

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المعهد الوطني لعلوم البحر و تهيئة الساحل

Institut National des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



Mémoire de Fin d'Études
En vue de l'obtention du Diplôme d'Études Universitaires Appliquées
en Sciences de la Mer

Thème :

*Analyse des Eaux Côtières
pour la Mise en Place
d'un Elevage Aquacole au Niveau
de la Plage Ouest de Sidi-Fredj*

Réalisé par :
M^{elle} Medjoudj Nadjet

Encadré par :
M^r REFES W.
M^{elle} AMROUCHE L.

Juillet 2008

Sommaire

Introduction	01
--------------------	----

Chapitre 1 : Matériels & méthodes

1.1. Présentation de la zone d'étude	3
1.1.1. Situation géographique	3
1.1.2. Réseau hydrographique	3
1.1.3. Climat	4
1.2. Le choix de la station et de la méthode de prélèvement	4
1.2.1. Le choix de la station d'échantillonnage	4
1.2.2. Méthode de prélèvement des échantillons	5
1.3. Méthode d'analyse	5
1.3.1. Analyse physico-chimique	5
1.3.1.1. Température	5
1.3.1.2. Potentiel d'hydrogène pH	5
1.3.1.3. Salinité	5
1.3.1.4. Oxygène dissous O ₂	6
1.3.1.5. Matières en suspensions (MES)	6
1.3.1.6. Chlorophylle a et phéopigments	7
1.3.1.7. Sels nutritifs	9
1.3.2. Analyse bactériologique.....	14
1.3.2.1. Méthode de dénombrement	14
1.3.2.2. Recherche des germes pathogènes	18
1.3.2.3. Techniques de caractérisation des bactéries	20
.....	
1.3.2.4. Isolement et l'identification de quelques bactéries	21
.....	
1.3.2.5. Détermination du profil biochimique et fermentaire	22
.....	

Chapitre 2 : Résultats & discussions

2.1. Les paramètres physico-chimiques	25
2.1.1. La température	25
2.1.2. Le potentiel d'Hydrogène (pH)	26
2.1.3. Salinité	27
2.1.4. Oxygène dissous	28
2.1.5. Les matières en suspension (MES)	28
2.1.6. La matière inorganique particulaire (MIP)	29
2.1.7. La matière organique particulaire (MOP)	30
2.1.8. La chlorophylle a	31
2.1.9. Les phéopigments	32
2.1.10. les sels nutritifs	32
2.1.10.1. L'azote Ammoniacal	33
2.1.10.2. Nitrites (NO ₂ ⁻)	34
2.1.10.3. Nitrates (NO ₃ ⁻)	34
2.1.10.4. Phosphore	35
2.1.10.5. Silicate	36
2.2. Les paramètres bactériologiques	37
2.2.1. Estimation des germes tests par la technique des FM	37
2.2.1.1. Estimation des coliformes totaux (CT)	37
2.2.1.2. Estimation des coliformes fécaux (CF)	38
2.2.1.3. Estimation des Streptocoques fécaux (SF)	39
2.2.1.4. Estimation des Staphylocoques	40
2.3. Résultats des isolements et des identifications	40

Conclusion

Bibliographie

Annexes

Liste des tableaux et des figures

<u>Tableau 1</u> : Date de prélèvements.....	4
<u>Tableau 2</u> : Récapitulatif de méthode de filtration sur membrane pour la recherche des coliformes et streptocoques fécaux.....	17
<u>Tableau 3</u> : Récapitulatif de la méthode de filtration sur membrane pour la recherche des staphylocoques.....	18
<u>Tableau 4</u> : Test de la catalase.....	21
<u>Tableau 5</u> : Profil morphologique et biochimique de quelques bactéries recherchées(Bacilles Gram-).....	45
<u>Tableau 6</u> : Profil morphologique et biochimique de quelque bactéries recherchées (Cocci, Gram+).....	45
<u>Figure 1</u> : Localisation géographiques de la zone d'étude.....	3
<u>Figure 2</u> : Localisation du point de prélèvement.....	4
<u>Figure 3</u> : Courbe d'étalonnage de l'ammonium.....	10
<u>Figure 4</u> : Courbe d'étalonnage des nitrites.....	11
<u>Figure 5</u> : Courbe d'étalonnage des orthophosphates.....	12
<u>Figure 6</u> : Courbe d'étalonnage des silicates.....	13
<u>Figure 7</u> : La pompe à vide avec fiole de récupération des eaux filtrées.....	15
<u>Figure 8</u> : Support de filtration.....	15
<u>Figure9</u> : Dispositifs de l'appareil de filtration sur membrane	15
<u>Figure 10</u> : Identification biochimique par la galerie API 20 E.....	24
<u>Figure 11</u> : Variation de la température en fonction du temps.....	25
<u>Figure 12</u> : Variation de pH en fonction du temps.....	26
<u>Figure 13</u> : Variation de la salinité en fonction du temps.....	27
<u>Figure 14</u> : Variation de l'oxygène dissous en fonction du temps.....	28
<u>Figure 15</u> : Variation des MES en fonction du temps.....	29

<u>Figure 16:</u> Variation des MIP en fonction du temps	30
<u>Figure 17:</u> Variation des MOP en fonction du temps.....	30
<u>Figure 18:</u> Variation de la chlorophylle a en fonction du temps.....	31
<u>Figure 19:</u> Variation des phéopigments en fonction du temps.....	32
<u>Figure 20:</u> Variation de concentration de l'ammonium en fonction du temps.....	33
<u>Figure 21:</u> Variation de concentration de nitrite en fonction du temps.....	34
<u>Figure 22:</u> Variation de concentration de nitrate en fonction du temps.....	35
<u>Figure 23:</u> Variation de concentration de phosphate en fonction du temps.....	36
<u>Figure 24:</u> Variation de concentration de silicate en fonction du temps.....	37
<u>Figure 25:</u> Variation des concentrations moyennes des coliformes fécaux(CF) en fonction du temps.....	38
<u>Figure 26:</u> Variation des concentrations moyennes de streptocoques fécaux (SF) en fonction du temps.....	39

Introduction



L'eau, indispensable à la vie et à toute activité économique, est utilisée à des fins domestiques, industrielles et agricoles.

L'aquaculture est une science qui recherche et applique les moyens d'enrayer le dépeuplement des eaux (QUILLET, 1983). Selon BARNABE (1989), cette discipline recouvre les activités ayant pour objet principal la production d'espèces aquatiques ainsi que leurs conditionnement et commercialisation, et ce, sous des conditions contrôlées ou semi contrôlées par l'homme, qu'il s'agisse de plantes, d'animaux, d'eaux douces, saumâtres ou salées.

En Algérie, le moyen complémentaire apparu face à la stagnation et ou aux régressions des ressources halieutiques a été de domestiquer des espèces (aussi bien d'eaux douces que d'eaux marines) en particulier celles recherchées par le consommateur.

L'Algérie se distingue parmi les pays méditerranéens par une faible production aquacole estimée à 641 tonnes en 2004 d'après les statistiques de la FAO (Food and Agriculture Organization) (http://www.fao.org/fishery/countrysector/FI-CP_DZ/3/fr).

L'étendue de sa côte, de plus de 1200 kilomètres, ne reflète donc pas les diversités qualitative et quantitative des sites propices aux pratiques aquacoles, même si elle fut sujette à de nombreuses analyses concernant les différentes caractéristiques de l'eau de mer (BENZOHRRA, 1993; ABBOU et BACHOUCHE, 2004; ALLAG et RESSAD, 2006; BOUCHENNA et al, 2006 et HAOUA et LALOUI, 2006).

Les eaux marines possèdent un ensemble bien déterminé de caractères physico-chimiques dont les principaux sont la température, l'oxygène dissous, la salinité et le pH.

La présence d'organismes vivants, végétaux et animaux, se traduit par des caractéristiques hydrologiques telles que les éléments nutritifs, la matière en suspension, la chlorophylle a, etc. (JOANNY et al, 1993) ainsi qu'un ensemble bien déterminé de caractères bactériologiques.

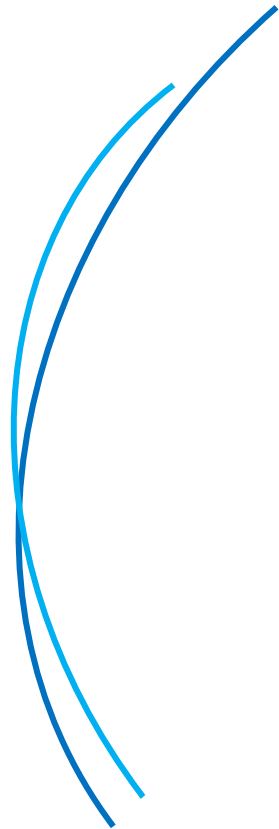
Dans ce contexte ? On se propose d'évaluer la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux marines de la plage Ouest de Sidi-Fredj.

Néanmoins, dans la plage Ouest de Sidi-Fredj, comme dans la majorité des baies algériennes, ces travaux restent restreints. C'est donc dans un contexte nouveau que s'inscrit cette présente étude qui porte sur l'analyse des eaux côtières dans le but de la valorisation des sites opportuns pour l'établissement de fermes aquacoles par la mise en lumière de l'importance des paramètres physio-chimiques et bactériologiques.

Acet effet, nous avons procédé selon le plan suivant :

- Présentation de la zone d'étude ;
- Plan d'échantillonnage ;
- Analyse des paramètres physico-chimiques et bactériologiques ;
- Interprétation et discussions des résultats obtenus ;
- Conclusion.

Chapitre 1



Matériel & Méthodes

1.1. Présentation de la zone d'étude :

1.1.1. Situation géographique :

La baie d'El Djamila se situe à une trentaine de kilomètres à l'Ouest d'Alger, elle représente le quart oriental de la baie de Bouismail. C'est une baie relativement fermée, limitée à l'Ouest par la presqu'île de Sidi-Fredj et à l'Est par Ras Acrata (Voir figure 1)

Son rivage est orienté SudOuest NordEst et ses coordonnées Lambert sont (BELLAHSENE et MESSAOUDI, 2005) :

2°50'54.744" Est et 36°45'43.092" Nord (Port de Sidi-Fredj)

2°53'42.792" Est et 36°48'5.796" Nord (Ras Acrata)



Figure 1 : Localisation géographique de la zone d'étude (Google Earth, 2008)

1.1.2. Réseau hydrographique :

La baie d'El Djamila et impeu loin du site d'étude. Le site d'étude est pollue par les rejets de thalassothérapie et de l'oued de Zerlda. Et les communes de Chéraga au NordEst,

de DelyBrahim à l'Est et de AinBénian à l'Ouest du port d'El Djamila. Il regroupe l'Oued Defla et l'Oued Bainem. Son bassin versant est réduit, il est souvent sec, sauf lors des fortes pluies (BELLAHSENE et MESSAOUDI, 2005).

1.1.3. Climat :

Le littoral Algérien appartient au climat méditerranéen, caractérisé par deux saisons contrastées : l'une chaude et sèche et l'autre froide et humide avec des précipitations courtes et violentes.

Les pluies sont importantes en automne, d'autant plus en hiver. La période pluvieuse s'étale généralement du mois de septembre jusqu'au mois de mai, alors que la période d'été est pratiquement sèche. Les neiges et les gelées sont pratiquement inexistantes

(ABBOU et BACHOUICHE, 2004).

Les données du laboratoire d'études maritimes indiquent que dans la région, les vitesses des vents les plus fréquents se situent entre 6 et 10 nœuds (HAOUA et LALOUI, 2006).

1.2. Le choix de la station et de la méthode de prélèvement :

1.2.1. Le choix de la station d'échantillonnage :

Etant donné la multiplicité des paramètres physico-chimiques et bactériologiques une seule station (Voir figure 2).a fait l'objet d'un suivi hebdomadaire. La période de prélèvement s'étale du 24 mars au fin avril 2008

Tableau 1 : Dates de prélèvements

Dates
31 Mars 2008
05 Avril 2008
12 Avril 2008
19 Avril 2008



Figure 2 : Localisation du point de prélèvement (Google Earth, 2008)

1.2.2. Méthode de prélèvement des échantillons :

Les échantillons destinés à l'analyse physico-chimique sont prélevés dans des bouteilles en polyéthylène de 2 litres. Des flacons en verres de 500 ml stériles sont réservés pour l'analyse bactériologique

Le prélèvement a été fait à la main, la bouteille est tenue d'une main, près de la base et plongée dans l'eau, le goulot vers le bas. La bouteille est penchée légèrement vers le haut pour déloger l'air et poussée en avant, contre le courant, afin d'éviter toute contamination. L'échantillonnage a été effectué à une profondeur de 15 à 30 cm sous la surface. En suite le bouchon est remis, la bouteille est étiquetée. Les échantillons sont transportés au laboratoire à côté de la station de prélèvement.

1.3. Méthode d'analyse :

1.3.1. Analyse physico-chimique :

1.3.1.1. Température :

La température est l'un des descripteurs de base pour la connaissance du milieu, elle influe sur l'activité biologique dont dépend la production totale ainsi que sur la répartition des espèces. Sa mesure est indispensable pour l'interprétation et le traitement d'autres paramètres (saturation en gaz dissous, pH...) (AMINOT ET KEROUEL, 2004).

La mesure de la température a été effectuée in situ à l'aide d'une sonde de température marque : Wissenschaftlich technische Werkstätten « WTW ».

1.3.1.2. Potentiel d'hydrogène pH :

Le pH mesure l'acidité du milieu. Il est très fortement influencé par la photosynthèse, et influence un grand nombre de processus biologiques et chimiques perturbant ainsi la forme de certains composés chimiques (gaz carbonique, acide sulfurique, ammonium, ammoniacque etc..). En mer, il se situe généralement autour de 8,2 (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

La mesure du pH a été effectuée in situ par une sonde de pH mètre de marque Wissenschaftlich technische Werkstätten « WTW », qui mesure le pH par la méthode électrochimique avec électrode en verre.

1.3.1.3. Salinité :

Théoriquement, la salinité est la quantité totale des résidus solides (en grammes) contenue dans 1kg d'eau de mer, quand tous les carbonates ont été transformés en oxydes, le brome et l'iode remplacés par le chlore et que toute la matière organique a été oxydée (RODIER et al, 1997).

La salinité a été mesurée in situ par un salinomètre de marque Wissenschaftlich technische Werkstätten « WTW » après étalonnage de l'appareil. L'étalonnage a été effectué à partir d'eau de mer normale (35 PSU). On introduit après avoir l'amener à la température ambiante dans la cellule de mesure. Le salinomètre est réglé pour donner la conductivité correspondant à la chloronité de l'eau de mer normale. Les résultats ont été exprimés en PSU (unité pratique de salinité).

1.3.1.4. Oxygène dissous O₂ :

L'oxygène est un facteur écologique essentiel (GAUJOUS, 1995). Son importance comme paramètre indicateur de la qualité du milieu n'est plus à démontrer. Sa concentration dans l'eau dépend de la température, de la salinité et de divers processus physiques, chimiques et biologique (échanges air eau, diffusion et mélange au sein de la masse d'eau, photo oxydation, oxydation chimique, respiration nitrification, photosynthèse.) (AMINOT et KEROUDEL, 2004).

L'oxygène dissous a été mesuré in situ par l'oxymètre de marque Wissenschaftlich technische Werkstätten « WTW ».

1.3.1.5. Matières en suspensions (M.E.S) :

A- Généralités :

Les eaux de mer contiennent des matières en suspension de toutes tailles et de toutes formes, minérales ou organiques, vivantes ou détritiques, de nature soit biogénique (bactéries, phytoplancton, zooplancton, poisson), soit terrigène (apports fluviaux, produit de l'érosion des côtes, détritiques déversés par l'homme), soit éolienne (particules transportées par les courants atmosphériques et tombant dans la mer), soit enfin météorique. (IVANOFF, 1972 in AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

La connaissance de la quantité de matières en suspension (MES) est importante pour l'étude des milieux aquatiques. D'une part, les particules réduisent la transparence de l'eau et de ce fait la production primaire photosynthétique, d'autre part, elle présente une surface de contact importante pour des échanges physicochimiques, chimique et biologiques avec l'eau de mer. Selon leur nature, elles sont également une source nutritive non négligeable pour la faune (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

B- Protocole de dosage (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983) :

Un volume d'échantillon (500ml) est filtré sur un filtre Wattman de porosité 0.45µm. Le poids des matières retenues est déterminé par pesée différentielle du filtre après passage à l'étuve à 80°C pendant 24 heures. Pour cette mesure nous avons utilisé :

C - Appareillage :

- Un dispositif de filtration sous vide de marque Sartorius ;
- Des membranes filtrantes Wattman ($\text{Ø}=0.45 \mu\text{m}$) ;
- Une balance de précision 10^{-3} ;
- Une étuve de marque MEMMERT.

D- Mode opératoire :

- Rincer les filtres à l'eau distillée ;
- Sécher à l'étuve à 80°C pendant deux heures ;
- Peser le filtre (P1) ;
- Mettre en place le porte filtre sur la fiole de filtration et brancher la trompe à vide ;
- Verser doucement 500 ml d'échantillon sur le centre du filtre ;
- Mettre le filtre dans l'étuve pendant 24heures;
- Peser le filtre (P2).

