

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 تهئية 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'Ingénieur d'état en Science de la Mer**

Option : Aquaculture

Thème



**Contribution à l'étude d'un milieu
d'élevage conchylicole :
Cas de Ain Tagourait (W. Tipaza)**

Présenté par :

**BOUCHENA Youcef
KACIOUI Nassima
AIT LOUNIS Yamina**

Membre du jury :

**Mr BOULAHIDID M : Professeur I.S.M.A.L (Président)
Mr BELHASNET K : Chargé de cours I.S.M.A.L (Examinateur)
Melle AMROUCHE L : Chargé de cours I.S.M.A.L (Examinatrice)
Mme MESLEM N : Chargé de cours I.S.M.A.L (Promotrice)**

Promotion : 2005 - 2006

SOMMAIRE

Avant-propos	Page
INTRODUCTION	1
CHAPITRE I : Généralités	
1- Systématique.....	2
2- Morphologie.....	2
3- Ecologie.....	5
4- Alimentation.....	6
5- Reproduction.....	7
6- Croissance et vie larvaire.....	7
7- Valeur nutritive.....	8
8- Aperçu sur la conchyliculture en Algérie.....	9
CHAPITRE II : Présentation de l'élevage conchylicole de SEAM	
1- Présentation de la zone d'étude	11
1-1- Situation géographique.....	11
1-2- Données climatiques et facteurs hydrodynamiques.....	11
1-3- Infrastructure du site.....	15
2- Technologie d'élevage	16
2-1- Description de la filière sub surface.....	16
2-2- Conduite d'élevage (procédés production).....	19
a- Préparation de la mise en charge.....	20
b- Affinage.....	20
c- Récolte et sélection.....	20
d- Traitement du produit.....	20
CHAPITRE III : Matériels et méthodes	
1- Etude des paramètres physico-chimiques	23
1-1- Température, MES, pH et salinité.....	23
1-2- Sels nutritifs.....	24
2- Etude des paramètres biologiques	24
2-1- Chlorophylle a.....	24
2-2- Etude bactériologique.....	25
CHAPITRE IV : Résultats et discussion	
1- Paramètres physico-chimiques	29
a- Température.....	29
b- Matière en suspension	32
c- Salinité.....	32

d- Potentiel d'hydrogène.....	35
e- Ammonium	40
f- Nitrites.....	43
g- Nitrates.....	43
h- Ortho phosphates.....	48
2- Paramètres biologique.....	51
a- Chlorophylle a.....	51
b- Analyse bactériologique.....	54

CONCLUSION.....	55
------------------------	-----------

BIBLIOGRAPHIE

ANNEXES

Remerciements

En premier lieu, nous remercions dieu pour sa clémence et sa miséricorde.

C'est un plaisir autant qu'un devoir d'exprimer notre gratitude et notre reconnaissance à toute les personnes ayant contribué, chacune à sa manière, pour le bon déroulement de notre formation, ainsi qu'à la réalisation de ce modeste travail.

A cet effet nous tenons à remercier

Monsieur Kamel KHABER le propriétaire de SEAM et tous ses employeurs.

Monsieur le professeur Moustafa BOULAHIDID (ISMAL) d'avoir, en dépit de ses nombreuses occupations, accepté de présider ce jury et pour sa disponibilité et surtout sa grande amabilité et gentillesse.

Monsieur Khaled BELHASNAT, chargé de cour (ISMAL), pour avoir pris le temps d'examiner ce travail, pour ses critiques constructives.

Mademoiselle Linda AMROUCHE, chargée de cours (ISMAL), qui a bien voulu examiner et corriger ce travail.

Madame Nabila MESLEM, chargée de cours (ISMAL), qui a supervisé ce travail, pour ses conseils judicieux et sa disponibilité.

Introduction

Introduction

La frange littorale algérienne est caractérisée par la présence des sites côtiers propices au développement de l'aquaculture. Cette dernière commence à intéresser plusieurs investisseurs notamment l'élevage des coquillages (conchyliculture).

Les mollusques bivalves forment une partie importante dans la production halieutique mondiale. En 2000, cette production a été estimée à 14 millions de tonnes entre élevage et pêche confondue (Helm et *al*, 2004).

La conchyliculture a suscité l'engouement de bon nombre de promoteurs potentiels dont le manque de connaissance et du savoir faire s'est vite avéré être la contrainte majeure pour son développement.

En effet, il convient, pour mieux répondre aux demandes des personnes intéressées, de rassembler l'essentiel des conditions spécifiques à l'élevage avec l'aspect environnementale et sanitaire du milieu.

L'objectif de notre étude s'inscrit dans cette problématique. Notre travail consiste à décrire la technique et les conditions spécifiques d'élevage des moules qui se fait actuellement à Ain Tagourait (w. Tipaza).

Malgré la courte période de notre étude qui ne couvre pas les fluctuations annuelles, on tentera d'apporter certains éléments de réponse sur l'utilité du site en terme d'élevage ; à travers le protocole d'échantillonnage qu'on a mis en œuvre.

Notre travail est organisé en quatre chapitres :

- Le premier décrit les généralités concernant les deux espèces de moule élevées.
- Le second est consacré à la description du site d'étude SEAM et la technique d'élevage.
- Le troisième chapitre s'intéresse aux méthodes de mesure et de dosage utilisés.
- Le dernier présente l'interprétation des résultats et leur discussion.
- En dernier lieu, une conclusion générale est dégagée.

Chapitre I
Généralités

1- Systématique

Avant de décrire la technique mytilicole utilisée sur notre site d'étude, il a paru souhaitable de rappeler la place de la moule dans la classification. Il existe plusieurs espèces de moules dans le monde (*Perna perna*, *Mytilus edulis*...), mais nous ne mentionnerons que les deux espèces appartenant au genre *Mytilus* à savoir *M. galloprovincialis* et *M. edulis*, objet de notre étude. Pour la position systématique on se base sur les caractères définis par Lube, (1959)

Embranchement :	<i>Mollusques</i>
Classe :	<i>Lamellibranches</i>
Ordre :	<i>Filibrancheal</i>
Sous ordre :	<i>Anisomyaria</i>
Super famille :	<i>Mytiloidea</i>
Famille :	<i>Mytilidae</i>
Sous famille :	<i>Mytilinae</i>
Genre :	<i>Mytilus</i>
Espèce :	<i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lamarch, 1819) <i>Mytilus edulis</i> (Linné, 1758)

2- Morphologie

Les deux espèces (*M. galloprovincialis* et *M. edulis*) sont caractérisées par une coquille formée de deux valves, unies par un ligament situé le long de la charnière dorsale. La partie antérieure correspond à l'extrémité rétrécie de la coquille qui est le crochet. À partir de ce dernier, on peut observer de fines stries concentriques qui sont des stries d'accroissement (figure 1)

La coquille possède une branchie de chaque côté, formée de lamelles munies de très nombreux cils, qui grâce à leurs mouvements provoquent un courant d'eau à l'intérieur de la coquille (Quero et Vayne, 1998).

La chair de la moule est le plus souvent de couleur rose ou orange pour les femelles et blanchâtre pour les mâles (figure 2).

Sur le plan morphologique, il n'est pas évident de distinguer les deux espèces malgré qu'il diffèrent par leurs cycle sexuel et par leur croissance : le rapport hauteur / longueur est très faible chez *M. edulis* par rapport à celui de *M. galloprovincialis* (Marteil, 1976). Le tableau 1 présente la différenciation entre les deux espèces.

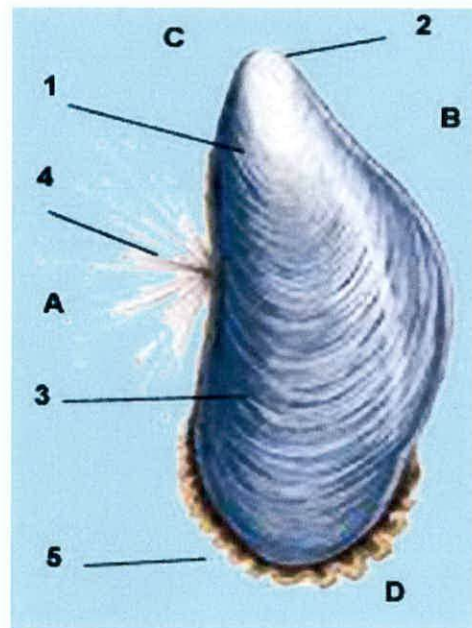


Figure 1 : aspect extérieur de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarch, 1819, in Boudjmaa, 2005)

- | | |
|---------------------------|---------------------|
| 1 – valve gauche; | A– face ventrale |
| 2 – crochet | B – face dorsale |
| 3 – strie d'accroissement | C – coté antérieur |
| 4 – byssus | D – coté postérieur |
| 5 – bord manteau | |



Figure 2 : La chair et la coquille de *Mytilus galloprovincialis*

Tableau 1 : Critères de différenciation entre *Mytilus galloprovincialis* et *Mytilus edulis* (Zourez in Benzahi, 2005) (figure 3).

<i>Mytilus galloprovincialis</i>	<i>Mytilus edulis</i>
<ul style="list-style-type: none"> ▪ Coquille compacte de couleur violacée renflée, pointue en avant ▪ Taille max 15 cm ▪ Région postérieure du manteau noir violacée ▪ Muscle adducteur plus gros et à insertion moins latéral ▪ coquille de couleur homogène sans grosses bandes violacée 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Coquille allongée de couleur jaune brune ▪ Taille 9 cm ▪ Région postérieure du manteau blanc brunâtre ▪ Muscle adducteur antérieur petit et à insertion plus latérale ▪ coquille présentant des bandes longitudinales violacées (après avoir enlevé le periostracum qui est une membrane de tissu conjonctif entourant l'intérieur de la coquille).

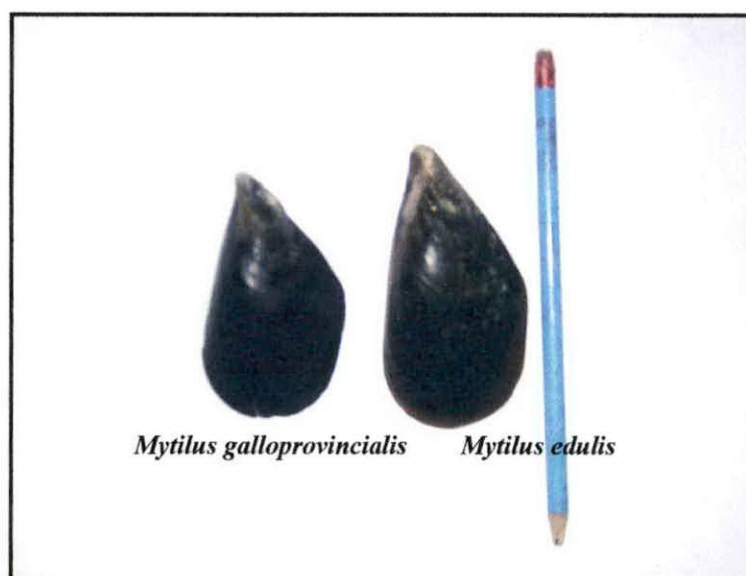


Figure 3 : Différenciation entre *Mytilus galloprovincialis* et *Mytilus edulis*

3- Ecologie

Habitat

La moule vit fixée par son byssus sur des fonds dur très variés, dans la zone littorale et à de faibles profondeurs. Sa répartition bathymétrique est limitée vers la haute mer par le temps d'immersion (médio littoral – inférieur) et vers le bas, dans l'infralittoral (Chinzi et *al*, 1998). La moule s'adapte à des conditions de milieu très varié et peut supporter de brusques variations de l'environnement (tableau 2)

Tableau 2 : Limites biologiques pour les deux espèces. (Chinzi, et al 1998)

Paramètres	<i>M. edilis</i>	<i>M. galloprovincialis</i>
Limites létales :		
▪ Salinité	4 et 10 PSU	15 et 40 PSU
▪ Température	< 0 et > 26 °C	< 7 et > 28 °C
Optimum :		
▪ Salinité	25 et 29 PSU	28 et 34 PSU
▪ Température	18 et 24 °C	20 et 28 °C

On retrouve *Mytilus galloprovincialis* exceptionnellement jusqu'à des profondeurs atteignant 20 m et plus (Seed, 1976 in Bechira, 1999) et même 30 à 40 m en mer Baltique (Quero et Vayne, 1998).

Mytilus edulis peut vivre dans des estuaires peu profonds et légèrement saumâtres jusque dans des milieux très profonds à forte salinité en haute mer mais elle privilégie les baies et les estuaires qui ont un taux élevé de nutriments (en raison des ruissellements qui favorisent l'accroissement du phytoplancton).

Répartition géographique

Mytilus galloprovincialis se trouve sur les côtes de la mer Noire, l'Adriatique, la Méditerranée septentrionale, sur les côtes atlantiques de la France, de l'Espagne, du Portugal et du Maroc, jusqu'à la manche occidentale (Lubet, 1959). Elle a été même récoltée en Angleterre, en Allemagne (Lubet, 1973) et au Japon (Hosmi, 1978) (figurer 4).

En abondance sur nos côtes, la moule a fait l'objet de nombreuses études (Asso, 1980 ; Boukhroufa, 1987).

Mytilus edulis se trouve partout dans le monde, dans la plupart des eaux polaires et tempérées, et en Amérique du nord. Elle a une répartition circumpolaire, s'étendant vers le sud dans l'Atlantique ouest jusqu'à la Caroline du sud (<http://www.gif.dfo-mpo.gc.ca/pe-pe/es-se/mussel-moule/mussel-moule-f.html>).

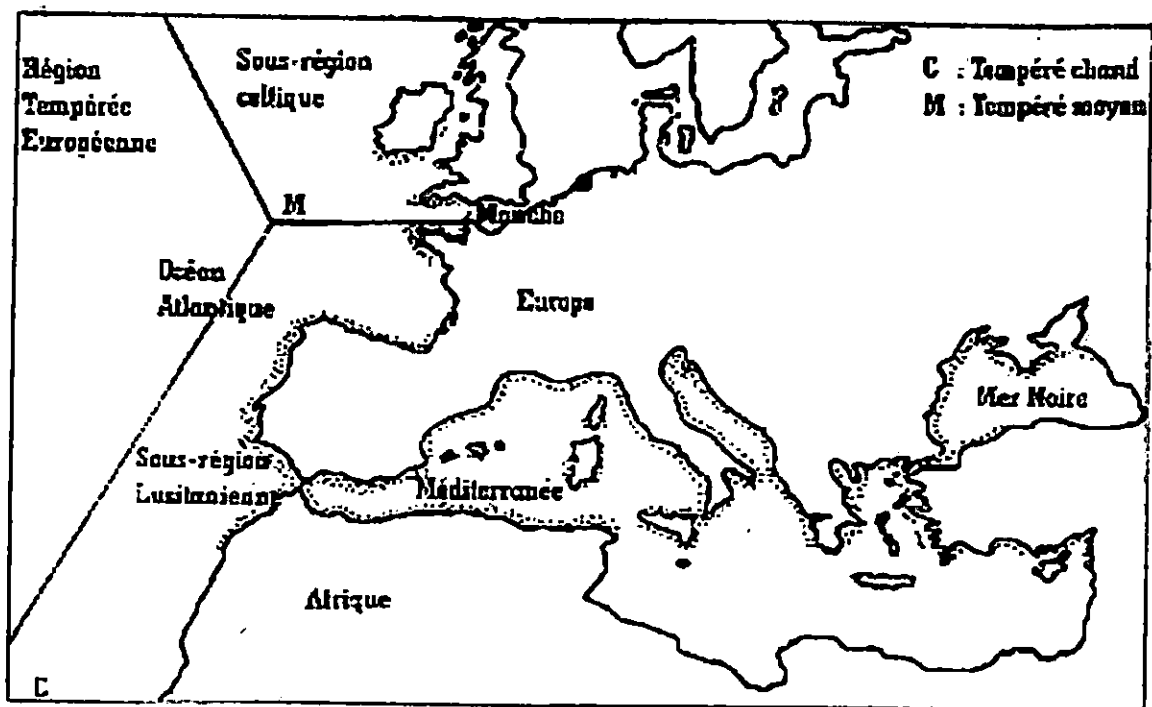


Figure 4 : Aire de répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis* selon Hosmi (1978).

4- Alimentation

Régime alimentaire

Comme tous les filtreurs, la moule vit, pour l'essentiel, aux dépens des particules en suspension dans l'eau (Dardignac-corbeil, 1989). Elle ingère la plupart des particules présentes dans le milieu : diatomées, dinoflagellés, débris organiques, flagellés et protozoaires divers, spores, fragments d'algues, débris inorganiques... etc. En effet Desgouil, (1969) a remarqué dans les contenus stomacaux de moules de la rade de Toulon, une prépondérance de diatomées.

Filtration

La moule utilise son appareil branchial comme un filtre. En effet le courant d'eau inhalant passe à travers la branchie qui joue le rôle de tamis et qui comporte des sillons garnis de cellules muqueuses qui agglomèrent les particules en suspension. Les microparticules consommables sont alors transportées jusqu'à la bouche alors que les particules non consommables (pseudofécès) sont rejetées à l'extérieur (figure 5). Le principe de la filtration est basé sur trois étapes (Barillé, 1996 *in* Casas, 2005) :

- ❑ Le pompage ou débit palléal, défini comme étant la quantité d'eau qui circule à travers les branchies par heure
- ❑ la filtration qui correspond au volume d'eau épuré à 100% par unité de temps.
- ❑ la consommation qui désigne la quantité de particules retenues par unité de temps.

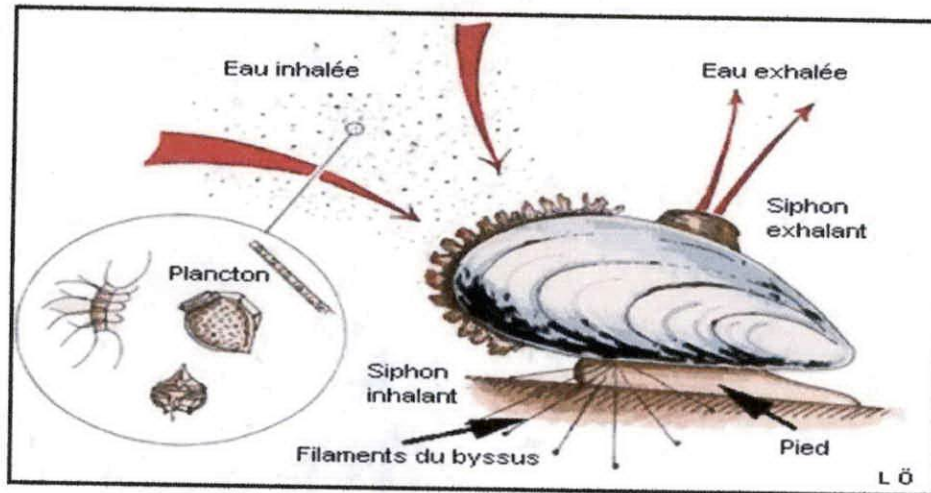


Figure 5 : Le processus de filtration chez la moule
 (<http://www.glf.dfo-mpo.gc.ca/pe-pe/es-se/mussel-moule/mussel-moule-f.html>).

5- Reproduction

Contrairement aux huîtres, les moules sont gonochoriques, et le nombre de mâles est à peu près égal à celui de femelles (Lubet, 1959). La maturité sexuelle est atteinte rapidement ; selon Lubet, (1959) dans le bassin d'Arcachon, les moules nées au printemps émettent des produits génitaux dès l'automne si les conditions sont favorables (en huit mois). La période de reproduction s'étale de Mars à Juin.

Les ovules et les spermatozoïdes sont émis dans l'eau de mer où a lieu la fécondation. Chipperfield, *in* Barnabe, (1986) a, le premier, distingué chez *Mytilus edulis* les différentes étapes dans le développement de la gonade. Il les a résumé sous forme d'échelle qui a été ensuite reprise par de nombreux auteurs, plus ou moins modifiée et appliquée à d'autres mollusques. Elle comprend quatre stades :

- Stade 0 : phase de repos
- Stade 1 : développement sexuel de la gonade
- Stade 2 : le manteau se colore (rouge orange pour les femelles et jaune crème pour les mâles).
- Stade 3 : maturité sexuelle et émission des gamètes

6- Croissance et vie larvaire

La croissance d'une moule dépend de la qualité de nourriture disponible dans le milieu. Un manque de nourriture se traduit par une croissance négative (la moule utilise ses réserves). La croissance dépend de la température, l'optimum étant entre 18 et 28 °C (au-delà de 28°C la croissance diminue) (Barnabe, 1986).

La détermination du cycle larvaire chez les mollusques lamellibranches marins a suscité de nombreux travaux de recherche Lubet, 1959 ; Loosanoff et Davis, 1963 ; Bayne, 1964 *in* Barnabe, 1986.

Le cycle larvaire pour les deux espèces comporte généralement deux phases : benthique et planctonique qui se subdivisent en deux stades (trochophore et veligère). (Figure 6)

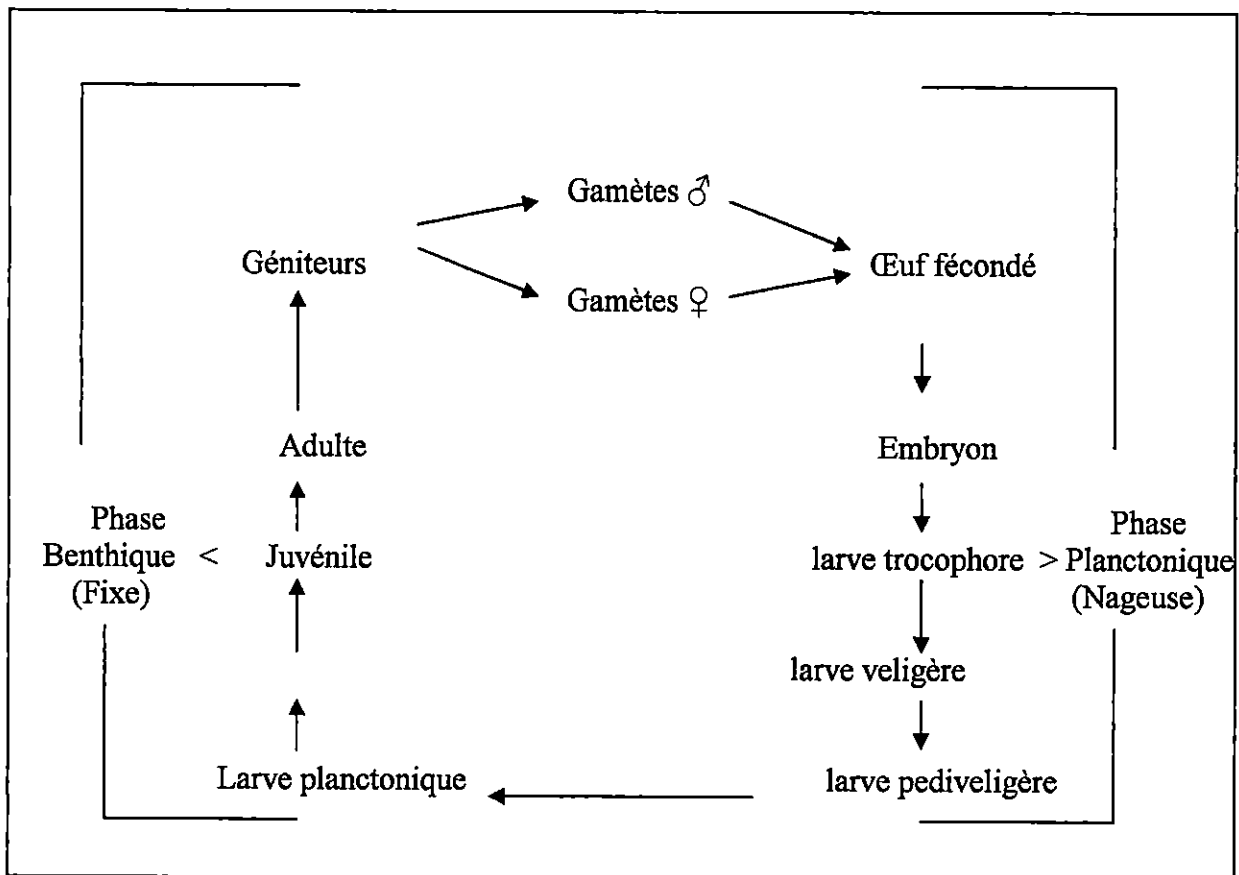


Figure 6 : Cycle de développement de la moule (de l'œuf jusqu'au géniteur)
(Le pennec, *in* Chebab, 1996)

7-Valeur nutritive

Les moules sont d'excellents aliments vu leur composition variée. Selon Poutiers, (1993), elles sont constituées de :

- **Protides** : présents en quantité suffisante (13% du poids frais) et tous les acides aminés essentiels sont présents.
- **Lipides** : l'hépatopancréas et les glandes génitales sont en lipides, mais la chair n'en contient qu'une faible quantité, environ 2% du poids frais.
- **Glucides** : présents en faible quantité (2 à 6% du poids frais), ils sont stockés dans le foie sous forme de glycogène qui est directement assimilable par l'homme.
- **Sels minéraux** : la chair est riche en calcium et en magnésium. Le chlorure de sodium et le fer sont abondants, par contre les phosphates sont présents mais en très faible teneur. On y trouve également de l'iode, du cuivre et du zinc.

