

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهئية الساحل

Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



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

OPTION : AQUACULTURE

Sujet :

**Étude hydrosédimentaire pour l'installation d'une filière
conchylicole dans la zone ouest de la presqu'île de Sidi Fredj**

Présenté par :

CHENOUI Ryma

FERNANE Assia

Soutenu le 25 JUIN 09 devant la commission de jury suivante :

Mme MESLEM N.	Charger de cours	Présidente
M. BELHASENET K.	Charger de cours	Examineur
M. LOURGUIOUI H.	Charger de cours	Examineur
M. REFES W.	Charger de cours	Promoteur

-Promotion 2009

Sommaire

Introduction	1
1. Présentation de la zone	2
2. Choix et localisation des stations.....	3
3. Méthodologie de prélèvements in situ	8
3.1. La température.....	8
3.2. La salinité.....	8
3.4. Le pH.....	9
4. Méthodologie utilisé au laboratoire.....	10
4.1. Analyse de l'eau.....	10
4.1.1. La chlorophylle a et phéopigments	10
4.1.2. La matière en suspension (MES)	11
4.1.3. Les sels nutritifs	12
4.1.3.1. Principe générale des dosages	12
4.1.3.2. Les nitrites (NO_2^-).....	13
4.1.3.3. Les nitrates (NO_3^-).....	13
4.1.3.4. L'ammonium (NH_4^+).....	14
4.1.3.5. Les silicates ($\text{Si}(\text{OH})_4^-$).....	15
4.1.3.6. Les phosphates (Po_4^{-3}).....	15
4.1.3.7. Calculs et expression des résultats	16
4.1.3.8. Les courbes d'étalonnages.....	16
4.2. Analyse du sédiment.....	18
4.2.1. La chlorophylle a et phéopigments	18
4.2.2. La matière organique	19
4.2.3. Analyse granulométrique	20
4.2.3.1. Définition.....	20
4.2.3.2. Principe de la méthode	20
4.3.2.3. Le mode	21

4.3.2.4. Médiane Q50	21
4.3.2.5. Classement D.....	22
1. L'eau.....	23
1.1. La température	23
1.2. Salinité	24
1.3. L'Oxygène dissous	26
1.4. Potentiel hydrogène pH	27
1.5. La chlorophylle a et les phéopigments	28
1.6. La matière en suspension(MES).....	30
1.7. Les nitrites (NO ₂ ⁻).....	33
1.8. Les nitrates (NO ₃ ⁻)	34
1.9. L'ammonium (NH ₄ ⁺)	34
1.10. Les silicates (Si(OH) ⁻ ₄)	36
1.11. Les phosphates (Po ₄ ⁻³)	38
2. Le Sédiment.....	39
2.1. La chlorophylle a et phéopigments.....	39
2.2. La matière organique	40
2.3. Le mode	41
2.4. Médiane	43
2.5. Classement du sédiment (D).....	45
2.6. Facteur hydrodynamique	45
Conclusion.....	47

Références bibliographiques

Annexes

REMERCIEMENTS

Le présent travail a été réalisé sous la direction de M. Refes.W à l'école Nationale des sciences de la mer et l'aménagement du littoral. Alger .juin 2009.

Nos vifs remerciements à lui, pour son soutien et pour les conseils qu'il nous a prodigués tout au long de ce travail. Nous tenons également à lui exprimer toute notre reconnaissance pour sa grande disponibilité.

On tient à remercier vivement Madame MESLEM d'avoir accepté de présider le jury.

On remercie aussi Monsieur BELHASSENET d'avoir accepté d'examiner et corriger ce travail.

Nos remerciements à Monsieur LOURGUIOUI qui nous a honoré de sa présence à cette soutenance. et aussi un grand merci pour tout le savoir et la sagesse qu'il nous a transmis durant ces cours.

Un grand merci à HICHEM pour son aide et sa disponibilité.

C'est un plaisir autant qu'un devoir d'exprimer nos gratitude à toutes les personnes ayant contribué, chacune à sa manière, pour le bon déroulement de notre formation.

Introduction

L'eau n'est pas seulement une ressource potentielle pour servir les hommes, mais aussi un milieu de vie, les aménageurs, sont contraints de composer exigences économiques avec exigences naturelles (étude d'impact, protection des sites, maintien de frayère) (ASPE., 1999). La richesse biologique des eaux côtières, font d'elles l'objet de nombreuses convoitises. Et avec des technologies et des modes d'exploitation diversifiées et en évolution rapide, l'aquaculture marine représente un élément important dans l'aménagement des zones littorales (FUCHS., 2002).

L'intérêt économique des bivalves n'est plus à démontrer, les moules ainsi que les huîtres sont en tête de peloton des espèces les plus élevées et prisées par les amateurs d'aquaculture, les pays méditerranéen, notamment l'Algérie, qui malgré ces grandes potentialités, reste en marge de la liste des pays producteurs, en effet la conchyliculture n'a toujours pas pris son essor dans notre pays, néanmoins ces dernières décennies, des projets d'installation de filière par des gens passionnés plus que formés bourgeonnent de plus en plus sur le littoral.

Dans ce présent travail, on essayera d'apporter une contribution à la reconnaissance d'un site conchylicole en étudiant les différents paramètres hydrologiques et sédimentologique caractérisant ce site, en l'occurrence la zone ouest de la presqu'île de Sidi Fredj qui fera l'objet d'une investigation en vue d'en déterminer les potentialités conchylicoles.

Pour aboutir à cet objectif, on cheminera comme suit :

En premier lieu, on présentera de manière concise et brève les protocoles d'analyse des principaux descripteurs pour l'évaluation des caractéristiques d'une eau, à savoir, les descripteurs physiques (température, pH, salinité), les descripteurs chimique (sels nutritifs) et enfin les descripteurs biologiques (chlorophylle, matière organique).

En second lieu, on procédera à l'analyse d'un autre compartiment tout aussi essentiel que l'eau dans un écosystème, le sédiment, dans cette partie il sera surtout question de définir le sol en terme de texture et composition.

En troisième lieu, on procédera à la présentation, regroupement et discussion des résultats obtenus.

Et en conclusion, on tranchera sur la possibilité ou non de la mise en place d'une filière conchylicole.

1. Présentation de la zone

La presqu'île de Sidi Fredj se situe à une vingtaine de kilomètres à l'ouest d'Alger (fig.1).

Ses coordonnées s'établissent comme suit :

Longitude 2° 50 52 E.

Latitude 36° 45 55 N.

C'est une localité étendue sur un kilomètre au bord de la mer. Du point de vue administratif, elle appartient à la commune de Staouéli, daïra de Zéralda et wilaya d'Alger. C'est un promontoire rocheux en sailli par rapport aux côtes sableuses limitrophes caractérisés par deux pointes :

La pointe de Marabout à l'Est où se situe le port de plaisance de Sidi Fredj.

La pointe de St Janvier à l'Ouest à la limite de la baie d'El Djamila.

Sidi Fredj renferme l'une des plus grandes stations balnéaires algérienne à vocations touristiques, vu sa particularité historique (colonisation française : 1830), archéologique (reste d'un village antique nécropole romaine), et naturelle (pérennité patrimoniale). Propice aux besoins touristiques, qui sont fréquentable au cours de toute l'année.

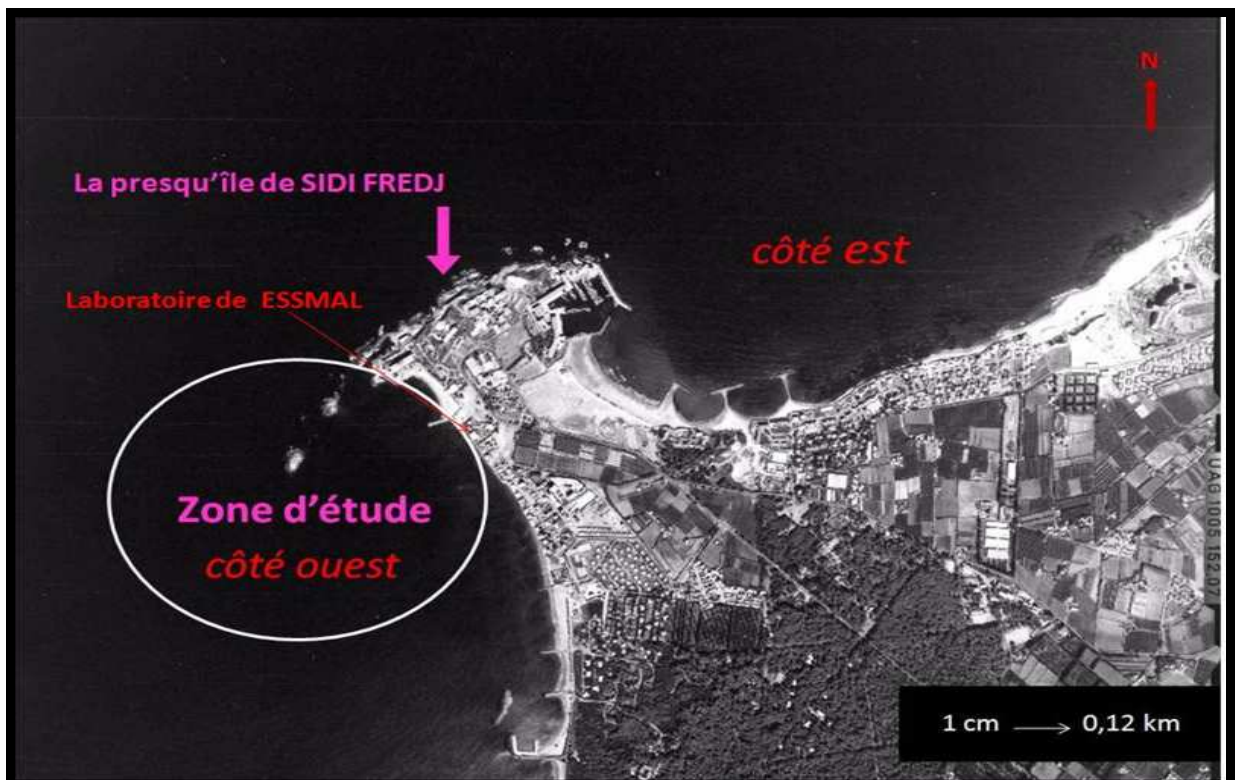


Figure 1. Localisation géographique du site d'étude.

2. Choix et localisation des stations

Les prélèvements d'eau ont été effectués le 25 Février 2009, sur 12 stations, au niveau de la côte ouest de la presqu'île de Sidi Fredj (fig.2).

Tableau 1. Coordonnées géographiques des stations.

stations	longitude	latitude	profondeur(m) de prélèvement
SF1	002°50.235'	36°45.635'	1
SF2	002°50.235'	36°45.635'	3
SF3	002°50.235'	36°45,606'	1
SF4	002°50.235'	36°45,606'	6.5
SF5	002°51.084'	36°45.468'	1
SF6	002°51.084'	36°45.468'	13.6
SF7	002°49.541'	36°45.141'	1
SF8	002°49.541'	36°45.141'	14
SF9	002°49.465'	36°45.098'	1
SF10	002°49.465'	36°45.098'	16.6
SF11	002°49.379'	36°45.108'	1
SF12	002°49.379'	36°45.108'	20
SF13	002°49.427'	36°45.208'	1
SF14	002°49.427'	36°45.208'	19
SF15	002°49.536'	36°45.270'	1
SF16	002°49.536'	36°45.270'	19
SF17	002°49.599'	36°45.310'	1
SF18	002°49.599'	36°45.310'	6
SF19	002°49.378'	36°45.342'	1
SF20	002°49.378'	36°45.342'	18
SF21	002°50.047'	36°45.424'	1
SF22	002°50.047'	36°45.424'	9.7
SF23	002°50.097'	36°45.486'	1
SF24	002°50.097'	36°45.486'	10

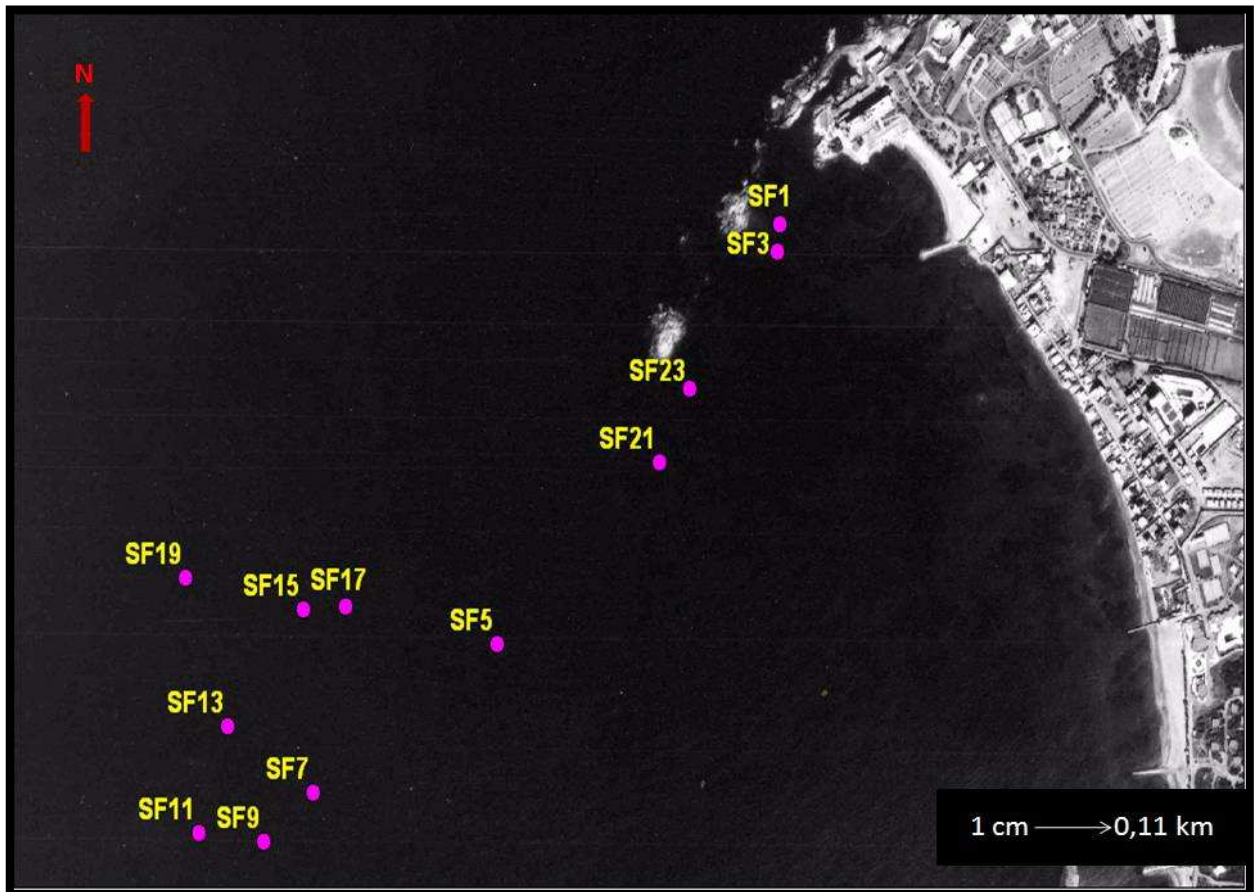


Figure 2. Localisation des stations pour les prélèvements d'eau.

Concernant le sédiment, plusieurs prélèvements ont été réalisés dans différentes stations. Au total, 84 échantillons de sédiment ont été prélevés pour les analyser (fig.3).

Tableau 2. Coordonnées géographiques des stations.

Stations	longitude	latitude	Stations	longitude	latitude
S1	002° 50,235'	36° 45,665'	S22	002° 50,52'	36° 45,468'
S2	002° 50,289'	36° 45,657'	S23	002° 50,111'	36° 45,488'
S3	002° 50,235'	36° 45,635'	S24	002° 50,187'	36° 45,472'
S4	002° 50,260'	36° 45,631'	S25	002° 50,256'	36° 45,466'
S5	002° 50,320'	36° 45,66'	S26	002°50,325'	36° 45,453'
S6	002° 50,360'	36° 45,65'	S27	002° 50,403'	36° 45,449'
S7	002° 50,363'	36° 45,628'	S28	002° 50,504'	36° 45,431'
S8	002° 50,445'	36° 45,624'	S29	002° 50,13'	36° 45,453'
S9	002° 50,311'	36° 45,622'	S30	002° 50,116'	36° 45,278'
S10	002° 50,224'	36° 45,618'	S31	002° 50,179'	36° 45,434'
S11	002°50,294'	36° 45,599'	S32	002° 50,260'	36° 45,423'
S12	002° 50,358'	36° 45,587'	S33	002° 50,166'	36° 45,412'
S13	002° 50,163'	36° 45,575'	S34	002° 50,421'	36° 45,406'
S14	002° 50,226'	36° 45,566'	S35	002° 50,328'	36° 45,407'
S15	002° 50,306'	36° 45,552'	S36	002° 50,034'	36° 45,404'
S16	002°50,390'	36° 45,550'	S37	002° 50,103'	36° 45,400'
S17	002° 50,473'	36° 45,542'	S38	002° 50,180'	36° 45,391'
S18	002° 50,19'	36° 45,530'	S39	002° 50,265'	36° 45,380'
S19	002° 50,299'	36° 45,507'	S40	002° 50,385'	36° 45,367'
S20	002° 50,373'	36° 45,494'	S41	002° 49,936'	36° 45,751'
S21	002° 50,438'	36° 45,504'	S42	002° 49,993'	36° 45,751'

Suite Tableau 3

Stations	longitude	latitude	Stations	longitude	latitude
S43	002° 50,04'	36° 45,745'	S64	002° 49,975'	36° 45,526'
S44	002° 50,109'	36° 45,736'	S65	002° 50,019'	36° 45,485'
S45	002° 50,133'	36° 45,709'	S66	002° 50,373'	36° 45,528'
S46	002° 49,906'	36° 45,723'	S67	002° 49,843'	36° 45,509'
S47	002° 49,970'	36° 45,716'	S68	002° 49,897'	36° 45,490'
S48	002°50,029'	36° 45,706'	S69	002° 49,941'	36° 45,477'
S49	002° 50,232'	36° 45,693'	S70	002° 49,860'	36° 45,45'
S50	002°50,144'	36° 45,679'	S71	002° 49,743'	36° 45,355'
S51	002° 49,869'	36° 45,681'	S72	002° 49,804'	36° 45,454'
S52	002° 49,936'	36° 45,669'	S73	002° 49,867'	36° 45,434'
S53	002° 50,000'	36° 45,658'	S74	002° 49,926'	36° 45,407'
S54	002° 50,060'	36° 45,646'	S75	002° 50,214'	36° 45,383'
S55	002° 50,117'	36° 45,623'	S76	002° 50,045'	36° 45,361'
S56	002° 49,837'	36° 45,626'	S77	002° 50,108'	36° 45,351'
S57	002° 49,898'	36° 45,657'	S78	002° 50,181'	36° 45,346'
S58	002° 49,958'	36° 45,603'	S79	002° 50,259'	36° 45,336'
S59	002° 50,009'	36° 45,586'	S80	002° 50,353'	36° 45,330'
S60	002° 50,061'	36° 45,575'	S81	002° 50,445'	36° 45,327'
S61	002° 49,882'	36° 45,578'	S82	002° 50,417'	36° 45,324'
S62	002° 49,875'	36° 45,560'	S83	002° 50,504'	36° 45,323'
S63	002° 49,930'	36° 45,546'	S84	002° 50,484'	36° 45,365'

