

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهئية الساحل  
École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME D'ETUDES  
UNIVERSITAIRES APPLIQUEES (D.E.U.A.) EN SCIENCES DE LA MER

Sujet :

**Contribution à l'étude de la qualité  
hydro biologique et de la productivité  
d'un site conchylicole ; cas du site de la  
ferme « Orca Marine » à Ain Taya**

Ré  
alisé par :

**M<sup>elle</sup> HAMICHE Sara  
M<sup>elle</sup> TOUNSI Amina**

Sous la bienveillance de :

<b>M<sup>elle</sup> OULD AHMED N.</b>	<b>Examinatrice</b>
<b>M<sup>me</sup> MESLEM N.</b>	<b>Promotrice</b>
<b>M<sup>r</sup> BOUDJENAH M.</b>	<b>Co-promoteur</b>

Juillet 2009

# *Dédicaces*

**A ma chère grand-mère Hadja Zakia qui a été la source de vie et de réussite de toute la famille Hamiche grâce à sa bonté et ses bonnes prières ;**

**A mon très, très cher papa, source d'amour et d'affection, qui m'a donné la meilleure des éducations, soutenu tout au long de ma vie et qui a veillé pour la réussite de ce travail ;**

**A ma chère maman, qui m'a apporté un soutien constant, une aide déterminante et à qui je dois toutes mes réussites ;**

**A mes deux sœurs adorées, Asma et Nawel ;**

**A mes chers frères, Mohamed, Riad, Ahmed et Samir ;**

**A mes petits anges, Younes et Noufel ;**

**A ma petite perle, Céline ;**

**A Mina, mon binôme et ma chère amie ;**

**Ainsi que mes deux familles paternelle « Hamiche » et maternelle « Guettou » ;**

**A mes amies Saoussane, Wassila, Soumia ;**

**Ainsi qu'à tous ceux qui me connaissent à l'ENSSMAL,.....j'espère que je n'ai oublié personne ;**

**Enfin simplement, à tous ceux que j'aime et qui m'aiment ;**

**A tous ce beau monde, je dédie ce modeste travail.**

**Sara**

# *Dédicaces*

Je dédie ce travail

A mes parents, ma grand-mère et grand-père

Que dieu les garde.

A mes sœurs et frère : Fella, Hanane, Amine et Bilal.

A mes oncles et tantes et leurs familles.

A ma tante Dalila qui m'a toujours encouragé et ma chère Ryma.

A Mr et Mme Hamiche qui m'ont aidé.

A Sara mon amie et mon binôme.

A Nadia mon amie d'enfance.

A mes amis : Halla et Fateh qui a toujours cru en moi.

Et a tous qui me connaissent de près ou de loin.

*Amina*

# Remerciements

Avant tout, nous remercions Allah, Dieu, Miséricordieux, l'Unique, le Puissant,...pour son guide et sa protection ;

Nous tenons à présenter notre immense gratitude à notre promotrice M<sup>me</sup> Meslem, pour la confiance qu'elle nous a accordé en acceptant de nous encadrer, pour sa disponibilité tout au long de l'élaboration de ce mémoire de fin d'études, pour son aide, ces critiques et ses suggestions, qui ont été pour nous d'un grand apport ;

Nos profonds remerciements à M<sup>elle</sup> Ould Ahmed d'avoir accepté d'examiner notre travail ;

Nous remercions notre respectable Co-promoteur M<sup>r</sup> Boudjenah, pour ses orientations, ses encouragements et les efforts qu'il a déployés pour mener à bien ce travail ;

A tous les membres du laboratoire du CNRDPA et de l'ENSSMAL, avec qui, nous avons travaillé dans des meilleures conditions ;

Un grand merci à M<sup>r</sup> Kodja, propriétaire du site aquacole Orca Marine, qui nous a beaucoup aidées avec beaucoup de gentillesse et de patience ;

Nous exprimons notre gratitude à l'ensemble de nos enseignants qui ont si soigneusement partagé leurs connaissances en science de la mer, passion, qui nous a tous réunis à l'ENSSMAL ;

En fin, que tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire, puissent trouver ici, toute notre reconnaissance.



Sara & Amina

# Sommaire

<b>Introduction .....</b>	<b>1</b>
<b>Résumé .....</b>	<b>2</b>
<b>Chapitre I : Généralités</b>	
I.1) La conchyliculture dans le monde.....	3
I.2) l’Historique de la conchyliculture en Algérie .....	3
I.3) La production conchylicole nationale .....	4
I.4) Généralités sur la moule ( <i>Mytilus galloprovincialis</i> ).....	5
I.4.1) Position systématique .....	5
I.4.2) Morphologie et anatomie.....	5
I.4.3) Écologie .....	7
I.4.3.1) Répartition géographique .....	7
I.4.3.2) Répartition bathymétrique .....	8
I.4.4) Alimentation .....	9
I.4.4.1) Régime alimentaire.....	9
I.4.4.2) Filtration .....	9
I.4.5) Reproduction .....	10
I.4.5.1) Les facteurs influençant l’évolution de la gonade.....	10
I.4.6) Croissance et vie larvaire .....	11
I.4.6.1) L’effet des facteurs physico-chimiques sur la croissance des moules.....	12
I.5) Généralités sur l’huître ( <i>Crassostrea gigas</i> ) .....	13
I.5.1) Position systématique .....	13
I.5.2) Morphologie et anatomie .....	13
I.5.3) Écologie : Répartition géographique et bathymétrique .....	14
I.5.4) Alimentation .....	15
I.5.5) Reproduction .....	15
I.5.5.1) Effet des facteurs physico-chimiques sur la reproduction des huîtres.....	16
I.5.5.2) Cycle sexuel et développement larvaire.....	16
I.5.6) Croissance .....	18
I.5.6.1) Effet de la température sur la croissance des huîtres .....	18
I.5.6.2) Effet de la salinité sur la croissance des huîtres .....	18
I.6) Appréciation de l’état de fraîcheur des bivalves .....	18
I.7) Etude des paramètres physico-chimiques.....	20
I.7.1) Les paramètres physiques.....	20
▪ La Température T (°C) .....	20
▪ La Salinité S(‰) .....	20
▪ Le Potentiel d’Hydrogène pH.....	20
▪ Les Matière en suspension MES (mg/l) .....	20

I.7.2) Les paramètres chimiques.....	21
▪ L'Oxygène dissous O <sub>2</sub> (mg/l) .....	21
▪ Les Sels nutritifs .....	21
1.L'Ammonium NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/l) .....	21
2.Les nitrites NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg/l) .....	21
3.Les nitrates (NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> ) .....	21
4.Le phosphore (PO <sub>4</sub> <sup>-3</sup> ) .....	22
5.Les Silicates Si(OH) <sub>4</sub> .....	22
I.7.3) Etude des paramètres biologiques.....	23
▪ La Chlorophylle a (mg/l) .....	23
▪ Le phytoplancton .....	23

## **Chapitre II : Etudes technique de la ferme conchylicole ORCA MARINE**

II.1) Création de la ferme Orca Marine .....	24
II.2) Présentation du site d'étude .....	24
II.2.1) Position géographique .....	24
II.2.2) Critères de choix du site .....	25
II.2.3) Caractéristiques du site .....	25
II.2.3.1) Caractéristiques climatiques .....	25
II.2.3.2) Caractéristiques hydrodynamiques .....	27
II.3) Technologie d'élevage .....	28
II.3.1) Description de la filière sub-surface .....	28
II.3.2) Les raisons de choix de cette filière.....	30
II.4) Différentes étapes d'élevage à Orca Marine .....	31

## **Chapitre III : Matériels et Méthodes**

III.1) Echantillonnage .....	33
III.1.2) Etude des paramètres physico-chimiques .....	33
III.1.2.1) Les paramètres physiques .....	33
▪ La Température T (°C) .....	33
▪ La Salinité S(‰) .....	33
▪ Le Potentiel d'Hydrogène pH.....	33
▪ Les Matière en suspension MES (mg/l) .....	33
III.1.2.2) Les paramètres chimiques .....	35
▪ L'Oxygène dissous O <sub>2</sub> (mg/l) .....	35
▪ Les Sels nutritifs .....	35
1. L'Ammonium NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/l) .....	35
2. Les nitrites NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg/l) .....	36
3. Les nitrates (NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> ) .....	36
4. Le phosphore (PO <sub>4</sub> <sup>-3</sup> ) .....	36
5. Les Silicates Si(OH) <sub>4</sub> .....	37

III.1.2.3) Etude des paramètres biologiques .....	37
▪ La Chlorophylle a (mg/l) .....	37
▪ Le phytoplancton .....	39

## Chapitre IV : Résultats et Discussions

IV.1) Les paramètres physiques .....	40
IV.1.1) La température .....	40
IV.1.2) Le potentiel hydrogène .....	40
IV.1.3) Salinité .....	40
IV.1.4) Matière en suspension .....	41
IV.2) Les paramètres chimiques .....	42
IV.2.1) L'oxygène dissous .....	42
IV.2.2) Les sels nutritifs .....	43
IV.2.2.1) Ammonium .....	43
IV.2.2.2) Nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) .....	44
IV.2.2.3) Nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ) .....	45
IV.2.2.4) <i>phosphore</i> ( $\text{PO}_4^{-3}$ ) .....	46
IV.2.2.5) Silicates Si ( $\text{OH}$ ) <sub>4</sub> .....	47
IV.3) Les paramètres biologiques .....	48
IV.3.1) Chlorophylle a .....	48
IV.3.2) Phytoplancton .....	50

<b>Conclusion .....</b>	<b>55</b>
-------------------------	-----------

## Bibliographie

## Annexes

# Liste des figures

Figure 1 : Morphologie de la moule ( <i>Mytilus Galloprovincialis</i> ) .....	6
Figure 2 : Anatomie interne de la moule ( <i>Mytilus galloprovincialis</i> ) .....	7
Figure 3 : Air de répartition géographique de <i>Mytilus galloprovincialis</i> .....	8
Figure 4 : Nutrition et respiration chez la moule .....	9
Figure 5 : Larve véligère de <i>Mytilus galloprovincialis</i> .....	10
Figure 6 : Cycle biologique de la moule.....	12
Figure 7 : Morphologie de l'huître <i>Crassostrea gigas</i> .....	13
Figure 8 : Anatomie interne de l'huître <i>Crassostrea gigas</i> .....	14
Figure 9 : Air de répartition géographique de <i>Crassostrea gigas</i> .....	15
Figure 10 : Cycle biologique de l'huître creuse <i>C. gigas</i> .....	17
Figure 11 : Localisation de la ferme Orca Marine .....	24
Figure 12 : la situation géographique de la ferme .....	25
Figure 13 : variations mensuelles de la température.....	26
Figure 14 : variations mensuelles des précipitations .....	26
Figure 15: Schéma de la filière de la ferme Orca Marine.....	28
Figure 16 : Flotteurs (70 l) .....	29
Figure 17 : Lest (corps mort) .....	29
Figure 18: Corde de Cocco .....	29
Figure 19: Corde de Ralingues .....	29
Figure 20 : Filet mytilidouble .....	30
Figure 21: Pochon à huître.....	30
Figure 22 : Pochon à moule .....	30
Figure 23: Une trieuse.....	32
Figure 24: Une « chargeur-laveuse » .....	32
Figure 25: Peseuse électrique .....	32
Figure 26 : une tripteuse .....	32
Figure 27: Bouteille de prélèvement « Nansen ».....	33
Figure 28 : Multi paramètre .....	33
Figure 29: Etuve.....	34
Figure 30 : Filtres Wattman (GF/C de 0.45 µm) .....	34

Figure 31: Système de filtration et pompe à vide .....	34
Figure 32: Balance à précision (0.001g; Denver Instrument Company, modèle TR-403) .....	34
Figure 33 : Spectrophotomètre .....	35
Figure 34 : Colonne de réduction au cadmium .....	35
Figure 35 : Autoanalyseur « Skalar San <sup>+</sup> » .....	37
Figure 36 : Centrifugeuse .....	38
Figure 37 : Filet à plancton .....	39
Figure 38 : Microscope Photonique .....	40
Figure 39 : Variations mensuelles de la température .....	41
Figure 40 : Variations mensuelles du potentiel d'hydrogène.....	40
Figure 41 : Variations mensuelles de la salinité .....	42
Figure 42 : Variations mensuelles de MES .....	43
Figure43 : Variations mensuelles de l'oxygène dissous .....	44
Figure 44 : Variations mensuelles de l'ammonium .....	45
Figure 45 : Variations mensuelle des nitrites .....	46
Figure 46 : Variations mensuelles des nitrates .....	47
Figure 47 : Variations mensuelles des phosphores .....	48
Figure 48 : Variations mensuelles des silicates .....	48
Figure 49 : Variations mensuelles de la chlorophylle a .....	49
Figure 50: Les dinoflagellés présents au niveau du site aquacole « Orca Marine » .....	52
Figure 51 : Les diatomées présentes au niveau du site aquacole « Orca Marine » .....	53

# Liste des tableaux

Tableau 1 : Production nationale en bivalves (tonnes/an) .....	4
Tableau 2 : Limites biologiques.....	8
Tableau 3 : Quelques données climatiques de la région d'Ain Taya.....	26
Tableau 4: Résultats des analyses des paramètres physico-chimiques des eaux conchylicoles (Orca Marine) .....	50
Tableau 5 : Résumé des différentes espèces de phytoplancton déterminer .....	51

# Liste des abréviations

**CNRDPA** : Centre National de Recherche pour le Développement de la Pêche et de l'Aquaculture.

**ONDPA** : Office National de Développement de la Pêche et de l'Aquaculture.

**MPRH** : Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques.

**ITPA** : Institut de la Technologie de la Pêche et d'Aquaculture.

**SEAM** : Sarl d'Elevage Aquacole Méditerranéen.

**USTHB** : Université des Sciences et de la Technologie HOUARI BOUMEDIENE.

**ESSMAL (ex ISMAL)** : Ecole National Supérieur des Sciences de la Mer et de l'Aménagement de Littoral.

# Introduction

# Introduction

La conchyliculture fait partie de l'aquaculture extensive. Elle concerne l'élevage de mollusques bivalves (moules, huîtres, palourde, coques, ...) en milieu marin voir saumâtre à partir de naissains collectés sur des gisements naturels ou produits en écloserie.

Durant la période 1991 à 2000, la production mondiale de bivalves a connu une croissance continue et les débarquements enregistrés (pêche + conchyliculture) ont plus que doublé, passant de 6.3 en 1991 à 14millions de tonnes en 2000.

Sur le littoral Algérien, le mode d'élevage conchylicole utilisé est l'élevage en filière de sub-surface. Cependant, cette technique d'élevage nécessite une bonne qualité des eaux d'élevage.

Il existe en Algérie, quelques fermes conchylicoles : SARL SEAM à Ain Tagourait (W.Tipaza) et SARL ORCA MARINE à Ain Chrob (ex Surcouf) et d'autres sont en voie de création.

Notre travail a pour objectif d'étudier la qualité physicochimique et biologique du site conchylicole d'Orca Marine. Dans cette étude, nous abordons quatre chapitres :

- ✓ Le premier chapitre présente la partie bibliographique qui regroupe des connaissances théoriques sur les espèces élevées.
- ✓ Le deuxième chapitre est consacré à la présentation du site d'étude
- ✓ Le troisième chapitre présente le matériel et les méthodes utilisés
- ✓ Le dernier chapitre présente les résultats avec une discussion.

Nous terminons notre étude par une conclusion générale.

# Résumé

# Résumé

Pendant trois mois, des prélèvements mensuels d'eau de mer ont été effectués au niveau du site conchylicole de Ain Taya. Les analyses sont réalisées au laboratoire d'aquaculture de l'ENSSMAL et au Centre National de Recherche pour le Développement de la Pêche et de l'Aquaculture « CNRDPA »

Une étude des paramètres physico-chimiques (Températures, Salinité, Matière en suspension, potentiel d'hydrogène et sels nutritifs, Oxygène dissous) et biologiques (Chlorophylle a) a permis de connaître la qualité du site et de comprendre le fonctionnement du milieu durant notre période d'étude.

De plus, cette étude a révélé la présence d'espèces phytoplanctoniques toxiques qui pourraient représenter un danger potentiel pour l'élevage.

**Mots clés :** Paramètres physico-chimiques; Paramètres biologiques; Fonctionnement du site; Phytoplancton, Toxique.

# **Chapitre I**

## **GENERALITES**

## I.1) La conchyliculture dans le monde

Le développement de la conchyliculture mondiale s'est traduit ces 20 dernières années par la croissance importante de la production chinoise d'huîtres (surtout les huîtres perlières). La production conchylicole Européenne reste, quand a elle, dominée par les huîtres et les moules (Ifremer, in Meziane et Sefasfa, 2008). En Europe, les principaux pays producteurs sont l'Espagne avec 208 400 tonnes (notamment la production mytilicole en Galice), la France produit 208 100 tonnes, l'Italie 158 000 tonnes et le Royaume-Uni avec 113 400 tonnes (FAO, programme aquatique cultivé de l'information d'espèce, 2000-2006).

## I.2) Historique de la conchyliculture en Algérie

La conchyliculture en Algérie est récente, son histoire est résumée comme suit :

- ❖ **En 1880**: L'Algérie a démarré ces premiers essais d'ostréiculture à Marsa El kabir (w.Oran) et à l'Oued Sebao (w.Tizi Ouzou). (Boutouchent et *al*, in Bouchena et al, 2006).
- ❖ **1894-1895**: Essai d'élevage de moules a Tizirt par Thomas (Seurat, in Rachedi et Belhadj, 2007).
- ❖ **En 1921** : Création de la station d'aquaculture et de la pêche de Bou Ismail (CNDPA actuellement) pour déterminer les meilleurs sites et techniques pour la mytiliculture et l'ostréiculture (Boutouchent et al, in Bouchena et al, 2006).
- ❖ **En 1927** : Essai d'élevage d'huître au port d'Alger (Dienzeide et Argilas, in Rachedi et Belhadj, 2007).
- ❖ **En 1940** : Exploitation des lacs Oubeira et Mellah et Tonga avec culture de coquillage (Boutouchent et Milla, 2005).
- ❖ **Dans les années 70** : Réintroduction de la moule et de l'huître par le programme de coopération avec la FAO (Boutouchent et Milla, 2005).
- ❖ **En 1973** : Mise en valeur du lac El Mellah, pour l'installation des tables conchylicoles (Mezache, in Bouchenine et al, 2006).
- ❖ **En 1987** : Installation de la filière sub-surface par l'ONDPA (Mezache, in Bouchenine et al, 2006).
- ❖ **A partir de 1991** : Trois professionnels algériens se sont lancés dans la mytiliculture en mer ouverte (Boutouchent et Milla, 2006).

- ❖ **En 1999** : Création du Ministère de la pêche et des ressources halieutiques (MPRH), (Rachedi et Belhadj, 2007).
- ❖ **En 2004** : Le Ministère de la pêche et des ressources halieutiques et a travers le CNRDPA, 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 (Boutouchent et Milla, 2005).

### I.3) Production conchylicole nationale

Sur une production aquacole globale de 368 Tonne, la production de la conchyliculture est représentée dans le tableau1.

Actuellement, on enregistre une production conchylicole parmi les plus faibles du bassin méditerranéen. Autrefois, l'essentiel de la production nationale provenait du lac El Mellah.

