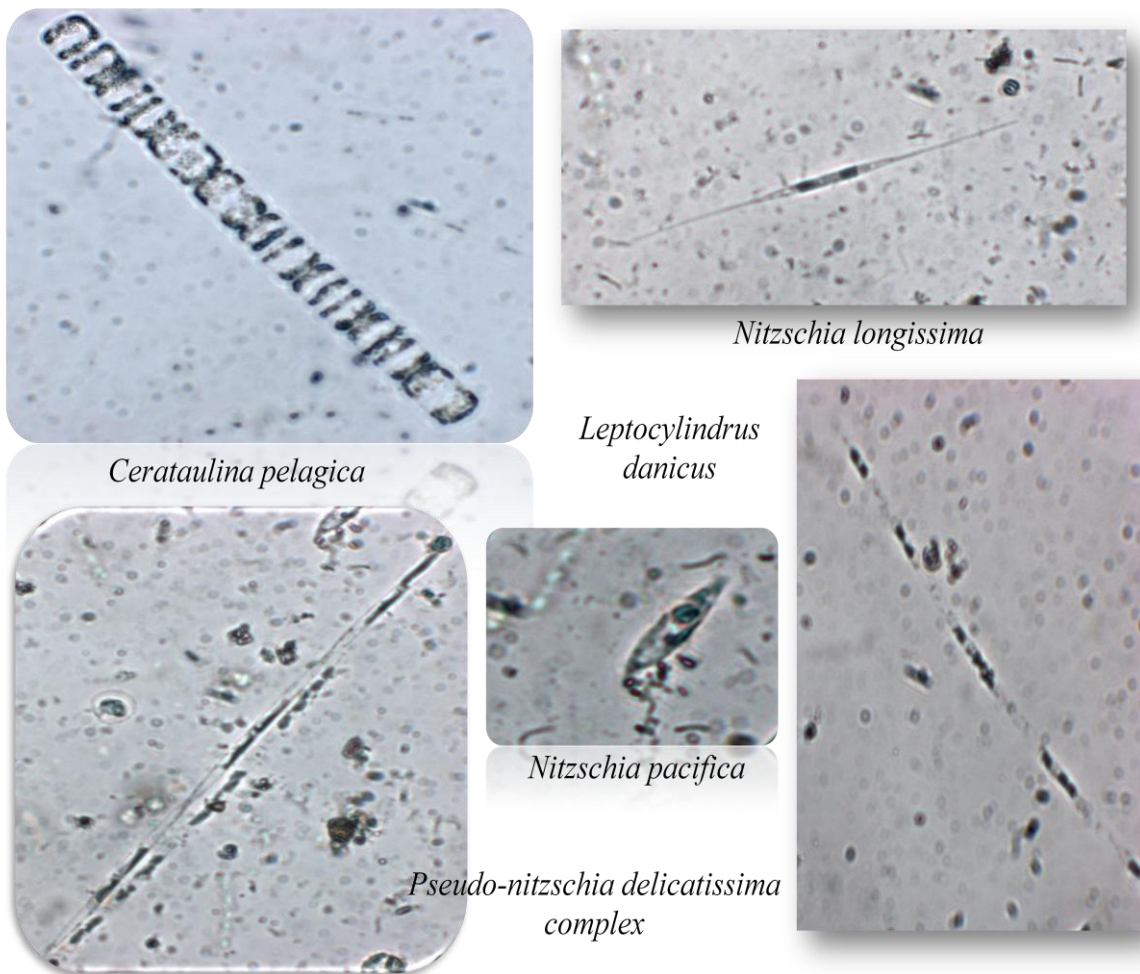


Planche 2: Photos des espèces des genres *Nitzschia* et *Cerataulina* identifiées sous microscope inversé (Grossissement x 40).

IV.1.2. Les Dinoflagellés (Planches 3 et 4)

Où les Péridiniens, qui sont le deuxième élément essentiel du microplancton méditerranéen (Sournia, 1990, in Hebada et Megdoud, 2005) présentent une variété extraordinaire aussi bien au point de vue de leur morphologie externe et interne que de leur mode de vie (Trégouboff et Rose, 1957) (Planche 4). Dans ce groupe, nous avons pu identifier 83 espèces, et on distingue :

a. Dinoflagellés cuirassés

Où les Péridiniens, il existe une membrane fondamentalement cellulosique, imprégnée de diverses substances et surtout de pectine et de cellulose, et qui est la membrane sécrétrice de la thèque. Ce groupe montre une plus grande diversité spécifique que les Gymnodiniens. Dans ce groupe le genre *Ceratium* domine avec 14 espèces recensées, notre analyse a aboutie à l'identification des genres suivants :

✓ Genre *Alexandrium* : nous avons la présence d'une espèce déjà identifiée sur le littoral algérien qui est *A. minutum* ainsi la présence d'une espèce non identifiée *Alexandrium sp.*

✓ Genre *Ceratium* : ce genre regroupe des espèces de grande taille océanique ainsi certaines sont de bonnes indicatrices hydrologiques (Frost, 1938 in Touahria, 1999). Pour notre étude ce genre est très fréquent et représente pour le groupes des dinoflagellés le genre le plus diversifié (14 espèces) et parmi les espèces identifiées, nous avons : *C. furca* qui est le plus fréquent, *C. euarcuratum*, *C. extensum*, *C. lineatum*, *C. fusus*, *C. incisum*, *C. longipes*, *C. macroceros*, *C. massiliense*, *C. pentagonum tenerum*, *C. teres*, *C. trichoceros* et *C. tripos* ainsi que la présence de sa variété *C. tripos var. tripodioides*.

✓ Genre *Ceratocorys* : l'espèce *Ceratocorys horrida* le représente, mais avec une fréquence d'apparition très faible.

✓ Genre *Corythodinium* : nous avons identifié 2 espèces. Au niveau des stations 11 et 7, nous avons identifié respectivement *C. reticulatum* et *C. tessellatum*.

✓ Genre *Dinophysis*: ce genre est représenté par 4 espèces qui sont : *D. caudata*, *D. acuminata*, *D. sphaerica* et *D. rotundata*.

✓ Genre *Noctiluca* : d'une taille assez importante il comprend l'espèce *N. scintillans*.

✓ Genre *Oxytoxum* : ce genre est représenté par deux espèces qui sont : *O. gigas* et *O. ovum*.

✓ Genre *Podolampas* : pour ce genre, nous n'avons identifié qu'une seule espèce qui est *P. elegans*.

✓ Genre *Prorocentrum* : ce genre est présent avec 11 espèces, il est fréquent dans les stations étudiées et parmi les espèces identifiées, nous avons : *P. mican* Ehrenberg, *P. balticum*, *P. gracile*, *P. cornutum*, *P. lima*, *P. minimum*, *P. nanum*, *P. ovum*, *P. rotundatum*, *P. triestinum* et enfin *Procerentrum* Ehrenberg.

✓ Genre *Protoceratium* : pour ce genre, nous avons identifié *Protoceratium sp.* et la présence de kystes de *Protoceratium* au niveau de la station 7.

✓ Genre *Protoperidinium* : ce genre est assez diversifié (avec 9 espèces) et comporte les espèces suivantes : *P. globulus*, mais aussi cette espèce présente deux variétés *ovatum* et la var. *guarnerense*. En plus de ces espèces nous avons identifié : *P. granii* qui est présent au niveau de toutes les stations étudiées. Ainsi, nous avons *P. minusculum*, *P. pellucidum*, *P. pyriforme*, *P. seratus*, *P. tuba*, *P. reticulatum*, *P. turbinatum* et *P. variegatum*.

✓ Genre *Scripsiella* : ce genre fréquent dans presque l'ensemble des stations sauf pour la station 15, l'espèce identifiée est *Scripsiella trochoida*.

Enfin, pour les genres suivants, ils ne sont représentés que par une seule espèce chacun :

Chattonella (*C. subsalsa*), *Fragilidium* (*F. mexicanum*), *Herdmania* (*H. littoralis*), *Pheopolykrikos* (*P. hartmannii*), *Prynnesium* (*Prynnesium sp.*), *Pyramimonas* (*P. nephroïdea*) et le genre *Pyrophacus* par l'espèce *P. horologium*.

b. Dinoflagellés nus

Un Péridinien nu (Gymnodinien) typique est globuleux, avec une extrémité plus ou moins acuminée et l'autre plus large, arrondie. Son corps est divisé par un sillon transversal, ou ceinture, à peu près circulaire et équatoriale (Trégouboff et Rose, 1957). Ils sont de petites tailles (< 1,8 µm) (Touahria, 1999).

Selon la classification établit par **Sournia (1993) (Touahria, 1999)**, ce groupe renferme les genres suivants : *Amphidinium*, *Cochlodinium*, *Gymnodinium*, *Gyrodinium*, *Katodinium*, *Torodinium*... Lors de nos analyses, nous avons rencontré les genres suivants :

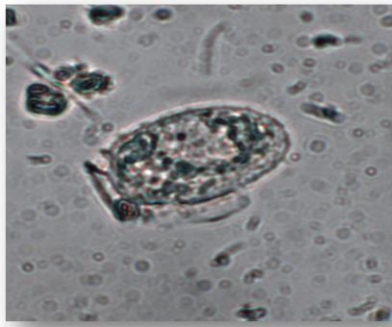
- ✓ Genre *Amphidinium* : pour lequel nous avons identifié deux espèces : *A.extensum* et *A.sphenoides*.
- ✓ Genre *Cochlodinium* : ce genre est représenté par deux espèces peu fréquentes, qui sont : *C.polykrikoïdes* et *C.pupa*.
- ✓ Genre *Gymnodinium* : du point de vue de la densité cellulaire, ce genre représente la plus grande densité par rapport aux autres genres, avec la présence de deux espèces qui sont : *G.conicum*, *G.coeruleum* et la présence d'une espèce non identifiée.
- ✓ Genre *Gyrodinium* : ce genre par contre est le plus important du point de vue diversité, notons la présence de 7 espèces qui sont : *G.britannicum*, *G.fusifforme*, *G.lachryma*, *G.opimum*, *G.pingue*, *G.spiralea* et enfin la présence de kystes de *G.uncatenum*.
- ✓ Genre *Katodinium* : rencontré qu'une seule fois par l'identification de l'espèce *K.glaucum*.

IV.1.3. Les Coccolithophorides

Ces flagellés calcaires sont extrêmement abondants dans les eaux tempérées froides et chaudes (**Soumia, 1990, in Hebada et Megdoud, 2005**). Ce groupe est recensé dans les eaux méditerranéennes (**Trégouboff et Rose, 1957**). Lors de notre étude, nous n'avons pas pu identifier les espèces de ce groupe à cause de lugol utilisé pour la conservation des échantillons, mais nous avons noté la présence de l'espèce *Coccolithophoridea sp.*

IV.1.4. Les Nano-flagellés

Les individus de ce groupe sont des organismes de petite taille dont l'identification au microscope inversé est une tâche difficile. Nous avons pu établir l'identification de certains individus tels que : *Nephrolsmis minuta*, *Chlamydomonas coccoïdes*, *Imantonia rotunda* et *Parapedinella sp.*



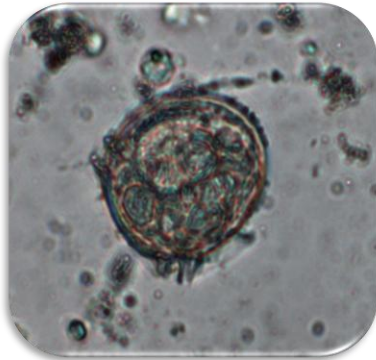
Dinophysis acuminata



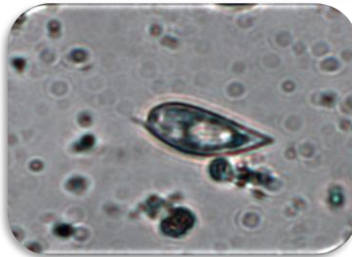
Sinophysis ebriolum



Dinophysis caudata



Dinophysis rotundata



Prorocentrum Ehrenberg



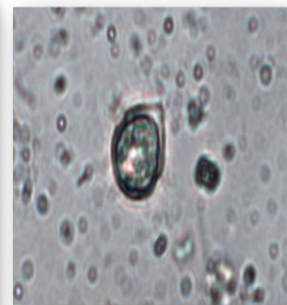
Prorocentrum micans Ehrenberg



Alexandrium minutum



Gyrodinium spiralea

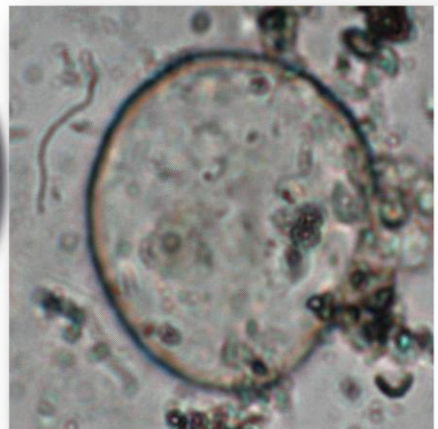


Scrippsiella trochoïdea

Protoцератium

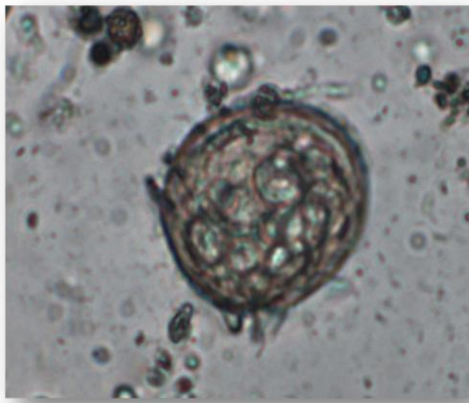


Ceratocorys horrida



Noctiluca scintillans

Planche 3: Photos des espèces de Dinoflagellés identifiées sous microscope inversé (Gx40).



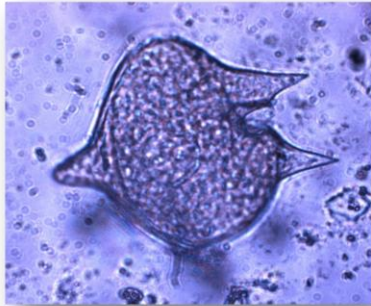
Dinophysis sp.



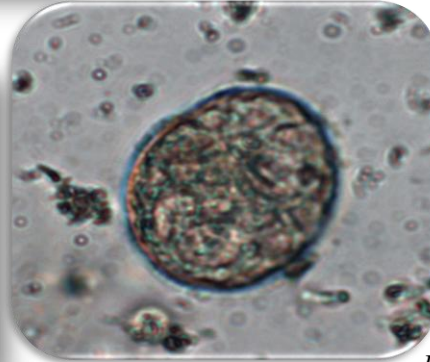
P. turbinatum



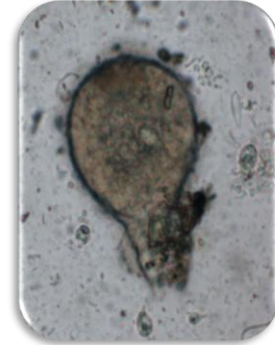
Protoperidinium diminum



Protoperidinium granii



Protoperidinium tuba



Protoperidinium pyriforme



C. tripos tripodioides



C. fusus



C. tripos



C. macroceros



C. furca



C. pentagonum tenerum



C. incisum

Planche 4: Photos des espèces des genres *Protoperidinium* et *Ceratium* identifiées sous microscope inversé (Gx40 et Gx20).

IV.2. Etude quantitative des populations phytoplanctoniques

IV.2.1. Variations des densités cellulaires

Nous signalons que par manque du matériel, l'échantillonnage du phytoplancton n'a pas pu être réalisé lors de la première campagne en mer et aussi malgré les avantages indéniables que présente la méthode Uthermôl pour l'étude du phytoplancton, elle présente l'inconvénient. Ce dernier s'agit du procédé assez lent, ne permettant d'examiner qu'un nombre limité d'échantillon en un temps donné (**Frontier, 1969 in Illoul, 1996**).

a) Variation des densités cellulaires totales

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

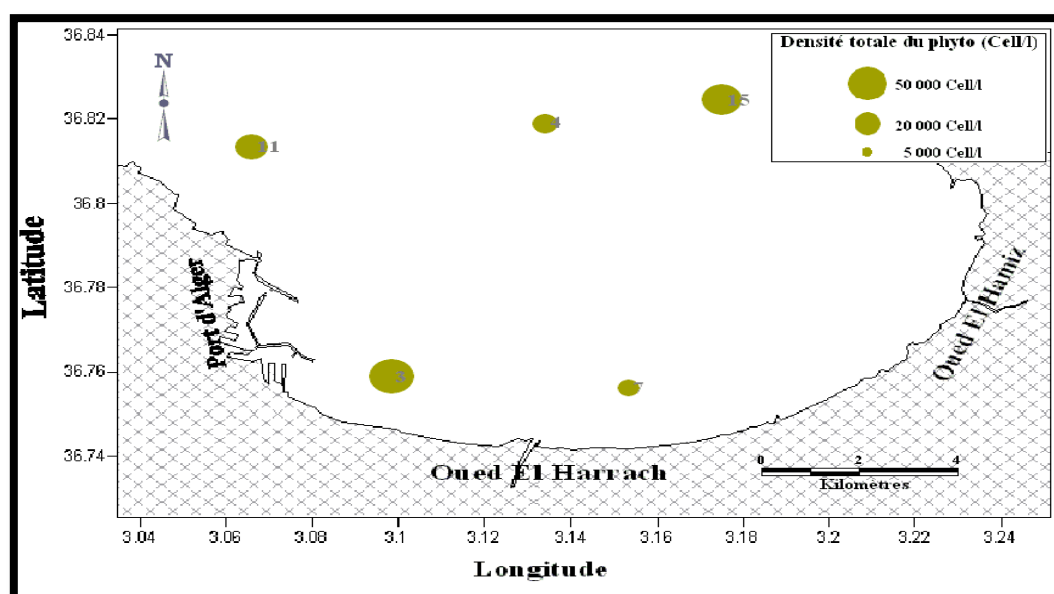


Figure 88: Carte de la distribution des densités cellulaires totales des populations phytoplanctoniques dans la baie d'Alger à 5 m de profondeur.

