

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
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 D'ETAT EN SCIENCES DE LA MER

OPTION : ENVIRONNEMENT

Thème :

Evaluation des paramètres physico-chimiques et des sels nutritifs dans
les eaux côtières algéroises (la baie d'Alger et de Zemmouri)

Présenté par:

-BAHRI Youcef

Soutenu le 02/11 /2014 devant le jury suivant :

Mr	DRICHE M.	Maîtres de Conférences B	Président
Mme	BELHOUCHETE N.	Chercheur CNRDPA	Examinateur
Mme	BENTCHIKOU L.	Maître Assistants A	Examinatrice
Mr	LOURGUIOUI H.	Maître Assistants A	Promoteur
Mr	INAL A.	Chercheur CNRDPA	Co-promoteur

Promotion: 2013/2014

Remercîments

Nous remercions Allah tout puissant de nous avoir donné la volonté et le courage de mené à bien ce travail.

Nous sommes très heureux de pouvoir exprimer notre gratitude à toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail. Nos plus vifs remerciements s'adressent à :

*Monsieur **DRICHE.M**, Maître de conférences B qui nous fait l'honneur de présider ce jury et de nous orienté tout au long de notre stage.*

*Nous remercions Monsieur **LOURGUIOUI.H.**, pour avoir accepté d'encadrer ce travail, pour sa confiance, sa disponibilité, ses encouragements et ses précieux conseils au cours de la réalisation de ce mémoire.*

*Mr **INAL.A.**, attaché de recherche (CNRDPA) pour avoir accepté de Co-encadrer ce travail.et pour ses précieux conseils.*

*Nous tenons à exprimer nos sincères remerciements à Madame **BENTCHIKOU.L.**, maître assistante(ENSSMAL), **BELHOUCHE.N.**, attaché de recherche (CNRDPA), pour avoir accepté d'examiner ce manuscrit et de participer à ce jury.*

*Nos profondes reconnaissances à Madame **EDDALIA**, Monsieur **YOUCEF**, Monsieur **ZERROUKI** et bien sur Madame **OUNADI**, personnels de la bibliothèque de l'ENSSMAL, ainsi que toutes les personnes qui nous a aidé du près ou de loin à la réalisation de ce mémoire de fin d'étude.*

Nous somme reconnaissant à tous nos enseignants qui ont contribué à notre formation et à toute personne qui nous a appris une lettre ou une phrase, qu'ils trouvent ici notre reconnaissance et un petit fruit de leurs sueurs.

Dédicaces

À mes très, très chers parents

À mes chères sœurs, Nawel, Yasmin, et à mes frères Adlane, Rafik, Oussama qui
comptent énormément pour moi

À mes meilleurs Amis, Twister, Xorer, Slip, XxX, et la team Black Ops

À mes chers amis d'université, Djemmoui, Sofian, Sofian, Chemi, Baha, Moustapha, Saad,
Alae, Zaki, Zaki, Amine, Lakhdar, Faycel, à qui je tiens plus particulièrement ; j'espère que
je n'ai oublié personne

À toutes les personnes qui m'ont soutenu et encouragé tout au long de cette année ;

Ainsi qu'à tous ceux qui me connaissent à l'ENSSMAL et avec qui j'ai passé cinq ans
inoubliables ;

À vous tous qui m'aimez ;

Je dédie ce travail.

28/10/2014 à 21:48

Youssef

Sommaire

Introduction	15
---------------------------	----

Chapitre 1 : Généralités

1. Pollution marine	17
1.1. Définition	17
1.2. Les principaux types de pollution	17
1.2.1. Pollution chimique	17
1.2.2. Pollution biologique	18
1.2.3. Pollution physique	18
1.3. Sources de pollution	18
1.3.1. Pollution urbaine	18
1.3.2. Pollution industrielle	18
1.3.3. Pollution agricole	19
1.4 Indicateurs de pollution	19
1.4.1. Matières en suspension (MES)	19
1.4.2. Matière organique particulaire (MOP)	19
1.4.3 La turbidité	20
2. Les descripteurs hydrologiques des milieux marins	20
2.1. Descripteurs physico-chimiques des milieux marins	20
2.1.1. Température (T)	20
2.1.2. Salinité S (Pratical Salinity Unit)	21
2.1.3. Oxygène dissous	21
2.1.4. Potentiel d'hydrogène (pH)	22
2.1 5. Conductivité (C)	22
2.2. Les sels nutritifs	22
2.2.1. Notion des nutriments	22
2.2.2.Rôle des sels nutritifs	23
2.2.3. Origine des sels nutritifs	23
2.2.4. Les différentes formes des sels nutritifs	23
2.2.4.1. Azote	23

2.2.4.1.1. Nitrates (NO_3^-)	23
2.2.4.1.2. Nitrites (NO_2^-)	24
2.2.4.1.3. Azote ammoniacal (NH_4^+)	24
2.2.4.2. Les composées phosphorées (PO_4^{3-})	25
2.2.4.3. La silice dissoute (SiO_2^-)	26
2.2.5. Le cycle biogéochimique des sels nutritifs	27
2.2.5.1. La photosynthèse	28
2.2.5.2. La minéralisation	28
2.2.5.3. L'excrétion	28
2.2.5.4. La nitrification	28
2.2.5.5. La dénitrification	29
2.2.6. Sels nutritifs et Rapport de REDFIELD	29
2.2.7. Production primaire	29
2.2.7.1. Définition	29
2.2.7.2. Chlorophylle	30
2.2.7.2.1. Chlorophylle- <i>a</i>	30
2.2.7.2.2. Les phéopigments	30

Chapitre 2 : Zones d'études

1. Présentation des zones d'études	32
1.1. La baie d'Alger	32
1.1.1. Situation géographique	32
1.1.2. Réseau hydrographique	33
1.1.3. Facteurs hydrodynamiques	33
1.1.3.1. La houle	33
1.1.3.1. Les courants	34
1.1.4. Sources potentielles de pollution	35
1.2. La baie de Zemmouri	35
1.2.1. Situation géographique	35
1.2.2. Réseau hydrographique	36

Chapitre 3 : Matériels et méthodes

1. Travaux effectués en mer	38
1.1. Localisation des stations	38
1.2. Prélèvement d'eau de mer	40
1.3. Echantillonnage et conservation	40
1.4. Mesure des paramètres physico-chimiques	41
1.4.1. Oxygène dissous	41
1.4.2. Salinité	41
1.4.3. Température	41
1.4.4. Le pH	41
2. Travaux effectués au laboratoire	41
2.1. Matières En Suspension (MES)	41
2.1.1. Principe	41
2.1.2. Matériel utilisé	42
2.1.3. Mode opératoire	42
2.1.4. Calculs et expression des résultats	43
2.2. Détermination de la matière organique particulaire (MOP)	43
2.2.1. Principe	43
2.2.2. Matériel utilisé	43
2.2.3. Mode opératoire	43
2.2.4. Calculs et expression des résultats	44
2.3. Dosage de la chlorophylle-a par la spectrophotométrie	44
2.3.1. Principe	44
2.3.2. Matériel et appareillage	45
2.3.3. Réactifs	45
2.3.4. Mode opératoire	45
2.3.5. Calculs et expression des résultats	46
2.4. L'analyse des sels nutritifs	46
2.4.1. Dosage des nitrites NO_2^-	46
2.4.2. Dosage des nitrates NO_3^-	48
2.4.3. Dosage du phosphore minéral dissous	49
2.4.4. Dosage du silicium dissous	51

2.4.5. Dosage de l'azote ammoniacal N-NH ₄ ⁺	52
2.4.6. Calcul et expression des résultats	53

Chapitre 4 : Résultats et discussions

1. Variation des paramètres physico-chimiques (in situ)	56
1.1. La baie d'Alger	56
1.1.1. Température	56
1.1.2. Salinité	57
1.1.3. Potentiel d'Hydrogène (pH)	58
1.1.4. Oxygène dissous (mg/l)	58
1.2. La baie de Zemmouri	59
1.2.1. Température	59
1.2.2. Salinité	60
1.2.3. Potentiel d'Hydrogène (pH)	60
1.2.4. Oxygène dissous (mg/l)	61
2. Matière en suspension (MES)	62
2.1. Baie d'Alger	62
2.2. Baie de Zemmouri	63
3. Matière organique particulaire dans l'eau de mer	63
3.1. Baie d'Alger	64
3.2. Baie de Zemmouri	64
4. Chlorophylle- <i>a</i>	65
4.1. Baie d'Alger	65
4.2. Baie de Zemmouri	66
5. Variation des sels nutritifs	67
5.1. Nitrites	67
5.1.1. Baie d'Alger	67
5.1.2. Baie de Zemmouri	68
5.2. Nitrates	68
5.2.1. Baie d'Alger	68
5.2.2. Baie de Zemmouri	69
5.3. Orthophosphates	70

5.3.1. Baie d'Alger	70
5.3.2. Baie de Zemmouri	71
5.4. Silicium	71
5.4.1. Baie d'Alger	72
5.4.2. Baie de Zemmouri	72
5.5. Ammonium	73
5.5.1. Baie d'Alger	73
5.5.2. Baie de Zemmouri	73
6. Rapport de Redfield	74
Conclusion	77

Liste des figures

Figure 1.1: Cycle de l'azote dans l'eau de mer (Le gal et al., 1988).....	25
Figure 1.2 : Cycle du phosphore dans l'eau de mer (Le gal et al., 1988).....	26
Figure 1.3 : Cycle simplifié des éléments nutritifs. Équilibre écologique (Lacaze, 1996)....	27
Figure 2.3 : Situation géographique de la baie d'Alger	32
Figure 2.4 : Bilan des courants de dérive et dynamique sédimentaire dans la baie d'Alger (LEM, 1998).....	34
Figure 2.5 : Principaux rejets d'eaux usées dans la baie d'Alger (LEM, 1998)	35
Figure 2.6 : Situation géographique de la baie de Zemmouri	36
Figure 3.1 : Localisation des stations dans la baie d'Alger	39
Figure 3.2 : Localisation des stations dans la baie de Zemmouri.	40
Figure 3.3: Bouteille de prélèvement de type <i>NISKIN</i> (Annexe 2)	
Figure 3.4: Oxymètre de terrain de type <i>WTW, Oxi 197i</i> (Annexe 2)	
Figure 3.5: Conductimètre de type <i>WTW cond 197i</i> (Annexe 2)	
Figure 3.6: pH mètre de terrain de type <i>WTW pH 315i</i> (Annexe 2)	
Figure 3.7: Dispositif de filtration sous vide de marque <i>Millipore®</i> (Annexe 2)	
Figure 3.8: Centrifugeuse <i>Sigma</i> (Annexe 2)	
Figure 3.9: Spectrophotomètre ultraviolet a double faisceaux de type UV-1800, SHIMADZU (Annexe 2)	
Figure 3.10 : Courbe d'étalonnage de nitrite.....	47
Figure 3.11 : Courbe d'étalonnage de nitrate	48
Figure 3.12 : Courbe d'étalonnage de phosphore.....	50
Figure 3.13 : Courbe d'étalonnage de silicium.....	51
Figure 3.14 : Courbe d'étalonnage de l'ammonium.....	53
Figure 4.1 : Variation de la température à la surface et fond dans la baie d'Alger.....	57
Figure 4.2 : Variation de la salinité à la surface et fond dans la baie d'Alger.....	57
Figure 4.3 : Variation du pH à la surface et fond dans la baie d'Alger	58
Figure 4.4 : Variation de l'oxygène dissous à la surface et fond dans la baie d'Alger	59
Figure 4.5 : Variation de la température à la surface et fond dans la baie de Zemmouri	59
Figure 4.6 : Variation de la salinité à la surface et fond dans la baie de Zemmouri	60
Figure 4.7 : Variation du pH à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri	61

Figure 4.8 : Variation de l'oxygène dissous à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri	61
Figure 4.9 : Variation de la matière en suspension dans la baie d'Alger	62
Figure 4.10 : Variation de la matière en suspension dans la baie de Zemmouri	63
Figure 4.11 : Variation du taux de la matière organique particulaire dans la baie d'Alger ...	64
Figure 4.12 : Variation du taux de la matière organique particulaire dans la baie de Zemmouri	64
Figure 4.13 : Variation de la concentration de la chlorophylle- <i>a</i> dans la baie d'Alger	65
Figure 4.14 : Variation de la concentration de la chlorophylle- <i>a</i> dans la baie de Zemmouri.....	66
Figure 4.15 : Variation des nitrites à différentes profondeurs dans la baie d'Alger	67
Figure 4.16 : Variation des nitrites à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri.....	68
Figure 4.17 : Variation des nitrates à différentes profondeurs dans la baie d'Alger	69
Figure 4.18 : Variation des nitrates à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri	69
Figure 4.19 : Variation des orthophosphates à différentes profondeurs dans la baie d'Alger	70
Figure 4.20 : Variation des orthophosphates à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri	71
Figure 4.21 : Variation du silicium à différentes profondeurs dans la baie d'Alger.....	72
Figure 4.22 : Variation du silicium à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri	72
Figure 4.23 : Variation de l'azote ammoniacal à différentes profondeurs dans la baie de d'Alger.....	73
Figure 4.24 : Variation de l'azote ammoniacal à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri	74
Figure 4.25 : Variation du rapport N/P dans les eaux de surfaces de la baie d'Alger.....	74
Figure 4.26 : Variation du rapport N/P dans les eaux de profondes de la baie d'Alger.....	74
Figure 4.27 : Variation du rapport N/P dans les eaux de surfaces de la baie de Zemmouri...	75
Figure 4.28 : Variation du rapport N/P dans les eaux de profondes de la baie de Zemmouri.....	75

Liste des tableaux

Tableau 1: Caractéristiques des stations de prélèvement de la baie d'Alger (Première sortie) (Annexe 1)	
Tableau 2: Caractéristiques des stations de prélèvement de la baie de Zemmouri (Deuxième sortie) (Annexe 1)	
Tableau 3.1 : les coordonnées géographiques des stations de la baie de d'Alger.....	38
Tableau 3.2 : les coordonnées géographiques des stations de la baie de Zemmouri	39
Tableau 4.1 : Les résultats des paramètres physico-chimiques mesurés <i>in situ</i> à différentes profondeurs dans les deux baies.....	56
Tableau 4.2 : Les valeurs moyennes et extrêmes de la teneur des matières en suspensions dans les deux baies.....	62
Tableau 4.3 : Les valeurs moyennes et extrêmes du taux de la matière organique particulaire dans les deux baies.....	63
Tableau 4.4 : Les valeurs moyennes et extrêmes de la concentration de la chlorophylle- <i>a</i> dans les deux baies.....	65
Tableau 4.5 : Les valeurs moyennes et extrêmes de la concentration des sels nutritifs à différentes profondeurs dans les deux baies (Alger et Zemmouri).....	67



Introduction

Introduction

Le littoral Algérien est caractérisé par une concentration de la population et des activités industrielles, agricoles, touristiques et maritimes. Il apparaît comme le réceptacle de tous les polluants d'origine anthropiques fertilisants et toxiques, entraînent par la suite des modifications considérables de la structure et du fonctionnement des écosystèmes marins et la destruction de certains biotopes (Lacaze, 1996).

Ce littoral est aussi caractérisé par plusieurs baies. Nous avons choisi la baie de d'Alger et la baie de Zemmouri comme zone d'étude, par ce qu'elles connaissent des interventions humaines intensives de différents types (industriels, agricoles, domestiques).

La connaissance de la qualité de l'eau et le suivi de degrés de la pollution de l'environnement côtier apparaissent comme une priorité pour la préservation du milieu marin. Ce présent travail s'inscrit dans cette problématique.

Pour caractériser l'eau des deux baies du point de vue paramètres physico-chimiques et richesse en sels nutritifs, deux sorties en mer ont été réalisées le 27/6/2014 et le 1/7/2014. Les analyses des différents descripteurs de pollution ont été réalisées au niveau de l'ENSSMAL.

Afin de faire face à cette problématique nous avons opté pour la méthodologie suivante :

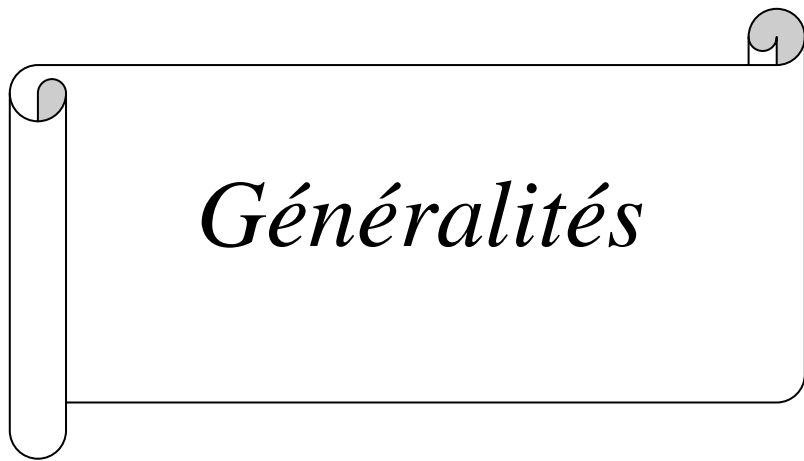
Chapitre I : Généralités, nous rappellerons quelques notions de base concernant la pollution et ses origines, les différents descripteurs qui nous permettent de donner un aperçu sur l'état de pollution dans cette baie ; tels que les paramètres physicochimique, les indicateurs de pollution, les différents aspects des sels nutritifs.

Chapitre II : Zone d'étude, nous présenterons la zone d'étude.

Chapitre III : Matériel et méthodes, nous nous attacherons à décrire les protocoles et les méthodes d'analyses aussi bien sur le terrain qu'au laboratoire.

Chapitre IV : Résultats et discussion. Ce chapitre est consacré aux résultats et discussions, nous regroupons, et discutons les résultats obtenus, et tentons d'élucider certaines anomalies.

Ce chapitre est suivi d'une conclusion générale.



Généralités

1. Pollution marine

1.1. 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, 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* » (GESAMP,1983).

1.2. Les principaux types de pollutions

Les pollutions 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).

1.2.1. 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 (Ramade, 2000).

Deux types de paramètres permettent d'évaluer l'état de cette pollution, les paramètres globaux qui résultent de la juxtaposition des effets de plusieurs substances en même temps par exemple le pH, la turbidité et demande chimique en oxygène ; et 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.

1.2.2. Pollution biologique

Cette forme de pollution est due à la présence des polluants microbiens; tels que les bactéries et les virus pathogènes, les parasites, les champignons; qui sont introduites dans les eaux marines par l'intermédiaire des déjections humaines et animales (déversement en mer d'eaux usées d'origine domestique) (Lacaze, 1996).

Cette pollution est aussi due à l'invasion des espèces marines, qu'il s'agisse de virus, d'invertébrés, d'algues ou de poissons, qui est un phénomène a profondément perturbé les mers côtières.

1.2.3. Pollution physique

De nombreuses pollutions modifient l'environnement du fait de leur nature physique.

Nous distinguons les matières en suspension, les immersions au large, les apports d'eau douce, les macrodéchets, le réchauffement des eaux et les radiations ionisantes (Lacaze, 1996).

1.3. Sources de pollution

Selon l'origine de la pollution, on distingue trois catégories: la pollution urbaine, pollution industrielle et pollution agricole.

1.3.1. Pollution urbaine

Due principalement aux rejets domestiques véhiculés en mer sans traitement (Kankou, 2004), issues des eaux de vannes d'évacuation des toilettes et des eaux ménagères d'évacuation des cuisines, salles de bain. Les déchets présents dans ces eaux sont constitués par des matières organiques dégradables et des matières minérales, ces substances sont sous forme dissoute ou en suspension (Office International de l'Eau, 2005)

1.3.2. Pollution industrielle

Les principales origines de cette forme de pollution sont les rejets liquides des diverses industries installés le long de la côte (industries alimentaires, industries agricoles, l'industrie chimique, métallurgique, électronique....), et cela par l'utilisation de combustibles fossiles, des molécules minérales et organiques de synthèses (Ramade, 2000).

La pollution de ces eaux peut être organique, minérale et toxique.

Donc les caractéristiques des rejets d'origine industrielle sont bien évidemment directement liées aux types d'industries implantées sur le littoral.

1.3.3. Pollution agricole

L'agriculture est devenue une cause importante de pollution des eaux par suite de l'usage systématique des engrais chimiques et des pesticides et des produits phytosanitaires (Ramade, 2000). Ces substances sont transportées à la mer par le lessivage et le vent (Kankou, 2004).

Les pollutions agricoles présentent la particularité d'être diffuses, les engrais et pesticides étant répandues sur de vastes surfaces (Ramade, 2000).

Mais elle est aussi due à l'accumulation des résidus des élevages intensifs des animaux et des eaux d'abattoirs qui engendrent des pollutions chroniques et diffuses (Leroy, 1999).

1.4. Indicateurs de pollution

1.4.1. Matières en suspension (MES)

D'après Ivanoff(1972):« *En plus des substances dissoutes, les eaux de mer contiennent des matières en suspension de toutes tailles et de toutes formes, minérales ou organiques, vivantes ou détritiques, de nature, soit biogénique (bactéries, phytoplancton, zooplancton, poissons), soit terrigène (apports fluviaux, produits de l'érosion des côtes, détritiques déversés par l'homme), soit éolienne (particules transportées par les courants atmosphériques et tombant dans la mer), soit enfin météorique* ».

Elles comportent tous les composés ayant un diamètre supérieur à 0.45 μm et elles peuvent être un indice de pollution. Elles sont transportées au sein de la masse d'eau qu'elle soit douce, marine ou résiduaire. (Aminot et Chausse-Pied, 1983).

Leur principal effet est de troubler l'eau, diminuent le rayonnement lumineux indispensable pour une bonne croissance des végétaux au fond de cours d'eau (la photosynthèse) (Aminot et al, 2004). Elle a de sévères conséquences sur les animaux aquatiques par le colmatage de leurs branchies (Ramade, 2000).

La MES s'exprime en (mg/l), et la détermination des matières en suspension dans l'eau s'effectue par filtration ou par centrifugation. La méthode par centrifugation est surtout réservée aux eaux contenant trop de matières colloïdales (Rodier et al, 2009).

1.4.2. Matière organique particulaire (MOP)

Désigne l'ensemble des particules organiques, mortes ou vivantes, en suspension dans les eaux (Cabane, 2007). Les facteurs physiques, biologiques et chimiques contrôlent l'activité biologique des espèces trophiques primaires de l'environnement marin. Les nutriments sont assimilés par le phytoplancton pendant la photosynthèse qui produit la matière organique considérée comme une source d'énergie et de nutriments, elle correspond à la fraction

endogène qui est facilement dégradée (Boulaïdid, 1987). Reste la fraction exogène formée par les débris des animaux et des végétaux possédant 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).

Dans les zones riches en matière organique, sa présence fait courir au milieu un risque d'hypoxie, le risque étant plus grand quand cette matière organique est facilement dégradable par les bactéries (Aminot et Kérouel, 2004).

La MOP s'exprime en (mg/l).

1.4.3. La turbidité

La turbidité minérale se définit comme "l'expression de la propriété optique qui fait que la lumière est dispersée et absorbée plutôt que transmise en ligne droite à travers un échantillon," cette dispersion étant provoquée par l'interaction de la lumière avec les particules en suspension dans l'échantillon. La turbidité varie inversement avec la limpidité, elle croît et décroît selon que la concentration de solides en suspension augmente et diminue (Houma-Bachari, 2009).

La turbidité d'une eau est due à la présence des matières en suspension finement divisées : Argiles, limons, grains de silice, matières organiques, etc. (Rodier, 1996).

La connaissance de ce facteur a une double importance. Il détermine l'intensité lumineuse pénétrant sous la surface et, permet également une approche de la quantité de particules en suspension.

La mesure s'effectue à l'aide d'un turbidimètre terrain qui donne la turbidité ou la NTU (Nephelometric Turbidity Unit) (Halmann, 1996).

2. Les descripteurs hydrologiques du milieu marin

2.1. Descripteurs physico-chimiques du milieu marin

2.1.1. Température (T)

La température est un paramètre important pour la connaissance des masses d'eaux (Aminot et Chausse-Pied, 1983). Elle influe sur l'activité biologique dont dépend la production totale, et sur la répartition des espèces (Aminot et Kérouel, 2004). La mesure de la température, associée à la salinité, permet de déterminer la densité des masses d'eaux, paramètre nécessaire à la détermination de la stratification verticale et de la circulation océanique ; sa mesure permet aussi de déterminer le taux de saturation des gaz dissous (Aminot et Chausse-Pied, 1983 ; Aminot et Kérouel, 2004).

2.1.2. Salinité S (Practical Salinity Unit)

La salinité est importante dans le milieu marin, par son influence sur la densité de l'eau de mer, elle permet de connaître la circulation océanique, d'identifier les masses d'eaux d'origines différentes et de suivre leurs mélanges au large comme à la côte ou dans les estuaires (Houma-Bachari, 2009).

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, 1996).

Dans les océans, la salinité est voisine de 35 et décroît de l'équateur aux pôles. Toutefois, certaines mers présentent des salinités assez différentes, par exemple la Méditerranée: 38-39, la mer Rouge: 36-47, la Baltique: < 15, la mer Noire : 18-22 (Aminot et Kérouel, 2004).

2.1.3. Oxygène dissous

L'oxygène moléculaire dissous est un paramètre important du milieu qui gouverne la majorité des processus biologiques des écosystèmes aquatiques. La concentration en oxygène dissous est la résultante des facteurs physiques (température, échange air-mer et la salinité), chimiques (oxydation chimique) et biologiques (photosynthèse, respiration et régénération) (Rodier, 2005).

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), une eau très aérée est généralement sursaturée en oxygène ou la sous-saturation de l'eau dans les zones riches en matières carbonées dégradables par des micro-organismes (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 (Rodier, 1997; Aminot et Kérouel, 2004).

L'oxygène peut être mesuré par des techniques simples, en particulier par un dosage chimique selon la méthode de Winkler ou par la méthode électrochimique (Copin-Montégut, 1996).

