

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



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

**Option : Aquaculture**

**Thème :**

Contribution à la maîtrise des techniques de reproduction artificielle de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819), mollusque bivalve à potentialité mytilicole.

**Présenté par :**

- OURZIK Mokrane
- TADJADIT Mourad

**Soutenu le 19/07/2012 devant le jury suivant :**

Mme AMROUCHE. L	Maitre assistante	ENSSMAL	Présidente
Melle MERBAH.S	Attachée de recherche	CNRDPA	Promotrice
Mr ZOUAKH.D	Maitre de conférence	ENSSMAL	Co-promoteur
Mr BELHASNAT.K	Maitre de conférences	ENSSMAL	Examineur
Mme ZENATI .N	Attachée de recherche	CNRDPA	Examinatrice

**Session juillet 2012**

## **Remerciements**

*Nous rendons grâce à Allah, pour nous avoir accordé santé et courage jusqu'à l'aboutissement de nos études, et l'accomplissement de ce modeste travail.*

*Nous tenons à exprimer toutes nos reconnaissances à ceux qui, à divers titres, ont collaboré à la réalisation de ce travail. Nous les devons à de nombreuses personnes que nous avons le plaisir et l'honneur de citer ci-après.*

*Melle MERBAH.S. et Mr ZOUAKH.D. qui ont accepté de diriger ce travail dès nos premières discussions sur la mytiliculture et l'aquaculture en général. Ils nous ont aidé en nous accordant une grande confiance dans la démarche de notre travail et de suivre les différentes phases avec bon égard sans oublier leurs critiques constructives. Qu'ils soient assurés de notre profonde reconnaissance pour ces suggestions dont ils nous ont fait bénéficier. On les remercie tout autant de nous avoir poussés à réaliser ce travail.*

*Mme AMROUCHE. L. qui a bien voulu présider le jury et dont la passion et le respect du travail ont été une source d'inspiration pour nous. Elle fait partie des enseignants avec qui nous avons beaucoup appris durant notre cursus universitaire. Nous voudrions lui exprimer ici toute nos gratitude.*

*Nous sommes honorés de compter parmi les membres de notre jury Mr BELHASNAT.K pour son esprit critique et novateur. Pour son aide et ses conseils. Nous lui sommes aussi reconnaissants d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Merci également à Mme ZENATI .N qui a bien voulu faire partie de notre jury et d'examiner ce travail.*

*Nous tenons à remercier l'ensemble du personnel du CNRDPA pour le meilleur accueil et d'avoir facilité la consultation des documents nécessaires pour notre travail.*

*Enfin nos vifs remerciements, à toutes les personnes qui nous ont aidé du près ou de loin à la réalisation de ce mémoire de fin d'étude.*

*Enfin, nous remercions nos parents, nos frères et sœurs pour leur soutien – moral et financier! - durant toutes ces années d'études et tous nos ami(e)s passés et présents, qui nous ont donné toute leur amitié et leur soutien.*

*Merci*

# Sommaire

Introduction.....	3
<b>Chapitre I : Généralités</b>	
1. La conchyliculture .....	4
2. La mytiliculture.....	4
2.1. Les différents modes d'élevage en mytiliculture .....	4
2.1.2. La culture à plat .....	5
2.1.3. La culture en suspension .....	6
2.2. La mytiliculture en Algérie .....	7
2.3. Importance de la mytiliculture .....	7
2.3.1. Importance économique .....	7
2.3.2. Importance écologique .....	8
3. Présentation de la moule <i>Mytilus galloprovincialis</i> .....	9
3.1 Répartition géographique .....	9
3.2. Identification .....	10
3.3. Position Systématique .....	10
3.4. Morphologie.....	11
3.5. Anatomie interne : (figure 6).....	12
4. Biologie et reproduction de <i>mytilus galloprovincialis</i> .....	13
4.1. Reconnaissance des sexes .....	13
4.2. Période de reproduction .....	14
4.3. Maturité sexuelle.....	14
4.4. L'évolution des gonades .....	14
4.5. La spermatogenèse .....	14
4.6. L'ovogenèse.....	15
4.7. La vitellogenèse .....	15
4.8. Gamétogenèse .....	16
4.9. Facteurs influençant l'évolution des gonades.....	16
4.9.1. Salinité.....	16
4.9.2. Température.....	16
4.9.3. Nourriture .....	17

4.9.4. Action du système nerveux. ....	17
5. le développement larvaire de <i>Mytilus galloprovincialis</i> .....	17
5.1. Les différentes phases larvaires .....	18
5.2. Métamorphose et fixation .....	18
6. Ecologie de l'espèce .....	19
6.1. Habitat .....	19
6.2. Répartition bathymétrique.....	19
7. Alimentation .....	20
8. La filtration .....	20
9. Digestion .....	20
10. Croissance .....	20
11. Respiration .....	21

## **Chapitre II : Conditionnement des géniteurs**

Introduction.....	23
I. Matériels et méthodes.....	24
2. Expérimentation .....	24
2.2. Alimentation des géniteurs et ration alimentaire.....	25
2.3. Suivi de l'état de maturation des gonades .....	26
3. Analyse statistique .....	27
3.1. Comparaison de plusieurs moyennes (ANOVA) : .....	27
3.2. Comparaisons de deux moyennes, Test (Schwartz, 1993) :.....	27
II. Résultat.....	28
1. Calcul de la ration alimentaire.....	28
2. Indice de condition .....	29
3. Analyse statistique .....	30
III. Discussion .....	31

## **Chapitre III : Ponte et fécondation**

I. Matériels et méthodes.....	33
1. Matériel biologiques.....	33
2. Expérimentation .....	33
2.1. Induction de ponte .....	33
2.2. Comptage des spermatozoïdes et des ovocytes .....	35
2.3. Fécondation .....	35
2.4. Développement embryonnaire.....	36
2.5. Taux de normalité des larves .....	36
2.5. Estimation de diamètre des ovocytes .....	37
II. Résultats .....	38
1. Induction de la ponte .....	38
2. Comptage des spermatozoïdes et des ovocytes.....	39
3. Fécondation et développement embryonnaire .....	39
4. Taux de normalité des larves.....	41
III. Discussion .....	45
1. Induction de la ponte .....	45
2. La taille des ovocytes .....	45
3. Le développement embryonnaire .....	46
4. Taux de normalité .....	47
Conclusion.....	49
Références bibliographiques.....	51
Annexes	

## Liste des figures

**Figure 1** : Principe de la culture sur bouchots (Source maptitecantine.canalblog.com)

**Figure 2** : Table mytilicole (Lihui, 2008).

**Figure 3** : Schéma de filière sub-surface (Bompais ,1991)

**Figure 4** : Répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis*

**Figure 5** : *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819).

**Figure 6** : Anatomie interne de la moule (Ducruet.J, 2000)

**Figure 7** : Phases larvaires et post-larvaires du cycle de vie de la moule (Toupoint, 2009)

**Figure 8** : site origine de la moule *mytilus galloprovincialis* utilisée pour conditionnement source (Google earth, 2012).

**Figure 9** : système de conditionnement de la moule *mytilus galloprovincialis*.

**Figure 10** : évolution de l'indice de condition de *mytilus galloprovincialis* en milieu contrôlé.

**Figure 11** : Induction de la ponte chez *Mytilus galloprovincialis* par choc thermique.

**Figure 12** : Récipient contenant séparément les gamètes mâles et femelle de *mytilus galloprovincialis*.

**Figure 13** : Évaluation du taux de normalité des larves D de *Mytilus galloprovincialis*.

**Figure 14** : Mesure du diamètre ovocytaire avec le logiciel Tsview (version 6.1.3.9).

**Figure 15** : Gamètes males et femelles de la moule *Mytilus galloprovincialis*.

**Figure 16** : Spermatozoïdes.

**Figure 17** : Ovocyte.

**Figure 18** : Développement embryonnaire de *Mytilus galloprovincialis*.

**Figure 19** : Larve véligère « Larve D ».

**Figure 20** : diminution de taux de normalité des larves en fonction d'augmentation de la densité œufs/cm<sup>2</sup>

**Figure 21** : larve véligère de *mytilus galloprovincialis* cultivée à différentes densités.

### Liste des tableaux

**Tableau 1** : conditions de milieu du *Mytilus galloprovincialis*

**Tableau 2** : poids organique et composition en lipides des deux espèces utilisées (Helm. et al., 2006).

**Tableau 3** : le nombre et le volume des cellules fournies aux géniteurs par jour pour une ration 3 %.

**Tableau 4** : l'indice de condition de *mytilus galloprovincialis* dans chaque bac.

**Tableau 5** : résultats de test de Schwartz

**Tableau 6** : Taux de réponse des géniteurs de la moule *Mytilus galloprovincialis* de la ponte par choc thermique.

**Tableau 7** : Les différents stades de développement de l'ovocyte à la larve D de la moule *Mytilus galloprovincialis* à 20°C±1.

**Tableau 8** : pourcentage des larves véligères normales cultivées à différentes densités par unité de surface (œufs/cm<sup>2</sup>).

**Tableau 9** : comparaison entre les tailles des ovocytes de différentes espèces du bivalve.

**Tableau 10** : temps de développement larvaire de la moule *Mytilus galloprovincialis* à 17°C, 20°C, 22°C et de *Perna perna* à 21°C.

**Tableau 11** : densité des œufs par unité de surface des espèces mytilidés.

# Introduction

## Introduction

---

L'Algérie possède un littoral non négligeable estimé à plus de 1600 km de côte qui présente d'énormes potentialités aquacoles (Sefasfa & Meziane, 2008). La conchyliculture est un domaine qui commence à intéresser certains investisseurs algériens. Certaines fermes conchylocoles sont déjà opérationnelles (exemple : Sarl SEAM à Ain Tagourait dans la wilaya de Tipaza et Orca Marine à Ain Chrob à Ain Taya), d'autres sont en voie de création.

*Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) est un Mollusque bivalve rencontré dans les moulières naturelles sur des substrats rocheux de l'étage médiolittoral inférieur ou de l'infralittoral supérieur, où elle forme avec la moule africaine *Perna perna* de larges moulières qui font partie des peuplements de la biocénose des algues photophiles (Pères & Picard, 1964). Cette espèce a fait l'objet d'étude par plusieurs auteurs, Haouchine (1995) sur l'écologie et la biologie de la reproduction, Djediat (1993) sur l'histophysiologie de la gonade femelle de *Mytilus galloprovincialis*, Chebab (1996) sur l'amélioration des techniques de captage en milieu naturel, Merbah (2009) sur la croissance et la faune associée de l'espèce sur filières mytilicole en mer ouverte, et (Bencherif & Rachef, 2011) sur quelques indices biologique et physiologique du mollusque bivalve *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819).

L'un des problèmes majeurs que connaît cette activité ces dernières années est l'obtention de naissains pour le démarrage d'un élevage, ce qui mène les investisseurs soit à l'importation ou bien à se servir directement des gisements naturels. Pour assurer une source de naissains constante et ne pas solliciter les gisements naturels au-delà de la limite d'une exploitation durable, une production de naissains en écloserie pourrait être une alternative aux différentes contraintes que connaît l'activité.

Peu de travaux ont été réalisés sur la reproduction artificielle des moules, parmi ces travaux, les travaux de Helm et al (2006), les travaux de Ruiz.M et al (2008), Aarab.L et al (2011) et ceux (Ameur & Amara, 2011).

Cette étude est une contribution à la maîtrise des techniques de la reproduction artificielle de *mytilus galloprovincialis*. Le travail réalisé est présenté en trois *chapitres* : Le premier regroupe des généralités sur la biologie et l'écologie de l'espèce étudiée. Le deuxième chapitre est consacré au conditionnement des géniteurs. Le troisième chapitre aborde l'induction de la ponte et Fécondation et le suivi embryonnaire de *Mytilus galloprovincialis*.

Chapitre I :

Généralités

## 1. La conchyliculture

Définition du terme Conchyliculture : Élevage des coquillages comestibles (huîtres, moules, etc.). Conchyliculture = Aquaculture des mollusques Ce terme est récent : milieu du XXème siècle, elle est liée au cycle biologique des mollusques ; l’approvisionnement en juvéniles repose pour la plupart des espèces sur le captage naturel. Les larves subissent une métamorphose, et à ce stade ont besoin de se fixer (IFREMER, 2006).

La culture des Mollusques bivalves est une composante majeure de l'aquaculture mondiale. Elle est en expansion croissante et représentait environ 20% de la production du secteur aquacole en 2000, avec 14 millions de tonnes (Helm, et al, 2006).

## 2. La mytiliculture

La mytiliculture est l’une des branches de la conchyliculture qui désigne l’élevage des moules, elle se fait dans les eaux côtières, soit en surface, où les jeunes moules sont répartis sur terrains océanique situés dans la zone de balancement de la marée (la culture à plat ou la culture sur les bouchots), ou dans des eaux peu profondes (culture en suspension : la table mytilicoles, la soucoupe balastable, et les filières).

### 2.1. Les différents modes d’élevage en mytiliculture

(Dardignac, 1976) les différentes techniques d’élevage. Celles-ci se sont développées en tenant compte des facteurs limitant suivants :

- le marnage dans la région de culture, (amplitude de la marée).
- la morphologie de la côte : baies protégées à estrans sablo-vaseux, baies profondes,...etc.
- la nature du substrat : rocheux, sableux,...etc.

Les principales techniques utilisées sont :

### 2.1.1. La culture sur bouchots

Un bouchot est une ligne de pieux plantés dans le sol. Les moules sont captées sur ceux qui sont situés le plus au large (*bouchot à naissain*). Les pieux ont 4 à 6 m de hauteur et sont enfoncés de moitié dans le sol, les plus grands étant plantés le plus au large. Leur diamètre varie de 12 à 25 cm. Ils étaient autrefois en pin ou en chêne, mais à l'heure actuelle on emploie sur tout ce dernier. Un pieu duré en moyenne de 6 à 8 ans, la mise en place des pieux à lieu dans la plus part des régions au cours des trois au quatre premiers mois de l'année (MARTEIL, 1979).



**Figure 1 :** Principe de la culture sur bouchots  
(Source [maptitecantine.canalblog.com](http://maptitecantine.canalblog.com))

### 2.1.2. La culture à plat

Le naissain se fixe souvent en abondance dans des zones où la survie, la croissance et le grossissement sont faibles. Les jeunes moules sont pêchées sur ces gisements naturels et transférées dans des endroits où les conditions du milieu sont plus favorables. Pour améliorer encore le rendement, on veille à ce que la densité des mollusques sur le terrain ne soit pas excessive, et les prédateurs contrôlés. Le grand avantage de cette culture est qu'elle ne nécessite pas d'installation particulière, néanmoins, cette technique n'a pas connu un grand succès en France du fait de son emprise territoriale (Bompais, 1991 ; Marteil, 1979).



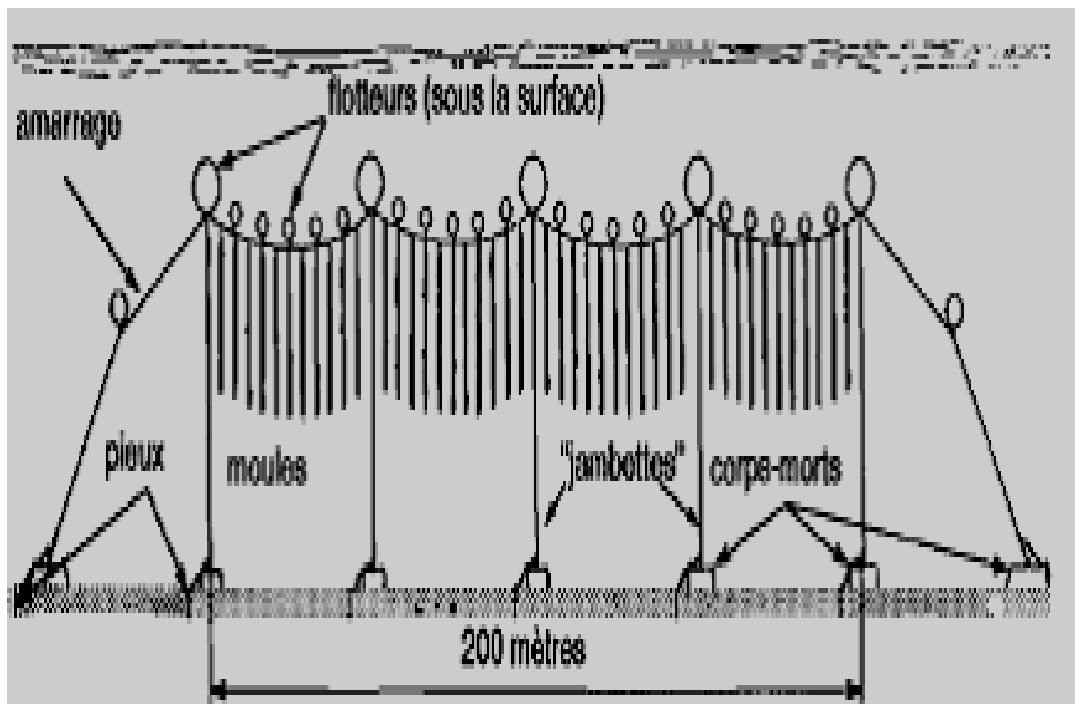
**Figure 2 :** Table mytilicole (Lihui, 2008).

### **2.1.3. La culture en suspension**

Le naissain est récolté sur des cordes, dites « cordes de captage », ou pêché directement sur des constamment immergées. Il existe deux types d'installations (Bompais, 1991 ; Marteil, 1979) :

**Les installations fixes :** qui exigent des eaux peu profondes ne dépassant pas 10 m et une amplitude de marée faible. Cette sorte d'installation n'est donc retrouvée en France qu'en Méditerranée.