L'étude quantitative du dénombrement des cellules phytoplanctoniques a donné une densité cellulaire totale qui varie d'une station à l'autre, On note que cette densité varie entre une valeur minimale de 15150 Cell./l au niveau de la station 7 due à l'apport de Oued El Harrach riche en matières en suspension et à la faible transparence de l'eau et un maximum de 49080 ind./l au niveau de la station 3 qui peut être expliqué par une richesse excessive du milieu en apports nutritifs. Et le reste des stations marque des valeurs moyennes en densité totale. (Figure 88)

b) Variation quantitative des groupes phytoplanctoniques

Le tableau suivant donne les valeurs du nombre des individus, de densité cellulaire et le pourcentage des groupes phytoplanctoniques recensés au niveau de chaque station.

Remarquant que les groupes les plus importants sont les diatomées et les dinoflagellés, par contre les autres sont minoritaires (pas plus de 0,1 %).

D'une façon générale, le groupe des diatomées est dominant dans toutes les stations et cela par les pourcentages suivants (Figures 89 et 90) : 99% (correspondant à 40490 ind./l) de diatomées par rapport à 0,42% (~170 ind./l) de dinoflagellés au niveau de la station 15 et 80,2% soit 39360 par rapport à 19,8% soit 9720 ind./l au niveau de la station 3. Au niveau de la station 4, on note un léger équilibre entre les diatomées et les dinoflagellés. Pour expliquer ces pourcentages élevés de diatomées, il est possible qu'il est dû à un bloom de diatomées dans cette baie.

Tableau 9: Nombre de cellule, Densité cellulaire (en nombre de Cell./L) et pourcentage de chaque groupe phytoplanctonique calculés sur chaque station.

Stations	Etude	Groupes phytoplanctoniques		
		Diatomées	Dinoflagellés	Autres
S3	Nombre de cellule	1968	486	2
	Densité cellulaire (Cell./L)	39360	9720	40
	%	80,2	19,8	0,08
S4	Nombre de cellule	504	413	
	Densité cellulaire (Cell./L)	10080	8206	
	%	54,96	45,04	
S7	Nombre de cellule	1011	504	
	Densité cellulaire (Cell./L)	10110	5040	
	%	66,73	33,27	
S11	Nombre de cellule	872	514	3
	Densité cellulaire (Cell./L)	17440	10280	60
	%	62,91	37,09	0,22
S15	Nombre de cellule	4049	17	24
	Densité cellulaire (Cell./L)	40490	170	240
	%	99	0,42	0,59

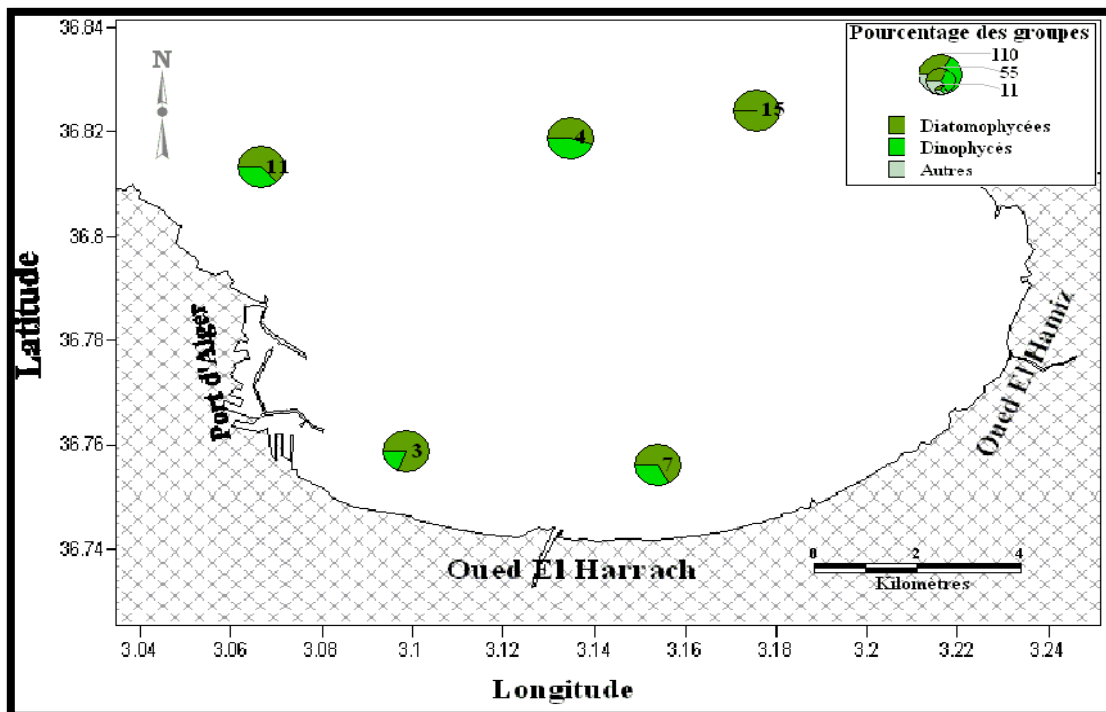


Figure 89: Carte de la distribution des pourcentages des groupes phytoplanctoniques dans la baie d'Alger à 5 m de profondeur.

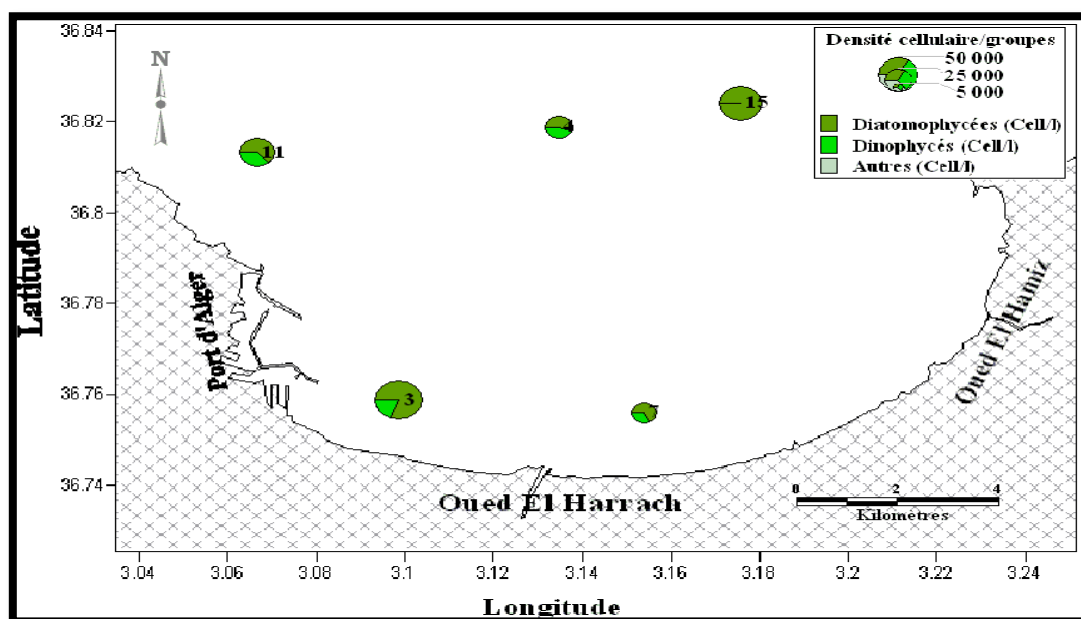


Figure 90: Carte de la distribution des densités cellulaires des groupes phytoplanctoniques dans la baie d'Alger à 5 m de profondeur.

c) **Variation quantitative et qualitative des espèces phytoplanctoniques** (Les tableaux 1, 2, 3, 4 et 5 de l'annexe 5)

Le dépouillement des échantillons a mis en évidence les espèces prédominantes au niveau de chaque station (Tableau 10), ainsi au niveau de la station 7, *Leptocylindrus danicus* avec 49,06 % est la diatomée la plus abondante et avec 32,74% l'espèce dominante par rapport à la densité cellulaire totale de l'échantillon, alors que *Scrippsiella trochoïdea* forme 27,38% des dinoflagellés recensés au niveau de cette station et 9,11% de la densité totale du phytoplancton.

Remarquant que *L.danicus* est la diatomée dominante au niveau des stations 4 et 11 avec respectivement les pourcentages suivants (36,71% et 28,44%), alors que pour les dinoflagellés : *Alexandrium minutum* (14,04%) et *Scrippsiella trochoïdea* (22,76%) dominent au niveau de cette station.

Pour la station 3 se n'est pas *L.danicus* l'espèce dominante mais *L.minimus* avec un pourcentage 36,23% (par rapport aux diatomées). Par ailleurs, la station 15 est caractérisée par d'autres genres dominants car nous avons l'espèce *Pseudo-nitzschia galaxia* avec 46,13% et *Protoperidinium granii* avec 29,41%. Ces espèces forment respectivement (45,67 et 0,12% de la densité cellulaire totale des populations phytoplanctoniques.

Tableau 10: Espèces dominantes et leurs pourcentages par rapport à leur groupe phytoplanctonique et à la densité cellulaire totale de chaque station.

Stations	Groupes	Espèce dominante	Pourcentage/ groupe	Pourcentage/ total
S3	Diatomées	<i>Leptocylindrus minimus</i>	36,23	29,05
	Dinoflagellés	<i>Scrippsiella trochoïdea</i>	48,35	0,58
S4	Diatomées	<i>Leptocylindrus danicus</i>	36,71	20,17
	Dinoflagellés	<i>Alexandrium minutum</i>	14,04	6,32
S7	Diatomées	<i>Leptocylindrus danicus</i>	49,06	32,74
	Dinoflagellés	<i>Scrippsiella trochoïdea</i>	27,38	9,11
S11	Diatomées	<i>Leptocylindrus danicus</i>	28,44	17,89
	Dinoflagellés	<i>Scrippsiella trochoïdea</i>	22,76	8,44
S15	Diatomées	<i>Pseudo-nitzschia galaxia</i>	46,13	45,67
	Dinoflagellés	<i>Protoperidinium granii</i>	29,41	0,12

Les recherches déjà menées dans la baie d'Alger disent que :

Pour les Dinoflagellés de la baie d'Alger, Lecal (1957), Taleb (1970) et Gaumer (1981) inventorient respectivement 17, 13 et 55 espèces. Au sein du groupe des Dinoflagellés, parmi les genres majeurs apparait le genre *Protoperdinium*. Les autres genres potentiellement toxiques sont : *Phalacroma*, *Gymnodmium*, *Prorocentrum*, *Dinophysis* et *Alexandrium*.

Et pour les Diatomées de la baie, les inventaires de Diatomées de Taleb (1970) et Gaumer (1981) révèlent des diversités très proches, respectivement 53 et 61 espèces. Au large du Cap Caxine, Illoul (1991) recense 68 espèces de Diatomées. La diversité minimale des Diatomées en baie d'Alger (16 espèces) est celle notée par Tellai (1964). Lecal (1957) mentionne pour Alger 33 espèces de Diatomées. Au sein du groupe des Diatomées, trois genres essentiels se dégagent : *Chaetoceros*, *Nitzschia* et *Rhizosolenia*. Le Genre *Pseudonitzshia* est potentiellement toxique ; dont certaines espèces produisent des toxines amnésiantes (ou ASP) (in Illoul, 1996).

d. Corrélations des espèces phytoplanctoniques à la chlorophylle et ses phéopigments

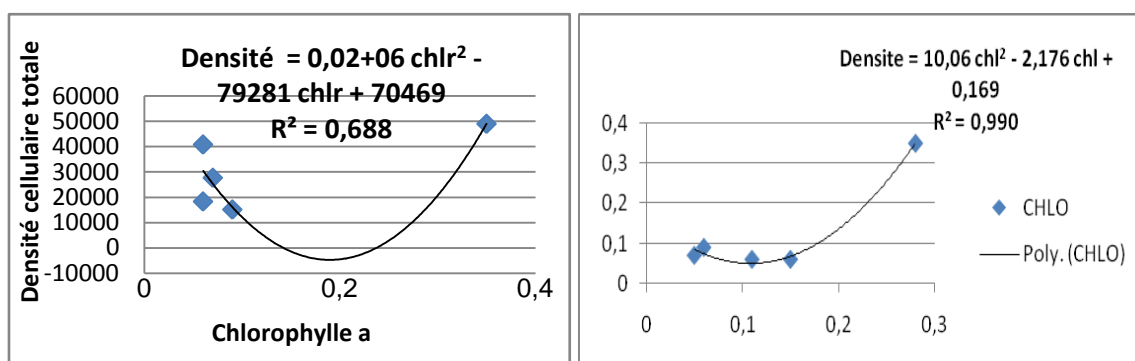


Figure 91 : Corrélation de la concentration de la chlorophylle à la densité totale des espèces phytoplanctoniques dans la baie d'Alger.

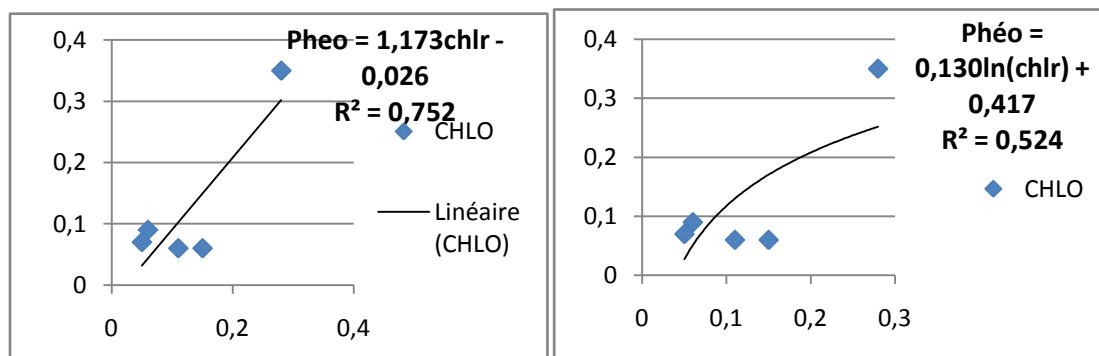


Figure 92: Corrélation de la chlorophylle à la concentration des phéopigments dans la baie d'Alger.

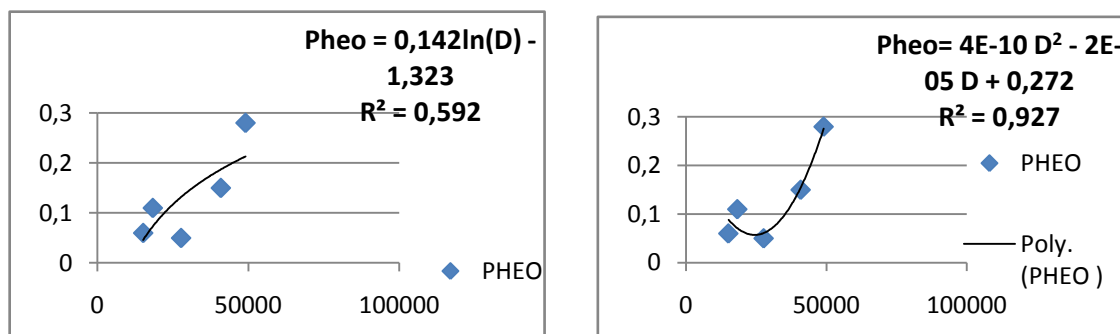


Figure 93: Corrélation de la densité totale des espèces phytoplanctoniques à la concentration des phéopigments dans la baie d'Alger.