2.1.4. Potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH est relatif à la concentration en ions hydrogène (H^+) dans un milieu, donc à l'acidité de ce milieu. Cette notion a été introduite par SØRENSEN en 1909 qui l'avait défini comme le cologarithme décimal de la concentration en ions (H^+) (Aminot et Kerouel, 2004).

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

Le pH de l'eau de mer, voisin de 8,2, est principalement fixé par la présence des carbonates, CO_2 , HCO_3^- , CO_3^{2-} . La modification des concentrations en CO_2 (respiration, photosynthèse, échanges air-océan) ou en HCO_3^- (précipitation) entrainera donc une modification de pH, sa mesure se fait par la méthode électrochimique avec électrode de verre (Aminot et Chausse-Pied, 1983).

2.1 5. Conductivité (C)

La conductivité électrique d'une eau est la conductance d'une colonne d'eau comprise entre deux électrodes métalliques (Rodier, 2005). La conductivité de l'eau de mer est très élevée en raison de la forte concentration en sels dissous (Aminot et Kérouel, 2004). 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 (Houma-Bachari, 2009).

La conductivité d'un échantillon peut être déterminée par comparaison avec la conductivité d'une eau de mer standard (eau de mer normale) dont la salinité est de 35 ‰ (Rodier, 2005).

2.2. Les sels nutritifs

2.2.1. Notion des nutriments

Les nutriments: l'azote, le phosphore, et le silicium sont indispensables à la nutrition des organismes, sont appelés « éléments nutritifs ». Les deux premiers représentent respectivement que 6 ‰ et 1 ‰ de la biomasse (Aminot et al, 2004).

Ils sont aussi des descripteurs hydrologiques indispensables à l'étude ou la caractérisation d'un écosystème marin (Aminot et Kerouel, 2004).

Les nutriments peuvent être comme la lumière des facteurs limitants de la croissance algale, lorsque il y a une forte consommation, ils peuvent aussi représenter des nuisances indirectes telles que l'eutrophisation en l'anoxie du milieu qui est engendrés par une perturbation du cycle des éléments nutritifs, à cause d'apports excessifs extérieurs au milieu (apports fluviaux, rejets urbains) (Aminot et al, 2004).

2.2.2. Rôle des sels nutritifs

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 (Jacques et al, 1986). Leur rôle en milieu marin réside dans le fait qu'ils forment un substrat chimique primordial pour le phytoplancton. Ce sont en outre des traceurs chimiques non conservatifs, gouvernés par les facteurs physiques, chimiques et biologiques. Ils constituent un outil capital pour la caractérisation et l'identification des masses d'eau et la compréhension de certains phénomènes océaniques: circulation des eaux, production primaire marine, cycles biogéochimiques de certains éléments chimiques et autres, notamment en Méditerranée (Béthoux et al, 1998).

2.2.3. Origine des sels nutritifs

Les sels nutritifs dissous en milieu marin ont diverses origines et peuvent être classés en deux sources principales : sources internes et sources externes.

⇒ Source interne

C'est la régénération des sels nutritifs à partir de la matière organique produite par le plancton dans les eaux de surface. Cette origine, à elle seule, représente environ 97 %, plus la diffusion des sels nutritifs à partir des sédiments marins (Boulahtid, 1987).

⇒ Source externe

Regroupe tous les apports continentaux par le transport fluvial et éolien (Boulahtid, 1987).

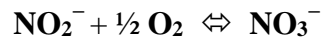
2.2.4. Les différentes formes des sels nutritifs

2.2.4.1. 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).

2.2.4.1.1. Nitrates (NO_3^-)

Notés NO_3^- (on parle aussi de l'azote nitrique). C'est une forme chimique stable, il entre dans le cycle de l'azote comme support principal de la croissance du phytoplancton, Leur concentration varie entre 0 $\mu\text{mole/l}$ à la surface et à 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, leur concentration peut atteindre plusieurs centaines de micromoles par litre (Aminot et Chausse-Pied, 1983). Les nitrates résultent de l'oxydation des nitrites uniquement.



Cette réaction d'oxydation est exothermique ($\Delta H = -18$ kcal). Cette oxydation est opérée par des bactéries (Nitrobacter), et on parle de nitratisation.

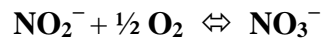
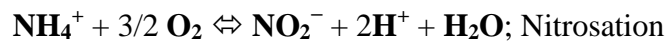
2.2.4.1.2. Nitrites (NO_2^-)

Dans le cycle de l'azote, les nitrites, au même titre que l'ammonium, sont considérés comme étant des ions en état transitoire, ce qui explique leurs faibles concentrations rencontrées en milieu marin qui sont de l'ordre de zéro à quelques micromoles par litres d'azote nitreux (Aminot, 1983).

Ces concentrations connaissent des variations saisonnières. En hiver, elles varient entre 0.5 et 1 $\mu\text{mol/l}$ puis, suite au développement du phytoplancton, chutent en été et peuvent atteindre des valeurs très faibles, moins de 0.01 $\mu\text{mole/l}$ (Aminot, 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.

2.2.4.1.3. Azote ammoniacal (NH_4^+)

L'azote ammoniacal provient des excréctions animales et de la décomposition bactérienne des composés organiques azotés. Dans les eaux marines, l'azote ammoniacal se trouve à des concentrations inférieures au $\mu\text{mole/l}$. 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).

L'ammonium résulte aussi de la réduction des nitrites en ammonium qui se fait par un mécanisme bactérien en milieu anaérobique selon la réaction suivante :



L'ammonium devient un bon traceur de pollution urbaine avec des concentrations pouvant atteindre plusieurs centaines de micromoles par litre (Lacaze, 1996). En effet la variation de la concentration de NH_4^+ est en fonction du lieu et de la saison, elle est de l'ordre de 1 $\mu\text{mol/l}$ en eaux côtières non polluées et en milieu océanique, et nulle dans les eaux profondes. Mais cette

concentration augmente dans les estuaires sous l'influence des rejets urbains et/ou agricoles. (Aminot et Chausse-Pied, 1983).

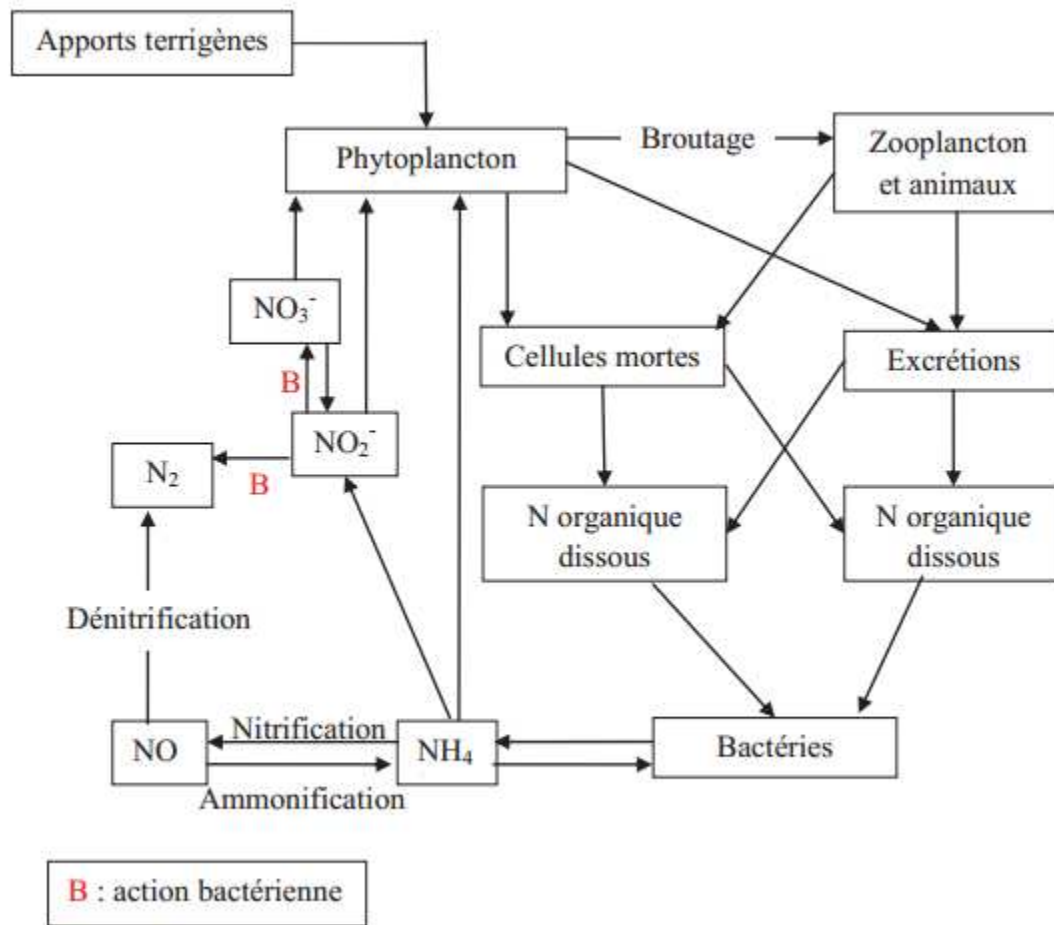
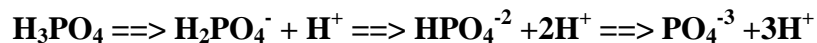


Figure 1.1: Cycle de l'azote dans l'eau de mer (Le gal et al., 1988).

2.2.4.2. Les composées phosphorées (PO_4^{3-})

Dans l'eau de mer, le phosphore existe sous forme organique et inorganique, dissous et particulaire, les orthophosphates représentent la forme la plus abondante, HPO_4^{2-} (90%) et PO_4^{3-} (10%) et 1% de H_2PO_4^- (Aminot et Chausse-pied, 1983). Ces différentes formes sont issues de la dissociation de l'acide orthophosphorique selon les équilibres suivants :



A l'état d'équilibre, elles se trouvent avec des teneurs assez faibles en surface (0 à 1 $\mu\text{mole/l}$) 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.

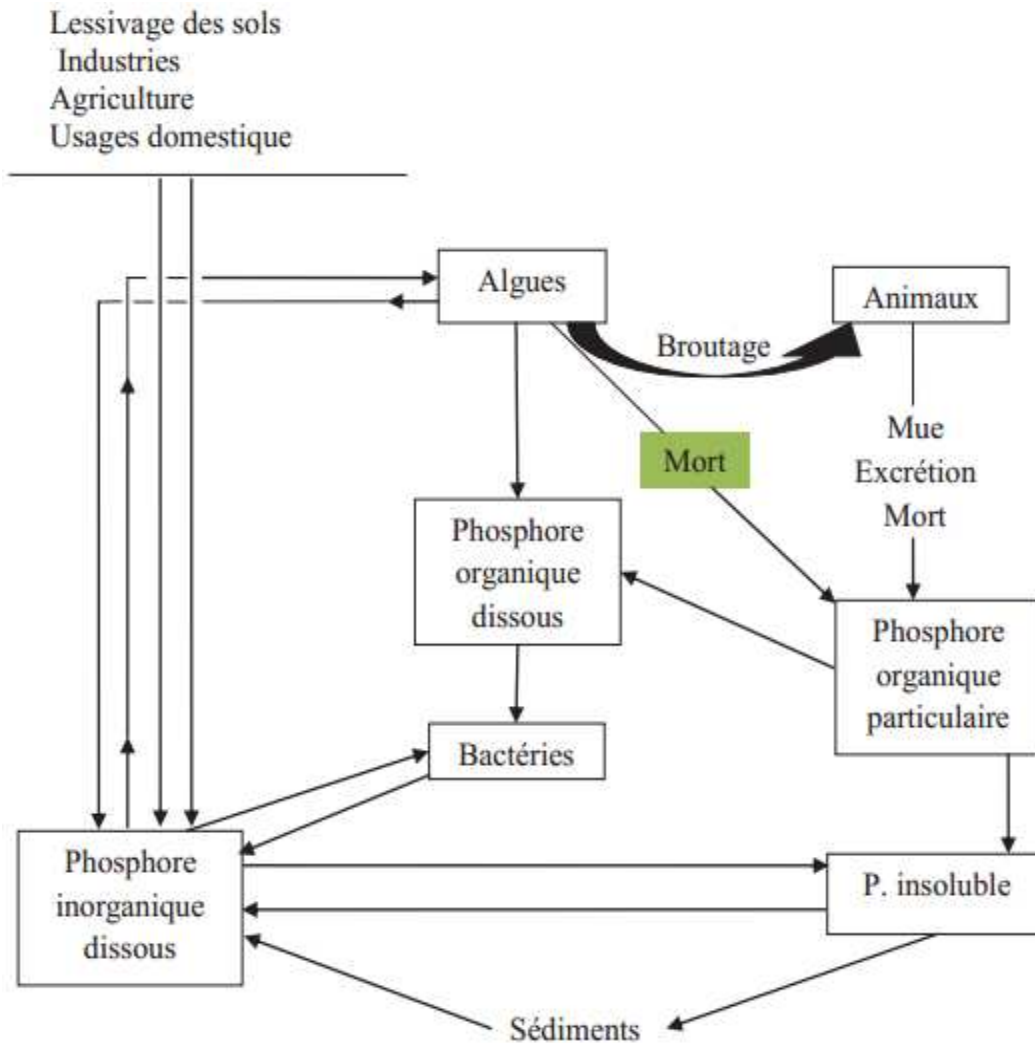


Figure 1.2 : Cycle du phosphore dans l'eau de mer (Le gal et al., 1988).

2.2.4.3. La silice dissoute (SiO₂)

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, Si(OH)₄, 5% Si(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 (Jacques, 2006). Les silicates sont régénérés à différentes vitesses et par différents processus.

2.2.5. Le cycle biogéochimique des sels nutritifs

Dans un écosystème naturel, les nutriments sont consommés sous forme minérale dissoute par les producteurs primaires (phytoplancton). Intégrés dans la biomasse (assimilés).

Les nutriments organiques sont progressivement régénérés sous leur forme minérale originelle :

- soit par le biais de leur ingestion puis de leur excrétion par les différents échelons des animaux de la chaîne alimentaire.
- soit à la mort de la biomasse, par suite de la dégradation directe par les bactéries hétérotrophes.

C'est le cycle des éléments nutritifs, qui fonctionne grâce à plusieurs processus que selon les conditions environnementales, peuvent se dérouler plus ou moins simultanément ou se succéder (Aminot et al, 2004).

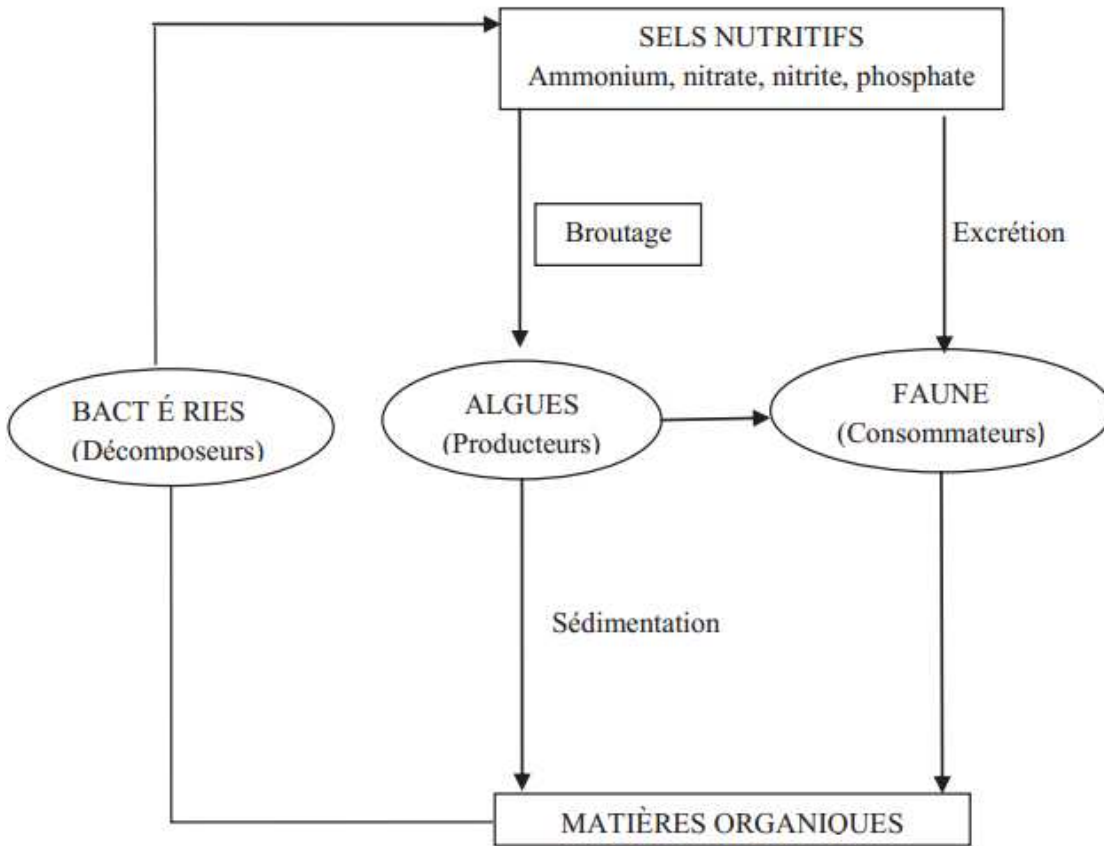
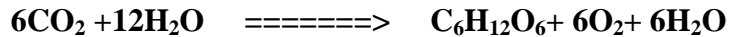


Figure 1.3 : Cycle simplifié des éléments nutritifs. Équilibre écologique (Lacaze, 1996)

2.2.5.1. La photosynthèse

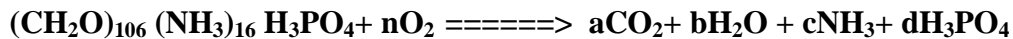
C'est le principal mécanisme de production primaire de la biomasse dans le milieu marin. La lumière est la source d'énergie indispensable, seules les eaux superficielles sont le siège de ce processus (Aminot et al, 2004).

Les pigments contenus dans les (végétaux, phanérogames, macroalgues et phytoplancton) permettent en effet, l'utilisation de l'énergie lumineuse pour assurer l'assimilation du carbone par le processus de photosynthèse qui constitue le principal mécanisme de production primaire de la biomasse dans le milieu marin (Aminot et Kerouel, 2004).



2.2.5.2. La minéralisation

La minéralisation est la réaction inverse de la photosynthèse, consiste à la conversion de la matière organique dissoute (sécrotée par les cellules ou libérée à leur mort) et de la matière organique particulaire détritque (excrétée par les organismes supérieurs ou constituée de débris de cellules mortes) en nutriments minéraux par les bactéries hétérotrophes (Aminot et Kerouel, 2004).



2.2.5.3. L'excrétion

L'excrétion et la sécrétion de nutriments sont considérées en dehors de la minéralisation bactérienne. Des composés organiques solubles sont sécrétés par le phytoplancton vivant, les plus connus étant les acides aminés et les polysaccharides. De l'ammonium et du phosphate sont excrétés par les microflagellés hétérotrophes. Les ciliés et le zooplancton. Les organismes zooplanctoniques excrètent en outre du matériel organique particulaire (Aminot et Kerouel, 2004).

2.2.5.4. La nitrification

Dans les milieux où l'oxygène est présent, l'ammonium rejeté par la minéralisation est oxydé en nitrite puis nitrate par les bactéries nitrifiantes.



⇒ L'Ammonium en nitrite (nitritation) est réalisé par les bactéries *Nitrosomonas*.

⇒ Nitrite en nitrate (nitratisation) par les bactéries *Nitrobacter*.

Les bactéries nitrifiantes sont autotrophes, c'est-à-dire qu'elles consomment le carbone inorganique (CO₂, carbonates) pour synthétiser leur biomasse (Aminot et Kerouel, 2004).

2.2.5.5. La dénitrification

Dans les eaux pauvres ou dépourvues d'oxygène, la dénitrification prend place et les nitrates seront réduits en libérant les nitrates, l'ammonium et des gaz tels que : le diazote (N₂) et l'oxyde nitreux (N₂O) (Aminot et al, 2004).

2.2.6. Sels nutritifs et Rapport de REDFIELD

L'assimilation des composants nutritifs et leurs régénérations à partir du matériel organique se font dans des proportions bien déterminées appelées communément rapports biogéochimiques de Redfield. Après plusieurs travaux, Redfield (1934) et Redfield et al (1963) (in Boulahdid, 1987) ; ont proposé les rapports suivant par l'analyse de la composition chimique de la matière organique :

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

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 (Boulahdid, 1987).

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

2.2.7. Production primaire

2.2.7.1. Définition

Elle est synonyme de production autotrophe, c'est-à-dire synthèse de matière organique à partir de matière minérale (Frontier et Pichod-Viale, 1998).

La production représente la quantité de matière organique néoformée durant un certain intervalle de temps pour une surface (ou un volume) déterminée, elle s'exprime en :

$g C.m^{-2}. an^{-1}$ (Jacques et Tréguer, 1986).

Il s'agit d'évaluer la capacité d'un ensemble essentiellement phytoplanctonique à réaliser des opérations de fixation du CO₂ (productivité primaire) ; l'estimation de la production primaire est basée soit sur la mesure de la production d'oxygène, soit sur la mesure de la fixation du CO₂ (Le Gal et al, 1988).

2.2.7.2. Chlorophylle

La chlorophylle est considérée comme l'un des pigments photosynthétiques de base. C'est la raison pour laquelle on l'utilise pour l'estimation de la biomasse phytoplanctonique ainsi pour celle de la production primaire (Le Gal et al, 1988).

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

2.2.7.2.1. Chlorophylle-a

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).

2.2.7.2.2. 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 phytoplanctoniques, 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 absents dans les eaux côtières et toujours présentes en eaux estuariennes turbides (Aminot & Kérouel, 2004).



Zone d'étude

I. Présentation des zones d'études

1.1. La baie d'Alger

1.1.1. Situation géographique

La baie d'Alger est située dans la partie centrale de la côte Algérienne. Elle s'inscrit en creux dans la plaine de Mitidja de forme semi-circulaire d'une superficie approximative de l'ordre de 180 Km², délimitée par deux caps, la Pointe-Pescade (Rais Hamidou) à l'Ouest et le cap Matifou (Bordj El-Bahri) à l'Est. Elle est limitée au Nord par la mer Méditerranée avec une longitude Est 03°.14'.50 à 03°.00'.40 et une latitude Nord 36°.49'.35 à 36°.49.50 (Bachari, 2009).

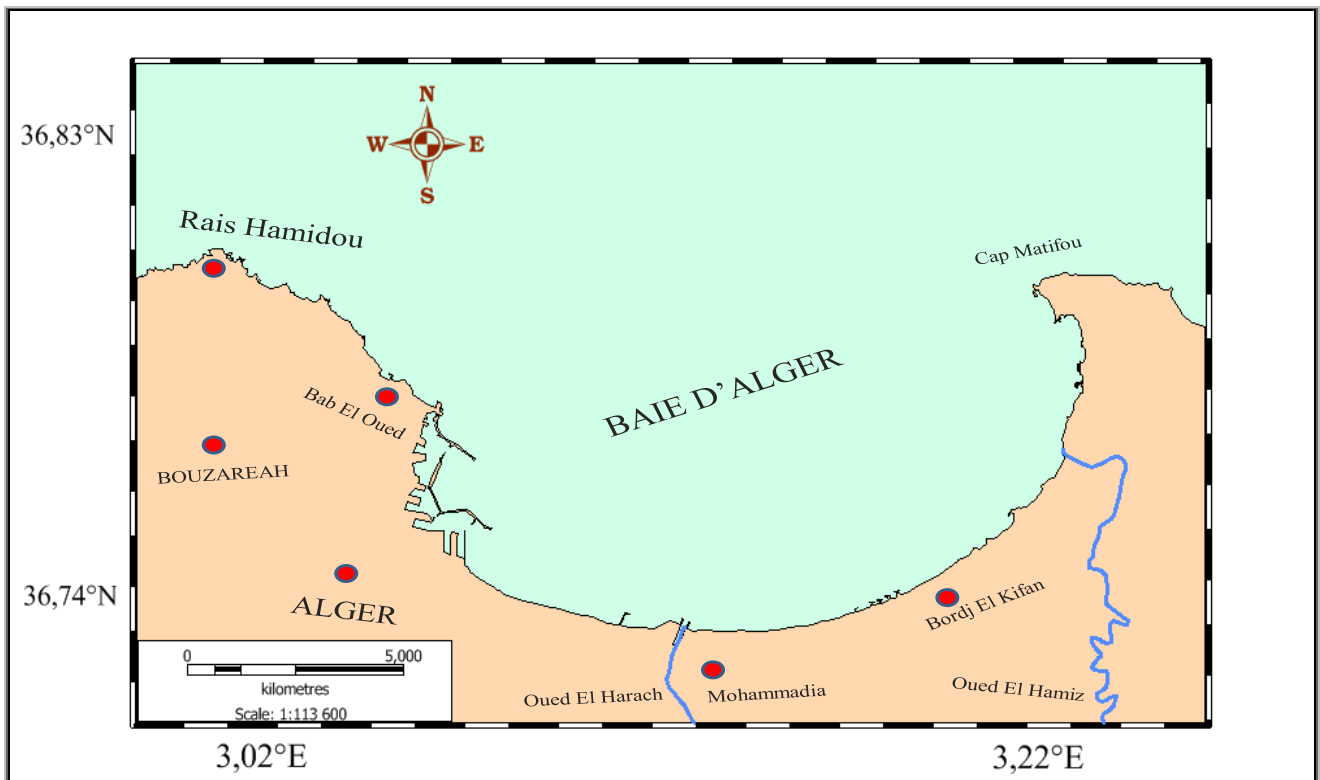


Figure 2.3 : Situation géographique de la baie d'Alger

1.1.2. Réseau hydrographique

La baie d'Alger est alimentée 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 (Madi, 2009).

- 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. (LEM, 1999 in Khedimi et Abderrahmani, 2008). Le bilan des écoulements moyens annuels est de 5.4 m³/s (Madi, 2009).

