

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

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



MEMOIRE EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME D'INGENIEUR D'ETAT
EN SCIENCES DE LA MER.

Option : AQUACULTURE



Présenté par :

M^r BOUDJEMA abdelkrim

M^r OURARI salah

Soutenu devant la commission d'examen composée de :

- OULD AHMED N : présidente (chargée de cours ISMAL).
- BOUDJENAH M : promoteur (chef de service des études Socio-économique et techniques (C.N.D.P.A).
- SOUALILI D : examinatrice (chargée de cours à l'université de Blida).
- DJILALI M: examinateur (Chef de département et moyens techniques C.N.D.P.A)

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

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



MEMOIRE EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME D'INGENIEUR D'ETAT
EN SCIENCES DE LA MER.

Option : AQUACULTURE



Présenté par :

M^r BOUDJEMA abdelkrim

M^r OURARI salah

Soutenu devant la commission d'examen composée de :

-OULD AHMED N : présidente (chargée de cours ISMAL).

-BOUDJENAH M : promoteur (chef de service des études Socio-économique et techniques (C.N.D.P.A).

-SOUALILI D : examinatrice (chargée de cours à l'université de Blida).

-DJILALI M: examinateur (Chef de département et moyens techniques C.N.D.P.A

Année universitaire : 2004/2005

Sommaire :

Introduction générale.

Chapitre I : généralités :

I-1 Généralités sur la moule (<i>Mytilus galloprovincialis</i>).....	1
I-1-1 Position systématique.....	1
I-1-2 Morphologie et anatomie	1
I-1-2-1 Morphologie.....	1
I-1-2-2 Anatomie.....	2
I-1-3 Ecologie.....	5
I-1-3-1 Répartition géographique	5
I-1-3-2 Répartition bathymétrique	5
I-1-4 Alimentation	6
I-1-4-1 Régime alimentaire.....	6
I-1-4-2 Filtration	6
I-1-5 Reproduction	7
I-1-5-1 Reconnaissance des sexes.....	7
I-1-5-2 Anatomie de l'appareil reproducteur	8
I-1-5-3 Détermination des stades de maturité	9
I-1-5-4 Facteurs influençant l'évolution de la gonade	10
I-1-6 Vie larvaire et croissance	11
I-2 Généralités sur l'huître (<i>Crassostrea gigas</i>).....	13
I-2-1 Systématique	13
I-2-2 Répartition géographique et bathymétrique	13
I-2-3 Anatomie	14
I-2-4 Alimentation des huîtres	17
I-2-4-1 La collecte et ingestion des particules alimentaires	18
I-2-4-2 La digestion	18
I-2-5 Croissance.....	19
I-2-5-1 Effet de la température sur la croissance des huîtres.....	19
I-2-5-2 Effet de la salinité sur la croissance des huîtres	19
I-2-6 Reproduction des l'huître	19
I-2-6-1 Différenciation sexuelle.....	19
I-2-6-2 Gamétogenèse.....	20
I-2-6-3 Fécondation et vie larvaire	20

Chapitre II : Essai d'induction de la ponte.

II -1 Acquisition des géniteurs.....	22
II-2 Conditionnement.....	22
II-2-1 Nettoyage	22
II-2-2 Préparation des aquariums	22
II-3 induction de la ponte	22
II-3-1 Ponte par scarification	23
II-3-2 Ponte par stimulation mécanique et sexuelle	23
II-3-3 Ponte par choc thermique	23
Mode opératoire	23
II-4 Résultats et interprétations :.....	25
II-4-1 Cas des huîtres (<i>Crassostrea gigas</i>).....	25
II-4-2 cas des moules.....	25
II-4-3 : Interprétation des résultats	25

Chapitre III : étude des paramètres physico-chimiques et bactériologiques du site d'installation de la filière.

Introduction	27
Interprétation des résultats	27
III-1 Paramètres physicochimiques	27
-température	27
-PH :.....	28
-O ₂ (mg/l) :.....	28
-MES (mg/l) :	28
Salinité (‰):.....	28
III-2 résultats bactériologiques	28

Chapitre IV : Etude d'une moulière naturelle au niveau du site d'installation.

Introduction	29
IV-1 Prélèvement.....	29
IV-5 Interprétation des résultats	31

Chapitre V : Description du centre conchylicole pilote du CNDPA

Objectifs.....	33
Résultats.....	33
Le site d'installation.....	33
Position géographique.....	35

V-1 Le bloc principal	35
V-1-1 le rez-de-chaussée	35
V-1-1-1 Un espace de production	35
V-1-1-2 Espace de traitement et stockage.....	38
V-1-1-3 Magasin:.....	38
V-1-1-4 Point de vente.....	38
V-1-2 Le premier étage.....	39
V-1-2-1 Une partie laboratoire et box de travail.....	40
V-1-2-2 Installation d'astreintes.....	40
V-2 Bloc auxiliaire.....	42
V-3 Bâtiments techniques.....	42
V-4 Constructions annexes.....	42

Chapitre VI : proposition d'un plan de gestion.

VI-1 Capacité de production	43
VI-2 Quantité de produit par récolte	43
VI-3 Chaîne de production	44
VI-3-1 Préparation pour la mise en charge	44
VI-3-1-1 Réception des naissains.....	44
VI-3-1-2 Confection des boudins.....	44
VI-3-1-3 Confection des cordes de copeau pour le captage des naissains. .	44
VI-3-2 Mise en charge.....	45
VI-3-2-1 Confection des ralingues	45
VI-3-2-2 La mise en place des ralingues.....	45
VI-3-3 Récolte	45
VI-3-4 Traitement du produit	45
VI-3-4-1 Premier lavage.	45
VI-3-4-2 purification	46
VI-3-4-3 Conditionnement	46
VI-3-4-4 stockage	46

Conclusion générale

Bibliographie.

Annexes

Introduction :

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

Dans notre pays, bien que l'activité existe depuis 1921, l'aquaculture dans son sens large, reste insignifiante en terme de participation à l'approvisionnement du marché en produit de la pêche.

L'Algérie est dotée d'une façade maritime méditerranéenne d'une longueur de 1280Km, qui présente des sites assez favorables pour l'installation d'activités conchylicoles ; mais avant de parler de développement de cette activité et de ses perspectives, il faut signaler que nous restons à la traîne par rapport aux autres pays dans ce domaine d'activité, mais l'espoir demeure grâce au plan de relance économique national qui a consacré une place importante au développement des activités aquacoles en général. Néanmoins, pour décrire la tendance des techniques conchylicoles en Algérie, il faut savoir que l'essentiel de la production des bivalves disponible sur le marché, provient principalement :

- de l'exploitation directe des moulières naturelles,
- de deux ou trois unités de production. (Données CNDPA).

C'est dans ce contexte que s'inscrit le présent projet, qui a pour but de doter le centre national d'études et de documentation pour la pêche et l'aquaculture, CNDPA, d'une unité expérimentale de production conchylicole en mer ouverte, qui permettra d'expérimenter les techniques utilisées dans ce type d'exploitations, et de les adapter aux conditions naturelles des cotes algériennes. Seulement l'installation d'une telle structure nécessite une connaissance parfaite des conditions du milieu, et une maîtrise des intrants.

A cet effet, le présent travail portant sur l'étude technique du centre conchylicole pilote du CNDPA avec la proposition d'un plan de gestion, s'articule sur cinq (05) parties :

- essais de reproduction en laboratoire 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 (Robert et al, 2005), qui est un des objectifs du centre conchylicole ;

- étude des paramètres physico-chimiques et bactériologiques du site d'installation des deux filières pour justifier le choix du site ;
- étude d'une moulière naturelle installée sur le site;
- description technique du centre conchylicole pilote du CNDPA
- proposition d'un plan de gestion, qui permet une organisation générale de la production.

I-1 Généralités sur la moule (*Mytilus galloprovincialis*) :

I-1-1 Position systématique : On se base sur les caractères définis par (Lubet, 1959).

Embranchement : Mollusques.

Classe : Lamellibranches.

Ordre : Filibranches.

Sous ordre : Anisomyaria.

Super famille : Mytiloidea.

Famille : Mytilidea.

Sous famille : Mytilinae.

Genre : *Mytilus*.

Espèce : *Mytilus galloprovincialis*. (Lamarch, 1819).

I-1-2 Morphologie et anatomie :

I-1-2-1 Morphologie : (figure 01).

➤ **Aspect extérieur :**

La coquille est plus ou moins renflée, et possède une extrémité pointue et une arrondie, elle comprend aussi deux valves droite et gauche égales. La couleur est généralement bleue noire, peut toute fois être brune voir jaune (Quero et al, 1998).

Les deux valves sont unies par un ligament situé le long de la charnière dorsale. La partie antérieure du mollusque correspond à l'extrémité rétrécie (le crochet) de la coquille. On peut observer à partir du crochet des fines stries concentriques qui sont des stries d'accroissement représentant les étapes de croissance de l'animal (Marteil, 1976), (figure 01). La taille commune de la moule varie entre 5 et 8 cm; avec un maximum de 15cm.

➤ **Aspect intérieur :**

La coloration de l'intérieur de la valve est bleu ardoisé très foncé ; presque noir vers les bords postérieurs, et presque blanc sous les crochets (Djediat, 1993).

On peut y distinguer les points d'insertions des différents muscles : muscles adducteurs qui relient le corps de l'animal à sa coquille, muscles réacteurs du pied,...etc. L'insertion des fibres musculaires qui relèvent les bords libres du manteau se traduit par une ligne ou impression palléale qui joint les impressions des adducteurs (Marteil, 1976).

➤ **Structure et composition chimique de la coquille :**

La face externe de la coquille est recouverte d'une mince pellicule brune foncée, de nature protéique que l'on peut aisément gratter avec un couteau : le periostracum. (Marteil, 1976). La nature de la coquille est calcaire, composée de 95% de carbonates de potassium.

I-1-2-2 Anatomie : (figure : 02 ; 03).

➤ **Charnière & ligament :**

La charnière, ou articulation des valves ; est un dispositif d'engrenage plus ou moins compliqué, où les dents d'une valve pénètrent dans une cavité de l'autre.

Chez la moule, la charnière est réduite et l'union des deux valves est assurée à peu près par le ligament (Grassé et al, 1961).

La valve droite possède une sorte de sillon dans lequel s'emboîte une crête de la valve gauche. Le ligament est un fuseau ou un secteur de cylindre fixé aux bords dorsaux des valves ; par son élasticité propre et sa position intercalaire, il cause l'écartement des valves. Il se compose surtout de *conchyoline* : substance analogue à la *chitine*. Le ligament est sécrété par le manteau au niveau de la zone dorsale située entre les deux lobes (isthme palléal). (Grasse et al, 1961).

➤ **Les muscles adducteurs :**

Insérés perpendiculairement aux valves, s'opposent à l'action mécanique du ligament et ferment la coquille (voir plus loin). Ils marquent sur la face interne des valves leurs insertions sous la forme (d'impressions) : on voit aussi, mais moins fortes, les impressions des muscles rétracteurs du pied et du bord du manteau.

➤ **Le pied :**

Le pied est une saillie musculaire située au-dessous de la masse viscérale. Sa grande mobilité est due à l'existence de deux systèmes de faisceaux musculaires, l'un inséré sur les valves, l'autre sans rapport avec elles. La glande byssogène occupe, chez la moule, la plus grande partie du pied où elle forme un sillon entouré sur presque toute sa longueur d'un épais manchon des cellules glandulaires. Ce sillon aboutit à une cavité byssogène débouchant à l'extérieur par le pore pédieux. Le byssus, de nature protéinique, est constitué de nombreux filaments terminés par un disque adhésif. Leur résistance est considérable ; toutefois, la moule peut les rompre les uns après les autres, ce qui lui permet de se déplacer sur son support et de refixer un peu plus loin. (Marteil, 1976).

➤ **Branchies:**

On se base sur les caractères définis par Dardignac-corbeil, (1989) et Marteil, (1976).

Les branchies sont au nombre de deux. Reliées à la masse viscérale par l'intermédiaire de l'axe branchial, chacune est constituée de deux rangées de filaments aplatis.

Ces filaments se dirigent vers la face ventrale du mollusque (branche directe ou descendante), se recourbent brusquement, puis remontent vers la face dorsale (branche réfléchie ou ascendante).

Contrairement à ce que l'on rencontre chez l'huître, les extrémités des branches réfléchies ne sont pas soudées au manteau et à la masse viscérale ; plus les filaments sont tous semblables et disposés en séries uniformes (branchies «lisses »).

Chaque branche directe est unie à la branche réfléchie correspondante par trois ponts très souples qui sont des expansions du tissu. En outre, des touffes de cils relient chaque filament à son voisin et délimitent entre eux des espaces qui sont des ostias.

Les faces latérales des filaments sont garnies de cils frontaux, latéraux-frontaux et latéraux qui, par leurs mouvements, entretiennent la circulation de l'eau dans la cavité palléale. Le courant pénètre entre les lobes du manteau, traverse les branchies en passant par les ostias et ressort par le siphon exhalent. Divers mouvements branchiaux sont rendus possibles grâce à des muscles localisés dans l'axe branchial et dans les filaments eux-mêmes.

Les branchies sont avant tous des organes de respiration, car c'est à leur niveau que la majeure partie du sang s'oxygène ; mais aussi, elles jouent un rôle extrêmement important dans l'alimentation en retenant les particules en suspension.

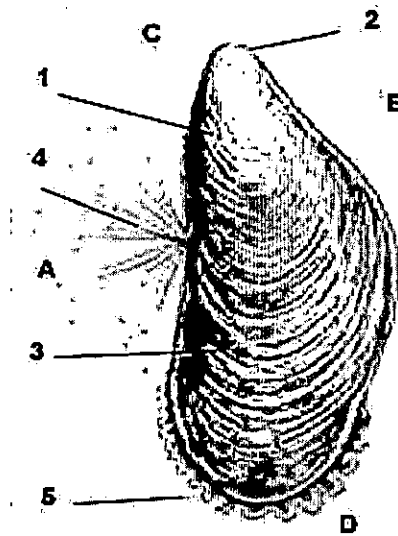


Figure n° 01 : Morphologie de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarch, 1819).

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

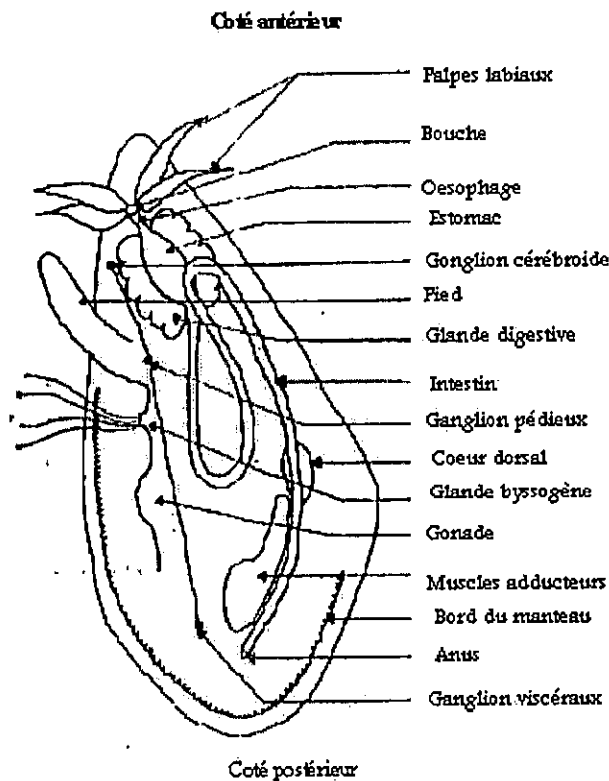


Figure n° 02 : Anatomie interne de la moule *Mytilus galloprovincialis* (vue profil gauche) d'après (Marteil, 1976).