E- Calcul de la concentration de la matière en suspension :

La concentration des MES est donnée par l'expression :

$$[\text{MES}] \text{ mg/l} = (\text{P2} - \text{P1}) \times 2$$

Avec :

P1: poids du filtre avant filtration (mg) ;

P2: poids du filtre après filtration (mg);

1.3.1.6. Chlorophylle a et phéopigments :

A- Généralités :

La chlorophylle a est le principal pigment photosynthétique des plantes, c'est pour cette raison qu'elle est mesurée en tant qu'indicateur de la biomasse des micro-algues. C'est donc un paramètre clé en hydrologie marine car il existe plusieurs liens entre le développement du phytoplancton et les variations des divers autres paramètres (oxygène dissous, pH, nutriment). (BOUDOUMAN N., CHENENNOU S., 2007)

Son évolution, est tributaire des variations de l'énergie lumineuse, de la réserve en sels nutritifs, de la stabilité et le conditionnement des masses d'eau et de l'intensité du broutage zoo planctonique (AMINOT et KEROUËL, 2004).

Dans les milieux marins, les phéopigments résultent du broutage et de la dégradation des cellules algales. Leur mesure est utilisée comme critère de l'état physiologique des populations phytoplanctoniques. En effet, leurs concentrations se rapportent à la fraction dégradée de la chlorophylle a. (AMINOT et KEROUEL, 2004).

B- Protocole de dosage (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983) :

➤ **Principe de la méthode (Méthode Spectrophotométrique) :**

Après filtration d'un certain volume d'eau de mer pour concentrer le matériel particulaire, le filtre est immergé dans un solvant qui assure l'extraction des pigments chlorophylliens ; puis l'absorbance de l'extrait est mesurée à une ou plusieurs longueurs d'ondes, avant et après acidification pour rechercher les formes dégradées.

➤ **Appareillage et matériel utilisé :**

- Une pompe sous vide et un système de filtration ;
- Une centrifugeuse ;
- Un spectrophotomètre ;
- Des filtres Wattman 0.45 μm ;
- Des tubes en verre.

C- Mode opératoire:

- Filtrer 500ml d'eau de mer ;
- Après la filtration, mettre les filtres dans des tubes et ajouter 10ml d'acétone à 90 % ;
- Déchiqueter les filtres ;
- Envelopper les tubes avec papier aluminium pour garder les filtres à l'abri de la lumière ;
- Mettre les tubes dans le réfrigérateur pendant 24 heures à 5°C ;
- Mesurer les absorbances brutes des extraits non acidifiés selon la méthode de LORENZEN à deux longueur d'onde : 665 et 750 nm ;
- Acidifier par addition d'acide chlorhydrique 2 mol/l ;
- Mesuré les absorbances brutes des extraits acidifiés à 665 nm puis à 750 nm.

D- Calcul et expression des résultats :

$$\text{Chlorophylle a (mg/m}^3\text{)} = 27.7 * (A_{665}^{na} - A_{665}^a) * v / V.l.$$

$$\text{Pheopigments (mg/ m}^3\text{)} = 27.7 * (1.5 A_{665}^a - A_{665}^{na}) * v / V.l$$

Avec:

V:volume d'eau filtré (l) ;

V:volume d'acétone (ml) ;

l : longueur du chemin optique de la cuve de mesure, (=1 cm).

ET:

$$A_{665}^{na} = Ab_{665}^{na} - ab_{750}^{na}$$

$$A_{665}^a = Ab_{665}^a - Ab_{750}^a$$

Avec:

Ab_{665}^{na} : Absorbance à 665nm avant acidification ;

Ab_{665}^a : Absorbance à 665 nm après acidification ;

Ab_{750}^{na} : Absorbance à 750 nm avant acidification.

1.3.1.7. Sels nutritifs :

Ce sont des éléments chimiques indispensables à la synthèse autotrophe de matière organique. Le terme est souvent réservé aux éléments dont la concentration constitue parfois un facteur limitant entre autres: azote, phosphate et silicium (LACAZE, 1996). Nous avons procédé à leur dosage par la méthode spectrophotométrique.

A- Azote ammoniacal :

➤ Généralités :

L'azote ammoniacal comporte l'ammoniac (NH_3), ainsi que l'ammonium (NH_4^+). Dans les eaux marines et estuariennes l'ammonium est très prédominant, c'est pourquoi ce terme est souvent employé pour désigner l'azote ammoniacal.

Il provient généralement des excréments animaux 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 élevées traduisent l'influence des rejets urbains et agricoles. L'ammonium peut donc être un bon traceur de la pollution urbaine (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983). Il est toxique pour les poissons, surtout en milieu alcalin (GAUJOUS, 1995).

➤ Mode opératoire :

- 100ml \pm 5ml de l'échantillon ;
- Ajouter 3,0ml du réactif 1 (solution de phénol-nitroprussiate) ;
- Boucher et agiter pour bien homogénéiser ;
- Ajouter sans attendre 3,0ml du réactif 2 (solution complexante au chlore) ;
- Boucher et agiter à nouveau ;
- Placer immédiatement à l'abri de la lumière pendant 6 à 8 heures (ou mieux pendant une nuit) à température ambiante ;
- Mesurer l'absorbance à 630 nm par apport au blanc de cuve (eau distillée), au blanc de l'échantillon (eau de mer) et blanc de réactif (réactifs 1 et 2).

➤ Étalonnage :

- Introduire la solution étalon secondaire et compléter à 500ml avec l'eau de mer filtrée soit une gamme de concentration.
- Analyser à 630nm les différentes solutions ainsi que l'eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon (Voir figure 3).

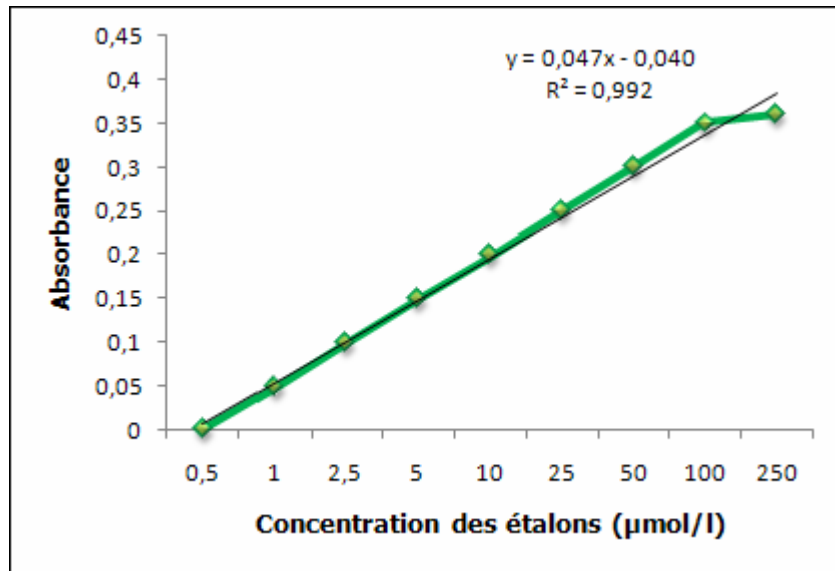


Figure 3 : Courbe d'étalonnage de l'Ammonium (MEDJOUJ, N.2008)

B- Azote nitreux (Nitrite)

➤ Généralités :

Les ions nitrites (NO_2^-) sont des intermédiaires relativement fugaces entre l'azote ammoniacal et les ions nitrates (AMINOT, 1983). Issus de la première étape du processus de nitrification, ils disparaissent vite en milieu naturel (GAUJOUS, 1995).

➤ Mode opératoire :

- 50ml± 1 ml d'échantillon ;
- Ajouter 1 ml du réactif 1 (solution de sulfanilamide) et mélanger ;
- Laisser reposer 2 à 8 minutes ;
- Ajouter 1 ml du réactif 2 (solution de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine) et mélanger ;
- Attendre au moins 10 minutes et au plus 1 heure ;
- Mesure de l'absorbance à 543 nm en prenant de l'eau distillée comme référence ;
- Mesure du blanc de cuve (eau distillée), du blanc des réactifs et de l'échantillon (eau de mer).

➤ Étalonnage :

- Introduire dans des fioles jaugées de 500ml la solution secondaire de nitrite et compléter avec de l'eau de mer afin d'obtenir la gamme de concentration.
- Analyser à 543 nm les différentes solutions ainsi que l'eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon. (Voir figure 4).

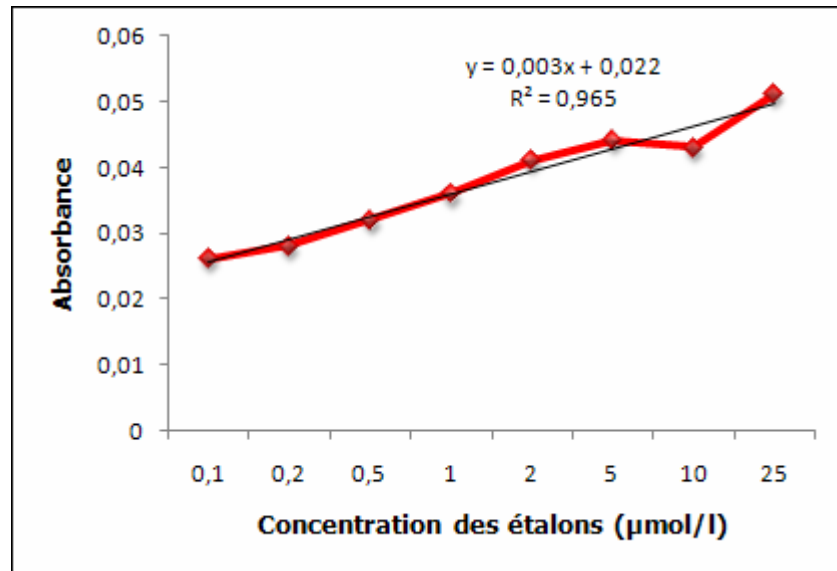


Figure 4: Courbe d'étalonnage des Nitrites (MEDJOU DJ, N.2008)

C- Nitrates :

➤ Généralité :

Le principe de base adopté par les analystes marins repose sur la réduction quasi quantitative (> 95 %) du nitrate (NO_3^-) en nitrite (NO_2^-). En effet, le dosage du nitrite étant simple, spécifique et sensible. Il permet la mesure des faibles concentrations océaniques de nitrate. (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

➤ Mode opératoire :

- 50ml ± 1 ml d'échantillon ;
- Ajouter 1 ml du réactif 1 (solution de sulfanilamide) et mélanger ;
- Laisser reposer 2 à 8 minutes ;
- Ajouter 1 ml du réactif 2 (solution de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine) et mélanger ;
- Attendre au moins 10 minutes et au plus 1 heure ;
- Faire passer ce dosage dans une colonne de cadmium ;
- Mesure de l'absorbance à 543 nm en prenant de l'eau distillée comme référence ;

- Mesure du blanc de cuve (eau distillée), du blanc des réactifs et de l'échantillon (eau de mer).

D- Orthophosphates :

➤ **Généralités :**

Le phosphore est un élément dont la forme minérale majoritaire, orthophosphates (PO_4^{3-}), est essentielle à la vie aquatique. Ses sources sont multiples: résidus métaboliques, eaux usées, ménagères et industrielles (détergents) et lessivage des engrais agricoles (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983). Les phosphates sont généralement responsables de l'accélération des phénomènes d'eutrophisation. Néanmoins ils peuvent avoir un effet bénéfique comme éléments nutritifs, de plus, ils ne sont pas toxiques vis-à-vis des poissons (GAUJOUS, 1995).

➤ **Mode opératoire :**

- la température des échantillons doit être comprise entre 15 et 20°C ;
- Mesurer 50ml d'échantillon ;
- Ajouter 2ml du réactif 1 (solution acide d'acide ascorbique) et mélanger ;
- Ajouter 0,5 ml de thiosulfate et mélanger et laisser agir 15 minutes, mais pas plus de 30 minutes ;
- Mesurer l'absorbance à 880 nm.

➤ **Étalonnage :**

- Introduire 0,5-1-2,5-5-10-25-50-100-250 ml de la solution mère et compléter à 500 ml avec de l'eau de mer filtrée soit une gamme de concentration de 0,5-1-2-2,5-5-10-25-50-100-250 $\mu\text{mol/l}$;
- 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 (Voir figure 5).

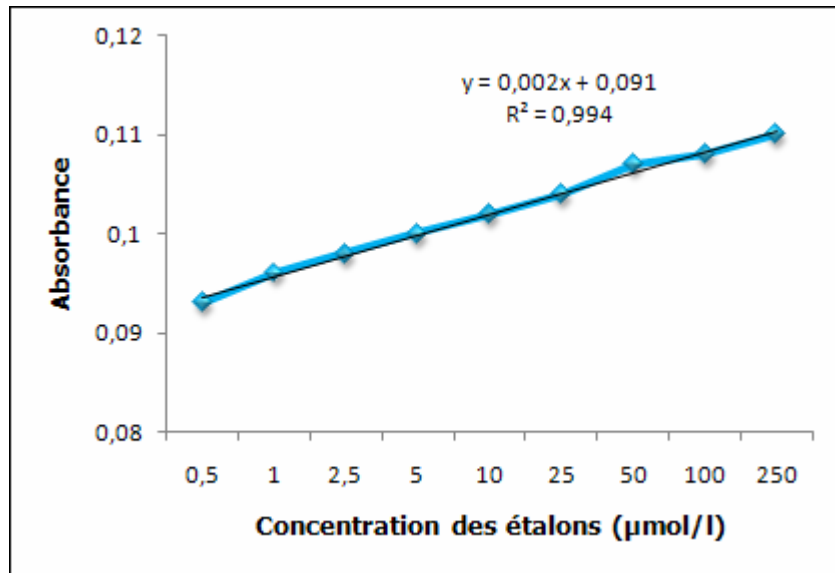


Figure 5: Courbe d'étalonnage des Orthophosphates (MEDJOU DJ, N.2008)

E- Silicates :

➤ Généralités :

Le silicium est un élément nutritif car il rentre dans la composition des squelettes de certaines espèces phytoplanctoniques (Diatomées, Radiolaires ...) auxquelles il est indispensable (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

➤ Mode opératoire :

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

➤ Étalonage

- 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 µmol/l ;
- Analyser à 810 nm les différentes solutions, ainsi l'eau brute ayant servi à préparer la gamme étalon. (Voir figure 6).

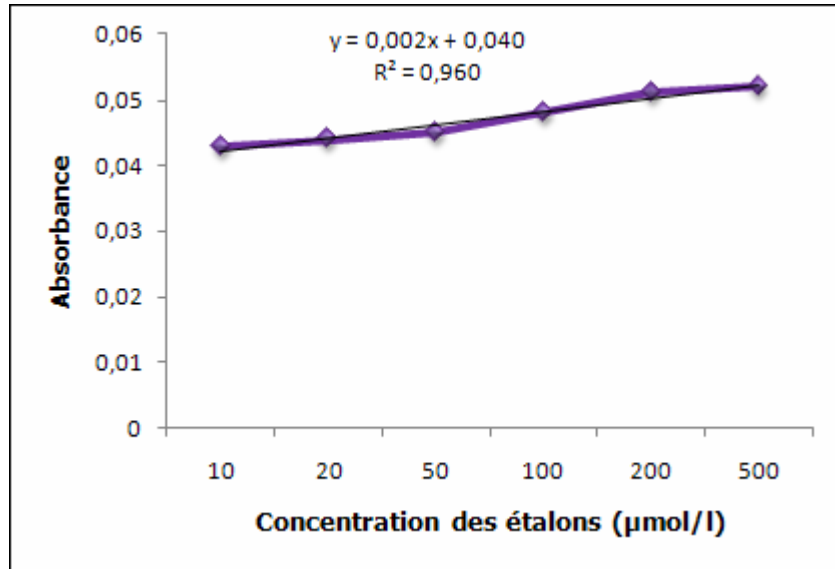


Figure 6: Courbe d'étalonnage des Silicates (MEDJOUJ, N.2008)

1.3.2. Analyses bactériologiques :

Les germes test recherchés sont des coliformes totaux, coliformes thermotolérants dont *E.coli.* streptocoques du groupe D, les staphylocoques, les vibrions et les salmonelles,

1.3.2.1. Méthode de dénombrement :

Dans notre étude nous avons optés : la méthode de filtration sur membrane qui est une méthode universelle, pratique et reproductible.

A- Dénombrement par la technique de filtration sur membrane MF :

➤ Matériel :

L'appareil est un simple système de filtration de marque Sartorius fonctionnant sous pression réduite (pompe à vide), il contient un support à filtre qui reçoit la membrane de filtration et un flacon pour récupérer l'eau filtrée (Voir figure 7, 8 et 9). Les membranes utilisées sont de marque millipore avec un diamètre de 0.45µm.