**Les installations flottantes :** en revanche, ont l'avantage de pouvoir être employées indifféremment dans des zones où l'amplitude des marées est faible ou importante (Ageste 2011)



**Figure 3 :** Schéma de filière sub-surface (Bompais ,1991).

## 2.2. La mytiliculture en Algérie

La mytiliculture est une pratique ancienne en Algérie, elle a démarrée en 1921 par une station expérimentale pour l'aquaculture et la pêche à Bou-Ismaïl, pour déterminer les meilleurs techniques et les meilleurs sites pour l'élevage des moules (MPRH, 2001). Du fait de l'étroitesse de son plateau continental et l'escarpement de sa côte, l'Algérie devra utiliser l'élevage en mer ouverte sur filière de sub-surface. En effet, l'installation de la première filière sub-surface expérimentale pour la production de moules à été en 1987 par l'ITPA au niveau des lots Sandja, cette expérimentation a donné des très bon résultats. Une seconde filière du surface type breton a été installée en 1988 dans la baie de Bou-Ismaïl où des résultats très concluants ont pu être obtenus après plus d'une année d'observation et de suivi (MPRH, 2003). À partir de 1991, trois professionnels privés Algériens se sont lancés dans la mytiliculture en mer ouverte. En 2004, le ministère de pêche et des ressources halieutiques, à travers le CNDPA, projette de réaliser un centre pilote de conchyliculture pour subvenir aux attentes des professionnels qui visent se lancer dans ce domaine d'activité très prometteur et rentable.

## **2.3. Importance de la mytiliculture**

### **2.3.1. Importance économique**

Les moules peuvent constituer une source de protéines bon marché, elles sont de plus en plus consommées crues ou cuites, il est facile d'en faire des conserves et elles entrent dans la fabrication de plats cuisinés (Lubet et Dardignac, 1976).

### **2.3.2. Importance écologique**

La conchyliculture, un facteur de diminution de la matière organique en suspension et donc contribuer au maintien d'un équilibre trophique et à réguler le développement des blooms phytoplanctoniques et d'éclaircissement des eaux (Berger.C, 2007). La moule s'adapte à des conditions de milieu très variés et peut supporter de brusques variations de l'environnement (Chinzi, 1998). Elle est un indicateur de pollution car c'est un organisme sédentaire filtreur, elle vit des matières en suspension (MES) dans l'eau :

- ✓ Utiliser comme biomarqueur dans la biosurveillance qui repose dans la capacité de la moule à concentrer dans ses tissus les contaminants chimiques dans un facteur proportionnel à leur biodisponibilité (Andral, 2002).
  
- ✓ Récifs artificiel à moule : L'utilisation de tels récifs peut être directe (collecte des moules) ou non : l'utilisation des récifs de moules pour la pêche professionnelle ou de loisir ou la plongée constitue d'autres potentialités (Barnabé, 1997).
  
- ✓ l'amélioration de la qualité écologique et biologique des eaux de lagune donc de la biodiversité en contribuant au maintien d'un équilibre trophique, en régulant le développement du bloom phytoplanctoniques et en diminuant la matière organique en suspension (Berger et al, 2007).

### 3. Présentation de la moule *Mytilus galloprovincialis*

#### 3.1 Répartition géographique

La moule de Méditerranée *Mytilus galloprovincialis* (Lmk) est lusitano-Méditerranéenne, en effet Lubet (1959), Signale sa présence en mer Noire, en adriatique, en Méditerranée, sur les côtes du Portugal, sur les cotes Atlantique de l'Espagne, de la France, en manche occidentale ou semble se terminer son aire d'extension bien qu'elle ait été récoltée en Angleterre et même en Allemagne. Elle cohabite sur les côtes européennes avec *Mytilus edulis*.

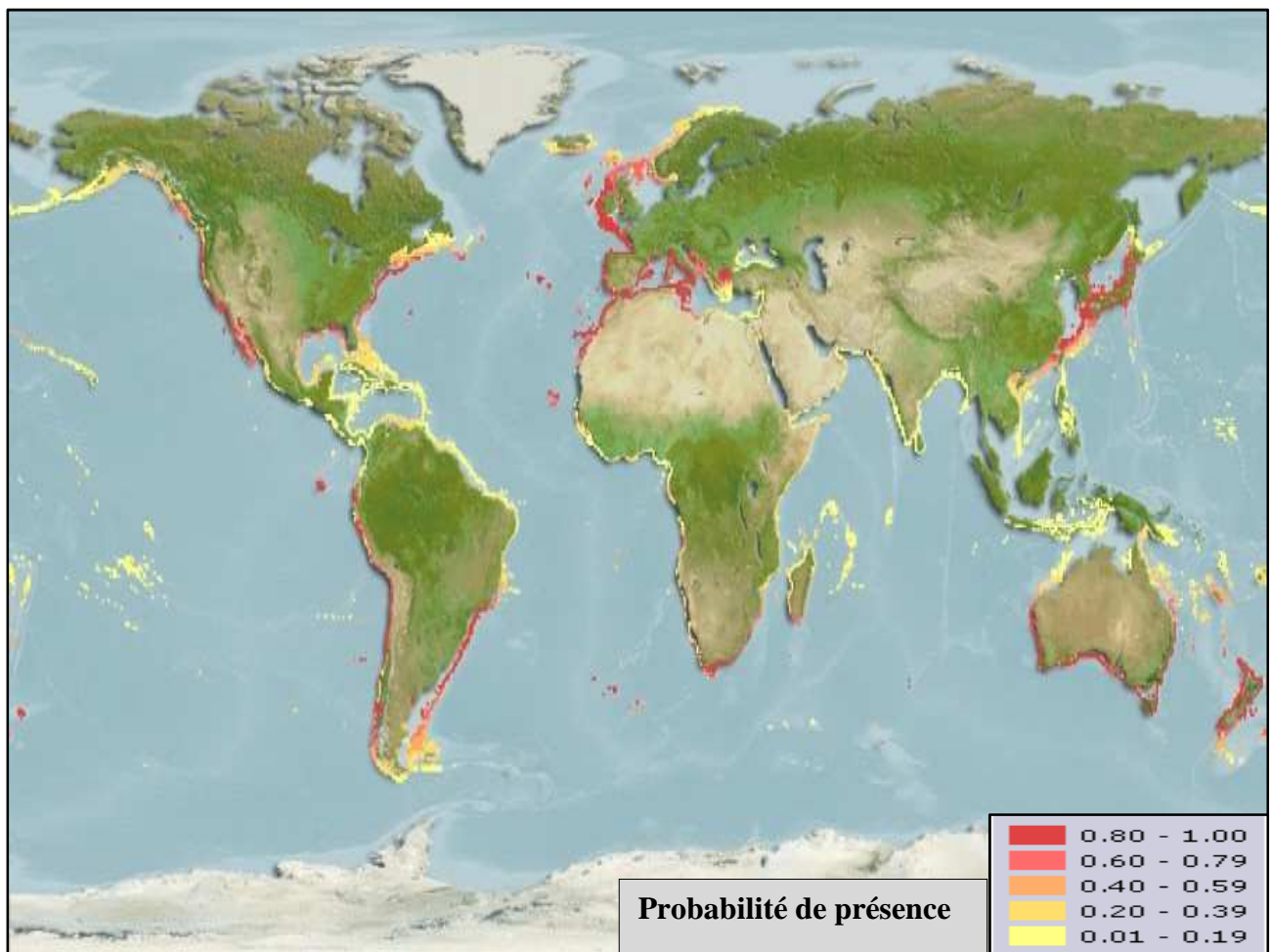


Figure 4 : Répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis* source

(<http://www.aquamaps.org/receive.php>).

### 3.2. Identification

Le problème de l'isolement spécifique de *Mytilus edulis* et de *Mytilus galloprovincialis* a été étudié par nombreux malacologues, presque tous sont arrivés à considérer que *Mytilus edulis* et *Mytilus galloprovincialis* n'étaient que deux formes distinctes d'une même espèce (Lubet, 1959). Certains auteurs comme Fischer-pitte (1955) in Lubet (1959), et Bouxin (1956) pensent qu'il s'agit d'une espèce douée d'une grande variabilité et que les phénotypes « *edulis* » et « *galloprovincialis* » ne sont que des formes limites entre lesquels tous les intermédiaires peuvent exister.

Sur les côtes Algériennes seul *Mytilus galloprovincialis* se rencontre, elle forme des bancs naturels sur des substrats rocheux et généralement dans des zones assez agitées où elle prospère, cependant on la trouve dans des zones assez calmes. Elle vit fixée par son byssus et la coquille est souvent recouverte par de petits crustacés cirripèdes operculés de l'espèce *Balanus perforatus* et *anthamalus stellatus*, connus sous le nom vernaculaire de Balanes.

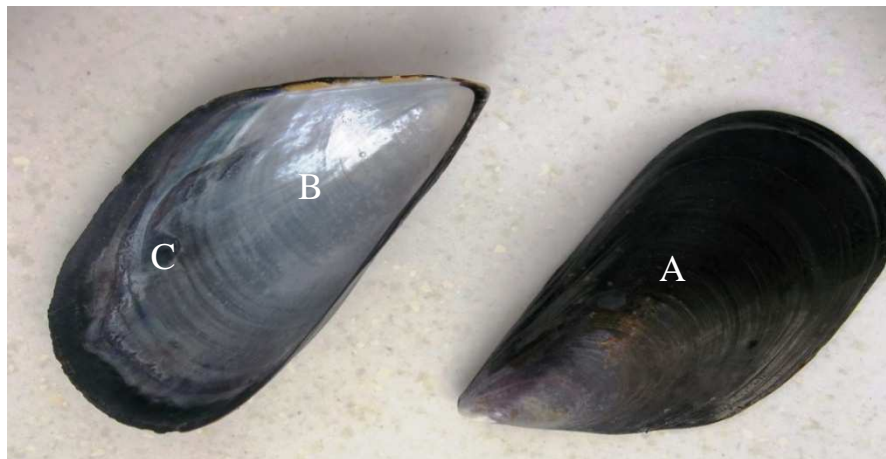
### 3.3. Position Systématique (source : [www.zipcodezoo.com](http://www.zipcodezoo.com))

- Embranchement : Mollusque (Linnaeus, 1758) Cuvier, 1795)
- Classe : Bivalves (Linnaeus, 1758)
- Sous-classe : Metabranhia
- Superordre : Filibranchia
- Ordre : Pteriomorpha
- Super-Famille : Mytiloidae
- Subfamily: Mytilinae
- Famille : Mytilidae (Rafinesque, 1815)
- Genre : *Mytilus*
- Espèce : *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819)

### 3.4. Morphologie

Les caractères systématiques de l'espèce ont été décrits par Pallary (1921 in Djediat, 1993) :

- la forme générale est en fer de hache très caractéristique,
- la coloration de l'intérieur des valves est d'un bleu ardoisé très foncé, presque noir vers le bord postérieur et presque blanc sous les crochets.
- la charnière se compose de trois dents conico-manchonnées apparentes sur chaque valve. Elle est de type dysodonte. Il y a disparition des dents cardinales du type hétérodonte,
- la musculature comporte deux muscles adducteurs d'inégale importance. L'impression musculaire postérieure forme un 6 (figure2), spécifique de l'espèce, l'autre est résiduel : *Mytilus galloprovincialis* est un dimyaire hétéromyaire.



**Figure 5 :** *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819).

A : vue extérieur des coquilles, B : vue intérieur des coquilles,

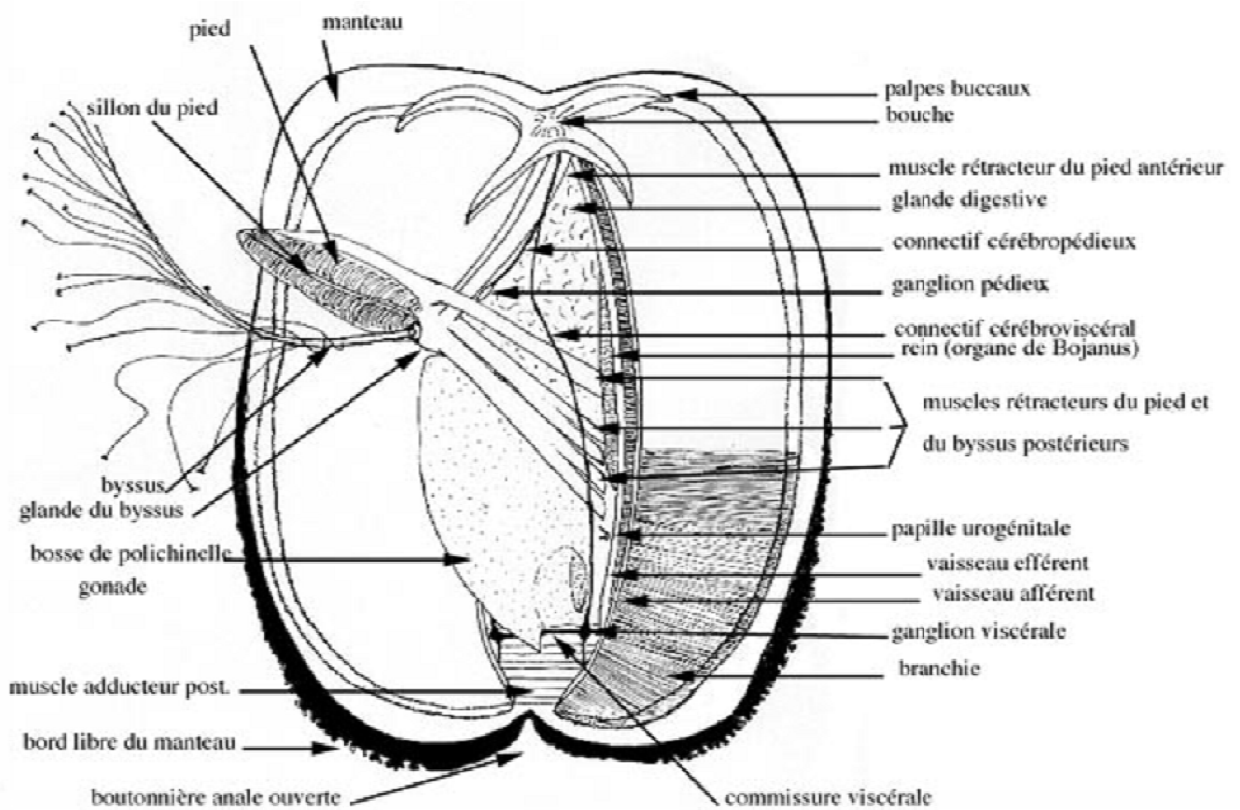
C : empreinte musculaire en forme de 6.

La taille commune de la moule varie entre 5 et 8cm, avec un maximum de 15 cm (Boudjma & Ourari, 2005). La coquille, plus ou moins renflée, possède une extrémité pointue et l'autre arrondie. Elle comprend deux valves égales unies par un ligament. La couleur, généralement bleu-noir, peut toutefois être brune, voir jaune. On peut observer de fines stries concentriques qui sont des stries d'accroissement représentant les étapes de la croissance de l'animal (Marteil, 1979).

### 3.5. Anatomie interne : (figure 6)

La partie interne des valves est recouverte par le manteau, qui protège les organes de la moule et fabrique sa coquille, dont la couleur chez la moule, va du jaune plus ou moins foncé, présente deux lobes (droit et gauche) qui adhèrent étroitement au corps dans la région dorsal, ils sont partiellement soudés dans la zone antérieure (capuchon céphalique) et forment dans la zone postérieure une boutonnière ou siphon exhalant, orifice de sortie de l'eau (Dodgso, 1928).

La moule possède deux branchies disposées dans la cavité de part et d'autre de la masse viscérale comme organes de respiration. Les branchies jouent aussi un rôle important dans l'alimentation en retenant les particules en suspension. Pourvu d'un pied qui lui permet de se déplacer sur son support et de se fixer un peu plus loin, sa grande mobilité est due à l'existence de deux systèmes de faisceaux musculaire. L'un inséré sur les valves, l'autre sans rapport avec elle (Michelin, 1995). Elle dispose de deux muscles adducteurs dont l'un, l'antérieur, est réduit par leur contraction ils ferment la coquille.



**Figure 6 :** Anatomie interne de la moule (Ducruet.J, 2000)

## **4. Biologie et reproduction de *mytilus galloprovincialis***

### **4.1. Reconnaissance des sexes**

Les moules sont des animaux à sexes séparés. La glande génitale ou gonade se situe de façon diffuse dans le manteau (Marteil, 1976), elles sont dépourvues de caractères sexuels secondaires, le sexe est déterminé par l'examen de la gonade. La femelle a des couleurs qui varient du jaune-orange au rose saumon, la gonade male est blanc jaunâtre. Ces critères de coloration se retrouvent chez beaucoup de bivalves. *Mytilus edulis* (Lubet 1959), *Chlamys varia* (Lucas, 1965), *Perna perna* (Boukroufa, 1987) in Djediat (1993). Cette coloration n'est pas suffisante pour pouvoir discerner avec certitude le sexe selon (Lubet, 1959) in (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, (Atmani et al, 2000). 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 blanche-jaunâtre (Haouchine, 1995).

### **4.2. Période de reproduction**

*Mytilus galloprovincialis* est une espèce gonochorique et présentée un cycle de reproduction annuel alternant avec une phase de repos sexuel durant laquelle des réserves nutritionnelles sont constituées (Bayne 1976, Lubet 1976). La Période de reproduction n'est pas synchronique et varie de la fin du printemps jusqu'à la fin d'automne. Elle est liée à plusieurs facteurs dont la température et l'abondance de la nutrition (Bhaby.S, Belhsen .O.K, Errhif .A, 2011). Malgré son caractère saisonnier son cycle de reproduction peut avoir des variations spatio-temporelles considérables.

