

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'ETUDES UNIVERSITAIRES APPLIQUEES (D.E.U.A) EN SCIENCES DE LA MER

Sujet :

Caractéristiques écologique des fonds de la zone Ouest de Sidi Fredj

Préparé par :

FELLAG Aicha

BOUACEM Hayat

Encadré par :

M^r REFES.....Promoteur.

M^{elle} BOUREHAIL.....Examinatrice

Session : 2011

REMERCIEMENT

*D'abord M^r REFES Wahid vers qui nous portons un profond respect.
Nous le remercions également pour son soutien et les conseils qu'il
nous a prodigués pendant la réalisation de ce travail et surtout pour
son infinie patience.*

*Nous remercions M^{elle} BOUREHAIL d'avoir accordé de l'importance
et de l'intérêt à notre travail.*

*Nous adressons des remerciements particuliers à M^r. BOUKRINA
Yacine. Pour son aide.*

Le personnel de la bibliothèque pour sa gentillesse.

*Nous remercions également tous nos collègues et camarades de
l'ENSSMAL qui nous ont soutenus pendant l'élaboration de ce
travail.*

Dédicaces

À mon Père Abdellah

À ma mère Bakhta

Mes sœurs Fatima, Zahra, Donia et Senia

*Mes frères Youssef, Djilali, Abdelkader et
Mohamed*

*À ma binôme Hayat avec qui j'ai le plaisir de partager
ce travail et sa famille*

*Toutes mes copines (Naoual, Karima, Amina, Imane,
Bahia, Khadidja, Seade, Zahira...)*

AICHA

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

Mes très chers parents

*Mes chers frères : Samir, Salim, Hamid,
Madjid, Amine*

*Mes chères sœurs: Nassima, Zohra,
Kahina et Radia*

Tout mes cousins et cousines

*A ma binôme Aicha avec qui j'ai le
plaisir de partager ce travail et sa
famille*

*Toutes mes copines (Naoual, Karima,
Berkahem, Nadia, Rima, Samira et
Charifa...)*

Touts mes amies.

HAYAT

Sommaire

Introduction.....	1
--------------------------	----------

Chapitre I : Matériel et méthodes.

1- Présentation de la zone d'étude (Sidi Fredj Ouest).....	2
1-1 Situation géographique.....	2
1-2 Choix et localisation des deux stations.	3
1-3 La méthodologie.....	3
2- Analyse de l'eau	4
2-1 Mesure des paramètres in situ.....	4
2-1-1 La température (T°C).....	4
2-1-2 La salinité (PSU).....	4
2-1-3 L'oxygène dissous (O ₂).....	4
2-1-4 Le potentiel d'hydrogène (pH).....	5
2-2 La matière en suspension (MES).....	5
2-3 La matière organique particulaire (MOP) et la matière inorganique particulaire (MIP).....	5
2-4 La chlorophylle a et les phéopigments.....	6
2-5 Les sels nutritifs.....	7
2-5-1 Les nitrites (NO ₂ ⁻).....	7
2-5-2 Les nitrates (NO ₃ ⁻).....	8
2-5-3 L'ammonium (NH ₄ ⁺).....	9
2-5-4 Les silicates (Si(OH) ₄).....	10
2-5-5 Les phosphates (PO ₄ ⁻³).....	11
3- Analyse du sédiment.....	12
3-1 Prétraitement des échantillons.	12

3-2	Analyse des échantillons.....	12
3-2-1	La chlorophylle a et les phéopigments.....	12
3-2-2	La matière organique.....	14
3-3	Analyse granulométrique.....	14
3-3-1	Traitement des échantillons.....	14
3-3-2	Aspect général des courbes granulométriques.....	15
3-3-3	Le mode.....	15
3-3-4	Les indices granulométriques.....	17
3-3-4-1	La médiane Q_{50}	17
3-3-4-2	Le premier quartile Q_{25}	17
3-3-4-3	Le troisième quartile Q_{75}	17
3-3-4-4	Le classement (déviation standard).....	17
3-3-4-5	Facteur hydrodynamique (FH).....	18

Chapitre II : Résultats et discussions

1-	L'eau.....	19
1-1	La température.....	19
1-2	La salinité.....	20
1-3	L'oxygène dissous.....	20
1-4	Le potentiel d'hydrogène.....	22
1-5	La matière en suspension.....	23
1-5-1	La matière organique particulaire (MOP).....	24
1-5-2	La matière inorganique particulaire (MIP).....	25
1-5-3	Le rapport MIP/MOP.....	26

1-6	La chlorophylle a et les phéopigments.....	27
1-7	Les nitrites (NO_2^-).....	29
1-8	Les nitrates (NH_3^-).....	30
1-9	L'ammonium (NH_4^+).....	31
1-10	Les silicates ($\text{Si}(\text{OH})_4^-$).....	32
1-11	Les phosphates (PO_4^{-3}).....	33
2-	Le Sédiment.....	34
2-1	La chlorophylle a et les phéopigments.....	34
2-2	La matière organique.....	36
2-3	Le mode.....	37
2-4	La médiane.....	39
2-5	Le classement (D).....	39
2-6	Facteur hydrodynamique (FH).....	39
	Conclusion.....	41
	Références bibliographiques	
	Annexes	

Liste des figures

Figure 1 : Situation géographique de la presqu'île de Sidi Fredj.....	2
Figure 2 : Localisation des deux stations sur la carte.....	3
Figure 3 : Courbe d'étalonnage des nitrites.....	8
Figure 4 : Courbe d'étalonnage de l'ammonium.....	10
Figure 5 : Courbe d'étalonnage des silicates.....	11
Figure 6 : Courbe d'étalonnage des phosphates.....	12
Figure 7 : Courbe unimodale.....	15
Figure 8 : Courbe bimodale.....	16
Figure 9 : Courbe plurimodale.....	16
Figure 10 : Variation mensuelle de la température de l'eau des stations a et b.....	19
Figure 11 : Variation mensuelle de la salinité de l'eau des stations a et b.....	20
Figure 12 : Variation mensuelle de l'oxygène dissous de l'eau des stations a et b.....	21
Figure 13 : Variation mensuelle de taux d'oxygène dissous de l'eau des stations a et b.....	22
Figure 14 : Variation mensuelle du pH de l'eau des stations a et b	23
Figure 15 : Variation mensuelle des MES de l'eau des stations a et b.....	24
Figure16 : Variation mensuelle de MOP de l'eau des stations a et b.....	25
Figure 17 : Variation mensuelle de MIP de l'eau des stations a et b.....	26
Figure 18 : Variation mensuelle de rapport MIP/MOP de l'eau des stations a et b.....	27
Figure 19 : Variation mensuelle de la chlorophylle a de l'eau des stations a et b.....	28
Figure 20 : Variation mensuelle des phéopigments de l'eau des stations a et b.....	29
Figure 21 : Variation mensuelle des nitrites de l'eau des stations a et b.....	30
Figure 22 : Variation mensuelle des nitrates de l'eau des stations a et b.....	31

Figure 23 : Variation mensuelle de l'azote ammoniacal de l'eau des stations a et b.....	32
Figure 24 : Variation mensuelle des silicates de l'eau des stations a et b.....	33
Figure 25 : Variation mensuelle des orthophosphates de l'eau des stations a et b.....	34
Figure 26 : Variation mensuelle de la chlorophylle a de sédiment des stations a et b.....	35
Figure 27 : Variation mensuelle des phéopigments de sédiment des stations a et b.....	36
Figure 28 : Variation mensuelle de MO de sédiment des stations a et b.....	37
Figure 29 : Pourcentage des différents courbes granulométriques cumulatives.....	38

Liste des tableaux

Tableau 1 : Les dates des prélèvements mensuelles de l'eau et des sédiments pour les deux stations a et b.....	4
Tableau 2 : La nature des sédiments.....	17
Tableau 3 : Valeur du D représentant les types de classement.....	18

Introduction :

Le littoral algérois apparait comme un ensemble de baies où les caractéristiques physiques et chimiques des eaux sont différentes, elles sont en relation avec l'importance des apports continentaux et de l'intensité des activités anthropiques sur le littoral.

Notre présente étude s'intègre dans ce type de problématique, où notre contribution va permettre de déterminer les caractéristiques physiques et chimiques des eaux et des caractéristiques des sédiments au cours d'un suivi de 10 mois (juillet 2010 – avril 2011) sur deux stations aux niveaux de la plage ouest de thalassothérapie de Sidi Fredj. Sidi Fredj est une région balnéaire très convoitée par de nombreux touristes et aussi susceptible d'abriter d'éventuelles activités aquacoles. Ce qui nécessite des études environnementales poussées, qui englobent les aspects hydrologiques, sédimentaires, climatiques et biologiques de la région.

Ces caractéristiques physiques et chimiques des eaux sont la température, la salinité, l'oxygène dissous, le pH, la matière en suspension, la matière organique particulaire, la matière inorganique particulaire, la chlorophylle a, les phéopigments, les nitrates, les nitrites, l'ammonium, les silicates et les phosphates. Tandis que pour les caractéristiques sédimentaires ont s'est basé sur les caractéristiques granulométriques (médiane – mode – indice de classement – facteur hydrodynamique), la matière organique, la chlorophylle a et les phéopigments.

Chapitre I : matériel et méthodes

1- Présentation de la zone d'étude (Sidi Fredj Ouest)

1-1 Situation géographique :

La presqu'île de Sidi Fredj se situe dans la baie de Bou Ismail, à une vingtaine de kilomètres à l'Ouest d'Alger. Elle est constituée d'un éperon d'environ 1 km de long. À l'Est, la pointe du marabout est doublée vers le large par un chapelet d'îlots alors que vers l'Ouest ; les îlots du grand rocher et du rocher du milieu prolongent la pointe de saint janvier de **GIOVANNI, (1973)**.

Sidi Fredj renferme l'une des plus grandes stations balnéaires algériennes à vocation touristique, fréquentée le long de l'année par de nombreux touristes.

Elle se situe à l'Ouest d'Alger entre $2^{\circ}50'48''$ E de longitude et $36^{\circ}45'17''$ N de latitude jusqu'à $2^{\circ}50'41''$ E de longitude et $36^{\circ}45'06''$ N de latitude (Figure 1).

Dans la zone comprise entre les îlots et la plage de la thalassothérapie, la profondeur n'atteint pas les 7 m mais à l'Ouest des deux îlots, l'herbier à Posidonie installé sur fond rocheux atteint 16 m de profondeur et quelques touffes peuvent même atteindre 18 m de profondeur.



Figure 1 : Situation géographique de la presqu'île de Sidi Fredj.

1-2 Choix et localisation des deux stations.

Deux stations a et b de longitude (a : $36^{\circ}45'36,27''$ N) et (b : $36^{\circ}45'36,33''$ N) et de latitude (a : $2^{\circ}50'27,86''$ E) (b : $2^{\circ}50'27,63''$ E) (figure 2) a fait l'objet d'un suivi mensuel sur une période de prélèvement qui s'étale du mois de juillet 2010 au mois d'avril 2011.



Figure 2 : Localisation des deux stations sur la carte

1-3 La méthodologie :

Les prélèvements d'eau et de sédiment ont été réalisés manuellement de juillet 2010 à avril 2011 soit un échantillonnage mensuel pour les deux stations (tableau 1).

Les prélèvements d'eau ont été réalisés à l'aide des bouteilles en polyéthylène de deux litres, l'échantillonnage a été effectué à une profondeur de (10-30) cm sous la surface de l'eau. Les prélèvements de sédiment ont été réalisés à l'aide d'un carottier en plastique dans une couche de 30 cm de profondeur et les sédiments ont été stockés dans des sacs en plastique. Tous les échantillons ont été congelés juste après l'échantillonnage.

Au cours de chaque prélèvement mensuel, on a relevé in-situ les paramètres température, salinité, oxygène dissous et pH.

Tableau 1 : les dates des prélèvements mensuel de l'eau et des sédiments pour les deux stations a et b.

N° de sortie	La date
1	13/07/2010
2	26/08/2010
3	14/09/2010
4	20/10/2010
5	29/11/2010
6	08/12/2001
7	03/01/2011
8	06/02/2011
9	06/03/2011
10	03/04/2011

2- Analyse de l'eau

2-1 Mesure des paramètres in situ

2-1--1 La température

La mesure de la température a été effectuée sur le terrain à l'aide d'un oxymètre (type Oxi / Wissenschaftlich Technische Werkstätten (WTW) 197) avec une précision de $\pm 0.5^{\circ}\text{C}$. (Voir photo1 annexe 4)

2-1-2 La salinité

Pour la mesure de la salinité on a utilisé un salinomètre de terrain (Cond 197) d'une précision de ± 0.5 PSU (Particul Salinite Unit). (Voir photo 2 annexe 4)

2-1-3 Oxygène dissous

Dans la présent étude l'oxygène dissous a été mesuré par un oxymètre de terrain (type Oxi / WTW 197), sa teneur est donnée en mg/l avec une précision de ± 0.5 mg/l. (Voir photo 1 annexe 4)

Le pourcentage de saturation est calculé par la formule :

$$\text{Saturation en oxygène} = (\text{concentration mesurée de l'oxygène dissous/solubilité de l'oxygène}) * 100.$$

(Voir tableau 5 annexe 2)

2-1-4 Le potentiel d'hydrogène (pH)

Pour la mesure in situ de ce paramètre on a utilisé un pH mètre de terrain de type (pH / mv mètre, WTW 197), d'une précision de ± 0.01 .

2-2 La matière en suspension (MES)

La méthode consiste à filtrer 500ml d'eau de mer sur une membrane filtrante afin de retenir toutes les particules de taille supérieur à $0.45\mu\text{m}$ environ. La membrane séchée et pesée avant et après filtration, la différence de poids permet de connaître la masse séchée totale de MES dans le volume total correspondant (AMINOT & KEROUEL, 2004).

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

- ✓ **P₁ (mg)** : le poids du filtre avant filtration.
- ✓ **P₂ (mg)** : le poids du filtre après filtration.
- ✓ **V(l)**: le volume filtré.
- ✓ **B (mg)** : la balance, s'il excède $\pm 0.05\text{mg}$ en moyenne ($B < 0$) s'il y a perte de poids.

2-3 La matière organique particulaire (MOP) et la matière inorganique particulaire (MIP)

Les filtres utilisés pour la détermination de la matière en suspension dans l'eau de mer sont mis dans des creusets, et peser avec précision on obtient P_3 . Après les avoir passés au four à moufle à 450°C (Voir photo 3 annexe 4) pendant 2 heures, les creusets (Voir photo 4 annexe 4) et les filtres sont à nouveau pesés, on obtient (P_4), la différence de ces deux poids (P_3, P_4) nous donne le poids de la matière organique brûlée :

$$\text{MOP (mg)} = P_3 - P_4$$

- ✓ P_3 : poids du creuset et du filtre avant passage au four.
- ✓ P_4 : poids du creuset et du filtre après passage au four.

L'expression : $\text{MES} - \text{MOP}$, nous donne alors la MIP

2-4 La Chlorophylle a et les phéopigments

Après filtration d'un 500 ml 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 à une ou plusieurs longueurs d'onde, par la méthode spectrophotomètre avant et après acidification si l'on recherche également les formes dégradées.

❖ Mode opératoire

- Filtrer 500ml d'eau de mer.
- Après filtration, ajouter 10ml d'acétone 90%.
- Numéroter les tubes.
- Envelopper les tubes avec papier d'aluminium pour garder les filtres à l'abri de la lumière.
- Mettre les tubes dans le réfrigérateur pendant 24h à 5°C.
- Mesurer les absorbances brutes des extraits non acidifiés selon la méthode de **LORENZEN (1967)**, à 2 longueurs d'onde : 665nm et 750nm.

❖ Calcul et expression des résultats

$$[\text{Chlorophylle a}](\mu\text{g/l}) = 27.7(A_{665}^{\text{na}} - A_{665}^{\text{a}}) * v/V * I$$

$$[\text{Phéopigments}](\mu\text{g/l}) = 27.7(1.7A_{665}^{\text{a}} - A_{665}^{\text{na}}) * v/V * I$$

V: volume d'eau filtré (l).

v: volume d'acétone (ml).

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

$$A_{665}^{\text{na}} = (A_{\text{brut}665}^{\text{na}} - bc_{665}) - (A_{\text{brut}}^{\text{na}} - bc_{750})$$

$$A_{665}^{\text{a}} = (A_{\text{brut}665}^{\text{a}} - bc_{665}) - (A_{\text{brut}}^{\text{a}} - bc_{750})$$

A_{665}^{na} : absorbance corrigée à 665nm avant acidification.

A_{665}^{a} : absorbance corrigée à 665nm après acidification.

Ab_{665}^{na} : absorbance de l'échantillon à 665nm avant acidification.

Ab_{665}^{a} : absorbance de l'échantillon à 665nm après acidification.

Ab_{750}^{na} : absorbance de l'échantillon à 750nm avant acidification.

Ab_{750}^a : absorbance de l'échantillon à 750nm après acidification.

bc_{665} : absorbance de blanc de cuve à 665nm.

bc_{750} : absorbance de blanc de cuve à 750nm.

2-5 Les sels nutritifs

Les éléments nutritifs sont des descripteurs hydrologiques indispensables à l'étude ou la caractérisation d'un écosystème marin (AMINOT & KEROUEL, 2004).

La quantité de lumière absorbée par la solution appelée absorbance (A) ou densité optique (DO), obéit à la loi de **BEER-LHMBERT** qui est exprimée par la relation suivante.

$$A = DO = \log(I_0 / I) = \epsilon L * C$$

Avec:

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

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

L : la longueur du milieu traversé exprimé en cm.

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

DO : densité optique de la solution.

Pour les réactifs : se préparant directement dans leur flacon de stockage, on utilise des produits de qualité "pour l'analyse" et de l'eau déminéralisée fraîchement soutirée, les réactifs se préparent directement dans leur flacon de stockage en verre et en plastique, marqué au volume (Voire annexe 1).

2-5-1 Les nitrites (NO_2^-)

La méthode présentée repose sur la colorimétrie issue de la réaction de la **GRIESS**, très répondeuse et applicable avec du matériel courant de laboratoire (AMINOT & KEROUEL, 2004).

❖ Mode opératoire

- 50 ml \pm 1ml d'échantillon.
- Ajouter 1ml de réactif 1(solution de Sulfanilamide), et mélanger attendre de (2-8) minutes.

- Ajouter 1ml du réactif 2(solution de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine) et mélanger (attendre au moins 10minutes et au plus de 1heure).
- Mesure de l'absorbance à 543nm, en prenant l'eau distillée comme référence.
- Mesure du blanc de cuve (eau distillée), du blanc des réactifs.

❖ Etalonnage

Introduire dans des fiole jaugées 500ml de (1-2-5-10-50-100-250)ml, la solution secondaire de nitrite et compléter avec de l'eau distillée afin d'obtenir la gamme de concentration de (0.1-0.2-0.5-1.2-5-10-25) $\mu\text{mol/l}$ (Figure 3).

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

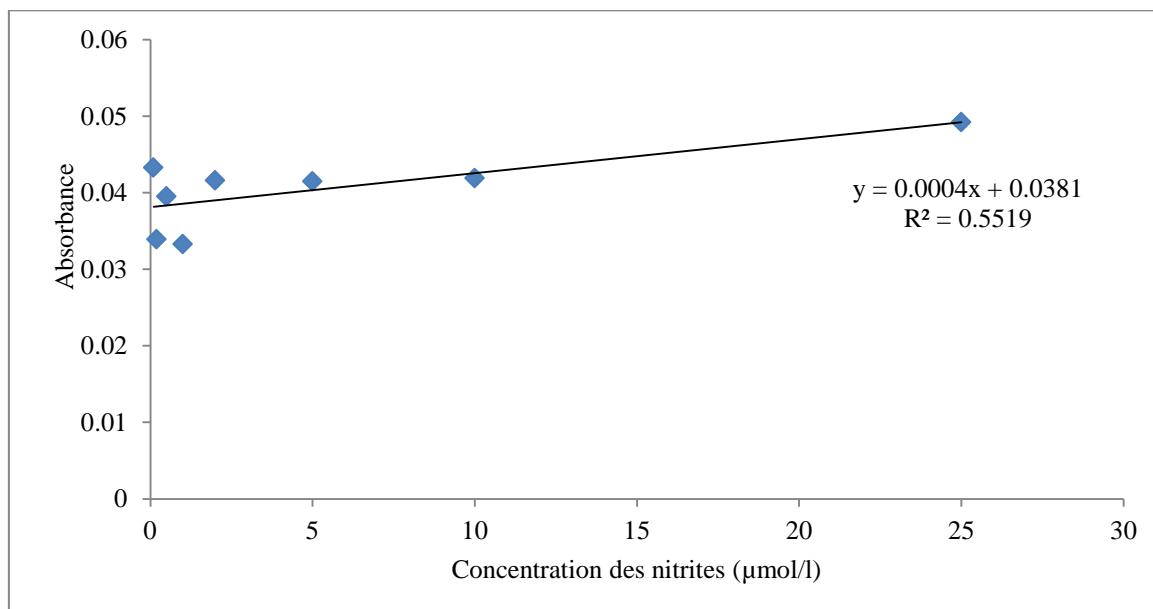


Figure 3 : Courbe d'étalonnage des nitrites

2-5-2 Les nitrates (NO_3^-)

La méthode présentée repose sur la colorimétrie du composé de **GRISSE** obtenu avec le nitrite après réduction du nitrate en nitrite (**AMINOT & KEROUEL, 2004**).

❖ Mode opératoire

C'est la même étape que les nitrites seulement après la 3^{ème} étape on ajoute une autre:

- ✓ Faire passer le dosage dans une colonne de cadmium.