- **Vitamines** : les vitamines sont abondantes dans la chair, particulièrement la vitamine C, qui même après cuisson, n'est pas entièrement détruite. La richesse des moules en vitamines s'explique par la nourriture constituée principalement de plancton végétal ou d'algues microscopiques.

Les coquillages sont des aliments très digestibles. La bonne digestibilité est due, d'une part à la présence du glycogène, et d'autre part, à la faible teneur des lipides. L'eau inter valvaire étant moins salée que l'eau de mer, elle est donc plus digeste que celle-ci (Poutiers, 1993).

8- Aperçu sur la conchyliculture en Algérie

- L'aquaculture est de pratique ancienne en Algérie ; elle a démarré en 1880 par des essais d'ostréicultures menée à Mars El-Kabîr (w. Oran) et à l'oued Sebao (w. Tizi Ouzou).
- En 1921, une station expérimentale pour l'aquaculture et la pêche est construite à Bou Ismail afin de déterminer les meilleures techniques et les meilleurs sites pour l'élevage de moules et d'huîtres.
- Dans les années 70, un programmes de coopération avec la FAO (dans le cadre de la réintroduction des moules et des huîtres ainsi que l'implantation de tables conchylicoles) a été réalisé au lac El Mellah (El-Kala). Des résultats encourageant ont été obtenus jusqu'à la fin des années 80.
- A partir de 1991, trois professionnels algériens se sont lancés dans la mytiliculture en mer ouverte : deux installés à Ain Taya (w. Alger) et un autre à Ain Tagourait (w. Tipaza) (figure 7).
- En 2004, le Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques et à travers le CNDPA, projette de réaliser un centre pilote de conchyliculture pour subvenir aux attentes de nombreux professionnels qui souhaiteraient se lancer dans ce domaine d'activité, très promoteur et rentable.

Le tableau ci-dessous récapitule l'état de production des moules en Algérie de 1986 à 1993

Tableau 3 : production des moules par tonnes (Boutouchent et *al*, 1994).

Année	1986	1987	1988	1989	1990	1991	1992	1993
Production	11.158	1.586	3.171	3.541	16.304	31.834	16.661	4.32

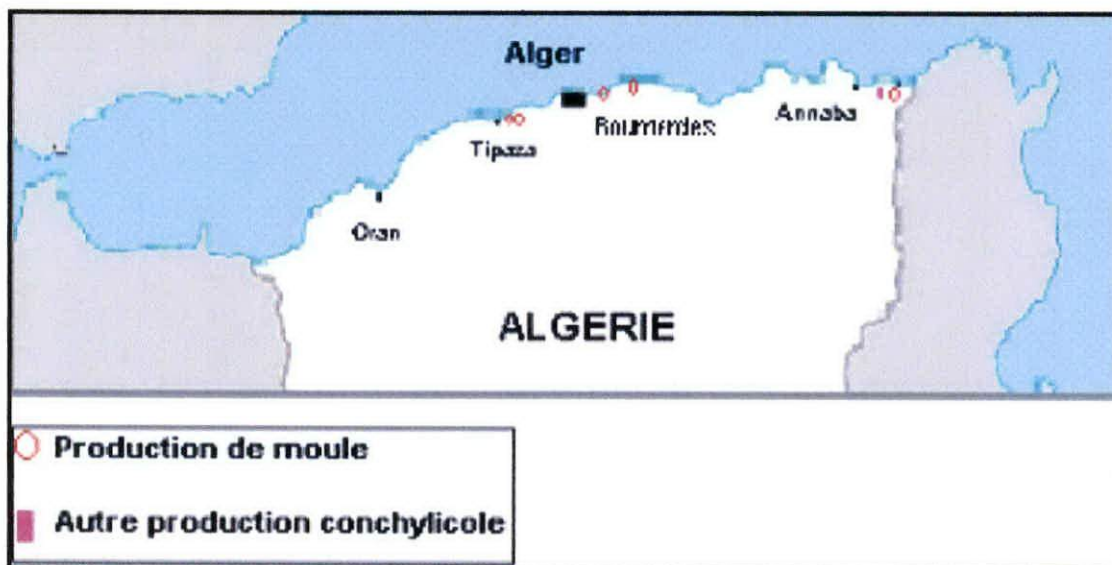


Figure 7 : Localisation des sites de production conchylicoles (Boutouchent, 2002).

Chapitre II

Présentation de l'élevage conchylicole de SEAM

1-Présentation de la zone d'étude

1-1- Situation géographique

Le site d'étude SEAM est localisé dans la baie de Boulsmail à Ain Tagourait (ex Bérard), à proximité de la plage Mahieddine Abdelkader (dite plage suisse), située à 2 Km de la ville de Bouharoun et à 50 Km à l'ouest d'Alger. Elle est orientée de Sud Ouest à Nord Est, délimitée par Ras Acrata à l'Est, le mont Chenoua à l'Ouest, la plaine de la Mitidja au Sud et la mer Méditerranée au Nord. Le site est accessible par une route qui débouche directement sur la route nationale N°11. (Figure 8). Les coordonnées géographiques de positionnement du site sont : Latitude : 36° 36' 8" Nord ; Longitude : 02° 37' 6" Est.

Cette zone se caractérise par une activité agricole traditionnelle sans engrais chimiques (communication des agriculteurs de la région) et par la présence des oueds Nador et El Alleug qui apportent des apports terrigènes en hivers.

Des rejets urbains issus de 50 maisons de douar Mehieddine se déversent directement en mer, ont été repérés à 300 m à l'ouest du site (figure 9). Par contre, en s'approchant de Ain Tagourait, un important débit de rejet a été signalé par les responsables de l'APC.

1-2- Données climatiques et facteurs hydrodynamiques

Le climat de la région est méditerranéen. Les précipitations moyennes annuelles sont de l'ordre 700 mm par an. Les températures atmosphériques moyennes minimales et maximales annuelles sont de 14 °C et 22°C (Guettaf, 1997).

Pour caractériser le climat de cette région, on procède à une synthèse des principaux facteurs climatiques (Températures et Précipitations) (tableau 4).

Différents auteurs dont Bagnouls et Gaussen, Emberger et Stewarts ont proposé des synthèses numériques et graphiques qui rendent mieux compte de cette réalité.

Tableau 4 : Moyennes mensuelles des températures et précipitations de la région de Bou Ismail en 1994 (O.N.M, 1994 in Guettaf, 1997).

Mois	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Jui	Jul	Août	Sep	Oct	Nov	Dec
M°C	15.6	15.5	6.8	20.4	22.5	26.7	29.9	30.4	28.7	24.1	21.2	16.9
m°C	7.8	8.0	9.3	12.0	13.6	17.0	20.3	20.9	19.1	16.2	11.8	9.3
M+m /2	11.7	11.75	8.02	16.2	18.05	21.85	25.1	25.65	23.9	20.15	16.5	13.1
P mm	71	75	92	23	52	10	10	1	36	91	76	121

M: Température maximale moyenne (°C) ; **m** : Température minimale moyenne (°C) ; **P** : Précipitation mensuelle moyenne (mm) ; **(M+m/2)** : Température moyenne mensuelle (°C)

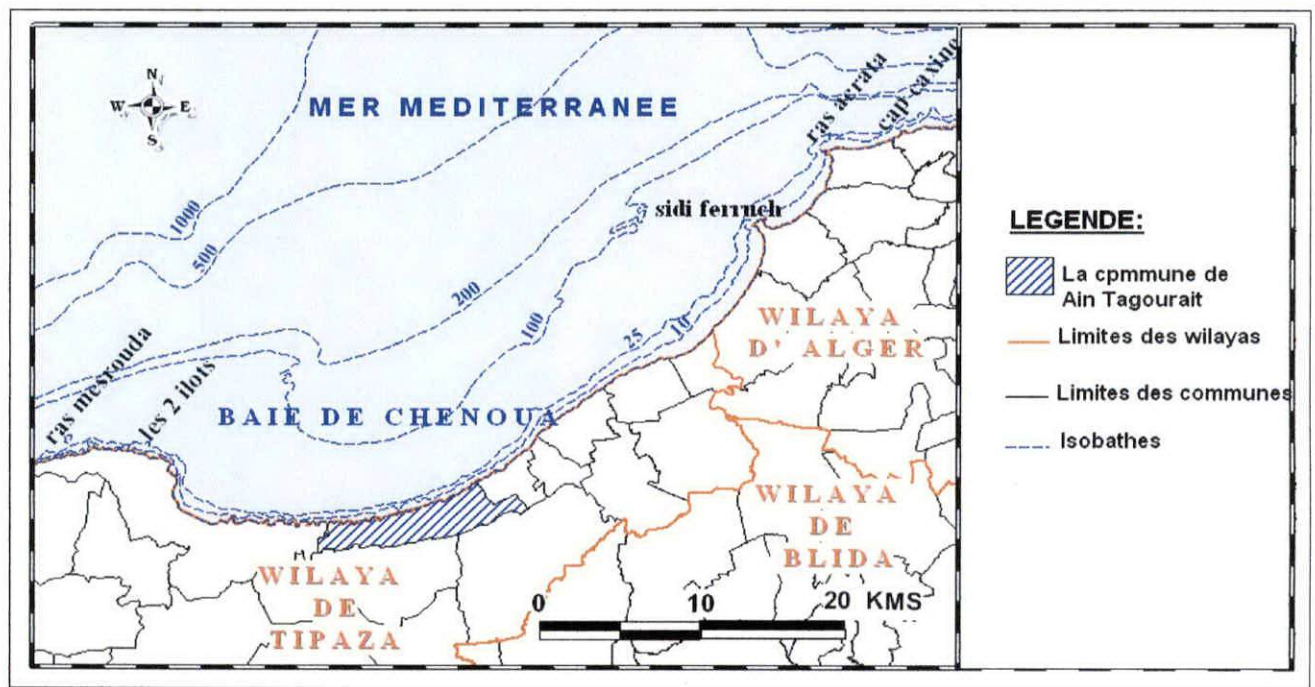


Figure 8 : Situation géographique de Ain Tagourait

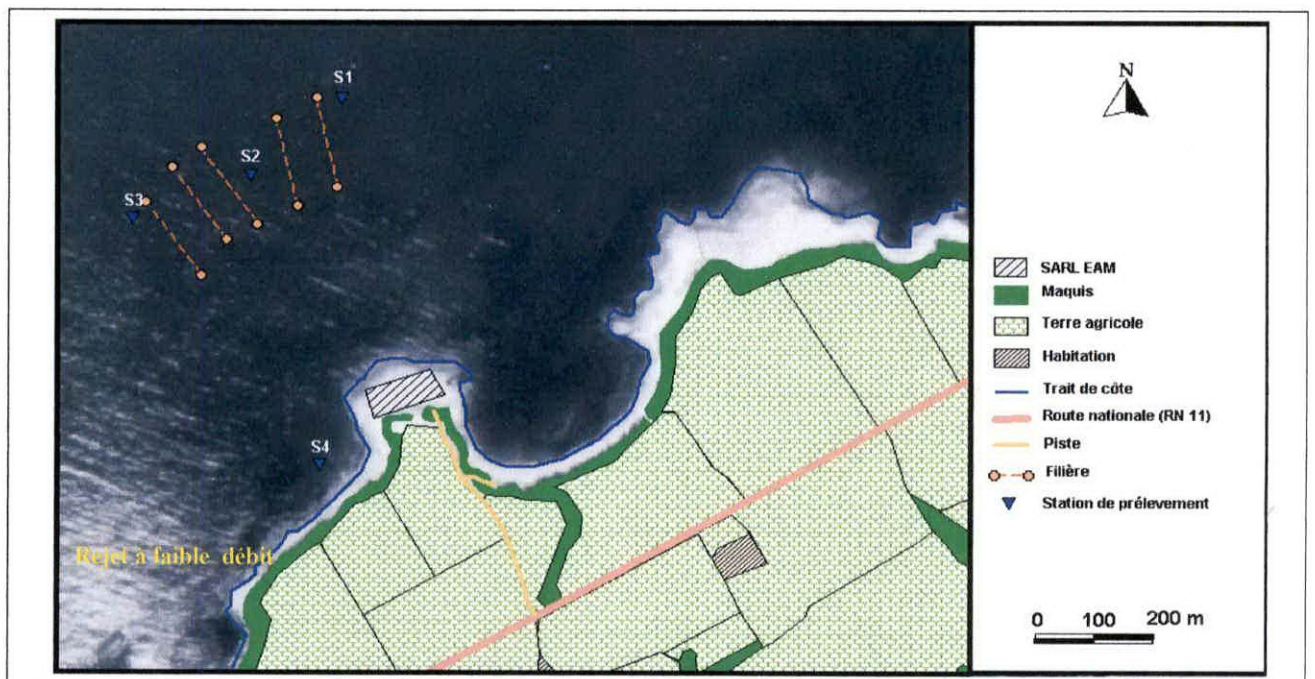


Figure 9 : Positionnement du site d'étude SEAM (la carte est réalisée en se basant sur la photo aérienne de Bérard 1994).

a- Quotient pluviométrique d'EMBERGER

A partir des valeurs du tableau 4 on peut calculer ce quotient, qui est donné par la formule suivante :

$$Q2 = 2000/P (M+m) (M-m)$$

- Q2 : quotient pluviométrique d'EMBERGER
- M : moyenne des maxima du mois le plus chaud (°C)
- m : moyenne des minima du mois le plus froid (°C)
- P : somme des moyennes des précipitations (mm)

Le calcul du Q2 et celui de la valeur de m ont-----+++++ révélé, respectivement les valeurs de 127 et 7.8°C. En effet, ces valeurs correspondent, selon le climatogramme d'EMBERGER, à un climat sub- humide (figure 10)

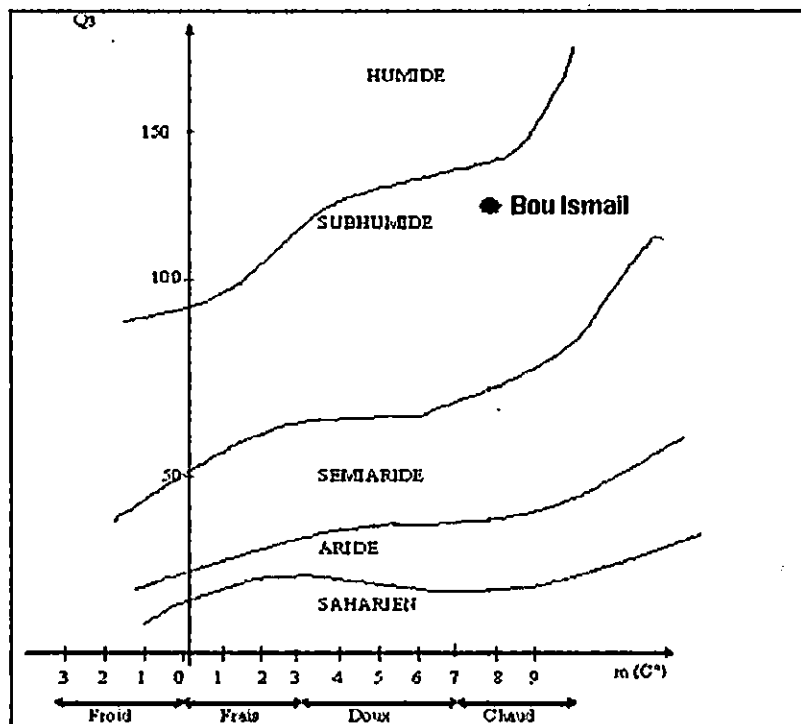


Figure 10 : Climatogramme pluviométrique d'EMBERGER, 1955 (Kadari, 1994 in Guettaf, 1997) dans la région de Bou Ismail.

b- Diagramme ombrothermique

Il consiste à déterminer la période sèche et humide de la zone d'étude. C'est le rapport entre les précipitations (P) et les températures moyennes mensuelles (M+m/2).

Pour notre région, le diagramme ombrothermique révèle que la période sèche s'étend du mois de Juin jusqu'au début du mois de Septembre, alors que la période humide dure neuf mois, donc la période humide est beaucoup plus importante que la période sèche (Figure 11).

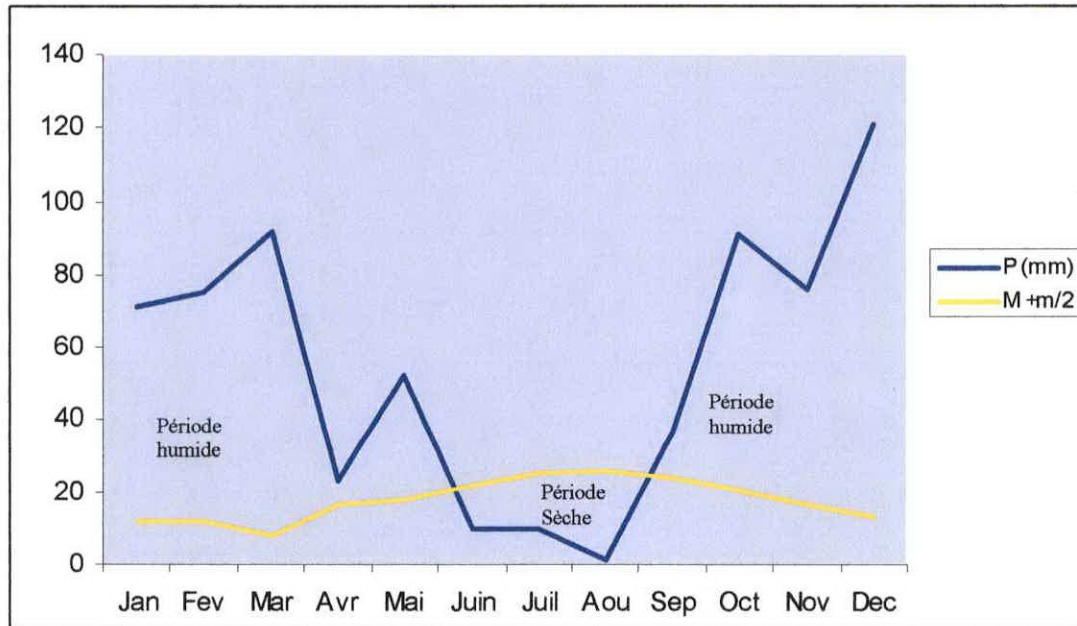


Figure 11 : Diagramme ombrothermique de la région de Bou Ismail

Les facteurs hydrodynamiques jouent un rôle déterminant dans la répartition et dans l'étagement des organismes benthiques. L'hydrodynamisme d'une région dépend des conditions météorologiques. Ainsi, le vent a une influence directe sur les courants locaux et de ce fait, sur la dispersion des polluants dans les zones de déversement (Kadari, 1994 *in* Guettaf, 1997)

La baie de Bou Ismail est caractérisée par une périodicité des vents qui se traduit par une prédominance des vents de Nord-ouest en hivers et printemps induisant des houles de grande amplitude et des vents de Nord-est en été et début automne avec de faible amplitude (ASSO, 1980).

Les houles les plus importantes sont de direction Ouest, Nord-ouest et Nord-Est. En hivers elles arrivent du secteur Ouest et Nord-ouest perpendiculairement à la côte et engendrent des courants de retour distribuant ainsi les sédiments côtiers vers le large. En été, les houles sont essentiellement de secteur Nord-Est. Leur amplitude varie entre 2.0 et 2.5 m, avec un maximum de 4 à 6 m et des périodes allant de 8 à 12 secondes (Larid et al, 1998).

Dans la baie de Bou Ismail, les courant dominants sont de direction Est- Ouest et se retrouvent en face d'un courant opposé diffracté par la côte du Chenoua créant ainsi un courant de retour à l'Est de retour de l'oued Nador (Annan, 2005)

Les Upwellings apparaissent au milieu de la baie, d'orientation Ouest- Est, en s'incurvant légèrement dans la baie. Ils font face à une autre remonté d'eau froide de direction opposée qui se situe au large du cap d' El Djamila. (Larid et al, 1998).

1-2 Infrastructures du bâtiment d'exploitation

Le site de SEAM est d'une superficie de 1807 m² sur terre et 5 ha sur mer. Les différents compartiments du site sont représentés par la figure 12.

□ Le matériel existant :

- Deux pompes de recirculation (pour chaque bassin)
- Deux filtres à sable
- Un compresseur
- Un groupe électrique
- Une boudineuse
- Une brosseuse à moule (de 2.5 m x 1.2m x 2.10m de dimension)
- Un crible vibrant (de 2m x 1.60 m x 1.20 m de dimension)
- Une peseuse électrique (de 2 m x 1.60 m x 1.25 m de dimension)
- Une barge à deux moteurs
- Une barque
- Un zodiac
- Des tenues et des équipements de plongée pour quatre personnes

□ Le matériel en cours d'acquisition

- Un filtre biologique.
- Un stérilisateur à l'ultras violet.
- Un système d'aération.
- Un refroidisseur d'eau.
- Des aquariums (pour le conditionnement des géniteurs).

