

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 تهئية الساحل
Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



**Mémoire pour l'obtention du diplôme de
Master en sciences de la mer**

Sujet :

Contribution à la maîtrise du conditionnement des
géniteurs de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck,
1819), mollusque bivalve à potentialité mytilicole.

Présenté par :

➤ TADJADIT Mourad

Soutenu le 21/10 /2012 devant le jury suivant :

M ^{me} AMROUCHE. L	Maitre assistante	ENSSMAL	Présidente
M ^r BELHASNAT.K	Maitre de conférences	ENSSMAL	Examinateur
M ^r LOURGUIOUI.H	Maitre assistant	ENSSMAL	Examinateur
M ^r ZOUAKH.D	Maitre de conférence	ENSSMAL	promoteur
M ^{elle} MERBAH.S	Attachée de recherche	CNRDPA	Co-Promotrice

Promotion 2011 / 2012

Remerciements

Je remercie Allah de m'avoir aidé et donné le courage pour réaliser ce mémoire.

Je tiens, à remercier Melle MERBAH.S. Et Mr ZOUAKH.D. Qui ont accepté de diriger ce travail malgré leurs nombreuses occupations.

Je tiens à remercier Mme AMROUCHE. L d'avoir accepté la présidence de ce jury.

Mes remerciements vont aussi à Mr BELHASNAI.K, pour sa participation au jury d'évaluation et d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Je remercie aussi M' LOURGUIOUI.H, d'avoir accepté d'être l'un des membres de jury et d'examiner ce travail.

Je remercie tous les personnels de CNRDPA, et en particulier Mokrane, Amina Et Fatima, qui m'ont aidé durant mon stage pratique.

Je tiens à remercier mes chers parents et famille qui m'ont constamment aidé de leurs conseils, encouragements, et de leur soutien moral tout le long de mes études.

Aussi, je remercie l'ensemble de l'ENSSMAL, et sans exception, tous mes collègues de ma promotion de fin d'études, tous mes amis où qu'il soit, à tout ceux qui m'ont aidé et soutenus, sans oublier toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce présent mémoire.

Sommaire

Introduction.....	1
Chapitre I : Généralités	
1. La conchyliculture	2
2. La mytiliculture.....	2
2.1. La mytiliculture en Algérie	2
2.2. Importance de la mytiliculture.....	3
2.3. La production.....	4
3. Présentation de l'espèce.....	5
3.1. Identification.....	5
3.2. Position systématique	5
3.3. Morphologie et anatomie.....	6
3.3.1. La coquille.....	6
3.3.2. Le manteau	7
3.3.3. Les muscles adducteurs.....	7
3.3.4. Le pied et le byssus	7
3.3.5. Les branchies.....	8
4. Physiologie de la moule <i>M. galloprovincialis</i>	8
4.1. Alimentation	8
4.2. Respiration.....	9
4.3. Croissance.....	9
4.4. Les principaux systèmes de la moule	9

Sommaire

4.4.1. Le système digestif.....	9
4.4.2. Le système circulatoire	9
4.4.3. Le système excréteur.....	10
4.4.4. Le système nerveux.....	10
4.4.5. Le système respiratoire les branchies.....	10
4.4.6. Le système reproducteur	10
5. Reproduction.....	10
5.1. Cycle de vie	10
5.2. Mode de reproduction et reconnaissance des sexes	11
5.3. L'évolution des gonades.....	12
5.3.1. La spermatogenèse	12
5.3.2. L'ovogenèse.....	12
5.3.3. La vitellogenèse	13
5.3.4. Gamétogenèse	13
5.4. Facteurs influençant l'évolution des gonades	14
5.4.1. Salinité.....	14
5.4.2. Température.....	15
5.4.3. Nutrition.....	16
5.4.4. L'oxygène dissous.....	16
5.4.5. Action du système nerveux.....	16
5.5. Période de reproduction.....	16

Sommaire

6. Vie larvaire.	17
6.1. Développement larvaire de <i>Mytilus galloprovincialis</i>	18
7. Écologie de la moule <i>Mytilus galloprovincialis</i>	19
7.1. Répartition géographique et bathymétrie.....	19
Chapitre II : Conditionnement des géniteurs	
1. Introduction.....	21
2. Etat physiologique des géniteurs	22
3. Matériel et méthodes.....	23
3.1. Culture des microalgues	23
3.1.1. Caractéristiques des espèces de microalgues utilisées	24
3.1.2. <i>Dunaliella tertiolecta</i>	24
3.1.2.1. Systématique.....	24
3.1.2.2. Morphologie.....	24
3.1.3. <i>Chaetoceros calcitrans</i>	25
3.1.3.1. Systématique.....	25
3.1.3.2. Morphologie.....	25
3.2. Conditionnement des géniteurs	26
3.2.1. Alimentation des géniteurs et ration alimentaire	27
3.2.2. Suivi de l'état de maturation des gonades.....	28
3.2.3. Les indices de condition :.....	29
3.2.4. Analyse statistique	30

Sommaire

4. Résultats.....	31
4.1. Suivi de la culture <i>Dunaliella tertiolecta</i>	31
4.2. Suivi de la culture <i>Chaetoceros calcitrans</i>	32
4.3. Calcul de la ration alimentaire.....	33
4.4. Indice de condition	34
4.5. Analyse :.....	36
5. Discussion.....	37
Conclusion.....	39
Références bibliographiques.....	40
Annexes.....	44

Liste des figures

Figure 1 : <i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lamarck, 1819). A : vue extérieur des coquilles, B : vue intérieur des coquilles, C : empreinte musculaire en forme de (6).....	6
Figure 2 : Anatomie de <i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lmk, 1819).....	8
Figure3: Schéma récapitulatif du cycle de vie de <i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lmk, 1819).....	11
Figure 4 : La spermatogenèse.....	14
Figure 5 : L'ovogenèse.....	14
Figure 6 : Phases larvaires et post-larvaires du cycle de vie de la moule. F : fécondation, M : métamorphose.....	18
Figure 7 : Répartition géographique de <i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lmk, 1819).....	20
Figure 8 : Schéma du principe de culture.....	23
Figure 9 : Morphologie de <i>Dunaliella tertiolecta</i>	24
Figure 10 : Morphologie <i>Chaetoceros calcitrans</i>	25
Figure 11: Site origine de la moule <i>mytilus galloprovincialis</i> utilisée pour le conditionnement.....	26
Figure 12 : Conditionnement de la moule <i>mytilus galloprovincialis</i> A, B, C : bac de conditionnement ; a, b, c : bouteille de nourriture.....	27
Figure 13 : les différentes parties d'une moule.....	29
Figure 14: <i>Dunaliella tertiolecta</i> (X100).....	31
Figure 15 : Courbe de croissance de <i>Dunaliella tertiolecta</i> dans le milieu F/2 Provasoli modifié en fonction de temps exprimée en (nombre de cellule/ml. 10^{-3}).....	32
Figure 16 : <i>Chaetoceros calcitrans</i> (taille : $6,58 \pm 1,46 \mu\text{m}$) sous microscope(x40).....	32
Figure 17 : Courbe de croissance de <i>Chaetoceros calcitrans</i> dans le milieu F/2 Provasoli modifié en fonction de temps exprimée en (nombre de cellule/ml.10)....	33
Figure18 : Evolution de l'indice de condition de <i>mytilus galloprovincialis</i> en milieu contrôlé.....	35

Liste des tableaux

Tableau 1 : Objectifs de productions tracées par les fermes conchylicoles en Algérie...	3
Tableau 2. Production conchylicole mondiale par continent en 2010 (FAOSTAT 2012).....	4
Tableau 3 : Périodes d'émission des gamètes chez <i>Mytilus galloprovincialis</i> des différentes régions en Algérie.....	17
Tableau 4 : poids organique et composition en lipides des deux espèces utilisées.....	27
Tableau 5 : le nombre et le volume des cellules fournies aux géniteurs par jour pour une ration 3 %.....	34
Tableau 6 : l'indice de condition de <i>mytilus galloprovincialis</i> dans chaque bac.....	34
Tableau 7 : résultats de test de Schwartz.....	35

Introduction

Introduction

L'élevage des mollusques bivalves dans les pays méditerranéens repose largement sur l'emploi de naissain sauvage. Cependant l'irrégularité du recrutement naturel peut être un facteur limitant pour cette production. C'est pourquoi aux naissains sauvages s'ajoutent des juvéniles provenant d'écloseries. Les écloseries sont une source régulière et fiable de naissains d'importance croissante pour approvisionner les exploitations, y compris en variétés triploïdes et souches sélectionnées. Il existe déjà en France, en Italie et en Espagne des écloseries commerciales qui fournissent du naissain d'espèces à forte valeur unitaire. D'autres pays de cette région possèdent des unités expérimentales ou sont intéressés par ces progrès. Par conséquent le naissain provenant d'écloseries est en train de devenir un facteur déterminant pour cette production en Méditerranée.

L'Algérie avec son littoral de plus de 1200 km, offre des sites favorables à l'installation des élevages conchylicoles en pleine mer. La mytiliculture est une activité qui commence à être pratiquée en mer ouverte sur les filières mytilicoles de subsurface. Actuellement, deux fermes sont installées et produisent quelques dizaines de tonnes(?????) , il s'agit de la ferme Sarl E.A.M (Aïn Tagouraït, W. Tipaza) et la ferme ORCA Marine (Aïn Taya, W. Alger). L'espèce faisant objet de ces élevages est la moule méditerranéenne *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819).