### **4.3. Maturité sexuelle**

Chez la majorité des bivalves, la maturité sexuelle dépend beaucoup plus de la taille que de l'âge, et la taille atteinte à la maturité sexuelle dépend des espèces et de leur distribution géographique.

*Mytilus galloprovincialis* est très féconde : 10 à 15 x 10<sup>6</sup> d'ovocytes par émission (Barnabé, 1991), leur diamètre est compris entre (65-75 µm) Ruiz.M et all (2008).

#### 4.4. L'évolution des gonades

L'étude histologique des gonades permet de définir d'une manière certaine, les différents stades d'évolution de la gonade ainsi que la période réelle de ponte (Djediat, 1993). Chiperfield (1953) est le premier à distinguer chez *Mytilus edulis* différentes étapes dans le développement de la gonade. Il les a résumées sous forme d'une échelle qui a été ensuite reprise par de nombreux auteurs, plus ou moins modifiée et appliquée à d'autres mollusques (Marteil, 1976). Elle comprend :

**Un stade 0** : qui correspond à la phase de repos sexuel, manteau prend un aspect très homogène et une couleur ivoire ou orangée.

**Un stade I** : où le manteau apparaît moins homogène que précédemment ; les follicules commencent à se développer et dessinent un fin réseau que l'on peut apercevoir.

**Un stade II** : où les follicules deviennent de plus en plus apparents ; le manteau prend une teinte propre à chaque sexe.

**Un stade III** : au cours duquel la maturité sexuelle est atteinte : les gamètes sont prêts à être émis.

#### 4.5. La spermatogenèse

La spermatogenèse se déroule de façon centripète dans les tubules, elle serait rapide environ 10 jours chez les Mytilidés. Les spermatozoïdes de petite taille possèdent un long flagelle et un acrosome bien différencié. Leur structure serait homogène chez les bivalves. Il existe des cellules «accessoires» au niveau de la paroi tubulaire, intercalées entre des groupes de spermatogonies (Barnabé, 1991).

#### 4.6. L'ovogenèse

Les ovogonies entrent en méiose (ovocyte I) qui est bloquée en prophase de la première mitose (stades pachytène-diploène) : les chromosomes en «goupillon» sont alors bien visibles. Le nucléole réapparaît et témoigne d'une intense activité ; une

synthèse importante d'ARN se produit alors que le cytoplasme augmente de volume et qu'apparaissent de nombreux ribosomes (phase de pré-vitellogenèse) tandis qu'un important ergastoplasme s'organise (Barnabé, 1991).

#### **4.7. La vitellogenèse**

La vitellogenèse se traduit par une augmentation du volume de l'ovocyte de la moule. Le noyau ou vésicule germinative peut atteindre 18 à 20  $\mu\text{m}$  de diamètre, la chromatine s'estompe alors que le nucléole devient très important (7 à 8  $\mu\text{m}$ ). L'enveloppe nucléaire se plisse surtout à la fin de la vitellogenèse (Barnabé, 1991).

#### **4.8. Gamétogenèse**

La première période débute avec l'initiation de la gamétogenèse en produisant les gamètes mûrs sur un ou plusieurs cycles et en se terminant à chaque fois par leur émission. La seconde phase est celle du repos sexuel, avec l'accumulation des réserves d'énergie qui sont nécessaires pour redémarrer une nouvelle gamétogenèse (Gabbott p.a, 1983).

La moule femelle rejette ses œufs dans la cavité palléale où ils sont fécondés par les spermatozoïdes. Ces derniers, déversés dans l'eau de mer par les moules mâles, sont entraînés dans la cavité palléale de la femelle par la circulation d'eau. Les œufs fécondés, au nombre de 500 à 600.000 par moule, donnent des larves planctoniques munies d'une couronne ciliée et d'un voile cilié (velum) (Villeneuve, 1965).

Le déroulement de la gamétogenèse est variable selon les régions. Sur les côtes atlantiques, pour *Mytilus galloprovincialis* la gamétogenèse est plus étalée sur l'année, avec des pics au printemps et à l'automne. La vie planctonique de la larve véligère peut durer 3 ou 4 semaines si les conditions sont favorables (optimum thermique : 15-16 °C) elle s'achève par la fixation et la Métamorphose (Audebert, et al, 2008).

#### **4.9. Facteurs influençant l'évolution des gonades**

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).

### 4.9.1. Salinité

Selon Lubet (1959 in Marteil, 1976), la salinité ne semble pas avoir une grande influence sur l'évolution des gonades note que dans le bassin d'Arcachon, les salinités sont assez uniformes en été, alors qu'en hiver et au printemps on note de grandes variations : certaines stations ont un caractère franchement océanique tandis que d'autres deviennent nettement saumâtres. A la fin de l'hiver et au début du printemps, il remarque que toutes les moules de ce bassin présentent le même degré d'évolution sexuelle.

### 4.9.2. Température

Les observations faites par divers auteurs indiquent la présence d'un lien entre la gamétogénèse et la température. L'influence de ce facteur est cependant plus ou moins nette selon les stades considérés. D'après Chipperfield (1953), la gamétogénèse ne début que lorsque la température de l'eau dépasse 7°C, et Lubet (1959), de son côté, observe un arrêt lorsque l'hiver est très froid et les températures sont au-dessous de 7-8°C. Le temps nécessaire à la maturation des gonades (stade I et II), qui peut varier de trois à six semaines, est d'autant plus court que la température monte rapidement, Influence sur la longueur de la période de reproduction (stade III). L'achèvement de la reproduction. Apparition du stade 0. Lubet (1959) constate que la période de reproduction se termine à la fin du printemps ou au début de l'été, lorsque la température dépasse 16 ou 18°C. Un nouveau cycle sexuel commence en automne, mais à ce moment la température est redescendue au-dessous de 20° C.

### 4.9.3. Nourriture

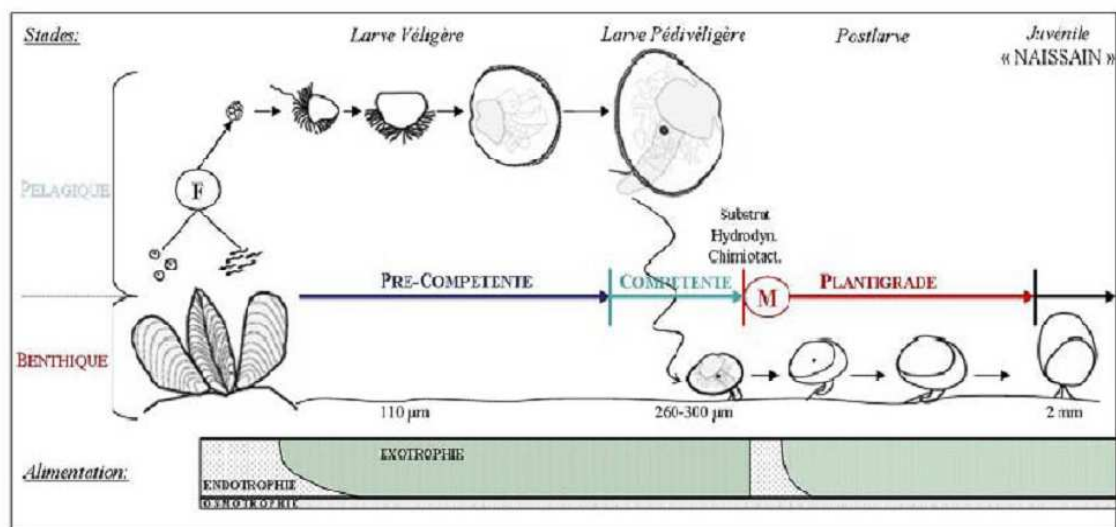
Lubet (1959) in Marteil (1976) émet l'hypothèse d'une influence des variations quantitatives et qualitatives du phytoplancton sur le cycle sexuel des moules. Des animaux mis expérimentalement à jeûner voient en effet leur maturité sexuelle retardée et la quantité de gamètes qu'ils émettent diminuée, Il n'y a pas ensuite de restauration et d'accumulation de réserves. En ce qui concerne l'aspect qualitatif, Lubet (1959) pense que, les apports importants d'éléments nouveaux dans alimentation des moules modifieraient leurs métabolisme. Une des conséquences de cette modification serait l'instauration et la durée du stade de repos sexuel. Cette hypothèse reste toutefois à vérifier. (Marteil, 1976).

#### 4.9.4. Action du système nerveux.

Outre les facteurs écologiques, d'autres causes ont une action sur la reproduction de la moule. En particulier, Lubet (1959) a montré que l'intégrité des ganglions cérébroïdes était indispensable pour que le cycle sexuel soit normal. Leur ablation entraîne des perturbations importantes. (Marteil, 1976).

### 5. le développement larvaire de *Mytilus galloprovincialis*

#### 5.1. Les différentes phases larvaires



**Figure 7 :** Phases larvaires et post-larvaires du cycle de vie de la moule

(Toupoint, 2009) F : fécondation, M : métamorphose.

Lorsque les moules sont arrivés à maturité, les produits génitaux sont expulsés dans le milieu extérieur où a lieu la fécondation (Marteil, 1976). Les ovocytes femelles sont fertilisés par les spermatozoïdes des males. Après la fécondation une première division cellulaire a lieu. Ces divisions se poursuivent pour atteindre le stade multicellulaire blastula puis gastrula. Plus tard il se transforme en une larve mobile appelée trochophore qui présente une forme de toupie, pourvu d'un cil apical et une couronne ciliée lui permettant de se déplacer en tournant sur elle-même. (Helm et al 2006).

**La D véligère :** elle a la forme d'un D majuscule d'où son appellation de larve Delle présente une coquille avec deux valves reliées par une charnière ainsi qu'un

velum, sorte de voile cilié qu'elle déploie hors de sa coquille lorsqu'elle nage et qui lui sert à capter sa nourriture (Auby.I, Maurer.D, 2004).

**L'umbo-véligère :** un crochet, ou umbo, se forme sur la charnière de la coquille (Auby.I, Maurer.D, 2004), elle présente des glandes digestives à deux lobes (Le Pennec, 1978 in Chebab.B, 1996).

**La pédivéligère :** une tache oculaire, improprement appelée .il est jouant un rôle sensoriel, apparaît au niveau de la première ébauche branchiale ; la larve est alors dite oeillée. A la fin de stade la larve est prête pour se fixer (Auby.I, Maurer.D, 2004)).

## 5.2. Métamorphose et fixation

La métamorphose est une période critique dans le développement des bivalves, durant laquelle l'animal passe de la vie pélagique nageuse à la vie benthique sédentaire, des mortalités considérables peuvent se produire pendant cette phase aussi bien en milieu naturel qu'en écloserie (Helm, et al 2006). Il n'y ait pas de fixation de naissain en automne. Cette observation a déjà été réalisée dans la région d'Alger (Algérie) (Abada-Boudjema Y, 1981), et en Galicie (Nord-ouest de l'Espagne) (Morales J., 1995). Des changements morphologiques accompagnent le passage du stade larvaire au stade juvénile (métamorphose), impliquant la disparition d'organes larvaires (vélum) et le développement de nouveaux organes (Roman, 1985) in (Meziane, Sefasfa, 2008).

Selon Bayne (1965) la métamorphose peut être retardée jusqu'à six semaines, si l'animal prêt à se métamorphoser ne rencontre pas aussitôt de substrat convenable, ce qui représente une augmentation considérable des chances de survie. Néanmoins, le velum commence à dégénérer, d'où perturbation des courants alimentaires et diminution du pouvoir nutritionnel. La larve devient incapable de se nourrir et la croissance est stoppée. Cette régression du velum entraîne aussi une diminution des facultés de nage : l'animal a de plus en plus tendance à ramper ; s'il ne trouve toujours pas de support, il est condamné à mourir. (Marteil, 1979).

## 6. Écologie de l'espèce

### 6.1. Habitat

La moule vit, fixée par son byssus sur des fonds durs très variés, dans la zone littorale et à de faibles profondeurs. Sa répartition bathymétrique est limitée vers le bas dans l'infralittoral (Chinzi, 1998) in (Bouchena et Ait Lounis, 2006). Elle se retrouve exceptionnellement jusqu'à des profondeurs atteignant 20 m et plus (Seed, 1976) in (Benchaira et al, 1999). Elle s'adapte à des conditions de milieu très varié et peut supporter de brusques variations de l'environnement (tableau 1) (Chinzi, 1998).

**Tableau 1** : conditions de milieu du *Mytilus galloprovincialis*.

		<i>M. galloprovincialis</i>
Limites létales	salinité	15 à 40 ‰
	température	7 à 28 °C
Optimum	salinité	28 à 34 ‰
	température	20 à 28°C

### 6.2. Répartition bathymétrique

Fixée par son byssus sur des fonds très variés durs (rocheux graveleux) ou même meubles (sableux, vaseux), dans zone littorale et a faible profondeur, elle forme souvent des communautés denses (Poutiers, 1993 in Bensam et Behloul, 2009). Elle subit les changements extrêmes des conditions environnementales (température, salinité, nourriture, exposition a l'air. la limite de distribution de moule dans la zone intertidale serai principalement déterminé par la durée d'exposition a l'air et a l'importance de dessiccation auxquelles elle est soumise.

## 7. Alimentation

La moule *mytilus galloprovincialis* comme la plus part des mollusques bivalves, est un suspensivore, elle consomme les particules en suspension dans l'eau filtrée par ses branchies (Roberts *et al.*, 1995). La moule ingère la plupart des particules présentes dans le milieu qui l'entoure : diatomées, dinoflagellés détritiques organiques, bactéries, flagellés et protozoaires divers, spores, fragment d'algues, débris inorganique (Marteil, 1976). La collecte des particules en suspension dans l'eau est assurée par les branchies.

## 8. La filtration

Les moules sont des organismes sédentaires et filtreurs qui se nourrissent en retenant les éléments nutritifs en suspension dans l'eau de mer (Micheline, 1995). Lubet et Chappuis (1966) constatent une diminution du taux de filtration chez les individus d'une taille supérieure à 30 mm de la moule *Mytilus galloprovincialis*. Si l'on considère l'influence des conditions du milieu sur le taux de filtration de *M. galloprovincialis*, il convient de souligner deux faits. D'une part, la température de 28°C semble constituer une limite pour l'activité de filtration (Riva & Masse, 1983), et la vitesse de filtration est toujours inférieure à la vitesse de pompage ; elle est sous la dépendance de la turbidité et de la température, entre autres facteurs.

## 9. Digestion

La moule est cependant capable de retenir préférentiellement les particules organiques d'un mélange et de compenser ce phénomène de dilution en augmentant sa vitesse de filtration et la production de pseudo-fèces tout en sélectionnant avec plus d'efficacité les particules organiques (Kiorbe et al., 1981 ; Bayne et al., 1993 ; Hawkins et al., 1996).

## 10. Croissance

La croissance d'une moule dépend de la quantité de nourriture disponible dans le milieu. Un manque de nourriture se traduit par une croissance négative (la moule utilise ses réserves) (Bayne, 1976). La croissance dépend aussi de la température, son optimum étant entre 15 et 20° C. (Au-delà de 20 °C la croissance diminue). *Mytilus galloprovincialis* : min : 7-8 °C, max : 27-28°C (Atmani & Bougrid, 2000). Lubet (1973) a montré une espérance de vie de huit ans en conditions favorables.

Cependant, celle-ci descend entre 11 et 18 mois sur les côtes algériennes (Abada-Boudjema Y & Dauvin J.C., 1995).

## 11. Respiration

La respiration se fait au niveau des branchies et du manteau (Brienne, 1960). Barnabé (1989) constate qu'il existe une relation complexe entre la consommation de l'oxygène, le poids du corps, la ration alimentaire, la température et surtout le cycle de reproduction qui semble le plus déterminant, exemple : En période de reproduction, la moule consomme 0,39 mg /h/g .P.S, au repo sexuel 0,21 mg /h/g .P.S.

La respiration se fait en filtrant activement l'oxygène dans l'eau à l'aide des branchies. L'eau inhalée contient des particules en suspension. Les moules filtrent de 0,5 à 5 litres/heure d'eau de mer selon sa température et sa turbidité (état d'un liquide trouble). Une fois hors de l'eau, la moule est capable de se fermer hermétiquement et, si on la conserve au frais, elle peut survivre en moyenne une dizaine de jours.

# Chapitre II :

## Conditionnement des géniteurs

**Introduction**

Le conditionnement des géniteurs est une étape essentielle pour l'approvisionnement en larves de bivalves en écloserie. C'est une procédure par laquelle les écloséries sont capables d'étendre leur saison de production, sans être dépendant de la brève période de l'année au cours de laquelle les adultes des espèces d'intérêt sont matures (Helm. M et all...,2006).