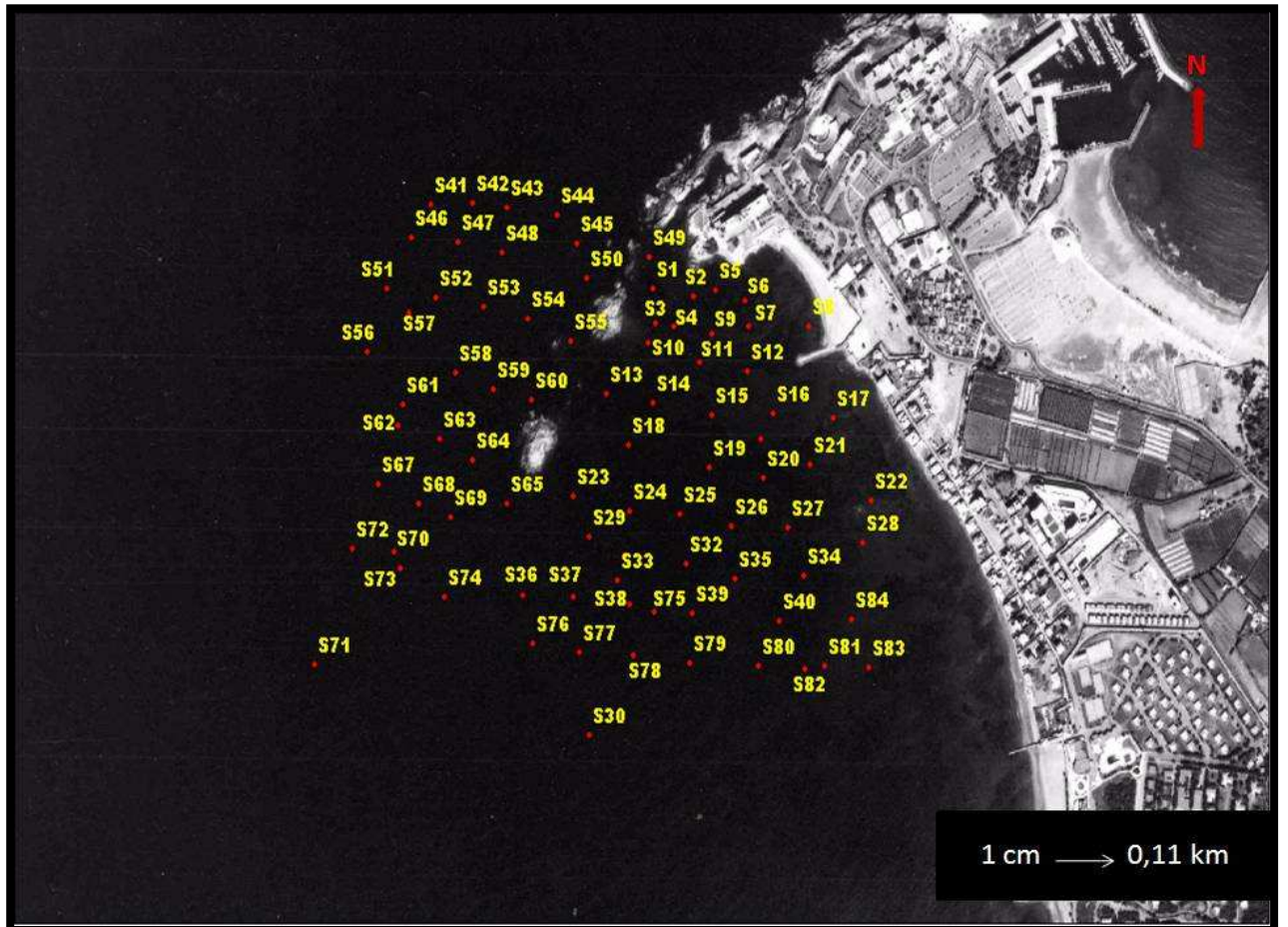


Figure 3.localisation des stations pour les prélèvements du sédiment

3. Méthodologie de prélèvements in situ

3.1. La température

Il s'agit d'un facteur capital pour l'aquaculture, c'est en fonction des températures moyennes d'un site qu'on pourra déterminer les espèces élevables (**BARNABE., 1991**). Cet important paramètre physique de l'environnement contrôle en partie la solubilité des gaz, la densité, la viscosité, conditionne les activités métaboliques au niveau cellulaire (**BRUSLE et QUIGNARD., 2004**) et agit comme un facteur de contrôle des procédés écologique (**LEVEQUE., 1996**).

Une élévation de la température peut perturber fortement le milieu et peut aussi être un facteur d'accroissement de l'activité biologique qui peut être mis en valeur par l'aquaculture (**GAUGOUS., 1995**).

La mesure est effectuée in situ à l'aide d'appareillages de terrain à l'aide de la double sonde de l'oxymètre, le pH-mètre et le conductimètre.

3.2. La salinité

La salinité est définie comme étant « la masse en gramme des substances solides contenues dans un kilogramme d'eau de mer, quand les ions bromure et iodure sont remplacés par leur équivalent de chlorure, les carbonates convertis en oxyde et toute la matière organique oxydée » (**SORENSEN., 1902 in AMINOT et CHAUSSEPIED., 1983**).

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

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

Sa mesure a été effectuée in situ à l'aide d'un salinomètre de terrain de marque (Cond197) d'une précision de $\pm 0,5\%$. Le salinomètre a été étalonné avec une solution étalon de salinité de 35 PSU.

3.3. L'oxygène dissous

Le dioxygène intervient dans la plupart des processus biologiques permettant la vie terrestre et marine. Son importance comme paramètre de la qualité du milieu marin n'est plus à démontrer, en son absence ou simplement en dessous de certaines concentrations, de nombreuses espèces meurent. Sa concentration dans l'eau dépend de la température, de la salinité et de divers processus physiques, chimiques, et biologiques (diffusion et mélange au sein de la masse d'eau, photooxydation, oxydation chimique, respiration, nitrification, photosynthèse.) (**AMINOT et KEROUEL., 2004**).

Les échanges à l'interface air-mer, sont souvent aussi importants que la concentration. Le pourcentage d'oxygène par rapport à la saturation constitue un élément nécessaire à l'étude d'un système aquatique (**RODIER., 1998**).

La mesure de l'oxygène dissous a été faite à partir d'un oxymètre de terrain (type OXI197), sa teneur est donnée en mg/l et la température en °C avec une précision $\pm 0,5\%$.

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

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

3.4. Le pH

Le pH est relatif à la concentration en ions hydrologie (H^+) dans un milieu, donc à l'acidité de ce milieu .cette notion a été introduite par (**SORENSEN., 1902 in AMINOT et CHAUSSEPIED., 1983**), qui l'avait défini comme le cologarithme décimal de la concentration en ions H^+ (**AMINOT et KEROUEL., 2004**).

A l'opposé des eaux douces, les eaux de mer sont très bien tamponnées : elles conservent un pH compris entre 8.0 et 8.3, montant exponentiellement jusqu'à 9 en cas d'activité synthétique, intense et localisé (**FRONTIER et al., 2004**).

Il est déterminé par mesure électrochimique à l'aide d'un pH-mètre de terrain de type (ph /MV mètre 197) d'une précision $\pm 0,01\text{pH}$, muni d'une électrode de verre étalonnée à partir de solutions tampons à 7,00 et 4,50.

4. Méthodologie utilisé au laboratoire

4.1. Analyse de l'eau

4.1.1. La chlorophylle a et phéopigments

Le phytoplancton est le premier producteur de matière vivante au sein de la chaîne alimentaire, c'est pourquoi le potentiel de synthèse organique a été désigné par le terme de « production primaire ou productivité primaire » (PERES et DEVEZ., 1963 in MAURIN., 1974).

Pour l'évaluer, il est logique de chercher à doser les pigments chlorophylliens et plus précisément la chlorophylle *a*. (MAURIN., 1974), la variation de la chlorophylle *a* dépend essentiellement de la concentration du milieu en sels nutritifs, de l'intensité de la lumière et de l'activité du zooplancton par le broutage, qui entraîne la dégradation des cellules puis la formation des phéopigments (AMINOT et KEROUEL., 2004).

Principe :

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

Mode opératoire:

- Filtrer 250ml de l'échantillon sur un filtre de wattman GF/F 0,45µm, à l'aide d'une pompe de marque KMF NEUBE REGER, type N022 .AN.18 .
- Additionner 10ml d'acétone à 90% dans des tubes à essai.
- Passer les filtres dans un bac à ultra sons (VWR LUSL 300 TH) durant 15mn.
- Conserver les échantillons à l'abri de la lumière au réfrigérateur.
- Mesuré l'absorbance des échantillons dans des cuves de 1cm de trajet optique à l'aide d'un spectrophotomètre de marque DECIL type CE1021 série 10000, à deux longueurs d'ondes 650 et 750, avant et après acidification (acide chlorhydrique à 0,3mol/l).
- Mesurer l'absorbance du blanc acétone et du blanc filtre aux deux longueurs d'ondes.

Expression des résultats

$$\text{Chlorophylle a } (\mu\text{g/l}) = 40,1 \cdot (A_{665na} - A_{665a}) \cdot v/V \cdot I$$

$$\text{Phéopigments a } (\mu\text{g/l}) = 40,1 \cdot (1,5A_{665a} - A_{665na}) \cdot v/V \cdot I$$

Avec :

V : volume d'eau filtrée (litre).

v : volume d'acétone en millilitre.

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

Et :

$$A_{665na} = A_{b665na} - A_{b750na}$$

$$A_{665a} = A_{b665a} - A_{b750a}$$

Avec :

A_{b665na} : absorbance à 665nm avant acidification

A_{b665a} : absorbance à 665nm après acidification

A_{b750na} : absorbance à 750nm avant acidification

A_{b750a} : absorbance à 750nm après acidification

4.1.2. La matière en suspension (MES)

Les eaux de mer contiennent des matières en suspension de toutes taille et de toutes forme, minérales organiques, vivantes ou détritiques, de nature soit biogénique (bactéries, phytoplancton ou zooplancton, poissons) soit terrigène (apports fluviaux, produit d'érosion des côtes, détritiques déversés par l'homme), soit éolienne (particules transportés par les courant atmosphérique et tombant dans la mer) (IVANOF., 1972 in AMINOT et CHAUSSEPIED., 1983).

Protocole de dosage

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

$$\text{MES (mg/l)} = (P_2 - P_1) / V$$

Soit :

P1 : poids du filtre avant filtration

P2 : poids du filtre après filtration

V : volume d'eau filtrée

Après la seconde pesée, chaque filtre est placé dans le four à moufle à 450° C pendant deux heures, puis laissé dans le dessiccateur à refroidir.

Le poids du filtre après passage au four à moufle (P₃), détermine la matière inorganique particulaire, on déduira par la suite la teneur en matière organique particulaire ((P₂-P₃) /V).

4.1.3. Les sels nutritifs

Par définition les sels nutritifs sont des constituants minéraux dissous dans l'eau de mer et impliqués dans le métabolisme des êtres vivants, ils se situent à l'interface de deux domaines : physique et biologie, ce qui rend leur étude doublement intéressante parce qu'ils peuvent être utilisés à la fois comme traceur de masse d'eau (dans une optique physique) ou comme indicateur de richesse potentielle (**LE LOFF., 1993**). Ils conditionnent le développement de production végétale (phytoplancton et macrophyte) et sont donc à l'origine des chaînes alimentaires et des réseaux trophiques (**BRUSLE et QUIGANRD., 2004**).

4.1.3.1. Principe générale des dosages

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

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

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

4.1.3.2. Les nitrites (NO_2^-)

Procédure générale de dosage :

- Prélever 50 ± 1 ml d'eau de l'échantillon.
- ajouter 1 ml du réactif 1 (*Annexe : Réactif « les nitrites : solution de Sulfanilamide »*) et mélanger
- laisser reposer 2 à 8 minutes.
- ajouter 1ml de réactif 2 (*Annexe : Réactifs « les nitrites : solution de N- naphtyl-éthylène diamine »*) et mélanger.
- attendre au moins 10 minutes et au plus 1 heure.
- mesurer au spectrophotomètre l'absorbance à 543nm.
- Mesurer l'absorbance du blanc de cuve (eau distillée), et du blanc des réactifs.

4.1.3.3. Les nitrates (NO_3^-)

La méthode retenue quasi universellement est celle qui est fondée sur le dosage des ions NO_2^- obtenus par réduction quantitative des ions NO_3^- , on mesure donc en réalité la somme des concentrations des ions NO_2^- et NO_3^- , 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 traité au cuivre (**AMINOT et CHAUSSEPIED., 1983**).

Préparation de la colonne de cadmium :

- Laver la colonne de cadmium avec de l'acide chlorhydrique 2mol/l puis rincer à l'eau distillée.
- laver directement avec de l'acide nitrique 0,3 mol /l puis rincer à l'eau distillée.
- laver une deuxième fois à l'aide de l'acide chlorhydrique 2mol /l pour éliminer le nitrate résiduel puis rincer abondamment à l'eau distillée.
- vider au maximum la colonne sans laisser à l'air libre et ajouter sans attendre la solution de sulfate de cuivre et laisser en contact plusieurs minutes.

- laver abondamment la colonne avec de l'eau déminéralisée.
- laver avec de la solution tampon et laisser la colonne en milieu tampon pendant 24 à 48 h.

Dosage :

- Prélever 100±5ml d'eau de l'échantillon.
- ajouter 2ml de chlorure d'ammonium et mélanger.
- passer 50ml de l'échantillon afin de rincer la colonne.
- récupérer les 50 ml restant et veiller à ce que la colonne ne se vide pas.

Pour le dosage, suivre exactement les mêmes étapes que pour les nitrites (voir dosage des nitrites).

4.1.3.4. L'ammonium (NH₄⁺)

Procédure générale de dosage :

- Prélever 100±5 ml d'eau de l'échantillon.
- Ajouter 3ml du réactif 1 (*Annexe : Réactifs «Ammonium : solution de phénol-nitroprussiate »*).
- Boucher et agiter pour bien homogénéiser.
- ajouter sans attendre 3ml du réactif 2 (*Annexe : Réactifs «ammonium : solution complexante au chlore »*).
- Boucher et agiter à nouveau.
- Placer immédiatement à l'abri de la lumière pendant 6 à 8 heures à température ambiante.
- Mesurer au spectrophotomètre l'absorbance à 630 nm par rapport au blanc de cuve, et au blanc réactif (1+2).

4.1.3.5. Les silicates ($\text{Si}(\text{OH})_4^-$)

Procédure générale de dosage :

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

4.1.3.6. Les phosphates (Po_4^{-3})

Procédure générale de dosage :

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

4.1.3.7. Calculs et expression des résultats

Soit :

A_{brute} : l'absorbance mesurée pour l'échantillon traité

b_t : absorbance mesurée pour le blanc cuve

Br : absorbance mesurée pour le blanc des réactifs

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

A : absorbance nette du sel nutritif

La concentration des différents sels nutritifs (phosphate, nitrite, silicate, ammonium) se calcul selon :

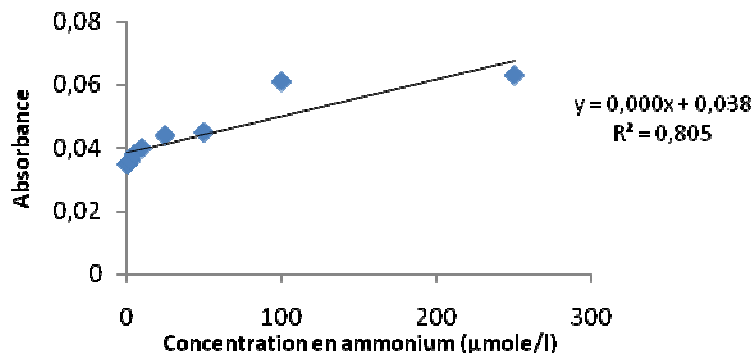
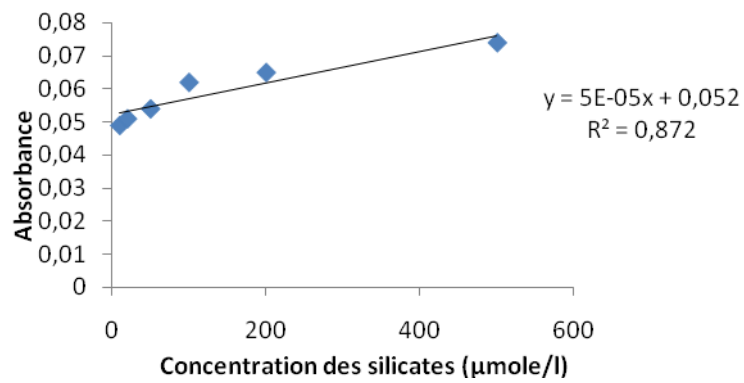
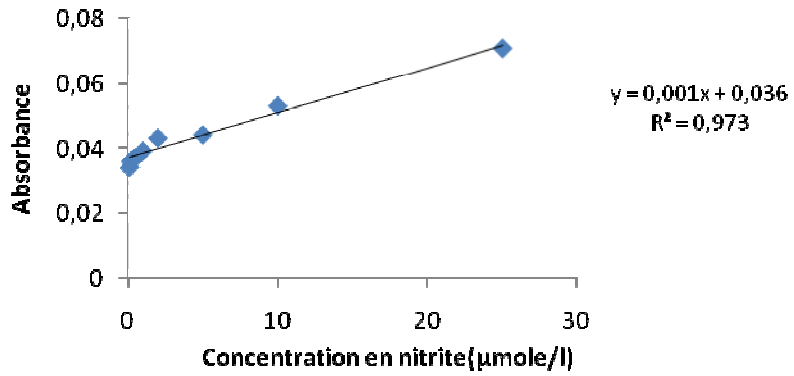
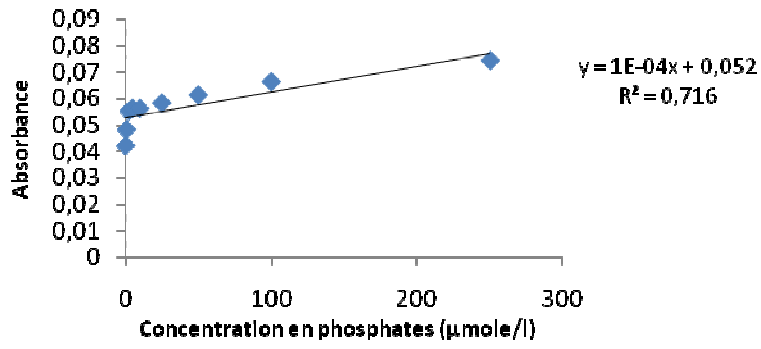
$$\text{Sel nutritif } (\mu\text{mol/l}) = F.A$$

Pour les nitrates, on se référera à la courbe d'étalonnage des nitrites :

$$(\text{NO}_3^-)^{\text{Milieu}} (\mu\text{mol/l}) = (\text{NO}_3^- + \text{NO}_2^-) (\mu\text{mol/l}) - (\text{NO}_2^-)^{\text{Milieu}} (\mu\text{mol/l})$$

4.1.3.8. Les courbes d'étalonnages

L'étalonnage est obtenu par la mesure de l'absorbance aux mêmes longueurs d'ondes que les échantillons des différentes concentrations, à chaque sel correspond une gamme de concentration qui nous permettra de tracer sa courbe d'étalonnage.