➤ **Mode opératoire :**

La réalisation de la technique de filtration sur membrane a été faite selon les recommandations suivantes :

- Devant un Bec-Benzène et sur une paillasse javellisée ;
- Lavage et stérilisation de l'équipement de filtration par flambage ;
- Mise en place de la pompe à vide ;
- Prendre une membrane filtrante stérile près du bord à l'aide d'une pince stérilisée.
- Placer l'entonnoir sur le support et le fixer fermement ;
- Verser dans chaque entonnoir un volume 100 ml de d'échantillon bien homogénéisé ;
- Faire le vide jusqu'à filtration totale de l'échantillon ;
- Retirer l'entonnoir et déposer la membrane filtrante à l'aide d'une pince stérile sur un milieu adapté bactéries recherchées ;
- Déposer la membrane en la déroulant pour tenir un contact étroit avec la gélose (la présence de bulles d'air est signalée par des taches blanches) ;
- Inscire sur la boîte de Pétri le numéro de l'échantillon et le volume filtré ;
- Placer les boîtes de Pétri en position inverse et les incuber à une température donnée et pendant une durée spécifique pour chaque germe ;
- Flambage dispositif par le Bec-Benzène après chaque échantillon filtré, afin d'éviter toute contamination possible ;
- La recherche et le dénombrement des coliformes, des streptocoques et des staphylocoques par la technique de filtration sur membrane (Voir figure 7).



Figure 7 : La pompe à vide avec fiole de récupération des eaux filtrées



Figure 8 : Support de filtration



Figure 9: Dispositifs de l'appareil de filtration sur membrane

A1- Dénombrement des coliformes totaux et coliformes thermotolérants :

Un volume de 100ml d'échantillon a été filtré, la membrane est déposée sur un milieu gélosé sélectif Tergitol-TTC. L'opération est répétée deux fois. L'une des boîtes est incubée à 37°C pendant 24h pour la recherche des coliformes totaux, et l'autre à 44°C pour la recherche des coliformes thermotolérants.



A2- Dénombrement des streptocoques

La réalisation e la technique de filtration est identique à précédent. Un volume de 100ml d'échantillon a été filtré. La membrane est disposée sur le milieu Slanetz, gélose glucosée contenant de l'acide et du TTC, et incubée à 37°C pendant 24-48h.

A3- Dénombrement des staphylocoques

De la même manière, un volume de 100ml d'échantillon a été filtré, la membrane est déposée sur un milieu gélosé de Baird Parker et incubée à 37°C pendant 24h.

Tableau 2 : Récapitulatif de méthode de filtration sur membrane pour la recherche des coliformes et streptocoques fécaux.

Germes recherchés	Sélectivité du milieu d'ensemencement	Mode opératoire	Aspect du milieu avant utilisation	Aspect du milieu après
<p>Coliformes</p>	<p>Le Tergitol est un agent tensioactif inhibiteur de nombreux Gram+</p>	<p>- Filtration de 100ml de l'échantillon à travers une membrane stérile de 0.45µm.</p>		<p>Colonie rose rouge : Réduction du TTC.</p> <p>Colonie jaune : Absence de réduction du TTC.</p> <p>Halo bleu-vert : Lactose</p> <p>Halo jaune : Lactose+ <i>E. coli</i> et <i>Enterobacter aërogènes</i> donnent des colonies jaunes</p> <p>Les autres coliformes donnent des colonies rouges</p> 


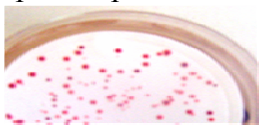
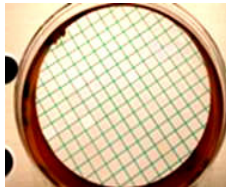

<p>Streptocoques Fécaux</p>	<p>Le milieu de Slanetz et Bartley : milieu gélosé, qui sélectionne les Streptocoques. Il contient du TTC et l'Acide de sodium un inhibiteur des gram -.</p> <p>Le TTC qui lors de sa réduction donne une coloration des bactéries en rouge</p>	<p>Filtration de 100ml de l'échantillon à travers une membrane stérile de 0.45µm.</p>		<p>Les Entérocoques donnent des colonies de taille moyenne, roses ou rouges.</p> <p>Les <i>Bacillus</i> peuvent pousser et donner le même aspect de colonies, mais de taille plus importante.</p> 
------------------------------------	---	---	--	---

Tableau 3 : Récapitulatif de la méthode de filtration sur membrane pour la recherche des staphylocoques.

Germes recherchés	Sélectivité du milieu d'ensemencement	Mode opératoire	Aspect du milieu avant utilisation	Aspect du milieu après
<p>Staphylocoques</p>	<p>Baird Parker milieu</p> <p>Sélectif de <i>Saphylococcus aureus</i>.</p> <p>Il contient 2 inhibiteurs de Gram - le chlorure de lithium</p> <p>le tellurite de potassium</p>	<p>Filtration de 100ml de l'échantillon a travers une membrane stérile de 0.45µm.</p>		<p>Colonies jaune dorées avec un halo clair autour de la colonie</p> <p>liseré blanc opaque autour de la colonie jaune doré</p> 

1.3.2.2. Recherche des germes pathogènes :

La recherche des Salmonelles et des Vibrions est effectuée par la méthode qualitative, réalisée en trois étapes successives: Enrichissement, isolement et identification biochimique (AICHIOU L. ECHATABI A., 2006).

A- Vibrions :

Les vibrions sont des germes pathogènes pour l'homme, leur présence est indicatrice de pollution.

➤ 1^{er} enrichissement :

Le milieu d'enrichissement des vibrions est l'Eau Peptonée Alcaline (EPA) concentrée 10 fois, 50 ml d'EPA, est complété avec 450ml d'eau de mer, puis incubé à 37 °C, pendant 24h-48h

➤ 1^{er} isolement :

A partir du premier enrichissement, on procède à un isolement en stries très serrées d'une goutte prélevée sur gélose TCBS , l'incubation est réalisée à 37°C pendant 24h.

➤ Lecture :

Les colonies apparaissent en :

- Petites colonies Vertes claires avec virage du milieu vers l'orange (réduction du saccharose) ;
- Colonies jaune brunes: *Vibrio cholerae* ;
- Colonies jaunes translucides de grande taille ;
- Colonies incolore au centre vert : *Vibrio parahaemolyticus* ;
- Colonies orange saumon ;
- Colonies marron de grande taille ;
- Colonies orange bombées, d'autres sont transparentes ;

➤ 2^{eme} enrichissement et 2^{eme} isolement :

À partir du premier enrichissement on procède à un deuxième enrichissement sur EPA en tube (9ml) (S/C) et à un deuxième réisolement sur la gélose TCBS.

➤ Lecture :

Les colonies sont jaunes bruns :

B- Salmonelles :

Leur recherche a été réalisée en trois étapes : enrichissement, isolement, identification biochimique.

➤ 1^{er} Enrichissement

Un premier enrichissement des Salmonelles est effectué sur bouillon au sélénite de Sodium+Cystéine (SFB). Le SFB favorise leur développement en inhibant par l'action du sélénite de Sodium, la croissance des coliformes et des Entérocoques (AICHIOU L., ECHATABI A., 2006). L'incubation est effectuée à 37°C pendant 18h à 24h.

➤ **1^{er} Isolement :**

Du premier enrichissement, un isolement est réalisé sur gélose Hektoen qui est un milieu d'isolement des Salmonelles et des Shigelles, bien que de nombreuses bactéries à Gram négatif puissent s'y développer. L'identification d'entérobactéries pathogènes repose sur la non utilisation des glucides présents dans la gélose. L'incubation est effectuée à 37°C pendant 24H.

➤ **2^{eme} Enrichissement :**

Les tubes positifs de SFB sont transférés dans un nouveau milieu vierge de sodium SFB(S/C). L'incubation est effectuée à 37°C pendant 24H.

➤ **2^{eme} Isolement :**

Il s'effectue en étalant une goutte de SFB (S/C) sur gélose Hektoen.

➤ **La lecture :**

L'identification des bactéries isolées est basée sur l'attaque des trois sucres suivants: Salicine, lactose, et saccharose et la production d'H₂S à partir de thiosulfate. Sachant que les Salmonelles n'attaquent aucun de ces sucres.

La présence de colonies bleues -verte à centre noir ou vert présume la présence de Salmonelles. Les colonies vertes sont: Shigella ou providencia, pseudomonas. Les colonies saumon; Escherichia, Citrobacter, klebsiella, Enterobacter, Serratia. Les colonies saumon à centre noir ; proteus, citrobacter.

➤ **3^{eme} isolement :**

À partir du premier isolement on procède à un ré-isolement d'un seul type de colonies sur la gélose Mac Conkey, qui contient la Desoxycolate et Cristal violet qui inhibent la croissance des bactéries Gram(+).

➤ **Lecture :**

Les colonies apparaissent en rouge; lactose + et d'autres colonies sont incolores; lactose -

1.3.2.3. Techniques de caractérisation des bactéries :

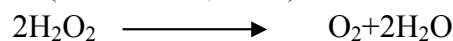
A- La coloration de gram :

C'est un test signalé par Christian Gram en 1884 et reste utilisable jusqu'à l'heure actuelle. Il permet la distinction entre deux groupes bactériens, les Gram + et les Gram- le premier se colore en violet et le second en rose .Il y a plusieurs théories expliquant ce phénomène, la plus retenue se base sur les différences dans la structure de la paroi de ces deux groupes Gram(+)et Gram(-).

- La paroi des Gram (-) semble contenir 20% de lipides qui se dissolvent dans l'alcool augmentant ainsi la perméabilité cellulaire, ce qui facilite l'élimination du colorant violet du cytoplasme. La fuschine, colorant basique, permettra au G(-) d'acquérir une nouvelle coloration rose.
- La paroi des Gram (+) ne contient que 05% de lipides, l'alcool entraîne l'élimination d'eau et le rétrécissement des pores et donc la rétention du violet de Gentiane au niveau du cytoplasme (Joffin et leyrat, 2001).

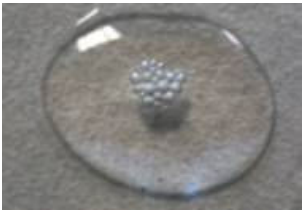
B- Test de la catalase :

Cette enzyme la décomposition du peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) qui est produit par certaines réactions cellulaires et est très toxique, donc c'est l'une des enzymes chargée d'éponger l'eau oxygénée par la dismutation (PELMONT, 1993). La réaction catalysée est la suivante:



Le test de la catalase consiste essentiellement à ajouter du peroxyde d'hydrogène à 100 volumes des bactéries: la présence de catalase donne lieu à l'apparition de bulles d'oxygène.

Tableau 4 : Test de la catalase.

Recherche de la catalase			
Milieu et réactif	Technique	Résultats	
- Peroxyde d'hydrogène : Eau oxygénée à 10 volumes (H ₂ O ₂).	- A l'aide d'une pipette de pasteur, transférer à partir d'une gélose, une partie d'une colonie si les colonies sont moyennes et plus d'une colonie si les colonies sont petites. Il faut parfois en prendre plus qu'une, sur une lame de verre propre ajouter une goutte de peroxyde d'hydrogène (H ₂ O ₂ , à 10%) sur la colonie placée sur la lame.	Catalase (+)  Effervescence (bulles de gaz).	Catalase (-) Absence d'effervescence

1.3.2.4. Isolement et l'identification de quelques bactéries :

L'isolement est une technique qui nécessite des milieux gélosés, contenant de nombreux facteurs de croissance et parfois des inhibiteurs les rendent sélectifs. Il permet :

- La séparation des bactéries d'un mélange poly microbien.
- L'Obtention des colonies d'espèces différentes espacées les unes les autres.
- L'identification biochimique des bactéries a été réalisée à l'aide des galeries API20.

A- Isolement et identification des Entérobactéries :

L'isolement et l'identification des Entérobactéries ont été effectués de la manière suivante :

- Les coliformes: isolement des boîtes de Tergitol sur gélose Hektoen et incubation à 37°C, pendant 24H.

Repiquage des colonies afin d'obtenir des cultures pures.

- Coloration de Gram et observation au microscope photonique au grossissement 100 ;
- Identification biochimique par la galerie Api 20E.
- Les salmonelles : à partir des boîtes d'Hektoen, les colonies typiques ont été ré isolées.

- Coloration de Gram et observation au microscope au grossissement 100 ;
- Identification biochimique par le lancement de la galerie Api 20E.

B- Isolement et l'identification des non –Entérobactéries

L'isolement et l'identification des Vibrions a été effectué à partir des flacons positifs d'EPA par ensemencement en stries serrées sur gélose TCBS, incubé à 37°C, pendant 24H.

- Coloration de Gram observation au microscope photonique au grossissement *100 ;
- Identification biochimique par la galerie Api 20 E et API 20 NE ;
- Faute de disque d'oxydase, la recherche de cette enzyme n'a pas pu être effectuée.

C- Isolement et l'identification des Staphylocoques :

L'isolement et l'identification des Staphylocoques a été effectué à partir des boîtes de filtration sur membrane du milieu de Chapman et gélose Vogel Johnson. L'incubation a été faite à 37°C, pendant 24H. la coloration de Gram a été effectuée pour les colonies typiques jaunes dorées isolées sur Chapman et les colonies noires isolées sur gélose Vogel Johnson, l'observation au microscope photonique a été faite au grossissement 100.

- Le test de catalase été effectué.
- Identification biochimique par la galerie Api 20 STAPH.

D- Isolement et l'identification des Streptocoques

L'isolement des Streptocoques a été effectué à partir des tubes positifs à partir des cultures sur gélose de Slanetz par ensemencement sur gélose Columbia au sang frais et incubation à 37°C, pendant 24H.

- Coloration de Gram et observation au microscope photonique au grossissement 100 ;
- Test de la catalase été effectué ;
- L'identification biochimique par la galerie API 20 STRE.

1.3.2.5. Détermination du profil biochimique et fermentaire :

➤ **Galleries API20 :**

Les espèces bactériennes une fois isolée (cultures pures) ont fait l'objet d'une identification biochimique grâce à l'utilisation des galeries d'identification API 20 E, API 20 STAPH et API 20 STREP. (Voir figure 10).

➤ **Mode opératoire :**

A partir d'une boîte de pétri contenant une culture pure (un seul type de bactérie), une suspension dans de l'eau physiologique a été préparée. Avec cette solution bien homogénéisée, on remplit les galeries en respectant le mode d'emploi. Les galeries sont incubées à 37°C pendant 24H.

• **API 20 E :**

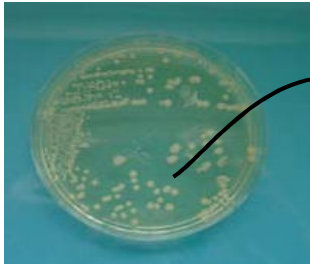
Galerie de 20 micro-tubes prêts à l'emploi permettant de réaliser 20 tests biochimiques afin d'identifier des bacilles Gram- appartenant à la famille des ENTEROBACTERIACEAE.

• **API 20 STAPH :**

Galerie de 20 micro-tubes prêts à l'emploi permettant de réaliser 20 tests biochimiques afin d'identifier les staphylocoques.

• **API 20 STRP:**

Galerie de 20 micro-tubes prêts à l'emploi permettant de réaliser 20 tests biochimiques afin d'identifier les streptocoques et les entérocoques.



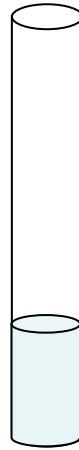
Colonies Isolées

Isolement

Culture pure

Suspension
Eau Physiologique
ou Médium

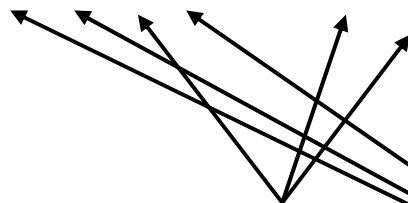
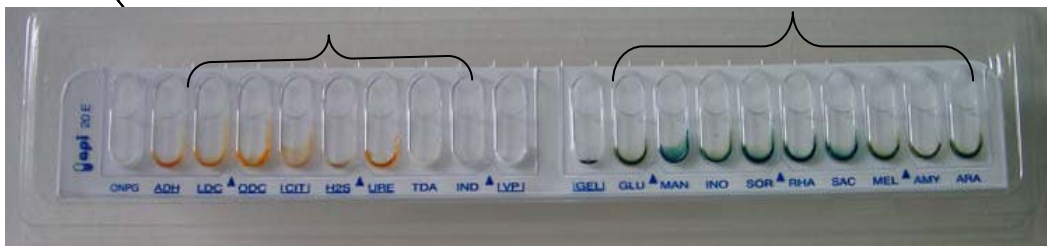
Ensemencement
sur milieu gélosé
approprié pour
vérifier
la pureté de la
culture



Souche pure

Acides aminés

Sucres



Remplir de suspension
le tube et la cupule

CIT, VP, GEL

Remplir le tube de
suspension
et recouvrir d'huile de
vaseline

ADH, LDC, ODC, H₂S, URE

Figure 10 : Identification biochimique par la Galerie API 20 E

Chapitre 2



Résultats & Discussions

2.1. Les paramètres physico-chimiques :

La pollution résulte de l'introduction dans un milieu de substances conduisant à son altération. Elle se traduit généralement par des modifications des caractéristiques physicochimiques du milieu récepteur. La mesure par analyse de ces substances au niveau de la plage ouest de Sidi Fredj permet de les étudier.