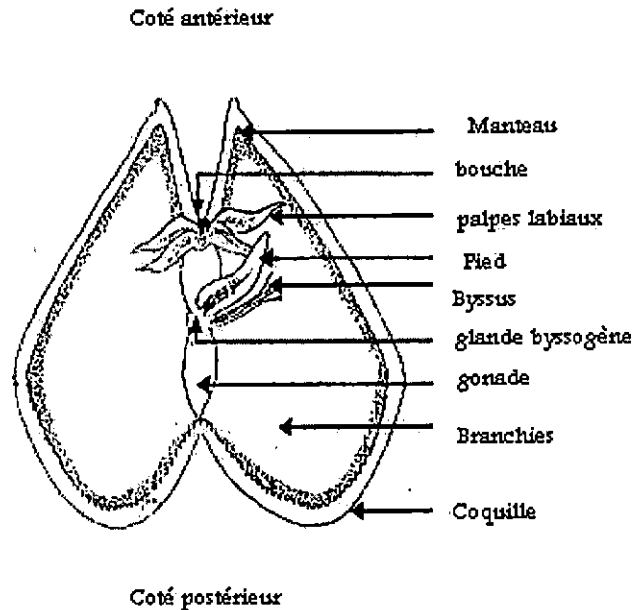


Figure n° 3 : Anatomie interne de la moule *Mytilus galloprovincialis* (vue de face) d'après (Boukhroufa, 1987)

I-1-3 Ecologie :

I-1-3-1 Répartition géographique : (figure 04)

La *Mytilus galloprovincialis* possède un air de répartition géographique très étendue. (Lubet, 1959) a signalé sa présence sur les cotes de la mer noire, l'Adriatique, la méditerranée septentrionale, sur les cotes atlantiques de la France, de l'Espagne, du Portugal et du Maroc et jusqu'à la manche occidentale où semble se terminer son aire d'extension.

Cette espèce est donc Lusitano-méditerranéenne bien qu'elle ait été récoltée en Angleterre, en Allemagne (Lubet, 1973) et au Japon (Hosmi, 1978) in (Benchaira et al, 1999).

Sur les cotes algériennes, elle cohabite avec l'espèce *Perna perna* et forme des bancs naturels, dans des zones assez agitées (Abada-boudjema et al, 1981 ; Boukhroufa, 1987).

I-1-3-2 Répartition bathymétrique :

Fixée par son byssus sur des fonds très variés durs (rocheux, graveleux) ou même meubles (sableux, vaseux), dans la zone littoral et à faible profondeur. Forme souvent des communautés denses (Poutiers, 1993) ; donc 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 (Seed, 1976) in (Benchaira et al, 1999).et même 30 à 40m (mer baltique) (Quero et al, 1998).

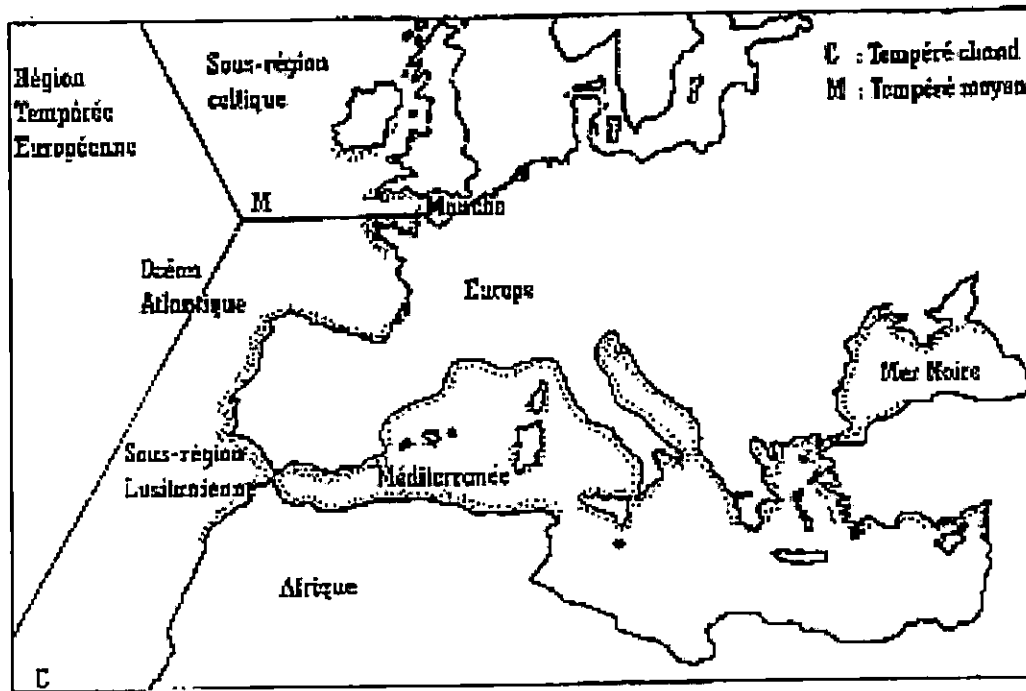


Figure n°04: Air de répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis* selon (Hosmi, 1978).

I-1-4 Alimentation :

I-1-4-1 Régime alimentaire :

Comme tous les filtreurs, la moule vit, pour l'essentiel, aux dépend des particules en suspension dans l'eau (Dardignac-corbeil, 1989). 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 inorganiques...etc. En effet (desgouil' 1969) a remarqué dans les contenus stomacaux de moules de la rade de Toulon, une prépondérance de diatomées.

I-1-4-2 Filtration : (figure 05).

La moule utilise son appareil branchial comme un filtre. En effet le courant d'eau inhalant passe à travers la branchie qui joue le rôle de tamis et qui comporte des sillons garnis de

cellules muqueuses qui agglomèrent les particules en suspension dans l'eau. Les microparticules consommables sont transportées jusqu'à la bouche, alors que les particules non consommables sont rejetées à l'extérieur (pseudofécès), (<http://perso.wanadoo.fr/gonzales.manuel/textes/moule.html>).

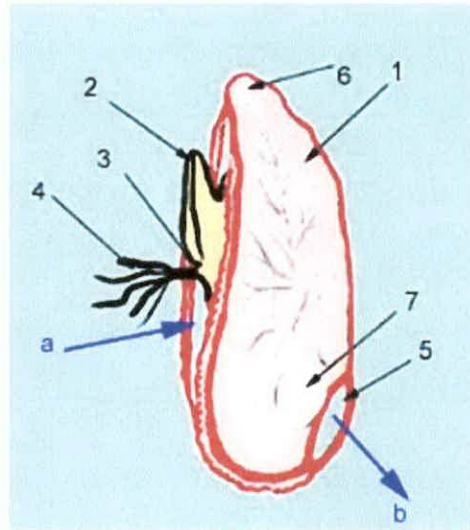


Figure n° 05 : Courant d'eau qui traverse la moule

1- lobe du manteau
2- pied.
3. glande du byssus.
4-byssus.
5- boutonnière.

6. muscle adducteur antérieur
7. muscle adducteur postérieur
a - entrée d'eau
b - sortie d'eau

I-1-5 Reproduction :

I-1-5-1 Reconnaissance des sexes :

Les moules sont des animaux gonochoriques. Cependant quelques rares cas d'hermaphrodisme ont été signalés par (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- orangée au rose-saumon, tan disque la gonade male sera blanc-jaunatre (Haouchine, 1995).

Ces critères de coloration se retrouvent chez beaucoup de bivalves, *Mytilus edulis* (Lubet, 1959), *Perna perna* (Boukroufa, 1987). Cette coloration n'est pas suffisante pour pouvoir discerner avec certitude le sexe (Djediat, 1993). Cet examen de couleur de la gonade doit être donc suivi d'un examen microscopique (histologique) pour confirmer que la gonade rose-

saumon est femelle et que la gonade blanc-jaunâtre est male. En dehors de la période de maturité, le sexe n'est pas reconnaissable à l'œil nu, in (Atmani et al, 2000).

I-1-5-2 Anatomie de l'appareil reproducteur :

Chez la moule, la glande génitale ou gonade se situe de façon diffuse dans le manteau (Marteil, 1976).

La gonade de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarch, 1819), est constituée de tubules qui débouchent dans des canaux ciliés ramifiés. Elle peut être observée au niveau de la masse viscérale dans la région immédiatement postérieure au pied (Djediati, 1993), (figure 06).

Ces tubules, gonoductes, forment dans le manteau trois troncs principaux qui confluent dans la région dorsale du corps pour aboutir au gonoducte principal, qui s'ouvre dans le processus génitale, sous le pied. Ce dernier possède une musculature qui permettrait des mouvements péristaltiques lors de l'évacuation des produits génitaux. Les formations musculaires, dans le manteau autour des tubules spermatiques se limiteraient à quelques myocytes (Haouchine, 1995).

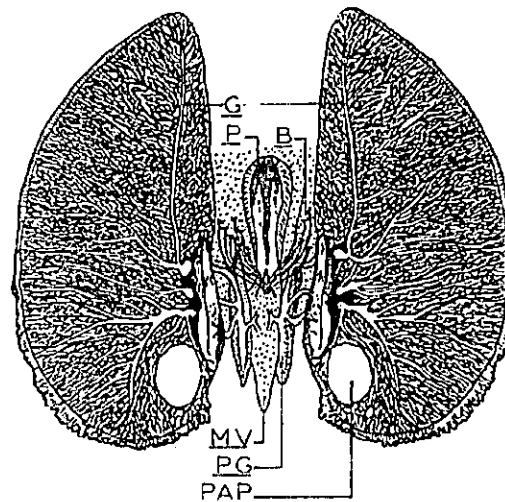


Figure n° 06 : Anatomie de l'appareil reproducteur de *Mytilus galloprovincialis* (in Haouchine, 1995).

B : Byssus.

G : Gonoductes.

MV : Masse viscérale.

P : Pied.

PAP : Passage de l'adducteur postérieur.

PG : Processus Génital.

I-1-5-3 Détermination des stades de maturité :

Plusieurs échelles ont été proposées pour déterminer les stades de maturité:

Tableau n°1 : Récapitulatif des stades de maturité sexuelle, chez les mytilidae, définis par l'échelle microscopique de (LUBET, 1959) complété par (DJEDIAT et al, 1990).

	Caractéristiques des stades femelles.	Caractéristiques des stades males.
Stade 0	<u>Repos sexuel.</u>	
	La gonade est constituée de tubules gonadiques réduits, contenant des gonies et entourés par un tissu de réserve développée.	
Stade I	<u>Multiplication des gonies et reprise de l'activité gonadique.</u>	
	On assiste à une reprise directe de la gamétogenèse avec augmentation des tubules gonadiques et une diminution du tissu interstitiel de réserve.	
Stade II	<u>Gamétogenèse.</u>	
	Les tubules sont peu nombreux et présentent tous les stades de la gamétogenèse. Ils sont entourés d'un tissu interstitiel de réserve très développé.	
Stade IIIA1	La gamétogenèse est très avancée. Beaucoup d'ovocytes ont terminé leur accroissement mais leur nombre est encore insuffisant pour qu'il y-ait émission. Le des ovp est important et le tissu de réserve est réduit.	Les tubules spermatiques augmentent de volume et contiennent tous les types cellulaires avec un nombre important de spz. Ces tubules s'organisent en réseau à maille et le tissu interstitiel de réserve est réduit.
Stade IIIA2.	le volume des tubules gonadiques est maximum. Les ovd sont très important et pressentent un contour polygonal. Le tissu interstitiel de réserve inter-tubuleux est inexistant.	Les tubules de taille maximale ne contiennent plus que des spz prêts à être émis et disposés en travées rayonnantes. Par ailleurs quelques spg peuvent subsister à la périphérie des tubules.
Stade IIIB1	La gonade est entrain d'émettre ses produits sexuels. Les ovd sont ronds et isolés dans la lumière du tubule. Quelques ovocytes sont engagés dans les canaux ciliés.	La gonade commence à émettre. De nombreux spz se trouvent engagés dans les canaux ciliés. Quelques spg et spc I restent collés à la paroi tubulaire.
Stade IIIB2	La ponte a eu lieu. Les tubules contiennent des ovg en cours de multiplication mais aussi des ovocytes murs non émis, et quelques ovp. Des zones de lyse apparaissent et le tissu de réserve est envahi par des hémocytes.	Les tubules spermatiques se sont vidés et ne contiennent plus que des spg et des spc I. il persiste cependant des spz non émis. Ils seront lysés par les hémocytes envahissant le tissu interstitiel de réserve est quasi-inexistant.
Stade IIIC	A ce stade, les tubules sont principalement constitués d'ovg d'opI et II et peu d'ovp et d'ovd.les zones de lyse sont plus importantes qu'au stade IIIB2. On assiste à une légère reprise du tissu interstitiel de réserve où les hémocytes sont omniprésents.	Les tubules spermatiques, rétrécis contiennent des spg en cours d'évolution. C'est le stade de restauration qui conduirait à un nouveau stade de maturité et de ponte ou un stade de dernière vidange si le nombre de tubules est réduit.
Stade IIID1	<u>Dernière vidage et nécrose</u>	
	La gonade présente quelques tubules épars. Elle est envahie par les hémocytes que l'on retrouve en amas au sein du tissu de réserve. Ce stade IIID1 pourrait être confondu avec le stade II mais s'en distingue par la présence des hémocytes et par la possibilité de la gonade d'évacuer encore quelques gamètes murs.	
Stade IIID2	<u>Reconstitution des réserves</u>	
	Ils ne subsistent dans la gonade plus que quelques tubules réduits à des nids de gonies. Le tissu de réserve reprend de l'importance et devient dominant.	

Ovg :ovogonies ; opI : ovocytes prévitellogéniques I ; opII : ovocytes prévitellogéniques II ; ovp :ovocytes vitellogéniques pédonculés ; ovd : ovocytes vitellogéniques détachés ; spg : spermatogonies ; spcI : spermatoctyes I ; spz : spermatozoïdes.

I-1-5-4 Facteurs influençant l'évolution de la gonade :

Chez les mollusques bivalves, en particulier les mytilidés, le cycle sexuel semble sous la dépendance des facteurs du milieu ; entre autre la température, la salinité, l'oxygène dissous et la teneur en phytoplancton (Haouchine, 1995).

En effet, (Chipperfield, 1953) in (Marteil, 1976) constate que la gamétogenèse ne débute que lorsque la température de l'eau dépasse 7C°; aussi (Lubet, 1973) note que les températures de 7 à 8C° ralentissent le cycle sexuel et peuvent bloquer les émissions.

La corrélation entre le cycle sexuel et la température montre d'ailleurs que toute variation brutale de cette dernière déclencherait l'émission des gamètes. Cette émission persisterait tant que les températures restent comprises entre 11 et 22C°. Des températures inférieures à 11C° ou supérieures à 22C°, ralentiraient puis arrêteraient l'activité gonadique pour laisser place à un repos sexuel lorsque les températures sont supérieures à 25,5C° (Haouchine, 1995).