4.2. Analyse du sédiment

Les échantillons de sédiment ont été récupérés dans des sacs étiquetés et mis dans une glacière, puis rapporté au laboratoire, ils sont conservés à basse température pour éviter toute perte d'élément volatiles, des modifications d'équilibre chimique et d'arrêter le développement de l'activité bactérienne.

4.2.1. La chlorophylle a et phéopigments

Les mesures de la chlorophylle dans le sédiment sont réalisées avec la méthode décrite par STEELE et BAIRD (1968 in HAMDOUNI et HAMMAMOUCHE., 2008).

Mode opératoire

-Le sédiment est inséré dans un tube de 10ml, 6ml d'acétone à 90% y sont ajoutés.

-Les tubes sont mis à l'abri de la lumière dans un papier aluminium.

-Mettre les tubes durant 15 minutes au bac à ultra- son.

-Les conserver au réfrigérateur durant toute une nuit.

-Remplir la cuve du spectrophotomètre avec environ 5 ml de l'échantillon et prendre la lecture à 665 et 750nm.

Les concentrations en chlorophylle a et phéopigments sont calculées à partir des équations suivantes :

Chlorophylle a (μg /g de sédiment sec) :

$$(26.7 (\text{Do665 O}-\text{Do665 A}) ((\text{TH}-\text{TS})) + \text{ACE}))/ (\text{TS}-\text{T}) \text{ L}$$

Phéopigments (μg /g de sédiment sec) :

$$(26.7 (\text{Do665 A}-\text{Do665 O}) ((\text{TH}-\text{TS})) + \text{ACE}))/ (\text{TS}-\text{T}) \text{ L}$$

Do 665O :Do665nm-Do750nm (densité optique avant acidification).

Do 665A :Do665nm-Do750nm (densité optique après acidification).

T : poids du tube sec en g.

TH : poids du tube contenant l'échantillon humide.

TS : poids du tube contenant le sédiment après séchage.

ACE : volume d'acétone en ml.

L : longueur du trajet optique.

4.2.2. La matière organique

La matière organique est considérée comme un élément représentatif de la biomasse et représente la perte de poids observé après passage de l'échantillon au four.

Les sols sont le siège de la dégradation des matières organiques par les micro-organismes, cette décomposition libère dans le sédiment des éléments nutritifs organiques phosphorés et azotés, qui se trouvent en solution dans les eaux interstitielles et absorbés sur les particules solides (MAURIN., 1974).

Mode opératoire

-Remplir les creusets numérotés de sédiment (soit P₁)

-Incinération du sédiment dans un four à moufle pendant une durée de deux heures à 600°C

-Peser à nouveau les creusets (soit P₂)

-La différence des deux poids obtenus précédemment nous donne le poids de la matière organique brute.

$$P=P_1-P_2$$

4.2.3. Analyse granulométrique

4.2.3.1. Définition

Un sédiment est constitué de particules de dimensions variées. La fréquence statistique des grains de différentes tailles est la composition granulométrique celle-ci est déterminée par l'analyse granulométrique.

L'analyse granulométrique permet de déterminer la grosseur et le pourcentage pondéral respectif des différentes familles de grains constituant les échantillons .elle permet de suivre le mouvement sédimentaire, la distribution et le dépôt.

Cette analyse nous renseignera sur la nature et donc la possibilité ou pas d'installer une filière conchylicole, en effet, le sédiment est le réservoir principal de matière biologique : microphytobenthos et matière organique morte, ces derniers contribuent à la richesse et à la fertilité de la colonne d'eau, en larguant après leurs dégradation, des sels nutritifs. Et la nature du sédiment est corrélée à la quantité de matière emmagasinée, plus le sédiment est fin, plus le celui ci est riche. Mais voilà dans certain cas, une trop grande accumulation au fond, contribue à la mauvaise oxygénation du sol, et favorisera la dégradation anaérobie, engendrant par la suite, une libération de substance dangereuse pour le cheptel.

4.2.3.2. Principe de la méthode

Le principe consiste à faire passer un échantillon de sédiment par une série de tamis de diamètre décroissant et de calculer ensuite le poids partiel pour chaque tamis, la granulométrie donne les diverses classes de matériaux formant un même échantillon, et ceci indépendamment de sa nature chimique.

Mode opératoire

-Mettre les échantillons dans des boites de Pétri, puis les passés à l'étuve pendant 24 heures, à 80 °C.

-Prélever une quantité de sédiment de chaque échantillon, comme poids initial.

-Tamiser chaque échantillon sur une table vibrante pendant 10 minute, en le passant à travers des séries de tamis de maille décroissante, comme suit : 2000, 1000, 800, 630, 500,315, 250, 160, 125,100 (µm).

-A la fin de chaque tamisage peser la quantité de refus retenue dans chaque tamis.

Analyse statistique

Les résultats obtenus après tamisage permettent de tracer les courbes granulométriques de la fraction grossière semi logarithmique, en prenant en ordonnée les pourcentages cumulés des refus de chaque tamis en fonction des ouvertures des mailles des tamis en abscisse logarithmique à l'aide d'un programme informatique (EXEL).

4.3.2.3. Le mode

La représentation graphique en courbe cumulative et histogramme de fréquence des résultats granulométrique, permet de mettre en évidence dans un même échantillon la dominance d'une ou plusieurs fractions qu'on appelle couramment les modes.

On distingue trois types de courbes (**RIVIERE., 1977**) :

- Courbe unimodale où l'on note la dominance d'un seul stock.
- Courbe bimodale où l'on note la dominance de deux stocks.
- Courbe plurimodale où l'on note la dominance de plusieurs stocks.

4.3.2.4. Médiane Q50

C'est la valeur de l'abscisse relative à l'ordonnée 50% d'une courbe semi logarithmique elle permet de définir la nature du sédiment (**RIVIERE., 1977**).

Selon **MONBET (1972 in BOUKRETAOUI et BOUTOUILL., 1989)** a subdivisé le sédiment en trois fractions (tab.3).

Tableau 4: la nature des sédiments

les graviers	les sables	les pélites
	entre 2 et 0.05mm	
supérieur à 2mm	les sables grossiers : 2 - 0.5mm	inférieure à 0.05mm
	les sables moyens : 0.5 - 0.2mm	
	les sables fins : 0.2 - 0.05mm	

4.3.2.5. Classement D

Permet d'étudier le classement des sédiments. Il indique la dispersion des tailles par rapport à la moyenne de l'échantillon suite aux actions de tri au cours du transport et du dépôt, comme il nous renseigne sur la croissance du tri lors du transport et de la sédimentation (**CHAMLEY., 1987** in **BENGHANEM et al., 2006**).

$$D = \sqrt{Q_{75} - Q_{25}}$$

Q₂₅: Correspond au diamètre du grain représentant 25% en poids du sédiment.

Q₇₅: Correspond au diamètre du grain représentant 75% en poids du sédiment.

Lequel est inférieur ou égal à 1 pour un classement parfait, et est d'autant plus élevé que le classement est plus mauvais (**RIVIERE., 1977**).

Tableau 5. Valeurs du D représentant les types de classement.

D	1.0-1.5	1.5-2.5	2.5- 3.0	3.0- 4.0	4.0
Classement	Sédiments très bien classés	Sédiments bien classés	Sédiments moyennement classés	Faiblement classés	Sédiments mal classés

4.3.2.6. Facteur hydrodynamique FH

$$FH = [(Q_{95}-Q_5) / 2.44 (Q_{75}-Q_{25})] - [(Q_{75}-Q_{25}) / 2]$$

Q₉₅, Q₇₅, Q₂₅, Q₅: les fractales en Q des fractions 95, 75, 25, 5%.

Les limites du facteur hydrodynamique sont :

FH > 0, transfert sédimentaire actif sous l'effet d'une action hydrodynamique moyenne ou forte.

FH =0, limite l'action des courants, ceux –ci est faible vis-à-vis des particules constituants le sédiment.

FH<0, action hydrodynamique pratiquement nulle en temps normal (sauf tempête), les sédiments sont fixés et ne sont plus déplacés dans leur totalité.

1. L'eau

1.1. La température

Les valeurs thermiques au niveau de Sidi Fredj reflètent une situation typiquement hivernale. La variation de la température est comprise entre un minimum de 14,15°C enregistré dans les stations sf 1, sf 11 et un maximum de 14,60°C enregistré dans les stations sf 8, sf 11 et sf 21 avec une moyenne 14,40°C notant que les prélèvements ont été effectués le 25 février 2009, en fin de saison hivernale.

En surface, les températures vont de 14,15°C à 14,60°C, avec une moyenne de 14,44°C (fig.4).En profondeurs, elles varient entre 14,20 et 14,60°C, et une moyenne de 14,35°C (fig.5).

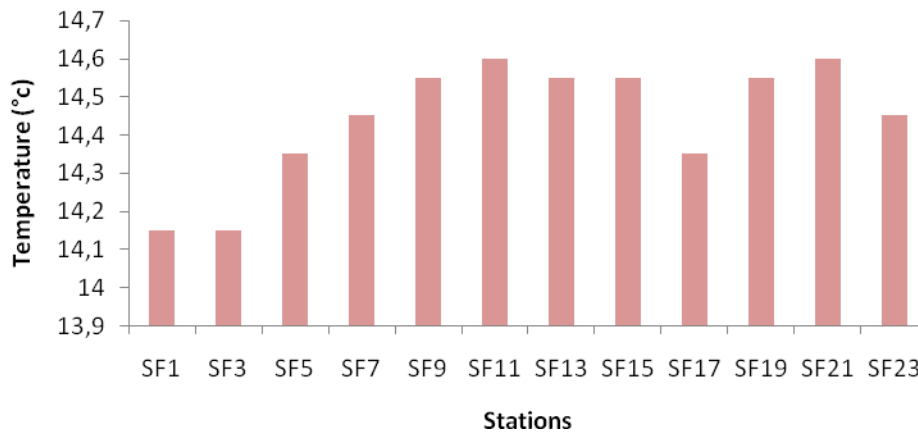


Figure 4. Variation thermiques des eaux de surface de la zone de Sidi Fredj.

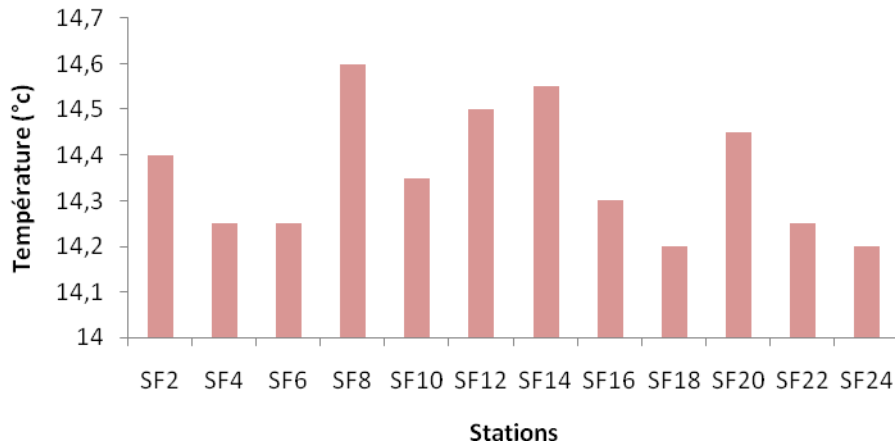


Figure 5. Variation thermiques des eaux de fond de la zone de Sidi Fredj.

Une homogénéité des eaux en température, qu'elle soit en surface ou en profondeur est à signaler, cela peut certainement être expliqué d'une part, par l'agitation des eaux en période hivernale, qui ne favorise pas la stratification, et d'autre part, par la faible profondeur de la baie de Bou Ismail en général, et de Sidi Fredj en particulier.

En raison des échanges thermiques entre l'eau et l'air, les températures de la colonne d'eau sont homogènes, où la température de l'eau est étroitement liée à la température atmosphérique qui été de 18°C au cours de la période de prélèvement.

Ces valeurs thermiques rentrent dans la plage de tolérance des bivalves, où les moules (*Mytilus endulis*, *Mytilus galloprovensialis*) tolèrent de grandes variations de températures pour des valeurs optimales comprises entre 10 et 20°C (GEORFFROY., 2008).

LEFNAOUI et OUALI (2008), ayant travaillé sur la même zone, au niveau de cinq stations, dont une située au port, ont obtenu une température moyenne au mois de Février de 16°C, ce qui reste dans l'intervalle de températures hivernales méditerranéennes.

1.2. Salinité

On a enregistré des valeurs assez homogènes qui varient entre 36,9 et 37,2 PSU avec une moyenne de 37,0 PSU.

En surface, les salinités varient de 37 à 37,2 PSU, avec une moyenne de 37,12 PSU (fig.6).

En profondeurs, elles varient de 36,9 à 37,1 PSU, avec une moyenne de 37,04 PSU (fig.7).

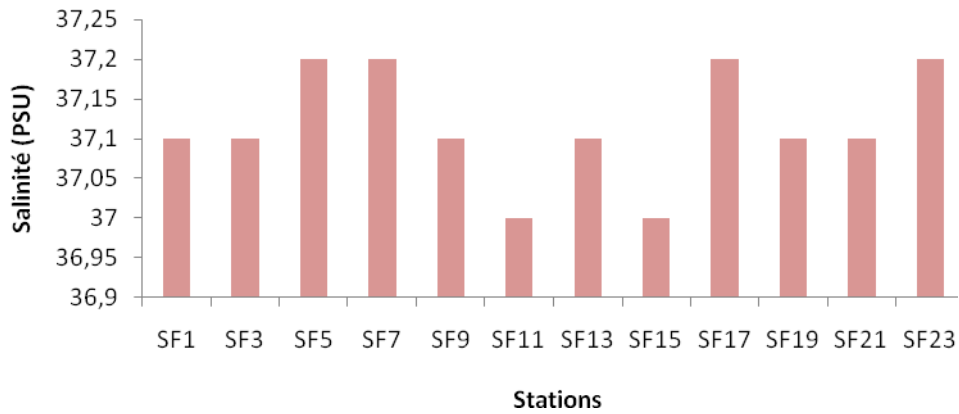


Figure 6. Variation de la Salinité des eaux de surface de la zone de Sidi Fredj.

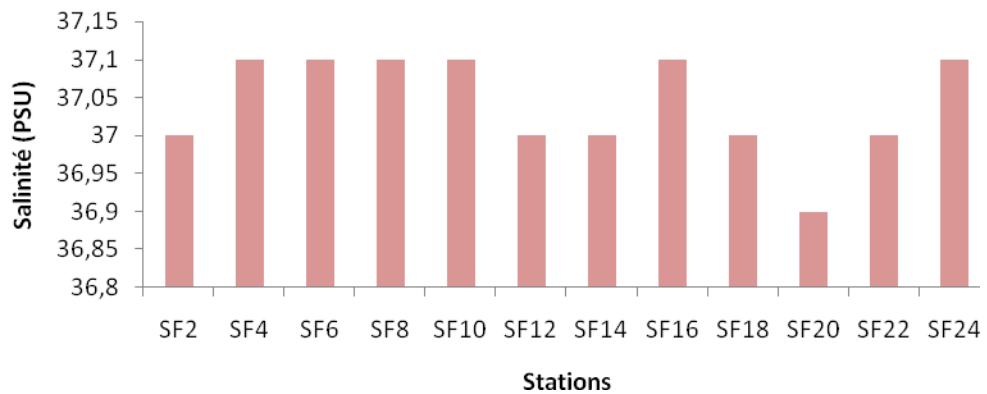


Figure 7. Variation de la Salinité des eaux de fond de la zone de Sidi Fredj.

JACQUE et TREGUER (1986) considèrent la méditerranée comme un bassin de concentration entouré de masse continentale et exposé à un climat sec, d'où d'importante perte par évaporation qui dépassent les apports fluviaux et précipitation.

Ces teneurs représentent des concentrations tolérables pour la faune et flore marines méditerranéennes, où les limites extrêmes, pour *Mytilus galloprovensialis*, se situe entre 15 et 40‰ l'optimum se situant entre 30 et 38‰, *Mytilus edulis* tolèrent des salinités plus faibles entre 4 et 40‰, avec un optimum situé entre 25 et 29‰ (**GEORFFROY., 2008**).

Cependant, Nous observons que les valeurs de salinité enregistrées sont incluses dans l'intervalle de tolérance de ces deux espèces, ce qui peut laisser envisagé un éventuel élevage conchylicole.

Différents auteurs ayant travaillé sur la même zone ont relevés des valeurs assez proches au notre, en effet **LEFNAOUI et OUALI (2008)** ont enregistré une salinité de l'ordre de 36 PSU, on remarque que les eaux de notre site d'étude ont des salinités élevées cela est due aux caractéristiques hydrologiques de la mer méditerranéenne.

1.3. L'Oxygène dissous

Les valeurs de l'oxygène dissous observées sont comprises entre 5,56 et 7,14 mg/l avec une moyenne de 6,34 mg/l.

En surface, les températures vont de 6,22 à 7,14mg /l, et une moyenne de 6,54mg/l (fig.8), tandis qu'en profondeurs, elles varient de 5,56 à 6,66 mg/l, avec une moyenne de 6,13mg/l (fig.9).

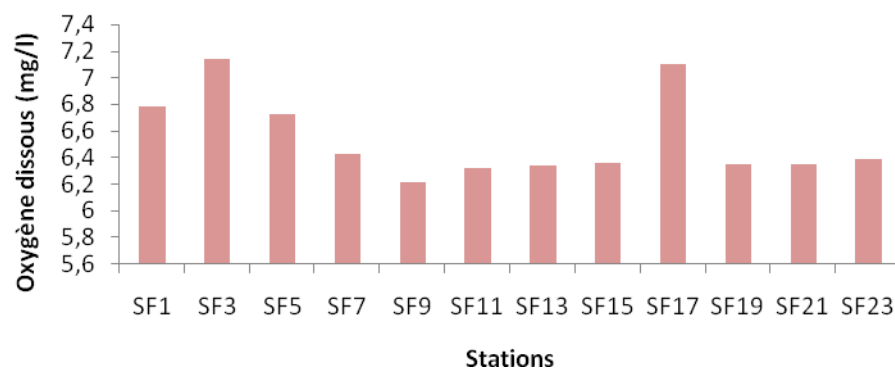


Figure 8. Variation de l'oxygène dissous des eaux de surface de la zone de Sidi Fredj.