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 photopiles (Pères et Picard, 1964).

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 et Amara, 2011).

Cette étude est une contribution à la maîtrise de conditionnement des géniteurs de la moule *mytilus galloprovincialis*. Le travail réalisé est présenté en deux 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.

Chapitre I :

Généralités

1. La conchyliculture

La conchyliculture est la plus ancienne des activités aquacoles (Barnabé, 1991). Le terme de conchyliculture est récent et date du milieu du XX^{ème} siècle, c'est une aquaculture essentiellement marine, c'est également une activité vivrière principalement développée en Asie : des Ostréidés (huîtres), des Mytilidés (moules), des Pectinidés (pétoncles), des Vénéridés (palourdes) sont élevées. (IFREMER, 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). La légende attribue le premier élevage de moule à un naufragé Irlandais Patrice Walton, réfugié dans la baie de l'Aiguillon cherchant à attraper des oiseaux, il posa des filets tendus sur des perches. Walton s'aperçut bientôt que sur ces piquets se fixaient des moules dont la croissance et la qualité étaient supérieures à celles des moules sauvages. (Marteil, 1979).

2.1. La mytiliculture en Algérie

L'aquaculture algérienne est en phase de démarrage en matière de production, actuellement la conchyliculture est pratiquée par deux opérateurs privés, produisant quelques dizaines de tonnes de moules méditerranéennes et d'huîtres creuses du Pacifique. (FAO, 2011)

En perspective du développement de cette branche d'activité très lucrative ou l'investissement est relativement peu onéreux par rapport à d'autres activités aquacoles, le ministère de la pêche et des ressources halieutiques a mis en place un programme répartie sur 05 zones de productions et prévoit l'installation de 25 exploitations de conchyliculture en mer ouverte (Boutouchent et Mila, 2005). Le MPRH (ministère de la Pêche et des Ressources halieutiques) Algérien a donné en 2007, des prévisions pour la production conchylicole (Tableau 1), cependant jusqu'à l'heure actuelle, ces objectifs n'ont jamais été atteints.

Tableau 1 : Objectifs de productions tracées par les fermes conchylicoles en Algérie (MPRH, 2007).

Wilayas	Sites	Objectifs de production annuelle
Alger	Ain Chrob	50 T de moule et huître
Alger	Ain Chrob	50 T de moule en démarrage
Tipaza	Ain Tagourait	50 T de moule
Tipaza	Gouraya	50 T de moule
Tipaza	Maârouf	50 de moule

2.2. Importance de la mytiliculture

❖ 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 in Petersen *et al*, 2010), ce qui fait de la moule l'espèce la plus largement cultivée en aquaculture, avec une production globale en 2006 de 1.8 million de tonnes et évalué à plus de 1.2 milliards de Dollar US (FAO, 2008).(Petersen *et al*, 2010).

❖ Importance écologique

L'élevage des bivalves joue un rôle crucial dans les écosystèmes côtiers, en raison des interactions écologiques entre les stocks cultivés et leur environnement, (Dowd 2005 in Thomas *et al*, 2006). La conchyliculture, un facteur de diminution de la matière organique en suspension contribue au maintien d'un équilibre trophique et à régulation du développement des blooms phytoplanctoniques et l'éclaircissement des eaux (Berger, 2007). Les moules ont déjà été largement utilisées lors de programmes de surveillance de la qualité des eaux littorales (RNO, Réseau National d'Observation de l'IFREMER ; le Mussel Watch, le programme européen BIOMAR, "Biochemical Markers of Environmental Contamination in Marine Ecosystems") (Devier, 2003).

2.3. La production

En 2010, selon le FAOSTAT, la production conchylicole mondiale est de 13 102 024 tonnes avec une valeur de 13 091 807 000 \$ (tableau 1). La Chine est le premier producteur mondial avec une production de 10 465 076 tonnes, soit 79,87%.

La production mytilicole mondiale présente 13,83 % de la production conchylicole, soit une quantité de 1 812 371 tonnes qui est d'une valeur de 1 572 765 000 \$. Dans cette activité qui englobe la production des espèces appartenant à la famille des mytilidés, on trouve l'espèce qui a fait l'intérêt de notre travail, *Mytilus galloprovincialis*, autrement connue avec son nom commun « moule méditerranéenne », avec une production de 107 488 tonnes localisée surtout au niveau des pays limitrophes de la Méditerranée et une valeur de 106 275 000 \$.

Tableau 2. Production conchylicole mondiale par continent en 2010 (FAOSTAT 2012)

Continent	Production (t)	Valeur (1000\$)
Afrique	2 014	4 017
Amérique	524 476	1 351 558
Asie	11 824 439	10 083 874
Europe	633 011	1 214 141
Océanie	118 084	438 217
Total	13 102 024	13 091 807

En Algérie, il existe deux fermes conchylicoles l'une au niveau de la Wilaya d'Alger (Aïn Taya) qui est fonctionnelle depuis 1987, l'autre à Tipaza (Aïn Tagouraït). En plus de ces fermes, cette activité est pratiquée aussi au niveau du lac El Mellah près d'El Kala (Wilaya d'El Tarf). Selon la FAO, la production de la moule *M. galloprovincialis*, a commencé en Algérie dès 1983 et qui a atteint 44 tonnes en 2007 (FAOSTAT, 2012).

3. Présentation de l'espèce

3.1. 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 List (1902), Lubet (1959), Ricci (1959) et Seed (1971), considèrent qu'il s'agit de deux espèces différentes alors que d'autres, estiment que *M. galloprovincialis* est une sous-espèce de *M. edulis* (Bouxin, 1956), (Barzoti et Meluzzi, 1968 in Chebab, 1996).

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, aussi elle se retrouve 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.

3.2. Position systématique (source : 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)

3.3. Morphologie et anatomie

3.3.1. La coquille

Selon Gosling (2003), les deux valves de la coquille sont égales et elles sont articulées ensemble à l'intérieur par un ligament. Lorsque les coquilles vides sont examinées, l'intérieur de ces dernières est blanc avec une large bordure de couleur violet ou bleu-foncé (Gosling, 2003). On peut y distinguer les points d'insertion des différents muscles : muscles adducteurs qui relient le corps de l'animal à sa coquille et les muscles rétracteurs du pied (Martiel, 1976). La charnière est réduite, avec quelques dentelons sous le crochet (Fischer, 1987). A l'extérieur on peut observer, à partir du crochet, de fines stries concentriques qui sont des stries d'accroissement représentant les étapes de la croissance de l'animal (Martiel, 1976).

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).

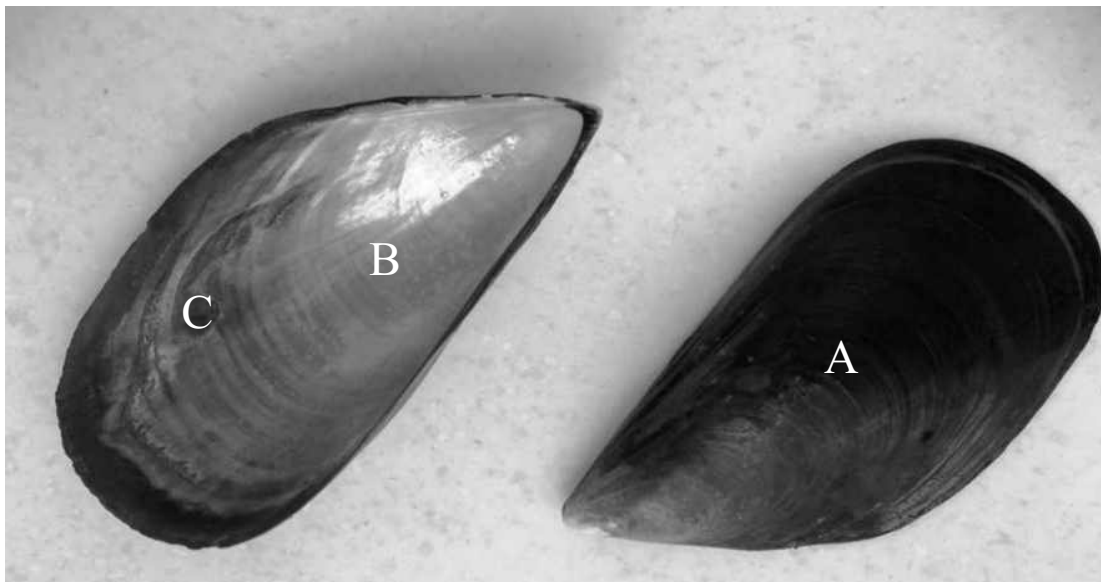


Figure 1 : *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819). A : vue extérieur des coquilles, B : vue intérieur des coquilles, C : empreinte musculaire en forme de 6.

3.3.2. Le manteau

Le manteau, dont la couleur, chez la moule, va du blanc au jaune plus ou moins foncé, présente deux lobes (droit et gauche) qui adhèrent étroitement au corps dans la région dorsale et 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 (Martiel, 1976). Sur la face ventrale, les bords des deux lobes sont libres et délimitent la cavité palléale.

