

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة السواحل

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



**Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme
D'ingénieur d'état en Science de la mer**

Option : Aquaculture

**Etude physicochimique et biologique d'un site conchylicole :
Cas de la ferme « ORCA marine » Ain Taya
avec essai de reproduction artificielle des espèces en élevage**

Présentée par :
BENSAM Hamza
BEHLOUL Mounir

Date de soutenance : 22/07/2009

Membres du jury:

Mr KACHER M. : Chargé de cours E.N.S.S.M.A.L (Président)
Mr BOULAHDID M. : Professeur E.N.S.S.M.A.L (Examineur)
Mr LOURGUIOUI H. : Chargé de cours E.N.S.S.M.A.L (Examineur)
Mme HAOUI N. : Chargé de cours E.N.S.S.M.A.L (Promotrice)
Mr BOUDJNAH M. : Master en biologie C.N.R.D.P.A (Co-Promoteur)

Promotion : 2008/2009

Remerciements

Nous remercions DIEU de nous avoir aidé et donné le courage pour réaliser ce mémoire de fin d'études.

Nous tenons à remercier nos promoteurs M^{me} HAOUI Nabila et M^e BOUDJENAH Moustapha pour avoir accepté avec beaucoup de gentillesse de diriger ce travail.

Nos profonds remerciements vont à M^e KACHER Mohamed d'avoir accepté de présider le jury.

Nos remerciements s'adressent aussi à M^e BOULAHMIDI Moustapha et M^e LOURGVIOUI Hichem qui ont bien voulu prendre part à l'examen de ce mémoire.

Nous remercions aussi le directeur du CNRDPA qui a accepté de nous ouvrir les portes pour faire des analyses au laboratoire et la documentation dans la bibliothèque.

Nos vifs remerciements à tous ceux qui nous ont aidés de près ou de loin pour la réalisation de cet humble travail ainsi que tous nos anciens enseignants.

Dédicace

Je dédie ce modeste mémoire à ma chère mère

A toute ma famille, mon oncle « Abd el hamid » mes tentes « Fatiha, Zahia, Hamifa, Rachida, Nadia, Jahid, Sabrina, khalti zohra ».

A tous mes cousins surtout « Amine, Tarek, Nazim ».

A tous mes copains « Abd el Aziz, Abd el Allah, Abd el Hak, Abd el Malek, Bilal, Gaya, Mohamed, ami Mokhtar , Ramzi, Oussama, Omar, Racine».

A ma promo « Amina, Assia, Bilal, Dalal, Faeth, Fateh, Fouad, Menad, Mounir, Naima, Rima, Said, Samir et Zaki ».

A mes copains et amis de l'ENSOUMAR « Abd el Kader, Abd el Rahim, Amel, Naim, Salim, Samira, Samia, Rachid, Toufik et Wahiba ».

Hamza

Dédicace

Je dédie ce travail et j'adresse mes plus sincères remerciements à mes très chers parents ainsi qu'à mon frère, ma sœur, tous mes proches et amis qui m'ont toujours soutenue, encouragée et supportée.

Mounir

SOMMAIRE

Avant-propos Page

INTRODUCTION.....1

PREMIER CHAPITRE : Généralités

I- Généralité sur les paramètres étudiés	2
1- Paramètres physico-chimiques	2
1.1- Température.....	2
1.2- Potentiel d'hydrogène (pH).....	2
1.3- Salinité.....	2
1.4- Matières en suspension.....	3
1.5- Oxygène dissous.....	3
1.6- Azote ammoniacal.....	3
1.7- Nitrites.....	4
1.8- Nitrates.....	4
1.9- Orthophosphates.....	4
2.10- Silicates.....	5
2- Paramètres biologiques	5
2.1- Chlorophylle <i>a</i>	5
2.2- Pheopigments.....	5
2.3- Le phytoplancton.....	5
II- Généralité sur la biologie des espèces élevées	7
1- La moule (<i>Mytilus galloprovincialis</i>)	7
1.1- Position systématique.....	7
1.2- Ecologie.....	8
1.3- Alimentation.....	8
1.4- Reproduction.....	9
2- L'huitre (<i>Crassostrea gigas</i>)	9
2.1- Position systématique.....	9
2.2- Ecologie.....	9
2.3- Alimentation.....	10
2.4- Reproduction.....	10
2.5- Croissance.....	10
III- Valeur nutritive	10
IV- Aperçu sur la conchyliculture en Algérie	11

DEUXIEME CHAPITRE :

Présentation du site d'élevage ORCA marine.

I- Présentation du site d'élevage d'ORCA marine	12
1- Situation géographique.....	12
2- Données climatiques de la zone.....	12
3- La ferme « ORCA marine ».....	13

II - Technique d'élevage	14
---------------------------------------	----

CHAPITRE TROISIEME : Matériel et méthodes.

I - Etudes physico-chimiques du milieu d'élevage	16
1- Echantillonnage	16
2 – Méthodes	17
2.1 - Mesure des paramètres physiques.....	17
2.2 – Mesure des paramètres chimiques	19
2.2.1 - Azote ammoniacal	19
2.2.2 - Nitrites	20
2.2.3 – Nitrates.....	20
2.2.4 - Orthophosphates	21
2.2.5- Les silicates.....	21
2.3– Mesure des paramètres biologiques.....	22
2.3.1 - Dosage de la chlorophylle a et des phéopigments par spectrophotométrie.....	22
2.3.2- Le phytoplancton.....	24
II- Essai d'induction de la ponte	25
1 - Acquisition des géniteurs.....	25
2 - Conditionnement et nettoyage	26
3 - Matériel nécessaire à l'induction de ponte.....	26
4 - Différentes étapes d'induction.....	27

CHAPITRE QUATRIEME: Résultats et discussions

I- Paramètres physico-chimiques	31
1 - La température	31
2 -Salinité	31
3 - Matières en suspension	32
4 - potentiel d'Hydrogène (pH)	32
5 - L'Oxygène dissous.....	33
6 - L'azote ammoniacal.....	34
7 - Les nitrites.....	34
8 - Les nitrates.....	35
9 - Les ortophosphates.....	36
10 - Les silicates.....	36
II – Paramètres biologiques	37
1 - Chlorophylle <i>a</i> et phéopigments	37
2- Le phytoplancton.....	42
III - Essai d'induction de ponte	46
1- <i>Mytilus galloprovincialis</i>	46
2- <i>Crassostrea gigas</i>	48

CONCLUSION	51
-------------------------	----

BIBLIOGRAPHIE

ANNEXES

Liste des figures :

Figure n° 01 : Morphologie de *Mytilus galloprovincialis*.

Figure n°02: Aire de répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis*.

Figure n°03: Répartition géographique de l'huître creuse *Crassostrea gigas*.

Figure n°04: image satellitaire montre le positionnement de la commune d'Ain taya.

Figure n°05 : image satellitaire montre le positionnement de la ferme et la zone d'élevage.

Figure n°06 : Schéma représentant les différents compartiments des bâtiments d'exploitation.

Figure n°07 : schéma représentant la filière sub-surface de moule dans la ferme d'ORCA marine.

Figure n°08 : schéma représentant la filière sub-surface d'huître dans la ferme d'ORCA marine.

Figure n°09 : bouteille à renversement de type « Nansen ».

Figure n°10 : filet à plancton.

Figure n°11 : multi-paramètre.

Figure n°12 : Photos indiquent le matériel utilisé pour l'analyse des M.E.S.

Figure n°13: spectrophotomètre.

Figure n°14 : la colonne de cadmium.

Figure n°15 : Autoanalyseur « Skalar San⁺ ».

Figure n°16 : tube dans une feuille d'aluminium.

Figure n°17 : méthode pour mesurer la longueur et largeur des moules choisis.

Figure n°18: photo représente les matériels utilisés pour induire la ponte par choc thermique.

Figure n°19 : photo représente des moules dans une eau froide à 10°C.

Figure n°20 : photo représente le transfert des moules d'une eau froide à une eau chaude.

Figure n°21 : photo représente une huître ouverte.

Figure n°22 : Récupération de la chair d'huître dans une boîte de pétri.

Figure n°23 : lacération des gamètes.

Figure n°24 : Récupération des produits génitaux male et femelle.

Figure n°25 : Transfert des produits génitaux pour la fécondation et l'incubation.

Figure n°26 : Dilution des produits génitaux.

Figure n°27 : Bain marie utilisé pour l'incubation.

Figure n°28 : variations mensuelles des paramètres physiques du milieu.

Figure n°29 : variations mensuelles des paramètres chimiques du milieu.

Figure n°30 : variation mensuelles des paramètres chimiques et biologiques du milieu.

Figure n°31 : photos montrent les dinoflagellés présents au niveau du site aquacole «ORCA Marine ».

Figure n°32 : Photos montrent les diatomées présentes au niveau du site aquacole « ORCA Marine ».

Figure n°33 : Photos d'un male et une femelle de moule en stade post ponte.

Figure n°34 : Spermatozoïdes de moule observé au microscope photonique.

Figure n°35 : Photos représentant des spermes issus d'une gonade d'huitre.

Figure n°36: Photos représentant des ovocytes issus d'une gonade d'huitre.

Figure n°37 : Ovocyte d'huitre après hydratation observée au microscope photonique.

Figure n°38 : Œufs fécondés d'huitre à différents stades de division cellulaire.

Figure n°39 : Photos montre la formation des formes larvaire d'huitre Après 19 h d'incubation.

Liste des tableaux :

Tableau n°01 : production des moules en tonnes.

Tableau n°02 : les variations mensuelles des données climatiques de la zone de Dar Elbaida.

Tableau n°03 : résultats de Température observé en surface et en profondeur dans la zone d'élevage d'Ain taya.

Tableau n°04 : résultats de salinité observé en surface et en profondeur dans la zone d'élevage d'Ain taya.

Tableau n°05 : résultats des M.E.S observé en surface et en profondeur dans la zone d'élevage d'Ain taya.

Tableau n°06 : résultats du pH observé en surface et en profondeur dans la zone d'élevage d'Ain taya.

Tableau n°07 : résultats de l'Oxygène dissous observé en surface et en profondeur dans la zone d'élevage d'Ain taya.

Tableau n°08 : résultats d'azote ammoniacal en surface et en profondeur dans la zone d'Ain taya.

Tableau n°09 : résultats d'azote ammoniacal observé en surface et en profondeur dans la zone d'élevage d'Ain taya.

Tableau n°10 : résultats des nitrates observé en surface et en profondeur dans la zone d'élevage d'Ain taya.

Tableau n°11 : résultats des orthophosphates observé en surface et en profondeur dans la zone d'élevage d'Ain taya.

Tableau n°12: résultats des silicates observé en surface et en profondeur dans la zone d'élevage d'Ain taya.

Tableau n°13 : résultats de la chlorophylle *a* observé en surface et en profondeur dans la zone d'élevage d'Ain taya.

Tableau n°14 : résultats des phéopigments observé en surface et en profondeur dans la zone d'élevage d'Ain taya.

Tableau n°15 : Nombre de cellules présentes dans 40 colonnes pour chaque échantillon des différentes bouteilles.

Tableau n°16 : Densité cellulaire par colonne d'eau de mer et par litre de chaque bouteille.

Tableau n°17 : les espèces de phytoplancton déterminées.

Tableau n°18 : Densité cellulaires totales (en 10^3 c/l).

Tableau n°19 : Données biométriques des géniteurs utilisés pour induire la ponte.

Introduction

On donne le nom d'Aquaculture à l'ensemble des activités qui concernent aussi bien l'élevage des animaux aquatiques que la culture des végétaux vivants dans l'eau. Ce terme unique recouvre l'ensemble du milieu aquatique : eau douce, eau saumâtre ou eau de mer, car tous les animaux qui y vivent présentent des caractéristiques communes. Cependant, au niveau administratif, on distingue l'aquaculture continentale, ou d'eau douce, et l'aquaculture marine, ou d'eau de mer (**FERRA, 2008**). Cette dernière est divisée en plusieurs types d'élevages ; nous citerons la conchyliculture, qui est la reproduction et l'élevage des mollusques bivalves (huitres, moules, palourdes,...etc.).

La production mondiale des mollusques est estimée à 10 millions de tonnes se qui représente près de 25 % de la production aquacole mondiale qui est d'environ 45 millions de tonnes. Avec plus de 4 millions de tonnes, les huitres représentent plus du tiers de la production mondiale de mollusques. (**FERRA, 2008**). La maîtrise de l'élevage passe par une connaissance parfaite de la biologie des espèces se qui permet de mettre en place un protocole de production et un contrôle des différentes phases du cycle d'élevage à savoir : la production de naissains (reproduction artificielle), l'élevage larvaire et le grossissement.

En Algérie, bien que l'activité existe depuis 1921, la participation de l'aquaculture à l'approvisionnement du marché en produit de la pêche demeure très faible. En effet, avec une façade maritime méditerranéenne d'une longueur de 1280 km, offrant des sites favorables à l'installation d'élevage conchylicole, et qui restent malheureusement peu exploités. Il faut savoir que l'essentiel de la production des bivalves disponibles sur le marché provient d'une part de l'exploitation directe des moulières naturelles et d'autre part de quelques unités de production.

C'est dans ce sens qu'intervient le plan de relance économique national qui consacre une place importante au développement des activités aquacoles et grâce auquel on constate le démarrage des premières fermes de production de bivalves et l'apparition sur le marché national de nouveaux produits (moule et huitres) dont la qualité nous impose un suivi et une meilleure maîtrise des conditions de production.

A cet effet, nous avons étudié de plus près les méthodes et les conditions de production des bivalves. Pour cela nous avons choisi le cas de la ferme ORCA marine (unité de production conchylicole en mer ouverte de Ain Taya) afin d'analyser la qualité physico-chimique et biologique du milieu de production de la moule « *Mytilus galloprovincialis* » et de l'huitre « *Crassostrea gigas* ».

Pour cela nous avons organisé notre travail en trois grands axes, après la présentation des généralités des deux espèces *Crassostrea gigas* et *Mytilus galloprovincialis* et une présentation du site ainsi que des techniques d'élevage adoptées par cette unité de production « ORCA marine » nous avons fait :

- Une analyse des éléments environnementaux (paramètres physico-chimiques et biologiques du milieu), avec une étude qualitative et quantitative du phytoplancton
- Une tentative de reproduction artificielle en laboratoire des espèces élevées, afin d'arriver à combler le déficit en naissains et de s'initier à une aquaculture moderne dont les bases est l'obtention des juvéniles et de les mettre en élevage.

I- Généralité sur les paramètres étudiés

1- Paramètres physiques

1.1- Température

La température est l'un des plus importants paramètres physiques du milieu marin. En effet, elle influe non seulement sur de nombreux êtres vivants présents aux différentes profondeurs, mais aussi sur le climat des terres voisines et sur la densité de l'eau, et peut être à l'origine de certains courants (**GIACOMINI et al., 1984**).

La température des océans est directement liée aux échanges thermiques entre les masses d'eaux océaniques et l'environnement (**ANONYME, 1993**). En effet, **ARNAUD (1966)** fait situer les conditions optimales de vie des bivalves entre 10 à 20°C ; par ailleurs, l'optimum de croissance du phytoplancton varie entre 18 à 22°C selon (**LEBORGNE, 1989 in MASSAOUDI et CHABLAOUI, 2007**).

La mesure de la température s'effectue par thermo sonde (ou par thermomètre), elle est généralement exprimée en degré Celsius (°C) (**GOUJONS, 1995**).

1.2- Potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH est par définition, une mesure de l'activité des ions H^+ contenus dans une solution aqueuse: $pH = -\log [H^+]$. L'eau de mer est faiblement alcaline (basique), son pH moyen est de 8,2, il est principalement fixé par la présence des carbonates, $CO_2-HCO_3-CO_3^{2-}$ (**AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983 ; ANONYME, 1993**).

Le pH est un paramètre important dans l'étude des milieux aquatiques. En effet (**GALTSOF 1964 in DELTREIL et al, 1974**) a montré qu'un abaissement du pH au dessous de 6,5 réduit le taux de consommation de l' O_2 chez les moules. Pour **CALABRESE (1966 in DELTREIL et al, 1974)**, le pH durant la période de reproduction de moules ne doit pas être trop inférieur à 6,8 ni se maintenir au dessus de 9.

1.3- Salinité

La salinité (PSU pratique salinité unité) est définie en ppt (part per thousand) est la quantité en kg de sels secs dissous dans un kg d'eau de mer. La salinité naturelle varie de 10 ppt dans la Baltique à 40 ppt dans la Mer Rouge. La méditerranée est une mer très salée, car l'évaporation y est intense et les apports d'eau douce sont peu importants, la salinité entraîne une modification de la densité. En effet, plus une eau est salée, plus elle est dense. La salinité peut être définie comme la quantité de sel dissous dans l'eau de mer (**GIACOMINI et al, 1984**).

La salinité superficielle, dans ses grandes lignes, elle est aussi soumise aux variations liées aux conditions atmosphériques et aux apports d'eau douce (**TOUAHRIA, 2003 in MESSAOUDI et CHABLAOUI, 2007**). Le phytoplancton marin est extrêmement tolérant aux variations de salinité (**ROBERT, 2005**).

En général, la salinité n'a pas un grand effet sur les bivalves. Ces derniers peuvent supporter des salinités très fluctuantes ; ce sont donc des espèces euryhalines.

1.4- Matières en suspension

En plus des substances dissoutes, l'eau de mer contient des matières en suspension de toutes tailles et de toutes formes, minérales ou organiques, vivantes ou détritiques de nature soit biogénique (bactéries, phytoplancton, zooplancton, poisson), soit terrigène (apports fluviaux, produit de l'érosion des côtes, débris déversés par l'homme) soit éolienne (particules transportés par les courants atmosphériques et tombant dans la mer, soit enfin météorique (IVANOFF, 1972). Cette définition très large et au sens strict, celle du matériel particulaire dont les matières en suspension (MES ou Seston) représentent la fraction entraînée par les mouvements des eaux.

L'excès de la turbidité a un effet néfaste sur l'activité de pompage et de filtration des mollusques, car ces derniers dépensent plus d'énergie pour l'éliminer sous forme de pseudofèces (DELTREIL et al, 1974 in MASSAOUDI et CHABLAOUI, 2007).

2- Paramètres chimiques

Tous les éléments chimiques peuvent être décelés dans l'eau de mer mais évidemment à des concentrations très différentes. Parmi les 90 éléments naturels, 73 peuvent être détectés à l'aide des techniques classiques de la chimie analytique. Les autres nécessitent des méthodes physiques plus fines et sont considérés comme éléments de traces (KORNPROBEST, 2005 in MASSAOUDI et CHABLAOUI, 2007).

2.1- Oxygène dissous

L'oxygène est un gaz qui conditionne de nombreux phénomènes, tant biologiques que chimiques et notamment de corrosion. Ses concentrations dans l'eau de mer présentent de nombreuses variations selon l'endroit, la profondeur, la saison. Ceci s'explique par les différentes origines de l'oxygène dissous (atmosphère ou phénomènes biologiques) (ANONYME, 1993). La teneur en oxygène varie en fonction de la température et de la salinité. Elle dépend aussi des processus purement biologiques tel que la production d'oxygène par les végétaux autotrophes (TOUAHRIA, 2003 in MASSAOUDI et CHABLAOUI, 2007). C'est le plus important des gaz en ce qui concerne la vie des animaux. Sa raréfaction ou une chute brutale de sa pression partielle peut entraîner la mort de nombreux mollusques (DELTREIL et al, 1974 in MASSAOUDI et CHABLAOUI, 2007).