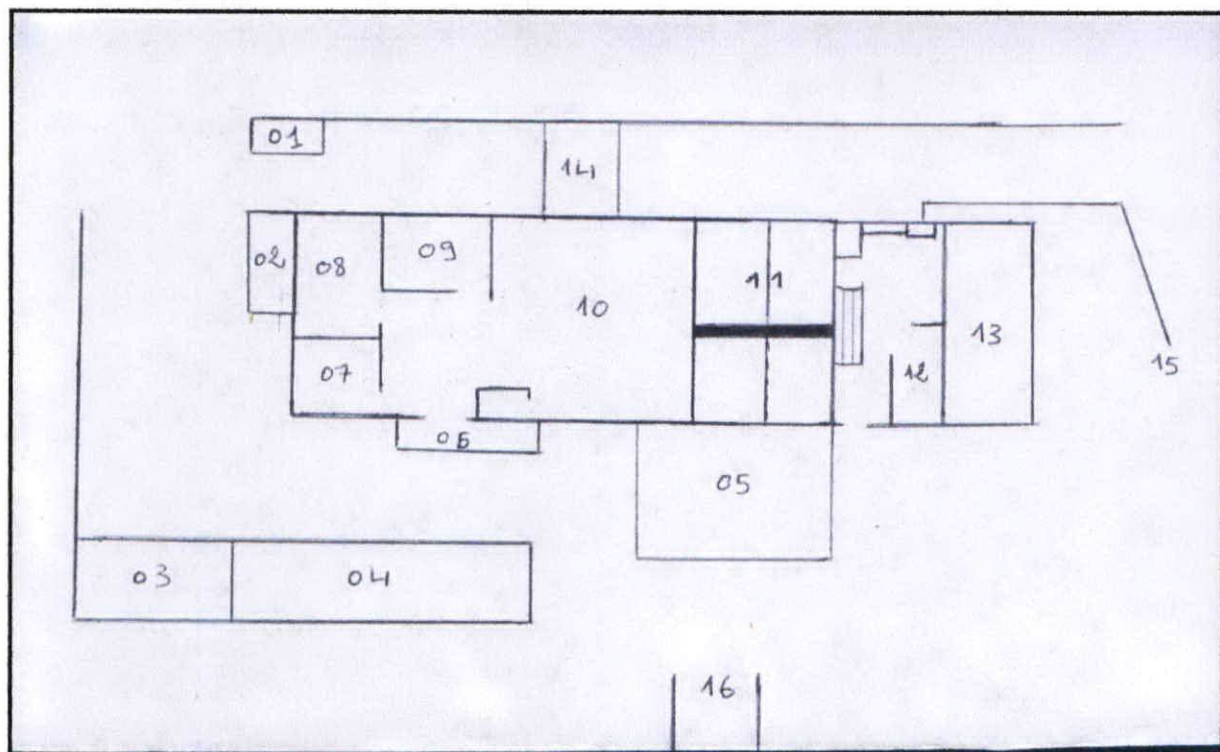


Figure 12 : Plan représentant les différents compartiments du bâtiment d'exploitation

(1) Loge ; (2) Cuisine ; (3) Jardin ; (4) Centre de dégustation ; (5) Futur aquarium ; (6) Quai ; (7) Magasin ; (8) Chambre froid ; (9) Vestiaires ; (10) Espace de production (traitement) ; (11) Bassin d'épuration ; (12) Laboratoire non encore fonctionnel ; (13) Bassin-réservoir ; (14) Réserve d'eau ; (15) Prise d'eau ; (16) Accès sur mer.

2-Technologie d'élevage

Le mode d'élevage utilisé est l'élevage en suspension en raison d'un certain nombre d'avantages. Cette technique s'appuie sur des structures souples immergées en mer appelées : **filières sub-surface**.

2-1 Description de la filière sub-surface

Sept filières sont installées : trois sont orientées vers le Nord et quatre vers le Nord-Ouest dans le sens des houles les plus grosses et des courants les plus forts. Elles sont fixées à 350 mètres du rivage et s'étalent en mer sur 5 ha. Parmi les filières installées, quatre sont fonctionnelles (productrices), les trois autres seront ultérieurement utilisées pour l'élevage des huîtres (communication de l'investisseur).

Chaque filière, d'environ 200 m de longueur et 20 m de profondeur, est constituée de 4 tronçons de 50 m. Chacun est lesté par un corps-mort en béton de 2 tonnes, posés sur le fond et fixés par une corde de coco de 35 mm de diamètre. Cet ensemble constitue les pieux qui sont séparés d'une distance de 5 m afin d'éviter le frottement avec les 40 ralingues.

Les ralingues sont des cordes de 5 à 6 m de long et de 8 mm de diamètre. Disposées à 1 m d'intervalle les unes des autres, elles portent des pochons renfermant de 6 à 7 Kg de naissain, fixés à une corde de coco de 35 mm de diamètre dite principale ou ligne porteuse. Celle-ci est située à 5 m sous la surface de l'eau (afin de protéger les moules du mauvais temps).

L'ensemble de la filière est maintenu en suspension à l'aide d'une série de flotteurs de différents volumes :

- cinq flotteurs de 180 litres appelés flotteurs de position, attachés aux pieux à l'aide d'une corde de coco de 35 mm de diamètre et liés entre eux par une corde de 16 mm de diamètre.
- Vint cinq flotteurs de 70 litres immergés fixant les ralingues.

Les extrémités de la ligne porteuse sont fixées à des corps mort de 4 tonnes posés sur le fond à 20 m de profondeur. (Figure 13)

L'élevage sur filière présente un certain nombre d'avantages tels que :

- La Simplicité des opérations mytilicoles.
- Une bonne tenue de la structure même par fortes tempêtes
- Un coût réduit de la structure
- Une bonne longévité de la structure

- La profit des moules de toute la colonne d'eau.
- Un avantage sélectionné par la nature est celui des côtes nord africaines où la croissance des moules dure 7 à 8 mois alors qu'au nord de la méditerranée, elle est atteintes en 10 à 12 mois, ce qui représente un gain de temps considérable et une possibilité d'avoir deux productions par an. En effet d'après plusieurs expérimentations, on a obtenu une moyenne de croissances de 0.9 cm par mois (Boutouchent, 1991).

En revanche, ce mode présente des inconvénients tels que :

- La nécessité de contrôle régulier (environ 2 fois par mois) du dispositif d'élevage, afin d'assurer l'état des attaches au niveau des lests et la flottabilité des structures d'élevage (pour les empêcher de couler lors du grossissement des moules).
- La lourdeur des installations d'élevage exige des moyens nautiques adaptés pour le relevage des ralingues d'où la nécessité d'un investissement important pour l'achat de bateau.
- Les dégâts provoqués par le mauvais temps (information fournit par l'exploitant)

2-2 Conduite de l'élevage (procédés de production)

a- Préparation de la mise en charge

La préparation de la mise en charge nécessite deux étapes :

□ Obtention du naissain

La disponibilité en naissain est le point de départ d'un élevage mytilicole. La captage du naissain en Algérie a lieu entre Mars - Juin et entre Septembre – Octobre (Chalabi *in* Chebab, 1996).

Le naissain utilisé (de 1 cm) est actuellement capté au moyen de collecteurs à Bordj El kifane. Cependant l'investisseur compte utiliser prochainement le naissain collecté sur sa propre filière.

□ Confection des boudins

Les boudins sont constitués de filets myti-doubles de 22 mm de maille étirée, qui se dénaturent rapidement, ce qui permet une bonne fixation du naissain. Les filets myti-doubles sont recouverts d'un autre filet biodégradable, en nylon à larges mailles pour le bon maintien des moules d'une part et pour éviter la prédation d'autre part (poulpe, dorade, homard,... etc.). L'ensemble est appelé pochon.

La mise en charge des boudins se fait au moyen d'une boudineuse (Figure 14). Les boudins de 100 à 150 cm sont remplis de 7 à 8 Kg de naissain préalablement lavé dans les deux bassins de purification. Les naissains doivent rester 24 à 48 heures hors de l'eau afin que les bactéries et les parasites soient éliminés.

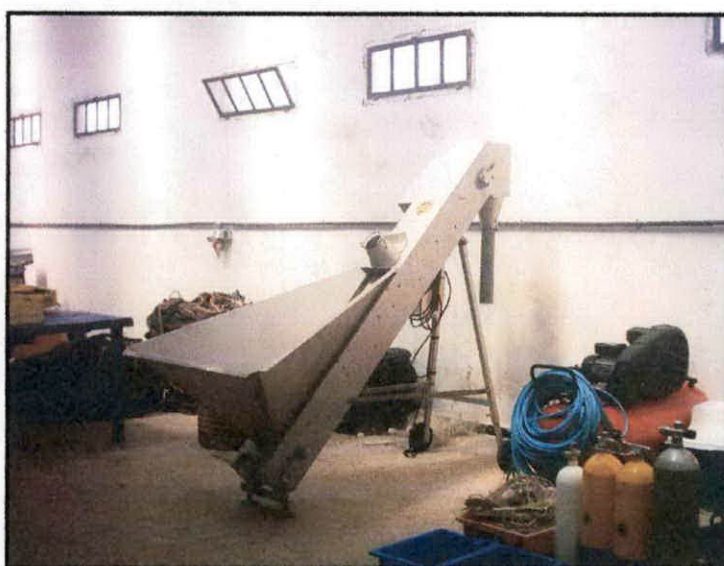


Figure 14 : Boudineuse

b- Affinage

Cette étape vise à attacher les pochons aux ralingues pour le grossissement qui dure 8 à 10 mois.

La mise en place des ralingues est assurée par une barge équipée d'une grue. A l'aide de la grue on fait remonter l'aussière principale et les ralingues sont attachées à des sites (nœuds) espacés les uns des autres de 5 m. Cette opération nécessite la présence de 2 à 3 plongeurs équipés d'une tenue de plongée sous marine, pour assurer le bon emplacement et pour éviter le croisement des ralingues entre elles. L'opération doit se dérouler en temps calme.

c- Récolte et sélection

Après 8 à 10 mois, la récolte se fait par deux plongeurs qui récupèrent les pochons (figure 15). Un premier tri est alors nécessaire afin de remettre les individus, encore trop petits, en élevage, ceux qui ont atteint la taille marchande (8 cm), seront traités avant leur commercialisation.



Figure 15 : Récolte des moules.

d- Traitement du produit

Le traitement du produit consiste en :

□ Un lavage

Au moyen d'une brosseuse à moules, les moules triées subissent un premier lavage afin d'être débarrasser des bio-salissures (Figure 16).



Figure 16 : Brosseuse a moules.

□ **Une purification**

L'opération de purification consiste à immerger les coquillages vivants pendant 48 heures dans les bassins de purification alimentés en eau de mer filtrée (filtre mécanique), afin d'éliminer les contaminants microbiologiques et rendre les moules aptes à être consommées (figure17).

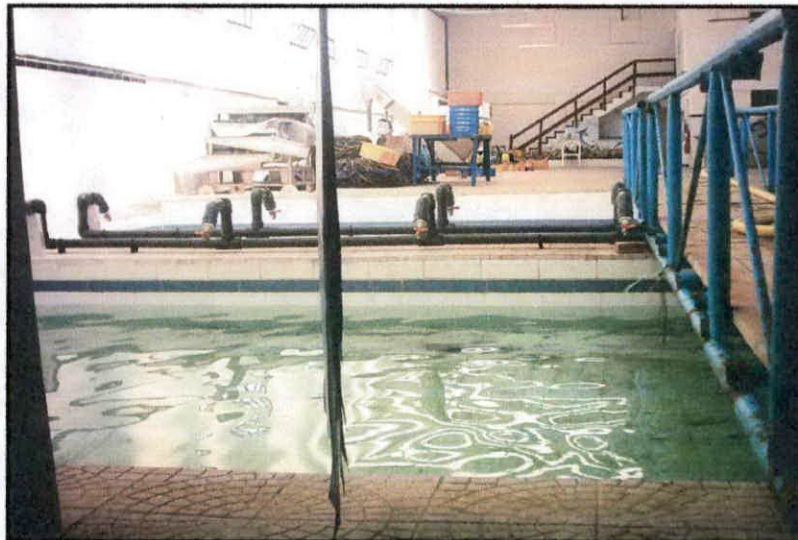


Figure 17 : Bassins de purification.

□ **Un conditionnement**

Au cours de cette étape deux appareils sont utilisés : un crible vibrant et une peseuse électronique. Enfin les produits sont mis dans des caisses en plastique. (Figure 18 et 19)



Figure 18 : Crible vibrant



Figure 19 : Peseuse électronique

□ **Un stockage**

Les caisses sont stockées dans la chambre froide en attendant leur commercialisation. La durée de stockage ne dépassant pas une semaine

Chapitre III
Matériel et méthodes

1- Etude des paramètres physico-chimiques

1-1- Température, MES, pH et Salinité

Le prélèvement d'un échantillon d'eau est une opération délicate pour lequel le plus grand soin doit être apporté. Il conditionne les résultats analytiques et l'interprétation qui en sera donnée.

Les prélèvements ont été effectués à partir du mois de Mars jusqu'au mois de Mai 2006 sur quatre stations S₁, S₂, S₃ et S₄. Les trois premières se situent au niveau des filières et font l'objet d'un prélèvement à trois niveaux : 0 m, -10 m et -20, alors que la S₄ située au niveau de la prise d'eau fait l'objet d'un seul prélèvement de surface.

Une valise multi paramètres, nous a permis de mesurer la température et le pH sur place (les mesures d'oxygène n'ont pas été effectuées pour des raisons techniques). La salinité a été mesurée au niveau du laboratoire à l'aide d'une salinomètre « BarMau ». Pour les prélèvements des couches d'eaux profondes, une bouteille à renversement de type « NISKIN » d'un litre, a été utilisée.

La mesure des matières en suspension (MES) a été effectuée au niveau du laboratoire, le jour du prélèvement en utilisant le matériel suivant :

- Un système de filtration ;
- Une pompe à vide pour la filtration ;
- Une balance à précision ;
- Une étuve ;
- Des filtres wattman (GF/C de 0,45 µm).

La méthode utilisée pour mesurer la matière en suspension consiste à filtrer l'eau à travers des filtres millipores dont le but est de retenir toutes les particules de taille supérieure à 0,45 µm. la préparation des filtres consiste à :

- Rincer les filtres à l'eau distillée, puis à l'eau acidulée (5% HCl).
- Rincer une deuxième fois à l'eau distillée.
- Mettre chaque filtre dans une boîte numérotée qu'on place dans une étuve réglée à une température de 70°C pendant deux heures pour le séchage.
- Placer les filtres dans un dessiccateur pendant une durée de 30 minutes.
- Première prise de poids du filtre (P1).

La filtration des échantillons s'opère en plusieurs étapes :

- Agiter l'échantillon prélevé avant la filtration.
- Filtrer un volume d'eau de 500 ml.
- Placer les filtres après la filtration à l'étuve à une température de 70°C pendant deux heures.
- Laisser les filtres refroidir dans un dessiccateur pendant 30 minutes.
- Remettre chaque filtre dans une boîte à l'abri de la poussière.
- Deuxième prise de poids du filtre (P2).

La détermination de la concentration de la matière en suspension est donnée par l'expression suivante :

$$MES (mg/l) = (P_2 - P_1) / V$$

P_1 : Poids initiale du filtre (mg)

P_2 : Poids du filtre après la filtration (mg)

V : Volume d'eau filtrée (l)

1-2- Sels nutritifs

Les analyses des sels nutritifs (Ammonium, Nitrites, Nitrates et ortho Phosphates) nécessitent des flacons en plastique de 250 ml. Les échantillons d'eau prélevés sont conservés dans des glacières de terrain. Une fois arrivés au laboratoire, ils sont déposés au réfrigérateur à 4°C (Rodier, 1996).

Le matériel nécessaire est :

- Un spectrophotomètre ;
- Une balance à précision ;
- Une colonne de réduction au cadmium ;
- Des béchers et des Erlenmeyers.

Le dosage des sels nutritifs est déterminé par la méthode spectrophotométrie (Aminot, 1983), les réactifs nécessaires et la méthode de dosage sont présentés sous forme de tableau (Annexe I). Les teneurs en sels nutritifs sont exprimées en $\mu\text{mol/l}$.

2-Etude des paramètres biologiques

2-1- Chlorophylle a

Pour mesurer la chlorophylle a, nous avons utilisé :

- Un système de filtration ;
- Une pompe à vide pour la filtration ;
- Une centrifugeuse ;
- Des tubes centrifugeurs ;
- Un spectrophotomètre.
- des flacons en plastiques de 250 ml

La chlorophylle a est estimée par spectrophotométrie ; la teneur est exprimé en mg/m^3 . La chlorophylle a est mesurée à partir d'un volume d'eau filtrée (500 ml) sur du papier filtre (whatman GF/C de 0.45 μm). Durant la filtration on ajoute quelques gouttes d'une solution de 1% de carbonate de Magnésium MgCO_3 .

Les filtres sont ensuite mis dans des tubes opaques (empêchant la pénétration de la lumière) en rajoutant 10ml de méthanol. Ils sont déchetés et placés au réfrigérateur pendant deux heures. Après cette opération les tubes sont centrifugés à 3000 tours/min pendant 15 minutes

(Aminot, 1983). La lecture au spectrophotomètre a été effectuée sous les longueurs d'onde de 665 nm et de 750 nm avant et après acidification par quelques gouttes de HCL à 10 %. Les concentrations en chlorophylle a se calculent d'après l'équation de LORENZEN modifié (Aminot, 1983) :

$$\text{Chl a (mg/m}^3\text{)} = 40,1 \cdot (A_{665_{na}} - A_{665_a}) \cdot v / V \cdot l$$

V : volume d'eau filtré en l.
 v : volume de méthanol en ml.
 l : longueur du chemin optique de la cuve de mesure, 1cm.

$$A_{665_{na}} = A_{b665_{na}} - A_{b750_{na}}$$

$$A_{665_a} = A_{b665_a} - A_{b750_a}$$

Ab665_{na} : absorbance à 665 nm avant acidification.
 Ab750_{na} : absorbance à 750 nm avant acidification.
 Ab665_a : absorbance à 665 nm après acidification.
 Ab750_a : absorbance à 750 nm après acidification.

2-2- Etude bactériologique

L'analyse bactériologique permet de réaliser une étude quantitative et qualitative de certains germes, pour préciser l'état de salubrité du milieu d'étude.

Selon (Roux, 1987 in Tagmouni, 1994), les bactéries sont définies comme suit :

- **Coliformes totaux** : ce sont des organismes en forme de bâtonnets, non sporogones, Gram négatif, capables de croître en aérobie à 37°C sur un milieu lactosé.
- **Coliformes fécaux** : ce sont des entérobactéries Gram négatif, thermo tolérants vivant notamment dans l'intestin des humains et des animaux. Les coliformes se caractérisent par leur aptitude de fermenter plus au moins rapidement dans du lactose, avec production de gaz.
- **Streptocoques fécaux** : appartiennent à la famille des Streptococcaceae, ce sont des bactéries Gram positif.
- **Escherichia-coli** : ce sont des bactéries gram négatif, aéro-anaérobies, en forme de bâtonnets, qui ne sporulent pas, fermentant le lactose en produisant du gaz et de l'indole sur eau peptonnée exempt d'indole.

Le prélèvement se fait manuellement à 50 cm sous la surface de l'eau. L'analyse bactériologique nécessite des flacons de 250 ml en verre stérilisés en plus du matériel suivant :

- Autoclave ;
- Etuve ;
- Balance de précision ;
- pH-mètre de laboratoire ;
- Agitateur ;
- Pipettes ;
- Tubes à essai ;
- Fioles.

La méthode utilisée pour la détermination des coliformes et des streptocoques est la méthode de fermentation en tubes multiples qui est basée sur l'ensemencement de plusieurs série de tubes contenant des milieux de culture liquides, puis sur la détermination du nombre le plus probable à partir des tubes positifs en se référant à la table de cinq tubes des probabilités de MAC GRADY (NPP = Nombre le plus probable).

Cette technique d'analyse est celle décrite par l'organisation du programme des Nation Unies pour l'environnement (O.M.S. / P.N.U.E., 1995). Des séries de cinq tubes ont été ensemencées la table de cinq tubes (Rodier, 1996) (Annexe I).

a- Recherche des coliformes (Totaux, Fécaux, *Escherichia-Coli*)

La méthode est réalisée suivant deux tests :

- **Test présomptif** : permet la recherche des coliformes totaux, pour cela nous ensemençons à partir de l'eau de mer à analyser des tubes contenant le bouillon lactosé (B.L) simple et double concentration (Annexe I).

- 1^{ère} série : 5 tubes de 10 ml de B.L double concentration
- 2^{ème} série : 5 tubes de 10 ml de B.L simple concentration
- 3^{ème} série : 5 tubes de 10 ml de B.L simple concentration.

L'ensemencement :

- 1^{ère} série : 10 ml d'eau de mer dans les 5 tubes de B.L double concentration
- 2^{ème} série : 1 ml d'eau de mer dans les 5 tubes de B.L simple concentration
- 3^{ème} série : 0,1 ml d'eau de mer dans les 5 tubes de B.L simple concentration

L'incubation se fait pendant 48 heures à 37°C. Les tubes qui présentent un trouble et un dégagement gazeux égal au moins au 1/10^{ème} du volume de la cloche de Durham sont considérés comme positifs, et confirment donc la présence des coliformes totaux.

Ces tubes sont présumés contenir aussi des coliformes fécaux, pour cela ils seront soumis au test confirmatif. Les coliformes totaux sont donnés en nombre de germes pour 100 ml en se référant à la table NPP nombre le plus probable (Annexe II)

➤ Test confirmatif

Le milieu utilisé est le Bouillon lactosé au vert brillant (B.V.B.L) (Annexe I), il confirme la présence des coliformes au cours de l'analyse bactériologique des eaux. Le vert brillant inhibe la croissance de la flore secondaire. L'apparition de trouble et gaz en moins de 24 heures peut être considérée comme preuve de la fermentation du lactose par les coliformes (Merck, 1986).

Nous ensemençons 4 à 5 gouttes des tubes positifs dans 10 ml de B.V.B.L. l'incubation se fait à 44 °C pendant 48 heures.

L'apparition de trouble et le dégagement de 1/10^{ème} du gaz dans la cloche de Durham confirment la présence des coliformes fécaux. Ces derniers sont donnés en nombre de germes pour 100 ml en se référant à la table NPP nombre le plus probable (Annexe II).

➤ Test confirmatif de la présence du *Escherichia-Coli*

En utilisant comme milieu de culture l'eau péptoné exempt d'indole (E.P.I), on ensemence 2 à 3 gouttes de tubes positifs dans 5 à 10 ml de E.P.I. L'incubation se fait à 44 °C pendant 48 heures. Les tubes présentant un trouble sont additionnés de réactif du Kovax (0.5 ml) (Annexe). La présence d'un anneau rouge orange confirme la présence d'*Escherichia-Coli* (elle produit de l'indole à partir de tryptophane).

Le nombre de tubes positifs est noté, puis rapporté à la table du nombre le plus probable NPP. Afin de déterminer le nombre des coliformes fécaux et d'*Escherichia-Coli* pour 100 ml (Annexe II).

b- Recherche des streptocoques

La numération des streptocoques fécaux s'effectue en deux étapes :

- **Test présomptif** : Il s'agit d'ensemencer une série de tubes contenant le milieu de Rothe (Annexe I) en simple et double concentration à partir des échantillons d'eau de mer à analyser

Le milieu de Rothe contient de l'azide de sodium qui est considéré comme agent sélectif pour la recherche des streptocoques (Roux, 1987 in Tagmouni, 1994)

1 ^{ère} série	:	5 tubes avec 10 ml de milieu de Rothe double concentration
2 ^{ème} série	:	5 tubes avec 10 ml de milieu de Rothe simple concentration
3 ^{ème} série	:	5 tubes avec 10 ml de milieu de Rothe simple concentration

L'ensemencement :

1 ^{ère} série	:	10 ml d'eau de mer dans les 5 tubes de milieu du Rothe double concentration
2 ^{ème} série	:	1 ml d'eau de mer dans les 5 tubes de milieu de Rothe simple concentration
3 ^{ème} série	:	0.1 ml d'eau de mer dans les 5 tubes de milieu de Rothe simple concentration

L'incubation se fait à 44 °C pendant 48 heures. Les tubes présentant un trouble et accompagné d'un dépôt blanchâtre sont présumés contenir des streptocoques fécaux et seront soumis au test confirmatif.

➤ **Test confirmatif :**

Chaque tube positif est ensemencé sur le milieu de Litsky qui contient non seulement de l'azide de sodium mais également de l'éthyle violet, donc c'est un milieu plus sélectif qui permet de mettre en évidence les streptocoques fécaux (Annexe I).

L'incubation s'effectue pendant 24 heures à 37°C. Les tubes présentant un trouble et accompagnés d'une pastille violette au fond du tube confirment la présence des streptocoques fécaux. Les résultats sont exprimés en nombre de streptocoques par 100 ml d'eau de mer à analyser en se référant à la table NPP.

Chapitre IV
Résultats et discussions

Résultats et discussions

Les résultats de mesure et d'analyse des paramètres physico-chimiques et biologiques obtenus durant les trois mois d'étude sont reportés en Annexe III. Globalement ces analyses permettent de confirmer l'utilité du site en terme d'élevage.

1-Parametres physiques et chimiques

a -Température

La température est un paramètre physique qui a une influence sur l'activité biologique et qui permet la reconnaissance des masses d'eau et leur mélange. Elle joue un rôle très important pour la croissance et la reproduction des moules sur toute l'année (Arnaud, 1966).