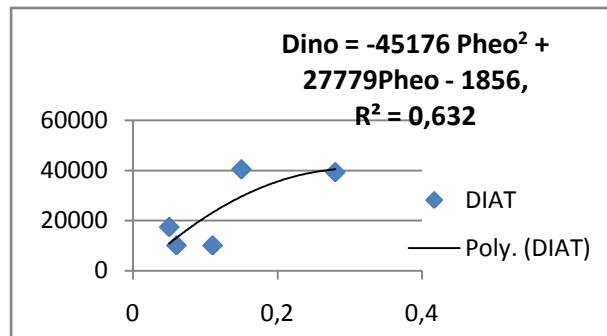


Figure 94: Corrélation de la concentration des phéopigments à la concentration des dinoflagellés dans la baie d'Alger.

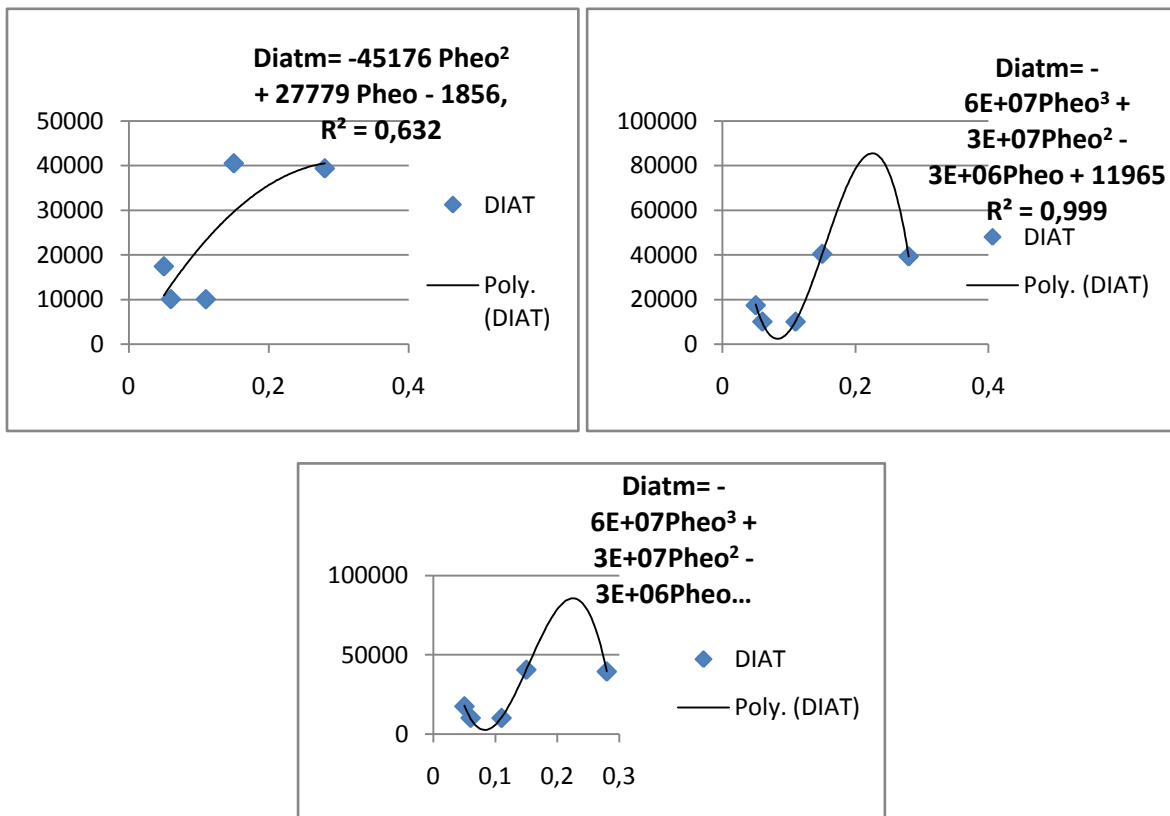


Figure 95: Corrélation de la concentration des phéopigments à la concentration des diatomées dans la baie d'Alger.

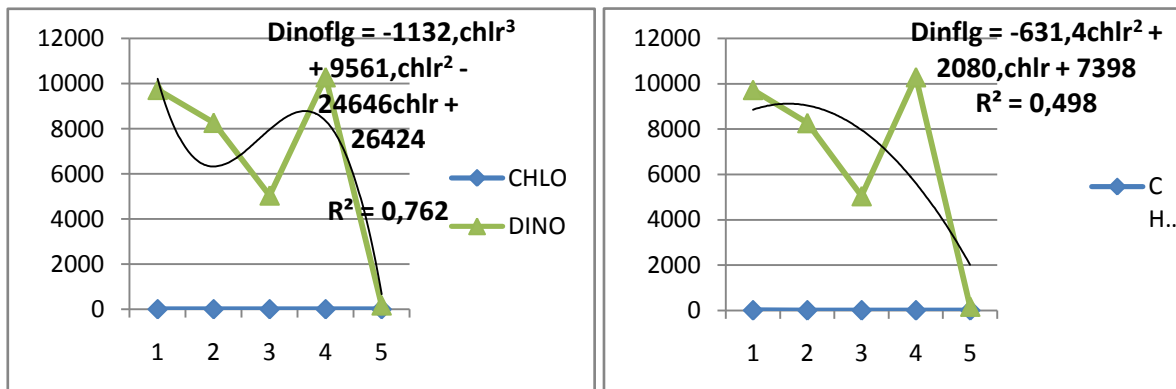


Figure 96: Corrélation de la concentration de la chlorophylle et des dinoflagellés dans la baie d'Alger.

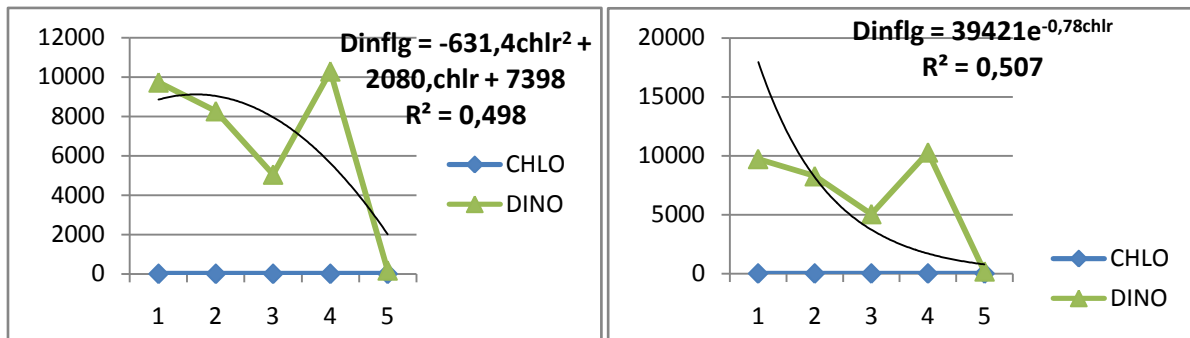


Figure 97: Corrélation de la concentration de la chlorophylle et des dinoflagellés dans la baie d’Alger.

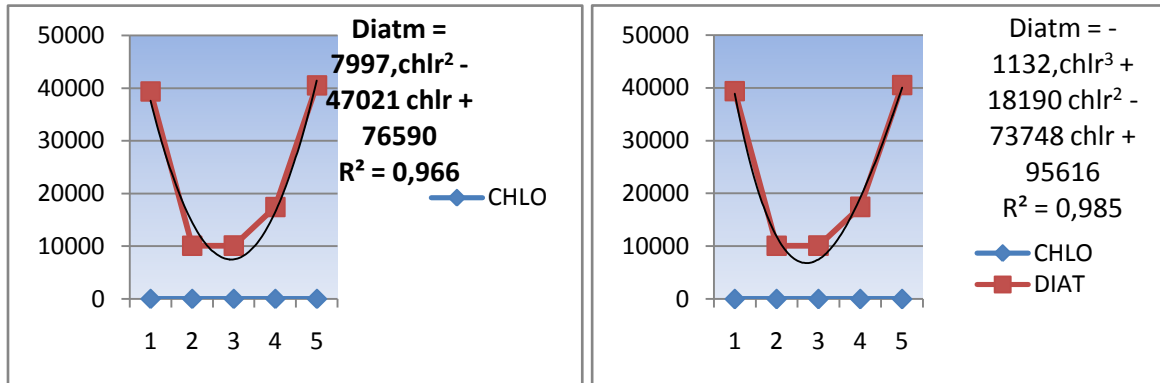


Figure 98: Corrélation de la concentration de la chlorophylle et des Diatomées dans la baie d’Alger.

d) Variation des paramètres et images satellites

La dernière partie de notre travail a été consacrée à la spatialisaiton des paramètres fortement corrélés avec la réflectance sur les images satellites de la baie d’Alger. L’intégration des équations d’ajustements présentées avec les plus hauts coefficients de corrélation permet d’obtenir la meilleure distribution du paramètre sur les images. Les diatomées sont fortement corrélées à la chlorophylle dans divers ajustements qui permettent de valider la spatialisaiton traitée sur l’imagerie satellite. (Jaquet, 2005 ; Antoine., 1998 ; Bricaud *et al.*, 1998 ; Potier, 2006).

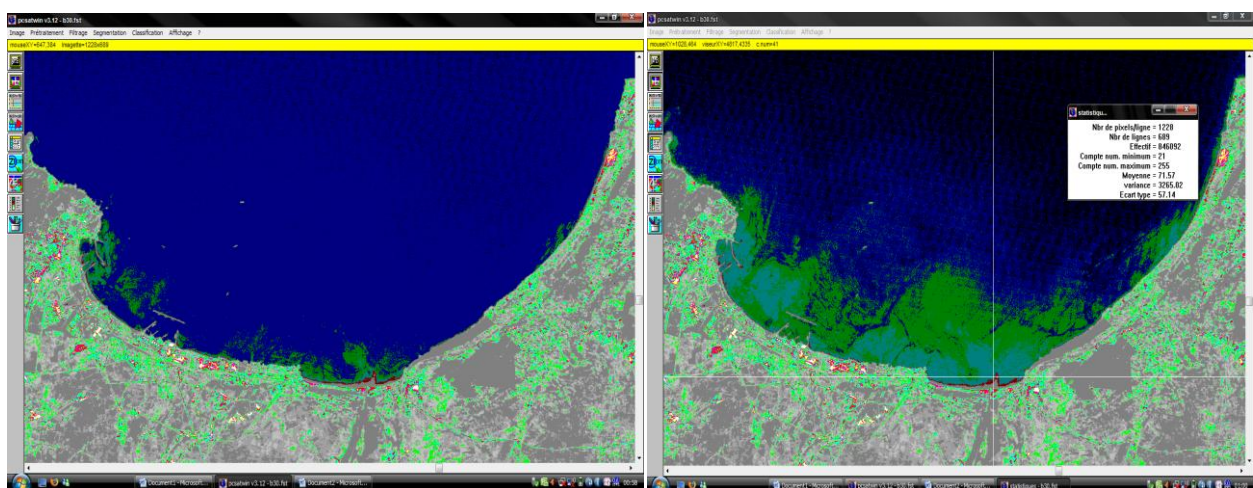


Figure 99: Image satellite brute de la baie d’Alger. Figure 100 : Variation de la température en baie d’Alger.

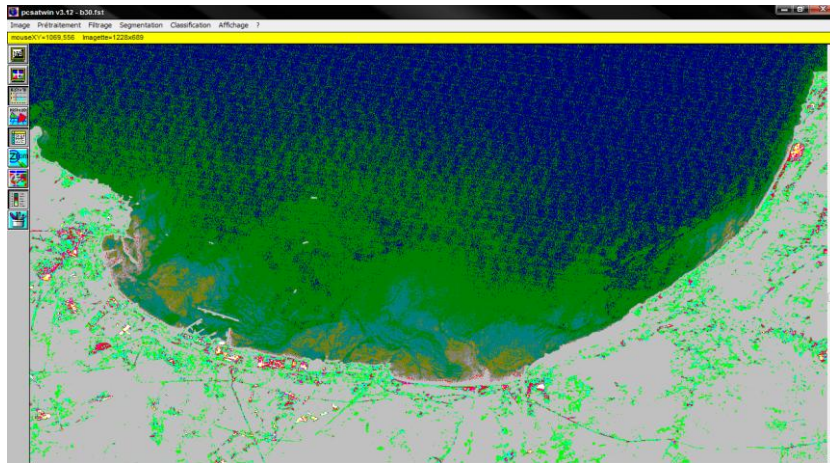


Figure 101: Variation de la chlorophylle en baie d'Alger.

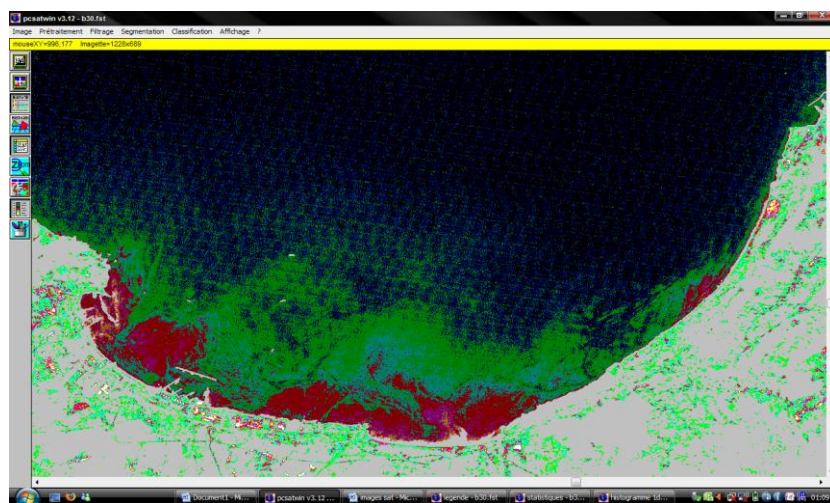


Figure 102: Variation de espèces phytoplanctoniques en baie d'Alger.

V. Discussion générale

Les teneurs en chlorophylle a sont liées aux floraisons phytoplanctoniques (Gaumer, 1981) (Figure 99).

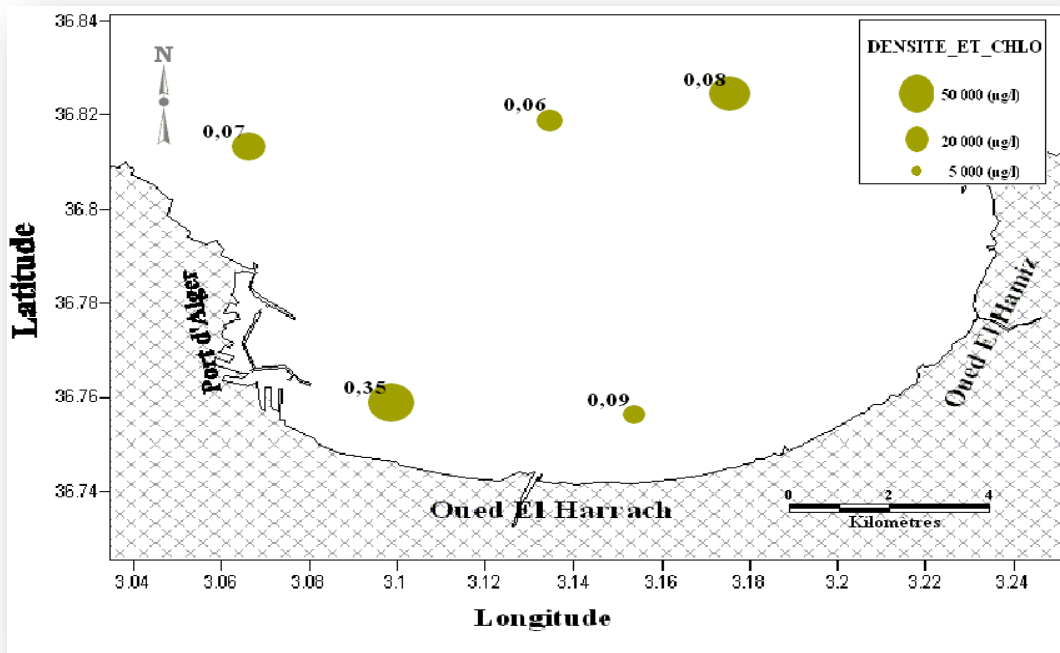


Figure 99: Carte de Distribution de la concentration de la Chlorophylle a et la densité cellulaire du phytoplancton à 5 m d'immersion en Mai.

Barnabé et Barnabé-Quet (1997) explique que la concentration de la chlorophylle dépend d'une part, de la taille et nombre des êtres photosynthétiques et d'autre part, de la température, flottabilité du phytoplancton et les mouvements des masses d'eau.