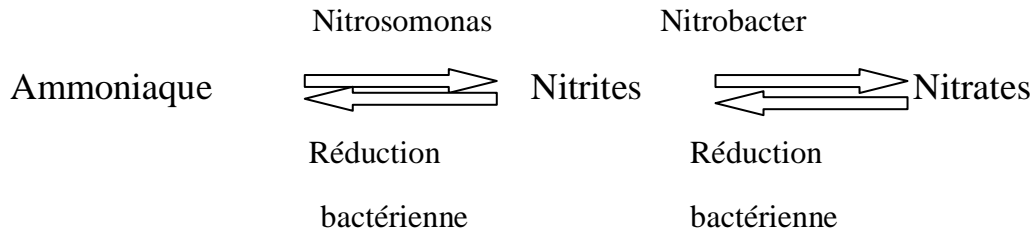
Cependant la qualité requise des eaux conchylicoles selon la réglementation européenne doit être supérieur ou égal à 70 % environ 4 à 5 mg/l (valeur moyenne). Selon GAUJONS (1995). L'oxygène dissous dans l'eau est mesurable par méthode chimique ou électrochimique (sonde).

2.2- Azote ammoniacal

L'azote minéral se trouve sous les formes ammoniacale, nitreuse et surtout nitrique dans l'eau de mer ; il peut être absorbé sous ces trois formes par le phytoplancton (LEMEE et GEORGES, 1978 in MASSAOUDI et CHABLAOUI, 2007). Dans l'eau, l'azote réduit soluble se retrouve sous deux formes : L'ion ammonium (NH_4^+) et la forme non dissociée communément appelée ammoniac (NH_3), ces deux formes traduisent un équilibre acido-basique. L'ammoniac stimule les poussées planctoniques (GAUJONS, 1995). Dans les eaux naturelles la détection d'ammoniac en grandes quantités est un critère de pollution (DUSSART, 1966).

2.3- Nitrites

Dans le cycle de l'azote, les nitrites constituent une forme intermédiaire de l'azote. Ils résultent : soit de l'oxydation partielle de l'azote ammoniacal sous l'action des bactéries nitreuses du type *Nitrosomonas*, soit de la réduction des nitrates par les bactéries dénitrifiantes.



Les nitrites disparaissent vite en milieu naturel, ils peuvent également provenir de rejets industriels puisqu'ils sont utilisés pour inhiber la corrosion des réservoirs (**BEAUDRY et HENERY, 1992 ; GAUJONS, 1995**).

2.4- Nitrates

Les nitrates constituent le stade final de l'oxydation de l'azote organique. Selon (**GAUJONS, 1995**). Les nitrates peuvent avoir plusieurs origines :

- Dilutions des nitrates ;
- Engrais azoté ;
- Excrétions des animaux;
- Eaux usées domestiques et stations d'épuration. (**GAUJONS, 1995**).

L'intérêt des nitrates réside non seulement dans leur rôle d'indicateur de pollution, mais aussi, et surtout dans leur rôle de fertilisant des eaux puisque c'est essentiellement sous cette forme que les plantes assimilent l'azote associé aux phosphates, les nitrates favorisent la croissance, parfois exagérée, de la flore aquatique microscopique et macroscopique, ce qui peut ensuite entraîner une baisse de la teneur en oxygène dissous (**BEAUDRY et HENERY, 1992**).

2.5- Orthophosphates

D'après **DUSSART (1966)** 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 (PO_4^{3-}). 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, ce qui se traduit par sa précipitation le rendant inutilisable par les algues. Il est souvent apporté avec de l'azote dans un rapport N/P = 1/16 (**ROBERT, 2005**).

2.6- Silicates

Les silicates sont un élément nutritif car ils rentrent dans la composition des squelettes de certaines espèces phytoplanctoniques (Diatomées, Radiolaires,...) auxquelles ils sont indispensables (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

3- Paramètres biologiques

3.1- Chlorophylle *a*

Seul pigment responsable de la transformation de l'énergie lumineuse en énergie chimique, elle existe dans toutes les algues, à l'exception des rares formes Hétérotrophes (FELDMANN, 1978). La chlorophylle *a* est reconnue depuis longtemps comme étant un indicateur biologique très important dans l'évaluation de l'état trophique, elle représente la base de la chaîne alimentaire. Les concentrations de celle-ci dans l'eau expriment la biomasse de phytoplancton (CLEMENT et OUMET, 2004).

3.2- Pheopigments

Les pheopigments regroupant chlorophylle *a*, phosphatine *a* et pheophurbi sont les produits de dégradation de la chlorophylle *a*. Cette dégradation est essentiellement due au broutage des cellules algales par les organismes herbivores (zooplancton et poissons), mais aussi à l'activité bactérienne (ARFI, 1991 in MASSAOUDI et CHABLAOUI, 2007).

3.3- Le phytoplancton

C'est le plancton de nature végétale capable de synthétiser sa propre substance par photosynthèse à partir de l'eau, du CO₂, des nutriments minéraux et de l'énergie lumineuse (COLLIGNON, 1991). C'est le premier maillon de la chaîne alimentaire dont l'établissement conditionne l'équilibre écologique du milieu marin, c'est comme le dit MARGALEF (1984) la prairie de la mer.

3.3.1- Caractéristiques générales du phytoplancton

Le phytoplancton est constitué d'algues microscopiques, unicellulaires ou réunies en colonies, dont la taille varie entre un à deux µm (Chlorelles) et 500 µm (Volvox). Toutes les algues renferment de la chlorophylle *a* qui, à l'exception des cyanophycées, est localisée dans les chloroplastes. L'association des chlorophylles et des pigments auxiliaires – caroténoïdes (carotènes et xanthophylles) et biliprotéines – confère aux algues des couleurs différentes selon les groupes (ROUND, 1965 in CAPBLANCQ, 1982).

3.3.2- Composition du phytoplancton

Elles sont représentées essentiellement par les myxophycées (Cyanophycées), les xanthophycées (Heterocontes), les phytoflagellés (Coccolithophorides) et les diatomées. Ces dernières sont l'un des groupes les plus dominants du phytoplancton marin côtier (TREGOUBOFF et ROSE, 1978).

3.3.3- Rôle et importance du phytoplancton

Les diatomées sont à la base du développement de la mariculture pour des élevages de mollusques bivalves, crevettes, échinodermes et d'invertébré benthique en général (JACQUES, 1978).

Les microalgues sont souvent cultivées afin de réaliser très facilement des études ayant trait aux phénomènes métaboliques. Par exemple la photosynthèse a été étudiée sur la chlorelle dès

le début du siècle (**CRAIG et TRELEASE -1937 in HAICOUR, 2002**). En concentrant les éléments nutritifs contenus dans le milieu, les microalgues sont source intéressante de sels minéraux, de vitamines, d'oligo-éléments, d'acides gras polyinsaturés, de pigments, de différents antioxydants et autres molécules actives.

3.3.4- Phytoplancton toxique

Parmi les 5000 espèces que compte le phytoplancton marin de l'océan mondiale, environ 300 espèces sont connues pour avoir provoqué des proliférations nuisibles ou non ; 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, 2003 in MESSAOUDI A et CHABLAOUIN, 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 et PSP ; dont ces deux dernières familles sont les plus répandues et donc les plus étudiées (**BELLIN et al ,1993**). :

3.3.4.1- Les toxines DSP (Diarrheic Shellfish Poison)

Produites par quelques espèces de dinoflagellé du genre *Dinophysis*, elles sont constituées d'un ensemble de toxines, dont l'acide okadaïque. Ces toxines en s'accumulant dans la chair des espèces de filtreurs (partialement les bivalves et autres mollusques) peuvent provoquer une intoxication dont les effets apparaissent en moins de douze heures après la consommation des coquillages contaminés. Les principaux symptômes sont diarrhées, douleurs abdominales, nausées et vomissement. (**BELLIN et al ,1993**).

3.3.4.2- Les toxines PSP (Paralytique Shellfish Poison)

Produites par un dinoflagellé du genre *Alexandrium*, elles sont constituées d'un ensemble de toxines dont la saxitoxine et la gonyautoxine. Ces toxines en s'accumulant dans la chair des espèces de filtreurs (partialement les bivalves et autres mollusques), peuvent provoquer une intoxication dont les effets apparaissent après 30 minutes et la toxicité est due à l'inhibition de la transmission de l'influx nerveux.

Les symptômes en sont fourmillement des extrémités, vertige et nausées en cas d'intoxication faible, paralysie et troubles respiratoires pouvant conduire à la mort en cas d'intoxication forte. (**BELLIN et al ,1993**).

II- Généralités sur les espèces étudiées

1- La moule (*Mytilus galloprovincialis*)

1.1- Position systématique

En se basant sur les caractères définis par **LUBET (1959)**, cette espèce appartient à :

Règne	: animal
Embranchement	: Mollusques.
Classe	: Lamellibranches.
Ordre	: Filibranches.
Sous ordre	: Anisomyaria.
Super famille	: Mytiloidea.
Famille	: Mytilidea.
Sous famille	: Mytilinae.
Genre	: <i>Mytilus</i> .
Espèce	: <i>Mytilus galloprovincialis</i> .

(LAMARCH, 1819)

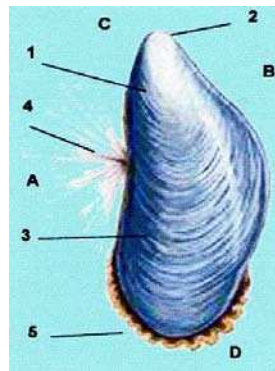


Figure n° 01 : Morphologie de *Mytilus galloprovincialis*

(LAMARCH, 1819)

	1 = valve gauche
A = face ventrale.	2 = crochet
B = face dorsale.	3 = strie d'accroissement.
C = côté antérieur.	4 = byssus.
D = côté postérieur.	5 = bord manteau.

1.2- Ecologie

1.2.1- Répartition géographique (figure 02).

Mytilus galloprovincialis possède une aire de répartition géographique très étendue. **LUBET (1959)** signale sa présence sur les côtes de la mer Noire, l'Adriatique, la Méditerranée septentrionale, sur les côtes atlantiques de la France, de l'Espagne, du Portugal et du Maroc jusqu'à la Manche occidentale où semble se terminer son aire d'extension. Elle a été récoltée

en Angleterre, en Allemagne (**LUBET, 1973**) et au Japon (**HOSMI, 1978**).

Sur les côtes algériennes, elle cohabite avec l'espèce *Perna perna* et forme des bancs naturels, dans des zones assez agitées (**BOUKHROUFA, 1987**).

1.2.2- Répartition bathymétrique

Fixée par son byssus sur des fonds très variés durs (rocheux, graveleux) ou même meubles (sableux, vaseux), dans la zone littorale et à faible profondeur, elle forme souvent des communautés denses (**POUTIERS, 1993**). Elle subit les changements extrêmes des conditions environnementales (température, salinité, nourriture, exposition à l'air,.....). La limite supérieure de la distribution de la moule dans la zone intertidale serait principalement déterminée par la durée d'exposition à l'air et l'importance de la dessiccation auxquelles, elle est soumise. On la retrouve exceptionnellement jusqu'à des profondeurs atteignant 20m et plus (**BENCHAIRA et al, 1999 in MASSAOUDI et CHABLAOUI, 2007**) et même 30 à 40m (mer Baltique) (**QUERO et al, 1998**).

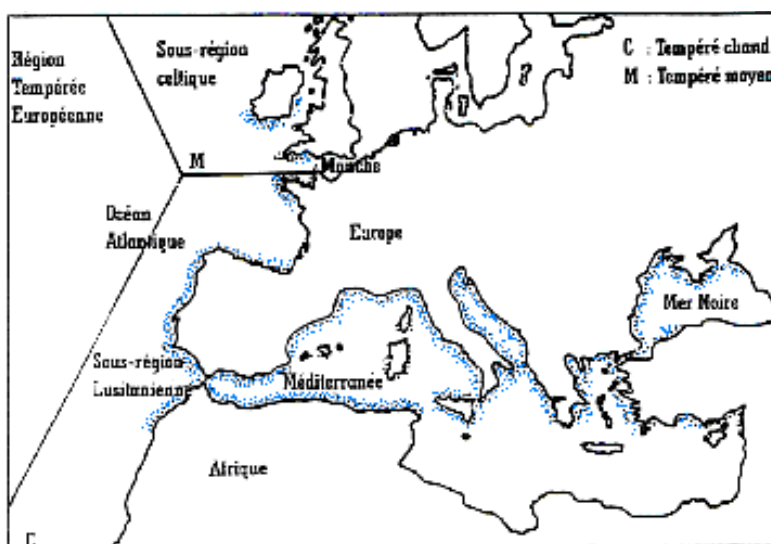


Figure n°02: Aire de répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis*
selon (**HOSMI, 1978**).

1.3- Alimentation

Comme tous les filtreurs, la moule vit, pour l'essentiel, aux dépens des particules en suspension dans l'eau. Elle ingère la plupart des particules présentes dans le milieu qui l'entoure : diatomées, dinoflagellés, débris organiques, flagellés et protozoaires divers, spores, fragments d'algues, débris organiques...etc. En effet **DESGOUIL (1969 in BOUDJEMA et OURIRA, 2005)**, a remarqué dans les contenus stomacaux de moules de la rade de Toulon, une prépondérance de diatomées.

1.4- Reproduction

Les moules sont des animaux gonochoriques. Cependant quelques rares cas d'hermaphrodisme ont été signalés (**LUBET, 1959**) chez *Mytilus edulis*. Les moules sont dépourvues de caractères sexuels secondaires. Toutefois, en période de maturité, la couleur de la gonade nous permet de déterminer le sexe. Ainsi, la gonade femelle aura des teintes allant du jaune-orangé au rose-saumon, tandis que la gonade male sera blanc-jaunâtre (**HAOUCHINE, 1995**).

2- L'huître (*Crassostrea gigas*).

2.1- Position systématique

Selon GRASSE (1961), la classification de l'huître creuse *Crassostrea gigas* est la suivante :

Règne	: Animal
Embranchement	: Mollusque
Classe	: Bivalve
Ordre	: Filibranchia
Sous-ordre	: Anisomyaria
Super-famille	: Ostreidea
Famille	: Ostreidea
Sous-famille	: Crassostreinae
Genre	: <i>Crassostea</i>
Espèce	: <i>Crassostea gigas</i> (THUNBERG, 1793)

2.2- Ecologie

2.2.1- Répartition géographique et bathymétrique

Selon QUERO *et al* (1998), l'huître creuse (*Crassostrea gigas*) est naturellement présente dans l'océan pacifique (ex union soviétique, japon, Corée...) sur la côte du Pacifique d'Amérique du nord, au Canada, de l'Alaska à la Colombie britannique et aux Etats Unis, jusqu'en Californie. 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 trouvée dans les sites représentés sur la carte suivante (fig. n°03) :



Figure n°03: Répartition géographique de l'huître creuse *Crassostrea gigas* selon (QUERO et al, 1998).

2.3- Alimentation

Chez les bivalves les branchies assurent majoritairement l'approvisionnement de l'animal en nourriture ; cela grâce à des cils portés par les filaments branchiaux : des cils microscopiques localisés dans des régions bien précises (RAIMBAULT, 1966 in BOUDJEMA et OURIRA, 2005).

2.4- Reproduction

Crassostea gigas est hermaphrodite avec une sexualité alternative irrégulière. Il existe une certaine protandrie chez cette espèce (pourcentage de mâles élevés chez les individus de un an, atteignant 70 %). Au cours de la seconde saison de reproduction, on observe 50 à 60 % de femelles tandis que, dans une population plus âgée, les femelles sont nettement dominantes.

Les mécanismes physiologiques contrôlant le déterminisme des changements de sexe sont encore mal connus. Les facteurs externes (température, nutrition) peuvent déclencher les changements de sexe et même fortement influencer les sex-ratios (**GERARD et al. 1995, LANGO-RENOSO et al. 1999 in. AUBY et al, 2004**).

2.5- Croissance

Les mollusques sont très sensibles aux variations de la température, la fréquence, l'amplitude et le sens des variations thermiques auxquelles ils sont soumis dans le milieu naturel (**GALTSOF, 1964 in MAURIN, 1974**).

Bien que les huîtres soient des organismes euryhalins, la variation de la 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 au-dessous (**MAURIN, 1974 in BOUDJEMA et OURIRA, 2005**).

III- Valeur nutritive

Les bivalves sont d'excellents aliments vus leur composition variée. Selon **Poutiers (1993)**, les moules sont constitués de :

Protéines : présents en quantité suffisante (13 % du poids frais) et tous les acides aminés essentiels sont présents.

Lipides : l'hépatopancréas et les glandes génitales sont en lipides, mais la chair n'en contient qu'une faible quantité, environ 2% du poids frais.

Glucides : présents en faible quantité (2 à 6% du poids frais), ils sont stockés dans le foie sous forme de glycogène qui est directement assimilable par l'homme.

Sels minéraux : la chair est riche en calcium et en magnésium. Le chlorure de sodium et le fer sont abondants, par contre les phosphates sont présents mais en très faible teneur. On y trouve également de l'iode, du cuivre et du zinc.

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

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

VI- Aperçu sur la conchyliculture en Algérie

- L'aquaculture est de pratique ancienne en Algérie; elle a démarré en 1880 par des essais d'ostréicultures menée à Mars El-Kabîr (w. Oran) et à l'oued Sebao (w. Tizi Ouzou).
- En 1921, une station expérimentale pour l'aquaculture et la pêche est construite à Bou Ismail afin de déterminer les meilleures techniques et les meilleurs sites pour l'élevage de moules et d'huîtres.
- Dans les années 70, un programme de coopération avec la FAO (dans le cadre de la réintroduction des moules et des huîtres ainsi que l'implantation de tables conchylicoles) a été réalisé au lac El Mellah (El-Kala). Des résultats encourageant ont été obtenus jusqu'à la fin des années 80.

- A partir de 1991, trois professionnels algériens se sont lancés dans la mytiliculture en mer ouverte : deux installés à Ain Taya (w. Alger) et un autre à Ain Tagourait (w. Tipaza)
- En 2004, le Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques et à travers le CNDPA, projette de réaliser un centre pilote de conchyliculture pour subvenir aux attentes de nombreux professionnels qui souhaiteraient se lancer dans ce domaine d'activité, très promoteur et rentable.

Le tableau ci-dessous (tab. n°1) récapitule l'état de production des moules en Algérie de 1986 à 1993

Tableau n°01 : Production des moules en tonnes dans le lac d'el mellah (el kala).
(BOUTOUCHENT et *al*, 1994).

Année	1986	1987	1988	1989	1990	1991	1992	1993
Production	11,158	1,586	3,171	3,541	16,304	31,834	16,661	4,32

I- Présentation du site d'élevage d'ORCA marine

1- Situation géographique (fig. n°4) :

Le site aquacole « ORCA marine » se situe à Ain chrob. (Ex. Surcouf), en dehors de la baie d'Alger à environ 1000 m de la plage de Ain taya. Il présente un fond de sable grossier et de fin granit. Situé en mer ouverte il est soumis à des renouvellements d'eau et à un hydrodynamisme sans aucune protection.

L'hydrodynamisme concernant le site est représenté d'une part par la houle qui a essentiellement une direction Nord-Est et Nord-Ouest, et d'autre part par les courants côtiers locaux.