**Tableau 1 : Production nationale en bivalves (tonnes/an) (MPRH, 2005).**

Année	2000	2001	2002	2003	2004	2005
<i>Mytilus galloprovincialis</i> & <i>Crassostrea gigas</i>	30.20	40.50	10.30	6.40	10.30	15

La production aquacole de la ferme Orca Marine situé à Ain Taya en 2000 a représenté 30 tonnes et en 2001 ; 40 tonnes par contre en 2002 et 2005 la production a été estimée à 10 tonnes. D'après Mr Kodja en 2008, avec 7 tonnes de moules et 1 tonne d'huîtres sa production reste très modeste et insuffisante pour le marché algériens. (EL WATAN, 2009)

## **I.4) Généralités sur la moule (*Mytilus galloprovincialis*)**

### **I.4.1) Position systématique**

Règne :	Animal.
Embranchement :	Mollusque.
Classe :	Lamellibranches.
Ordre :	Filibranches.
Sous - Ordre :	Anisomyaria.
Super Famille :	Mytiloidae
Famille :	Mytiloidae
Sous - Famille:	Mytilinae.
Genre :	<i>Mytilus</i> .
Espèce :	<i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lamarck, 1819).(annexe 1)

### **I.4.2) Morphologie et anatomie**

#### **I.4.2.1) Morphologie**

- Aspect extérieur : la coquille plus ou moins renflée, possède une extrémité pointue et l'autre arrondis. Elle comprend deux valves égales unies par un ligament, la couleur généralement bleu- noir, peut toutefois être brune, voire jaune (fig1). (Marteil, 1976).
- Aspect intérieur : la coloration de la valve est bleue ardoise très foncée, presque noire vers les bords postérieurs, et presque blanche sous les crochets (Djediati, *in* Meziane et Sefasfa, 2008).
- La taille commune de la moule varie entre 5 et 8 cm avec un maximum de 15 cm (Boudjema et Ourari, 2005). Le corps de la moule est entouré d'un manteau qui est une enveloppe pellucide dans laquelle se trouvent les muscles, le système nerveux et les vaisseaux sanguins (SRCNMN, *in* Meziane et Sefasfa, 2008).



**Figure 1 : Morphologie de la moule (*Mytilus Galloprovincialis*).**

#### **I.4.2.2) Anatomie**

La moule possède deux branchies disposées dans la cavité palléale de part et d'autre de la masse viscérale (organes de respiration) qui jouent aussi un rôle important dans l'alimentation en retenant les particules en suspension.

La moule est pourvue d'un pied qui lui permet de se déplacer sur son support et de se refixer un peu plus loin. Elle dispose de deux muscles adducteurs (dont l'un, l'antérieur est réduit), qui ferment la coquille par leur contraction (fig2).

La glande de byssus produit une sécrétion visqueuse s'écoulant dans le sillon du pied. (Meziane et Sefasfa, 2008).

La chaire de la moule est le plus souvent de couleur rose ou orange pour les femelles et blanchâtre pour les males (Bouchena et *al*, 2006).

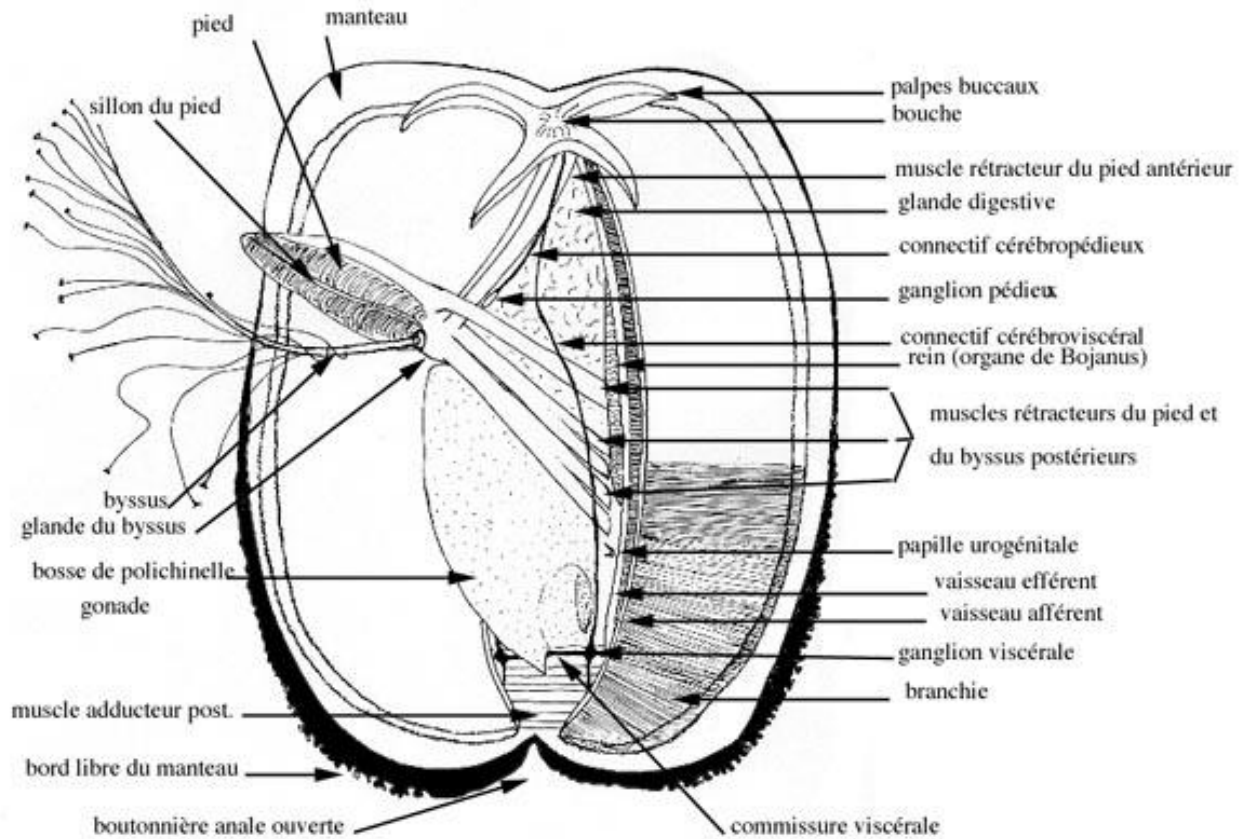


Figure 2 : Anatomie interne de la moule (*Mytilus galloprovincialis*), (Ducruet, 2000).

### I.4.3) Écologie

#### I.4.3.1) Répartition géographique

*Mytilus galloprovincialis* se trouve sur les côtes de mer noire, l'Adriatique, la Méditerranée, sur les cotes Atlantiques, de France, de l'Espagne, du Portugal et du Maroc, jusqu'à la manche occidentale (fig. 3) (Lubert, *in* Meziane et Sefasfa, 2008), ou semble terminer son aire d'extension (Boudjema et Ourari, 2005). Elle a été même récoltée en Angleterre, en Allemagne (Lubert, *in* Boudjema et Ourari, 2005) et au Japon (Hosni, *in* Bouchaira *et al*, 1999).

Sur les côtes algériennes, elle cohabite avec l'espèce *Perna perna* et forme des bancs naturels dans des zones assez agitées (Abada-Boudjema *et al*, Boukhroufa 1987). En abondances sur nos côtes, la moule a fait l'objet de nombreuses études (Asso, Boukhroufa, *in* Bouchena *et al*, 2006).

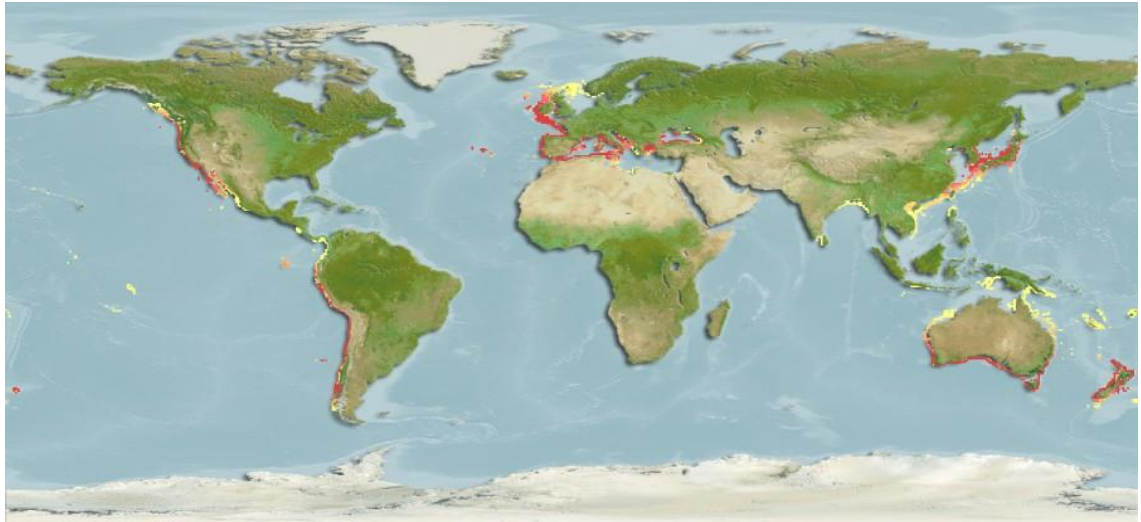
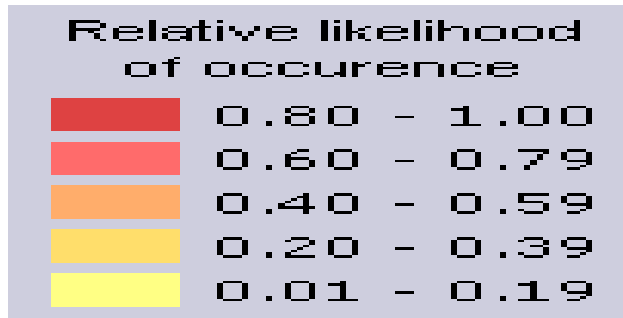


Figure 3 : Aire de répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis*. (Pillon, 2001)



#### I.4.3.2) Répartition bathymétrique

On la retrouve exceptionnellement jusqu'à des profondeurs atteignant 20 mètres et plus (Seed, *in* Bachaira et al, 1999).

La moule s'adapte à des conditions de milieu très variées et peut supporter de brusques variations de l'environnement (tab2) (température, salinité, nourriture, exposition à l'air...) (Chinzi, *in* Meziane et Sefasfa, 2008)

Tableau 2 : Limites biologiques (Chinzi et al, *in* Meziane et Sefasfa, 2008)

Paramètres	<i>M.Galloprovincialis</i>
<u>Limite létale :</u>	
Salinité	15 et 40 PSU
Température	7 et 28 °C
<u>Optimum :</u>	
Salinité	28 et 34 PSU
Température	18 et 20°C

## I.4.4) Alimentation

### I.4.4.1) Régime alimentaire

La moule est un organisme sédentaire filtreur, elle vit des MES contenu dans l'eau (Dardignac-corbeil, *in* Meziane et Sefasfa, 2008), elle ingère la plupart des particules présentes dans le milieu : flagellés – dinoflagellés - détruis organiques – protozoaires – spores – diatomées - fragment d'algues - débris inorganiques...etc.

En effet, (Desgouil, *in* Bouchena et *al*, 2006) a remarqué dans les contenus stomacaux de moules de la rade de Toulon, une prépondérance de diatomées.

### I.4.4.2) Filtration

La moule utilise son appareil branchial comme un filtre. En effet, le courant d'eau inhalant passe à travers la branchie (fig4) qui joue le rôle de tamis et qui comporte des sillons garnis de cellules muqueuse qui agglomèrent les particules en suspension, dans l'eau les microparticules consommables sont transportées jusqu'à la bouche, alors que les particules non consommable sont rejetées à l'extérieur (pseudofécès) (Boudjema et Ourari, 2005).

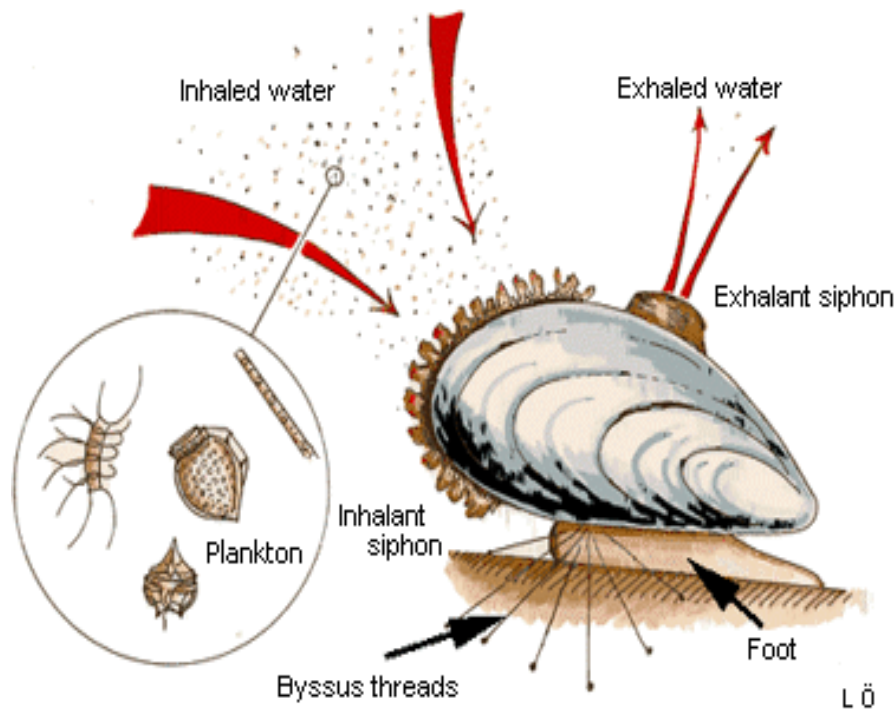


Figure 4 : Nutrition et respiration chez la moule. (Lars-Ove Loo, 2000)

### **I.4.5) Reproduction**

Contrairement aux huîtres, les moules sont gonochoriques (sexes séparés), et le nombre de mâles est à peu près égale à celui de femelles (Lubet, *in* Bouchena et *al*, 2006).

Le début de printemps est la saison la plus favorable pour la reproduction des moules, plus on s'éloigne moins on a de chances de réussir l'obtention des gamètes, il doit aussi y avoir une différence entre les moules vivant en méditerranée et celles vivant dans l'océan (SRCNMN, *in* Meziane et Sefasfa, 2008).

Les larves véligère secrètent très tôt une coquille rudimentaire et transparente, nagent quelques jours à la surface de la mer, puis tombent au fond et se fixent par un byssus (Villeneuve, *in* Meziane et Sefasfa, 2008).



**Figure 5 : Larve véligère de *Mytilus galloprovincialis*. (Ferrara université, 2003)**

La maturité sexuelle de la moule comprend quatre stades : (Bouchena et *al*, 2006)

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.

#### **I.4.5.1) Les facteurs influençant l'évolution de la gonade**

La corrélation entre le cycle sexuel et la température montre d'ailleurs que toute variation brutale de cette dernière déclencherait l'émission des gamètes. Cette émission persisterait tant que les températures restent comprises entre 11 et 22°C. Des températures inférieures à 11°C ou

supérieures à 22°C, ralentissent puis arrêteraient l'activité gonadique pour laisser place à un repos sexuel lorsque les températures sont supérieures à 25.5°C (Haouchine, *in* Boudjema et Ourari, 2005).

En effet, de nombreux auteurs ont montré que la salinité avait un effet sur la filtration de *M. galloprovincialis* et ont fixé un intervalle de salinité (27-30) où la filtration est optimale. Cette dernière est arrêtée pour des salinités inférieures à 13-14 (Lubert et Chappuis, *in* Atmani et al, 2000)

En plus de la température et de la salinité, la reproduction coïncide avec des teneurs en oxygène dissous dans l'eau entre 11 mg/l et 17 mg/l. Des tensions inférieures à 11 mg/l ralentiraient l'activité gonadique et induiraient le repos sexuel (Haouchine, *in* Boudjema et Ourari, 2005).

Finalement, la richesse du milieu en production primaire (phytoplancton) joue un rôle important sur le développement du tissu interstitiel de réserve dont l'épuisement actif conduit au phénomène de gamétogenèse.

#### **I.4.6) 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). Les moules de taille inférieure à 20 mm ont un accroissement lent, celle de tailles comprises entre 20 et 45 mm ont un accroissement rapide (Razef et Laid, 1990). Fisher Piette (*in* Razef et Laid, 1990) a montré que la croissance dépend des saisons (maximum au printemps-été et minimum en automne-hiver). Plus longtemps la moule est immergée, plus la croissance est rapide.

La détermination de cycle larvaire chez les mollusques lamellibranches marins a suscité de nombreux travaux de recherche (Lubert, Loosamoff et David, Bayne, *in* Barnabe, 1986). Le cycle larvaire comporte généralement deux phases : benthique et planctonique qui se subdivisent en deux stades (trochophore et véligère) (fig6). (Bouchena et al, 2006).

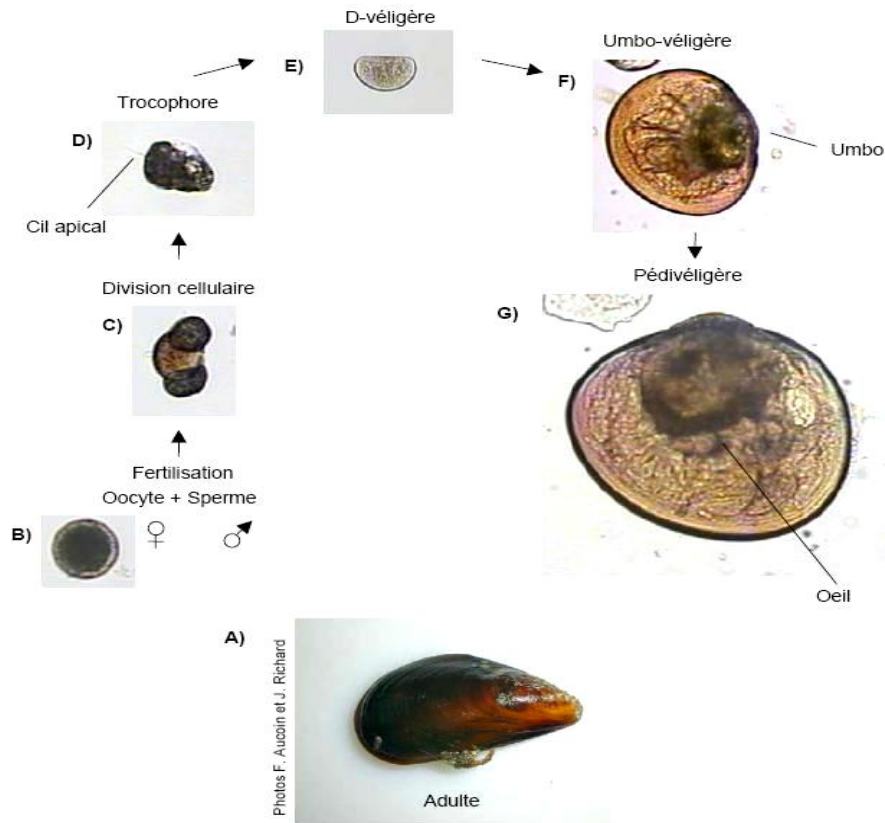


Figure 6 : Cycle biologique de la moule. (Aucoin et *al*, 2003)

### I.4.6.1) Effet des facteurs physico-chimiques sur la croissance des moules

#### Effet de la température

La température est favorable aussi bien pour la croissance que pour la reproduction des moules sur toute l'année. En effet, Arnaud (*in* Boudjema et Ourari, 2005) fait situer les conditions optimales de la croissance de la moule entre 10 à 20°C, optimum de croissance du phytoplancton (maintenu entre 18 à 22°C) qui selon Leborgue (*in* Boudjema et Ourari, 2005), est une source d'alimentation pour les bivalves.