❖ 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 0.3mol/l puis rincer à l'eau distillée.
- ✓ Laver une 2^{ème} 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 la 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 distillée.
- ✓ Laver avec de la solution tampon pH=8.5 et laisser la colonne en milieu tampon pendant (24 à 48) heures.
- ✓ Avant chaque série d'analyse qui dépasse 1heure, réactiver la colonne avec 250ml de tampon dopé à 100µmol/l de nitrate et rincer la colonne avec la solution tampon et la conserver dans son milieu.

2-5-3 L'ammonium (NH₄⁺)

L'azote ammoniacal est présent sous deux formes en solution, l'ammoniac (NH₃) et l'ammonium (NH₄), dans les eaux estuariennes, l'ammonium est très prédominant, la forme NH₃ est la plus toxique pour la vie aquatique (AMINOT & KEROUEL, 2004).

❖ Mode opératoire

- 100ml ±5ml de l'échantillon.
- Ajouter 3ml du réactif 1(solution de phénol-nitroprussiate).
- Boucher et agiter pour bien homogénéiser.
- Ajouter sans attendre 3ml de réactif 2 (solution complexante du chlore).
- Boucher immédiatement à l'abri de la lumière pendant une nuit à température ambiante.
- Mesurer l'absorbance à 630nm par rapport au blanc.

❖ Etalonnage

- Introduire (0.5-1-2.5-5-10-25-100-250)ml de la solution étalon secondaire et compléter à 500ml avec l'eau de mer filtrée soit une gamme étalon (Figure 4).
- Analyser à 630nm les différentes solutions ainsi que l'eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon.

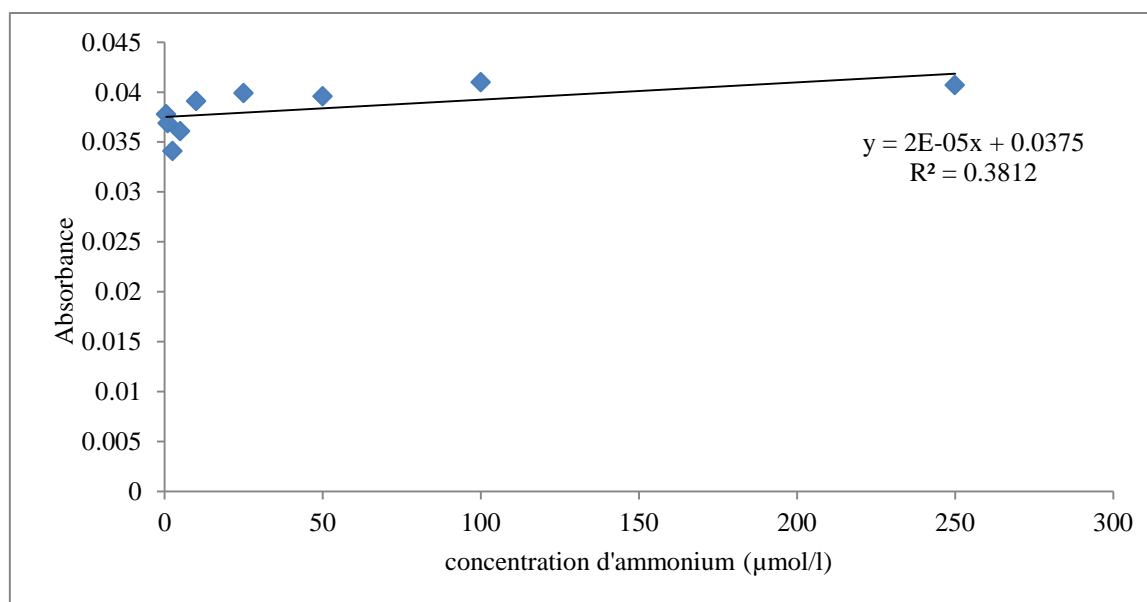


Figure 4 : Courbe d'étalonnage d'ammonium

2-5-4 Les silicates (Si(OH)₄)

Le terme silicate est employé ici pour désigner les formes dissoutes de l'ion orthosilicate SiO₄⁻⁴ la forme majoritaire dans l'eau de mer étant l'acide orthosilicate, (AMINOT & KEROUEL, 2004).

❖ Mode opératoire

- La température ambiante doit être comprise entre (19 et 25) °C.
- Introduire dans une éprouvette en plastique 50ml de l'échantillon.
- Ajouter 2ml du réactif 1(solution acide de molybdate) et mélanger.
- Attendre 7 minutes au moins et 13 minutes au plus.
- Ajouter 2ml du réactif 2 (solution d'acide oxalique) et mélanger.
- Sans attendre ajouter 1ml du réactif 3(solution d'acide ascorbique) et mélanger attendre 30 minutes à 2 heures.
- Mesurer l'absorbance par rapport à l'eau distillée, l'échantillon, et les réactifs à 810nm.

❖ Etalonnage

- Introduire (1-2-5-10-20-50)ml de la solution étalon dans des fioles en plastique et compléter à 500ml avec de l'eau de mer filtrée, soit une gamme de concentration de (10-20-50-100-200-500)μmol/l (Figure 5).

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

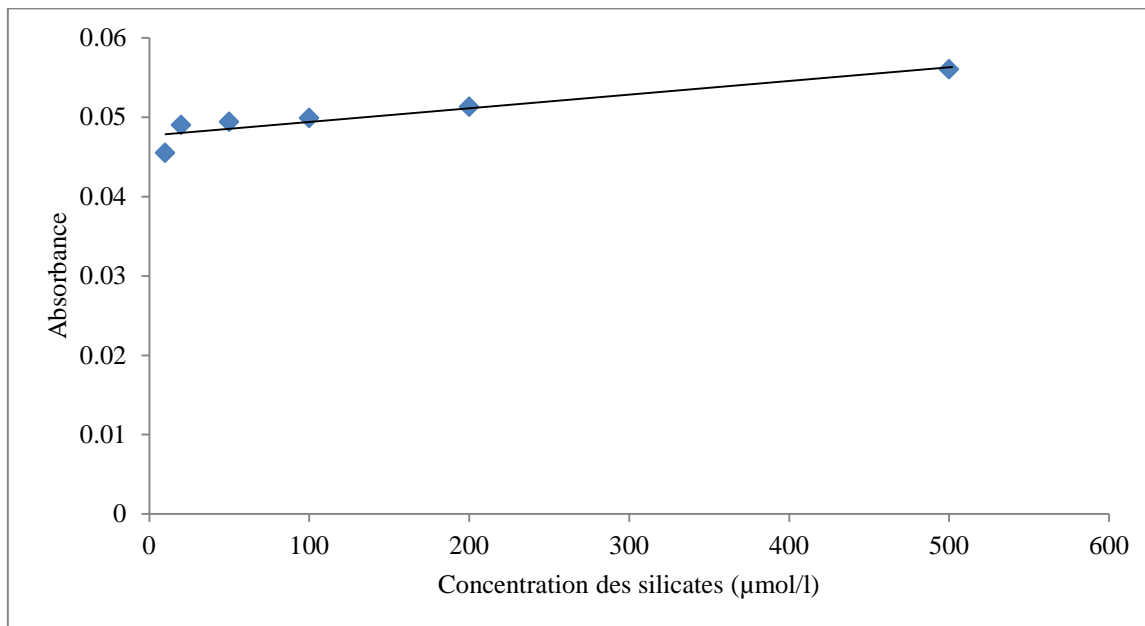


Figure 5 : Courbe d'étalonnage des silicates.

2-5-5 Les phosphates (PO_4^{3-})

Le terme phosphate est employé pour désigner l'ensemble des formes dissoutes, libres et complexées (par tout cation, y compris H^+), de l'ion orthophosphate PO_4^{3-} (AMINOT & KEROUEL, 2004).

❖ Mode opératoire

- La température des échantillons doit être entre (15-30°C).
- Mesurer 50ml de l'échantillon.
- Ajouter 2 ml du réactif 1 (solution d'acide ascorbique) et mélanger.
- Ajouter 0.5ml de thiosulfate et mélanger, laisser réagir 15 minutes.
- Ajouter 2ml du réactif 2 (solution acide Molybdène et d'antimoine), et mélanger.
- Laisser réagir 5 minutes mais pas plus de 30 minutes.
- Mesurer l'absorbance à la longueur d'onde de 880nm.

❖ Etalonnage

- Introduire (0.5-1-2.5-5-10-25-50-100-250)ml de la solution secondaire et compléter à 500ml avec de l'eau de mer filtrée soit une gamme de concentration de (0.5-1-2.5-5-10-25-100-250)µmol/l (Figure 6).

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

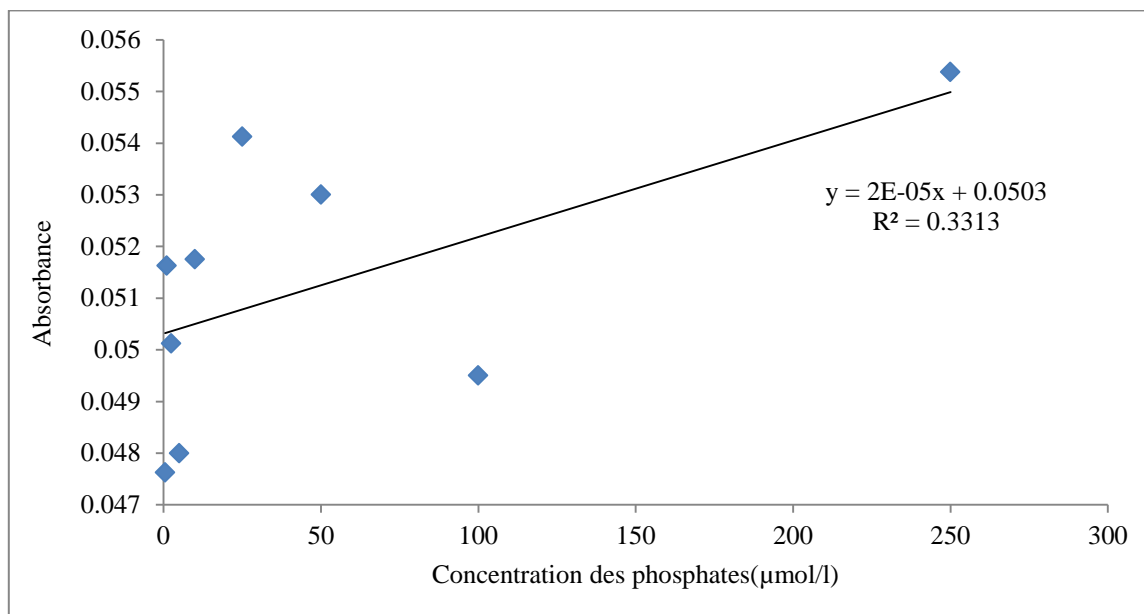


Figure 6 : Courbe d'étalonnage des phosphates.

1- Analyse du sédiment

3-1 Prétraitement des échantillons

Les échantillons prélevés ont été décongelés, et mis chacun d'eux dans des boîtes de pétrie étiquetées, puis on prend une quantité humide pour la mesure de la chlorophylle a, le reste de sédiment est séché à l'aide d'une étuve à 80°C pendant 24h pour l'estimation de la matière organique et l'analyse granulométrique.

3-2 Analyse des échantillons

3-2-1 La chlorophylle a et les phéopigments

Les mesures de la chlorophylle a dans le sédiment sont réalisées avec la méthode décrite par **STEELE ET BAIRD (1968)**, en apportant quelque modification proposée par **RIAUX (1982) & RIAUX-GOBIN (1993)** (in **HAMDOUNI & HAMMAMOUCHE, 2008**), au protocole de **PLANTE-CUNY (1974)** (in **HAMDOUNI & HAMMAMOUCHE, 2008**).

Le sédiment est inséré dans un tube de 10ml et 6ml d'acétone 90% sont ajoutés. Le tube est agité, l'extraction se réalise sur des sédiments humides (3 à 5 g approximativement respectivement pour les faciès sableux et vaseux), la chlorophylle a en solution aqueuse se

dégrade rapidement en présence de lumière et à la température ambiante, le rythme de dégradation peut être grandement réduit en conservant l'échantillon au froid et à l'obscurité donc il faut éviter d'exposer l'échantillon trop longtemps à la lumière.

❖ Mode opératoire

- Mettre l'appareil (spectrophotomètre) en marche environ 30min avant de procéder au dosage.
- Sortir les échantillons du réfrigérateur.
- Eviter d'exposer les échantillons à la lumière et procéder le plus rapidement possible afin de minimiser la dégradation de la chlorophylle a par la lumière et la chaleur.
- Remplir la cuvette du spectrophotomètre avec environ 3ml de l'échantillon et prendre la lecture à 665nm puis à 750nm.
- Acidifier les échantillons avec 2 gouttes HCl 2N/10ml et prendre de nouveau une lecture après 1min.
- La mesure de l'absorbance est effectuée après l'acidification qui transforme toute la chlorophylle a en phéopigments, est calculée à partir des équations de **LORENZEN (1967)**.

Chlorophylle *a* (µg/g) de sédiment sec :

$$\text{Chl} = [26.7 (\text{D}_{0665\text{O}} - \text{D}_{0665\text{A}}) ((\text{TH} - \text{TS}) + \text{ACE})] / (\text{TS} - \text{T}) / \text{L}.$$

Phéopigments (µg/g) de sédiment sec :

$$\text{Phéo} = [26.7 (1.7\text{D}_{0665\text{A}} - \text{D}_{0665\text{O}}) ((\text{TH} - \text{TS}) + \text{ACE})] / (\text{TS} - \text{T}) / \text{L}.$$

Avec:

- Chl: chlorophylle *a* (µg/g de poids sec de sédiment).
- Phéo : phéopigments (µg/g de poids sec sédiment).
- $\text{D}_{0665\text{O}}$: $\text{D}_{0665} - \text{D}_{0750}$ nm (densité optique avant acidification).
- $\text{D}_{0665\text{A}}$: $\text{D}_{0665} - \text{D}_{0750}$ nm (densité optique après acidification).
- T: le poids de tube sèche en g.
- TH : le poids de sédiment contenant l'échantillon humide.
- TS : poids de tube contenant le sédiment après séchage.
- ACE : le volume d'acétone versé en g/cm^3 .
- L : longueur de trajet optique.

- PS : poids de sédiment humide en g/cm^3 .

3-2-2 La matière organique

L'estimation de la matière organique dans le sédiment a été réalisée de la manière suivante :

❖ Mode opératoire

- Congélation du sédiment immédiatement après le prélèvement.
- Décongélation du sédiment.
- Séchage à l'étuve (voir photo 5 annexe 4) pendant une nuit.
- Pesée les creusets vide (P1).
- Remplissage des creusets numéroté de sédiment.
- Pesée (voir photo 6 annexe 4) les creusets remplis de sédiment (P2).
- Mettre du sédiment dans le four à moufle pendant 2heures à 600°C .
- Pesée à nouveau soi (P3) le nouveau poids.
- La différence des trois poids obtenus précédemment P2 et (P1+P3) nous donne le poids de la matière organique brûlée.

$$P = P2 - P3$$

3-3 Analyse granulométrique

C'est une opération qui constitue à étudier la répartition des différents grains d'un échantillon en fonction de leur taille.

3-3-1 Traitement des échantillons

- Les échantillons prélevés sont préparés pour subir un traitement suivant le protocole standard :
- Séchage à l'étuve à 80°C pendant 24h.
- On prend toute la quantité qu'on a prélevée.
- L'échantillon subit un tamisage sur une table vibrante pendant 10min, la série de tamis utilisée est de type AFNOR (Voir photo 7 annexe 4), en le passant à travers des séries de tamis des mailles décroissante comme suite :
2500-2000-1600-100-800-630-315-160 (μm).
- À la fin de chaque tamisage on pèse la quantité de refus retenus dans chaque tamis.

3-3-2 Aspect général des courbes granulométriques

Le refus de chaque tamis est pesé puis transformé en pourcentage non cumulé et cumulé, les résultats de ces analyses ont été présentés sous forme des courbes cumulatives réalisées sur papier semi-logarithmique à l'aide d'un programme informatique (Tableur EXCEL).

3-3-3 Le mode

La représentation graphique en courbe cumulative et histogramme de fréquence des résultats granulométriques, permet de mettre en évidence dans un même échantillon la dominance d'une ou plusieurs fractions qu'on appelle couramment les modes (**RIVIERE, 1977**), on distingue trois courbes :

- ✓ Courbe unimodale : ou l'on note la dominance d'un seul stock sédimentaire (Figure 7)

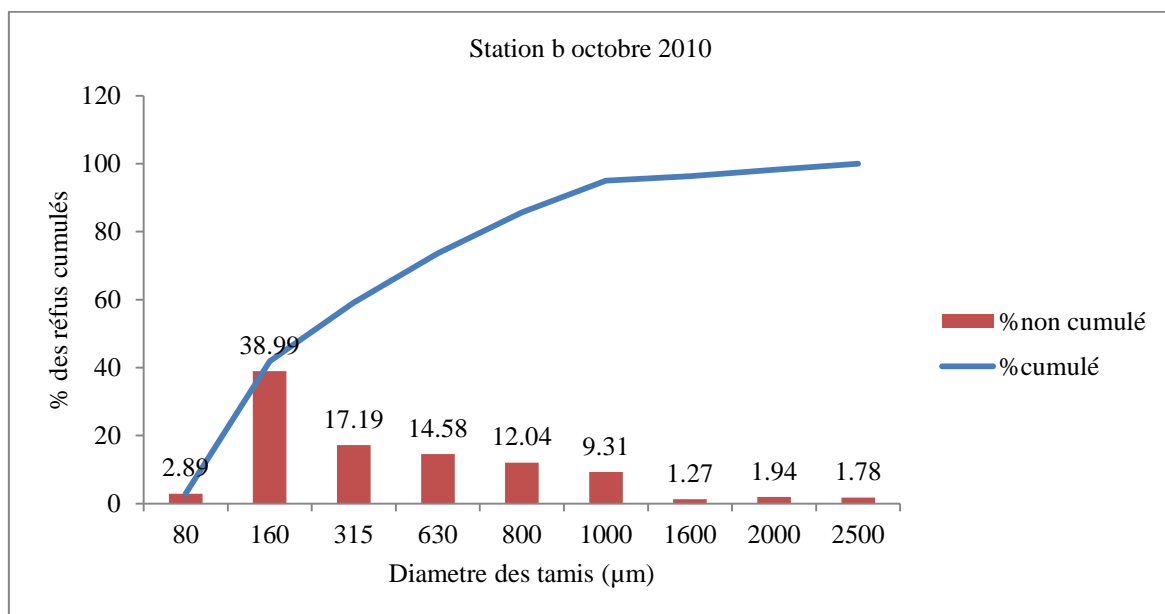


Figure 7 : courbe unimodale

- ✓ Courbe bimodale : ou l'on note la dominance de deux stocks sédimentaire (Figure 8).

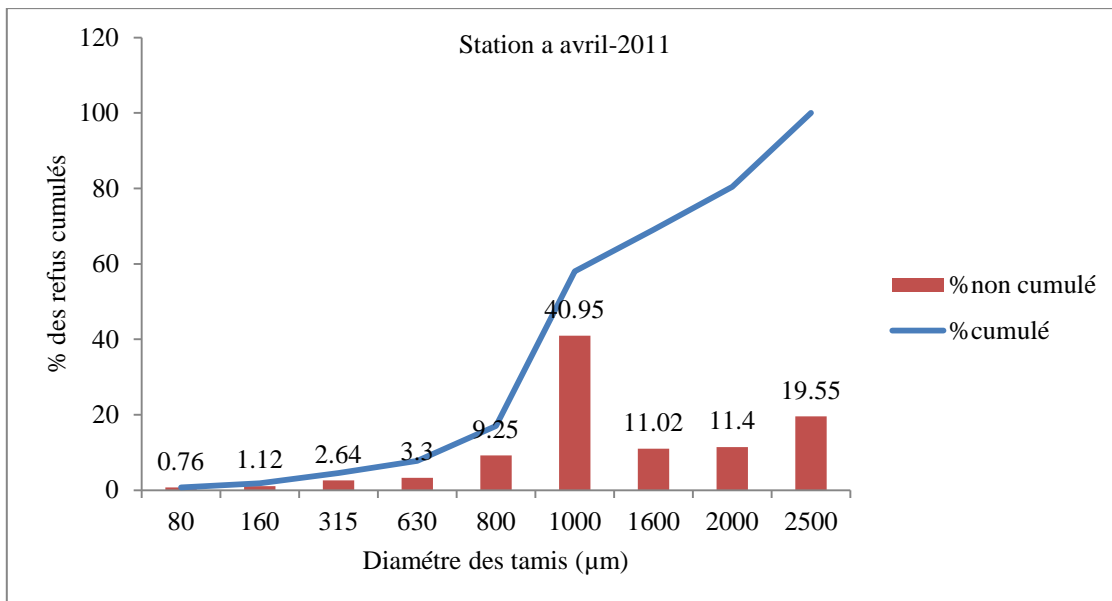


Figure 8 : courbe bimodale

- ✓ Courbe plurimodale : ou l'on note la dominance de plusieurs stocks sédimentaire (Figure 9).