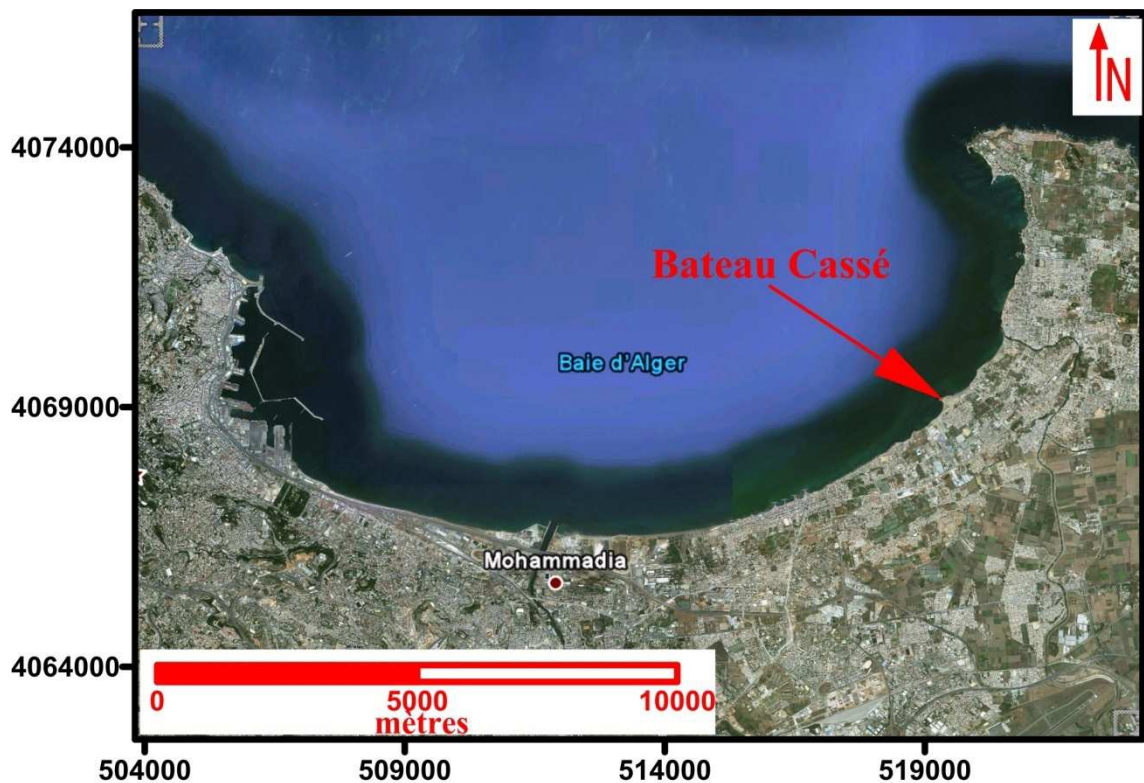
D'après Lubet (1976) et Mathieu, (1999), une maîtrise des relations entre les animaux et leur milieu est nécessaire à tous les stades de développement impliquant une connaissance des paramètres environnementaux et la réponse des principales fonctions biologiques, notamment les relations nutrition - reproduction. La nutrition conditionne la fécondité et le recrutement. Dans cette Partie un conditionnement des géniteurs est réalisé, il a pour objectif la mise en évidence de l'influence du régime alimentaire sur la maturité des gonades de la moule *Mytilus galloprovincialis*.

Deux microalgues sont utilisées séparément ou conjointement, il s'agit de la flagellée *Tetraselmis suecica* de la diatomée *Phaeodactylum tricornutum*.

## I. Matériel et méthodes

### 1. Matériel biologique

Les moules utilisés pour cette expériences sont issus de la moulière naturelle du bateau cassé, Fort de l'eau (figure 8). 60 individus d'une longueur moyenne de  $41,87 \pm 1,13$  mm, largeur moyenne  $20,68 \pm 0,73$  mm, épaisseur moyenne  $16,39 \pm 0,59$  mm et poids totale moyenne  $9,20 \pm 0,53$  g sont été conditionné pendant trois semaines.



**Figure 8** : site origine de la moule *mytilus galloprovincialis* utilisée pour le conditionnement (image satellitaire Google earth, 2009).

## 2. Expérimentation

### 2.1. Conditionnement des géniteurs

Les géniteurs ont été répartis aléatoirement en proportions identiques dans les trois bacs de conditionnement (Figure 9) à raison de 20 individus par bacs. Les bacs sont alimentés en eau de mer pré-filtrée à environ  $40 \mu\text{m}$  avec une salinité de l'ordre de 35 ‰, l'oxygénation assurée par un aérateur. Les bacs sont vidangés et nettoyés tous les trois jours pendant l'expérience.



**Figure 9** : système de conditionnement de la moule *mytilus galloprovincialis*  
A, B, C : bac de conditionnement ; a, b, c : bouteille de nourriture.

## 2.2. Alimentation des géniteurs et ration alimentaire

Les géniteurs sont alimentés goutte à goutte par un système d'alimentation composé de 3 bouteilles. Deux espèces de microalgues sont utilisées : la flagellé *Tetraselmis suecica* et la diatomée *Phaeodactylum tricornutum*, est sont distribué de la manière suivante :

- **Le premier bac** : alimenté les moules avec mélange de deux algues phytoplanctoniques vivantes *Phaeodactylum tricornutum* (50 %) avec une concentration 9,7 millions de cellules/ml et *Tetraselmis suecica* (50 %) avec une concentration 1,584 millions de cellules/ml.
- **Le deuxième bac** : les moules sont nourris avec la microalgue *Phaeodactylum tricornutum* avec une concentration 9,7 millions de cellules/ml.
- **Le troisième bac** : les moules sont nourris avec la microalgue *Tetraselmis suecica* Avec une concentration 1,5 millions cellules/ml.

Les souches des espèces de microalgues sont provenues d'un laboratoire de recherche espagnole dans le cadre de coopération Algéro-espagnole (ITC– Las Palmas – Spain) : les espèces utiliser dans cette étude sont les Chlorophycées *Tetraselmis suecica*, les Diatomées et *Phaeodactylum tricornutum*. La culture de ces microalgues à été faite au niveau de Centre Nationale de Recherche et Développement de la Pêche et l’Aquaculture (CNRDPA)

Selon (Helm. et all...,2006) La ration alimentaire nécessaire au conditionnement est basée sur le poids sec de la chair des adultes. Elle varie normalement entre 2 à 4 pour cent du poids sec moyen de chair des adultes au début de conditionnement en poids sec d’algues apportées quotidiennement. L’équation ci-dessous permet de déterminer le poids sec nécessaire d’algues par adulte pour une ration journalière de 3 pour cent.

$$\text{Ration par jour par adulte (g)} = 3 \frac{\text{moyenne poids sec chair (g)}}{100}$$

$$\text{Nombre de cellule par jour par adulte} = \frac{\text{ration par jour par adulte(g)}}{\text{poids organique sec de l’algue(g)}}$$

**Tableau 2** : poids organique et composition en lipides des deux espèces utilisées (Helm. et all...,2006).

<b>Espèces</b>	<b>Poids organique (10<sup>6</sup> µg cellules)</b>	<b>Lipides %</b>
<i>Tetraselmis suecica</i>	200	6
<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	23	12

**2.3. Suivi de l’état de maturation des gonades**

Dix individus ont été prélevés au hasard au début de l’expérimentation, les différentes mesures ont été effectué, à savoir : la longueur, largeur, épaisseurs, poids total, poids des coquilles, poids de la chair humide et poids sec de la chaire.

Après trois semaines de conditionnement la même opération a été répétée sur les géniteurs de chaque bac, pour voir l’évolution de L’indice de Walne et Mann (1975).

**L'indice de Walne et Mann (1975)**

L'indice de Walne et Mann (1975) à été utilisé dans plusieurs expériences. Cet indice, absolu, estime le métabolisme dirigé vers le processus de gamétogenèse ou le stockage du glycogène (Crosby et Gale, 1990). Il est calculé selon la formule suivante :

$$IWM = \frac{PSC_h * 1000}{PSC}$$

*IWM* : indice de Walne et Mann. *PSC<sub>h</sub>* : poids sec de la chair en grammes.

*PSC* : poids sec de la coquille en grammes.

**3. Analyse statistique****3.1. Comparaison de plusieurs moyennes (ANOVA) :**

L'analyse de la variance à un seul facteur (one-way-analysis, anova) a pour but de comparer, les moyennes de plusieurs populations (Dagnilie, 1975). Nous avons ici une variable quantitative (effectifs <30) et une variable qualitative (aliment). Le but est de savoir le meilleur régime alimentaire.

**3.2. Comparaisons de deux moyennes, Test (Schwartz, 1993) :**

Pour comparer les trois régimes alimentaire des calculs de moyennes et leur écart-type correspondant à un effectif <30 ont été effectué. Nous avons utilisé un test de comparaison des moyennes Schwartz, (1993) afin de préciser le taux de signification de ces moyennes.

Le test de comparaison des moyennes **Schwartz, (1993)** :

$$| \varepsilon \text{ cal} | = \frac{|ma - mb|}{\sqrt{\frac{s_a^2}{na} + \frac{s_b^2}{nb}}} \quad S^2 = \frac{\sum ni*(xi - m)}{n - 1}$$

$m_a$  : la moyenne de l'échantillon a.  $m_b$  : la moyenne de l'échantillon b.  $S^2$  : la variance.  
 $n_a$  : effectifs de l'échantillon a.  $n_b$  : effectifs de l'échantillon b.

Deux cas de figure peuvent se présenter : Si :  $| \varepsilon \text{ cal} | \leq 1.96$  la différence est non significative. Si :  $| \varepsilon \text{ cal} | > 1.96$  la différence est significative.

## II. Résultats

### 1. Calcul de la ration alimentaire

Une ration de 3 % pour un adulte de 0,219 g de poids sec est de 0,00657 g de poids sec d'algues par jour. Des données relatives au poids sec des différentes espèces d'algues sont présentées dans le tableau (2) et montrent qu'un million de cellules de *Tetraselmis* ont un poids sec (organique) de 0,2 mg et un million de cellules de *Phaeodactylum* ont un poids sec (organique) de 0,023 mg.

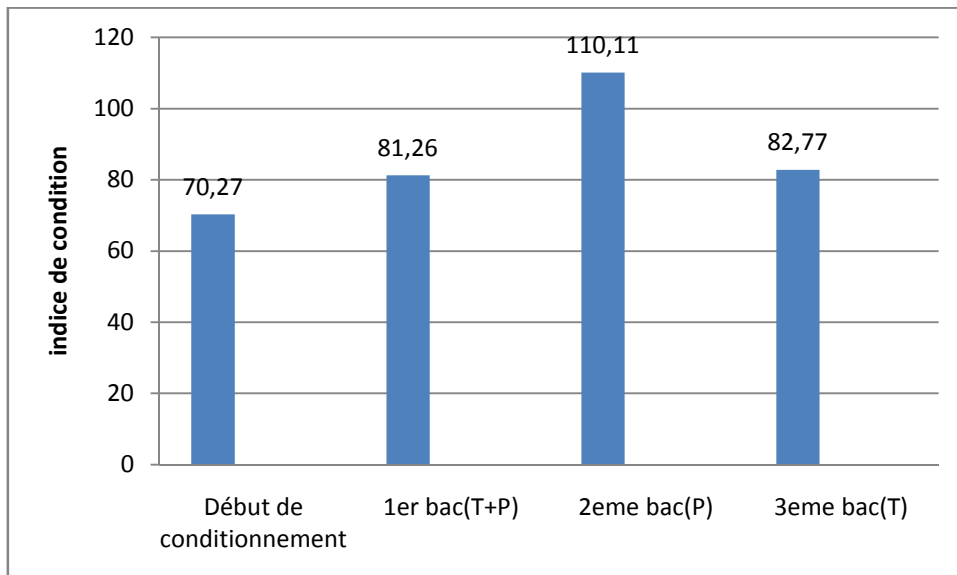
**Tableau 3** : le nombre et le volume des cellules fournies aux géniteurs par jour pour une ration 3 %.

espèce bac de conditionnement	<i>Phaeodactylum tricornutum</i>		<i>Tetraselmis suecica</i>	
	Nombre de cellules (Millions)	Volume par (l)	Nombre de cellules en (millions)	Volume par (l)
1 <sup>er</sup> bac	2856,52	0,294	311,07	0,207
2 <sup>eme</sup> bac	5713,04	0,588	-	-
3 <sup>eme</sup> bac	-	-	657	0,414

## 2. Indice de condition

Tableau 4 : l'indice de condition de *mytilus galloprovincialis* dans chaque bac.

paramètres bac de conditionnement	Indice de condition
Début de conditionnement	70,27
1 <sup>er</sup> bac (T+P)	81,26
2 <sup>eme</sup> bac (p)	110,11
3 <sup>eme</sup> bac (T)	82,77



**Figure 10 :** évolution de l'indice de condition de *mytilus galloprovincialis* en milieu contrôlé.

La figure (10) représente les valeurs de l'indice Walane et Mann (IWM) de la moule *mytilus galloprovincialis* dans les trois bacs de conditionnement pendant trois semaines. Dans le milieu contrôlé l'indice de condition varié avec le temps et la qualité de nourriture. La valeur la plus grande est observée dans le deuxième bac ou la nourriture distribuée est la diatomée *Phaeodactylum tricorutum* mais des différences significatives ( $P < 0.015$ ) sont constatées entre le début de conditionnement et la fin.

### 3. Analyse statistique

L'analyse statistique comparant les quatre échantillons montre une différence significative (ANOVA :  $P < 0,015$  ;  $F=3,98$  ;  $DDL : 3, 35$ ).

**Tableau 5** : résultats de test de Schwartz

Bacs	Début/(T+P)	Début/(P)	Début/(T)	(P+T)/(P)	(P+T)/(T)	(P)/(T)
$ \varepsilon $ cal. ( $\alpha=5\%$ )	1,26	<b>3,30</b>	1,27	<b>2,31</b>	0,14	<b>2,05</b>

D'après les valeurs de  $|\varepsilon|$  calculées, et la table de ( $t$ ) à risque  $\alpha = 5\%$  , les résultats obtenus montrent une différence significative pour trois échantillons.

Le test  $|\varepsilon|$  calculé a été comparé à 1,96 de la table de student, les différences significatives sont indiquées en gras dans le tableau.

L'indice de condition a évolué entre la valeur initiale et celle après le conditionnement dans les trois cas mais la différence significative est entre le début et le deuxième bac(p) ( $3,30 > 1,96$ ) ou il a passé de 70,27 à 110,11.

Une différence est constatée entre les régimes mono spécifique ( $2,05 > 1,91$ ), l'indice a évolué beaucoup plus dans le régime de (p) (110,11) que celui de (T) (82,77).

La comparaison de mélange (T+P) avec le régime mono spécifique montre une différence significative ( $2,31 > 1,96$ ) entre celui-ci (81,26) et celui de (P) (110,11).

### III. Discussion

La plupart de la littérature qui rapporte sur la reproduction des bivalves de régions tempérées mentionne que les gamétogenèses s'arrêtent pendant l'automne et l'hiver lorsque la nourriture n'est pas abondante et que les conditions physico-chimiques du milieu ne sont pas propices au développement larvaire (Ruiz et al., 1992 ; Paulet et al., 1992, Brosseau, 1995). Fréquemment, la production de naissain dans les écloséries n'est pas possible pendant cette période en utilisant les méthodes standards de conditionnement (Le Pennec, 1997) in (Jorge, E.C.V. 2001) .

Durant ce travail les géniteurs de la moule *mytilus galloprovincialis* provenant d'un gisement naturel, ont été conditionnés pendant trois semaines avec trois régimes alimentaires différents. Les résultats obtenus montrent que les géniteurs nourrit par *Phaeodactylum tricornutum* présentent un écart important par rapport au début de conditionnement contrairement à celles nourrit par *Tetraselmis suecica* ou par le mélange des deux espèces.

Différents auteurs considèrent que la maturation de gamètes en conditions artificielles peut être accélérée seulement après que les animaux aient accumulé un certain niveau de réserves (Bayne et al., 1975 ; Sastry, 1979) in (Jorge, E.C.V. 2001). Les lipides augmentent le développement gamétique, diminué lors de la ponte et commencent à s'accumuler pendant la période de repos sexuel suivant la variation des blooms phytoplanctoniques (Abad et al., 1995). Selon (Helm. M et all...,2006) la proportion des lipides dans le poids organiques de la diatomée *Phaeodactylum tricornutum* est de 12 %, alors que celui de *Tetraselmis suecica* est de 6%.

La survie larvaire dans les systèmes d'élevage est en relation étroite avec l'état de développement des géniteurs, en particulier avec la quantité initiale de lipides totaux dans les gamètes (Gallager et Mann, 1986) in (Jorge, E.C.V. 2001).

L'activité reproductrice d'une espèce est estimée à partir de l'indice de condition gonadique (Giese & pearse, 1974) in (chebab) transformé en indice de condition pour les espèces à gonade diffuse dans le manteau.

# Chapitre III :

## Ponte et fécondation

## **I. Matériels et méthodes**

### **1. Matériel biologiques**

Les géniteurs de la moule *Mytilus galloprovincialis* d'un poids moyen de 9,20 g, d'une longueur moyenne de 41,87 mm, une largeur moyenne de 20,68 mm et d'une épaisseur moyenne de 16,39 mm (annexe 4), ont été récoltés du milieu naturel au niveau de la moulière du Bateau cassé à fort de l'eau (Figure 8).

### **2. Expérimentation**

#### **2.1. Induction de ponte**

Différents stimuli peuvent être appliqués pour induire la ponte ; les plus performants sont ceux qui sont naturels et minimisent le stress. Les différents stimuli sont :

##### **2.1.1. La ponte par scarification**

Le principe consiste à choisir des géniteurs matures, à les ouvrir doucement pour ne pas l'abimer et couper le muscle adducteur adhérent à la valve supérieure. Une fois la 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 entrainera 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 mâles et femelles dans deux récipients différents (Bitant et al, 1979 in Bensam et Behloul, 2009).

##### **2.1.2. La ponte par stimulation mécanique**

La ponte s'obtient 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. (Benko, 1973 in Bensam et Behloul, 2009).