3.3.3. Les muscles adducteurs

Deux muscles adducteurs dont l'un, l'antérieur, est réduit, s'opposent à l'action mécanique du ligament : par leur contraction ils ferment la coquille. D'après Martiel, (1976), chez la plupart des bivalves, ces muscles sont composés de deux parties distinctes : une partie vitreuse, translucide, faite de fibres striées à contractions rapides mais de courte durée et une partie nacrée, plus opaque, faite de fibres lisses à contractions lentes et durables, ce sont elles qui maintiennent la coquille fermée pendant de longues périodes. Chez la moule, les portions phasiques et toniques sont indifférenciées, mais l'animal est capable des deux types de contractions. On peut donc penser que les fibres sont soit entremêlées, soient capables de contractions des deux types.

3.3.4. Le pied et le byssus

Le pied est une saillie musculaire située au-dessous de la masse viscérale. Sa grande mobilité est due à l'existence de deux systèmes de faisceaux musculaires, l'un inséré sur les valves, l'autre sans rapport avec elles. La glande byssogène occupe, chez la moule, la plus grande partie du pied où elle forme un sillon entouré sur presque toute sa longueur d'un épais manchon de cellules glandulaires. Ce sillon aboutit à une cavité byssogène débouchant à l'extérieur par le pore pédieux. Le byssus, de nature protéinique, est constitué de nombreux filaments terminés par un disque adhésif (Martiel, 1976).

3.3.5. Les branchies

Les deux branchies, en forme de W, formées à partir des replis du manteau sont symétriques par rapport au plan sagittal. Elles sont constituées par une nappe externe et interne de filaments, chaque nappe comprenant une région directe ou descendante et une autre récurrente ou ascendante (Barnabé, 1991).

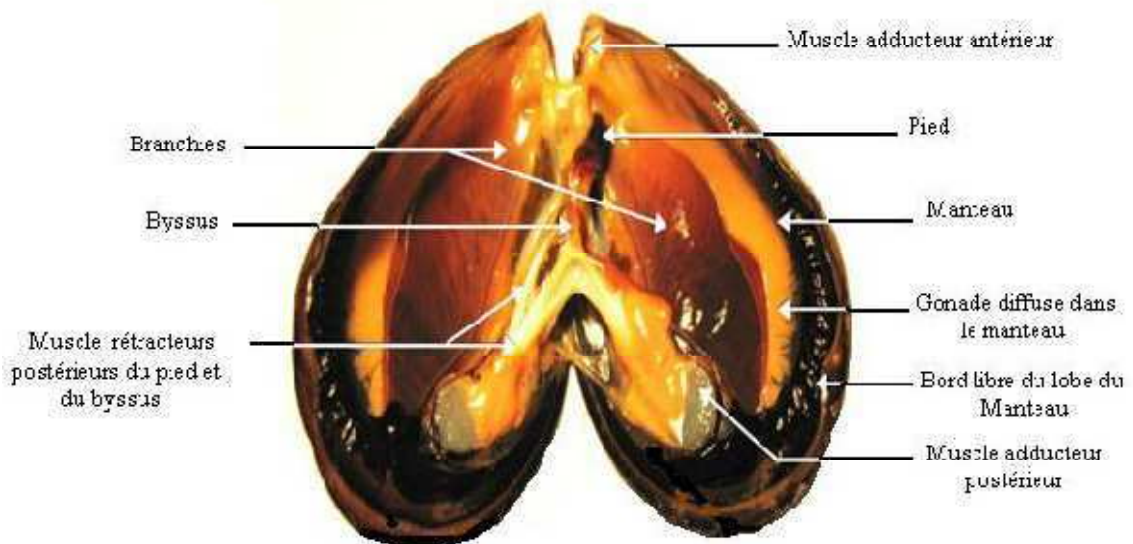


Figure 2 : Anatomie de *Mytilus galloprovincialis* (Lmk, 1819), (Hebbache et Hamitouche 2009).

4. Physiologie de la moule *M. galloprovincialis*

4.1. L'alimentation

Consommateur microphage omnivore, elle utilise son appareil branchial comme un filtre. En effet, le courant d'eau inhalant passe à travers la branchie qui joue le rôle de tamis, comportant des sillons garnis de cellules muqueuses qui agglomèrent les particules en suspension dans l'eau ; les microparticules consommables sont alors transportées jusqu'à la bouche alors que les particules non consommables sont rejetées à l'extérieur (pseudo-fèces). Suspensivore, la moule filtre jusqu'à 100 litres d'eau par jour ; elle est capable d'opérer un tri concernant la nature et la taille des particules qui pénètrent dans la cavité palléale dont le diamètre est comprise entre 3 et 13 micromètres. Elle se nourrit de Diatomées et de débris organiques (Bouziani et Hocini, 2011).

4.2. Respiration

Elle se fait au niveau des branchies et du manteau (Brienne, 1960 in Boukri et Cherifi, 2009). 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, d'après Bernabé (1989), la moule consomme 0,39 mg /h/g.P.S en période de reproduction et 0,21 mg /h/g .P.S au repos sexuel.

4.3. Croissance

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

La croissance peut varier dans de très fortes proportions avec l'environnement. Selon (Mason, 1972 in Marteil, 1976) les moules mesurent 75 à 90 mm au bout de 14 à 18 mois en Espagne, tandis qu'en Grande-Bretagne, il leur faut 2 ans et demi pour dépasser 60 mm. En France, les moules n'atteignent la taille marchande (40 mm) qu'en 2 ans et demi dans le Boulonnais (Brienne, 1955 in Marteil, 1976) tandis qu'en baie de l'Aiguillon, un an leur suffit pour être commercialisables.

4.4. Les principaux systèmes de la moule

La moule compte pour sa survie sur six systèmes :

4.4.1. Le système digestif

D'après Boughachiche et Abdallah (2011), le système digestif est représenté par une bouche située à la partie antérieure du corps avec un œsophage très court qui débouche sur l'estomac.

4.4.2. Le système circulatoire

Le cœur est situé sur la face dorsale du corps, comprend deux oreillettes et un ventricule : il est entouré d'une mince membrane transparente : le péricarde, membrane séreuse, formé de deux feuillettes, qui enveloppe le cœur (Boughachiche et Abdallah, 2011).

4.4.3. Le système excréteur

Comprend deux reins, disposés de chaque côté du corps entre le péricarde et le muscle adducteur postérieur et des glandes péricardiques auriculaires qui sont particulièrement développées chez la moule et entourent les oreillettes (Boughachiche et Abdallah, 2011)

4.4.4. Le système nerveux

C'est un système rudimentaire représenté par trois paires de ganglions.

4.4.5. Le système respiratoire

Représenté par des branchies à double fonction ; la respiration et l'alimentation. Toutefois, le manteau participe aussi à la respiration grâce à un échange direct de gaz avec l'eau de l'environnement (Marteil, 1976). La moule respire en extrayant une partie de l'oxygène qui est dissous dans l'eau circulant entre ces lamelles. De nombreux vaisseaux sanguins minuscules y extraient l'oxygène tout en rejetant les déchets gazeux de CO₂ (Bayan et al, 1976 in Pelvin, 2000).

4.4.6. Le système reproducteur

Chez la moule, la glande génitale ou gonade s'étend de façon diffuse dans le manteau.

5. Reproduction

5.1. Cycle de vie

La fécondation a lieu en pleine eau, l'œuf fécondé est pélagique, après 24 heures, il donne une larve trochophore. 2 à 14 jours, cette larve trochophore se transforme en larve Véligère, elle se maintient alors près de la surface, là où la nourriture est plus abondante et la température de l'eau est plus élevée jusqu'à atteindre le stade pédivéligère. La métamorphose de la larve pédivéligère en larve plantigrade (benthique) est caractérisée par des changements morphologiques importants. A partir de ce moment, les jeunes moules sont désignées par le terme de naissain (Barnabé, 1989), (Figure5).

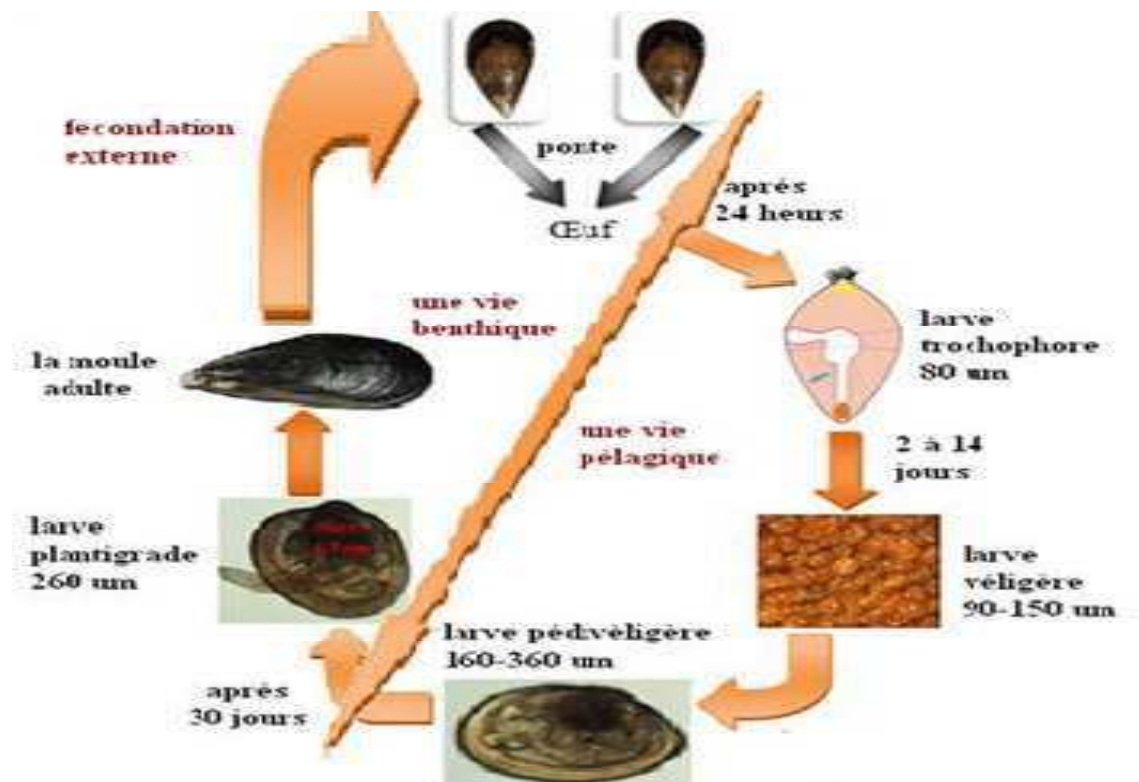


Figure 3 : Schéma récapitulatif du cycle de vie de *Mytilus galloprovincialis* (Lmk, 1819).