- 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 Berek (Madi, 2009).

1.1.3. Facteurs hydrodynamiques.

1.1.3.1. 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 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) (Benzohra, 1993).

Au contact des irrégularités du fond, les houles donnent lieu à des rouleaux qui provoquent la mise en suspension des particules favorisent leur déplacement. Le sens et l'intensité de ce courant sont fonction de l'amplitude, de l'incidence de la houle par rapport à la côte, de la topographie de la plage sous-marine et de la granulométrie des sédiments (Millot, 1989).

1.1.3.1. Les courants

Les côtes algériennes sont plus ou moins influencées par le courant algérien, qui agit sur la distribution des facteurs physico-chimiques, nutritifs, biologiques voire sur la dispersion des polluants.

Le courant de retour : correspond à une zone de flot de retour à partir du courant existant au lieu de déferlement de la houle. Ces courants possèdent une vitesse qui dépend de l'énergie de la houle et de la pente de la plage. Ces courants sont responsables de la dispersion d'une partie des sédiments côtiers vers le large. (Figure 2.4).

Les courants de dérive littorale : lorsque la houle arrive à la côte avec une incidence oblique celle-ci donne naissance à un courant de dérive littorale. La vitesse de ce courant est maximale pour un angle d'incidence de 45 % à 50%. La dérive littorale prend naissance au niveau de la zone de déferlement où l'énergie est maximale (Millot, 1987). Cette énergie permet la remise en suspension et le transit des particules sédimentaires le long de la côte.

La dérive générale dans la baie d'Alger engendrée par le courant atlantique (contre courant atlantique) tourne dans le sens des aiguilles d'une montre avec une vitesse moyenne en surface de l'ordre de 0,3 km/h. A proximité du fond la vitesse de ces courants diminue très rapidement et devient pratiquement négligeable (LEM, 1998).

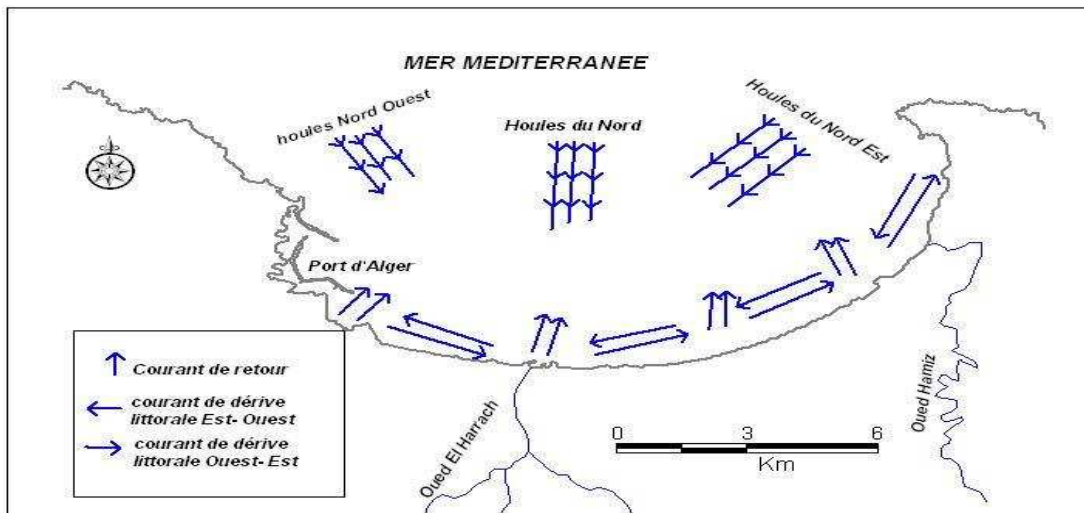


Figure 2.4 : Bilan des courants de dérive et dynamique sédimentaire dans la baie d'Alger (LEM, 1998).

1.1.4. Sources potentielles de pollution.

La ville d'Alger est très urbanisée. Aussi, elle est principalement contaminée par différentes sources de pollution et soumise à plusieurs types de rejets urbains, industriels et pétroliers.

La zone côtière algéroise constitue le réceptacle de plusieurs types de pollution. Ces eaux usées sont chargées de matières organiques, matières en suspension, détergents et des huiles lubrifiantes, génèrent des pollutions organiques et chimiques, cette situation est aggravée par la quasi absence de traitement des eaux (*in* Houma-Bachari et al. 2004).

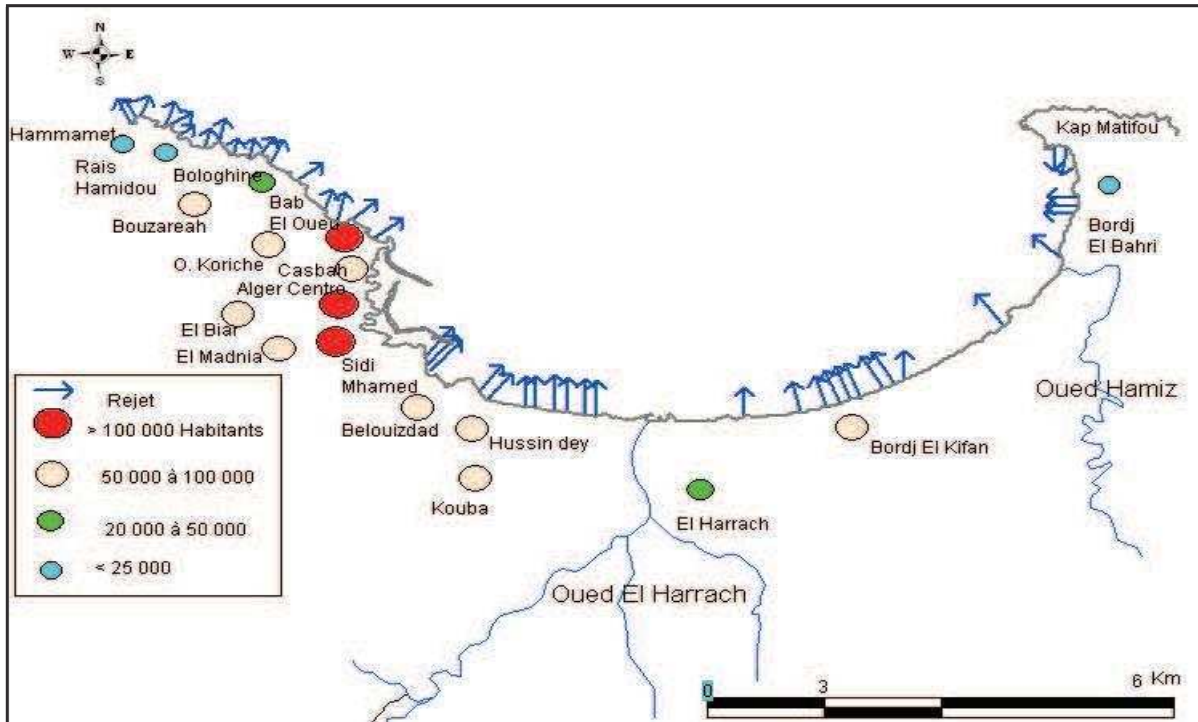


Figure 2.5 : Principaux rejets d'eaux usées dans la baie d'Alger (LEM, 1998).

1.2. La baie de Zemmouri

1.2.1. Situation géographique

La baie de Zemmouri se situe à l'Est immédiat de la baie d'Alger, très largement ouverte vers le Nord, elle s'étale sur une cinquantaine de kilomètre (53,7 km), limité à l'Ouest par le Cap Matifou 36°49' Nord et 3°15' Est et à l'Est par la Cap Djinet 36°53' Nord et 3°45' Est, on notera l'existence d'un promontoire rocheux d'environ 100 m de long du trait de côte (Ferrani et Chehaima, 1998).

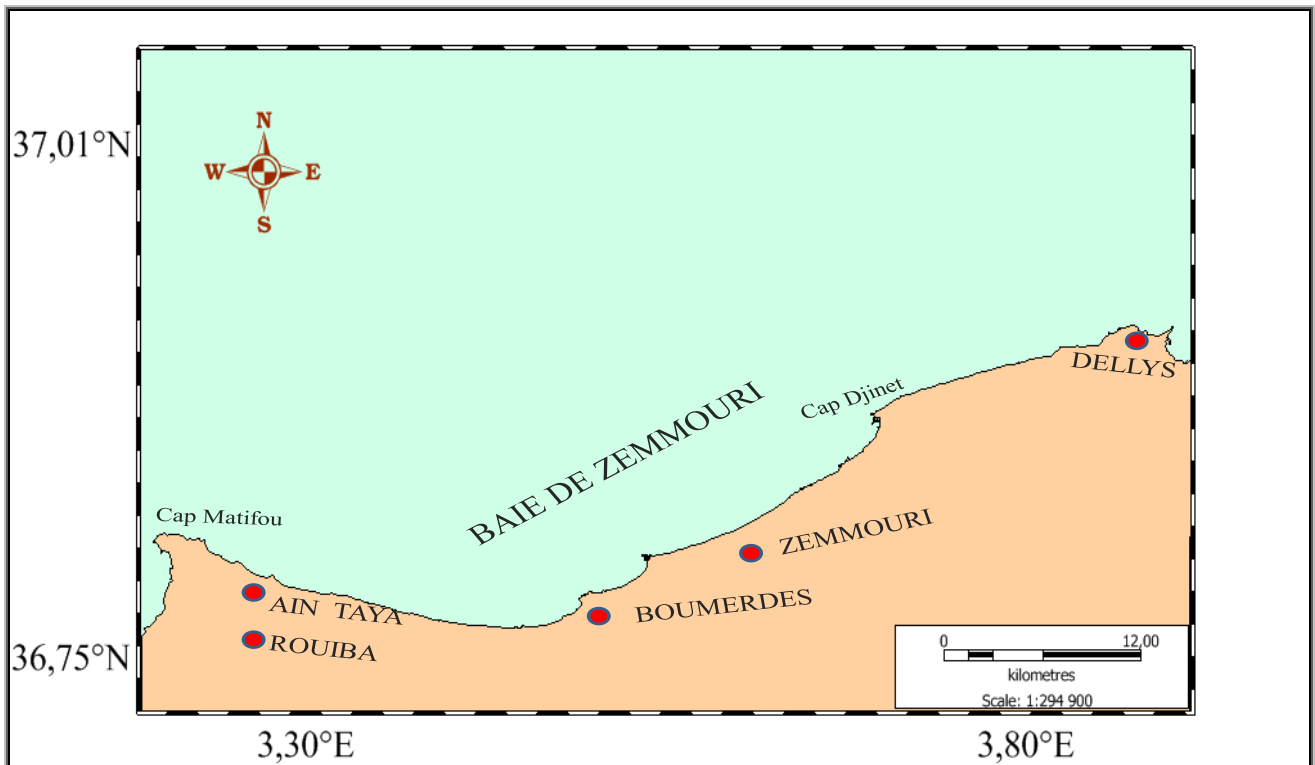


Figure 2.6 : Situation géographique de la baie de Zemmouri

1.2.2. Réseau hydrographique

Au niveau de cette baie se déversent une multitude d'oueds de nature et d'importances variables, ceux-ci entraînent des apports plus ou moins importants le long des côtes de la baie.

Ces apports actuels peuvent provenir de deux systèmes différents :

- Le système Est :

Qui est celui de l'oued Isser, l'un des plus importants oueds en Algérie, a un grand bassin versant transportant sur une grande distance des matériaux variables (débris solides): vases, limons, minéraux solides et légers, matières organiques...

- Le système Ouest :

Qui est celui des petits oueds côtiers situées à l'ouest de Zemmouri El Bahri (courbet marine): oued.Boudouaou, oued.Regaiia, oued.Boumerdes et oued.Safsaf, qui ont des débits moins importants et de court réduit, mais drainant principalement des régions à faciès cristallins d'où des apports (surtouts pour les deux derniers oueds) de sables à minéraux variés (*in Lokmane, 1993*).

En plus de ces différents matériaux que drainent ces oueds, des apports en déchets urbains et industriels se déversent en mer soit par les égouts qui débouchent directement sur la mer soit par l'intermédiaire des oueds.



*Matériels &
Méthodes*

1. Travaux effectués en mer

1.1. Localisation des stations :

L'objectif de notre travail consiste à suivre l'état de la pollution et évaluer la qualité de l'eau dans deux baies du littoral algérois (Alger et Zemmouri) par l'analyse des paramètres physico-chimiques et les sels nutritifs.

Nous avons réussie à faire deux sortie sur les deux baies (Alger le 27 juin 2014, et Zemmouri le 1 juillet 2014) à l'aide d'une embarcation *Récifs* muni d'un GPS (Global Position System) et un échosondeur.

Chaque station a été échantillonnée à deux niveaux de profondeur pour les sels nutritifs, en surface et en profondeur en fonction de la bathymétrie. Concernent la chlorophylle et les matières en suspension l'échantillonnage a été fait qu'à la surface.

a) La baie d'Alger

Les coordonnées géographiques et les codes des stations de prélèvement sont résumés dans le tableau ci-dessus.

Tableau 3.1 : les coordonnées géographiques des stations de la baie de d'Alger

Stations	Longitude	Latitude
El Hamiz (BA1)	3,2179	36,7841
Bordj el Kifan (BA2)	3,1762666	36,7533
El Harrach Est (BA3)	3,15916	36,7553
Oued el Harrach (BA4)	3,133766	36,75205
El Harrach Ouest (BA5)	3,109716	36,7583
Sablette (BA6)	3,0864	36,76043
Kitani (BA7)	3,07428	36,788833
Bab el Oued (BA8)	3,06353	36,80485
Large (BA9)	3,140766	36,779266

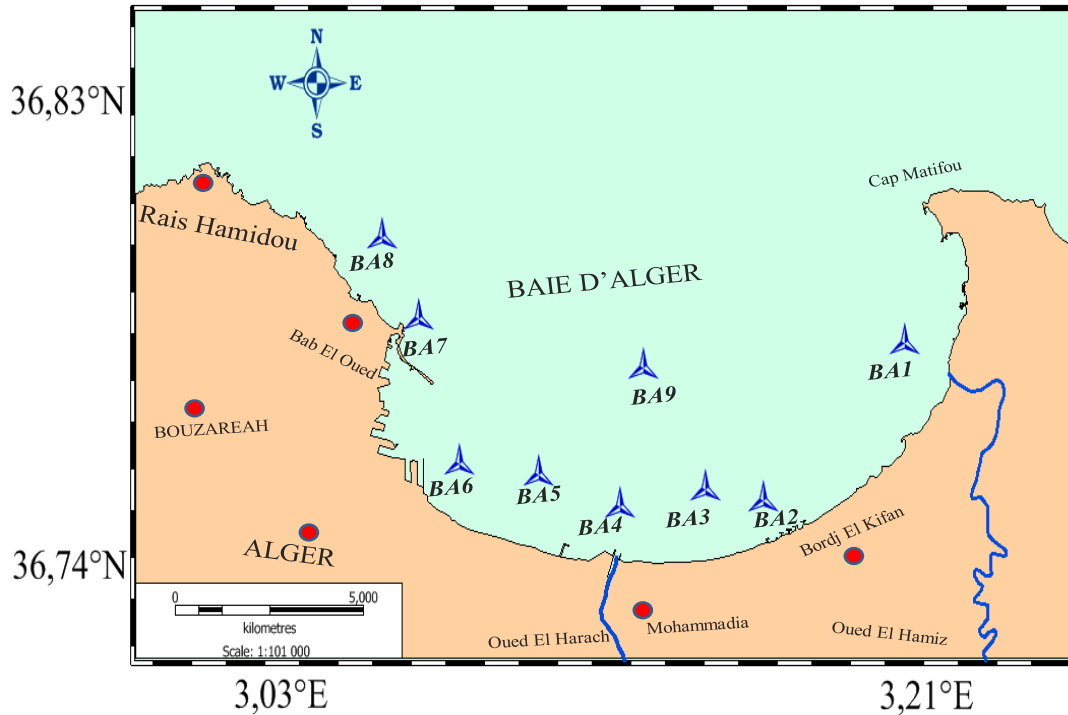


Figure 3.1 : Localisation des stations de prélèvement dans la baie d’Alger

b) La baie de Zemmouri

Les coordonnées géographiques et les codes des stations de prélèvement sont résumés dans le tableau ci-dessus.

Tableau 3.2 : les coordonnées géographiques des stations de la baie de Zemmouri

Station	Longitude	Latitude
Tamenfoust (BZ1)	3,224722	36,8194
Régaia (BZ2)	3,361194	36,79085
Boumerdes (BZ3)	3,497956	36,786164
Oued Isser (BZ4)	3,657542	36,849167
Cap Djinet (BZ5)	3,706111	36,881111
Large (BZ7)	3,507956	36,849167

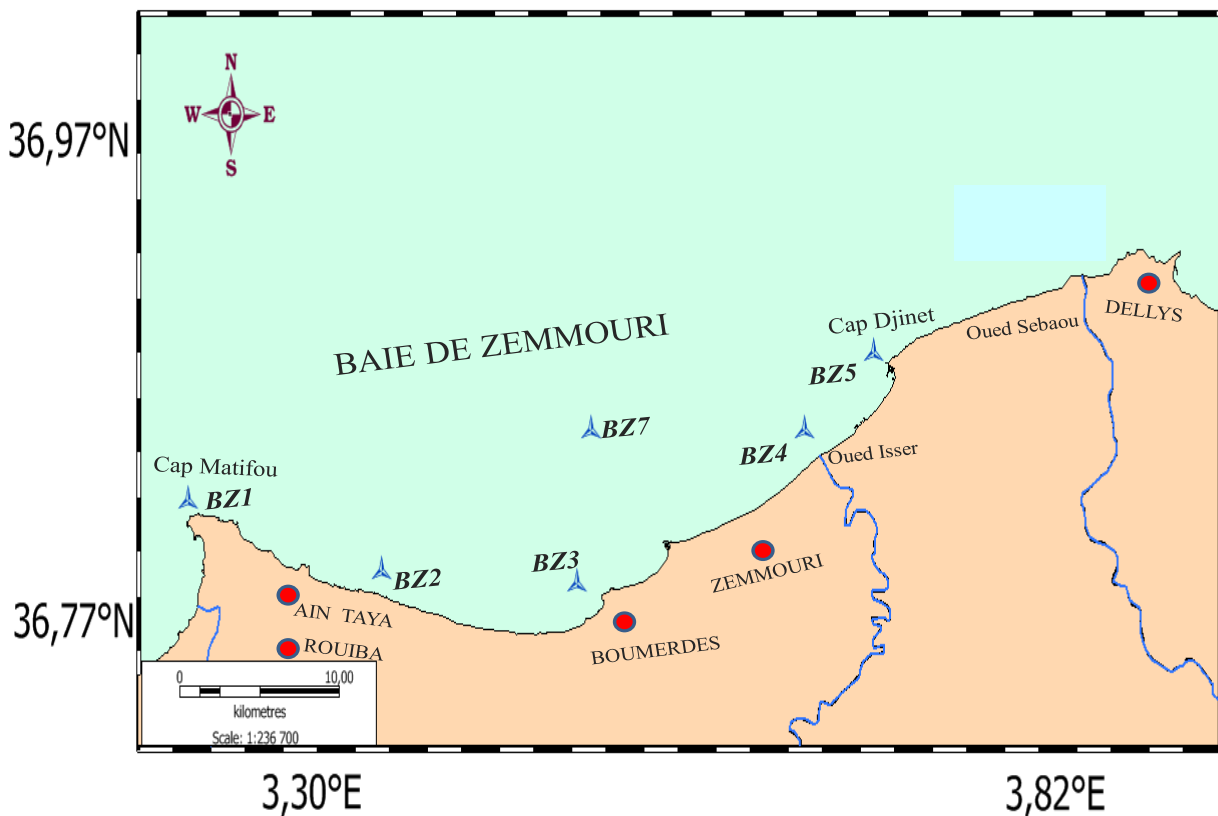


Figure 3.2 : Localisation des stations dans la baie de Zemmouri.

1.2. Prélèvement d'eau de mer

L'eau de mer a été prélevée à l'aide d'une bouteille de type *NISKIN* (Figure 3.3, annexe 2) d'une capacité de 5 litres.

Des précautions particulières de propreté sont prises lors de la manipulation afin d'éviter toute contamination. La bouteille à clapets est ouverte juste avant sa mise à l'eau, et fermée à la profondeur requise, à l'aide d'un messenger qui coulisse le long du câble hydrographique auquel elle est fixée. Le positionnement exact de chaque station est assuré par le G.P.S du bord.

1.3. Echantillonnage et conservation

Une fois la bouteille est à bord, l'eau prélevée est versée dans des flacons en polyéthylène de 200 ml pour les sels nutritifs 2L pour la chlorophylle et la matière en suspension.

Ces flacons sont désignés par une étiquette qui porte l'origine de l'échantillon.

Les flacons destinés à l'analyse de la chlorophylle sont couverts directement par du papier aluminium, ils sont ensuite conservés avec les flacons des sels nutritifs et du MES à basse température dans une glacière portative avec « packs » de froid assurant une température faible.

La filtration pour la chlorophylle et la MES est faite dès le retour au laboratoire. Les flacons destinés à l'analyse des sels nutritifs sont conservés dans un congélateur pour une analyse ultérieure.

1.4. Mesure des paramètres physico-chimiques

1.4.1. Oxygène dissous

Il est mesuré *in-situ* en mg/l à l'aide d'un oxymètre de terrain de type WTW, Oxi 197i (Figure 3.4, annexe 2) préalablement calibré. L'électrode de l'appareil est plongée dans la bouteille NISKIN et la valeur du paramètre n'est notée après la stabilité de l'afficheur.

1.4.2. Salinité

Elle est mesurée *in-situ* à l'aide d'un conductimètre de type WTW cond 197i (Figure 3.5, annexe 2) de terrain préalablement calibré, la conductivité est donnée en millisiemens/cm et la salinité en P.S.U (Practical Salinity Unit).

1.4.3. Température

Elle est mesurée en (° C) *in-situ* à l'aide de l'oxymètre et/ou du conductimètre.

1.4.4. Le pH

Il a été mesuré *in-situ* à l'aide d'un pH mètre de terrain de type WTW pH 315i (Figure 3.6, annexe 2) préalablement calibré.

2. Travaux effectués au laboratoire

2.1. Matières En Suspension (MES)

2.1.1. Principe

L'eau est filtrée et le poids de matières retenues par le filtre est déterminé par pesée différentielle (Rodier, 2005).

Cette mesure consiste à filtrer l'eau sur une membrane poreuse afin de retenir les particules supérieures à 0.45 µm (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).

2.1.2. Matériels utilisés

- Dispositif de filtration sous vide de marque *Millipore*® (Figure 3.7, Annexe 2) ;
- Disques filtrants en fibre de verre (filtres *Whatman*® GF/F) ;
- Eprouvette graduée de 250 ml et des pinces ;
- Four à moufle de marque *Wisetherm*® ;
- Etuve de type *WTB BINDER*® ;
- Balance de précision de marque *Denver Instrument*® modèle *M-220D* ;
- Dessiccateur.

2.1.3. Mode opératoire

a) Préparation des filtres au laboratoire

- Laver le disque de filtration à l'eau distillée (HCl à 1%), rincer abondamment à l'eau distillée puis sécher à l'étuve pendant 24 heures à 70 °C jusqu'à masse constante ;
- Placer chaque filtre dans un porte filtre préalablement étiquetée, et placer dans un dessiccateur;
- Peser le filtre pour avoir P1 en mg ;
- Replacer chaque filtre dans sa boîte, à l'abri de la poussière.

b) Filtration de l'eau de mer : cette étape consiste à :

- Agiter l'échantillon prélevé avant sa filtration ;
- Mesurer le volume à filtrer (VF= 500 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 ;
- Arrêter l'aspiration dès que le filtre est à sec ;
- Remettre chaque filtre dans sa boîte numérotée ;
- Mettre les boîtes à sécher dans l'étuve.

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 (*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 pour avoir un P2 en mg.

2.1.4. Calculs et expression des résultats

Le calcul de la concentration en MES s'est fait selon la relation suivante :

$$\left[[\text{MES}] (\text{mg/l}) = [(P2 - P1) / V_f] * 1000 \right]$$

Où :

P1 : est le poids du filtre avant filtration;

P2 : est le poids du filtre séché après 24 heures;

VF : est le volume filtré de l'échantillon.

2.2. 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 constituent la concentration des eaux en matières en suspension. Ainsi étant un pourcentage important de la concentration de MES des eaux marines, la détermination de la MOP définit le niveau de pollution organique favorisant un accroissement de la production primaire (Rodier *et al*, 2005).

2.2.1. 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 phytoplanctonique (Rodier *et al*, 2005).

2.2.2. Matériel utilisé

- Four à moufle de CARBOLITE de type CWF 1200 ;
- Creusés en porcelaine et bras métallique ;
- Balance de précision de type Denver Instrument M- 220 D (au 1/10000 g).

2.2.3. 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. Et ce, dans le but d'éviter qu'ils absorbent l'humidité de l'air;

- 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 ce qu'elle atteigne 100°C ;
- Retirer les creusés à l'aide du bras métallique et les mettre dans un dessiccateur ;
- Une fois refroidis, pesé les filtres calcinés pour la dernière fois P5.

2.2.4. Calculs et expression des résultats

Le calcul de la concentration en MOP s'est fait grâce à la relation suivante:

$$\left[[\text{MOP}] \text{ (mg/l)} = (\text{P4} - \text{P3}) - (\text{P5} - \text{P3}) \right]$$

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.

2.3. Dosage de la chlorophylle-*a* par la spectrophotométrie

2.3.1 Principe

Les mesures de concentrations des pigments photosynthétiques sont des paramètres importants pour l'étude de la production primaire dans les eaux douces et les océans. Parmi l'ensemble des pigments phytoplanctoniques reconnus, la chlorophylle *a* (Chl *a*), commune à tous les organismes photooxygéniques, est particulièrement étudiée, car il est la plus abondante et joue un rôle clé dans le processus de la photosynthèse. Ainsi, la concentration en termes de chlorophylle est certainement l'indicateur de biomasse phytoplanctonique le plus utilisé en océanographie. Il permet de définir la fertilité d'un milieu et de calculer l'index de productivité ou l'efficacité photosynthétique des organismes en présence (Raimbault *et al.*, 2004).