La ville d'Ain Taya, se situe à 25 km à l'Est d'Alger centre, elle est délimitée par Alger plage à l'ouest, Rouïba au sud, Regaia à l'Est et la mer Méditerranée au Nord. Les coordonnées géographiques de positionnement du site sont : Latitude : 36° 47' 30" Nord ; Longitude : 3° 18' 23" Est (Google earth)

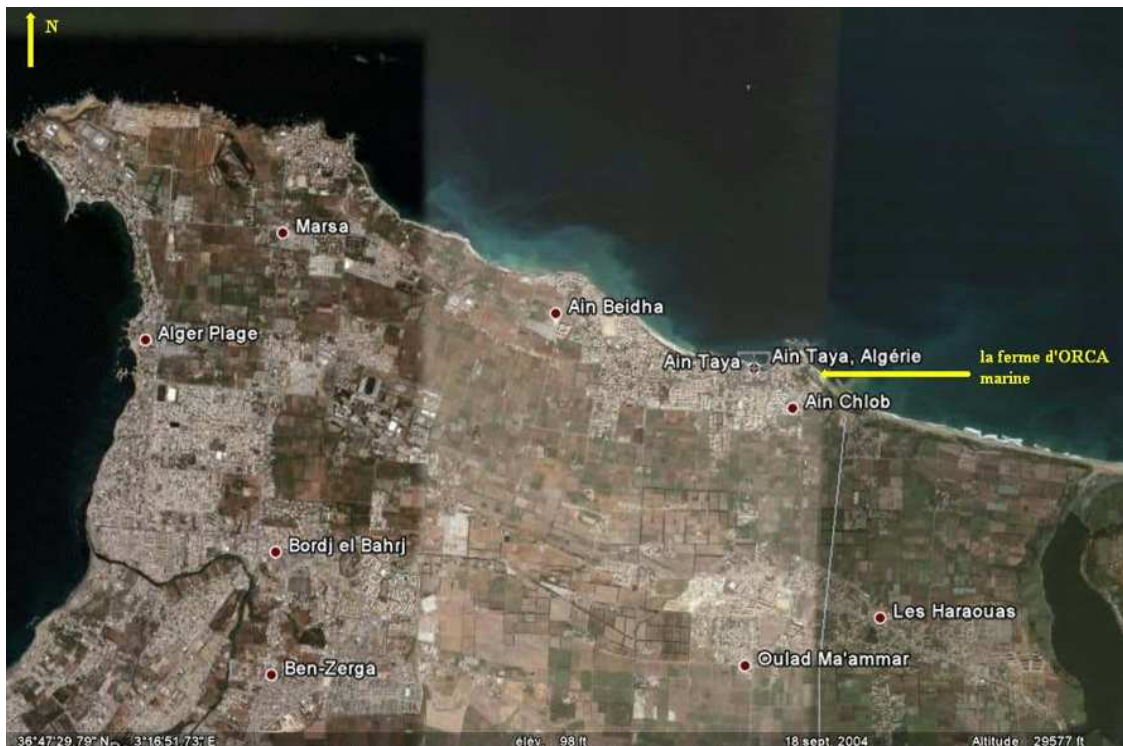


Figure n°04 : Image satellitaire montrant le positionnement de la commune d'Ain Taya (Google earth, 2009).

2- Données climatiques de la zone

Les données climatiques de 2004 (tab. n°2), données par l'office national de la météo de Dar El Beida indique que :

- La température maximale est de 27,2 °C observé au moi d'août.
- La température minimale est de 5,7 °C au moi de janvier.
- La précipitation maximale est de 149 millimètre au moi de mai.
- La précipitation minimale est de < 1 millimètre au moi d'août.

- Le vent maximal est de 32 km/h au moi d'avril.
- Le vent minimal est de 16 km/h observé au mois d'octobre et novembre.

Le tableau n°02 : Variations mensuelles des données climatiques de la zone de Dar El-Beida en 2004 (office nationale de météo, données 2004).

Moi	Jan.	fév.	Mars	Avr.	Mai	Juin	Juil	Aout	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.
T moyennes (°C)	8,4	9,3	10,4	11,6	13,8	18,9	21,6	24	21,1	18,5	10,4	9,8
Précipitation (millimètre)	90	46	79	56	149	1	2	<1	12	27	116	109
Vent (km/h)	21	20	21	25	23	19	20	23	16	17	16	24
Humidité relative (%)	82	79	84	78	80	74	74	71	73	70	86	85

3- La ferme « ORCA marine »

La ferme d'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 (fig. n°05).

C'est une petite ferme comportant deux (02) salles, une petite utilisée comme bureau d'administration (2), et l'autre plus grande utilisée comme un espace d'exploitation (3) où l'exploitant procède au lavage, triage, calibrage et pesage du produit (moules, huîtres) à l'aide d'équipements spécialisés tels qu'un chargeur laveur, une bosseuse à moule, un crible vibrant et une peseuse électrique. Une barge, une barque, un zodiaque sont aussi utilisés dans cette unité.

Cette ferme a aussi une grande cour (7) où l'exploitant procède à la préparation des pochons, des cordes de filière avant leur acheminement sur le site d'élevage. Deux bassins (6) sont utilisés pour le stockage des bivalves après conditionnement et enfin un petit jardin (8) pour décorer la ferme (fig. 6).



Figure n°05 : Image satellitaire montrant le positionnement de la ferme et la zone d'élevage (Google earth, 2009).

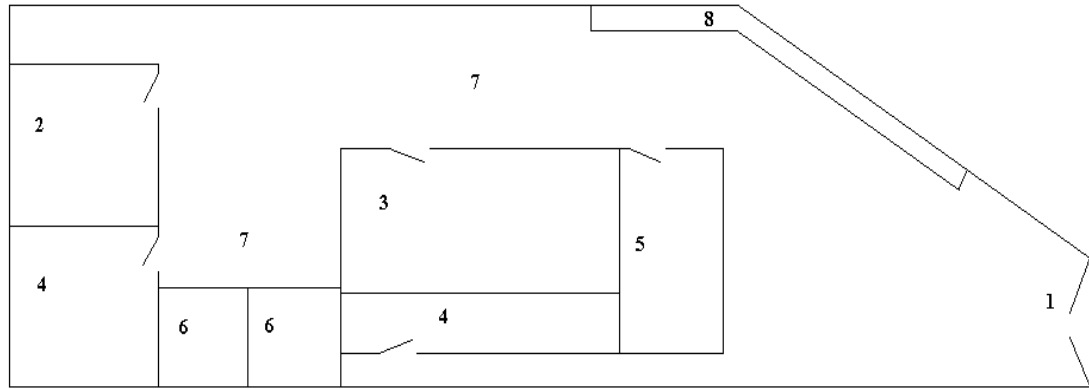


Figure n°6 : Schéma représentant les différents compartiments des bâtiments d'exploitation

1 : entré, 2 : direction, 3 : sale d'exploitation (hangar), 4 : studio, 5 : sale de matériels, 6 : bassin, 7 : cour, 8 : jardin.

II - Technique d'élevage

ORCA marine est une ferme d'élevage d'huîtres et de moules, la technique utilisée est l'élevage en suspension. Cette technique utilise des structures souples et immergées en mer, appelées filières sub-surface (fig. n°07, 08).

Six filières installées et orientées vers le sens des courants dominants, sont fixées à 1km du rivage et s'étalent en mer sur 10 000m². Toutes les filières sont fonctionnelles (productrices). Chaque filière d'environ 200m de longueur et de 20 à 23 m de profondeur, est constituée de 4 tronçons de 50m. La filière est composée de :

a) Dispositifs de flottaison (1 et 2)

Ce sont des bouées fabriquées en plastique dur qui assurent la flottabilité du système d'élevage. Les flotteurs utilisés ont un volume de 70 l, et sont accrochés à deux anneaux immergés, les fixant aux ralingues. Les flotteurs sont situés à une profondeur de -6m. D'autres flotteurs de surface appelés aussi flotteurs de signalisation ou de repérage sont accrochés sur l'aussière principale tous les 10 m.

b) Lests (4 et 5)

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

c) Dispositifs de cordage de la filière (6,7)

Sont constitués de :

- **Filet mytilidouble** : Sert à la fabrication des pochons d'élevage avec la présence d'une partie biodégradable
- **Corde de coco** : de 200m de long et de 10 à 12 mm de diamètre, est située à 3 m sous la surface de l'eau de mer pour le captage des naissains.
- **Cordage des ralingues** : ce sont des cordes de 8-10 mètres de long et de 12 mm de diamètre, disposées à 1m d'intervalle les unes des autres.
- **Cordage de la ligne mère**

d) Pochons (3, 3')

Renfermant 1 kg de naissains, fixés à une corde de coco et portés par les ralingues. Les pochons d'huîtres sont installés horizontalement alors que celles des moules sont installés verticalement.

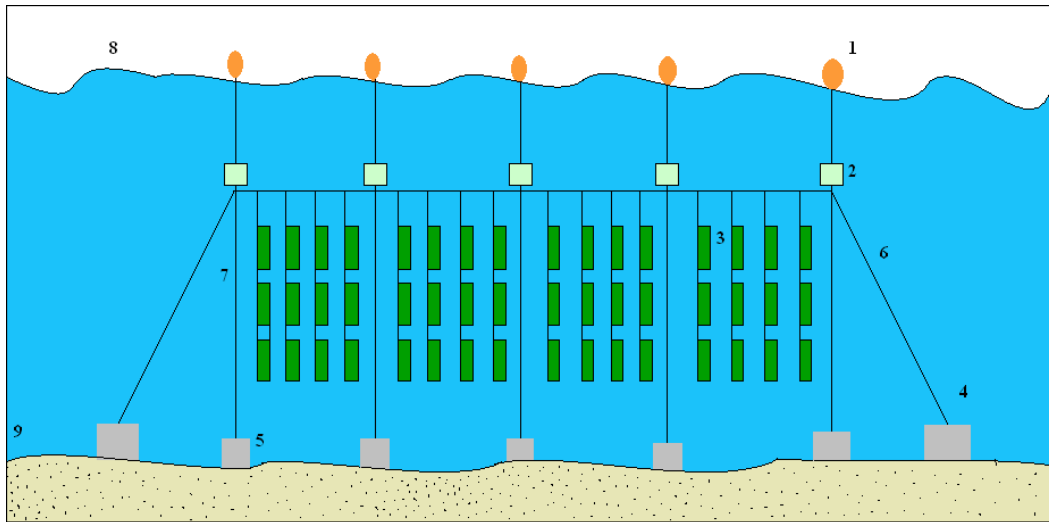


Figure n°07 : Schéma représentant la filière sub-surface de moule dans la ferme d'ORCA marine.

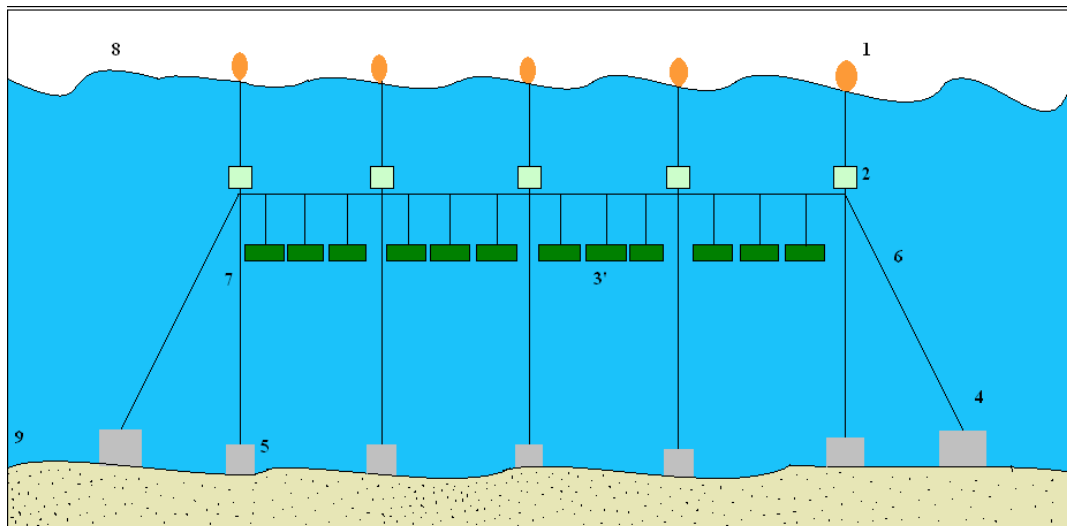


Figure n°08 : Schéma représentant la filière sub-surface d'huître dans la ferme d'ORCA marine.

1 : flotteur de surface, 2 : flotteur sous surface, 3 : pochons de moules, 3' : pochons d'huîtres, 4 : corps morts 3 tonnes, 5 : corps mort 2tonnes, 6 : tendeur, 7 : jambe, 8 : surface de la mer, 9 : le fond.

I - Etudes physico-chimiques et biologique du milieu d'élevage

1- Echantillonnage

Afin de minimiser les risques de contamination, on a procédé à un prétraitement rigoureux des moyens de collecte (flaconnage) et de filtration des échantillons d'eau. Tous les flacons sont rincés avec un détergent, puis plusieurs fois à l'eau distillée et aussitôt rebouchés. Pour la mesure des facteurs physico-chimiques, nous avons réalisé des prélèvements mensuels, du mois de Mars jusqu'au mois de Mai 2009, à bord de la barge de la ferme. Quant au prélèvement du phytoplancton, il a été fait lors de la dernière sortie. L'eau est prélevée à deux niveaux à 0 m et à 18 m de profondeur.

Les prélèvements d'eau de mer ont été effectués au moyen d'une bouteille à renversement de type « Nansen » d'un volume de 3 litres, constituée d'un cylindre ouvert aux deux extrémités, plongée dans l'eau à une profondeur déterminée. La bouteille est accrochée à une corde graduée, un corps métallique appelé messenger est envoyé de la barge, qui va heurter la bouteille. Au moment de l'impact la bouteille se ferme et piège une quantité d'eau qui sera prélevée (fig. n°9).

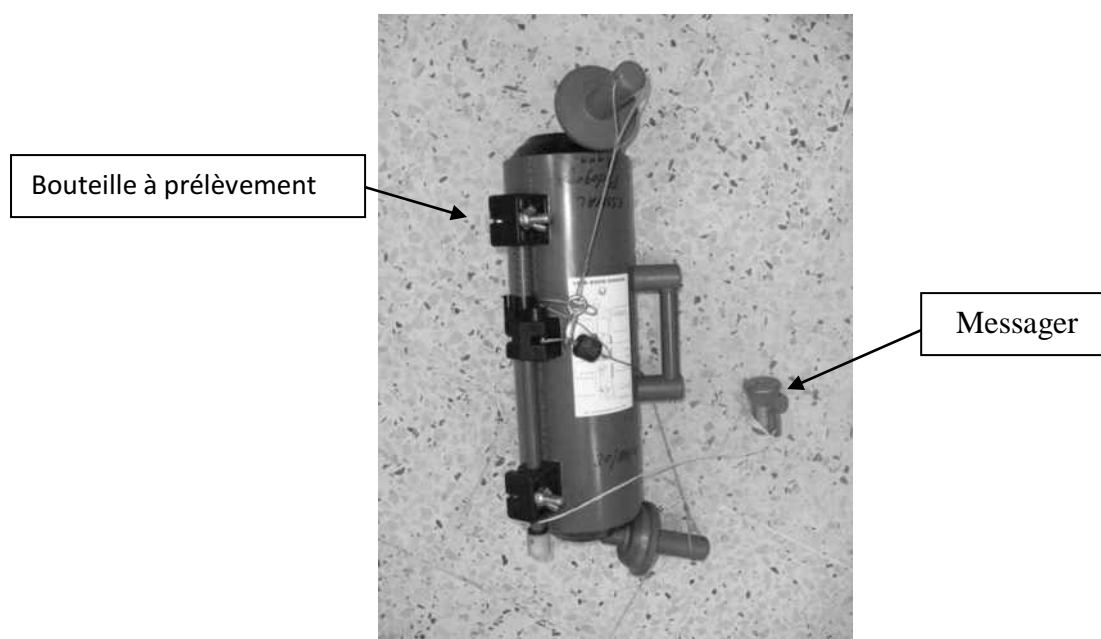


Figure n°9 : Bouteille à prélèvement de type « Nansen »

Les échantillons prélevés sont conservés dans des flacons de 250 ml et placés dans une glacière avant l'acheminement au laboratoire ou ils seront déposés au réfrigérateur pour être analysés le jour suivant (M.E.S et chlorophylle a) ou au congélateur (concernant les échantillons destinés à l'analyse des sels nutritifs (ammonium, nitrites, nitrates, phosphore et silicium) tout en respectant la durée de conservation (RODIER et al. 1996).

Pour le phytoplancton

La récolte du phytoplancton est effectuée à l'aide d'un filet à plancton (fig. n°10) de forme conique, soutenu par une embouchure circulaire de 20 cm de diamètre. La partie flottante du filet est constituée de soie à bluter de 20 μm , de vide de maille, les échantillons sont recueillis dans un collecteur de 50 ml. Les organismes ainsi recueillis sont immédiatement fixés en

ajoutant 8ml de solution concentrée de Lugol ($I_2 + KI$) jusqu'à l'obtention d'une coloration miel de l'échantillon.



Figure n°10 : Filet à plancton

2 - Méthodes

2.1 - Mesure des paramètres physiques

- La température, le pH, l'oxygène dissous et la salinité sont mesurés in situ à l'aide d'un multiparamètre (fig. n°11).



Figure n°11 : Multi paramètres

- **Matière en suspension**

Pour la mesure des matières en suspension (MES), le matériel suivant a été utilisé :

a) Le système de filtration

- Une pompe à vide pour la filtration.
- Une balance à précision (0.001g)



- Une étuve pour l'assèchement des filtres.
- le filtre utilisé pour la filtration.



Figure n°12 : Matériel utilisé pour l'analyse des M.E.S

b) Protocole de dosage

Les échantillons sont filtrés sur membrane Wattman GF/F de 0.45 μm de porosité. Cette dernière est pesée avant et après filtration, et la différence de poids permet de connaître le poids de matière en suspension dans un volume d'eau filtrée donné.

Le protocole consiste à :

- placer chaque filtre dans les boîtes de pétri et laver abondamment toute sa surface à l'eau distillée.
- placer les boîtes de pétri à l'étuve à 105°C pendant une heure.
- laisser refroidir, et peser chaque filtre avant la filtration dans sa boîte à l'abri de la poussière.
- le volume à filtrer doit être supérieur à 100 ml.
- placer un filtre et le centrer dans le dispositif de filtration.
- verser l'échantillon sur le filtre et appliquer le vide sans créer de pression supérieure à 2/3 bar, puis filtrer progressivement tout le volume mesuré.
- 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.

c) Calcul et expression des résultats

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

$$[\text{MES}] \text{ (mg/l)} = (\text{P}_2 - \text{P}_1) / \text{V}$$

Avec :

P_1 : poids du filtre avant filtration.

P_2 : poids du filtre après filtration.

V : volume filtré (l).

2.2 Mesure des paramètres chimiques

Le dosage des paramètres chimiques est réalisé par la méthode spectrophotométrique (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983). L'eau de mer est filtrée sur des filtres standards, afin d'éliminer au maximum, toute matière organique non particulaire.

2.2.1 - Azote ammoniacal

a) Principe

Dans un premier temps, l'ammoniac forme une monochloramine avec l'hypochlorite en milieu légèrement basique. Cette dernière réagit avec le phénol en présence d'un excès d'hypochlorite pour former le bleu d'indophénol absorbant à 360 nm.

b) Mode opératoire

L'échantillon est introduit dans des fioles jaugées à 100 ml, auquel nous ajoutons 3 ml de Phénol-Nitroprussiate de sodium. Les fioles sont convenablement bouchées et agitées pour bien homogénéiser. 3 ml de la solution d'alcaline d'hypochlorite y est rajoutée. Les fioles sont de nouveau convenablement bouchées et agitées pour la deuxième fois. Les échantillons sont alors immédiatement placés à l'abri de la lumière pendant 6 à 8 h jusqu'à 24 h (annexe 1).

c) Expression des résultats

L'absorbance est lue à une longueur d'onde de 630 nm à l'aide d'un spectrophotomètre (fig. n°13), par rapport à l'eau distillée, en cuves de 1 cm de trajet optique. La coloration reste stable pendant plusieurs jours à l'abri de la lumière. La courbe donne la teneur en ammonium, exprimée en milligrammes.



Figure n°13 : Spectrophotomètre.

2.2.2 - Nitrites

a) Principe

La copulation de la diazotation de la sulfanilamide avec la N-(1- naphthyl)- éthylènediamine en milieu acide donne un complexe coloré pourpre susceptible d'un dosage spectrophotométrique.

b) Mode opératoire

50 ml d'échantillon est introduit dans des fioles jaugées puis 1 ml de Sulfanilamide y est rajouté. Les fioles sont bien agitées, puis laissées reposer 2 à 8 min. Nous y ajoutons 1 ml de N-Naphtyléthylènediamine, puis de nouveau, les fioles sont agitées. La lecture des absorbances sera faite après 10 minutes jusqu'à 2 h (annexe 2).

c) Expression des résultats

L'absorbance est lue à 543 nm, par rapport à l'eau distillée, en cuves de 1 cm de trajet optique. Pour une prise d'essai de 50 ml, la courbe donne directement la teneur en azote nitreux. Exprimée en microgrammes par litre d'eau de mer

2.2.3 - Nitrates

a) Principe

Les nitrates sont réduits, à travers une colonne de cadmium (fig. n°14), en nitrites qui sont dosées par spectrophotométrie.