Les résultats obtenus sont représentés graphiquement (figure 20 et 21).

Les valeurs observées montrent pour toutes les stations, une augmentation régulière des températures. Ces valeurs sont comprises entre 16,7°C (avril) et 19,8°C (mai) avec moyenne de 18,13°C. L'augmentation régulière des températures est due au réchauffement printanier.

En surface, les courbes montrent que les températures maximales (19,8°C) sont enregistrées au niveau de la station S4 puis S3, S2 et S1 et cela durant les deux mois d'avril et mai.

En s'enfonçant en profondeur, les températures diminuent pour atteindre un minimum de 16,7°C en avril à la S3 et 18°C en mai à la S1.

Les deux premières stations présentent des valeurs très homogènes qui s'accompagnent par une légère augmentation. Par contre, la S3 et surtout la S4 enregistrent une brusque élévation qui va de 17,5°C à 19,5°C. Ceci peut s'expliquer par le fait que la température est directement liée à celle de l'air, en raison des échanges thermiques entre le milieu et l'air.

Nos résultats sont comparables à ceux de Boudjemaa, (2005) où les variations de température sont comprises entre un maximum de 24,6°C en été et un minimum de 14 °C en hivers.

Comme on peut les comparer à ceux effectués par le CNDPA à Ain Tagourait (site JAKMA) en 2006 où la température atteint une moyenne de 18,17°C (Annexe III).

A partir de ces résultats, la température du site paraît très adéquate pour la croissance des moules en élevage : l'optimum thermique de croissance de la moule étant situé entre 18 et 24°C pour *M.edulis* et de 20 à 28 °C pour *M.galloprovincialis* (Chinzi et al, 1966). Cet intervalle ne s'éloigne pas de l'optimum de croissance du phytoplancton, maintenu entre 18 à 22 °C (Le borgne, 1989 in Boudjemaa, 2005) qui est une source d'alimentation de plusieurs organismes marins notamment les bivalves.

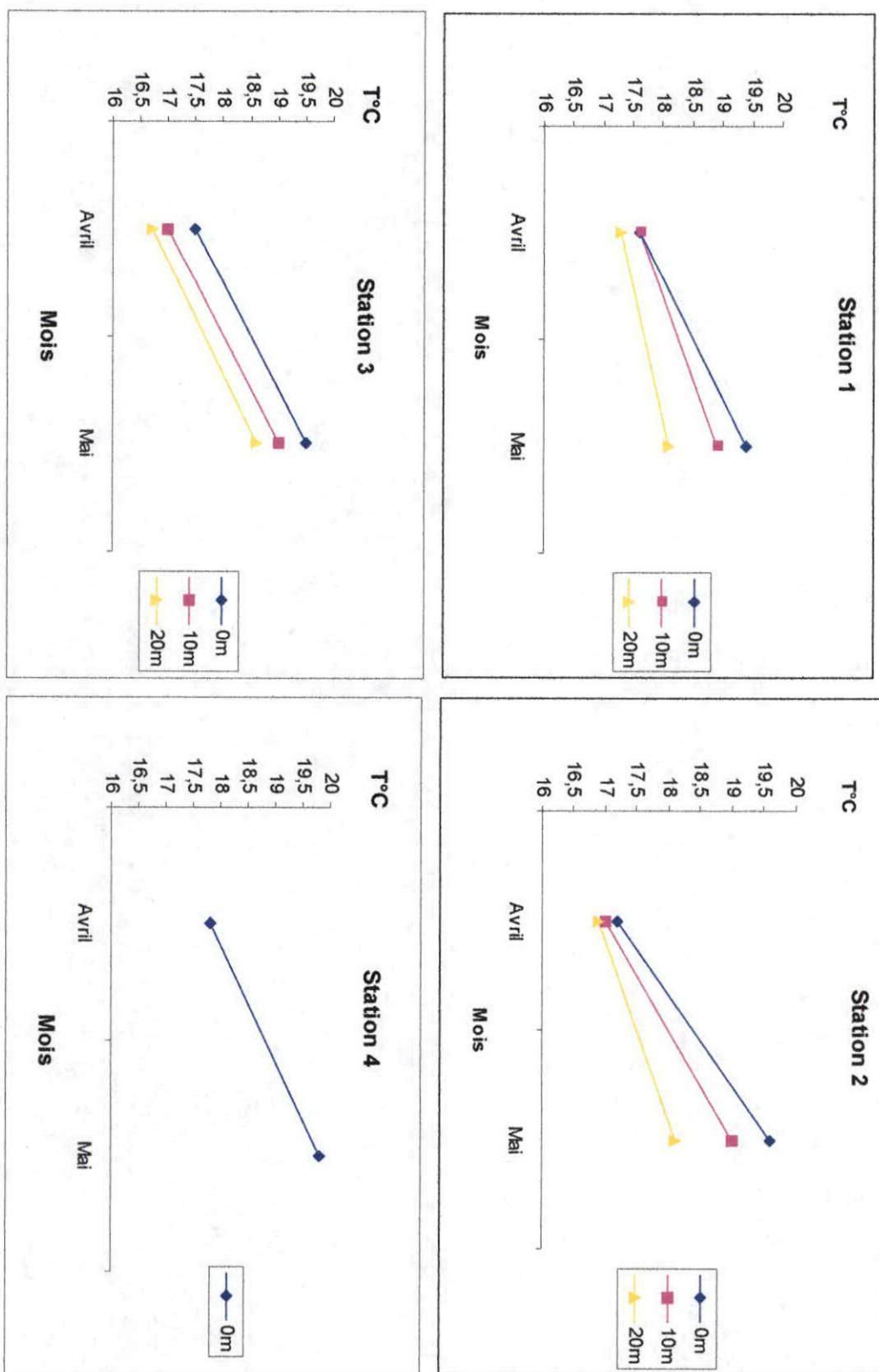


Figure 20 : Evolution mensuelle de la température (°C) par station

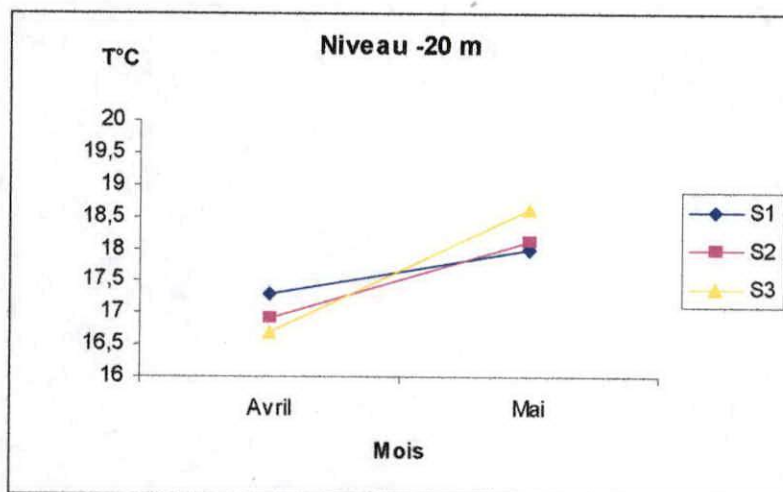
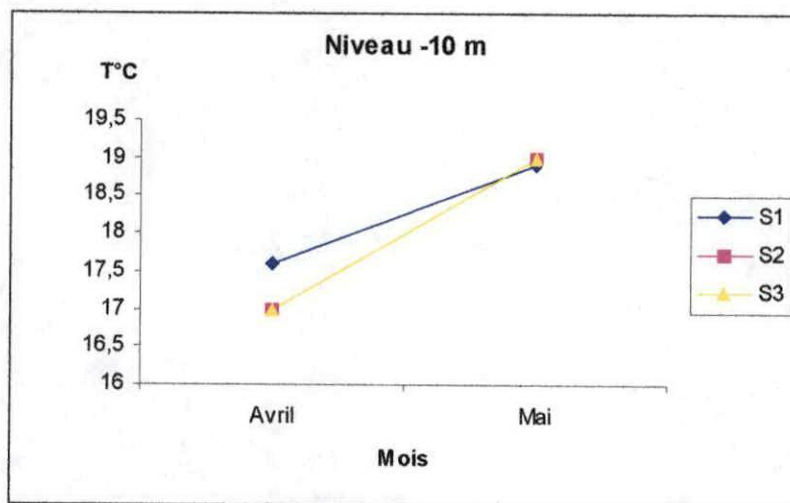
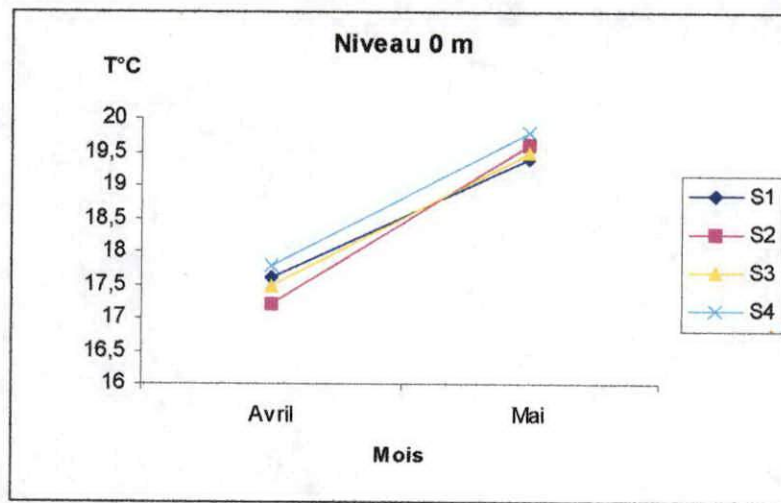


Figure 21 : Evolution mensuelle de la température (°C) par niveau (m)

b - Matière en suspension

Elle représente la fraction minérale et organique de la matière particulaire en suspension dans l'eau de mer et joue un rôle prépondérant dans la pénétration de la lumière.

La connaissance de la quantité de matière en suspension est importante pour l'étude des milieux aquatiques. Elle représente une surface de contact important pour des échanges physiques, chimiques et biologiques et peut être une source nutritive non négligeable pour les mollusques (Deltreil et al, 1974). Les résultats obtenus (figures 22 et 23) montrent pour les trois mois de prélèvement, des valeurs qui varient entre 2,2 et 65,96 mg/l avec une moyenne de 29.4 mg/l.

Les fortes teneurs se localisent au niveau de toutes les stations en Avril et ceci tout au long de la colonne d'eau. Par contre les faibles valeurs sont enregistrées durant les deux autres mois : Mars et Mai au niveau des quatre stations.

Ces faibles concentrations sont probablement dues à l'état de mer qui était assez calme et qui a permis la sédimentation de la matière en suspension. Cependant, celles enregistrées au mois d'Avril ne s'expliquent que par l'état de la mer qui se caractérise par une forte agitation et donc une remise en suspension des sédiments le long de toute la colonne d'eau, et les apports continentaux riches en substances terrigènes.

Globalement les teneurs sont supérieures à 5mg/l (à l'exception de la valeur enregistrée au niveau de la S3 avec 2,2mg/l à 20m qui est probablement due à une erreur de manipulation). Les faibles teneurs sont probablement dues au fait que notre période d'étude se situe au début de la période d'étiage. En dehors des périodes de crues, la teneur des MES est presque toujours inférieur à 25 mg/l, les valeurs situées entre 10 et 30 mg/l sont les plus préconisées dans les eaux conchylicoles, (Deltreil et al, 1974).

c - Salinité

En général, la salinité n'a pas un grand effet sur les bivalves. Ces derniers peuvent supporter des salinités très fluctuantes ; ce sont donc des euryhalins. A titre d'exemple *M. edulis* est classée parmi les animaux poikilosmotiques (Deltreil, 1973). Les résultats obtenus sont présentés graphiquement (figure 24 et 25).

En surface les courbes des S1, S2 et S3 se confondent en prenant une valeur minimale qui est de 34,6 PSU au mois de Mars et une maximale de 36,5 PSU en Avril. Cependant, la salinité de S4 est stable durant les deux mois : Mars et Avril avec 35,2 PSU.

Plus on s'enfonce vers le fond plus la salinité augmente, en affichant presque la même valeur qui est de 34,8 PSU pour les S1, S2 et S3 en Mars et augmentent progressivement en Avril d'une manière plus prononcée pour S1 (36,3 PSU). On remarque une légère et régulière élévation de ce paramètre de la surface vers le fond avec une fraction de l'ordre de 0,2 à 0,3 PSU durant les deux mois.

La salinité de l'eau d'origine atlantique mélangée avec l'eau méditerranéenne qui coule le long de la cote algérienne d'Ouest en Est n'est, en principe, jamais inférieure à une valeur de l'ordre de 36.15 PSU. Comme on relève plusieurs valeurs de salinité assez basse (inférieur à 36.15), cela témoigne d'importantes dilutions des eaux côtières par les apports importants d'eau douce continentale (Boulahdid et al, 2003).

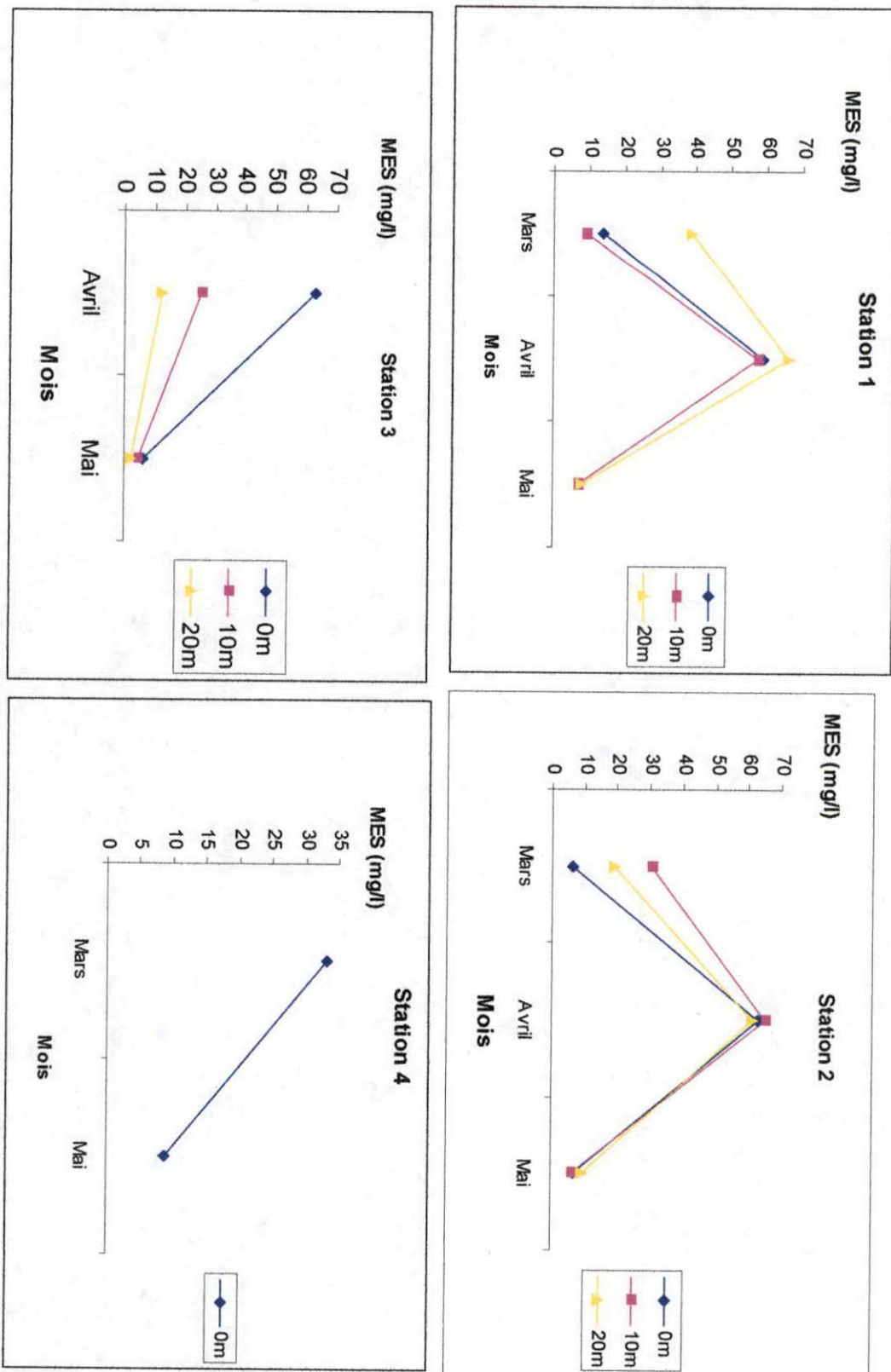


Figure 22 : Evolution mensuelle de la matière en suspension (mg/l) par station

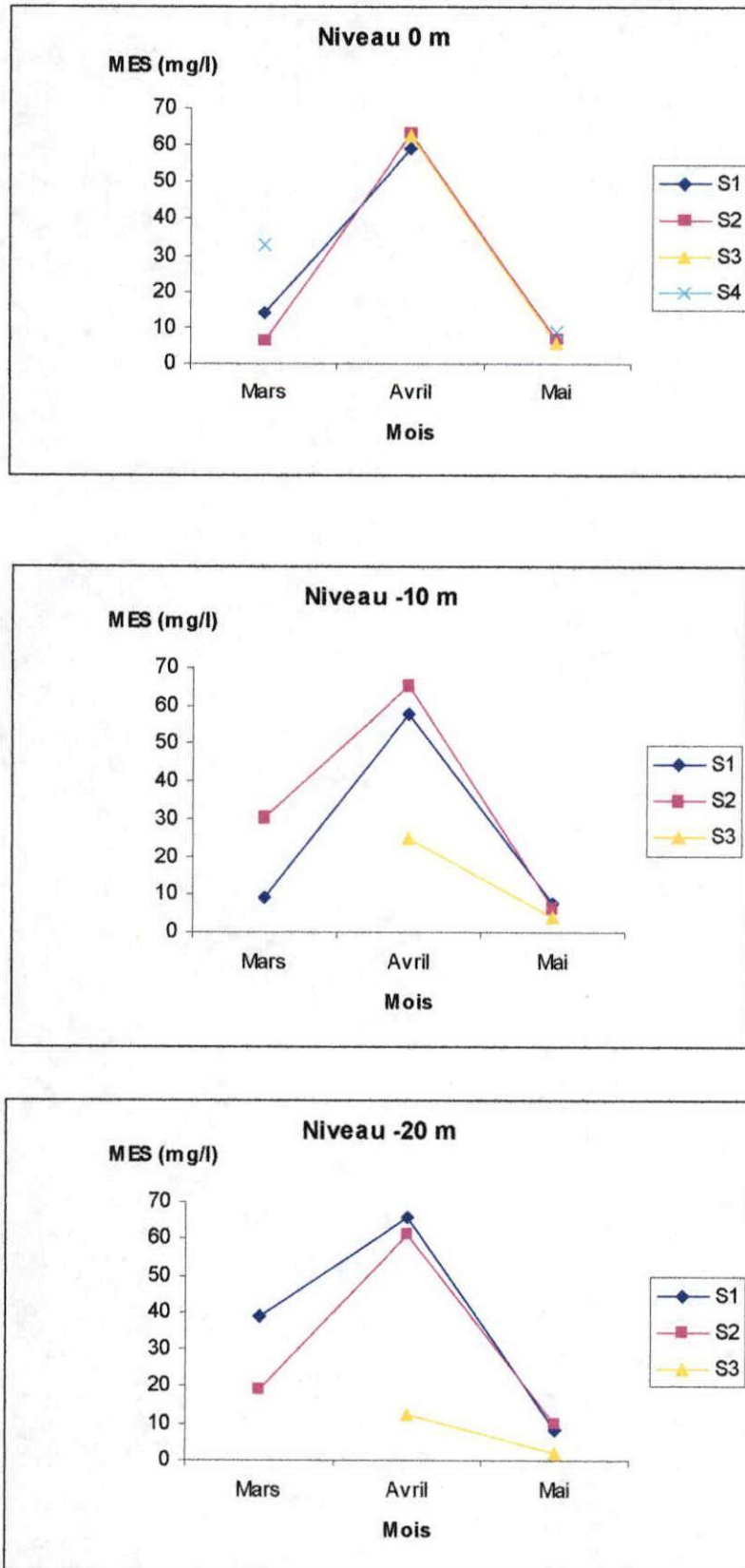


Figure 23 : Evolution mensuelle de la matière en suspension (mg/l) par niveau (m)

Nos résultats sont comparables à ceux effectués par l'équipe du CNDPA au niveau du site JAKMA à Ain Tagourait qui enregistre une salinité 36,75 PSU. De plus, Lalami (1994) (*in* Guettaf, 1997), qui a travaillé sur la région de Ain Tagourait, montre une salinité moyenne annuelle qui varie entre 36,2 PSU après une période hivernale à cause des précipitations et des crues d'oueds, et 36,8 PSU après la période estivale caractérisée par la sécheresse et la chaleur.

d- Potentiel d'hydrogène

Le potentiel hydrogène (pH) exprime l'acidité ou l'alcalinité d'une eau. La détermination du pH permet d'estimer le degré d'agressivité d'une eau. Il est influencé par la Température, l'alcalinité, le système de carbonates, les bases présentes dans le milieu, la photosynthèse et la respiration (Afri, 1991). Les résultats obtenus sont représentés par les figures 26 et 27.

Pour les eaux côtières, les variations du pH mesurées au niveau des quatre stations ne sont pas très significatives, on note un minimum de 7,82 en Mars, un maximum de 8,43 en Avril et une moyenne de 8,15.

Le long de la colonne d'eau, le pH présente des valeurs presque stables. Cette même allure est observée au niveau des eaux de surface pour toutes les stations et ceci durant les deux mois de Mars et Avril. Cependant, c'est durant la période de forte activité photosynthétique (qui débute en avril) que les pH atteignent leurs valeurs les plus élevées.

Selon Deltreil et al, (1974) les valeurs du pH fluctuent entre 7 et 8,5 mais se maintiennent en moyenne entre 8 et 8,3. Les pH les plus bas peuvent être mesurés aussi bien en hivers qu'en été. En période de crues, les apports d'eau douce peuvent faire tomber le pH à des valeurs basses. Cela est conforme aux résultats obtenus en de Mars.