5.2. Mode de reproduction et reconnaissance des sexes

Les moules sont des animaux à sexes séparés et le nombre des mâles est à peu près égal à celui des femelles. Lubet (1959) a suivi pendant plusieurs années le cycle de nombreux individus et n'a jamais constaté de changement de sexe.

Elles sont dépourvues de caractères sexuels secondaires. Toutefois, en période de maturité, la couleur de la gonade nous permet de déterminer le sexe. Ainsi, la gonade femelle aura des teintes allant du jaune-orangé au rose-saumon, tandis que la gonade male sera blanche-jaunâtre (Haouchine, 1995). cette coloration n'est pas suffisante pour pouvoir discerner avec certitude le sexe, (Djediati, 1993), l'examen de couleur de la gonade doit être donc suivi d'un examen microscopique.

Les phénomènes sexuels sont identiques chez *M. edulis* et *M. galloprovincialis*. Toutefois, lorsque ces deux variétés coexistent dans un même biotope, on constate chez *M. galloprovincialis* un cycle plus long ; la durée du stade de repos sexuel peut même être presque nulle (Lubet, 1959 in Martiel, 1976).

5.3. L'évolution des gonades.

Chiperfield (1953) est le premier à distingué 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).

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.

5.3.1. 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).

5.3.2. 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).

5.3.3. 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 μm de diamètre, la chromatine s'estompe alors que le nucléole devient très important (7 à 8 μm). L'enveloppe nucléaire se plisse surtout à la fin de la vitellogenèse (Barnabé, 1991).

5.3.4. 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).

Le déroulement de la gamétogenèse est variable selon les régions. Sur les cotes 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).

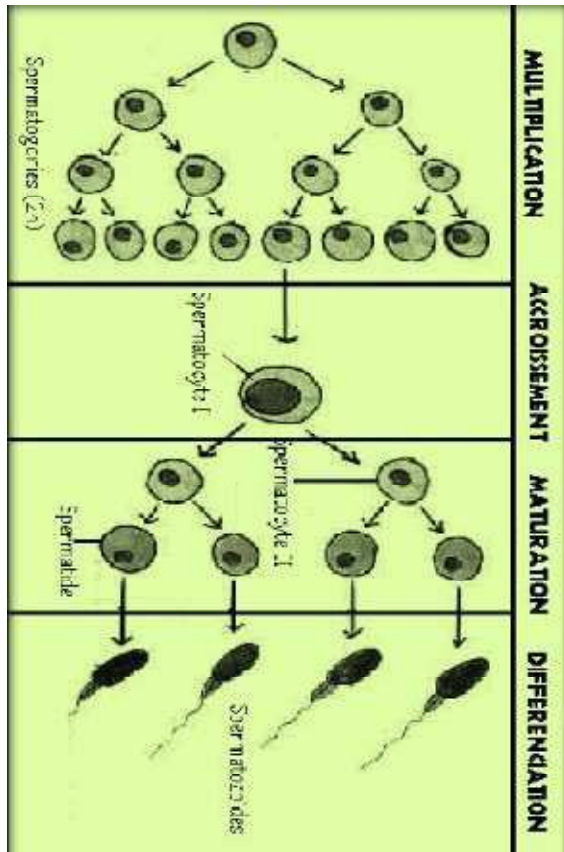


Figure. 4 : La spermatogénèse

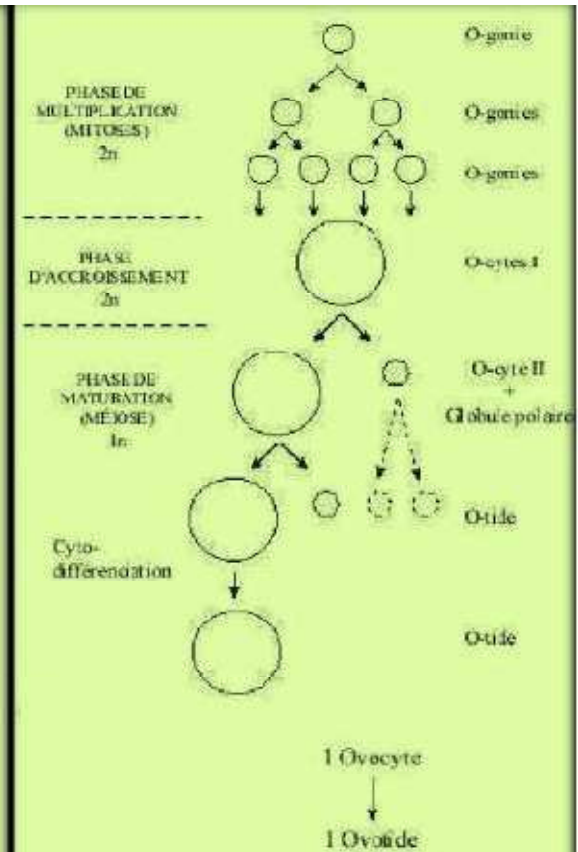


Figure. 5 : L'ovogénèse

(Barnabé, 1995)

5.4. 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 teneur en phytoplancton, la température, la salinité et l'oxygène dissous (Haouchine, 1995).

5.4.1. Salinité.

Selon Lubet (1959 in Marteil, 1976), la salinité ne semble pas avoir une grande influence sur l'évolution des gonades, cette auteur 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.

5.4.2. Température.

Les moules tolèrent de grandes variations de température et de salinité. Pour *M. galloprovincialis*, les valeurs optimales sont comprises entre 10 et 20 °C, alors que les valeurs *létales* sont de 7-8 °C pour le minimum et de 27-28 °C pour le maximum. Ces conditions sont rarement dépassées de façon durable dans les milieux d'élevage. Une température basse ralentit la croissance, seul le gel pouvant provoquer quelques dégâts. Une température très élevée peut affaiblir le coquillage et le rendre plus sensible aux agressions parasitaires ou physiques. Dans ce cas, la température agit rarement seule, d'autres facteurs comme l'oxygène pouvant aussi intervenir (Ferra, 2008). 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 (Marteil, 1976).

D'après Chipperfield (1953 in Marteil, 1976) la reproduction ne débute que lorsque la température de l'eau dépasse 7°C. 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, d'après Chipperfield (1953 in Marteil, 1976) est d'autant plus court que la température monte rapidement. Influence sur la longueur de la période de reproduction (stade III). Celle-ci dépend de la température moyenne annuelle des eaux. Plus cette moyenne est élevée, plus la reproduction dure longtemps. Les moules tropicales présentent un cycle étalé sur toute l'année. Raimbault (1966) et Desgouille (1969) observent en méditerranée des pontes durant la majeure partie de l'année avec maximums au printemps et à l'automne. (Marteil, 1976). Sur les côtes du sud-ouest de la France, 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 à 18°C. Un nouveau cycle sexuel commence en automne, mais à ce moment la température est redescendue au-dessous de 20° C. L'auteur suggère l'existence d'une température limite, située vers 20° C, au-dessus de laquelle les phénomènes de gamétogénèse seraient inhibés. Le stade de repos sexuel commencerait alors.

Outre la température, des facteurs tels que la salinité, la teneur en oxygène dissous dans l'eau, peuvent réguler ces principales activités physiologiques (Haouchine, 1995).

5.4.3. Nutrition.

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).

5.4.4. L'oxygène dissous

Une valeur inférieure à 3 mg/l est considérée comme préjudiciable et stoppe la filtration (Ferra, 2008). Lubet (1973 in Martiel, 1976) constate un arrêt de la filtration chez *mytilus galloprovincialis* à 15 °C quand la concentration en oxygène dissous descend .au-dessous de 3 ml d'oxygène.

5.4.5. 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).

5.5. 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 et 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 et al, 2011). Malgré son caractère saisonnier son cycle de reproduction peut avoir des variations spatio-temporelles considérables.

Tableau 3 : Périodes d'émission des gamètes chez *Mytilus galloprovincialis* des différentes régions en Algérie (Bouziani et Hocini, 2011).