##### **2.1.3. La ponte par stimulus chimique**

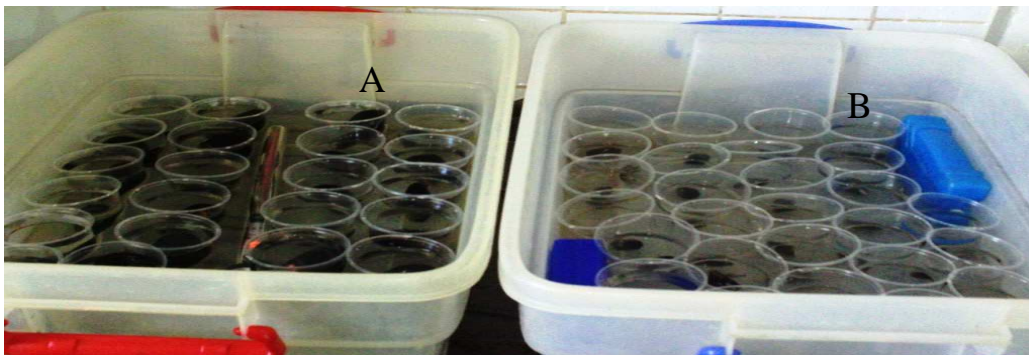
Consiste à injecter 2ml de KCl à 0.5 normal dans le manteau de chaque une des moules, les géniteurs sont laissés hors de l'eau durant une heure avant d'être transférés dans des récipients contenant l'eau de mer filtrée stérilisée (Thomas H.G et al, 2009).

#### 2.1.4. La ponte par Choc thermique

C'est la méthode la plus largement utilisée dans les éclosiers des bivalves. En règle générale, si les géniteurs ne répondent pas au stimulus thermique durant une période de temps raisonnable, les gamètes qu'ils portent ne sont probablement pas complètement matures. (Helm et al, 2006).

Cette technique a été utilisée pour ce travail, Leur principe consiste à prélever les moules matures du bac de conditionnement est nettoyés pour enlever toutes sortes de débris et d'organismes indésirables (encrassement) de leurs coquilles et sont ensuite bien rincés avec de l'eau de mer filtrée. Après nettoyage elles sont placées dans des récipients en plastique contenant une eau de mer filtrée, stérilisée, l'ensemble est placé dans un premier bain d'eau à 15 °C. Après 30 minutes les géniteurs sont déplacés dans d'autres récipients se trouvant dans un bain à une température de 25°C durant la même période, l'opération est répétée encore une seconde fois. La même expérience est répétée avec un intervalle de temps de 40 minutes (Figure 11).

Dans le cas d'obtention de ponte la moule est mise dans un autre récipient et replacée dans le bac pour recueillir le reste de gamètes (la durée de vie et la viabilité des gamètes sont limitées et les femelles peuvent filtrer les ovocytes en suspension). Le nombre de cycles froid/chaud nécessaire à l'induction de la ponte dépend de l'état de maturité des gamètes et de l'empressement des adultes à la ponte. En été les adultes qui peuvent pondre une heure après l'induction, mais en début de cycle cela peut prendre 3 à 4 heures avant que le premier adulte ne commence à pondre. Généralement, ce sont les mâles qui émettent en premier (Helm et al, 2006).



**Figure 11** : Induction de la ponte chez *Mytilus galloprovincialis* par choc thermique.

A : bain chaud ; B : bain froid

## 2.2. Comptage des spermatozoïdes et des ovocytes

Les spécimens répondant au stimulus thermique sont placés individuellement dans des béchers numérotés pour recueillir les gamètes. Après avoir effectué des dilutions, Ces échantillons sont examinés au microscope à un grossissement de X40 à X100 pour déterminer l'état des gamètes et leur concentration.

La cellule Malassez ( $10^{-5}$  ml) est utilisée pour le comptage des spermatozoïdes, et la cellule *Nageotte* (volume  $5\mu\text{l}$ ) pour déterminer le nombre d'ovocytes (annexe 1).

## 2.3. Fécondation

Avant la fécondation les ovocytes et les spermatozoïdes en suspension doivent être filtrés avec précaution à travers un tamis de maillage convenable ( $100\mu\text{m}$ ) maintenu de manière à ce que le fond du tamis soit en dessous du niveau de l'eau dans un récipient, cette étape permet d'éliminer les déchets fécaux provenant des géniteurs.

Selon Beaumont et all (2004) le taux optimal de fécondation s'obtient avec une densité de 100 spermatozoïdes par ovocyte. Après l'estimation de la densité des ces dernier, la fécondation s'est effectuée par un mélange de gamètes dans un récipient avec la densité désiré (Figure 12). Un lavage des œufs est effectué après la fécondation sur un tamis de maillage inférieur à la taille des œufs ( $40\mu\text{m}$ ), le but de cette procédure est d'éliminer l'excès des spermatozoïdes afin d'éviter la polyspermie (Hoff et Snell, 1999). Les œufs sont ensuite mis en incubation dans des bacs contenant une eau de mer filtrée et stérilisée à une température de  $24^{\circ}\text{C}$ .



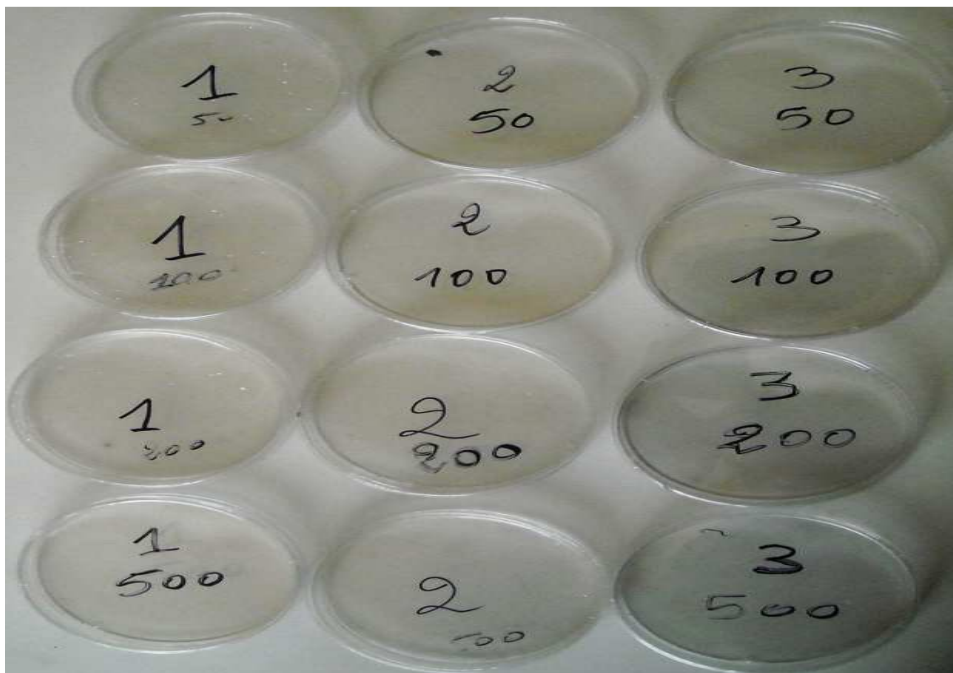
**Figure 12 :** Récipient contenant séparément les gamètes mâles et femelle de *mytilus galloprovincialis*.

#### 2.4. Développement embryonnaire

Après la fécondation et le lavage, les œufs sont placés dans un bac d'eau de mer stérilisé, une observation au microscope chaque 5 minute est effectuée en vue de suivre le développement des œufs fécondé (l'embryons), et la détermination du temps des différents stades de développement jusqu'à atteindre le stade "larve D".

#### 2.5. Taux de normalité des larves

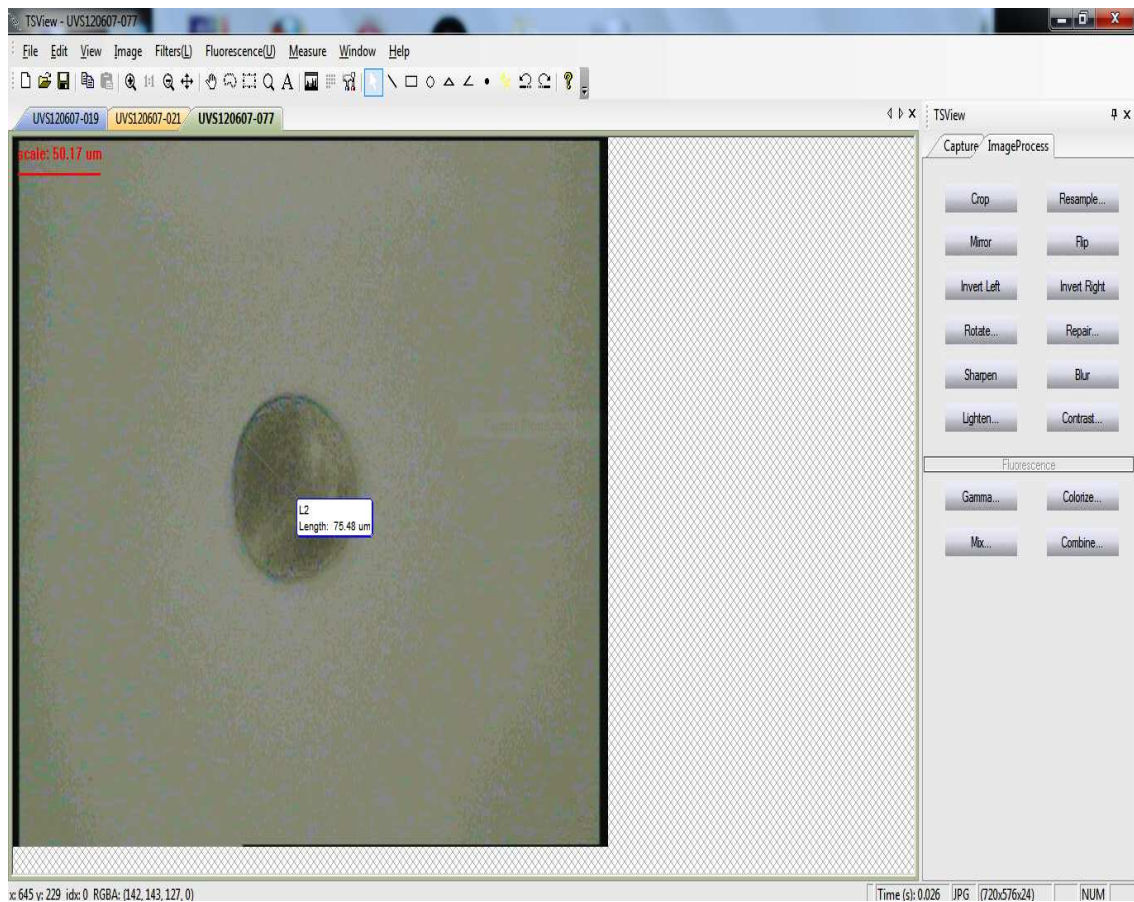
Pour étudier l'effet de la densité sur la normalité des larves, les œufs fécondés sont distribuer dans 12 boîtes de pétrie contenant le même volume d'eau de mer stérilisée à des densités de : 50, 100, 200 et 500 œufs/cm<sup>2</sup>. L'expérience est effectuée en triplicata pour chaque densité (Figure 13). Après l'obtention des larves D, une observation au microscope optique est effectuée pour le comptage des larves bien formées et celle montrant des mal formations et anomalies.



**Figure 13** : Évaluation du taux de normalité des larves D  
de *Mytilus galloprovincialis*.

## 2.5. Estimation de diamètre des ovocytes

Pour l'estimation du diamètre ovocytaire, un microscope muni d'une caméra vidéo a été utilisé avec un grossissement de X40. Les images obtenues ont été traitées avec le logiciel "Tsview» (version 6.1.3.9,) pour la détermination de la taille moyenne, 100 ovocytes sélectionnés aléatoirement. Les mesures ont été effectuées selon une procédure standardisée qui consiste à mesurer deux rayons en forme X pour éviter les biais lors de la sélection les rayons a mesuré (Jorge, E.C.V. 2001).



**Figure 14** : Mesure du diamètre ovocytaire avec le logiciel Tsview (version 6.1.3.9).

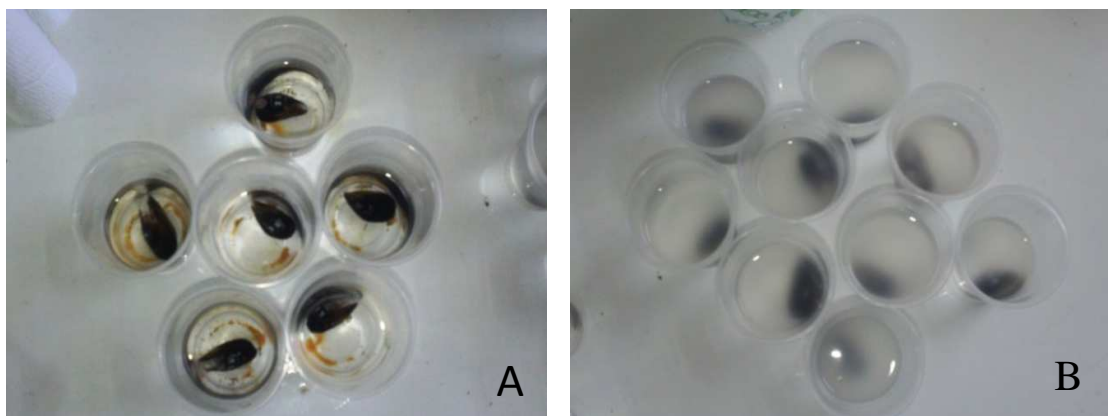
## II. Résultats

### 1. Induction de la ponte

La première expérience consistait à réaliser des chocs thermiques à intervalle de temps de 30 mn, 09 mâles et 06 femelles d'un échantillon contenant 30 individus ont répondu aux stimuli. Dans le premier cycle froid, une femelle et 05 mâles ont répondu au choc. Dans le second cycle, 05 autres femelles et 04 mâles ont pondu. Dans la deuxième expérience à intervalle de temps de 40 minutes, l'induction de la ponte par choc thermique a permis d'avoir une émission de gamètes, de 04 mâles et 07 femelles d'un échantillon contenant 30 individus. L'émission des gamètes des femelles et 03 mâles a été obtenus après 04 minutes dans le premier cycle froid, et dans le second cycle après 30 minutes un seul mâle a répondu au stimulus (Tableau 6).

**Tableau 6** : Taux de réponse des géniteurs de la moule *Mytilus galloprovincialis* de la ponte par choc thermique.

Temps Nombre	30 minutes	40 minutes
Nombre mâles	09	04
Nombre femelles	06	07
Nombre totales	15	11
Pourcentage (%)	50	36,66

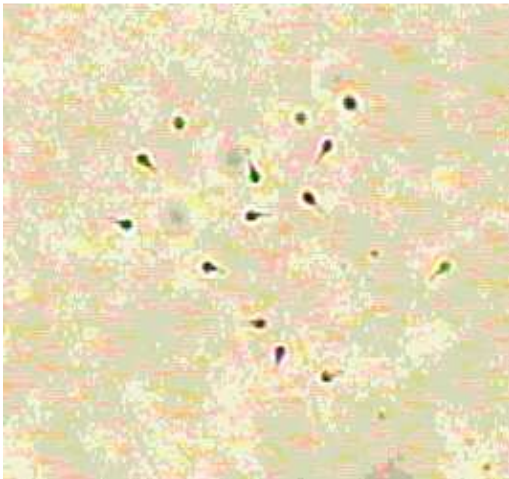


**Figure 15** : Gamètes mâles et femelles de la moule *Mytilus galloprovincialis*,

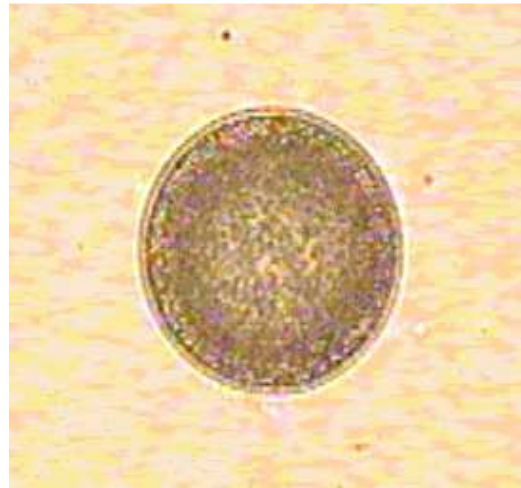
A : ovocytes ; B : laitance (Spermatozoïdes).

## 2. Comptage des spermatozoïdes et des ovocytes

Les ovocytes sont de forme sphérique (figure 17) avec un diamètre moyen de  $69,56 \pm 0,48\mu\text{m}$  et de densité moyenne  $33.10^3$  ovocyte/ml. Les spermatozoïdes sont de petite taille, munie d'un flagelle qui assure la mobilité (figure 16), leur densité est de  $5.10^6$  spermatozoïdes par ml.