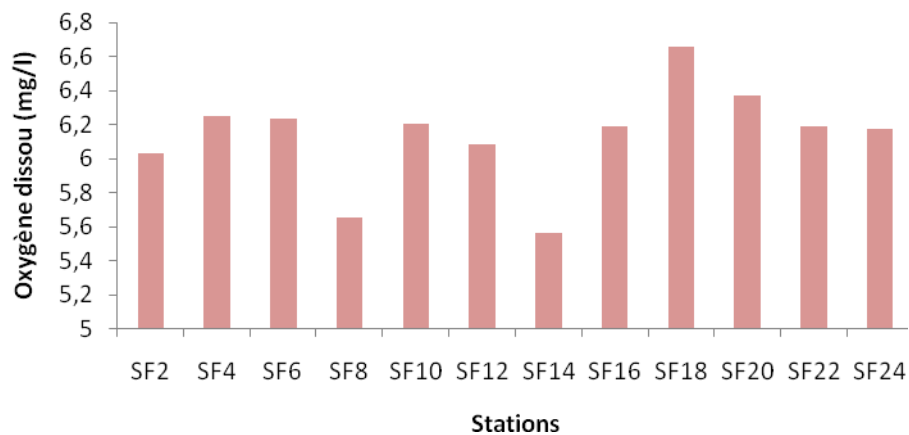


Figure 9. Variation de l'oxygène dissous des eaux de fond de la zone de Sidi Fredj.

Les eaux de surface directement soumises aux échanges avec l'atmosphère, semblent légèrement plus oxygénées que celles du fond, ce qui confirme les résultats de la température sur l'homogénéité des eaux.

Les taux de saturation calculés dénotent d'une sur saturation en oxygène dissous, avec un minimum de 136,98% et un maximum de 174,46%, cela est certainement dû d'une part à l'hydrodynamisme du milieu qui favorise le brassage des eaux, et aux vastes herbiers à posidonies qui tapissent les fonds du site.

Ces teneurs dans l'eau dépendent étroitement des fluctuations de la température ; quand cette dernière s'élève, la teneur en oxygène diminue en raison de sa faible solubilité, mais aussi à cause de la consommation accrue par les êtres vivants et les bactéries (RODIER., 1998)

Un taux de saturation inférieur à 60% même temporaire freine la croissance de nombreuses espèces ce qui entraîne une élévation du coefficient de conversion alimentaire, et estime que les teneurs doivent être supérieures à 5,5-6mg/l, norme qui est en accord avec nos résultats (ARRIGNON., 2002), ce qui n'est pas le cas des valeurs obtenues, qui sont toutes supérieures à 100 % dénotant une forte sursaturation en oxygène dissous des eaux.

Une comparaison des taux d'oxygènes obtenus par LEFNAOUI et OUALI (2008) avec nos résultats a montré un intervalle significatif entre les taux de saturation. En effet ces deux auteurs ont obtenu sur la côte de Sidi Fredj une sous saturation (84,81%) en oxygène dissous influencée par les différents rejets localisés pas loin de cette zone.

1.4. Potentiel hydrogène pH

Le pH moyen de notre zone est de 8,19 avec des valeurs comprises entre 8,03 et 8,09.

En surface, le pH varie de 8,05 à 8,9, avec une moyenne de 8,30(fig.10), en profondeur, il varie de 8,03 à 8,31, avec une moyenne de 8,18(fig.11).

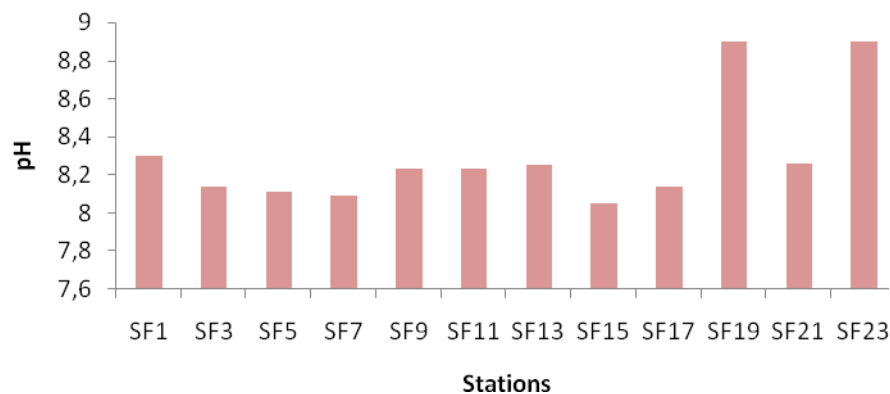


Figure 10. Variation du potentiel hydrogène des eaux de surface de la zone de Sidi Fredj.

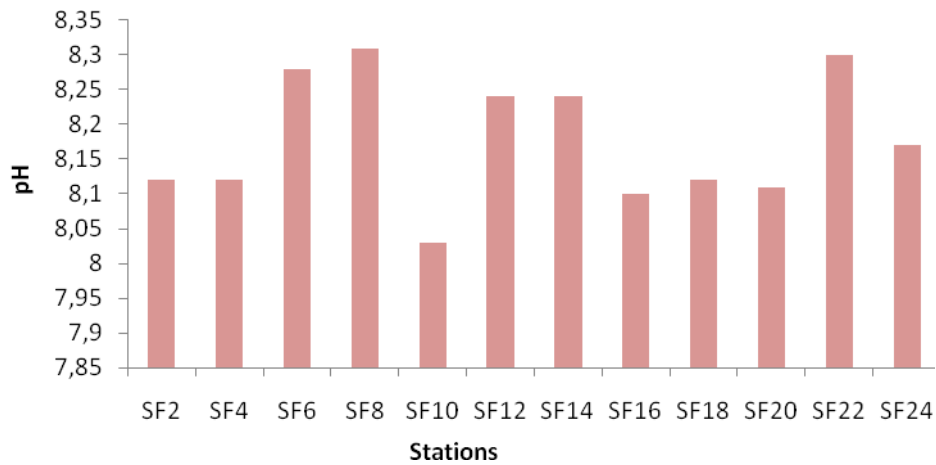


Figure 11. Variation du potentiel hydrogène des eaux de fond de la zone de Sidi Fredj.

En milieu côtier et estuarien, certains rejets industriels ou les apports d'eaux continentales sont les causes de variations du pH élevées, il s'avère être un excellent indicateur de pollution, néanmoins nos valeurs restent dans les plages du pH de l'eau de mer qui varie, entre 7,83 et 8,31 (AMINOT et KEROUEL., 2004).

Un pH acide de l'eau de mer favorisera le bon développement des moules, en diminuant la toxicité des nitrites et nitrates, en effet le passage de l'ammonium en ammoniac est accentué par une augmentation du pH.

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

1.5. La chlorophylle a et les phéopigments

Les teneurs en chlorophylle a au niveau de la zone d'étude oscille entre 0 $\mu\text{g/l}$ et 8,1 $\mu\text{g/l}$, avec une moyenne globale de 0,52 $\mu\text{g/l}$.

En surface, elles varient entre 0 $\mu\text{g/l}$ et 3,32 $\mu\text{g/l}$, avec une moyenne de 0,37 $\mu\text{g/l}$ (fig.12), en profondeurs, entre 0 $\mu\text{g/l}$ et 8,1 $\mu\text{g/l}$, et une moyenne de 0,68 $\mu\text{g/l}$ (fig.13).

Les estimations de phéopigments varient entre un minimum de 0 $\mu\text{g/l}$ et un maximum de 18,6 $\mu\text{g/l}$, et une moyenne plutôt élevée de 6,75 $\mu\text{g/l}$, les phéopigments sont présents sur pratiquement toutes les stations du site, confirmant ainsi les faibles teneurs observées en chlorophylle. Produit de la dégradation de la chlorophylle, les phéopigments ne sont pas corrélés à l'apparition de celle-ci. Les teneurs obtenues sur notre site traduisent la présence de matériel phytoplanctonique dégradé.

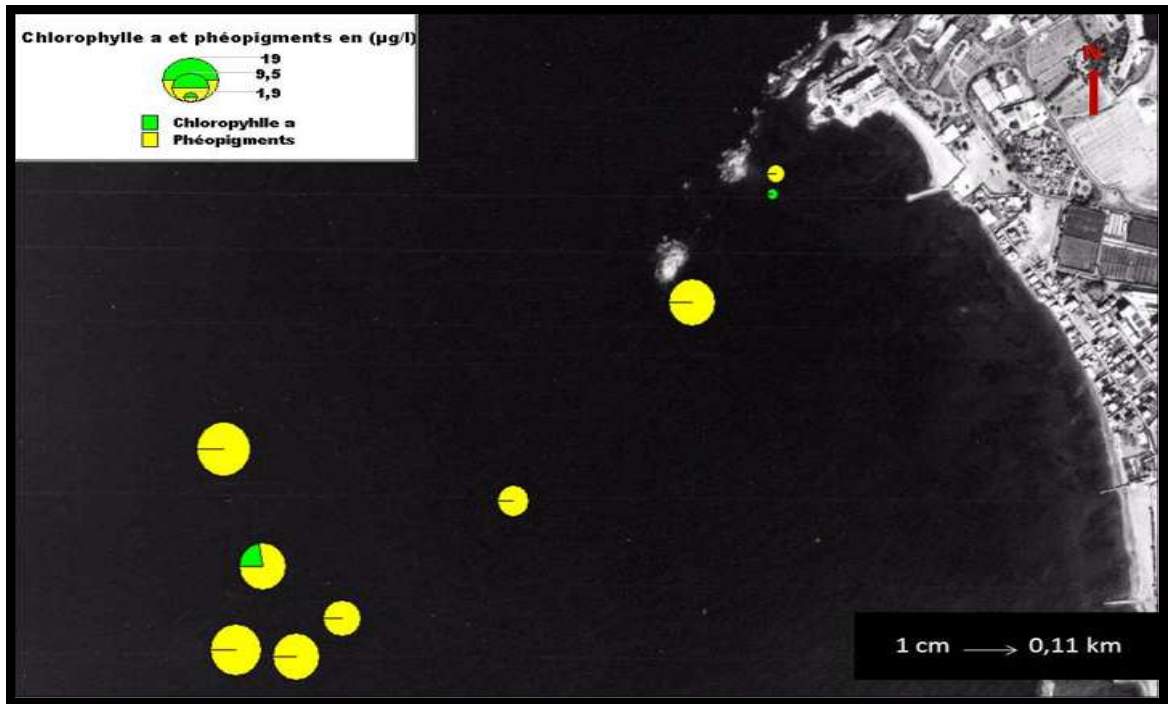


Figure 12.Répartition des teneurs en chlorophylle a et en phéopigments ($\mu\text{g/l}$) des eaux de surface de la zone de Sidi Fredj.

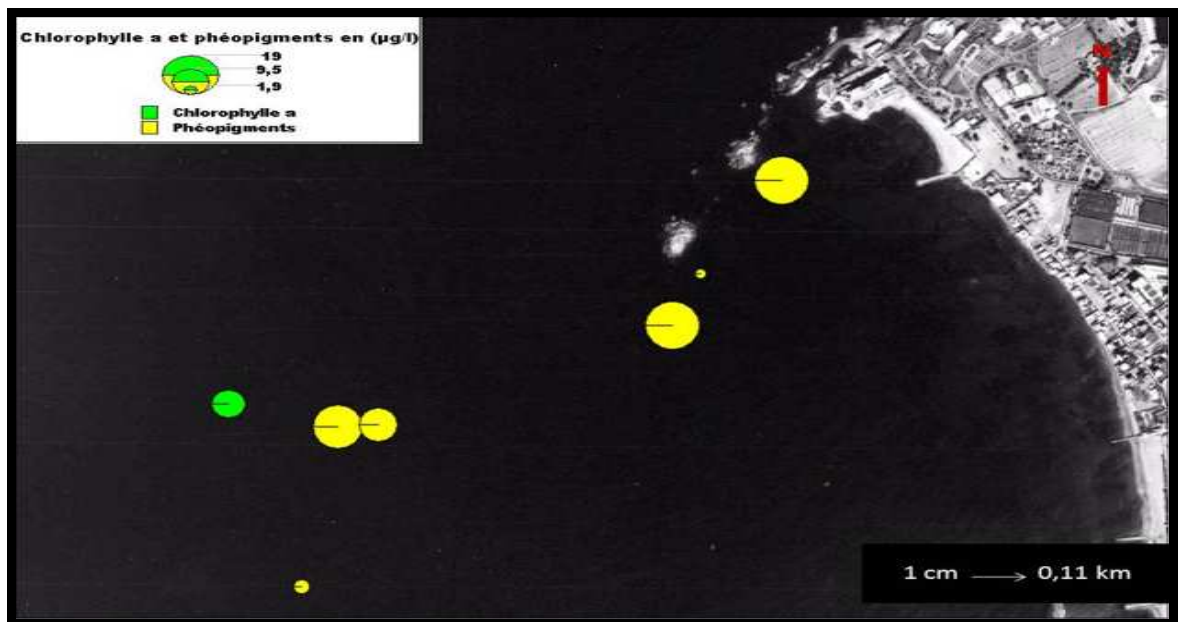


Figure 13.Répartition des teneurs en chlorophylle a et en phéopigments ($\mu\text{g/l}$) des eaux de fond de la zone de Sidi Fredj.

Ces faibles teneurs en chlorophylle *a*, qu'on a enregistré au niveau de notre site, sont certainement dus à la saison hivernale froide et peu ensoleillée de cette année, ou tout simplement à

la consommation du phytoplancton par le zooplancton. La production phytoplanctonique est limitée par l'insuffisance de l'éclairement et la baisse des températures. (LACAZE., 1996), Elle est la source principale en nourriture pour les bivalves, qui en consommant, contribuent à enrichir le milieu en phéopigments (RAVAIL-LEGRAND in FAURY., 1999).

La mesure de phéopigments est utilisée comme critère de l'état physiologique des populations phytoplanctonique : 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. Dans les estuaires, les débris de plantes supérieures peuvent contribuer à la concentration en phéopigments (AMINOT et KEROUEL., 2004).

LEFNAOUI et OUALI (2008) qui ont étudié la zone de Sidi Fredj, ont aussi obtenus des teneurs assez faibles en chlorophylle *a*, ce qui est expliqué par les différents rejets déversés dans cette zone.

1.6. La matière en suspension(MES)

Les teneurs obtenues pour les MES oscillent entre 0,64 et 0 mg/l, avec une moyenne globale de 0.17mg/l, les plus forte teneurs sont relevées au niveau de la station sf1 et sf21, qui sont situées du coté ouest des deux îlots (fig.14, 15).

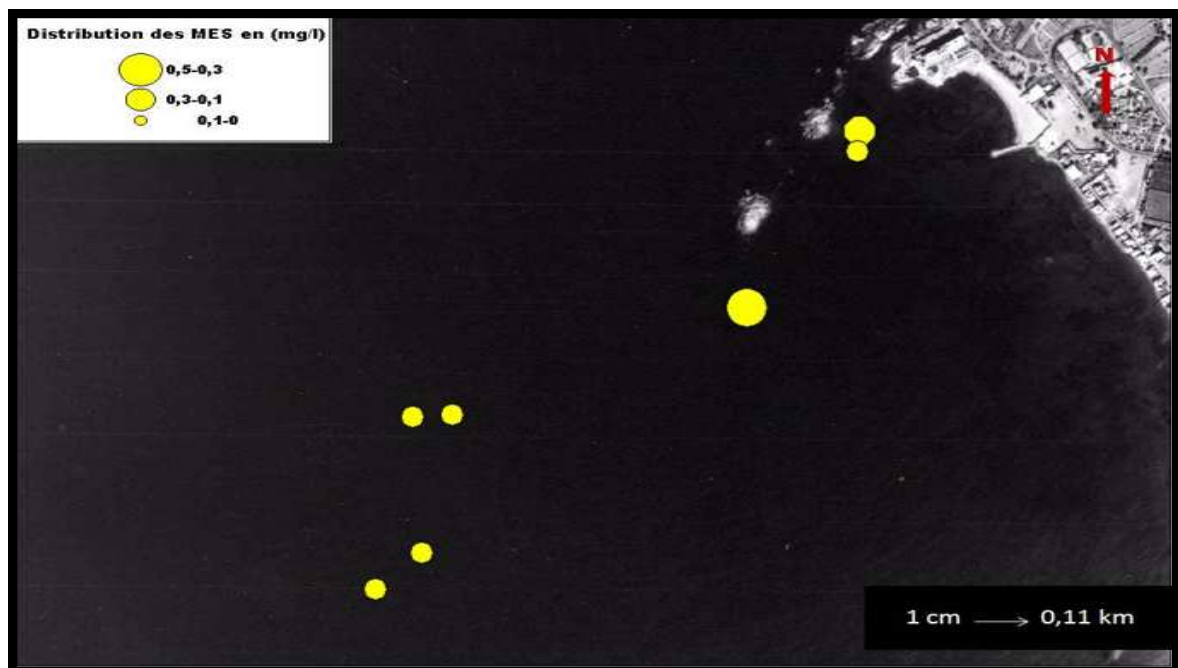


Figure 14.Répartition des teneurs en matières en suspension (mg/l) des eaux de surface de la zone de Sidi Fredj.

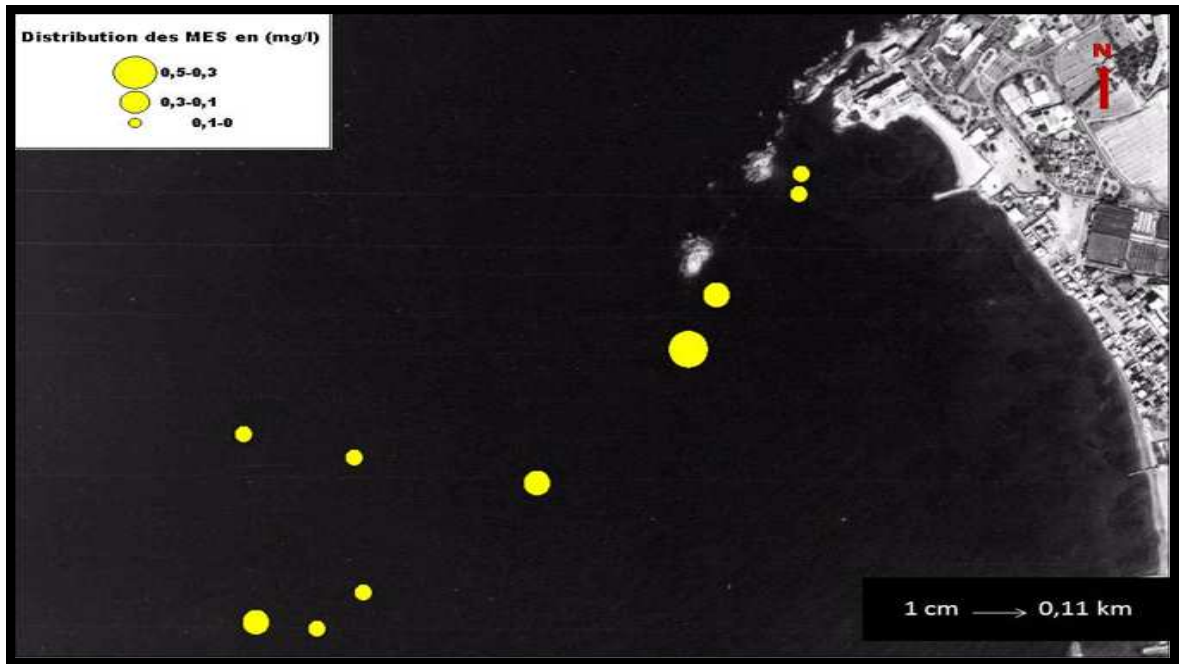


Figure 15.Répartition des teneurs en matières en suspension (mg/l) des eaux de fond de la zone de Sidi Fredj.