#### Effet du pH

Toute variation de pH est également un facteur nocif pour la croissance (Razef et Laid, 1990).

#### Effet de la salinité

Une salinité très élevée nuit à la croissance. L'optimum de croissance pour l'espèce *Mytilus galloprovincialis* est entre 30 et 35‰ (Razef et Laid, 1990).

## I.5) Généralités sur l'huître (*Crassostrea gigas*)

### I.5.1) Position systématique

Règne :	Animal.
Embranchement :	Mollusque.
Classe :	Lamellibranches.
Ordre :	Fillibranches.
Sous - Ordre :	Anisomyaria.
Super. Famille :	Ostreidea.
Famille :	Ostreidea.
Sous.Famille :	Crassostreinae.
Genre :	<i>Crassostrea</i> .
Espèce :	<i>Crassostrea gigas</i> (Grassé, 1960).(annexe 1)

### I.5.2) Morphologie et anatomie

#### I.5.2.1) Morphologie

L'huître est un mollusque dont le corps est protégé par une coquille bivalves (fig7): l'une est concave, l'autre plus ou moins plate. Adulte, *Crassostrea gigas* ne possède qu'un muscle adducteur. Elle n'a pas de byssus mais elle est adhérente par la valve gauche (inférieure) au support qui assurera sa vie sédentaire (Marteil, 1976).



**Figure 7 : Morphologie de l'huître *Crassostrea gigas* (David Monniaux, 2008).**

### I.5.2.2) Anatomie

Au niveau de la charnière (qui est le point de jonction des deux coquilles) deux lobes sondés l'un a l'autre forment le capuchon céphalique qui recouvre la bouche et les palpes labiaux. Les deux lobes du manteau délimitent la cavité palléale. Celle-ci, est constituée de deux chambre séparées par les branchies (fig8) : la chambre inhalante du coté ventral, et la chambre exhalante du coté dorsale.

A maturité, la cavité palléale est majoritairement occupée par la gonade (Farcy, *in* Meziane et Sefasfa, 2008), les stries de croissance fortement marquées et pouvant présenter des excroissances extrêmement coupantes, couleurs assez variées du beige au brunâtre avec parfois des taches plus sombres ou pourpre. La taille maximale est de 30 cm, mais plus couramment comprise entre 8 et 15 cm. (Sheridan, 2003)

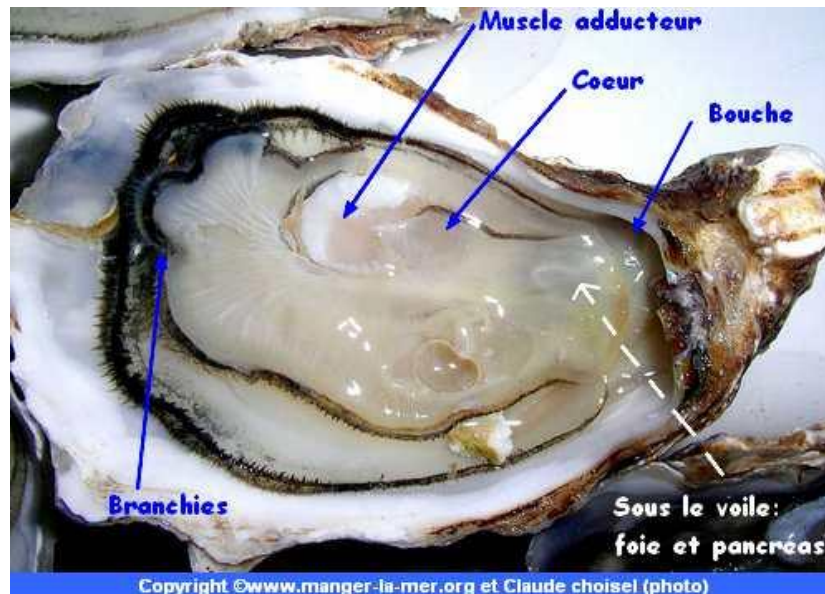
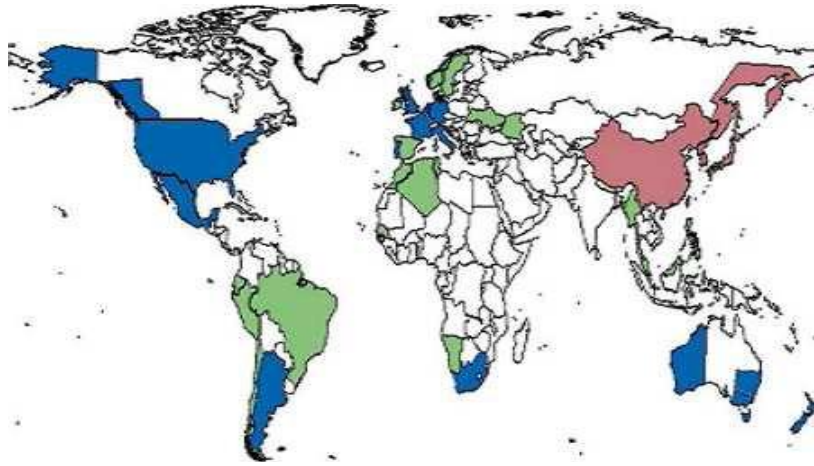


Figure 8 : Anatomie interne de l'huître *Crassostrea gigas* (Claude choisel, 2008)

### I.5.3) Écologie : Répartition géographique et bathymétrique

Selon Guero et Vague (*in* Bouchena et *al*, 2006), l'huître creuse (*C. gigas*) est naturellement présente dans l'océan pacifique (ex Union soviétique, Japon, Corée...), sur la côte pacifique d'Amérique du nord, au Canada, de l'Alaska a la Colombie britannique et aux Etats-Unis, jusqu'en Californie (fig 9). Elle peut coloniser tout le domaine intertidal, c'est-à-dire la zone d'oscillation des marées, ainsi que des niveaux plus profonds de 10-20 m. Au niveau de la méditerranée, elle a été introduite dans les sites représentés sur la carte.



**Figure 9 : Aire de répartition géographique de *Crassostrea gigas* dans le monde en 2005. (Ruesink et al, 2005).**

- *C. gigas* est natif.
- *C. gigas* est présent et dont des populations naturelles sont établies.
- *C. gigas* n'est pas établie.

#### **I.5.4) Alimentation**

Les huîtres sont des filtreurs, microphages, se nourrissant de petites particules (bactéries, phytoplancton, ...). Les particules alimentaires sont d'abord triées par le manteau et les branchies puis dirigées vers les palpes labiaux par le courant d'eau créé par les branchies. Les palpes labiaux, au nombre de quatre sont constitués de lèvres de forme triangulaire. Grâce à leurs cils et à de nombreuses cellules mucocytaires, ils participent au tri et guidage des éléments nutritionnels vers le tractus digestif. Les particules pénètrent dans celui-ci par la bouche, située entre les palpes labiaux, suivie d'un court œsophage. Elles atteignent ensuite l'estomac dans lequel débouchent les diverticules digestifs et le stylet cristallin, animé de mouvements de rotation et libérant des enzymes digestives. L'estomac se prolonge par l'intestin et le rectum qui longe le muscle adducteur et débouche sur l'anus (Gay, 2004).

#### **I.5.5) Reproduction**

Les huîtres sont hermaphrodites successives. Elles commencent leur vie male et en vieillissant elles deviennent femelles. La formation des gamètes (spermatozoïdes et ovules) débute dans le courant de l'hiver. En général, dès que la température de l'eau est supérieure à 10°C. En Juin-Juillet, les glandes génitales pleines de gamètes sont très grosses et d'aspect laiteux d'où le nom d'huître

laiteuse (Meziane et Sefasfa, 2008).

#### **I.5.5.1) Effet des facteurs physico-chimiques sur la reproduction des huîtres**

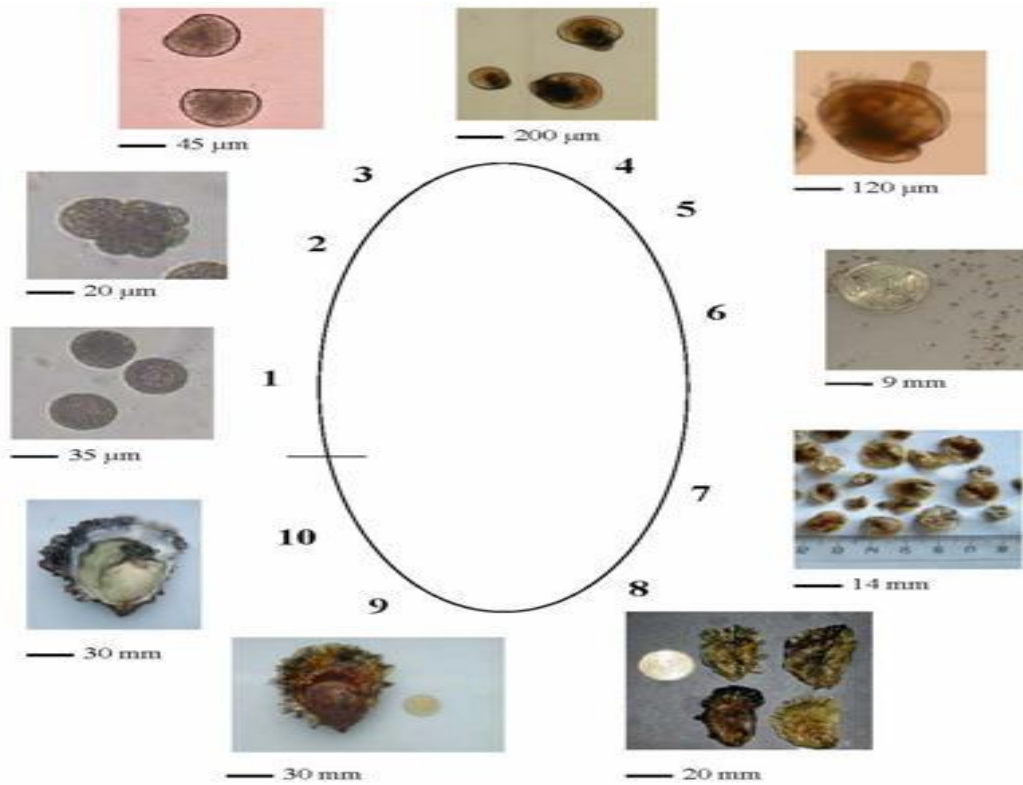
Le niveau optimal de la salinité varie entre 20 et 25‰. Bien que l'huître creuse du pacifique puisse se reproduire dans des eaux de salinités en dessous de 10 ‰ et survivent dans des salinités au dessus de 35‰ ou elle peut très rarement se reproduire. Elle supporte également une large gamme de températures oscillant entre 18 et 35°C (FAO pêche et aquaculture : *Crassostrea gigas*, 2009).

Galstof (*in* Marteil et *al*, 1974) a montré qu'un abaissement du pH au dessous de 6,5 réduit le taux de consommation de l'oxygène chez les huîtres.

Les facteurs externes tels que la température et la nourriture peuvent déclencher les changements de sexe et même fortement influencer les sex-ratios (Boudjema et Ourari, 2005).

#### **I.5.5.2) Cycle sexuel et développement larvaire**

Bien que le cycle biologique de l'huître soit sous la dépendance de plusieurs facteurs environnementaux, il peut être résumé et décomposé de façon suivante : Le développement indirect de l'huître donne naissance à une larve pélagique trochophore, il se poursuit par un stade véligère (formation des deux valves) puis pédivilégerè (ébauche des branchies et différenciation du système nerveux) (fig10). La fixation est suivie d'une étape de métamorphose au cours de laquelle les tissus et les organes se réorganisent pour donner le naissain (Farcy *in* Meziane et Sefasfa, 2008).



**Figure 10 : Cycle biologique de l'huître creuse *C. gigas*, d'après Dégremont (2003).**

- 1- Fécondation : ovocytes en présence de spermatozoïdes (points noirs ou réfringents).
- 2- Embryon stade morula (2-3 heures).
- 3- Larves D (24 heures).
- 4- Larves véligères (14 jours).
- 5- Larve pédivéligère (18 jours).
- 6- Naissains post-fixation (1 mois).
- 7- Naissains (2 mois).
- 8- Naissains (6 mois).
- 9- Adulte (10 mois).
- 10- Géniteur mature (10 mois).

Nb : l'âge indiqué pour les photos 7 à 10 est représentatif d'huîtres élevées en nurserie et en claire ostréicole, mais pas pour des huîtres du milieu naturel.

### **I.5.6) Croissance**

#### **Effet de la température sur la croissance des huîtres**

Selon His (in Maurin in Boudjema et Omani, 2005) *C. gigas* peut laisser ses valves entre ouvertes pour des durées pouvant dépasser les 24 heures à des températures supérieures à 10°C mais également pour des températures aussi basses que 5°C. D'une façon générale le taux de pompage chez les huîtres reste faible au dessous de 10°C et la nutrition s'arrête pratiquement à 3°C. L'activité est maximale pour des températures de 25 à 30 °C.

#### **Effet de la salinité sur la croissance des huîtres**

Bien que les huîtres soient des organismes euryhalins, la variation de salinité influence plus ou moins le comportement de diverses espèces. L'huître creuse peut supporter des salinités de 45‰ sa croissance est perturbée pour des salinités de 15 à 20 ‰ et devient mauvaise en dessous (Maurin in Boudjema et Omani, 2005).

### **I.6) Appréciation de l'état de fraîcheur des bivalves**

Pour apprécier l'état de fraîcheur des bivalves, un certain nombre de critères est établi :

❖ indice de qualité AFNOR :

Cet indice mesure la proportion de chair fraîche égouttée par rapport au poids total. Il permet de classer les huîtres en fines (indice de 6,5 à 9) et en spéciales (indice supérieur à 9).

Les mollusques bivalves doivent posséder les caractéristiques de fraîcheur et de viabilité suivantes :

- ❖ Absence de souillure sur la coquille.
- ❖ les coquilles doivent être fermés ou se referment à la percussion par une réponse adéquate.
- ❖ les coquillages doivent être pleines de liquide plein intervallaire, elles sont relativement lourdes et rendent un son mat au malaxage.
- ❖ après ouverture, on observe une réaction du bord du manteau à la piqûre.
- ❖ odeur agréable.
- ❖ Les huîtres doivent être conditionnées ou emballées.
- ❖ Valve creuse en dessous.
- ❖ couleur des coquilles : blondes, blanches, violet, verte.
- ❖ dessin des coquilles : rayures.

- ❖ uniformité des couleurs : uniforme, bicolore.
- ❖ aspect, structure de la coquille extérieure : lisse, frisée.
- ❖ aspect, structure de la coquille intérieure : nacrée brillant, nacrée mat, chambrée, crayeuse.
- ❖ forme : ronde, coffrée, équilibrée, longue, plate, étroite.
- ❖ aspect et couleur de la chair : lisse, charrue, laiteuse, veinée, couleurs uniformes, couleurs contrastées, blanc jaunâtre, blanc laiteux, blanc ivoire, manteau translucide, couleur des bords du manteau : noir, jaune, gris, épaisseur des bords du manteau : épais, mince, translucide.
- ❖ odeur : iodée, algue, fruitée, vase, soufre.
- ❖ goût : salé, sucré, équilibré, astringent, amer.
- ❖ flaveur : iodée, algue, noisette.
- ❖ longueur en bouche : intensité globale très forte, forte, moyenne, courte.
- ❖ texture en bouche : croquante, laiteuse, fibreuse, élastique (Razef et Laid, 1990 et Ifremer, 1998).

## **I.7) Etude des paramètres physico-chimiques**

### **I.7.1) Les paramètres physiques**

#### **▪ La Température T (°C)**

La température est un paramètre écologique important, elle joue un rôle dans le processus métabolique du phytoplancton, ainsi que dans la croissance, la reproduction et la nutrition des bivalves. D'après Mansouri (in Abdellaoui et Boukaari, 2000), certaines études ont montré que le taux d'assimilation des bivalves est maximal entre 12 et 19°C. La température a une influence sur l'activité biologique et permet la reconnaissance des masses d'eau et leur mélange (Arnad in Bouchena *et al*, 2006).

#### **▪ La Salinité S(‰)**

L'étude de la salinité est capitale, elle permet de comprendre la circulation des masses d'eau, d'identifier l'origine des eaux et de suivre leur mélange (Bovgis in Abdellaoui et Bougaari, 2000). Des variations brusques de salinité peuvent entraîner des chocs osmotiques au niveau des cellules. En général, la salinité n'a pas un grand effet sur les bivalves. Etant euryhalins, ces derniers peuvent supporter des salinités très fluctuantes (Bouchena *et al*, 2006).

#### **▪ Le Potentiel d'Hydrogène pH**

Il exprime l'acidité ou l'alcalinité d'une eau. La détermination du pH est importante car elle permet d'estimer le degré d'agressivité d'une eau. Le pH des eaux varie en fonction de différentes causes endogènes (dégradation de la flore et de la faune) et exogènes (température, apports en élément nutritifs). Le pH est aussi influencé par l'alcalinité, le système de carbonates, les bases présentes dans le milieu, la photosynthèse et la respiration. (Afri in Bouchena *et al*, 2006). Sa mesure a été réalisée au moyen d'un pH-mètre.

#### **▪ Les Matière en suspension MES (mg/l)**

Elle représente la fraction minérale et organique de la matière en suspension dans l'eau de mer. Les MES peuvent réduire la luminosité et par conséquent baisser la productivité primaire. Ceci s'accompagne par une chute du taux d'oxygène dissous, due à la diminution de l'activité photosynthétique (Bremond et Vuichard in Della et Sahnoune, 2007). De plus, elles représentent une surface de contact important pour des échanges physiques et peut être une source nutritive non négligeable pour les mollusques (Bouchena *et al*, 2006).

## I.7.2) Les paramètres chimiques

### ▪ L'Oxygène dissous $O_2$ (mg/l)

L'oxygène dissous est un élément fondamental et indispensable à la vie, il gouverne la majorité des processus biologiques des différents écosystèmes aquatiques. Sa raréfaction ou une chute brutale de sa pression partielle peut entraîner la mort de nombreux mollusques (Deltreil et *al in* Boudjema et Ourani, 2005). Cependant la qualité requise des eaux conchylicoles selon la réglementation européenne doit être supérieure ou égale à 70 % de saturation soit 4 à 5 mg/l en moyenne.

### ▪ Les Sels nutritifs

#### 1. L'Ammonium $NH_4^+$ (mg/l)

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 ammoniacal ( $N-NH_4^+$ ), il existe dans les eaux considérées comme riches (eutrophes) (Bouchena et al, 2006). Il se trouve dans les eaux sous forme ionisée  $NH_4^+$ , peu néfaste vis-à-vis de la faune aquatique, ou sous forme hydratée  $NH_3^+$ , qui en revanche, peut entraîner de graves conséquences sur les milieux récepteurs du fait de sa toxicité (Abdellaoui et Boukaari, 2000). Le dosage de l'ammonium est réalisé par la méthode ionométrique.

#### 2. Les nitrites $NO_2^-$ (mg/l)

L'azote nitreux est la forme la plus toxique des formes minérales de l'azote. Il est issu de la première étape du processus de nitrification. Le dosage des nitrites a été réalisé selon la méthode au sulfamide.