Auteurs	régions	Périodes d'émission	
		Étude macroscopique et Microscopique	Étude de l'indice de condition
Djediati (1982)	Baie d'Alger	Jan-Fév-Mars et Mai-Juin	-
Abada Boudjemaa (1983)	Baie d'Alger	Nov –Déc et Mai-Juin	-
Morchid (1987)	Golf de FOS(sud de France)	Nov-Déc et Avr-Mai	Oct et Mai
Haouchine (1995)	Lac Mellah	Sep et Mai	-
Chebab (1996)	Baie de Zemmouri	Oct-Nov et Mai-Juin	Oct-Nov et Mai-Juin

6. Vie larvaire.

Bien que certains auteurs aient pu penser que la moule, comme l'huître plate, incubait ses larves, il n'en est rien : ovules et spermatozoïdes sont émis dans l'eau où a lieu la fécondation. Selon Chipperfield (1953), à une température de 15° C, les spermatozoïdes restent actifs et les ovules fécondables pendant au moins trois heures. Les larves des lamellibranches en général et celles des moules en particulier ont fait l'objet de nombreuses études : les connaissances acquises à ce jour l'ont été grâce à des cultures réalisées en laboratoire à partir d'œufs féconds artificiellement Marteil (1976).

6.1. Le développement larvaire de *Mytilus galloprovincialis*

Les différentes phases larvaires

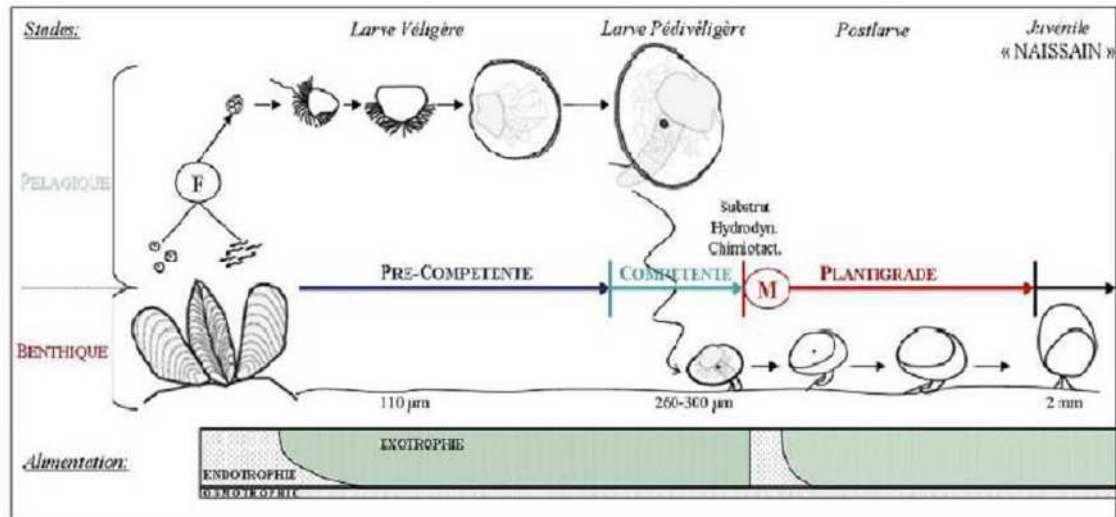


Figure 6 : Phases larvaires et post-larvaires du cycle de vie de la moule

(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 apicale 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 D** elle présente une coquille avec deux valves reliées par une charnière ainsi qu'un velum, sorte dévoile cilié qu'elle déploie hors de sa coquille lorsqu'elle nage et qui lui sert à capter sa nourriture. (Auby et Maurer, 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 Penec, 1978 in Chebab, 1996).

La pédivéligère : une tache oculaire jouant un rôle sensoriel, apparaît au niveau de la première ébauche branchiale ; la larve est alors dite oeuillée. A la fin de ce stade la larve est prête pour se fixer (Auby et Maurer, 2004)).

7. Écologie de la moule *Mytilus galloprovincialis*

7.1. Répartition géographique et bathymétrie

Mytilus galloprovincialis possède une aire de répartition géographique très étendue. (Figure 7). Lubet (1959) signale sa présence en Méditerranée occidentale, depuis les côtes de la Mer Noire jusqu'à celles du Portugal, sur les côtes atlantiques Espagnoles et Françaises ainsi qu'en Adriatique. Cet auteur en 1973, signale sa présence en Manche occidentale. Cette espèce a été aussi identifiée sur la côte Ouest de l'Afrique du Sud (Chebab, 1996).

En Afrique du Nord, *Mytilus galloprovincialis* cohabite souvent avec *Perna perna* en absence de *Mytilus edulis* (Abada, 1983 et Chebab, 1996).

Sur le littoral Algérien, *Mytilus galloprovincialis* cohabite avec l'espèce *Perna perna* attachée sur le même support (Boukroufa, 1987). Fixée par son byssus sur des différents fonds de l'étage infralittoral et circalittoral, elle forme souvent des communautés denses (Poutiers, 1993 in Chebab, 1996). Elle subit les changements extrêmes des conditions environnementales (température, salinité, nourriture, exposition à l'air... etc.). La limite supérieure de la distribution de la moule dans la zone intertidale serait principalement déterminée par la durée d'exposition à l'air et l'importance de la dessiccation. On la retrouve exceptionnellement jusqu'à des profondeurs atteignant 20 m.

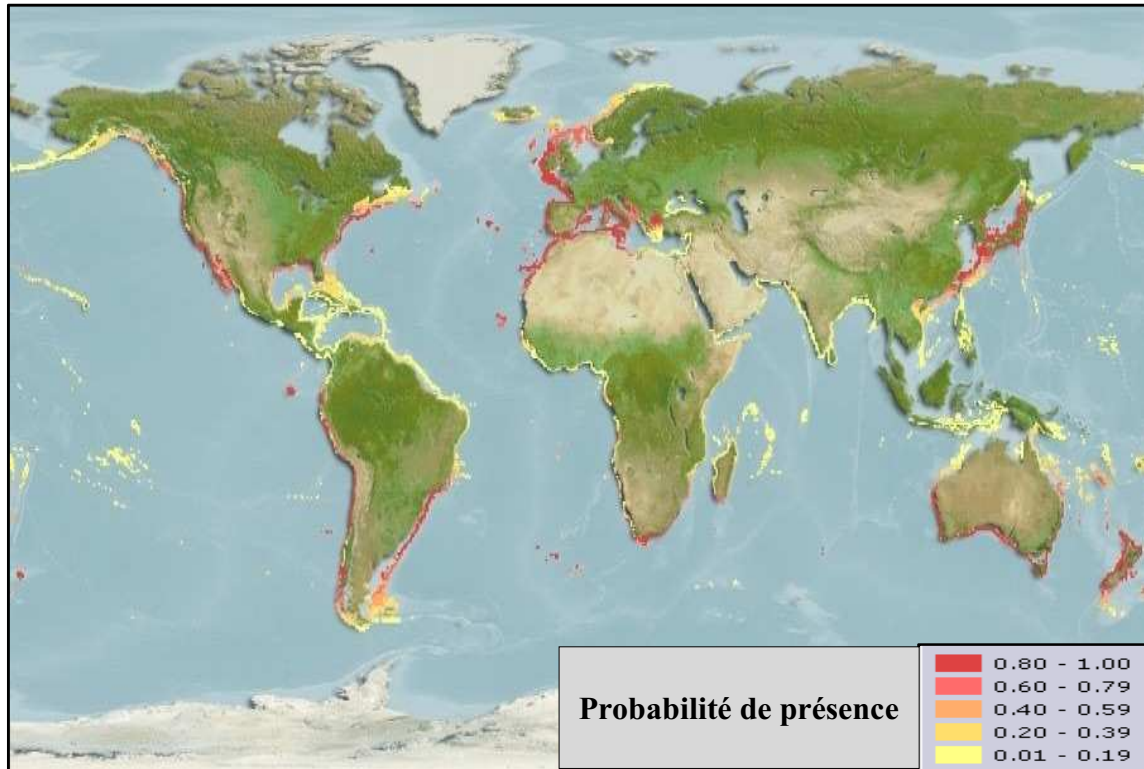


Figure 7 : Répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis* (Lmk, 1819)
(<http://www.aquamaps.org/receive.php>).

Chapitre II :

Conditionnement des géniteurs

1. 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 écloseries 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 et al., 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. Ce travail s'intéresse au conditionnement des géniteurs, il a pour objectif la mise en évidence de l'influence du régime alimentaire sur la maturité des gonades de la moule *Mytilus galloprovincialis*.

Les pratiques couramment utilisées en écloserie consistent en un conditionnement des géniteurs pendant six à huit semaines, en milieu contrôlé, de manière à provoquer la gamétogenèse. Théoriquement ceci permet d'obtenir des gamètes matures donnant naissance à des larves viables lorsque les géniteurs sont prélevés du milieu naturel entre décembre et juillet Lubet (1976).

Le conditionnement des géniteurs présente l'avantage d'obtenir des larves quelques mois avant la période de reproduction estivale. Un autre avantage est de réaliser la synchronisation de la maturation des géniteurs, ce qui augmente le nombre de gamètes destinées à la fécondation. Toutefois, le chauffage de l'eau favorise le développement d'agents pathogènes et un conditionnement trop précoce entraîne une réduction de la fécondité, de la fertilité et de fortes mortalités larvaires du fait de la mauvaise qualité des ovocytes (Pierre, 1999).