Figure n°14 : La colonne de cadmium.

b) Mode opératoire

Le processus général de ce dosage se divise en deux dosages :

- Dosage des nitrites seuls

Nous introduisons dans des fioles jaugées 50 ml d'échantillons et nous ajoutons 1ml de Chlorure d'ammonium concentré.

- Dosage des nitrites totaux

A 100 ml d'échantillons nous ajoutons 2 ml de chlorure d'ammonium concentré, puis nous passons l'échantillon par une colonne de cadmium (annexe 6) afin de réduire les nitrates en nitrites, nous récupérons ces derniers pour terminer le dosage.

Après ces deux analyses, l'échantillon des nitrites totaux et l'échantillon des nitrites seuls sont dosés par les mêmes solutions que le dosage des nitrites (annexe 3).

c) Expression des résultats

L'absorbance est lue à 543 nm, par rapport à l'eau distillée, en cuves de 1 cm de trajet optique. La teneur en azote nitrique de l'échantillon est obtenue par la différence entre l'azote nitreux total ainsi déterminé et l'azote nitreux seuls.

2.2.4 - Orthophosphates

a) Principe

En milieu acide et en présence de molybdate d'ammonium, les orthophosphates donnent un complexe phosphomolybdique qui, réduit par l'acide ascorbique, développe une coloration bleue susceptible d'un dosage spectrophotométrique. Certaines formes organiques pouvant être hydrolysées au cours de l'établissement de la coloration est accélérée par l'utilisation d'un catalyseur, le tartrate double d'antimoine et de potassium.

b) Mode opératoire

La température des échantillons doit être comprise entre 15 et 30°C. Nous introduisons dans des fioles jaugées, 100 ml d'échantillons, après nous ajoutons 10 ml d'un mélange de réactifs (R₁) dans chaque fiole et homogénéisons aussitôt sans oublier l'agitation, ce dernier est composé de molybdate d'ammonium d'acide sulfurique, d'acide ascorbique, d'oxytartrate de potassium et d'antimoine, la lecture est réalisée après 5 minutes (annexe 4).

c) Expression des résultats

L'absorbance est lue à 885 nm, par rapport à l'eau distillée, en cuves de 1 cm du trajet optique. La courbe donne la teneur en phosphore, exprimée en milligrammes pour la prise d'essai.

2.2.5 - Les silicates

Cette technique est réalisée selon la méthode de (MULLIN et RILEY, 1955 in AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983). Elle est basée sur la réaction de l'acide ortho silicique avec la molybdate d'ammonium pour former un complexe molybdosilicique, 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. Les silicates ont été dosés par la méthode d'analyse chimique automatisée à l'aide d'un auto-analyseur de type Skalar (Skalar San⁺) (fig. n°15) (annexe 5). (ATTOUCHI, 2008).

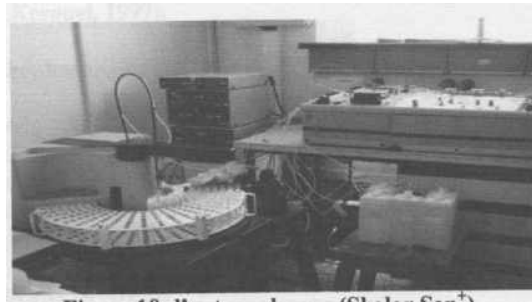


Figure n°15 : Autoanalyseur « Skalar San⁺ ».

2.3 – Dosage des paramètres biologiques

2.3.1 - Dosage de la chlorophylle a et des phéopigments par spectrophotométrie

Le dosage de la concentration en chlorophylle a d'une eau permet d'estimer l'importance de la population phytoplanctonique qui peuple cette eau. La détermination quantitative globale de la fraction particulaire vivante dans les milieux aquatiques est importante pour l'étude et la compréhension de phénomènes écologiques. Pour cela une estimation des pigments photosynthétique s'avère nécessaire, plus simple et plus rapide que des méthodes basées par exemple sur le comptage des cellules (AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983).

Mode opératoire

a) Filtration

L'eau doit être filtrée le plus rapidement possible après le prélèvement. Pour cela utiliser de préférence les membranes de filtration en fibre de verre de type Whatman GF/C qui retiennent les particules de taille supérieures à 0.5-1 μ m. Le protocole consiste à :

- Placer une membrane sur le support
- Appliquer le vide et filtrer l'échantillon en prenant soin de l'agiter pour bien récupérer toutes les particules pour éviter le risque d'éclatement des cellules.
- Rincer le cas échéant la tulipe du support –filtre avec un peu d'eau fraîchement filtrée pour assembler toutes les particules sur le filtre.
- Mettre le filtre dans le tube prévu à cet usage et si possible commencer l'extraction.
- Placer aussitôt le filtre ou l'extrait à l'abri de la lumière et au froid si l'analyse est différée.

b) Extraction des pigments

Le filtre et l'extrait pigmentaire ne doivent jamais rester à la lumière, à cet effet il est bon d'envelopper les tubes dans une feuille d'aluminium (fig. n°16). L'extraction consiste à :



Figure n°16 : Tube dans une feuille d'aluminium

- Introduire le filtre dans un tube et ajouter 10ml du solvant d'extraction (acétone 90%)
- Déchiqueter le filtre à l'aide d'une baguette ou d'un tube de verre à embout coupant, boucher et agiter pour disperser les filtres ;
- Laisser l'extraction se poursuivre, soit une vingtaine d'heure au réfrigérateur dans l'acétone à 90% :
- On utilise une centrifugeuse, allant jusqu'à 5000 tours par minute. Les tubes sont alors mis à centrifuger pendant 15 minutes à 4000 tours par minute. On obtient ainsi un surnageant limpide.

c) Mesure d'absorbance

- à une longueur d'onde mesurée : 665nm et 750nm.

d) Méthode de Lorenzen (solvant : acétone à 90%)

- Transférer le surnageant de centrifugation dans la cuve de spectrophotométrie.
- Mettre la cuve en place et s'assurer de son positionnement correct.
- Mesurer les absorbances brutes des extraits non acidifiés aux longueurs d'ondes de 665 et 750nm, Soit : Ab_{665} et Ab_{750}
- Acidifier par addition de 10 μ l d'acide chlorhydrique 0.3mol/l par millilitre d'extrait directement dans la cuve et attendre 2 à 3 minutes.
- Mesurer les absorbances brutes des extraits acidifiés à 665nm et 750nm soit $Ab_{665 a}$ et $Ab_{750 a}$.

$$\text{Chl.a}(\text{mg/m}^3) = \frac{40,1(A_{665 na} - A_{665 a}) \times V}{V \times L}$$

$$\text{Phéo (mg/l)} = \frac{26,7(1,7 \times A_{665 \text{ a}} - A_{665 \text{ na}}) \times v}{V \times L}$$

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

$$A_{665 \text{ na}} = Ab_{665 \text{ na}} - Ab_{750 \text{ na}} \quad \text{et} \quad A_{665 \text{ a}} = Ab_{665 \text{ a}} - Ab_{750 \text{ a}}$$

- Ab_{665 na} : absorbance à 665 nm avant acidification.
 Ab_{750 na} : absorbance à 750 nm avant acidification.
 Ab_{665 a} : absorbance à 665 nm après acidification.
 Ab_{750 a} : absorbance à 750 nm après acidification.

2.3.2- Le phytoplancton

L'identification des espèces est effectuée à l'aide d'un microscope photonique de marque OPTTECH et au grossissement 10 ou 40 selon les espèces. Le comptage se fait au au moen d'une cellule de Nageotte possédant 40 colonnes d'un volume de 0.05ml. Une goutte de l'échantillon est mise sur la cellule, puis on fait un comptage du nombre des cellules de phytoplancton présentes au niveau des différentes colonnes. Cette opération est effectuée cinq fois sur les trois bouteilles d'échantillons. L'estimation de la quantité de phytoplancton dans l'échantillon est alors calculée grâce à l'équation suivante

$$X = \frac{N}{0.05} \times 10^2$$

- X : Nombre de cellules de phytoplancton dans l'échantillon
 N : nombre de cellules compté dans les 40 colonnes
 0.05 : volume de la cellule Nageotte
 Pour calculer le nombre cellule de phytoplancton dans la colonne d'eau de mer

$$C = \frac{X}{V}$$

- C : Nombre de cellules de phytoplancton dans un litre d'eau de mer
 X : Nombre de cellules de phytoplancton dans l'échantillon
 V : volume d'eau filtré $((d/2)^2 \times \pi \times \text{hauteur de la colonne d'eau sur laquelle le filet a plancton a été trainé})$.

II- Essai d'induction de la ponte

Plusieurs méthodes existent pour provoquer la ponte chez les bivalves : Ponte par scarification, Ponte par stimulation mécanique et sexuelle, Ponte par choc thermique.

a) Ponte par scarification

Le principe consiste à choisir des géniteurs matures, à les ouvrir doucement pour éviter de les abîmer en coupant le muscle adducteur adhérent à la valve supérieure. Une fois celle-ci enlevée, il faut prendre une lame de rasoir et lacérer les gonades, puis à l'aide d'un bécher rempli d'eau de mer filtrée on verse doucement sur les gonades lacérées; l'eau va entraîner les produits génitaux qu'il faut alors recueillir dans un autre récipient. Une fois cette opération terminée, on observe au microscope pour déterminer la nature du produit, ovules ou spermatozoïdes.

La détermination ainsi faite, on sépare les produits génitaux males des femelles dans deux récipients différents (**BITAND et al, 1979**).

b) Ponte par stimulation mécanique et sexuelle

La ponte peut s'obtenir en piquant le muscle adducteur. Ces géniteurs doivent d'ordinaire réagir à la stimulation en libérant les gamètes après une période variant de quelques minutes à une heure (**BRENKO, 1973**).

c) Ponte par choc thermique

Les géniteurs sont placés dans un bac contenant une eau filtrée à une température de 10 C° durant 45 minutes, ensuite on les déplace dans une eau chaude à 28 C°. Ils subissent alors un choc thermique qui peut provoquer la ponte. Selon **BITAND et al (1979)**, il est possible d'ouvrir un géniteur mâle, de prélever un peu de sperme et de le diluer dans l'eau, ce qui peut stimuler la ponte de la femelle.

1- Acquisition des géniteurs

En général les géniteurs proviennent du milieu naturel ou des centres d'élevages. Pour notre expérience, les géniteurs proviennent du milieu d'élevage. 16 moules et deux huitres (faute de moyens) ont été utilisées dans cette expérience d'induction artificielle.

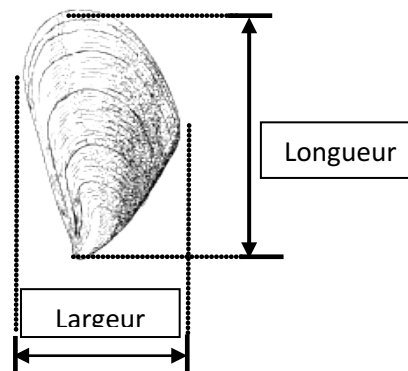


Figure n°17 : Méthode de mesure des moules.

2- Conditionnement et nettoyage

Avec une brosse, nous avons bien nettoyé les coquilles de façon à éliminer les saletés et les petits animaux qui risquent de gêner le déroulement de l'expérience, et enfin on a effectué un rinçage avec une eau propre.

3- Matériel nécessaire à l'induction de ponte

- **Pour les moules** (fig. n°18).

- 6 bacs : * un pour l'eau froide (10 C°).
- * un pour l'eau chaude (28 C°).
- * quatre pour la séparation des mâles et des femelles.
- un seau de 10 l pour chauffer l'eau.
- un aquarium pour le conditionnement des géniteurs.
- un grand bac (aquarium) pour mettre les œufs après la fécondation (20 à 30 l).
- une résistance pour chauffer l'eau.
- un thermomètre pour contrôler la température de l'eau.
- un microscope pour observer les différents stades larvaires.
- de l'eau de mer filtrée (dispositif de filtration).
- une pipette pour faire les prélèvements.



Figure n°18 : Matériel utilisé pour l'induction artificielle de la ponte par choc thermique Chez les moules.

- **Pour les huîtres**

- 4 boîtes de pétrie en verre :
 - * deux pour récupérer les gonades
 - * deux pour récupérer les gamètes (spermes et ovocytes)
- un bac pour l'eau de mer
- de l'eau de mer filtrée.
- une pissette d'eau de mer filtrée.

- deux grand béciers utilisée comme incubateurs.
- une résistance pour chauffer l'eau.
- un thermomètre pour contrôler la température de l'eau.
- un microscope pour observer les différents stades larvaires.
- une pipette pour faire les prélèvements.
- un scalpel.
- une cellule de nageotte.
- des lames et des lamelles.

4- Différentes étapes d'induction

- **Pour les moules**

Pour notre essai de reproduction artificielle, nous avons choisi la méthode par **choc thermique**. Les géniteurs sont placés dans un bac contenant de l'eau froide à 10°C pendant 45 minutes (fig. n° 19).

Ensuite, elles sont transférées dans un autre bac contenant une eau plus chaude à 28°C pour une même durée (fig. n°20).



Figure n°19 : Mise des moules dans une eau froide.



Figure n°20 : Transfert des moules d'une eau froide à une eau chaude.

- **Pour les huîtres**

Chez les huîtres, l'induction de la ponte est réalisée par la méthode **de scarification**



Figure n°21 : Photo représentant une huître ouverte.

a) Récupération des gonades

Après avoir délicatement ouvert les individus, on récupère entièrement toute la chair dans une boîte de pétri. Pour faciliter la récupération des gonades on doit couper le muscle adducteur (fig. n°22).



Figure n°22 : Récupération de la chair d'huitre dans une boîte de pétri.

b) Identification des sexes

Pour les huitres on ne peut pas déterminer le sexe à l'œil nu il faut voir le contenu des gonades sous un microscope pour déterminer les deux sexes. A l'aide d'une pipette on récupère une goutte du produit génital qu'on observe sous microscope photonique afin d'identifier les sexes.

c) Lacération des gamètes :

Pour chaque sexe, à l'aide d'un scalpel on écarte le manteau de la gonade et on essaye de lacérer cette dernière dans une autre boîte de pétri puis après on effectue un rinçage de la gonade à l'eau de mer filtrée. On refait cette opération plusieurs fois de manière à vider entièrement la gonade, toute fois en évitant de toucher la glande digestive. Ainsi le maximum de gamètes est récupéré (fig. n°23, 24).



Figure n°23 : Lacération des gamètes



Figure n°24 : Récupération des Produits génitaux male et femelle.

d) Fécondation et Incubation

On mélange les produits génitaux males et femelles dans le bécher puis on dilue et on place le tout dans un bain marie où la température est maintenue à 25 °C comme préconisée dans la bibliographie (FERRA, 2008). On essaye d'homogénéiser le tout pour augmenter le taux d'attraction des spermatozoïdes et des ovocytes (fig. n°25, 26).



Figure n°25 : Transfert et mélange des produits génitaux pour la fécondation et l'incubation.



Figure n°26 : Dilution des produits génitaux.

e) Comptage

Le comptage des gamètes ainsi que des œufs fécondés se fait au microscope photonique au moyen d'une cellule de Nageotte, après plusieurs dilutions.



Figure n°27 : Bain marie utilisé pour l'incubation.

f) Le suivi de l'expérience

Tout au long de l'incubation, nous prélevons périodiquement des goûtes du mélange, après l'avoir bien homogénéisé afin de suivre les différentes étapes depuis la fécondation jusqu'à l'éclosion.

I- Paramètres physico-chimiques

1 - La température

La température a une influence directe sur le métabolisme, la croissance et la reproduction des espèces aquatiques, comme elle affecte les propriétés physiques ou chimiques du milieu par exemple la viscosité, la densité et la solubilité des sels et surtout des gaz (**BOUDOUMAN et CHENENOU ; 2007**). Les résultats des températures enregistrées en surface et en profondeur durant la période d'étude sont représentés dans le tableau ci-dessous :

Tableau n°03 : Résultats de la température observés dans la zone d'élevage d'Ain Taya

Date du prélèvement	Température (°C)	
	Surface (0m)	Profondeur (-18m)
mars (28/03/2009)	14,8	14,7
Avril (14/04/2009)	15,3	15,1
Mai (18/05/2009)	18,7	18,9

Les valeurs de la température enregistrées durant les trois (03) mois d'étude, montrent une augmentation graduelle, ce qui peut être expliqué par un réchauffement normal et saisonnier des eaux de la région (Fig. n°28).

En effet, nous avons enregistré une augmentation de la température en surface de 14,8 à 18,7 °C du mois de mars au mois de mai, ce qui représente un écart de 3,9 °C. Par contre en profondeur, nous avons enregistré une augmentation de 14,7 à 18,9 °C du mois de mars au mois de mai ce qui représente un écart de 4,2 °C.

On observe aussi que l'augmentation de la température entre avril et mai avec un écart de 3,4°C en surface et 3,8 °C en profondeur, est plus rapide que celle de mars et avril qui présente un écart de 0,5 °C en surface et 0,4 °C en profondeur. Ceci est expliqué par le réchauffement de l'air et donc des eaux qui est plus rapide tout en s'approchant de l'été. Les moyennes observées dans les deux cas, situent la température de la région dans un optimum de 16 à 17 °C, ce qui permet un bon développement des phytoplanctons (**BOUDOUMAN et CHENENOU ; 2007**).

2 - Salinité

La salinité traduit la concentration d'une eau en électrolytes (ensemble des anions et des cations), et plus particulièrement en chlorure de sodium (NaCl) (**FERRA, 2008**). La mesure de la salinité est importante dans l'étude du milieu marin, qui se traduit par son influence sur la densité de l'eau de mer, elle permet de connaître la circulation océanique, d'identifier les masses d'eaux d'origines différentes et de suivre leurs mélanges au large (**AMINOT et CHAUSSEPIED, 1983**). Les résultats des mesures de la salinité sont représentés dans le tableau ci-dessous :

Tableau n°04 : Résultats de la salinité observés dans la zone d'élevage d'Ain Taya.

Date du prélèvement	Salinité PSU	
	Surface (0m)	Profondeur (-18m)
mars (28/03/2009)	37	37
Avril (14/04/2009)	36	36
Mai (18/05/2009)	35	35,4

Les valeurs de la salinité observées montrent une très forte diminution durant la période d'étude. Nous avons enregistré en surface et en profondeur des valeurs de 37 PSU durant le

mois de mars alors que durant le mois de mai les valeurs obtenues sont de 35 PSU en surface et de 35,4 PSU en profondeur. Cet écart de 2 PSU en surface et 1.6 PSU en profondeur indique une forte dilution de l'eau de mer au niveau de la région, qui pourrait être anormale même si le site est sous l'influence de l'oued Regaia. En effet, au cours de notre période d'étude nous avons enregistré de fortes précipitations entre mars et mai qui se traduisent par de fortes crues qui charrient de considérables quantités d'eau douce (fig. n°28).

La comparaison de nos résultats avec d'autres obtenus sur d'autres sites indique que nos résultats sont comparables et ne dépassent pas les normes sauf pour celle du mois de mai.

3 - Matières en suspension

Les matières en suspension sont principalement issues de particules exogènes amenées par les courants d'eau, par érosion de sols ou des débris des végétaux. De même les rejets industriels et urbains ont une influence sur la teneur en matières en suspension qui a aussi une influence sur la luminosité et la production biologique de la zone (**FERRA, 2008**). Comme elle peut diminuer l'oxygène dissous, réduire le stock de nourriture disponible et limiter ainsi le développement ichtyologique en créant des déséquilibres entre les diverses espèces (**RODIER et al, 1996**). Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau ci-dessous :

Tableau n°05 : Résultats des M.E.S observés dans la zone d'élevage d'Ain Taya.