#### 3. Les nitrates ( $NO_3^-$ )

Les ions nitrates sont la forme la plus oxygénée de l'azote. La teneur de ce dernier est variable suivant la saison et selon l'origine des eaux. (Arrignon *in* Della et Sahnoune, 2007). 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 *in* Bouchena et al, 2006). Ils sont aussi utilisés par le phytoplancton qui constitue une source importante de nourriture des mollusques.

Le principe de base adopté par les analyses marines repose sur la réduction quasi quantitative (95%) du nitrate ( $\text{NO}_3^-$ ) en nitrite ( $\text{NO}_2^-$ ). Après réduction, on mesure en réalité la somme des concentrations en nitrate et en nitrite (Aminot et al, *in* Lefnaoui et al, 2008). La réduction a été réalisée sur colonne droite de cadmium dopée avant son utilisation et réactivée avant chaque analyse.

#### 4. Le phosphore ( $\text{PO}_4^{-3}$ )

D'après Dussart, (*in* Messaoudi et Chablaoui, 2007) c'est à la fois le métalloïde le plus nécessaire à la vie aquatique, le moins abondant en général et celui qui se présente sous la forme la plus simple, celle d'orthophosphates. Le phosphore est essentiel pour la croissance en intervenant dans de nombreuses réactions cellulaires, tel le transfert d'énergie, la biosynthèse des acides nucléiques. La forme préférée pour les microalgues, c'est l'orthophosphates ( $\text{PO}_4^{2-}$ ). Bien que la biomasse algale contienne moins de 1% de P, c'est souvent l'élément le plus limitant pour la production phytoplanctonique de masse. Cela vient du fait qu'il s'associe facilement à d'autres ions (Fe,  $\text{CO}_3^{2-}$  par ex) ce qui se traduit par sa précipitation le rendant inutilisable par les algues. Il est souvent apporté avec de l'azote dans un rapport 1/6 (Robert, *in* Messaoudi et Chablaoui, 2007).

#### 5. Les Silicates $\text{Si}(\text{OH})_4$

Le silicium entre dans la composition des tests de certaines espèces marines (Diatomées, silicoflagelettes.....). (Guellati, 2003). Sous forme dissoute, la silice est un nutriment important utilisé par les organismes aquatiques d'eau douce ou marine (Tréguar *in* Madat, 2007). Les sels de silicium dissous dans l'eau de mer se présentent sous forme de sels de l'acide orthosilicique  $\text{Si}(\text{OH})_4$ , qui ne serait que très faiblement ionisé  $\text{OSi}(\text{OH})_3^-$  dans la proportion de 2 % pour un pH moyen de 8.2. Sa teneur, généralement nulle dans les eaux de surface, augmente en fonction de la profondeur (Ivanoff *in* Guellati, 2003).

### I.7.3) Etude des paramètres biologiques

- **La Chlorophylle a (mg/l)**

Le phytoplancton est en général évalué par la mesure de la chlorophylle a qui a un rôle important dans la photosynthèse (Bountoux *in* Bouchena *et al*, 2006). 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 *in* Bouchena *et al*, 2006). Sur le plan conchylicole, l'intérêt d'étudier la chlorophylle a est important : ce paramètre permet d'évaluer l'aptitude probable d'un site à l'élevage en fonction de l'abondance de la chlorophylle a dans le milieu. (Delteil *et al in* Bouchena *et al*, 2006).

- **Le phytoplancton**

Le phytoplancton tels que les diatomées, sont à la base du développement de la mariculture telle : les élevages de mollusques bivalves, crevettes, échinodermes et invertébrés benthiques en général (Jaques, *in* Messaoudi et Chablaoui, 2007). Parmi les 5000 espèces que compte le phytoplancton marin de l'océan mondial, environ 300 espèces sont connues pour avoir provoqué des proliférations nuisibles. Parmi ces espèces la majorité sont des dinoflagellés représentés par 4 genres (*Alexandrium*, *dinophysis*, *gymnodinium* et *prorocentrum*) reconnus pour leur capacité à produire des toxines dangereuses pour l'animal ainsi que l'homme (Touahria, *in* Messaoudi et Chablaoui, 2007).

Lorsque ces espèces sont absorbées par les mollusques, elles libèrent des phycotoxines dans leur chair et les rendent impropres pour la consommation humaine. On désigne plusieurs familles de phycotoxines : des neurotoxines à action rapide, des toxines amnésiantes (Amnesic shellfish poisoning), des DSP (Diarrheic Shellfish Poison) et PSP (Paralytique Shellfish Poison) (les plus répandues).

**Chapitre II**  
**PRESENTATION DE**  
**L'ELEVAGE**  
**CONCHYLICOLE**

## II.1) Création de la ferme Orca Marine

La ferme conchylicole Orca Marine a été créée en Octobre 1987 par Mr Boualem Khodja pour l'élevage des moules et des huîtres. Elle est rentrée en phase d'expérimentation en 1990, et en phase d'exploitation en 2003. Le gérant a suivi des formations en France dans le domaine de l'aquaculture. Il est le premier à produire et commercialiser ses produits localement.

## II.2) Présentation du site d'étude

### II.2.1) Position géographique

Le site de notre étude est situé à Ain Taya (Surcouf plage), à 500 m de la ville. Les coordonnées géographiques de positionnement du site sont : Latitude : 36°47'28''N ; Longitude : 3°18'27''E.

Partie permanente de la baie d'Alger, la commune d'Ain Taya est située à 30 km à l'est d'Alger. Elle compte parmi les communes littorales de la circonscription administrative de Dar El Beida avec une distance de celle-ci de 12 km, délimitée par la commune de Haraoua à l'Est, les communes de Bordj El Bahri et El Marsa à l'Ouest, et la mer méditerranée au Nord. Le site est accessible par une route qui débouche directement sur la route nationale n°24. Située à l'Est de la plaine de la Mitidja, elle s'étend sur une superficie de 955 ha soit presque 10 km dont 598 ha sont des terres agricoles (fig.11).

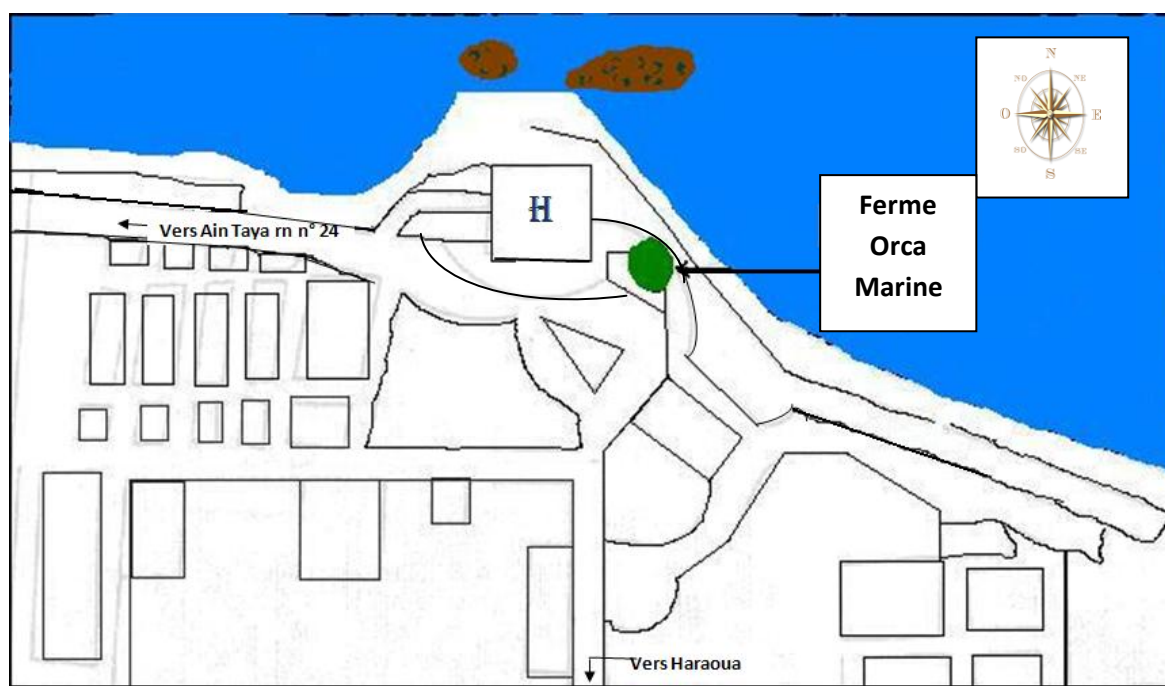


Figure 11 : Localisation de la ferme Orca Marine

Situé au bord de la mer, le site conchylicole Orca Marine occupe une superficie de 1000 m<sup>2</sup> en terre (fig.12).



Figure 12 : la situation géographique de la ferme. (Données cartographiques,2009)

## II.2.2) Critères de choix du site

Ain Taya est la région natale de Mr Boualem Khodja. Cette partie de la région est exempte de toute forme de pollution. (Communication personnelle de Mr Khodja).

## II.2.3) Caractéristiques du site

### II.2.3.1) Caractéristiques climatiques

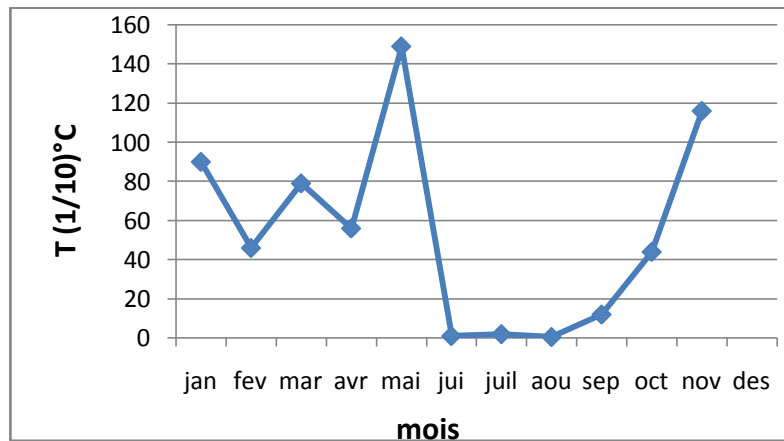
Ce site est caractérisé par deux saisons contrastées : l'une chaude et sèche et l'autre froide et humide (fig13), avec des précipitations courtes et violentes (fig14o). Les pluies sont importantes en automne, d'autant plus en hiver, la période pluvieuse s'étale généralement du mois de Septembre jusqu'au mois de Mai (tab.3), alors que la période d'été est pratiquement sèche. Les neiges et les gelées sont pratiquement inexistantes. (Boudouma et Chenennou ,2007).

**Tableau 3 : Quelques données climatiques de la région de Ain Taya** (Données fournies par le centre climatologique –Alger-2004).

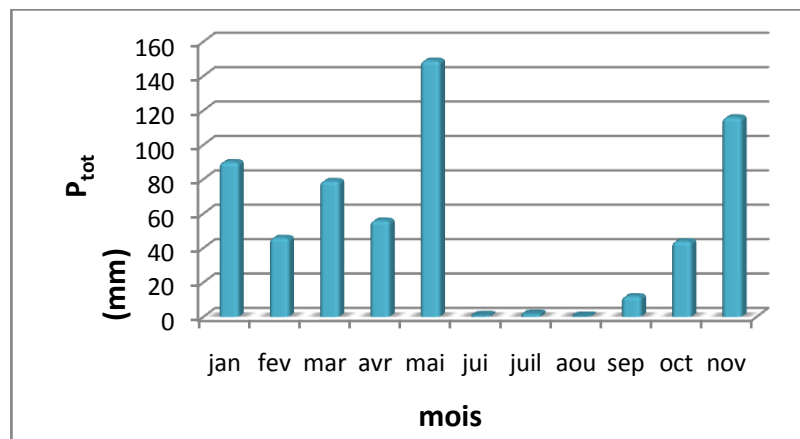
Mois	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Aou	Sep	Oct	Nov	Dec	An
<b>T<sub>moy</sub></b>	111	120	129	148	166	223	249	272	244	217	131	121	178
<b>P<sub>tot</sub></b>	90	46	79	56	149	1	2	<1	12	44	116	109	750
<b>Bil</b>	17	-39	32	-7	273	-90	-50	-94	-59	7	22	24	16

T<sup>°C</sup><sub>moy</sub> : Température moyenne de l'air en dixième de degré Celsius (1 /10 °C) ; P<sub>tot</sub> : Cumul mensuels et annuels des précipitations exprimés en millimètres; Bil : Bilan pluviométrique en % calculé comme suit :

$$\text{Bil} = [(\text{Tot}-\text{Normal})/\text{Normal}] * 100.$$



**Figure 13 : variations mensuelles de la température (Tounsi et Hamiche, 2009)**



**Figure 14 : variations mensuelles des précipitations (Hamiche et Tounsi, 2009)**

### **II.2.3.2) Caractéristiques hydrodynamiques**

L'hydrodynamisme de la région intéressant le site, est représenté d'une part par la houle qui est essentiellement de direction Nord-Est et Nord-Ouest, pouvant dépasser 3.25 m/s en hiver, et d'autre part, par les courants côtiers locaux ; les plus importants sont dus à la houle et représentent les courants de dérive et de retour. (US Naval Weather Service –S.S M.O, 1971 *in* Chebab, 1996).

#### **✓ Régime des vents**

Les données du centre climatologiques (Alger, 2004) indiquent que dans la région, la vitesse de vent le plus fréquent est de 20 m/s.

#### **✓ Courants**

La circulation de ce courant le long des côtes Africaines est appelée courant Algérien. Il est défini comme une veine d'eau de surface près du méridien 0°, avec les caractéristiques suivantes : une largeur de l'ordre de 50 km, une profondeur maximum de l'ordre de 150 m, une vitesse maximale supérieure à 50 cm/s. (Benzohra *in* Boudouma et Chenennou, 2007).

## II.3) Technologie d'élevage

### II.3.1) Description de la filière sub-surface

Le système d'élevage utilisé au niveau de la ferme Orca Marine est le système immergé de filière sub-surface. Six filières sont installées et orientées vers le sens des courants dominants, elles sont fixées à 1 km du rivage et s'étalent en mer sur 1000 m<sup>2</sup>. Toutes les filières sont fonctionnelles (productrices). Chaque filière d'environ 200 m de longueur et de 20 à 23 m installé à une profondeur, est constituée de 4 tronçons de 50 m (fig.17).

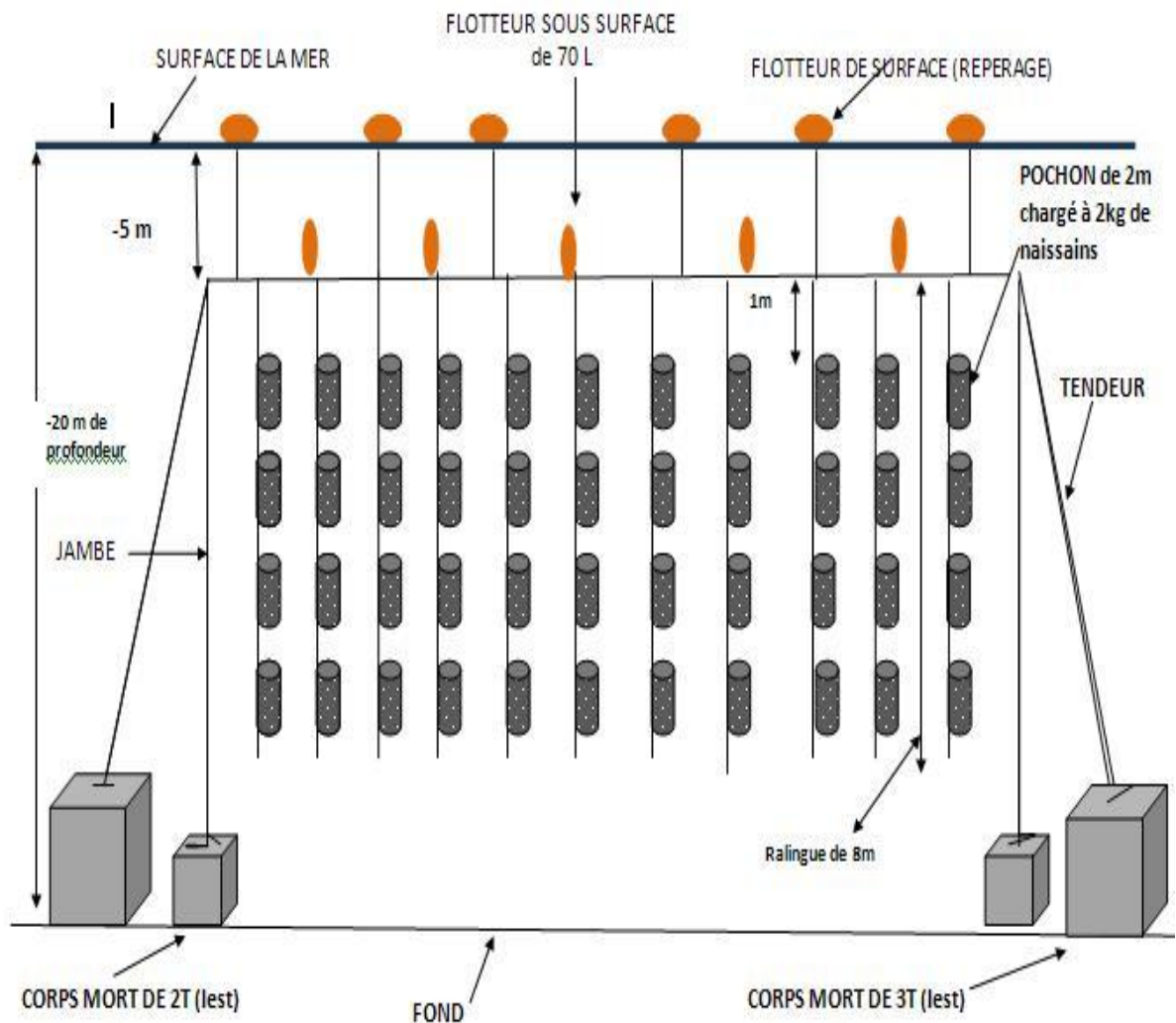


Figure 15: Schéma de la filière de la ferme Orca Marine.

La filière est composée de :

#### 1. Dispositifs de flottaison :

Ce sont des bouées fabriquées en plastique dur qui assurent la flottabilité du système d'élevage. Les flotteurs utilisés sont de 70 l (fig.18), à deux anneaux immergés, fixant les

ralingues (flotteurs sous surface à – 6 m de profondeur) et d'autres de surface (de repérage). Un flotteur est placé à tous les 10 m.

## 2. Lests

Se sont des corps morts en béton armé. Ils relient entre les cordages des filières et maintiennent la stabilité du système. Les lests se positionnent sur un fond sableux de 20 m par rapport à la surface de la mer. Le poids d'un seul lest est de 2 tonnes, d'une longueur de 1.20 m et d'une largeur de 1 m. Les lests de 2 tonnes fixent les extrémités des jambes, alors que les extrémités de la ligne porteuse sont fixées à des corps morts de 3 Tonnes (fig.19).



Figure 16 : Flotteurs (70 l).



Figure 17 : Lest (corps mort).

## 3. Dispositifs de cordage de la filière

### ✓ Corde de Cocco

De longueur de 200 m et de 10 à 12 mm de diamètre située à 3 m sous la surface de l'eau de mer (afin de protéger les moules et les huîtres du mauvais temps). Ce type de cordage sert au collectage des naissains de moules et d'huîtres et fixe les lests sur le fond (fig.20).