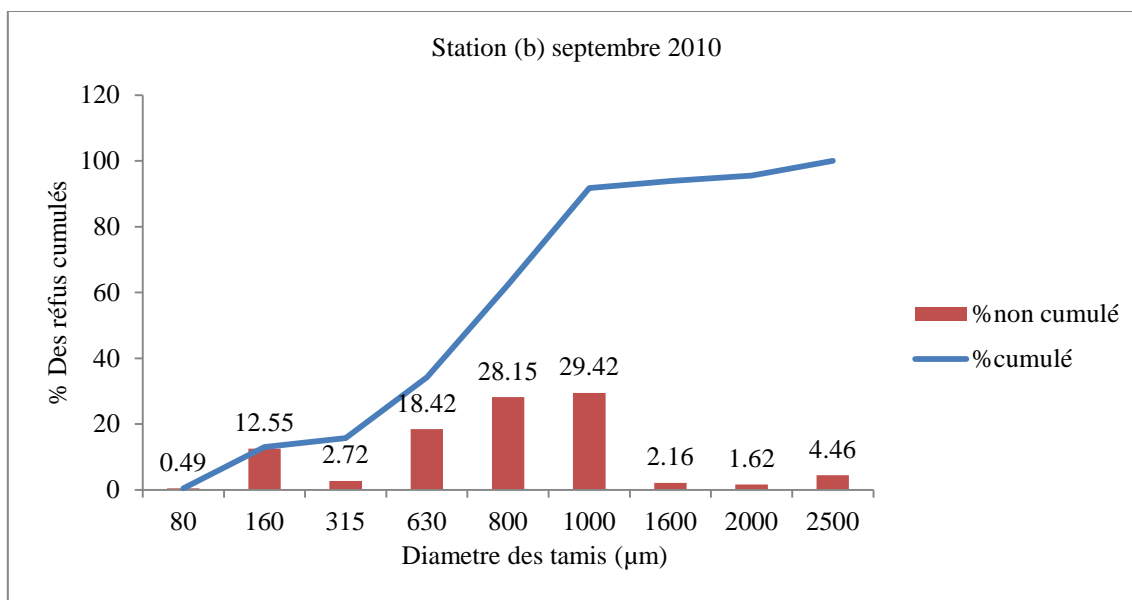


Figure 9 : courbe plurimodale

3-3-4 Les indices granulométriques

3-3-4-1 La médiane Φ_{50}

Représente le diamètre du grain moyen représentant 50% en poids du sédiment (RIVIERE, 1977).

Le paramètre nous permet de définir la nature du sédiment, et ce en basant sur les travaux antérieurs. (MONBET, 1972 in BOKERTAOUÏ & BOUTOUÏLI, 1989) a subdivisé le sédiment en trois fractions :

Tableau 2 : la nature des sédiments selon MONBET, (1972), (in BOKRETAOUÏ & BOUTOUÏLI, 1989).

Les graviers (mm)	Les sables (mm)	Les pélites (mm)
Supérieur à 2	2>Sable très gros>0.05	0.05> Φ
	2>Sable grossiers>0.5	
	0.5>Sable moyens>0.2	
	0.2>Sable fins>0.05	

3-3-4-2 Le premier quartile Φ_{25}

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

3-3-4-3 Le troisième quartile Φ_{75}

Correspond au diamètre du grain représentant 75% en poids du sédiment

3-3-4-4 Le classement (déviation standard)

Nous permet d'étudier le classement des sédiments, il indique la dispersion des tailles par rapport à la moyenne de l'échantillon (CHAMLEY. H, 1987).

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. H, 1987).

$$D = \sqrt{(\Phi_{75} - \Phi_{25})}$$

D : Classement

Φ_{75} et Φ_{25} : les fractiles en Φ des fractions (75, 25)%.

Lequel est inférieur ou égal à 1 pour un classement parfait, et est d'autant plus élevé que le classement est plus mauvais (tableau 3) selon **RIVIERE, (1977)**.

Tableau 3 : Valeur du D représentant les types de classement.

D	1 – 1.5	1.5 – 2.5	2.5 - 3	3 – 4	4
Classement	Sédiment très bien classé	Sédiment bien classé	Sédiment moyennement classé	Sédiment faiblement classé	Sédiment mal classé

4-3-4-5 Facteur hydrodynamique (FH)

$$FH = [(\Phi_{95} - \Phi_5) / 2.44 (\Phi_{75} - \Phi_{25})] - [(\Phi_{75} - \Phi_{25}) / 2]$$

FH : facteur hydrodynamique.

Φ_{95} , Φ_{75} , Φ_{25} , Φ_5 : les fractiles en Φ 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 constituant le sédiment.

FH<0 : l'action hydrodynamique pratiquement nulle.

En temps normale (sauf tempête), les sédiments sont fixés et ne sont plus déplacés dans leur totalité.

II. Résultats et discussion

Les résultats obtenus dans la zone d'étude sont représentés dans l'annexe 2 (Tableau 1, 2, 3 et 4).

1- L'eau

1-1 La température (°C)

L'élévation de température s'accompagne d'une modification de la densité qui décroît lorsque la température croît, d'une réduction de la viscosité, d'une augmentation de la tension de vapeur saturante à la surface de l'eau (évaporation), d'une diminution de la solubilité des gaz (oxygène), (RODIER & al, 2005).

Les valeurs enregistrées sont comprises de 13.45°C à 25.90°C à la station a et de 13.25°C à 26.5°C à la station b, dont les maximums ont été enregistrés en juillet 2010 pour les deux stations a et b et des minimum qui sont marquées en février 2011 pour les deux stations. La température est en diminution de juillet à février, puis elle augmente de février à avril (Figure 10), ceci s'explique par l'effet de l'augmentation de la température atmosphérique sur la température de l'eau.

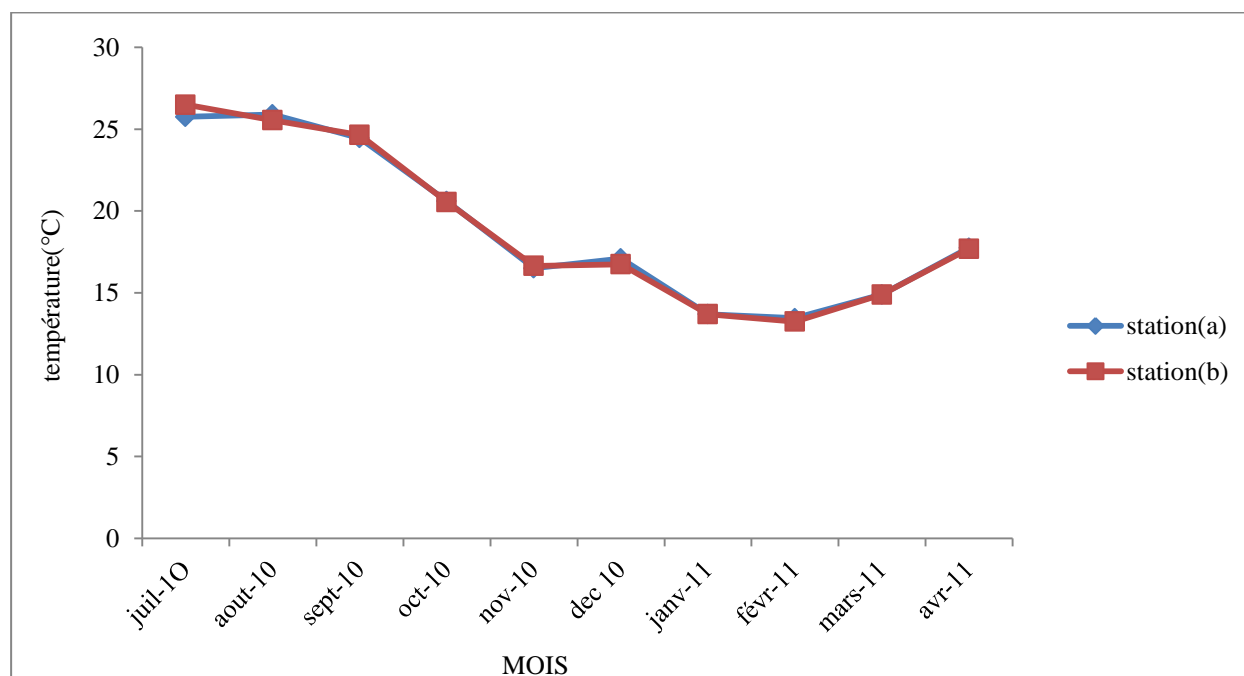


Figure 10 : Variation mensuelle de la température de l'eau des stations a et b.

1-2 La Salinité (PSU)

La Méditerranée est considérée comme un bassin de concentration entourée de masse continentale est exposé à un climat sec, d'où d'importantes pertes par évaporation qui dépassent les apports fluviaux, les précipitations et l'entrée des eaux Atlantique, la salinité varie avec la température, la profondeur, les apports d'eau douce (pluviométrie, oued, déversements côtiers....) et les courants (**JACQUES & TREGER, 1986**).

Des valeurs minimale de la salinité sont observées en février 2011 pour les deux stations soit respectivement 33.9 et 34.1 PSU, et les valeurs maximales sont enregistrées en juillet 2010 pour les deux stations soit respectivement 37.1 et 37.0 PSU (Figure 11). Ces écarts importants de la salinité entre février et juillet sont dus à la pluviométrie, qui a été importante en janvier et février 2011 dans la région centre algéroise. Tandis que les fortes salinités sont des valeurs standards pour une eau méditerranéenne sous influence des eaux atlantiques (**GUIBOUT, 1987**).

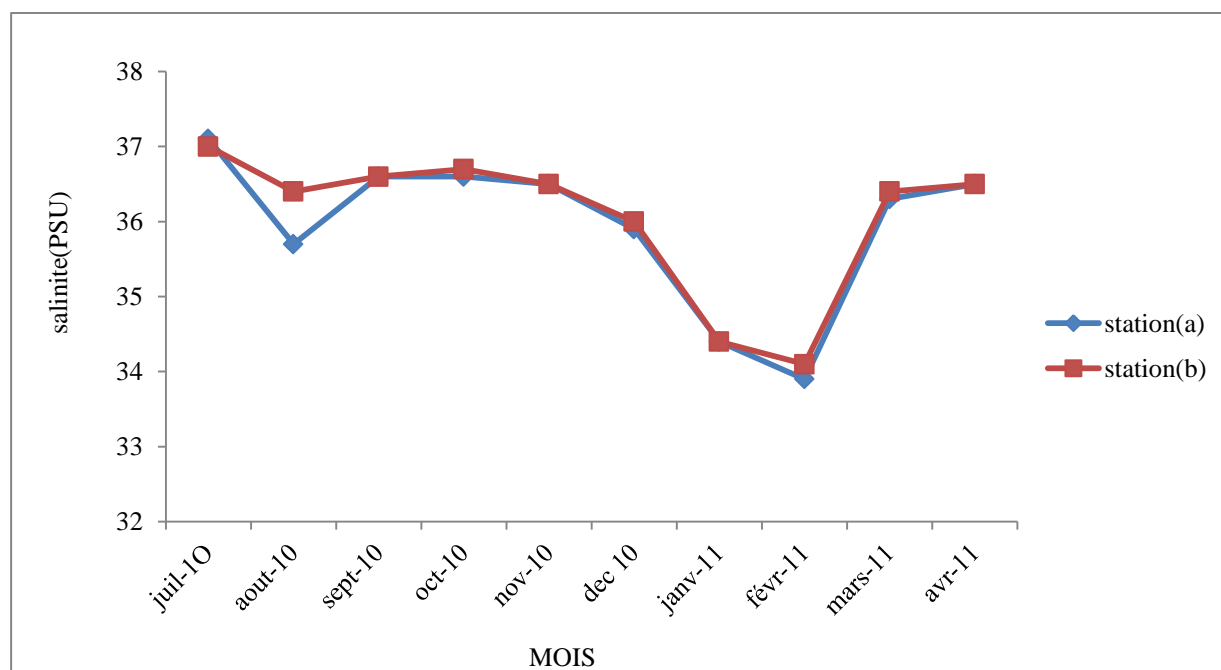


Figure 11: Variation mensuelle de la salinité de l'eau des stations a et b

1-3 L'oxygène dissous

La teneur en oxygène dissous constitue un paramètre fondamental des milieux aquatiques, car cet élément est indispensable à la respiration des organismes, permet la dégradation de la matière organique et l'accomplissement des cycles biochimique tel que : le cycle de l'azote (**AMINOT & KEROUEL, 2004**).

Le milieu aquatique contient relativement peu d'oxygène (moins de $10 \text{ cm}^3/\text{l}$, contre $200 \text{ cm}^3/\text{l}$ pour l'air), une teneur adéquate des eaux en oxygène est donc un facteur crucial pour tous les organismes marins (BARNABE & BARNABE, 1997).

Les valeurs mensuelles relevées de l'oxygène dissous, en concentration et en pourcentage de saturation le long des dix mois montrent une faible variabilité : elles varient entre 2.44 mg/l , 31.97% en avril 2011 et 4.68 mg/l , 61.67% en janvier 2011 à la station a ; alors que pour la station b, 2.52 mg/l , 33.02% en avril 2011 et 4.42 mg/l , 66.76% en août (Figure 12, 13). On a noté des sous saturation pendant les dix mois, dues à l'état de la mer qu'était chargé en matière en suspension consommatrice d'oxygène dissous pour la dégradation de la matière organique contenue dans la matière en suspension (RODIER & al, 2005).

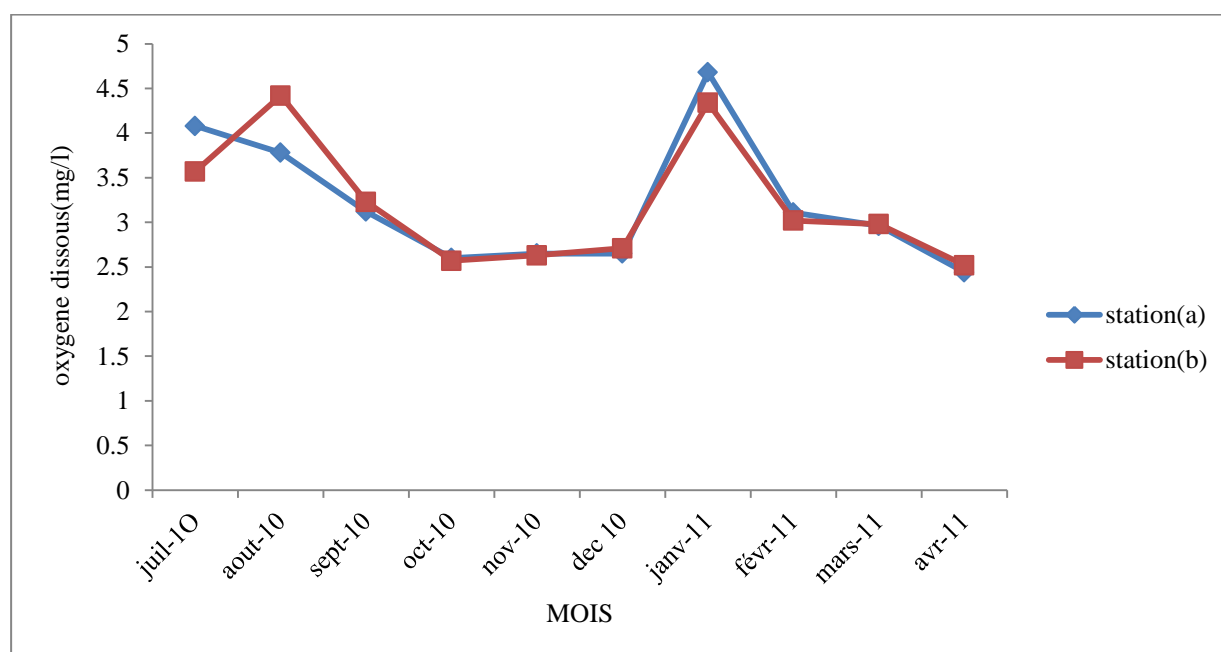


Figure 12: Variation mensuelle de l'oxygène dissous de l'eau des stations a et b

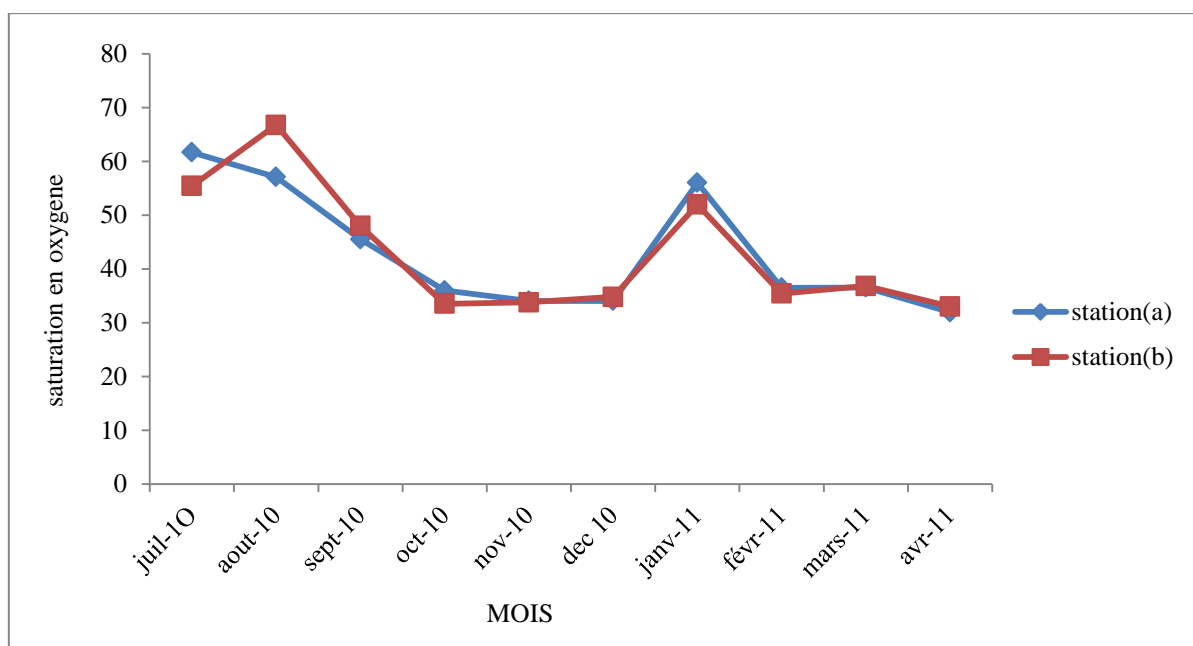


Figure 13: Variation mensuelle de taux d'oxygène de l'eau des stations a et b.

1-4 Le potentiel d'hydrogène (pH) :

Le pH est un indicateur du niveau d'acidité de l'eau (AMINOT & KEROUEL, 2004). La connaissance de pH est importante pour définir le caractère agressif ou incrustant d'une eau, sa valeur (qui traduit l'acidité ou l'alcalinité de l'eau) résulte de plusieurs interactions entre les éléments dissous présent dans l'eau (RODIER & al, 2005).

Les valeurs du potentiel d'hydrogène sont comprise entre (7.6 et 9.07) avec un minimum en juillet 2010 et un maximum en décembre 2010 à la station a, et des valeurs comprises entre (7.3 et 9.41) avec un minimum en avril 2011 et un maximum en décembre 2010 pour la station b (Figure 14).

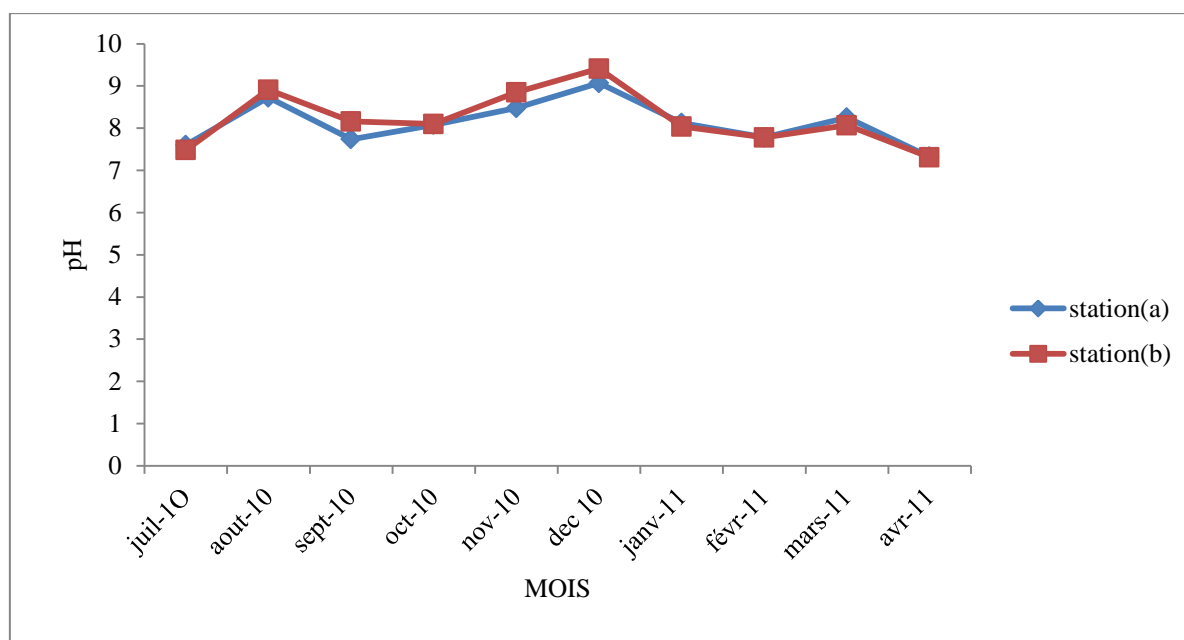


Figure 14: Variation mensuelle du pH de l'eau des stations a et b.