Date du prélèvement	Matières en suspension M.E.S (mg/l)	
	Surface (0m)	Profondeur (-18m)
mars (28/03/2009)	0,072	0,064
Avril (14/04/2009)	0,04	0,04
Mai (18/05/2009)	0,024	0,028

Les valeurs observées montrent une diminution de la matière en suspension durant les trois mois d'étude en surface et en profondeur. Cette diminution est due probablement à l'état de la mer. En effet, au cours du prélèvement la mer était calme et claire après une période de mauvais temps et de fortes précipitations. La période de calme a permis une décantation progressive des matières en suspensions (fig. n°28).

Les valeurs observées durant mois de mars sont de 0,072 mg/l en surface et 0,064 mg/l en profondeur, par contre les valeurs observées durant le mois de mai sont 0,024 mg/l en surface et 0,028 mg/l en profondeur. Nous avons pu mettre en évidence un écart de 0,048 mg/l en surface et de 0,036 mg/l en profondeur entre mars et mai, et une moyenne de 0,045 mg/l en surface et 0,044 mg/l en profondeur durant les trois mois.

La concentration maximale a été observée durant le mois de mars avec 0,072 mg/l et la concentration minimale de 0,024 mg/l a été observée durant le mois de mai.

4 - Potentiel d'Hydrogène (pH)

Le pH est un paramètre qui permet de mesurer l'acidité, l'alcalinité ou la basicité d'une eau à partir de la concentration en ions d'hydronium (**FERRA, 2008**). Si le pH est inférieur à 7 l'eau est acide, s'il est supérieur à 7 l'eau est basique. Selon (**AMINOT, 1983**), le pH de l'eau de mer est voisin de 8,2. Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau ci-dessous :

Tableau n°06 : Résultats du pH observés dans la zone d'élevage d'Ain Taya.

Date du prélèvement	Le potentiel d'Hydrogène (pH)	
	Surface (0m)	Profondeur (-18m)
mars (28/03/2009)	8,32	8,28
Avril (14/04/2009)	8,20	8,20
Mai (18/05/2009)	8,24	8,23

Les mesures du pH enregistrées, montrent une diminution du pH entre mars et avril avec un écart de 0,14 en surface suivi d'une légère augmentation entre avril et mai avec un écart de 0,04 (fig. n°28). Les valeurs observées au mois de mars en surface et en profondeur restent proches de 8 et montrent que le site présente de bonnes conditions de pH pour le développement d'élevages aquacoles (**AMINOT, 1983**).

5 - L'Oxygène dissous

L'Oxygène dissous est indispensable à la vie aquatique, sa concentration est une fonction décroissante de la température, de la salinité, elle est proportionnelle à la pression atmosphérique et elle augmente avec l'activité photosynthétique (**FERRA, 2008**). Dans les milieux naturels l'oxygène est surtout régi par la dissolution de l'oxygène atmosphérique ainsi que par l'activité photosynthétique des végétaux aquatiques (**GAUJOUS, 1995**). Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau ci-dessous:

Tableau n°07 : Résultats de l'oxygène dissous observés dans la zone d'élevage d'Ain Taya

Date du prélèvement	L'Oxygène dissous (mg/l)	
	Surface (0m)	Profondeur (-18m)
mars (28/03/2009)	7,4	6
Avril (14/04/2009)	9,6	8
Mai (18/05/2009)	4,44	4,48

La moyenne des concentrations d'oxygène enregistrée durant la période d'étude est de 7,14 mg/l en surface et de 6,16 mg/l en profondeur (fig. n°29). On observe aussi que la teneur d'Oxygène dissous en profondeur est inférieure à celle enregistrée en surface sauf pour la dernière valeur. En effet, la teneur en oxygène dissous a tendance à diminuer avec la profondeur (**RODIER, 1996**).

Par ailleurs, les résultats montrent une augmentation de la teneur en oxygène dissous entre mars et avril avec un écart de 2,2 mg/l en surface et de 2mg/l en profondeur suivie d'une diminution entre avril et mai avec un écart de 5,14 mg/l en surface et de 3,52 mg/l en profondeur. Ce qui pourrait être dû à un problème de manipulation survenu au cours du prélèvement.

La teneur en oxygène dissous dans l'eau dépasse rarement les 10 mg/l (**RODIER, 1996**), Tout élevage aquacole nécessite, pour les divers besoins vitaux des espèces (respiration, nage, reproduction, croissance...) une eau bien oxygénée, l'optimum de la majorité des espèces serait de 3 à 5 mg/l (**BARNABE, 1991 in MESSAOUDI et CHABLAOUI, 2007**).

6 - L'azote ammoniacal

L'azote ammoniacal est produit par les excréments des poissons et la décomposition des déchets organiques, l'ammonium augmente la toxicité du milieu et la prolifération des algues (**FERRA, 2008**). L'azote ammoniacal est présent sous deux formes en solution, l'ammoniac NH_3 et l'ammonium NH_4 dont les propriétés relatives dépendent du pH et de la température (**BOUDOUMAN et CHENENOU ; 2007**).

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

En milieu oxydant, l'ammonium se transforme en nitrites puis en nitrates ; ce qui induit une consommation d'oxygène (**GAUJOUS, 1995**). Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau ci-dessous :

Tableau n°08 : Résultats de l'azote ammoniacal observés dans la zone d'Ain Taya.

Date du prélèvement	Azote ammoniacal (mg/l)	
	Surface (0m)	Profondeur (-18m)
mars (28/03/2009)	0.018	0.015
Avril (14/04/2009)	0.035	0.030
Mai (18/05/2009)	0.053	0.006

La plus forte valeur d'azote ammoniacal enregistrée est de 0,053 mg/l durant le mois de mai en surface et la plus petite valeur est de 0,006 mg/l observé durant le mois de mai en profondeur avec une moyenne de 0,035 mg/l en surface et de 0,017 mg/l en profondeur. Ces teneurs assez faibles par rapport aux valeurs relevées sur la bibliographie pourraient être expliquées par un brassage de l'eau. Une eau bien oxygénée ne contient en général que des traces d'ammonium (**SACCHI et TESTARD, 1971 in LOURGUIOUI, 2006**) (fig. n°29).

En général les teneurs en azote ammoniacal montrent une augmentation régulière en surface dont l'écart entre mars et mai est de 0,035 mg/l, par contre en profondeur il y'a une augmentation entre mars et avril suivie d'une diminution entre avril et mai.

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

Elles pourraient aussi bien être synonymes d'une faible activité bactérienne et/ou d'une non abondance animale dans le milieu. En effet, l'azote ammoniacal provient généralement des excréments animales et la décomposition bactérienne des composés organiques azotés (**AMINOT, 1983**).

7 - Les nitrites

Les nitrites proviennent en grande partie de l'oxydation de l'ammonium par les bactéries nitrifiantes. Mais aussi de la réduction des nitrates appelés dénitrification (**BOUDOUMAN et CHENNOU ; 2007**). Cette réaction s'accompagne d'une forte consommation d'oxygène.



Les nitrites sont toxiques pour les espèces aquatiques et cette toxicité varie avec la variation du pH et de la température (FERRA, 2008). Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau ci-dessous:

Tableau n°09 : Résultats des nitrites observés dans la zone d'élevage d'Ain Taya

Date du prélèvement	Nitrites (mg/l)	
	Surface (0m)	Profondeur (-18m)
mars (28/03/2009)	0,039	0,047
Avril (14/04/2009)	0,012	0,005
Mai (18/05/2009)	0,004	0,001

Les teneurs en nitrite s'expriment en mg/l, ils ne se maintiennent que lorsque le milieu n'est pas suffisamment oxydant et leur présence indique un état critique de pollution organique. Ils sont toxiques pour les poissons au dessus d'une valeur de 0,20 mg/l. Dès lors, dans les eaux exemptes de pollution, il n'y a pas (ou très peu) de nitrites, alors que dans les zones où l'autoépuration est active, cette teneur se maintient au dessous de 0,01 mg/l (NISBET et VERNEAUX, 1970) (fig. n°29).

Selon les résultats obtenus on observe une diminution de la concentration des nitrites dans les deux niveaux (surface et profondeur). En général les concentrations enregistrées, de nitrites sont acceptables et que le milieu est favorable à l'élevage aquacole. La plus grande valeur enregistrée est de 0,047 mg/l et la petite valeur est de 0,001 mg/l. avec une moyenne durant notre période d'étude de 0,018 mg/l en surface et de 0,017 mg/l en profondeur ce qui représente un écart de 0,035 mg/l en surface et 0.001mg/l en profondeur.

8 - Les nitrates

Issues de l'oxydation des nitrites en nitrates par les bactéries nitrifiantes (nitrobacters). Cette réaction appelée nitrification s'accompagne aussi d'une consommation d'oxygène (SEVRIN-REYSSAC et al, 1995).



Les nitrates sont des composés peu toxiques aux espèces aquatiques comme elles sont responsables de l'eutrophisation (FERRA, 2008). Les résultats suivants représentent les variations des résultats obtenus dans le tableau ci-dessous :

Tableau n°10 : Résultats des nitrates observés dans la zone d'élevage d'Ain Taya

Date du prélèvement	Nitrates (mg/l)	
	Surface (0m)	Profondeur (-18m)
mars (28/03/2009)	0,043	0,053
Avril (14/04/2009)	0,001	0,011
Mai (18/05/2009)	0,011	0,001

Les résultats obtenus en général sont faibles et montrent une diminution de la teneur en nitrates de mars à mai en profondeur et une diminution de mars à avril suivi d'une légère augmentation d'avril à mai en surface (fig. n°29).

Les valeurs normales sont de l'ordre de 2 à 3 mg/l et ne doivent pas dépasser 20 mg/l pour la vie piscicole (NISBET et VERNEAUX, 1970).

La valeur maximale est de 0,053 mg/l observée au mois de mars et la valeur minimale est de 0,001 mg/l aux mois d'avril et mai avec un écart de 0,032 mg/l en profondeur et un écart de

0,042 mg/l entre mars et mai, et la moyenne est de 0,018 mg/l en surface et de 0,021 mg/l durant les trois mois.

En effet, nos résultats montrent un milieu pauvre en nitrates ce qui favorise les bonnes conditions même si les nitrates ne sont pas très toxiques par rapport aux autres sels nutritifs.

9 - Les orthophosphates

Le phosphore est présent dans l'eau sous plusieurs formes : phosphates, polyphosphates, phosphores organiques. Les apports les plus importants proviennent des déjections humaines et animales et surtout des produits de lavage (**BOUDOUMAN et CHENNOU ; 2007**). Le phosphore est un élément susceptible qui limite la production végétale, en cas de son excès de nombreuses perturbations métaboliques du fonctionnement d'écosystème apparaissent tel que la prolifération des algues (**FERRA, 2008**). Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau ci-dessous :

Tableau n°11 : Résultats des orthophosphates observés dans la zone d'élevage d'Ain Taya

Date du prélèvement	Orthophosphates (mg/l)	
	Surface (0m)	Profondeur (-18m)
mars (28/03/2009)	0,132	0,053
Avril (14/04/2009)	0,038	0,024
Mai (18/05/2009)	0,024	0,013

Les valeurs obtenues montrent une diminution de concentration des phosphates durant la période d'étude. La diminution de teneur en surface était plus rapide qu'en profondeur avec un écart de 0,104 mg/l en surface et de 0,04 mg/l en profondeur (fig. n°30).

La valeur maximale enregistrée au niveau de la zone d'étude est de 0,132 mg/l durant le mois de mars en surface et la valeur minimale est de 0,013 mg/l observée au mois de mai en profondeur.

Cette diminution des teneurs laisse supposer qu'il y a une consommation des orthophosphates qui s'épuisent progressivement lors du développement phytoplanctonique commun à la saison.

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

10 - Les silicates

Le silicate étant important et nécessaire aux diatomées, groupe majeur d'algues, qui ont des frustules silicifiées (**LACAZE, 1996**). Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau ci-dessous :

Tableau n°12: Résultats des silicates observés dans la zone d'élevage d'Ain Taya.

Date du prélèvement	Silicates (mg/l)	
	Surface	Profondeur
mars (28/03/2009)	1,073	0,368
Avril (14/04/2009)	0,889	12,281
Mai (18/05/2009)	3,308	0,628

Les résultats obtenus montrent une légère diminution avec un écart de 0,184 mg/l suivie d'une légère augmentation avec un écart de 2,419 mg/l à la surface, par contre en profondeur on

observe une grande augmentation de la concentration entre mars et avril avec un écart de 11,913 mg/l, suivie d'une grande diminution avec un écart de 11,653 mg/l (fig. n°30).

La valeur maximale enregistrée durant le mois d'avril en surface est de 12,281 mg/l et la valeur minimale enregistrée durant mois de mars est de 0.368 mg/l, avec une moyenne de 1,75 mg/l en la surface et une moyenne de 4,42 mg/l en profondeur.

Au moment du développement phytoplanctonique du printemps, les teneurs en silicium dans la zone euphotique peuvent diminuer (AMINOT, 1983).

II – Paramètres biologiques

1 - Chlorophylle *a* et phéopigments

1.1 - Chlorophylle *a*

La mesure de la chlorophylle *a* est un indicateur de la biomasse phytoplanctonique du milieu marin. Ce pigment est présent chez tous les organismes photosynthétiques aérobies ; il est sensible à la lumière et peut être dégradé en présence d'acide (SOMLIT, 2008). Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau ci-dessous:

Tableau n°13 : Résultats de la chlorophylle *a* observés dans la zone d'élevage d'Ain Taya.

Date du prélèvement	Chlorophylle <i>a</i> (mg/m ³)	
	Surface (0m)	Profondeur (-18m)
mars (28/03/2009)	4,81	3,21
Avril (14/04/2009)	1,6	0
Mai (18/05/2009)	9,62	0

Le dosage de la chlorophylle *a* est couramment considéré comme une estimation de la biomasse phototrophe. Le couplage entre pigments chlorophylliens et intensité lumineuse donnerait l'estimation de l'activité photosynthétique et de la production primaire en milieu dulcicole ou marin (ARUGA et MONSI in ALI BENAMARA et BOUIDGHAGHEN, 1995). L'abondance de la chlorophylle (liée à la densité et à la taille des êtres photosynthétiques) règle l'intensité de la production primaire (BARNABE, 1991) (fig. n°30).

La concentration moyenne de chlorophylle *a* enregistrée durant la période d'étude est de 5,34 mg/m³ en surface et de 3,21 mg/m³ en profondeur. La valeur maximale de 9,62 mg/m³ a été enregistrée durant le mois de mai, et la valeur minimale de 1,6 mg/m³ a été enregistrée durant le mois d'avril en surface.

En général, les résultats obtenus montrent une diminution des teneurs en chlorophylle *a* entre mars et avril avec un écart de 3,21 mg/m³ suivie d'une augmentation entre avril et mai avec un écart de 8,02 mg/m³. Ces variations pourraient être dues dans un premier temps en mars à une petite poussée phytoplanctonique, suivie par une consommation du zooplancton ou une dégradation qui se matérialise en avril par une diminution des valeurs de chlorophylle *a*. ensuite durant le début de la saison printanière nous assistons à une augmentation des teneurs en chlorophylle *a* due a un autre bloom phytoplanctonique.

1.2- Phéopigment

Les phéopigments sont issus de la dégradation des pigments chlorophylliens du phytoplancton ou des débris de végétaux terrestres. Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau ci-dessous:

Tableau n°14 : Résultats des phéopigments observés dans la zone d'élevage d'Ain Taya.

Date du prélèvement	phéopigments (mg/l)	
	Surface (0m)	Profondeur (-18m)
mars (28/03/2009)	1,77	1,44
Avril (14/04/2009)	1,22	0,77
Mai (18/05/2009)	/	/

Les résultats obtenus montrent une diminution de concentration du phéopigments soit en surface ou en profondeur avec un écart de 0,55 mg/l en surface et de 0,67 mg/l en profondeur.

La valeur maximale de 1,77 mg/l est observée au mois de mars et la valeur minimale de 0,77 mg/l est observée au mois de d'avril en profondeur. La moyenne enregistrée durant notre période d'étude est de 1,49 mg/l en surface et de 1,10 mg/l en profondeur (fig. n°30).

Plus la concentration en phéopigments est élevée par rapport à la concentration de la chlorophylle *a*, plus les cellules algales sont vieilles, dégradées ou broutées par le zooplancton (**AMINOT et KEROUEL, 2004**).

En effet, la comparaison entre les valeurs de la chlorophylle *a* et les phéopigments montre que durant le mois de mars les fortes valeurs de phéopigment dénotent que la population de phytoplancton est en phase de dégradation puisque nous retrouvons des quantités équivalentes de chlorophylle *a* en profondeur due en plus à la productivité à ce niveau de profondeur et à la décantation (chute) des cellules phytoplanctoniques des eaux de surface vers les eaux profondes, même chose pour les phéopigments nous retrouvons autant en profondeur qu'en surface. Par contre durant le mois de mai l'absence de phéopigment et les fortes quantités de chlorophylle *a* aussi bien en surface qu'en profondeur montre que la population phytoplactonique est en phase ascendante (de croissance).

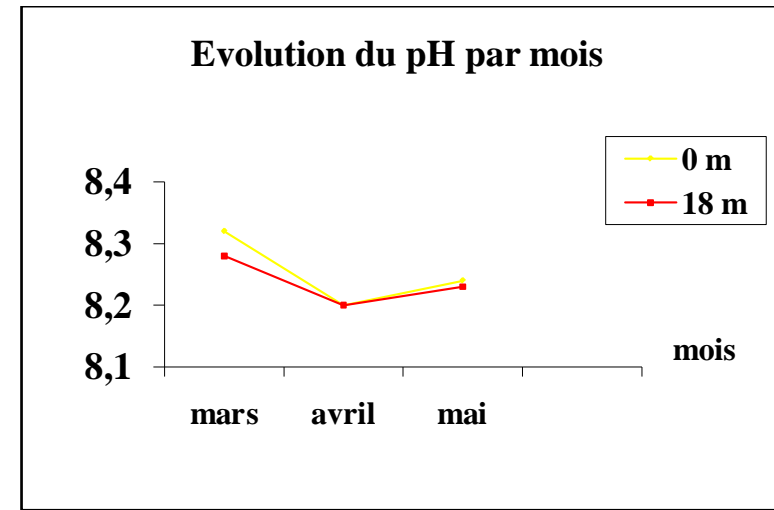
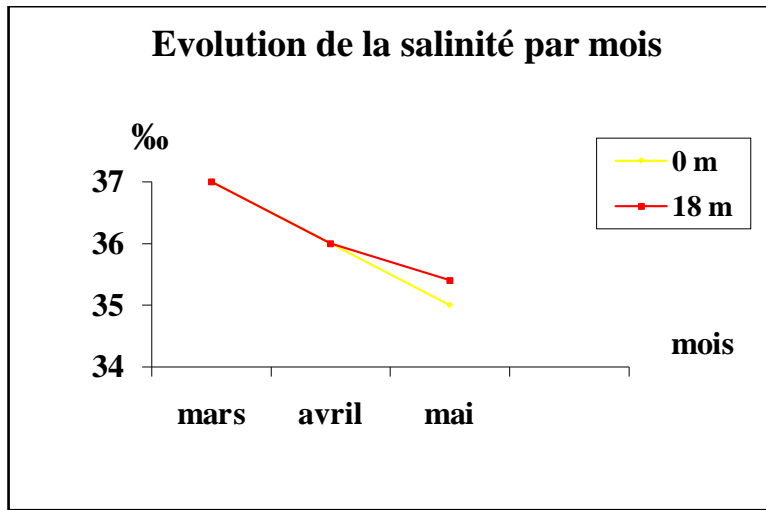
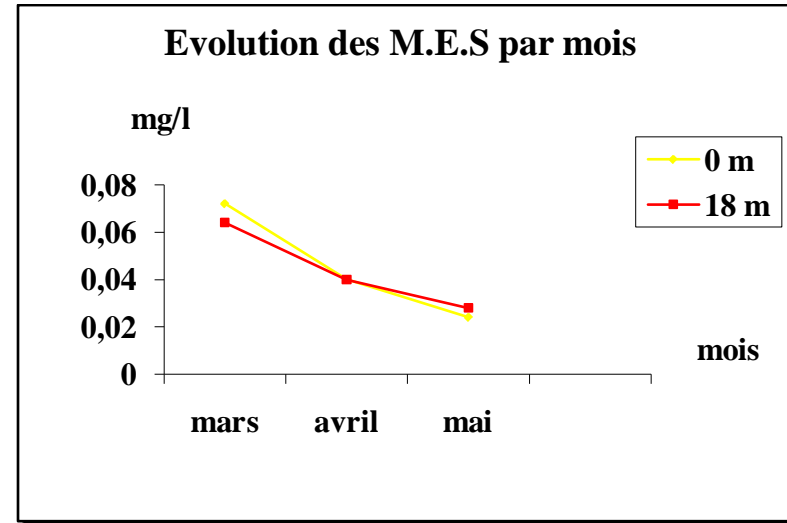
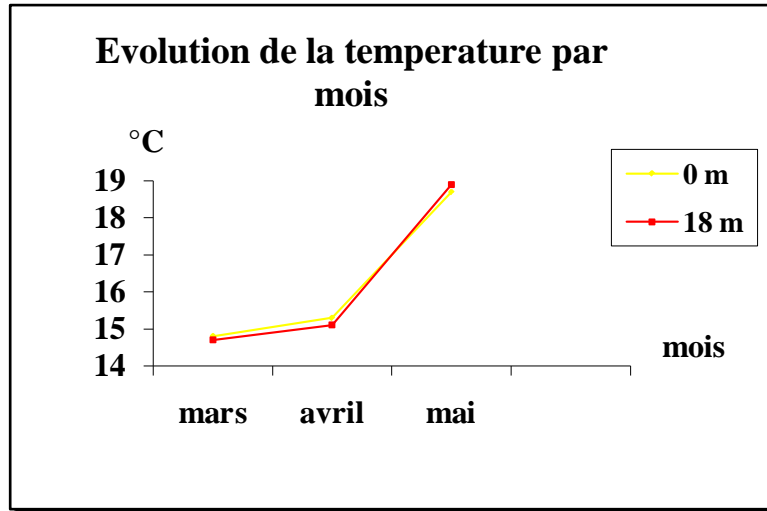


Figure n°28 : Variations mensuelles des paramètres physiques du milieu.