Selon (Bayne, 1976), l'activation des gonades, débute avec la chute de température à l'automne ; le développement des gamètes se poursuit très lentement au cours de l'hivers puis s'accélère brusquement au printemps lors des montées de températures.

Outre la température, des facteurs tels que la salinité, la teneur en oxygène dissous dans l'eau, peuvent réguler ces principales activités physiologiques. Ainsi, chez *M. galloprovincialis* au lac EL-MELLAH, la période de reconstruction des réserves a lieu en été, lorsque les salinités sont les plus élevées (entre 27.4 et 29.8‰) (Haouchine, 1995).

En effet (Lubet et Chappuis, 1964 -1966) in (Atmani et al, 2000) ont montré que la salinité avait un effet sur le taux de filtration de *M.galloprovincialis* et ont fixé un intervalle de salinité (27-30‰) où la filtration est optimale. Cette dernière est arrêtée pour des salinités inférieures à 13-14‰. Ainsi les plus basses salinités relevées (17.8-25.7‰) par Haouchine au lac EL-MELLAH coïncident avec la période de reproduction durant laquelle l'activité gonadique est maximale. Cette dernière serait ralentie, ensuite, lorsque les salinités sont comprises entre 26.6 et 27.3‰, puis s'arrêterait pour des valeurs supérieures.

En plus de la température et de la salinité (Haouchine, 1995) a constaté que la reproduction coïncide avec des teneurs en oxygène dissous dans l'eau entre 11mg/l et 17mg/l. Des tensions inférieures à 11mg/l ralentiraient l'activité gonadique et induiraient le repos sexuel.

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

I-1-6 Vie larvaire et croissance : (figure 07).

La croissance des mollusques dépend principalement de la richesse en éléments nutritifs du milieu dans lequel ils vivent et des possibilités qu'ils ont d'utiliser cette richesse. Or, divers facteurs, tels la température, la salinité, le PH, la turbidité et le temps d'émersion agissent sur le rythme de la filtration ou sa durée et par là, modifient la quantité d'éléments ingérés. (Marteil, 1976).

Selon (Bayne, 1976), le développement larvaire est complètement arrêté à 5C°, tandis qu'il faut compter 34 à 38 jours à 11C° et seulement 16 à 20 jours à 16C° avec des conditions optimales de nourriture.

Deux jours après la fécondation les larves véligères ont une morphologie très bien connue ; elles présentent une coquille très fragile et un velum qui leurs permet de nager activement (nage caractéristique en spirale) (Jorgenson, 1946 ; Sullivan, 1948 et Rees, 1950) in (Charlon, 1975). Lorsque la larve atteint 210 µm environ : on voit apparaître successivement le pied, puis deux taches pigmentaires : les « yeux ». Le pied croît rapidement et permet bientôt à la larve de ramper et d'explorer les supports qu'elle rencontre (Marteil, 1976).

En effet, la métamorphose de la larve prédévilgère en larve plantigrade est caractérisée par des changements importants; le pied se développe et commence à sécréter des filaments adhésifs du byssus; le vélum et les yeux disparaissent. Il y a aussi apparition de nouvelles structures et réorganisation des organes existants dans la cavité du manteau. A partir de ce moment la jeune moule est désignée par le terme de " naissain " .

Jusqu'à ce qu'elle atteigne 400µ, la jeune moule vit une période de " fixation primaire " où elle s'attache brièvement au substrats filamenteux que constituent certains algues et cordes fibreuses (Seed, 1976). Puis, le jeune naissain traverse une phase migratoire, et à un mois plus tard, à une taille qui dépasse rarement 1,5 mm, une fixation définitive est enfin réalisée (Bayne, 1964) in (Marteil, 1976).

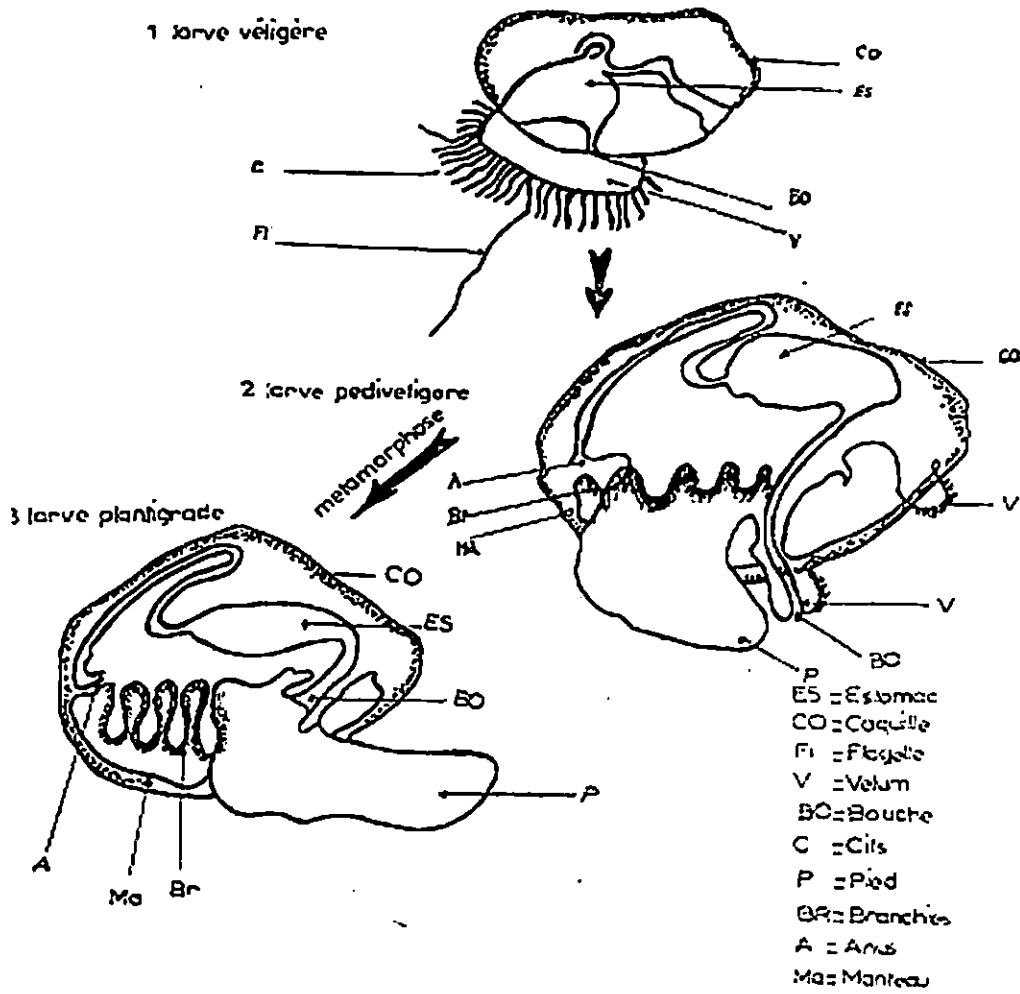


Figure n° 07: Morphologie simplifiée des grandes étapes de développement larvaire de *Mytilus sp.* Seed, (1987) in (Benchaira et al, 1999).

I-2 Généralités sur l'huître (*Crassostrea gigas*).

I-2-1 Systématique :

Selon (Grassé, 1960) in (Bouilly, 2004), 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** : *Crassostrea*
- Espèce** : *Crassostrea gigas*

I-2-2 Répartition géographique et bathymétrique :

Selon (Quéro et al, 1998), l'huître creuse (*Crassostrea gigas*) est naturellement présente dans l'océan pacifique (ex union soviétique, japon, Corée...), sur la cote 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 introduite dans les sites représentés sur la carte.



Figure n°8: Répartition géographique de l'huître creuse *Crassostrea gigas* selon (Quéro et al, 1998).

I-2-3 Anatomie :

Comme tous les mollusques bivalves, l'huître comprend une coquille et un corps doté de divers organes (Marteil, 1976) :

I-2-3-1 La coquille :

La coquille de l'huître creuse adulte est nettement plus haute que large, a une forme tendant à être oblongne, présente une structure feuilletée et crayeuse (Lindner, 1989) ; elle est constituée de deux valves (Lambert, 1950), inégale (Lindner, 1989), articulées par une charnière qui ne porte pas de dents, essentiellement constituée par un ligament élastique (Marteil, 1976). L'une des valves est plus creuse (valve gauche), qui contient le corps de l'animal, l'autre sert de couvercle (valve droite) (Lambert, 1950) ; on les désigne respectivement comme valve inférieure et valve supérieure (Marteil, 1976). Il est à noter que la valve droite est ornée d'un certain nombre de frises (Heral, 1989).

I-2-3-2 Composition de la coquille :

Selon (Carmen et al, 1983 et Marteil, 1976) sur une coupe verticale d'une coquille, on peut distinguer de l'extérieur vers l'intérieur :

- **Le periostracum** : couche externe de nature protéique, très tenue (1µm), elle disparaît rapidement, usée chez les huîtres adultes

- **La couche prismatique** : faite de prismes, constituée de cristaux de calcite, perpendiculaires ou obliques par rapport à la surface. Les cristaux sont enrobés dans une matrice de conchyoline ; elle est toujours présente sur la valve plate sous forme d'écailles imbriquées.

- **La couche nacrée** : de cristallisation d'aragonite.

- **La couche subnacree ou calcitostracum** : c'est la partie la plus importante, de cristallisation de calcite dont les cristaux jointifs se recouvrent et s'orientent dans la même direction.

Intégrer à cette couche se trouve les dépôts calcaires qui constituent des tâches blanches de texture molle et poreuse, qui peuvent renfermer jusqu'à 6,5% de NaCl. Ces masses crayeuses, rapidement formées (Ranson, 1941) permettent d'adoucir la surface interne de la coquille et fournissent de meilleures propriétés hydrodynamiques en relation avec les courants provoqués par le manteau.

- **L'hypostracum** : couche fine déposée sur la couche subnacrée, localisée sous le muscle adducteur.

I-2-3-3 Formation des coquilles : selon (Carmen et al, 1983) la formation des coquilles des mollusques, c'est-à-dire le dépôt de cristaux de carbonates de calcium dans une matrice organique de nature protéique, provient de la cristallisation du calcium extracellulaire.

La minéralisation s'effectue au niveau du manteau qui recouvre la surface interne de croissance de la coquille et qui utilise le calcium dissous dans l'eau inter valvaire.

I-2-3-4 Le corps :

Le corps de l'huître est relié à la coquille par le manteau qui la sécrète et par le muscle adducteur qui l'attache aux deux valves. Il comporte différents organes correspondant aux fonctions physiologiques de la respiration, de la digestion, etc. (Marteil, 1976).

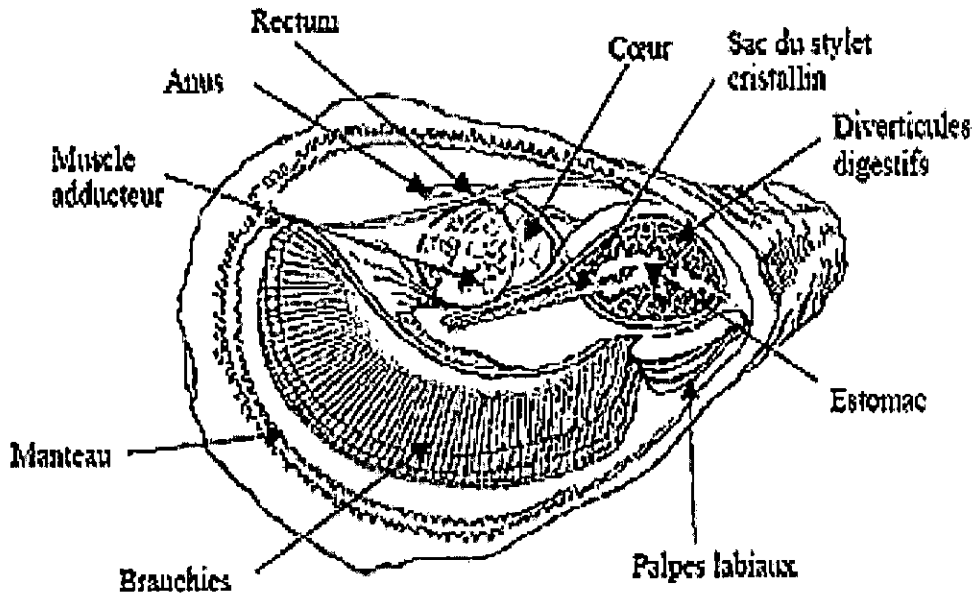


Figure n°9 : Anatomie de l'huître creuse *Crassostrea gigas* in (Gay, 2004).

I-2-3-5 Le manteau :

Le manteau assure la genèse de la coquille. Il s'agit d'une formation tégumentaire qui adhère étroitement au corps dans les régions dorsales et latéro-dorsales, puis se dilate au niveau de la base des branchies en deux lobes minces très élargis qui délimitent la cavité palléale (Degremont, 2003).

Les bords libres du manteau sont parcourus par deux sillons, déterminants trois bourrelets, appelés externe, médian, et interne. Le bourrelet externe, par sa surface interne est à l'origine de la formation du periostracum, sa surface externe donne naissance à la couche prismatique ; le bourrelet médian porte de nombreux tentacules et joue un rôle sensoriel ; le bourrelet interne, le plus développé, est lui aussi garni de tentacules et commande l'entrée de l'eau dans la cavité palléale en formant un voile qui en empêche ou en limite le passage.

Ces bourrelets sont souvent pigmentés ; la coloration paraissant être influencée par l'habitat et probablement aussi la qualité des substances ingérées. Cette pigmentation, se transmet à la coquille. En dehors du rôle capital que joue le manteau dans la formation de la coquille et la sécrétion du ligament, il stocke les matériaux de réserves (glycogène et graisse) qui améliorent la condition de l'huître et donc sa valeur marchande (Marteil, 1976).

I-2-3-6 Les branchies :

L'huître possède 4 branchies semblables, chaque lame branchiale résulte de l'accolement d'un feuillet direct et d'un feuillet réfléchi relié à leur partie distale, par une bande tissulaire en forme de sillon.

Un feuillet branchial est constitué par une série de filaments accolés les uns aux autres : les filaments sont disposés en plis verticaux donnant à la branchie un aspect plissé (Comps, 1970). Bien que pratiquement constant, le nombre de filaments par plis peut être sujet à certaines fluctuations ; selon (Quayle, 1969) in (Marteil, 1976), ils oscillent entre 11 et 17 chez *Crassostrea gigas*.

I-2-3-7 Les palpes labiaux :

Organes charnus de forme sensiblement triangulaire, possédant chacun une face lisse et une face striée. Ils sont constitués par une masse de tissus conjonctif recouverte du côté lisse, par un épithélium bas, quasiment cubique, assez peu cilié, pourvu de cellules épithéliales muqueuses, et coté strié, par un épithélium haut dont la ciliature est très développée (Comps, 1970).

I-2-3-8 Le muscle adducteur :

Par sa contraction, le muscle adducteur permet la fermeture des valves (Grasse, 1960).