Les numérations cellulaires ont révélé la prépondérance quasi –exclusive pendant la période printanière du développement grâce à la multiplication d'espèces de petites et moyennes tailles de Diatomées (*Leptocylindrus danicus*, *Nitzschia sp...*). Les dinoflagellés cuirassés se composent de nombreuses formes de résistances. (Illoul, 1996)

Cependant, la variation spécifique des surfaces cellulaires des espèces dominantes permet d'avoir des informations relatives à la capacité photosynthétiques des peuplements étudiés, et l'estimation de la production primaire phytoplanctoniques par rapport aux densités cellulaires et à la concentration de la chlorophylle.

En effet, la forte abondance numérique et les concentrations importantes en chlorophylle (Smayda, 1970 in Illoul, 1996)

L'étude des écosystèmes est généralement conduite selon deux approches différentes : l'une purement quantitative qui consiste à déterminer la capacité photosynthétique, la productivité et la teneur en chlorophylle a ; l'autre plus qualitative qui considère la composition spécifique des populations, la distribution et la succession des espèces dans l'espace et dans le temps.

En milieu marin, ces deux approches sont associées à des mesures physiques (température, énergie lumineuse), physico-chimiques (salinité, pH), et des analyses chimiques (nutriments), qui permettent d'estimer indirectement la fertilité d'une eau, c'est-à-dire la capacité à assurer le développement du phytoplancton.

Ce qui permet de quantifier la concentration de ce phytoplancton à partir de mesures satellites réalisées depuis l'espace, c'est son effet sur la «couleur de l'océan». En effet, le phytoplancton contient de la chlorophylle (comme les plantes terrestres), qui lui permet d'utiliser l'énergie lumineuse pour engendrer

processus de photosynthèse. Cette chlorophylle a la particularité d'absorber plutôt les longueurs d'onde du bleu et beaucoup moins celles du vert.

Par conséquent, plus la chlorophylle est abondante, plus le rayonnement est atténué dans le bleu, et plus les eaux apparaissent vertes. C'est ainsi que les eaux de mer ont une couleur bleu indigo tirant sur le violet (très peu de phytoplancton) ; la couleur tendra simplement vers un beau bleu profond s'il ya un peu plus de phytoplancton.

- Plus près des côtes ou près des embouchures ; la couleur de l'océan est également modifiée par la présence de sédiments en suspension et de substances dissoutes aux propriétés d'absorption plutôt diverses.
- L'effet des différentes substances sur la couleur de l'eau doit être examiné, sur le plan expérimental, afin de pouvoir quantifier les composés particuliers et dissous.
- L'accent est mis sur la quantification des particules minérales (terrigenes), mais sans négliger l'effet des autres substances, tel que le phytoplancton et les matières organiques dissoutes.
- Les particules minérales rétrodiffusent fortement la lumière, mais le phytoplancton et les matières organiques absorbent certaines parties du spectre, en particulier les faibles longueurs d'onde, et la réflectance : ainsi, le taux de lumière émergeant de la surface s'en trouvera diminué.

Le choix d'utilisation des Systèmes d'Information Géographique est devenu un outil primordial, car le suivi de la qualité des eaux côtières représente un défi pour l'océanographie ; comment proposer un produit fiable, performant, en temps (presque) réel à des utilisateurs toujours plus exigeants. Une surveillance directe des populations phytoplanctoniques, couplée avec l'utilisation de capteurs satellitaires, peut améliorer grandement notre connaissance de l'état des eaux côtières.

Ce produit consiste en la réalisation en temps presque réel d'une carte des anomalies de la biomasse phytoplanctonique en milieu côtier, calculée à partir d'images satellites et vérifiée par des mesures *in situ*. Toutefois pour rendre ce produit opérationnel, il est nécessaire de s'intéresser à la représentativité des données *in situ* et satellites, et de mieux cerner les propriétés statistiques d'une masse d'eau.

La télédétection contribue à relever ce défi, en offrant une large gamme de produits standard sur le statut environnemental côtier, grâce notamment aux capteurs 'couleur de l'océan' (SeaWiFS, MODIS, MERIS...). Toutefois l'utilisation conjointe des données satellites et *in situ* est nécessaire pour un suivi efficace de la variation à cours et long terme des risques d'eutrophisation, en eaux côtières. Les données satellites sont obtenues à des échelles spatiales et temporelles très différentes de celles des données *in situ*. Leur localisation dans le temps et l'espace est très précise ; le présent mémoire s'intéressera à l'analyse de ces données satellites et *in situ*, et à leur assimilation dans un Système d'Information Géographique.

Conclusion

L'analyse par les Systèmes d'Information Géographique SIG nous a permis d'établir des règles d'association entre la couleur de l'eau ; la chlorophylle et la densité des espèces phytoplanctoniques dans la baie d'Alger. L'analyse statistique a été utilisée pour apprécier la distribution des données dans l'espace, d'appréhender leur degré d'homogénéité, d'étudier son évolution qualitative et quantitative, et de visualiser les observations.

Nous avons présenté les paramètres environnementaux les plus importants pour surveiller la qualité de l'eau de mer. L'analyse spatiale des différents paramètres, nous a permis de conclure que :

- La zone d'études représente un taux de pollution élevé.
- La concentration de la matière polluante est caractérisée par les fortes teneurs des paramètres indicateurs de la pollution. L'ensemble des résultats est utilisé pour réaliser des cartographies par interpolation spatiale qui nous a permis de déterminer les zones les plus polluées et les zones à faible pollution.

- La concentration de la matière en suspension augmente au fur à mesure que l'on s'approche de la côte et atteint un maximum aux prés des embouchures des oueds,
- La richesse des eaux côtières en sels nutritifs par rapport aux eaux de large,
- les concentrations des sels nutritifs suggèrent l'influence des rejets dans la baie d'Alger ;
- La couleur des eaux ne dépend pratiquement que de la concentration en chlorophylle liée au phytoplancton en suspension. L'estimation de la chlorophylle à partir de la réflectance spectrale de ces eaux est actuellement bien établie.
- Les eaux côtières quant à elles contiennent très souvent, en plus du phytoplancton, de la matière organique dissoute et des particules non organiques, tels les sédiments en suspension provenant des rivières affluentes et du fond. Ces particules modifient les interactions de la lumière avec l'eau et donc également le signal reçu par le satellite.

L'estimation de la concentration de ces matières en suspension ainsi que de la chlorophylle est de ce fait beaucoup plus difficile. L'intérêt croissant pour la cartographie de paramètres tels que la concentration en chlorophylle et la matière en suspension dans les eaux côtières s'explique par le nombre et la diversité des applications qui peuvent bénéficier de ces données. Citons la détection des efflorescences algales et l'évaluation et le suivi du degré d'eutrophisation.

Les données chlorophylle liés à la « couleur de l'eau » peuvent apporter des informations précieuses sur la concentration en chlorophylle en milieu côtier, mais il existe des limites à cet outil. Tout d'abord, la concentration telle que la perçoit le capteur est « moyennée » sur la hauteur de la colonne d'eau traversée par le rayonnement qui sera ensuite capté par le satellite : c'est la profondeur de pénétration, dépendant de la composition de l'eau, généralement une dizaine de mètres en milieu côtier.

En effet, l'analyse corrélative entre les réflectances calculées à partir des images, les mesures du terrain et les résultats des analyses au laboratoire montre bien les fortes corrélations obtenues sur les canaux visibles Seawifs. Les relations des différents ajustements sont hautement significatives, elles rendent possible l'interpolation de la distribution de la couleur de l'eau, la chlorophylle et celle des espèces phytoplanctoniques.

Références bibliographies

- Aminot A., Guillaud J. et Andrieux-loyer F., 1998** Apports de nutriments et développement phytoplanctonique en baie de Seine. *Publication Ifremer-centre de Brest, OCEANOLOGICA ACTA - VOL. 21 - N° 6, 98 P.*
- Aminot A. et Chausse-Pied M., 1983.** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. *Edition : CNEXO, Brest, France, 395 P.*
- Aminot A. et Kérouel R., 1978.** Premiers résultats sur l'hydrologie, l'oxygène dissous et les pigments photosynthétiques en manche occidentale après l'échouage de l'AMOCA CADIZ. *Journée spéciale "AMOCO CADIZ", 7 Juin 1978, Publications du C.N.E.X.O, Série "Actes de Colloques ", 6 : 51-68, Brest, France, 18 P.*
- Aminot A. et Kérouel R., 2004.** Hydrologie des écosystèmes marins : paramètres et analyses. *Edition : Ifremer, France, 336 P.*
- Aminot A., Guillard J-F. et Kérouel R., 1997.** La baie de Seine : hydrologie, nutriments et chlorophylle (1978-1994). *Edition : Ifremer, France, 148 P.*
- Antoine D., 1998.** Apports de la télédétection spatiale de la « couleur de l'océan » à l'océanographie. *Océanis ISSN 0182-0745 © Institut océanographique 2000 • vol. 24 no 2 • 1998 • Université de Pierre et Marie Curie, France, p. 81-150.*
- Bachouche S., 2003.** Mesure des paramètres physico-chimiques et analyse des sels nutritifs dans le littoral algérois. *Mémoire de DEUA, ISMAL, Algérie, 49 P.*
- Bareche B. et Inal H., 2008.** Variations spatiales des paramètres physico-chimiques et des sels nutritifs dans le golfe d'Annaba et au large de la baie d'Alger en période estivale. *Mémoire d'ingénieur, ISMAL, Algérie, 73 P.*
- Ben Fdhila M., 2004.** Système d'Information Géographique. *Centre d'Information, de Formation, de Documentation et d'Etudes en Technologies des Communications «CIFODE'Com », Tunisie, 43 P.*
- Bentebbal B. et Tichouiti K., 1999.** Essai d'évaluation et de caractérisation de la contamination dans le golf de Skikda (Algérie). *Mémoire d'ingénieur, ISMAL, Algérie, 58 P.*
- Boni L. et al., 2002.** Microalghe tossiche del Medio ed Alto Adriatico (Microalgues toxiques de la mer Adriatique). *Bolonie, Italie, 34 P.*
- Bonnet et al., 2008.** Nutrient limitation of primary productivity in the Southeast Pacific. (*BIOSOPE cruise*) *Biogeosciences, 5, 215–225 ;*
- Borda L-B., 2003.** Apport des systèmes d'information géographique (SIG) pour la surveillance et l'évaluation de la qualité des eaux côtières. Une contribution à la gestion intégrée de la zone côtière Colombienne. *Thèse de Doctorat en science technique, Ecole Polytechnique Fédérale de Lausanne (EPFL), 213 P.*
- Bordin P., 2002.** SIG concepts, outils et données. *Edition : Lavoisier, France, 259 P.*
- Boulahdid M., 1987.** Analyse des sels nutritifs dans l'eau de mer. Etude du mélange des masses d'eaux et de l'oxydation de la matière organique dans l'océan. *Thèse de Doctorat, Université de Paris VI, France, 266 P.*
- Bricaud A. et Morel A., 1987.** « Atmospheric corrections and interpretation of marine radiances in CZCS imagery : use of a reflectance model ». *Oceanol. Acta, p. 33-50.*
- Bricaud A., 2008.** Estimation des coefficients d'absorption du phytoplancton, de la Matière Détritique Colorée, et d'un paramètre de taille du phytoplancton, à partir des mesures de couleur de l'océan. *Rapport UNESP-CLP/SV, Sao Vicente, J. Geophys. Res., no 103, p. 31033-31044, Brésil, Laboratoire d'Océanographie de Villefranche, 60 P.*
- Bricaud, A., Morel, A. and Prieur, L., 1981.** Absorption by dissolved organic matter of the sea (yellow substance) in the UV and visible domains *Limnology and Oceanography, vol. 26, no 1, p. 43-53.*
- Bricaud. A , 2008.** Estimation des coefficients d'absorption du phytoplancton, de la Matière Détritique Colorée, et d'un paramètre de taille du phytoplancton, à partir des mesures de couleur de l'océan. *Rapport UNESP-CLP/SV, Sao Vicente, Brésil, Laboratoire d'Océanographie de Villefranche*
- Carmelo R. et Tomas, 1997.** Identifying marine phytoplankton. *Edition: Academic Press, France, 858 P.*
- Chouikhi A., Izdar E. et Menio M., 1993.** Circulation des eaux et pollution des côtes méditerranéennes des pays du Maghreb. *Workshop sur la Circulation des Eaux et Pollution des côtes Méditerranéennes du Maghreb, tenu à Rabat, Maroc du 9-11 Novembre 1992. Edition : UI, publiée par : INOC, IZMIR, Turquie, 307 P.*
- Combeau C., 2004.** Audit du système d'information géographique, Analyse de l'existant et développement d'outils appliqués. *Conservatoire régional des rives de la Loire et de ses affluents, Académie de Toulouse, France, 45 P.*
- Copin-Montégut G., 1996.** Chimie de l'eau de mer. *Collection «synthèse». Edition : Institut Océanographique de Paris, France, 319 P.*
- Cupp E., 1977,** Marine plankton Diatoms of the West Coast of North America. *USA, 237 P.*

- Denègre J. et Salgé F., 1996.** Les systèmes d'information géographique. *Presse Universitaire de France*, 127 P.
- Eddalia N., 1990.** Les sels nutritifs et la matière en suspension dans la baie d'Alger et le Golf d'Arzew Identification des Masses d'eaux. *Mémoire d'ingénieur, ISMAL, Algérie*, 103 P.
- Essevaz-Roulet M., 1999.** La mise en œuvre d'un système d'information géographique dans une collectivité territoriale. *La lettre du Cadre Territorial (Dossier d'experts)*, 194 P.
- Froidefond J et Doxaran D., 2004.** Télédétection Optique Appliquée à l'étude des eaux Côtières ; *Télédétection*, 2004, vol. 4, n° 2, p. 157–174.
- Gaujous D., 1995.** La pollution des milieux aquatiques : aide-mémoire. *Edition : Technique et documentation*, 217 P.
- Gaumer G., 1981.** Evolution annuelle des communautés microplanctoniques de la baie d'Alger. Variations de la composition spécifiques liées à la nature du facteur nutritionnel limitant de la biomasse algale. Thèse de doctorat, spécialité : Océanographie biologique, Université Pierre et Marie Curie, France, 91 P.
- Gilliot J-M., 2000.** Introduction aux SIG. Introduction et information spatiale. *DAA AGER Département AGER. Institut National Agronomiques Paris-Arignon, France*, 20 P.
- Gohin F. et Oger-Jeanneret H., 2006.** Intégration dans un SIG de données issues de capteurs satellites en comparaison de données in situ pour le suivi de la qualité des eaux côtières. *Rapport de contrat Ifremer-Agence de l'Eau Loire-Bretagne, Brest, France*, 66 P.
- Grimes S. et al., 2004.** Biodiversité marine et littorale Algérienne. *Laboratoire « Réseau de surveillance environnementale » de l'Université d'Es Senia-Oran, Algérie*, 362 P.
- Gross L., 2001.** Inversion des mesures satellitales de la couleur de l'océan à l'aide des réseaux de neurones. *Thèse de Doctorat ; Méthodes Physique de Télédétection*
- Guellati A., 2003.** Les paramètres physicochimiques et sels nutritifs dans les eaux du littoral algérois. *Mémoire d'ingénieur, spécialité: chimie marine, ISMAL, Algérie*, 86 P.
- Guy J., 2006.** Ecologie du plancton. *Edition : TEC & DOC, Lavoisier, Paris, France*, 283 P.
- Hebada L. et Megdoud C., 2005.** Contribution à l'étude qualitative et quantitative des peuplements phytoplanctoniques et des Ciliés dans deux stations situées à Tamenfoust. *Mémoire d'ingénieur, spécialité : aquaculture, USTHB, Algérie*, 36 P.
- Héral M. et al., 1983,** Caractéristiques saisonnières de l'hydrobiologie du complexe estuarien de Marennes-Oléron (France). *Revue Trav. Institut des Pêches maritimes, I.S.T.P.M., Laboratoire «Cultures marines», 17390 La Tremblade, France*, 27 P.
- Hoareau A., 2005.** Origine, typologie et dynamique des panaches chlorophylliens en Méditerranée orientale. *Rapport de stage, Université de Genève, Allemagne*, 102 P.
- Houma – Bachari F., 2007.** Caractérisation des polluants de la côte oranaise et algéroise par analyse physico-chimique et corrélation avec les données satellites. *Thèse de doctorat, USTHB, Algérie*, 225 P.
- Illoul H., 1996.** Contribution à l'étude qualitative, quantitative et structurale des populations phytoplanctoniques au large du Cap Caxine (Région algéroise). *Thèse de magister, spécialité : Océanologie biologique, ISMAL, Algérie*, 170 P.
- Ivanoff A., 1972.** Paramètres physico-chimiques des eaux de mer. *Tome I, Edition : Librairie Vuibert*, 208 P
- Jacques G. et Treguer P., 1986.** Ecosystème pélagique marin. *Collection d'écologie, Edition : Masson, Paris, France*, 243 P.
- Jacquet S., 2005.** Impact des apports en nutriments sur le réseau trophique planctonique du lagon sud-ouest de Nouvelle-Calédonie. *Thèse de doctorat, université de Paris 6, France*, 278 P.
- Jacquet J-M., 2005.** Origine, Typologie et Dynamique des Panaches Chlorophylliens en Méditerranée Orientale. *Unité de Télédétection et SIG ; Rapport prospection du domaine marin 2005 Sciences de la Terre ; Université Genève*, 198 P.
- Jaquet S., 2008.** Dynamique Des Populations Picoplanctoniques Marines. *Thèse Docteur de L'université de Paris 6. Océanologie Biologique Et Environnement marin*
- Kankou M., 2004.** Vulnérabilité des eaux et des sols de la rive droite du fleuve Sénégal en Mauritanie – étude en laboratoire du comportement de deux pesticides. *Docteur de l'Université de Limoges, France*, 159 P.
- Kazumis Matsuoka et Yasuwo Fukuyo, 2000.** Guía técnica para el estudio de quistes de dinoflagelados actuales. *Edition : WESTPAC-HAB/WESTPAC/IOC*, 70 P.
- Khedimi F. et Abderrahmani K., 2008.** Baie d'Alger : Etude de quelques paramètres de gestion du littoral et apport de la télédétection. *Mémoire d'ingénieur, ISMAL, Algérie*, 76 P.
- Lacaze J-C., 1996.** La pollution des mers. *Edition: DOMINOS Flammarion, France*, 128 P.