Dans notre cas on a utilisé la méthode monochromatique de *LORENZEN* (1967).

Après filtration d'un certain volume d'eau de mer pour concentrer le matériel particulaire, le filtre est immergé dans un solvant qui assure l'extraction des pigments ; puis on mesure

l'absorbance de l'extrait a une ou plusieurs longueur d'onde avant et après acidification si l'on recherche également les formes dégradées (Aminot et Chaussé-pied, 1983).

2.3.2. Matériels et appareillages

- Dispositif de filtration et des filtres GF/F 0,7 μm de porosité.
- Tubes de dosage de 10ml,
- Centrifugeuse *Sigma* (Figure 3.8, annexe2).
- Spectrophotomètre ultraviolet a double faisceaux de type UV-1800, SHIMADZU (Figure 3.9, annexe2).
- Matériels courant de laboratoire.

2.3.3 Réactifs

- Suspension carbonate de magnésium MgCO_3 à 1%.
- Solvant d'extraction : l'acétone 90%.

2.3.4. Mode opératoire

a) Filtration et conservation

- Dès le retour au laboratoire on a fait la filtration de chaque échantillon et on ajoute quelques gouttes de MgCO_3 sur le filtre.
- Le filtre est plié en quatre et enrobé dans du papier aluminium préalablement étiqueté.
- Mettre les filtres dans le congélateur pour une analyse ultérieure.

b) Extraction des pigments

On enveloppe les tubes dans une feuille d'aluminium.

- Introduire le filtre dans un tube à centrifuger et ajouter 10 ml d'acétone 90%
- Déchiqueter le filtre à l'aide d'une baguette ou d'un tube de verre, boucher et agiter pour disperser les fibres.
- Laisser l'extraction se poursuivre 24h au réfrigérateur dans l'acétone.
- Laisser refroidir à température ambiante.
- Centrifuger 1 min, pour faire tomber les fibres de verres.
- Centrifuger à nouveau 5 à 10 min a 3000-4000 tr/min (les tubes doivent rester boucher pour éviter l'évaporation).

c) Mesure d'absorbance : Méthode de LORENZEN

- Transférer le surnageant de centrifugation dans la cuve spectrophotomètre.
- Mesurer les absorbance brutes des extraits non acidifier aux longueurs d'onde de 665 et 750 nm soit Ab^{na}_{665} et Ab^{na}_{750} .
- Acidifier par addition de 10 μ l d HCl 0.3 mol/l par millilitre d'extrait (soit une gouttes) directement dans la cuve et attendre 2 à 3 min.
- Mesurer les absorbance brutes des extraits acidifié à 665 et 750 nm soit Ab^a_{665} et Ab^a_{750} .

2.3.5. Calcule et expression des résultats

Les absorbances brutes à 665 nm et les blanc de turbidité à 750 nm doivent être corrigés en soustrayant les blanc de cuves, puis on obtient les absorbances nettes en soustrayant les absorbances corrigées mesurées a 750 nm des absorbances corriges mesurées a 665 nm:

- Avant acidification

$$A^{na}_{665} = (Ab^{na}_{665} - bc_{665}) - (Ab^{na}_{750} - bc_{750})$$

- Après acidification

$$A^a_{665} = (Ab^a_{665} - bc_{665}) - (Ab^a_{750} - bc_{750})$$

Et donc

$$\left[[\text{Chlorophylle a}](\text{mg}/\text{m}^3) = [26.7(A^{na}_{665} - A^a_{665}) * v] / (V * l) \right]$$

Où:

- V : Volume d'eau filtrée (*litres*).
- v : Volume de solvant d'extraction (*millilitres*).
- l : Longueur du trajet optique de la cuve de mesure (*centimètres*).

2.4. L'analyse des sels nutritifs

Les réactifs, les solutions étalons, et les protocoles de dosage pour chaque élément nutritif sont réalisés selon les protocoles décrits par (Aminot et *al.*, 1983).

2.4.1. Dosage des nitrites NO₂⁻

a) Principe de la méthode

La méthode décrite, fondée sur la réaction de Griess, et appliquée à l'eau de mer par Bendschneider et Robinson (1952). Les ions nitrite forment un diazoïque avec la sulfanilamide en milieu acide ($pH < 2$), puis le diazoïque réagit avec le N-Naphtyl-éthylènediamine pour former le colorant rose absorbe a la longueur d'onde de 543 nm.

b) Les réactifs exigés

- Réactif 1 : solution de sulfanilamide.
- Réactif 2 : solution de N-Naphtyl-éthylènediamine.
- Solution étalon primaire de nitrite.
- Solution étalon secondaire de nitrite.

La préparation des réactifs est décrite en annexe 3.

c) Etalonnage

- Introduire, dans des fioles jaugées de 100 ml, 0,4 ml -0,8 ml -1,2 ml -1,6 ml -2 ml - 2,4 ml de l'étalon secondaire et compléter à 100ml avec l'eau distillée, afin d'obtenir la gamme de concentrations : 0,2 $\mu\text{mole/l}$ -0,4 $\mu\text{mole/l}$ -0,6 $\mu\text{mole/l}$ -0,8 $\mu\text{mole/l}$ -1 $\mu\text{mole/l}$ -1,2 $\mu\text{mole/l}$.
- Faire l'analyse de ces étalons selon le processus décrit pour les nitrites.
- Mesurer l'absorbance et tracer la courbe d'étalonnage.

La courbe d'étalonnage établit (Figure 3.10) a pour équation $y = 0,5664x$ avec $R^2 = 0,9999$.

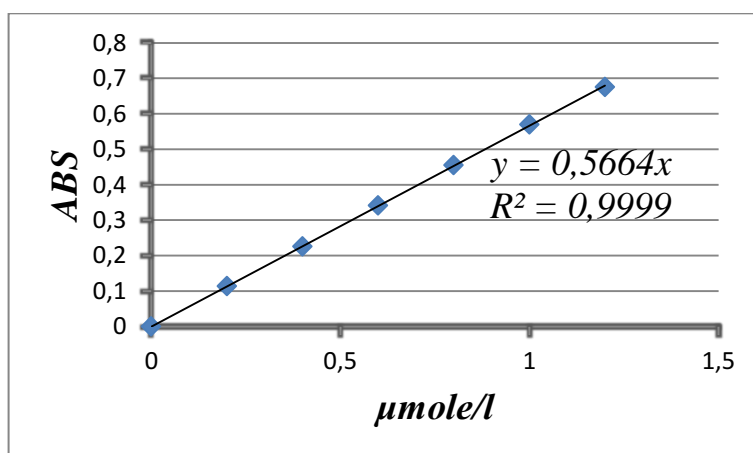


Figure 3.10 : Courbe d'étalonnage de nitrite.

d) Mode opératoire

- Rincer une éprouvette de 50 ml avec l'eau à analyser et y introduire 50 ml de l'échantillon.
- Ajouter 1 ml de réactif 1 et mélanger.
- Laisser reposer 2 à 8 minutes.
- Ajouter 1 ml du réactif 2 et mélanger à nouveau.
- Attendre 10 min mais pas dépasser 2 heures.
- Mesurer l'absorbance a la longueur d'onde de 543 nm, en prenant de l'eau distillée comme référence. Soit Atr cette valeur.

2.4.2. Dosage des nitrates NO_3^-

a) Principe de la méthode

La méthode retenue est celle fondée sur le dosage des ions NO_2^- obtenus par réduction quantitative des ions NO_3^- . On réalise en réalité la mesure de la somme des concentrations des ions NO_3^- et NO_2^- . Par déduction de la concentration en nitrite, déterminée sans réduction, on obtient la concentration en nitrate. La réduction est effectuée par passage de l'échantillon sur une colonne de cadmium traitée au cuivre (Wood *et al.*, 1967 in Aminot et Kérouel, 2004).

b) Les réactifs exigés

- Réactifs 1 : Solution de sulfanilamide.
- Réactif 2 : Solution de N-Naphtyl-Ethylenediamine.
- Solution étalon de nitrite.
- Solution étalon de nitrate.
- Solution concentrée de chlorure d'ammonium.

La préparation des réactifs est décrite en annexe 3.

La préparation de la colonne réductrice est décrite en annexe 3.

c) Etalonnage

- Introduire, dans des fioles jaugées de 100 ml, 0,4 ml - 0,8 ml - 1,2 ml - 1,6 ml - 2 ml - 2,4 ml de l'étalon secondaire et compléter à 100ml avec l'eau distillée, afin d'obtenir la gamme de concentrations : 0,2 $\mu\text{mole/l}$ - 0,4 $\mu\text{mole/l}$ - 0,6 $\mu\text{mole/l}$ - 0,8 $\mu\text{mole/l}$ - 1 $\mu\text{mole/l}$ - 1,2 $\mu\text{mole/l}$.
- Poursuivre les analyses sur chacune de ces solutions selon le processus suivi pour le dosage des nitrates.
- Mesurer l'absorbance et tracer la droite d'étalonnage.

La courbe d'étalonnage établie (Figure 3.11) a pour équation : $y = 0,4418x$ avec $R^2 = 0,9987$.

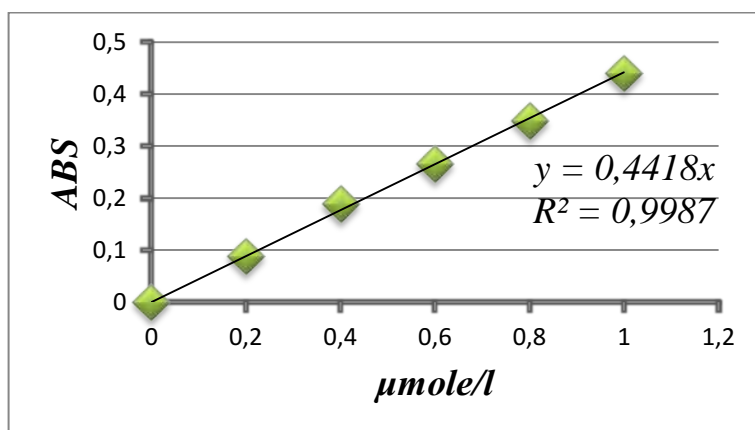


Figure 3.11 : Courbe d'étalonnage de nitrate.

d) Mode opératoire

Analyse de la concentration totale nitrite + nitrate

- Prendre 100 ml d'échantillon, ajouter 2 ml de la solution concentrée de chlorure d'ammonium et mélanger correctement.
- Verser environ 5 ml de cette solution dans la colonne et les laisser écouler (cette procédure diminue les risques d'interférences entre échantillon successifs).
- Verser le reste de l'échantillon.
- Rejeter les 30 premiers millimètres.

Rincer une éprouvette graduée de 50 ml avec quelques millimètres de la solution sortant de la colonne et recueillir 50 ml d'effluent.

- Ajouter aussitôt 1 ml de réactifs 1 et mélanger.
- Laisser reposer 2 à 8 min.
- Ajouter 1 ml du 2 réactifs, mélanger.
- Attendre au moins 10 min mais ne dépasse pas 2 heures.
- Mesure l'absorbance en cuve de 1 cm à 543 nm, à l'eau distillée. Soit **A_{tr}** cette mesure.

Analyse des ions nitrites

- Prendre 50 ml d'échantillon, ajouter 1 ml de solution concentrée de NH₄CL et mélanger.
- Poursuivre le dosage comme sur 50 ml d'effluent de la colonne.

2.4.3. Dosage du phosphore minéral dissous

a) Principe de la méthode

La méthode de Murphy et Riley (1962) reste encore aujourd'hui une des plus rapides et des plus simples pour le dosage des ions orthophosphates en eau de mer.

Les ions phosphates réagissent avec le molybdate d'ammonium, en présence d'antimoine(III), pour former un complexe que l'on réduit par l'acide ascorbique ; cette forme réduite, de coloration bleue, à un maximum d'absorption à 885 nm.

b) Les réactifs exigés

- Solution de molybdate d'ammonium.
- Acide sulfurique 2,5 mol/l.
- Solution d'acide ascorbique.
- Solution d'oxotartrate de potassium et d'antimoine.
- Solution étalon primaire de phosphate.
- Solution étalon secondaire de phosphate.

c) Etalonnage

- Introduire, dans des fioles jaugées de 100 ml, 0,4 ml -0,8 ml -1,2 ml -1,6 ml -2 ml -2,4 ml de solution étalon secondaire et compléter a 500 ml avec de l'eau distillée, correspondant à ces concentrations suivants : 0,2 $\mu\text{mole/l}$ - 0,4 $\mu\text{mole/l}$ - 0,6 $\mu\text{mole/l}$ - 0,8 $\mu\text{mole/l}$ - 1 $\mu\text{mole/l}$ - 1,2 $\mu\text{mole/l}$ de PO_4^{3-} .

- Analyser ces solutions selon les démarches suivis pour l'analyse de phosphore organique.

La courbe d'étalonnage établit (Figure 3.12) a pour équation $y = 0,5256x$ avec $R^2 = 0,9989$.

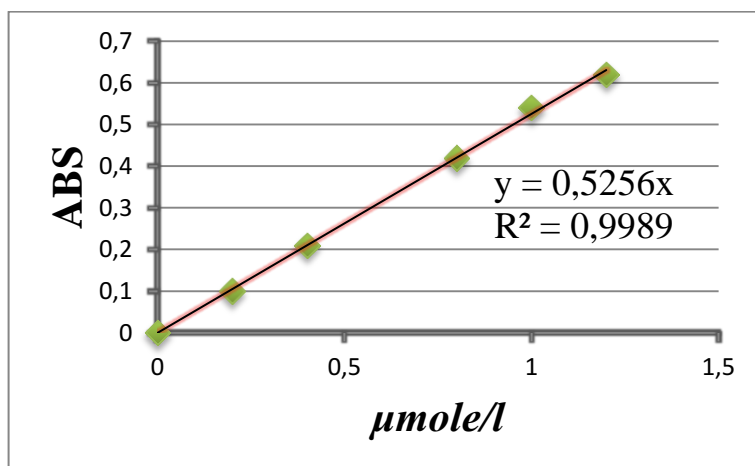


Figure 3.12 : Courbe d'étalonnage de phosphore.

d) Mode opératoire

- Préparer le mélange des réactifs dans les proportions suivantes :

- 100 ml de solution de molybdate d'ammonium.

- 250 ml d'acide sulfurique 2,5 mol/l.

- 100 ml de solution ascorbique.

- 50 ml de solution d'oxotartrate de potassium et d'antimoine.

- Ce mélange réactif qui ne se conserve pas plus de 6 heures doit être préparé immédiatement avant chaque série d'analyse.

- Prendre 100 ml d'échantillon.

- Ajouter 10 ml des mélanges réactifs et homogénéiser aussitôt.

- Attendre 5 min et mesurer l'absorbance à 885nm par rapport à l'eau distillée. Soit **A_{tr}** cette mesure.

2.4.4. Dosage du silicium dissous

a) Principe de la méthode

L'analyse est effectuée selon la méthode de Mullin et Riley (1955) adaptée par Strickland et Parsons (1972). Le dosage colorimétrique est fondé sur la formation du complexe silicomolybdique qui, après coloration donne une coloration bleue intense.

b) Les réactifs exigés

- Réactif 1 : réactif au molybdate.
- Solution de métol-sulfite.
- Solution sature d'acide oxalique.
- Solution d'acide sulfurique a 50% en volumes.
- Réactif 2 : réducteur.
- Solution étalon de silicium.

c) Etalonnage

- Introduire dans des fioles jaugées en plastique de 100 ml, 1 ml -2 ml -3 ml -4 ml -5 ml -10 ml de la solution étalon et compléter a 100 ml avec de l'eau distillée pour obtenir la gamme de concentration : 0.5 $\mu\text{mol/l}$ -1 $\mu\text{mol/l}$ -1.5 $\mu\text{mol/l}$ -2 $\mu\text{mol/l}$ -2.5 $\mu\text{mol/l}$ -5 $\mu\text{mol/l}$.
- Poursuivre les analyses sur chacune de ces solutions selon le processus suivi pour le dosage des silicates.
- Mesurer l'absorbance et tracer la droite d'étalonnage.

La courbe d'étalonnage établit (Figure 3.13) a pour équation $y = 0,2369x$ avec $R^2 = 0,9979$.

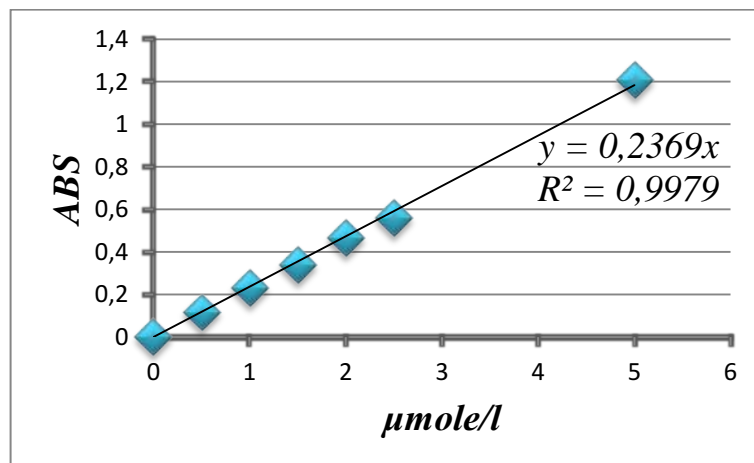


Figure 3.13 : Courbe d'étalonnage de silicium.

d) Mode opératoire

- Introduire, dans une éprouvette en polyéthylène de 50 ml, 10 ml du réactif 1.
- Ajouter à la pipette 25 ml d'échantillon, boucher et mélanger.
- Attendre au minimum 10 min mais jamais plus de 30 min, et noter ce temps à ½ min près afin d'opérer toujours de façon identique pour tous les échantillons et les étalons.
- Ajouter rapidement le réactif 2, fraîchement préparé, pour à 50 ml et mélanger aussitôt.
- Attendre 2 à 3 heures et mesurer l'absorbance **A_{tr}** en cuve de 1 cm par rapport à l'eau distillée, à 810 nm.

2.4.5. Dosage de l'azote ammoniacal N-NH₄⁺

a) Principe de la méthode

La méthode décrite mesure la totalité de l'azote ammoniacal, soit N-NH₃ + N-NH₄⁺.

Il s'agit de la méthode Koroleff (1969). Dans un premier temps, l'ammoniac forme une monochloramine avec l'hypochlorite en milieu légèrement basique. Cette dernière réagit avec le phénol en présence d'un excès d'hypochlorite pour former le bleu d'indo-phénol absorbe à 630 nm.

b) Les réactifs exigés

- Réactifs 1 : solution de phénol-nitroprussiate.
- Réactifs 2 : solution alcaline d'hypochlorite.
- Solution étalon primaire d'ammonium.
- Solution étalon secondaire d'ammonium.

c) Etalonnage

- Introduire dans des fioles jaugées de 100 ml, 0.5 ml -1 ml -1.5 ml -2 ml -2.5 ml -5 ml de la solution étalon secondaire et compléter à 100 ml avec l'eau distillée pour obtenir les concentrations présentées respectivement comme suit : 0,5 µmole/l -1 µmole/l - 1,5 µmole/l -2 µmole/l -2,5 µmole/l -5µmole/l.
- Analyser ces solutions selon le mode opératoire de l'azote ammoniacal.
- Après avoir les absorbances, tracer la courbe d'étalonnage.

La courbe d'étalonnage établit (Figure 3.14) a pour équation $y = 0,1899x$ avec $R^2 = 0.9999$.

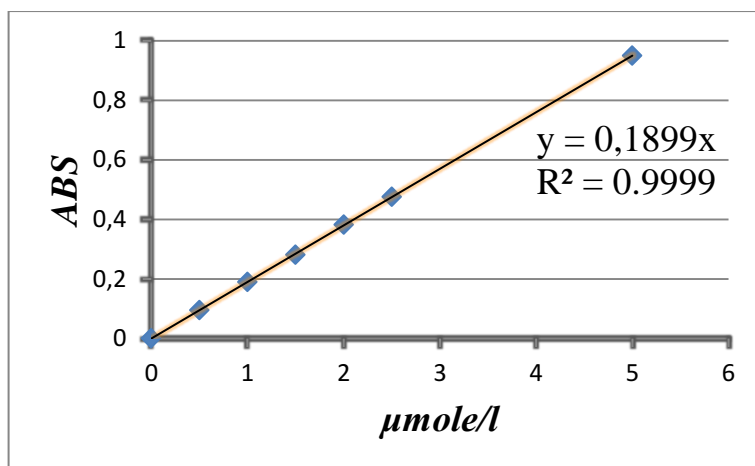


Figure 3.14 : Courbe d'étalonnage de l'ammonium.

d) Mode opératoire

- Prendre 25 ml de l'échantillon dans le flacon de réaction.
- Ajouter 0.75 ml du réactif 1.
- Boucher et agiter pour mieux homogénéiser.
- Ajouter sans attendre 0.75 ml de deuxième réactif.
- Boucher et agiter à nouveau.
- Placer immédiatement à l'abri de la lumière pendant 6 heures ou mieux pendant une nuit.
- Mesurer l'absorbance à 630 nm par rapport à l'eau distillée. Soit **A_{tr}** cette mesure.

Note : La préparation des réactifs pour chaque protocole est décrite en annexe 3.

2.4.6. Calcul et expression des résultats

a) Les absorbances

A_{tr} : Absorbance mesurée pour l'échantillon traité (après correction du blanc des cuves).

b_t : Absorbance mesurée pour la turbidité (après correction des blancs des cuves).

b_r : Absorbance mesurée pour le blanc des réactifs (après correction des blancs des cuves).

A = **A_{tr}** – **b_t** – **b_r** (pour chaque élément nutritifs), reportée sur la courbe d'étalonnage pour en déduire la concentration de l'échantillon.

R : Le rendement de réduction des ions nitrate en nitrite ($R \leq 1$).

r : la fraction des ions nitrites non réduits par la colonne ($r \leq 1$).

P : C'est la pente de courbe d'étalonnage pour chaque élément nutritif.

b) Les concentrations

$$[\text{N-NH}_3, 4] (\mu\text{mol/l}) = A/P$$

$$[\text{N-NO}_2^-] (\mu\text{mol/l}) = A/P$$

$$[\text{NO}_3^-] (\mu\text{mol/l}) = [\text{NO}_2^- + \text{NO}_3^-] \mu\text{mol/l} * 1/R - [\text{NO}_2^-] \mu\text{mol/l} * r/R$$

$$[\text{PO}_4^{3-}] (\mu\text{mol/l}) = A/P$$

$$[\text{SiO}_2^-] (\mu\text{mol/l}) = A/P$$



*Résultats &
Discussion*

1. Variation des paramètres physico-chimiques (*in situ*)

Les résultats obtenus des paramètres physico-chimiques, sont présentés dans le tableau ci-dessous avec les valeurs moyennes et extrêmes.

Tableau 4.1 : Les résultats des paramètres physico-chimiques mesurés <i>in situ</i> à différentes profondeurs dans les deux baies																
Baie d'Alger									Baie de Zemmouri							
T(° C)		S(PSU)		pH		OD (mg/l)		T(° C)		S(PSU)		pH		OD (mg/l)		
Surf	Fond	Surf	Fond	Surf	Fond	Surf	Fond	Surf	Fond	Surf	Fond	Surf	Fond	Surf	Fond	
MAX	23,9	23,2	36,5	36,7	8,55	8,49	8,7	5,8	24,2	23,4	36,6	36,8	8,41	8,4	7,99	9,8
MIN	22,4	22,1	34,6	36,3	8,37	8,4	4,59	4,6	23,2	19	36,2	36,2	8,37	8,37	6,01	5,89
E-T	0,47	0,37	0,58	0,15	0,06	0,03	1,20	0,38	0,38	1,62	0,15	0,21	0,02	0,01	0,70	1,47
MOY	23,47	22,54	36,13	36,39	8,46	8,46	5,73	5,10	23,50	22,22	36,40	36,45	8,39	8,38	6,89	6,88

Avec : MAX : Maximum, MIN : Minimum, E-T : Ecart-type, MOY : Moyenne.

OD : Oxygène Dissous.

1.1. La baie d'Alger

1.1.1. Température

Les valeurs thermiques au niveau de la baie d'Alger reflètent une situation typiquement estivale. Avec une moyenne de 23,47°C et un écart-type de 0,47. Les valeurs de la température de surface se situent entre un minimum de 22,4°C au niveau de la station BA9 (Large) et un maximum de 23,9°C au niveau de la station BA4 (en face de l'embouchure de l'Oued El Harrach).

On constate un léger refroidissement des eaux de surface au niveau des stations BA5, BA6, BA7 et BA8 par rapport aux autres.

En profondeur, les valeurs sont assez homogènes et sont de l'ordre de 22,54°C, l'écart-type est relativement faible (0,37) avec un minimum de 22,1°C au niveau de la station BA9 et un maximum de 23,2°C au niveau de la station BA4.