Il est composé de deux parties juxtaposées et d'importance très variable. La portion vitreuse translucide à contraction rapide, développée chez les mollusques constamment immergés tel les huîtres du genre *ostrea*, la portion nacrée plus dure et plus opaque, faite de fibres à contraction plus lente, plus développée chez les huîtres vivant dans la zone intertidale (Garsse, 1960) tel l'huître creuse *Crassostrea gigas*, nacrée ou vitreuse. Les deux portions s'étendent d'une valve à l'autre (Marteil, 1976).

I-2-3-9 Le système digestif :

L'appareil digestif de l'huître comprend souvent une bouche entre deux paires de palpes labiaux, un court œsophage conduisant les aliments jusqu'à l'estomac, entourée d'une masse tissulaire généralement brunâtre, à laquelle on donne communément le nom de foi ou diverticules digestives. Ces dernières sont composées de nombreuses tubules qui s'unissent pour communiquer par une série de conduits avec la cavité stomacale, simple dilatation entre les ouvertures de l'œsophage et de l'intestin ; celui-ci forme des boucles autour de l'estomac et se termine par un anus débouchant juste au-dessus du muscle adducteur. L'estomac est pourvue d'un stylé cristallin, qui est une baguette hyaline, mucoprotéique et non fécale, qui agit de concert avec l'air de triage cilié et joue plusieurs rôles (Daguzan, 1985).

I-2-3-10 Appareil reproducteur

Au plan anatomique, les organes de reproduction de l'huître comprennent un système de tubules très ramifiées, de part et d'autre du corps, dont les canaux se réunissent, pour constituer des conduits plus importants, qui s'unissent eux-mêmes en un seul conduit excréteur.

En hiver pendant la phase de repos sexuel les gonades ou glandes génitales, sont à peine visibles, elles se développent en revanche considérablement au printemps et en été dans les tissus conjonctifs enveloppant la masse digestive, (in Guebli, 1987).

I-2-4 Alimentation des huîtres :

Les mollusques capturent les particules en suspension dans l'eau par filtration pour les véhiculées jusqu'à leurs bouches et les ingérées: se sont des planctophages. Ceci, ne signifie pas forcément qu'elles ne sont que planctophages, la question d'une absorption directe de substances dissoutes a été soulevée (Raimbault, 1976).

Les travaux expérimentaux de (Ehrard et al, 1975 ; Jorgensen 1982,1983) in (Heral, 1989) ont indiqué que les lipides en solution dans l'eau de mer, peuvent être rapidement absorbés par les mollusques, de même ils ont mis en évidence les cinétiques d'absorption des acides aminés et du glucose dans les branchies et le manteau

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).

I-2-4-1 La collecte et ingestion des particules alimentaires :

La collecte des particules alimentaires passe par différentes phases à savoir :

Le pompage de l'eau (cils latéraux), arrêt des particules en suspension (cils latéraux frontaux), acheminement des particules vers les bords supérieurs ou inférieurs des branchies (cils frontaux). Un premier triage a lieu au niveau des branchies ; seules les particules alimentaires les plus petites, destinées à être ingérées et dirigées vers la bouche. Les palpes labiaux effectuent un second triage, ainsi les particules indésirables sont agglutinées par le mucus sécrété par les branchies pour former les pseudofécès que l'animal expulse périodiquement. Par contre les grains de sable et de vase pénètrent dans la bouche. Les particules alimentaires qui arrivent à la bouche, passent par un court oesophage vers l'estomac où elles subissent une première digestion.

I-2-4-2 La digestion :

Selon (Daguzan, 1985); dans l'estomac des bivalves, les aliments sont soumis à une digestion extracellulaire préliminaire grâce aux enzymes provenant surtout de la tige cristalline, qui en tournant sur elle même, se dissout et libère plusieurs diastases (amylase, lipase, cellulase...). Cette tige est formée de 87% d'eau, 12% de matières organiques et 1% de matière inorganique, elle contrôle le PH du liquide gastrique qui est plus élevé que son propre PH.

Les produits de cette digestion sont ensuite dirigés vers les tubules de la glande digestive qui absorbent et digèrent les particules alimentaires grâce à des enzymes intracellulaires (amylase, glycosidase, ...). Les cellules engendrent alors des sphères excrétrices qui retournent à l'estomac pour emprunter la gouttière intestinale vers l'intestin.

Chez les bivalves il y a en plus, dans tout le tube digestif et dans les tissus, des phagocytes qui absorbent et digèrent les particules trop grosses pour pénétrer dans les tubules de la glande digestive.

Enfin, Il est à noter que la plus part des bivalves stockent les produits de la digestion sous forme de glycogène et de graisse.

I-2-5 Croissance :

I-2-5-1 Effet de la température sur la croissance des huîtres :

La croissance dépend des mécanismes permettant de capter les aliments ; c'est-à-dire des quantités d'eau filtrées par les lamelibranches (Maurin, 1974)

Selon Galtsof (1964) in (Maurin, 1974), 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.

A température constante, l'huître maintient ses valves ouvertes plus ou moins longtemps. Selon His (1972) in (Maurin, 1974), *Crassostrea gigas* peut laisser ces valves entrouvertes pour des durés pouvant dépasser les 24 h à des températures supérieures à 10°C ; mais également pour des valeurs aussi basses que 5°C. D'une façon générale, le taux de pompage chez les huîtres reste faible au-dessous de 8°C et la nutrition s'arrête pratiquement à 3°C. L'activité est maximale pour des températures de 25 à 30°C.

I-2-5-2 Effet de la salinité sur la croissance des huîtres :

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 peu supporter des salinités de 45‰. Sa croissance est perturbée pour des salinités de 15 à 20‰ et devient mauvaise au-dessous (Maurin, 1974).

I-2-6 Reproduction des huîtres

I-2-6-1 Différenciation sexuelle:

L'huître creuse japonaise *Crassostrea gigas* est hermaphrodite avec une sexualité alternative irrégulière. Les individus matures sont soit mâles ou femelles (les cas d'hermaphrodisme simultané sont très minoritaires). Ils peuvent changer de sexe soit au Cours d'une même saison de reproduction (rarement), soit au cours de saisons consécutives. Il existe une certaine protandrie chez cette espèce (pourcentage de mâles élevé 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. Selon (Galtsoff, 1964 et Lubet, 1981) in (Auby et al, 2004) La différenciation des sexes s'effectue à L'automne précédant la saison de reproduction. 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 (Gérard *et al.* 1995; Lango-Renoso *et al.* 1999) in. (Auby *et al.*, 2004)

I-2-6-2 Gamétogenèse :

En fin d'automne, *Crassostrea gigas* présente une activité réduite de la gonade jusqu'au printemps suivant. La gamétogenèse redevient très active en mars et avril selon les conditions du milieu, la maturité sexuelle atteint son maximum entre mai et juillet. Ce maximum, correspond à la période au cours de laquelle les huîtres sont sensibles aux stimulations (température, pression) pouvant déclencher le frai. A ce moment Une épaisse couche blanche-crème enveloppe la masse viscérale; les huîtres sont alors dites "laiteuses". Du point de vue biochimique, le cycle de maturation commence par une accumulation de glucides (glycogène) qui seront transformés en lipides de réserve : les gamètes dans la dernière phase de la maturation. Les plus fortes teneurs en lipides sont observées avant la première ponte (fin de printemps à début d'été), atteignant de 13 à 20 % du poids sec. Juste après la ponte, les teneurs en lipides se réduisent à 6 % du poids sec (Auby *et al.*, 2004).

I-2-6-3 Fécondation et vie larvaire

Dans les **24H** qui suivent la fécondation les larves véligères sont formées après un rapide passage par le stade trochopore, elle ont à ce moment une forme ressemblant à un dé majuscule d'où l'appellation de **larve D**, elles mesurent environ **60 µm**. Elles présentent une coquille avec deux valves reliées par une charnière ainsi qu'un velum, qui une fois déployé hors de la coquille leur sert de moyen de locomotion et de capture de la nourriture ; dès ce stade, les Principaux organes larvaires sont en place (Lucas, 1982)in(Auby *et al.*, 2004). L'appareil digestif notamment, est fonctionnelle et n'évoluera pas jusqu'à la fin de la vie pélagique.

La durée de la vie pélagique des véligères est en fonction de la température et de la quantité de nourriture disponible. Généralement, elle varie entre 15 et 21 jours. Vers le sixième jours la larve dépasse la hauteur de **110 µm**. et ressemble à un crochet ou **umbo**, on dit alors que la larve a atteint le stade **umbonné**.

Lorsque la hauteur de la larve dépasse **250 µm**, une tache oculaire, apparaît au niveau de la première ébauche branchiale et joue un rôle sensoriel; la larve est alors dite **œillée**. Le dernier

stade de la vie pélagique est atteint lorsque la larve approche et dépasse la hauteur de **300 μ m** : c'est la **pédiveligère** (Auby et al, 2004).

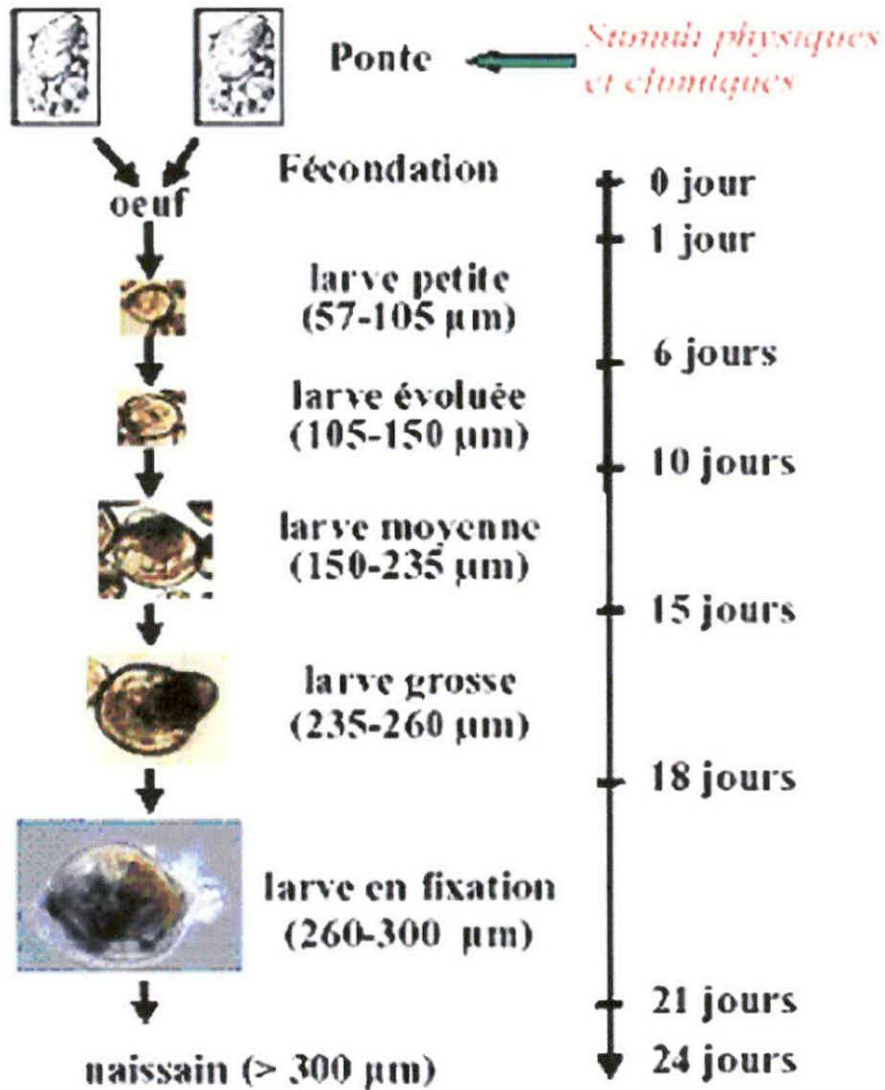


Figure n°10: Développement larvaire de l'huître creuse *Crassostrea gigas* selon (Auby et al, 2004).

II-1 Acquisition des géniteurs :

En générale les géniteurs proviennent du milieu naturel ou des centres d'élevages. Pour notre expérience, des huîtres (*Crassostrea gigas*) d'un poids moyen de 57.4g et d'une longueur moyenne de 84.7mm et des moules (*mytilus galloprovincialis*) d'un poids moyen de 35.1g et d'une longueur moyenne de 69.8mm, (voir annexes : tableau 02) ont été choisies au niveau des bassins de stockage de la station conchylicole de Ain Taya. Ces géniteurs ont été transportés dans une glacière remplie d'eau de mer qui a été récupérée dans les bassins de stockage.

II-2 conditionnement :

II-2-1 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 eau de mer propre.

II-2-2 Préparation des aquariums :

La préparation des aquariums a été faite au préalable, avant l'acquisition des géniteurs. En effet, quatre aquariums (deux pour les moules et deux pour les huîtres) ont été nettoyés, rincés avec une eau propre chauffée (le chauffage permet à la fois d'éliminer efficacement les impuretés indésirables et de remplacer l'utilisation des produits chimiques qui peuvent avoir une conséquence néfaste sur la reproduction et la survie des larves). Ensuite les aquariums ont été équipés par des thermostats et des diffuseurs et remplis d'eau de mer filtrée.

Les géniteurs nettoyés sont placés dans ces aquariums à une température de 18 à 20°C. Chaque jour, on procède au changement de l'eau, au contrôle des paramètres physicochimiques et au nourrissage des géniteurs à l'aide d'une polyculture de phytoplancton élevée réalisée au CNDPA. Ces géniteurs sont restés ainsi une semaine avant l'induction de la ponte.

II-3 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.

II-3-1 ponte par scarification :

Il faut prendre un géniteur mature, l'ouvrir doucement pour ne pas l'abîmer et couper le muscle adducteur adhérent à la valve supérieure. Une fois la valve supérieure 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 entraîné 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 (Bitant et al, 1979).

II-3-2 Ponte par stimulation mécanique et sexuelle :

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

II-3-3 Ponte par choc thermique :

Les géniteurs sont placés dans un bac contenant une eau filtrée à une température de 10 C° durant 45 minutes en suite on les a déplacés 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, ceci peut stimulé la ponte d'un géniteur femelle.

Mode opératoire :

Pour notre essai de reproduction des bivalves nous avons choisi la méthode par choc thermique que nous avons appliquée sur les géniteurs en stabulation au niveau du laboratoire.

➤ Matériel nécessaire à la ponte par choc thermique :

- 4 bacs :

* un pour l'eau froide (10C°).

* un pour l'eau chaude (28C°).

* deux pour la séparation des mâles et des femelles.

- un seau de 10 L pour recueillir les produits génitaux et faire la fécondation.

- un grand bac (aquarium) pour mettre les œufs après la fécondation (20 à 30 L).

- un bec benzen ou camping gaz 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.
- un tamis de 20 à 30 μm pour éliminer les spermatozoïdes après la fécondation.