Les MES obtenues pour ce site restent néanmoins faibles, et cela pourrait être imputé à la faible production phytoplanctonique et à l'hydrodynamisme du site qui cause la dispersion des particules vers le large.

C'est en milieu côtier et estuarien que les plus fortes valeurs en MES sont observées. ces concentration subissent des variations saisonnières : plancton, apports terrigènes, tempête. (AMINOT et KEROUEL., 2004).

La comparaison de nos résultats avec ceux de LEFNAOUI et OUALI (2008) qui ont étudié la zone de Sidi Fredj, sur cinq stations, dont une à l'intérieur du port, ont obtenu une teneur moyenne en MES de 50mg/l, ce qui est largement en dessus de nos teneurs, cela peut être expliqué par le fait que l'étude en 2008 a été effectuée sur la côte.

La matière organique particulaire (MOP) et inorganique(MIP)

Les observations relevées pour les matières organiques particulières au niveau du site varient entre 0 et 0.16mg/l, avec une moyenne de 0.046mg/l (fig.16, 17). La MOP est majoritairement d'origine phytoplanctonique et dans les zones côtières la part d'origine terrigène prédomine fréquemment lorsque le débit de ruissèlement est élevé et que la turbidité ralentit la croissance du phytoplancton, Il y'a donc dominance terrigène hivernale (AMINOT et KEROUEL., 2004).

La matière organique est intimement liée aux activités biologiques soit comme source d'énergie ou de nutriment pour les microorganismes (bactérie, protozoaire, phytoplancton), dans les zones très riches sa présence fait courir au milieu un risque d'hypoxie, voir d'anoxie.

On enregistre des teneurs en *MIP* plus élevées par rapport à la *MOP*, soit un facteur de 4, cela peut s'expliquer par la faible activité photosynthétique en cette période, et par les apports terrigènes des oueds, Mazafran et Nador, et le centre de thalassothérapie qui en période de crue hivernale sont à l'origine de l'augmentation en *MIP*.

La surcharge du milieu en matière inorganique particulaire limite le développement algale en raison de la baisse de la luminosité dans la colonne d'eau et entraîne une augmentation de l'effort de filtration chez les organismes filtreurs tel les huitres et les moules, en ralentissant ainsi leur croissance (**BARNABE., 1991**).

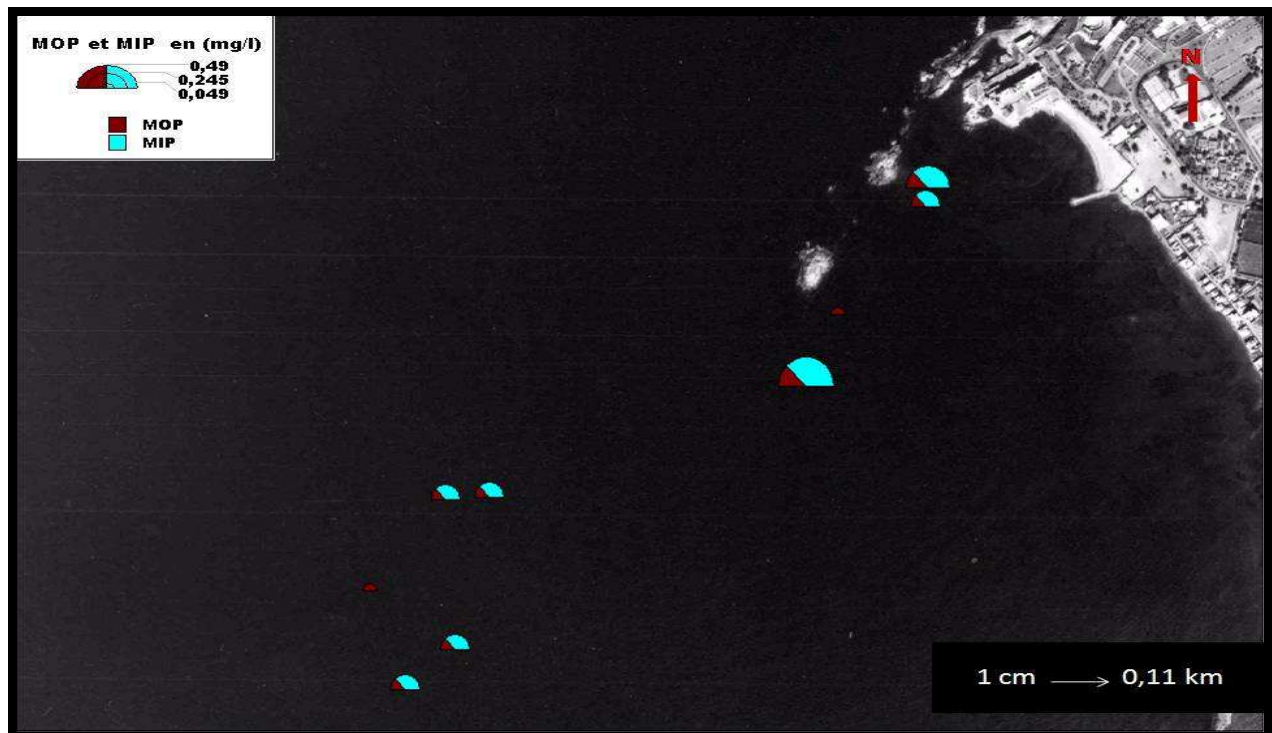


Figure 16.Répartition des taux en MIP et MOP (mg/l) des eaux de surface de la zone de Sidi Fredj.

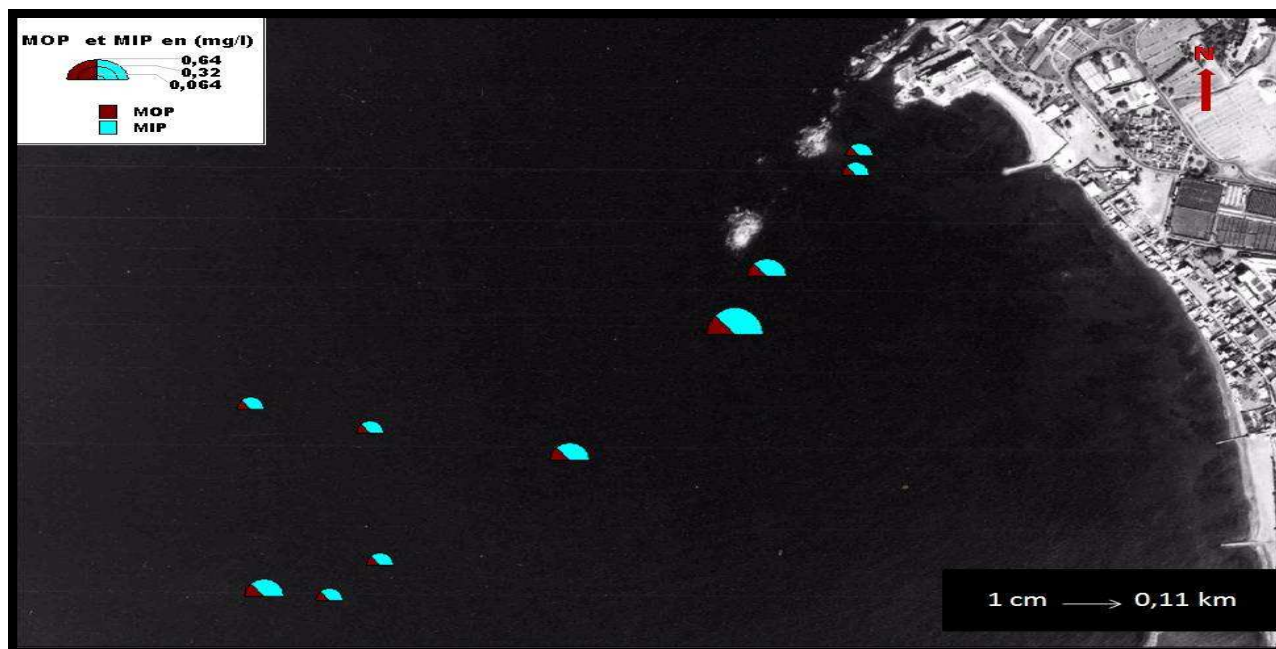


Figure 17. Répartition des taux en MIP et MOP (mg/l) des eaux de surface de la zone de Sidi Fredj.

A titre comparatif, nos résultats correspondent avec ceux obtenus par **LEFNAOUI et OUALI (2008)**, en effet un taux de matière organique de 31% a été relevé sur les trois mois d'étude (janvier, février, mars), ces résultats dénotent de l'homogénéité du site d'étude, et traduisent un équilibre entre les apports en MOP et la dégradation bactérienne.

1.7. Les nitrites (NO_2^-)

Les estimations en nitrite dans la zone de Sidi Fredj varient entre un minimum de 0mg/l et un maximum de 1.52mg/l observé au niveau de la station sf9, la moyenne globale est de 0.19mg/l, les teneurs relevées sont relativement faibles (fig.18, 19).

Les nitrites sont un état intermédiaire entre l'ammonium et les nitrates, leurs faibles teneurs pourraient être interprétées par le processus de nitrification où leurs consommations par les micro-organismes marins lors de la croissance.

Selon **BOUGIS (1974)**, les origines des nitrites sont diverses, et il donne l'importance à l'excrétion zooplanctonique, qui représente à eux seuls 80% de leurs excréments, à cela s'ajoute la régénération bactérienne.

En comparant nos résultats à ceux des étudiants de l'année dernière **LEFNAOUI et OUALI (2008)**, nous observons une nette diminution pour cette année, en effet leurs teneurs approchent les 11mg/l en Février, avec un minimum de 0mg/l en Novembre. Ces fluctuations peuvent être imputées à la forte période de crue de cette année qui rentre dans la dispersion des sels nutritifs.

1.8. Les nitrates (NO_3^-)

Les teneurs en nitrate varient entre un minimum de 0mg/l et un maximum de 3.23mg/l, avec une moyenne de 0.87mg/l (fig.18, 19), les faibles teneurs en nitrite comparée aux nitrate dénote de la présence d'une nitrification de la matière azotée, mais ces teneurs restent néanmoins faibles, cela peut certainement s'expliquer par la lenteur de cette réaction qui dépend étroitement de la température. En effet à faibles température et à débit élevé (période de forte crue) la nitrification n'est pas poussée à terme (**BILLEN., 1999**).

D'après **LACAZE (1996)** les eaux profondes sont particulièrement riches en nitrate qui s'est accumulé durant l'hiver, les bactéries et la faune rejettent l'azote sous forme d'ammoniac ou de composés organique variés tel que l'urée.

Le nitrate, à l'inverse de l'ammonium est relativement peu utilisé, ce composé ne représente qu'environ un tiers de l'azote utilisé par le phytoplancton au moment du maximum printanier et son assimilation est fortement réduite en période estivale (**HELGUER et al., 2000**).

LEFNAOUI et OUALI (2008), ont relevé une teneur moyenne en nitrate de l'ordre 50mg/l sur les cinq stations, en Février, ce qui est largement en dessus de nos résultats, mais cela peut certainement du au fait que les stations de prélèvement de l'an dernier entaient situées près de la côte, donc largement influencés par les apports continentaux des différentes structures, et les rejets urbain.

1.9. L'ammonium (NH_4^+)

En surface, les valeurs varient de 0,25mg/l à 2,72mg/l (station sf 3), avec une moyenne de 1,09mg/l. (fig.18).

En profondeurs, elles varient de 0mg/l (station sf14) à 3,01mg/l (station sf 2) avec une moyenne de 0,87mg/l (fig.19).

L'azote ammoniacal provient des excréctions animales et de la décomposition bactérienne des composés organiques azotés, il est utilisé par le phytoplancton comme source d'azote et oxydé par les bactéries nitrifiantes, les concentrations sont très variables en fonction du lieu et de la saison. (**AMINOT et CHAUSSEPIED., 1983**).

On a enregistré des teneurs en ammonium de l'eau du fond plus importantes a celle de surface .cette augmentation peut avoir comme origine la dégradation de la matière organique azotée produite en surface.

Selon **BOUGIS (1974)**, ce sel représente une source supplémentaire d'azote d'autant plus qu'il est consommé préférentiellement aux nitrates, ce qui a été confirmé dans notre zone, où l'activité chlorophyllienne est le signe d'une production primaire influencée par l'ammonium et les phosphates, avec des valeurs non variable en nitrates.

La présence d'azote ammoniacal en quantité relativement importante peut être l'indice d'une pollution par des rejets d'origine humaine ou industrielle (industries chimiques, engrais, azotés, cokeries, fabrique de glace, industries textiles...) (**CUGIER ., 1999**).

En aquaculture, il est connu que l'effet des substances toxiques telles que l'ammoniac est amplifié lorsque la concentration en oxygène dissous dans l'eau est insuffisantes (**AMINOT et CHAUSSEPIED., 1983**) et par le pH (**BARNABE., 1989**).

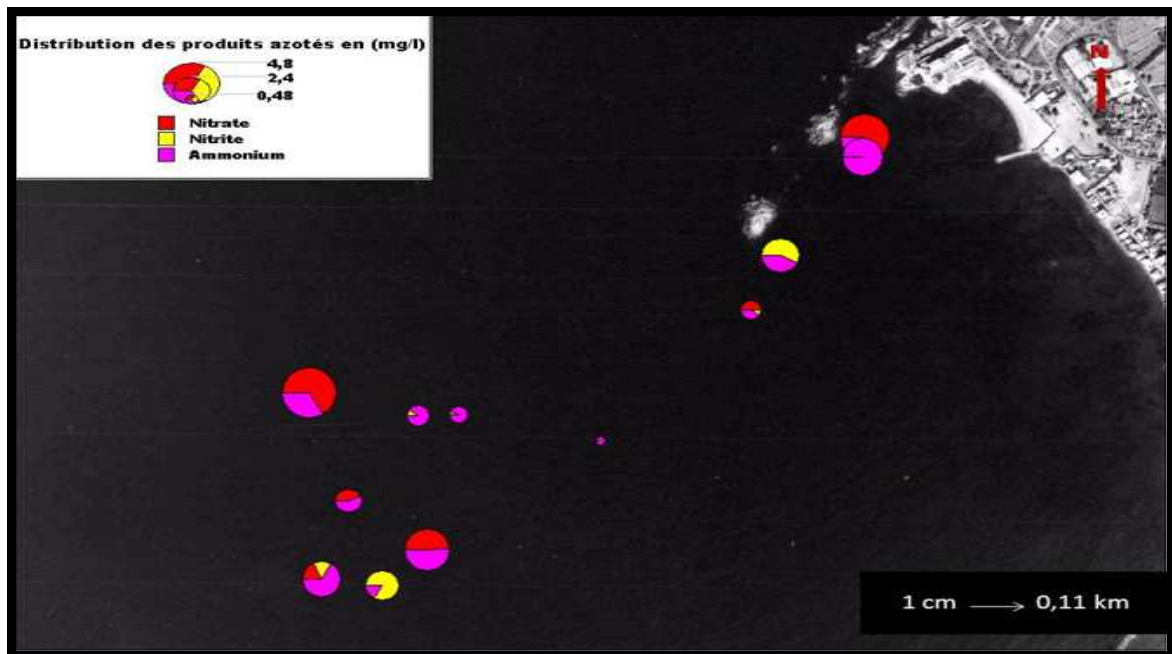


Figure 18.Répartition des teneurs en produits azotée (mg/l) des eaux de surface de la zone de Sidi Fredj.

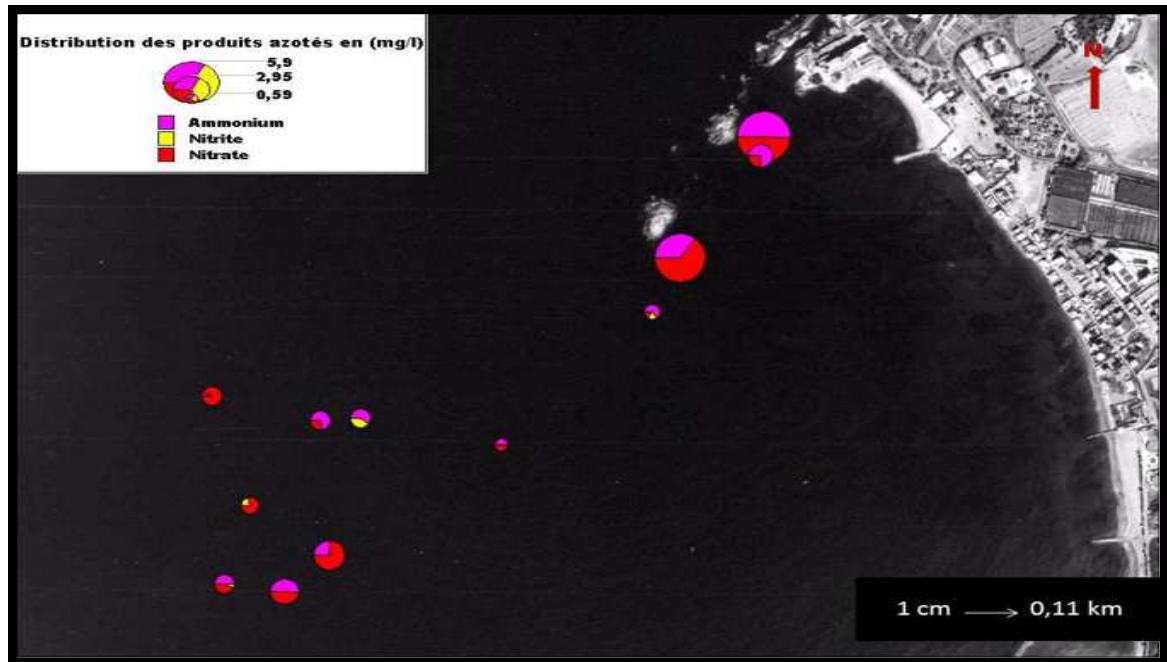


Figure 19.Répartition des teneurs en produits azotée (mg/l) des eaux de fond de la zone de Sidi Fredj.