- Lacaze J-C., 1996.** L'eutrophisation des eaux marines et continentales : causes, manifestations, moyens et lutte. *Edition : Ellipses, 191 P.*
- Leclaire L., 1972.** La sédimentation holocène sur le versant Méridional du bassin Algéro-Baléares (Précontinent Algérien). *Tome XXIV. Edition de Muséum, Paris, France, 391 P.*
- Lefebvre A. et Caboche J., 2008.** Suivi régional des nutriments sur le littoral Nord – Pas De Calais/Picardie -Bilan de l'année 2007-. *Laboratoire Environnement Côtier & Ressources Aquacoles de Boulogne-sur-Mer, Edition : Ifremer/RST.LER.BL/08.03, France, 187 P.*
- Lefebvre Y. et al. , 1993.** Circuits eau de mer traitements et matériaux. *Edition : TECHNIP, Chambre syndicale de la recherche et de la production du gaz naturel, Comité des techniciens, 393 P.*
- Lemaire E., 2002.** Biomarqueurs pigmentaires dans les estuaires macro tidaux européens. *Thèse de Doctorat, Spécialité : Bio géochimie de l'Environnement, Université de Bordeaux, France, 236 P.*
- Leroy J-B., 1999.** La pollution des eaux. *Edition : le point des connaissances actuelles, France, 126 P.*
- Levitus S. et al., 1993.** Distribution of nitrate, phosphate and silicate in the world oceans. *Programme Océanographique, Vol. 31, 245-273 P.*
- Loyer S., 2001.** Modélisation de la production phytoplanctonique dans la zone côtière atlantique enrichie par les apports fluviaux. *Thèse Université de Paris VI, Océanographie Biologique*
- Lozac'H L., Gohin F. et Oger-Jeanneret E, 2006.** Intégration dans un SIG de données issues de capteurs satellites en comparaison de données in situ pour le suivi de la qualité des eaux côtières. *Rapport de contrat Ifremer-Agence de l'Eau Loire Bretagne, France, 74 P.*
- Maouche S., 1987.** Mécanismes hydro sédimentaires en baie d'Alger (Algérie) : approche sédimentologique, géochimique et traitement statistique. *Thèse de doctorat, Université de Perpignan, France, 213 P.*
- Messié M., 2006.** Contrôle de la dynamique de la biomasse phytoplanctonique dans le Pacifique tropical ouest. *Thèse de doctorat. Université de Toulouse III, France, 266 P.*
- Morel A. et Antoine D., 1994.** Heating rate within the upper ocean in relation to its bio optical state. *J. Phys. Oceanogr., 24, p. 1652-1665.*
- Morel A., 2007.** Examining the consistency of products derived from various ocean color sensors in open ocean (Case 1) waters in the perspective of a multi-sensor approach *Remote Sensing of Environment 111 (2007) 69–88.*
- Pelle S., 2001.** Quelques conseils pour modéliser des données géographiques. *Ecole Nationale des Sciences Géographiques, 11 P.*
- Peraguallo M et M^{me} H, 1965.** Diatomées Marines de France. *Edition : A ASCHER and CO, Amsterdam, Pays Bas, 400 P.*
- Potier C., 2006 .** Combinaison multi-capteurs de données de couleur de l'eau : Application en océanographie opérationnelle. *Thèse de Doctorat de L'universite Toulouse III ; Traitement d'Image en Océanographie Spatiale, France, 67 P.*
- Priou J-Y., 1997.** Les échanges de données géographiques. *Ecole Nationale des Sciences Géographiques, 10 P.*
- Raimbault P. et al., 1992.** Origin of high phytoplankton concentration in deep chlorophyll maximum (DCM) in a frontal region of the Southwestern Mediterranean Sea (Algerian Current). *Deep-Sea Research I. Vol. 40. N° 4. Pp.791-804. 1993.*
- Ramade F., 2000.** Dictionnaire encyclopédique des pollutions. *Edition: Ediscience International, France, 690 P.*
- Rangama Y., 2004.** Méthode Physique en Télédétection Variabilité spatio-temporelle des flux air-mer de CO₂ dans l'océan sud : apport des mesures satellitaires. *Thèse de Doctorat de L'université Paris 6 UFR 924 ; Méthode Physique en Télédétection, 157 P.*
- Régouboff G. et Rose M ., 1957.** Manuel de planctonologie Méditerranéenne. *Tome I texte, Centre national de la recherche scientifique, Paris, 587 P.*
- Ricard M., 1987.** Atlas du phytoplancton marin. Volume II: Diatomophycées. *Paris, France, 297 P.*
- Rodier J. et al., 2005.** L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux de mer. *Edition : DUNOD, 8^{ème} édition, Paris, 1384 P.*
- Salomon. J-N, 2003.** Danger pollutions!. *Collection « Scieteren », Presse Universitaire de Bordeaux, France, 170 P.*
- Skalar Analytical, 1998.** User manual San Plus. *SAI050 RANDOM ACCESS AUTO SAMPLER, Numéro de la publication: 0101003 C, 23 P.*
- Thériault M., 1996.** Systèmes d'information géographiques. Concepts fondamentaux. Notes de cours. *Université de Laval, Québec, Canada, 165 P.*
- Touahria T., 1999.** Etude de la biomasse, de la composition et de la structure des peuplements phytoplanctoniques de la mer d'Alboran Est. *Thèse de magister, spécialité Océanographie, USTHB, Algérie, 200 P.*

Annexes

Annexe 1

Tableau 1 : Localisation et caractéristiques des stations de prélèvement lors des deux sorties.

Code	Date	Heure	Fond (m)	Longitude	Latitude	Etat de la mer
P1	17/03/2009	11:11	14	03°04'22",54 E	36°46'44",72 N	Agitée
P2	17/03/2009	12:00	10	03°03'50",28 E	36°46'10",26 N	Agitée
P3	17/03/2009	12:18	12	03°03'59",95 E	36°46'53",89 N	Agitée
C4	22/03/2009	11:45	25	03°05'45",05 E	36°45'51",58 N	Calme
D5	22/03/2009	12:10	31	03°07'05",64 E	36°46'06",06 N	Calme
E3	22/03/2009	12:35	30,3	03°07'56",94 E	36°46'02",82 N	Calme
F5	22/03/2009	13:05	28	03°08'58",50 E	36°45'55",92 N	Calme
H4	22/03/2009	14:10	14	03°11'44",52 E	36°45'54",60 N	Calme
C3	23/03/2009	10:55	45	03°06'00",03 E	36°46'53",88 N	Calme
D4	23/03/2009	11:20	50	03°07'05",16 E	36°46'57",72 N	Calme
E2	23/03/2009	11:45	54	03°08'09",12 E	36°47'07",32 N	Calme
F4	23/03/2009	12:05	45	03°09'02",22 E	36°46'48",12 N	Calme
G2	23/03/2009	12:40	41	03°11'09",18 E	36°47'22",08 N	Calme
H5	23/03/2009	13:00	23	03°12'23",50 E	36°46'01",45 N	Calme
I2	23/03/2009	13:20	16	03°12'59",28 E	36°46'59",04 N	Calme
I3	23/03/2009	13:45	24	03°12'43",80 E	36°47'56",04 N	Calme
H3	23/03/2009	13:51	35	03°11'55",62 E	36°47'57",60 N	Calme
G1	23/03/2009	14:05	52	03°10'57",48 E	36°48'01",56 N	Calme
F3	23/03/2009	14:37	70	03°09'01",08 E	36°48'07",92 N	Calme
E1	23/03/2009	15:38	73	03°08'06",18 E	36°48'04",68 N	Calme
D3	23/03/2009	15:55	70	03°06'44",04 E	36°47'56",22 N	Calme
C2	24/03/2009	10:05	67	03°06'04",50 E	36°48'06",30 N	Calme
B2	24/03/2009	10:30	25	03°04'06",50 E	36°48'05",89 N	Calme
A1	24/03/2009	10:50	43	03°03'02",10 E	36°49'05",76 N	Calme
B1	24/03/2009	11:12	58	03°04'06",00 E	36°48'57",36 N	Calme
C1	24/03/2009	11:42	82	03°06'05",16 E	36°48'57",36 N	Calme
D2	24/03/2009	12:05	90	03°07'06",96 E	36°48'58",02 N	Calme
F2	24/03/2009	13:25	82	03°09'07",62 E	36°48'53",88 N	Calme
H2	24/03/2009	14:00	54	03°11'49",08 E	36°49'09",42 N	Calme
I1	24/03/2009	14:45	84	03°13'03",00 E	36°50'01",82 N	Calme
H1	24/03/2009	15:20	94	03°11'57",00 E	36°49'59",70 N	Calme
F1	24/03/2009	16:00	116	03°08'57",00 E	36°49'51",00N	Calme
D1	24/03/2009	18:00	378	03°07'00",03 E	36°50'01",98 N	Légèrement agitée
AB	24/03/2009	18:50	215	03°03'30",24 E	36°50'07",68 N	Légèrement agitée
E4	24/03/2009	20:25	18	03°08'02",88 E	36°45'28",08 N	Légèrement agitée
D6	24/03/2009	20:43	18	03°07'02",76 E	36°45'27",54 N	Légèrement agitée
C5	24/03/2009	21:00	16	03°05'55",88 E	36°45'20",60 N	Légèrement agitée
S1	05/05/2009	09:53	16	03°06'06",00 E	36°48'19",32 N	Peu agitée à agitée
S2	05/05/2009	10:17	46	03°06'06",96 E	36°46'57",30 N	Peu agitée à agitée
S3	05/05/2009	10:39	67	03°05'57",30 E	36°45'30",84 N	Peu agitée à agitée
S4	05/05/2009	11:07	94	03°08'06",00 E	36°49'07",38 N	Peu agitée à agitée
S5	05/05/2009	11:30	74	03°09'01",98 E	36°48'22",32 N	Peu agitée à agitée
S6	05/05/2009	11:51	51	03°08'25",20 E	36°45'47",40 N	Peu agitée à agitée
S7	05/05/2009	12:14	50	03°09'14",04 E	36°45'21",54 N	Peu agitée à agitée

Annexes.

S8	05/05/2009	12:43	22	03°09'35",70 E	36°47'08",16 N	Peu agitée à agitée
S9	05/05/2009	13:03	17	03°06'07",50 E	36°46'43",62 N	Peu agitée à agitée
S10	05/05/2009	13:18	25,1	03°11'02",10 E	36°45'52",44 N	Peu agitée à agitée
S11	11/05/2009	10:02	58,1	03°04'03",78 E	36°48'46",74 N	Calme
S12	11/05/2009	10:17	56,1	03°10'50",16 E	36°47'59",64 N	Calme
S13	11/05/2009	10:43	104,3	03°07'54",00 E	36°47'52",62 N	Calme
S14	11/05/2009	11:27	78,4	03°05'11",52 E	36°47'56",82 N	Calme
S15	11/05/2009	11:53	53	03°10'30",96 E	36°49'26",34 N	Calme
S16	11/05/2009	12:21	69,6	03°05'34",50 E	36°49'06",90 N	Calme
S17	11/05/2009	12:36	50,1	03°08'00",00 E	36°47'01",68 N	Calme
S18	11/05/2009	13:05	41,9	03°06'07",50 E	36°46'43",62 N	Calme

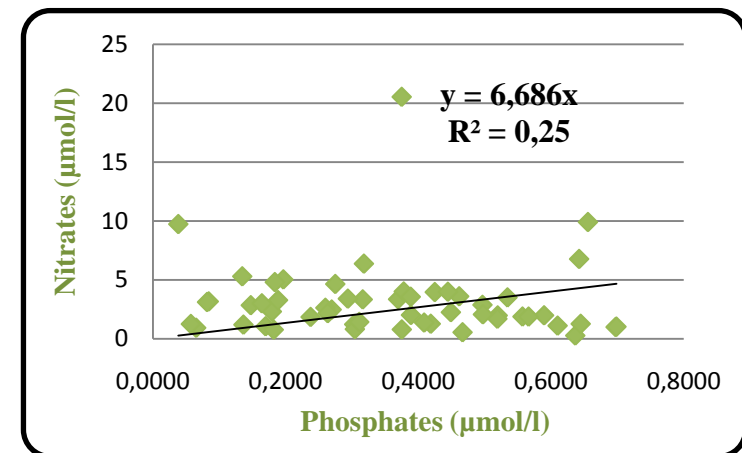
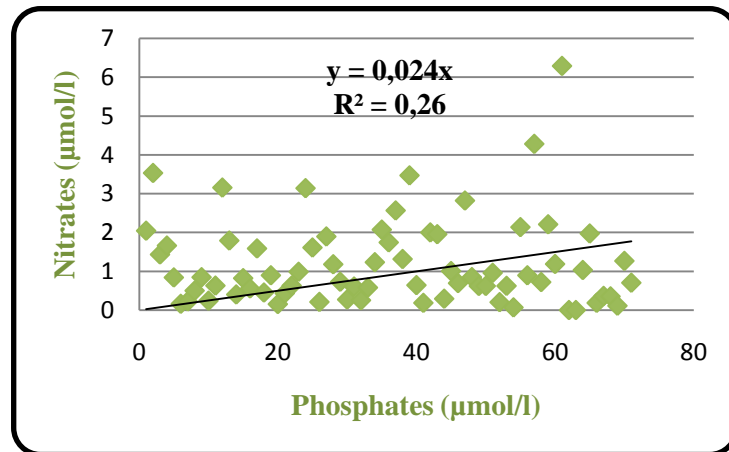
Tableau 2 : Moyennes mensuelles des précipitations (P) en mm et de Températures (T) en ° C (Période 1993-2003) (in Bachouche, 2003).

Mois	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Jui	Jui	Aou	Sep	Oct	Nov	Déc	Moyenne annuelle
Moy mensuelle (T°C)	11,7	11,2	13,5	14,9	19,1	21,8	25,2	26,3	23,4	19,9	15,1	12,5	17,9
Moy mensuelle (P mm)	84,82	75,92	37,06	61,36	31,36	6,47	1,73	13,18	31,40	43,19	90,34	104,57	48,4

Annexe 2**Tableau 2:** Gamme d'étalonnage et hauteurs de pic correspondantes pour l'Ammonium, Nitrates, Nitrites, Phosphates et silicate.

Types	NO ₂ ⁻ (μmol/l)	Hauteur du pic de NO ₂ ⁻	NO ₃ ⁻ (μmol/l)	Hauteur du pic de NO ₃ ⁻	NH ₄ ⁺ (μmol/l)	Hauteur du pic de NH ₄ ⁺	PO ₄ ³⁻ (μmol/l)	Hauteur du pic de PO ₄ ³⁻	SiO ₂ ⁻ (μmol/l)	Hauteur du pic de SiO ₂ ⁻
ED	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
STD1	0,172	1053	0,8	627	0,4	94	0,2	91	0,4	421
STD2	0,377	1569	1,2	835	0,804	186	0,4	183	0,8	307
STD3	0,595	2120	1,8	998	1,461	265	0,618	350	1,2	501
STD4	0,806	2652	2,154	1095	1,577	474	0,809	442	1,6	1125
STD5	1,171	3581	2,811	1319	2,414	1114	2	813	2	788
STD6	1,409	4184	4,978	2309	3,852	1880	2,4	935	3	1160

ED : Eau Distillée. STD : Standard.

Figure 2 : Diagramme de corrélation nitrate-phosphate (NO₃⁻/PO₄³⁻).**Figure a:** Diagramme de corrélation nitrates-phosphates de la première campagne.