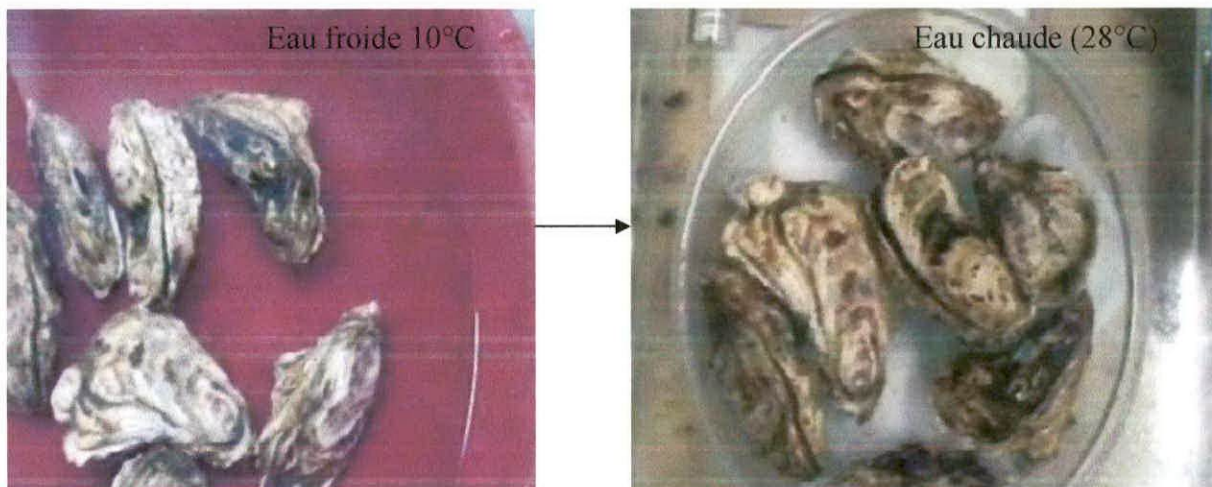


Figure n°11: Application du choc thermique aux géniteurs d'huître *Crassostrea gigas*.

II-4 Résultats et interprétations :

II-4-1 Cas des huîtres (*Crassostrea gigas*) :

Les huîtres ont été mises dans un récipient avec de l'eau froide à 10 °C pendant 45 minutes, ensuite, elles ont été transférées dans un autre récipient contenant une eau plus chaude à 28 °C pour une même période. Après avoir fait subir ce choc thermique aux huîtres, on a pu observer des contractions chez ces dernières. En effet les individus traités s'ouvrent et se ferment soudainement en essayant d'expulser les produits génitaux, mais sans résultat. On a répété cette opération une deuxième fois, mais sans résultat. On a observé l'eau dans laquelle baignent ces huîtres au microscope et aucun produit génital (ovules ou spermatozoïdes) n'a été aperçu.

II-4-2 cas des moules (*Mytilus galloprovincialis*) :

On a appliqué la même technique (choc thermique) que celle appliquée chez les huîtres; aucune émission de produits génitaux n'a été observée; on a refait l'expérience deux fois, mais aucun résultat n'a été obtenu.

II-4-3 : Interprétation des résultats :

L'observation des gonades de quelques individus d'huîtres et de moules traitées au choc thermique, nous a permis de constater (voire photo) l'atrophie de leurs gonades, ce qui dénote, soit d'un stade de poste ponte (les individus ont déjà pondu dans le milieu naturel) pour ce qui est des moules car leurs gonades sont vides et de couleurs : (rouge orange chez les femelles et blanc laiteux chez les males), soit d'un état d'immaturation : cas des l'huîtres.

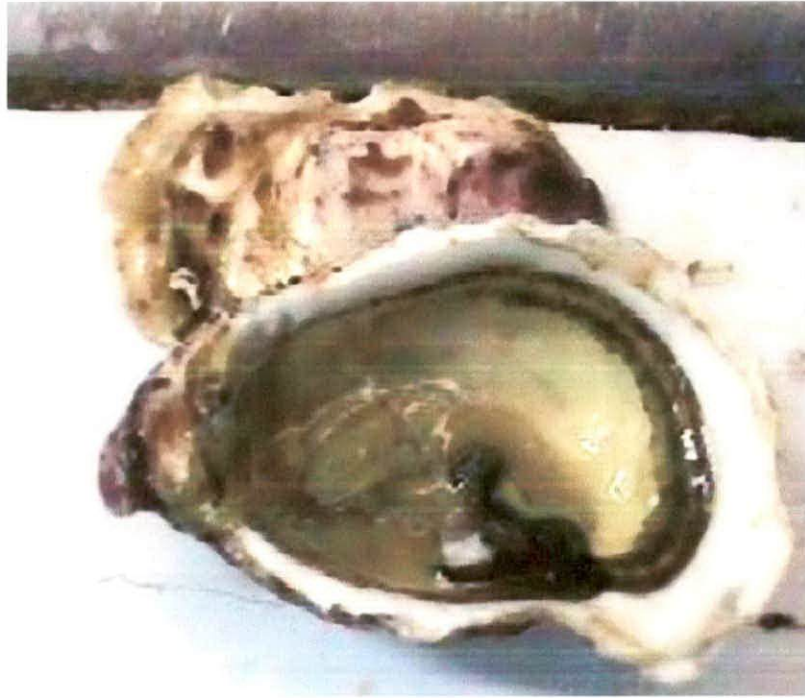


Figure n°12: Photo d'un géniteur d'huître creuse *Crassostrea gigas* immature.

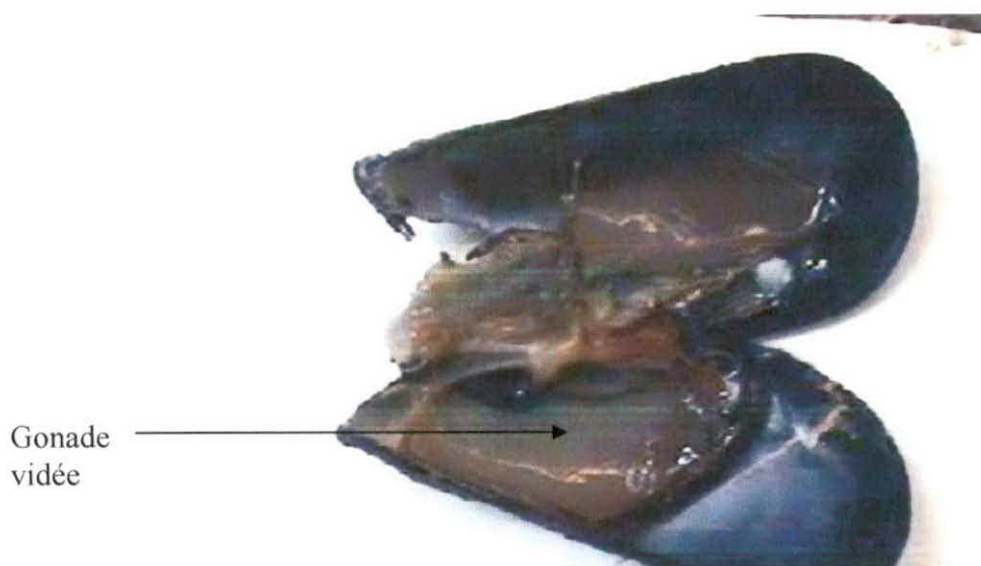


Figure n°13 : Photo d'un géniteur (femelle) de moule *Mytilus galloprovincialis* en stade de poste ponte.

Introduction :

Le développement des mollusques de culture, aussi bien qualitatif et quantitatif pour ce qui est la chair, tient à la présence des facteurs abiotiques et biotiques favorables dans le milieu. Il serait particulièrement utile, dans les élevages commerciaux de soumettre ces caractéristiques à un contrôle régulier (Hrs –Brenko, 1973). Ainsi l'analyse des paramètres physicochimiques et bactériologiques d'un tel site avant toute installation, permet de s'assurer de son utilité en terme d'élevage.

Pour le suivie des paramètres physicochimiques et bactériologiques ; quatre stations de prélèvement ont été choisies à proximité du site d'installation de la filière et deux autres sites sur le site d'installation. Les résultats sont représentés dans les tableaux 03 et 04 (voir annexes).

Tableau n°5 : Moyennes des paramètres physicochimiques des années (2002, 2003) des stations de prélèvements.

paramètre	TC°	PH	O ₂ (mg/l)	NO ₂ ⁻ (mg/l)	NO ₃ ⁻ (mg/l)	PO ₄ ⁻ (mg/l)	NH ₄ ⁺ (mg/l)
moyenne	22,13	8,20	6,35	0,12	3,55	0,65	2,42
Ecart type	2,28	0,19	1,1	0,26	6,26	1,1	3,88

Tableau n° 06: résultats bactériologiques du site d'installation d la filière du CNDPA (vivier).

date	Lieu de prélèvement	Type de flore			
		totale	Coliformes totaux	Coliformes fécaux	Streptocoques fécaux
11/05/2002	Vivier P1		< 3	< 3	absents
11/05/2002	Vivier P2		< 100	< 5	absents

Discussion des résultats :

III-1 Paramètres physicochimiques :

-température :

Les variations de la température entre l'été et l'hiver, montrent un maximum de 24,6°C en été et un minimum de 14°C en hiver (communication personnel du CNDPA). D'une part ces températures sont favorables aussi bien pour la croissance que pour la reproduction des moules sur toute l'année; en effet, (Arnaud, 1966) fait situé les conditions optimales de croissance de la moule entre 10 à 20°C ; d'autre part, ne s'éloignent pas de l'optimum de croissance du phytoplancton (maintenu entre 18 à 22°C selon (Le borgne, 1989), qui est une source d'alimentation pour les bivalves.

-PH :

Les variations du PH citées dans le tableau 03, ne sont pas de grande importance, avec un minimum de 7,84 et un maximum de 8,45, qui ne s'éloigne pas du PH moyen de l'eau de mer. En effet Galstof (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'O₂ chez les huîtres. Pour Calabrese (1966) in (DELTREIL et al, 1974), le PH durant la période de reproduction de l'huître *C. virginica* ne doit être trop inférieur à 6,8 ni se maintenir au dessus de 9.

-O₂ (mg/l) :

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). Cependant la qualité requise des eaux conchylicole selon la réglementation européenne doit être ≥ 70 % environ 4 à 5 mg/l (valeur moyenne) (<http://aida-ineris.fr/textes/directives/text0485.htm>). Au niveau du site d'installation les valeurs enregistrées sont de l'ordre de 6.35 mg/l en dénotées d'une bonne qualité des eaux.

-MES (mg/l) :

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'éliminée sous forme de pseudofèces (Deltreil et al, 1974).

Salinité (‰): en général, la salinité n'a pas un grand effet sur les bivalves. Ces derniers peuvent supporter des salinités très fluctuantes ; se sont donc euryhalins.

Les autres paramètres tels que les nitrites, nitrates, phosphates,, etc., sont en générale dans les normes favorisant ainsi la croissance des microalgues.

III-2 résultats bactériologiques :

L'analyse bactériologique des eaux des stations de prélèvement nous a permit de s'assurer de leur bonne qualité. En effet les résultats obtenus sont conformes aux normes de qualité utilisées par le laboratoire de microbiologie du CNDPA, (voir annexes : tableau n°07).

Introduction

L'installation et le développement d'une communauté d'organismes vivants dans un écosystème donné révèlent la disponibilité de ce milieu à recevoir cette population, et la présence de facteurs favorisant sa croissance.

Au cours d'une visite de prospection du site d'installation du centre conchylicole du CNDPA, on a remarqué un recrutement important de jeunes moules près de la station de dessalement de BOU-ISMAIL, face à ce phénomène ; nous avons décidé d'étudier cette population afin de mieux comprendre ses origines et sa composition, ce qui s'avère indispensable surtout, que ce site servira ultérieurement de zone d'élevage.

IV-1 Prélèvement :

Le prélèvement d'un échantillon a été réalisé sur la population de moule nouvellement installée ; le traitement au laboratoire a permis de déterminer l'espèce. À l'aide d'un pied à coulisse, la longueur des 612 individus a été mesurée et rapportée sur le tableau (08), ainsi que leurs centres de classes.

Tableau n°08 : distribution des fréquences de taille de *Mytilus galloprovincialis* (LMK, 1819).

C, C	effectifs
8	3
10	19
12	20
14	34
16	42
18	42
20	38
22	68
24	62
26	59
28	74
30	57
32	50
34	27
36	11
38	2
40	3
42	1

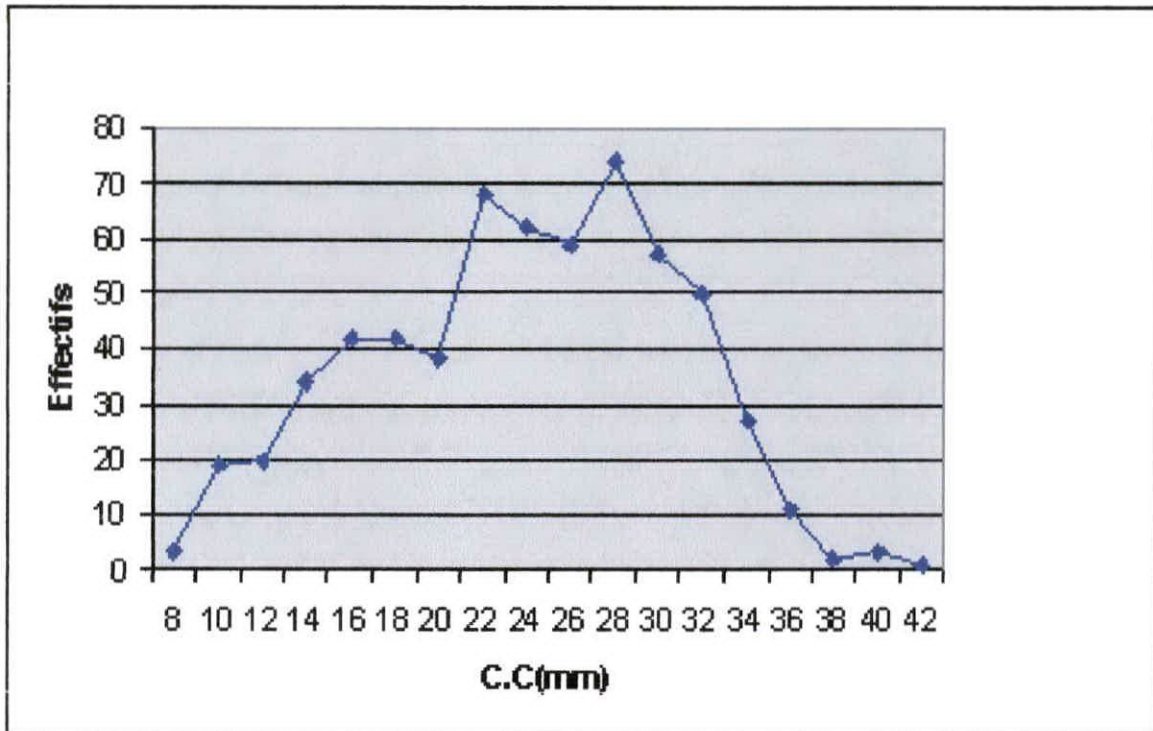


Figure 14 : polygone de distribution de fréquence de taille de *Mytilus galloprovincialis* (LMK, 1819).

IV-5 Interprétation des résultats :

L'analyse du polygone de distribution des fréquences de tailles de *mytilus galloprovincialis* montre une évolution de nombre d'effectifs compris entre les centres de classes CC=8 et CC=24, puis une chute de ce nombre entre les centres de classes CC=30 et CC=42. Ainsi on constate deux pics importants : l'un à CC=22 et l'autre à CC=28.