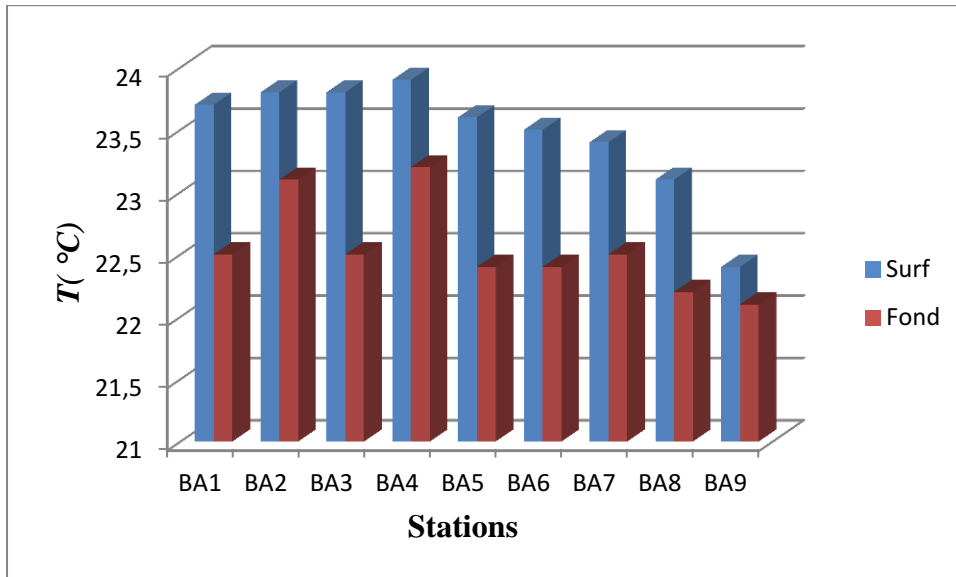


Figure 4.1 : Variation de la température à la surface et fond dans la baie d’Alger

1.1.2. Salinité

Les valeurs de la salinité sont supérieures à 37 PSU exception faite pour la station BA9 où l’on relève 34,6 PSU.

Par contre en profondeur les valeurs enregistrées sont presque homogènes avec un écart-type de 0,15 et une moyenne de 36,39 PSU.

En méditerranée, la salinité est comprise entre 37.8 et 39.39 PSU. On constate que les valeurs de la salinité sont relativement faibles, à cause de la proximité des stations des oueds qui déversent l’eau douce. La faible valeur de la station BA9 est probablement due à une erreur de lecture.

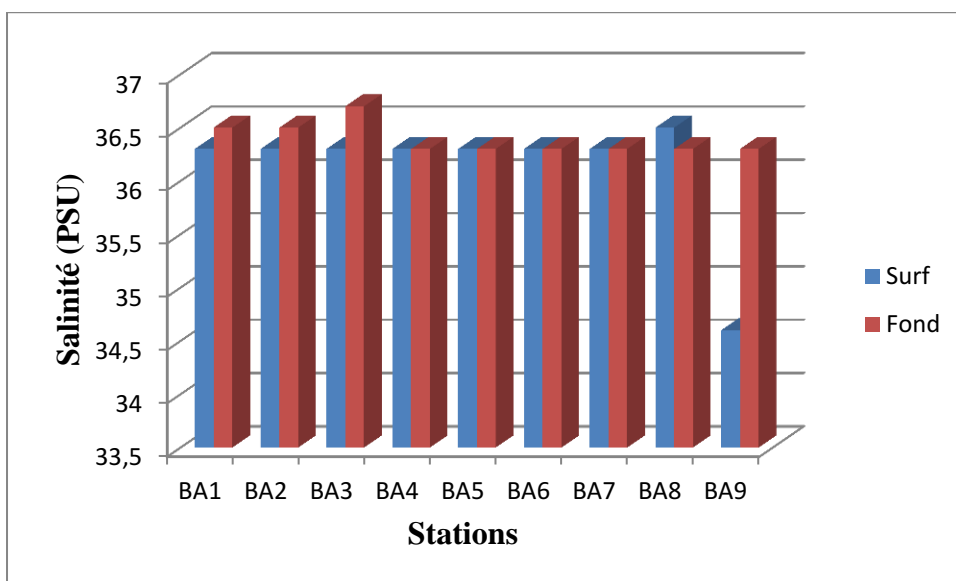


Figure 4.2 : Variation de la salinité à la surface et fond dans la baie d’Alger

1.1.3. Potentiel d'Hydrogène (pH)

Les valeurs du potentiel d'Hydrogène sont pratiquement homogènes dans l'ensemble des stations, à différents niveaux de profondeur (8,46) avec un écart-type de 0,06.

En surface la valeur maximale du pH est de 8,55 relevée à BA1 (El Hamiz) et la faible valeur observé est 8,37 se trouve au niveau de la station BA4 (El Harrach). Cette distribution du pH serait vraisemblablement influencée par les apports d'eaux continentales et des rejets urbains et industriels car en général Le pH de l'eau de mer voisin le 8,2.

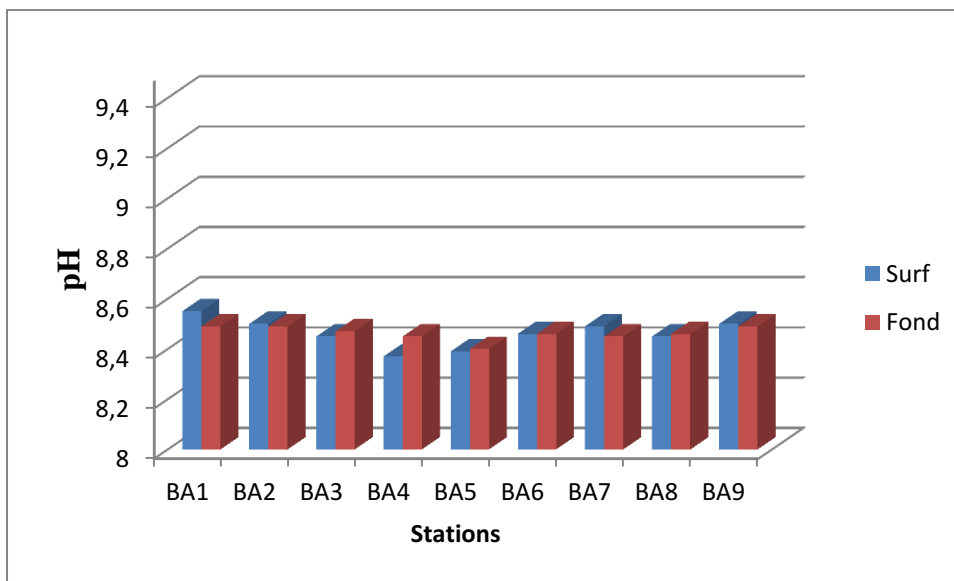


Figure 4.3 : Variation du pH à la surface et fond dans la baie d'Alger

1.1.4. Oxygène dissous (mg/l)

Les teneurs en oxygène dissous dans les eaux superficielles et profondes de la baie d'Alger sont homogènes à l'exception de la station BA9 (large). Ces derniers varient entre 4,59 mg/l (valeur minimale), et 8,7 mg/l (teneur maximal), avec une moyenne de 5,73 mg/l et un écart type de 1,20.

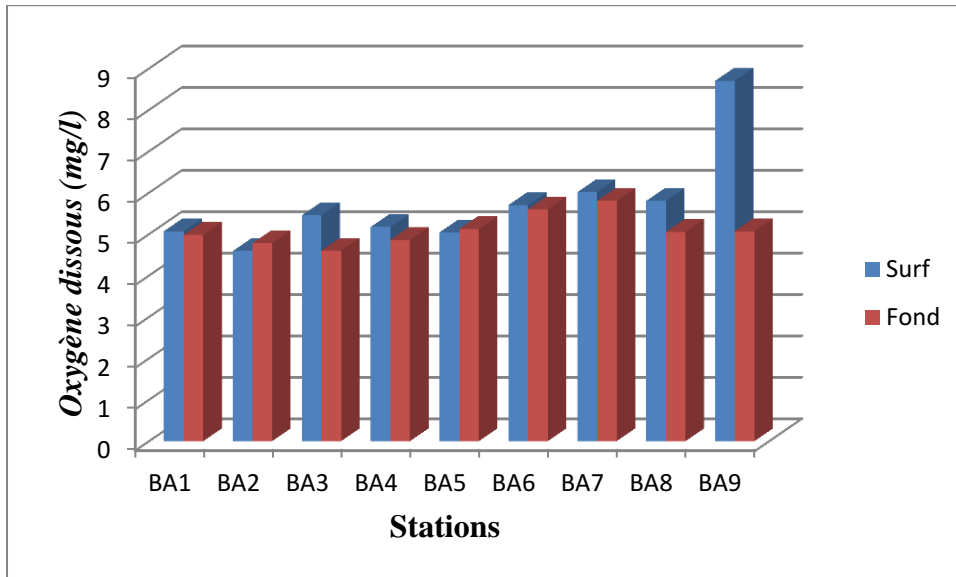


Figure 4.4 : Variation de l'oxygène dissous à la surface et fond dans la baie d'Alger

1.2. La baie de Zemmouri

1.2.1. Température

Dans la baie de Zemmouri la température varie entre 23,2 et 24,2 (°C) avec un écart-type de 0.38 et une moyenne de 23,50(°C).

En profondeur, la basse température fut observée à la station BZ7 (large) avec 19(°C).

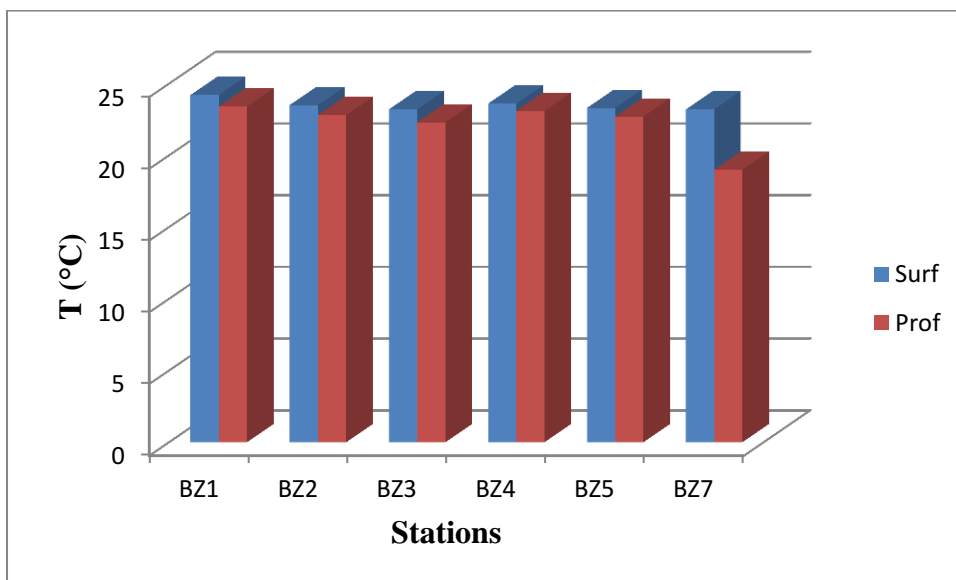


Figure 4.5 : Variation de la température à la surface et fond dans la baie de Zemmouri

1.2.2. Salinité

La salinité de surface au niveau de la baie de Zemmouri varie entre un minimum de 36,2 PSU observé au niveau de la station BZ4 (Oued Isser) et un maximum de 36,6 PSU au niveau de la BZ1 (Tamenfoust). La valeur moyenne est de 36,40 PSU.

De même pour la profondeur on observe une valeur moyenne de 36,45 PSU et un maximum de 36,8 au niveau de la station BZ7.

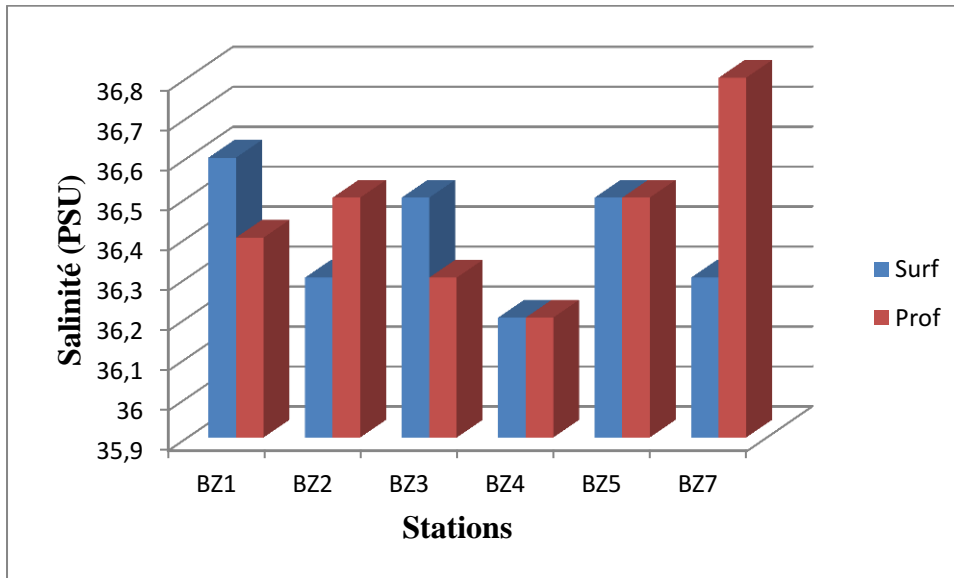


Figure 4.6 : Variation de la salinité à la surface et fond dans la baie de Zemmouri

1.2.3. Potentiel d'Hydrogène (pH).

Les valeurs du potentiel d'Hydrogène sont pratiquement homogènes dans l'ensemble des stations, à différents niveaux de profondeur (8,37 - 8,41). Les valeurs moyennes mesurées en surface et en profondeur sont respectivement de l'ordre de 8,39 et de 8,38 avec un écart-type de 0,02 et de 0,01.

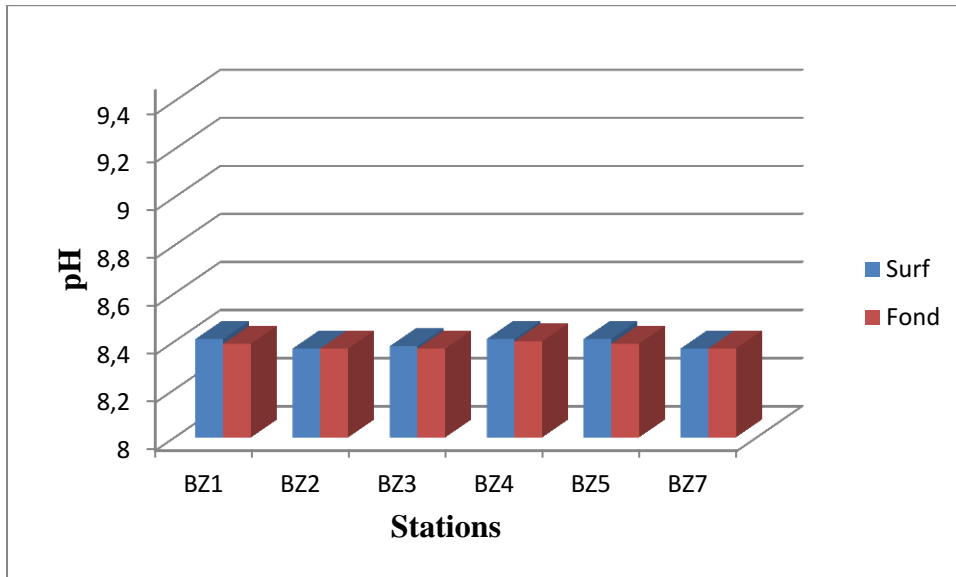


Figure 4.7 : Variation du pH à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri

1.2.4. Oxygène dissous (mg/l).

Les valeurs des stations à différents niveaux de profondeur varie entre (6,01(mg/l) – 9,8 (mg/l)). Les valeurs moyennes mesurées en surface et en profondeur sont respectivement de l'ordre de 6,89(mg/l) et de 6,88 (mg/l) avec un écart-type de 0,7 et de 1,47.

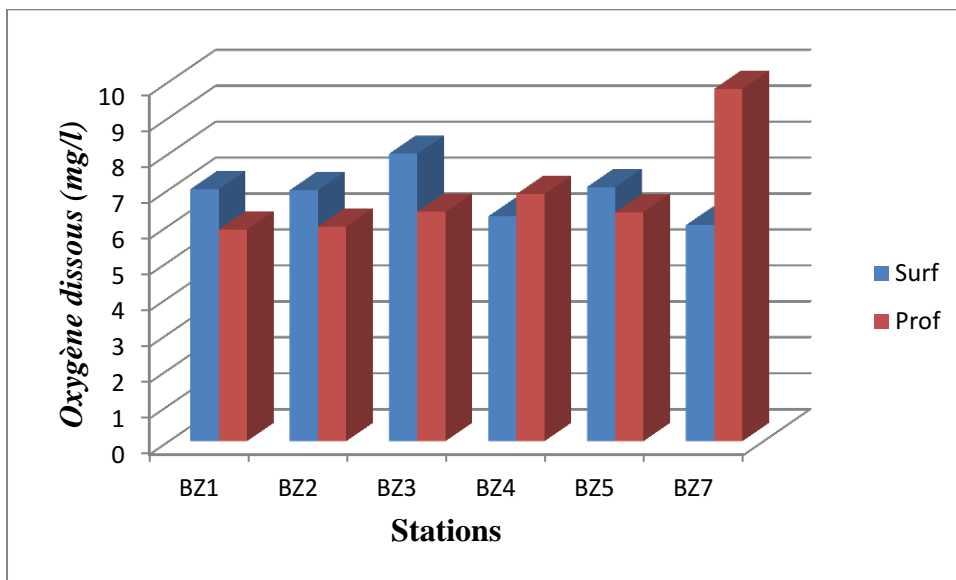


Figure 4.8 : Variation de l'oxygène dissous à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri

2. Matière en suspension (MES) :

	Tableau 4.2 : Les valeurs moyennes et extrêmes de la teneur des matières en suspensions dans les deux baies	
	Baie d'Alger	Baie de Zemmouri
Max	40,5 (mg/l)	45,76(mg/l)
Min	1,04(mg/l)	5,08(mg/l)
E-T	14,79	14,58
Moyenne	15,42(mg/l)	17,78(mg/l)

Avec : MAX : Maximum, MIN : Minimum, E-T : Ecart-type, MOY : Moyenne.

2.1. Baie d'Alger

Dans la baie d'Alger, la valeur moyenne calculée est de l'ordre de 15,42 mg/l et un écart-type de 14,79, avec une gamme de variation comprise entre 1,04 et 40,5 mg/l.

La valeur la plus faible, est observée au niveau de la station BA6 (Sablette). Tandis que les valeurs les plus élevées sont enregistrées au niveau des stations BA4 (Oued el Harrach) et BA7 (Kitani). De multiples sources peuvent contribuer à cet enrichissement, il s'agit essentiellement d'effluents urbains mais également d'érosion côtière.

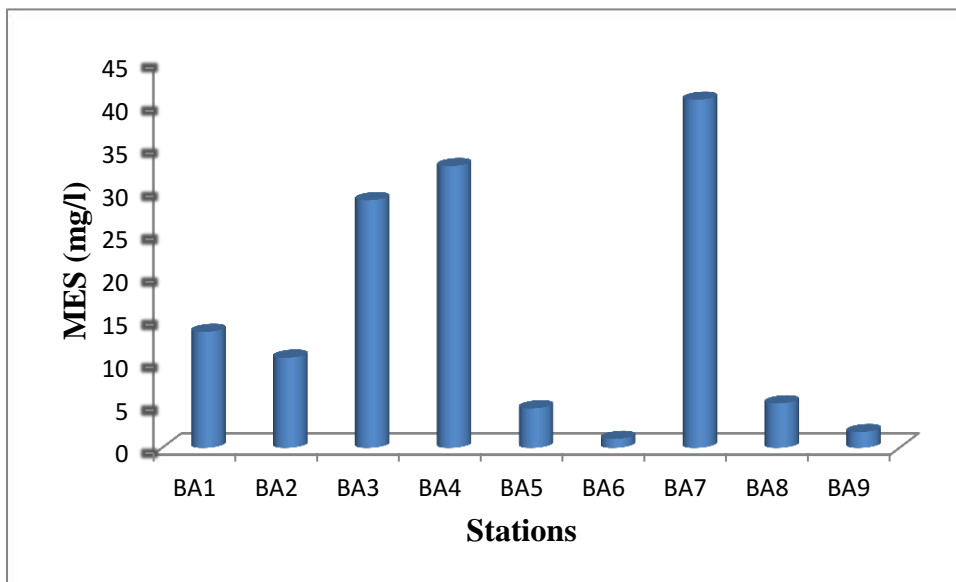


Figure 4.9 : Variation de la matière en suspension dans la baie d'Alger

2.2. Baie de Zemmouri

Dans la baie de Zemmouri, les résultats enregistrés de la teneur des matières en suspension varient entre un maximum de 45,76 mg/l dans la station BZ2 (à proximité de Régaia) probablement due à l'apport fluvial de cet oued, à un minimum de 5.08 mg/l observé dans la station BZ3 (Boumerdes).

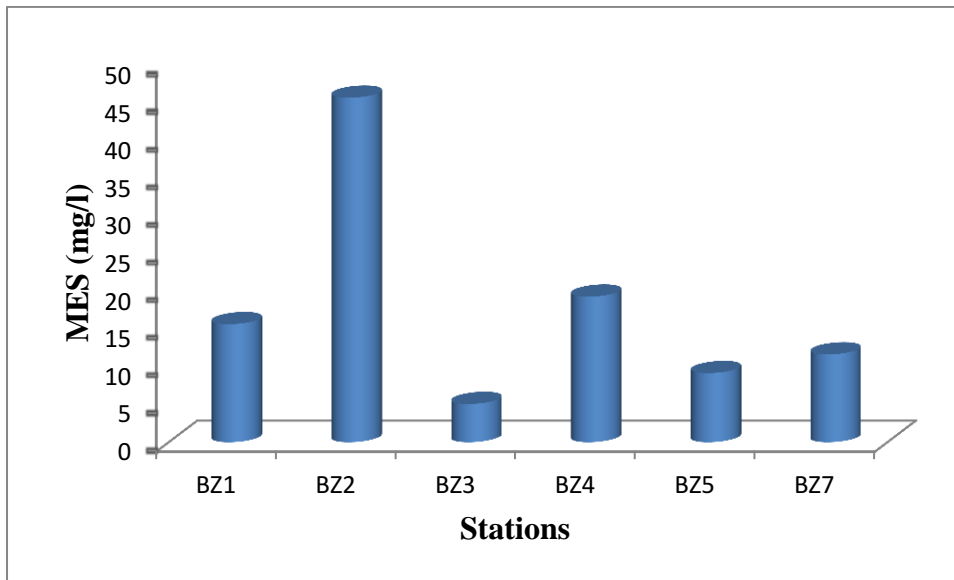


Figure 4.10 : Variation de la matière en suspension dans la baie de Zemmouri

3. Matière organique particulaire dans l'eau de mer

	Tableau 4.3 : Les valeurs moyennes et extrêmes du taux de la matière organique particulaire dans les deux baies	
	Baie d'Alger	Baie de Zemmouri
Max	91,30 %	53,32 %
Min	22,22 %	7,52 %
E-T	22,58	16,95
Moyenne	46,56 %	22,86 %

Avec : MAX : Maximum, MIN : Minimum, E-T : Ecart-type, MOY : Moyenne.

3.1. Baie d'Alger

La matière organique particulaire varie entre un minimum de 22,22 % (BA7) et un maximum de 91,30 % (BA5), avec une valeur moyenne de 46,56 % et un écart-type de 22,58.

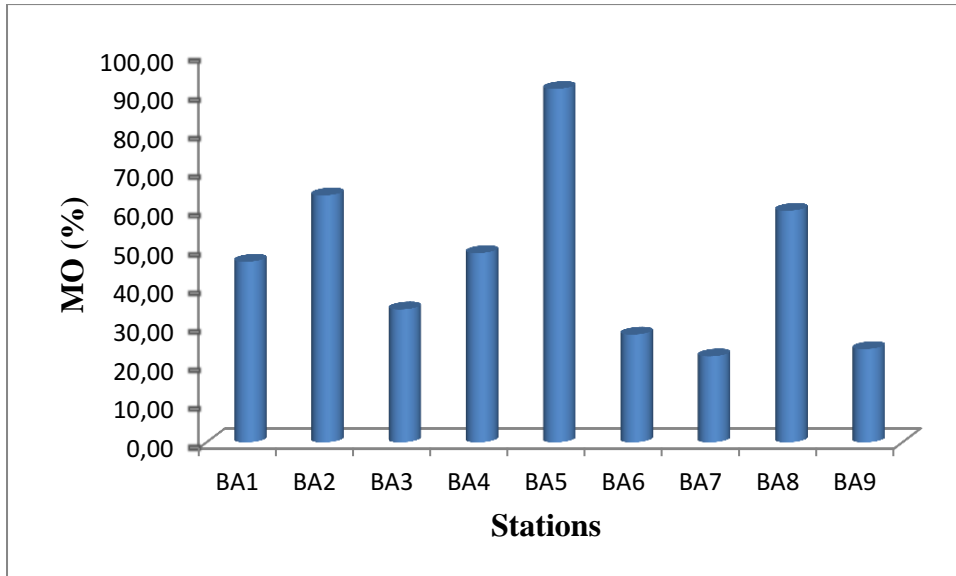


Figure 4.11 : Variation du taux de la matière organique particulaire dans la baie d'Alger

3.2. Baie de Zemmouri

Dans la baie de Zemmouri le taux de la matière organique particulaire est faible par rapport à celui enregistré dans la baie d'Alger. Il varie entre un maximum de 53,32 % (BZ1) et un minimum de 7% (BZ5). Ces résultats sont relativement hétérogènes et qui présente un écart-type de 16,95.