Résultat des analyses:

Date	Température (°C)	pH	Salinité (PSU)	O2 (mg/l)	MES (µg/l)	MOP (µg/l)	MIP (µg/l)
31/03/08	18,9	8,22	36,4	4,82	26,4	25,4	1
05/04/08	18,1	8,22	36,6	6,03	6,8	22,2	29
12/04/08	17,7	8,23	36,7	5,53	20,2	5,2	15
19/04/08	17,9	8,28	36,9	4,71	29,6	17,4	12,2

2.1.1. La température :

La température est un facteur écologique important du milieu. Son élévation peut perturber fortement la vie aquatique (pollution thermique).

Certains rejets présentent des écarts de température importants avec le milieu récepteur : ce sont les eaux de refroidissement des centrales nucléaires thermiques induisant ainsi une forte perturbation du milieu. La température est mesurée par thermosonde (ou par thermomètre).

Il est important de connaître la température de l'eau avec une bonne précision. En effet, celle-ci joue un rôle dans la solubilité des sels et surtout des gaz, dans la détermination du pH, pour la connaissance de l'origine de l'eau et des mélanges des eaux.

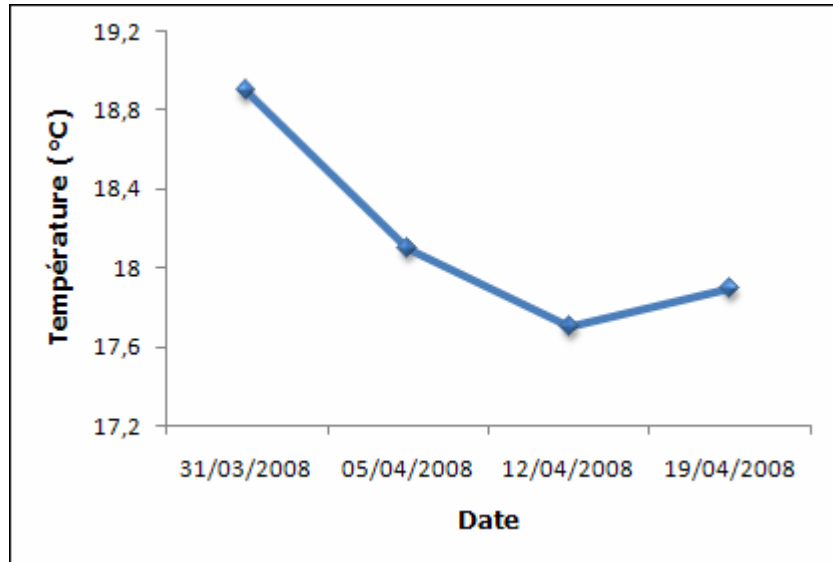


Figure 11: Variation de la température en fonction du temps

Les résultats obtenus représentés par la figure 11 montrent que la température de l'eau a évolué entre 18,9°C et 17,7°C. La température moyenne de l'eau est de 18,15°C, elle se situe dans un intervalle des températures qui favorisent le développement des micro-organismes, qui est de 4°C à 35°C. (BOUDOUMAN et CHENNOU., 2007)

Selon la figure 11, nous remarquons que, la température de l'eau permet le développement des bactéries psychrophiles et mésophiles, à des températures de 17,7 à 19°C, (BOUDOUMAN et CHENNOU., 2007).

L'activité photosynthétique des algues est à son maximum. Au-delà de cette limite, l'activité photosynthétique des algues est ralentie ce qui affecte le niveau de concentration en oxygène dissous.

2.1.2. Le potentiel d'Hydrogène (pH) :

Le pH est un paramètre qui permet de mesurer l'acidité, l'alcalinité ou la basicité d'une eau. Sa mesure doit s'effectuer sur place de préférence par la méthode potentiométrique. La mesure électrique quoique délicate peut seule donner une valeur exacte car elle est indépendante du potentiel d'oxydo-réduction, de la couleur du milieu, ou de la turbidité et des matières colloïdales.

En milieu côtier et estuarien, certains rejets industriels ou les apports d'eaux de ruissellement sont la cause de variation du pH qui s'avère être dans ce cas un indice de pollution.

Les organismes sont très sensibles aux variations du pH, et un développement correct de la faune et de la flore aquatique n'est possible que si sa valeur est comprise entre 6 et 9. L'influence du pH se fait également ressentir par le rôle qu'il exerce sur les autres éléments comme les métaux dont il peut diminuer ou augmenter la disponibilité et donc la toxicité.

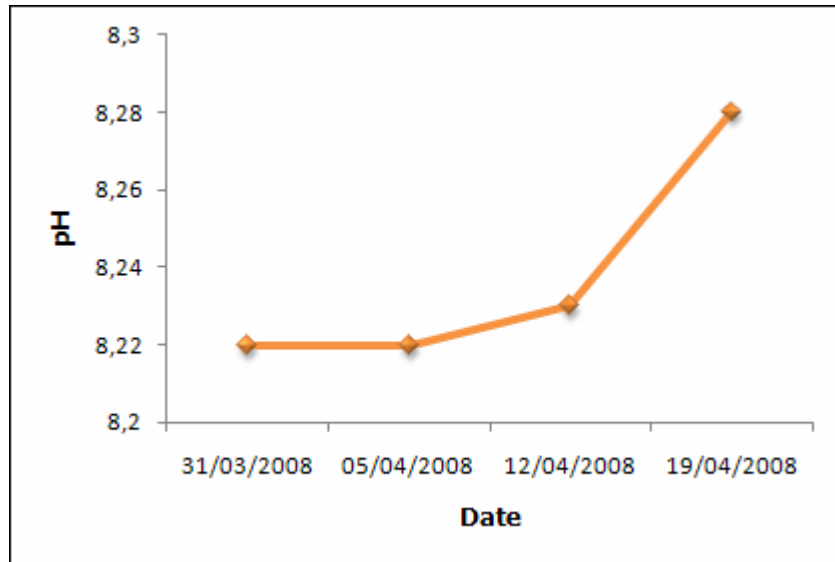


Figure 12: variation de pH en fonction du temps.

Le pH de l'eau de mer, voisin de 8.2, est principalement fixé par la présence des carbonates, $\text{CO}_2\text{-HCO}_3\text{-CO}_3^{2-}$. Une modification de concentration en CO_2 (respiration, photosynthèse, échange (Air océan) ou en CO_3^{2-} (précipitation) entraînera donc une modification du pH.

Le pH moyenne de l'eau est de 8.23. on remarque que le pH de l'eau de mer augmentent avec le temps (Voir figure12). Les valeurs aux niveaux de ce point de prélèvement présentent avoisine les valeurs de pH normal de l'eau de mer.

2.1.3. Salinité :

La mesure de la salinité est importante dans l'étude du milieu marin. Par son influence sur la densité de l'eau de mer, elle permet de connaître la circulation océanique, d'identifier les masses d'eaux d'origines différentes et de suivre leurs mélanges au large comme aux côtes ou dans les estuaires (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

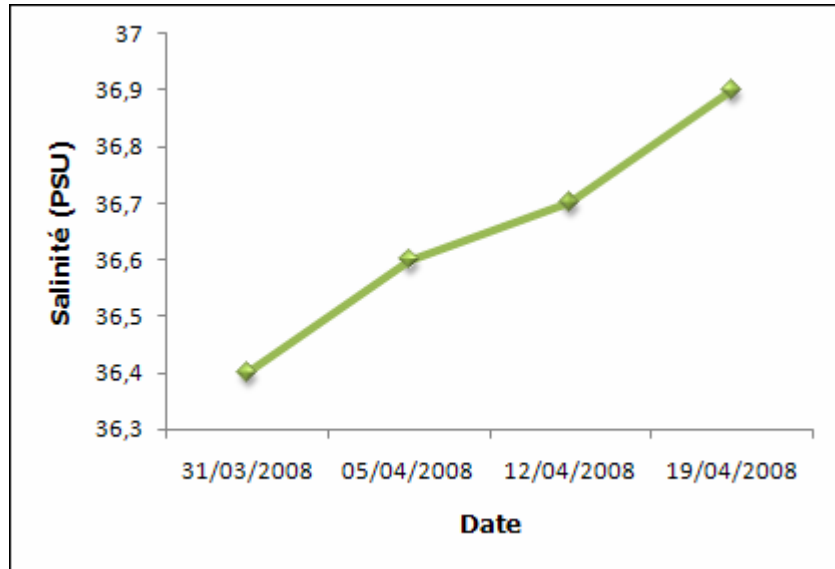


Figure 13 : variation de la salinité en fonction du temps

On remarque que la salinité augmente de mars (31.03.08) à avril (19.04.08) d'après la figure 13. La valeur la plus faible est de 36.4 PSU par contre la plus élevée est de 36.9 PSU donc la différence est insignifiante.

Salinité moyenne de l'eau de mer est de 36.6 PSU. Ces résultats sont voisins à celles observées près des côtes (36-37 PSU) (IFREMER, 1986), vu que les salinités sont d'environ 36,5 à 37,5 PSU sur les côtes algériennes (MILLOT et al. 1989 in HADDOUCHE, 2003).

Les salinités varient selon la température, la profondeur et les apports d'eau douce (pluviométrie, oued, déversements côtiers..) et les courants.

2.1.4. Oxygène dissous :

Dans les milieux naturels l'oxygène est surtout régi par la dissolution de l'oxygène atmosphérique ainsi que par l'activité photosynthétique des végétaux aquatiques (GAUJOURS, 1995). Les teneurs en oxygène dissous dans les eaux de la zone d'étude sont comprises entre 4,71 mg/l et 6,03mg/l avec une moyenne de 5,27mg/l.

Cependant 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.

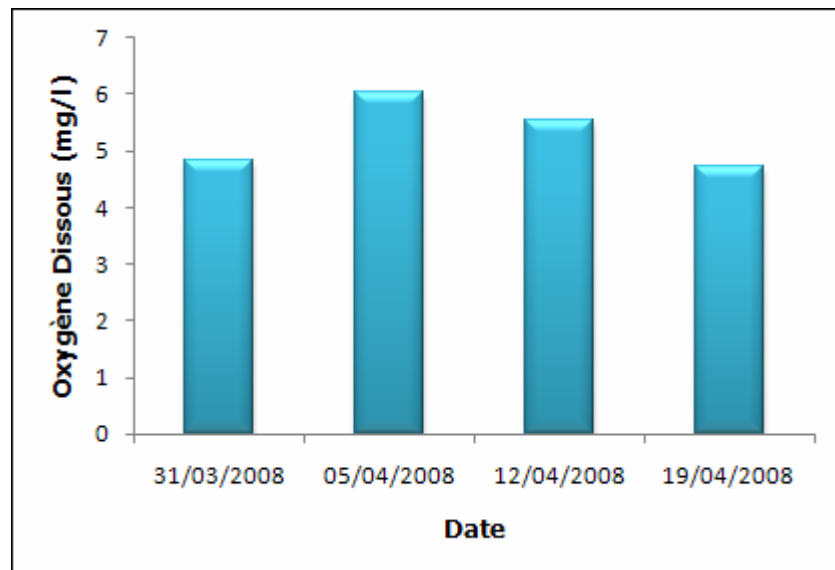


Figure 14 : variation de l'oxygène dissous en fonction du temps

Tout élevage aquacole nécessite, pour les divers besoins vitaux des espèces (respiration, nage, reproduction, croissance...), une eau bien oxygénée. Selon BARNABE (1991), l'optimum de la majorité des espèces serait de 3 à 5mg/l, ce qui coïncide avec les teneurs relevées dans la présente étude. Toutefois, les besoins en oxygène dépendent de l'espèce et de son stade biologique.

2.1.5. Les matières en suspension (MES) :

La détermination des matières en suspension (MES) est essentielle pour évaluer la répartition de la charge polluante entre pollution dissoute et pollution sédimentable, car le devenir de ces deux composantes est très différent, tant dans le milieu naturel que dans les systèmes d'épuration.

Les résultats pour les eaux de mer sont très variables, où la nature des MES est souvent minérale et leur taux est relativement bas, sauf en période de crue des cours d'eau. La composition des MES peut être appréciée par analyse directe : plus souvent, elle est obtenue par différence des caractéristiques des eaux brutes et des eaux filtrées. Les erreurs sur les valeurs résultantes sont alors élevées (BONTOUX, 1993). Les MES sont exprimées en $\mu\text{g/l}$.

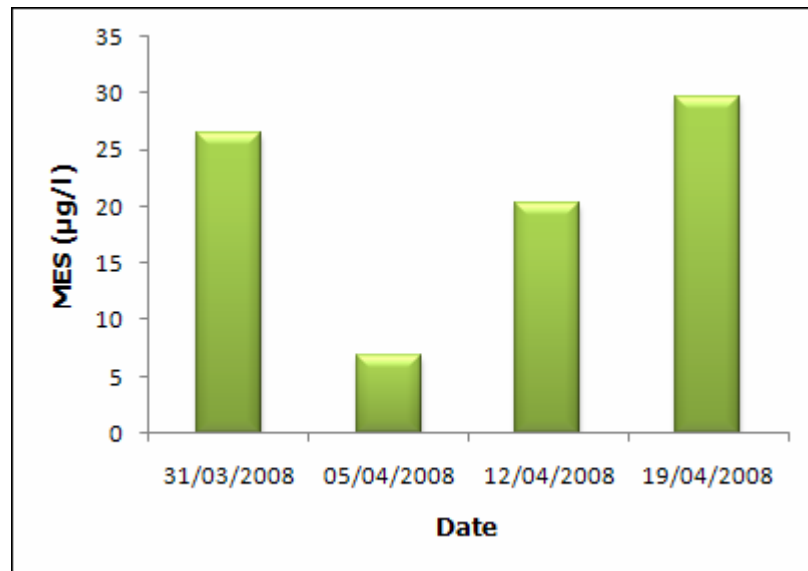


Figure 15 : variation des MES en fonction du temps

Les teneurs en matières en suspension de la zone d'étude varient de $6,8\mu\text{g/l}$ à $29,6\mu\text{g/l}$ avec une moyenne de $20,75\mu\text{g/l}$. (figure 15), elle est élevée en mois d'avril. Une eau chargée en matière en suspension est une eau turbide. La turbidité a un rôle écologique complexe (GAUJOUS, 1995). Des teneurs élevées en matière en suspension peuvent empêcher la pénétration de la lumière, diminuer l'oxygène dissous, compromettre le développement des œufs, réduire le stock de nourriture disponible et limiter ainsi le développement ichthyologique en créant des déséquilibres entre les diverses espèces (RODIER et al, 1996).

2.1.6. La matière inorganique particulaire (MIP) :

La matière inorganique particulaire (MIP) variant entre $1\mu\text{g/l}$ et $29\mu\text{g/l}$ avec une valeur moyenne de $14,3\mu\text{g/l}$, on note l'augmentation des teneurs en MIP au mois d'Avril (05.04.08) d'après la figure 16. Cela pourrait être associé aux crues printanières ainsi qu'aux proliférations successives de diatomées qui, par production des frustules siliceux, induit l'augmentation de la teneur en MIP dans la colonne d'eau (<http://cours.univ-rest.fr/baie/pdf/chauvaud/pelagobenthos.pdf>).

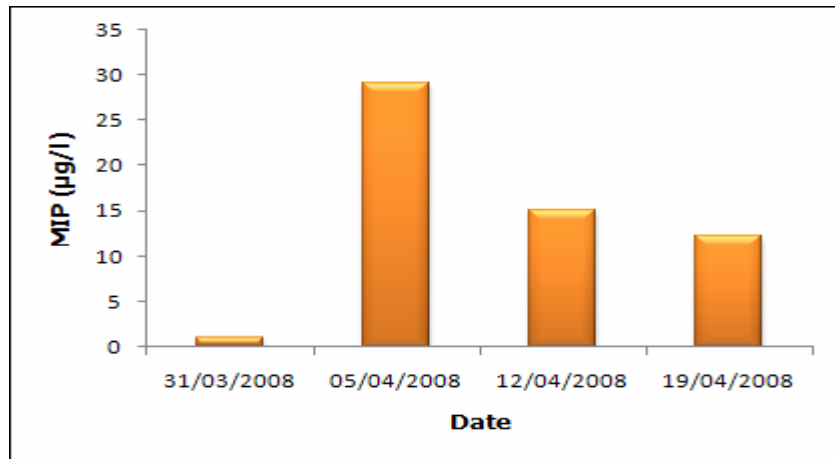


Figure 16 : Variation des MIP en fonction du temps

2.1.7. La matière organique particulaire (MOP) :

La matière organique particulaire (MOP) variant entre 5,2 µg/l et 25,4 µg/l avec une valeur moyenne de 17,55 µg/l, on note l'augmentation des teneurs en MOP au mois mars (31.03.08) d'après la figure 17.