Selon les informations obtenus au niveau de la station de dessalement une opération de nettoyage des crépines a été effectuée par des plongeurs au cours du mois de septembre 2004, se qui permet de situer l'âge des individus du deuxième pics au environ de 06 ou 07 mois ; cette information n'a pu être confirmé avec une analyse de la croissance par manque de temps.

L'analyse de l'échantillon dans sa globalité montre un recrutement important de jeunes moules dans un intervalle de temps très court entre le mois de septembre et le mois d'avril se qui dénote de l'installation de nouvelles populations de naissains au niveau du site d'échantillonnage et pourrait être une preuve de l'existence d'une moulière naturelle dans les environs de ce site qui alimente en naissains cette zone d'une part et d'autre part d'un recrutement continu durant la période de notre étude. En effet (Abada Boudjema & Mouëza,

1981). Ont montré qu'à Alger, le recrutement est presque continu au cours de l'année. Aussi l'étude histologique réalisée par (Idhalla & al, 1997); a montré que l'espèce *Mytilus galloprovincialis* présente un cycle sexuel étalé sur toute l'année avec une période de repos sexuel très réduite n'affectant qu'un nombre limité d'individus.

Par ailleurs, des travaux réalisés sur la reproduction de *Mytilus galloprovincialis* dans la région de Rabat ont montré que cette espèce préfère des températures comprises entre 15,5 et 19°C pour pondre ses produits génitaux. Le recrutement des jeunes moules a lieu durant toute l'année avec trois périodes de forte intensité qui succèdent aux périodes de ponte. La même succession est rapportée par (Boutbib & El boudrari, 1984) dans la région de Rabat, par (Abada-boudjema & Mouëza, 1981) dans la région d'Alger, et par (Zaouali, 1973) en Tunisie (Bizerte). Les différences par rapport aux nombres et dates de ces périodes de forte intensité de recrutement sont liées aux périodes de ponte qui varient avec la situation géographique et l'espèce. Dans notre cas ceci peut être confirmé par les données sur la température de la baie de BOU-ISMAIL qui varie entre 24,6°C et 17°C avec un minimum d'environ 14 °C dans les cas extrêmes (température favorable pour le développement des moules).

Objectifs :

La mise en place du centre conchylicole répond essentiellement à des objectifs de recherche et de développement dans le domaine des élevages en mer, de vulgarisation, de formation, de production et de démonstration. En effet ce centre aura pour missions:

- Production de moules et de naissains ;
- Essais et démonstration, des nouvelles techniques d'élevage de moules sur des filières en sub-surfaces ;
- Développement des sujets de recherche dans le domaine de la conchyliculture ;
- Appuis aux investisseurs et aux professionnels du secteur ;
- Organisation des stages pratiques pour les étudiants en formation ou en fin de cycle.

Résultat s:

- Réalisation des infrastructures de production et de démonstration du centre conchylicole
- Mien en place des filières d'élevage en mer

Le site d'installation :

Pour plus de facilités dans le fonctionnement et d'exécution du projet, le site à choisir pour l'installation du centre conchylicole devait être proche du CNDPA et possédant toutes les commodités, à cet effet le vivier de Bou-Ismaïl semblait être le mieux adapté aux exigences de ce type de structure.

Position géographique :

Le site se trouve à environ deux (02) Km de la ville de Bou-Ismaïl et à 43 Km d'Alger, accessible par une route goudronnée qui débouche directement sur la route nationale (voir carte)

Les coordonnées de positionnement du site sur trois points :

Point	coordonnées
30	N 36 29' 58 5'' E 2 42' 23 1''
31	N 36 40'00 4'' E 2 42'20 6''
32	N 36 40'00 6'' E 2 42'' 16 2''

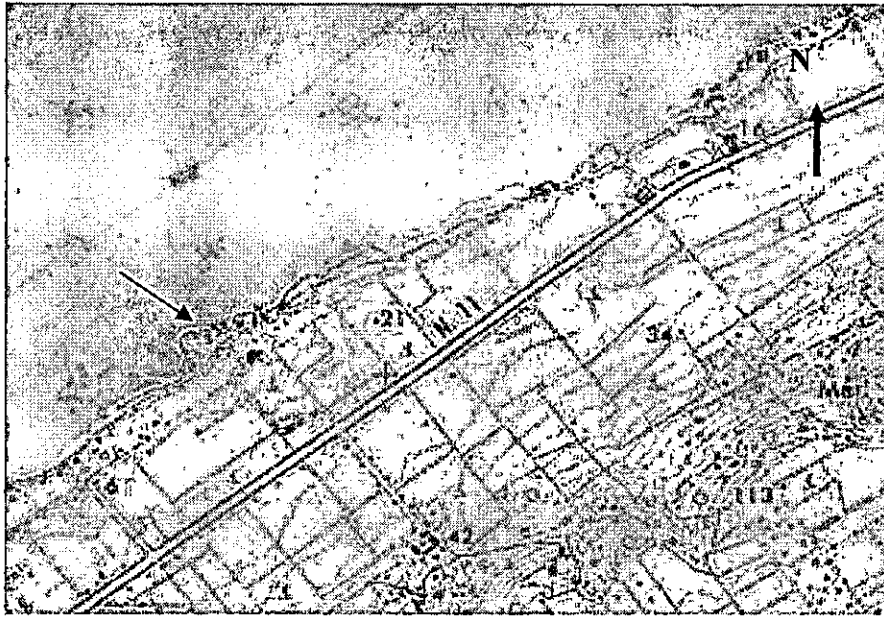


figure 15 : situation géographique du site d'installation du centre conchylicole
(carte d'Algérie -1/25 000 type 1960)

V-1-Le bloc principal :

Cette structure a une dimension de 40 x 15m soit une surface de 600m², en charpente métallique. Constituée d'un rez-de-chaussée plus un étage.

V-1-1 le rez-de-chaussée :

Le rez-de-chaussée est divisé en trois compartiments :

V-1-1-1 Un espace de production :

Surface (14 x 15) 200m², qui servira à la préparation du matériel de production (filères, ralingues, boudins.....) et la purification des moules. Cet espace est aussi devisé en deux, une partie pour le boudinage et la manipulation des naissains. Pour cela, la surface du sol doit être en matériaux résistants à la corrosion de l'eau de mer, en légère pente, avec un système de rigoles pour l'évacuation de l'eau.

Pour la préparation des cordages et autres ustensiles de travail, un espace sera aménagé à l'extérieur de la battisse.

➤ **Station de purification :**

Est constitué :

- D'une prise d'eau.
- d'un dispositif de désinfection de l'eau (traitement).
- d'un bassin réservoir.
- d'un bassin tampon.
- bassins de purification.
- des dispositifs de lavage.
- plateforme logistique de réception et expédition du produit.

➤ **Le module de purification :**

Ce module set composé :

- de deux bassins.
- d'un système de filtration à cartouche et à sable.
- un stérilisateur.
- d'un système d'aération.
- d'un double système de vanne et de canalisation.
- pompes de recirculation.

➤ **Description de la station de purification :**

La station de purification doit être alimenté en eau de mer propre qui ne contient pas de coliformes fécaux et exempte de micropolluants chimiques. En cas de contamination par les coliformes, ou germes réputés significatifs d'une contamination, les eaux utilisées seront systématiquement désinfectées.

➤ **Dispositif de désinfection de l'eau :**

Ce dispositif est constitué :

- un système de filtration à cartouche et à sable.
- d'un stérilisateur.
- d'un système d'aération.
- d'un double système de vanne et de canalisation.
- pompes de recirculation.

➤ **Dispositif de lavage :**

Deux dispositifs de lavage distincts et suffisamment dimensionnés seront prévus.

- l'un pour les coquillages brutes non traités.
- l'autre pour les coquillages traités sortants des bassins de décontaminations.

➤ **Bassins de décontaminations :**

Les bassins de décontaminations au nombre de quatre seront construits en matériaux durs, faciles à nettoyer.

Ces bassins seront conçus de façons à permettre le meilleur écoulement de l'eau sans zones d'ombres et une bonne évacuation des déchets féces et les pseudoféces éliminés par les coquillages. A cet effet le fond du bassin devra être conçu avec une pente supérieure à 2% vers l'évacuateur.

Les orifices d'alimentation en eau et d'évacuation des bassins seront situés en opposition avec des canalisations distinctes.

Les bassins de traitements seront couverts et conçus sous forme longitudinale. Les coquillages y seront placés en surélévation pour permettre une meilleure élimination des particules à évacuées pendant la purification.

➤ **Capacité du module de purification :**

- capacité est de 500 kg /24 heures ;
- densité de stockage: 50 kg/m³.
- volume unitaire des bassins: 5m³.
- volume total nécessaire: 20m³/heure.
- taux de recirculation 100%.
- le débit de recirculation: 20m³/heure.
- apport d'eau neuve: 1m³/24heures.
- apport d'eau douce: 1m³/24heures.
- salinité requise: 20 à 37 g/l.

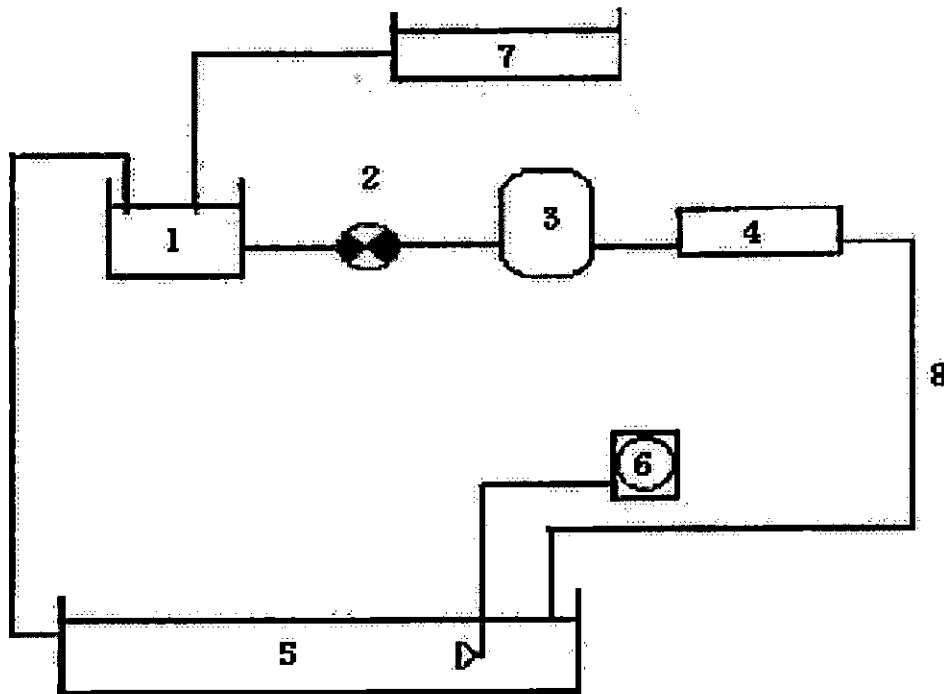


Figure n° 16 : Schéma de la station de purification:

Station de filtration:

- | | |
|--|----------------------------|
| -1-bassin tampon. | -5-bassin de purification. |
| -2-pompe de recirculation en plastique. | -6-surpresseur. |
| -3- filtre mécanique avec vanne multivoie. | -7-bassin réservoir. |
| -4- stérilisateur UV. | -8-panoplie PVC et vannes. |

V-1-1-2 Espace de traitement et stockage:

Dans cet espace d'une surface de (20 x 15) 300m², seront installés la chambre froide, la balance industrielle, la table de trie et le matériel de conditionnement. La chambre froide et la balance industrielle occuperont la partie la plus interne, la balance sera installée à proximité de la porte de la chambre froide. La table de trie et le matériel de conditionnement seront installés par contre à l'entrée de cet espace. La surface du sol doit être en matériaux résistants à la corrosion de l'eau de mer et en légère pente, avec un système de rigoles pour l'évacuation de l'eau.

V-1-1-3 Magasin:

Surface (6 x 15) 90m², c'est un espace sec pour le stockage du matériel nécessaire pour le bon fonctionnement du centre conchylicole.

V-1-1-4 Point de vente:

Prévoir un point de vente des produits.

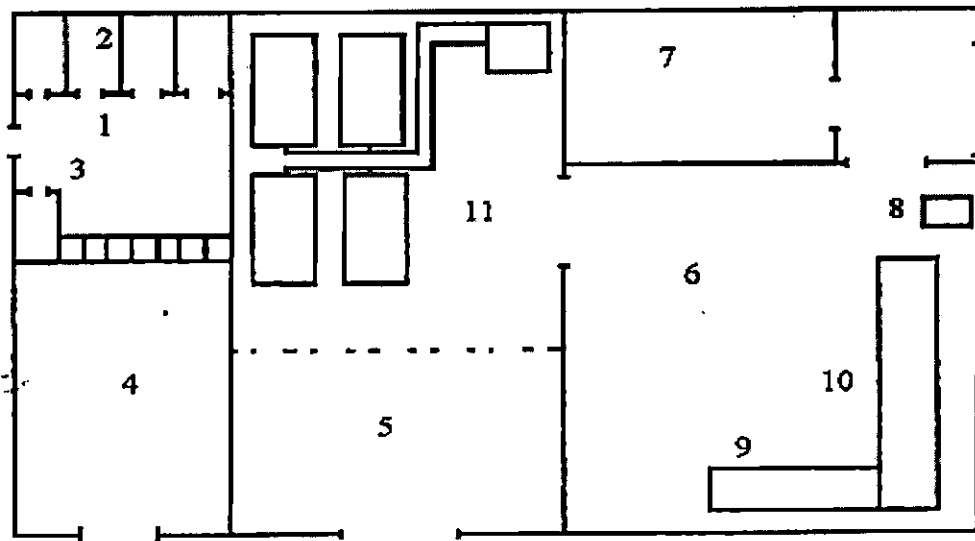


Figure n° 17 : Schéma général du Rez-de-chaussée.

Légendes:

- 1-vestiaires.
- 2-douches.
- 3-WC.
- 4-magasin.
- 5-espace de production.
- 6-espace traitement et stockage.
- 7-chambre froide.
- 8-balance.
- 9-chaîne de conditionnement.
- 10-table de trie.
- 11-station de purification.

Remarque:

Les trois espaces de travail doivent avoir une entrée indépendante.

V-1-2 Le premier étage:

Pour cet étage, il faut deux entrées indépendantes de chaque côté, l'étage est partagé en deux:

V-1-2-1 une partie laboratoire et box de travail:

Les laboratoires sont au nombre de deux, un laboratoire de microbiologie d'une superficie de $(6 \times 6)36m^2$, d'une paillasse avec lavabo, arrivée du gaz, d'eau froide, d'eau chaude.

Un laboratoire de physico-chimie d'une superficie $(6 \times 6)36m^2$, doté d'une paillasse (recouverte de compacto) avec lavabo, arrivée du gaz, d'eau froide, d'eau chaude. Les deux laboratoires doivent avoir une issue de secours, en cas d'accident.

On aura une salle de réception et une salle d'enregistrement des échantillons.

Les box de travail sont au nombre de deux (02), avec une superficie de $(5 \times 5) 25m^2$ pour chacun.

Cette partie aura aussi deux entrées, une pour le personnel et une pour les clients. Par ailleurs, il faut prévoir une salle de cours et de projection, et un petit musée à caractère pédagogique.