2. Etat physiologique des reproducteurs

Lannan *et al.* (1980) précisent l'importance des variations saisonnières dans les systèmes de conditionnements artificiels indiquant que le succès dans la reproduction dépend de l'état des réserves que possèdent les géniteurs au moment de l'expérimentation. Chez les bivalves des régions tempérées, l'énergie de réserve (fréquemment sous forme de glycogène) constituée au cours de l'automne et l'hiver, est utilisée pour supporter la gamétogenèse durant le cycle sexuel de l'année suivante (Thompson et MacDonald, 1990). Il apparaît que chez *C. gigas* l'accumulation de réserves et la production de gamètes se produisent à des saisons différentes. Selon la littérature concernant d'autres espèces de régions tempérées (Emmett *et al.*, 1987) pour *Mytilus edulis*, (Le Pennec *et al.*, 2001) pour *Pecten maximus*, pendant le printemps et l'été, les glucides peuvent être utilisés pour le développement de la gonade, et les réserves de glycogène pour les dépenses énergétiques quand la nourriture est insuffisante. Il en est de même pour *C. gigas* et ainsi, l'accumulation et l'utilisation de réserves au cours du cycle sexuel semblent rendre possible un conditionnement de géniteurs sans apports supplémentaires d'aliments. Bien que les régimes alimentaires soient cruciaux pendant le conditionnement.

Lannan *et al.*, (1980) ont souligné l'importance de connaître le temps et la durée du cycle sexuel des animaux qui vont être exposés à un conditionnement artificiel. 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). Ces observations impliquent qu'une quantité minimale de lipides est essentielle pour la survie des larves pendant la phase endotrophe et le passage à l'exotrophie (Thompson *et al.*, 1996). Les lipides augmentent en parallèle au développement gamétique, diminuent 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).

3. Matériel et méthodes

3.1. Culture du micro algues

Les deux espèces de micro-algues ont été cultivées dans une salle réservée aux cultures de microalgues au niveau du Centre Nationale de Recherche et Développement de la Pêche et l'Aquaculture (CNRDPA). Les souches proviennent d'un laboratoire de recherche espagnole dans le cadre de coopération Algéro-espagnole il s'agit de *Dunaliella tertiolecta* et *Chaetoceros calcitrans*.

Les cultures ont été réalisées dans une eau de mer filtrée à 0.45 μm stérilisée et enrichie avec le milieu Provasoli F2 (annexe1).

L'énergie lumineuse est fournie 24h/24 avec une intensité lumineuse de 3500 à 5000 lux. La climatisation de la salle d'algues maintient une température de 18 à 20°C.

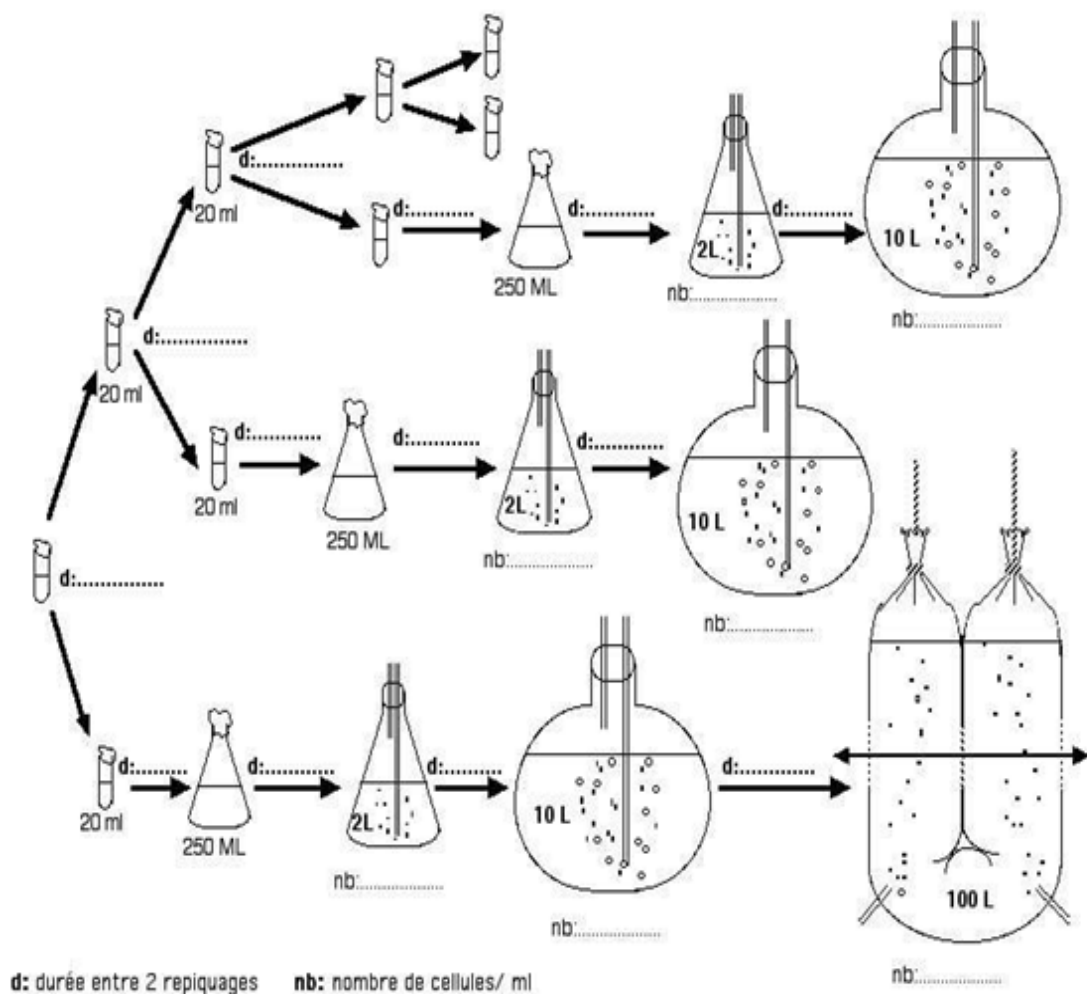


Figure 8 : Schéma du principe de culture (FAO techniques d'éclosion), Nedelec.M (2009).

3.1.1. Caractéristiques des espèces de micro algue utilisées

3.1.2. *Dunaliella tertiolecta*

3.1.2.1. Systématique (source : www.zipcodezoo.com)

Phylum	:	Chlorophyta (A.Pascher, 1914)
Classe	:	Chlorophyceae (Wille)
Ordre	:	Volvocales (Oltmanns, 1904)
Famille	:	Dunaliellaceae (T. Christensen, 1967)
Genre	:	<i>Dunaliella</i> (E.C. Teodoresco, 1904)
Espèce	:	<i>Dunaliella tertiolecta</i> (Bucher)

3.1.2.2. Morphologie :

Dunaliella tertiolecta appartient à la famille des chlorophycées (microalgues vertes). De forme ovoïde, la cellule mesure de 8 à 10 μm .



Figure 9 : Morphologie de *Dunaliella tertiolecta* (Nedelec, 2009).

3.1.3. *Chaetoceros calcitrans*

3.1.3.1. Systématique (source : www.zipcodezoo.com)

Phylum	:	Ochrophyta (Cavalier-Smith, 1986)
Subphylum	:	Diatomeae (Dumortier, 1821)
Classe	:	Coscinodiscophyceae
Ordre	:	Chaetocerotales
Famille	:	Chaetocerotaceae (Ralfs, in Pritchard, 1861)
Genre	:	Chaetoceros (C.G. Ehrenberg, 1844)
Espèce	:	<i>Chaetoceros calcitrans</i>

3.1.3.2. Morphologie

Les cellules sont carrées ou plus ou moins rectangulaires, de 5 à 10 μm selon l'allongement de la ceinture, les soies sont bien visibles et insérées de 15 à 35° par rapport à l'axe per-valvaire.



Figure 10 : Morphologie *Chaetoceros calcitrans* (Robert et al, 2004).

3.2. Conditionnement des géniteurs

Les moules utilisés pour cette expériences sont issus du port d'Alger (figure 13). 60 individus d'une longueur moyenne de $48,06 \pm 0,92$ mm, largeur moyenne $26,64 \pm 0,54$ mm, épaisseur moyenne $18,55 \pm 0,34$ mm et poids totale moyenne $12,01 \pm 0,55$ g ont été conditionnés pendant trois semaines.



Figure 11 : Site origine de la moule *mytilus galloprovincialis* utilisée pour le conditionnement (image satellitaire Google earth, 2009).

Les écloséries disposent normalement d'une salle pour le conditionnement des géniteurs ou un endroit calme dans les installations où les bacs de conditionnement sont installés loin des perturbations fréquentes. La plupart des espèces réagissent aux ombres et aux vibrations en fermant les valves de leurs coquilles. Lorsqu'ils sont peu dérangés les géniteurs consacrent plus de temps à se nourrir (Helm et al, 2006).

Dans cette étude, les géniteurs ont été répartis aléatoirement en proportions identiques dans les trois bacs de conditionnement (Figure 14) à raison de 20 individus par bacs. Les bacs sont alimentés en eau de mer filtrée à environ $40 \mu\text{m}$ avec une salinité de l'ordre de 35 ‰, l'oxygénation assurée par un aérateur. Le système est régulièrement nettoyé.