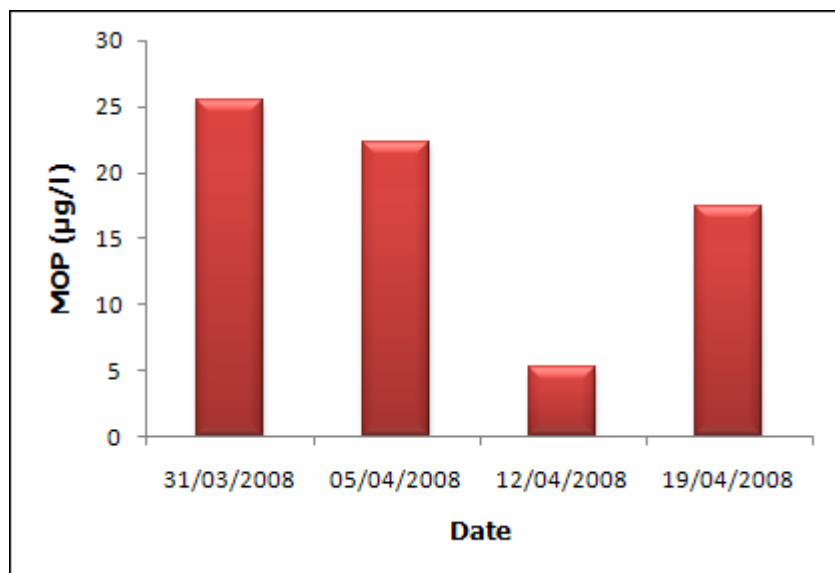


Figure 17 : Variation des MOP en fonction du temps

La matière organique particulaire est constituée de matière vivante animal et végétal et de débris. C'est un bon indice de richesse d'un milieu (<http://www.com.univ-mrs.fr/IRD/atollpol/fnatoll/mop.htm>).

On remarque que les teneurs en matière organique particulaire sont plus élevées par rapport à celles des matières inorganiques, d'où la diminution de la valeur moyenne des MIP par rapport à la valeur moyenne des MOP.

Ceci serait en relation avec la consommation de la matière minérale par le phytoplancton qui avec l'utilisation de l'énergie solaire fabrique de la matière organique.

2.1.8. La chlorophylle a :

Les teneurs en chlorophylle a varient entre 1,44 $\mu\text{g/l}$ et 4,86 $\mu\text{g/l}$ présentent une moyenne de 2,57 $\mu\text{g/l}$. La chlorophylle a elle diminue de mois de mars au mois d'avril (figure 18). Le phytoplancton de l'eau de mer est, en général, évalué par la mesure de la chlorophylle a.

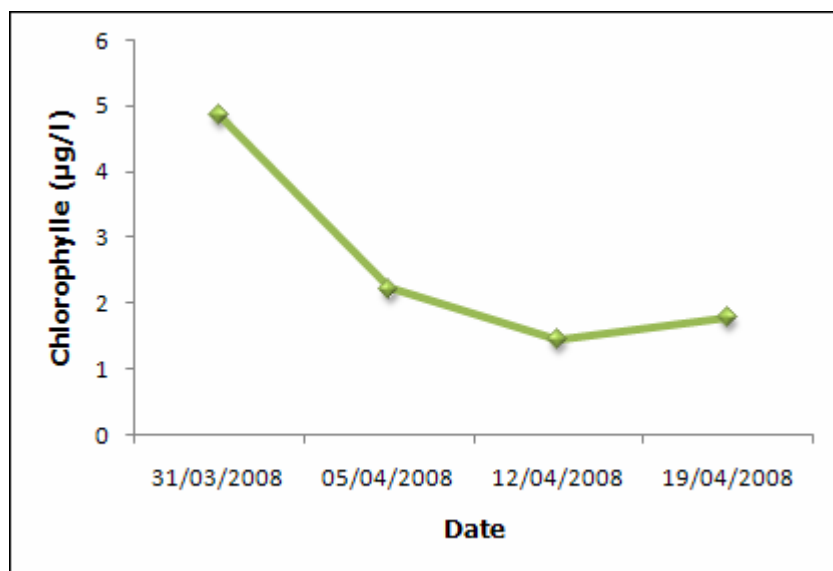


Figure 18 : Variation de la chlorophylle a en fonction du temps

Les larges variations des teneurs en chlorophylle a dans la zone d'étude pourraient bien être dues au fort ensoleillement. D'après (RODIER et al, 1996), les pigments chlorophylliens sont très sensibles à la lumière.

Sous l'action de cette dernière, les matières inorganiques du milieu sont transformées en matières organique, c'est à ce processus qu'on donne le nom de : photosynthèse. Elle constitue un vaste complexe d'interactions physiques, chimiques et biologiques affectant les relations entre les producteurs primaires et leur environnement, sous la tutelle de divers paramètres indispensables (LACAZE, 1996).

En effet, il existe plusieurs liens entre le développement du phytoplancton et les variations des divers autres paramètres (oxygène, PH, nutriments....) (AMINOT et KEROUEL, 2004).

2.1.9. Les phéopigments :

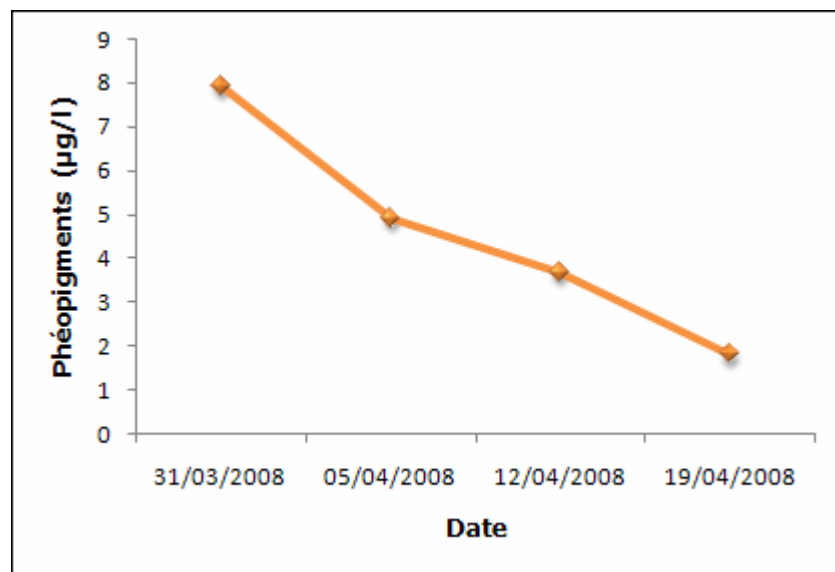


Figure 19 : Variation des phéopigments en fonction du temps

Concernant les phéopigments, les teneurs fluctuent entre 1,83 µg/l et 7,91 µg/l présentent une valeur moyenne de 4,58 µg/l. (figure 19).

Pour ce qui est des phéopigments, (AMINOT et KEROUEL, 2004), affirment que 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. Ils se rapportent donc à la fraction dégradée de la chlorophylle a (dégradation essentiellement due à la digestion du phytoplancton par le zooplancton herbivore, ou bien à l'existence d'un stress subi par les cellules phytoplanctoniques).

2.1.10. Les sels nutritifs :

Les teneurs en azote et en phosphore sont également des paramètres très importants. Les rejets excessifs de phosphore et d'azote contribuent à l'eutrophisation. Il s'agit d'un milieu marin.

Résultat des analyses:

Date	[phosphate] μmol/l	[silicates] μmol/l	[ammonium] μmol/l	[nitrite] μmol/l	[nitrate] μmol/l
31/03/08	5	19	3,87	1,50	5,63
05/04/08	8	21	3,72	1,70	4,73
12/04/08	7	26,5	3,15	1,53	4,20
19/04/08	9	20,5	3,21	1,40	4,60

2.1.10.1. L'azote Ammoniacal :

L'azote organique, composant majeur des protéines est recyclé en continu par les plantes et les animaux. L'azote ammoniacal est présent sous deux formes en solution, l'ammoniac NH_3 et l'ammonium NH_4^+ dont les proportions relatives dépendent du pH et de la température.

L'ammonium est souvent dominant, c'est pourquoi, ce terme est employé pour désigner l'azote ammoniacal (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

En milieu oxydant, l'ammonium se transforme en nitrites puis en nitrates ; ce qui induit une consommation d'oxygène (GAUJOUS, 1995).

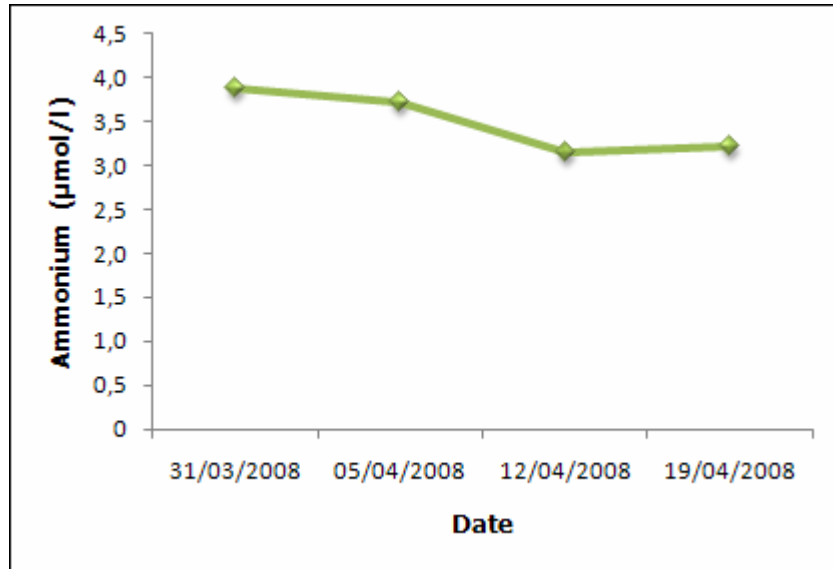


Figure 20 : Variation de concentration de l'ammonium en fonction du temps

Les teneurs en azote ammoniacal observées varient entre 3,15µmol/l à 3,87 µmol/l. (figure 20). Ces teneurs assez faibles pourraient s'expliquer par un bon brassage de l'eau.

Une eau bien oxygénée ne contient en général que des traces d'ammonium et de nitrites (SACCHI et TESTARD, 1971 in LOURGUIOUI, 2006).

Les faibles quantités d'ammonium observées dans les eaux sont dues au fait que les organismes autotrophes les résorbent rapidement et qu'une fraction plus ou moins importante est oxydée en milieu aérobie pour donner des nitrites puis des nitrates (nitrification) (LEVEQUE, 1996 in LOURGUIOUI, 2006).

2.1.10.2. Nitrites (NO₂⁻) :

Les ions nitrites (NO₂⁻) sont un stade intermédiaire entre l'ammonium (NH₄⁺) et les ions nitrates (NO₃⁻). Les bactéries nitrifiantes (nitrosomonas) transforment l'ammonium en nitrites. Cette opération qui nécessite une forte consommation d'oxygène est la nitritation. Les nitrites proviennent de la réduction bactérienne des nitrates appelés dénitrification.



Les nitrites constituent un poison dangereux pour les organismes aquatiques même à de très faibles concentrations. Sa toxicité augmente avec la température.

Les eaux de la zone d'étude présentent des teneurs assez faibles en nitrites. Les valeurs obtenues sont comprises entre 1,40 $\mu\text{mol/l}$ à 1,70 $\mu\text{mol/l}$ (figure 21). Ces teneurs sont inférieures à celles notées pour l'azote ammoniacal.

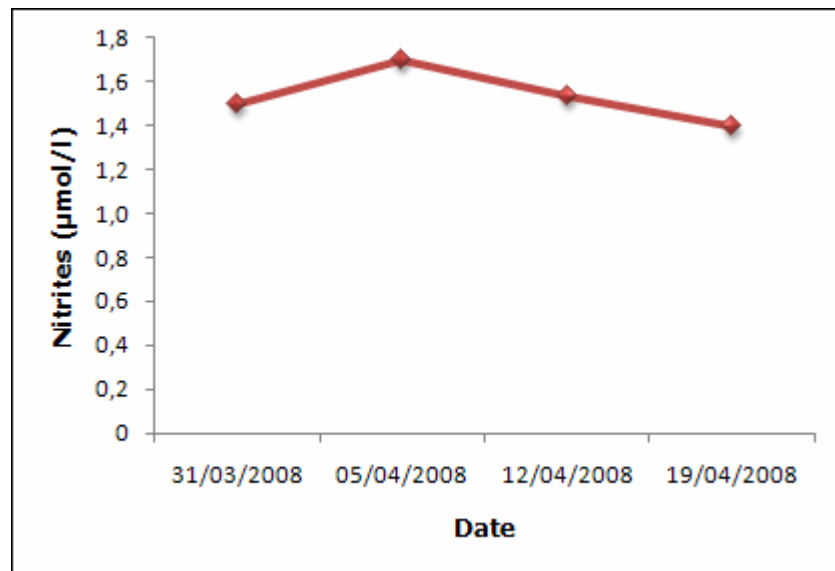


Figure 21 : Variation de concentration de nitrite en fonction du temps

Comme les nitrites sont un état intermédiaire entre l'ammonium et les nitrates, leurs faibles teneurs pourraient être interprétées par le processus de nitrification et/ou leur consommation par les micro-organismes marins lors de la croissance. Les résultats obtenus ne présentent pas de grandes variations.

2.1.10.3. Nitrates (NO_3^-) :

Les nitrates constituent le stade final de l'oxydation de l'azote organique dans l'eau. Les bactéries nitrifiantes (nitrobacters) transforment les nitrites en nitrates.

Cette réaction appelée nitrification s'accompagne aussi d'une consommation d'oxygène (SEVRIN-REYSSAC et al, 1995).



Les valeurs obtenues sont comprises entre 4,20 $\mu\text{mol/l}$ à 5,63 $\mu\text{mol/l}$ (figure 22). Ces teneurs sont supérieures à celles notées pour l'azote ammoniacal.

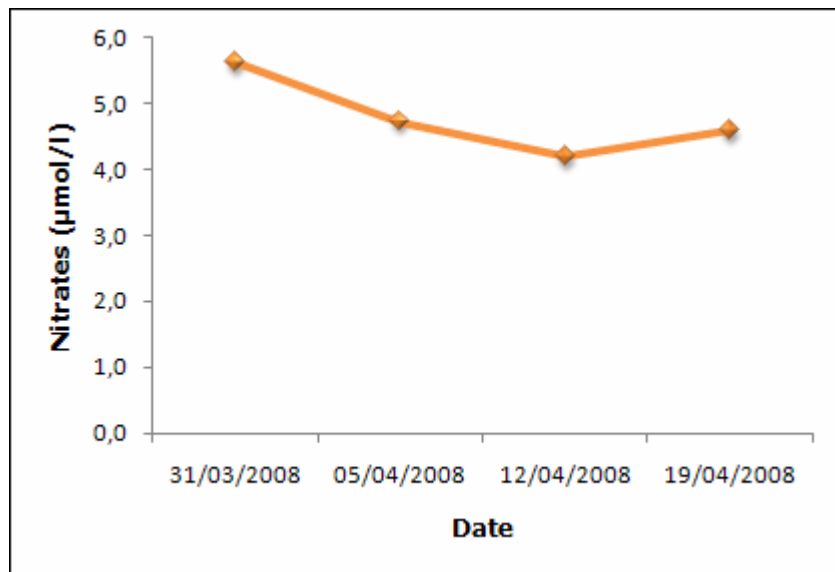


Figure 22 : Variation de concentration de nitrate en fonction du temps

2.1.10.4. Phosphore :

Le phosphore est présent dans l'eau sous plusieurs formes : phosphates, polyphosphates, phosphore organique ; on dit "eau usuels domestiques" les apports les plus importants proviennent des déjections humaines et animales et surtout des produits de lavage. Les composés phosphorés sont indésirables dans les réservoirs de distribution d'eau potable parce qu'ils contribuent au développement d'algues et plus généralement du plancton aquatique.

Agents d'eutrophisation gênant dans le milieu naturel, les phosphates n'ont pas d'incidence sanitaire et les polyphosphates sont autorisés comme adjuvants pour la prévention de l'entartrage dans les réseaux (BONTOUX, 1993).

Dans la zone d'étude, les orthophosphates ont des valeurs élevées que de l'azote ammoniacal, la valeur minimale est égal à 5 µmol/l, tandis que la maximale atteint les 9 µmol/l figure 23.

L'utilisation du phosphore par le phytoplancton, lors des efflorescences printanières entraine des variations de la teneur en phosphates des eaux (BARNABE G, 1989).

Au moment du développement phytoplanctonique printanier, le phosphore est consommé et peut descendre à la limite de détection des méthodes courantes d'analyse (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

L'absence d'exploitations agricoles (lessivage des engrais agricoles) pourrait aussi expliquer nos résultats.