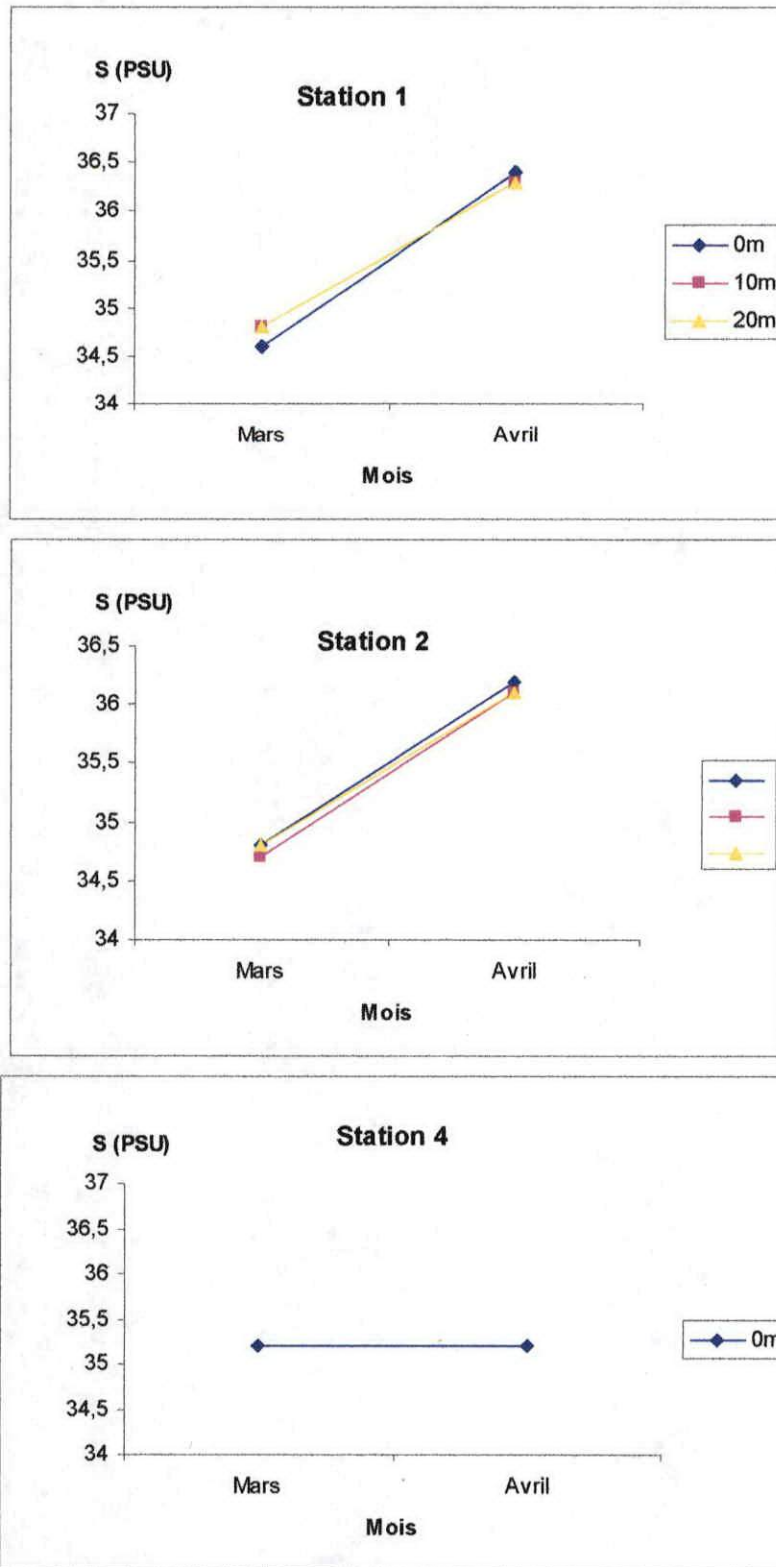


Figure 24 : Evolution mensuelle de la salinité (PSU) par station

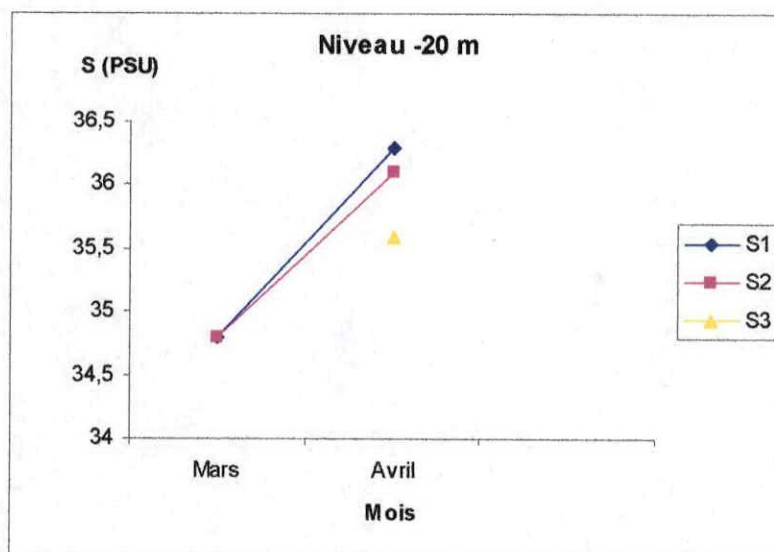
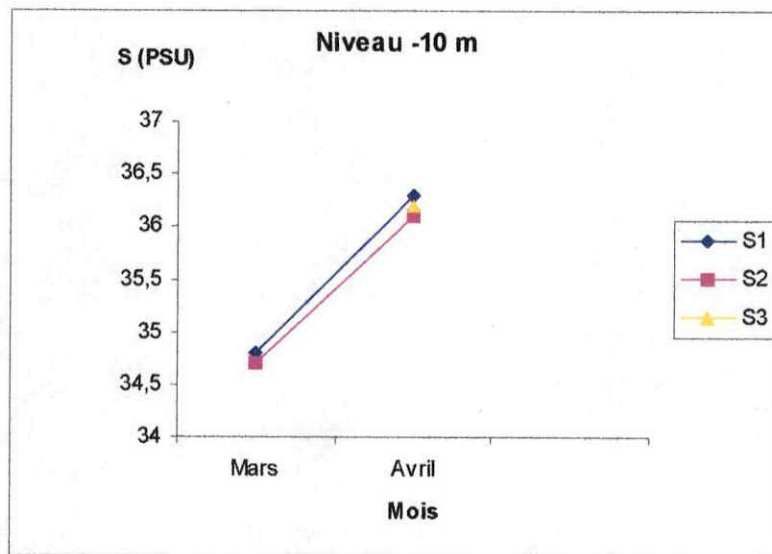
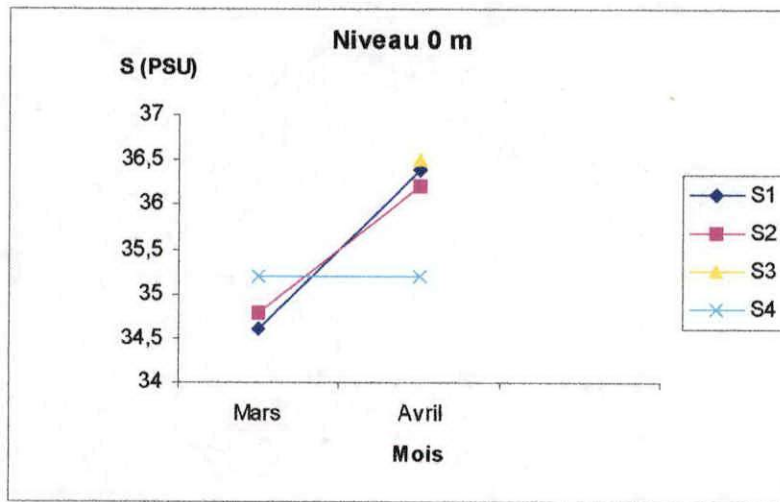


Figure 25 : Evolution mensuelle de la salinité (PSU) par niveau (m)

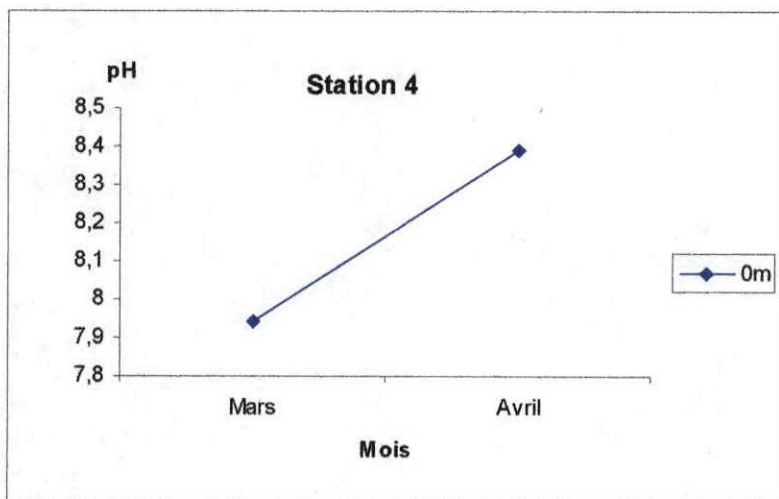
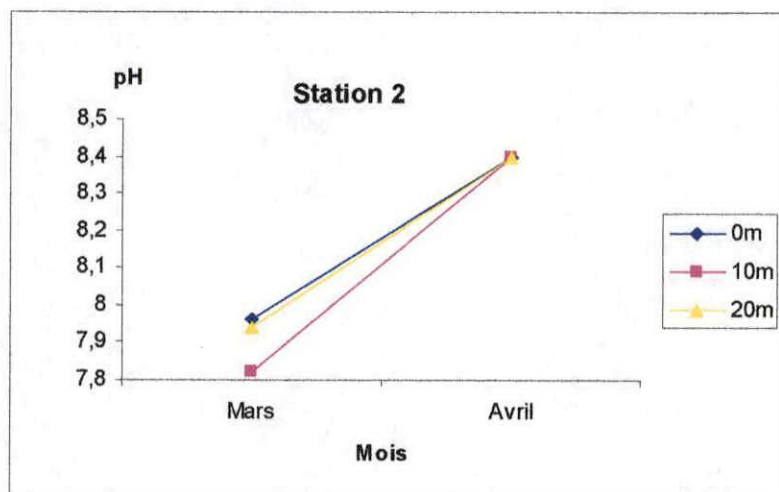
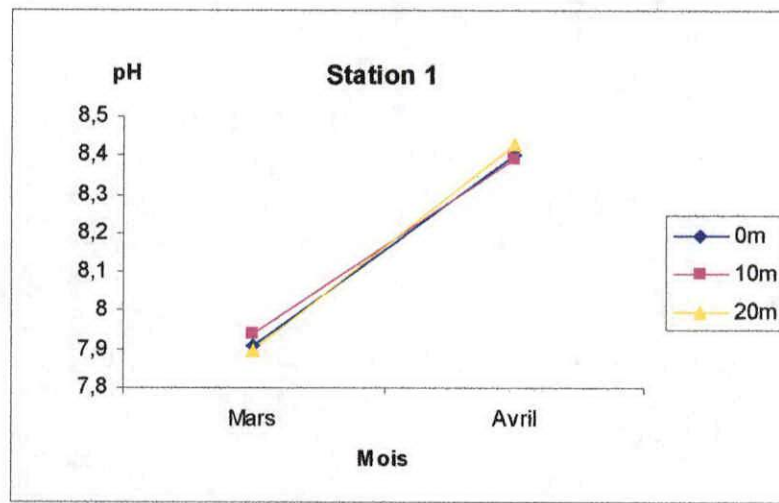


Figure 26 : Evolution mensuelle de pH par station.

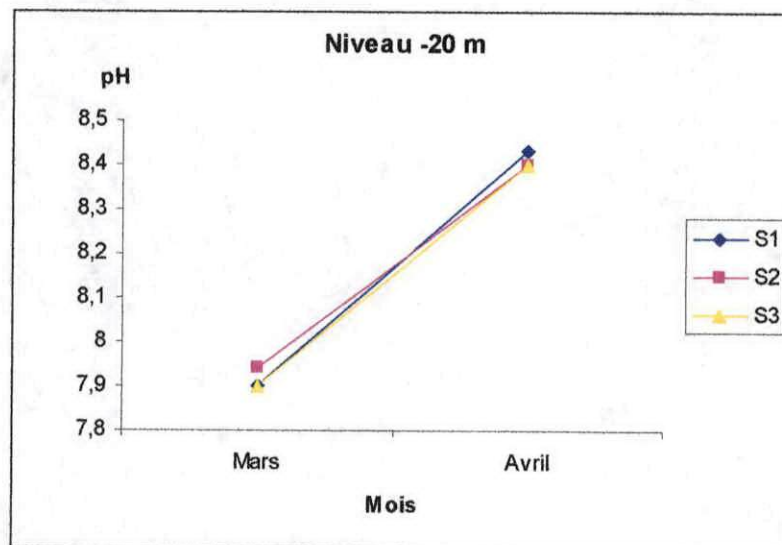
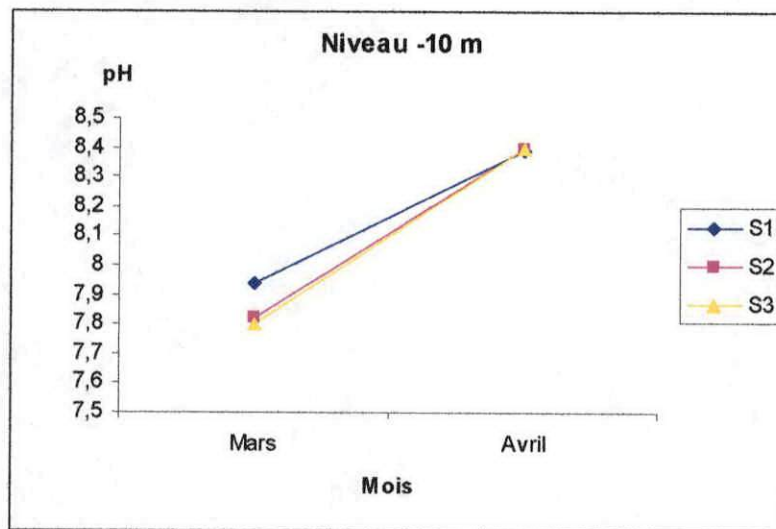
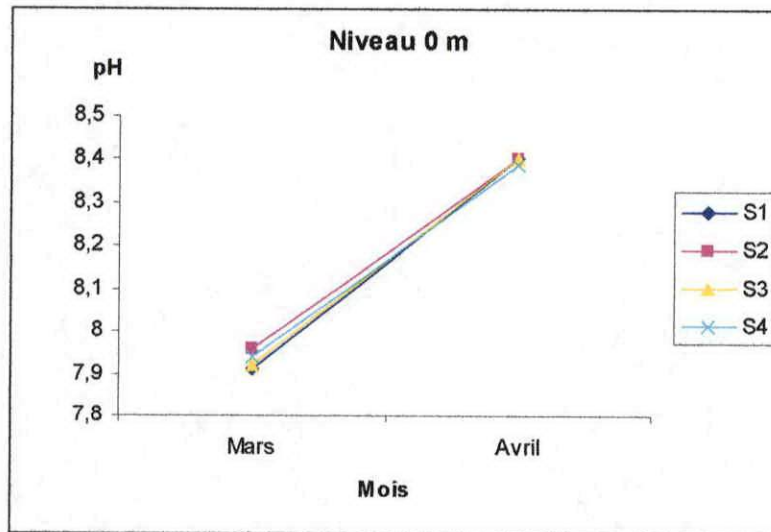


Figure 27 : Evolution mensuelle de pH par niveau (m)

e- Ammonium

L'azote ammoniacal provient de l'excrétion des organismes marins, de la décomposition des déchets organiques (fèces, résidus alimentaires) et des apports anthropiques qui affectent considérablement les performances d'un milieu.

L'ammonium est la forme la plus réduite de l'azote. Il existe dans les eaux considérées comme riches (eutrophes). Les résultats d'analyse de l'ammonium sont représentés par les graphes (figure 28 et 29).

Les teneurs sont comprises entre 0,0066 et 0,11 $\mu\text{mol/l}$ avec une moyenne 0,023 $\mu\text{mol/l}$. Les courbes montrent un pic au mois d'avril dans toutes les stations, à l'exception de la S1 qui enregistre la valeur minimale à 10m de profondeur. Cette valeur paraît être anormale, et nous l'attribuons à une erreur de prélèvement ou de manipulation.

Les faibles teneurs sont celles du mois de mars et mai. Ceci peut être expliqué par l'état de mer qui était assez calme pendant ces deux mois.

En surface, les courbes de S1, S2, et S3 se superposent et marquent une légère augmentation mensuelle (durant les trois mois), cependant, la S4 enregistre la valeur maximale.

En profondeur, les courbes de la S2 et S3 se superposent et prennent les mêmes valeurs en Mai et enregistrent un pic en Avril. Par contre, la S1 présente des teneurs plus élevées que celles des autres stations à 20 m de profondeur.

Les fortes teneurs en azote ammoniacal peuvent probablement être dues aux apports continentaux (terrigènes) durant le mois d'avril. Cependant, ces teneurs sont présents à des concentrations plus au moins stables. L'évolution de ce paramètre accompagne celle des nitrites qui peuvent avoir la même origine continentale.

Si on compare ces valeurs avec celles effectuées par le CNDPA (moyenne de 3,77 $\mu\text{mol/l}$), sur le site JAKMA, on constate que les teneurs de nos échantillons sont très faibles mais couvrent quant même les besoins des organismes vivants (Annexe III).

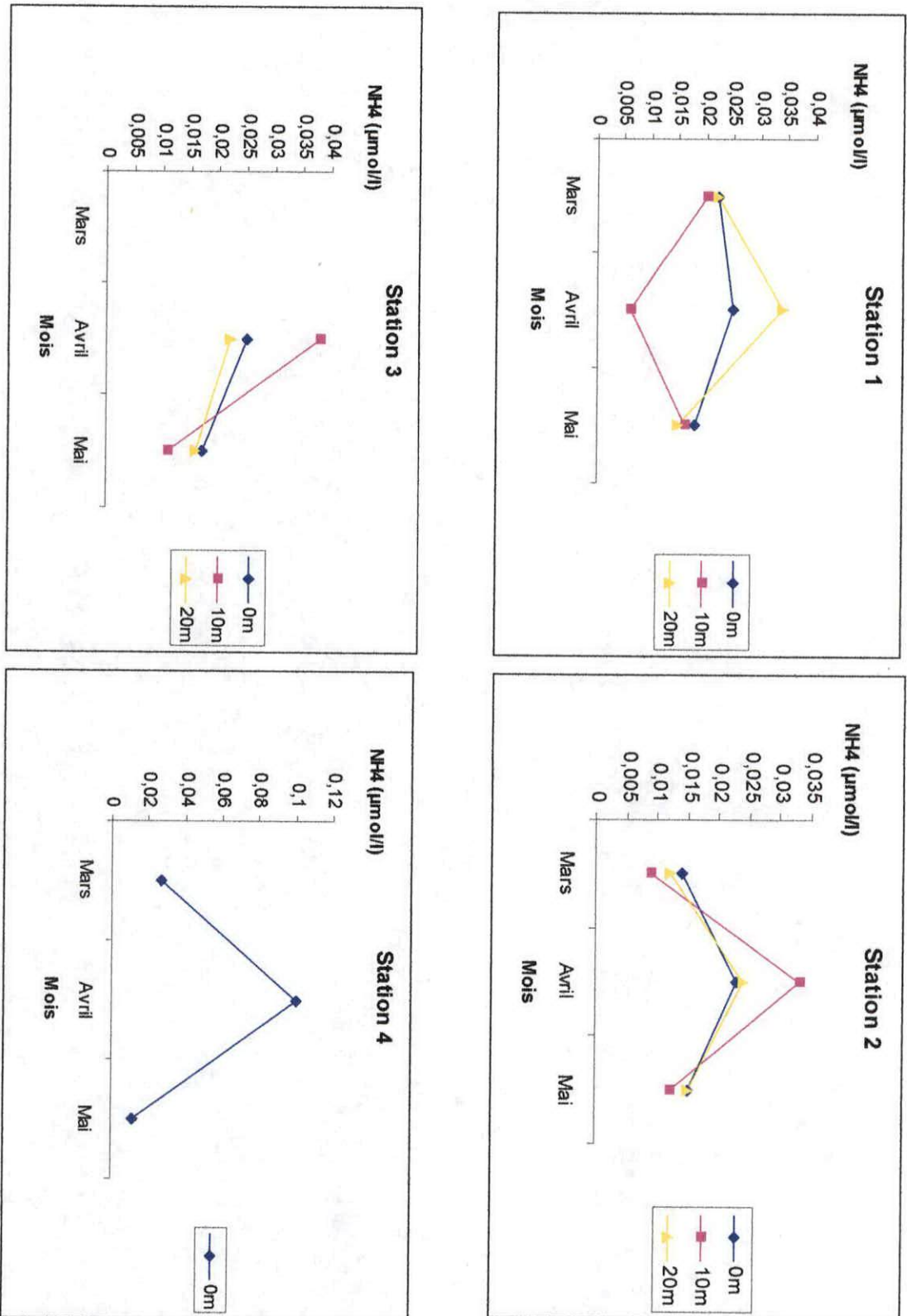


Figure 28 : Evolution mensuelle de l'ammonium ($\mu\text{mol/l}$) par station

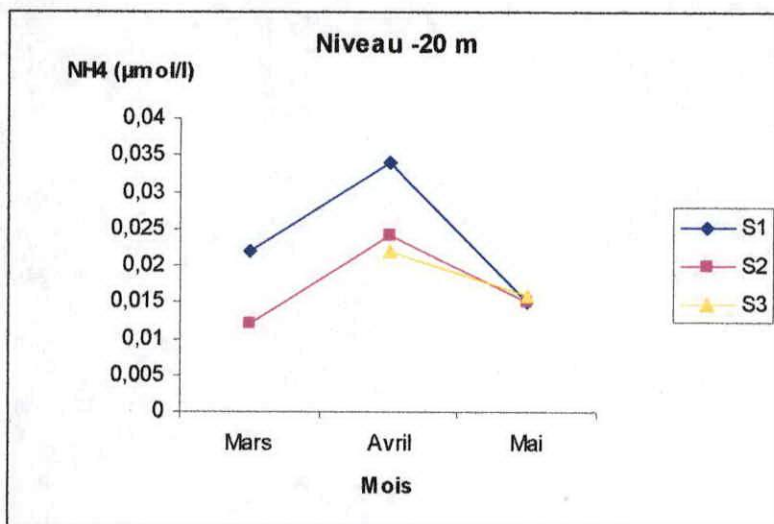
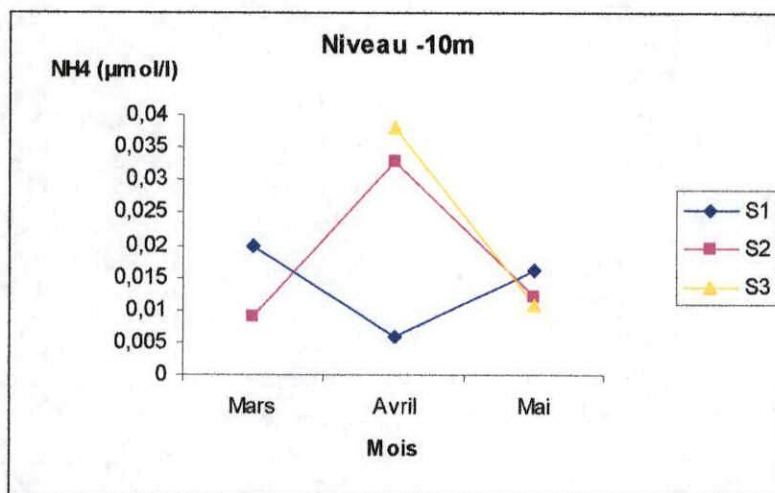
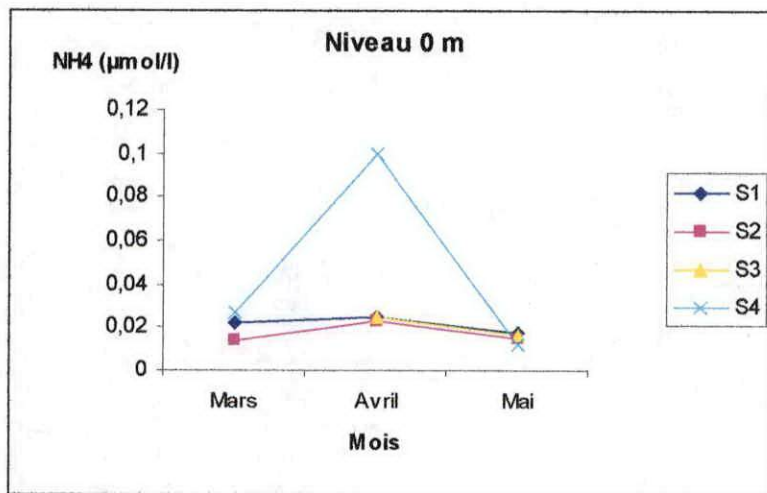


Figure 29 : Evolution mensuelle de l'ammonium ($\mu\text{mol/l}$) par niveau (m)

f- Les nitrites

L'azote nitreux issu de la première étape du processus de nitrification, à grande concentration est également très néfaste pour la faune aquatique. Les résultats obtenus sont représentés par les figures 30 et 31.