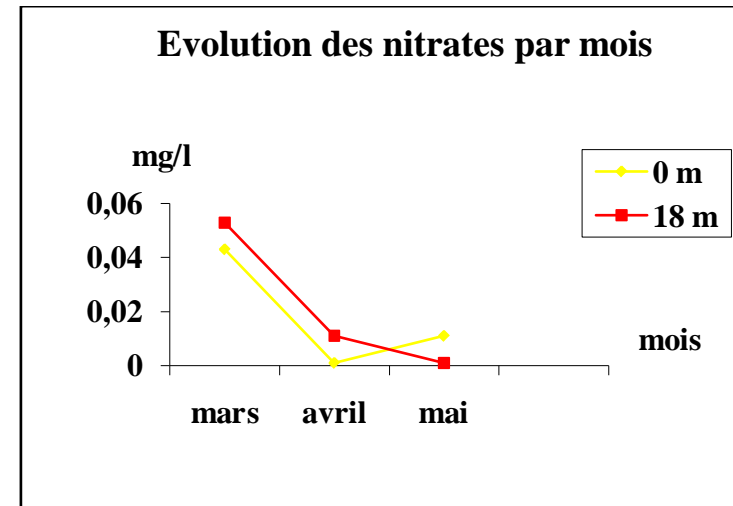
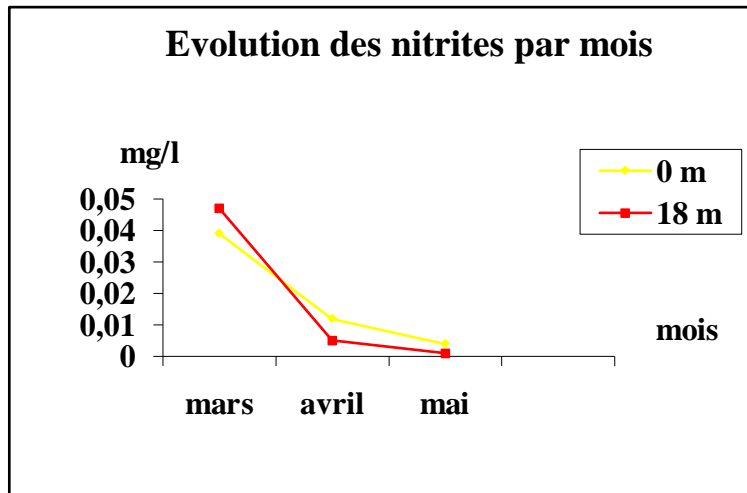
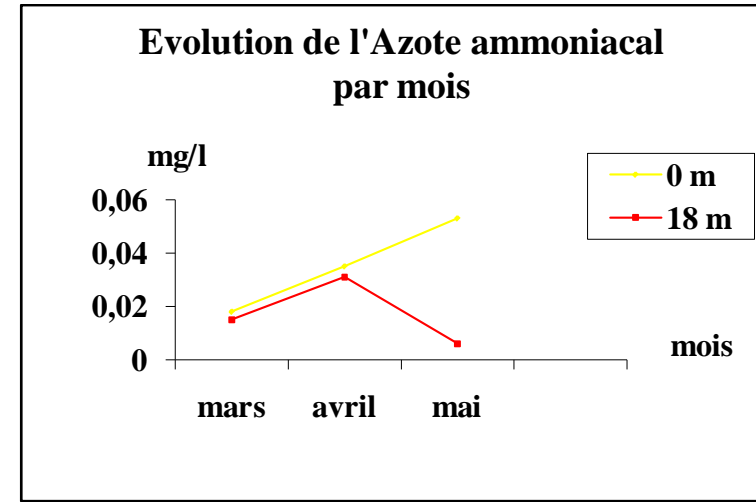
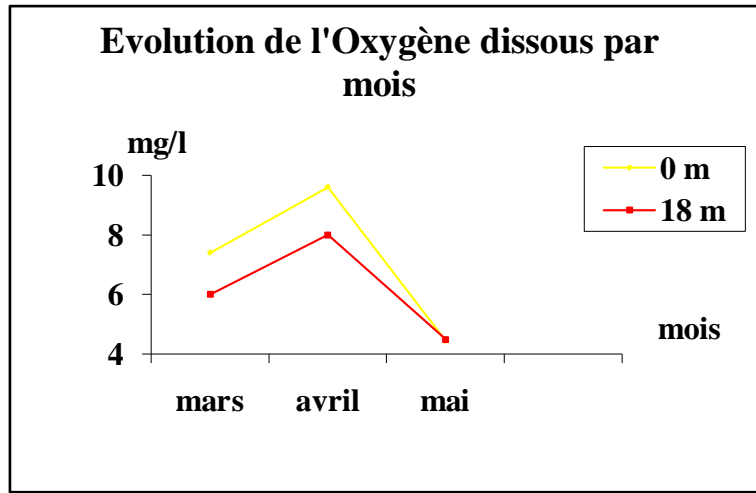


Figure n°29 : Variations mensuelles des paramètres chimiques du milieu.

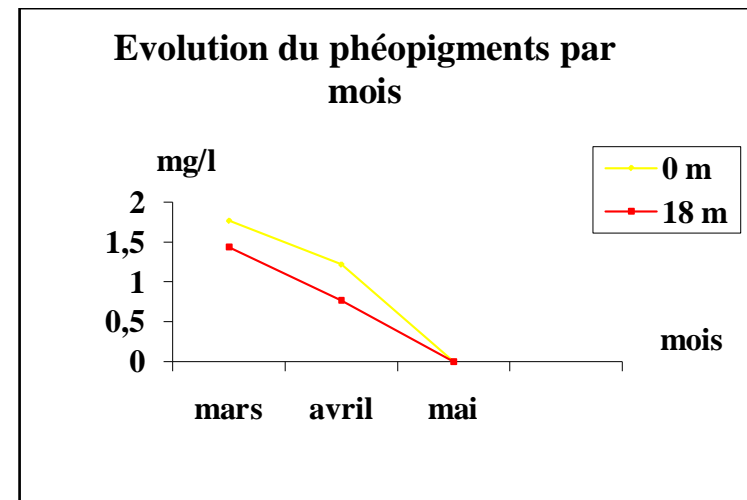
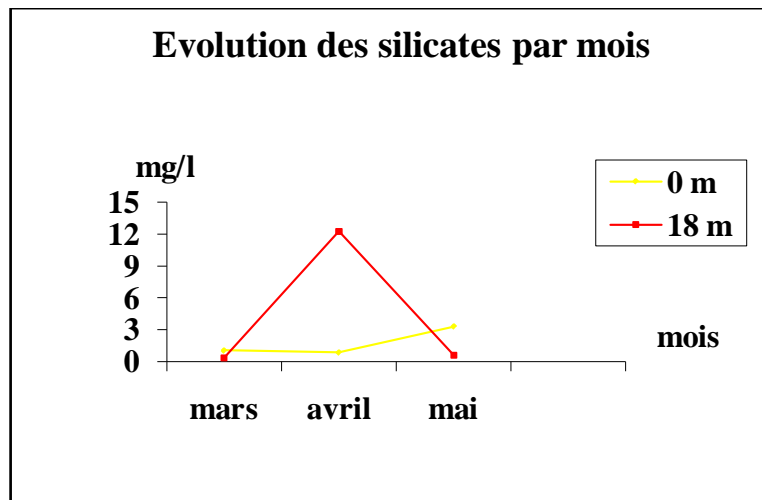
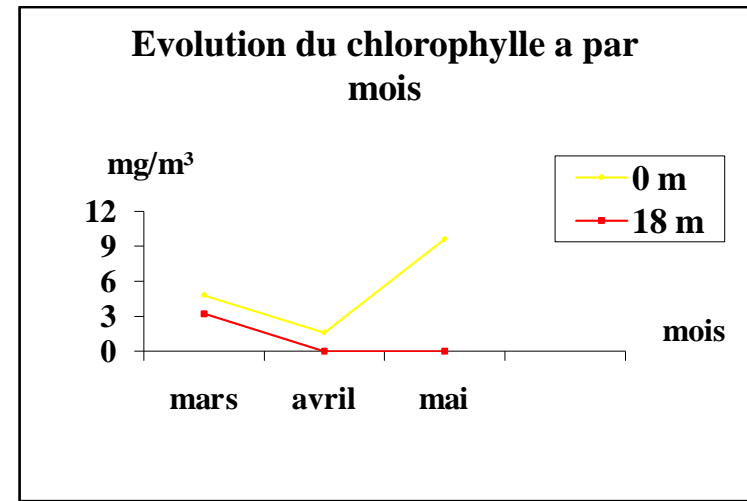
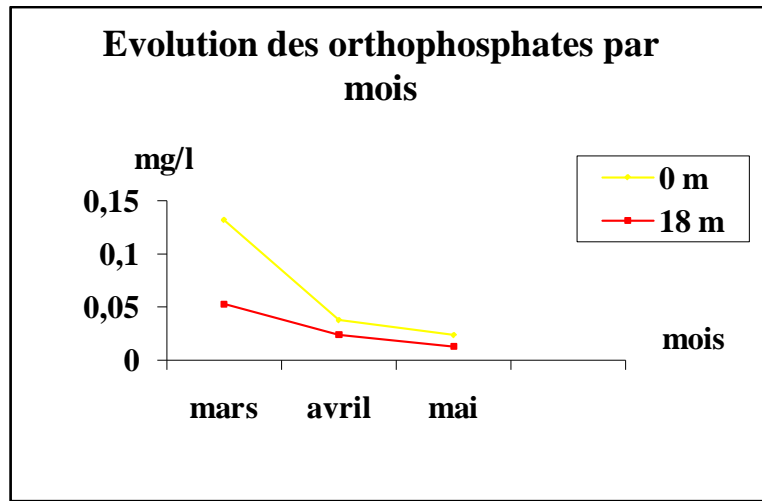


Figure n°30 : Variations mensuelles des paramètres chimiques et biologiques du milieu.

2. Le phytoplancton

Les résultats obtenus sont représentés dans les tableaux 15 et 16

Tableau n°15 : Nombre de cellules présentes dans 40 colonnes pour chaque échantillon des différentes bouteilles

	Echantillon 01	Echantillon 02	Echantillon 03	Echantillon 04	Echantillon 05
Bouteille 01	453	467	452	373	400
Bouteille 02	613	480	492	493	307
Bouteille 03	440	373	322	40	400

Tableau n°16 : Densité cellulaire par colonne d'eau de mer et par litre de chaque bouteille

	Moyenne/0.05ml	Cellules dans 314 litre	Cellules dans un litre
Bouteille 01	429	858 000	2732
Bouteille 02	477	954 000	3038
Bouteille 03	387	774 000	2465
Moyenne des trois bouteilles	431	862 000	2745

Les espèces rencontrées sont représentées dans le tableau 17 et les figures 31 et 32.

Tableau n°17 : Les espèces de phytoplancton rencontrées

Espèces	Toxicité	Type de toxine
E1/ <i>Protoperdinium granii</i>	-	/
E2/ <i>P. sp</i>	-	/
E3/ <i>Noctiluca scintillans</i>	-	/
E4/ <i>Dinophysis caudata</i>	+	DSP
E5/ <i>D. sp</i>	+	DSP
E6/ <i>Phycome de halosphaera sp</i>	-	/
E7/ <i>Ceratium concilans</i>	-	/
E8/ <i>Péridinium depressum</i>	-	/
E9/ <i>Rhizosolenia alata</i>	-	/
E10/ <i>Nitzschia closterium</i>	-	/
E11/ <i>N. pacifique</i>	-	/

(+) : espèce toxique.

(-) : espèce non toxique.

DSP : Diarrhetic *Shellfish* Poison.




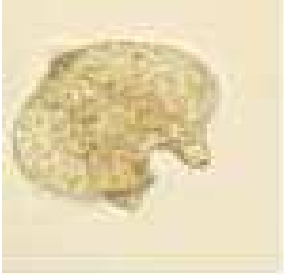


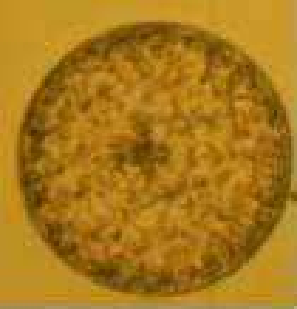

	
<i>Protoperidinium granii</i>	<i>Noctiluca scintillans</i>
	
<i>Dinophysis sp</i>	<i>Protoperidinium sp</i>
	
<i>Dinophysis caudata</i>	<i>Ceratium concilians</i>
	
<i>Phycome de halosphaera sp</i>	<i>Péridinium depressum</i>

Figure n°31 : Photos montrant les dinoflagellés présents au niveau du site

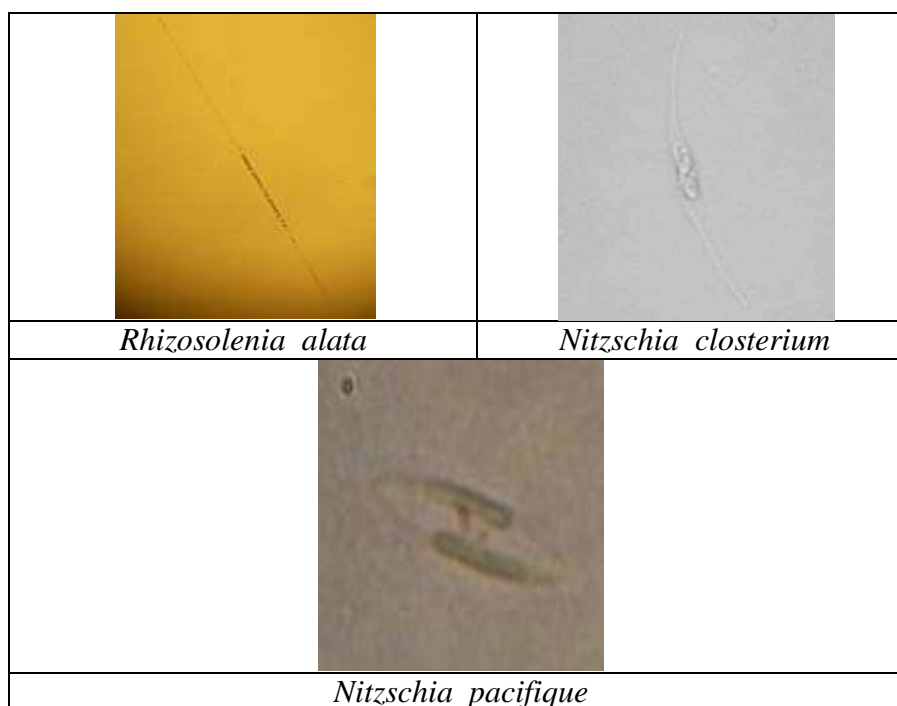


Figure n°32 : Photos montrant les diatomées présentes au niveau du site

2.1- Etude quantitative

Les observations microscopiques des échantillons prélevés ont été faites durant la période printanière caractérisée par des blooms phytoplanctoniques et conditionnée par les impacts directs des apports du bassin versant, et aussi par les propriétés des masses d'eau. En effet, La densité cellulaire de la population phytoplanctonique observée au niveau de notre site est d'environ 2745 cellules en moyenne dans un litre d'eau de mer filtrée. Ce qui représente une biomasse relativement appréciable et qui confirme les résultats trouvés plus haut lors de l'estimation de la chlorophylle a.

Ces résultats présentent le site comme pauvre en phytoplancton en comparaison avec la bibliographie où nous avons des valeurs pour des sites comme cap Caxine (ILLOUL, 1991) où les valeurs varient entre 3000 à 478 000 cellules par litre (voir tableau 18). Dans notre cas, les résultats obtenus pourraient être expliqués par le fait qu'on s'est limité à un seul prélèvement.

Tableau n°18 : Densité cellulaires totales (en 10³ c/l) (ILLOUL, 1991).

	I	II	III	IV	V	VI
	Date : 8.4.87					
0	148	178	195	225	62	62
15	145	149	159	5	56	51
	Date : 15.6.87					
0	103	59	478	/	3	5
15	174	162	28	198	64	37

Les travaux réalisés dans la baie d'Alger, (KRUGER, 1950 ; LECAL, 1952a. 1954 ; BERNARD et BERTOLDO, 1958 ; BUCALOSSO, 1960 ; TELLAI, 1964 ; PINCEMIN, 1966 ; LALAMI-TALEB, 1971) ont montré que malgré l'importante disponibilité des réserves nutritives, les eaux méditerranéennes en général et algériennes en particulier,

demeurent des eaux relativement pauvres en phytoplancton.

2.2- Etudes qualitative

Concernant l'étude qualitative nous avons pu observer deux espèces connues pour leur toxicité *Dinophysis. sp* et *Dinophysis caudata* qui produisent des toxines diarrhéiques (dites toxines DSP ou Diarrheic Shellfish Poison).

En effet **TOUAHRIA (2003 in MESSAOUDI A et CHABLAOUI N, 2007)**, note la présence abondante d'espèces toxiques surtout du genre *dinophysis* sur les côtes algériennes. Selon le même auteur les seuils toxiques en termes de nombre de cellules dans l'eau, dans les pays développés ont tendance chaque année à être sévères pour ce genre. En France par exemple il est de l'ordre de 50 cellules/l, au pays bas et au japon de 20cellules/l (**TOUAHRIA, 2003 in MESSAOUDI A et CHABLAOUI N, 2007**).

On note aussi la présence de *Noctiluca scintillans* qui utilise une enzyme, la luciférase, et un substrat, la luciférine, son accumulation entraîne des efflorescences et des phénomènes de marées rouges dans certaines conditions.