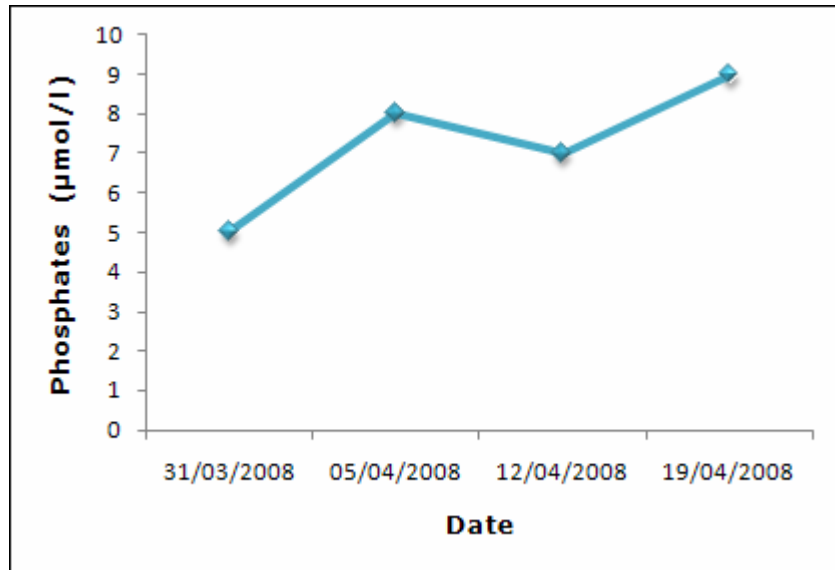


Figure 23 : Variation de concentration de phosphate en fonction du temps

2.1.10.5. Silicate :

Les silicates sont un élément nutritif car ils rentrent dans la composition des squelettes de certaines espèces phytoplanctoniques (Diatomées, Radiolaires, ...) auxquelles ils sont indispensables (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983). Les concentrations des silicates dans les eaux de la zone d'étude oscillent entre 19 µmol/l et 26,5 µmol/l (figure 24).

Au moment du développement phytoplanctonique de printemps, les teneurs en silicium dans la zone euphotique peuvent s'abaisser (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983). Le silicate étant important et nécessaire aux Diatomées, groupe majeur d'algues, qui ont des frustules siliciifiées (LACAZE, 1996).

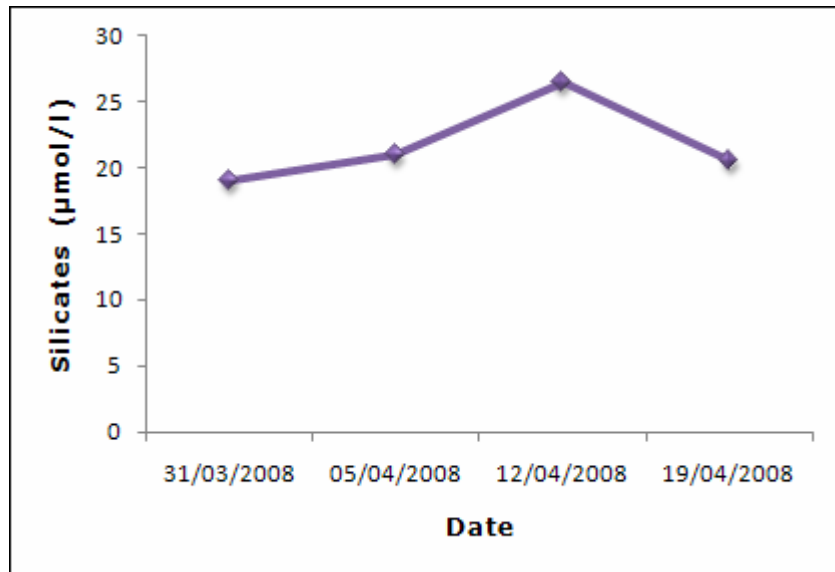


Figure 24 : Variation de concentration de silicate en fonction du temps

2.2. Les paramètres bactériologiques :

Les bactéries sont couramment recherchées dans l'eau, principalement comme témoins de contamination fécale (GAUJOUS, 1995). L'OMS (1979) a choisi plusieurs témoins répondant à certaines exigences ; il s'agit des coliformes, des streptocoques fécaux du groupe D de Lanfield (1933) et parfois les *Clostridium perfringens*.

La raison de ce choix réside dans le fait que la numération de ces bactéries est beaucoup plus simple et rapide entre 24 et 48h ; que celle des germes pathogènes ; généralement plusieurs jours avec nécessité d'identification sérologique (GAUTHIER et PIETRI, 1989).

📊 Résultat des analyses:

Date	CF	SF	CT	Staphylocoques
24/03/08	1896	240	Indénombrables	/
31/03/08	1216	208	/	/
05/04/08	88	4	/	/
12/04/08	688	304	/	/
19/04/08	928	248	/	880

2.2.1. Estimation des germes tests par la technique des FM :

2.2.1.1. Estimation des coliformes totaux (CT) :

Les coliformes sont des bâtonnets, anaérobies facultatifs, gram (-) non sporulant permettant l'hydrolyse du lactose à 35°C (OMS, 1979).

Les coliformes regroupent les genres *Echerichia*, *Citrobacter*, *Entérobacter*, *Klébsiella*, *Yersinia*, *Serratia* (RODIER et al, 1996 ; JOLY et REYNAUD, 2003).

La recherche et le dénombrement de l'ensemble des coliformes (coliformes totaux), sans préjuger de leur appartenance taxonomique et de leur origine est capital pour la vérification de l'efficacité d'un traitement désinfectant et est d'un intérêt nuancé pour déceler une contamination d'origine fécale (RODIER et al, 1996).

D'après les résultats de dénombrement de l'ensemble des CT, on remarque que la charge bactérienne est maximum car les boîtesensemencées étaient indénombrables (colonies confluentes).

2.2.1.2. Estimation des coliformes fécaux (CF)

Les coliformes fécaux, ou coliformes thermotolérants sont un sous groupe des coliformes totaux capables de fermenter le lactose à une température de 44°C. Ce sont des bâtonnets Gram (-), aérobies et facultativement anaérobies ; non sporulants, bien que le groupe comporte plusieurs souches différentes (*Citrobacter freundii*, *Entérobacter aérogènes*, *Klébsiella pneumoniae* ...etc.) (OMS, 1979 ; RODIER et al, 1996 ; JOLY et REYNAUD, 2003).

La recherche et le dénombrement des coliformes fécaux est un examen proposé en raison d'une concordance statistique entre leur présence et l'existence d'une contamination fécale quasi certaine (RODIER et al, 1996).

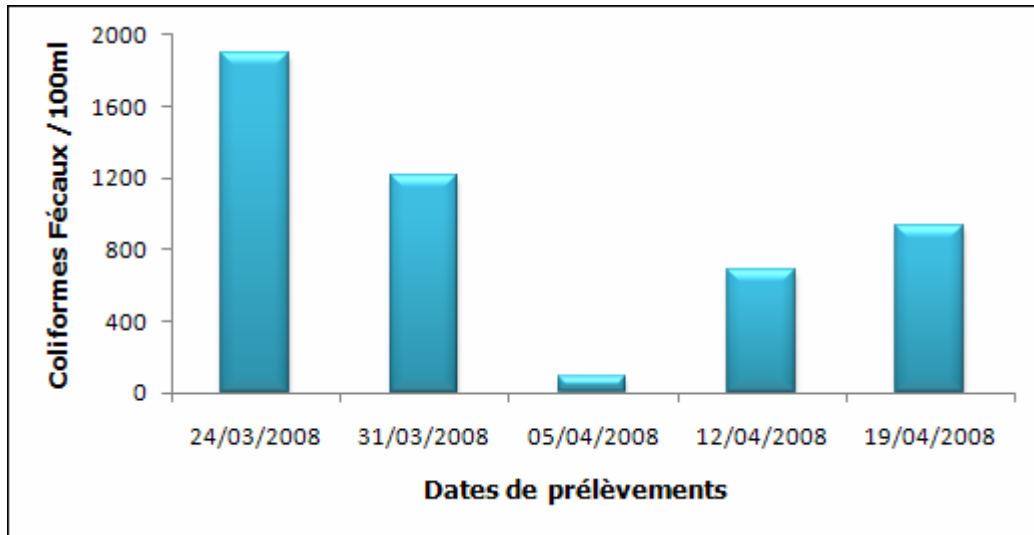


Figure 25 : variations des concentrations moyennes des coliformes fécaux (CF) en fonction du temps

Les concentrations moyennes en coliformes fécaux est de 964/100ml, sont moins importantes que celles des coliformes totaux indénombrables et cela est très logique car les coliformes fécaux font partie de coliforme totaux.

On remarque d'après la figure 25 que la concentration en (CF) la plus élevée est constatée le 24.03.08 ; elle est de 1896CF/100ml d'eau, et comprise entre la valeur guide : 100 CF/100ml et la valeur limite : 2000CF/100ml. (OMS, 1995). (JORA, classification des Z.salubres).

On remarque aussi que la charge bactérienne diminue avec le temps. Les jours: 31.03.08, 24.03.08, 05.04.08, 12.04.08, 19.04.08 présentent respectivement des chargées de 1216CF/100ml, 1816CF/100ml, 88CF/100ml, 688CF/100ml, 928CF/100ml, elles sont comprises entre la valeur guide et le valeur limite, de ce fait elles ne présentent pas un danger pour l'eau de la plage Ouest Sidi-Fredj.

2.2.1.3. Estimation des Streptocoques fécaux (SF) :

Sont considérées comme streptocoques fécaux, toutes les bactéries Gram (+) de forme oblongue ou de cocci sphériques légèrement ovales (OMS, 1979). Ils se disposent le plus souvent en diplocoques ou en chaînettes (LECLERC et al, 1995 ; JOLY et REYNAUD, 2003).

Selon la classification sérologique de Lancefield (1933), 5 espèces sont reconnues parmi les streptocoques fécaux (streptocoques du groupe D). Il s'agit de : *S.bovis*, *S.equinus*, *S.avium*, *S.faecalis* et *S.faecium* car les autres streptocoques ont une origine fécale douteuse.

Ils sont des témoins de contamination fécale assez résistant y compris dans les milieux salés (GAUJOUS, 1995).

Ils peuvent aussi se multiplier dans les milieux présentant des pH allant jusqu'à 9.6, on peut par conséquent les utiliser comme indicateurs d'organismes pathogènes qui ont une résistance similaire au pH élevé (OMS, 1979) D/C).

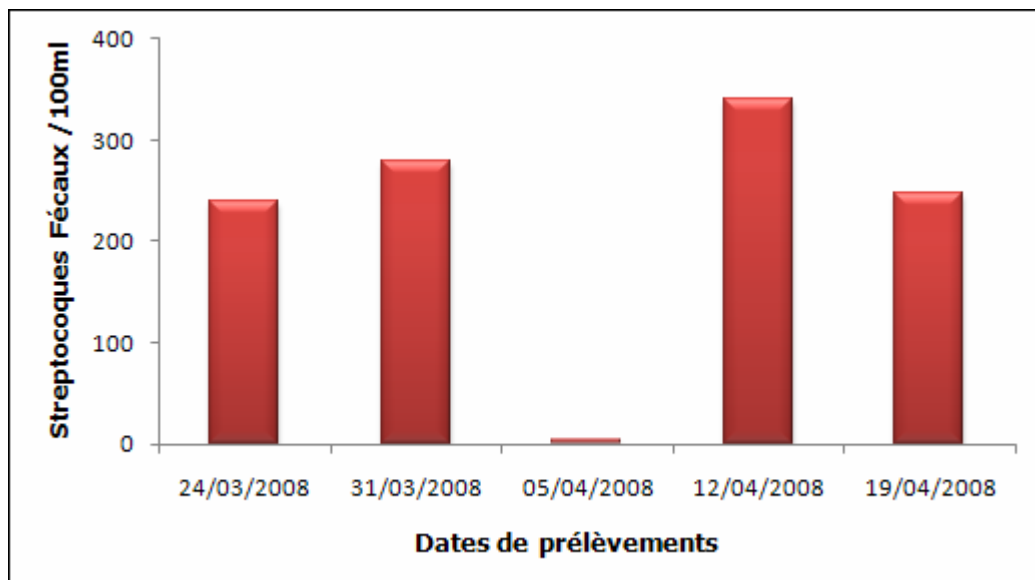


Figure 26 : Variation des concentrations moyennes des streptocoques fécaux (SF) en fonction du temps

La figure 26 montre que La concentration moyenne des SF est de 208 SF/100 ml. Cette valeur est supérieur à la valeur guide qui de 100 SF/100 ml. Le 12.04.08 présente la charge la plus élevée (340 SF/100ml).

2.2.1.4. Estimation des Staphylocoques :

L'eau de mer héberge à l'état naturel de nombreux microcoques, dont certains sont halophiles préférentiels ou même stricts. Ils ne peuvent en aucune façon être

confondus avec les espèces pathogènes majeures qui sont les Staphylocoques authentiques dont le *S.aureus* qui est le chef de file (Brisou et Denis, 1980). Ils ne sont pas recherchés systématiquement dans l'eau de mer mais ce sont de bons indicateurs de proximité.

La concentration moyenne des Staphylocoques est de 880 staph / 100 ml. Les taux sont d'autant plus élevés que 9‰ des Staphylocoques démontrés sont des



Conclusion

Conclusion



Au terme de ce présent travail, l'étude physico-chimique et bactériologique des eaux de la plage Ouest de Sidi-Fredj révèle que cette zone jouit d'une certaine qualité hydrologique. En effet, les résultats précédemment obtenus en témoignent :

La distribution thermique dans notre zone d'étude présente une homogénéité fondamentale à la croissance, à la maturation et à la distribution des sources alimentaires et s'avère ainsi un plus pour l'élevage.

La stabilité de chacun des paramètres, salinité et potentiel d'hydrogène, témoigne de l'équilibre du milieu d'élevage, réduisant ainsi le facteur stress et facilitant l'adaptation des espèces.

Une bonne oxygénation de l'eau est distinguée sur le point de prélèvement. Elle permet l'épanouissement de tout vivant et veille au bon accomplissement des divers processus vitaux, à savoir : la respiration, la reproduction, la croissance et la nutrition.

Les concentrations relativement faibles en matière en suspension encouragent l'activité photosynthétique, l'accroissement de la production primaire et la production d'oxygène, ce qui serait donc bénéfique, en terme de qualité nutritive, dans le cas d'un élevage extensif en mer ouverte dépourvu de tout apport exogène.

Les teneurs en pigments chlorophylliens et celles de leurs produits de dégradation sont non négligeables. Ceci traduit la disponibilité du phytoplancton, premier maillon de la chaîne alimentaire, source nutritive primordiale en milieu naturel et facteur déterminant dans la réussite d'un élevage extensif.

L'importance des teneurs en streptocoques et staphylocoques au niveau de la zone d'étude peut s'expliquer par la présence de conduits d'égout, qui déversent directement en mer sans aucun traitement préalable et par le fait que les prélèvements ont été effectués quelques mètres des ces conduites. Néanmoins, la charge bactérienne en coliformes fécaux reste inférieure aux valeurs limites.

En d'autres termes, la plage Ouest de Sidi-Fredj se caractérise par des eaux homogènes, bien oxygénées, non turbides, riches en production primaire, présentant des faibles teneurs en composés toxiques. Elle fournirait donc des conditions qui, a priori, seraient dignes d'un milieu d'élevage favorable.

En ce qui concerne la qualité bactériologique des eaux de mer de cette zone, on pourrait réduire considérablement la charge bactérienne en streptocoque fécaux (SF), coliforme fécaux (CF) et staphylocoque en faisant en sorte que les eaux usées, soient déversées assez loin au large de façon à ce qu'elles ne soient pas ramenées par les courants au rivage.

La charge bactérienne en germes dans notre zone est estimée à :

[CF] moyenne = 964 CF/ 100 ml.

[SF] moyenne = 208 SF/ 100 ml.

[Staphylocoques] = 880 staph / 100 ml.

Aussi, il est évident que, prise ésolement, l'analyse hydrologique est insuffisante. Afin d'appréhender le problème dans sa globalité et de pouvoir conclure sur la qualité du site, d'autres études sont nécessaires, à savoir (selon le type d'élevage) des analyses microbiologiques et toxicologiques, sans négliger le climat, les courants, la sédimentation, etc.

Même avec une étude bien complète, il reste toutefois un inconvénient majeur s'opposant à la pratique aquacole dans la zone étudiée: la disponibilité du site en raison d'un usage multiple de la zone (tourisme, thalassothérapie).



Bibliographie

ABBOU M., BACHOUCHE S., 2004. Mesures des paramètres physico chimiques et analyse des sels nutritifs au niveau du littoral Algérois, mémoire DEUA. Option : chimie marine, ISMAL.46p.

AMINOT A., CHAUSSEPIED M., 1983. Manuel des analyses chimiques en milieu marin. CNEXO, 395p.

AMINOT A., KEROUEL R., 2004. Hydrologie des écosystèmes marins : paramètres et analyses .Ed. Ifremer .336p.

AICHIU L., ECHATABI A., 2006. Evaluation de la qualité bactériologique des eaux de baignade de deux plages de la commune de Bab El Oued; R'MILA et EL KETTANI. mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme d'ingénieur d'état en science de la mer option aquaculture, ISMAL 74P.