### ✓ Cordage des ralingues

Ce sont des cordes de 8-10 m de long et de 12 mm de diamètre, disposées à 1m d'intervalle les unes des autres (fig.21).



Figure 18: Corde de Cocco.



Figure 19: Corde de Ralingues

#### 4. Filet mytilidouble

Le naissain de moule y est placé formant ainsi des boudins. Ce filet présente une partie biodégradable (fig.22). L'ensemble sera placé dans un pochon afin de protéger les bivalves des prédateurs.

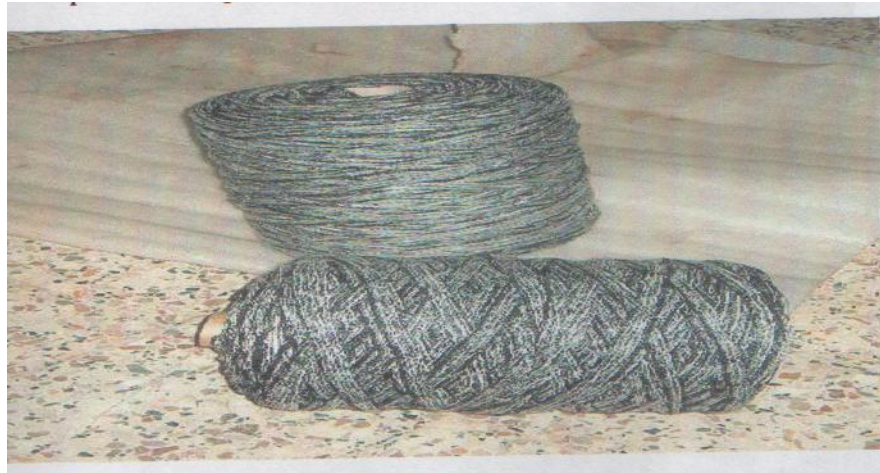


Figure 20 : Filet mytilidouble.

#### 5. Pochons

Renfermant 1 kg de naissains, les pochons une fois remplis de bivalves, seront fixés à la corde de coco et portés par les ralingues. Les pochons d'huitres (fig.23) sont installés horizontalement alors que ceux de moules sont placés verticalement (fig.24).



Figure 21: Pochon à huître



Figure 22 : Pochon à moule

#### II.3.2) Les raisons de choix de cette filière

Qui sont :

- ✓ Facilité de mise en place de la filière ;
- ✓ Ne gêne pas la navigation ;
- ✓ Filière moins exposée au vol ;
- ✓ Une bonne tenue de la structure même par fortes tempêtes ;
- ✓ Filière placée dans la zone euphotique riche en plancton ;

- ✓ Exploitation facile ;
- ✓ Les bivalves profitent de toute la colonne d'eau ;
- ✓ Une bonne longévité de la structure ;
- ✓ Un coût réduit de la structure ;
- ✓ On a 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. (Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques, Horizon 2025) et (Bouchena et *al*, 2006).

D'autre part, ce mode d'élevage présente des inconvénients tels que :

- ✓ La nécessité de contrôle régulier 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'élevages exige des moyens nautiques adaptés pour le relevage des ralingues d'où la nécessité d'un investissement important pour l'achat de bateau. (Bouchena et *al* ; 2006).

#### **II.4) Différentes étapes d'élevage à Orca Marine**

##### ✓ **Installation des structures d'élevage**

La première étape de l'élevage est d'installer sur le site choisi, les structures d'élevage. Ces dernières sont composées des six filières de sub-surface. Le succès de l'élevage dépend en grande partie de la bonne installation des structures d'élevages et de la solidité des ancrages. A partir d'un bateau, on commence par la pose des ancres liées à des flotteurs à l'aide d'une corde. La flottabilité principale est assurée par des flotteurs amarrés le long de la filière (fig.23) . La flottabilité complémentaire est assurée par d'autres flotteurs situés à -6m de profondeurs (tout le long de la filière).

##### ✓ **Obtention du naissain et mise en eau**

Le naissain des moules utilisé est actuellement capté naturellement, et celle des huîtres sont importés de France. Le naissain est placé dans des pochons puis mis en eau à une taille de 1 à 2 cm.

##### ✓ **Récolte et Sélection**

La durée d'élevage est de neuf mois pour les moules et environ dix-huit mois pour les huîtres. Après la récolte, un premier tri est alors nécessaire afin de remettre les individus, encore trop petits, en élevage. Ceux qui ont atteint la taille marchande (4 cm pour les moules et 80 g pour les huîtres) seront traités avant leur commercialisation.

✓ **Traitement du produit**

Avant la commercialisation le produit doit passer par plusieurs étapes à savoir :

▪ **Le Triage**

Après la récolte des bivalves, le produit est trié selon la taille avec une machine, la « Trieuse » (fig.24).

▪ **Le lavage**

se fait au moyen d'une machine « Chargeur-Laveuse » pour éliminer les grandes particules collées aux animaux (fig. 25).



Figure 23: Une trieuse.



Figure 24: Une « chargeur-laveuse ».

▪ **Le Calibrage**

Se fait au moyen d'une « unité calibreuse » à moules et une autre à huîtres.

▪ **Le Pesage**

Consiste à peser les moules et les huîtres dans un grand compartiment d'une machine « Peseuse électrique » sous forme conique (fig.27). Le poids correspondant est enregistré sur un tableau.

▪ **Le stockage**

En attendant leur commercialisation, les moules et les huîtres sont stockés dans des sacs en plastiques spéciales. Ces derniers sont fermés par une machine « Tripteuse » (fig.28).



Figure 25: Peseuse électrique.



Figure 26 : une tripteuse.

**Chapitre III**  
**MATERIELS**  
**&**  
**METHODES**

### III.1) Echantillonnage

Trois sorties ont été effectuées au niveau du site conchylicole « Orca Marine » en date du 28/03/2009, 14/04/2009 et 18/05/2009. Les prélèvements d'eau de mer ont été réalisés à deux niveaux de profondeurs, l'un en surface (0m), l'autre en profondeur (- 20m), à l'aide d'une bouteille de prélèvement de type « Nansen » de capacité de 5 litres (fig.27). Pour les autres paramètres, les échantillons sont prélevés dans des flacons de 250 ml, conservés dans une glacière puis congelés en vue de leur traitement ultérieur.



Figure 28 : Multi paramètre



Figure 27: Bouteille de prélèvement « Nansen ».

### III.1.2) Etude des paramètres physico-chimiques

#### III.1.2.1) Les paramètres physiques

La température, l'oxygène dissous, le potentiel hydrogène et la salinité ont été mesurés in situ à l'aide d'un multi paramètres (fig.28).

#### ▪ Les Matière en suspension MES (mg/l)

Pour la mesure des matières en suspension (MES), le matériel utilisé est illustrés par les figures suivantes:

Le Protocole de dosage des MES consiste à

- ✓ Placer chaque filtre dans des boites de pétri et laver abondamment toute la surface à l'eau distillée.
- ✓ Placer les boites de pétri à l'étuve à 105°C pendant une heure. (fig.29)
- ✓ Laisser refroidir et peser chaque filtre avant la filtration. (fig.30)



**Figure 29: Etuve.**



**Figure 30 : Filtrés Wattman (GF/C de 0.45 µm).**

- ✓ Le volume à filtrer doit être supérieur à 100 ml.
- ✓ Placer un filtre et le centrer dans le dispositif de filtration. (fig.31)



**Figure 31: Système de filtration**



**Figure32: Balance à précision et pompe à vide (0.001g; Denver Instrument Company, modèle TR-403)**

- ✓ Verser l'échantillon sur le filtre et appliquer le vide sans créer de pression supérieur à 2/3 bar, puis filtrer progressivement tout le volume.
- ✓ Mettre les boîtes de pétri contenant les filtres à l'étuve à 105°C pendant une heure.
- ✓ Laisser refroidir et n'en sortir les filtres que juste avant la pesée. (fig.32)

**Calcul et expression des résultats**

La teneur de l'eau en MES est donnée par l'expression suivante :

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

Avec :

$P_1$  : poids du filtre avant filtration ;  $P_2$  : poids du filtre après filtration ;  $V$  : volume filtré (l).

### III.1.2.2) Les paramètres chimiques

#### ▪ L'Oxygène dissous $O_2$ (mg/l)

L'oxygène dissous au niveau de notre site d'étude a été mesuré in situ au moyen d'un oxymètre.

#### ▪ Les Sels nutritifs

Le matériel nécessaire pour le dosage des sels nutritifs est :

- ✓ Un spectrophotomètre. (fig.33)
- ✓ Une colonne de réduction au cadmium. (fig34)



Figure 33 : Spectrophotomètre    Figure 34 : Colonne de réduction au cadmium

- ✓ Une balance à précision.
- ✓ Des béchers et des Erlenmeyers.

#### 1. L'Ammonium $NH_4^+$ (mg/l)

**Le mode opératoire consiste à**

- ✓ Prélever  $100 \pm 5$  ml d'eau de l'échantillon
- ✓ Ajouter 3.0 ml du réactif 1 (tab.1 ; annexe1).
- ✓ Boucher et agiter pour bien homogénéiser.
- ✓ Ajouter sans attendre 3.0 ml du réactif 2 (tab.1 ; annexe1)
- ✓ Boucher et agiter à nouveau.
- ✓ Placer immédiatement à l'abri de la lumière pendant 6 à 8 heures(ou mieux pendant une nuit) à température ambiante.
- ✓ Mesurer au spectrophotomètre l'absorbance à 630 nm par rapport au blanc de cuve (eau distillée), et au blanc de réactifs (réactif 1 et 2).

## 2. Les nitrites $\text{NO}_2^-$ (mg/l)

### Le mode opératoire consiste à

- ✓ Prélever  $50 \pm 1$  ml d'eau de l'échantillon.
- ✓ Ajouter 1 ml du réactif 1 (tab.2 ; annexe1)
- ✓ Laisser reposer 2 à 8 minutes.
- ✓ Ajouter 1 ml du réactif 2 (tab.2 ; annexe1)
- ✓ Attendre au moins 10 mn et au plus une heure.
- ✓ Mesurer au spectrophotomètre l'absorbance à 543 nm.
- ✓ Mesurer au spectrophotomètre l'absorbance à 630 nm par rapport au blanc de cuve (eau distillée), et au blanc de réactifs (réactif 1 et 2).

## 3. Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )

### Le protocole de dosage consiste à

- ✓ Activer la colonne si cela est nécessaire par passage d'une solution concentrée en nitrate.
- ✓ Prélever  $100 \text{ ml} \pm 5 \text{ ml}$  d'eau de l'échantillon.
- ✓ Ajouter 2 ml de chlorure d'ammonium et mélanger (tab.3 ; annexe1).
- ✓ Passer 50 ml de l'échantillon afin de rincer la colonne.
- ✓ Récupérer les 50 ml restants et veillez à ce que la colonne ne se vide pas.
- ✓ Après, suivre le même protocole pour la mesure des nitrites puisque les nitrates sont réduits en nitrites, le blanc de cuve et le blanc de réactifs sont les mêmes (tab.3; annexe1)

## 4. Le phosphore ( $\text{PO}_4^{-3}$ )

### Le protocole de dosage consiste à

- ✓ Prélever  $100 \text{ ml} \pm 5 \text{ ml}$  d'eau de l'échantillon.
- ✓ Prendre 50 ml de l'échantillon
- ✓ Ajouter 1 ml du réactif 1 (tab.1 ; annexe1)
- ✓ Ajouter 1 ml du réactif 2(tab.1 ; annexe1)
- ✓ Attendre 5 mn et mesurer l'absorbance à 885 nm en cuve de 10 cm de trajet optique par rapport à l'eau distillée.

## 5. Les Silicates $\text{Si}(\text{OH})_4$

Les silicates ont été dosés par la méthode d'analyse chimique automatisée à l'aide d'un auto analyseur de type Skalar (Skalar San<sup>+</sup>). La technique de dosage est basée sur la réaction de l'acide ortho silicique avec les molybdates d'ammonium pour former un complexe molybdosilicique (annexe2). Ce dernier sera réduit par l'acide ascorbique qui donnera une coloration bleue. L'absorption se fait à une longueur d'onde de 810 nm.



**Figure 35 : Autoanalyseur « Skalar San<sup>+</sup> »**

### **III.1.2.3) Etude des paramètres biologiques**

#### **▪ La Chlorophylle a (mg/l)**

Pour la mesure de la chlorophylle a, nous avons utilisé la méthode de Lorenzen. Le matériel utilisé est une pompe à vide, une centrifugeuse (fig. 34 et 35), un spectrophotomètre, des filtres Wattman 0.45 $\mu$  m et des tubes en verre.

#### **Le mode opératoire consiste à**

- filtrer l'échantillon.
- Récupérer les filtres et les mettre dans des tubes à centrifugeuse (fig.36).
- Ajouter 15 ml d'acétone à 90%, déchiqueter les filtres pour une meilleure extraction.
- Recouvrir les tubes avec du papier aluminium pour les garder à l'abri de la lumière.
- Mettre les tubes au réfrigérateur pendant 24 heures (une nuit) à 4°C.
- Passer les tubes à la centrifugeuse pendant 10 à 20 mn à 2000-3000 trs/mn.
- Récupérer le surnageant, le transférer dans une cuve et le placer au spectrophotomètre afin de mesurer les absorbances avant et après acidification à deux longueur d'onde : 665 et 750 nm.



**Figure 36 : Centrifugeuse.**

### Expression des résultats

La détermination des concentrations de la chlorophylle a est faite à partir de l'équation de Lorenzen modifiée (Aminot, in Bouchena *et al*, 2006) :

$$\text{Chl a (mg/m}^3\text{)} = 40.1 * (A_{665na} - A_{665a}) * v / V * I$$

V : volume de l'eau filtrée en l.

v : volume d'acétone en ml.

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

$$\begin{aligned} A_{665na} &= \frac{Ab_{665na}}{Ab_{750na}} \\ A_{665a} &= \frac{Ab_{665a}}{Ab_{750a}} \end{aligned}$$

$Ab_{665na}$  : absorbance à 665 nm avant acidification.

$Ab_{750na}$  : absorbance à 750 nm avant acidification.

$Ab_{665a}$  : absorbance à 665 nm après acidification.

$Ab_{750a}$  : absorbance à 750 nm après acidification.

- **Le phytoplancton**

Pour avoir une idée sur la qualité de l'eau en terme de phytoplancton, celui-ci est prélevé au moyen d'un filet à plancton de 150  $\mu\text{m}$  de maille (fig.37), puis fixé au Lugol et enfin conservé dans des flacons de 100 ml, pour une investigation microscopique(fig.38) ultérieure.



**Figure 37 : Filet à plancton.**



**Figure 38 : Microscope Photonique.**

**Chapitre IV**

**Résultats**

**&**

**Discussions**

Les résultats de mesure et d'analyse des paramètres physico-chimiques durant les trois mois d'étude sont reportés dans le tableau 4. Globalement ces analyses permettent de confirmer la conformité du site d'étude en termes d'élevage.

## IV.1) Les paramètres physiques

### IV.1.1) La température

Les valeurs observées montrent une augmentation régulière de la température, qui est due au réchauffement printanier. La température atteint son minimum (14.8°C) en mars, son maximum (18.9°C) en mai (fig.39), en raison des échanges thermiques entre le milieu et l'air, les eaux superficielles présentent légèrement des valeurs plus élevées que celles en profondeur, la température de l'eau étant étroitement liée à la température atmosphérique (Boudouma et chenennou, 2007).

Nous remarquons aussi que les températures diminuent en profondeur, sauf pour le dernier prélèvement où la température est légèrement plus élevée (18.9°C). En mars la température est homogène pour les deux niveaux. Lorsque nous entamons le mois d'avril, un écart thermique de 2°C entre les deux niveaux, et atteint les 4°C au mois de mai, traduisant une mise en place d'une stratification thermique.

La température de l'eau suit une évolution saisonnière, elle est influencée directement par la température de l'air.

Donc la température de l'eau de site respecte la norme fixé à 11-22°C pour l'élevage des moules et des huîtres.

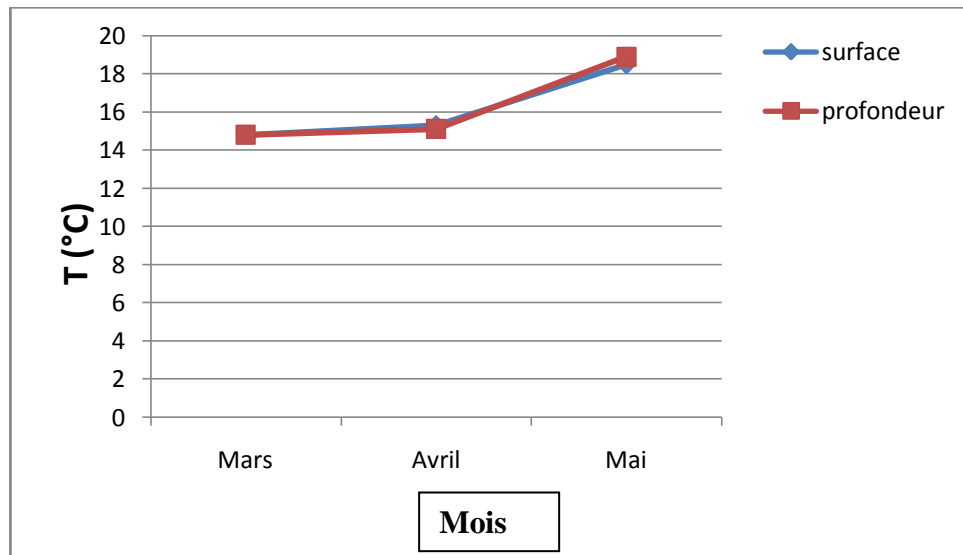


Figure 39 : Variations mensuelles de la température

### IV.1.2) Le potentiel hydrogène

Le pH enregistré au cours des prélèvements indiquent des valeurs qui oscillent entre un minimum de 8.20 au mois d'avril en profondeur, et un maximum de 8.32 au mois de mars en surface (fig.40), avec une moyenne de 8.24.

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. Ces variations peuvent être dues à l'activité photosynthétique des végétaux aquatiques qui entraîne la fixation du CO<sub>2</sub> donc le pH s'accroît lorsque le CO<sub>2</sub> diminue

Les variations de pH enregistrées indiquent que le site d'étude est une zone optimale pour la productivité de plancton d'après les normes proposées par Arrignon (1998) (tab.3 annexe3).