1.10. Les silicates ($\text{Si}(\text{OH})_4$)

Les valeurs moyennes en silicate varient entre un minimale de 52.8mg/l relevé dans la station 14 à une profondeur de 19m et un maximum de 147.6mg/l dans la station 9 en surface, avec une moyenne globale de 94.25mg/l. de fortes teneurs sont quasiment observées dans toutes les stations (fig.20,21).

Ces fortes teneurs observées peuvent être liées à la faible activité phytoplanctonique, en l'occurrence les diatomées qui sont les principales consommatrices de silice, aux apports des oueds (Nador, Mazafran) et aux forts ruissellements de cette année qui fut particulièrement pluvieuse. Les fortes concentrations en silicate traduisent un comportement quasi conservatif des nutriments du fait de la faible activité Biologique en hiver, et par l'influence de l'hydrodynamisme général de la région (MERCERON., 1999).

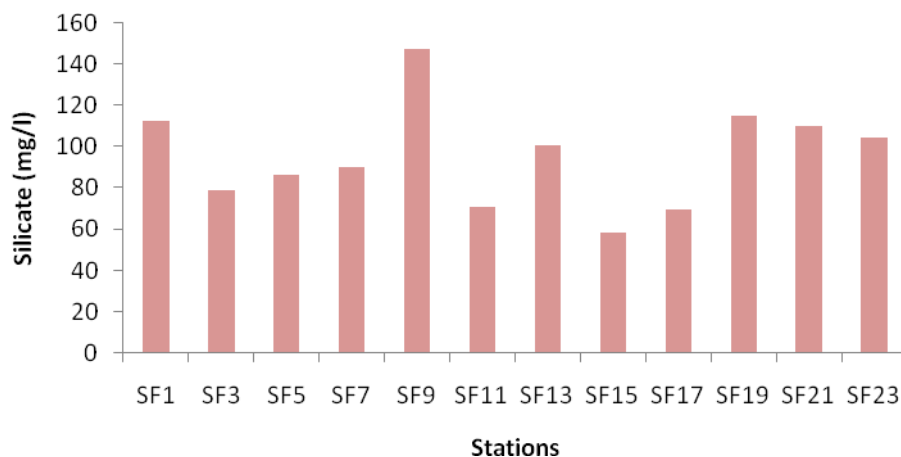


Figure 20. Variations des silicates des eaux de surface de la zone de Sidi Fredj.

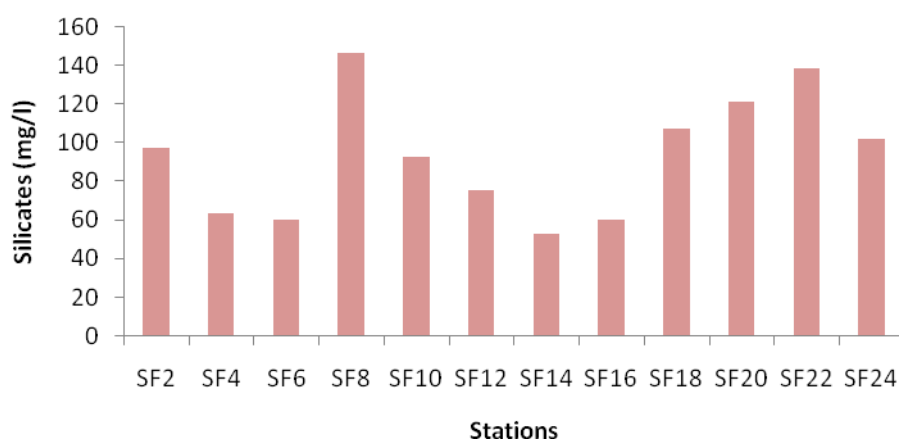


Figure 21. Variations des silicates des eaux de fond de la zone de Sidi Fredj.

La silice, qui se trouve sous la forme dissoute et particulaire en milieu marin, est indispensable pour les algues à squelette siliceux (diatomées). Elle est absorbée sous forme dissoute et permet l'élaboration des enveloppes siliceuses de ces organismes (CUGIER., 1999).

Les apports en silice sont quasiment indépendants des activités humaines et sont liés essentiellement au lessivage des sols (GUILLAUD., 1990).

Une comparaison de nos résultats avec ceux de LEFNAOUI et OUALI (2008), nous renseigne sur la stabilité de cette zone, en effet les valeurs obtenues correspondent bien au notre soit des valeurs dépassant les 100mg/l. Les effets limitant de la silice ne sont perceptibles qu'aux saisons printanières, lors des floraisons printanières.

1.11. Les phosphates (Po_4^{-3})

On a enregistré des valeurs nulles dans plusieurs stations, tandis que les valeurs maximales ont été localisées dans la station sf14 (10,45 mg/l) avec une moyenne de 1,03mg (fig.22, 23).

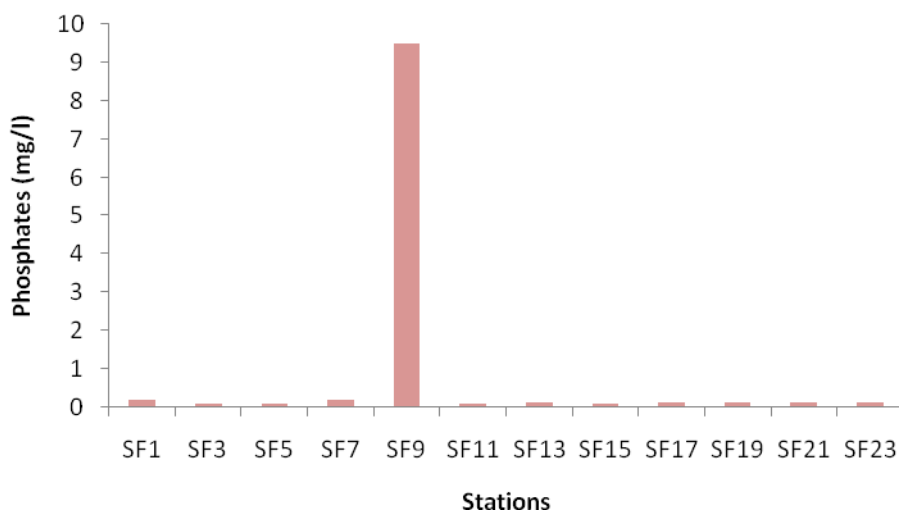


Figure 22. Variations des phosphates des eaux de surface de la zone de Sidi Fredj.

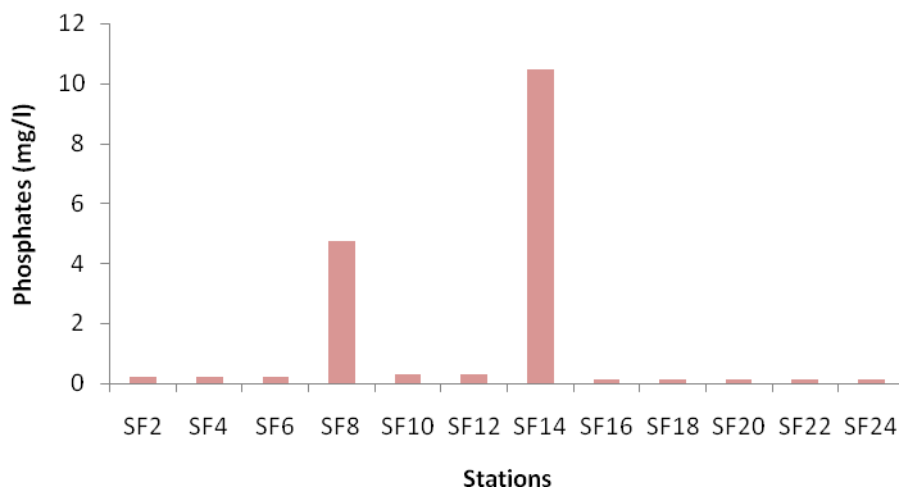


Figure 23. Variations des phosphates des eaux de fond de la zone de Sidi Fredj.

Nous observons un déficit significatif en phosphate dans la majorité des stations, les teneurs obtenues sont proche de la limite de détection, et situées dans la gamme des concentrations relevées dans les eaux non polluées. Concernant les deux stations sf8 et sf14 sur les quelles nous avons relevées les teneurs les plus élevées, on peut l'expliquer par l'influence de oued Mazafran situé non loin de ces deux points de prélèvement.

Les deux principaux apports d'éléments nutritifs (phosphore) au domaine marin ont pour origine les effluents urbains et les cours d'eaux (**GUILLAUD., 1990**).

Le phosphore transit vers les ruisseaux par érosion des sols enrichi en fertilisant, et contrairement à l'azote, il est stocké dans le sol où il est adsorbé sur des particules de terre, la plus grande partie est apporté sous forme organique (52%) dont une, sous forme particulaire (25%) qui sédimente très rapidement auprès des embouchures (**MERCERON., 1999**).

En dehors de la période hivernale, les temps de recyclage du phosphore minérale dissous sont inférieurs à 10h et atteignent des valeurs de l'ordre de 1h en période estivale, le phosphore n'intervient pas dans la réaction d'oxydoréduction (**MOUTIN., 2000**), cela pourrait aussi expliquer les teneurs quasi nulle obtenues.

LEFNAOUI et OUALI (2008), ont obtenus des résultats similaires au notre avec une moyenne de 0mg/l en Février, et un maximum de 64,02mg/l en Mars, ces fortes teneurs sont attribuées à la forte pression anthropique qui s'exerce sur cette zone.

2. Le Sédiment

2.1. La chlorophylle a et phéopigments

Les valeurs en chlorophylle a enregistrées varient entre 0 μ g/g relevé dans la majorité des stations et 7,7 μ g/g au niveau de la station S75, avec une moyenne de 1,43 μ g/g (fig.24), nous pouvant dire de ces valeurs qu'elles sont faibles, ceci peut s'expliquer par la faible activité microphytobenthique des fonds explorés, qui peut être expliquée par la nature des fonds de la zone d'étude, dont la nature granulométrique est de type sable grossier, favorisant peu la prolifération des microphytobenthos qui affectionne tout particulièrement les fond vaseux.

Huitre, moule, organismes filtreurs, dépendent pour leurs alimentation, de la circulation des eaux qui véhiculent les particules alimentaires et notamment les organismes phytoplanctoniques qui constituent la part la plus importante de leur nourriture.

Les concentrations en phéopigments dans les sédiments de Sidi Fredj varient de 0 μ g/g déterminés pour la majorité des stations à un maximum de 9,53 μ g/g recensé à la station S39.

Nous remarquons que les faibles teneurs en phéopigments correspondent aux maximums de chlorophylle, ces stations sont situées à proximité des rejets d'égout qui apportent un flux assez conséquent en sel nutritifs, favorisant ainsi le développement phytoplanctonique.

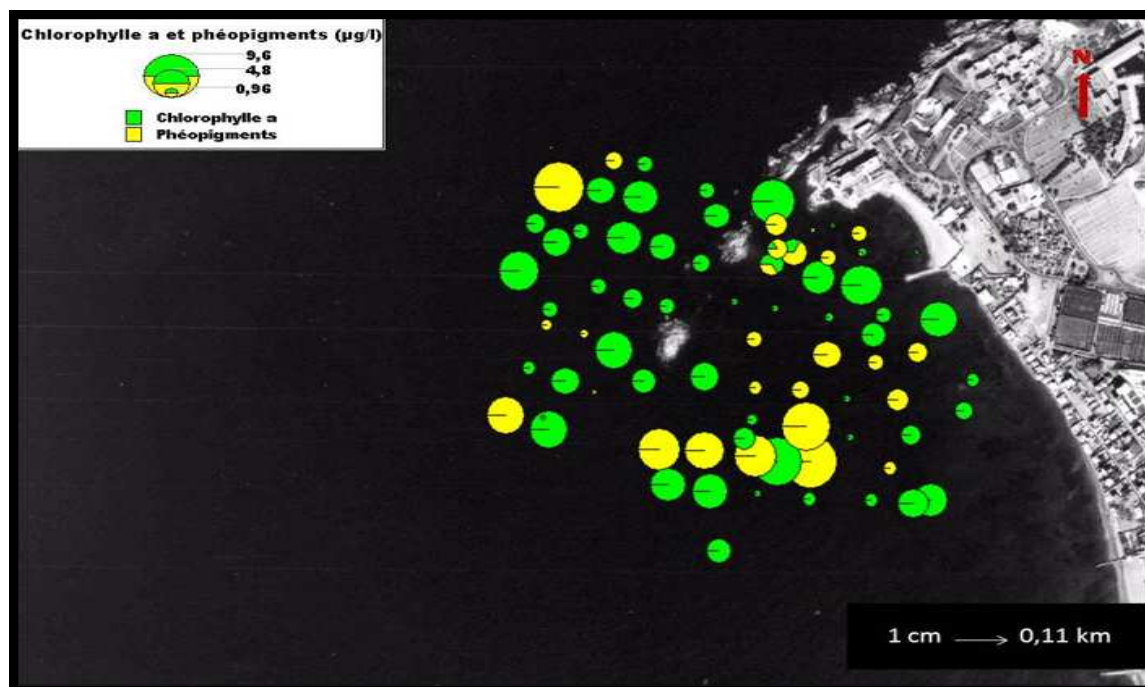


Figure 24. Répartition des teneurs en chlorophylle a et en phéopigments ($\mu\text{g/g}$) dans le sédiment de la zone de Sidi Fredj.

2.2. La matière organique

Les taux en matière organique relevés aux niveaux de nos stations, oscillent entre un minimum de 1,36% localisé au niveau de la station S71, et des valeurs supérieures à 10 % au niveau des stations S52, S66, S37, cela est dû d'une part, aux rejets du centre de thalassothérapie, et oued de Mazafran et d'autre part, à la nature du fond, sable fin, qui caractérise ces points de prélèvement, en augmentant l'adsorption.

En méditerranée les taux varient entre 0,5 et 1% (**CHAMLEY.,2000**), Globalement nos résultats restent relativement élevés, avec une moyenne de 4,29%, à l'exception de la station S83, où on a enregistré un pic, coïncidant avec un minimum en chlorophylle a et en phéopigments, cela dénote de l'origine exogène de cette matière, en effet des rejets d'égouts et des apports de oued Mazafran sont localisés non loin de notre site d'étude.

Les matières organiques particulières s'accumulent sur le fond, et c'est au niveau des sédiments que la dégradation est la plus intense. En se dégradant, les matières organiques consomment de l'oxygène et régénèrent des sels nutritifs inorganiques (phosphate, sel nutritifs azoté) (MAURIN., 1974), le sédiment contribue à l'enrichissement du milieu. En effet en période de fort hydrodynamisme, les sels nutritifs, produits lors de la déminéralisation, sont relargués dans la colonne d'eau.

Dans les zones soumises à l'action de courant important, où la turbulence ne permet pas le dépôt de particules fines, la matière organique est, en effet, entraînée, désintégrée par l'action mécanique et décomposée rapidement. Dans les zones abritées, comme c'est le cas de notre site, la matière organique tend à s'accumuler et à s'incorporer au sol (DARDIGNAC-CORBEIL et MARTEL., 1979).

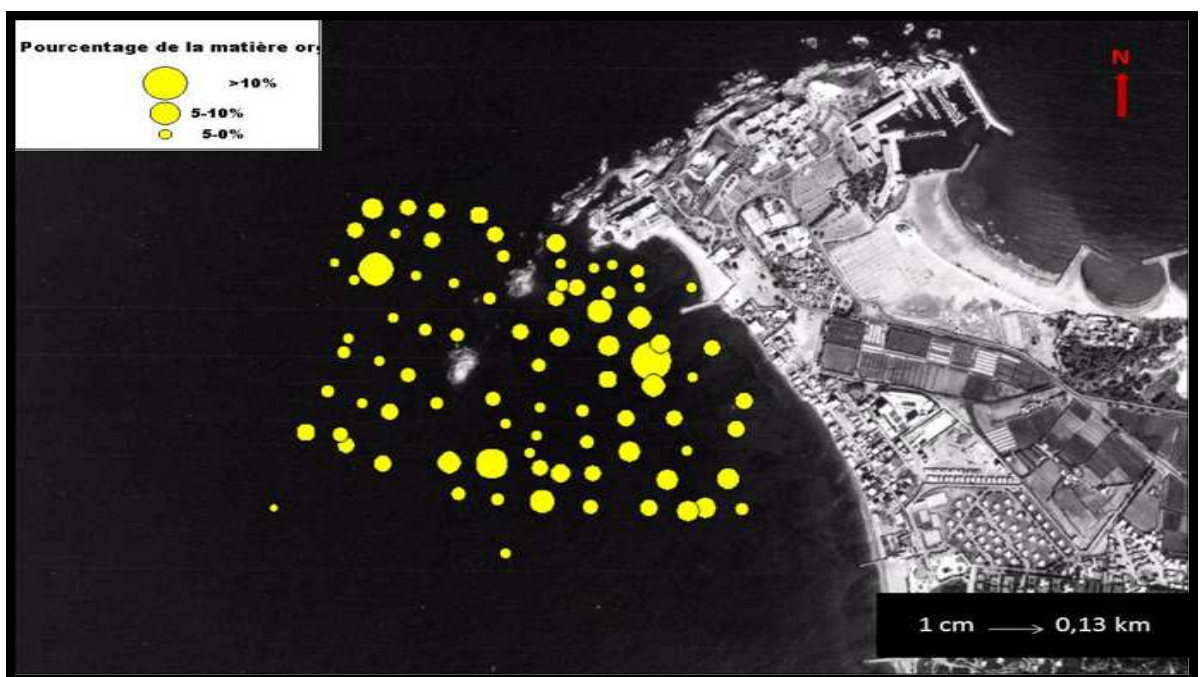


Figure 25. Répartition de la matière organique dans la zone de Sidi Fredj.

2.3. Le mode

L'analyse modale se propose de déterminer les différentes classes modales du sédiment du site à étudier. La répartition de ces modes permet une identification des différents types de sédiment au niveau de chaque station de prélèvement, elle montre aussi le mélange de population sédimentaire d'origine différente.

La répartition graphique en courbe cumulative et histogramme de fréquence des résultats granulométrique montre qu'il existe dans un même échantillon la dominance de plusieurs fractions.

Dont 53.57% des courbes sont des courbes plurimodales où on note la dominance de plusieurs stocks sédimentaires ; 40.47% des courbes sont des courbes unimodale où on note la dominance d'un seul stock sédimentaire et 5.95% des courbes sont des courbes bimodales où on note la dominance de deux stocks sédimentaires (fig. 26, 27, 28).