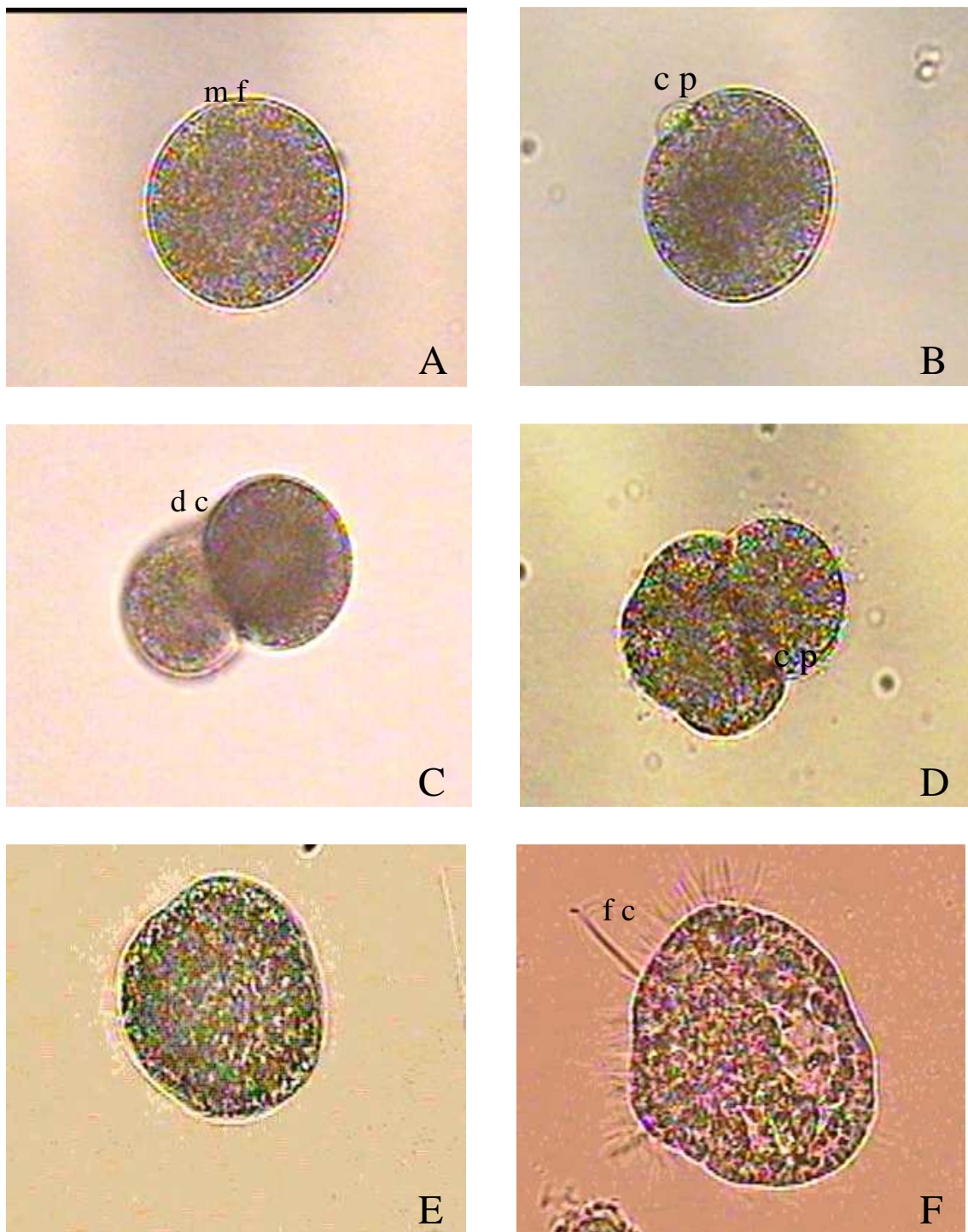
**Figure 16** : Spermatozoïdes (X40).



**Figure 17** : Ovocyte (X40).

## 3. Fécondation et développement embryonnaire

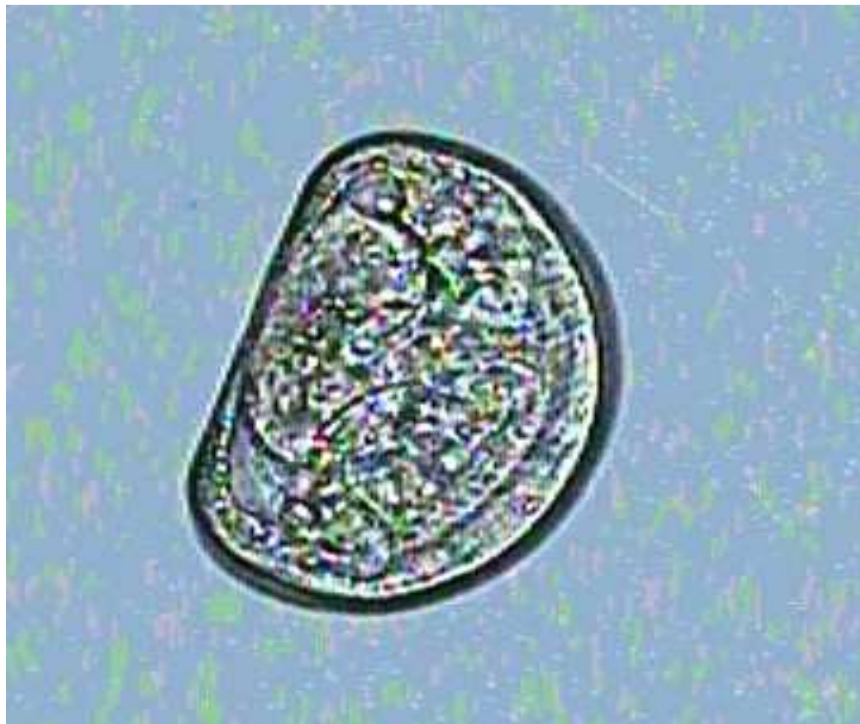
La fécondation se fait au contact des spermatozoïdes avec les ovocytes. La membrane de fécondation s'observe 5 minutes après, l'œuf fécondé se distingue avec un espace transparent qui sépare la membrane du contenu (Figure 18A), le premier corps polaire est observé après 25 minute (figure 18B), l'embryon subit une première division après la libération du second corps polaires après 36 mn (figure 18C). Après une série de division cellulaire l'embryon aboutie au stade morula dans les 2 heures qui suivent la fécondation après 2 h 15 min (figure 18D). 19 heures plus tard l'embryon se transforme en une larve trochophore qui se caractérise par l'apparition du flagelle centrale et de velum bien individualisé (figure 18F).



**Figure 18** : Développement embryonnaire de *Mytilus galloprovincialis*.

A. L'œuf fécondé : membrane de fécondation (X40), B. apparition du premier corps polaire (X40), C. première division: deux cellules identiques (X40), D. morula: huit cellules en forme de mûre (X40), E. gastrula: forme un sac à double paroi, muni d'un seul orifice, le blastopore (X40), F. larve trochophore (X40). m.f membrane de fécondation c.p corps polaire d.c division cellulaire f.c flagelle centrale

- **Larve D** : le développement embryonnaire donne une larve véligère appelée trochophore, qui subit une transformation en quelques heures et donne une larve avec des valves en forme D majuscule. Cette dernière est caractérisée par : la disparition du flagelle central, et l'apparition d'un velum cilié rétractile qui permet à la larve de se déplacer, et l'estomac bien développé qui occupe une grande partie de la cavité palléale d'une couleur brun verdâtre dû à l'ingestion des microalgues.



**Figure 19** : Larve véligère « Larve D » (X40).

**Tableau 7** : Les différents stades de développement de l'ovocyte à la larve D de la moule *Mytilus galloprovincialis* à 20°C±1.

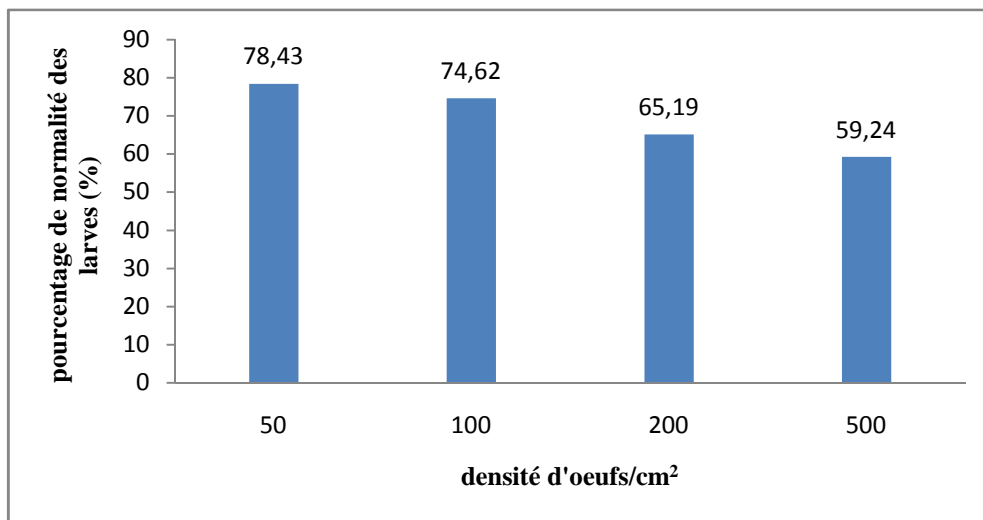
<b>Stade</b>	<b>Age (minutes)</b>	<b>Diamètre (µm)</b>	<b>Caractéristique</b>
<b>Ovocyte</b>	0 minute	69,56 ± 0,48	Réserves vitellins
<b>Œuf</b>	5 minutes	71,34 ± 0,71	Membrane de fécondation
<b>Libération corps polaire</b>	25 minutes	72,36 ± 1,06	Corps polaire a la périphérie de zygote
<b>Première segmentation</b>	36 minutes	77,36 ± 0,75	Cellule étranglée
<b>Morula</b>	2 heures 15 minutes	79,08 ± 0,37	Multicellulaire avec le corps polaire
<b>Trochophore</b>	19 heures	87,28 ± 0,96	Mobile, flagelle centrale et velum cilié

#### 4. Taux de normalité des larves

Dans le tableau 8 sont reportés les pourcentages de normalité des larves D de *mytilus galloprovincialis*, 48 h après la fécondation à différentes densités d'œufs par centimètre carré à une température 20 ±1°C.

**Tableau 8** : pourcentage des larves véligère normale cultivées à différente densités par unité de surface (œufs/cm<sup>2</sup>).

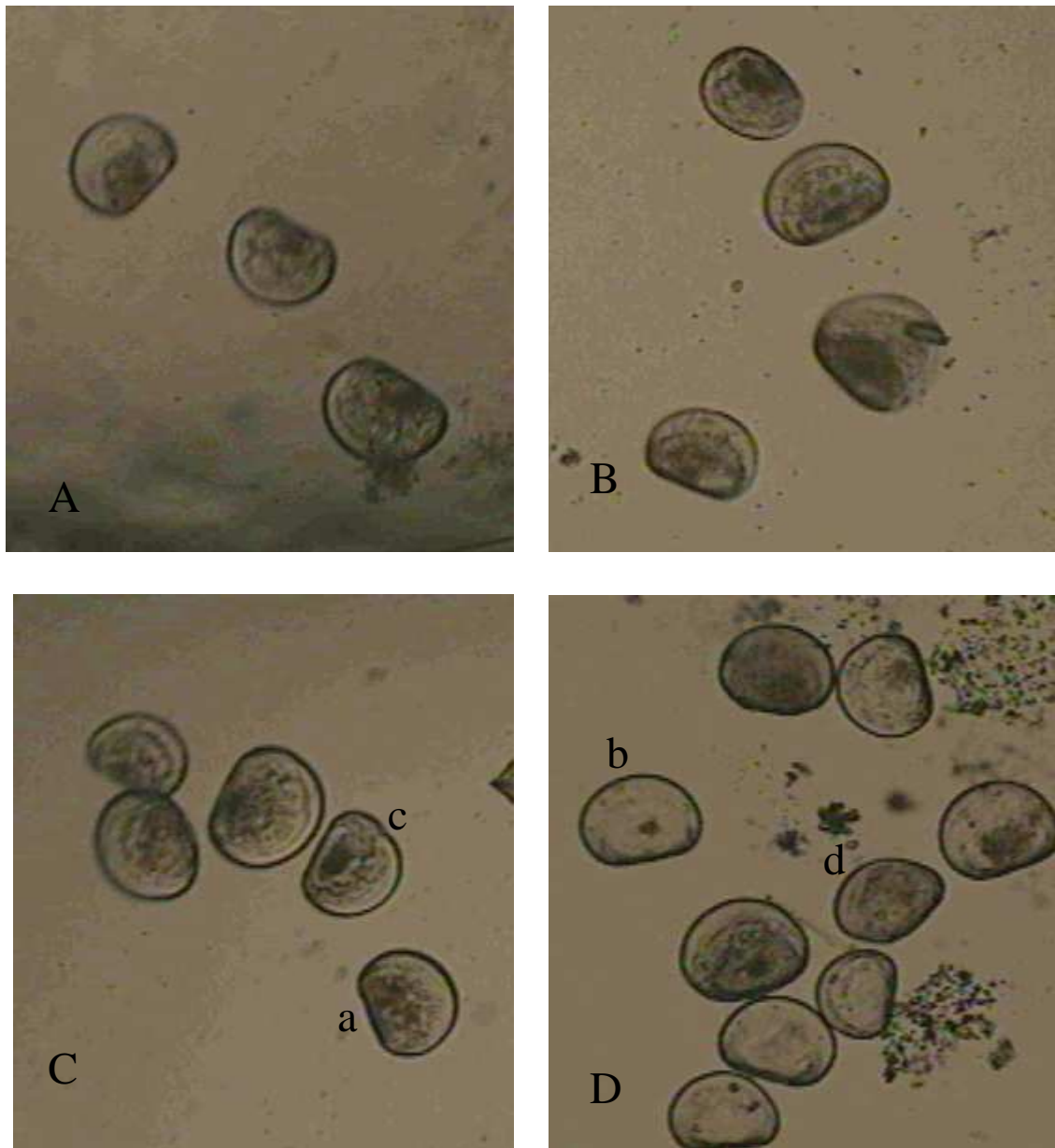
Densité d'œufs/cm <sup>2</sup>	50	100	200	500
<b>Pourcentage de Normalité des larves (%) ± (I.N.C)</b>	78,43 ± 2,09	74,62 ± 3,58	65,19 ± 6,50	59,24 ± 5,58



**Figure 20** : diminution de taux de normalité des larves en fonction d'augmentation de la densité œufs/cm<sup>2</sup>

Le pourcentage de la normalité larvaire des densités 50 et 100 œufs/cm<sup>2</sup> est respectivement de 78.43 et 74,62%, celui de 200 et 500 œufs/cm<sup>2</sup> est de 65,19 et 59,24%. Il apparait que le taux de normalité diminue avec l'augmentation de la densité par unité de surface (Tableau 8 et Figure 20).

La figure 21 montre la répartition des larves normale (a, b) en forme D majuscule, et des larves qui présentent des mal formation (c, d) dans chaque densité (A : 50 œufs/cm<sup>2</sup> ; B : 100 œufs/cm<sup>2</sup> ; C : 200 œufs/cm<sup>2</sup> , D : 500 œufs/cm<sup>2</sup>).



**Figure 21** : larve véligère de *mytilus galloprovincialis* cultivée à différentes densités (X40).

A : densité larvaire de 50 larves/cm<sup>2</sup>, B : densité larvaire de 100 larves/cm<sup>2</sup>.

C : densité larvaire de 200 larves/cm<sup>2</sup>, D : densité larvaire de 500 larves/cm<sup>2</sup>.

A, b : larve normale ; c, d : larve anormale.

### III. Discussion

#### 1. Induction de la ponte

Dans les écloséries modernes, le temps nécessaire pour l'obtention de gamètes et le taux de réussite sont très importants. Pronker A.E et all (2007) fait un choc thermique sur un groupe des moules conditionné pendant 6 semaines, il a utilisé un intervalle de 20 minutes pour le bain chaud (30°C) et la même durée pour le bain froid (18°C), 80% des individus ont pondu, un autre groupe conditionné avec un régime alimentaire similaire au premier groupe de densité cellulaire inférieure, le taux de réussite est de 17%. Ameer et Amara (2011) ont fait les mêmes essais sur les géniteurs de la moule *Mytilus galloprovincialis* provenant d'un gisement naturel le taux de réussite est de 15%.

Durant ce travail deux expériences ont été faites sur la même espèce de moule provenant d'un gisement naturel. La première expérience à intervalle de temps de 30 minutes, le taux de réussite est 50%. Dans la deuxième expérience à intervalle de temps de 40 minutes le taux de réussite est de 36%. La comparaison entre ces études montre que la différence entre les taux de réussite est liée à l'intervalle de temps entre les deux cycles pour les moules milieu naturel. Par contre ce dernier est lié beaucoup plus au régime alimentaire lorsque il s'agit des moules conditionnées.

#### 2. La taille des ovocytes

Le diamètre des ovocytes de la moule *Mytilus galloprovincialis* vivante sur les côtes Chiliennes est compris entre 65 et 75  $\mu\text{m}$  (Ruiz.M et all, 2008), le diamètre obtenu dans cette expérience est compris dans cette gamme et proche de celui des autres espèces de mytilidés, et même aussi le diamètre mentionné par Amara & Ameer (2011).

(Tableau 9).

**Tableau 9** : comparaison entre les tailles des ovocytes de différentes espèces du bivalve.

Auteur et l'année	Espèces de mytilidés	Taille ovocyte ( $\mu\text{m}$ )
M. Ruiz et all (2008)	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	65 – 75
	<i>Choromytilus chorus</i>	63,7 – 68
	<i>Aulacomya atra</i>	70,1 – 78,0
	<i>Mytilus edulis chilensis</i>	64,8 – 70,1
	<i>Semimytilus algosus</i>	68,3 – 78,7
	<i>Brachidontes granulata</i>	63 – 73
	<i>Perumytilus purpuratus</i>	115 – 131,2
Ameur & Amrane (2011)	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	64,79
résultats personnel (2012)	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	69,56

### 3. Le développement embryonnaire

Le développement embryonnaire de la moule *Mytilus galloprovincialis* au cours de ce travail a été effectué à une température de  $20^{\circ}\text{C} \pm 1$ . Le stade morula est observé 2 heures 15 minutes après la fécondation, et le corps polaire s'observe après 25 minutes, quant à la larve trochophore, elle est observée après 19 heures de la fécondation ; Ces résultats sont semblables à ceux observés par Amara & Ameur (2011) à une température de  $22^{\circ}\text{C} \pm 1$ , avec une différence dans le temps d'apparition du corps polaire et le stade morula. M. Ruiz et all (2008) a observé le stade morula 04 heures après fécondation et la trochophore de *Mytilus galloprovincialis* du Chili, 24 heures après fécondation, à une température de  $17^{\circ}\text{C}$ . Une étude sur une autre espèce de mytilidés *Perna perna*, a été menée par L. Aarab et all (2011) où la larve trochophore est observée 22 heures après la fécondation, est le stade morula 2 heures 30 minutes à une température de  $21^{\circ}\text{C} \pm 1$ .