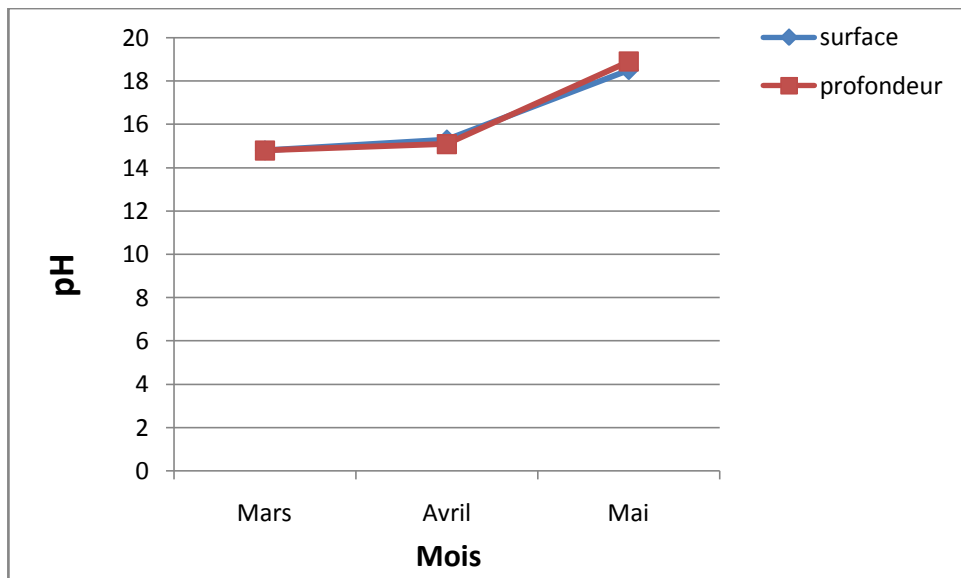
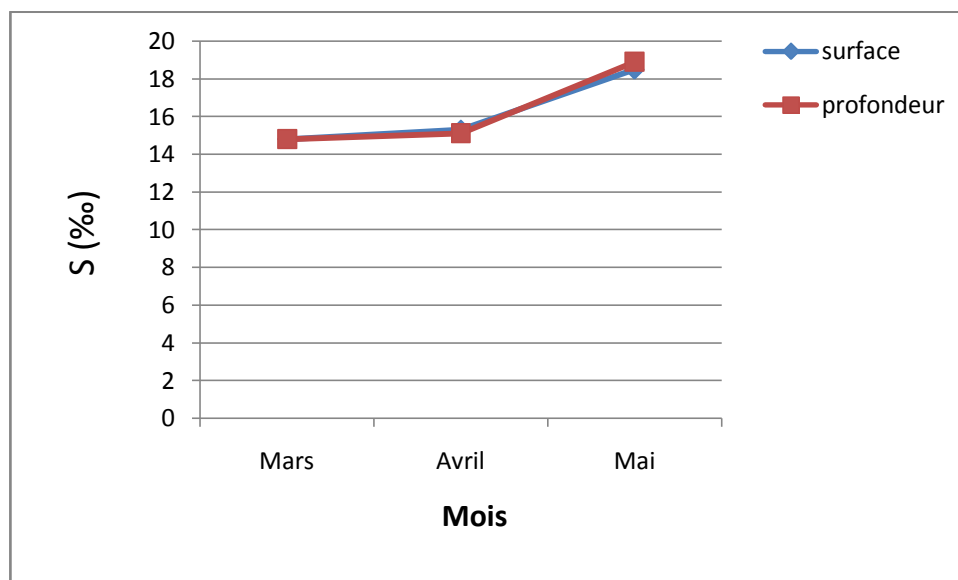


Figure 40 : Variation mensuelles du potentiel d'hydrogène

### IV.1.3) Salinité

Les eaux conchylicoles de la ferme Orca Marine présentent une valeur minimale de la salinité qui est de 35 ‰ au mois de mai, et une maximale de 37 ‰ en mars (fig.41). Ces valeurs répondent au besoin des huîtres (15-32‰) et des moules (27-35‰).

Alors ce site est convenable pour l'élevage.



**Figure 41 : Variations mensuelles de la salinité.**

#### **IV.1.4) Matière en suspension**

Les résultats obtenus montrent pour les trois mois de prélèvement, des valeurs qui varient entre 0.024 et 0.072 mg/l avec une moyenne de 0.044 mg/l. D'après la figure 42, les fortes teneurs sont enregistrées au mois de mars, par contre les faibles valeurs sont enregistrées durant les deux autres mois : Avril et Mai.

Au mois de Mars, les MES atteignent leur valeur maximale en surface qui est due à la forte agitation de la mer donc une remise en suspension des sédiments le long de toute la colonne d'eau, et les apports continentaux riches en substances terrigènes, et à l'augmentation des produits de dégradation des végétaux et des animaux.

Au mois d'avril et mai, une diminution des concentrations due à l'état de la mer qui était assez calme et qui a permis la sédimentation de la matière en suspension (Bouchena et al, 2006). Les faibles teneurs enregistrées en général 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 inférieure à 25 mg/l. Les valeurs situées entre 10 et 30 mg/l sont les plus préconisées dans les eaux conchylicoles (Deltreil, in Bouchena et al, 2006).

D'après les normes proposées par Nisbet et Verneaux (1970) (tab.4 annexe3), nos eaux présentent une bonne situation.

Donc notre site est favorable pour l'élevage conchylicole.

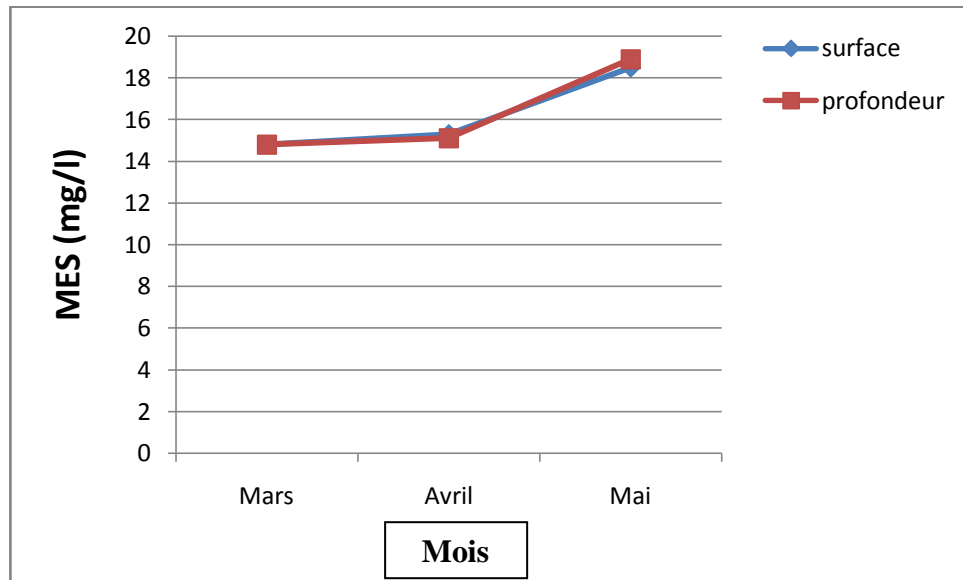


Figure 42 : Variations mensuelles de la matière en suspension

## IV.2) Les paramètres chimiques

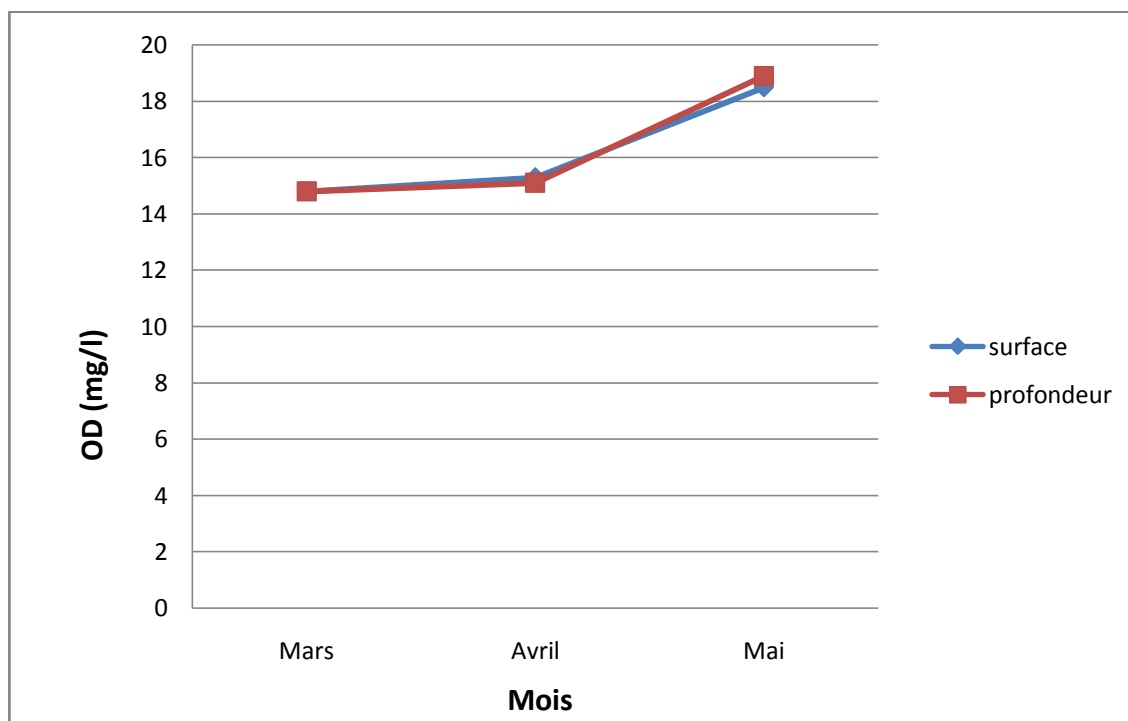
### IV.2.1) L'oxygène dissous

Les teneurs en oxygène dissous sont comprises entre 4.44 mg/l et 9.60 mg/l (fig.43) avec une moyenne de 6.65mg/l.

Le minimum est enregistré en mai en profondeur, et le maximum en surface au mois d'avril. Au mois de mars et d'avril, nous remarquons une légère diminution de la teneur en oxygène en fonction de la profondeur. Au mois de mai, dans l'ensemble, une constante des valeurs en oxygène est observée.

Les variations verticales obtenues montrent une diminution des valeurs de l'oxygène avec la profondeur en raison de la diminution de l'activité photosynthétique dans les couches profondes et ce en raison de l'atténuation de la lumière (Pourrid et Meybek, *in* Berrachedi et Si-Abderrahmane, 2006).

En revanche, les valeurs les plus élevées en surface, s'expliquent par l'activité des organismes photosynthétique qui produisent de l'oxygène dans la colonne d'eau supérieure. Selon Arrignon (1998) (tab.2 annexe3), ces valeurs montres que les eaux du site sont bien oxygénées et de qualité excellente. Donc propice pour le site d'élevage.



**Figure43 : Variations mensuelles de l'oxygène dissous**

## IV.2.2) Les sels nutritifs

### IV.2.2.1) Ammonium

Les teneurs en Azote ammoniacal sont comprises entre 0.006 et 0.053 mg/l (fig.44) avec une moyenne de 0.0263 mg/l.

Au mois de Mars, les teneurs restent en dessous de 0.035 mg/l et à partir e mois d'avril, elles commencent à augmenter jusqu'à atteindre la valeur maximale. La courbe montre un pic au mois d'avril en profondeur puis la teneur en ammonium diminue jusqu'au minimum de 0.006 mg/l.

Ces teneurs assez faibles pourraient s'expliquer par n bon brassage de l'eau et par l'état de la mer qui était assez calme pendant ce mois.

Une eau bien oxygénée ne contient en générale que des traces d'ammonium et de nitrite (Lourguioui, 2006).

Les faibles quantités d'ammonium observées dans les eaux sont dues au fait que les organismes autotrophes résorbent rapidement et qu'une fraction plus ou moins importante est oxydée en milieu aérobie pour donner des nitrites puis des nitrates (nitrification), (Lourguioui, 2006). Elles pourraient aussi bien être synonymes d'une faible activité bactérienne et/ou d'un non abondance animale dans le milieu. En effet, l'azote ammoniacal provient généralement des excréctions animales et de la décomposition bactérienne des composés organiques azotés (Aminot, *in* Boudouma et Chenennou, 2007).

Les fortes teneurs en azote ammoniacal peuvent probablement être dues aux apports continentaux (terrigènes) durant le mois d'avril, l'évolution de ce paramètre accompagne celle des nitrites qui peuvent avoir la même origine continentale (Bouchena *et al*, 2006).

Et aussi, lorsque l'oxydation est suffisante et la température est élevée, l'activité photosynthétique augmente, ce qui entraîne une augmentation du pH et l'azote ammoniacal qui est moins fortement dissocié (Della et Sahnoune, 2007).

Selon les normes algériennes (ANRH, 2005) (tab.1 annexe3), l'eau correspond à une situation moyenne.

Donc elle est convenable pour l'élevage conchylicole.

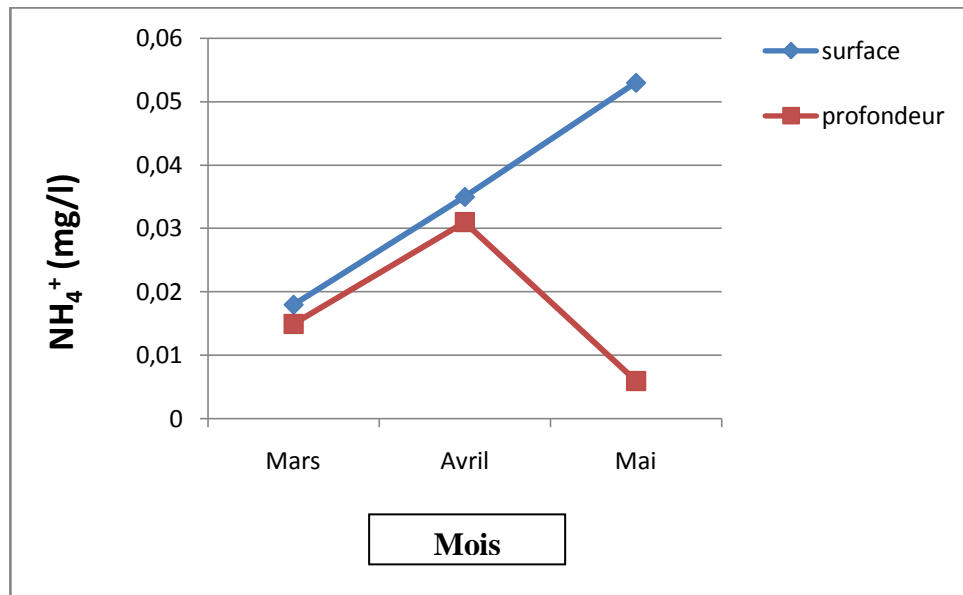


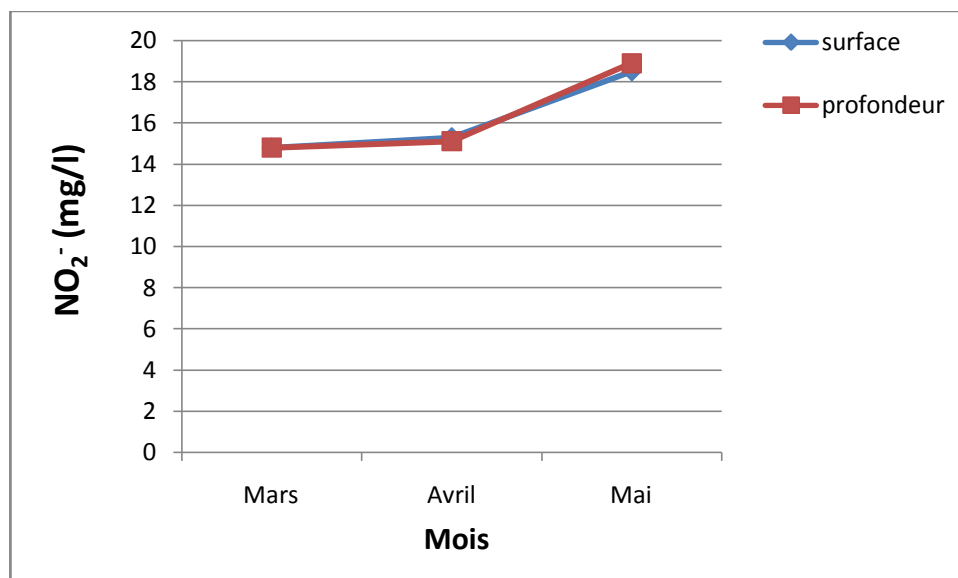
Figure 44 : Variations mensuelles de l'ammonium

#### IV.2.2.2) Nitrites ( $\text{NO}_2^-$ )

Les eaux de la zone d'étude présentent des teneurs assez faibles en nitrites, les valeurs obtenus sont comprises entre 0.001 et 0.047 mg/l et présentent une moyenne de 0.018 mg/l.

D'après la figure 45, le maximum enregistré en mars est dû au développement phytoplanctonique (Aminot et Chaussepied, *in* Della et Sahnoune, 2007), et à un double processus soit de l'oxydation incomplète de l'ammoniac, soit de la réduction des nitrates (Rodier, *in* Della et Sahnoune, 2007), ce qui explique la diminution des nitrates et l'ammoniac au cours de ces deux mois (Avril et Mai). Comme les nitrites sont un état intermédiaire entre l'ammonium et les nitrates, leurs faibles teneurs pourraient être interprétées par le processus de nitrification et/ou leur consommation par des micro-organismes marins lors de la croissance (Boudouma *et al*, 2007). Les eaux de notre site d'étude peuvent être classées de bonne qualité (ANRH, 2005, Arrignon, 1998) (tab.1 et 2 annexe3).

Donc bonne pour l'élevage conchylicole.



**Figure 45 : Variation mensuelle des nitrites**

#### IV.2.2.3) Nitrates ( $\text{NO}_3^-$ )

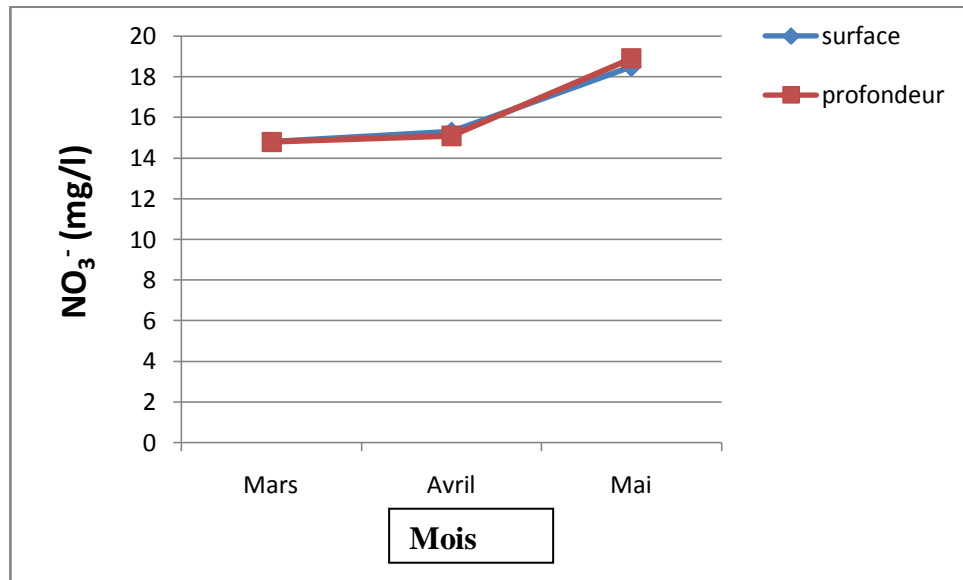
La figure 46 montre que les concentrations en nitrates sont faibles en surface par rapport à la profondeur. La teneur de notre site en nitrates varie de 0.001 à 0.053 mg/l et présentent une moyenne de 0.02 mg/l.

En surface, les teneurs en nitrates sont plus faibles, ceci peut s'expliquer par leur consommation par le phytoplancton.