III - Essai d'induction de ponte

Les moules (*Mytilus galloprovincialis*) utilisées pour notre expérience sont d'un poids moyen de 40 g, d'une longueur moyenne de 77,6 mm et d'une largeur moyenne de 3,9 mm l'induction de ponte était faite le 22 juin 2009 et les huitres (*C. gigas*) d'un poids moyen de 80.11 g, d'une longueur moyenne de 12.71mm et d'une largeur moyenne de 6.15 mm, l'induction de ponte était faite le 24 juin 2009 (tableau 19).

Tableau n°19 : Données biométriques des géniteurs utilisés pour induire la ponte.

Géniteurs	Longueur (cm)	Largeur (cm)	Epaisseur (cm)	Poids (g)
Moule 1	7	3,7	2,9	34,3
Moule 2	8,8	4,7	3,4	57,6
Moule 3	8,9	4,5	3,5	58
Moule 4	7,2	4	2,5	28,4
Moule 5	8	4,2	3,4	45,8
Moule 6	6,9	4	2,3	25,2
Moule 7	8,2	4,4	2,6	36
Moule 8	6,3	4,1	2,5	25,2
Moule 9	7,7	4	2,7	36,6
Moule 10	7,1	3,7	2,9	34,5
Moule 11	8,7	4,1	3,3	47,8
Moule 12	7,9	4,4	2,7	40
Moule 13	7,1	4,4	2,5	32,7
Moule 14	8,5	4,6	3,1	54,5
Moule 15	8,9	4,5	3,4	51,3
Moule 16	7	3,6	2,7	32,4
Moyenne Moules	7,76	3,9	3	40
Huitre 1	12,75	6,4	4,5	80,33
Huitre 2	15,67	5,9	4,4	79,89
Moyenne huitres	12.71	6.15	4.45	80.11

1. *Mytilus galloprovincialis*

Après avoir fait subir le choc thermique aux moules, on a pu observer des contractions de la plupart de ces dernières. On effet, les individus traités s'ouvrent et se ferment soudainement, on observe aussi l'expulsion des produits génitaux chez deux mâles mais aucune chez les femelle. (Spermatozoïdes de couleur blanche laiteuse et des ovules de couleurs rouge orangé pour les femelles).

Aussi en ouvrant les autres individus qui n'ont pas pu expulser on constate l'atrophie de leurs gonades, ce qui dénote un stade de post ponte (les individus ont déjà pondu dans le milieu naturel) (fig. n°33).



Figure n°33 : Photos d'un male (à droite) et d'une femelle (à gauche) de moule en stade post-ponte.

Après l'essai de l'induction de la ponte par le choc thermique, on a essayé de sacrifier quelques individus afin d'avoir des spermatozoïdes et des ovules en utilisant la méthode de scarification. Cette dernière a donné des résultats plus importants que la première (choc thermique), jusqu' on a pu voir des spermatozoïdes vivants au microscope (fig. n°34). Mais les femelles présentaient des ovaires vides

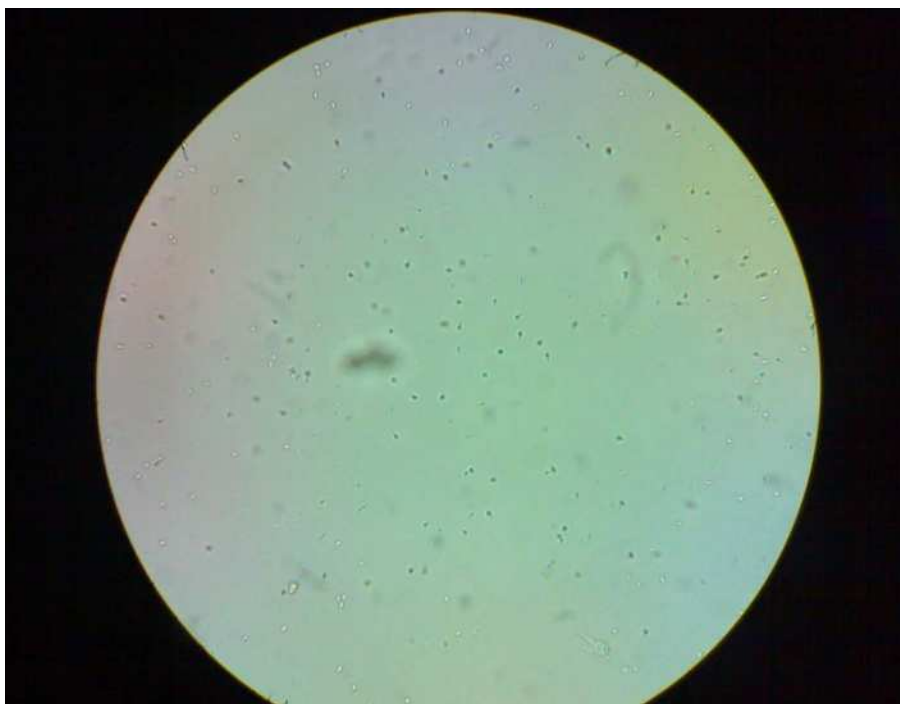


Figure n°34 : Spermatozoïdes de moule observés au microscope photonique (10 x 10)

2. *Crassostrea gigas*

Les produits génitaux obtenus des deux gonades d'huitres sont représentés par des ovocytes et des spermatozoïdes très nombreux et très mobiles (fig. n°35 et 36).

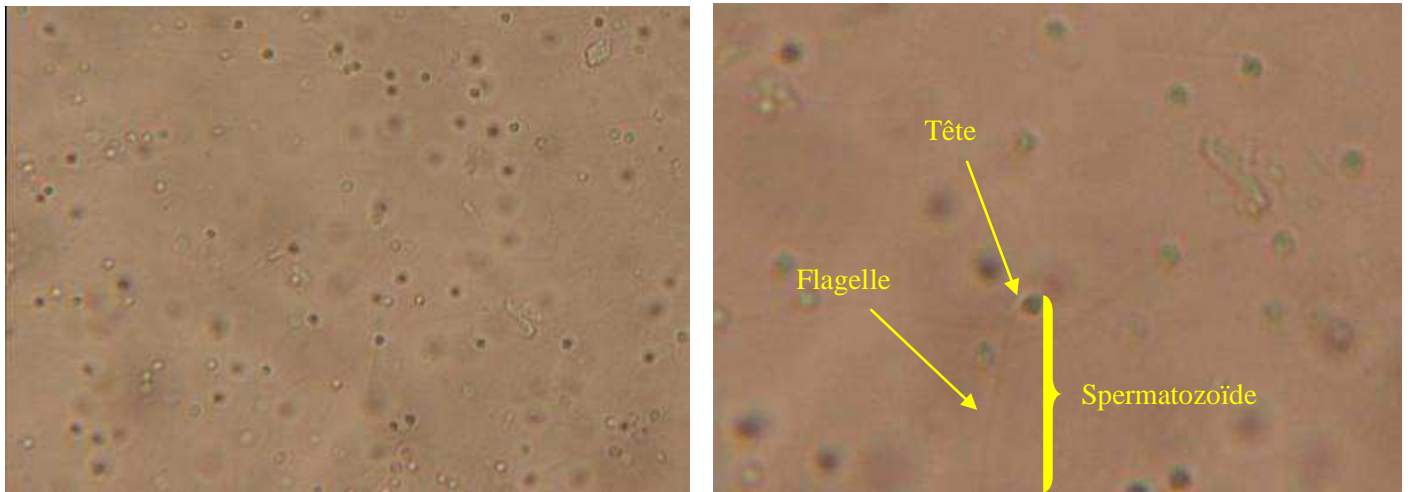


Figure n°35 : Photos représentant des spermes issus d'une gonade d'huitre (10 x 10), (10 x 40 x N).

N : grossissement de l'appareil photo numérique.

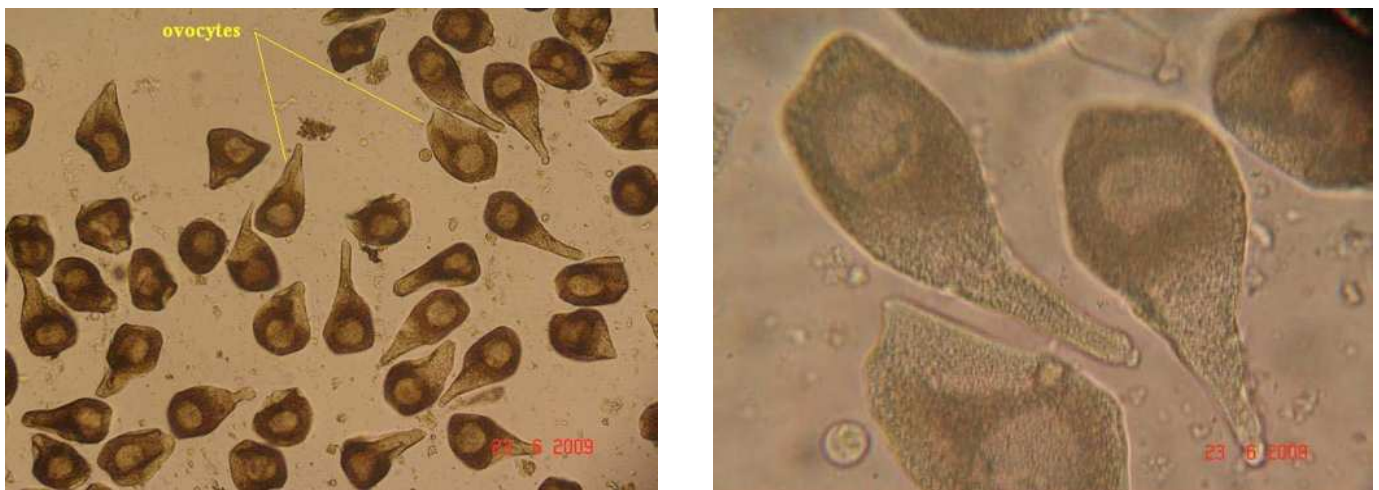


Figure n°36 : Photos représentant des ovocytes issus d'une gonade d'huitre (10 x 10), (10 x 40 x N).

Avant la fécondation, on doit laisser les ovocytes dans l'eau de mer filtrée afin qu'ils recouvrent leur forme régulière arrondie (fig. n°37).

- **Pour les spermatozoïdes :** le nombre obtenu après comptage est de 367×10^8 par ml.
- **Pour les ovocytes :** le nombre obtenu après comptage est de: 226×10^7 par ml.

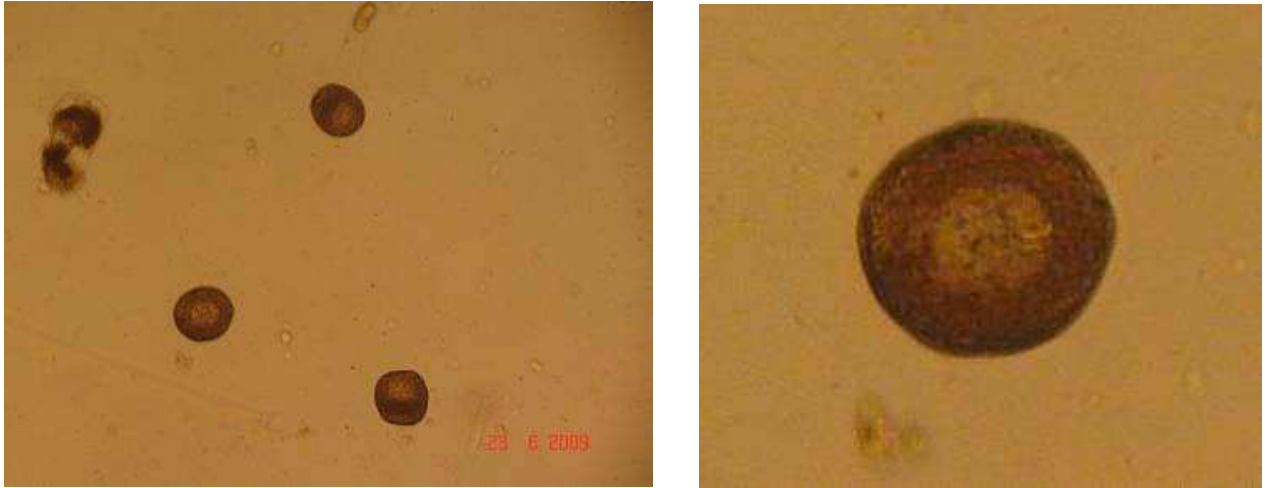


Figure n°37 : Ovocyte d’huitre après hydratation observée au microscope photonique (10x 40 x N).

Concernant la fécondation

Une heure après le mélange des gamètes males et femelles, on a pu observer des œufs fécondés en phase de division cellulaire (fig. n°38).

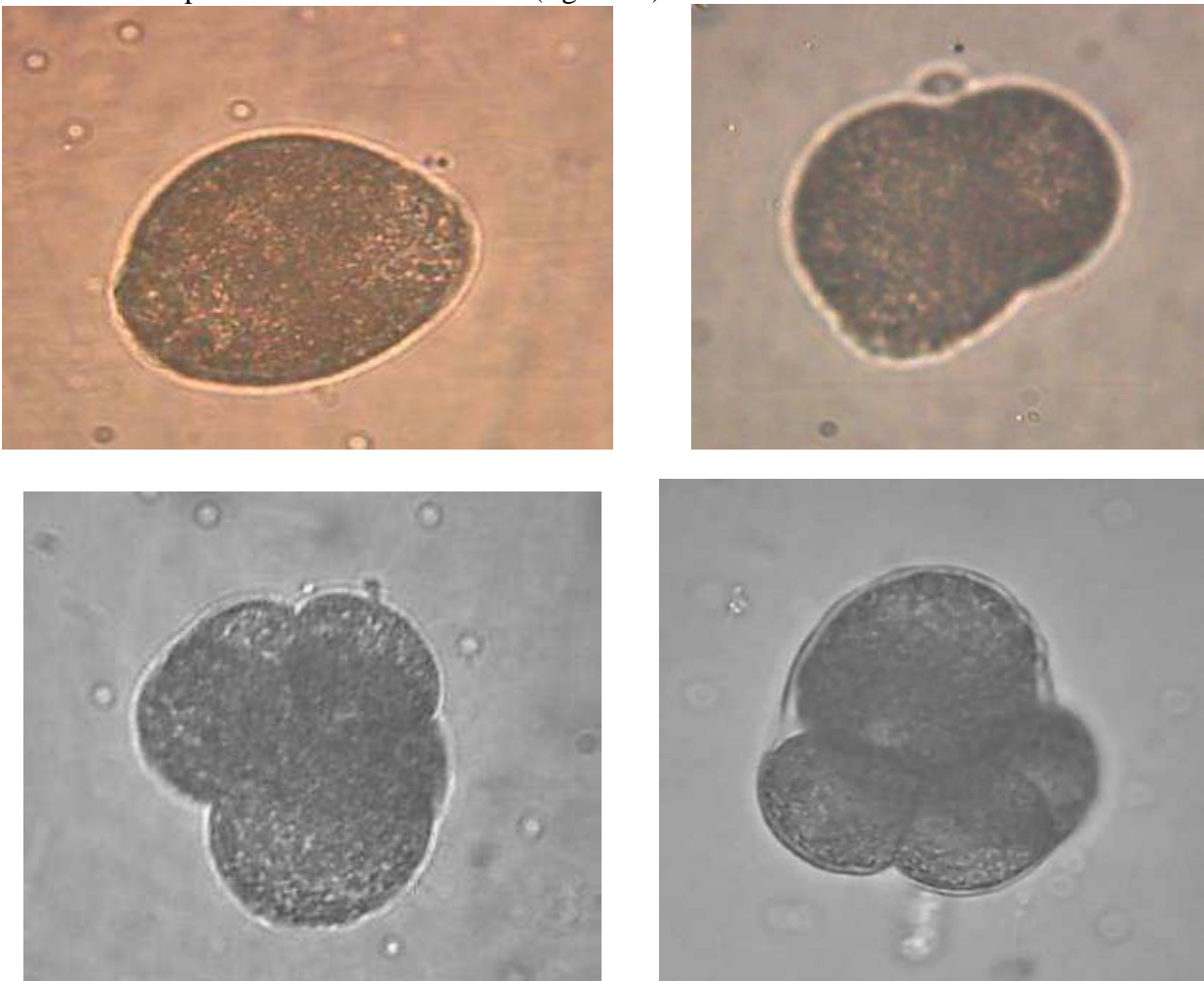


Figure n°38 : Œufs fécondés d’huitre à différents stades de division cellulaire (10 x 10) (10 x 40 x N).

Après 19 heures d'incubation, nous avons pris des gouttes pour voir le déroulement de notre expérience, les observations obtenues sont montrées dans les figures suivantes (fig. n°39)

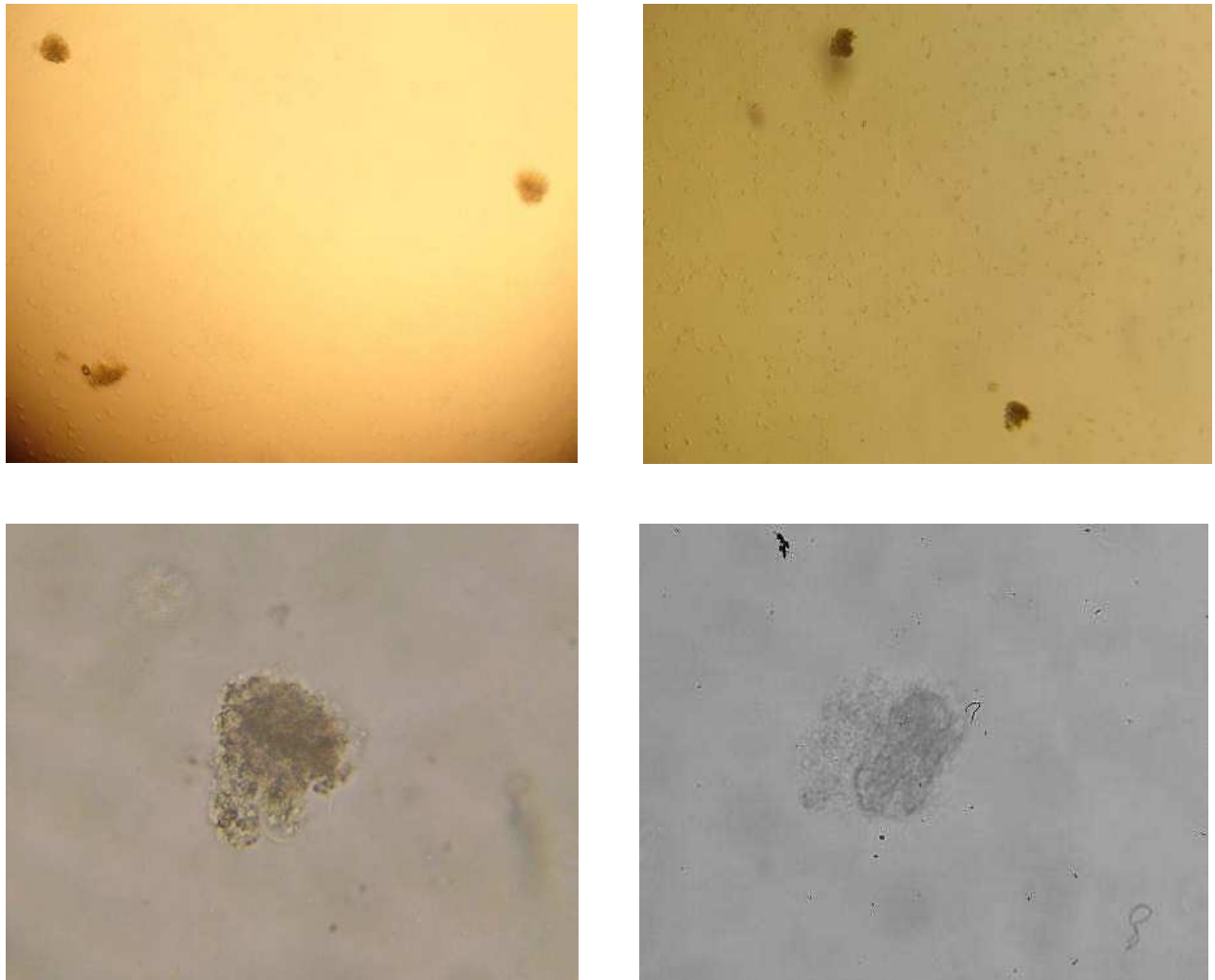


Figure n°39 : Photos montrant formes larvaires après 19 h d'incubation

(10 x 10) et (10 x 40 x N).