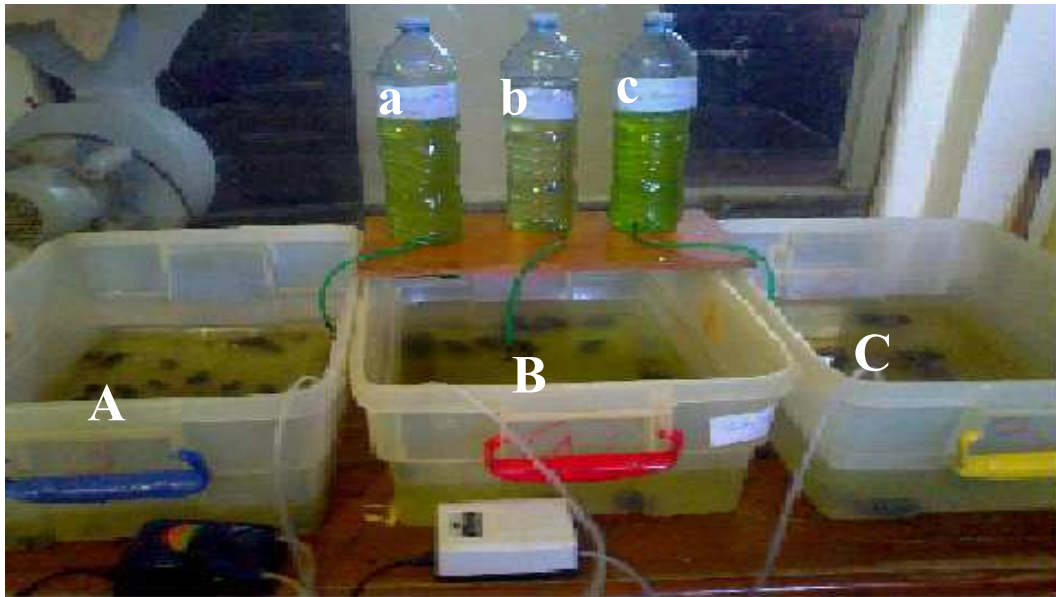


Figure 12 : Conditionnement de la moule *mytilus galloprovincialis*

A, B, C : bac de conditionnement ; a, b, c : bouteille de nourriture.

3.2.1. Alimentation des géniteurs et ration alimentaire

Selon Helm et *al* (2006), la ration alimentaire nécessaire au conditionnement est basée sur le poids sec de la chair des adultes. Elle varie normalement entre 2 et 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 4 : Poids organique et composition en lipides des deux espèces utilisées (Helm et al, 2006).

Espèces	Poids organique ($\mu\text{g} / 10^6$ cellules)	Lipides %
<i>Dunaliella tertiolecta</i>	85	21
<i>Chaetoceros calcitrans</i>	7	17

Les géniteurs sont alimentés goutte à goutte par un système d'alimentation composé de 3 bouteilles. Les espèces de microalgues utilisées : la flagellée *Dunaliella tertiolecta* et la diatomée *Chaetoceros calcitrans*, sont distribuées de la manière suivante :

- **Le premier bac** : les moules sont alimentés avec le mélange des deux algues phytoplanctoniques vivantes *Chaetoceros calcitrans* (50 %) avec une concentration 6,4 millions de cellules/ml, un volume de 2,27L/Jour et *Dunaliella tertiolecta* (50 %) avec une concentration 1,4 millions de cellules/ml. un volume de 0,85L /jour.
- **Le deuxième bac** : les moules sont nourris avec la microalgue *Chaetoceros calcitrans* avec une concentration 6,4 millions de cellules/ml. Un volume de 4,55L/jour.
- **Le troisième bac** : les moules sont nourris avec la microalgue *Dunaliella tertiolecta* Avec une concentration 1,4 millions cellules/ml. Un volume de 1,7L/jour.

3.2.2. 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 effectuées, à savoir : la longueur, largeur, épaisseurs, poids total, poids des coquilles, poids de la chair humide, poids sec de la chair et poids sec de la coquille.

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).

3.2.3. Les indices de condition :

Une moule peut être divisée en trois parties distinctes : la coquille, l'eau intervalvaire et la chair. Les poids de ces compartiments se répartissent approximativement ainsi :

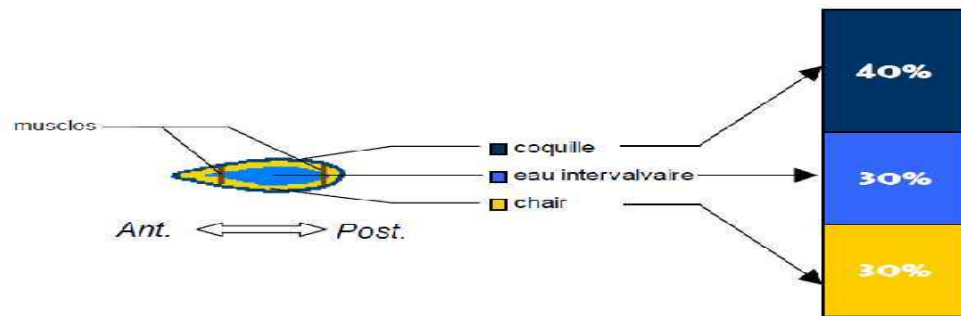


Figure 13 : les différentes parties d'une moule (Timothée et Joseph, 2003).

Plusieurs variantes des indices de condition existent :

3.2.3.1. Le pourcentage de chaire humide :

Cet indice correspond à l'ancien indice AFNOR utilisé pour les huîtres)

$$\text{I.C.} = \frac{\text{Poids de chair (cuite)} \times 100}{\text{Poids total}}$$

3.2.3.2. Indice Lawrence & Scott

Cet indice est mesuré par une méthode simple à mettre en œuvre, mais il faut éviter que la moule perde préalablement de l'eau intervalvaire en le pesant rapidement après sa sortie de l'eau (phase de revitalisation).

$$\text{I.C.} = \frac{\text{Poids sec de chair} \times 1000}{\text{Poids total} - \text{poids de coquille}}$$

3.2.3.3. Indice Medcof & Needler

Cet indice fut longtemps utilisé par l'Ifremer, néanmoins il est très corrélé avec l'indice Lawrence et Scott, et on peut utiliser l'une ou l'autre méthode selon le matériel disponible.

$$I.C.= \frac{\text{Poids sec de chair} \times 1000}{\text{Volume total} - \text{Volume de coquille}}$$

3.2.3.4. L'indice de Walne et Mann (1975)

C'est l'indice utilisé dans cette expérience. L'indice de Walne et Mann (1975) a 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 h* : poids sec de la chair en grammes.

PSC : poids sec de la coquille en grammes.

3.2.4. Analyse statistique**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.

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)** :

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

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.

4. Résultats

4.1. Suivi de la culture *Dunaliella tertiolecta* (Résultat personnel, 2012).

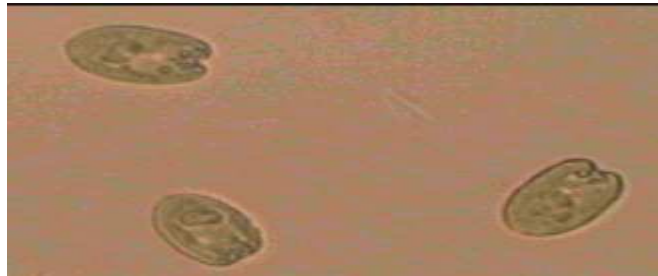


Figure 14: *Dunaliella tertiolecta* (taille : $9,64 \pm 0,45 \mu\text{m}$) sous microscope (X100).

Selon le graphe (figure 15), le développement de *Dunaliella tertiolecta* dans le milieu F/2 révèle une croissance plus au moins rapide dans les premiers 11 jours passant d'une concentration de 200.10^3 cell/ml à une concentration maximale de $1400.10^3 \text{ cell/ml}$.

Une phase stationnaire de 03 jours s'installe, suivie d'une phase de décroissance de la concentration cellulaire pendant le reste de temps de la culture.

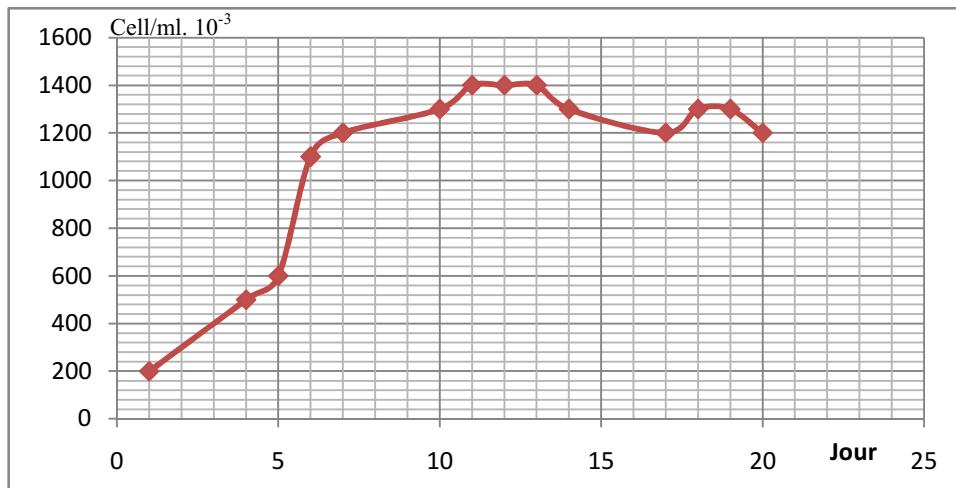


Figure 15 : Courbe de croissance de *Dunaliella tertiolecta* dans le milieu F/2 Provasoli modifié en fonction de temps exprimée en (nombre de cellule/ml. 10⁻³)