Les teneurs en nitrites sont très faibles par rapport aux nitrates. Elles varient entre 0,0048 et 0,035 $\mu\text{mol/l}$ et présentent une moyenne de 0,016 $\mu\text{mol/l}$. Nous remarquons un pic en Avril pour les S4 et S1 à la surface et à 20 m de profondeur. La station 2 marque un pic en Avril en surface et une diminution des teneurs de nitrites en profondeur, durant Avril et Mai. Contrairement la S3 présente un pic en Mai en surface et à 20 m de profondeur.

On constate que les teneurs en nitrites sont faibles et ne sont pas homogènes pour les quatre stations, cela est probablement dû aux fortes perturbations de la colonne d'eau par les apports continentaux.

Par ailleurs, comme les nitrites sont un état intermédiaire de l'azote entre l'ammonium et les nitrates, leurs faibles teneurs s'expliquent par leur oxydation en nitrates et / ou par leur consommation par les micro-organismes marins pendant la croissance.

Nos valeurs sont comparables à celles trouvées par le CNDPA (site JAKMA) pour la même région (Annexe III). Les teneurs en nitrites sont au voisinage de 0,022 $\mu\text{mol/l}$; ceci démontre la compatibilité de la conchyliculture avec le site étudié.

g- Les nitrates

Les nitrates ne sont pas toxiques. Cette propriété permet d'utiliser le procédé d'oxygénation par voie biologique des nitrites et de l'ammoniac pour obtenir une détoxification des eaux d'élevage (Barnabé, 1996). Ils sont aussi utilisés par le phytoplancton qui joue un rôle important dans la nourriture des mollusques. Les résultats sont représentés par les figures 32 et 33.

Les valeurs des nitrates sont comprises entre 0,004 et 0,055 $\mu\text{mol/l}$ et une moyenne de 0,035 $\mu\text{mol/l}$. Les teneurs obtenues durant les deux mois Avril et Mai sont assez proches et sont plus élevées par rapport à celles du mois de Mars. Les valeurs maximales enregistrées sont celles du mois d'Avril, pour les quatre stations, à l'exception de la S4 qui présente une valeur maximale en Mai. Ces valeurs sont modérées et favorables pour l'aquaculture

Nos résultats sont comparables à ceux du CNDPA relevés au niveau de Ain Tagourait (Annexe III). A titre de comparaison aussi dans les eaux de la Manche, entre 0 et 25 m de profondeur les teneurs en nitrates sont comprises entre 0,0048 et 0,13 $\mu\text{mol/l}$ (Cooper 1933 in Deltreil et al, 1974).

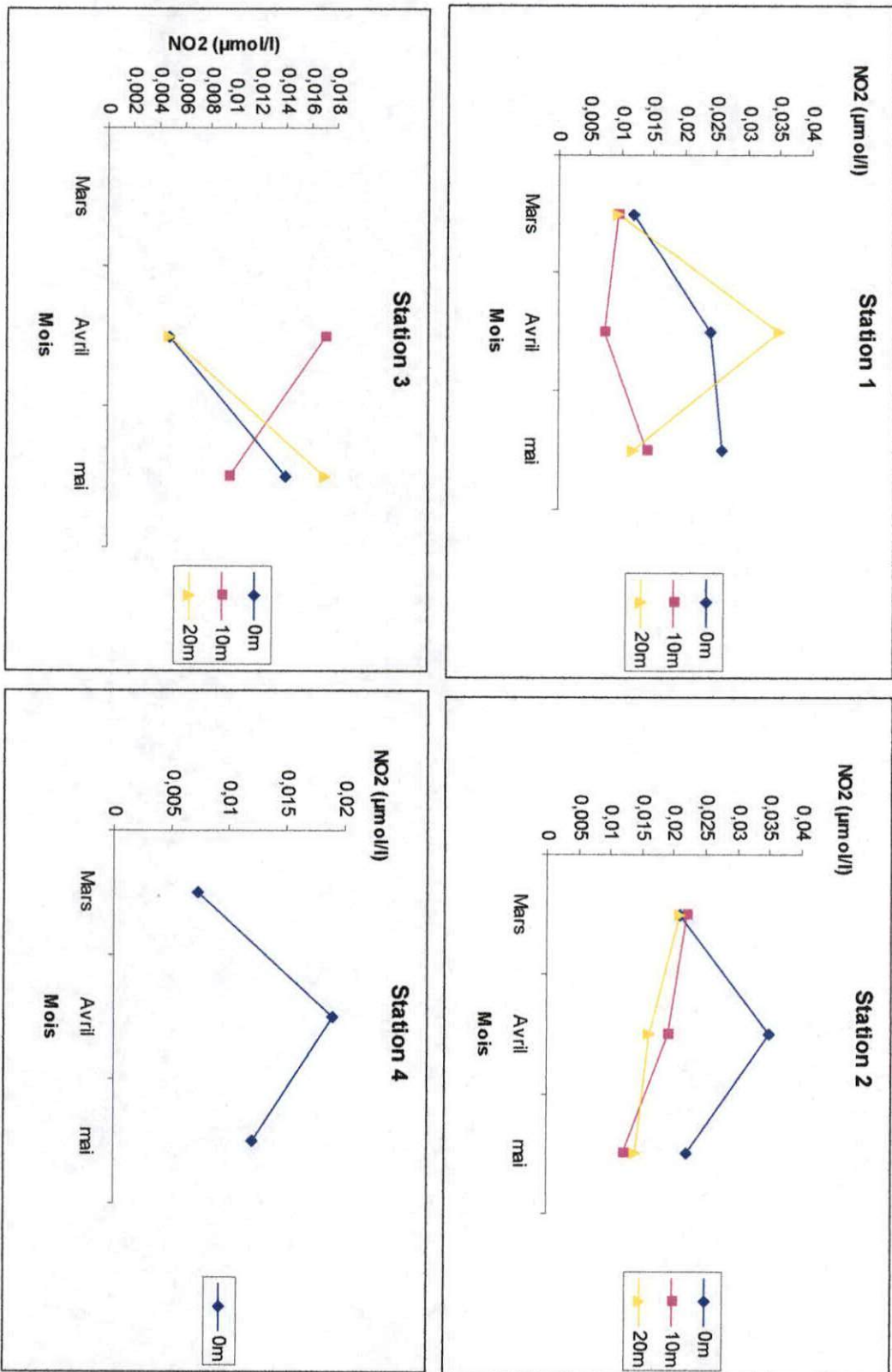


Figure 30 : Evolution mensuelle des nitrites (µmol/l) par station

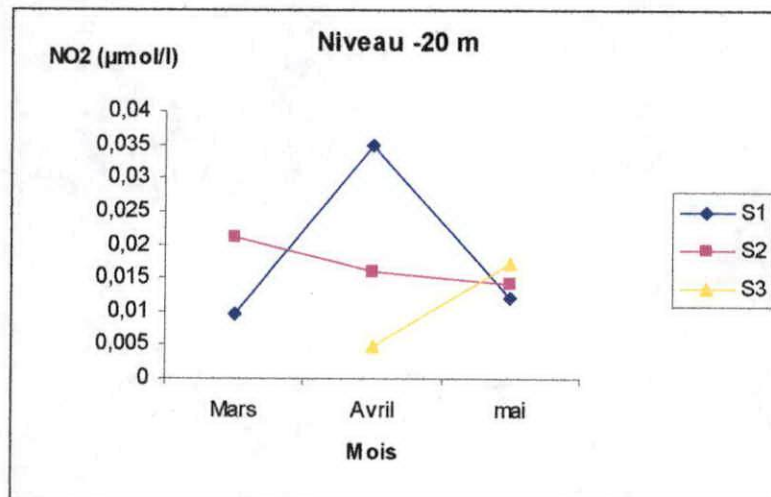
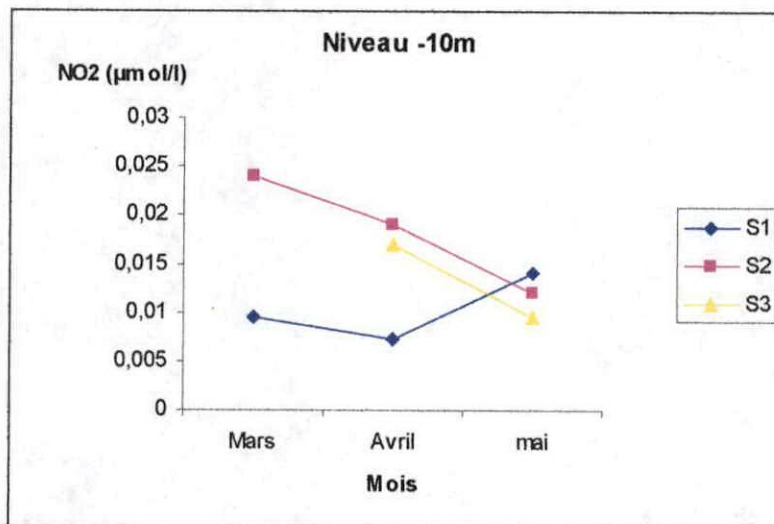
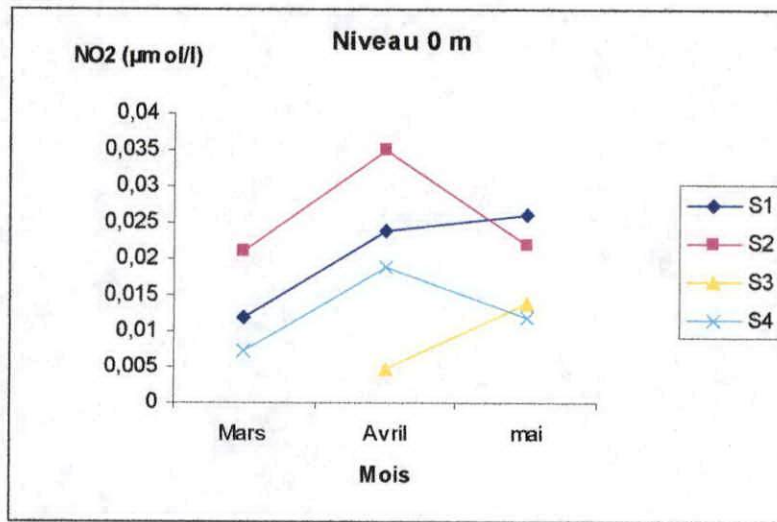


Figure 31 : Evolution mensuelle des nitrites (µmol/l) par niveau (m)

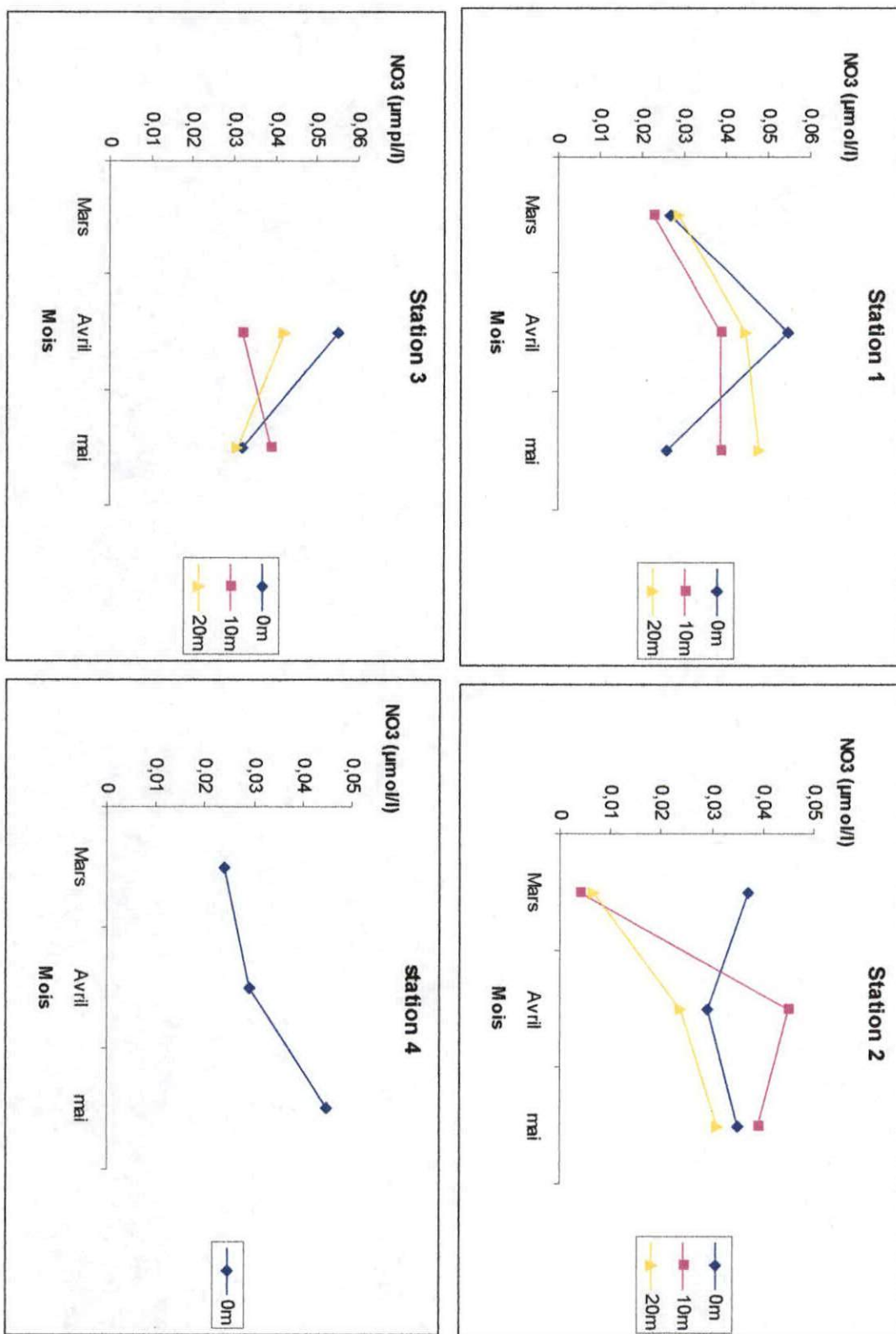


Figure 32 : Evolution mensuelle des nitrates ($\mu\text{mol/l}$) par station

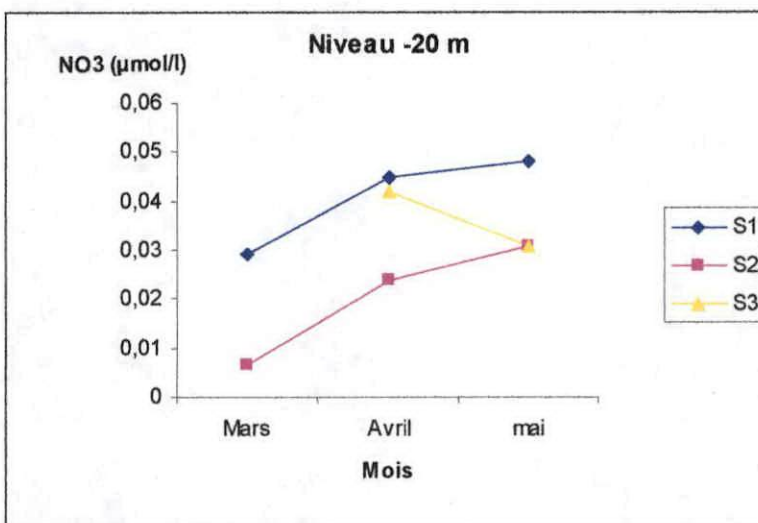
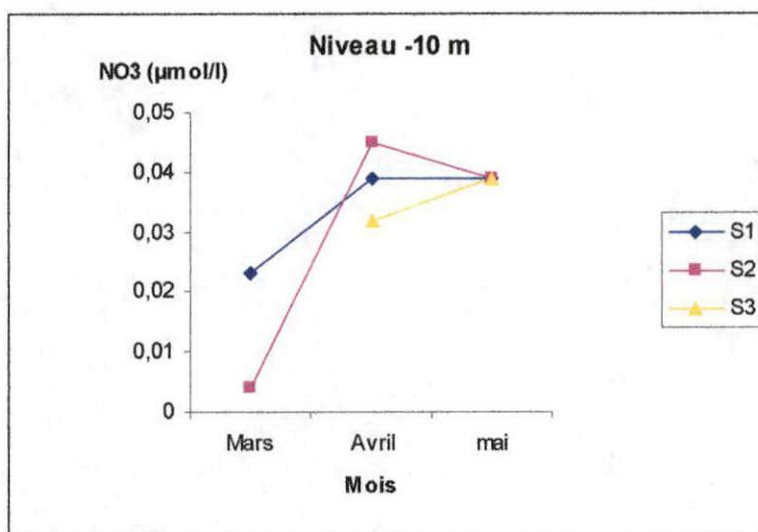
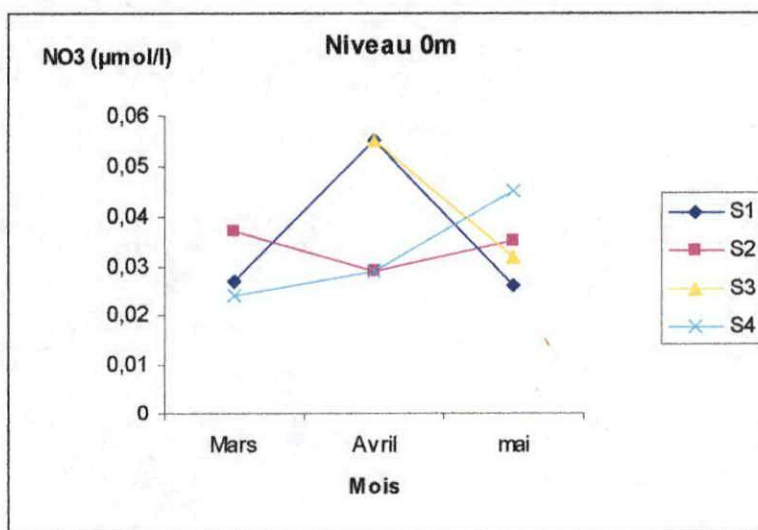


Figure 33 : Evolution mensuelle des nitrates (µmol/l) par niveau (m)

h- Les ortho phosphates

Le phosphore dont la forme minérale majoritaire est les ortho phosphates, est un élément indispensable à la vie aquatique. Ses sources sont multiples : résidus métaboliques, eaux usées ménagères (détergents) et industriels et lessivage des engrais agricoles.

Plusieurs auteurs rapportent que les nitrates et les phosphates sont utilisés dans la même proportion par les organismes végétaux marins. En effet, les premiers travaux sont ceux de Redfield qui définit le rapport N/P=16 (Boulahdid et *al*, 2003).

Les résultats obtenus sont représentés par les figures 34 et 35. Les teneurs de nos échantillons sont comprises entre 0,53 et 0,6 $\mu\text{mol/l}$ et une moyenne de 0.56 $\mu\text{mol/l}$.

On remarque une stabilité des teneurs au niveau des stations 1 et 3, et des fluctuations au niveau de la S2 en surface et en profondeur (20 m) où les concentrations augmentent en Avril. Au niveau intermédiaire (10 m), on remarque une chute de la concentration (même cas pour la S4), ceci peut être due à la consommation de cet élément par les organismes végétaux.

Ces teneurs sont plus élevées que celles des nitrates, en raison de l'épuisement de ces derniers en premier lieu (utilisation par le phytoplancton). Ceci peut être du aussi aux apports continentaux qui enrichissent le milieu en ortho phosphates.

En comparant nos résultats à ceux de CNDPA (site JAKMA avec une moyenne de 0,44 $\mu\text{mol/l}$), nous constatons que les teneurs des ortho phosphates de nos échantillons sont peu élevées. Mais dans l'ensemble, la teneur moyenne des ortho phosphates dans notre milieu est modérée et couvre les besoins nutritionnels des organismes végétaux, et par conséquent ceux des moules.

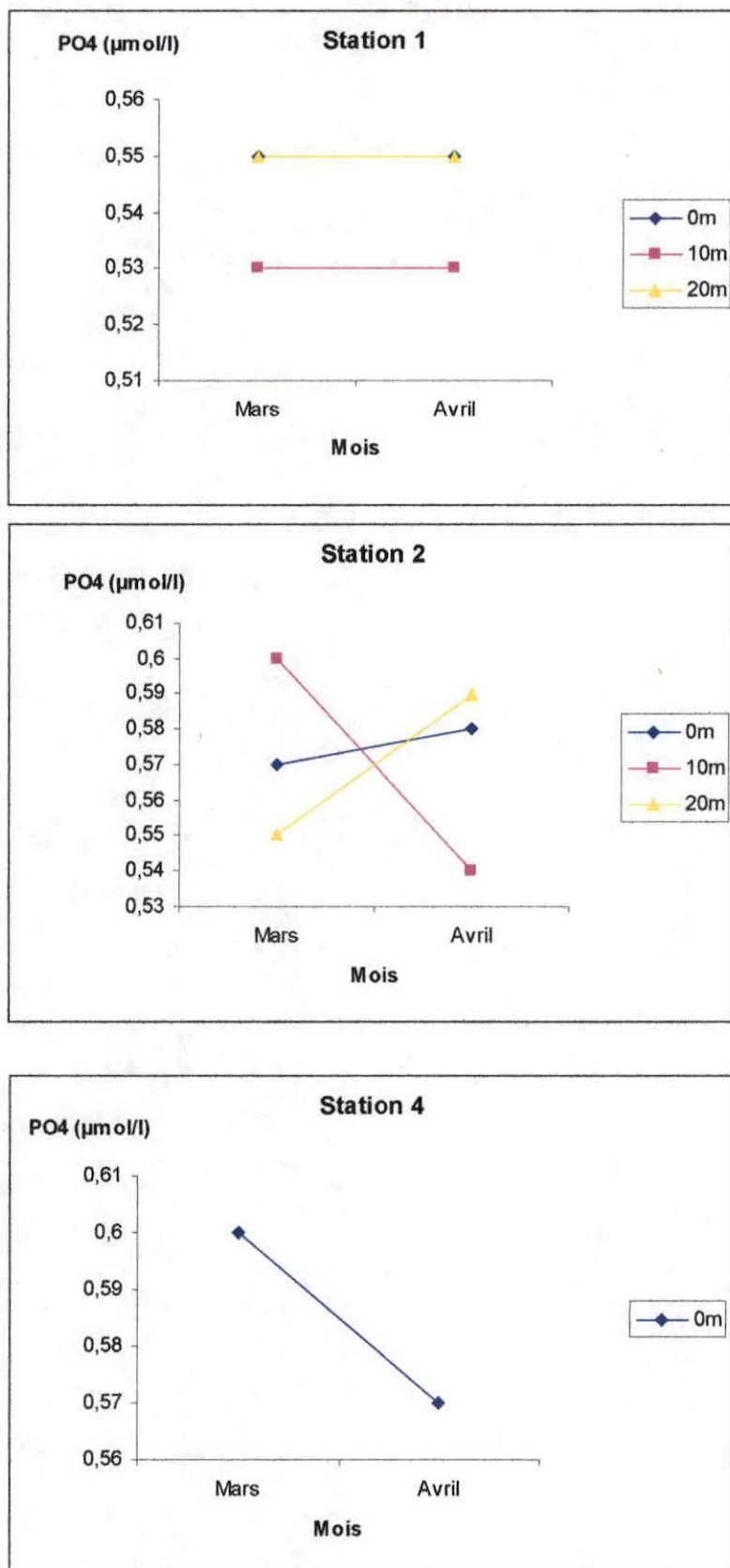


Figure 26 : Evolution mensuelle des ortho phosphates ($\mu\text{mol/l}$) par station

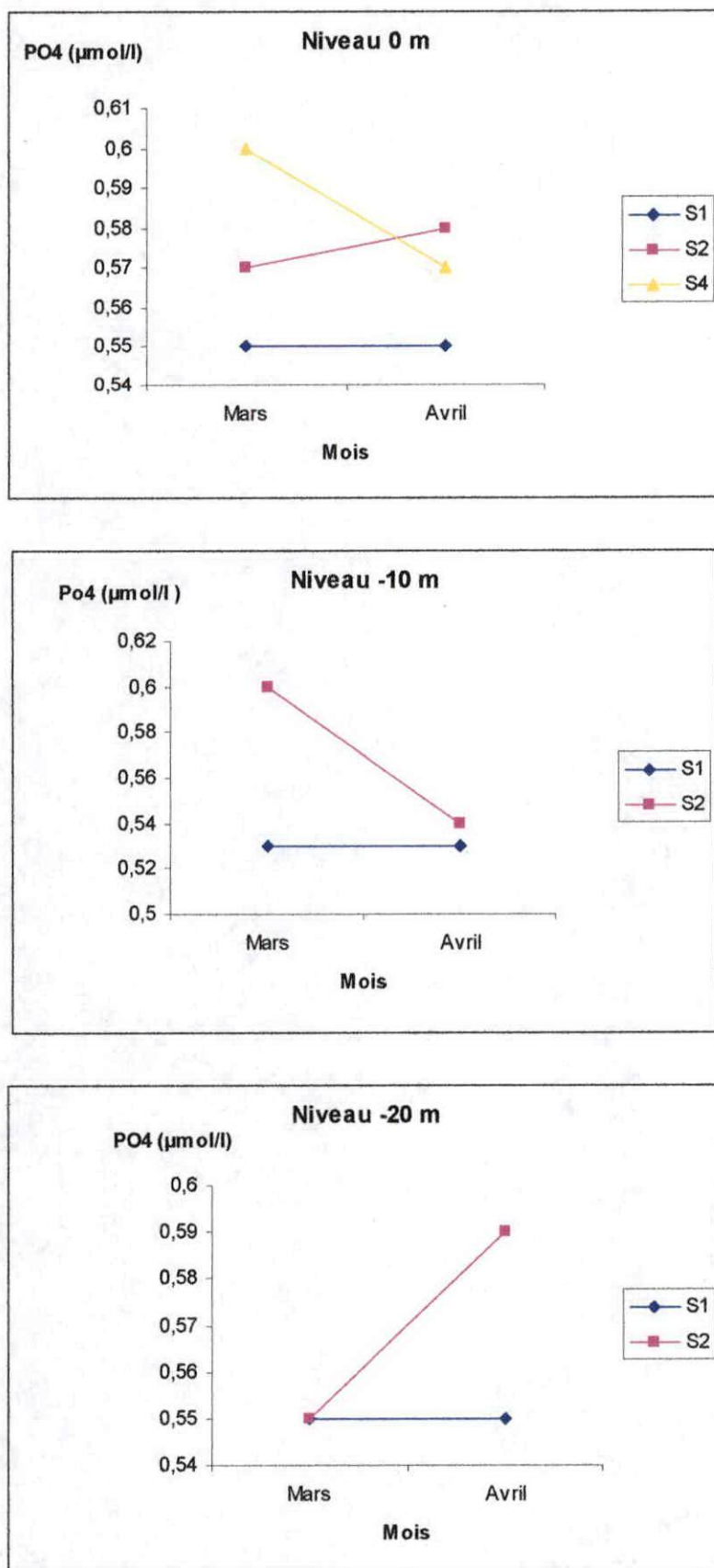


Figure 26 : Evolution mensuelle des ortho phosphates ($\mu\text{mol/l}$) par niveau (m)

2- Paramètres biologiques

a- chlorophylle a

Le phytoplancton est en général évalué par la mesure de la chlorophylle a qui a un rôle important dans la photosynthèse (Bontoux *in* Zouraz, 1993). L'abondance de la chlorophylle a (liées à la densité et à la taille des êtres photosynthétiques) règle l'intensité de la production primaire (Barnabé, 1989).