Le développement de l'œuf jusqu'au stade larve D est assuré par les réserves vitellines. Le facteur agissant sur les temps nécessaires pour l'obtention des différents stades sera la température, Satuito et all (1994) in (M. Ruiz (2008) met en évidence dans son étude l'effet de la température sur le développement larvaire ; il a signalé une différence

significative entre 20, 16 et 12°C où les larves trochophores ont été atteintes respectivement, en 18 heures 30 minutes, 23 heures 30 minutes et 27 heures.

**Tableau 10** : temps de développement larvaire de la moule *Mytilus galloprovincialis* à 17°C, 20°C 22°C et de *Perna perna* à 21°C.

Especes	<i>Perna perna</i>	<i>Mytilus galloprovincialis</i>		
Auteurs Stades	L. Aarab et all (2011) (21°C ± 1)	M.Ruiz et all (2008) (17°C±1)	Amara &Ameur (2011) (22°±1)	Résultat personale (2012) (20°C ± 1)
<b>Œuf</b>	5 minutes	5 minutes	5 minutes	5 minutes
<b>Corps polaire</b>	10 minutes	35 minutes	30 minutes	25 minutes
<b>Zygote première segmentation</b>	40 minutes	40 minutes	35 minutes	36 minutes
<b>Morula</b>	2 heures 30 minutes	4 heures	2 heures	2 heures 15 minutes
<b>Trochophore</b>	18 heures	24 heures	19 heures	19 heures

#### 4. Taux de normalité

Le meilleur taux de normalité est obtenu avec les faibles concentrations des œufs de *mytilus galloprovincialis* 50 et 100 œufs/cm<sup>2</sup> en comparaison avec les concentrations plus élevées des œufs de 200 et 500 œufs/cm<sup>2</sup>). Ces résultats sont en accord avec les travaux réalisés par L Aarab.L et all (2011) sur la moule *perna perna*, et ceux de Sprung et bayne (1984) sur *mytilus edulis* (tableau 11).

Les études citées ont montré de grandes variations dans les proportions de larves normales produites par différentes densités des œufs. Ces variations sont probablement dues aux états physiologiques de l'élevage (Loosanoff et Davis, 1963), la variation génétique (Beaumont et Budd, 1983 et Galley et al., 2009), ou la qualité de l'eau (Utting et Helm, 1985).

**Tableau 11** : a densité des œufs par unité de surface des espèces mytilidés.

Espèces	auteurs	Densité d'œufs/cm <sup>2</sup>	Pourcentage
<i>Mytilus edulis</i>	Sprung et bayne (1984)	20	-
<i>Perna perna</i>	L. Aarab.L et all (2011)	20	76,60 %
		50	78,73 %
		100	66,20 %
		200	46,53 %
		400	40,53 %
<i>Mytilus galloprovincialis</i>	Travail personale	50	78,43 %
		100	74,62 %
		200	65,19 %
		500	59,24 %

# Conclusion

## Conclusion

---

Cette étude est une contribution à la maîtrise des techniques de reproduction du mollusque bivalves *Mytilus galloprovincialis*, espèce à très grande potentialité mytilicole. Les essais réalisés sur le conditionnement des géniteurs ont permis d'avoir une première appréciation sur les besoins nutritionnels et les préférences de cette moule en relation avec la maturité des gonades. Ils ont permis de mettre en évidence le bon rendement de régime mono spécifique composé de *Phaeodactylum tricornutum* ou les géniteurs présentent un indice de conditionnement élevé par rapport au régime composé à base de *Tétrahelminx suecica* et le mélange des deux espèces.

L'induction de ponte par choc thermique à différents intervalles de temps chez *mytilus galloprovincialis*, montre des différences significatives entre les taux de réussite obtenus. L'intervalle de 30 minutes entre le bain chaud et le bain froid a permis d'avoir un taux de réussite de 50%.

La phase du développement embryonnaire de cette espèce de l'œuf fécondé jusqu'à la formation de la larve D présente une activité intense où l'embryon utilise ses réserves vitellines, la durée de cette phase dépend étroitement de la température du milieu. Quant à la normalité des larves, elle dépend de la densité des œufs par unité de surface du bac d'incubation, les faibles densités (50, 100 œufs/cm<sup>2</sup>) donnent des pourcentages élevés des larves D normales.

Différents facteurs qui régissent la reproduction, en éclosion, de *mytilus galloprovincialis* restent à maîtriser, tels la connaissance des besoins nutritionnels des géniteurs en conditionnement et des larves en élevage, les espèces de microalgues les plus adaptées pour chaque étape, aussi les paramètres du milieu comme la température la salinité le taux d'oxygène dissous

En fin, il serait intéressant de reprendre ces travaux et de poursuivre ce travail afin de maîtriser les techniques d'élevage larvaires de la larve D jusqu'au stade de la larve fixée et avoir des informations suffisantes sur les caractéristiques de chaque phase.

# Références bibliographiques

## Références bibliographiques

---

- Aarab, L., & al. 2011.** Embryonic development and influence of different dietary microalgae on growth of brown mussel *Perna perna* (L., 1758) larvae. 2011. p. 20.
- Abada-Boujema, Y.M. & Moueza, M. 1981.** Structures des populations d'une moulière naturelle en baie d'Alger. *Acta Oecologica Ecologia Generalis*. 1981. pp. 183-194.
- Agreste. 2006.** Recensement de la conchyliculture. *Revue Pays de la Loire France*. 2006. p. 4.
- Ait Lounis & Bouchene, K. 2006.** Contribution à l'étude d'un milieu d'élevage conchylicole : cas d'Ain Tagourait (w. Tipaza). *Mémoire d'ingénieur (option aquaculture)*, ISMA, 2006. p. 50.
- Ameur, Z. & Amara, M. 2011.** Contribution à la maîtrise de l'élevage larvaire du mollusque bivalve *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819). *Mémoire d'ingénieur en science de la mer (spécialité aquaculture)*, ENSSMAL, 2011. p. 85.
- Arrignon, J. 2002.** L'aquaculture de A à Z, Lavoisier, 2002. pp. 224-229.
- 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)*. Alger : USTHB, 2000. p. 63.
- Auby, I. & Maurer, D. 2004.** Etude de la reproduction de l'huître creuse dans le Bassin . 2004.
- Audebert, J. 2008.** Aquaculture. 2008. pp. 575-607.
- Barille, A-L. 1997.** Contribution à l'étude des potentialités conchylicoles du pertuis Breton. *Thèse de doctorat*, Université d'Aix-Marseille II, 1997.
- Barnabé, G. & Barnabé-Quet, R. 1997.** Ecologie et aménagement des eaux côtières, Lavoisier, 1997. p. 369.
- Bayne, B .L. 1976.** Physiological integration in marine mussels, their ecology and physiologic, (U.K.J. M. boil. Association, 1976. pp. 335-369.
- Bayne, BL., & al. 1978.** Further studies on the effects of stress in the adult on the eggs of *Mytilus edulis*. *J Mar Biol Ass*. 1978. pp. 825-841.
- Bensam, H. & Behloul, M. 2009.** étude physicochimique et biologique d'un site conchylicole: cas de la ferme "ORCA marine" Ain Taya avec essai de reproduction artificielle des espèces en élevage. *Mémoire d'ingénieur en science de la mer (spécialité aquaculture)*, ENSSMAL, 2009.
- Bernabé, G. 1989.** Aquaculture, Lavoisier, 1989. Vol. 1, p. 565.

## Références bibliographiques

---

- Bernabé, G. 1991.** Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture, Lavoisier,. p. 501.
- Bhaby, S., Belhsen, O.K . & Errhif, A. 2011.** Cycle de reproduction de la moule *Mytilus galloprovincialis* Lamarck 1819. *Conférence Méditerranéenne Côtière et Maritime* . Tanger, MAROC , 2011.
- Boudjema, A. & Ourari, O. 2005.** Description du centre conchylicole pilote du CNDPA et proposition d'un plan de gestion. *Mémoire d'ingénieur (option aquaculture)*, ISMAL, 2005.
- Boukri, K. & Cherifi, L. 2009.** installation d'une filière conchylicole: conception, construction et mise à l'eau d'une filière mytilicole. *Mémoire DEUA: ENSSMAL*, 2009. p. 37 .
- Boutouchent & Mila (2005).** Étude technico-économique pour l'installation et le fonctionnement d'un centre conchylicole pilote dans la wilaya de Tipaza (Algérie). *Thèse de master Européen*. Option aménagement et gestion des produits aquatiques. pp76.
- Cauvier, L. 2005.** La transformation commerciale de la moule bleue d'élevage *Mytilus edulis / Mytilus trossulus*, Centre spécialisé des pêche GRANDE-REVIÈRE,, 2005.
- Chebab, B. 1996.** Influence sur la reproduction de l'immersion permanente de *Mytilus galloprovincialis* (LMK) placée en élevage. Contribution à l'amélioration des techniques de captage en milieu naturel. *Thèse magistère*. ISMAL. 310p.
- Chiperfield. 1953.** Observations on the breeding and settlement of *mytilus edulis* (L). *british water journal of the marine biological association of th united kingdom*. 1953. Vol. 32 , 2.
- Dardignac-Corbeil, M.J. 2004.** La mytiliculture dans le "Pertuis Breton" Synthèse des travaux réalisés de 1980 a 1992. *Annales de la Société des sciences naturelles de la Charente-Maritim*. 2004. pp. 3-79.
- Desire, CH. & Villeneuve, F. 1965.** Zoologie. Collection de sciences naturelles par Charl Desire. Classe de 1 M, BORDAS. 336 p.
- Devier.M.H (2003).** étude intégrée sur l'impact des différentes classes de contaminants (composes organostanniques, métaux, hap, pcb) sur les moules. Bioaccumulation et réponses biochimiques. Thèse de doctorat spécialité : chimie analytique et environnement. Université bordeaux I. pp 309.
- Djediati, C. 1993.** Etude histo-physiologique et ultra structurale de la gonade femelle de *Mytilus galloprovincialis* LMK, Mollusque bivalve lamellibranche. Estimation de la maturité sexuelle de la population. *Thèse de magister histo-cytologie (option biologie marine)*. Alger : USTHB, 1993. p. 90.

## Références bibliographiques

---

- Ducruet.J , 2000.** Organisation d'un lamellibranche : la moule. Université Claude Bernard Lyon I. Lab.d'Ecologie des Hydrosystèmes Fluviaux, enseignement de Biologie des Organismes Animaux du Deug Science de la Vie et de l'Univers.
- FAO. 2010.** La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture, Département des pêches et de l'aquaculture de la FAO, 2010. p. 232.
- FAO. 2006.** La situation mondiale des peches et de la aquaculture, Département des pêches et de l'aquaculture de la FAO, 2006. p. 180.
- FAO. 2011.** Vue générale du secteur aquacole national Algérie, Département des pêches et de l'aquaculture, 2011.
- Hamiche, S. & Tounsi, A. 2009.** Contribution a l'étude hydro biologique et de la productivité d'un site conchylicole cas du site de la ferme "ORCA marine" à ain taya. *Mémoire DEUA*, ENSSMAL, 2009. p. 55.
- Hamida, L. 2004.** Reproduction de la palourde *Ruditapes decussatus*, en milieu natu (sud Tunisie) et en milieu contrôlé (écloserie expérimentale) : relation avec le système immunitaire. *Thèse de doctorat (Spécialité : Océanologie Biologique)*, Université de Bretagne Occidentale, 2004.
- Haouchine, M. 1995.** Ecologie de la reproduction de la moule *M.G* (LMK) au sein d'un écosystème saumâtre : le lac El-Mlleh. *Thèse de magistère*. Alger : USTHB, 1995. pp. 1-56.
- Helm, M., Bourne, N. & Lovatelli, A. 2006.** Ecloserie de bivalves. Un manuel pratique. FAO Document technique sur les pêches. Rome : 2006. p. 184.
- Hui, Li. 2008.** Comportements cellulaires et régulation génétique au cours des réactions d'immunité innée chez la moule *Mytilus galloprovincialis*. *Thèse doctorat*, Université Montpellier II, 2008. pp. 7-10 .
- Jorge, E.C.V. 2001.** Conditionnement expérimental de l'huître *Crassostrea gigas*. *Thèse de doctorat (Spécialité : Océanologie Biologique)* : Université de Bretagne occidentale, 2001. p. 163.
- Loosanoff, V.L. & Davis, H.C. 1963.** Rearing of bivalve mollusks. *Advances in Marine* . 1963.
- Lubet, P. 1959.** Recherches sur le cycle sexuel et l'émission des gamètes chez les Mytilidés et Les Pectinidés (Mollusques bivalves). *Revue des travaux de Institut des Pêches maritime*. 1959. pp. 497 - 547.
- Lubet, P. & Dardignac, M.J. 1976.** Technologie de la Mytiliculture *Haliotis*. 1976. Vol. 5, pp. 154-172.

## Références bibliographiques

---

- Marteil, L. 1976.** La conchyliculture française (deuxième partie) : Biologie de l'huître et de la moule. *Revue des Travaux de l'Institut des pêches maritime*. 1976. pp. 125-320.
- Marteil, L. 1974.** La conchyliculture française (première partie) le milieu naturel et ses variations. *Revue des Travaux de l'Institut des pêches maritime*. 1974. Vol. 38(3), pp.217-337.
- Marteil, L. 1979.** La conchyliculture française (troisième partie) l'ostréiculture et la mytiliculture. *la Revue des Travaux de l'Institut des pêches maritime* . 1979. pp. 125-320p.
- Merbah, S. 2009.** Contribution à l'étude de la dynamique de population de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) et de sa faune associée, sur filières mytilicoles (Wilaya de Tipaza. *Thèse de magister (option Océanographie Biologique et Environnement*. Alge : USTHB, 2009. Vol. 73.
- Micheline, M. 1995.** Mollusque. : Institut océanographie, 1995. p. 166.
- MPRH. 2003.** Schéma national de développement des activités de la pêche et de l'aquaculture. *Plan national de développement de la pêche et de l'Aquaculture (2003-2007)*. 2003.
- Naciri, M. 1998.** Dynamique d'une population de moules, *Mytilus galloprovincialis* (Lmk.), vivant sur la côte atlantique marocaine. *Bulletin de l'Institut Scientifique*. Rabat : 1998. Vol. 21, pp. 43-50.
- Pettersen, A.K., & al. 2010.** Aquaculture. Effects of different dietary microalgae on survival, growth, settlement and fatty acid composition of blue mussel (*Mytilus galloprovincialis*) larvae. *ELSEVIER*. 2010. pp. 115-124.
- Pierre, E., Lubet & Michel, M. 1999.** Applications à la conchyliculture des récentes acquisitions sur la biologie des mollusques bivalves. *Année Biologique*. 1999. Vol. 38, pp. 27-50.
- Pronker, A.E., & al. 2007.** broodstock conditioning of the blue mussel *Mytilus edulis* (Linnaeus 1758). . *Part I. Impact of different micro-algae mixtures on broodstock performance* *Aquacult*. 2007. pp. 297–307.
- Rayssac, N. 2007.** Suivi larvaire et de captage de mollusques en Gaspésie. Suivi larvaire et de captage de mollusques en Gaspésie. *Projet SODIM (710.88).Rapport final*, Université du Québec à Rimouski. Institut des sciences de la mer, 2007. p. 46.
- Riva, A. & Masse, H. 1983.** étude ecophysiologique de quelques mollusques bivalves. Bases biologiques de l'aquaculture. *Actes de Colloques*. Montpellier : IFREMER, 1983. pp. 45-62.

## Références bibliographiques

---

- Robert, R. & His. 1987.** Croissance et spectre de tailles de six algues Utilisées pour la nutrition de larves de bivalves En éclosérie, en culture non renouvelée. 33120 Arcachon, France : IFREMER, 1987.
- Robert, R. & Trintignac, P. 1997.** Microalgues et nutrition larvaire en éclosérie de mollusques, Société Française de Malacologie. *Haliotis*, 1997. pp. 1-13.
- Roman, G. 1985.** Elevage des larves Mollusques bivalve. *Medrap: Mediterranean Regional Aquaculture Project, (Fao)*. 1985. pp. 203-241.
- Ruiz, M., et al. 2008.** Effect de la temperatura en el desarrollo embrio y larval del mejillon *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819). *Revista de biologia marina y oceanographia*. 2008. 43(1), pp. 51-61.
- Sefasfa, F. & Meziane, H. 2008.** Conception et mise en place de collecteurs pour naissains de bivalve au niveau de la station conchylicole d'Ain Taguerait. *Mémoire DEUA*. 2008.
- Thomas.Y, J.Mazurié, Jean-F.Bouget, S.Pouvreau, C.Bacher, F.Gohin (2006).** Modélisation de la croissance de la moule *Mytilus edulis* (L.) par couplage d'un budget énergétique dynamique et de données environnementales satellitaires. IFREMER. 22p.
- Toupoint, N. 2009.** .compréhension des mécanismes assurant le succès de l'approvisionnement en naissain de moule de qualité dans le bassin du havre-aubert (iles-de la-madeleine). *Rapport final : Doctorat en océanographie biologique*, UQARISMER, 2009. p. 42.