Cette forte variabilité du pH au cours du cycle d'étude et entre les deux stations s'expliquent par la différence de la nature des fonds des deux stations, où la station a présente un fond rocheux, tandis que la station b présente un fond d'herbier à *Cymodocea nodosa*, dont un métabolisme général des différentes espèces benthiques différentes d'une saison à une autre. Dans une zone marine ouverte, le pH de l'eau varie entre 7.9, 8.3 (**BERNABE & BERNABE, 1997**). A cela, on a mis en évidence un petit égout non loin des stations de prélèvement.

1-5 La matière en suspension (MES).

La teneur et la composition minérale et organique des matières en suspension dans les eaux sont très variables selon les cours d'eau (sable, boues, particule organique, plancton, etc.) ; elles sont fonction de la nature des terrains traversés, de la saison, de la pluviométrie, des travaux, des rejets, etc.... (**RODIER & al 2005**).

Les valeurs de la matière en suspension sont comprises entre 3.2 et 23 mg/l avec un minimum en février 2011 et un maximum en décembre 2010 à la station a et pour la station b entre 0.2 et 15.8 mg/l avec un minimum en avril 2011 et un maximum en janvier 2010 (Figure 15). Ces concentrations sont supérieures à la norme qui est de l'ordre de 0.5 à 5 mg/l en milieu côtier selon **AMINOT & CHAUSSEPIED (1983)**.

Les variations de la concentration en MES dépendent des conditions climatiques, de l'intensité de l'hydrodynamisme, de l'influence des apports marins et continentaux, et du cycle de développement du plancton. On peut dire aussi que les maximums enregistrés au point de prélèvement dépendent de la faible hauteur de la colonne d'eau, ou une faible agitation de la mer va mettre en suspension les particules déposées sur le fond. Ces fortes teneurs empêchent la pénétration de la lumière, compromettent le développement des œufs, réduit le stock de nourriture disponible et augmentent le colmatage des branchies des poissons, provoquant leur asphyxie, (RODIER & al 2005).

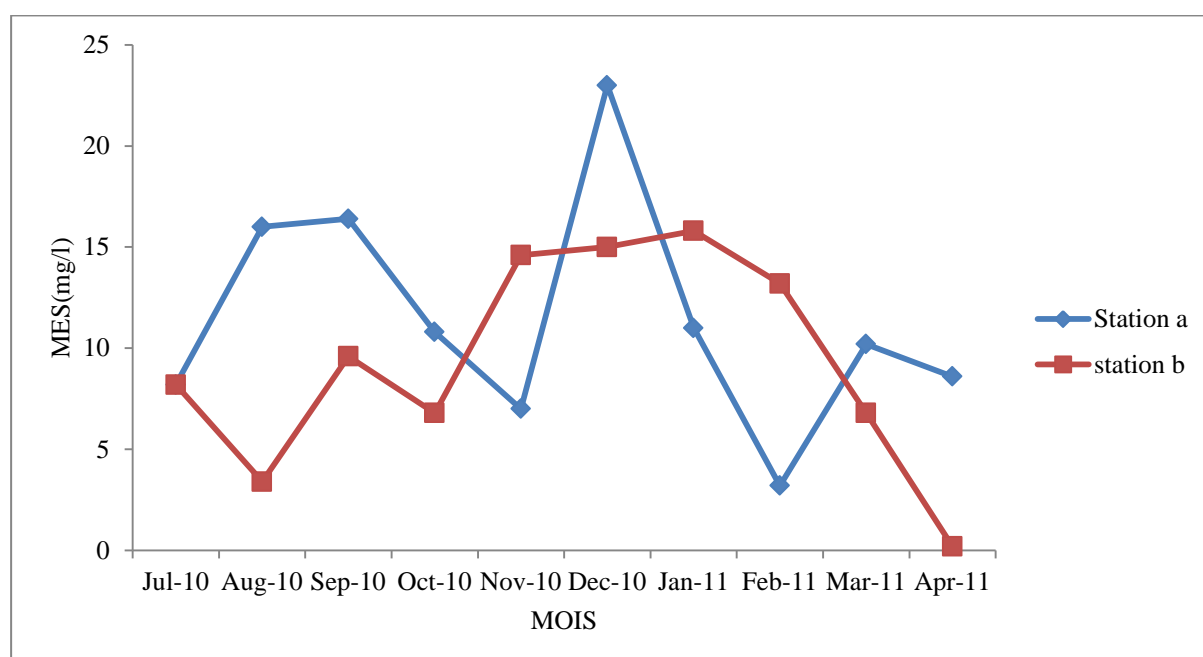


Figure 15 : Variation mensuelle des MES de l'eau des stations a et b.

L'analyse des fractions organiques et minérales des MES est importante pour savoir l'origine de cette dernière.

1-5-1 La matière organique particulaire (MOP)

La matière organique représente un réel danger pour les poissons, car elle constitue un support de prolifération pour les bactéries qui par leur métabolisme, consomment l'oxygène dissous de l'eau. De plus, ces particules en suspensions sont des vecteurs de maladies bactériennes ou virales (GEOFFORY, 2008, in MAHIOUT, 2009). Elle peut servir aussi d'aliments pour les espèces détritatives.

Les fluctuations des MOP sont similaires au cycle des MES. Dont les valeurs minimales sont enregistrées en février 2011 (2.3 mg/l) à la station a et en avril 2011(0.1 mg/l) à la station b. Les valeurs maximales sont observées en décembre 2010 (12.5 mg/l) à la station a et en novembre 2010 (8.6 mg/l) pour la station b (Figure 16).

Cette augmentation peuvent être expliquées par le cycle du développement phytoplanctonique et aussi à la remise en suspension des particules organiques sédimentées, qui n'ont pas eu le temps suffisant pour s'oxyder à cause de la faible profondeur (milieu côtier) des stations.

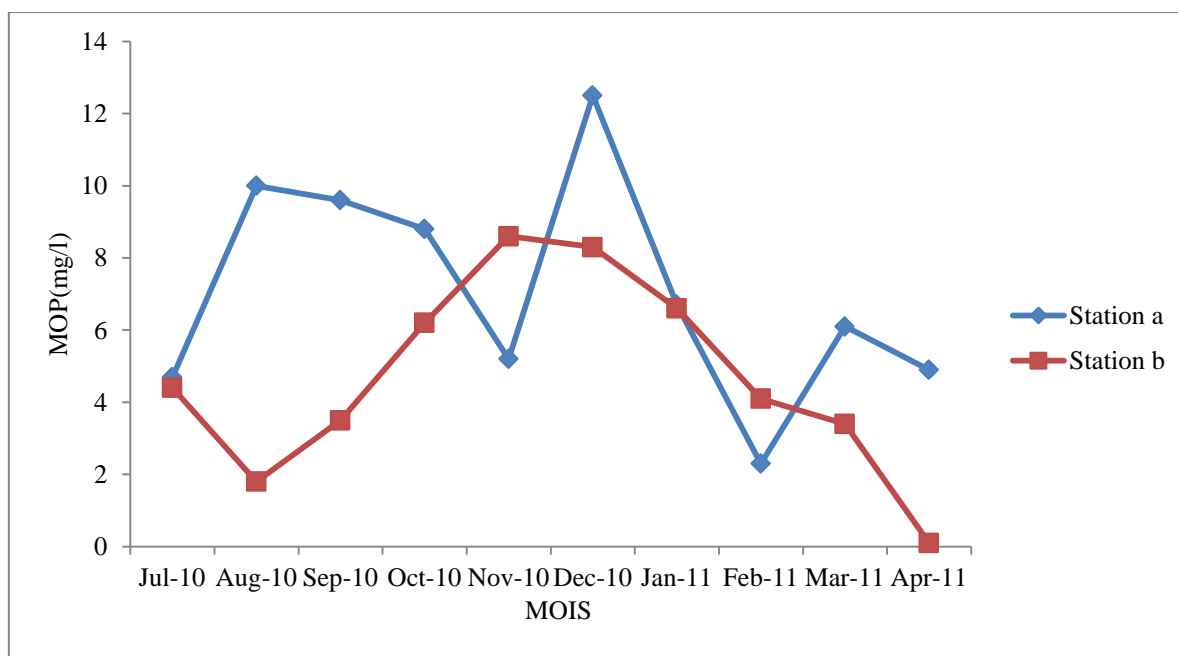


Figure 16 : Variation mensuelle de MOP de l'eau des stations a et b.

1-5-2 La matière inorganique particulaire (MIP)

Les valeurs minimales sont enregistrées en février 2011 (0.9mg/l) à la station a et en avril 2011 (0.1mg/l) à la station b, et des valeurs maximales en décembre 2010 (10.5mg/l) à la station a et en janvier 2011 (6.7mg/l) pour la station b (Figure 17).

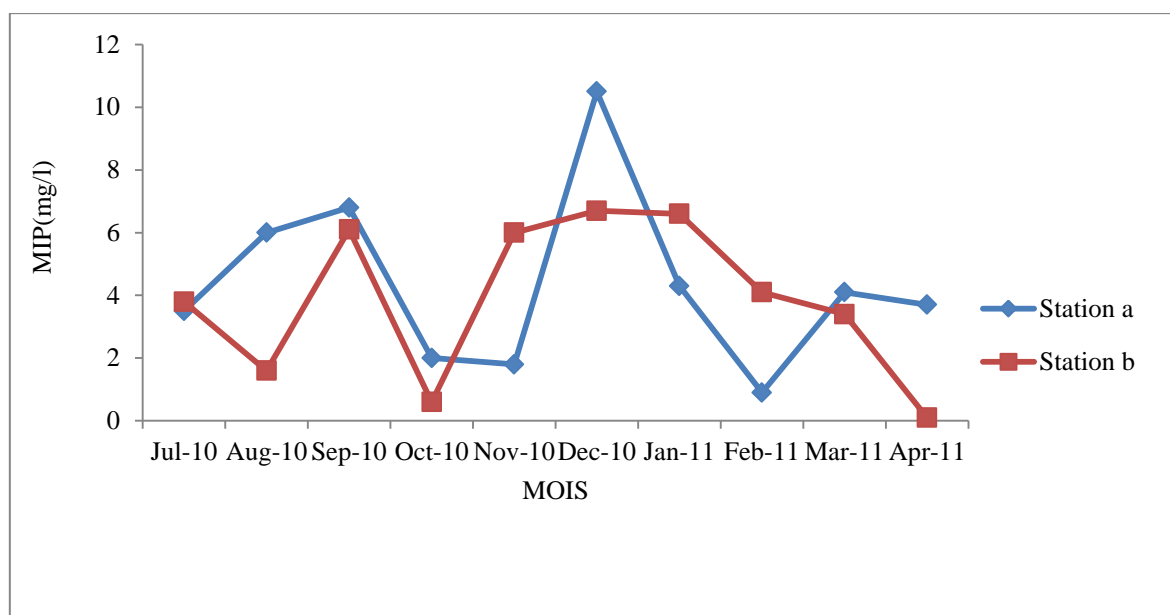


Figure 17 : Variation mensuelle de MIP de l'eau des stations a et b

1-5-3 Le rapport MIP/MOP

Le rapport MIP/MOP dans la zone d'étude montre une variation mensuelle entre 0.05 et 0.89 pour les deux stations c'est-à-dire la présence de MOP est plus importante de celle de MIP (Figure 18).

À la station a, la valeur minimale est enregistrée en septembre 2010 (0.05) et la valeur maximale est enregistrée en décembre 2010 (0.84).

À la station b, la valeur minimale est enregistrée en septembre 2010 (0.05) et la valeur maximale est marquée en août 2010 (0.89).

Ce paramètre permet de mettre en évidence la richesse nutritive des eaux étudiées, si le rapport est inférieur à 1 (<1), donc les eaux sont nutritives ; si le rapport est supérieur à 1 (>1), donc les eaux ne sont pas nutritives (BERNABE & BERNABE, 1997).

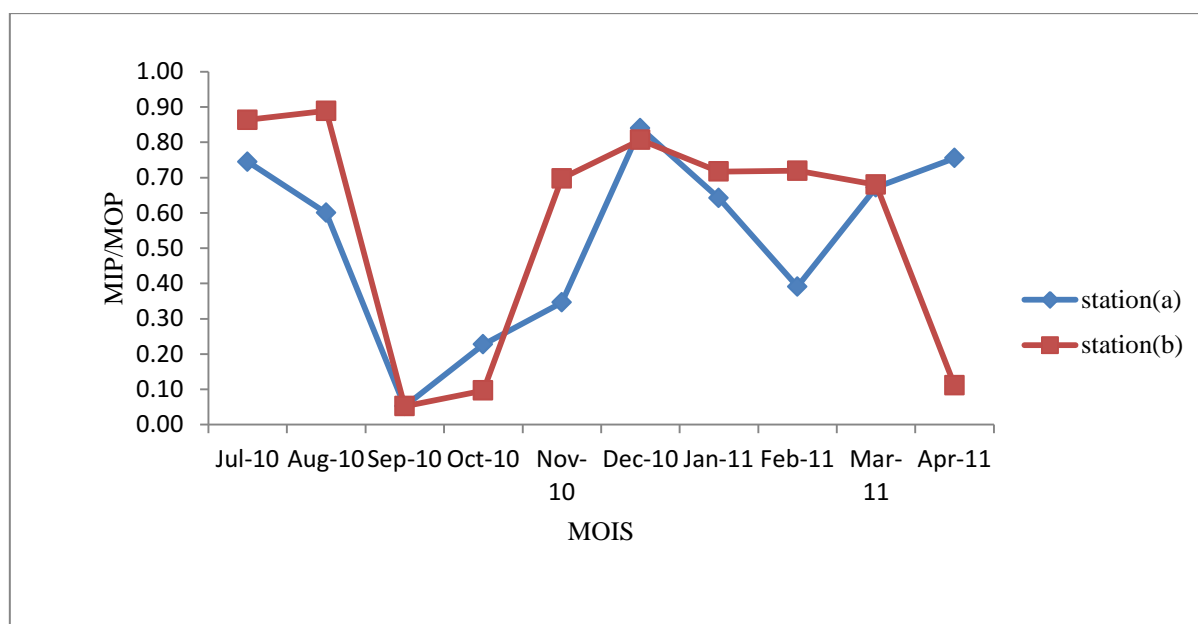


Figure 18 : Variation mensuelle de MIP/MOP de l'eau des stations a et b.

1-6 La chlorophylle a et les phéopigments

• La chlorophylle a

Les teneurs de la chlorophylle a varient entre 0 à 18.28 $\mu\text{g/l}$, à la station a, et entre 0 à 27.70 $\mu\text{g/l}$ pour la station b. Les valeurs minimales sont enregistrées en mars 2011 station a, et en janvier et février 2011 à la station b, où on a noté une absence de la chlorophylle a, qui peut s'expliquer probablement par l'absence d'activité chlorophyllienne (Figure 19).

Les valeurs maximales sont enregistrées en septembre (18.28 $\mu\text{g/l}$) à la station a et en juillet (27.70 $\mu\text{g/l}$) à la station b. Ces fortes valeurs peuvent être dues à une forte activité photosynthétique. Cette variation de la chlorophylle a sous l'influence de plusieurs facteurs météorologiques et hydrologiques est considérée comme un bon estimateur de la concentration phytoplanctonique. Selon **RODIER & al (2005)**, les pigments chlorophylliens sont très sensibles à la lumière donc les larges variations observées peuvent être dues à un fort ensoleillement.

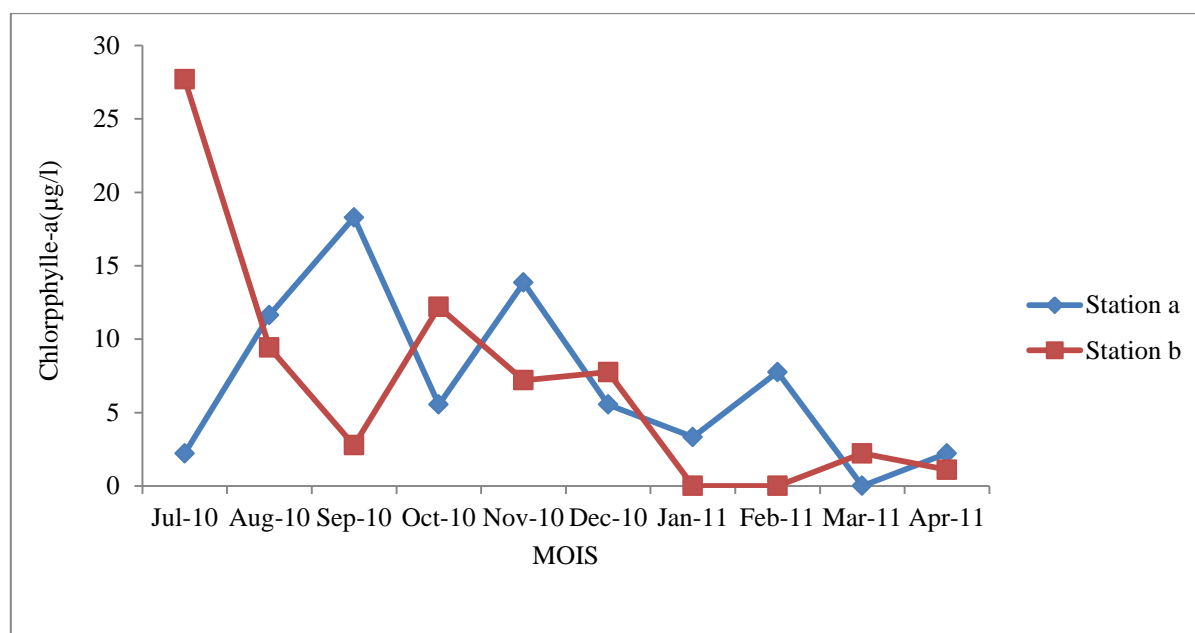


Figure 19 : Variation mensuelle de la chlorophylle a de l'eau des stations a et b.

- **Les phéopigments**

Les valeurs minimales sont enregistrées en septembre 2010 (14.68µg/l) à la station a ; alors qu'en juillet 2010, février, mars et avril 2011 à la station b, on note une absence de phéopigments. Les valeurs maximales sont enregistrées en aout pour les deux stations a et b soit respectivement 43.43, 16.95 µg/l (Figure 20). Les teneurs élevées en phéopigments dans la zone d'étude sont dues à la dégradation de la chlorophylle a par le broutage du phytoplancton par le zooplancton herbivore ou sa transformation en phéopigments, par l'existence d'un stress subi par les cellules phytoplanctoniques. Selon **AMINOT & KEROUEL (2004)**, plus la concentration en phéopigments est élevée par rapport à la concentration de la chlorophylle a, plus les cellules algales sont vieilles, dégradées ou broutées par le zooplancton.

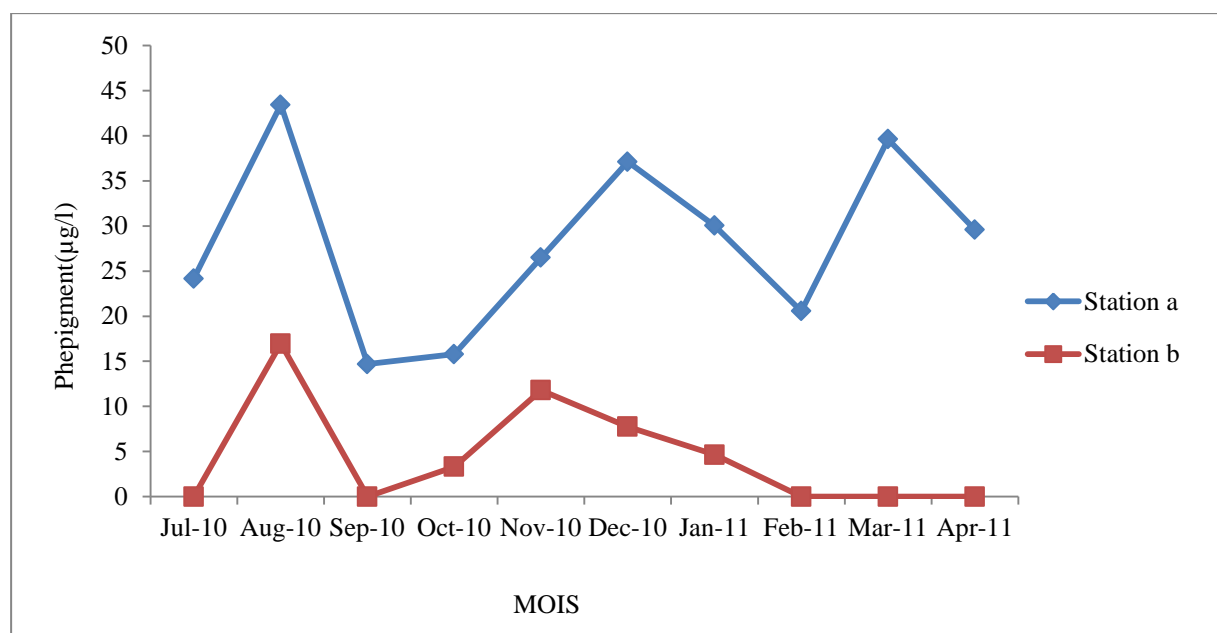


Figure 20 : Variation mensuelle des phéopigments de l'eau des stations a et b.

1-7 Les nitrites (NO_2^-)

Les nitrates proviennent soit d'une oxydation incomplète de l'ammoniaque (nitrification), elle n'est pas conduite à son terme ou soit d'une réduction des nitrates sous l'influence d'une action dénitrifiante. Une eau qui renferme des nitrites est à considérer comme suspecte car lui est souvent associée une détérioration de la qualité microbiologique (**RODIER & al, 2005**).