Annexes.

Figure b: Diagramme de corrélation nitrates-phosphates de la deuxième campagne.

Annexe 3

I. Les réactifs et les standards de l'ammonium ammoniacal (NH_4^+)

1. Réactifs

A) Solution tampon

Tartrate de sodium de potassium ($\text{C}_4\text{H}_4\text{O}_6\text{KNa}$, $4\text{H}_2\text{O}$).....	33 g.
Citrate de sodium ($\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7\text{Na}_3$, $2\text{H}_2\text{O}$).....	24 g.
Acide sulfurique (H_2SO_4).....	X ml.
Eau distillée.....	1000 ml.
Brij 35 (30%).....	0,5 ml.

Dissoudre le tartrate de sodium de potassium dans environ 800 ml d'eau distillée. Ajouter le citrate de sodium et dissoudre. Ajuster le pH à 5,0 avec un volume de l'acide sulfurique. Compléter jusqu'à 1 litre avec de l'eau distillée, rajouter le brij35 et mélanger. La solution est stable durant une semaine, sa conservation se fait à 4 °C.

B) Solution de phénol

Phénol ($\text{C}_6\text{H}_5\text{OH}$).....	83g.
Hydroxyde de sodium (NaOH).....	40g.
Eau distillée.....	1000 ml.

Dissoudre le phénol dans environ 50 ml d'eau distillée. Ajouter l'hydroxyde de sodium, compléter jusqu'à 1 litre avec l'eau distillée et mélanger. La solution est stable pendant une semaine.

C) Solution de l'hypochlorite de sodium

Hypochlorite de sodium (NaClO).....	200 ml.
Eau distillée.....	800 ml.

Diluer l'hypochlorite de sodium (13% de chlore actifs) dans environ 700 ml d'eau distillée. Compléter à 1000 ml avec l'eau distillée et bien mélanger.

D) Solution de nitoprusside de sodium

Nitoprusside de sodium ($\text{Na}_2[\text{Fe}(\text{CN})_5\text{NO}]$, $2\text{H}_2\text{O}$).....	0,5 g.
Eau distillée.....	1000 ml.

Dissoudre le nitoprusside de sodium dans environ 800 ml d'eau distillée, remplir jusqu'à 1 litre d'eau distillée et mélanger. La solution est à stocker dans une bouteille d'une couleur sombre ou opaque. Elle est stable à 4°C pendant une semaine.

E) Rinçage d'échantillon

Rinçage à l'eau distillée fraîche.

E) Solution d'épuration d'air (solution 5N acide sulfurique)

Acide sulfurique H_2SO_4 (97%)	139 ml.
Eau distillée.....	861 ml.

Diluer soigneusement l'acide sulfurique dans environ 800 ml d'eau distillée puis ajuster à un litre et mélanger.

2. Standards

A) Solution mère à 100 ppm N : [3569,86] $\mu\text{mol/l}$

Chlorure d'ammonium (NH_4Cl).....	0,19095 g.
Eau distillée.....	500 ml.

Dissoudre le chlorure d'ammonium dans un 500 ml d'eau distillée et mélanger. La solution est stable à une température de 4°C durant 1 mois.

B) Solution fille à 10 ppm N

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

II. Préparation des réactifs et des standards des nitrates et des nitrites (NO_3^- et NO_2^-)**1. Réactifs****A) Solution tampon**

Chlorure d'ammonium (NH_4Cl).....	50 g.
Solution d'ammoniaque (NH_4OH à 25%).....	± 1 ml.
Hydroxyde de sodium (NaOH).....	5 g.
Eau distille.....	1000 ml.
Brij 35 (30%).....	3 ml.

Dissoudre le chlorure d'ammonium dans environ 800 ml d'eau distillée. Ajuster le PH à 8.5 avec la solution d'ammoniaque. Ajouter l'hydroxyde de sodium et dissoudre. Ajuster jusqu'à un litre avec de l'eau distillée. Ajouter le Brij 35 et mélanger. La solution est stable à une température de 4°C durant une semaine.

B) Réactifs de coloration

Acide phosphorique (H_3PO_4 à 85%).....	150 ml.
Sulfanilamide ($\text{C}_6\text{H}_8\text{N}_2\text{O}_2\text{S}$).....	10 g.
Dichlorures a-naphtyléthylène diamine ($\text{C}_{12}\text{H}_{16}\text{C}_{12}\text{N}_2$).....	0,5 g.
Eau distillée.....	850 ml.

Diluer l'acide phosphorique dans environ 700 ml. Ajouter la sulfanilamide et le dichlorures a-naphtyléthylène diamine et dissoudre. Ajuster de l'eau distillée à un litre. La solution est stable pendant deux semaines. Elle est à conserver dans un flacon sombre à 4 °C.

C) Solution de rinçage

Eau distillée fraîche.

2. Standards**A) Solution mère de base à 100ppm N [3568,99] $\mu\text{mol/l}$**

Nitrate de sodium (NaNO_3).....	0,3034 g.
Eau distillée.....	1000 ml.

Dissoudre le nitrate de sodium dans environ 800 ml d'eau distillée. Ajouter 1 ml de chloroforme et ajuster soigneusement à jusqu'à 1 litre avec de l'eau distillée. Cette solution est stable pendant 1 mois. Elle est à conserver à 4 °C.

B) Solution fille à 10 ppm N

Diluer 10 ml de la solution mère à 100 ppb N dans 100 ml d'eau distillée. Cette solution est à préparer chaque semaine.

3. Activation de la colonne de cadmium**A) Solution d'acide hydrochlorique (4N)**

Acide hydrochlorique (HCl à 32%).....	400 ml.
Eau distillée.....	600 ml.

Dissoudre l'acide hydrochlorique dans 600 ml d'eau distillée.

B) Solution de sulfate de cuivre (2%)

Sulfate de cuivre ($\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$).....	20 g.
Eau distillée.....	1000 ml.

Dissoudre le sulfate de cuivre dans environ 800 ml d'eau distillée. Ajouter jusqu'à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

C) Cadmium

Granules de Cadmium (0,3 -1,0 mm de diamètre).....	2,5 g.
--	--------

III. Les réactifs et les standards des Orthophosphates (PO_4^{3-})**1. Réactifs****A) Solution d'ammonium molybdate**

Potassium antimoine tartrate ($\text{K}(\text{SbO})\text{C}_4\text{H}_4\text{O}_6$, 0,5 H_2O).....	230 mg.
Acide sulfurique (H_2SO_4 à 97%).....	69,4 ml.

Molybdate d'ammonium ((NH ₄) ₆ MO ₇ O ₂₄ , 4H ₂ O).....	6 g.
Eau distillée.....	1000 ml.
FFD6.....	2 ml.

Dissoudre le potassium antimoine tartrate dans environ 800 ml d'eau distillée. A cette solution on ajoute soigneusement l'acide sulfurique tout en remuant jusqu'au refroidissement. Ajouter le molybdate d'ammonium et dissoudre. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger. En fin, ajouter le FFD6 et mélanger. Notons qu'il ne faut pas utiliser de spatule métallique en manipulant de molybdate d'ammonium.

La solution est stable durant 5 jours. Elle est à conserver à une température de 4 °C quand la solution n'est pas utilisée.

B) Solution d'acide ascorbique

Acide ascorbique (C ₆ H ₈ O ₆).....	11 g.
Acétone (C ₃ H ₆ O).....	60 ml.
Eau distillée.....	1000 ml.
FFD6.....	2 ml.

Dissoudre l'acide ascorbique dans environ 800 ml d'eau distillée. Ajouter l'acétone et ajuster jusqu'à 1 litre avec de l'eau distillée. Ajouter FFD6 et mélanger.

La solution est stable durant 5 jours. Elle est à conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

C) Solution de rinçage : Eau distillée fraîche.

2. Standards

A) Solution mère à 100 ppm P : [1604,00] µmol/l

Dihydrophosphate de potassium (KH ₂ PO ₄).....	0,2197 g.
Eau distillée.....	1000 ml.

Le phosphate de potassium hydrogéné est dissous dans environ 800 ml d'eau distillée. Ajouter jusqu'à 1 litre l'eau distillée. La solution est stable pendant un mois. Conserver à 4 °C quand la solution n'est pas utilisée.

B) Solution fille à 10 ppm P

Diluer 10 ml de la solution mère (100 ppm) dans 100 ml d'eau distillée. Cette solution est à préparer chaque semaine.

IV. Préparation des réactifs et des standards des Orthosilicates (SiO₂)

1. Préparation des réactifs

A) Solution d'acide sulfurique

Acide sulfurique (H ₂ SO ₄ à 97%).....	10 ml.
Eau distillée.....	990 ml.
FFD6.....	2 ml.

Diluer l'acide sulfurique dans 800 ml d'eau distillée. Remplir jusqu'à 1 litre avec de l'eau distillée. Ajouter le FFD6 et mélanger. La solution est stable pendant une semaine. Elle est à conserver à 4 °C quand elle n'est pas utilisée.

B) Solution d'ammonium molybdate

Ammonium molybdate ((NH ₄) ₆ MO ₇ O ₂₄ , 4H ₂ O).....	20 g.
Eau distillée.....	100 ml.
FFD6.....	2 ml.

Diluer l'ammonium molybdate dans environ 800 ml d'eau distillée. Ajuster jusqu'à 1 litre avec de l'eau distillée et ajouter le FFD6 et mélanger. Cette solution est à conserver dans une bouteille polyéthylène. Elle est stable pendant un jour.

C) Solution d'acide oxalique

Acide Oxalique (C ₂ H ₂ O ₄ , 2H ₂ O).....	44 g.
Eau distillée.....	1000 ml.

Dissoudre l'acide oxalique dans environ 800ml d'eau distillée. Ajuster jusqu'à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger. Conserver la solution dans une bouteille en polythène. Elle est stable durant un mois en la conservant à une température de 4 ° C quand elle n'est pas utilisée.

D) Solution d'acide ascorbique

Acide ascorbique ($C_6H_8O_6$).....40 g.
Eau distillée.....1000 ml.

Dissoudre l'acide ascorbique dans environ 800 ml d'eau distillée. Rajouter jusqu'à 1000 ml l'eau distillée et mélanger. Elle est stable durant une semaine à une température de 4°C.

E) Solution de rinçage

Eau fraîchement distillée et conservée dans une bouteille en polythène.

2. Préparation des standards

A) Solution mère de 100 ppm Si [2384,98] $\mu\text{mol/l}$

Metasilicate de sodium ($Na_2SiO_3, 9H_2O$).....0, 50535 g.
Eau distillée.....1000 ml.

Dissoudre le metasilicate de sodium dans environ 800 ml d'eau distillée. Ajouter jusqu'à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger. La solution est stable durant 1 mois conservée dans une bouteille en polythène.

B) Solution fille de 10 ppm Si

Diluer 10 ml de la solution fille à 100 ppm Si dans 100 ml d'eau distillée. Sa conservation se fait dans une bouteille en polythène.

Annexe 4

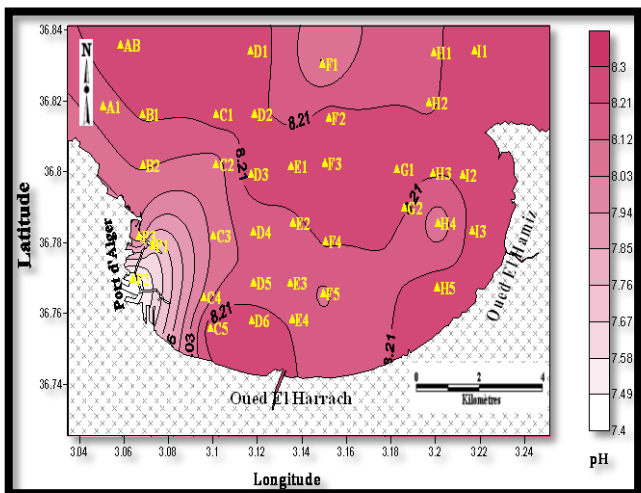


Figure 1: Cartes de distributions du pH en surface lors de la campagne 1.

Annexes.

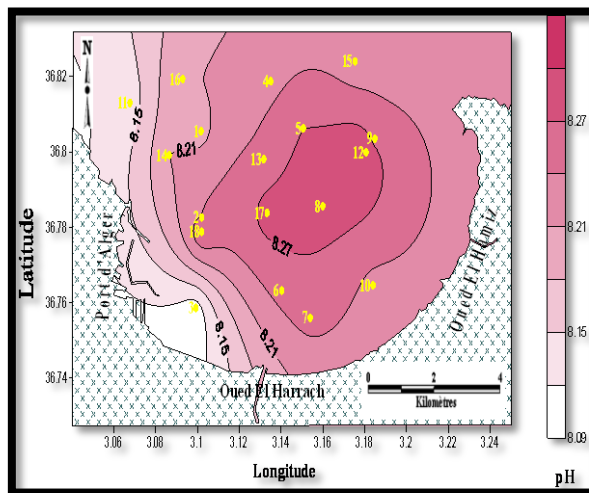


Figure 3: Cartes de distributions du pH en surface lors de la campagne 2.

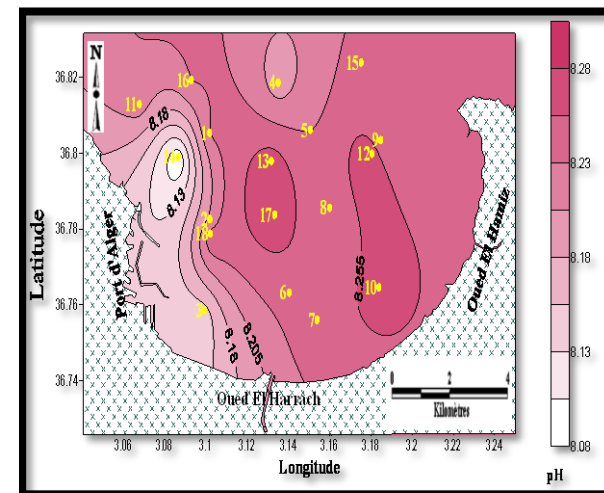


Figure 5: Cartes de distributions du pH à 10 m lors de la campagne 2.

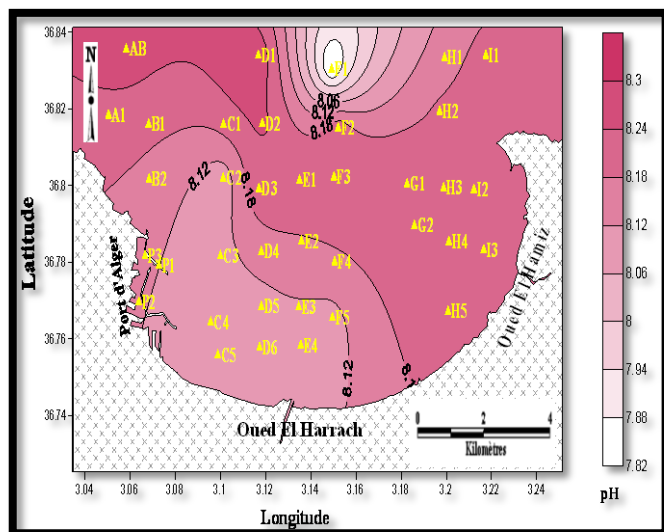


Figure 2: Cartes de distributions du pH en surface lors de la campagne 1.

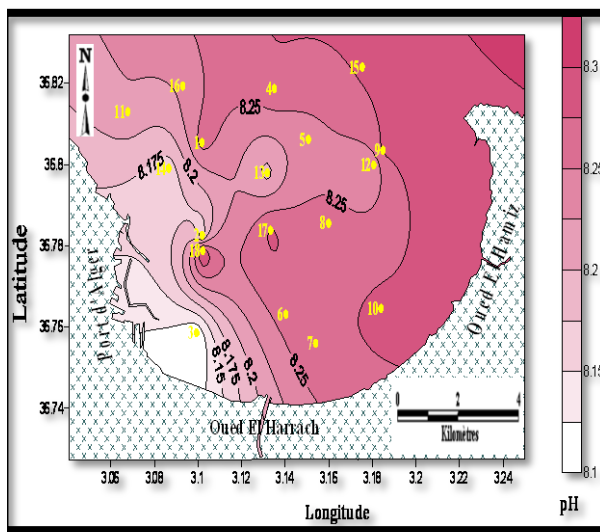


Figure 4: Cartes de distributions du pH à 5m lors de la campagne 2.