BARNABE G., 1989: L'eau : milieu de culture in aquaculture. 2ème Ed. Tec et Doc.Tome 1. 743p.

BRISOU JE et DENIS F.A., 1980. Techniques de surveillance de l'environnement Maritime; Ed Masson,203p.

BARNABE G. ,1991. Bases biologique et écologique de l'aquaculture. Ed. Tec et Doc.500p.

BELLAHSENE Y., MASSAOUDI S., 2005. Études bathymétriques, sédimentologie, et pollution par les métaux lourds de la baie d'El Djamila. Mémoire d'ingénieur d'état en Aménagement du Littoral, ISMAL. 51P.

BONTOUX J., 1993. Introduction à l'étude des eaux douces : eaux naturelles, eaux usées, eaux de boisson. Edition Technique et Documentation Lavoisier, 166p.

BENZOHR M., 1993. Les structures hydrodynamiques le long des côtes Algériennes. Centre d'Océanologie de Marseille. 33p.

BOUCHENA N., AIT LOUNIS Y., KACIOUI Y., 2006. Contribution à l'étude d'un milieu d'élevage conchylicole: cas de Ain Tagourait (W.Tipaza), mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme d'ingénieur d'état en science de la mer option aquaculture, ISMAL. 55p.

BOUDOUMAN N., CHENENNOU S., 2007. Analyse de l'eau côtière pour la mise en place d'un élevage aquacole capacité biotique, mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme d'ingénieur d'état en science de la mer option aquaculture, ISMAL. 54p.

Dictionnaire encyclopédique QUILLET., 1983. Librairie Aristide Quillet, Paris, p73.

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

HADDOUCHE I., 2003. Étude de l'état de pollution de la baie de Bou Ismail par les sels nutritifs et les métaux lourds en juillet 2002, mémoire d'ingénieur d'état en Aménagement du littoral et protection de l'environnement, option chimie marine, ISMAL.

HAOUA M., LALOUI A., 2006. Analyse corrélative des paramètres physicochimiques indicateurs de la pollution aquatique dans la zone Est de sidi Fredj (port et plage EST), mémoire de fin d'études présenté pour l'obtention du diplôme d'études universitaires appliquées, ISMAL. 46P.

GAUTHIER M., PIETRI C., 1998. Devenir des bactéries et virus entériques en mer, Microorganismes dans les écosystèmes océaniques. Edition Masson, 447p.

GOMELLA C., GUERREE H., 1978. Le traitement des eaux publiques, industrielles et privées. Edition Eyrolles Paris, 262p.

JOANNY M. ; BELIN C., CLAISSE D., MIOSSEC L., GROUHEL A., RAFFIN B., 1993: Qualité du milieu marin littoral. Ed. Ifremer. 240p.

- LACAZE J., 1996.** L'eutrophisation des eaux marines et continentales: Causes, manipulation, conséquences et moyens de lutte. Ed. Ellipse. 191p.
- LOURGIUOUI H., 2006.** Étude des potentialités aquacoles de barrage de Boukerdane (wilaya de Tipaza), mémoire de magister en : "environnement et écosystèmes littoraux", option aquaculture. ISMAL. 84p.
- LECLERC H., GAILLARD J.L., SIMONET M., 1995.** Microbiologie générale : la bactérie et le monde bactérien. Edition Doin, 535p.
- RODIER J., BAZIN C., CHAMBON P., BROUTIN J.-P., CHAMPSAUD H., RODI L., 1996.** Analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, 8^{ème} édition. Edition DUNOD, Paris. 1983p.
- OURAHMOUNE A.; FERHAT S.; CHAMI R., 2006.** Évaluation de la qualité physico chimique et bactériologique des eaux usées traitées par lagunage naturel : cas de la lagune de Beni Messous.
- SEVRIN-REYSSAC J., DE LA NOÛE J., PROULX D., 1995:**Le recyclage du lisier de porc par lagunage. Edition Technique et Documentation Lavoisier, 118p.
- JOFFIN J.N et GUY LEYRAL., 2001.** Microbiologie technique tome 1, dictionnaire des techniques, 312p.
- PELMONT J., 1993.** Bactéries et environnement: adaptations physiologiques collections Grenoble Sciences. 899p.
- INSTITUT PASTEUR PRODUCTION., 1978.** Milieux et réactifs de laboratoire pasteur, 1^{ere} édition. 573p.
- O.M.S., Organisation mondiale de la santé, 1979.** Principe et directives applicables au déversement de déchets dans le milieu marin. 551-554p.
- L E M., 1996.** Étude de protection du port de pêche d'El Djamilia. APS.

Sites Web :

<http://cours.univ-brest.fr/baie/pdf/chauvaud/pelagobenthos.pdf>

<http://www.com.univ-mrs.fr/IRD/atollpol/fnatoll/mop.htm>

http://www.fao.org/fishery/countrysector/FI-CP_DZ/3/fr

<http://www.ifremer.fr/envlit/documentation/dossiers/pollutionchimique/index.htm>



Annexes

Annexe 1

Dosage de l'Azote Ammoniacal (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983)

➤ Réactifs

- citrate trisodique;
- dichloroisocyanurate de sodium;
- nitroprussiate;
- phénol;
- soude;
- sulfate d'ammonium.

➤ Réactifs 1 : solution de phénol-nitroprussiate

- 65 g de phénol dans 800ml d'eau distillée;
- Ajouter 1,5 g de nitroprussiate de sodium et compléter à 1000ml.

Ce réactif doit être renouvelé s'il prend une teinte verdâtre.

➤ Solution alcaline complexante

- 375 g de citrate trisodique et 30 g de soude dans 800ml d'eau distillée;
- compléter à 1000ml.

➤ Réactif 2 : solution complexante au chlore

A la solution complexante, on ajoute 8 g de dichloroisocyanurate de sodium par litre.

Conservée au réfrigérateur, cette solution n'est utilisable qu'une semaine.

➤ Solution étalon primaire d'ammonium

- sécher 1 heure à 105 °C du sulfate d'ammonium de pureté analytique et en dissoudre 0,661g;
- 100ml d'eau distillée;

-1ml de solution étalon contient 10 μ mol d'ammonium.

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 50ml de la solution mère dans 1000 ml d'eau distillée;

-1 ml de la solution secondaire contient 0,5 μ mole d'ammonium.

Cette solution est stable une journée.

Calculs, expressions des résultats

Les absorbances (corrigées du blanc de cuves) sont:

- A_{brut} : l'absorbance mesurée pour l'échantillon traité;

- b_t : l'absorbance mesurée pour le blanc de turbidité;

- b_r : l'absorbance mesurée pour le blanc des réactifs;

On a par ailleurs:

- E_s : facteur correctif de l'effet de sel à la salinité S.

L'absorbance nette corrigée est : $A = E_s * (A_{\text{brut}} - b_t - b_r)$

Soit F le facteur de conversion (μ mol/l par unité d'absorbance), la

Concentration d'ammonium se calcule selon :

$$[\text{Ammonium}] (\mu\text{mol/l}) = F * A$$

Les équivalences molaires ou massiques sont les suivantes:

1 μ mol/l d'ammonium (NH_4^+) = 1 μ mol/l d'azote ammoniacal (N- NH_4^+)

=0,014 mg/l d'azote ammoniacal (N- NH_4^+)

= 0,018 mg/l d'ammonium (NH_4^+)

Annexe 2

Dosage de l'Azote Nitrite (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983)

➤ Réactifs

- acide chlorhydrique;
- dichlorohydrate de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine;
- nitrite de sodium;
- sulfanilamide.

➤ Réactif 1 : solution de sulfanilamide

- 100ml d'acide chlorhydrique concentrés dans 500ml d'eau distillée;
- dissoudre 10g de sulfanilamide dans cette solution;
- compléter à 1 litre avec de l'eau distillée.

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 1 litre d'eau distillée.

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

- sécher à 100°C pendant 1 heure du nitrite de sodium;
- 0,345g dans de l'eau distillée;
- compléter à 1 litre;

1ml contient 5µmole.

Conserver à l'abri de la lumière et à température ambiante, cette solution est stable plusieurs mois.

➤ **Solution étalon secondaire de nitrite**

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

-1ml contient 0,05µmole .

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

 **Calculs, expressions des résultats**

Les absorbances (corrigées du blanc de cuve) sont:

- A_{brut} : l'absorbance mesurée pour l'échantillon traité;

- b_t : l'absorbance mesurée pour le blanc de turbidité;

- b_r : l'absorbance mesurée pour le blanc des réactifs;

L'absorbance nette est : $A = A_{\text{brut}} - b_t - b_r$

Soit F le facteur de conversion (µmol/l par d'absorbance), la

Concentration de nitrite se calcule selon :

$$[\text{Nitrite}] (\mu\text{mol/l}) = F \cdot A$$

Si les échantillons ont été dilués avant dosage, multiplier les

Concentrations trouvées par le facteur de dilution.

Les équivalences molaires ou massiques sont les suivantes:

1 µmol/l de nitrite (NO_2^-) = 1 µmol/l d'azote nitreux (N-NO_2^-)

= 0,014 mg/l d'azote nitreux (N-NO_2^-)

= 0,046 mg/l de nitrite (NO_2^-)

Annexe 3

Dosage des Ortho phosphates (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983)

➤ Réactifs

- Acide ascorbique;
- Acide sulfurique;
- Dihydrogénophosphate de potassium anhydre;
- Heptamolybdate de potassium anhydre;
- Oxytartrate d'ammonium d'antimoine;
- Thiosulfate.

➤ Acide sulfurique 2.9 mol/l

- ajouter 160 ml d'acide sulfurique (1.84 kg/l; 18 mol/l) dans 840 ml d'eau distillée.

Cette solution se conserve indéfiniment.

➤ Réactif 1 : solution acide d'acide ascorbique

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

Cette solution est stable quelques semaines au réfrigérateur.

➤ 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.

Cette solution est stable quelques mois à température ambiante.

➤ **Solution de thiosulfate**

Cette solution n'est à préparer que si l'interférence de l'arséniate doit être éliminée.

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

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 ;

-dissoudre 0.6805g pour 1000ml d'eau distillée ;

-transférer la solution dans un flacon en verre ou en plastique ;

-1 ml contient 0.05 μmol de phosphate.

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

➤ **Solution étalon diluée de phosphate diluée 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.

Cette solution se conserve quelques jours au réfrigérateur.

🚦 Calculs, expressions des résultats

Les absorbances (corrigées du blanc de cuves) sont:

- A_{brut} : l'absorbance mesurée pour l'échantillon traité;

- b_t : l'absorbance mesurée pour le blanc de turbidité;

- b_r : l'absorbance mesurée pour le blanc des réactifs;

L'absorbance nette est : $A = A_{\text{brut}} - b_t - b_r$

Soit F le facteur de conversion ($\mu\text{mol/l}$ par unité d'absorbance), la

Concentration de phosphate se calcule selon :

$$[\text{Phosphate}] (\mu\text{mol/l}) = F \cdot A$$

Les équivalences molaires ou massiques sont les suivantes:

1 $\mu\text{mol/l}$ de phosphate (PO_4^{3-})

= 1 $\mu\text{mol/l}$ de phosphore orthophosphorique (P- PO_4^{3-})

= 0,031 mg/l de phosphore orthophosphorique (P- PO_4^{3-})

= 0,095 mg/l de phosphore (PO_4^{3-})

Annexe 4

Dosage des silicates (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983)

➤ **Réactifs :**

- Acide ascorbique;
- Acide oxalique dihydraté;
- Acide sulfurique;
- Heptamolybdate d'ammonium tétra hydraté;
- Hexafluorosilicate de sodium anhydre.

➤ **Acide sulfurique à 4,5 mol/l**

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

Cette solution se conserve indéfiniment en flacon en plastique.

➤ **Réactif 1 : solution acide de molybdate**

- dissoudre 60g de molybdate d'ammonium dans 400ml d'eau distillée;
- ajouter lentement la totalité de la solution de molybdate à 200 ml d'acide sulfurique 4,5mol/l (ne pas diluer l'acide dans la solution de molybdate).

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

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

➤ **Réactif 3 : solution d'acide ascorbique**

- agiter 2,8g d'acide ascorbique dans 100ml d'eau distillée, laisser décanter et prendre le surnageant.

Cette solution conserver au réfrigérateur plusieurs semaines.

➤ **Solution étalon de silicate à 5000 µmol/l**

- sécher l'hexafluorosilicate de sodium à 105°C pendant 1 heure;
- dissoudre 0,9403 g d'hexafluorosilicate dans un litre d'eau;
- 1ml contient 5 mol/l de silicate.

Cette solution se conserve plusieurs années à température ambiante et à l'abri de la lumière.

 **Calculs, expressions des résultats**

Les absorbances (corrigées du blanc de cuves) sont:

- A_{brut} : l'absorbance mesurée pour l'échantillon traité;
- b_t : l'absorbance mesurée pour le blanc de turbidité;
- b_r : l'absorbance mesurée pour le blanc des réactifs;

En outre:

- E_s : facteur correctif de l'effet de sel à la salinité S .

L'absorbance nette corrigée est : $A = E_s * (A_{\text{brut}} - b_t - b_r)$

Soit F le facteur de conversion (µmol/l par unité d'absorbance), la

Concentration de silicate se calcule selon :

$$[\text{Silicates}] \text{ (}\mu\text{mol/l)} = F * A$$

Les équivalences molaires ou massiques sont les suivantes:

1 µmol/l de silicate (SiO_4^{4-})

= 1 µmol/l de silicium orthosilicique (Si- SiO_4^{4-})

= 0,028mg/l de silicium orthosilicique (Si- SiO_4^{4-})

= 0,092 mg/l de silicate (SiO_4^{4-})

= 0,096 mg/l d'acide orthosilicique (Si (OH)_4)

➤ Analyse statistique

1- coefficient de corrélation

L'existence et la nature d'une relation entre deux paramètres est prouvée par le calcul du coefficient de corrélation (r) (SCHWARTZ, 1983) et se voit confirmé par l'application du test d'indépendance $|t|$ entre les deux variables X et Y.

$$r = \frac{\sum xy - \frac{(\sum x) \cdot (\sum y)}{n}}{\sqrt{(\sum x^2 - \frac{(\sum x)^2}{n}) \cdot (\sum y^2 - \frac{(\sum y)^2}{n})}}$$

Avec :

r : coefficient de corrélation

x et y : deux variable aléatoires

n : effectif de l'échantillon

Si : $|r| < 0.5$: il n'y a pas de corrélation.

Si : $|r| > 0.5$: il y a corrélation

2 -Test d'indépendance

Pour confirmer si il ya réellement corrélation dans le cas ou $|r|$ excède la valeur de 0.5, il est indispensable de calculer le test d'indépendance $|t|_{\text{cal}}$:

$$|t|_{\text{cal}} = \frac{r}{\sqrt{1-r^2}} \cdot \sqrt{n-2}$$

$|t|_{\text{cal}}$: $|t|$ calculé (test d'indépendance)

r : coefficient de corrélation

n : effectif de l'échantillon

En supposant l'hypothèse nulle H_0 : «il n'y a pas de corrélation entre x et y »

Si : $|t|_{\text{cal}} < t_{\text{table}}$, la différence est non significative : l'hypothèse H_0 est acceptée, il n'y a donc pas de corrélation.

Si : $|t|_{\text{cal}} > t_{\text{table}}$, la différence est significative : l'hypothèse H_0 est refusée, il existe bien une corrélation.

Avec :

Le t_{table} qui correspond à la valeur de la distribution de Student, pris pour deux risques

$\alpha_1=1\%$ et $\alpha_2=5\%$, et un degré de liberté d.d.1 = (n-2)

La table de Student pour le test d'indépendance t est mise en annexe (tab.2).

Si la corrélation est confirmée par le test d'indépendance, elle est considérée positive si le coefficient de corrélation (r) prend un signe (+).

3- Méthode des moindres carrés :

Cette méthode consiste à déterminer la droite d'ajustement qui présente le nuage, c'est-à-dire les points expérimentaux des résultats de mesure en minimisant la somme des distances afin de ne pas avoir des distances négatives.

Nous avons appliqué cette méthode pour calculer les pentes afin de tracer les droites des étalons et établir leurs équations.