D'après les observations, le nombre de ces formes larvaires a considérablement baissé et le taux de survie après 25 heures est de : 5,12%.

Ceci pourrait s'expliquer par le fait que les conditions d'incubation n'étaient pas optimales, de plus un problème thermique est survenu suite au dysfonctionnement de la résistance. Par ailleurs, il faudrait rappeler que pour réussir une reproduction artificielle des bivalves et notamment des moules et des huîtres, les géniteurs doivent être bien conditionnés au laboratoire, dès le début de leurs activité gonadique, où ils achèveront leur maturité. De plus dès l'apparition des premières formes larvaires, l'élevage devrait se faire en présence de nourriture, c'est-à-dire de microalgues, chose que nous n'avons pas.

Conclusion

Le développement de l'activité conchylicole et le démarrage des premières fermes d'élevage, démontrent l'intérêt que porte l'Algérie au secteur de l'aquaculture. En effet, les potentiels considérables en ressources halieutiques qu'offre notre côte ne peuvent être négligés. Toutefois, l'évolution des pratiques et des procédés d'élevage traditionnel, exigent une meilleure maîtrise scientifique et cela, pour un développement et une optimisation durable de la production aquacole.

Dans un premier temps une étude bibliographique de l'huitre et de la moule ainsi que leurs conditions de vie pour une meilleure maîtrise de son élevage, a été faite et nous a permis de passer en revue tous les éléments aussi bien naturels qu'anthropique qui influent sur sa croissance et sa reproduction.

L'analyse des paramètres physicochimiques et biologiques des eaux du site d'élevage, a permis de conclure qu'ils conviennent parfaitement à ce type d'activité (conchyliculture). Aussi nous pouvons dire que le site pourrait servir comme lieu de captage des naissains de moules et d'huitres si des systèmes adéquats de captage y sont installés ;

Enfin il conviendra d'accorder un intérêt particulier aux maladies causées par la consommation des bivalves, ce qui nous a poussés à faire une recherche bibliographique sur ces dernières ainsi que les conditions de prolifération de certaines entités toxiques comme les algues exemple de *Dinophysis sp.*

La maîtrise de la maturation et de la ponte en conchyliculture précisément permet une meilleure gestion des structures et une adaptation aux marchés. Au cours de cette étude nous avons relevé l'importance de l'approvisionnement en naissains pour une ferme d'élevage qui est influencé par les conditions du milieu (des conditions défavorables impliqueraient une saison de production compromise). A cet effet nous avons tenté de faire une opération expérimentale de reproduction artificielle par choc thermique (moule) et par scarification (huitre). Nous considérons ces expériences comme réussies tenant compte des conditions et des moyens très modestes utilisés.

En perspective :

- Une étude microbiologique;
- Une étude des polluants;
- Une étude plus approfondie et plus étalée dans le temps d'espèces phytoplanctoniques notamment toxiques sur le site d'élevage nous semble **nécessaire** pour toute activité aquacole et surtout **conchylicole**

Bibliographie

- AMINOT A. ; CHAUSSEPIED M.,** (1983). Manuel des analyses chimiques en milieu marin CNEXO, 395 p.
- ANONYME,** (1986). Larousse : Encyclopédie de l'univers. 6^{ème} édition. Paris 38- 43 p.
- ANONYME,** (1993). Circuits eau de mer : traitement et matériels. Ed technique, Paris 35-37 p.
- ARFI R.,** (1991). Qualité de l'eau : hydrologie matériel particulier et plancton. Rapport de convention.
- ARNAUD. P** (1966). Croissance comparée de *Mytilus galloprovincialis* (LMK) des étangs de Thau et de Salses Leucate. *Rev .trav. Inst. Pêches marit ;* 30(4), p : 357-364.
- AUBY. I & MAURER.D** (2004). Etude de la reproduction de l'huître creuse dans le Bassin d'Arcachon : Rapport final, Ed : *IFREMER ;* 327p.
- BELLIN C, CLAISSE D, MIOSSEC L, BERTHOME J P, GROUHEL A et RAFFIN B.,** (1993). Qualité du milieu marin littoral. Ed IFREMER.239p.
- BOUDJEMA A et OURIRA S,** (2005). Description du centre conchylicole pilote du CNDPA et proposition d'un plan de gestion. Mém d'ing d'Etat en aquaculture. ISMAL, p : 1-25.
- BOUDOUMA N et CHENENNOU S,** (2007). Analyses des côtières pour la mise en place d'un élevage aquacole à capacité biotique. Mém d'ing d'Etat en aquaculture. ISMAL. P : 22-51.
- BOUKHROUFA, F** (1987). Reproduction et structure des populations de la moule *Perna perna* sur la cote algéroise. Thèse de magister, USTHB, Alger, 123p.
- BOUTOUCHENT T. ; BENDEEADJI H. ; BENALI N. ; ZENASNI F. ;** (1994). Rapport national sur la culture de mollusque en Algérie avec des références spéciales quant aux aspects environnementaux et sanitaires (A.N.D.P°.
- CAPBLANCQ J.,** (1982). Ecologie du plancton des eaux continentales. Masson, Paris. 192p.
- CLEMENT V et OUMET G.,** (2004). Programme d'évolution et de surveillance des lacs: Ville de ment Tremblant Ed BIOFILLA p11.
- COLLIGNON J.,** (1991). Ecologie et biologie marine : introduction à l'halieutique. Masson, Paris 298p.
- DELTREIL J.P, FEUILLET.M, GRAS.P, MARIN.J & MARTEIL.L** (1974). La conchyliculture française, première partie : le milieu naturel et ses variations. *Rev. Trav. Inst. Pêches maritimes. ,* 38(3), p : 217-237.
- DUSSART B,** (1966). Limnologie : l'étude des continentales. Ed Gauthier Villars, Paris 667p.
- FELDMANN J,** (1978). Précis de botanique, Tome 1, végétaux inférieurs. Masson, Paris. 123p.

FERRA C., (2008). Aquaculture, édition Vuibert, P : 1264.

GAUJONS G., (1995). La pollution des milieux aquatiques : aide mémoire. 2^{ème} édition. Lavoisier, Paris 217p.

GIACOMINI V, BERTINO S et TIBALDI E., (1984). La nature : mers et cotes la faune des rivages. Volume 3, Paris.

GRASSE. P.P, POISSON.R.A etTUZET.O (1961). Précis de zoologie I invertébrés ; classes des bivalves, P : 407-422.

HAICOUR R., (2002). Biotechnologie végétales : techniques de laboratoire. Lavoisier, Paris 305p.

HAOUCHINE M., (1995). Ecologie et biologie de la reproduction de la moule M. G (LMK), au sein d'un écosystème lagunaire saumâtre : le lac EL-MELLAH. Thèse de magister ISN, USTHB, Alger, 56p.

HENRY M-T et BEAUDRY J., (1992). Chimie des eaux, Ed le Griffon dargibe in. Canada. 537p.

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

ILOUL H., (1991). Contribution a l'étude qualitative, quantitative et structurale des populations phytoplanctoniques au large du Cap Caxine (région Algéroise). Thèse de magistère. ISMAL Alger. P : 60-65 et 174.

IVANOFF A., (1972). Introduction à l'océanographie (propriétés physiques et chimiques des eaux de mer) Ed Vuibert, Paris 208p.

JACQUES G., (1978). Production primaire (phytoplancton) Guide floristique document interne.Laboratoire Arago Banils sur mer 55p.

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.

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

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

MARGLEF R., (1984). Le plancton de la méditerranée. La recherche n°158. vol 15. p1082-1094.

MESSAOUDI A et CHABLAOUI N (2007). Contribution é l'étude qualitative phytoplanctonique biologiques et physoco-chimiques au niveau d'un site à potentialité aquacole,

cas : Bou Ismail. Mém d'ing d'Etat en biologie, USD de Blida, p : 6-16.

NISBET et VERNEAUX. (1970). Classes proposées pour les MES et le pH.

POTELON J-L, TRICARD D, BUFFAUT P, VIAL J et SAVIUC P, (1998). Le guide des analyses de l'eau potable, Ed de la lethe du cadre territorial, p: 81-117.

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

ROBERT R., (2005). Conception et gestion d'écloseries de mollusques bivalves. Ifremer, France. 21p.

RODIER J., (1996). L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduelles et eaux de mer 8^{ème} Ed Dunod, Paris.1383p.

TREGOUBOFF G et ROSE M., 1978. Manuel de planctonologie méditerranéenne. Tome1, Centre National de la Recherche Scientifique.587p

Annexe 1

Analyse d'Azote amoniacal

Solutions	Réactifs nécessaires	Préparation	Remarques
<u>Réactif 1 (1 litre) :</u> Solution de Phénol-Nitroprussiate de sodium	eau distillée 35 g de phénol 400m g Nitroprussiate de sodium	Dissoudre les deux réactifs dans 1000 ml d'eau et la conservé au réfrigérateur à l'abri de la lumière, et laisser stabilisé pendant quelques semaines.	Il doit être renouvelé s'il prend une teinte verdâtre.
<u>Réactifs 2 (1litre) :</u> Solution d'alcaline d'hypochlorite.	-280 g de citrate trisodique ($\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7$) -22 g de soude - solution d'hypochlorite de sodium correspondant à 1.4 g de chlore soit 44 ml d'une solution à 10 degrés de chlore	On dissoudre les réactifs 1.2 dans 800 ml d'eau distillée et on ajoute un volume de solution d'hypochlorite de sodium correspondant à 1.4 g de Cl ou $\text{C}_3\text{-Cl}_2\text{KH}_3\text{O}_3$ Dichlorisocyanurate de potassium.	Ce réactif se conserve au froid pendant 1à2mois.
<u>Etalon primaire :</u> D'ammonium (1litre) 10 μmol /1ml	-sulfate d' ammonium (NH_4) $_2$ SO $_4$ 0.661g	Sécher pendant 1h à 110°C et dissoudre dans 1000ml d'eau distillée 10 μmol (NH_4^+)/1ml	Cette solution est stable indéfiniment au réfrigérateur
<u>Etalon secondaire :</u> D'ammonium (1litre) 0.5 μmol /1ml	-Etalon1 (NH_4) $_2$ SO $_4$ Chloroforme 1 ml	-Diluer 20 fois la solution Etalon 1 avec l'eau distillé et ajouter 1ml de chloroforme.	Pour plus de sécurité, la préparer juste avant usage.
<u>Courbe détalonnage :</u> préparer l'étalon secondaire, introduite dans des fioles jaugées de 500ml 0.5-1-2-5-10ml... etc. de la solution étalon secondaire et compléter à 500ml avec de l'eau de mer pour obtenir la gamme de concentrations : 0.5-1-2.5_5-10-20 μmol /l. Et on ajoute les réactifs 1et2 (3ml ; 3ml) Faire des mesures d'absorbance (même méthode pour l'azote ammoniacal), retrancher la valeur d'absorbance obtenue avec l'eau de mer non dopé et tracer la courbe d'étalonnage. (1mg/1NH $_3$, 4 μmol /l, pour NH $_3$ multiplier par 0.017 et 0.018 pour NH $_4^+$).			
<u>Mode opératoire :</u> Prendre 100 $^+$ 5ml d'échantillon, ajouter 3.0 ml du réactif 1, boucher et agiter pour bien homogénéiser , ajouter sans attendre 3.0 ml du réactif 2, boucher et agiter, placer immédiatement à l'abri de la lumière pendant 6 à 8 h ou mieux pendant une nuit à température ambiante. Mesuré l'absorbance à 630 nm, par rapport à l'eau distillé, en cuves de 10 cm de trajet optique.			

Annexe 2

Analyse des Nitrites

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

Annexe 3

Analyse des Nitrates

Solutions	Réactifs nécessaires	Préparation	Remarques
Réactif 1		Même solution que les nitrites.	
Réactif 2		Même solution que les nitrites	
Etalon Nitrite		Même solution que les nitrites	
Etalon Nitrate : Pour étalonner la colonne	Nitrate de potassium Anhydre.	Dissoudre 0.506g de nitrate de potassium Anhydre dans 1 litre d'eau distillée, et on Ajoute 1 ml de chloroforme 5000 μ mol/l (N- NO ₃)	La solution est stable plusieurs mois si elle est conservée au froid et à l'abri de la lumière.
Solution concentrée de d'ammonium	250g de chlorure d'ammonium	Préparer une solution par 1 litre d'eau Distillée (avec agitation)	
Solution diluée de chlorure d'ammonium	Solution concentrée	Diluer 40 fois (25 ml pour 1 litre)	
Solution de sulfate de cuivre	10g sulfate de cuivre	Dans 500 ml d'eau distillée, dissoudre 10 g (avec agitation)	
<p>Courbe d'étalonnage : préparer l'étalon secondaire (500μmol/l) de nitrite, introduire dans des fioles jaugées de 500 ml 2.5-5-10-15-20-25-30-35-40 ml... etc., de la solution étalon secondaire et compléter à 500ml avec de l'eau de mer obtenir la gamme de concentrations : 0.1-0.2-0.5-1.0μmol/l. et on ajout les réactifs 1 et 2 (1ml : 1ml).</p> <p>Faire des mesures d'absorbance (même méthode pour l'azote nitrique), retrancher la valeur d'absorbance obtenue avec l'eau de mer non dopé et tracer la courbe d'étalonnage. (1mg/l NO₂ = 0.046μmol/l et 0.014 μmol/l pour N- NO₂)</p>			
<p>Mode opératoire : prendre 50 l ml d'échantillon. Ajouter 1.0 ml du réactif 1 et 2, mélanger laisser reposer 2 à 8 minutes mais pas plus de 2 heures. Mesuré l'absorbance à 543 nm, par rapport à l'eau distillée, en cuves de 10 cm de trajet optique</p>			

Annexe 4

Analyse des Orthophosphates

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

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

Annexe 5

Analyse des Silicates Si (OH)₄**1- Solution d'acide sulfurique :**

- 1- Acide sulfurique.....10ml ; H₂SO₄ (97%).
- 2- Eau distillée.....1000ml ; H₂O.
- 3- 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.

2- Solution molybdate d'ammonium :

- 1- Molybdate d'ammonium.....20g ; (NH₄)₆MO₇O₂₄ · 4H₂O.
- 2- Eau distillée1000ml ; H₂O.
- 3- FFD6.....2ml.

Dissoudre 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.

3- Solution d'acide oxalique :

- 1- Acide oxalique.....44g ; C₂H₂O₄ · H₂O.
- 2- Eau distillée.....1000ml ; H₂O.

Dissoudre 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.

3- Solution d'acide axorbique :

- 1- Acide axorbique.....40g ; C₆H₈O₆.
- 2- Eau distillée.....1000ml, H₂O.

Diluer l'acide axorbique en ± 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.

3- En rinçant liquide plus simple :

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

NORMES :

La solution de réserve 100 ppmSi.

- 1- Metasilicate de sodium.....1.0119g ; Na₂SiO₃ · 9H₂O.
- 2- Eau distillée.....1000ml ; H₂O.

Diluer le Metasilicate de sodium en ± 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 6

Préparation de la colonne réductrice : Cadmium - Cuivre

La préparation de la colonne réductrice cadmium - cuivre nécessite le plus grand soin car elle est à la base de la fiabilité des résultats. C'est une technique qui s'effectue en plusieurs étapes :

- Sélectionner les grains de cadmium par tamisage entre 0,315 et 0,710 mm
- Peser 30 g de cadmium tamisé
- Laver à l'éther éthylique
- Rincer à l'eau bi distillée
- Laver à 50 ml d'HCL (6 normalités)
- Rincer à l'eau bi distillée
- Dans les étapes qui suivent le traitement des grains de cadmium doivent être éloignées de tout contact avec l'air, dans erlenmeyer contenant les grains de cadmium, mettre 50 ml de solution du sulfate de cuivre $\text{CuSO}_4 \cdot \text{SH}^{\text{O}}$.
- Agiter la solution pendant plusieurs minutes jusqu'à la disparition de la couleur bleue.
- Rincer et laisser décanter à nouveau les grains de cadmium par 50 ml de la solution de sulfates de cuivre jusqu'à la disparition de la couleur bleu et l'apparition de la couleur rouge.
- Laver à l'eau bi distillée jusqu'à décantation totale des particules.
- Tremper les grains de cadmium dans une solution de chlorure d'ammonium (6,9 g de NH^{CL} sont dissous dans un litre d'eau bidistillée).
- Remplir une colonne en forme de U à partir de la solution préparée

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

Annexe 7

Tableau : Récapitulatif des résultats des paramètres étudiés.

Date de prélèvement	profondeur	T	M.E.S	S	pH	O ₂ dissous	NH ₄ ⁺	NO ₂	NO ₃	PO ₄	SiO ₂	Chlo (a)	Phéo
		(°C)	(mg/l)	(PSU)		(mg/l)	(mg/l)					(mg/m ³)	(mg/l)
28/03/2009	0 m (- 15 cm)	14.8	0.072	37	8.32	7.4	0.018	0.039	0.043	0.132	1.073	4.812	1,77
	- 18 m	14.7	0.064	37	8.28	6	0.015	0.047	0.053	0.053	0.368	3.208	1,44
14/04/2009	0 m (- 15 cm)	15.3	0.04	36.7	8.20	9.6	0.035	0.012	0.001	0.038	0.889	1.604	1,22
	- 18 m	15.1	0.04	36.7	8.20	8	0.031	0.005	0.011	0.024	12.281	0	0,77
18/05/2009	0 m (- 15 cm)	18.7	0.024	35.0	8.24	4.44	0.053	0.004	0.011	0.024	3.308	9.624	/
	- 18 m	18.9	0.028	35.4	8.23	4.48	0.006	0.001	0.001	0.013	0.628	0	/

Annexe 8

Tableau : comparaisons avec autres travaux dans la zone Algéroise.

	ORCA marine (2009)						Baie de Bou Ismail (2008)						Baie El Djamila (2007)					
	Mars		Avril		Mai		Mars		Avril		Mai		Mars		Avril		Mai	
	0m	prof	0m	prof	0m	prof	0m	prof	0m	prof	0m	prof	0m	prof	0m	prof	0m	prof
Température	14,8	14,7	15,3	15,1	18,7	18,9	18,9	/	17,9	/	/	/	16,52	16,32	/	/	/	/
Salinité	37	37	36,7	36,7	35	35,4	36,4	/	36,9	/	/	/	36,68	36,65	/	/	/	/
pH	8,32	8,28	8,2	8,2	8,24	8,23	8,22	/	8,28	/	/	/	8,18	8,17	/	/	/	/
M.E.S	0,072	0,064	0,04	0,04	0,024	0,028	0,026	/	0,029	/	/	/	19,78	21,52	/	/	/	/
Oxygène dissous	7,4	6	9,6	8	4,44	4,48	4,82	/	4,71	/	/	/	4,77	4,74	/	/	/	/
Azote ammoniacal	0,018	0,015	0,035	0,031	0,053	0,006	5*	/	3,21*	/	/	/	$1,3 \cdot 10^{-6}$	$1,1 \cdot 10^{-6}$	0,008	0,0007	/	/
Nitrites	0,039	0,047	0,012	0,005	0,004	0,001	1,5*	/	1,4*	/	/	/	$9 \cdot 10^{-6}$	$6 \cdot 10^{-6}$	/	/	/	/
Nitrates	0,043	0,053	0,001	0,011	0,011	0,001	5,63*	/	4,6*	/	/	/			/	/	/	/
Orthophosphates	0,132	0,053	0,038	0,024	0,024	0,013	5*	/	9*	/	/	/	$7 \cdot 10^{-6}$	$7 \cdot 10^{-6}$	/	/	/	/
Silicates	1,073	0,368	0,889	12,281	3,308	0,628	19*	/	20,5*	/	/	/	$2 \cdot 10^{-5}$	$2 \cdot 10^{-5}$	/	/	/	/