À la station a, les concentrations en nitrites sont comprises entre 0.04 et 0.15 mg/l, dont le minimum est en août 2010 et le maximum en janvier 2011. Alors que à la station b, les teneurs en nitrites sont comprises entre 0.03 et 0.15 mg/l avec en juillet 2010 le minimum et le maximum en février 2011 (Figure 21).

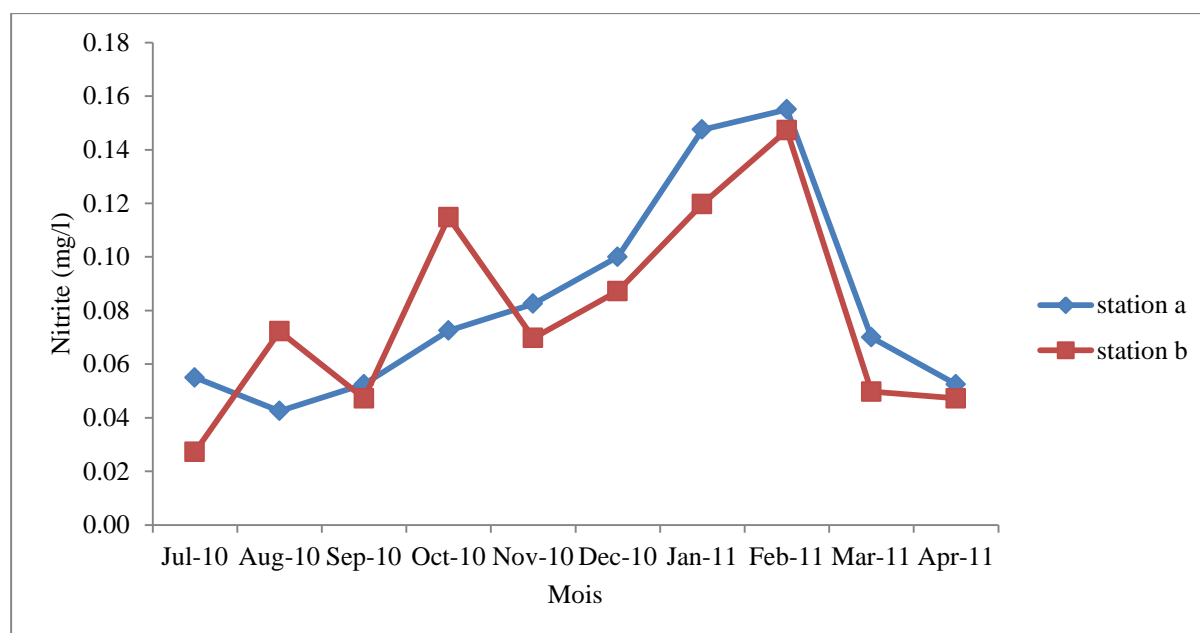


Figure 21 : Variation mensuelle des nitrites de l'eau des stations a et b.

Les faibles teneurs des nitrites peuvent être dues au climat et à l'état de la mer ou bien à une bonne oxygénation du milieu qui permet la transformation des nitrites en faveur des nitrates. Les fortes teneurs des nitrites correspondent à une reminéralisation des matières organiques (RODIER & al, 2005).

1-8 Les nitrates (NH_3).

Les nitrates participent au phénomène d'eutrophisation, en faible concentration de l'oxygène les nitrates peuvent jouer un rôle de donneur d'oxygène. Les nitrates ont une toxicité indirecte par le fait qu'ils se transforment en nitrites (RODIER & al, 2005).

Les faibles teneurs des nitrates sont observées en juillet (0.06mg/l) et octobre (0.09mg/l) à la station a et en juillet (0.10mg/l), aout (0.12mg/l) et septembre (0.08mg/l) à la station b. Les fortes teneurs des nitrates sont enregistrées en février 2011 pour les deux stations a et b respectivement 0.87 et 0.79 mg/l (Figure 22).

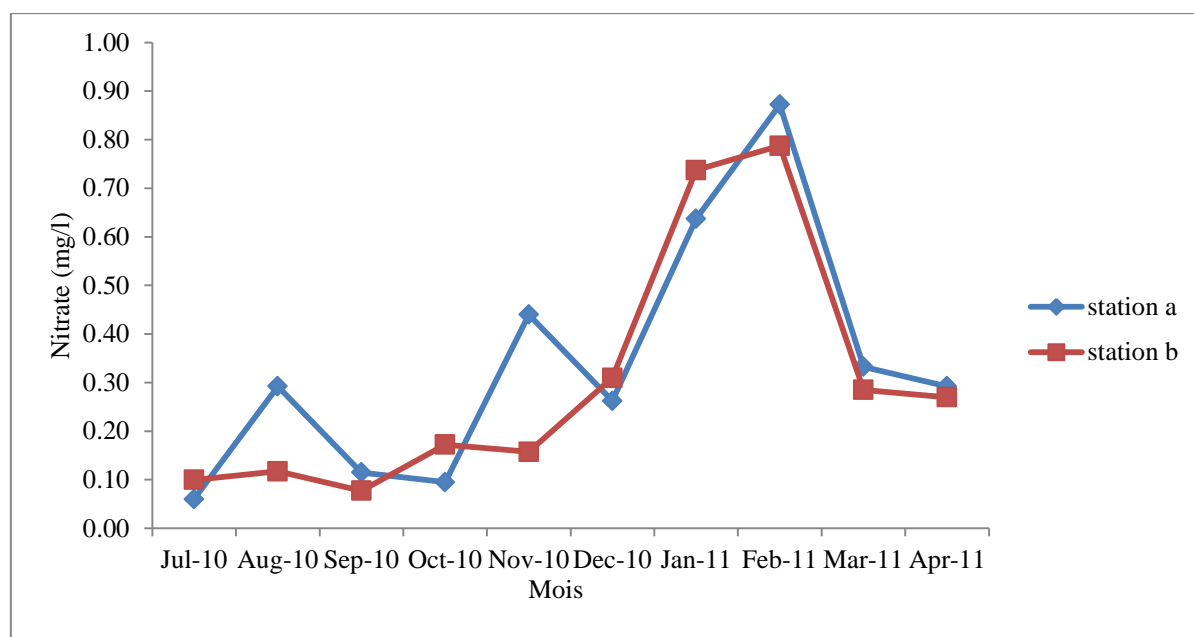


Figure 22 : Variation mensuelle des Nitrates de l'eau des stations a et b.

Les faibles concentrations en nitrates peuvent être dues à certaines pollutions bactériennes qui transforment les nitrates en nitrites et au processus de dénitrification biologique, où les nitrates constituent une source d'oxygène pour le développement bactérien (**RODIER & al, 2005**). Les fortes teneurs en nitrates peuvent être dues à la régénération par les bactéries de la matière organique dissoute ou des débris organique, et les apports en nitrates d'origine agricole qui provient par une forte pluviométrie et le lessivage des sols, elles peuvent être dues aussi à une éventuelle nitrification de l'azote ammoniacal plus les phénomènes de photosynthèse qui résulte d'une bonne oxygénation du milieu (**AMINOT & CHAUSSPIED, 1983**).

1-9 L'ammonium (NH_4^+).

L'azote ammoniacal (ammonium) provient des excréments animales et de décomposition bactérienne des composés organiques azotés. Il est utilisé par le phytoplancton comme source d'azote et oxydé par les bactéries nitrifiantes (**AMINOT & CHAUSSPIED, 1983**). Une eau bien oxygénée ne contient que des traces de l'azote ammoniacal et de nitrites (**AMINOT & CHAUSSPIED, 1983**).

À la station a, les teneurs en azote ammoniacal enregistrées pendant la période d'étude sont importantes, les teneurs minimales sont enregistrées en juillet, août et septembre 2010 soit respectivement 1.83, 2.08 et 1.88mg/l. Les valeurs maximales sont enregistrées en février, mars, avril 2011 soit respectivement 32.83, 33.48 et 31.83mg/l. Pour la station b, les teneurs

minimales sont marquées en juillet 2010 (1.93mg/l), décembre 2010 (1.93mg/l) et en aout 2010 (1.88mg/l). Avec des maximums marqués en janvier, février, mars 2011 soit respectivement 33.28, 34.78 et 35.53 mg/l (Figure 23).

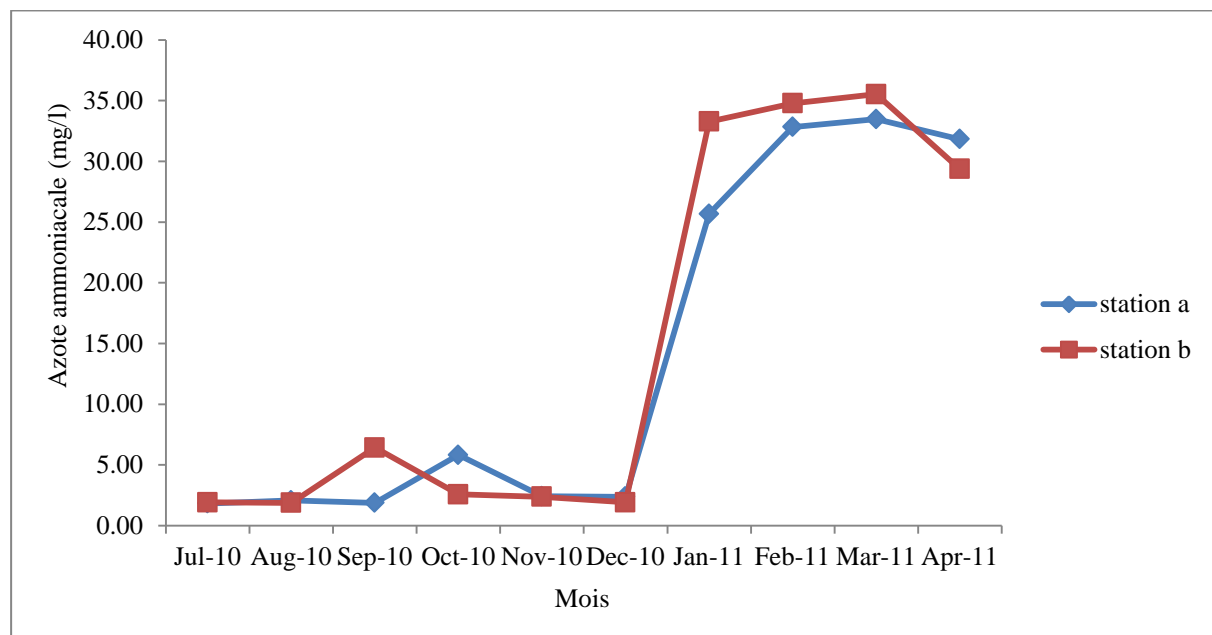


Figure 23 : Variation mensuelle de l'azote ammoniacale de l'eau des stations a et b.

Les faibles quantités d'ammonium sont interprétées par une forte oxydation par les organismes autotrophes qui le transforme en nitrites puis en nitrates (GAUJOUS, 1995).

Les fortes concentrations en azote ammoniacal sont dues aux excréctions animales, les rejets des eaux usées, et une faible oxygénation du milieu, et aussi s'expliquent par la décomposition bactérienne des composés organiques azotés (synonyme d'une forte activité bactérienne) ou par une forte abondance animale dans le milieu, qui s'explique par des apports des oueds en raison d'une forte pluviométrie au début de l'année 2011 expliquant en même temps les faibles salinités enregistrées.

1-10 Les silicates (Si(OH)_4^-).

Le silicium est un élément nutritif car il entre dans les compositions des squelettes de certaines espèces phytoplanctoniques aux quelles il est indispensable (AMINOT & CHAUSSPIEDS, 1983).

Les concentrations minimales sont observées en aout et en septembre soit respectivement 0.00 et 0.19mg/l avec des maximums des densités optiques identiques en février, mars, avril 2010

donnant une concentration de 147.49mg/l à la station a. Alors que à la station b, les concentrations minimales sont enregistrées en juillet, aout, septembre et octobre 2010 soit respectivement 2.37, 2.32, 3.82 et 3.07mg/l, avec des maximums en janvier (117.62mg/l), et identiques en février, mars, avril 2011 (147.62 mg/l) (Figure 24).

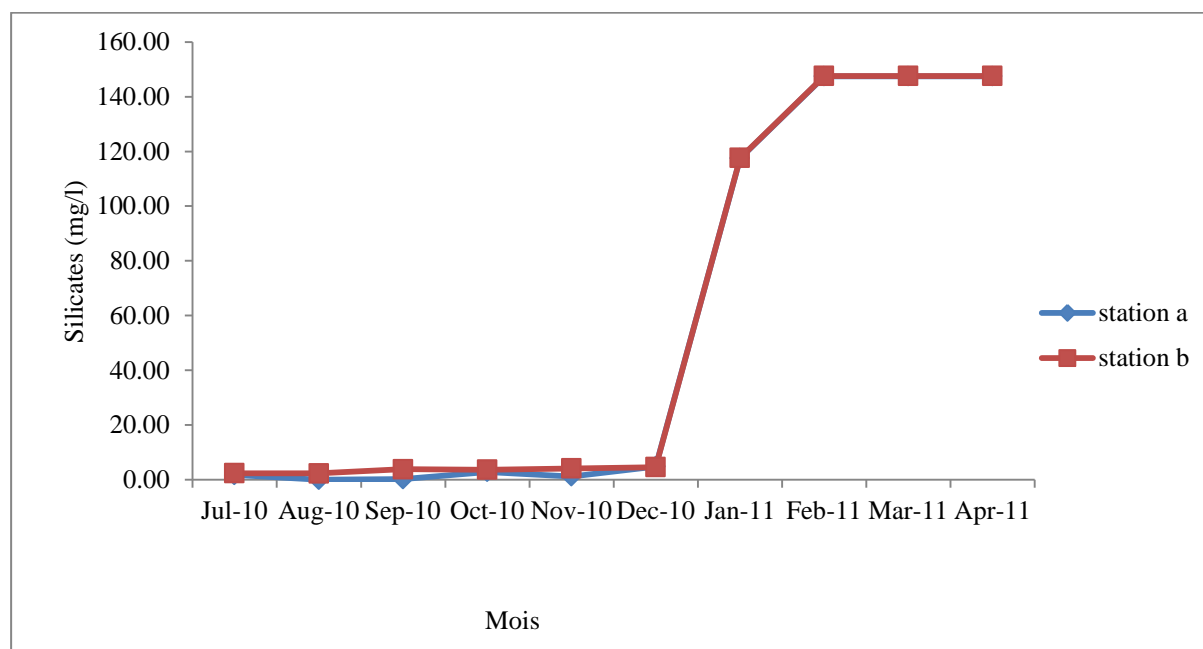


Figure 24 : Variation mensuelle des Silicates de l'eau des stations a et b.

Les faibles concentrations en silicium orthosilicique se traduisent par son assimilation par le phytoplancton plus particulièrement les diatomées, il rentre dans la composition de leur squelette calcaire. Selon **BOUGIS (1974)**, les fortes teneurs peuvent être dues à la dissolution des roches, dans les régions côtières, en plus de la remontée des eaux de fond riche en matières nutritives, intervient aussi l'apport des eaux continentales. Selon **AMINOT & CHAUSSPIED (1983)**, les concentrations s'élèvent progressivement lorsque l'on se rapproche des côtes et en particulier dans les estuaires les eaux douces en effet sont plus chargées que les eaux marines de surface en silicates.

1-11 Les phosphates (PO_4^{3-}).

Le phosphore est un élément nutritif dont la forme minérale majoritaire : orthophosphate est essentiel à la vie aquatique (**AMINOT & CHAUSSPIED, 1983**).

La concentration minimale de phosphate est nulle en janvier 2011 (0.00mg/l), avec un maximum en octobre 2010 (5.19mg/l) à la station a. Alors que pour la station b, la

concentration minimale est marquée en mars 2011 (1.19mg/l) avec un maximum en septembre 2010 (5.79 mg/l) (Figure 25).

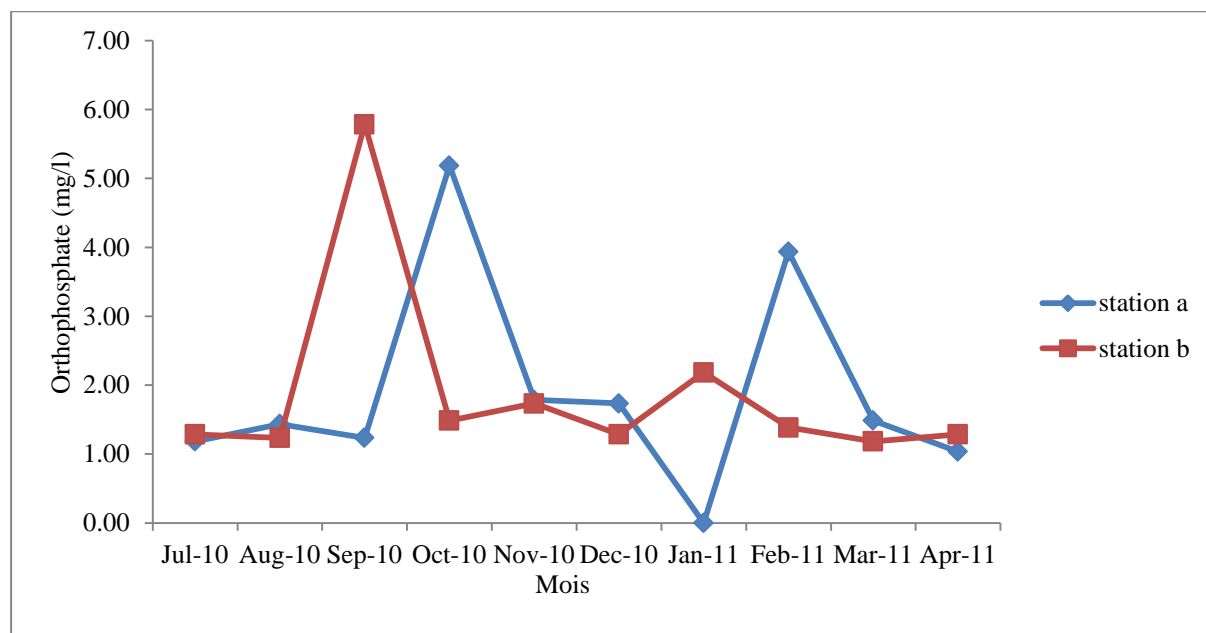


Figure 25 : Variation mensuelle des orthophosphates de l'eau des stations a et b.

Une absence totale des orthophosphate est rencontrée en janvier 2011 à la station a peut être due à son utilisation par le phytoplancton lors des efflorescences printanières (BARNABE, 1989).

Les concentrations élevées peuvent être dues à un enrichissement d'origine domestique et agricole, et sont considérées comme à l'origine du phénomène d'eutrophisation (AMINOT & CHAUSSPIED, 1983).

2- Le sédiment

2-1 La chlorophylle a et les phéopigments.

- **La chlorophylle a**

Les valeurs minimales voire nulle sont enregistrées en juillet, août, octobre et novembre 2010 (0.00µg/l) et des valeurs maximales en décembre 2010 (9.60µg/l) et en février 2011 (10.30µg/l) à la station a. Alors que pour la station b, les teneurs minimales voire nulle sont marquées en juillet, août, septembre, octobre, novembre, décembre 2010 et mars 2011

(0.00 $\mu\text{g/l}$), et des teneurs maximales qui sont marquées en février 2011 (15.50 $\mu\text{g/l}$) (Figure 26).

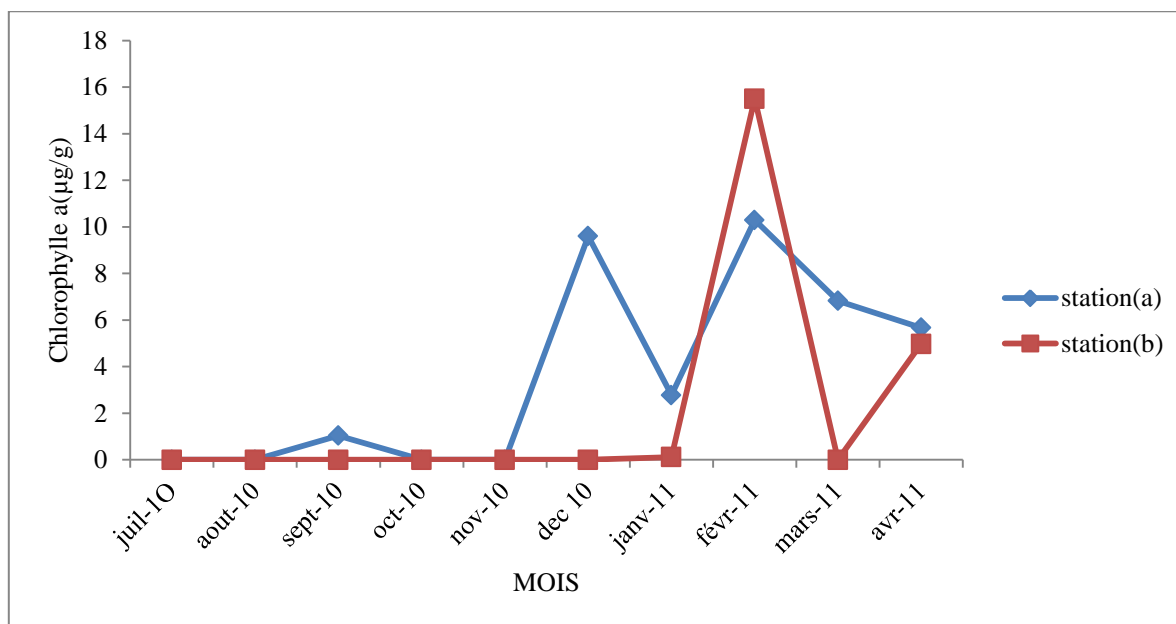


Figure 26 : Variation mensuelle de la chlorophylle a de sédiment des stations a et b.