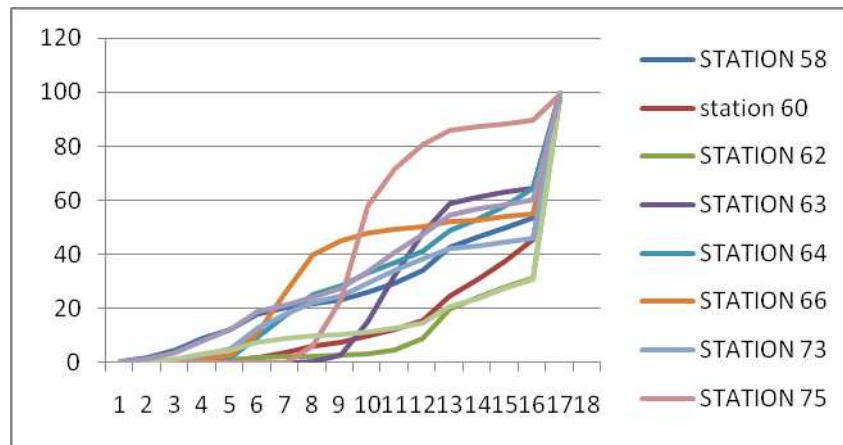


Figure 26. Fusion des courbes unimodale

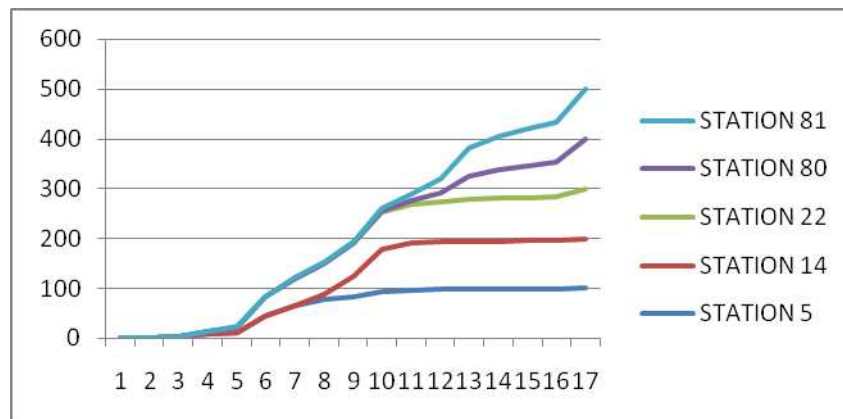


Figure 27. Fusion des courbes bimodale

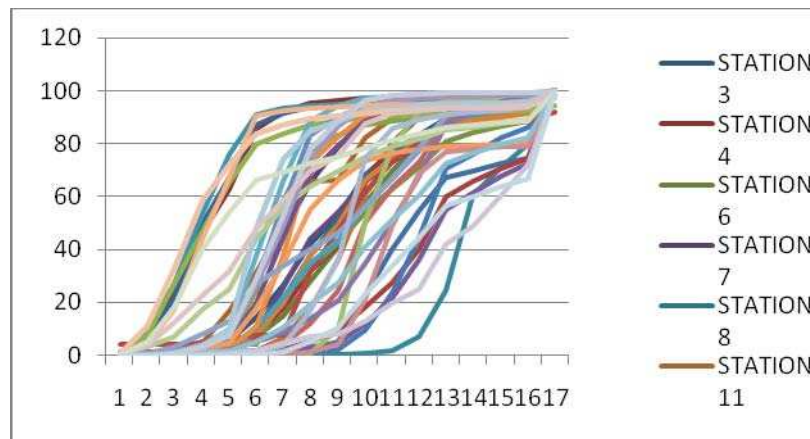


Figure 28.Fusion des courbes plurimodale

Sur les stations étudiées, trois modes granulométriques sont relevés : 2000, 315, 250. La prédominance de ces modes, situés dans des classes dimensionnelles élevées augmentent la perméabilité, et l'oxygénation du sol, et confère par la même occasion une bonne minéralisation de la matière organique se trouvant dans le sédiment, une part très importante des cycles de l'azote et du phosphore se déroule au niveau du fond et à l'intérieur du sédiment, sous l'influence de l'activité bactérienne, cette minéralisation progressive aboutit à la régénération des sels nutritifs qui ensuite seront redistribués dans la colonne d'eau (MAURIN., 1974) .

Selon HAMDOUNI et HAMMAMOUCHE (2008), 54.88% des courbes sont des courbes bimodales, 40.24% des courbes sont des courbes unimodale et 4.88% des courbes sont des courbes plurimodales. Sur les stations étudiées, quatre modes granulométriques sont relevés : les modes 2000, 1000, 315, 160 ayant travaillé sur le même site d'étude.

2.4. Médiane

Les médianes varient entre un minimum de 0,14 mm relevé au niveau des stations situées pas loin de la côtes qui correspond au sable fin, et un maximum de 1,8 mm, correspondant aux sable grossier recouvrant la partie un peu plus au large de notre site.

La carte ci-dessous montre que le sédiment de notre site est constitué de :

- sable grossier, qui représente 48,8% du total.
- sable moyen, qui représente 28,57%.
- sable fin, qui représente 22,61%.

Dans les sols peu imperméables (sable fin, limon), et à forte porosité capillaire, la dégradation des matières organiques a très souvent lieu dans des conditions anaérobies, ceci entraîne la formation de sulfure et d'hydrogène sulfuré, et contribue à rendre la couche superficielle du sol très réductrice, rendant les conditions du sol peu propice à la vie. (**DARDIGNAC-CORBEIL et MARTEL., 1979**)

Cette répartition du sédiment au niveau de notre site, la nature du sable, le faible hydrodynamisme, la faible porosité, se révèlent favorable pour la mise en place d'une filière conchylicole.

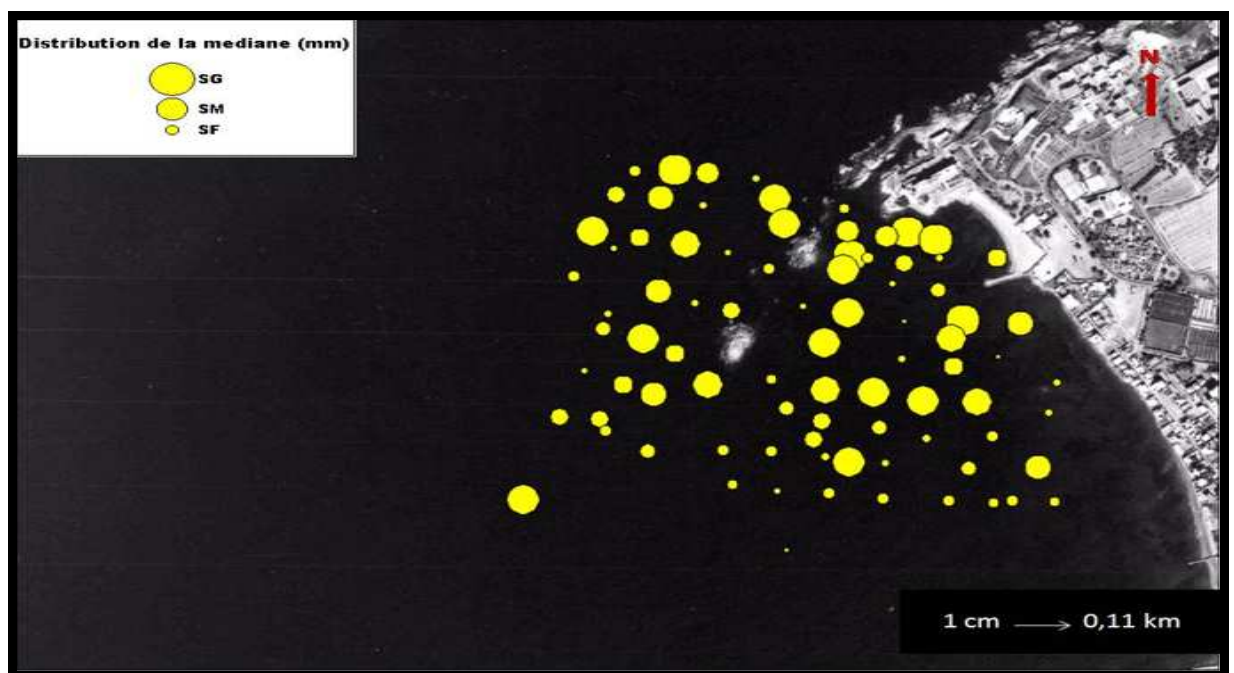


Figure 29.Répartition de la médiane dans la zone de Sidi Fredj.

La répartition de la médiane étudiés par **HAMDOUNI et HAMMAMOUCHE (2008)** montre que les mouvements des courants arrivent de l'Ouest et s'orientent vers l'Est de la baie ce qui confirme bien nos résultats, ces deux études montrent aussi la teneur presque nulle des pélites, ce qui nous a renseigné sur l'absence de la fraction vaseuse dans le sédiment cela pourrait être un facteur très favorable pour la conchyliculture.

2.5. Classement du sédiment (D)

La carte de distribution des D se traduit par un bon classement ($D < 1$), pour la majorité des sédiments. Le calcul de cet indice montre que 75 % sédiments parfait et 25% sédiments très bien classés.

Le très bon classement de notre sédiment est dû au remaniement temporaire de cette zone, qui en hiver est fort mais reste tout de même modéré, et temporaire. Quant à la saison estivale, un calme relatif est remarquable, ce qui permet la décantation du sédiment.

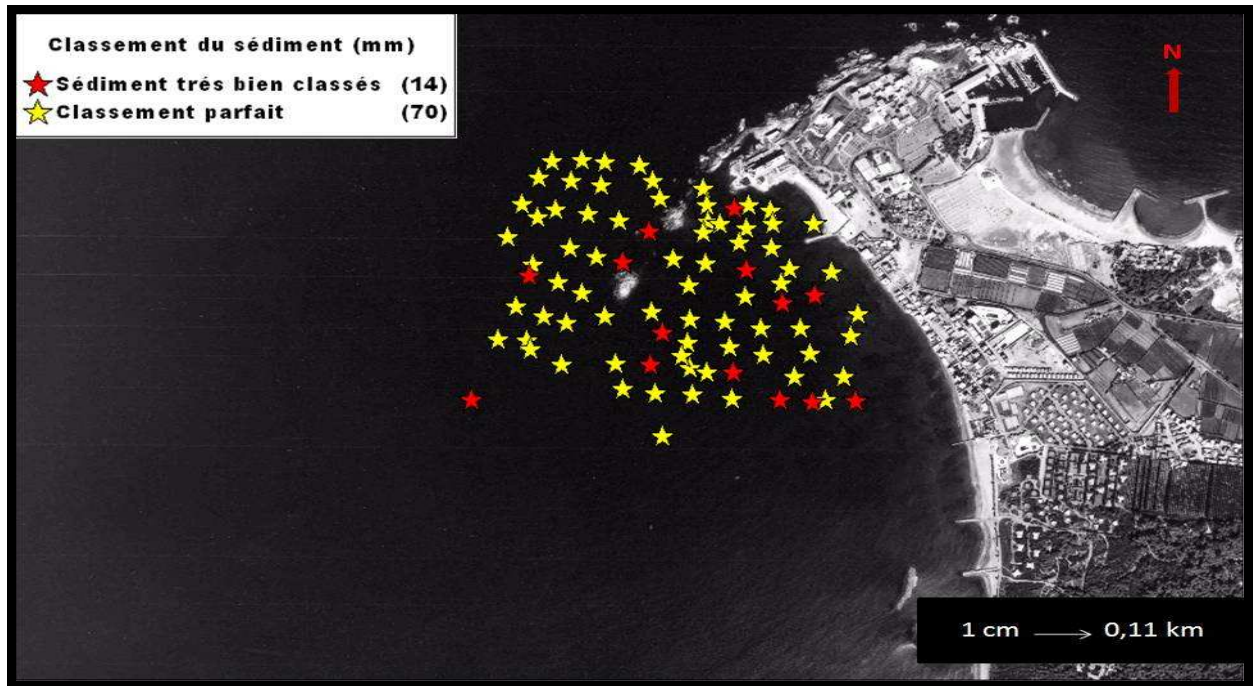


Figure 30.Répartition de classement du sédiment dans la zone de Sidi Fredj.

A titre comparatif, **HAMDOUNI et HAMMAMOUCHE (2008)** ont obtenus un D se traduisant par un bon classement ($D < 1$), pour la majorité des sédiments. Le calcul de cet indice montre que 69.5% sédiments bien classés et 30.5% sédiments mal classés.

2.6. Facteur hydrodynamique

Dans la plus part des stations, le facteur hydrodynamique est supérieur à zéro, cela traduit un transfert sédimentaire actif sous l'effet d'une action hydrodynamique moyenne ou forte. Pour les autres stations le facteur hydrodynamique est inférieur à zéro ($FH < 0$), c'est à dire l'action hydrodynamique est pratiquement nulle en temps normal (sauf tempête), les sédiments sont fixés, et ne sont plus déplacés dans leur totalité (fig.31).

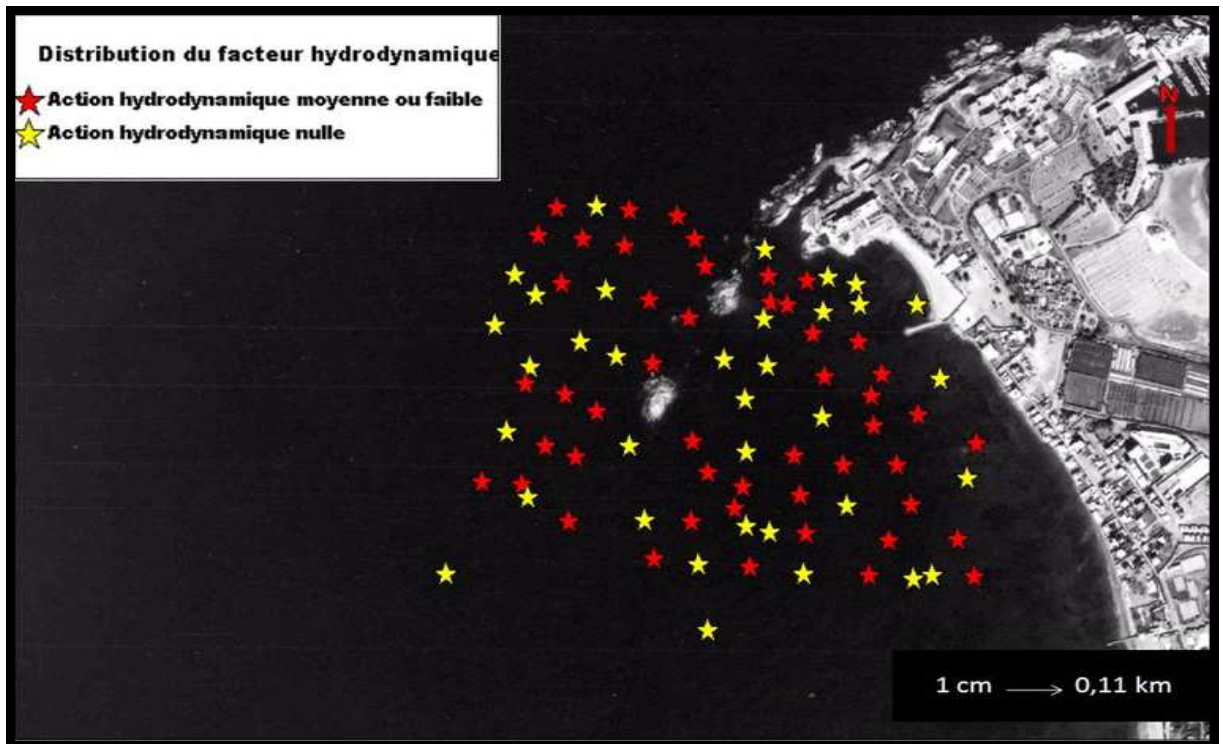


Figure 31. Variation du facteur hydrodynamique de la zone de Sidi Fredj.

En effet, la direction Nord-Ouest du courant est assez faible au cours de l'année, mais présente des houles assez fortes en période hivernal, la direction Est, est également pré pondérée en été, mais les houles restent faibles (**BENGHANEM et al., 2006**).

Pour qu'un élevage conchylicole puisse être pratiqué avec succès, le site doit présenter certaines caractéristiques, la profondeur qui est le principal facteur d'agitation au fond (**CAULET., 1972**), doit permettre d'immerger le plus grand nombre possible de moule sur la plus grande hauteur, et la vitesse des courants ne doit pas dépasser une certaine valeur.

Selon **DARDIGANC-CORBEIL (1979)** cette double exigence de la profondeur et de la vitesse des courants et la nécessité de se trouver suffisamment à l'abri des vents dominant limitent les possibilités d'implantations de filière. la méditerranée offre, à cet égard, le plus grand nombre de sites favorables.

Conclusion

Au terme de ce travail porté sur l'analyse environnementale de la zone ouest de la presqu'île de Sidi Fredj, en vue d'en déterminer les potentialités aquacole, on constate que les caractéristiques d'une eau pouvant permettre le succès d'un élevage conchylicole sont réunies, les résultats obtenus en témoignent :

La stabilité des valeurs thermiques en fonction de la profondeur et sur toute la surface, ainsi que des salinités permettra une bonne distribution de l'oxygène, et de la nourriture, cela favorisera donc une excellente homogénéité du taux de croissance des moules.

Les taux de saturation en oxygène avoisinant les 100% sur toutes les stations de prélèvement, traduisent un bon brassage des eaux, qui est certainement du à la faible profondeur de la zone.

En élevage conchylicole, la croissance des organismes, est tributaire de la quantité en MES, par conséquent le milieu étudié, pauvre en ces substance, en dépit des analyses qui ont été effectués en hiver, se révèle peut propice.

L'évaluation de la quantité de chlorophylle et phéopigments, a montré que ce site est peut riche en ces composants (essentiellement la chlorophylle), cela est imputé à la période d'analyse (hiver) qui ne réunie pas tous les facteurs nécessaire à ce développement.

Concernant les substances azotées, notre site jouit d'une certaine richesse, les taux relativement élevés favoriserons le développement et la croissance des moules qui notons le prospèrent dans les zone hypertrophié (déversement d'eau usées).

Quant au sédiment, sa nature, sable grossier, en fait un sol parfait pour l'élevage en suspension, il permettra une bonne oxygénation, et une remise en suspension des matières organiques dégradées, qui est en grande majorité à l'origine des sels nutritifs dans l'eau.

Prise isolement, l'analyse hydrosédimentaire, n'est pas une étude complète, pour l'évaluation de la qualité d'une eau, en effet une analyse environnementale, à long terme, s'avère nécessaire dans le cas d'une installation conchylicole, cette étude regroupera l'analyse bactériologique, analyse des polluants, et enfin analyse de substances toxiques, et cela dans le but d'assurer une bonne santé des moules, qui notant le sont des filtreurs accumulant des substances pouvant représenter une menace pour la santé humaine.