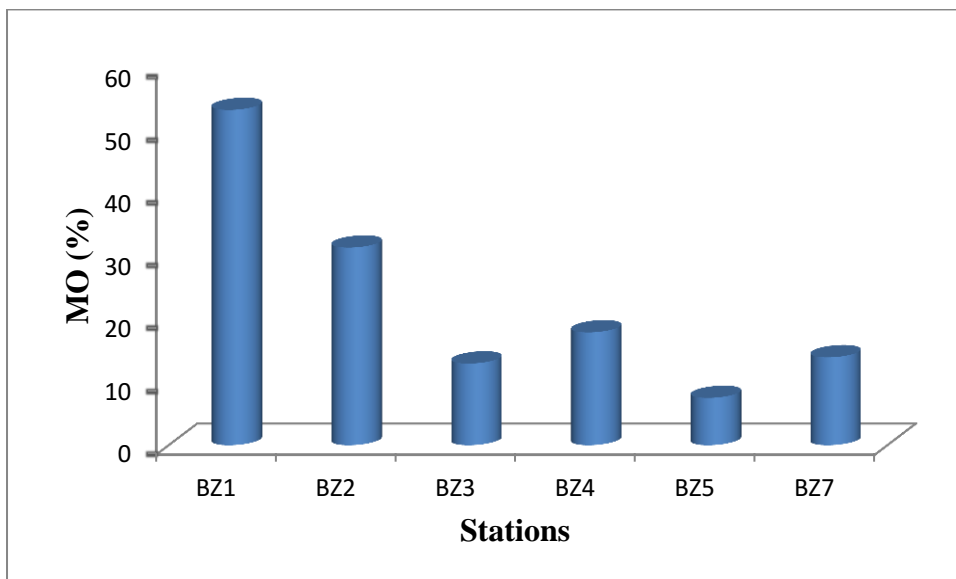


Figure 4.12 : Variation du taux de la matière organique particulaire dans la baie de Zemmouri

4. Chlorophylle-*a*

Le tableau ci-dessous présente les résultats obtenus à partir du dosage de la chlorophylle-*a* par la méthode de *LORENZEN* en valeurs extrêmes, moyennes et écart-type dans les deux baies (Alger et Zemmouri) :

	Tableau 4.4 : Les valeurs moyennes et extrêmes de la concentration de la chlorophylle- <i>a</i> dans les deux baies	
	Baie d'Alger	Baie de Zemmouri
Max	0,9612 (mg/m ³)	0,453 (mg/m ³)
Min	0,091 (mg/m ³)	0,0534 (mg/m ³)
E-T	0,302438	0,156242
Moyenne	0,514444 (mg/m ³)	0,206683 (mg/m ³)

Avec : MAX : Maximum, MIN : Minimum, E-T : Ecart-type, MOY : Moyenne.

4.1. Baie d'Alger

Les concentrations de chlorophylle-*a* dans la baie d'Alger sont relativement élevées par rapport à celles enregistrées dans la baie de Zemmouri dans l'ensemble des stations excepté les stations BA4 (Oued el Harrach) et BA8 (Bab el Oued).

La valeur moyenne mesurée est de 0,514 mg/m³ avec un écart-type de 0,30. La station BA2 (Bordj el Kifan) marque la valeur la plus élevée 0,9612 mg/m³.

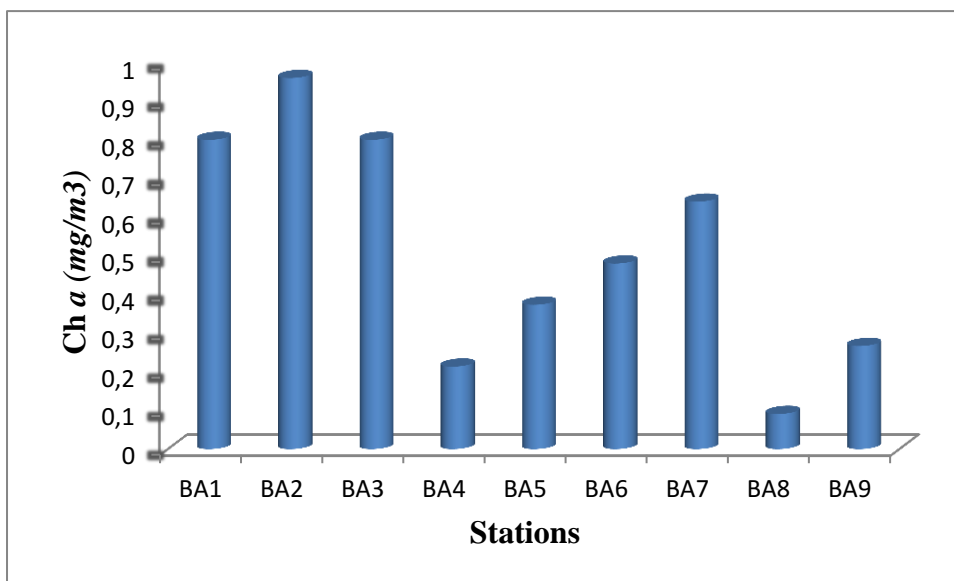


Figure 4.13 : Variation de la concentration de la chlorophylle-*a* dans la baie d'Alger

4.2. Baie de Zemmouri

Dans la baie de Zemmouri, Les charges en chlorophylle varient d'un maximum de $0,453 \text{ mg/m}^3$ marque dans la station BZ2 (Régaia) à un minimum de l'ordre de $0,053 \text{ mg/m}^3$ obtenu dans la station BZ5 (Cap Djinet).

Ces faibles teneurs suggèrent à une consommation rapide par les zooplanctons

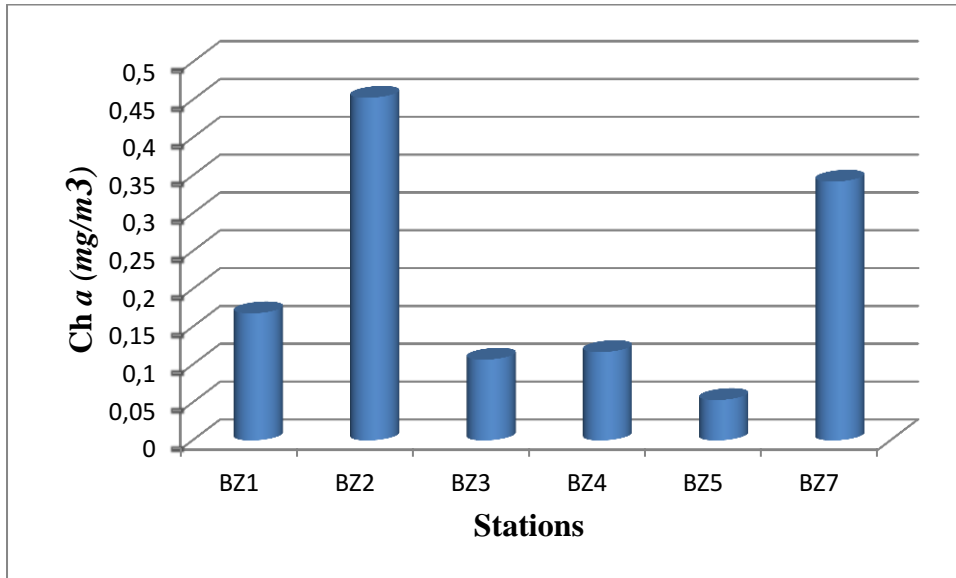


Figure 4.14 : Variation de la concentration de la chlorophylle-*a* dans la baie de Zemmouri

5. Variation des sels nutritifs

Tableau 4.5 : Les valeurs moyennes et extrêmes de la concentration des sels nutritifs à différentes profondeurs dans les deux baies (Alger et Zemmouri)

Baie d'Alger										
	Nitrites ($\mu\text{mol/l}$)		Nitrates ($\mu\text{mol/l}$)		Orthophosphates ($\mu\text{mol/l}$)		Silicates ($\mu\text{mol/l}$)		Ammonium ($\mu\text{mol/l}$)	
	Surface	Fond	Surface	Fond	Surface	Fond	Surface	Fond	Surface	Fond
Max	0,147	0,147	2,114	2,007	3,430	3,853	0,802	1,119	1,854	1,706
Min	0,127	0,127	0,044	0,038	2,464	2,941	0,363	0,405	0,569	0,606
E-T	0,007	0,008	0,896	0,742	0,367	0,277	0,175	0,221	0,437	0,351
MOY	0,135	0,133	1,067	1,364	3,043	3,595	0,558	0,797	1,282	1,184
Baie de Zemmouri										
Max	0,168	0,148	1,774	2,624	3,780	3,478	1,060	1,072	1,696	1,796
Min	0,127	0,131	0,022	0,243	2,787	2,466	0,464	0,536	0,595	0,621
E-T	0,015	0,006	0,659	0,916	0,359	0,388	0,199	0,195	0,397	0,452
MOY	0,142	0,139	0,486	1,401	3,485	3,136	0,782	0,797	1,294	0,936

5.1. Nitrites

5.1.1. Baie d'Alger

La variation des nitrites dans la baie d'Alger est relativement stable dans la surface et au fond avec un écart-type (0.007 – 0.008 respectivement), les concentrations maximales sont enregistrées dans la station BA3 en surface et a BA9 en profondeur (0,147 $\mu\text{mol/l}$).

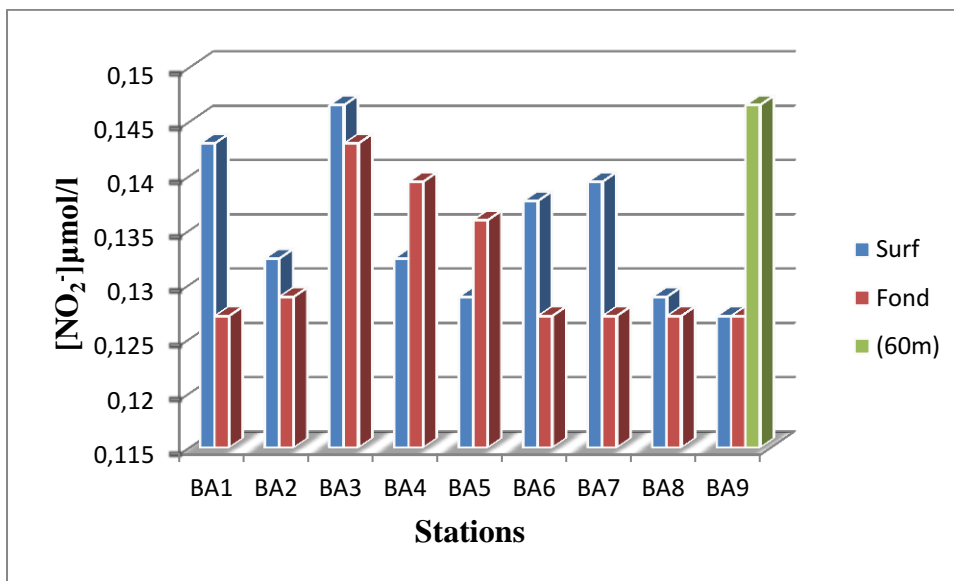


Figure 4.15 : Variation des nitrites à différentes profondeurs dans la baie d'Alger

5.1.2. Baie de Zemmouri

Comme la baie d'Alger, la concentration nitrites à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri varie peu à l'échelle spatiale avec une moyenne de $0.140 \mu\text{mol/l}$.

Les ions nitrites sont instables et intermédiaires de l'azote entre l'ammonium et les nitrates.

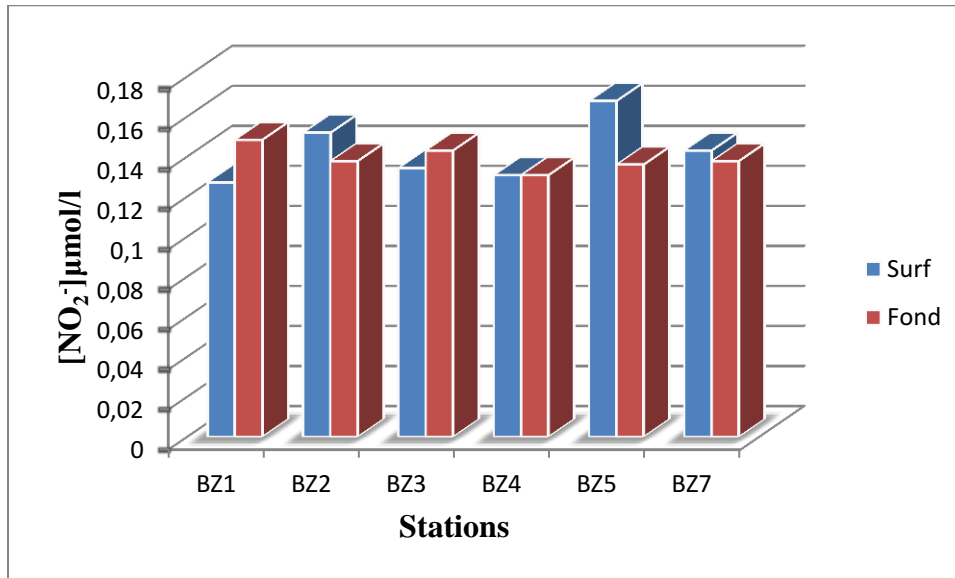


Figure 4.16 : Variation des nitrites à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri

5.2. Nitrates

5.2.1. Baie d'Alger

Il y a une forte variation de la concentration des nitrites à différentes profondeurs. Les teneurs les plus élevées se trouvent en surface pour les stations BA5 et BA9,

En surface, la valeur moyenne mesurée est de $1,067 \mu\text{mol/l}$ et un écart-type de $0,896$, avec un minimum de $0,044 \mu\text{mol/l}$ mesuré au niveau de la station BA3 et un maximum dans la station BA5. En profondeur, les valeurs sont plus ou moins homogènes et varient entre $0,038 \mu\text{mol/l}$ BA7 et $2,007 \mu\text{mol/l}$ A3, avec une moyenne de $1,364 \mu\text{mol/l}$ et un écart-type de $0,742$.

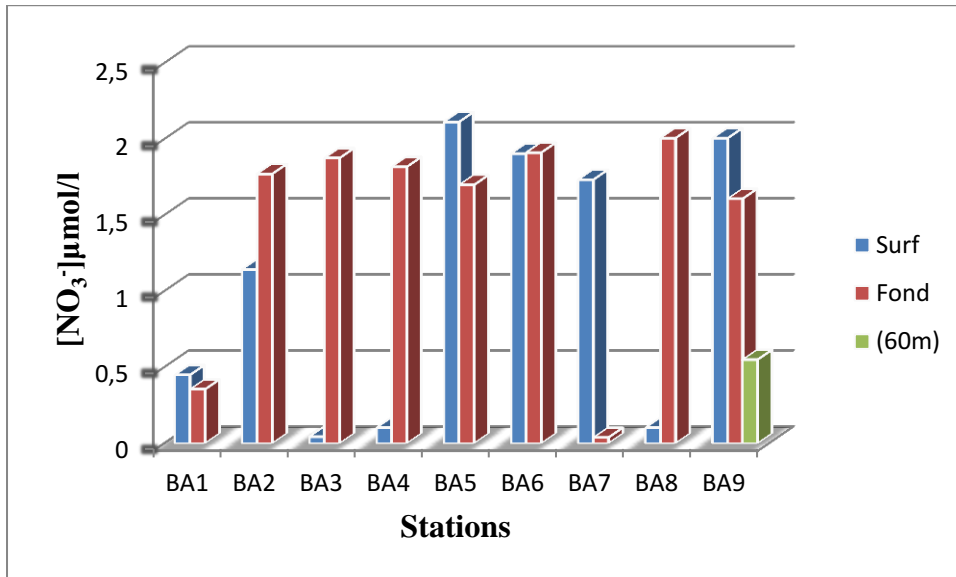


Figure 4.17 : Variation des nitrates à différentes profondeurs dans la baie d'Alger

5.2.2. Baie de Zemmouri

La concentration des nitrates dans la baie de Zemmouri est faible en surface. On a enregistré un minimum de 0,022 µmol/l au niveau de la station BZ5 et un maximum de 1,774 µmol/l au niveau de la station BZ3 avec une moyenne de 0,486 µmol/l. Par contre en profondeur les résultats indiquent une légère augmentation de la concentration des nitrates surtout dans la station BZ4 près de l'Oued Isser avec une teneur de 2.63 µmol/l.

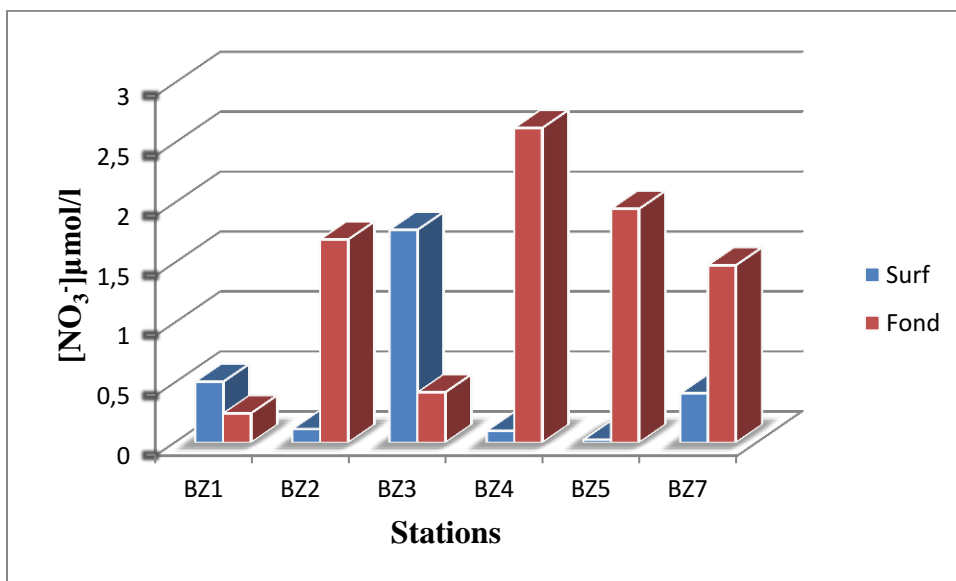


Figure 4.18 : Variation des nitrates à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri

5.3. Orthophosphates

Le phosphore dans le milieu marin sous sa forme inorganique est présenté essentiellement par les ions orthophosphates.

5.3.1. Baie d'Alger

Les teneurs en phosphates dans la baie d'Alger sont extrêmement élevées, sachant que, dans les conditions normales, leurs concentrations dans l'eau de mer sont à état de trace (Aminot et Chausse-pied, 1983).

La concentration des phosphates en surface varie entre un minimum de 2,46 $\mu\text{mol/l}$ (station BA5) et un maximum de 3,43 $\mu\text{mol/l}$ (station BA6) avec une valeur moyenne de l'ordre de 3,043 $\mu\text{mol/l}$ et un écart-type de 0,367. En profondeur, leurs concentrations varient entre 2,94 $\mu\text{mol/l}$ observée au niveau de la station BA1 et 3,85 $\mu\text{mol/l}$, avec une valeur moyenne de l'ordre de 3,595 $\mu\text{mol/l}$ et un écart-type de 0,277.

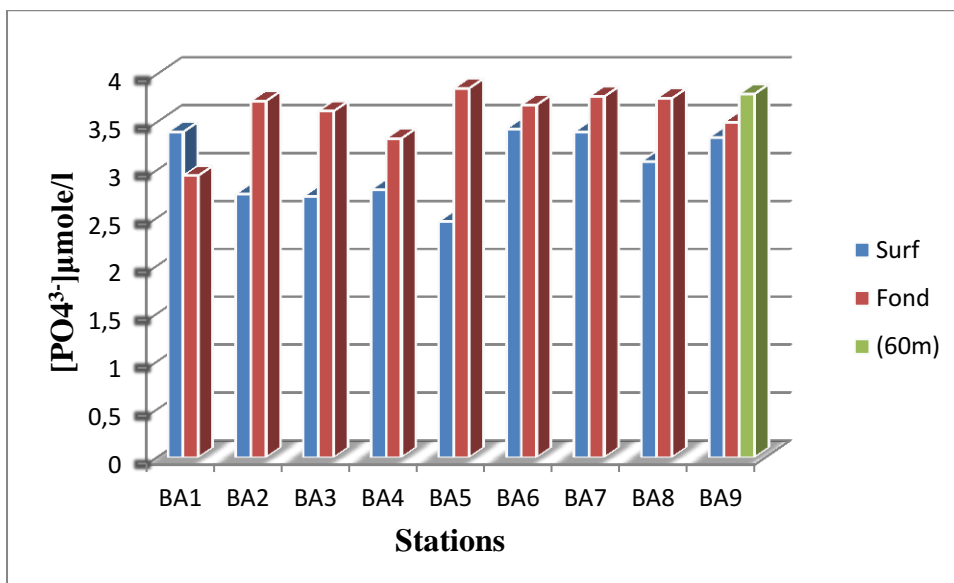


Figure 4.19 : Variation des orthophosphates à différentes profondeurs dans la baie d'Alger

5.3.2. Baie de Zemmouri

Le même cas se reproduit dans la baie de Zemmouri où on a enregistré des valeurs relativement élevées des phosphates à différentes profondeurs avec des moyennes (3,485 $\mu\text{mol/l}$ en surface - 3,136 $\mu\text{mol/l}$ au fond). Et les teneurs maximal dans les deux niveaux sont (3,780 $\mu\text{mol/l}$ a la surface - 3,478 $\mu\text{mol/l}$ au fond).

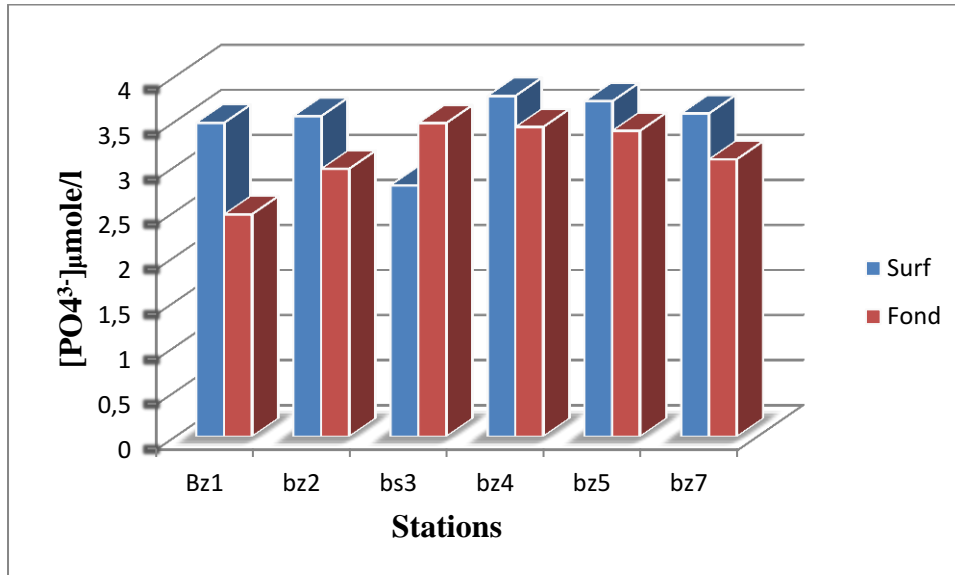


Figure 4.20 : Variation des orthophosphates à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri

5.4. Silicium

La concentration du silicium en surface varie entre un minimum de 0,363 $\mu\text{mol/l}$ (BA1) et un maximum de 0,802 $\mu\text{mol/l}$ (BA6), avec une valeur moyenne de 0,558 $\mu\text{mol/l}$ et un écart-type de 0,175. En profondeur, la concentration est comprise entre 0,405 $\mu\text{mol/l}$ (BA1) et 1,119 $\mu\text{mol/l}$ (BA8), avec une valeur moyenne de 0,797 $\mu\text{mol/l}$ et un écart-type de 0,221.

5.4.1. Baie d'Alger

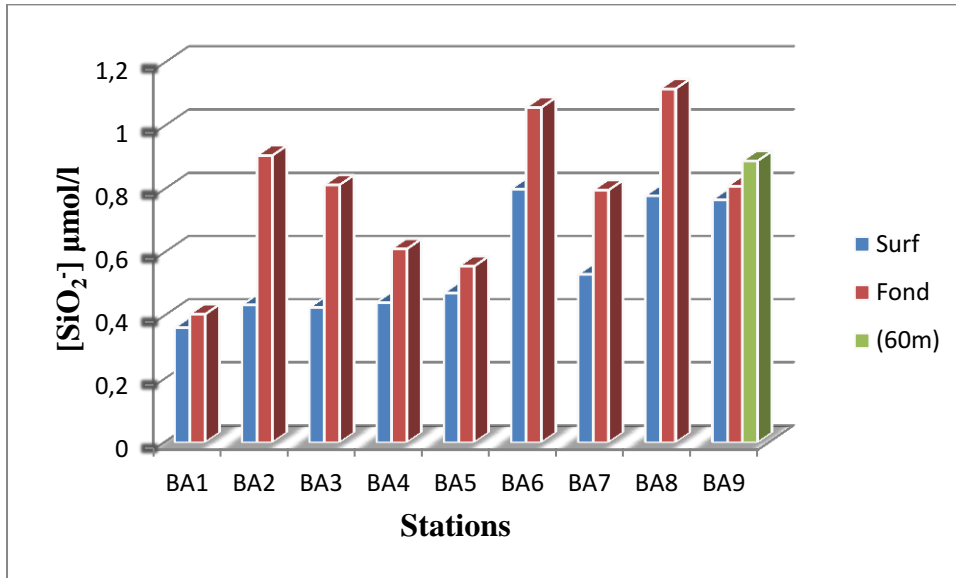


Figure 4.21 : Variation du silicium à différentes profondeurs dans la baie d'Alger

5.4.2. Baie de Zemmouri

En ce qui concerne la baie de Zemmouri, les valeurs moyennes mesurées en surface et en profondeur sont respectivement de l'ordre de 0,782µmol/l et de 0,797µmol/l avec un écart-type de 0,199 et de 0,195. La valeur la plus faible à différentes profondeurs est observée au niveau de la station BZ1 (0,464µmol/l).

La station BZ7 marque la valeur la plus élevée en surface (1,060 µmol/l) et en profondeur la valeur la plus élevée est enregistrée au niveau de la station BZ4 (1,072 µmol/l).