Sur le plan conchylicole, l'intérêt d'étudier la chlorophylle a n'est pas niable. Elle permet d'évaluer l'aptitude probable d'un site à l'élevage en fonction de l'abondance de chlorophylle a dans le milieu (Derteil *et al*, 1973). Les résultats obtenus sont présentés dans les figures 36 et 37.

Les graphes montrent des fluctuations au niveau des trois stations qui varient entre 0,802 et 27,26 mg/m³ avec une moyenne de 5,1 mg/m³.

En surface, la S2 présente un maximum en Mars, une légère diminution en Avril, puis augmente de nouveau en Mai. La S1 enregistre une brusque chute des concentrations de Mars à Avril, alors que la S3 présente son maximum en Avril puis une diminution en Mai. Quant à la S4, elle présente une légère diminution du mois de Mars au mois de Mai.

En profondeur (20 m), la S1 et S3 présentent une augmentation progressive de Mars à Mai (S1) et d'Avril à Mai (S3), alors qu'à la S2, on enregistre un pic en Avril et des valeurs minimales en Mars et Mai (0 mg/m³ qu'on explique par une erreur de manipulation). L'allure de la courbe s'oppose avec celle enregistrée à -10 m de fond, en marquant un minimum en Avril et un maximum en Mars et Mai. Cela est enregistré aussi au niveau de la S1 et S3, qui marquent une diminution.

Ceci peut être expliqué par le fait que les concentrations de chlorophylle a sont intimement liées aux conditions d'éclairement : c'est-à-dire les teneurs de MES (transparence) de l'eau qui influent sur l'augmentation ou la diminution de l'activité photosynthétique, (Lacaze, 2003 *in* Zouraz, 2003). Comme on peut l'expliquer aussi par la sédimentation des peuplements phytoplanctoniques (Barnabé, 1989).

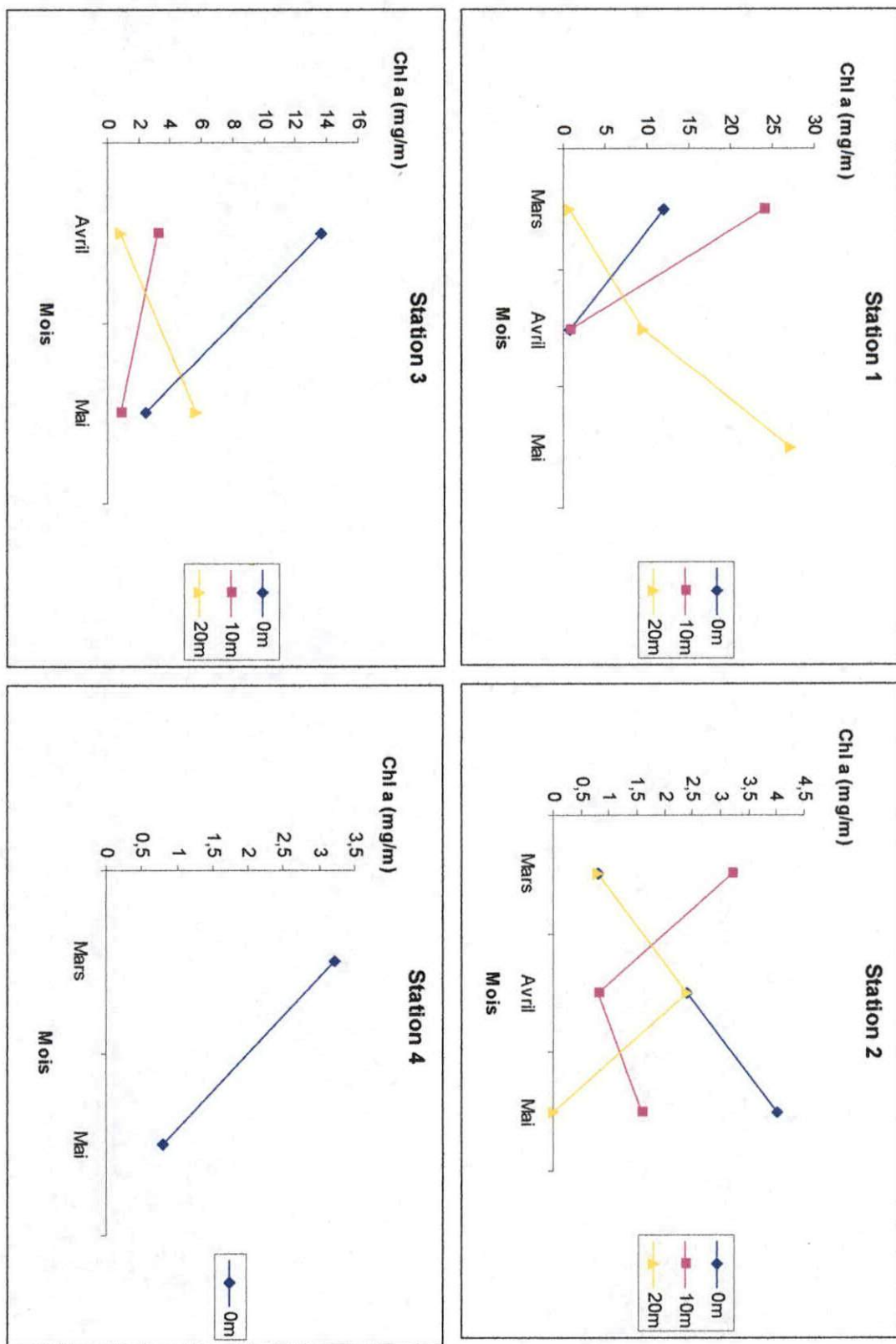


Figure 35 : Evolution mensuelle de la chlorophylle a (mg/m^3) par station.

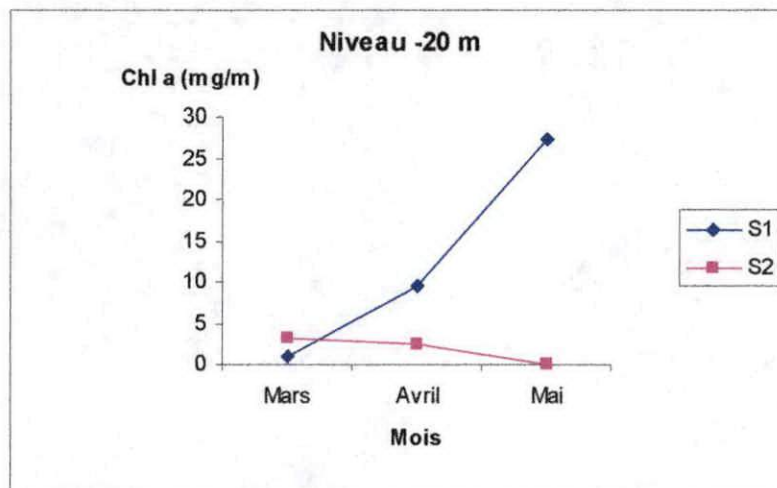
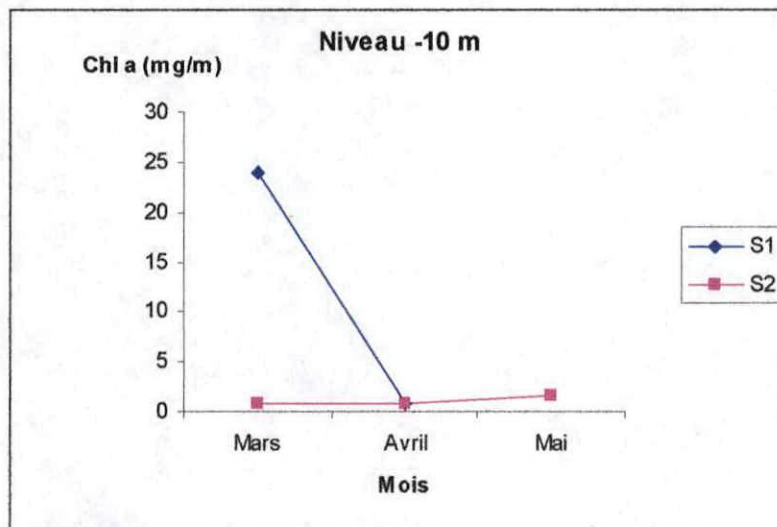
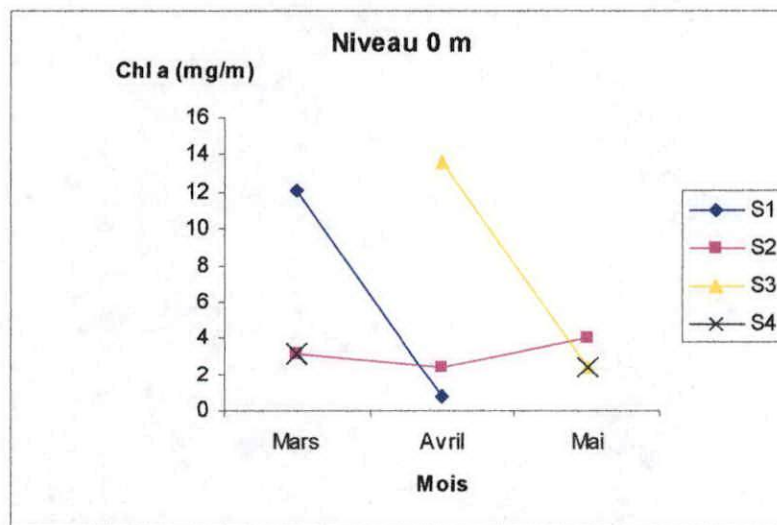


Figure 35 : Evolution de la chlorophylle a (mg/m^3) par niveau (m).

b- Analyse bactériologique

Les résultats d'analyse bactériologique sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 5 : résultats des analyses bactériologiques

Date de prélèvement	Météorologie	Station	T°C	pH	S‰	CT Par 100ml	CF Par 100ml	S F Par 100ml	E.coli Par 100ml
21/05/2006	Mer : Calme	2	25	8.2	36.1	Absent	Absent	Absent	Absent
	Temps : Dégagé	3	25	8.25	36.2	Absent	Absent	Absent	Absent
	Vent : Nord – Ouest	4	25	8.39	36.3	221	221	23	23

Les échantillons destinés à l'analyse bactériologique, ont été accompagnés par la mesure de la température, de la salinité et du pH, ces paramètres étant intimement liés à la résistance et à la croissance de ces germes. Les valeurs enregistrées, de ces facteurs ne présentent que de légères variations :

En effet, les températures sont pratiquement constantes (25°C). Les teneurs en sel varient sensiblement entre 36 et 36,3 PSU, valeurs correspondant à celle de la méditerranée (Mouhoub, 1986 in Guettaf, 1997). Quant au variation du pH, elles sont très faibles avec un maximum de 8,3 et un minimum de 8,2

Quant à l'aspect bactériologique proprement dit, les résultats obtenus indiquent que les stations 2 et 3 sont de bonne qualité bactériologique (absence totale de coliformes fécaux et de streptocoques fécaux, ceci peut être due probablement à une faute de manipulation). Par contre nous avons noté la présence de coliformes fécaux, d'*Escherichia-Coli* et de streptocoques fécaux au niveau de la station 4.

Ceci peut être expliqué par la présence du rejet d'eau usée (à faible débit provenant de douar Mehiedinne), préalablement signalé et donnant ainsi lieu à une pollution bactérienne d'origine fécale.

Toutefois, ces valeurs restent en dessous des normes préconisées par la communauté européenne pour le classement des zones conchylicoles (Annexe II). Par conséquent, notre site d'étude peut être considéré comme salubre et classé zone A.

Conclusion

Conclusion

La synthèse des données climatiques (température et précipitations) ; nous a permis de dresser le climatogramme d'Emberger. Ce dernier a défini l'appartenance de la région de Ain Tagourait à l'étage subhumide. De plus le diagramme ombrothermique indique l'existence de deux période : sèche s'étend de Juin - début mois Septembre alors que la période humide dure neuf mois. Ce qui paraît très adéquat à la croissance des moules.

Concernant les paramètres étudiés, on constate une stabilité du pH et une variation qui ne dépasse pas l'unité. Selon Deltreil et al, (1974), les eaux du site sont moyennement alcalines, ce qui caractérise les eaux conchylicoles (côtières).

Les mesures de MES montrent une bonne distribution durant la période d'étude, les valeurs sont les plus fréquentes dans les eaux conchylicoles (Delteil et al, 1974), ce qui est favorable pour la vie aquatique. Ceci est valable pour les valeurs de salinité qui marquent une proximation de l'optimum de croissance des moules.

La distribution des sels nutritifs est identique à celle de la MES, cette dernière est largement gouvernée par l'activité anthropique (rejets urbains) et les apports continentaux.

Les ortho phosphates ont présentés les plus grandes valeurs enregistrées durant notre étude et présentent une stabilité remarquable. Cependant, les concentrations restent loin de causer une eutrophisation (Rodier, 1996).

Les nitrates représentent des valeurs moins importantes que celles des ortho phosphates, mais couvrent les besoins des organismes vivants.

L'origine de ces apports pourrait être exogène en provenance des oueds qui entourent le site et les activités agricoles qui y sont développées.

La présence de la chlorophylle a à faibles quantités laisse supposer que la période de nos prélèvements a coïncidé avec la consommation du phytoplancton par les organismes marins, ou par la dominance d'autres pigments que la chlorophylle a dans le site.

Sur le plan bactériologique, on a constaté une bonne qualité au niveau des eaux d'élevage (filières). Cependant, au niveau de la prise d'eau, on a marqué la présence de quelques germes ; *E.coli*, SF, ST, CF et CT, qui sont au dessous de la normale, qui a permis de classer la zone en zone A salubre. Il serait également nécessaire de placer un filtre biologique pour le traitement d'eau utilisée pour la purification.

Afin d'optimiser ce genre d'élevage, il faut procéder à un suivi régulier et à un contrôle rigoureux. Ceci nécessite une bonne maîtrise des techniques d'élevage conchylicole (biologie des espèces, pathologie et génie aquacole... etc).

A signaler que la courte durée de la période de prélèvement et le nombre réduit de stations, ont limité dans une large mesure, une interprétation plus exhaustive. Cependant, les conditions d'élevage sont bonnes et répondent aux besoins des moules.

Bibliographie

- AFRI R., 1991 :** Etang de Benne, qualité des eaux, hydrologie, matériel particulaire et plancton, rapport de convention. 25p.
- ANNAN S., 2005 :** Caractéristiques de la pollution des eaux de mer de la baie de Bou Ismail en utilisant des images satellites (Application aux hydrocarbures). Mém. Ing. ISMAL, 50 p.
- AMINOT A. ; CHAUSSEPIED M., 1983 :** Manuel des analyses chimiques en milieu marin. CNEXO, 395 p.
- AMRANI S., 1994 :** Etude des caractéristiques physico-chimique et bactériologique de l'eau dans un port de plaisance (SIDI-FREDJ). Mém. du diplôme de fin d'études. ISMAL, 78 p.
- ARNAUD P., 1966 :** Croissance comparée de *Mytilus galloprovincialis* (LMK) des étangs de Thau et de Salses Leucate. *Rev. trav. Inst. Pêches marit* ; 30(4), p : 357-364.
- ASSO A., 1980 :** Contribution à l'étude des polluants métalliques chez la moule *Perna perna* (L) dans la région d'Alger. Thèse de doctorat 3^{ème}, cycle d'océanographie biologie. Univ de Marseille II, 132p.
- BAYNE L., 1964:** Physiological integration in marine mussels, their ecology and physiologic. *J. M. Biol. Association., U.K* (57). P: 335-369.
- BENCHAIRA M. ; MENAI A., 1999 :** Analyse de la situation aquacole du lac EL - MELLAH et proposition d'un projet de création d'une ferme piscicole marine. Mém. Ing. ISMAL, Alger ; 77p.
- BENZAHI Y., 2005 :** Approche technico-économique pour l'installation d'un projet de mytiliculture en mer ouverte (off-shore). Mém. du diplôme de fin d'études. ISMAL, 48 p.
- BOUDJEMAA A. ; OURARI S., 2005 :** Description du centre conchylicole pilote du CNDPA et proposition d'un plan de gestion. Mém. Ing. ISMAL, Alger ; 46p.
- BOUKHROUFA F., 1987 :** Reproduction et structure des populations de la moule *Perna perna* sur la cote algéroise. Thèse de magister, USTHB, Alger, 123 p.
- BOUTOUCHENT T., 1991.** Elevage mytilicole en mer ouverte en Algérie ; production : 50T/an. (A.N.D.P).
- BOUTOUCHENT T. ; BENDEEADJI H. ; BENALI K. ; SERI N. ; ZENASNI F., 1994 :** Rapport national sur la culture de mollusque en Algérie avec des références spéciales quant aux aspects environnementaux et sanitaires. (A.N.D.P).
- CASAS S., 2005 :** Modélisation de la bioaccumulation de métaux traces chez la moule *Mytilus galloprovincialis* en milieu méditerranéen. Thèse doctorat, université du sud. Toulon Var, 363 p.
- CHEBAB B., 1996 :** Influence sur la reproduction de l'immersion permanente de *Mytilus galloprovincialis* (LMK) placé en élevage. Contribution à l'amélioration des techniques de captage en milieu naturel. Thèse Magistère. ISMAL, 310 p.

CHINZI D., 1998 : Références aquaculture, ENITA de Bordeaux, édit. Synthèse Agricole. 309 p.

DARDIGNAC-CORBEIL M-J., 1989 : La mytiliculture traditionnelle in BARNABE, Aquaculture Volume 1. Partie 2 – La culture des mollusques, Lavoisier Tec & Doc, P : 285-345.

DELTREIL J.P. ; FEUILLET M. ; GRAS P. ; MARIN J. ; MARTEI L., 1974 : La conchyliculture française, première partie : le milieu naturel et ses variations. *Rev. Trav. Inst. Pêches maritimes.* , 38(3), p : 217-237.

DESGOUIL A., 1969 : Les moules de lazaret (rade de Toulon) (suite). II. La reproduction des moules d'après les larves recueillis dans le plancton. III. Le plancton dans la nutrition des moules. *Science et pêche ; bull. Inst. Pêches. Maritimes*, n° 185.

GUETTAF M., 1997 : Contribution de la variabilité du cycle reproductif (indice gonadique et histologique des gonades) chez *Paracentrotus lividus* (Echinodermata : Echinoïdes) en méditerranée sud occidentale (Algérie). Thèse doctorat université de méditerranée Aix – Marseille II (Faculté des sciences de lumeny), 170 p.

GOUNI S. ; HABLAL M., 2004 : Pollution microbiologique, Analyse bactériologique des produits de la mer (moule). Mém. du diplôme de fin d'études .ISMAL, 55 p.

HELM J. ; BOURNE N., 2004 : Hatchery culture of bivalves a practical manual - FAO, 177p.

HOSMI A., 1978 : A note on the vertical distribution on mussels, M.G (LMK) "Venus", *the Japanese journal of malacology* 37(4) P: 30-45.

LARID M., 1998 : P.A.C. Algérie (étude préliminaire) . P : 17-22.

LUBET P., 1959 : Recherche sur le cycle sexuel et l'émission des gamètes chez les mytilidés et les pectinidés (Moll. Bival). *Rev. Trav. Inst. Pêche Marit* 23 (4), p : 389-548.

LUBET P., 1973 : Exposé synoptique des données biologiques sur la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819). *Synop F.A.O sur les Pêches* (88). P:1-49.

Merck., 1986 : Manuel de microbiologie, 186 p.

Marteil L., 1976 : La conchyliculture française ; 2^{ème} partie : Biologie de l'huître et de la moule. *Rev. trav. inst. pêches Maritimes*, 4(2), p : 125-320.

POUTIERS J.M., 1993. Les coquillages comestibles en France : principaux bivalves comestibles in PAYANNI. E ; Coquillages : identification, physiologie, pathologie, techniques d'élevage, mentation, surveillance sanitaire, P : 17-72.

P.N.U.E.,1985 : Détermination des coliformes Totaux dans l'eau de mer par la méthode des tubes multiples (NPP=Nombre Plus Probable) Méthodes de Référence pour les études de pollution marine N° .21 Sept (1985) ,19 p.

QUERO. ; J-C & VAYNE J-J., 1998 : Les fruits de la mer et plantes marines des pêches françaises, p : 97-101.

RODIER J., 1996 : L'analyse de l'eau. Eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer.Ed.DUNDO.8^{ème}, 1357 p.

TAGMOUNI L., 1994 : Contribution à la surveillance d'un site conchylicole et comparaison de deux milieux de culture. Mém. DEUA- ISMAL : 47 p.