Les concentrations faibles voire nulle s'expliquent par une forte dégradation de la chlorophylle a et le broutage par des herbivores benthiques. Les teneurs maximales sont essentiellement dues à la période d'échantillonnage caractérisée par une production primaire importante.

- **Les phéopigments**

Dans les milieux strictement marins les phéopigments résultent du broutage et de la dégradation des cellules. La mesure de phéopigments est utilisée comme critère de l'état physiologique des populations microphytobenthiques : 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 zones estuariennes turbides, dans les estuaires, les détritiques de plantes supérieures peuvent contribuer à la concentration en phéopigments dans le sédiment (RODIER & al, 2004).

L'absence de phéopigments en septembre, décembre 2010, janvier, février, mars et avril 2011 à la station a et à la station b, en janvier, février et avril 2011 (Figure 27), s'expliquent par une

faible dégradation de la chlorophylle a, qui est caractérisée par une production primaire importante.

Les valeurs maximales sont marquées en aout et septembre 2010 soit respectivement 34.81 et 51.73 $\mu\text{g/l}$ à la station a et en juillet, aout et novembre 2010 soit respectivement 19.79, 19.87 et 76.71 $\mu\text{g/l}$ à la station b (Figure 27), qui s'expliquent par une importante dégradation de la chlorophylle a indiquant que les cellules algales qui se trouvent au niveau de ces mois sont sénescentes.

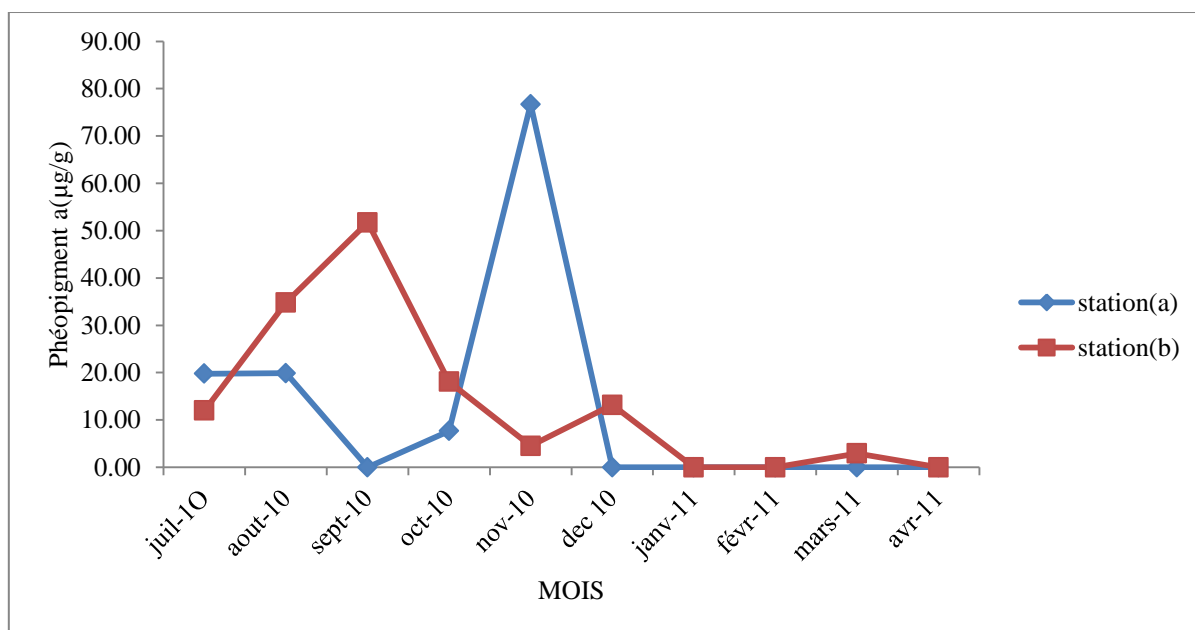


Figure 27 : Variation mensuelle de phéopigments de sédiment des stations a et b.

2-2 La matière organique.

La valeur minimale est enregistrée en novembre 2010 (2.64%) et la valeur maximale est marquée en mars 2011 (50.87%) à la station a. Alors que le minimum à la station b est marqué en aout 2010 (5.46%) avec un maximum en décembre 2010 (39.93%) (Figure 28).

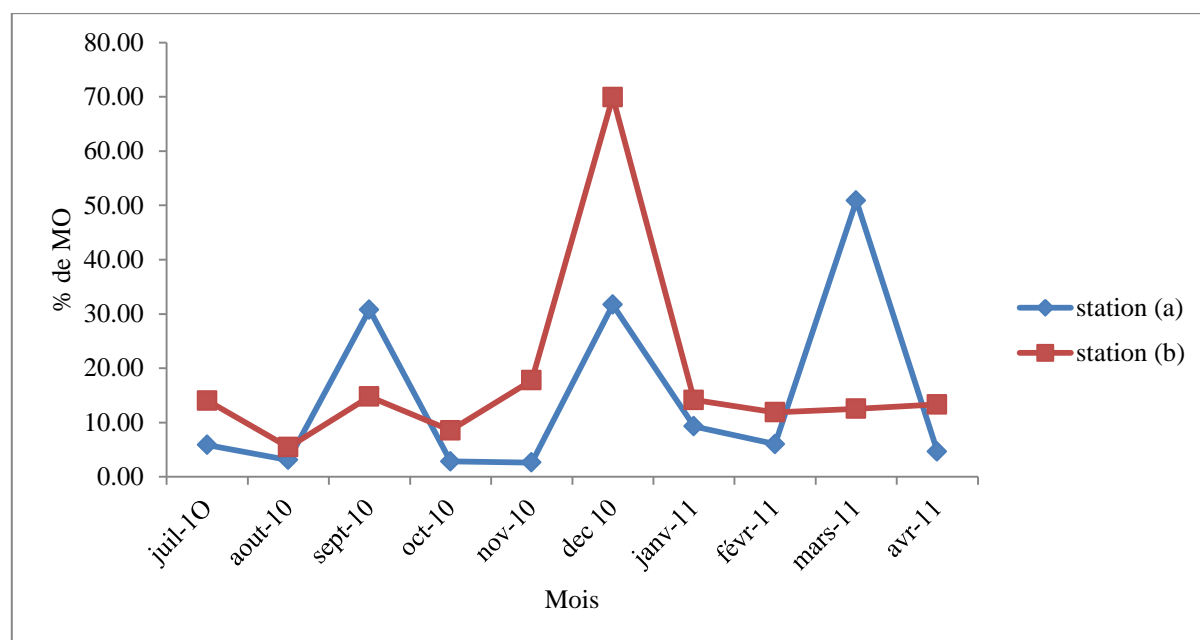


Figure 28: Variation mensuelle de MO de sédiment des stations a et b.

Ce maximum en matière organique coïncide avec des maximums en chlorophylle *a* et en phéopigments elle est sans doute, le résultat d'une accumulation de la matière organique particulaire de la colonne d'eau, qui a sédimenté sur le fond aux deux stations a et b. Le minimum de matière organique peut être expliqué par une dégradation importante de la matière organique dans le sédiment.

2-3 Le mode.

La répartition graphique en courbe cumulative et histogramme de fréquence des résultats granulométriques montre qu'il existe dans un même échantillon la dominance de plusieurs fractions granulométriques pour les deux stations a et b (annexe 2).

90% des courbes granulométriques établies sont des courbes plurimodales où on note la dominance de plusieurs stocks sédimentaires (160, 315, 1000, 2500 μ m), 10% des courbes sont des courbes bimodales où on note la dominance de deux stocks sédimentaires (1000, 2500 μ m) pour la station a. Alors que pour la station b, 80% des courbes sont des courbes plurimodales (630, 800, 1000 μ m), 10% des courbes sont des courbes bimodales (1000, 2500 μ m) et 10% des courbes sont des courbes unimodale ou on note la dominance d'un seul stock sédimentaire (160 μ m) (Figure 29).

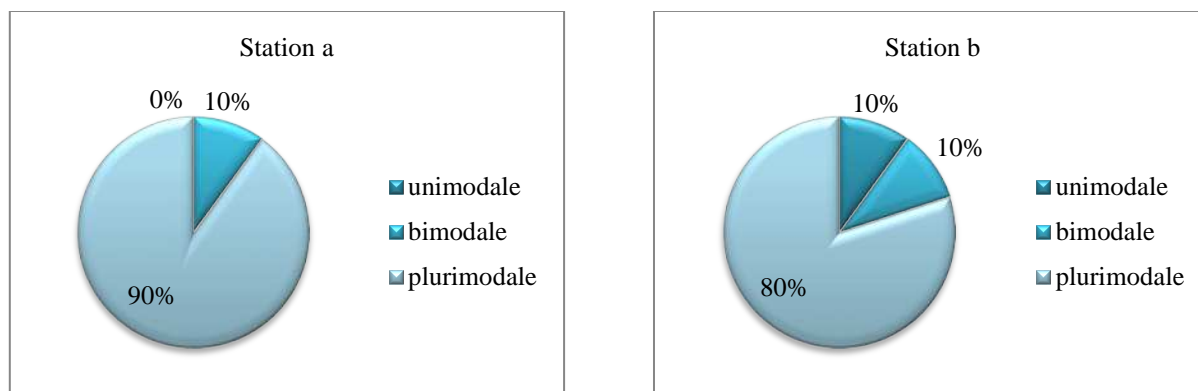


Figure 29 : Pourcentage des différentes courbes granulométriques cumulatives.

Sur les deux stations étudiées, les modes granulométriques relevés sont: les modes 80, 160, 1000, 2500 (station a), et les modes 80, 160, 315, 1000 (station b).

✓ **Le mode 2500 :**

On remarque une dominance de ce mode en décembre 2010 et janvier 2011 soit respectivement 37.78 et 25.80% pour les deux stations.

✓ **Le mode 2000 :**

Il est faible et la valeur maximale ne dépasse pas 32.13% en octobre 2010 pour les deux stations.

✓ **Le mode 1000 :**

On remarque une dominance de ce mode dans les deux stations avec des maximum 40.95% et 20.97% respectivement en avril et janvier 2011 à la station a et 61.91%, 33.04% et 29.42% respectivement en juillet, novembre et Septembre 2010 à la station b.

✓ **Le mode 315 :**

Il est faible, la valeur maximale ne dépasse pas 39.56% est enregistrée en aout 2010 à la station a.

✓ **Le mode 160 :**

On remarque une faible dominance dans la station a 33.68% en novembre 2010 et une dominance de ce mode à la station b (41.65, 40.49, 38.99, 33.76, 33.33 %) marquées en mars, avril 2011, octobre 2010, février et janvier 2011.

✓ **Le mode 80 :**

La dominance est marquée dans les deux stations avec des valeurs maximales enregistrées en septembre, novembre 2010 et mars 2011 (47.81, 31.24, 32.32 %) à la station a et en janvier, février, mars, avril 2011 (27.98, 40.03, 31.96, 29.63%).

2-4 La médiane

L'analyse granulométrique montre que la plage ouest de Sidi Fredj est représentée par (annexe 3):

- ✓ Des sables grossiers : qui couvrent les deux stations dans la plupart des mois avec un pourcentage de 60%.
- ✓ Des sables moyennes : couvrent la station a en aout 2010 avec un faible pourcentage de 10% et la station b en aout et octobre 2010 un pourcentage de 20%, on remarque l'absence totale de la fraction vaseuse.
- ✓ Des sables fins : couvrent la station a en septembre, novembre 2010 et février 2011 avec un pourcentage de 30%, et en janvier et mars 2011 à la station b avec 20%.

2-5 Classement du sédiment (D)

Les résultats de distribution des D se traduisent par un bon classement ($D < 1$), pour la majorité des sédiments dans les deux stations. Le calcul de cet indice montre que 30% (station a) et 80% (station b) sont des sédiments bien classés et 70% (station a) et 20% (station b) sont des sédiments mal classés.

Ce bon classement est dû à l'homogénéité et la nature détritique dominante de dépôt.

2-6 Facteur hydrodynamique (FH)

Le vent est un paramètre anémométrique très important pour une étude hydrodynamique, il est le principal générateur des houles et des courants superficiels, il conditionne les mécanismes des vagues à la surface, pouvant atteindre des forces considérables (BENGHANEM & al, 2006).

La direction Nord-Ouest est assez faible au cours de l'année, mais présente des houles assez fortes en période hivernale.

La direction Est, est également prépondérée en été, mais les houles sont faibles (BENGHANEM & al, 2006).

À la station a, le facteur hydrodynamique est égal à zéro ($FH=0$) en septembre 2010 et février 2011, il y a une limite de l'action des courants, ceux-ci sont faibles vis-à-vis des particules constituant le sédiment. Par contre les autres mois pour les deux stations, le facteur hydrodynamique est supérieur à zéro ($FH>0$) c'est-à-dire le transfert sédimentaire est actif sous l'effet d'une action hydrodynamique moyenne ou forte, car la zone est ouverte et non protégée et donc exposée aux actions des courants qui mobilisent les particules sédimentaires. Généralement, les sédiments fins sont transportés en suspension par les courants de surface, alors que les courants du fond interviennent dans l'érosion du sédiment en place et son transport. Dans la plupart des plans de houle, à amplitude petite et moyenne, les courants produits ne prennent vraiment d'importance que dans la zone de déferlement, ils affectent donc uniquement les graviers et les sables de la frange littorale (fonds de moins de dix mètres). Ce sont eux qui modèlent la physionomie des plages (**BOKRETAOUI & BOUTOULI, 1989**).

Conclusion

A partir de notre travail, qui avait pour but de connaître les caractéristiques des eaux et la sédimentologie des fonds de deux stations de la plage ouest de Sidi Fredj, plus particulièrement la plage de Thalassothérapie, qui sont caractérisées pour la station a par des fonds meubles grossiers et la station b par un herbier à *Cymodocea nodosa* avec un fond meuble consolidé par les rhizomes de l'herbier.

L'analyse de l'eau montre des températures de l'eau saisonnière liées aux températures atmosphériques avec la mise en évidence de deux saisons hivernale avec un minimum en janvier-février et estivale avec un maximum en juillet-août. Les valeurs de la salinité suivent celles de la température avec une baisse importante en janvier-février liée à une très forte pluviométrie hivernale. Les concentrations de l'oxygène dissous sont faibles pour des eaux peu profondes (<1 mètre) en raison d'une faible solubilité de l'oxygène liée probablement à une demande en oxygène dissous très élevée. Le pH présente des valeurs supérieures ou égales à 7 soit neutre à basique.

Les matières en suspension, qui résultent de l'assemblage des matières organiques et inorganiques particulières ne suivent pas des fluctuations cohérentes mais plutôt suivent la dynamique des eaux par une remise en suspension ou une décantation des particules et du phytoplancton par une production phytoplanctonique en période favorable et une sénescence des cellules végétales en période défavorable. Ces matières particulières mettent en évidence les fluctuations des concentrations de la chlorophylle a et des phéopigments, qui sont la résultante de la production phytoplanctonique et de la dégradation chlorophyllienne. Cette dynamique phytoplanctonique est liée directement aux concentrations des sels nutritifs dans l'eau (nitrites – nitrates – ammonium – silicates – phosphates), qui sont liés aux apports continentaux essentiellement anthropiques mais aussi à la dégradation et la régénération des différents composés azotés sous l'effet de l'activité biologique de la zone d'étude.

L'analyse des sédiments indique que les fonds présentent de fortes variations de la matière organique, de la chlorophylle a et des phéopigments des sédiments liés directement à la dynamique des eaux en terme de sédimentation de la production phytoplanctonique sénescente mais, aussi, l'agitation des eaux, qui provoque une remise en suspension des particules dans la colonne d'eau. Les sédiments de la zone étudiée sont essentiellement

meubles et grossiers en termes de médiane et de mode avec l'absence totale de vase dans le sédiment.

Nous proposons que ce travail ne s'arrête pas à ce niveau, mais qu'il y ait une suite dans la connaissance de cette zone touristique plus particulièrement l'étude des organismes benthiques pour faire le lien entre la dynamique du benthos et la dynamique des eaux et des sédiments.

Référence bibliographique

AMINOT & CHAUSSPIED, 1983. Manuel des analyses chimiques en milieu marin. CNEXO. 395p.

AMINOT & KEROUEL, 2004. Hydrologie des écosystèmes marins : paramètres et analyses. Ed. ifremer (Paris). 336p.

BARNABE, 1989. L'eau : milieu de culture in Aquaculture. 2^{ème} Ed. Tec et Doc, Tome 1. 565p.

BARNABE, G. & BARNABE, R, 1997. Ecologie et aménagement des eaux côtières. Ed. Lavoisier Techniques et Documentations (Paris). 383p.

BENGHANEM. I, DELMI. L, KHARFALLAH. M & LAHLOU. A, 2006. Morphologie et sédimentologie de la zone Est de Sidi Fredj. Mémoire d'études universitaires appliquées (D.E.U.A). ISMAL, (Alger). 50p.

BOKRETAOUI & BOUTOUILI, 1989. Baie de Bous-Ismaïl : étude des paramètres physiques et chimique approche bio sédimentaires. Mémoire d'ingénieur d'états en halieutique. ISMAL, (Alger). 92p.

BOUGIS, 1974. Ecologie du plancton marin (Tome 1). Masson, (Paris). 196p.

CHAMLEY. H, 1987. Sédimentologie. Ed DUNOD, (Paris). 175p.

GAUJOUS, 1995. La pollution des milieux aquatique : aide mémoire. Edition Technique et Documentation Lavoisier. 220p.

GIOVANNI. C, 1973. Etude de sédimentologie dynamique à la presqu'île de Sidi Fredj. 105p.

GUIBUT. P, 1987. Atlas hydrologique de la méditerranée. Ed ifremer (Paris). 160p.

HAMDOUNI & HAMMAMOUCHE, 2008. Etude de la qualité granulométrique et organique des sédiments pour l'installation d'une ferme aquacole. Mémoire d'études universitaires appliquées (D.E.U.A). ISMAL, (Alger). 46p.

JAQUES & TRAGUER, 1986. Ecosystèmes pélagiques marin. Collection d'écologie. 19 Ed. Masson, (Paris). 243p.

LORENZEN. C. J, 1967. Détermination of chlorophyll and phéopigments : spectrophotometric equations. Limnol. Oceanogr. 346p.

MAHIOUT. Z, 2009. Evaluation temporelle des caractéristiques physico-chimiques des eaux de la plage ouest de Sidi Fredj. En vue de l'obtention du diplôme d'ingénieur d'état en science de la mer, option environnement marins. ISMAL. Alger. 39p.

RIVIERE, 1977. Méthode granulométrique. Technique et interprétation, (Paris). 170p.

RODIER. J, BAZIN. C, BROUTIN. J. P, CHAMPSAUR. K & RODI. L, 2005. L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires et eaux de mer. 8^{ème} Ed. DUNOD, (Paris), 1383p.

Annexe 1

Dosage des nitrites + nitrates

I- Réactifs

1-1- Solution tampon

Produits chimiques exigés :

Chlorure d'ammonium.....	50 g.
Solution d'ammonium NH ₄ OH (25 %).....	±1 ml.
Hydroxyde de sodium NaOH.....	5 g.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.
Bridj 35 (30%).....	3 ml.

Préparation

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

Note : La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1-2- Réactif colorant

Produits chimiques exigés :

Acide o-phosphorique H ₃ PO ₄ (85 %).....	50 ml.
Sulfanilamide C ₆ H ₈ N ₂ O ₂ S.....	10 g.
α- Naphtyléthylène diamine dihydrochloride C ₁₂ H ₁₆ C ₁₂ N ₂	0,5 g.
Eau distillée H ₂ O.....	850 ml.

Préparation

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

Note : La solution est stable pendant 2 semaines. Conserver dans une bouteille à couleur sombre.

1-3- Liquide de rinçage :

Eau fraîchement distillée H₂O (régénérée chaque semaine).

II-Préparation des solutions étalons

2-1- Solution mère de 100 ppm N ⁽¹⁾

Produits chimiques exigés :

Nitrate de sodium NaNO ₃	0,6068 g.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.

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

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

2-2- Solution fille de 10 ppm N

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

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

⁽¹⁾ : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en µmoles/l de N-NO₃⁻ ou de N-NO₂⁻ puis en mg /l de NO₃⁻ ou de NO₂⁻.

Dosage des orthophosphates

Réactifs

1-1- Solution de molybdate d'ammonium

Produits chimiques exigés :

Tartrate de potassium et d'antimoine

K(SbO)C ₄ H ₄ O ₆ .5H ₂ O.....	230mg.
Acide sulfurique H ₂ SO ₄ (97 %).....	69,4 ml.
Molybdate d'ammonium (NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄ .4H ₂ O.....	6g.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.
FFD ₆	2 ml.

Préparation

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

Note : Ne pas employer de cuillères en métal pour le molybdate d'ammonium. La sensibilité peut être augmentée de 50 % en employant 35 ml d'acide sulfurique concentré au lieu de 69,4 ml. Avec 35 ml l'interférence des silicates est 10 % pour 300 ppb Si et 10 % pour 10 ppb P. Le pH final doit être inférieur à 1. La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1-2- Solution d'acide ascorbique

Produits chimiques exigés :

Acide ascorbique C ₆ H ₈ O ₆	6 g.
Acétone C ₃ H ₆ O.....	60 ml.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.
FFD ₆	2 ml.