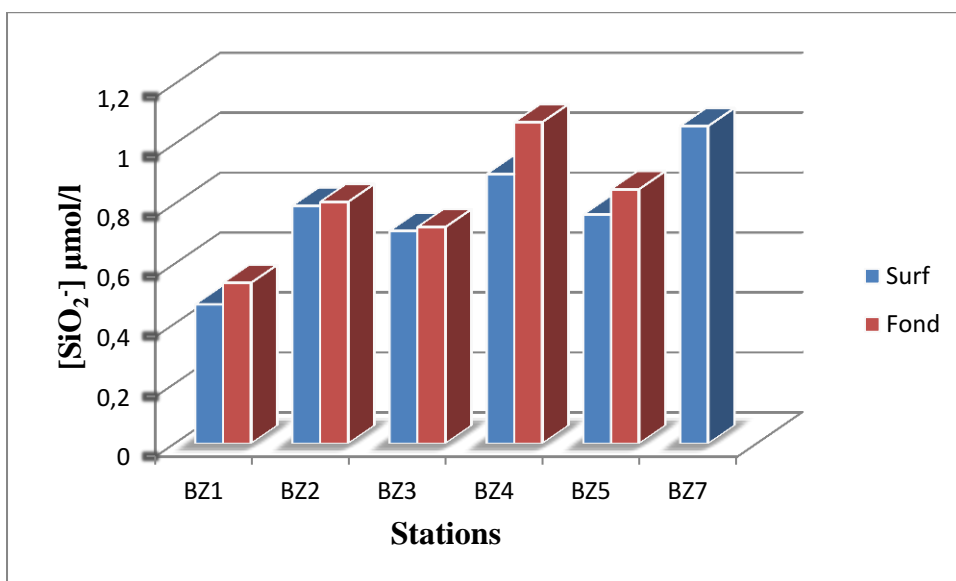


Figure 4.22 : Variation du silicium à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri

5.5. Ammonium

5.5.1. Baie d'Alger

Les valeurs moyennes mesurées en surface et en profondeur sont respectivement de l'ordre de $1,282 \mu\text{mol/l}$ et de $1,184 \mu\text{mol/l}$ avec un écart-type de $0,437$ et de $0,351$.

En surface, La valeur la plus faible est observée au niveau de la station BA1, elle est de l'ordre de $0,569 \mu\text{mol/l}$; alors que la valeur la plus élevée est mesurée au niveau de la station BA2 ($1,854 \mu\text{mol/l}$). Tandis qu'en profondeur les valeurs minimales et maximales sont respectivement observées dans les stations BA5 et BA3 ($0,606$ et $1,706 \mu\text{mol/l}$).

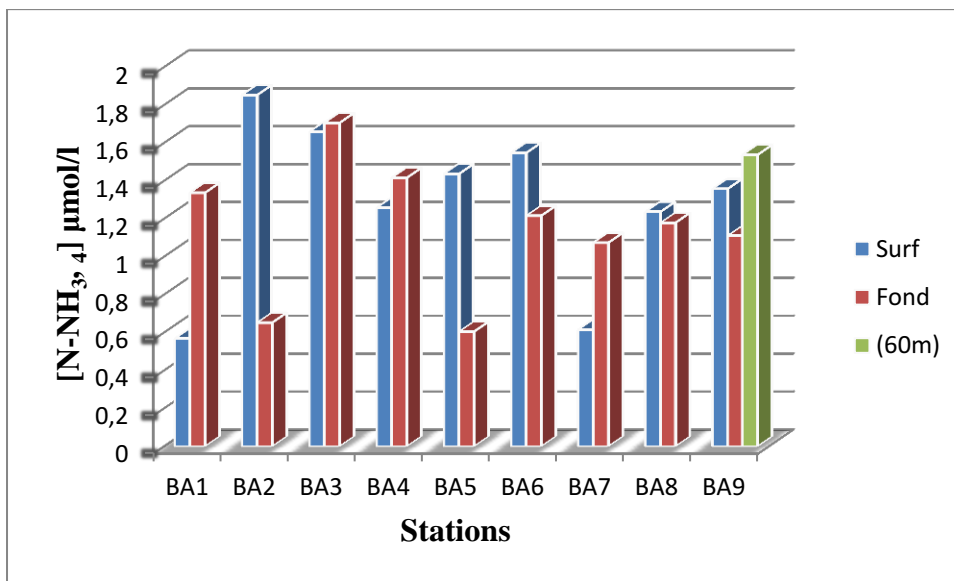


Figure 4.23 : Variation de l'azote ammoniacal à différentes profondeurs dans la baie de d'Alger

5.5.2. Baie de Zemmouri

La concentration de l'ammonium en surface varie entre un minimum de $0,595 \mu\text{mol/l}$ (BZ1) et un maximum de $1,696 \mu\text{mol/l}$ (BZ2), avec une valeur moyenne de $1,294 \mu\text{mol/l}$ et un écart-type de $0,397$. En profondeur, la teneur est comprise entre $0,621 \mu\text{mol/l}$ (BZ1) et $1,796 \mu\text{mol/l}$ (BZ3), avec une valeur moyenne de $0,936 \mu\text{mol/l}$ et un écart-type de $0,452$.

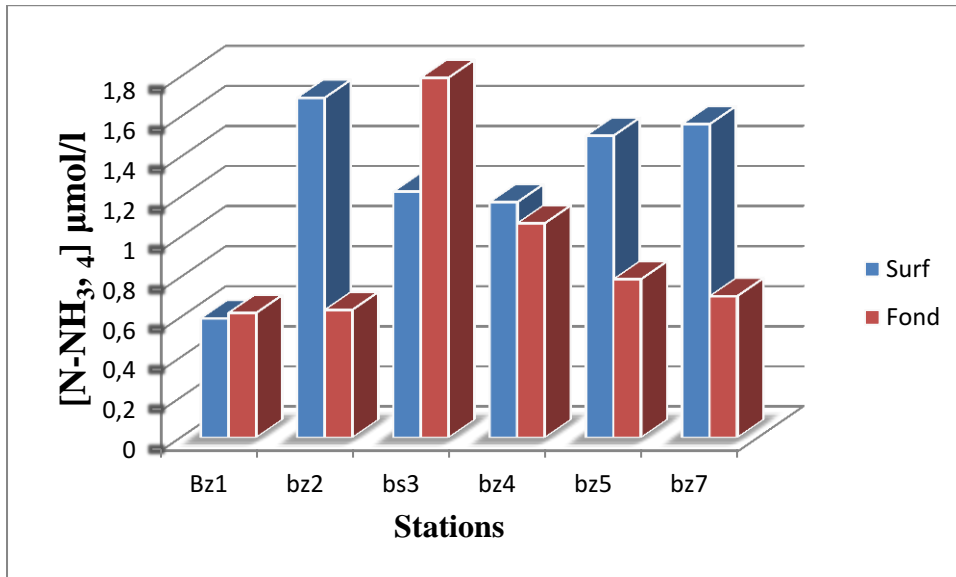


Figure 4.24 : Variation de l'azote ammoniacal à différentes profondeurs dans la baie de Zemmouri

6. Rapport de Redfield

Le rapport de Redfield (N/P) dans les deux baies (Alger et Zemmouri) varie entre un minimum de 0.1 et 1 qui sont des valeurs extrêmement faibles par rapport à celle observé en méditerranée 20, La faible teneur des nitrates peuvent être dû à l'assimilation rapide du phytoplancton, tandis que les concentrations élevées des phosphates sont dû probablement aux rejets urbain (pollution anthropique) ou lessivage des terres agricoles.

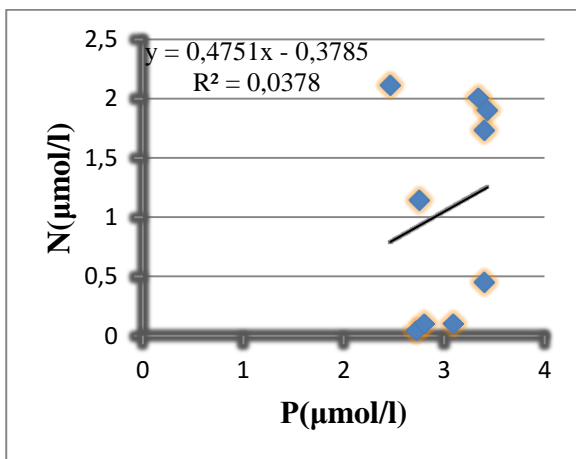


Figure 4.25 : Variation du rapport N/P dans les eaux de surfaces de la baie d'Alger

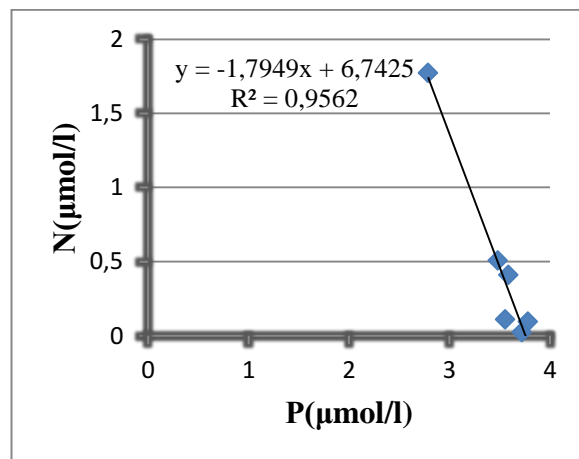


Figure 4.26 : Variation du rapport N/P dans les eaux profondes de la baie d'Alger

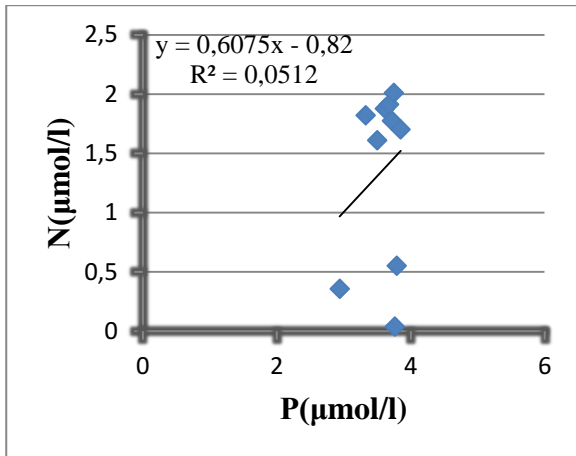


Figure 4.27 : Variation du rapport N/P dans les eaux de surfaces de la baie de Zemmouri

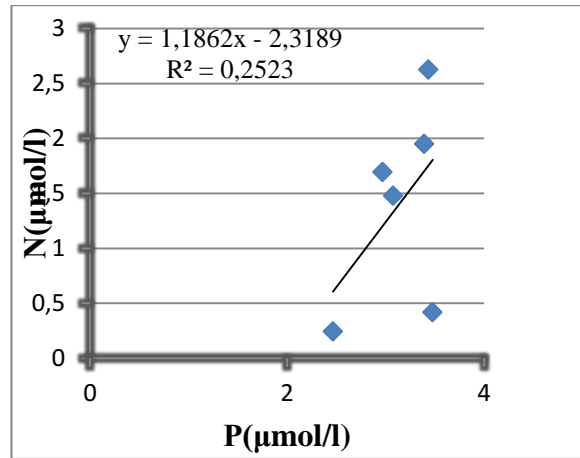
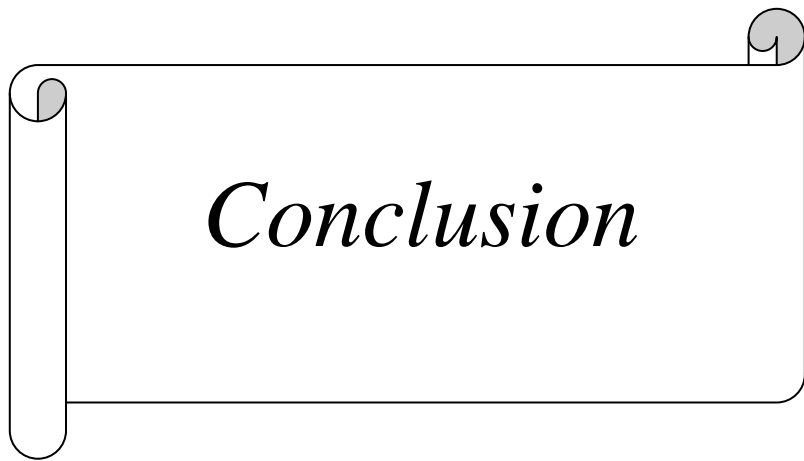


Figure 4.28 : Variation du rapport N/P dans les eaux profondes de la baie de Zemmouri



Conclusion

Conclusion

La présente étude dont le but est de suivre l'évolution de l'état de la pollution par les sels nutritifs dans la baie d'Alger et la baie de Zemmouri, et donc d'apprécier globalement la qualité des eaux du milieu marin côtier du littoral algérois nous a permis de conclure :

L'analyse des paramètres physico-chimique ne montre pas qu'il y a une pollution flagrante par rapport à la température car elle est influencée par la température de l'air.

Des concentrations moyennes de salinité ont été enregistrées qui sont de l'ordre de 36,40 (PSU).

On a relevé des taux assez importants de certains sels nutritifs d'origines anthropiques, Surtout les phosphates dans les deux baies étudiées, ces derniers sont à l'origine d'un déséquilibre dans ces deux systèmes aquatiques qui génère une instabilité au niveau du rapport de Redfield.

Les résultats obtenus ont montré que les deux baies sont exposées à des rejets d'eaux usées non traitées, au vidange des bateaux et déballastage qui ont conduit à une pollution marine évidente.

Cette expérience a permis d'avancer un travail de terrain et d'équipe et de maîtriser l'utilisation des matériaux et des techniques de mesures au laboratoire qu'au terrain et de nous familiariser avec les différents protocoles d'analyse.

A ce titre quelques recommandations s'imposent pour pouvoir mener à bien une étude révolutionnaire.

Perspectives :

L'utilisation de la méthode automatisée par le SUN+(auto-analyseur des sels nutritifs) reste un choix stratégique afin d'augmenter la précision et de minimiser le temps et les efforts .

Essayer d'utiliser le couple télédétection et mesures *in-situ* pour avoir une vue synoptique (globale) sur l'évolution spatiale et temporelle de la pollution en mesurant à distance et/ou sur terrain les paramètres physico-chimique (surtout la chlorophylle) et les sels nutritifs.

En fin en intégrant nos données dans le système d'information géographique *PollGis* afin de les mieux interpréter.



Bibliographie

Bibliographie

A

AMINOT, A. et CHAUSSE-PIED, M. (1983). Manuel des analyses chimiques en milieu marin. France: éd. CNEXO. 395 p.

AMINOT, A. et KEROUEL, R. (2004). Hydrologie des écosystèmes marins : paramètres et analyses. France: éd. Ifremer. 336 p.

B

BENZOHRA, M. (1993). Les structures hydrodynamiques le long des côtes Algériennes. Workshop sur la circulation des eaux et pollution des côtes méditerranéennes du Maghreb, 9-11 novembre 1992, INOC.pp. 33-44.

BETHOUX, P. et al. (1998). Nutrients in the Mediterranean Sea, mass balance and statistical analysis of concentrations with respect to environmental change. Marine chemistry, vol. 63, 155 p.

BOULAHIDJ, 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.

BURNS, KA. et VILLENEUVE, JP. (1982). Dissolved and particulate hydrocarbons in water from spring sampling of the Var river estuary (S. France). Toxicological and Environmental Chemistry, vol.5, pp. 195-203.

C

CABANE, F. (2007). Lexique d'écologie, d'environnement et d'aménagement du littoral. Ifremer : 278 p.

COPIN-MONTEGUT, G. (1996). Chimie de l'eau de mer. Collection «synthèse». France : éd. Institut Océanographique de Paris. 319 p.

E

EMILIAN, K. (2004). Traitement des pollutions industrielles: eau, air, déchets, sols, boues. France : éd. Dunod. 424 p.

Bibliographie

F

FERRANI, A. ET CHEHAIMA, L-T. (1998). *Contribution à l'élaboration des données de base de la baie de Zemmouri et l'étude du site de Palm Beach (Baie de Bou-Ismaïl)*, mémoire d'ingénieur, ISMAL, Algérie, 127 p.

FRONTIER, S. ET PICHOD-VIALE, D. (1998). *Ecosystèmes : Structure, fonctionnement, évolution.* 2^{ème} édition. France: éd. Dunod, Paris. 447 p.

H

HALMANN, M. (1996). *Photodegradation of waters pollutants.* (CRC Press, Eds.) 301 p.

HOUMA BACHARI, F. (2009). *Modélisation et cartographie de la pollution marine et de la bathymétrie à partir de l'imagerie satellitaire.* Thèse de doctorat, UNIVERSITE DU VAL DE MARNE, PARIS XII, France.272 p.

I

IVANOFF, A. (1972). *Paramètres physico-chimiques des eaux de mer.* Edt Librairie Vuibert. Tome I. 208 p.

J

JACQUE, G. ET TREGUER, P. (1986). *Ecosystème pélagique marin.* Collection d'écologie, France : éd. Masson.243 p.

K

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.

KASSAR, A. (2011). *Suivi de la chlorophylle et du phytoplancton dans les zones côtières algéroises : Apport des mesures satellitaires à leur modélisation.* Thèse de magister en gestion et surveillance de l'environnement marin et littoral. 242 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.

L

LACAZE, J-C. (1996). *La pollution des mers.* France: éd. DOMINOS Flammarion.128 p.

Bibliographie

LACAZE, J-C. (1996). L'eutrophisation des eaux marines et continentales: causes, manifestations, conséquences et moyens de lutte. France : éd. ellipses paris, 15eme édition. 191 p.

LEROY, J-B. (1999). La pollution des eaux. France: éd. le point des connaissances actuelles, 126 p.

LECLAIRE, L. (1972). La sédimentation holocène sur le versant méridional du bassin Algéro-Baléares (précontinent algériens). Mémoire du Muséum National d'Histoire Naturelle. Nouvelle série C. Science de la Terre, Tome XXIV.391 p

LE GAY, Y. (1988). Biochimie marine. France : éd. Masson, Paris, 285 p.

LOKMANE, .D. (1993). *Caractéristique physico-chimiques des eaux de la baie de Zemmouri*, mémoire DEUA, option, chimie marine, ISMAL, ALGER.45 p.

M

MADI, F. (2009). *Apport du système d'information géographique (SIG) pour la modélisation de la couleur des eaux marines. (Cas : la baie d'Alger)*. Mémoire d'ingénieur, ENSSMAL, Algérie, 111 p.

MANFREDI, D. (1988). Les polluants chimiques prioritaires.-Océanis, vol14, Fasicule6.pp. 629 –638.

MILLOT, C. et al (1990). The Algerian eddies. Earth Sciena Reviews, 27. pp. 203 – 219.

O

OFFICE INTERNATIONAL DE L'EAU, 2005.

R

RAIMBAULT, P. et al. (2004). Dosage rapide de la chlorophylle a et des phaeopigments a par fluorimétrie après extraction au méthanol. Comparaison avec la méthode classique d'extraction a l'acétone. Oceanis, 30(2) : pp. 189-205

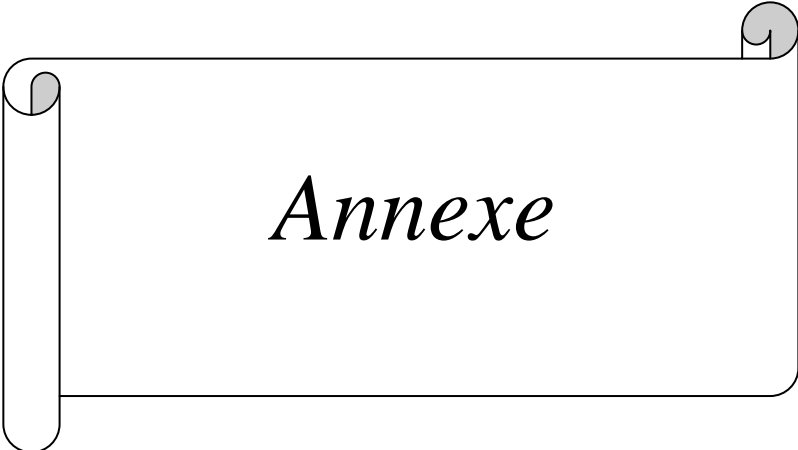
RAMADE, F. (2000). Dictionnaire encyclopédique des pollutions. France: éd. Ediscience International. 690 p.

RODIER, J. (1996). L'analyse de l'eau (eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux de mer) 8^{ème} édition. Paris : éd. Dunod.

Bibliographie

RODIER, J. (2005). L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux de mer. 8^{ème} édition. Paris : éd. Dunod.

RODIER, J. et al. (2009). L'analyse de l'eau, 9^{ème} édition. Paris : éd. Dunod, 1579 p.



Annexe

Annexe 1

Tableau 1 : Caractéristiques des stations de prélèvement de la baie d'Alger (Première sortie)

Station	Profondeur (m)	Température (°C)	Salinité (PSU)	pH	O2 (mg/l)	Observation
BA1	Surface	23,7	36,3	8,55	5,07	Vent d'est violent, mer très agité, coquille
	Profond (13m)	22,5	36,5	8,49	4,98	
BA2	Surface	23,8	36,3	8,5	4,59	dérive littorale forte, sable fin
	Profond (15m)	23,1	36,5	8,49	4,78	
BA3	Surface	23,8	36,3	8,45	5,45	mer très agité
	Profond (15m)	22,5	36,7	8,47	4,6	
BA4	Surface	23,9	36,3	8,37	5,17	mer très agité, sable vaseux
	Profond (15m)	23,2	36,3	8,45	4,86	
BA5	Surface	23,6	36,3	8,39	5,04	mer peu agité
	Profond (15m)	22,4	36,3	8,4	5,12	
BA6	Surface	23,5	36,3	8,46	5,7	Déchets en vue, présence des bateaux (forte navigation) sable fin vaseux
	Profond (12m)	22,4	36,3	8,46	5,6	
BA7	Surface	23,4	36,3	8,49	6,01	Sable fin
	Profond (15m)	22,5	36,3	8,45	5,8	
BA8	Surface	23,1	36,5	8,45	5,8	eau agité
	Profond (15m)	22,2	36,3	8,46	5,05	
BA9	Surface	22,4	34,6	8,5	8,7	Eau claire
	Profond (15m)	22,1	36,3	8,49	5,07	

Tableau 2: Caractéristiques des stations de prélèvement de la baie de Zemmouri (Deuxième sortie)

Station	Profondeur (m)	Température (°C)	Salinité (PSU)	pH	O2 (mg/l)	Observation
BZ1	Surface	24,2	36,6	8,41	7,01	agitation
	Profond (18,5m)	23,4	36,4	8,39	5,89	
BZ2	Surface	23,5	36,3	8,37	6,98	dérive littorale, forte sable fin
	Profond (15m)	22,8	36,5	8,37	5,97	
BZ3	Surface	23,2	36,5	8,38	7,99	Condition Extrême !
	Profond (32m)	22,3	36,3	8,37	6,38	
BZ4	Surface	23,6	36,2	8,41	6,25	mer peu agité début du vent
	Profond (9m)	23,1	36,2	8,4	6,87	
BZ5	Surface	23,3	36,5	8,41	7,07	mer calme
	Profond (15m)	22,7	36,5	8,39	6,37	
BZ7	Surface	23,2	36,3	8,37	6,01	déchets en vue
	Profond (60m)	19	36,8	8,37	9,8	

Annexe 2 : Appareillages utilisés



Figure 3.3: Bouteille de prélèvement de type *NISKIN*



Figure 3.4: Oxymètre de terrain de type *WTW, Oxi 197i*



Figure 3.5: Conductimètre de type *WTW cond 197i*



Figure 3.6: pH mètre de terrain de type *WTW pH 315i*



Figure 3.7: Dispositif de filtration sous vide de marque *Millipore*®



Figure 3.8: Centrifugeuse *Sigma*



Figure 3.9: Spectrophotomètre ultraviolet a double faisceaux de type UV-1800, SHIMADZU



Figure 3.15: produits nécessaire à la préparation des réactifs et les solutions étalons

Annexe

Annexe 3 : Préparation des réactifs pour l'analyse des sels nutritifs

1- Ammonium

A) Réactifs 1 : Solution de phénol-nitroprussiate

Produits chimiques exigés

- Phénol.....35g.
- Nitroprussiate de sodium ($\text{Na}_2 \text{Fe}(\text{CN})_5 \text{NO}, 2 \text{H}_2\text{O}$).....0,4g.
- Eau distillée.....1000ml.

Préparation

- Dissoudre 35g de phénol et 400mg de nitroprussiate de sodium ($\text{Na}_2 \text{Fe}(\text{CN})_5 \text{NO}, 2 \text{H}_2\text{O}$) dans l'eau distillée et compléter à 1000 L.

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

B) Réactifs 2 : Solution alcaline d'hypochlorite

Produits chimiques exigés

- Citrate trisodique ($\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7, 2 \text{H}_2\text{O}$)280 g.
- soude.....22g.
- hypochlorite de sodium.....40ml
- Eau distillée.....1000ml.

Préparation

- Dissoudre 280 g de citrate trisodique ($\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7, 2\text{H}_2\text{O}$) et 22 g de soude dans environ 800 ml d'eau distillée.
- Ajouter un volume de solution d'hypochlorite de sodium correspondant à 1,4 g de chlore, soit : 44 ml d'une solution à 10 degrés chlorométriques ou 40 ml d'une solution normale.
- Compléter à 1000 ml.

Annexe

Ce réactif se conserve au froid pendant 1 à 2 mois.

C) Solution étalon primaire d'ammonium

Produits chimiques exigés

- Sulfate d'ammonium $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$0.661g.
- Eau distillée.....1000ml.

Préparation

- Sécher 1 h à 110°C du sulfate d'ammonium de pureté analytique, $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$.
- Dissoudre 0.661 g dans 1000 ml d'eau distillée, 1 ml contient 10 $\mu\text{mol/l}$ de NH_4^+ .

Cette solution est indéfiniment stable au réfrigérateur.

D) Solution étalon secondaire d'ammonium.

- Diluer 20 fois la solution étalon primaire avec de l'eau distillée. Ajouter du chloroforme à raison de 1 ml/l, 1 ml contient 0,5 $\mu\text{mol/l}$ de N-NH_4^+ .

Cette solution est stable pendant une semaine au réfrigérateur, mais il est préférable de la préparer juste avant l'usage.

2- Azote nitreux NO₂- (nitrite)

A) Réactifs 1 : Solution de sulfanilamide.

Produits chimiques exigés

- Acide chlorhydrique.....50ml.
- Sulfanilamide.....5g.
- Eau distillée.....500ml.