Annexe 5

Milieux de culture et réactifs utilisés en analyse bactériologique

Réactif de Kovacs :

Composition	Quantité (g/L)
Paradiméthylamino-benzaldehyde	5
Alcool amylique	75
HCl pure	35

Gélose Chapman :

Composition	Quantité (g/l)
Peptone bactériologique	10
Extrait de viande de bœuf	1
Chlorure de sodium	75
Mannitol	10
Rouge de phénol	0,025
Agar	15

PH : 7,5, autoclaver 121°C pendant 15 minutes,

Bouillon au Sélénite de Sodium S/C :

Composition	Quantité (g/l)
Peptone bactériologique	5
Phosphate de sodium	10
Lactose	4

S/C: Simple concentration

Stériliser au bain-marie bouillant ou à la vapeur pendant
10 minutes

Ne pas autoclaver

Gélose Columbia :

Composition	Quantité (g/l)
Melange special de peptones	23
Amid on	1
Chlorure de sodium	5
Agar	10

PH : 7,3

Milieux de culture et réactifs utilisés en analyse bactériologique

(Suite 1)

Gélose Héktoenn :

Composition	Quantité (g/l)
Protéose Peptone	12
Extrait de levure	3
Chlorure de lithium	5
Thiosulfate de sodium	5
Sels biliaires	9
Citrate de fer ammoniacal	1,5
Salicine	2
Lactose	12
Saccharose	12
Fuschine acide	0,1
Bleu de bromothmol	0,065
Agar	14

Milieu de Baird Parker :

Composition	Quantité (g/l)
Hydrolysate tryptique de caséine	10
Extrait de viande de bœuf	5
Extrait de levure	1
Pyruvate de sodium	10
Chlorure de lithium	5
Glycocolle	12
Agar	20

PH:6,8, autoclaver a 121° C pendant 15 minutes,

Millieu de Slanets Barthly :

Composition	Quantité (g/l)
Hydrolysate tryptique de caséine	20
Extrait de levure	5
Phosphate disodique	4
Azide de sodium	0,4
Chlorure de triphenyltetrazolium	0,1
Glucose	2
Agar	10

pH :7,2, ne pas autolaver, ne pas refondre,

Milieux de culture et réactifs utilisés en analyse bactériologique

(Suite 2)

Gélose Vogel Johnson :

Composition	Quantité (g/l)
Peptone de caséine	10
Extrait de levure	5
Mannitol D(-)	10
Phosphate dipotassique	5
Chlorure de lithium	5
Glycine	10
Rouge de phénol	0,025
Agar agar	13
Potassium tellurite	0,2

pH:7,2

Gélose Mc Conkey :

Composition	Quantité (g/l)
Peptone de caséine	17
Peptone de viande	3
Lactose	10
Mélange de sels biliaires	1,5
Chlorure de sodium	5
Rouge de neutre	0,03
Cristal violet	0,001
Agar agar	13,5

pH:7,1

Gélose thiosulfate-citrate-sels biliaires-sucrose (TCBS) :

Composition	Quantité (g/l)
Peptone	10
Extrait de levure	5
Citrate de sodium	10
Thiosulfate de sodium	10
Chlorure de sodium	10
Bile de bœuf	8
Citrate ferrique	1
Saccharose	20
Bleu de bromothymol	0,04
Bleu de thymol	0,04
Agar (gélose)	13,5

pH:8,6

Annexe 6

Résultats des isolements et des identifications

L'isolement et l'identification de quelques bactéries sont résumés dans les tableaux 5,6 et représentés dans les figures 27, 28, 29,30.

A partir des colonies types isolées
sur gélose Tergitol

Tube positif du bouillon
d'enrichissement : SFB



Isolement sur gélose Hektoen,
Incubation à 37°C, 24H



Réisolement sur gélose Hektoen et Mc Conkey, incubation à 37°C : 24h



Repiquages jusqu'à l'obtention de cultures pures



Les colonies saumon
noire

Colonies bleues vertes à centre
noir

Colonies saumon à centre noir

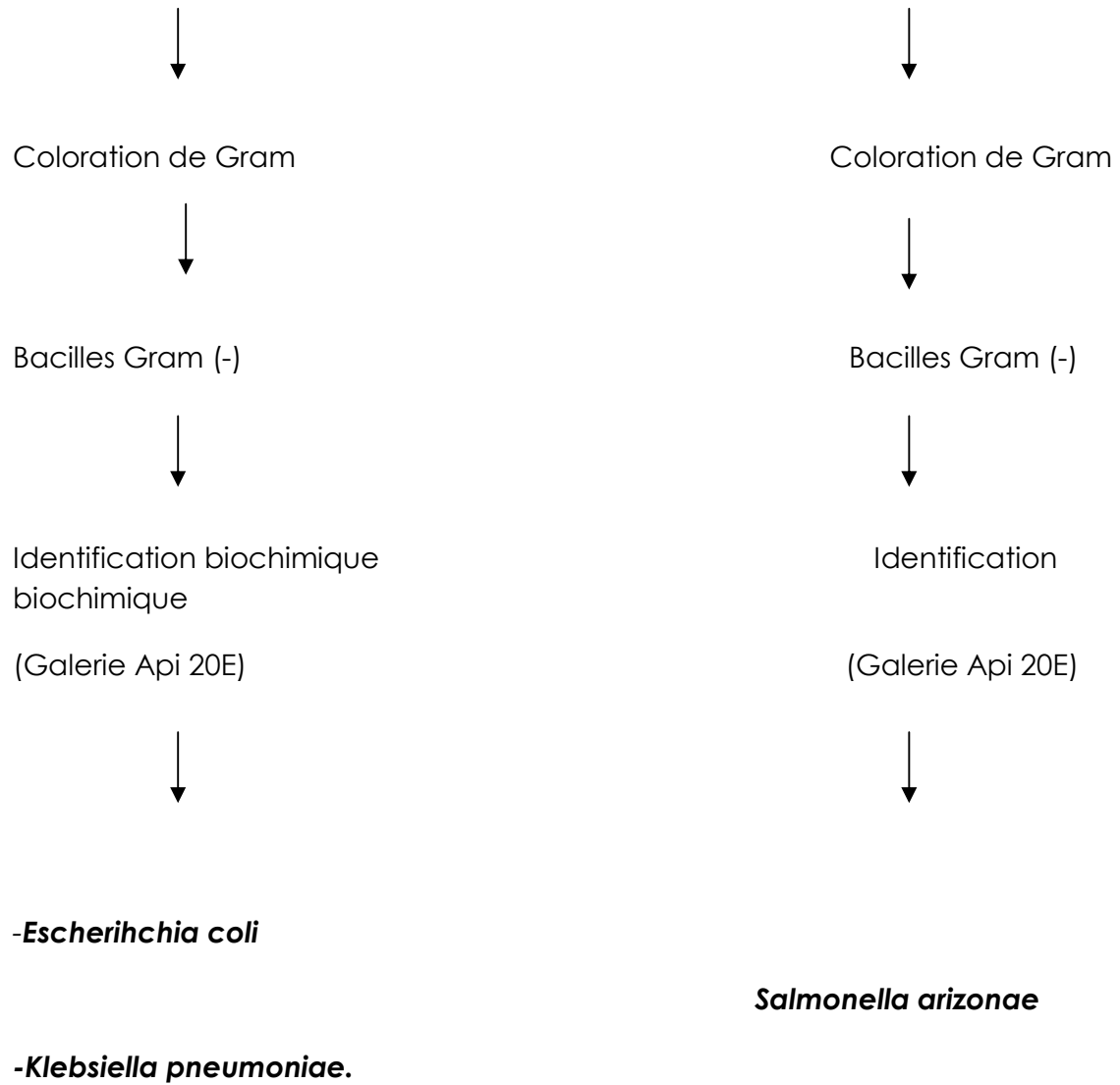
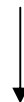


Figure 27: Isolement et identification des Entérobactéries

Bouillon d'EPA Positif :(Trouble)



TCBS



Incubation à 37°C ,24 à 48 H



Plusieurs repiquages jusqu'à l'obtention de cultures pures



Colonie jaune verdâtre



Coloration de gram



Bacilles incurvés Gram(-)



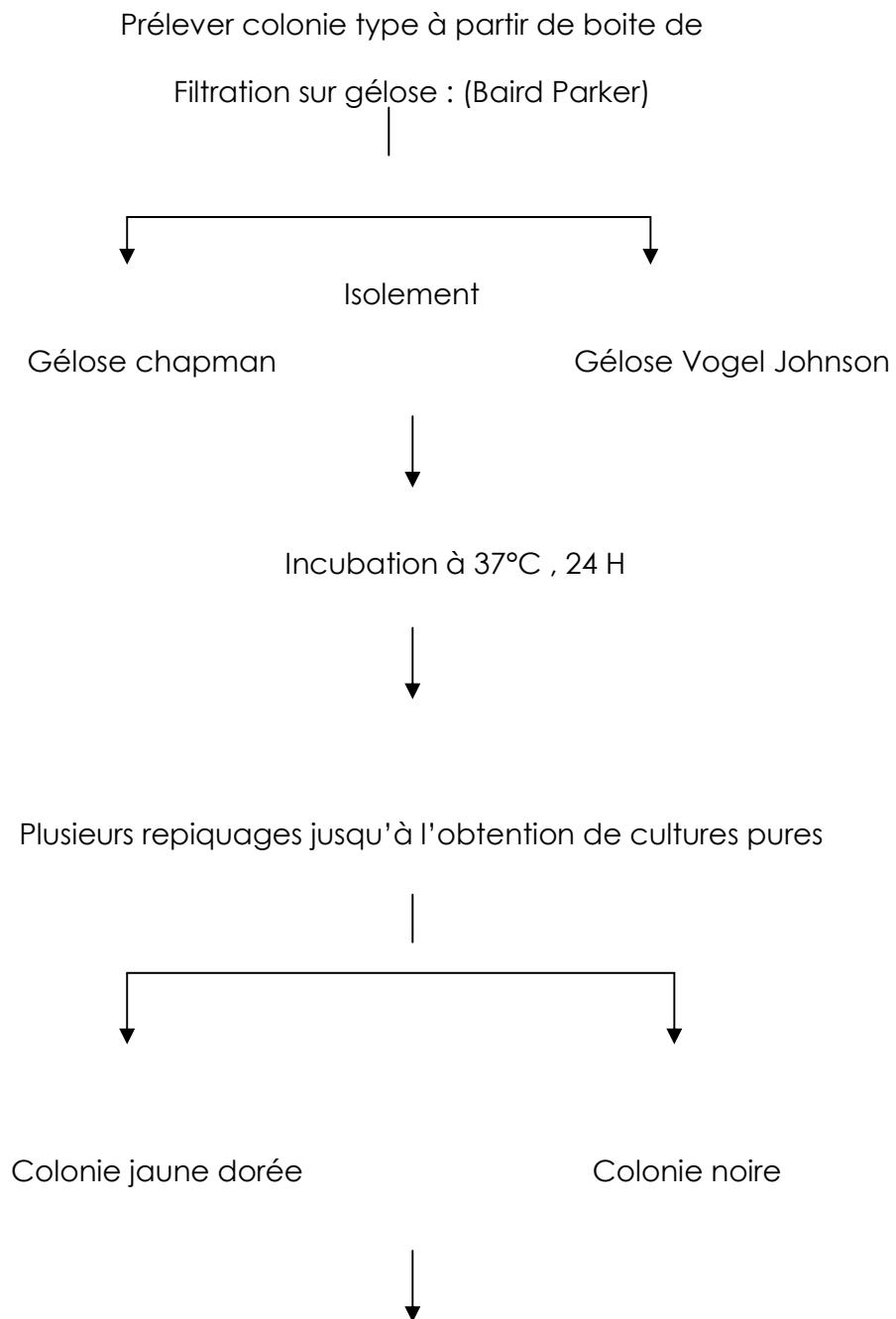
Identification biochimique
(Galerie Api 20E)



Vibrio metschnikoveii

Vibrio fluvialis

Figure 28 : Isolement des non-Entérobactéries (les Vibrions)



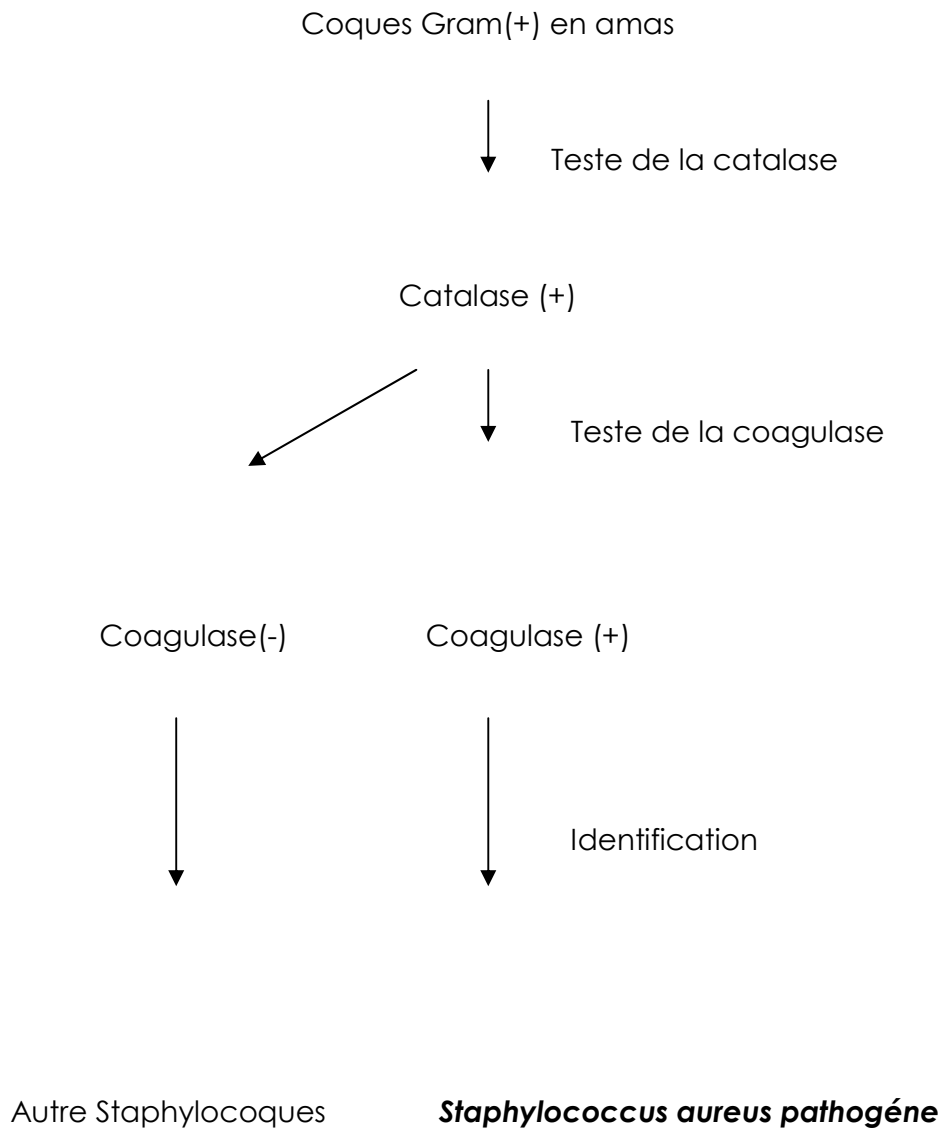
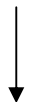


Figure 29 : Isolement et identification des staphylocoque

Prélever les colonies types des boites de filtration sur gélose Slanetz



Isolement sur gélose Columbia au sang frais



Plusieurs repiquages jusqu'à l'obtention de culture pures



Colonie transparente à hémolyse verdâtre (a)



Coloration de Gram

Cocci Gram (+) en chaînettes



Teste de la catalase

Catalase(-)



Ensemencement sur bile esculine

Noircissement du milieu Esculinase(+)



Identification galerie API20STREP

Streptococcus faecalis

Streptococcus faecium

Figure 30 : Isolement et identification des Streptocoques fécaux

Tableau 5: profil morphologique et biochimique de quelques bactéries recherchées (Bacilles, Gram-)

Famille	Enterobacteriaceae				Vibrionaceae		
	Coliformes				Salmonelles	Vibrions	
Aspect des cellules	Bacilles				Bacilles	Bacilles	
Gram	-	-	-	-	-	-	-
Catalase	-	V	-	-	V	V	V
Production de gaz	+	+	+	+	+	+	+
Oxydase	-	-	-	-	-	+	-
ONPG	+	+	+	+	+	V	V
LDC	+	-	-	+	+	-	V
ODC	+	-	+	-	+	-	-
ADH	-	+	+	-	+	+	V
Uréase	-	-	-		-	-	-
Indole	+	-	-	-	-	V	V
VP	-	-	+	+	-	-	+
TDA	-	-	-	-	-	-	-
H2S	-	+	-	-	+	-	-
CIT	-	+	+	V	-	-	+

Espèces	<i>E.coli</i>	<i>Citrobacter freundii</i>	<i>Enterobacter cloacae</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	<i>S.arizonae</i>	<i>V.fluviialis</i>	<i>V.metschnikoveii</i>
----------------	---------------	-----------------------------	-----------------------------	------------------------------	-------------------	---------------------	-------------------------

Tableau 6: Profil morphologique et biochimique de quelques bactéries recherchées (cocci, Gram+)

Ordre	<i>Streptococcus</i>	<i>staphylococcus</i>
Aspect des cellules	Paires en chaînettes	Coques en amas
Gram	+	+
Catalase	-	+
Production de gaz	-	+
Coagulase	-	+
Esculinase	+	/
Espèces	<i>S,faecalis</i>	<i>S,aureus,</i>



Galerie Api 20 E: ***Escherichia coli***



Galerie Api 20 E: *Klebsiella pneumoniae*



Galerie Api 20 E: *Salmonella*



Api 20 STREP; *Streptococcus faecalis*



Galerie Api 20 STAPH.

Figure 31 : Identification de quelques Entérobactéries par galerie API 20 E.