ZOUREZ H. ; FERHANI K., 2003 : Etude physico-chimique et biologique d'un écosystème aquatique : Barrage de Boukourdane (w. Tipaza). Mém. Ing. ISMAL : 100 p.

Les sites Web :

<http://perso.wanadoo.fr/gonzales.manuel/textes/moule.html>.

<http://aida-ineris.fr/textes/directives/text0485.htm45>.

Annexe I

Analyse d'ammonium

Solutions	Réactifs nécessaires	Préparation	Remarques
Réactif 1 (1 litre): Solution de Phénol-Nitroprussiate de sodium	eau distillée 35 g de phénol 400mg Nitroprussiate de sodium	Dissoudre les deux réactifs dans 1000 ml d'eau et la conservé au réfrigérateur à l'abri de la lumière, et laisser stabilisé pendant quelques semaines.	Il doit être renouvelé s'il prend une teinte verdâtre.
Réactifs 2 (1litre): Solution d'alcaline d'hypochlorite.	-280 g de citrate trisodique ($\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7$) -22 g de soude - solution d'hypochlorite de sodium correspondant à 1.4 g de chlore soit 44 ml d'une solution à 10 degrés de chlore	On dissoudre les réactifs 1.2 dans 800 ml d'eau distillée et on ajoute un volume de solution d'hypochlorite de sodium correspondant à 1.4 g de Cl ou $\text{C}_3\text{-Cl}_2\text{KH}_3\text{O}_3$ Dichlorisocyanurate de potassium.	Ce réactif se conserve au froid pendant 1à2mois.
Etalon primaire : D'ammonium (1litre) 10µmol/1ml	-sulfate d'ammonium (NH_4) ₂ SO ₄ 0.661g	Sécher pendant 1h à 110°C et dissoudre dans 1000ml d'eau distillée 10µmol (NH_4^+)/1ml	Cette solution est stable indéfiniment au réfrigérateur
Etalon secondaire : D'ammonium (1litre) 0.5µmol/1ml	-Etalon1 (NH_4) ₂ SO ₄ Chloroforme 1 ml	-Diluer 20 fois la solution Etalon 1 avec l'eau distillé et ajouter 1ml de chloroforme.	Pour plus de sécurité, la préparer juste avant usage.

Courbe détalonnage : préparer l'étalon secondaire, introduite dans des fioles jaugées de 500ml 0.5-1-2-5-10ml... etc. de la solution étalon secondaire et compléter à 500ml avec de l'eau de mer pour obtenir la gamme de concentrations :
0.5-1-2.5-5-10-20µmol/l. Et on ajoute les réactifs 1et2 (3ml ; 3ml)

Faire des mesures d'absorbance (même méthode pour l'azote ammoniacal), retrancher la valeur d'absorbance obtenue avec l'eau de mer non dopé et tracer la courbe d'étalonnage. (1mg/ NH_4 , 4µmol/l, pour NH_3 multiplier par 0.017 et 0.018 pour NH_4^+).

Mode opératoire : Prendre 100⁺ 5ml d'échantillon, ajouter 3.0 ml du réactif 1, boucher et agiter pour bien homogénéiser, ajouter sans attendre 3.0 ml du réactif 2, boucher et agiter, placer immédiatement à l'abri de la lumière pendant 6 à 8 h ou mieux pendant une nuit à température ambiante. Mesuré l'absorbance à 630 nm, par rapport à l'eau distillé, en cuves de 10 cm de trajet optique.

Analyse des Nitrites :

Solutions	Réactifs nécessaires	Préparation	Remarques
Réactif 1 (500ml) : Solution de Sulfanilamide	5g de sulfanilamide 50 ml d'acide chlorhydrique concentré $d = 1.18$	Diluer 50 ml d'acide chlorhydrique Concentré dans environ 300 ml d'eau Distillée et dissoudre 5g de sulfanilamide Dans cette solution et compléter à 500 ml	Cette solution est stable Indéfiniment.
Réactif 2 (500ml) : Solution de N-Naphtyéthylénediamine	0.5g de dichlorhydrate de N-Naphtyéthylène- diamine	On dissoudre 0.5g dans 500 ml d'eau Distillée.	Conservé cette Solution au froid à l'abri De la lumière et la Renouveler tous les mois ou qu'il S'y développe une coloration brune
Étalon primaire : (1 litre) 5 $\mu\text{mol}/\text{lml}$	Nitrite de sodium Anhydre de pureté garantie.	Sécher à 110°C pendant plusieurs heures, et Dissoudre 0.345g dans l'eau distillée, Compléter à 1000 ml, et ajouter 1 ml de Chloroforme 5 $\mu\text{mol}/\text{lml}$	Conservée au froid et à l'abri de la Lumière.
Étalon secondaire : (1 litre) 0.05 $\mu\text{mol}/\text{lml}$	Étalon primaire	Diluer 100 fois la solution Étalon 1 avec L'eau distillée 0.05 $\mu\text{mol}/\text{lml}$	Stable pendant 1 à 2 mois
<p>Courbe d'étalonnage : préparer l'étalon secondaire, introduire dans des fioles jaugées de 500 ml 1-2-5-10-20... etc., de la solution étalon secondaire et compléter à 500ml avec de l'eau de mer obtenir la gamme de concentrations : 0.1-0.2-0.5-1.0$\mu\text{mol}/\text{l}$ et on ajout les réactifs 1 et 2 (1ml : 1ml).</p> <p>Faire des mesures d'absorbance (même méthode pour l'azote nitrique), retrancher la valeur d'absorbance obtenue avec l'eau de mer non dopé et tracer la courbe d'étalonnage. (1mg/$\text{NO}_2^- = 0.046\mu\text{mol}/\text{l}$ et 0.014 $\mu\text{mol}/\text{l}$ pour N-NO_2^-)</p>			
<p>Mode opératoire : prendre 50 l ml d'échantillon. Ajouter 1.0 ml du réactif 1 et 2, mélanger laisser reposer 2 à 8 minutes mais pas plus de 2 heures. Mesuré l'absorbance à 543 nm, par rapport à l'eau distillée, en cuves de 10 cm de trajet optique</p>			

Analyse des Nitrates :

Solutions	Réactifs nécessaires	Préparation	Remarques
Réactif 1		Même solution que les nitrites.	
Réactif 2		Même solution que les nitrites	
Etalon Nitrite		Même solution que les nitrites	
Etalon Nitrate : Pour étalonner la colonne	Nitrate de potassium Anhydre.	Dissoudre 0.506g de nitrate de potassium Anhydre dans 1 litre d'eau distillée, et on Ajoute 1 ml de chloroforme 5000 μ mol/l (N- NO ⁻³)	La solution est stable plusieurs mois si elle est conservée au froid et A l'abri de la lumière.
Solution concentrée de d'ammonium	250g de chlorure d'ammonium	Préparer une solution par 1 litre d'eau Distillée (avec agitation)	
Solution diluée de chlorure d'ammonium	Solution concentrée	Diluer 40 fois (25 ml pour 1 litre)	
Solution de sulfate de cuivre	10g sulfate de cuivre	Dans 500 ml d'eau distillée, dissoudre 10 g (avec agitation)	
<p>Courbe d'étalonnage : préparer l'étalon secondaire (500μmol/l) de nitrite, introduire dans des fioles jaugées de 500 ml 2.5-5-10-15-20-25-30-35-40 ml... etc., de la solution étalon secondaire et compléter à 500ml avec de l'eau de mer obtenir la gamme de concentrations : 0.1-0.2-0.5-1.0μmol/l. et on ajout les réactifs 1 et 2 (1ml : 1ml).</p> <p>Faire des mesures d'absorbance (même méthode pour l'azote nitrique), retrancher la valeur d'absorbance obtenue avec l'eau de mer non dopé et tracer la courbe d'étalonnage. (1mg/l NO⁻² = 0.046μmol/l et 0.014 μmol/l pour N- NO⁻²)</p>			
<p>Mode opératoire : prendre 50 l ml d'échantillon. Ajouter 1.0 ml du réactif 1 et 2, mélanger laisser reposer 2 à 8 minutes mais pas plus de 2 heures. Mesuré l'absorbance à 543 nm, par rapport à l'eau distillée, en cuves de 10 cm de trajet optique</p>			

Préparation de la colonne réductrice : Cadmium - Cuivre

La préparation de la colonne réductrice cadmium – cuivre nécessite le plus grand soin car elle est à la base de la fiabilité des résultats.

C'est une technique qui s'effectue en plusieurs étapes :

- Sélectionner les grains de cadmium par tamisage entre 0,315 et 0,710 mm
- Peser 30 g de cadmium tamisé
- Laver à 'éther ethylique
- Rincer à l'eau bidistillée
- Laver à 50 ml d'HCL (6 normalités)
- Rincer à l'eau bidistillée
- Dans les étapes qui suivent le traitement des grains de cadmium doivent être éloignées de tout contact avec l'air, dans l'erenmyyer contenant les grains de cadmium, mettre 50 ml de solution du sulfate de cuivre $\text{CuSO}_4, 5\text{H}_2\text{O}$.
- Agiter la solution pendant plusieurs minutes jusqu'à la disparition de la couleur bleue.
- Rincer et laisser décanter à nouveau les grains de cadmium par 50 ml de la solution de sulfates de cuivre jusqu'a la disparition de la couleur bleu et l'apparition de la couleur rouge.

- Laver à l'eau bidistillée jusqu'à décantation totale des particules.
- Tremper les grains de cadmium dans une solution de chlorure d'ammonium (6,9 g de NH_4CL sont dissous dans un litre d'eau bidistillée).
- Remplir une colonne en forme de U à partir de la solution préparée

La colonne ainsi préparée est prête à l'usage. Après chaque d'analyse rincer la colonne par solution diluée de chlorure d'ammonium. Elle peut être stockée plusieurs mois, mais ne doit jamais venir sec.

Analyse des ortho phosphates :

Solution	Réactifs nécessaires	Préparation	Remarque
<u>Réactif 1 :</u> Solution de molybdate d'ammonium	Paramolybdate d'ammonium	On dissoutre 15 g de paramolybdate d'ammonium $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ de préférence en poudre fine, dans 500ml d'eau distillé ou déminéralisée.	En flacon de plastique et à l'abri de la lumière ; cette solution est stable indéfiniment.
<u>Réactif 2 :</u> 2.5 mol/l (H_2SO_4) acide sulfurique	Acide sulfurique Densité = 1.84	Ajouter petit à petit avec précaution, 140 ml d'acide sulfurique (densité =1.84) dans 900 ml d'eau distillé. Laisser refroidir.	Conserver en bouteille de verre bien bouchée.
<u>Réactif 3 :</u> Solution d'acide ascorbique.	Acide ascorbique	Dissoudre 54 g d'acide ascorbique $(\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6)$ dans 500ml d'eau distillé en flacon de plastique.	Cette solution se conserve plusieurs mois au congélateur, dégeler juste avant utilisation.
<u>Réactif 4 :</u> Solution d'oxytatrate de potassium et d'antimoine.	Oxytate de potassium et de d'antimoine	Dissoudre 0.34 g d'oxytatrate de potassium et d'antimoine dans 250 ml d'eau distillée en chauffant si nécessaire.	Cette solution se conserve plusieurs mois au réfrigérateur.
<u>Réactif 5 :</u> Mélange réactifs	Les Réactifs 1, 2, 3,4	On mélange les réactifs dans les proportions suivantes : 100 ml de Réactif 1 250 ml de Réactif 2 100 ml de Réactif 3 50 ml de Réactif 4	Ne se conserve pas plus de 6 h, doit être préparé immédiatement avant chaque série d'analyses, la quantité préparée permet l'analyse de 50 échantillons, ne pas conserver tout excès de réactifs inutilisé après 6 h.

<p><u>Réactif 6</u> : solution étalon Primaire de phosphate</p>	<p>Dihydro-géophosphate de potassium anhydre KH_2PO_4</p>	<p>Sécher à 100°C ou au dessiccateur, sur H_2SO_4 concentré, du Dihydrogéophosphate de potassium anhydre KH_2PO_4 on dissoudre 0.6805 g dans 1 l d'eau distillée et ajouter 1 ml de chloroforme. C1 = 5 $\mu\text{mol}/\text{ml}$; 5000 $\mu\text{mol}/\text{l}$</p>	
<p><u>Réactif 7</u> : Solution étalon secondaire de phosphate</p>	<p>Etalon primaire</p>	<p>Diluer 100 fois la solution étalon primaire. Prend 10 ml et compléter à 1000 ml C2 = 50$\mu\text{mol}/\text{l}$. Préparer des solutions (l'eau de mer) de concentrations : 0,1 0,2 0,5 1,2 $\mu\text{mol}/\text{l}$ de PO_4^{-3}</p>	<p>La température des ses échantillons doit être comprise entre 15 et 30°C</p>
<p><u>Mode opératoire</u> : Préparer le mélange réactifs ; préparer des échantillons de 100 ml ; ajouter 10⁺-0.5 ml de mélange et homogénéiser aussitôt ; attendre 5 min et mesurer l'absorbance à 885 nm en cuves de 10 cm de trajet optique par rapport à l'eau distillée ; $\mu\text{mol}/\text{l}$ x 0.095 mg/l PO_4^{-3} et x 0.031 pour p-PO_4^{-3}</p>			

les compositions des milieux de culture :

□ Bouillon Lactose (B.L) :

Extrait de viande 3g
Peptone..... 5g
Lactose..... 5g
Eau distillée..... 1litre
pH final = 7
Autoclaver à 120°C pendant 20 minutes

□ Bouillon lactosé au vert brillant (B.V.B.L) :

Bile de bœuf déshydratée.....20g/l
Lactose.....10g/l
Peptone bactériologique.....10g/l
Vert brillant.....0.0133g/l
Eau distillée..... 1litre
pH final = 7.2
Autoclaver à 120°C pendant 20 minutes

□ Milieu de Kovax :

Paradimethylamino – benzaldehyde..... 5g
Alcool aaaaamylique..... 75 ml
HCl pur..... 35 ml

□ Milieu de Rothe :

Peptone..... 20 g
Glucose..... 5 g
Chlorure de sodium..... 5 g
Phosphate biotassique HK_2PO_4 ... 2.7 g
Phosphate monopotassique..... 2.7g
Azide de sodium 0.2g
Eau distillée1 litre
pH final = 6.8 -0.2.
Autoclaver à 120°C pendant 15 minutes

□ Milieu de Litsky :

Peptone de caséine trypsique20g
Glucose..... 5g
Chlorure de sodium..... 5g
Phosphate biotassique HK_2PO_4 2.7g
Phosphate monopotassique2.7g
Azide de sodium 0.2g
Ethyle violet..... 0.0005g
Eau distillée..... 1 litre
pH final = 6.8 + 0.2
Autoclaver à 120 °C pendant 15 minutes.

Annexe II

Système d'ensemencement n°2 : nombre le plus probable et intervalle de confiance

Nombre des tubes donnant une réaction positif sur			NPP Dans 100 ml	Limite de confiance à 90%	
5 tubes de 10 ml	5 tubes de 1 ml	5 tubes de 0,1 ml		Limite Inférieur	Limite Supérieur
4	4	0	34	12	96
5	0	0	23	7	70
5	0	1	31	11	89
5	0	2	43	15	114
5	1	0	33	11	93
5	1	1	46	16	120
5	1	2	63	21	154
5	2	0	49	17	126
5	2	1	70	23	168
5	2	2	94	28	219
5	3	0	79	25	187
5	3	1	109	31	253
5	3	2	141	37	343
5	3	3	175	44	503
5	4	0	130	35	302
5	4	1	172	43	486
5	4	2	221	57	698
5	4	3	278	90	849
5	4	4	345	117	999
5	5	0	240	66	754
5	5	1	348	118	1005
5	5	2	542	180	1405
5	5	3	918	303	3222
5	5	4	1609	635	5805

L'évaluation de la qualité sanitaire des zones du production conchylicole (Décret n°94.340 du 20 Avril 1994. et Arrêté du 21 juillet 1995)

Zone	Exploitation			
	Coliformes fécaux /100 ml	<i>E.Coli</i> / 100 ml	Elevage	Gisement
Salubre A	300	230	Autorisé Consommation directe	Autorisé Consommation directe
Salubre B	6000	4600	Autorisé Reparcage	Autorisé Reparcage
Exploitable C	60000	46000	Interdite sauf Dérogation	Autorisé Purification Et/ou Reparcage
Insalubre interdite D	Interdite	Interdite	Interdite	Interdite

Annexe III

Résultats des paramètres étudiés

Date de Prélèvement	Météorologie	Station	Profondeur (m)	T (°C)	MES (mg/l)	S (PSU)	pH	(µmol/l)					Chlo (a) (mg/m ³)
								NH ₄	NO ₂	NO ₃	PO ₄		
25/03/2006	Mer : Assez calme Temps : Bruineux Vent : Nord - Ouest	1	0	/	14,01	34,60	7,91	0,0220	0,0120	0,0270	0,55	12,03	
			-10	/	9,20	34,80	7,94	0,0200	0,0095	0,0230	0,53	24,06	
			-20	/	38,88	34,80	7,90	0,0220	0,0095	0,0290	0,55	0,80	
			0	/	6,36	34,80	7,96	0,0140	0,0210	0,0370	0,57	3,21	
			-10	/	30,44	34,70	7,82	0,0090	0,0220	0,0040	0,60	0,80	
			-20	/	19,16	34,80	7,94	0,0120	0,0210	0,0066	0,55	3,21	
		2	0	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
			-10	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
			-20	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
			0	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
			-10	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
			-20	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
19/04/2006	Mer : Agitée Temps : Dégagé Vent : Nord - Est	3	0	/	33,12	35,20	7,94	0,0270	0,0072	0,0240	0,60	3,21	
			-10	/	59,04	36,40	8,40	0,0250	0,0240	0,0550	0,55	0,80	
			-20	/	57,70	36,30	8,39	0,0066	0,0072	0,0390	0,53	0,80	
			0	/	65,96	36,30	8,43	0,0340	0,0350	0,0450	0,55	9,62	
			-10	/	63,30	36,20	8,40	0,0230	0,0350	0,0290	0,58	2,41	
			-20	/	65,22	36,10	8,40	0,0330	0,0190	0,0450	0,54	0,80	
		2	0	/	16,90	61,31	36,10	8,40	0,0240	0,0160	0,0240	0,59	2,41
			-10	/	17,50	62,78	36,50	8,40	0,0250	0,0048	0,0550	0,55	13,63
			-20	/	17,00	25,10	36,20	8,40	0,0380	0,0170	0,0320	0,57	3,21
			0	/	16,70	12,60	35,60	8,40	0,0220	0,0480	0,0420	0,55	0,80
			-10	/	17,80	/	35,20	8,39	0,0110	0,0190	0,0290	0,57	/
			-20	/	19,40	/	/	/	0,0180	0,0260	0,0260	/	/
08/05/2006	Mer : Calme Temps : Dégagé Vent : Nord - Est	1	0	/	7,40	/	/	0,0160	0,0140	0,0390	/	/	
			-10	/	18,90	/	/	0,0160	0,0140	0,0390	/	/	
			-20	/	18,10	/	/	0,0150	0,0120	0,0480	/	27,26	
			0	/	19,60	/	/	0,0150	0,0220	0,0350	/	4,01	
			-10	/	19,00	/	/	0,0120	0,0120	0,0390	/	1,60	
			-20	/	18,10	/	/	0,0150	0,0140	0,0310	/	0,00	
		2	0	/	19,50	6,00	/	/	0,0170	0,0140	0,0320	/	2,41
			-10	/	19,00	4,20	/	/	0,0110	0,0096	0,0390	/	0,80
			-20	/	18,60	2,20	/	/	0,0160	0,0170	0,0310	/	5,61
			0	/	19,80	8,80	/	/	0,0120	0,0120	0,0450	/	0,80
			-10	/	19,00	/	/	/	0,0180	0,0260	0,0260	/	/
			-20	/	18,90	/	/	/	0,0160	0,0140	0,0390	/	/

/ : mesures non effectuées pour des raisons techniques.

Liste des tableaux

Tableau 1 : Critères de différenciation entre *Mytilus galloprovincialis* et *Mytilus edulis*

Tableau 2 : Limites biologiques pour les deux espèces

Tableau 3 : production des moules en tonnes

Tableau 4 : Moyennes mensuelles des températures et précipitations de la région de Bou Ismail en 1994

Tableau 5 : Résultats des analyses bactériologiques

Liste des figures

- Figure 1 : Aspect extérieur de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarch, 1819)
Figure 2 : La chair et la coquille de *Mytilus galloprovincialis*
Figure 3 : Différenciation entre *Mytilus galloprovincialis* et *Mytilus edulis*
Figure 4 : Aire de répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis*
- Figure 5 : Le processus de filtration chez la moule
Figure 6 : Cycle de développement de la moule (de l'œuf jusqu'au géniteur)
Figure 7 : Localisation des sites de production conchylicoles
Figure 8 : Situation géographique de Ain Tagourait
Figure 9 : Positionnement du site d'étude SEAM
Figure 10 : Climatogramme pluviométrique d'EMBERGER, 1955
Figure 11 : Diagramme ombrothermique de la région de Bou Ismail
Figure 12 : Plan représentant les différents compartiments du site
Figure 13 : Schéma représentant la filière sub-surface de SEAM
Figure 14 : Boudineuse
Figure 15 : Récolte des moules.
Figure 16 : Brosseuse à moules.
Figure 17 : Bassins de purification
Figure 18 : Crible vibrant
Figure 19 : Peseuse électronique
Figure 20 : Evolution mensuelle de la température (°C) par station
Figure 21 : Evolution mensuelle de la température (°C) par niveau (m)
Figure 22 : Evolution mensuelle de la matière en suspension (mg/l) par station
Figure 23 : Evolution mensuelle de la matière en suspension (mg/l) par niveau (m)
Figure 24 : Evolution mensuelle de la salinité (PSU) par station
Figure 25 : Evolution mensuelle de la salinité (PSU) par niveau (m)
Figure 26 : Evolution mensuelle de pH par station.
Figure 27 : Evolution mensuelle de pH par niveau (m)
Figure 28 : Evolution mensuelle de l'ammonium ($\mu\text{mol/l}$) par station
Figure 29 : Evolution mensuelle de l'ammonium ($\mu\text{mol/l}$) par niveau (m)
Figure 30 : Evolution mensuelle des nitrites ($\mu\text{mol/l}$) par station
Figure 31 : Evolution mensuelle des nitrites ($\mu\text{mol/l}$) par niveau (m)
Figure 32 : Evolution mensuelle des nitrates ($\mu\text{mol/l}$) par station
Figure 33 : Evolution mensuelle des nitrates ($\mu\text{mol/l}$) par niveau (m)
Figure 34 : Evolution mensuelle des ortho phosphates ($\mu\text{mol/l}$) par station
Figure 35 : Evolution mensuelle des ortho phosphates ($\mu\text{mol/l}$) par niveau (m)
Figure 36 : Evolution mensuelle de la chlorophylle a (mg/m^3) par station.
Figure 37 : Evolution de la chlorophylle a (mg/m^3) par niveau (m).

Abréviations utilisées

MES : Matière en suspension

pH : Potentiel hydrogène

S : Salinite

NO₂ : Nitrites

NO₃ : Nitrates

PO₄ : Ortho phosphates

NH₄ : Ammonium

µmol/l : Micromoles par litre

mg/l : milligramme par litre

mg/m³ : Milligrammes par mètre cube

PSU : Pratical Salinite Unit

C N D P A : Centre National d'Etudes et Documentations pour la Pêche et l'Aquaculture

O.N.M : Office National de Météorologie

SEAM : SARL Elevage Aquacole Méditerranéen

S1 : Station N° 1

S2 : Station N° 2

S3 : Station N° 3

S4 : Station N° 4

SF : Streptocoque Fécaux

Chl a: chlorophylle a

CF : Coliforme Fécaux

CT : Coliforme Totaux

E.coli : *Eschérichia coli*