Préparation

- Diluer 50ml d'acide chlorhydrique concentré (d= 1,18) dans 300ml d'eau distillée.
- Dissoudre 5 g de sulfanilamide dans cette solution et compléter à 500ml.

Cette solution est stable indéfiniment.

B) Réactifs 2 : Solution de N-Naphtyl-Ethylènediamine.

Produits chimiques exigés

- dichlorhydrate de N-(1-naphtyl)-éthylènediamine 0,5g.
- Eau distillée.....500ml.

Préparation

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

La conserver au froid et à l'abri de la lumière, et la renouveler dès qu'il s'y développe une coloration brune.

Annexe

C) Solution étalon primaire de nitrite.

Produits chimiques exigés

- Nitrite de sodium anhydre NaNO_2 0,345 g.
- Eau distillée.....1000ml.
- Chloroforme.....1ml.

Préparation

- Sécher à 110°C pendant plusieurs heures du nitrite de sodium anhydre NaNO_2 .
- Dissoudre 0,345 g dans de l'eau distillée, compléter à 1 000ml et ajouter 1ml de chloroforme. Transformer la solution dans un flacon en verre brun.
- 1ml contient $5\mu\text{mol}$ de NO_2^- Conservée au froid et à l'abri de la lumière, cette solution est stable pendant 1 à 2 mois.

D) Solution étalon secondaire de nitrite

- Pour obtenir la solution secondaire, diluer 100 fois la solution étalon primaire. 1ml contient $0,05\mu\text{mol}$ de N-NO_2^-
- Cette solution doit être préparée extemporanément. Elle ne conserve que quelques heures.

3- Azote nitrique NO_3^- .

A) Réactifs 1 : Solution de sulfanilamide.

- Le même réactif pour l'analyse des ions nitrites.

B) Réactif 2 : Solution de N-Naphtyl-Ethylenediamine.

- Même réactif que pour l'analyse des ions nitrite.

C) Solution étalon de nitrite.

- Même solution que pour l'analyse des ions nitrite.

D) Solution étalon de nitrate

Produits chimiques exigés

- Nitrate de potassium anhydre.....0,506g.
- chloroforme.....1ml.
- Eau distillée.....1000ml.

Préparation

- Dissoudre 0,506 g de nitrate de potassium anhydre dans 1Ld'eau distillée, ajouter 1ml de chloroforme : 1ml contient 5 μmol de N-NO_3^- , La solution est stable plusieurs mois si elle est conservée au froid et à l'abri de la lumière.

Annexe

E) Solution concentrée de chlorure d'ammonium.

Produits chimiques exigés

- chlorure d'ammonium NH_4Cl250 g.
- Eau distillée.....1000ml.

Préparation

Préparer une solution à 250 g de chlorure d'ammonium NH_4Cl par litre de l'eau distillée.

F) Solution diluée de chlorure d'ammonium.

- Diluer 40 fois la solution précédente avec de l'eau distillée.

G) Solution de sulfate de cuivre.

- sulfate de cuivre pentahydraté ($\text{CuSO}_4, 5 \text{H}_2\text{O}$).....10 g.
- Eau distillée.....500ml.

Préparation

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

3.1 Colonne réductrice.

Préparation du cadmium.

- Tamiser du cadmium en grains pour en garder la fraction comprise entre 0,5 et 2mm.
- Laver environ 50 g de grains a l'acide chlorhydrique 2 mol/l puis rincer à l'eau distillée.
- Laver rapidement par l'acide nitrique 0,3 mol/l puis rincer a l'eau distillée.

Annexe

- laver à nouveau par l'acide chlorhydrique 2mol/l pour chasser les ions NO_3^- rincé abondamment à l'eau distillée.
- Traiter le cadmium par 100 à 150 ml de solution de sulfate de cuivre : dans un erlenmeyer agiter le cadmium avec cette solution et laisser en contact pendant plusieurs minutes ; la solution se décolore.
- Laver ensuite abondamment à l'eau distillée, par débordement de l'erlenmeyer pour ne jamais mettre en contact de cadmium traité avec l'air, jusqu'à ce qu'il n'y ait plus fines particules en suspension.
- Laver ensuite abondamment à l'eau distillée, par débordement de l'erlenmeyer pour ne jamais mettre en contact de cadmium traité avec l'air, jusqu'à ce qu'il n'y ait plus fines particules en suspension.

Remplissage et traitement de la colonne.

- Mettre au bas de la colonne de la laine de verre, pour retenir le cadmium.
- Remplir complètement la colonne avec la solution diluée de chlorure d'ammonium.
- Remplir d'eau l'erlenmeyer contenant le cadmium et lui adapter un bouchon muni d'un tube de verre (l'eau doit remplir le tube).
- Retourner l'erlenmeyer sur la colonne sans y faire entrer d'air et faire tomber le cadmium petit à petit jusqu'à une hauteur de 15 à 25 cm tout en tapotant la colonne pour obtenir un tassement régulier.
- Laver abondamment la colonne avec la solution diluée de chlorure d'ammonium.
- Laisser la colonne en milieu NH_4Cl dilué pendant 24 à 48 heures en renouvelant plusieurs fois la solution.
- Avant la première utilisation, passer sur la colonne 3 à 4 L d'eau de mer dopée en nitrate à environ 50 $\mu\text{mole/l}$ afin de stabiliser le rendement.

Utilisation et entretien de la colonne.

- La colonne ne doit jamais venir à sec.
- Après chaque série d'analyse, rincer la colonne avec la solution diluée de NH_4Cl .
- Avant de commencer l'analyse, passer sur la colonne 100ml d'eau de mer dopée en nitrate à 100-150 $\mu\text{mol/l}$ et additionnée de NH_4Cl (2ml de la solution concentrée pour 100ml d'eau).

Contrôle du rendement réduction

Le rendement peut varier d'une colonne à l'autre et au cours du temps pour la même colonne, il est donc nécessaire de le contrôler avant chaque série d'analyse.

- Mettre dans une fiole jaugée 2 ml de solution étalon de nitrate et en complétant à 500 ml avec de l'eau distillée pour avoir une concentration de $20\mu\text{mol/l}$.
- Analyser cette solution selon le protocole suivis pour le dosage des nitrates+nitrites.
- Mesurer l'absorbance, reporter cette valeur a la droite d'étalonnage pour en déduire la concentration en nitrite obtenue après passage sur la colonne.
- Calculer le rendement de réduction (Soit $R \leq 1$).

4- phosphore minéral dissous.

A) Solution de Molybdate d'Ammonium

Produits chimiques exigés

- paramolybdate d'ammonium ($(\text{NH}_4)_6 \text{Mo}_7 \text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$).....15 g.
- Eau distillée.....500ml.

Préparation

- Dissoudre 15 g de paramolybdate d'ammonium ($(\text{NH}_4)_6 \text{Mo}_7 \text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$), de préférence en poudre fine, dans 500ml d'eau distillée.

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

B) Acide Sulfurique 2,5 mol/l

Produits chimiques exigés

- Acide sulfurique.....140ml.
- Eau distillée.....900ml.

Préparation

- Ajouter petit à petit, avec précaution, 140ml d'acide sulfurique (densité = 1,84) dans 900ml d'eau distillée.

- Laisser refroidir et conserver en bouteille en verre bien bouchée.

C) Solution d'Acide Ascorbique

Produits chimiques exigés

- Acide Ascorbique ($\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$).....54 g.
- Eau distillée.....500ml.

Préparation

- Dissoudre 54 g d'acide Ascorbique (C₆H₈O₆) dans 500 ml d'eau distillée.
- En flacon de plastique, cette solution se conserve plusieurs mois au congélateur.

D) Solution d'Oxytartrate de Potassium et d'Antimoine

Produits chimiques exigés

- Oxytartrate de potassium et d'antimoine (III), K (SbO) C₄H₄O₆.....0,34g.
- Eau distillée.....250ml.

Préparation

- Dissoudre 0,34 g d'Oxytartrate de potassium et d'antimoine (III), K (SbO) C₄H₄O₆, dans 250ml d'eau distillée, Cette solution se conserve plusieurs mois au réfrigérateur.

E) Solution étalon primaire de phosphate

Produits chimiques exigés

- dihydrogénophosphate de potassium anhydre (KH₂ PO₄)..... 0,6805 g.
- chloroforme.....1 ml.
- Eau distillée.....1000ml.

Préparation

- Sécher à 100°C au dessiccateur, sur H₂SO₄ concentré, du dihydrogénophosphate de potassium anhydre (KH₂ PO₄).
 - Dissoudre 0,6805g dans 1 l d'eau distillée et ajouter 1 ml de chloroforme, 1ml contient 5µmol de PO₄³⁻.
- Cette solution est stable plusieurs mois au réfrigérateur.

F) Solution étalon secondaire de phosphate

- Diluer 100 fois la solution étalon primaire : 10 ml complétés à 1000 ml avec de l'eau distillée. Mettre dans un flacon brun avec 1 ml de chloroforme. 1ml contient 0,05 μ mol de PO₄³⁻.

Cette solution se conserve au réfrigérateur quelques semaines.

5- Silicium dissous

A) Réactif 1 : réactif au molybdate

Produits chimiques exigés

- Paramolybdate d'ammonium $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}, 4\text{H}_2\text{O}$4g.
- Acide chlorhydrique concentré (d = 1,18).....12ml.
- Eau distillée.....500ml.

Préparation

- Dissoudre 4g de Paramolybdate d'ammonium $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}, 4\text{H}_2\text{O}$ en poudre fine dans environ 300ml d'eau distillée.
- Ajouter 12ml d'acide chlorhydrique concentré (d = 1,18), mélanger et compléter à 500ml avec de l'eau distillée.

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

B) Solution de Métol-sulfite

Produits chimiques exigés

- Sulfite de sodium anhydre Na_2SO_36g.
- Métol (sulfate de p-méthylaminophénol, $\text{C}_{14}\text{H}_{20}\text{N}_2\text{O}_6\text{S}$).....10g.
- Eau distillée.....500ml.

Préparation

- Dissoudre dans 500ml d'eau distillée 6 g de sulfite de sodium anhydre Na_2SO_3 .
- Ajouter 10 g de métol (sulfate de p-méthylaminophénol, $\text{C}_{14}\text{H}_{20}\text{N}_2\text{O}_6\text{S}$). La dissolution peut être lente.
- Filtrer la solution sur papier filtre ordinaire et conserver dans une bouteille en polyéthylène bien hermétique.

Cette solution se détériore rapidement et doit être renouvelé toutes les deux à trois semaines ou si elle prend une couleur sombre.

Annexe

C) Solution saturé d'acide oxalique

Produits chimiques exigés

- Acide oxalique ($C_2H_2O_4, 2H_2O$).....50g.
- Eau distillée.....500ml.

Préparation

- Agiter 50 g d'acide oxalique ($C_2H_2O_4, 2H_2O$) avec 500ml d'eau distillée. Laisser décanter et prendre le surnageant.

Cette solution est stable indéfiniment.

D) Solution d'acide sulfurique à 50% en volumes

Produits chimiques exigés

- Acide sulfurique concentré ($d=1,84$).....250ml.
- Eau distillée.....250ml.

Préparation

- Ajouter, avec précaution et en mélangeant au fur et à mesure, 250ml d'acide sulfurique concentré ($d=1,84$) a 250ml d'eau distillée.

E) Réactif 2 : réducteur

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

- 100ml de solution de méto1-sulfite.
- 60ml de solution d'acide oxalique.
- 60ml d'acide sulfurique a 50%.
- Compléter avec de l'eau distillée pour obtenir 300ml de solution.

Annexe

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

F) Solution étalon de silicium : à base d'hexafluorosilicate

Produits chimiques exigés

- l'hexafluorosilicate de sodium.....0,9403g
- eau distillée1000ml

Préparation

- Sécher l'hexafluorosilicate a 105°C pendant 1h. Pour 1 l de solution
- Peser 0,9403g d'hexafluorosilicate de sodium « pour analyse »
- Transférer le produit dans un bécher en plastique avec environ 300 ml d'eau distillée et écraser les agrégats pour accélérer la dissolution puis laisser sous agitation magnétique. La dissolution complète peut prendre jusqu'à 30 min selon la taille des agrégats.
- Transférer en fiole jaugée en plastique de 1000 ml en rinçant plusieurs fois le bécher et ajuster au trait de jauge : 1ml contient 5µmol de Si.

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

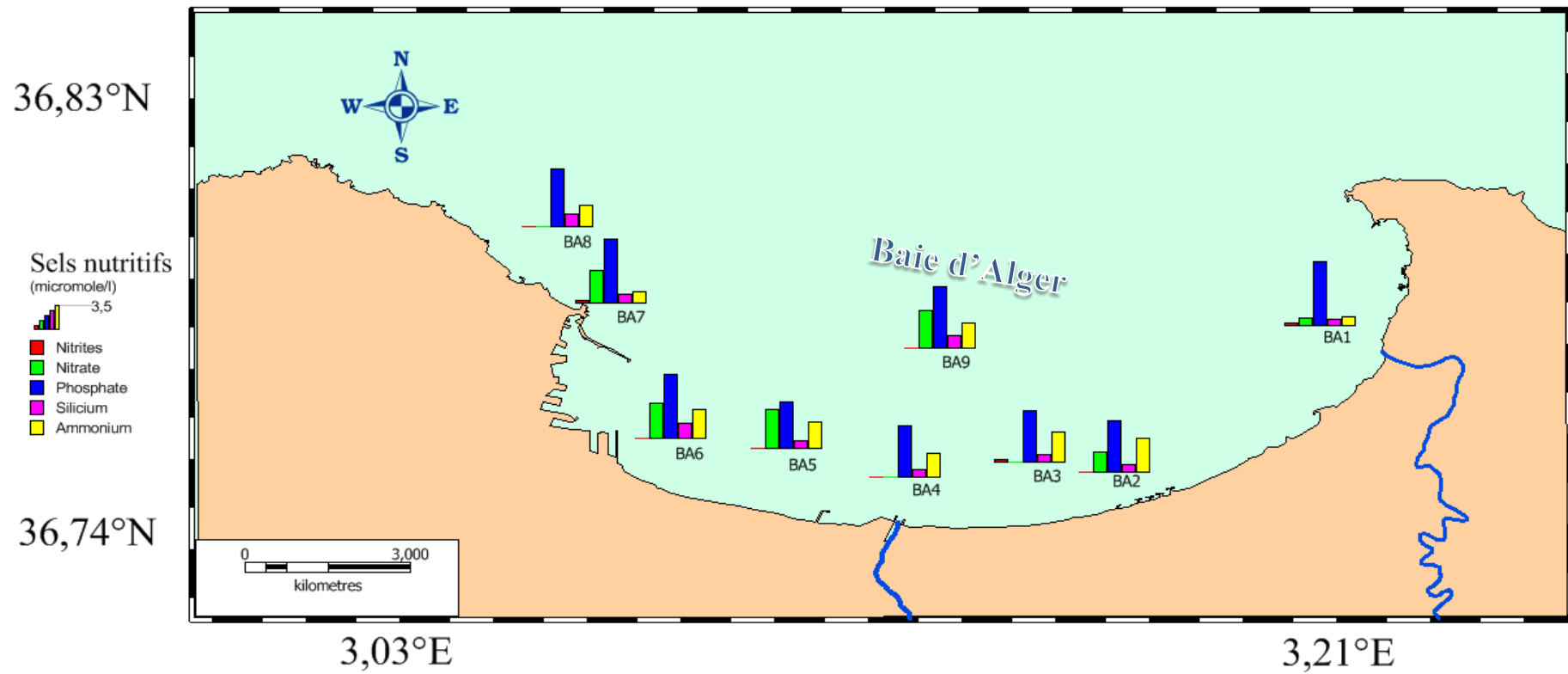


Figure 1 : Variation spatiale des sels nutritifs dans les eaux de surface de la baie d'Alger.

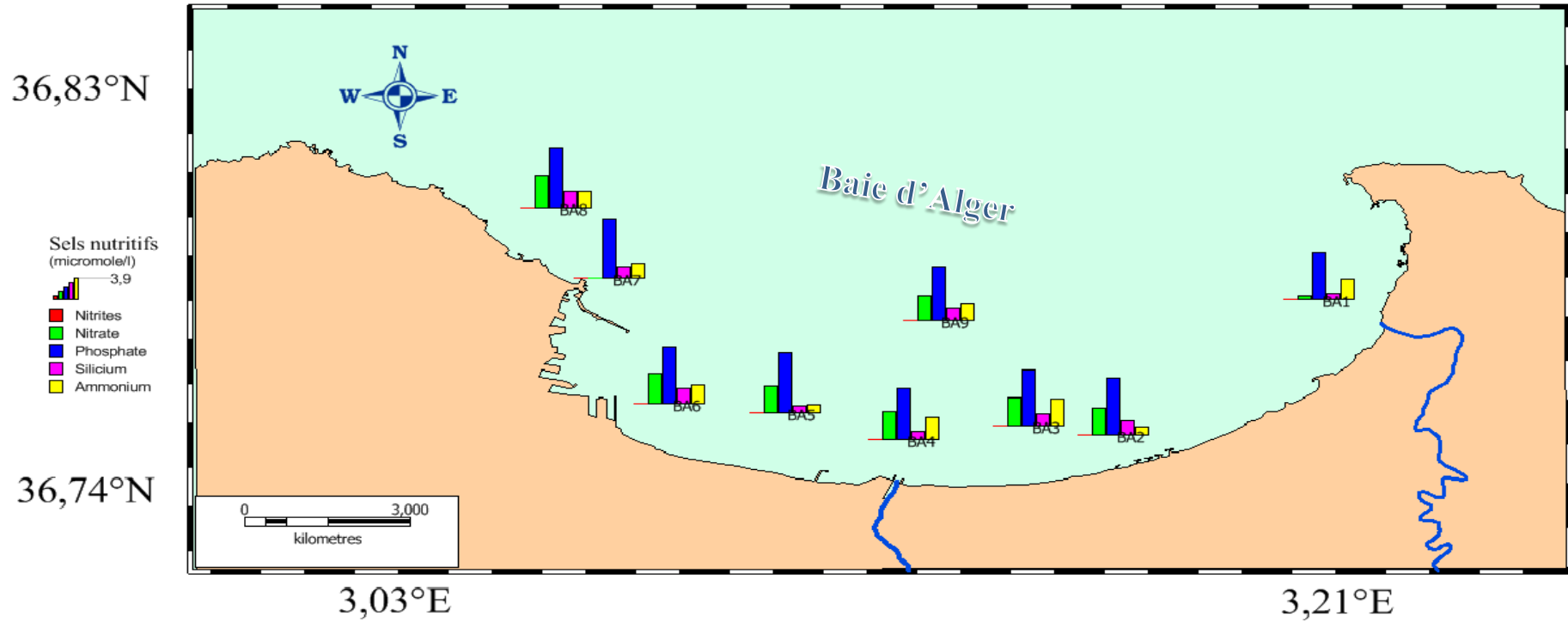


Figure 2 : Variation spatiale des sels nutritifs dans les eaux profondes de la baie d'Alger.

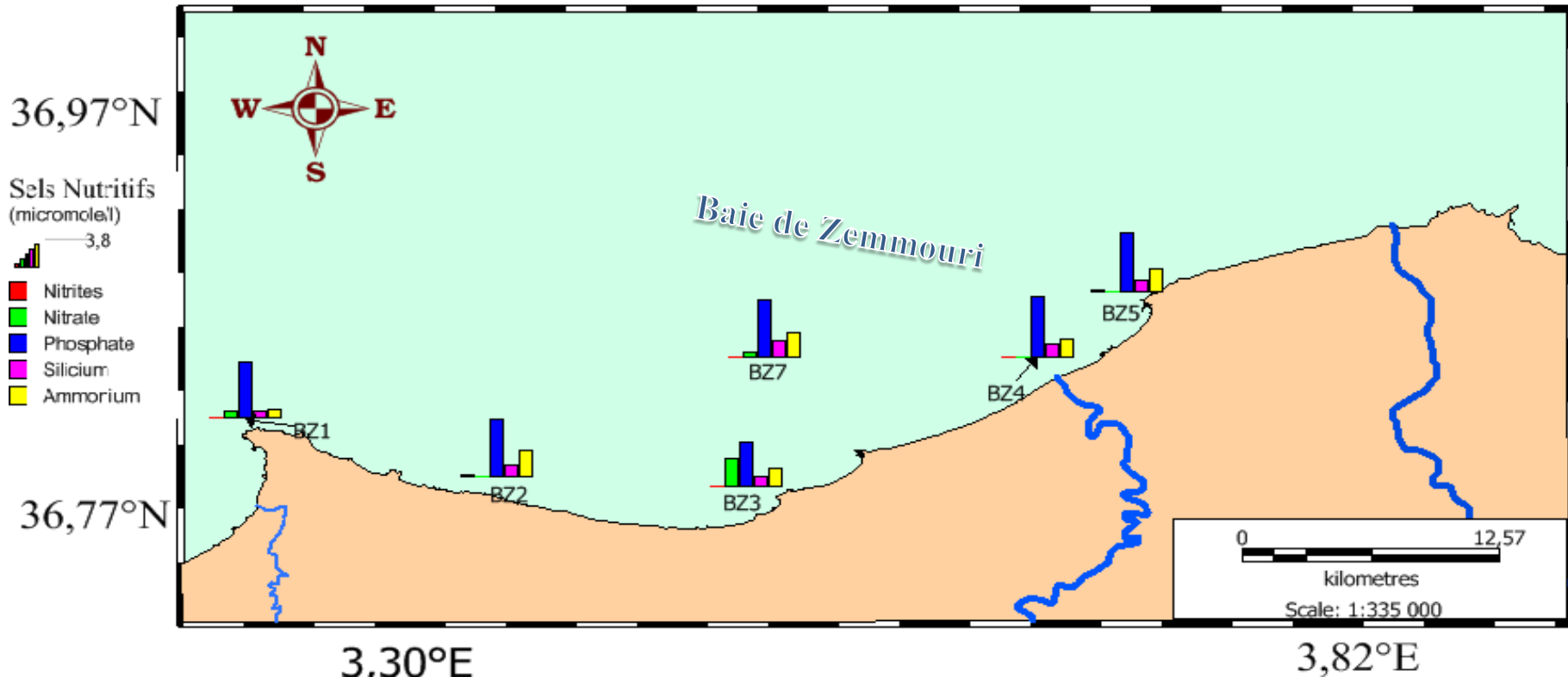


Figure 3 : Variation spatiale des sels nutritifs dans les eaux de surfaces de la baie de Zemmouri.

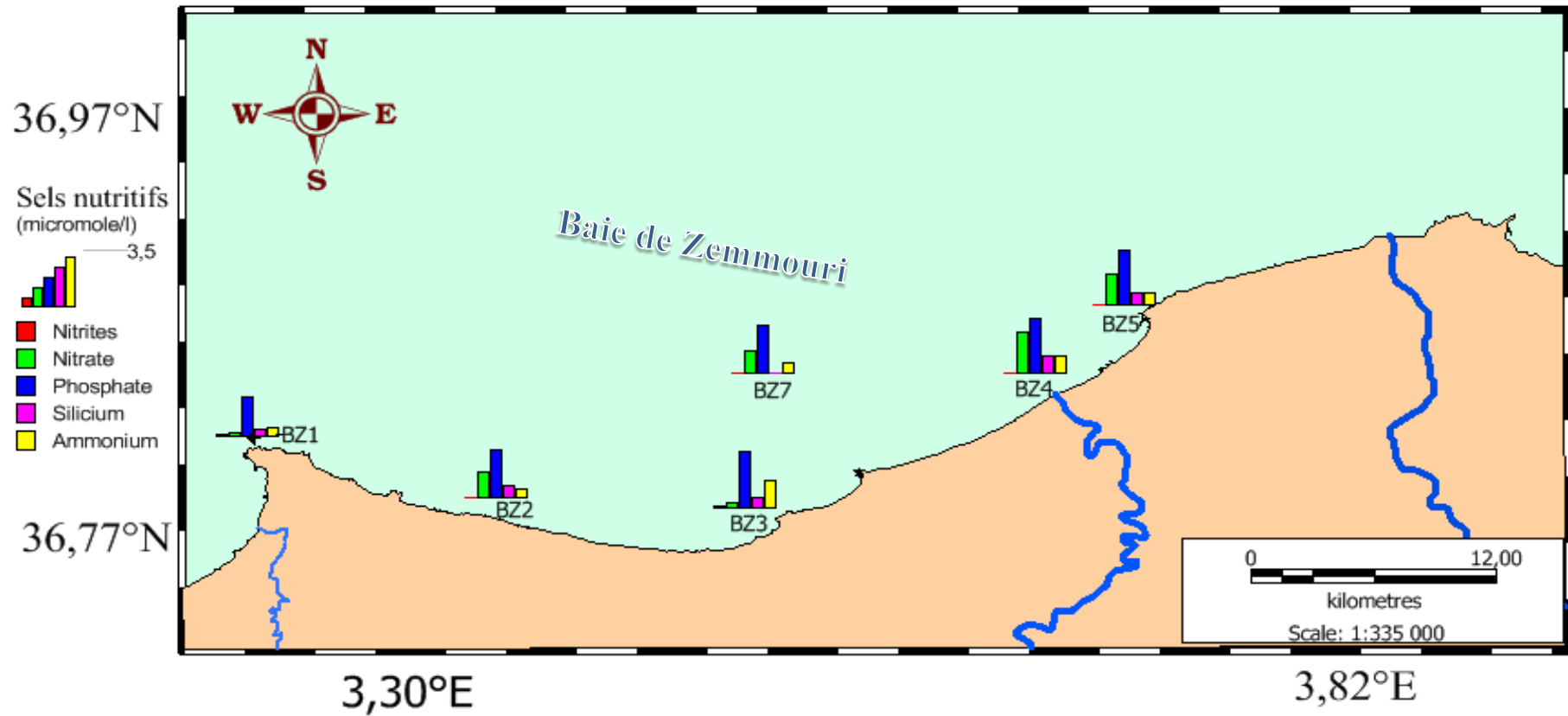


Figure 4 : Variation spatial des sels nutritifs dans les eaux profonds de la baie de Zemmouri.