V-1-2-2 installation d'astreintes.

Cette partie est constituée de deux chambres, d'un dortoir pour 12 stagiaires, d'un réfectoire, d'une douche et des WC.

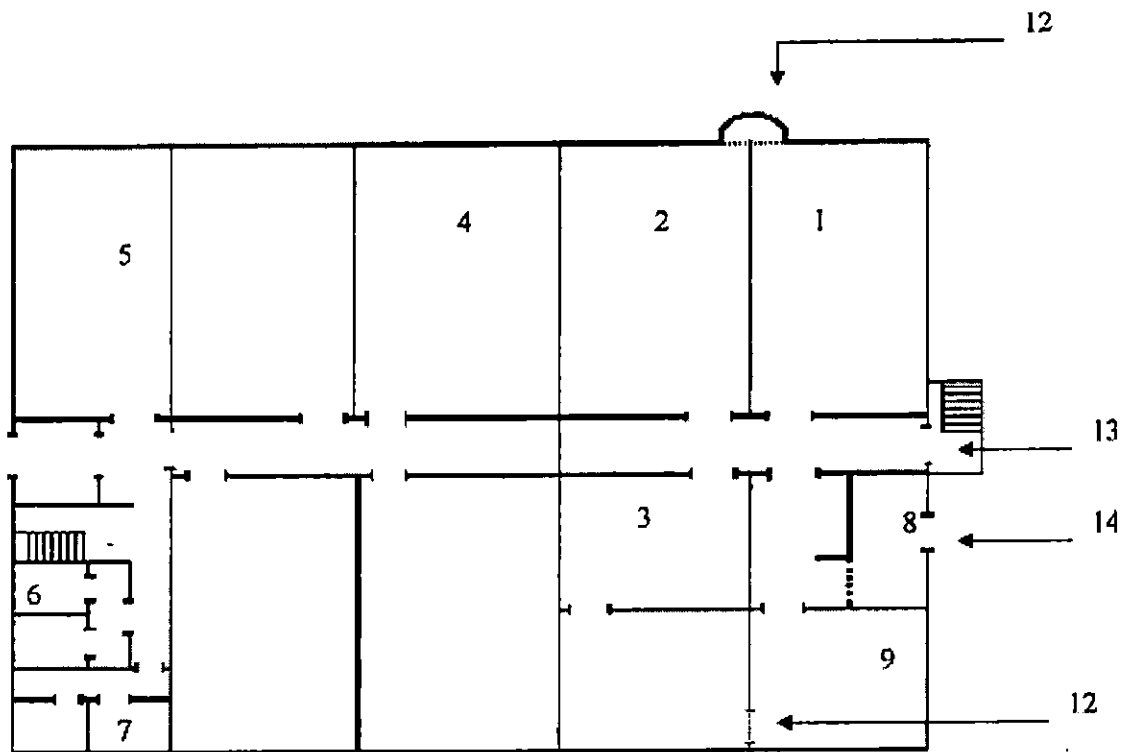


Figure n° 18 : Schéma général du premier étage

Légendes:

- 1- laboratoire de microbiologie.
- 2- laboratoire de physico-chimie.
- 3- box de travail.
- 4- chambres.
- 5- cuisine.
- 6- douches.
- 7- WC.
- 8- salle de réception.
- 9- salle d'enregistrement.
- 10; 11- WC plus lavabos.
- 12- issue de secours.
- 13- accès du personnel.
- 14- accès clients.

V-2 Bloc auxiliaire:

Dans cet espace seront installés, la station de pompage, la station de gonflage des bouteilles de plongée et un abri pour les barques.

V-3 Bâtiments techniques:

Pour la protection des installations électriques et de pompage nous proposons la construction de deux (02) bâtiments en dur avec une dalle en béton armé en pente pour l'évacuation des eaux de pluie.

- Bâtiment électrique de 40m² qui comprend un tableau général à basse tension, un transformateur, et un groupe électrogène.
- Bâtiment des pompes de 20m².

V-4 Constructions annexes:

- une loge de gardiennage de 12m².
- Une clôture qui abritera l'ensemble de la concession à installer sur un mur de 50cm de hauteur qui doit avoir un cachet qui n'agresse pas le paysage naturel environnant.
- Prévoir un air de stationnement.
- Un quai de débarquement du type ponton à proximité de l'emprise terrestre du centre conchylicole.

Organisation générale de la production :

VI-1 Capacité de production :

Afin d'éviter la surcharge des deux filières, la capacité de production visée est de cinquante (50) tonnes/an, à raison de 25 tonnes chacune ; qui correspond à quarante (40) tonnes de moules (*Mytilus galloprovincialis*), et dix (10) tonnes d'huîtres (*Crassostrea gigas*).

VI-2 Quantité de produit par récolte :

La quantité de produit par récolte sera modulée en fonction du marché selon la demande. Après une petite prospection au niveau des investisseurs et des restaurants, on a constaté que la majeure partie des demandes en moules et huîtres se concentre durant la saison estivale ; pour cela on peut réduire les taux des récoltes en hiver et les augmenter en été ; à cet effet, on a établi le tableau suivant récapitulatif des quantités de récoltes par mois qui correspond au Calendrier des ventes, qui est modulé en fonction de la capacité de la station de purification et la durée du stockage du produit dans la chambre froide. Pour cela on propose que les récoltes s'effectuent de façons bimensuelles ; selon le calendrier de ventes suivant :

Tableau n° 09 : organisation des principales récoltes sur un cycle d'une année.

mois	Quantité du produit expédié pour la vente durant la première et la troisième semaine du mois (T)	mois	Quantité du produit expédié pour la vente durant la première et la troisième semaine du mois (T)
Janvier	1.25	Juillet	3
Février	1.5	Août	3
Mars	1.5	Septembre	2.5
Avril	2.	Octobre	2
Mai	2.5	Novembre	1.5
Juin	3	Décembre	1.25

Remarque : Dans chaque récolte la quantité d'huîtres prélevée représente 1/5 et la quantité des moules représente le reste (4/5 de la récolte) au bout de la deuxième année.

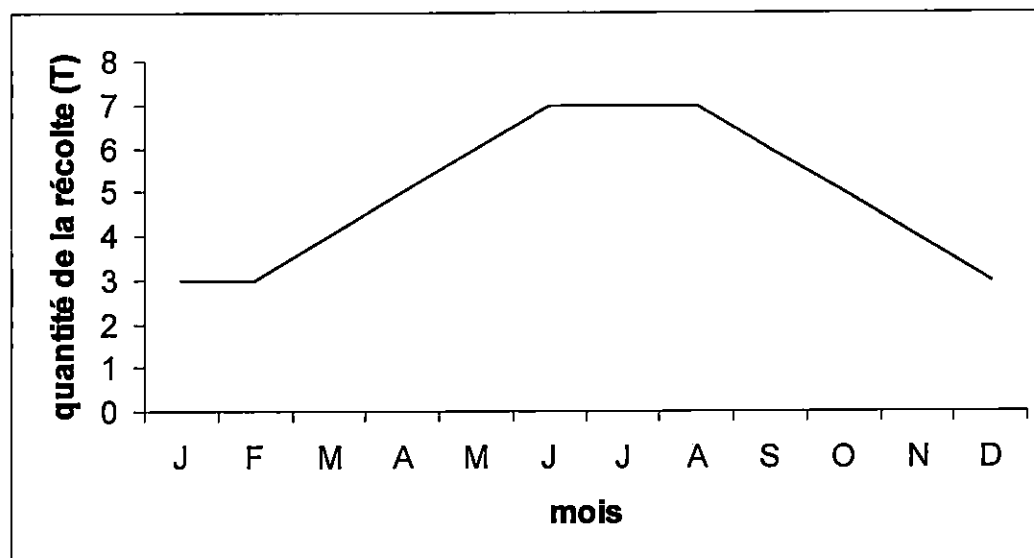


Figure n° 19 : représentation graphique des quantités de moules et huîtres récoltées sur un cycle d'une année de production.

VI-3 Chaîne de production :

VI-3-1 Préparation pour la mise en charge :

VI-3-1-1 Réception des naissains :

Les naissains peuvent provenir soit d'une écloserie dans le cas des huîtres ou du captage naturel dans le cas des moules, pour cela deux entrées vers l'espace de confection des boudins sont nécessaires ; une entrée vers l'écloserie et une sortie vers l'extérieur qui permet la réception des naissains issus du captage (ou achat).

VI-3-1-2 Confection des boudins :

Avec une boudineuse de dimension de : (2.20m longueur, 1.25 largeur, 1.90 hauteur) on va mettre en charge des boudins de 1.5 m, à raison de 7 kg pour chacun (communication personnel d'un investisseur).

VI-3-1-3 Confection des cordes de copeau pour le captage des naissains :

Tout comme sur les bouchots, le captage se fait grâce à des cordes de copeau. Pour les filières, ces cordes sont enroulées sur des "cadres", armatures en fer forgé rectangulaires, qui sont amarrés à l'aussière porteuse.

Le matériel nécessaire pour ces opérations précédentes est constitué d'une dégrapeuse pour le dégrappage des naissains issus du captage, une boudineuse, du filet biodégradable et d'un

grillage en plastique qui assure une protection contre les prédateurs. Pour cela il nous faut environ trois (03) ouvriers.

VI-3-2 Mise en charge :

VI-3-2-1 Confection des ralingues :

Les ralingues sont des cordes en polyester de 5m de longueur, qui possèdent des noeuds pour faire attacher les boudins, (mais en générale cette longueur est modulable en fonction de la profondeur).

VI-3-2-2 La mise en place des ralingues :

La mise en place des ralingues est assurée grâce à un navire équipé d'une grue (barge). À l'aide de la grue on fait remonter l'aussière principale, et les ralingues sont attachées à des sites (noeuds) espacés de 50 cm l'un de l'autre. Cette opération nécessite la présence sur les lieux d'un plongeur pour s'assurer du bon emplacement et d'éviter le croisement des ralingues entre elles. L'opération doit se déroulée en temps calme.

VI-3-3 Récolte :

La récolte aura lieu à partir de six à huit mois dans le cas des moules, et à partir de la deuxième année dans le cas des huîtres. Avec le navire équipé d'une grue on va faire remonter les ralingues et on procède au détachement des boudins ; trois personnes suffisent pour effectuer ce travail.

VI-3-4 Traitement du produit : figure 20.

L'espace de traitement doit avoir une entrée du coté mer pour la réception du produit d'élevage brut.

VI -3-4-1 Premier lavage :

Les moules ou les huîtres sorties de l'eau sont récupérées sur le quai et acheminées au niveau de l'espace de traitement pour subir le premier lavage et être débarrassé des bio-salissures. A cet effet une série d'opérations est nécessaire :

- dégrapage : se fait à l'aide d'une dégrapeuse de dimension (2.30m longueur, 0.70m largeur, 1.10m hauteur).
- brossage : se fait à l'aide d'une brosseuse de dimension (2.5m longueur, 1.20m largeur, 2.10 hauteur).

- lavage : se fait avec une laveuse de dimension (2.5m longueur, 1.0m largeur, 1.10m hauteur).

Les appareils sont placés en série comme suit :



VI -3-4-2 purification : (figure 21).

Les moules qui ont subi un premier lavage passent à la station de purification pour séjourner 48 heures, cette station est constituée de : 4 bassins de 5m³ chacun avec un espace autour pour permettre le déplacement des travailleurs et la station de traitement de l'eau, qui occupe un espace de 2.5m sur 2.5m.

Selon (Le Saux et al, 2003), l'opération de purification consiste à immerger les coquillages vivants dans des bassins alimentés en eau de mer naturellement propre ou rendue propre par un traitement approprié, pendant le temps nécessaire à l'élimination des contaminants microbiologiques et autres, et les rendre aptes à la consommation humaine immédiate.

VI -3-4-3 Conditionnement :

Cette étape nécessite l'utilisation de trois appareils : un chargeur, une calibreuse cribleuse, une peseuse. Les appareils sont alignés en série avec un espace autour pour permettre le déplacement des travailleurs.

Nous avons un espace chargement de 1.20m, un espace occupé par le chargeur de dimension (2m), un espace calibreuse de dimension (2.00m longueur, 1.60m largeur, 1.20m hauteur), un espace peseuse de dimension (2.60m longueur, 1.25m largeur, 1.5 hauteur). Enfin le produit est mis dans des caisses en plastique.

VI -3-4-4 stockage :

Les caisses sont stockées dans la chambre froide de dimension (7.50m longueur, 4m largeur, 3m hauteur). La durée de stockage ne doit pas dépasser une semaine.

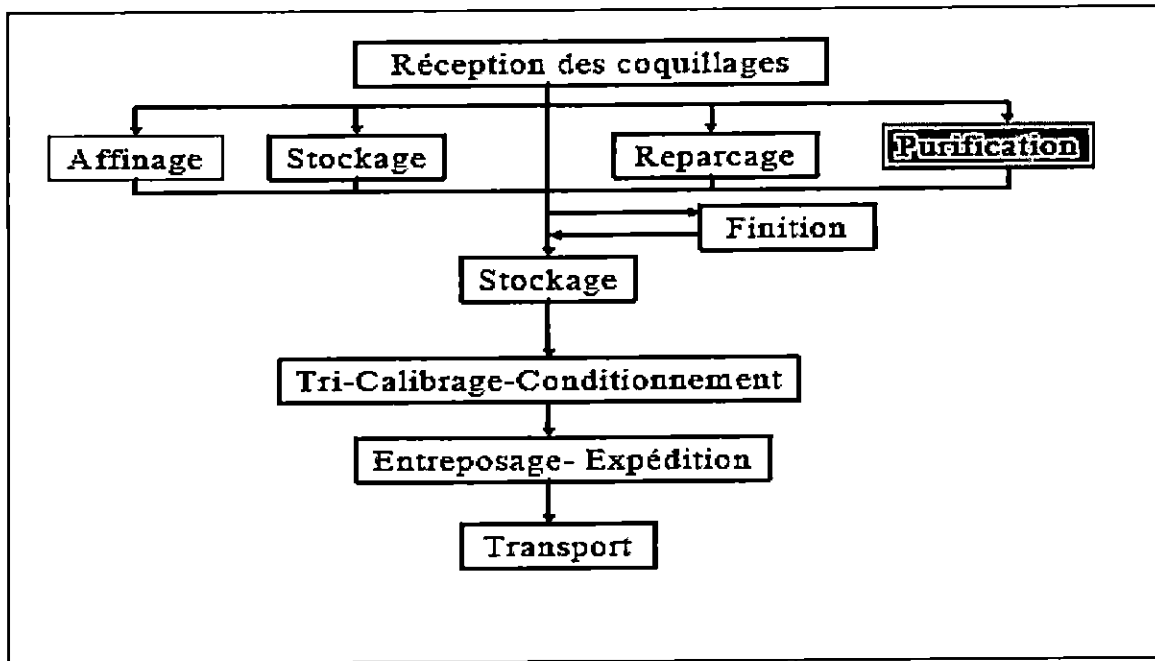


Figure n° 20 Les principales étapes de mise sur le marché des coquillages vivants
In (Le Saux et al, 2003).