Préparation

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

Note : La solution est stable pendant 5 jours. Conserver à 4° C quand la solution n'est pas utilisée.

1-3- Liquide de rinçage

Eau fraîchement distillée H₂O (régénérée chaque semaine).

II-Préparation des solutions étalons

2-1- Solution mère de 100 ppm P⁽²⁾

Produits chimiques exigés :

Dihydrogène o-phosphate de potassium KH ₂ PO ₄	0,4394 g.
Eau distillée H ₂ O.....	1000 ml.

Préparation

Dissoudre le dihydrogène o-phosphate de potassium dans ± 800 ml d'eau distillée. Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

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

Solution fille de 10ppm P

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

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

⁽²⁾ : les concentrations des solutions étalon sont transformées en mg/l de PO₄⁻³.

Dosage des Silicates

I- réactifs

1-1 solution d'acide sulfurique

Produits chimiques exigés :

Acide sulfurique H ₂ SO ₄ (97%).....	10ml.
L'eau distillée H ₂ O.....	1000ml.
FFD ₆	2ml.

Préparation

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

Note : La solution est stable pendant 1 semaine. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

1-2- Solution de molybdate d'ammonium

Produits chimiques exigés :

Molybdate d'ammonium (NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄ .4H ₂ O.....	20g.
Eaudistillée H ₂ O.....	1000ml.
FFD ₆	2 ml.

Préparation

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

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

1-3- Solution d'acide oxalique

Produits chimiques exigés :

Acide oxalique C ₂ H ₂ O ₄ .2H ₂ O.....	44g.
Eau distillée H ₂ O.....	1000ml.

Préparation

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

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

1-4- Liquide de rinçage Eau fraîchement distillée H₂O.

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

II-Préparation des solutions étalons

2-1- Solution mère de 100 ppm Si ⁽³⁾

Produits chimiques exigés :

Métasilicate de sodium $\text{Na}_2\text{SiO}_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$	1,0119 g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.

Préparation

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

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

2-2- Solution fille de 10 ppm Si

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

Note : Préparer la solution fille à 10 ppm Si chaque semaine et les standards chaque jour. Conserver dans une bouteille en polyéthylène.

Dosage de l'ammonium

1- Réactifs

1-1 Solution tampon

Produits chimiques exigés :

Tartrate de potassium et de sodium $\text{C}_4\text{H}_4\text{O}_6\text{KNa}, 4\text{H}_2\text{O}$	33 g.
Citrate de sodium $\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7\text{Na}_3, 2\text{H}_2\text{O}$	24 g.
Acide sulfurique H_2SO_4 (1N).....	x ml.
Eau distillée H_2O	1000 ml.
Brij 35 (35%).....	2ml.

Préparation

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

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

1-2- Solution de phénol Produits chimiques exigés :

Phénol $\text{C}_6\text{H}_5\text{OH}$	6 g.
Hydroxyde de sodium NaOH.....	40 g.
Eau distillée H_2O	1000 ml.

Préparation

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

Note : La solution est stable pendant une semaine.

1-3- Solution d'hypochlorite de sodium Produits chimiques exigées :

⁽³⁾ : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en mg/l de SiO_4^- .

Solution d'hypochlorite de sodium NaClO (13 %) de chlore act.....200 ml.
Eau distillée H_2O800 ml.

Préparation Diluer la solution d'hypochlorite de sodium dans ± 700 ml d'eau distillée.

Ajuster à 1 litre avec de l'eau distillée et mélanger.

1-4- Solution de nitroprussiate de sodium Produits chimiques exigés :

Nitroprussiate de sodium $\text{Na}_2(\text{CN})_5\text{NO} \cdot 2\text{H}_2\text{O}$0,5 g.

Eau distillée H_2O1000 ml.

Préparation

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

Note : Conserver dans une bouteille de couleur sombre. La solution est stable pendant une semaine. Conserver à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

1-5- Liquide de rinçage : Eau fraîchement distillée H_2O .

2-Préparation des solutions étalons

2-1 Solution mère de 100 ppm N ⁽⁴⁾

Produits chimiques exigés :

Chlorure d'ammonium NH_4Cl0,3819 g.

Eau distillée H_2O1000 ml.

Préparation

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

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

2-2- Solution fille de 10 ppm N

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

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

⁽⁴⁾ : Les concentrations des solutions étalons sont transformées en mg/l de NH_4^{+4} .

Annexe 2

❖ **Tableau 1** : tableau final des résultats d'analyses d'eau de la plage ouest de Sidi Fredj 2010-2011 (station a).

la date	T°C	S PSU	O ₂ (mg/l)	% O ₂	pH	MES (mg/l)	MOP (mg/l)	MIP (mg/l)	MIP/MOP	Chlo (µg/l)	Phéo (µg/l)	[NO ₂ -] (mg/l)	[NO ₃ -] (mg/l)	[NH ₄ +] (mg/l)	[Si(OH ^o ₄) (mg/l)	[PO ₄ -] (mg/l)
13/07/2010	26,5	27	3,57	55,43	7,48	8,2	4,7	3,5	0,74	27,70	0,00	1,93	0,10	1,29	2,37	1,93
26/08/2010	25,55	36,4	4,42	66,76	8,91	16	10	6	0,60	9,42	16,95	1,88	0,12	1,24	2,32	1,88
14/09/2010	24,65	36,6	3,23	47,99	8,16	136,4	129,6	6,8	0,05	2,77	0,00	6,43	0,08	5,79	3,82	6,43
20/10/2010	20,55	26,7	2,57	33,55	8,1	10,8	8,8	2	0,23	12,19	3,32	2,58	0,17	1,49	3,67	2,58
29/11/2010	16,65	36,5	2,63	33,8	8,85	7	5,2	1,8	0,35	7,20	11,80	2,38	0,16	1,74	4,12	2,38
08/12/2001	16,75	36	2,71	34,83	9,41	23	12,5	10,5	0,84	7,76	7,76	1,93	0,31	1,29	4,62	1,93
03/01/2011	13,7	43,4	4,34	51,97	8,04	11	6,7	4,3	0,64	0,00	4,65	33,28	0,74	2,19	117,62	33,28
06/02/2011	13,25	34,1	3,02	35,44	7,78	3,2	2,3	0,9	0,39	0,00	0,00	34,78	0,79	1,39	147,62	34,78
06/03/2011	14,9	36,4	2,98	36,83	8,07	10,2	6,1	4,1	0,67	2,22	0,00	35,53	0,28	1,19	147,62	35,53
03/04/2011	17,7	36,5	2,52	33,02	7,31	8,6	4,9	3,7	0,76	1,11	0,00	29,38	0,27	1,29	147,62	29,38

❖ **Tableau 2** : tableau final des résultats d'analyse d'eau de la plage ouest de Sidi Fredj 2010-2011 (station b).

la date	T°C	S PSU	O ₂ (mg/l)	% O ₂	pH	MES (mg/l)	MOP (mg/l)	MIP (mg/l)	MIP/MOP	Chlo (µg/l)	Phéo (µg/l)	[NO ₂ -] (mg/l)	[NO ₃ -] (mg/l)	[NH ₄ +] (mg/l)	[Si(OH ^o ₄) (mg/l)	[PO ₄ -] (mg/l)
13/07/2010	25,75	37,10	4,08	61,67	7,60	8,20	4,40	3,80	0.86	2,22	24,15	0,06	0,06	1,83	1,74	1,19
26/08/2010	25,90	35,70	3,78	57,09	8,73	3.40	1.80	1.60	0.89	11,63	43,43	0,04	0,29	2,08	0,00	1,44
14/09/2010	24,45	36,60	3,12	45,54	7,74	136,40	129,60	6,80	0.05	18,28	14,68	0,05	0,11	1,88	0,19	1,24
20/10/2010	20,60	36,60	2,60	36,01	8,08	6.80	6.20	0.60	0.10	5,54	15,79	0,07	0,09	5,83	2,84	5,19
29/11/2010	16,50	36,50	2,65	34,06	8,48	14.6	8.60	6.00	0.70	13,85	26,48	0,08	0,44	2,43	1,19	1,79
08/12/2001	17,10	35,90	2,65	34,06	9,07	15.00	8.30	6.70	0.81	5,54	37,12	0,10	0,26	2,38	4,84	1,74
03/01/2011	13,70	34,40	4,68	56,04	8,12	15.80	9.20	6.60	0.72	3,32	30,03	0,15	0,64	25,68	117,49	0,00
06/02/2011	13,45	33,90	3,11	36,50	7,78	9.80	5.70	4.10	0.72	7,76	20,55	0,16	0,87	32,83	147,49	3,94
06/03/2011	14,90	36,30	2,96	36,58	8,25	8.4	5.00	3.40	0.68	0,00	39,61	0,07	0,33	33,48	147,49	1,49
03/04/2011	17,75	36,50	2,44	31,97	7,32	1.00	0.90	0.10	0.11	2,22	29,58	0,05	0,29	31,83	147,49	1,04

Annexe

❖ **Tableau 3 :** tableau final des résultats d'analyses granulométriques et organiques des sédiments de la zone ouest de Sidi Fredj 2010/2011 (station a).

La date	chlo µg/g	phéo µg/g	MO %	D	FH	Φ ₅₀
13/02/2010	0.00	19.79	5.88	1.19	0.74	0.90
26/08/2010	0.00	19.87	3.09	1.14	0.58	0.40
14/09/2010	1.04	0.00	30.89	0.50	0.00	0.09
20/10/2010	0.00	7.67	2.85	1.26	0.71	1.5
29/11/2010	0.00	76.71	2.64	0.89	0.39	0.11
08/12/2010	9.60	0.00	31.69	1.14	0.63	1.50
03/01/2011	2.78	0.00	9.30	1.34	0.87	0.90
06/02/2011	1.30	0.00	6.03	1.89	0.00	0.13
06/03/2011	6.83	0.00	50.87	1.14	0.63	1.30
03/04/2011	5.67	0.00	4.68	1.10	0.51	0.90

❖ **Tableau 4 :** tableau final des résultats d'analyses granulométriques et organiques des sédiments de la zone ouest de Sidi Fredj 2010/2011 (station b).

La date	[chlo] µg/g	[phéo] µg/g	MO %	D	FH	Φ ₅₀
13/02/2010	0.00	12.00	14.04	0.39	0.05	0.90
26/08/2010	0.00	34.80	5.46	1.14	0.48	0.27
14/09/2010	0.00	51.73	14.78	0.63	0.11	0.80
20/10/2010	0.00	18.10	8.57	0.44	0.00	0.20
29/11/2010	0.00	4.52	17.87	1.14	0.43	0.90
08/12/2010	0.00	13.18	69.93	1.14	0.48	0.90
03/01/2011	0.12	0.00	14.16	0.84	0.22	0.11
06/02/2011	15.50	0.00	11.89	0.45	0.06	0.90
06/03/2011	0.00	2.95	12.54	0.45	0.5	0.90
03/04/2011	4.98	0.00	13.35	0.45	0.06	0.90

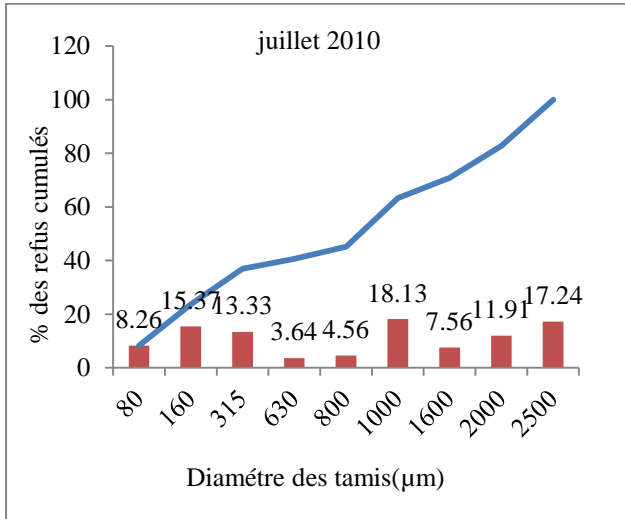
Tableau 5 : Saturation en oxygène dissous exprimée en milligramme par litre (AMINOT & KEROUEL, 2004).

°C	Salinité ‰																				
	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22	24	26	28	30	32	34	36	38	40
0	14,62	14,42	14,23	14,02	13,83	13,63	13,44	13,26	13,07	12,89	12,71	12,54	12,36	12,19	12,03	11,85	11,69	11,53	11,37	11,21	11,05
1	14,51	14,32	14,13	13,94	13,75	13,56	13,38	13,20	13,02	12,85	12,68	12,51	12,34	12,17	12,01	11,84	11,68	11,52	11,36	11,20	11,04
2	14,41	14,22	14,03	13,84	13,65	13,46	13,28	13,10	12,93	12,76	12,59	12,42	12,25	12,09	11,93	11,77	11,61	11,45	11,29	11,13	10,97
3	14,31	14,12	13,93	13,74	13,55	13,36	13,18	13,00	12,83	12,66	12,50	12,33	12,17	12,01	11,85	11,69	11,53	11,37	11,21	11,05	10,89
4	14,21	14,02	13,83	13,64	13,45	13,26	13,08	12,90	12,73	12,56	12,40	12,23	12,07	11,91	11,75	11,59	11,43	11,27	11,11	10,95	10,79
5	14,11	13,92	13,73	13,54	13,35	13,16	12,98	12,80	12,63	12,46	12,30	12,13	11,97	11,81	11,65	11,49	11,33	11,17	11,01	10,85	10,69
6	14,01	13,82	13,63	13,44	13,25	13,06	12,88	12,70	12,53	12,36	12,20	12,03	11,87	11,71	11,55	11,39	11,23	11,07	10,91	10,75	10,59
7	13,91	13,72	13,53	13,34	13,15	12,96	12,78	12,60	12,43	12,26	12,10	11,93	11,77	11,61	11,45	11,29	11,13	10,97	10,81	10,65	10,49
8	13,81	13,62	13,43	13,24	13,05	12,86	12,68	12,50	12,33	12,16	12,00	11,83	11,67	11,51	11,35	11,19	11,03	10,87	10,71	10,55	10,39
9	13,71	13,52	13,33	13,14	12,95	12,76	12,58	12,40	12,23	12,06	11,90	11,73	11,57	11,41	11,25	11,09	10,93	10,77	10,61	10,45	10,29
10	13,61	13,42	13,23	13,04	12,85	12,66	12,48	12,30	12,13	11,96	11,80	11,63	11,47	11,31	11,15	10,99	10,83	10,67	10,51	10,35	10,19
11	13,51	13,32	13,13	12,94	12,75	12,56	12,38	12,20	12,03	11,86	11,70	11,53	11,37	11,21	11,05	10,89	10,73	10,57	10,41	10,25	10,09
12	13,41	13,22	13,03	12,84	12,65	12,46	12,28	12,10	11,93	11,76	11,60	11,43	11,27	11,11	10,95	10,79	10,63	10,47	10,31	10,15	9,99
13	13,31	13,12	12,93	12,74	12,55	12,36	12,18	12,00	11,83	11,66	11,50	11,33	11,17	11,01	10,85	10,69	10,53	10,37	10,21	10,05	9,89
14	13,21	13,02	12,83	12,64	12,45	12,26	12,08	11,90	11,73	11,56	11,40	11,23	11,07	10,91	10,75	10,59	10,43	10,27	10,11	9,95	9,79
15	13,11	12,92	12,73	12,54	12,35	12,16	11,98	11,80	11,63	11,46	11,30	11,13	10,97	10,81	10,65	10,49	10,33	10,17	10,01	9,85	9,69
16	13,01	12,82	12,63	12,44	12,25	12,06	11,88	11,70	11,53	11,36	11,20	11,03	10,87	10,71	10,55	10,39	10,23	10,07	9,91	9,75	9,59
17	12,91	12,72	12,53	12,34	12,15	11,96	11,78	11,60	11,43	11,26	11,10	10,93	10,77	10,61	10,45	10,29	10,13	9,97	9,81	9,65	9,49
18	12,81	12,62	12,43	12,24	12,05	11,86	11,68	11,50	11,33	11,16	11,00	10,83	10,67	10,51	10,35	10,19	10,03	9,87	9,71	9,55	9,39
19	12,71	12,52	12,33	12,14	11,95	11,76	11,58	11,40	11,23	11,06	10,90	10,73	10,57	10,41	10,25	10,09	9,93	9,77	9,61	9,45	9,29
20	12,61	12,42	12,23	12,04	11,85	11,66	11,48	11,30	11,13	10,96	10,80	10,63	10,47	10,31	10,15	9,99	9,83	9,67	9,51	9,35	9,19
21	12,51	12,32	12,13	11,94	11,75	11,56	11,38	11,20	11,03	10,86	10,70	10,53	10,37	10,21	10,05	9,89	9,73	9,57	9,41	9,25	9,09
22	12,41	12,22	12,03	11,84	11,65	11,46	11,28	11,10	10,93	10,76	10,60	10,43	10,27	10,11	9,95	9,79	9,63	9,47	9,31	9,15	8,99
23	12,31	12,12	11,93	11,74	11,55	11,36	11,18	11,00	10,83	10,66	10,50	10,33	10,17	10,01	9,85	9,69	9,53	9,37	9,21	9,05	8,89
24	12,21	12,02	11,83	11,64	11,45	11,26	11,08	10,90	10,73	10,56	10,40	10,23	10,07	9,91	9,75	9,59	9,43	9,27	9,11	8,95	8,79
25	12,11	11,92	11,73	11,54	11,35	11,16	10,98	10,80	10,63	10,46	10,30	10,13	9,97	9,81	9,65	9,49	9,33	9,17	9,01	8,85	8,69
26	12,01	11,82	11,63	11,44	11,25	11,06	10,88	10,70	10,53	10,36	10,20	10,03	9,87	9,71	9,55	9,39	9,23	9,07	8,91	8,75	8,59
27	11,91	11,72	11,53	11,34	11,15	10,96	10,78	10,60	10,43	10,26	10,10	9,93	9,77	9,61	9,45	9,29	9,13	8,97	8,81	8,65	8,49
28	11,81	11,62	11,43	11,24	11,05	10,86	10,68	10,50	10,33	10,16	10,00	9,83	9,67	9,51	9,35	9,19	9,03	8,87	8,71	8,55	8,39
29	11,71	11,52	11,33	11,14	10,95	10,76	10,58	10,40	10,23	10,06	9,90	9,73	9,57	9,41	9,25	9,09	8,93	8,77	8,61	8,45	8,29
30	11,61	11,42	11,23	11,04	10,85	10,66	10,48	10,30	10,13	9,96	9,80	9,63	9,47	9,31	9,15	8,99	8,83	8,67	8,51	8,35	8,19
31	11,51	11,32	11,13	10,94	10,75	10,56	10,38	10,20	10,03	9,86	9,70	9,53	9,37	9,21	9,05	8,89	8,73	8,57	8,41	8,25	8,09
32	11,41	11,22	11,03	10,84	10,65	10,46	10,28	10,10	9,93	9,76	9,60	9,43	9,27	9,11	8,95	8,79	8,63	8,47	8,31	8,15	7,99
33	11,31	11,12	10,93	10,74	10,55	10,36	10,18	10,00	9,83	9,66	9,50	9,33	9,17	9,01	8,85	8,69	8,53	8,37	8,21	8,05	7,89
34	11,21	11,02	10,83	10,64	10,45	10,26	10,08	9,90	9,73	9,56	9,40	9,23	9,07	8,91	8,75	8,59	8,43	8,27	8,11	7,95	7,79
35	11,11	10,92	10,73	10,54	10,35	10,16	9,98	9,80	9,63	9,46	9,30	9,13	8,97	8,81	8,65	8,49	8,33	8,17	8,01	7,85	7,69
36	11,01	10,82	10,63	10,44	10,25	10,06	9,88	9,70	9,53	9,36	9,20	9,03	8,87	8,71	8,55	8,39	8,23	8,07	7,91	7,75	7,59
37	10,91	10,72	10,53	10,34	10,15	9,96	9,78	9,60	9,43	9,26	9,10	8,93	8,77	8,61	8,45	8,29	8,13	7,97	7,81	7,65	7,49
38	10,81	10,62	10,43	10,24	10,05	9,86	9,68	9,50	9,33	9,16	9,00	8,83	8,67	8,51	8,35	8,19	8,03	7,87	7,71	7,55	7,39
39	10,71	10,52	10,33	10,14	9,95	9,76	9,58	9,40	9,23	9,06	8,90	8,73	8,57	8,41	8,25	8,09	7,93	7,77	7,61	7,45	7,29
40	10,61	10,42	10,23	10,04	9,85	9,66	9,48	9,30	9,13	8,96	8,80	8,63	8,47	8,31	8,15	7,99	7,83	7,67	7,51	7,35	7,19
41	10,51	10,32	10,13	9,94	9,75	9,56	9,38	9,20	9,03	8,86	8,70	8,53	8,37	8,21	8,05	7,89	7,73	7,57	7,41	7,25	7,09
42	10,41	10,22	10,03	9,84	9,65	9,46	9,28	9,10	8,93	8,76	8,60	8,43	8,27	8,11	7,95	7,79	7,63	7,47	7,31	7,15	6,99
43	10,31	10,12	9,93	9,74	9,55	9,36	9,18	9,00	8,83	8,66	8,50	8,33	8,17	8,01	7,85	7,69	7,53	7,37	7,21	7,05	6,89
44	10,21	10,02	9,83	9,64	9,45	9,26	9,08	8,90	8,73	8,56	8,40	8,23	8,07	7,91	7,75	7,59	7,43	7,27	7,11	6,95	6,79
45	10,11	9,92	9,73	9,54	9,35	9,16	8,98	8,80	8,63	8,46	8,30	8,13	7,97	7,81	7,65	7,49	7,33	7,17	7,01	6,85	6,69