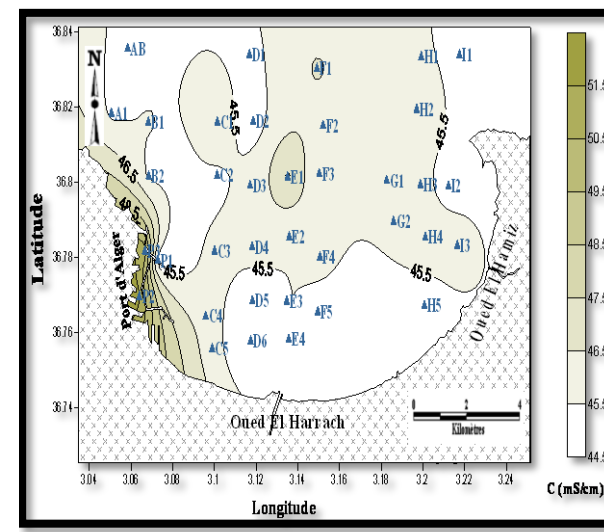


Figure 6: Cartes de distributions de la conductivité en surface lors de la campagne 1.

Annexes.

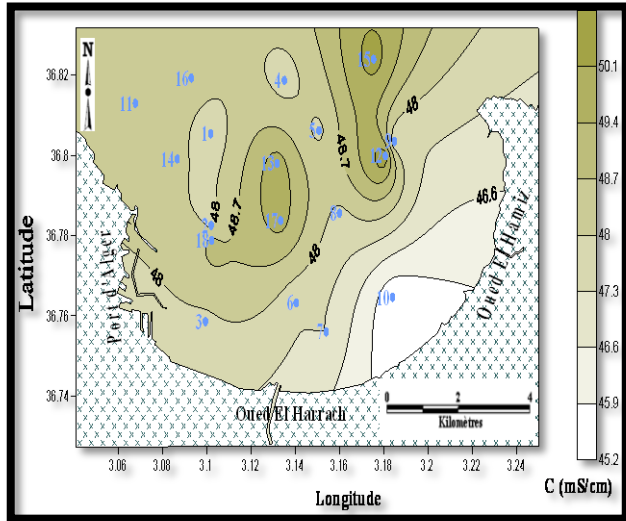


Figure 7: Cartes de distributions de la conductivité à 25 m lors de la campagne 1.

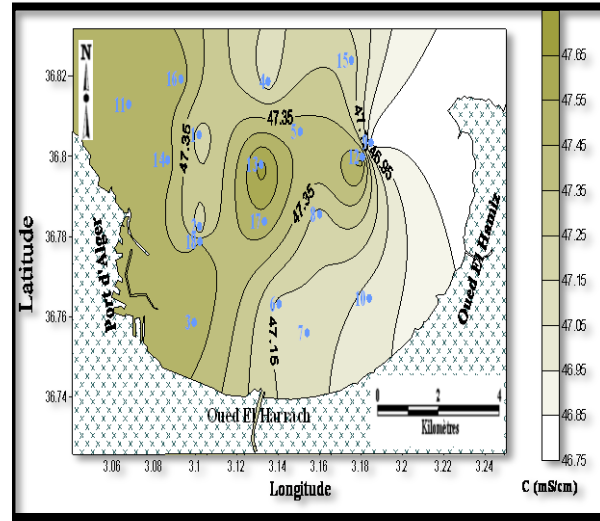


Figure 9: Cartes de distributions de la conductivité à 10 m lors de la campagne 2.

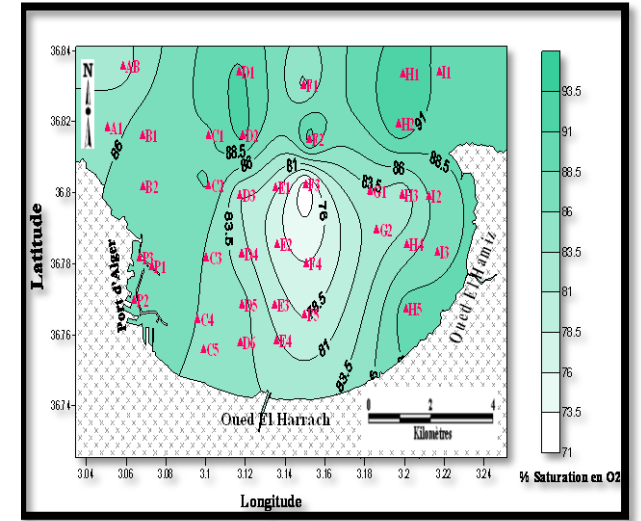


Figure 11: Cartes de distributions du pourcentage de saturation en O2 lors de la campagne 1.

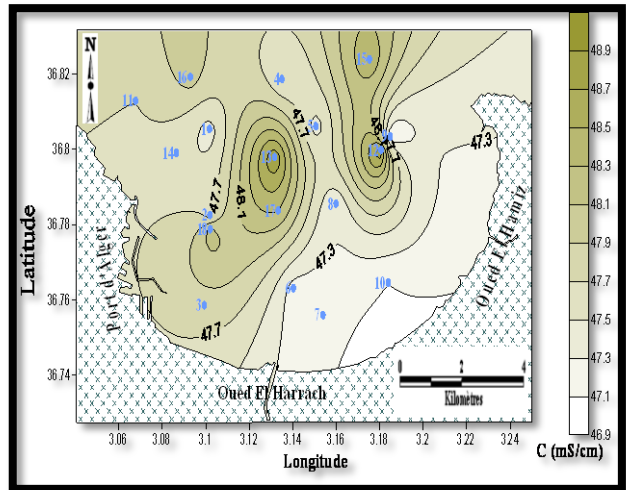


Figure 8: Cartes de distributions de la conductivité en surface lors de la campagne 2.

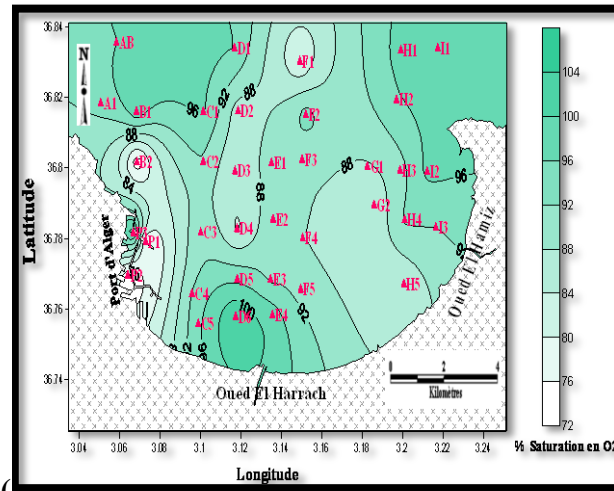


Figure 10: Cartes de distributions du pourcentage de saturation en O2 en surface lors de la campagne 1.

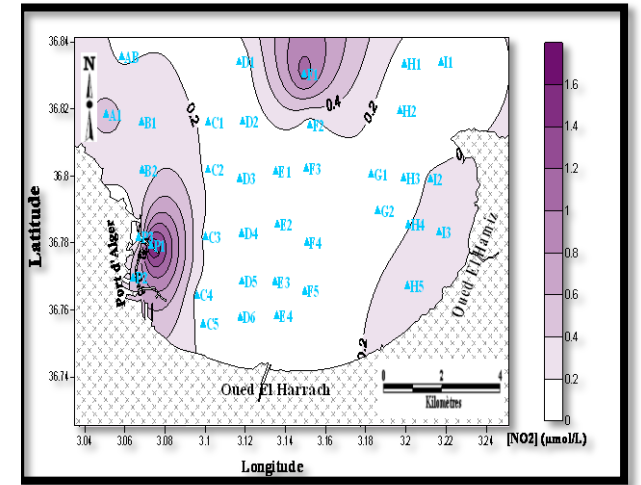


Figure 12: Cartes de distributions des nitrites en surface lors de la campagne 1.

Annexes.

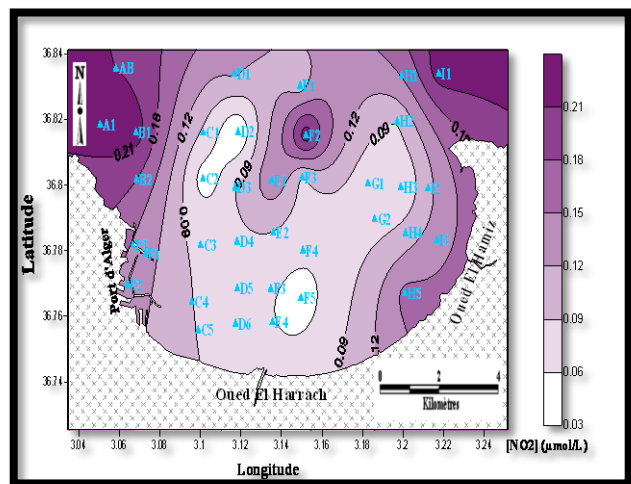


Figure 13: Cartes de distributions des nitrites à 25 m lors de la campagne 1.

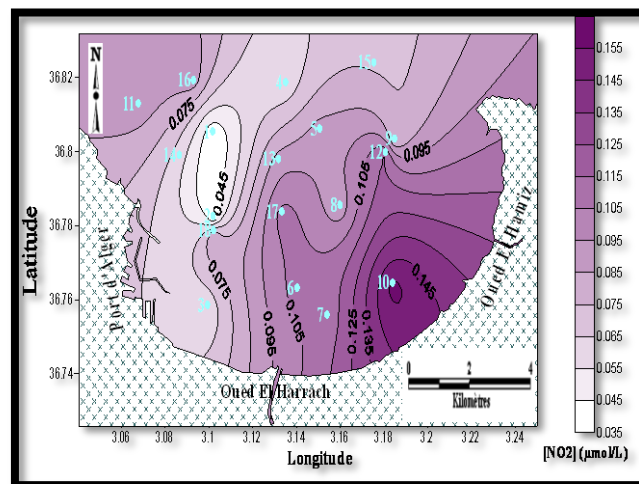


Figure 15: Cartes de distributions des nitrites à 5 m lors de la campagne 2.

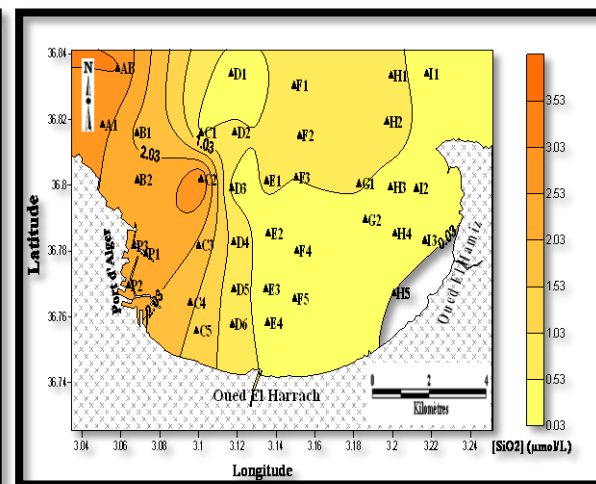


Figure 17: Cartes de distributions des silicates à 25 m lors de la campagne 1.

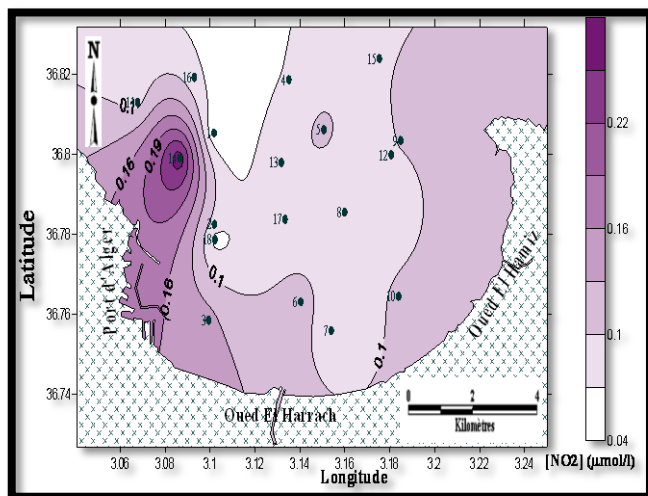


Figure 14: Cartes de distributions des nitrites en surface lors de la campagne 2.

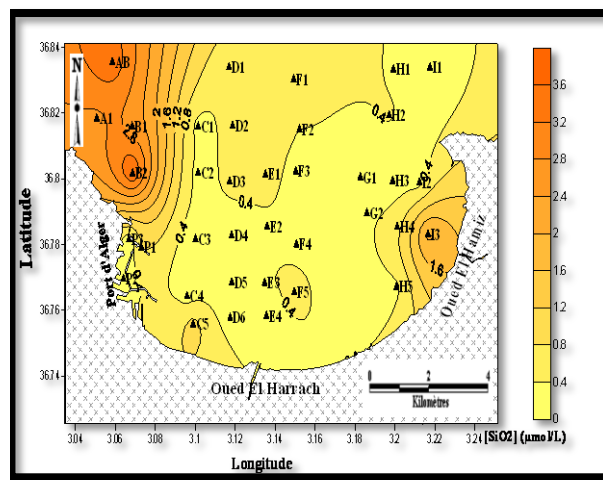


Figure 16: Cartes de distributions des silicates en surface lors de la campagne 1.

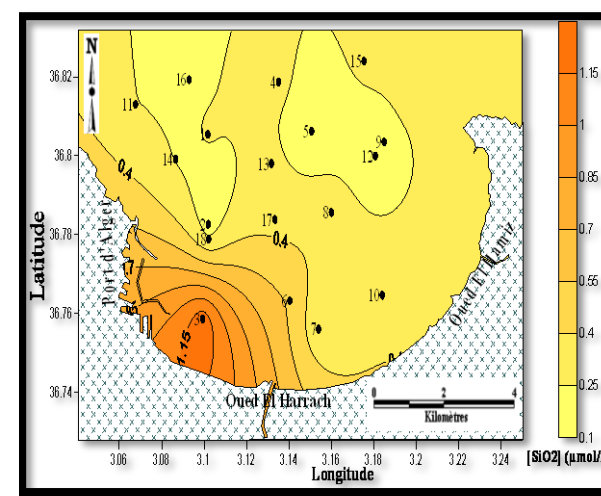


Figure 18: Cartes de distributions des silicates en surface lors de la campagne 2.

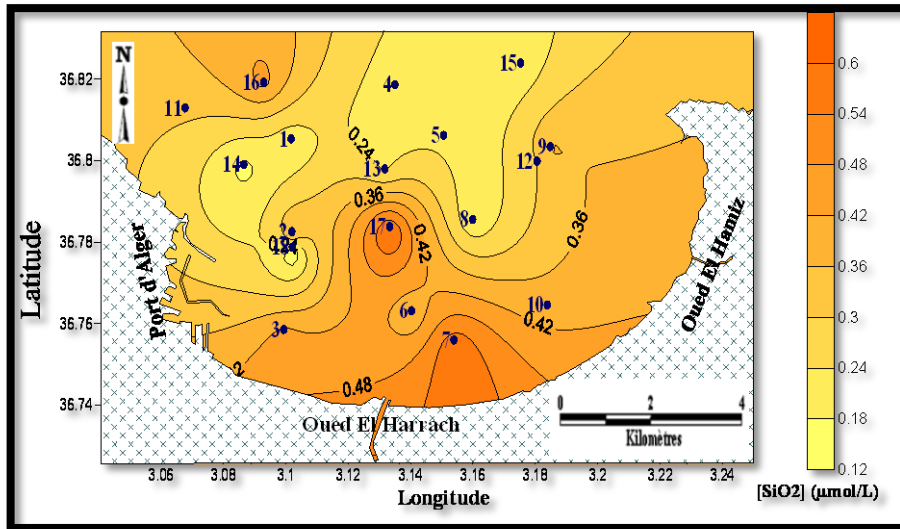


Figure 19: Cartes de distributions des silicates à 5 m lors de la campagne 2.

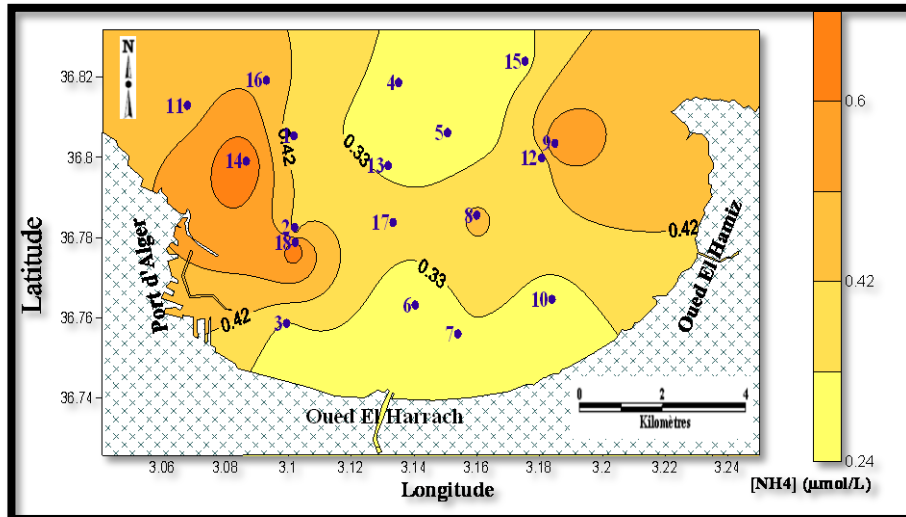


Figure 20: Cartes de distributions des silicates à 10 m lors de la campagne 2.