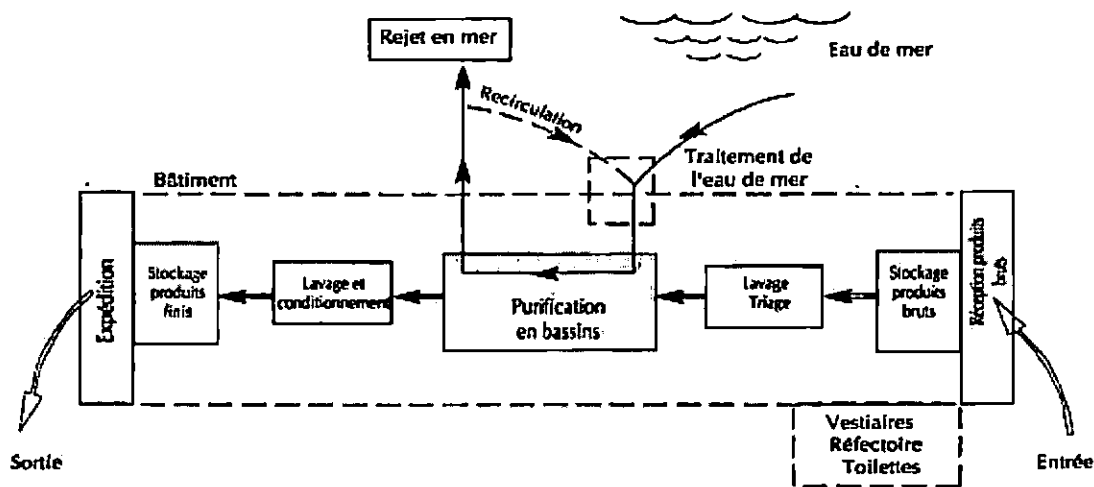


Figure n° 21: Principe général de la purification d'après (Furfari, 1966) in (Le Saux et al, 2003).

Conclusion générale :

L'installation d'un centre conchylicole pilote en Algérie, permet : de suivre l'évolution de l'activité conchylicole ; d'introduire ou de reproduire de nouvelles espèces par le biais de l'écloserie (coquille Saint-Jacques, palourde, etc.) et de disposer d'une unité type de purification des bivalves, qui peuvent être considérés comme des produits très sensibles pouvant avoir des conséquences néfastes sur la santé humaine.

Afin de pouvoir réaliser une reproduction artificielle des bivalves en général et des moules ou des huîtres en particulier, il faut conditionner les géniteurs au laboratoire dès le début de leur activité gonadique, où ils achèveront leur maturité ; ainsi il faut avoir des géniteurs dont l'âge dépasse largement les deux ans (dans le cas des huîtres).

L'analyse des paramètres physicochimiques et bactériologiques des eaux du site d'élevage, a permis de conclure qu'ils conviennent parfaitement à ce type d'installation (conchyliculture) ; aussi l'étude de la moulière naturelle récemment installée au niveau de cette zone montre une succession de sous-populations dans un intervalle de temps très court, ce qui confirme dans un premier temps l'aptitude de ce site à recevoir cet élevage d'une part et d'autre part, situe dans le temps les périodes de captage pour l'approvisionnement en naissains. Enfin nous pouvons dire que le site servira ainsi comme lieu de captage des naissains de moules ; en effet l'élevage des moules se pratique généralement dans des zones où existent des gisements naturels.

Afin de s'assurer de la bonne maintenance de la structure d'élevage, il faut procéder à un contrôle régulier, ce qui nécessite le développement de l'expertise par la formation et la maîtrise des techniques : de plongé sous marine, et des connaissances scientifiques (biologie des espèces, et génie aquacole).

Annexes

Tableau n°02: Résultats biométriques des géniteurs de moules et d'huîtres utilisés pour induire la ponte.

moules (poids mg)	longueur (mm)	huîtres (poids mg)	Longueur (mm)
36,4	72	64,8	86,5
29,3	61	62	92,5
46,8	81	62,4	81
21,3	61	42,1	82
36,9	74,5	55,7	81,5
49	83		
32,4	64,5		
31,9	64		
35	70		
41,4	79,5		
26	58		
m= 35,12	m=69,86	m=57,4	m=84,7

m : la moyenne.

Tableau n° (03) : données récapitulatifs des principales paramètres physicochimiques et bactériologiques de quatre stations de prélèvement au alentours du site d'installation de la filière du CNDPA.

Date de prélèvement	Nombre de stations	stations	bactériologie	Analyses									
				Paramètres physicochimiques									
				PH	O ₂ (mg/)	T°C	NO ₂ ⁻ (mg/)	NO ₃ ⁻ (mg/)	PO ₄ ⁻³ (mg/l)	NH ₄ ⁺¹ (mg/l)	MES (mg/l)		
02/06/2002	04	P1	QS	8.21	7.6	22.7	0.0001	1.56	0.08	0.08			
		P2	QS	8.22	7.6	22.2	0.0003	0.86	0.04	0.06			
		P3	QS	8.23	7.6	21.92	0.0003	0.43	0.1	0.06			
		P4	QS	8.22	7.6	21.72	0.0003	0.35	0.1	0.062			
10/06/2002	04	P1	QS	8.23	5.5	22	0.004	0.56	0.03	0.1			
		P2	QS	8.32	5.7	21.7	0.004	0.65	0.014	0.08			
		P3	QS	8.22	5.7	21.5	0.0006	0.5	0.26	0.03			
		P4	QS	8.36	6.9	21.2	0.002	0.5	0.06	0.09			
16/06/2002	04	P1	QS	8.42	7.4	23.2	0.002	0.43	0.06	0.21			
		P2	QS	8.45	7.3	23.2	0.002	0.4	0.12	0.26			
		P3	MQB	8.44	6.5	22.8	0.002	0.4	0.056	0.42			
		P4	MQB	8.43	6.2	23.1	0.002	0.08	0.67	0.8			
22/06/2002	04	P1	MQB	8.19	5.4	21.5	0.002	0.05	0.67	0.09			
		P2	MQB	8.24	5.3	21.1	0.002	0.12	0.67	0.06			
		P3	QS	8.29	5.3	21.2	0.002	0.3	0.67	0.02			
		P4	MQB	7.9	3.4	21.5	0.005	0.6	0.08	0.1			
07/07/2002	04	P1	BQB	8.02	5.7	23.9	0.01	1.3	0.02	0.005			
		P2	QBS	8.04	5.7	24	0.104	1.1	0.5	négatif			
		P3	QBS	7.84	4.6	24	0.005	1.4	0.05	0.004			
		P4	QBS	7.95	5.8	23.9	0.006	1.2	0.007	0.004			

03/08/2002	04	P1	BQB	7.91	7.91	24.3	0.002	0.96	0.17	0.12	
		P2	BQB	7.98	7.98	24	0.002	0.92	0.34	0.14	
		P3	BQB	8.12	8.12	24.2	0.005	1	0.2	0.1	
		P4	MQB	7.95	7.95	24	0.006	0.87	0.12	0.17	
17/08/2002	04	P1	BQB	07.97	05.80	24.60	00.32	19.40	00.66	10.29	
		P2	BQB	08.08	05.70	24.50	00.25	19.70	00.64	10.70	
		P3	BQB	08.80	06.10	24.60	00.19	29.30	00.75	07.30	
		P4	BQB	08.13	05.60	24.60	00.01	07.86	00.60	07.30	
30/08/2002	04	P1		08.11	05.40	24.10	00.18	14.60	00.71	08.57	
		P2		08.19	05.60	24.00	00.22	04.70	03.57	05.68	
		P3		08.24	06.20	24.00	00.22	00.95	00.35	04.96	
		P4		08.28	05.70	24.20	00.18	03.82	00.55	06.62	
05/10/2002	04	P1	BQB	08.26	06.40	19.20	00.68	05.00	03.08	05.59	
		P2	BQB	08.33	07.40	19.20	00.72	03.87	01.68	07.18	
		P3	BQB	08.39	07.20	19.00	00.72	02.53	04.17	05.25	
		P4	BQB	08.34	06.90	19.40	01.26	05.19	04.20	14.34	
02/04/2003	04	P1		08.22		17.50	0.007	02.03	0.087	0.009	22.00
		P2		08.30		17.50	0.012	02.233	0.030	0.001	40.00
		P3		08.39		17.20	0.009	2.183	0.037	0.008	20.00
		P4		07.98		17.10	0.007	2.237	0.043	0.009	23.00

qualité satisfaisante.

‡ : mauvaise qualité bactériologique.

‡ : bonne qualité bactériologique.

‡ : qualité bactériologique satisfaisante.

eau n° (04) : données récapitulatifs des principales paramètres physicochimiques de deux stations du site d'installation de la filière du CNDPA. (Vivier).

Date d'analyse	Lieu de prélèvement	Les paramètres								
		T°C	PH	NH ₄ ⁺ (mg/l)	NO ₂ ⁻ (mg/l)	NO ₃ ⁻ (mg/l)	PO ₄ ⁻ (mg/l)	MES (mg/l)	S‰	O ₂ (mg/l)
05/2002	Vivier B1	18.10	08.36	0.013	0.00	01.00	0.08		35.20	09.20
1/05/2002	Vivier B2	18.40	08.46	0.62	0.02	01.55	0.38		34.02	09.60

Tableau n°07 : Normes de la qualité bactériologique des eaux de mer. (Source CNDPA).

Germe	norme
Flore totale 30°C/100ml	Absence
Coliformes totaux 37°C/100ml	<100
Coliformes fécaux 44°C/100ml	< ou = 5
Sulfitoréducteurs 42°C/20ml	Absence
Salmonelles 37°C/100ml	Absence
Streptocoques fécaux 37°C/100ml	Absence
Vibrion 37°C/100ml	Absence
Staphylocoques 37°C/100ml	Absence

Bibliographie

ABADA-BOUDJEMA, Y.M & MOUËZA, M (1981). Structure des populations d'une moulière naturelle en baie d'Alger. *Acta Oecologica Ecologia Generalis*, 1, 2, p : 183-194.

ATMANI. F. Z & BOUGRID.D (2000). Reproduction et croissance de deux espèces de moules *Mytilus galloprovincialis* (LMK, 1819) et *Perna perna* (L, 1758) en milieu naturel. Mémoire d'ingénieur en océanologie (option aquaculture). ISN, USTHB, Alger 63p.

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.

BAYNE. B. L (1976). Physiological integration in marine mussels, their ecology and physiologic. *J. M. Biol. Association ; U.K (57)*. P: 335-369.

BENCHAIRA. M & MENAI, A (1999). Analyse de la situation aquacole du lac EL - MELLAH et proposition d'un projet de création d'une ferme piscicole marine. Mémoire ingénieur. Halieutique (option aquaculture), ISMAL, Alger ; 77p.

BITANT. G & MOLLO. P (1979). Extrait de cahier de biologie – géologie, CRDP de Nantes. P : 15-21.

BOUKHROUFA, F (1987). Reproduction et structure des populations de la moule *Perna perna* sur la cote algéroise. Thèse de magister, USTHB, Alger, 123p.

BOUTBIB, H. & EL BOUDRARI, L (1984). Evaluation de la production d'une population de moules africaines *Perna picta* (Born, 1780) dans la région de Temara (Rabat). Mém. de fin d'études Ingénieur d'Application, I.A.V. Hassan II, Rabat, 41 p.

CARMEN & LOPEZ (1983). Etudes d'une anomalie de calcification chez l'huître creuse *Crassostrea gigas* : *Rev. Trav. Inst. Pêches maritimes.* , 47(1 ; 2), p : 78-90.

CHARLON (1975). Etude de la distribution des larves de moules par traitement aux ultrasons. *Rev. Trav. Inst. Pêches. Marit*, 39(4), p : 351-471.

COMPS. M (1970) : La maladie des branchies chez les huîtres du genre *Crassostrea*, caractéristiques de l'évolution des altérations, processus de cicatrisation *Rev. Trav. Inst. Pêches maritimes*, 34 (1), P : 23-44

DAGUZAN. J (1985) : Appareil digestif et digestion chez les mollusques- *rev.ann.biol*, 24(4), p : 374-388.

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

DEGREMENT. L. (2003). Etude des bases génétiques de la mortalité estivale et des relations avec la croissance chez les juvéniles de l'huître creuse *Crassostrea gigas*. DOCTORAT de l'université de CAEN. Spécialité : Physiologie, Biologie des Organismes, Populations, Interactions 336 P.

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.

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

DJEDIAT. C (1993). Etude histo-physiologique et ultrastructurale de la gonade femelle de *Mytilus galloprovincialis* LMK, Mollusque bivalve lamellibranche. Estimation de la maturité sexuelle et de la structure des populations. Thèse de magister histo-cytologie (option biologie marine) ; ISN, USTHB Alger, 90P.

FRANC. A (1960) : Classe des bivalves in **GRASSE. P**, Traité de zoologie 4(2), p : 1845-2217.

GAY. M (2004). Infection expérimentale chez *Crassostrea gigas* : étude de deux souches pathogènes apparentées à *Vibrio splendidus*. Thèse pour obtenir le grade de docteur de l'université de la rochelle, discipline : biologie ; 179p.

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

GUEBLI .N (1987) : étude de l'ostréiculture au lac EL - MELLAH, mémoire TS. ITAPA. Alger, 70p.

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.

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

HERAL. M. (1989) : L'ostréiculture française traditionnelle in **BARNABE** : aquaculture tech & doc lavoisier, p : 347-397.

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

Hrs -BRENKO. M (1973). Développement des gonades, ponte et élevage des larves de *Mytilus sp* en laboratoire. *Itud Rev CGPM.* (52), p : 53-66.

Hrs -BRENKO. M (1973). Croissance de l'huître *Ostrea edulis* (L) et d la moule *Mytilus galloprovincialis* (LMK) dans les parcs de culture de l'adriatique nord. *Tud.Rev.CGPM,* (52) : 35-45.

IDHALLA. M, BOUHAIMI. A, ZEKHNINI. A, NARBONNE. J. F, MATHIEU, M. & MOUKRIM, A (1997). Etude du cycle de reproduction de deux espèces de moules *Perna perna* (Linné, 1758) et *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) dans la baie d'Agadir (Sud du Maroc). *Haliotis* 26, p : 51-62.

LAING I. & SPENCER B. E (1997). Bivalve cultivation: criteria for selecting a site: 2. Environmental factors. *CEFAS*, P: 9-20.

LAMBERT L (1950). Coquillages comestibles : les espèce d'huître comestibles : anatomie, biologie, reproduction. P : 35-46.

LeBORGNE.A (1989). La culture des microalgues in, Barnabé. G : Aquaculture I, 2^{ème} Tech & doc, Lavoisier, P : 184-194.

LE SAUX .J. C & POMMEPUY .M (2003). La purification des coquillages-Risques sanitaires liés aux coquillages Dossier S.I.A - pour le F.C.D, Ed : ifremer, 16p.

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.

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

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

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

ROBERT. R & TRINTIGNAC. P (2005). Conception et gestion d'écloserie de mollusques bivalves: cours approfondi : substitutes for live microalgae in mariculture: a riview ; *fascicule 4* ; p : 315-327.

ZAOUALI (1973). Note sur la présence de *Perna perna*(L), *Mytilus africanus* (Chemnitz) dans la région de Bizerte (Tunisie). Etude quantitative du peuplement. *Bull. Inst. ntnl. sci. tech. Océanogr. Pêche*, Salamboo, 2 (4), p : 637-642.