# Annexes

# Annexes

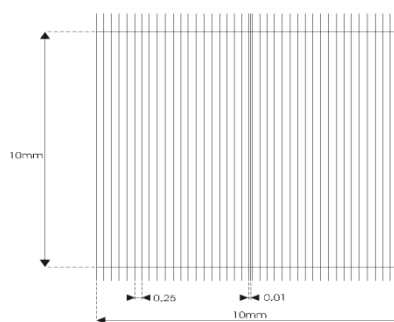
## Annexe 1

Tableau : caractéristiques des principales cellules de comptage (Blancheton.A 1985)

Type de cellule	Dimension de quadrillage L × T × p (mm)	Volume (ml)
Thoma	1 × 1 × 0.1	10 <sup>-4</sup>
Agasse Lafont	1 × 1 × 0.1	10 <sup>-4</sup>
Neubauer et	3 × 3 × 0.1	9.10 <sup>-4</sup>
Neubauer modifié	2,5 × 2 × 0.2	10 <sup>-3</sup>
Fuchs Rosenthal	4 × 4 × 0.2	32.10 <sup>-4</sup> .
Agasse Lafont B	5 × 4 × 0.5	10 <sup>-2</sup>
Lemaur	10 × 10 × 0.4	4.10 <sup>-2</sup>
Nageotte	10 × 10 × 0.5	5.10 <sup>-2</sup>

### Cellule de Nageotte Mode d'utilisation

Caractéristiques de la cellule de Nageotte
Quadrillage total constitué de 40 bandes
Les dimensions d'une bande :
L : 10 mm    l : 0,25 mm    H : 0,50 mm
<b>Chaque bande a un volume de 1,25 µl</b>



Quadrillage de la cellule de Nageotte

### 1. Description de la cellule de Nageotte

### 2. Les principales utilisations de la cellule de Nageotte

La cellule de Nageotte sert essentiellement au comptage des éléments figurés contenus dans les liquides biologiques dont la densité cellulaire est habituellement faible : LCR, urine ...

### 3. Manipulations qui précèdent le comptage

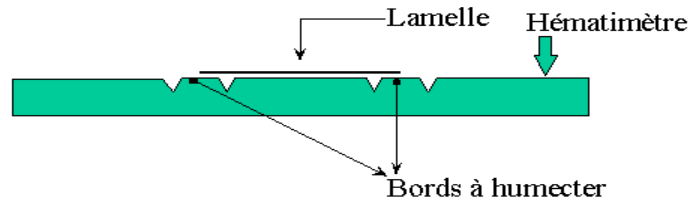
#### 3.1. Avant de charger la cellule

De la même façon que l'on procède avec un hématimètre (Thoma ou) les bords de la cellule (là où reposeront les bords de la lamelle) doivent être humectés avec un tout petit

## Annexes

---

peu de liquide afin d'assurer une bonne adhésion de la lamelle : la manière la plus efficace et la plus pratique consiste à le faire à l'aide d'un doigt dont l'extrémité a été très légèrement humidifiée avec de l'eau ou de la salive.



Placer une lamelle plane sur la cellule puis appuyer légèrement pour assurer sa bonne adhésion entre la lamelle et les bords de la cellule

Poser la cellule sur une surface bien horizontale (par exemple la platine du microscope).

### 3.2. Introduire le liquide à analyser dans la cellule

- Homogénéiser la suspension cellulaire à analyser.
- L'introduire à l'aide d'une pipette Pasteur (ou équivalent) en la laissant pénétrer par capillarité : la totalité de la surface délimitée par les rigoles doit être recouverte par la suspension et la suspension ne doit pas déborder dans les rigoles.
- Le délai d'attente avant de procéder au comptage doit être environ 10 min.

## 4. Procéder au calcul de leur nombre par $\mu\text{l}$

### 4.1. Avant de faire le comptage

4.1.1. Faire une observation à l'objectif x10

4.1.2. Passer à l'objectif x40 pour effectuer le comptage

### 4.2. Le comptage des éléments

Il est recommandé de compter les éléments contenus **dans 4 bandes au moins**, c'est-à-dire les éléments contenus dans  $1,25 \times 4 = 5 \mu\text{l}$ .

## Annexes

---

### **Remarque**

4.2.1. *Il peut être nécessaire de diluer le liquide si le manipulateur considère que les éléments sont trop nombreux.*

4.2.2. *Le comptage des éléments qui chevauchent le côté de 2 bandes contiguës : ne compter que ceux qui chevauchent l'un des 2 côtés.*

### **4.3. Le calcul du nombre d'éléments**

Soit : **V** le volume de comptage ( $V = 5 \mu\text{l}$  si on a compté les éléments dans 4 bandes).

**n** le nombre d'éléments contenus dans ce volume **V**.

**d** la dilution du liquide introduit dans la cellule.

Le **N** d'éléments par  $\mu\text{l}$  de liquide se calcule de la façon suivante :

$$\mathbf{N = (n / V) \times d}$$

### **Description de la cellule malassez**

Qui permet le comptage de différents types de cellules.

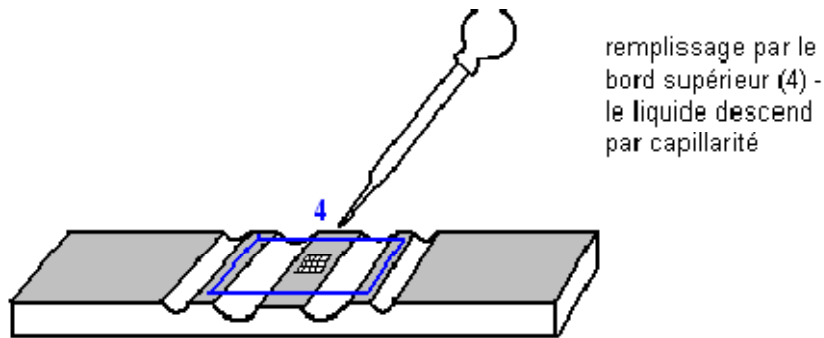
Le volume d'une case est de :

$$0,2 \times 0,25 \times 0,2 = 0,01 \text{ mm}^3 = 10^{-5} \text{ ml}$$

### **Remplissage de la cellule**

1. Prélever un échantillon de culture.
2. Homogénéiser l'échantillon.
3. fixer avec du formole (2gouttes dans 1ml) les micros algues flagellées.
4. Humidifier les parties extérieures à la lamelle. Déposer la lamelle sur la cellule de faire adhérer la lamelle a la lame en faisant glisser plusieurs fois la lamelle sur la lame.
5. Déposer l'échantillon sur le bord de la lame à l'aide d'une pipette pasteur – le liquide remplit alors la cellule par capillarité ; le comptage des algues mobile, les flagellés notamment, n'est possible que si elles sont tuées, pour se faire on rajoute une goutte de formole dans l'échantillon à compter
6. Mettre la lame au microscope.

## Annexes



**Figure 6** : technique de remplissage de la cellule

### Dénombrement :

1. Faire une première mise au point à l'objectif x10 ;
2. Passez au grossissement x40 et faire la mise au point. Le quadrillage doit être bien visible.
3. Compter le nombre de cellules pour 5 cases.

**Attention** : pour les cellules positionnées sur les bords, on ne compte que celles situées sur 2 des 4 côtés de la case, par exemple, on compte les cellules sur les côtés a et (b), mais pas sur (c) ni (d).

Comment calculer le nombre moyen de cellules par case :

Exemple le nombre de cellules moyen par case  
 $= 225 : 5 = 45$

On a 45 cellules par 1 case

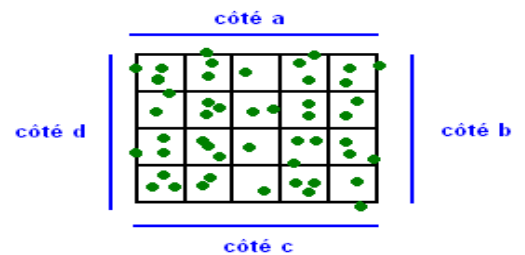
Soit : 45 cellules par  $10^{-5}$  ml

5. Calculer la concentration cellulaire en cellules par ml :

45 cellules  $\longrightarrow$   $10^{-5}$  ml

[c] cellules  $\longrightarrow$  1 ml

$[C] = (45 \times 1) / 10^{-5} = 45 \times 10^5 = 4,5 \cdot 10^6$  cellules/ml.



## Annexes

### Annexe 2

Tableau : mensurations et l'indice de condition des géniteurs au début de conditionnement (PSCO : poids sec de la coquille ; PSCH : poids sec de la chaire ; IC : indice de condition).

Moule N°	Longueur	Largeur	Épaisseur	Poids totale	PSC	PSCh	IC
1	35,64	19,84	12,06	4,206	3,76	0,17	45,21
2	35,48	18,22	12,24	3,03	2,93	0,21	71,67
3	31,48	18,52	11,98	3,833	3,95	0,16	40,50
4	35,14	20,9	12,06	4,382	2,71	0,24	88,56
5	32,36	18,54	12,82	4,055	3,6	0,27	75
6	36,36	20,28	14,42	5,582	3,01	0,28	93,02
7	32,48	19,32	12,46	3,668	3,75	0,19	50,66
8	34,42	20,82	12,66	4,205	3,26	0,23	70,55
9	36,18	20,44	13,36	4,822	3,09	0,28	90,61
10	35,68	19,18	13,64	4,991	3,51	0,27	76,92
Moyenne	34,522	19,606	12,77	4,2774	3,357	0,219	70,27

Tableau : mensurations et l'indice de condition des géniteurs qui sont alimenté avec la flagellée *Tetraselmis suecica* après trois semaines de conditionnement (PSCO : poids sec de la coquille ; PSCH : poids sec de la chaire ; IC : indice de condition).

Longueur	Largeur	Épaisseur	Poids totale	PSCO	PSCH	IC
39,42	20,5	15,84	8,3	4,24	0,35	82,54
38,94	21,58	14,72	6,16	2,57	0,25	97,27
38,78	20,3	16,88	8,92	3,76	0,27	71,80
39,12	19,52	15,06	6,69	2,93	0,29	98,97
39,88	21,68	17,26	8,18	3,95	0,24	60,75
37,4	20,48	15,26	7,33	3,71	0,21	56,60
38,64	21,46	15,9	8,77	4,4	0,4	90,90
39,16	20	16,18	6,2	3,84	0,27	70,31
39,42	21,28	17,86	5,65	4,49	0,28	62,36
38,44	19,72	14,62	7,23	2,23	0,27	121,07
38,92	20,652	15,958	7,343	3,612	0,283	82,77

## Annexes

Tableau : mensurations et l'indice de condition des géniteurs qui sont alimenté avec la diatomée *Phaeodactylum tricornutum* après trois semaines de conditionnement (PSCO : poids sec de la coquille ; PSCH : poids sec de la chaire ; IC : indice de condition).

Longueur	Largeur	Épaisseur	Poids totale	PSCO	PSCH	IC
46,1	24,8	17,2	9,55	5,21	0,48	92,13
42,7	24,9	16,1	8,03	3,6	0,64	177,77
42,7	22,6	18,2	9,75	4,47	0,65	145,41
43,7	24,9	17,2	9,37	3,75	0,44	117,33
41,6	21,7	18,9	9,05	4,26	0,31	72,769
43,8	20,5	16,6	8,96	4,09	0,41	100,24
34,8	16	14	6,86	2,72	0,37	136,02
39	18,5	14	6,65	3,82	0,34	89
46	17	16	7,44	3,75	0,29	77,33
43,8	20	18,3	10,52	5,26	0,49	93,15
42,42	21,09	16,65	8,618	4,093	0,442	110,11

Tableau : mensurations et l'indice de condition des géniteurs qui sont alimenté avec la diatomée *Phaeodactylum tricornutum* et *Tetraselmis suecica* après trois semaines de conditionnement (PSCO : poids sec de la coquille ; PSCH : poids sec de la chaire ; IC : indice de condition).

Longueur	Largeur	Épaisseur	Poids totale	PSCO	PSCH	IC
47,2	24,9	18,3	11,07	5,8	0,24	41,37
43,8	22,7	17,2	12,07	4,06	0,42	103,44
40	21,6	16,9	8,64	4,19	0,4	95,46
42	19,9	17,5	12,26	6,44	0,57	88,50
40	20,01	12,5	6,99	2,98	0,35	117,44
45,9	18,8	11,9	8,61	5,4	0,37	68,51
39,8	19,2	15,2	9,25	4,01	0,43	107,23
40,5	20	17	10,84	4,77	0,35	73,37
38	18	16,5	8,82	4,24	0,2	47,16
34	18	14,6	7,61	3,52	0,3	85,22
41,12	20,311	15,76	9,616	4,541	0,363	81,26

## Annexes

### Annexe 3

Tableau : ANOVA « Analyse de la variance » pour la comparaison entre les 4 moyennes de l'indice de condition

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	3	7601,009	2533,670	3,985	0,015
Erreur	35	22252,171	635,776		
Total corrigé	38	29853,180			

*Calculé contre le modèle  $Y = \text{Moyenne}(Y)$*

### Annexe 4

Tableau : mensurations pour les géniteurs utilisés pour la reproduction.

Numéro de la moule	Longueur	Largeur	Épaisseur	Poids
1	45	22,7	19,4	10,13
2	43,7	23,7	17,2	10,37
3	51,9	26,1	21,8	15,17
4	58,3	28,3	22,8	21,75
5	48,3	24,6	19,9	13,36
6	48,3	23,7	19,9	9,5
7	46,1	21,6	22,7	13,94
8	46,1	23,8	19,4	11,15
9	43,8	22,7	17,2	12,07
10	47,2	24,9	19,9	10,57
11	46,1	24,8	17,2	9,55
12	44,9	21,6	19,4	7,9
13	44,9	23,8	19,4	10,68
14	46,1	24,9	18,3	11,07
15	47,2	24,9	18,3	11,85
16	48,3	23,9	18,3	13,51
17	42,7	24,9	16,1	8,03
18	42,7	24,9	17,2	8,72
19	43,8	23,9	17,2	7,04
20	43,7	24,9	17,2	9,37
21	47,1	22,8	20	11,64
22	45,9	24,9	17,3	10,42
23	44,9	22,7	18,3	10,55
24	42,7	22,6	18,2	9,75
25	40	21,6	16,9	8,64

## Annexes

26	48,3	24,9	19,4	12,66
27	41,6	21,7	18,9	9,05
28	43,8	20	18,3	10,52
29	43,8	20,5	16,6	8,96
30	38,3	20,1	17,7	8,35
31	43,7	20	15,01	10,65
32	42	19,9	17,5	12,26
33	40	20,01	12,5	6,99
34	40,1	19,2	16,9	8,92
35	45,9	18,8	11,9	8,61
36	39,8	19,2	15,2	9,25
37	41,7	19,5	15,1	9,43
38	40,5	20	17	10,84
39	36	17	14,7	7,54
40	44,7	14,5	15	6,43
41	38	18	16,5	8,82
42	46,1	17	13,8	7,51
43	38	18,5	15	7,69
44	37	17,9	13,9	5,42
45	34,8	16	14	6,86
46	34	18	14,6	7,61
47	39	18,5	14	6,65
48	46	17	16	7,44
49	31	17,6	12,9	5,98
50	44	17,5	12	5,61
51	36,1	19,5	13,9	6,63
52	36,9	19,5	13	7,16
53	35	16,9	14	6,93
54	35	15,5	12	8,51
55	35	16,7	12,6	5,98
56	35,5	15,1	12	5,81
57	33	17	14	7,14
58	33	17	12,5	6,06
59	32,9	17,8	12	4,88
60	32	15,5	13,9	6,2
Moyenne	41,87	20,6835	16,3968333	9,20133333

# Annexes

---

## Annexe 5

### Matériels utilisés pour l'induction de la ponte

✓ des bacs :

- un pour l'eau froide (15C°).
- un pour l'eau chaude (25C°).
- un pour la récupération des géniteurs.

✓ Des récipients en plastique

✓ Un récipient pour recueillir les produits génitaux et faire la fécondation.

✓ Un thermostat pour chauffer l'eau.

✓ Un condensateur de froid, pour le refroidissement de l'eau.

✓ Une pipette pour les prélèvements.

✓ De l'eau de mer filtrée stérilisée et non filtrée.

✓ Un thermomètre

✓ Un microscope, cellule, lame et lamelle.

✓ Tamis de différents maillages (63µm, 100µm)

## Annexes

---

### Annexe 6

#### Présentation des espèces microalgues utilisé comme nourriture pour les géniteurs destinés au conditionnement

##### *Tetraselmis suecica*

C'est une espèce qui se caractérise par des cellules solitaires libres, mobiles, comprimées latéralement, leur base est arrondie, possédant quatre flagelles de même taille, la paroi est lisse rigide, pyrénocèle bien visible (Bourrelly, 1990 in Bechagra 1996).

##### Présentation systématique de *Tétracelmis suecica* (Kyllin in Bechagra 1996)

Embranchement	Chlorophycophyte
Classe	Parasinophycée
Sous classe	Chlorophycidae
Ordre	Pyramimonadale
Famille	Pyramimonacée
Genre	Tetrasemis
Espèce	<i>Tetraselmis Suecica</i>

##### *Phaeodactylum tricornutum*. (Bohlin 1897).

C'est une diatomée unicellulaire, avec une trochophore pariétale à la région centrale. Deux formes typiques de cellules, (a) ovale peuvent être motile avec des mouvements lents ou immobile, (b) fusiformes (Lewin.J. C.1958).

##### Présentation systématique de *Phaeodactylum tricornutum* (Lewin.J. C.1958).

Embranchement	Chrysophyta
Classe	Bacillariophyceae
Ordre	Bacillariales (Hendey, 1937)
Sous ordre	Phaeodactylineae
Famille	Phaeodactylaceae
Genre	Phaeodactylum (Bohlin, 1897)
Espèce	<i>Phaeodactylum tricornutum</i> .



Figure : culture des microalgues a l'échelle intermédiaire (CNRDPA, 2012).

A, C : *Phaeodactylum tricornutum* ; B : *Tetraselmis Suecica*