Annexe 5

Tableau 1: Tableau des résultats de l'étude qualitative du phytoplancton pour la station 3.

Groupes	Genres	Espèces	Densité cellulaire (Cell/L)
Diatomophycées	Cerataulina	<i>C. pelagica</i>	*
	Cymatotheca	<i>C. minima</i> Voigt	*
	Guinardia	<i>G. flaccida</i> (Castrcane) Peragallo	*
	Leptocylindrus	<i>L. danicus</i>	****
		<i>L. minimus</i>	*****
	Nitzschia	<i>N. longissima</i>	***
		<i>N. longissima</i> (n. Clever. Euler)	*
		<i>N. pacifica</i>	**
		<i>Nitzschia</i> sp.	*
	Noctiluca	<i>N. scintilus</i>	*
	Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-N. delicatissima</i> complex	**
		<i>Pseudo-N. galaxiae</i>	**
		<i>Pseudo-N. lineola</i>	*
		<i>Pseudo-N. multistriata</i>	*
		<i>Pseudo-N. penguns</i>	*
	Rhizosolenia	<i>R. alata</i> Brightw	*
		<i>R. delicatula</i>	*
<i>R. robusta</i> Norm		*	
Sinophysis	<i>S. ebriolum</i>	*	
Tryblioptychus	<i>T. hainanensis</i> Voigt	*	
Zygabikodinium	<i>Z. lenticulatum</i>	*	
Dinophycées	Alexandrium	<i>A. minutum</i>	*
	Ceratium	<i>C. fisus</i>	*
		<i>C. furca</i>	*
		<i>C. incisum</i>	*
		<i>C. macroceros</i>	*
		<i>C. massiliense</i>	*
		<i>C. teres</i>	*
		<i>C. tripos</i>	*
	Chattonella	<i>C. subsalsa</i> Biercheler 1936	*
	Dinophysis	<i>D. acuminata</i>	*
		<i>D. caudata</i>	*
		<i>D. rotundata</i>	*
	Fragilidinium	<i>F. mexicanum</i>	*
	Grammatophora	<i>G. oceanica</i>	*
		<i>G. oceanica</i> var. <i>macilenta</i> Sm	*
	Gymnodinium	<i>G. conicum</i>	*
	Gyrodinium	<i>G. lachryma</i>	*
		<i>G. spiralea</i>	*
	Podolampas	<i>P. elegans</i>	*
.Prorocentrum	<i>P. balticum</i>	*	
	<i>P. Ehrenberg</i>	*	

		<i>P. micans</i>	*
		<i>P. minimum</i>	*
		<i>P. nanum</i>	*
		<i>P. triestinum</i>	*
	Protoceratium	<i>Protoceratium</i>	*
	Protoperidinium	<i>P. globulus var. guarnerense</i>	*
		<i>P. granii</i>	*
		<i>P. pyriforme</i>	*
		<i>P. reticulatum</i>	*
		<i>P. tuba</i>	*
Scrippsiella	<i>S. trochoïdea</i>	***	
Flagellés	Nephrolsmis	<i>N. minuta</i>	*
	Parapedinella	<i>P. sp.</i>	*

Tableau 2: Tableau des résultats de l'étude qualitative du phytoplancton au niveau la station 4.

Groupes	Genres	Espèces	Densité cellulaire (Cell/L)
Diatomophycées	Achnanthes	<i>A. Bory longipes</i> Ag.	*
	Amphora	<i>Amphora sp.</i>	*
	Cerataulina	<i>C. pelagica</i>	***
	Cerataulus	<i>Cerataulus sp.</i>	*
	Cymatotheca	<i>Cy. minima</i> Voigt	****
	Guinardia	<i>G. flaccida</i> (Casrcane) Peragallo	****
	Leptosylindrus	<i>L. danicus</i>	*****
	Licmophora	<i>L. gracilis var. minor</i> K.	*
		<i>L. paradoxa</i> Lyngb	***
	Navicula	<i>Navicula sp.</i>	**
	Nitzschia	<i>N. pacifica</i>	***
		<i>N. longissima</i>	***
		<i>N. obtusa</i> var. <i>brevissi</i>	*
	Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-N. penguns</i>	***
		<i>Pseudo-N. subpacifica</i>	**
		<i>Pseudo-N. multistriata</i>	*
	Rhabdonema	<i>R. minutum</i> Kütz	*
	Rhizosolenia	<i>R. alata</i> Brightw	*****
Surirella	<i>Surirella sp.</i>	**	
Dinoflagellés	Alexandrium	<i>A. minutum</i>	*****
	Amphidinium	<i>A. extensum</i>	*
		<i>A. sphenoides</i> (afer Hulburt, 1957)	**
	Ceartium	<i>C. furca</i>	**
		<i>C. lineatum</i>	*
		<i>C. euarquatam</i>	**
		<i>C. extensum</i>	*
		<i>C. tripodioides</i>	*
	Ceratocorys	<i>C. horrida</i>	*
	Cochlodinium	<i>C. pupa</i>	*
		<i>C. polykrikoïdes</i>	*
	Dinophysis	<i>D. acuminata</i> (Macartney) Kofoid et Swerg 1921	**

		<i>D. caudata</i> Saville-Kent 1881	**
		<i>D. rotundata</i> Claparède et Lachmann	**
	Gymnodium	<i>Gymnodium sp.</i>	*****
	Gyrodinium	<i>Gyrodinium sp.</i>	**
		<i>G. fusiforme</i>	**
	Licmophora	<i>Licmophora sp.</i>	*
	Noctiluca	<i>N. scintillans</i>	**
	Oxytoxum	<i>O. ovum</i>	**
	Prorocentrum	<i>P. micans</i> Ehrenberg	***
		<i>Prorocentrum</i> Ehrenberg	**
		<i>P. lima</i> (Ehrenberg) Stein 1878	**
		<i>P. ovum</i>	***
		<i>P. minimum</i> (Pavillard) Schiller 1931	****
		<i>P. balticum</i>	*
	Protopteridinium	<i>P. globulus</i> var. <i>guarnerense</i>	****
		<i>P. granii</i>	**
		<i>P. pyriforme</i>	**
		<i>P. variegatum</i> . Nach Peters	**
		<i>P. pellucidum</i>	**
	Scrippsiella	<i>Scrippsiella trochoïdea</i>	****

Tableau 3: Tableau des résultats de l'étude qualitative du phytoplancton au niveau la station 7.

Groupes	Genres	Espèces	Densité cellulaire (C/L)	
Diatomophycées	Amphora	<i>A. Hendaye</i>	*	
	Cerataulina	<i>C. pelagica</i>	***	
	Climacosphenia	<i>C. moniliger</i> Ehr.	*	
	Cochlodinium	<i>C. polykrikoides</i>	*	
	Corythodinium	<i>C. tessellatum</i>	*	
	Coscinodiscus	<i>Coscinodiscus sp.</i>	**	
	Guinardia	<i>G. flaccida</i>	*	
	Leptocylindrus	<i>L. danicus</i>	*****	
	Lichmophora	<i>L. abbreviata</i>	**	
	Navicula	<i>Navicula sp.</i>	**	
	Nitzschia		<i>N. longissima</i>	*****
			<i>N. pacifica</i>	****
			<i>N. penguns</i>	***
	Pleurosigma		<i>P. directum</i>	*
			<i>P. normanii</i>	*
	Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-N. delicatissima</i> complex	***	
	Rhizosolenia		<i>R. alata</i> Brightw	*****
			<i>R. robusta</i>	*
Surirella	<i>Surirella sp.</i>	*		
Thalassiothria	<i>T. longissima</i>	*		
Triceratium	<i>T. Baléares</i>	*		
inophycées	Alexandrium	<i>A. minutum</i>	****	
		<i>Alexandrium sp.</i>	*	
	Ceratium	<i>C. furca</i>	**	

		<i>C. fusus</i>	*
		<i>C. macroceros</i>	*
		<i>C. pentagonum tenerum</i>	*
		<i>C. tripos tripodioides</i>	*
	Dinophysis	<i>D. acuminata</i>	*
		<i>D. Caudata</i>	*
	Grammatophora	<i>G. arctica</i> Cleve	*
		<i>G. elongatum</i>	*
		<i>G. marina</i>	*
	Gymnodium	<i>Gymnodinium sp.</i>	***
		<i>G. coeruleum</i> Dogiel	*
	Gyrodinium	<i>G. britannicum</i>	*
		<i>G. lachryma</i>	**
		<i>G. opimum</i>	*
		<i>G. uncatenum cyst</i>	*
	Katodinium	<i>K. glaucum</i>	*
	Noctiluca	<i>N. scintillans</i>	**
	Pheopolykrikos	<i>P. hartmannii</i>	*
	Prorocentrum	<i>P. balticum</i>	**
		<i>P. rotundatum</i>	***
		<i>P. cornutum</i>	*
		<i>P. Ehrenberg</i>	***
		<i>P. micans</i> Ehrenberg	*
	Protoceratium	<i>Protoceratium cyst</i>	*
	Protoperidinium	<i>P. globulus</i>	**
		<i>P. granii</i>	*
		<i>P. tuba</i>	*
		<i>P. turbinatum</i>	*
	Scrippsiella	<i>S. trochoïdea</i>	*****

Tableau 4 : Tableau des résultats de l'étude qualitative du phytoplancton au niveau la station 11.

Groupes	Genres	Espèces	Densité cellulaire (Cell/L)	
Diatomophycées	Cerataulina	<i>C. pelagica</i>	*****	
	Cymatotheca	<i>C. minima</i> Voigt	**	
	Grammatophora	<i>G. aceanica</i> Ehr.	**	
	Guinardia	<i>G. flaccida</i>	*****	
	Leptocylindrus	<i>L.s danicus</i>	*****	
	Licmophora		<i>L. communis</i> (Heib)	*
			<i>L. dalmatica</i> var. <i>tenella</i> K	*
			<i>L. paradoxa</i> Lyngb	*
	Nitzschia		<i>N. longissima</i>	***
			<i>N. multistrita</i>	****
			<i>N. pacifica</i>	*****
			<i>N. penguns</i> (Grunow ex PT Cleve) Hasle	*****
			<i>N. sigma</i>	*
			<i>N. subpacifica</i>	**
	Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-N. delicatissima</i> complex	*****	

	Rhizosolenia	<i>R. alata</i> Brightw	***	
	Synedra	<i>S. robusta</i> Ralfs	*	
	Tropidoneis	<i>T. vitrea</i> var. <i>Mediterranea</i> Grun	*	
Dinoflagellés	Alexandrium	<i>A. minutum</i> Halim emend. Balech	**	
	Amphidinium	<i>A. extensum</i>	**	
	Ceartium	<i>C. furca</i>	*	
	Corythodinium	<i>C. reticulatum</i>	**	
	Protopceratium	<i>Cyst de Protopceratium</i>	*	
	Dinophysis	<i>D. acuminata</i>		**
		<i>D. caudata</i>		*
		<i>D. sphaerica</i>		*
	Gymnodium	<i>Gymnodium</i> sp.		*
		<i>G. coeruleum</i>		*
	Gyrodinium	<i>G. fusiforme</i>		***
		<i>G. lachryma</i>		**
		<i>pingue</i> (Schiitt) Kof.u. Sw. A Nach Kofoid.u Swezy		***
		<i>Gyrodinium</i> sp.		**
		<i>G. spirale</i>		***
	Herdmania	<i>H. litoralis</i>		*
	Oxytoxum	<i>O. gigas</i>		*
	Prorocentrum	<i>P. batlicum</i>		****
		<i>P. Ehrenberg</i>		*****
		<i>P. gracile</i>		*
		<i>Prorocentrum micans</i>		***
		<i>Prorocentrum minimum</i>		***
		<i>Prorocentrum ovum</i>		***
Protoperidinium	<i>Prorocentrum rotundatum</i>		***	
	<i>P. globulus</i> var. <i>guarnerense</i>		****	
	<i>P. granii</i>		*	
	<i>P. minusculum</i>		*	
	<i>P. pyriforme</i>		*	
Scrippsiella	<i>S. trochoïdea</i>		*****	
Coccolithophoridae	<i>Coccolithophoridae</i> sp.		*	

Tableau 5: Tableau des résultats de l'étude qualitative du phytoplancton au niveau la station 15.

Groupes	Genres	Espèces	Densité cellulaire (Cell/L)
Diatomophycées	Actinocyclus Ehrenberg	<i>A. octanarius</i> Ehrenberg	*
	Cematodiscus	<i>C. minima</i> Voigt	*
	Cerataulina	<i>C. pelagica</i>	**
	Cymatotheca	<i>C. weissflogii</i> (Grunow) Hendey	*
	Leptocylindrus	<i>L. danicus</i>	****
	Minidiscus Hasle	<i>M. trioculatus</i> (Taylor) Hasle	*
	Navicula	<i>Navicula</i> sp.	*
	Nitzschia	<i>N. delicatissima</i>	
<i>N. dissipata</i>			*

		<i>N. longissima</i>	*
		<i>N. pacifica</i>	*
		<i>N. pungens</i>	**
		<i>N. sigma</i> var. <i>Sigmat</i> e	*
		<i>N. sigma</i> var. <i>rigidula</i>	*
		<i>N. sigmoidea</i>	*
		<i>Nitzschia</i> sp.	*
	Paralina	<i>P. sulcata</i> (Ehrenberg)	*
	Pseudo-nitzschia	<i>Pseudo-N. galaxiae</i>	*****
		<i>Pseudo-N. heimii</i>	*
		<i>Pseudo-nitzschia multistriata</i>	****
	Rhizosolenia	<i>R. alata</i> Brightw	*
	Thalassiosira	<i>T. decipiens</i> (Grunow) Jørgensen	*
Dinophycés	Triceratium	<i>T. baleares</i>	*
	Ceratum	<i>C. longipes</i>	*
		<i>C. trichoceros</i>	*
	Ceratocorys	<i>C. horrida</i>	*
	Prorocentrum	<i>P. balticum</i>	*
		<i>P. ovum</i>	*
	Protoperidinium	<i>P. globulus</i> var. <i>guarnereuse</i>	*
		<i>P. globulus</i> var. <i>ovatum</i>	*
		<i>P. granii</i>	*
		<i>P. seratus</i>	*
		<i>P. tuba</i>	*
	Prynnesium	<i>Prynnesium</i> sp.	*
	Pyramimonas	<i>P. nephroïdea</i>	*
Pyrophacus	<i>P. horologium</i>	*	
Chrysophycées	Chrysochromulina	<i>Chrysochromulina</i> sp.	*
Flagellés	Chlamydomonas	<i>C. coccoïdes</i>	*
	Imantonia	<i>Imantonia rotunda</i>	*
	Nephroselmis	<i>N. minuta</i>	*
Autres	<i>Batonné?</i>	sp.	*

Pour les stations 3 et 15, nous avons établi les classes suivantes pour les densités cellulaires:

- * : Densité cellulaire < 1000 Cell/L ;
- ** : Densité cellulaire 1000- 4000 Cell/L ;
- *** : Densité cellulaire 4000-7000 Cell/L ;
- **** : Densité cellulaire 7000- 10000 Cell/L ;
- ***** : Densité cellulaire > 10000 Cell/L.

Pour les stations 4, 7 et 11, nous avons établi les classes suivantes pour les densités cellulaires:

- * : Densité cellulaire < 100 Cell/L ;
- ** : Densité cellulaire 100- 300 Cell/L ;
- *** : Densité cellulaire 300-700 Cell/L ;
- **** : Densité cellulaire 700- 1000 Cell/L ;

**** : Densité cellulaire 1000- 2000 Cell/L ;

***** : Densité cellulaire > 2000 Cell/L.

Annexe 6



Planche 1 : Photos du dispositif de filtration, de la balance de précision, le four à moufle et le matériel utilisé pour la préparation des standards pour le dosage des sels nutritifs.



Figure 2: Photos de l'Auto-analyzer SAN plus System, SKALAR®, 1998.



Figure 3: Photo du spectrophotomètre de Fluorescence HITACHI, modèle 650 S, équipé d'une lampe « Xénon ».



Figure 4: Photo du microscope inversé (Zeiss HBO 50/AC Axio vert 25 équipé d'une caméra HRC) du laboratoire d'écosystème pélagique de la Faculté des Sciences Biologiques de l'USTHB.

Liste des abréviations

C.O.I : Commission Océanographique Intergouvernementale.

GESAMP: Group of Experts on the Scientific Aspect of Marine Pollution.

LEM : Laloratoire d'Etude Maritime.

ONM : Office National de Météorologique.

U.A: Unité Arbitraire.