Les variations des teneurs en nitrates sont liées au développement phytoplanctonique. Les nitrates sont consommés par les algues, précipitent sous forme organique sur les sédiments du fond, ceci explique leur diminution dans le milieu (Olivier, *in* Daimellah et Zerrouki, 2006). Les valeurs élevées des nitrates sont dues à la transformation des nitrites en nitrates et à la dégradation de la matière organique par les bactéries. Les teneurs enregistrées au mois de Mars s'expliquent par les faibles températures observées pendant ce mois qui sont défavorables à la nitrification, et par la diminution de l'assimilation des algues mais aussi par la pluviométrie qui lessive le sol (Vilaginés *in*, Daimellah et Zerrouki, 2006).

Cependant, une eau dont la teneur en nitrates est inférieure à 10 mg/l est désignée bonne selon les normes proposées par ANRH (2005) (tab.1 annexe3).

Donc la côte est excellente pour l'élevage.



**Figure 46 : Variations mensuelles des nitrates**

#### IV.2.2.4) Phosphore ( $PO_4^{-3}$ )

Les teneurs de notre site d'étude varient entre 0.013 et 0.132 mg/l, avec une moyenne de 0.047 mg/l.

La figure 47 montre qu'en mois de mars, les concentrations en surface sont plus grandes que celles de profondeur, et au mois d'Avril, les concentrations diminuent en surface et augmentent en profondeur, jusqu'à atteindre leur valeur maximale. Les faibles valeurs enregistrées peuvent être dues à la consommation de cet élément par les organismes végétaux (Bouchena et al, 2006). 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 dû aussi aux apports continentaux qui enrichissent le milieu en ortho phosphates (Bouchena et al, 2006).

D'après les normes proposées par ANRH (2005) (tab.1 annexe3), les valeurs de phosphate restent dans les normes et indiquent que la qualité de l'eau est moyenne.

Donc l'eau est favorable pour la production conchylicole.

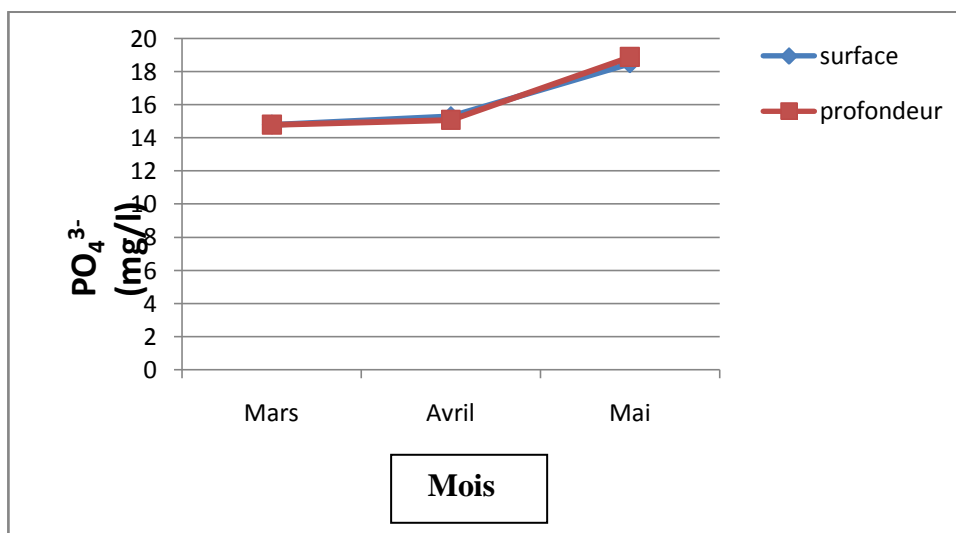


Figure 47 : Variations mensuelles des phosphores

#### IV.2.2.5) Silicates $Si(OH)_4$

Les teneurs en silicates sont comprises entre 0.3681 et 12.2814  $\mu\text{mol/l}$  (fig.48) avec une moyenne de 3.0961 mol/l.

Au moment du développement phytoplanctonique de printemps, les teneurs en silicium dans la zone euphotique peuvent s'abaisser (Aminot, *in* Boudouma et Chenennou, 2007).

Les concentrations assez basses trouvées au niveau du site seraient dues à l'assimilation des silicates par les espèces phytoplanctoniques, dont les diatomées, le silicate étant important et nécessaire à ce groupe majeur d'algues qui ont des frustules silicifiées (Lacaze, *in* Boudouma et Chenennou, 2007). Donc le site est convenable pour l'élevage.

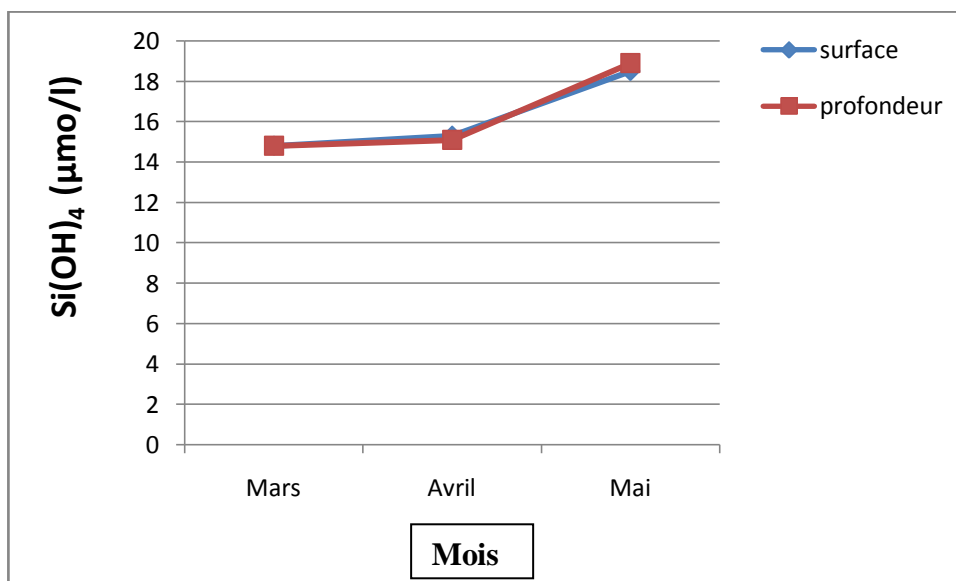


Figure 48: Variations mensuelles des silicates

### IV.3) Les paramètres biologiques

#### IV3.1) Chlorophylle a

Les deux graphes montrent des fluctuations qui varient entre 0 et 14.436 mg/m<sup>3</sup> (fig.49) avec une moyenne de 4.797 mg/m<sup>3</sup>.

Au mois de mars et avril, la chlorophylle a diminue en surface et en profondeur, et devient nulle en profondeur en mois d'avril et mai, ceci est due a la réduction de l'intensité lumineuse avec la profondeur d'une part, et aux faibles teneurs en sels nutritifs d'autre part.

En surface, à partir du mois d'avril, une augmentation de la chlorophylle a est marquée, et elle atteint la valeur maximale au mois de mai qui peut s'expliquer par une augmentation de la production phytoplanctonique, par les conditions climatiques et même la richesse du milieu qui favorise un développement phytoplanctonique au niveau des eaux de surface et qui n'est retrouvé en profondeur.

Selon les normes proposées par Arrignon(1998), l'eau est classée comme excellente pour un tel élevage. (tab.2 annexe 3)

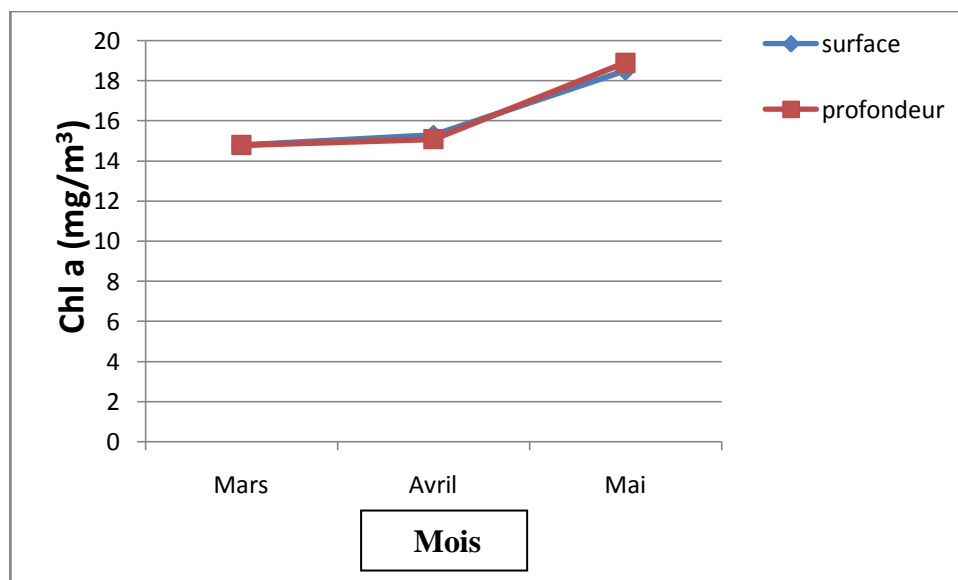


Figure 49 : Variations mensuelles de la chlorophylle a

**Tableau 4: Résultats des analyses des paramètres physico-chimiques des eaux conchylicoles (Orca Marine) Ain Taya. S : surface, P : profondeur**











Paramètres		Silicates ( $\mu\text{mol/l}$ )	Chl a ( $\text{mg/m}^3$ )	MES ( $\text{mg/l}$ )	$\text{PO}_4^{3-}$ ( $\text{mg/l}$ )	$\text{NO}_3^-$ ( $\text{mg/l}$ )	$\text{NO}_2^-$ ( $\text{mg/l}$ )	$\text{NH}_4^+$ ( $\text{mg/l}$ )	Salinité (‰)	pH	$\text{O}_2$ ( $\text{mg/l}$ )	T (°c)
Mois												
S	MARS	1.0737	7.128	0.072	0.132	0.043	0.039	0.018	37	8.32	7.4	14.8
P		0.3681	4.812	0.064	0.053	0.053	0.047	0.015	37	8.28	6	14.8
S	AVRIL	0.8897	2.406	0.04	0.038	0.001	0.012	0.035	36.7	8.20	9.60	15.3
P		12.2814	0	0.04	0.024	0.011	0.005	0.031	36.7	8.20	8	15.1
S	MAI	3.3081	14.436	0.024	0.024	0.011	0.004	0.053	35.4	8.24	4.48	18.5
P		0.6289	0	0.028	0.013	0.001	0.001	0.006	35.00	8.23	4.44	18.9

### IV.3.2) Le Phytoplancton

Les observations enregistrées au cours de notre étude qualitative des espèces de phytoplancton, au niveau du site Orca Marine, par l'observation au microscope photonique, nous aurait permis de déterminer les espèces représentées dans le tableau 5 et la figure 50:

**Tableau 5 : Résumé des différentes espèces de phytoplancton déterminé**

<b>Espèce :</b>	<b>Toxicité</b>	<b>Type de toxicité</b>
<i>Phycome de halosphaera</i> <i>sp</i>		
<b><i>Dinophysis sp</i></b>	+	DSP
<i>Noctiluca scintillans</i>		
<i>Protoperdinium granii</i>		
<i>Péridinium depressum</i>		
<b><i>Dinophysis caudata</i></b>	+	DSP
<i>Protoperdinium sp</i>		
<i>Chochlodinium sp</i>		
<i>Noctiluca scintillans</i>		
<i>Nitzschia closterium</i>		
<i>Rhizosolenia alata</i>		
<i>Chaetoceros compressus</i>		
<i>Eucampia zoodiacus</i>		
<i>Nitzschia pacifique</i>		
<i>Chaetoceros danicum</i>		
<i>Landeria borealis</i>		
<b><i>Pseudo-nitzschia sp</i></b>	+	ASP
<i>Leptocylindrus danicus</i>		

			
<i>Protoperidinium granii</i>	<i>Noctiluca scintillans</i>	<i>Dinophysis sp</i>	<i>Phycome de halosphaera sp</i>
			
<i>Chochlodinium sp</i>	<i>Protoperidinium sp</i>	<i>Dinophysis caudata</i>	<i>Péridinium depressum</i>
			
		<i>Ceratium. sp</i>	<i>Noctiluca scintillans</i>

**Figure 50: Les dinoflagellés présents au niveau du site aquacole « Orca Marine »**






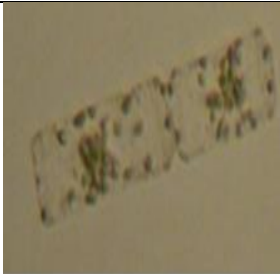


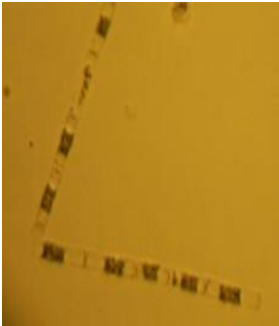
			
<i>Eucampia zoodiacus</i>	<i>Chaetoceros compressus</i>	<i>Rhizosolenia alata</i>	<i>Nitzschia closterium</i>
			
<i>Pseudo-nitzschia sp</i>	<i>Landeria borealis</i>	<i>Chaetoceros danicum</i>	<i>Nitzschia pacifique</i>
			
			<i>Leptocylindrus danicus</i>

Figure 51 : Les diatomées présentes au niveau du site aquacole « Orca Marine »

L'étude de la qualité de phytoplancton montrerait la présence de deux types de toxicité :

- *Dinophysis. sp* et *Dinophysis caudata*, responsable de la toxicité à effet diarrhéique (DSP). Les moules sont le principal vecteur des toxines diarrhéiques, Par contre, les toxines diarrhéiques ne s'accumulent pas dans les huîtres. Lors des épisodes de toxicité DSP avérée, les concentrations dans l'eau de *Dinophysis* sont généralement faibles : une centaine à quelques milliers de cellules par litre. Les épisodes DSP conduisant à des interdictions de vente des coquillages, affectent toute l'année en Méditerranée.
  
- *Pseudo-nitzschia* responsable de la toxicité à effet amnésiant (ASP) (dites toxines ASP ou Amnesic Shellfish Poison). Celles ci provoquent chez le consommateur de coquillages contaminés, une intoxication dont les effets apparaissent dans les 24 à 48 heures, éventuellement en moins d'une heure. Les symptômes en sont : en premier lieu des troubles digestifs (nausées, vomissements, crampes abdominales), puis des troubles neurologiques (céphalées, troubles de la mémoire), et dans les cas graves, convulsions et coma. Les toxines étant stables à la chaleur, la cuisson des coquillages ne diminue pas leur toxicité. De nombreux coquillages sont a priori vecteurs des toxines amnésiantes. Des espèces potentiellement toxiques (*P. pseudodelicatissima* et *P. multiseriis*) avaient été détectées dans différentes régions ces dernières années, mais à des concentrations faibles. En mai 2000, le développement plus important de l'une des ces espèces a conduit à la présence de toxines amnésiantes dans les coquillages de la mer d'Iroise et de la baie de Douarnenez (Bretagne ouest).

On trouve aussi une espèce *Noctiluca Scintillans* qui n'est pas toxique mais elle peut irriter les poissons, du fait que sa vacuole contient de l'ammonium. En plus, elle est responsable des phénomènes des eaux rouges sur l'ensemble des côtes Algériennes (annexe 4).

# Conclusion

# Conclusion

L'analyse des échantillons prélevés au niveau du site aquacole Orca marine durant la période printanière 2009, a permis d'aboutir aux conclusions suivantes :

Notre site présente une homogénéité dans la distribution thermique. Les températures assez stables sont favorables à la croissance, la maturité, la distribution des sources alimentaires et s'avère ainsi pour l'élevage.

La stabilité de chacun des paramètres : Salinité et Potentiel d'hydrogène, témoigne de l'équilibre du milieu d'élevage, réduisant ainsi le facteur stress et facilitant l'adaptation des espèces. Les eaux de notre site sont moyennement alcalines, ce qui caractérise les eaux conchylicoles (Deltreil et *al*, in Bouchena et *al*, 2006).

Une bonne oxygénation caractérise les eaux de notre site d'étude. Les faibles valeurs de ce gaz dissout obtenues sont probablement le résultat de l'oxydation de la matière organique.

Les mesures des matières en suspensions montrent une bonne distribution durant la période d'étude, ce qui est favorable pour la vie aquacole (Deltreil et *al*, in Bouchena et *al*, 2006). Ceci est valable pour les valeurs de salinité qui marquent une approximation de l'optimum de croissance des moules et des huitres.

Des teneurs en chlorophylle "a" montrent une qualité excellente du milieu avec une importante activité photosynthétique.

Les faibles teneurs en sels nutritifs, notamment en composées azotés toxiques, réduisent considérablement les risques d'eutrophisation.

L'étude de la qualité du phytoplancton nous a permis de mettre en évidence une richesse spécifique qui est probablement due au fait que l'étude ait été faite durant la période printanière caractérisée par des blooms phytoplanctoniques (développement maximal du phytoplancton).

En effet, selon Touahria (*in* Messaoudi et Chablaoui, 2007) l'importante corrélation existant entre les sels minéraux accumulés pendant la saison froide et de la faiblesse relative des populations herbivores, (broutage moins efficace du phytoplancton par le zooplancton) favorise le développement algale. De même, notre étude a mis en évidence la présence de deux espèces toxiques *Dinophysis caudata* et *Pseudo-nitzschia*.

Afin d'optimiser ce genre d'élevage, il faut procéder à un suivi régulier et à un contrôle rigoureux de tous les paramètres notamment ceux qui pourraient représenter un danger potentiel pour l'élevage. Aussi, une bonne connaissance et maîtrise des techniques d'élevage conchylicole (biologie des espèces, pathologie et génie aquacole...etc.) est indispensable pour la réussite d'une telle activité.

Cependant la courte durée de cette étude ainsi que le nombre restreint de prélèvements limitent dans une large mesure, une interprétation plus exhaustive. Cependant en général nous pouvons conclure que les conditions du milieu d'élevage sont bonnes et répondent aux besoins des moules et des huîtres.

# Bibliographie

# Bibliographie

**Abada-Boudjema YM. et Moueza M. (1981).** Structure des populations d'une moulière naturelle en baie d'Alger. Act Oecologica Ecologia Generalis : 194p.

**Abdellaoui W. Boukaari R. et Heddar S. (2000).** Contribution à l'étude de la conchyliculture au lac El Mellah. ITPA : 53 p.

**Arrignon. (1998).** Classes proposées pour le pH

**Aucion F.Doiron S. et Nadeau M. (2003).** Guide d'échantillonnage et d'identification des larves d'espèces à intérêt maricole. *Guide publication G005. Québec* : 81p.

**Bouchaira M .et 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. d'ing en aquaculture. ISMAL.77 p.*

**Bouchena Y. Kacioui N. et Ait Lounis Y. (2006).** Contribution à l'étude d'un milieu d'élevage conchylicole : Cas de Ain Tagourait (W.Tipaza). *Mém. d'ing d'Etat en Aquaculture. ISMAL : 55 p.*

**Bouchenine A .et Kaidi H. (2006).** Etude de faisabilité technico-économique pour d'une ferme conchylicole (Cas d'étude : ferme SEAM). *Mém d'ing d'Etat en aquaculture. ISMAL : 49 p.*

**Boudjema A. et Ourari S. (2005).** Contribution à l'étude des éléments techniques de fonctionnement du centre conchylicole pilote du CNDPA. *Mém d'ing en aquaculture. ISMAL. 51 p.*

**Boudouma N .et Chenennou S. (2007).** Analyse des eaux côtière pour la mise en place d'un élevage aquacole à capacité biotique. *Mém d'ing d'Etat en aquaculture. ISMAL.54 p.*

**Boukhroufa F. (1987).** Reproduction et structures des populations de la moule *Perna perna* sur la côte algéroise. *Thèse de magister. USTHB. Alger : 123p.*

**Boutouchent T. et Milla T. (2005).** Etude technico- économique pour l'installation et le fonctionnement d'un centre conchylicole pilote dans la wilaya de Tipaza. *Master Européen en Aménagement.* Université Montpellier II (S.T.L) : 76p.