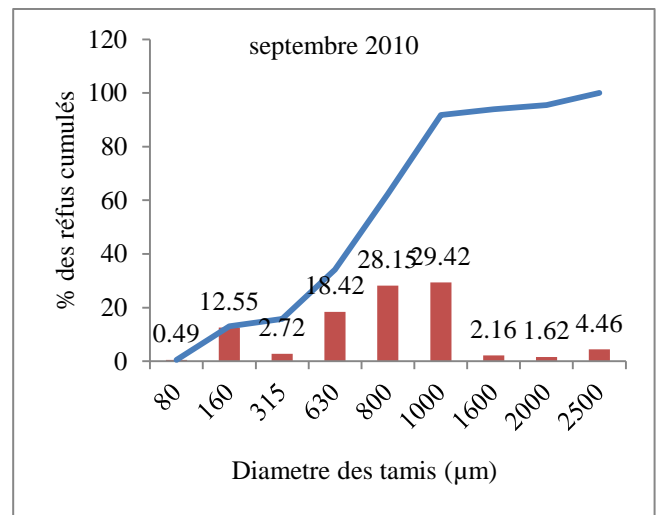
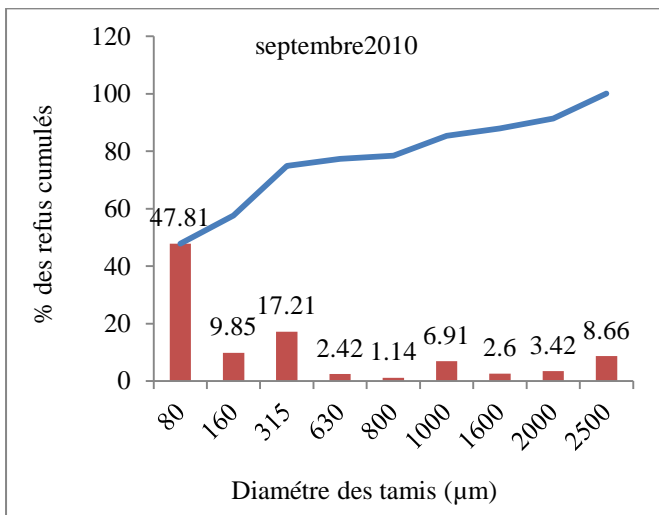
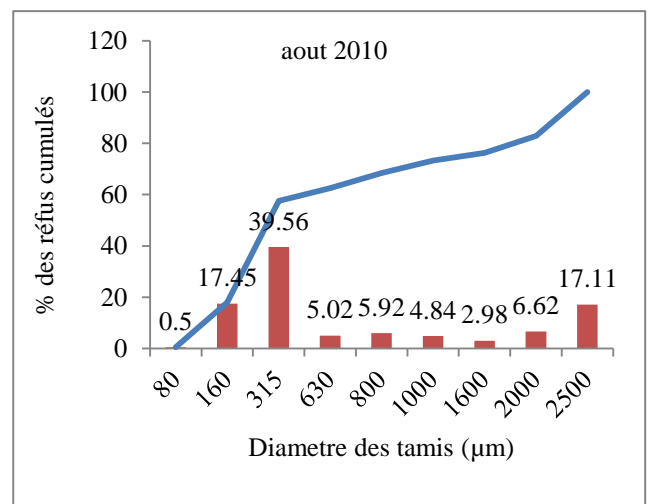
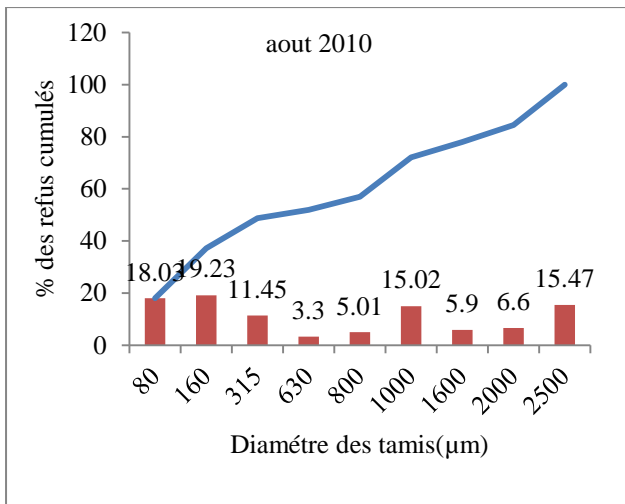
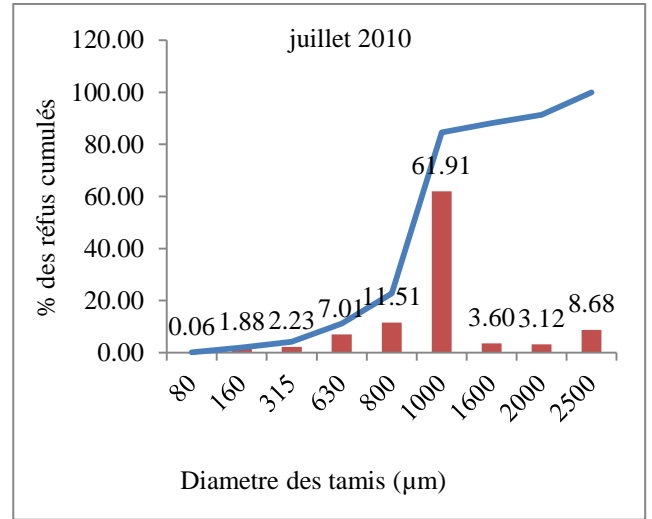
Annexe 3

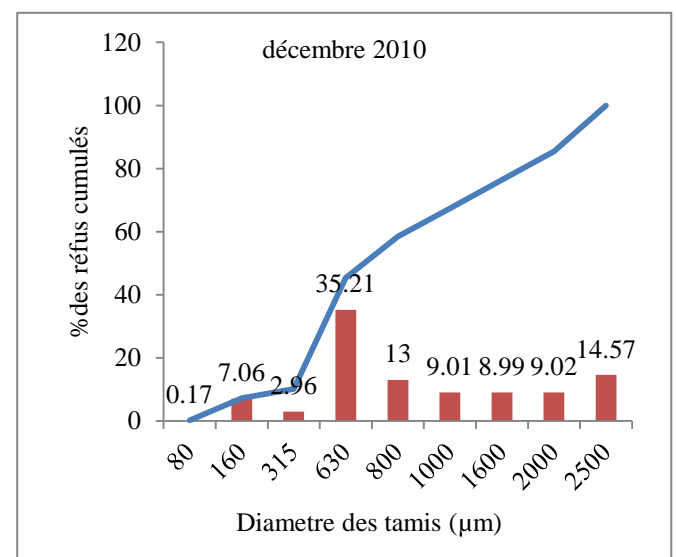
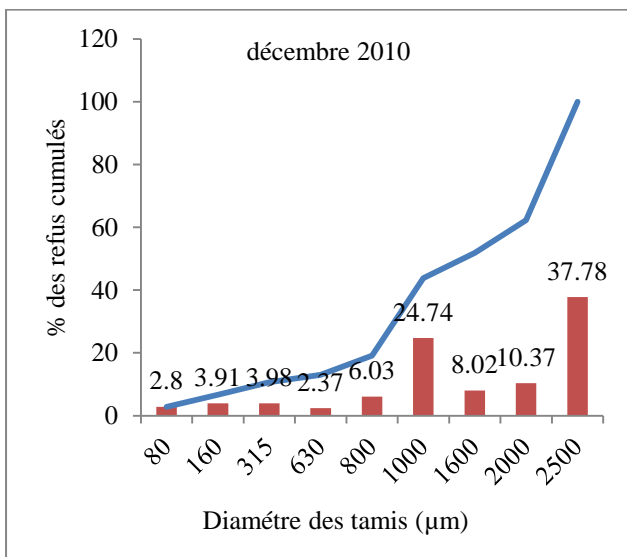
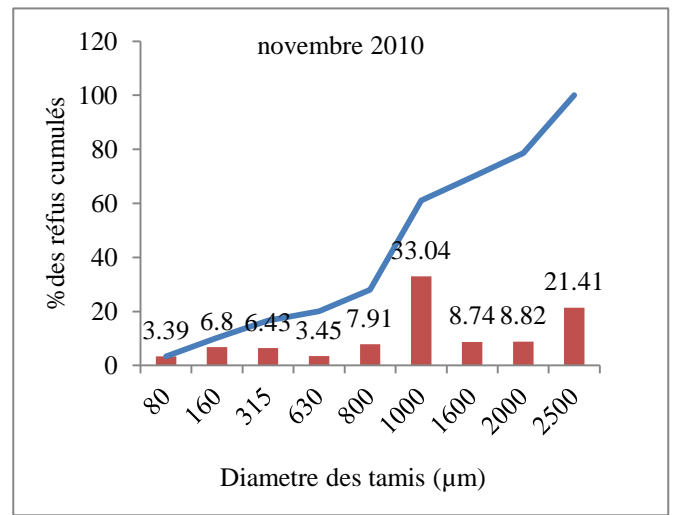
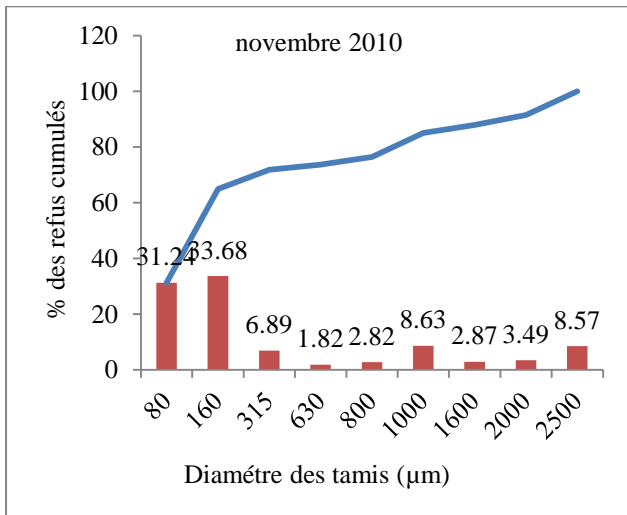
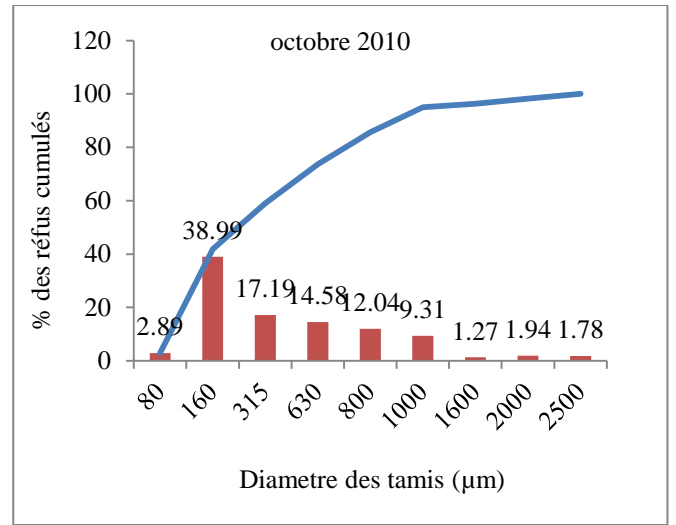
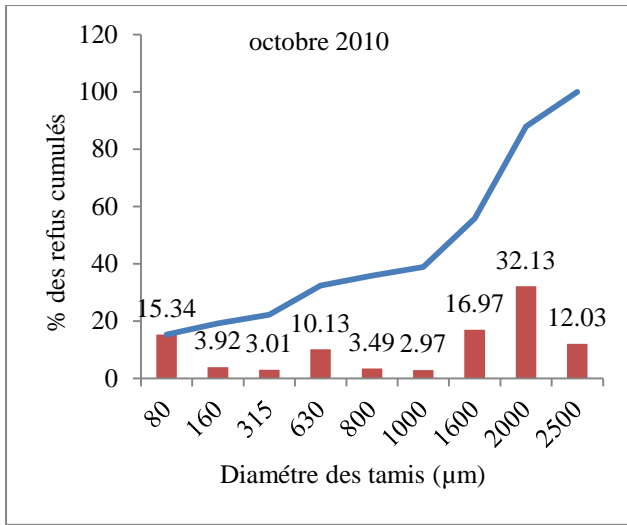
Les courbes cumulatives

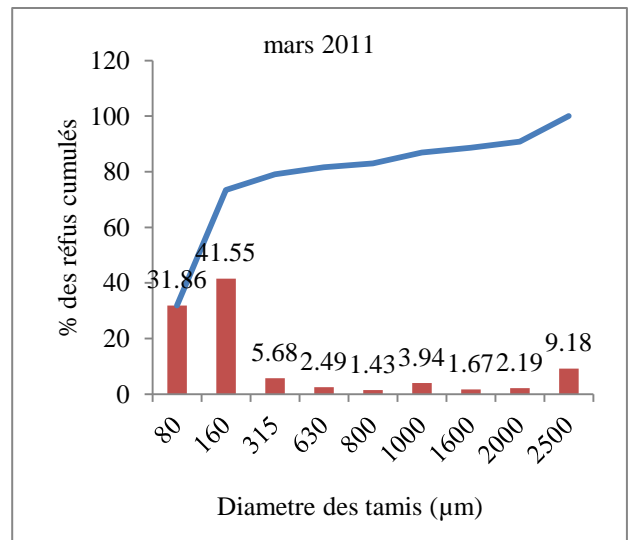
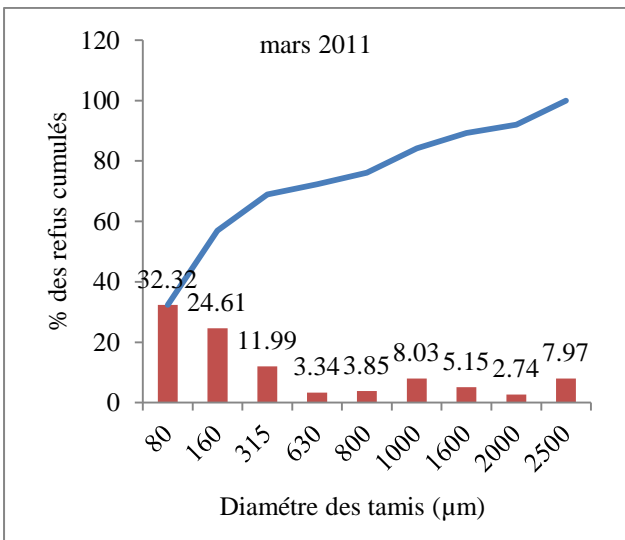
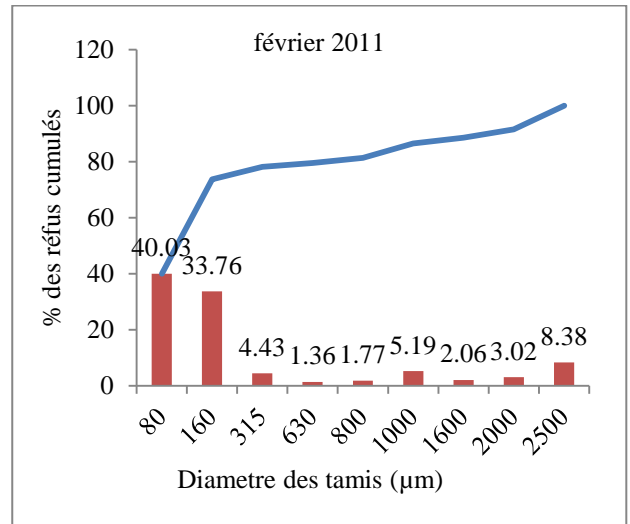
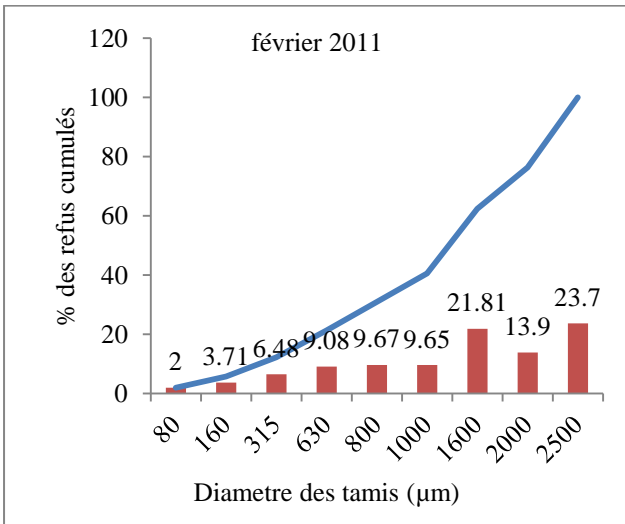
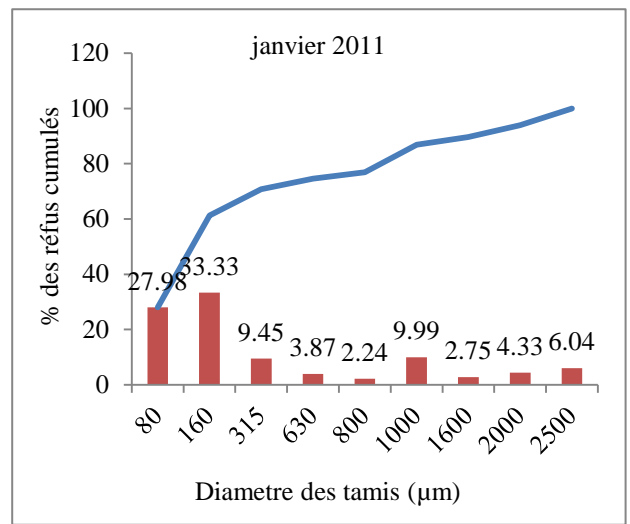
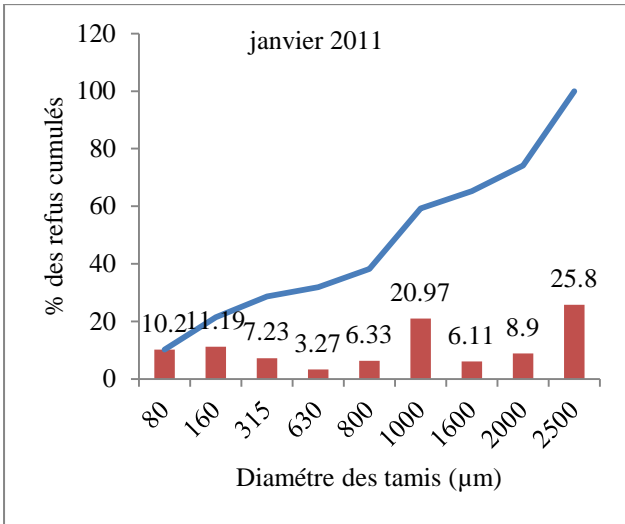
Station a

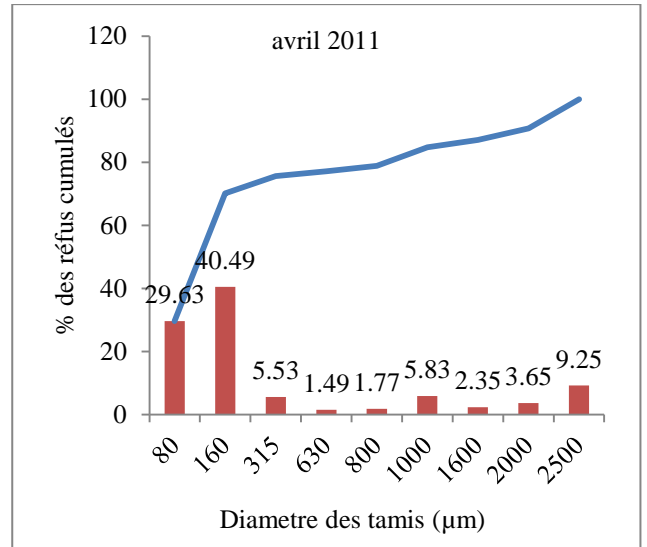
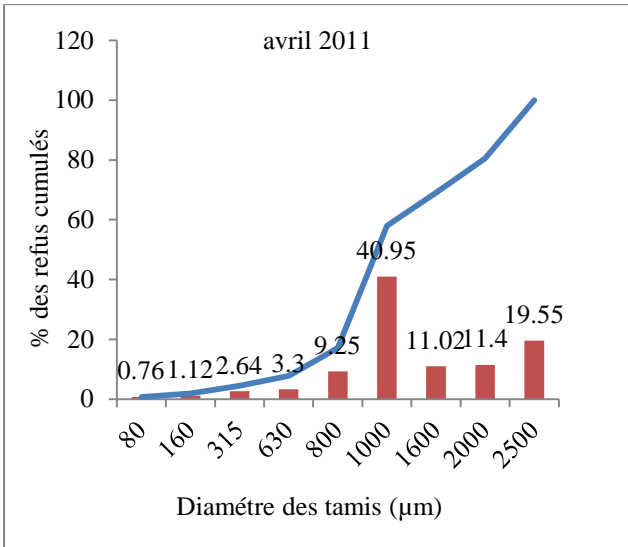


Station b









Annexe 4
Le matériel utilisé



Photo 1 : Oxymètre.



Photo 2 : Conductimètre.



Photo 3 : Un four à moufle.



Photo 4 : Les creusets.



Photo 5 : Etuve.



Photo 6 : Balance numérique.



Photo 7 : Une série de tamis.