Références bibliographiques

- AMINOT A et CHAUSSEPIED M., 1983.** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. Centre national pour l'exploitation des océans. *Ifremer* (Brest). 395p.
- AMINOT A et KEROUEL R., 2004.** Hydrologie des écosystèmes marins Paramètres et analyses. *Ifremer* (Brest). 336p.
- ARRIGNON J., 2002.** Aménagement piscicole des eaux douces, *Tec et Doc*(Paris). 439p.
- ASPE C., 1999.** L'eau en représentation gestion des milieux aquatique et représentation sociale. *CEMAGREF*(Paris). 101p.
- BARNABE G., 1989.** Aquaculture (volume II).*Tec et Doc* Lavoisier(Paris). 1308p.
- BARNABE G., 1991.** Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. *Tec et Doc* Lavoisier (Paris). 495p.
- BENGHANEM I., DELMI L., KHARFALLAH M., LAHLOU A., 2006.** Morphologie et sédimentologie de la zone Est de Sidi Fredj. Diplôme d'étude universitaire appliquée. *ISMAL*(Alger). 57p.
- BILLEN G., 1999.**L'oxygène un témoin du fonctionnement microbiologique. *Ifremer* (Normandie).28p.
- BOUCHENA K et AIT LOUNIS., 2006.**contribution à l'étude d'un milieu d'élevage conchylicole : cas d'Ain Tagourait (w. Tipaza). En vue de l'obtention du diplôme d'ingénieur d'état en aquaculture.*ISMAL* (Alger). 50p.
- BOUGIS P., 1974.** Ecologie du plancton marin (tome 1).*Masson* (Paris). 196p.
- BOUKRETAOUI S et BOUTOULI T S., 1989.** Baie de Bou Ismaïl : étude des paramètres physiques et chimiques approches biosédimentaire. En vue de l'obtention du diplôme d'ingénieur d'état en halieutique. *ISMAL* (Alger). 92p.
- BOWEDEN., 1974.**oceanic and estuarien mixing processes in chemical oceanography.*Academic press* (London). 626p.
- BRUSLE J et QUIGNARD J P., 2004.** Les poissons et leur environnement. *Tec et Doc* Lavoisier(Paris).1228p.
- CAULET J., 1972.**Les sédiments organogènes du précontinent algérien .*MNHM* (Paris). 289p.
- CHAMLEY H., 2000.** Bases de sédimentologie, *DUNOD* (Paris). 178p.

- COPIN-MONTEGUT G., 1996.** Chimie de l'eau de mer. *Institut océanographique* (Paris). 319p.
- CUGIER P., 1999.** Modélisation du devenir à moyen terme dans l'eau et le sédiment des éléments majeurs (N, P, Si) rejetés par la Seine en Baie de Seine. En vue de l'obtention du doctorat, spécialité : terre enveloppe fluide. Université de Caen basse Normandie (Normandie). 208p.
- DARDIGNAC-CORBEIL et MARTEL C., 1979.** La conchyliculture française (troisième partie). *ISTPM* (Nantes). 450p.
- FAURY N., RAZET D., GOULLETQUER R., RATISKOL J., 1999.** Hydrologie du bassin de Marennes Oléron. Analyse de la base de données « RAZLEC » 1977-1995. 52p.
- FRONTIER S., PICHOD-VIALE D., LEPETRE A DAVOULT D et LUCZAK C., 2004.** Ecosystème : structure fonctionnement et évolution. *DUNOD*(Paris). 549p.
- FUCHS J., 2002.** Aquaculture et pêche dans les pays du sud. *Ifremer*(Brest). 125p.
- GAUJOUS D., 1995.** La pollution des milieux aquatiques, aide mémoire 2ème édition, technique et documentation. *Lavoisier* (Paris). 106p.
- GEORFFROY V., 2008.** Aquaculture. *Relecture et couverture*(Paris) .1264p.
- GUILLAUD J F., 1990.** La mer et les rejets urbains. *Ifremer* (Brest). 315p.
- HAMDOUNI H et HAMMAMOUCHE F., 2008.** Baie de Bou Ismaïl : étude de qualité granulométrique et organique des sédiments pour l'installation d'une ferme aquacole. En vue de l'obtention du diplôme d'études universitaires appliquées (D.E.U.A). *ISMAL* (Alger). 31p.
- HELGUER S., MAGUER J F., MADEC C et LE CORRE P., 2000.** Dynamique de l'azote dans les systèmes côtiers. *Oceanis*. vol.26 n°24.p 661-686 26(24) : 661-686.
- JACQUES G et TREGUER P., 1986.** Ecosystèmes pélagiques marins. *Masson* (Paris). 243p.
- LACAZE J C., 1996.** L'eutrophisation des eaux marines et continentales : causes, manifestations, conséquences et moyens et lutte. *Ellipses* (Normandie). 191p.
- LE LOFF P., 1993.** Environnement et ressource aquatique de côte d'Ivoire. *ORSTOM* (Paris). 588p.
- LEFNAOUI S et OUALI J., 2008.** Analyse des eaux côtières de la baie de BOU- ISMAIL pour la mise en place d'un élevage aquacole. En vue de l'obtention du diplôme d'ingénieur d'état en aquaculture. *ISMAL* (Alger). 50 p.
- LEVEQUE C., 1996.** Écosystèmes aquatique. *Hachette* (Paris). 159p.
- MAURIN C., 1974.** La conchyliculture française le milieu naturel et ses variations (première partie). *ISTMP*(Nantes). 120p.

MERCERON M., 1999. Motivations et présentation du programme « Bassins versants et transmission des pollutions au littoral » .*Ifremer* (Brest). 497p.

MOUTIN T., 2000. Cycle biogéochimique du phosphate. *Oceanis*. vol.26 n°24.p 661-686.

RIVIERE A., 1977. Méthode granulométrique : technique et interprétation. *Masson*(Paris). 170p.

RODIER J., 1998 .L'analyse de l'eau (eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux des mers). *DUNOD*(Paris). 1394p.

Annexes

➤ Réactifs

Les phosphates

Réactifs de dosage :

Acide sulfurique 2.9 mol/l

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

N.B : Cette solution se conserve indéfiniment.

Réactif 1 : solution acide d'acide ascorbique

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

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

Réactif 2 : solution acide de molybdène et d'antimoine

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

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

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

Solution de thiosulfate

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

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

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

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

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

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

(1 ml contient 5 μmol de phosphate).

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

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

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

(1 ml contient 0.05 μmol de phosphate).

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

Etalonnage

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

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

Les silicates

Réactifs de dosage :

Acide sulfurique à 4,5 mol/l

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

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

Réactif 1 : solution acide de molybdate

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

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

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

Réactif 2 : solution d'acide oxalique

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

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

Réactif 3 : solution d'acide ascorbique

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

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

Solution étalon de silicate à 5000 $\mu\text{mol/l}$

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

- Peser et dissoudre 0. 9403 g d'exafluorosilicate et le transférer dans un bécher en plastique avec environ 300 ml d'eau distillée.

(1ml contient 5 μmol de silicate).

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

Etalons à base d'exafluorosilicate de sodium

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

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

L'ammonium

Réactifs de dosage :

Réactif 1 : solution de phénol-nitroprussiate

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

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

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

Solution alcaline complexante

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

- Compléter à 1000 ml.

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

Réactif 2 : solution complexante au chlore

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

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

Solution étalon primaire d'ammonium

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

(1ml de solution étalon contient 10µmole d'ammonium).

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

Solution étalon secondaire d'ammonium

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

(1 ml de la solution secondaire contient 0.5µmole d'ammonium).

N.B : Cette solution est stable une journée.

Etalonnage

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

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

Les nitrites

Réactifs de dosage :

Réactif 1 : solution de Sulfanilamide

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

- Dissoudre 10g de Sulfanilamide dans cette solution.

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

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

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

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

N.B : Conserver cette solution au froid et à l'abri de la lumière. La renouveler tous les mois ou dès qu'il s'y développe une coloration brune.

Solution étalon primaire de nitrite à 5000 µmol/l

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

- Introduire 0.345g dans de l'eau distillée.

- Compléter à 1 litre.

(1 ml contient 5 μ mol de nitrite).

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

Solution étalon secondaire de nitrite

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

(1ml contient 0.05 μ mole de nitrites).

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

Etalonnage

- Introduire dans des fioles jaugées de 500 ml de 1-2-5-10-20-50-100-250 ml la solution secondaire de nitrite et compléter avec de l'eau de mer afin d'obtenir la gamme de concentration de 0,1-0,2-0,5-1-2-5-10-25 μ mol/l.

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

Les nitrates

Réactifs de préparation de la colonne :

Cadmium en grain :

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

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

Solution d'acide nitrique :

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

Solution de sulfate de cuivre :

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

Solution de chlorure d'ammonium :

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

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

Solution d'hydroxyde de sodium :

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

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

Solution tampon pH= 8.5 :

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

N.B : Conserver en flacon hermétiquement bouché.

Préparation de la colonne réductrice de cadmium-cuivre :

Traitement du cadmium :

-Mettre 40 à 50g de cadmium dans un erlenmeyer de 250 ml.

-Laver le cadmium à l'acide chlorhydrique 2 mol/l puis rincer à l'eau distillée.

-Laver rapidement avec l'acide nitrique 0.3 mol/l puis rincer à l'eau distillée.

-Laver à nouveau avec l'acide chlorhydrique 2mol/l pour éliminer le nitrate résiduel et rincer abondamment à l'eau distillée.

-Vider le maximum d'eau et ajouter sans délai 150 ml de la solution de sulfate de cuivre sur le cadmium. Laisser en contact pendant plusieurs minutes en agitant légèrement de temps en temps : si la solution se décolore totalement, la renouveler.

-Laver ensuite abondamment à l'eau distillée, par débordement de l'erlenmeyer, en évitant de mettre le cadmium traité au contact de l'air. Poursuivre ce lavage jusqu'à ce qu'il n'y ait plus de fines particules en suspension.

Remplissage de la colonne et traitement du réducteur :

-Dans une colonne droite, mettre un peu de laine de verre au bas de la colonne.

-Remplir complètement la colonne de la solution tampon.

-Remplir d'eau distillée l'erlenmeyer contenant le cadmium traité et lui adapter le bouchon muni d'un tube de verre de sorte que l'eau remplisse le tube jusqu'à son extrémité.

-Retourner l'erlenmeyer sur la colonne, sans y faire entrer d'air, et faire tomber le cadmium petit à petit. Tapoter la colonne pour obtenir un tassement régulière. Le volume occupé par le réducteur doit être d'environ 12 mm.

-Laver abondamment le réducteur avec la solution tampon. Prendre garde à ne pas introduire d'air dans la colonne.

-Laisser alors le réducteur en milieu tampon pendant 24 à 48 h renouvelant plusieurs fois la solution.

Activation du réducteur :

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

Réactifs de dosage :

Réactif 1 : solution de Sulfanilamide

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

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

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

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

N.B : Conserver cette solution au froid et à l'abri de la lumière. La renouveler tous les mois ou dès qu'il s'y développe une coloration brune.

Solutions étalons :

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

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

(1 ml contient 5 μmol de nitrite).

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

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

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

(1ml contient 5 μmol de nitrate)

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

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

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

Les résultats de l'analyse du sédiment

STATION	longitude	latitude	MO %	[CHLORO]µg/g	[pheop] µg/g	classement	FH	médiane
S1	002° 50,235'	36° 45,665'	1,99	0	2	0,47	3,61	1
S2	002° 50,289'	36° 45,657'	2,13	0	0,09	1	0,27	1
S3	002° 50,235'	36° 45,635'	2,61	0,27	1,44	0	0,41	2
S4	002° 50,260'	36° 45,631'	4,42	0,96	1,9	0	0,55	0,4
S5	002° 50,320'	36° 45,66'	2,1	0,17	0	0,38	-0,06	2
S6	002° 50,360'	36° 45,65'	2,87	0	1,05	0,9	-0,24	2
S7	002° 50,363'	36° 45,628'	2,28	0,35	0,14	0,63	-0,14	0,18
S8	002° 50,445'	36° 45,624'	1,92	0,12	0	0,67	-0,13	0,8
S9	002° 50,311'	36° 45,622'	3,02	0	1,17	0	-0,51	0,63
S10	002° 50,224'	36° 45,618'	3,86	1,4	0,72	0,36	-0,03	1,8
S11	002°50,294'	36° 45,599'	7,75	4,27	0	0	0,6	0,14
S12	002° 50,358'	36° 45,587'	6,95	6,17	0	0	0,57	0,5
S13	002° 50,163'	36° 45,575'	3,68	0,32	0	0	-0,34	0,14
S14	002° 50,226'	36° 45,566'	5,53	0,24	0	0,78	-0,18	1,8
S15	002° 50,306'	36° 45,552'	6,04	0,47	0	1,26	0,44	0
S16	002°50,390'	36° 45,550'	5,3	1,28	0	0	0,3	2
S17	002° 50,473'	36° 45,542'	3,82	4,7	0	0,91	-0,36	1,4
S18	002° 50,19'	36° 45,530'	3,06	0	1,23	0	-0,12	1,8
S19	002° 50,299'	36° 45,507'	4,75	0	2,97	0	-0,15	0,18
S20	002° 50,373'	36° 45,494'	6,74	0	1,03	1,34	5,8	0,8
S21	002° 50,438'	36° 45,504'	1,97	0	1,74	1,19	0,04	0
S22	002° 50,52'	36° 45,468'	4,56	0,89	0	0	0,5	0,18
S23	002° 50,111'	36° 45,488'	3,31	3,3	0	0,67	0,14	0,25
S24	002° 50,187'	36° 45,472'	2,38	0	0,93	0,78	-0,18	1,6
S25	002° 50,256'	36° 45,466'	2,48	0	1,54	0,89	0,22	1,8
S26	002°50,325'	36° 45,453'	4,14	0,26	0	0,56	0,1	1,8
S27	002° 50,403'	36° 45,449'	3,78	0	2,28	0,8	0,2	1,6
S28	002° 50,504'	36° 45,431'	4,24	1,46	0	0,44	-0,07	0,18
S29	002° 50,13'	36° 45,453'	2,11	0,05	0	1,01	0,28	0,5
S30	002° 50,116'	36° 45,278'	1,84	2,52	0	0,56	-0,41	0,1
S31	002° 50,179'	36° 45,434'	1,83	0,63	0	0,9	0,26	0,63
S32	002° 50,260'	36° 45,423'	3,05	0	8,14	0	0,82	0,5
S33	002° 50,166'	36° 45,412'	1,99	1,98	0	0	0,48	0,63
S34	002° 50,421'	36° 45,406'	1,77	1,69	0	0,58	0,11	0,315
S35	002° 50,328'	36° 45,407'	6,09	0,31	0	0,67	-0,16	0,2
S36	002° 50,034'	36° 45,404'	6,79	0	5,86	0,56	-0,42	0,4
S37	002° 50,103'	36° 45,400'	12,3	0	5,43	1,08	0,37	0,315
S38	002° 50,180'	36° 45,391'	3,73	0	6,18	0,8	-0,26	0,2
S39	002° 50,265'	36° 45,380'	3,84	0	9,54	1,04	0,34	0,18
S40	002° 50,385'	36° 45,367'	5,98	0	0,84	0	0,82	0,5
S41	002° 49,936'	36° 45,751'	5,99	0,06	0	0,54	0,07	0,4
S42	002° 49,993'	36° 45,751'	3,85	0	1,6	0,68	-0,13	2

S43	002° 50,04'	36° 45,745'	4,05	1,26	0	0	0,53	1
S44	002° 50,109'	36° 45,736'	5,03	0	0	0	0,43	0,16
S45	002° 50,133'	36° 45,709'	4,05	1,2	0	0,36	0,04	1,8
S46	002° 49,906'	36° 45,723'	3,73	0	8,77	0	0,43	0,63
S47	002° 49,970'	36° 45,716'	2,44	3,15	0	0,48	0,07	1,4
S48	002° 50,029'	36° 45,706'	3,84	4,16	0	0,94	0,28	0,18
S49	002° 50,232'	36° 45,693'	5,38	6,43	0	0,78	-0,2	0,25
S50	002° 50,144'	36° 45,679'	2,77	2,5	0	0	0,17	1,8
S51	002° 49,869'	36° 45,681'	1,63	1,9	0	0	-0,14	1,8
S52	002° 49,936'	36° 45,669'	13,55	1,22	0	0,56	0,1	0,8
S53	002° 50,000'	36° 45,658'	2,35	4,63	0	0,46	-0,02	1,6
S54	002° 50,060'	36° 45,646'	1,9	3,08	0	0,98	0,31	0,14
S55	002° 50,117'	36° 45,623'	2,75	1,45	0	1,19	0,45	0,315
S56	002° 49,837'	36° 45,626'	0	5,26	0	0,37	-0,16	0,4
S57	002° 49,898'	36° 45,657'	2,04	3,35	0	0,28	-0,03	0,14
S58	002° 49,958'	36° 45,603'	2,27	1,1	0	0	-0,03	1,4
S59	002° 50,009'	36° 45,586'	2,6	1,96	0	0,5	-0,09	0,16
S60	002° 50,061'	36° 45,575'	2,93	1,25	0	1,1	0,39	0,63
S61	002° 49,882'	36° 45,578'	2,18	1,25	0	0,6	-0,15	0,18
S62	002° 49,875'	36° 45,560'	2,48	0	0,68	1,13	0,41	0,5
S63	002° 49,930'	36° 45,546'	1,91	0	0,48	0,89	0,25	1,8
S64	002° 49,975'	36° 45,526'	3,42	5,01	0	0,9	0,22	0,8
S65	002° 50,019'	36° 45,485'	2,47	2,44	0	0,92	-0,2	1,6
S66	002° 50,373'	36° 45,528'	18	2,67	0	0,48	0,07	1,6
S67	002° 49,843'	36° 45,509'	2,79	0,95	0	0,28	-0,03	0,14
S68	002° 49,897'	36° 45,490'	2,1	3,02	0	0	0,48	0,8
S69	002° 49,941'	36° 45,477'	4,17	0	0,12	0,78	0,19	1,4
S70	002° 49,860'	36° 45,45'	3,64	0,19	0	0	0,39	0,63
S71	002° 49,743'	36° 45,355'	1,36	0	0,04	1,34	-0,53	1,8
S72	002° 49,804'	36° 45,454'	4,67	0	5,03	0	0,54	0,63
S73	002° 49,867'	36° 45,434'	3,68	5,06	0	0	-0,24	0,4
S74	002° 49,926'	36° 45,407'	4,57	0	0	0	0,7	0,5
S75	002° 50,214'	36° 45,383'	5,27	7,7	0	0	-0,2	1,8
S76	002° 50,045'	36° 45,361'	2,99	4,47	0	0,94	0,28	0,25
S77	002° 50,108'	36° 45,351'	2,63	4,39	0	0,63	-0,14	0,14
S78	002° 50,181'	36° 45,346'	8,37	0,25	0	0	0,8	0,4
S79	002° 50,259'	36° 45,336'	3,56	0,96	0	0	-0,38	0,4
S80	002° 50,353'	36° 45,330'	4,34	0,82	0	1,19	0,45	0,4
S81	002° 50,445'	36° 45,327'	6,03	4,24	0	0,65	-0,03	0,4
S82	002° 50,417'	36° 45,324'	,83	3,19	0	1,09	-0,52	0,25
S83	002° 50,504'	36° 45,323'	2,5	0	0	1,1	0,39	0,25
S84	002° 50,484'	36° 45,365'	6,17	0	0	0,78	0,2	1,4