**Chebab B. (1996).** Influence sur la reproduction de l'immersion permanente de *Mytilus galloprovincialis* (LMK) placée en élevage. Contribution à l'amélioration des techniques de captage en milieu naturel. *Magister.* ISMAL : 185p.

**Daimellah N. et Zerrouki N. (2006).** Etude physico-chimiques et planctonique du Lac de barrage de Keddara (W. Boumerdès). *Mém d'ing d'Etat en aquaculture.* USTHB.46 p.

**Della L. et Sahnoune H. (2007).** Contribution à l'étude hydrobiologique d'un site à potentialité aquacole : Lac de barrage du Keddara (Wilaya de Boumerdès). *Mém d'ing d'Etat en aquaculture.* ISMAL : 55p.

**Gay M. (2004).** Infection expérimentale chez *C. gigas*. Etude de deux souches pathogènes apparentées à *Vibrio-splendidus*. *Mém de docteur en biologie.* Université de Rochelle, Ecole Doctorale : 179 p.

**Guellati A. (2003).** Les paramètres physico- chimiques et les sels nutritifs dans les eaux du littoral algérois. *Mém d'ing en Environnement marin.* ISMAL. : 65p.

**Lefnaoui L. et Ouali Dj. (2008).** Analyse des eaux côtières de la baie de Bou-Ismaïl pour la mise en place d'une ferme aquacole. *Mém d'ing d'Etat en aquaculture.* ISMAL : 50 p.

**Lourguioui H. (2006).** Etude des potentialités aquacoles du barrage de Boukourdane (W. Tipaza). *Mém.de magister en environnement et écosystèmes littoraux. Option : aquaculture.* ISMAL : 84p

**Madat A. (2007).** Paramètres physico-chimiques et sels nutritifs dans la baie de Bejaïa. *Mém d'ing en Environnement marin.* ISMAL : 51p.

**Marteil L. (1976).** La conchyliculture française : Biologie de l'huître et de la moule (deuxième partie). ISTPM : 317p.

**Medjoudj N. (2008).** Analyse des eaux côtières pour la mise en place d'un élevage aquacole au niveau de la plage Ouest de Sidi Fredj. *Mém DEUA (Option aquaculture)*. ISMAL : 40 p.

**Messaoudi A. et Chablaoui N. (2007).** Contribution à l'étude des caractéristiques physico-chimiques biologiques et de la qualité du phytoplancton au niveau d'un site à potentialité aquacole. Cas : Bou-Ismaïl. *Mém d'ing d'Etat en biologie (Option : Biotechnologie)*. Université SAAD Dahlab (Blida) : 50 p.

**Meziane H. et Sefasfa F. (2008).** Conception et mise en place de collecteurs pour naissains de bivalves au niveau de la station conchylicole d'Ain Tagourait (W. Tipaza). *Mém DEUA (Option aquaculture)*. ISMAL : 43 p.

**Nisbet et Verneaux. (1970).** Classes proposées pour les MES et le pH.

**Rachedi L. et Belhadj M. (2007).** Situation actuelle de l'aquaculture en Algérie. *Mém d'ing en aquaculture*. ISMAL : 67p.

**Razef L. et Laid S. (1990).** Contribution à l'étude de la croissance d'espèce de moule *Mytilus galloprovincialis*. ITPA : 48 p.

**Résumé annuel du temps en Algérie-Volume I-Données de base-Année 2004.** (Centre climatologique-Alger).

**Schéma directeur de développement des activités de la pêche et de l'aquaculture horizon 2025 (2005),** Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques (CENEAP).

**Trégouboff G. et Rose M. (1957).** M- Manuel de Planctonologie Méditerranéenne. Tomme 1 et 2. CNRS. Paris.

**Sites d'internet consultés :**

**Claude choisel. (2008).** Huître creuse d'élevage.

**David Monniaux. (2008).** L'huître japonaise envahit les côtes européennes. Futura sciences.

**Dégremont. (2003).** Etude des bases génétiques de la mortalité estivale et des relations avec la croissance chez les juvéniles de l'huître creuse *Crassostrea gigas*. thèse de doctorat, Caen : 333p.

**Ducruet J. (2000).** Biologie animal, Université Claude Bernard Lyon I. Laboratoire d'Ecologie des Hydrosystèmes Fluviaux, enseignement de Biologie des Organismes Animaux du Deug Science de la Vie et de l'Univers Avec le soutien financier de la région Rhône-Alpes.

**FAO. (2000-2004).** Programme aquatique cultivé de l'information d'espèces.

**Ferrara University. (2003).** The common or blue Mussel (*Mytilus galloprovincialis*).

**IFREMER. (2008).** Mortalités anormales d'huître creuse en 2008(Fichier n°8).

**Lars-Ove-Loo. (2000).** Aquascope .T jamo Marine Biological Laboratory. Stomstad. Suede.

**Pillon Roberto. (2001).** *Mytilus galloprovincialis*. Aquamaps.

**Ruesink et al. (2005).** Mortalités anormales d'huîtres creuses en 2009. Fiche 6 : 16p.

# Annexes

# Annexe 1

## **Embranchement des Mollusques :**

**1) Caractères généraux :** les Mollusques sont des animaux triploblastiques qui constituent environ 40 000 espèces actuelles et autant d'espèces fossiles.

Le corps de ces animaux est mou à symétrie bilatérale nette. Le corps comprend 3 parties :

- Une région antérieure comprend la tête avec la bouche ventrale plus les organes des sens.
- La face ventrale qui est constituée par le pied qui est un organe locomoteur musculueux et épais.
- Dans la région dorsale, il existe la masse viscérale qui renferme l'essentiel des organes.

Cette région est recouverte par un repli sous forme de tégument appelé le manteau qui sécrète la coquille de nature calcaire. Entre le manteau et la masse viscérale, il existe la cavité palléale où s'ouvrent l'anus, les organes excréteurs, les constituants génitaux, les organes respiratoires et les branchies.

**2) Systématique :** l'embranchement des Mollusques se divise en 6 classes dont les plus importantes sont : les Gastéropodes, les Lamellibranches ou Bivalves et les Céphalopodes.

➤ **Classe des Lamellibranches ou Bivalves :** leur coquille est constituée de deux valves. Cette classe se subdivise en 4 Sous-classes :

- S/Cl des protobranches.
- S/Cl des Eulamellibranches.
- S/Cl des Filibranches : 4 branchies en lamelles formées de filaments repliés : 2 muscles adducteurs. Ex : **moules**.
- S/Cl des Pseudo-Lamellibranches : 4 branchies en lamelles avec filaments réunis en anastomoses, 1 seul muscle adducteur. Ex : **huîtres**.

**Généralités :** les bivalves sont généralement marins mais il existe quelques espèces d'eau douce. Ce sont des Mollusques à 2 valves à symétrie bilatérale nette. Avec une tête indistincte (acéphales). Le pied est comprimé latéralement, les branchies sont développées en lamelles (lamellibranches). Ils sont utilisés comme filtreurs, les organes des sens et la radula sont absents.

# Annexe 1

Tableau (01) : Dosage d'azote ammoniacal et le Phosphate ISO N° 7150 (AENOR, 2001)

	Solution	Réactifs nécessaires	Principe	Mode opératoire	Lecture
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	<u>Réactif 1</u> (1 litre)	-2g acide dichloroisocyanurique -32g Hydroxyde de sodium (NaOH) -1000 ml H <sub>2</sub> O distillée	Mesure spectrométrique à 655 nm du composé vert formé par réaction de l'ammonium avec les ions salicylate et hypochlorite en présence de nitroprossiate de sodium	-prendre 40ml d'eau à analyser -ajouter 4 ml du réactif 1 -ajusté à 50ml avec H <sub>2</sub> O distillée -Attendre 1h30 -L'apparition de la coloration verdâtre indique la présence de NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	-Effectuer lecture à λ=655nm Le résultat est donné directement en mg/l
	<u>Réactif 2</u> (1 litre)	-130g Trictrate de sodium -130g Salicyate de sodium -0.75g Nitropruciate de sodium 1000ml -1000ml H <sub>2</sub> O distillée			
PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup>	Mêmes solutions	Mêmes réactifs	Mesure spectromètre à 880nm du composé bleu formé d'un complexe avec molybdates d'ammonium et le tartrate double d'antimoine et de potassium,	-prendre 40 ml d'eau à analyser -ajouter 2 ml du réactif 1 -Ajouter 2ml du réactif 2 -Ajusté à 50ml avec H <sub>2</sub> O distillée -attendre 10mn _ l'apparition de la coloration blue indique la présence de PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup>	-Effectuer la lecture à λ=880nm Le résultat est donnée directement en mg/l

# Annexe 1

Tableau (02) : Dosage des nitrites [ Méthode ISO 5667 (AFNOR, 2001)]

solution	Réactifs nécessaires	Principe	Mode opératoire	Lecture
<u>Réactif mixte</u>	-40g de Sulfanilamide -100g d'acide phosphorique -2g de N-1-Naphtyl éthylène diamine -1000 ml H <sub>2</sub> O distillée	Les nitrites réagissent avec le Sulfanilamide pour former un composé diazoïque qui, après copulation avec le N-1-Naphtyl éthylène diamine dichloride donne à naissance à une coloration rose mesurée à $\lambda=543\text{nm}$	-prendre 50ml d'eau à analyser - ajouter 1 ml du réactif mixte -attendre 10mn -l'apparition de la coloration rose indique la présence des $\text{NO}_2^-$	- effectuer la lecture à $\lambda=543\text{nm}$ - le résultat est donné en mg/l

# Annexe 1

Tableau (03) : Dosage des nitrates [ Méthode ISO 5667 (AFNOR, 2001)]

solution	Réactifs nécessaires	Principe	Mode opératoire	Lecture
Chlorure d'ammonium (1litre)	-50g chlorure d'ammonium -1 ml solution ammoniac -1000ml Eau distillée -Ajuster le pH de la solution à 8.2 avec NH <sub>4</sub> OH stable, une semaine à 4°C	Les nitrites réagissent avec le Sulfanilamide pour former un composé diazoïque qui, après copulation avec le N-1-Naphyl éthylène diamine dichloride donne à naissance à une coloration rose mesurée à $\lambda=543\text{nm}$	-prendre 50ml d'eau à analysé - ajouter 1 mn du réactif mixte -attendre 10ml -l'apparition de la coloration rose indique la présence des NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	-effectuer la lecture à $\lambda=543\text{nm}$ - le résultat est donné en mg/l
Réactif colore (1litre)	-10g Sulfanilamide -15ml d'Acide phosphorique concentré -N61 Naphtyle éthylène diamine dihydrochlorure -1000ml Eau distillée -Solution stable deux semaines			

# Annexe 2

## Silicates Si (OH)<sub>4</sub>

### ❖ Solution d'acide sulfurique :

- Acide sulfurique.....10ml ; H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (97%).
- Eau distillée.....1000ml ; H<sub>2</sub>O.
- FFD6.....2ml ; solution stable pour une semaine mettre la à 4°C lorsque la solution n'est pas utilisée.

Diluer l'acide sulfurique en ± 800ml d'eau distillée jusqu'à 1l, ajouter FFD6 et mélanger.

### ❖ Solution molybdate d'ammonium :

- Molybdate d'ammonium.....20g ; (NH<sub>4</sub>)<sub>6</sub>MO<sub>7</sub>O<sub>24</sub> · 4H<sub>2</sub>O.
- Eau distillée .....1000ml ; H<sub>2</sub>O.
- FFD6.....2ml.

Dissolve le molybdate d'ammonium en ± 800ml d'eau distillée jusqu'à 1l, ajouter FFD6 et mélanger, réserver le dans une bouteille de polythène. La solution est stable pour un jour n'utilisez pas les cuillères d'ammonium.

### ❖ Solution d'acide oxalique :

- Acide oxalique.....44g ; C<sub>2</sub>H<sub>2</sub>O<sub>4</sub> · H<sub>2</sub>O.
- Eau distillée.....1000ml ; H<sub>2</sub>O.

Dissolve l'acide oxalique en ± 800ml d'eau distillée jusqu'à 1l. le dépôt dans une bouteille de polythène, la solution est stable pendant un mois. Le dépôt à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

### ❖ Solution d'acide ascorbique :

- Acide ascorbique.....40g ; C<sub>6</sub>H<sub>8</sub>O<sub>6</sub>.
- Eau distillée.....1000ml, H<sub>2</sub>O.

# Annexe 2

Diluer l'acide ascorbique en  $\pm$  800ml d'eau distillée jusqu'à 1l. La solution est stable pendant une semaine, le dépôt à 4°C quand la solution n'est pas utilisée.

❖ En rinçant liquide plus simple :

L'eau distillée rafraîchit quotidiennement, le dépôt dans une bouteille de polythène.

NORMES :

La solution de réserve 100ppmSi.

- Metasilicate de sodium.....1.0119g ;  $\text{Na}_2\text{SiO}_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$ .
- Eau distillée.....1000ml ;  $\text{H}_2\text{O}$ .

Diluer le Metasilicate de sodium en  $\pm$  800ml de l'eau distillée jusqu'à 1l et mélanger. Solution stable pour un mois, stocké dans une bouteille de polythène.

Volume (ml)	335	670	1	1.677	2.01	2.515
Concentration de Si	0.4	0.8	1.2	1.6	2	3.0

Solution fille 10/100 ml.

# ANNEXE 3

Tableau (01) : Classe proposées par l'ANRH (2005)

Désignation	bonne	moyenne	mauvaise	Très mauvaise
pH	6.5-8.5	6.5-8.5	8.5-9	>9 et <6.5
O <sub>2</sub> dissous % ST	120-90	90-50	50-30	<30
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> mg/l	0-0.01	0.01-0.1	0.1-3	>3
NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> mg/l	0-0.01	0.01-0.1	0.1-3	>40
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> mg/L	0-10	10-20	20-40	>3
PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> mg/l	0-0.01	0.01-0.1	0.1-3	>15
Salinité mg/l	300-1000	1000-2000	1200-1600	>1600

Tableau (02) : Classe proposées par Arrignon (1998)

Classe de la qualité paramètre	La qualité excellente	La qualité bonne	La qualité moyenne	La qualité médiocre	La qualité hors classe
MES mg/l			25	70	150
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	0.01		0.5	2	8
NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	0.1		0.3	1	2
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>				50	100
O <sub>2</sub> dissous mg/l	7		5	3	1
PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup>	0.2		0.5	1	5
Chlorophylle a mg/m <sup>3</sup>	10		60	120	300

# ANNEXE 3

Tableau (03) : Classes proposées par Arrignon (1998)

pH<5	Limite inférieur pour la survie de la plupart des espèces aquicoles, exception fait de certaines accoutumances,
5<pH<6	Limites tolérables pour la plupart des espèces
6<pH<7.2	Zone optimale pour la production de la plupart des espèces
7.2<pH<8.5	Zone optimale pour la productivité de plancton
pH>8.5	Certaines algues sont détruites au-delà de cette valeur
pH>9	Seuil létal de nombreuses espèces (salmonidés notamment)

Tableau (04) : Classe proposées pour le pH (Nisbet et Verneaux, 1970)

Composant	Classes	situation
pH<5	1	Acidité forte, coure d'eau à substrat acide.
5<pH<6	2	Acidité moyenne, coure d'eau à substrat acide.
6<pH<7	3	Acidité faible
7<pH<7.5	4	Neutralité approchée, majorité des eaux piscicoles régions calcaires.
7.5<pH<8	5	Faible alcalinité.
8<pH<9	6	Alcalinité moyenne, eau closes.
pH>9	7	Alcalinité forte, eaux peu piscicole ou valeurs passagères.

# ANNEXE 3

Tableau (05) : Classe proposées pour les MES (Nisbet et Verneaux, 1970)

MES mg/l	Classes	Productivité piscicole et situation
MES<10	1	Très bonne situation-situation normale
10≤MES≤25	2	Très bonne situation-situation normale
25≤MES≤50	3	bonne
50≤MES≤75	4	bonne
75≤MES≤150	5	moyenne
150≤MES≤300	6	médiocre
300≤MES<500	7	Faible à très faible-situation anormale
MES<500	8	Faible à très faible-situation anormale

# Annexe 4

Fax

Université Badji Mokhtar –ANNABA-

Département des sciences de la mer

Laboratoire bioressource marines

Annaba le, 09/05/2009

Rapport concernant le phénomène d'eau rouge de la baie d'Annaba

Je soussigné Dr FREHI HOCINE, maître de conférence au laboratoire Bioressources Marines, de l'université d'Annaba, après observation de l'apparition d'un changement de couleur des eaux de la baie d'Annaba, j'ai effectué un prélèvement le vendredi 08/05/2009.

Après analyse des échantillons au microscope, on a pu déterminer qu'il s'agit d'un phénomène naturel de pollution d'une espèce phytoplanctonique hétérotrophe *Noctiluca Scintillans*, espèce n'est pas comme toxique mais elle peut irriter les poissons, du fait que sa vacuole contient de l'ammonium

En conclusion, du fait que ces taches (eaux rouges) sont apparues sur l'ensemble des cotes algériennes, il n'est pas du à une pollution anthropique de la baie, mais d'un phytoplancton hétérotrophe *Noctiluca scintillans*.

# ANNEXE

## Questionnaires

- # Généralités sur la ferme ? Date de concession ? Date de création ? Date de fonctionnement ?
- # Quelle est la superficie de la ferme occupée en mer et à terre ?
- # Quelles sont les différents compartiments constitués de la ferme ?
- # Ça fait combien de temps que votre ferme est fonctionnelle ?
- # Quelle est la production annuelle de votre ferme ?
- # Quel est le mode de culture ?
- # Quel est le système de culture ? pourquoi ?
- # Quelle la durée d'un seul cycle de production ?
- # Comment se fait l'élevage des moules ?
- # D'où vous avez ramené les naissains ?
- # Certains maladies, de certains prédateurs ou parasites ont affecté votre produit ?oui ?nom ?
- # Quelle est la taille maximale que peut atteindre la moule ?
- # Pourquoi vous avez choisi cet endroit ?
- # Quelle est la nature des polluants du site ?
- # De quoi constitué votre système de filière ?
- # Quel est le type de la filière ?pourquoi ?
- # Quel est le nombre de filières installées ?
- # Quelle est la longueur horizontale de la filière ?
- # Quelle est la profondeur maximale ?
- # Comment vous avez installé ce système et qui s'en est occupée ?
- # Combien de boudins, de bouées, d'ancre, que supportent votre filière ?
- # La distance entre les filières ?
- # Quels sont le type de flotteurs, ancres et boudins ?
- # Quelle est la nature de flotteurs ?
- # De combien de flotteurs, d'ancres et de boudins dispose votre ferme ?
- # Quel est le nombre de kilogramme peut contenir un seul boudin ?
- # Combien d'espace entre les ralingues ?
- # Quelles sont les différentes machines qui existent dans votre ferme ? et leurs principes de fonctionnement ?
- # Comment se déroule le circuit de distribution de votre produit ? les moyens de transport ?
- # Le produit est localisé au niveau régional, local, international ?