4.2. Suivi de la culture *Chaetoceros calcitrans* (Résultat personnel, 2012).

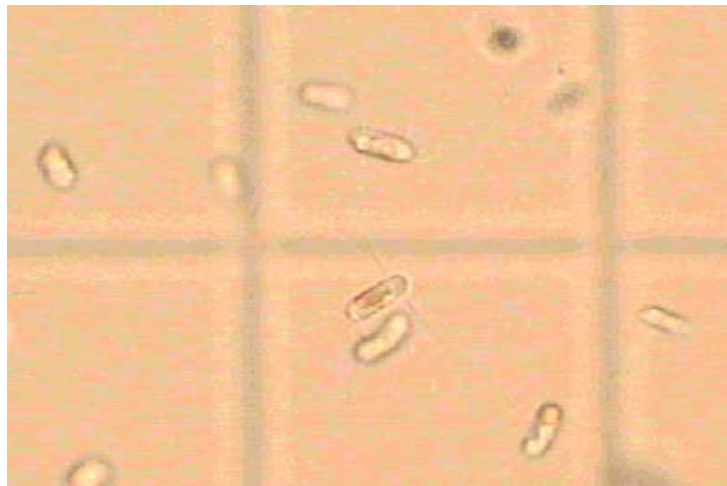


Figure 16 : *Chaetoceros calcitrans* (taille : $6,58 \pm 1,46 \mu\text{m}$) sous microscope(x40)

Selon le graphe (figure 17), le développement *Chaetoceros calcitrans* dans le milieu F/2 révèle une croissance rapide de 11 jours passant d'une concentration de $500 \cdot 10^3 \text{ cell/ml}$ à une concentration maximale de $6400 \cdot 10^3 \text{ cell/ml}$.

Une phase stationnaire de 04 jours s'installe, suivie d'une phase de décroissance de la concentration cellulaire pendant le reste du temps de la culture.

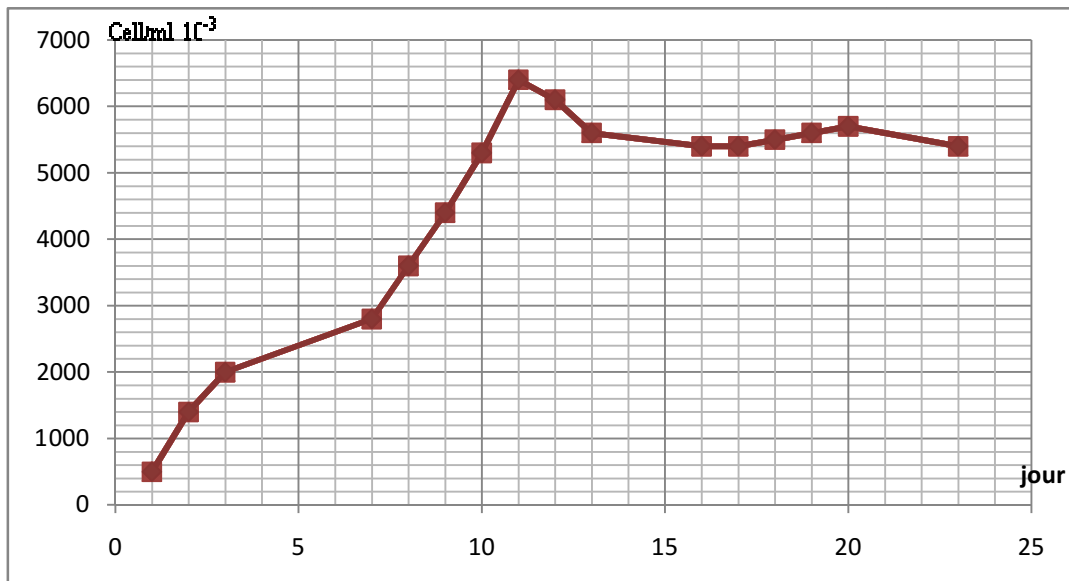


Figure 17 : Courbe de croissance de *Chaetoceros calcitrans* dans le milieu F/2 Provasoli modifié en fonction de temps exprimée en (nombre de cellule/ml. 10^{-3})

4.3. Calcul de la ration alimentaire

Une ration moyenne de 3 %, pour un adulte de 0,34 g de poids sec, est de 0,01 g de poids sec d'algues par jour. Des données relatives aux poids sec des différentes espèces d'algues sont présentées dans le tableau (3) et montrent qu'un million de cellules de *Dunaliella tertiolecta* ont un poids sec (organique) de 0,085 mg et un million de cellules de *Chaetoceros calcitrans* ont un poids sec (organique) de 0,007 mg.

Tableau 5 : le nombre et le volume des cellules fournies aux géniteurs par jour pour une ration 3 %.

espèce bac de conditionnement	<i>Chaetoceros calcitrans</i>		<i>Dunaliella tertiolecta</i>	
	Nombre de cellules (Millions)	Volume par (l)	Nombre de cellules en (millions)	Volume par (l)
1 ^{er} bac	14571,42	2,27	1200	0,85
2 ^{eme} bac	29142,85	4,55	-	-
3 ^{eme} bac	-	-	2400	1,7

4.4. Indice de condition

L'indice de condition a évolué dans les trois bacs, mais avec des valeurs différentes (tableau 7).

Tableau 6 : l'indice de condition de *mytilus galloprovincialis* dans chaque bac.

	Indice de condition
Début de conditionnement	79,01
1 ^{er} bac (C+D)	108,83
2 ^{eme} bac (C)	113,66
3 ^{eme} bac (D)	82,72

La figure représente les valeurs de l'indice Walne et Mann (IWM) pour la moule *Mytilus galloprovincialis* dans les trois bacs de conditionnement pendant trois semaines. Dans le milieu contrôlé l'indice de condition vari avec le temps et la qualité de nourriture distribuée.

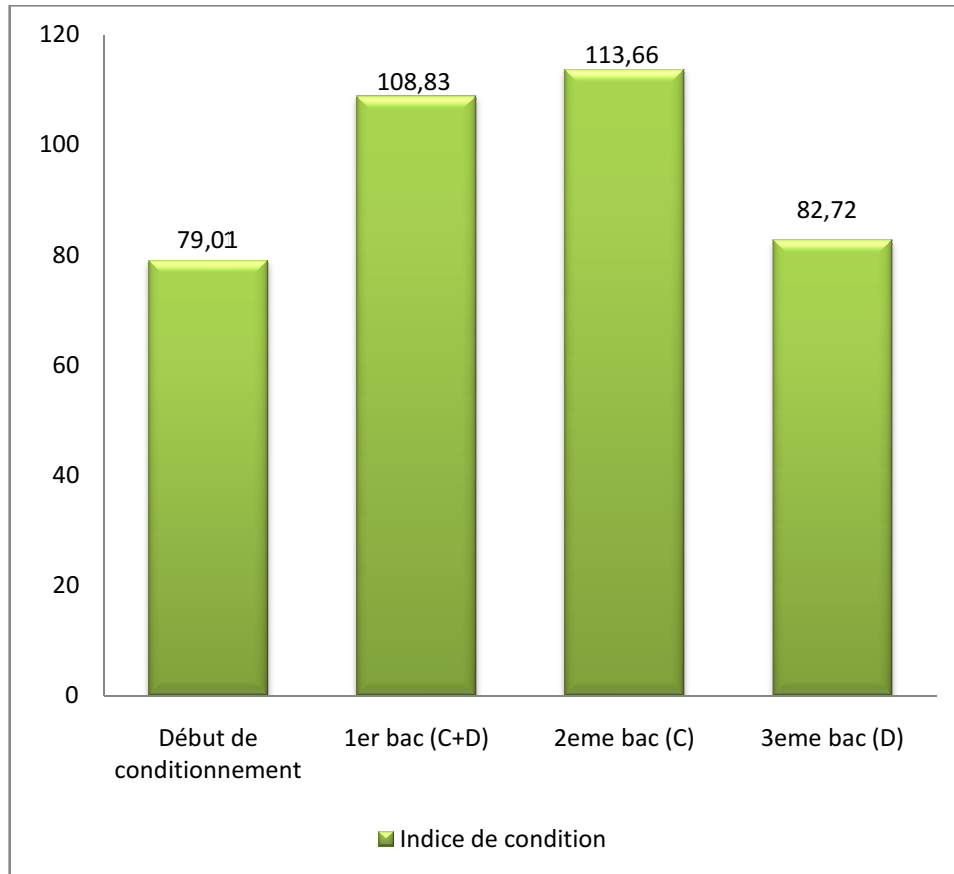


Figure18 : Evolution de l'indice de condition de *mytilus galloprovincialis* en milieu contrôlé. (D : *Dunaliella tertiolecta*, C : *Chaetoceros calcitrans*, Bacs : bacs de conditionnement.

4.5. Analyse statistique :

L'analyse statistique comparant les quatre échantillons montre une différence significative (ANOVA : $P < 0,05$; $F=3,23$; $DDL : 3 , 36$).

Tableau 7 : Résultats de test de Schwartz (D : *Dunaliella tertiolecta*, C : *Chaetoceros calcitrans*, Bacs : bacs de conditionnement, Début : début de conditionnement).

Bacs	Début/(D+C)	Début/(C)	Début/(D)	(D+C)/(C)	(D+C)/(D)	(C)/(D)
$ \varepsilon $ cal. ($\alpha=5\%$)	2,30	2,00	0,27	0,33	2,74	2,07

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 ci dessus.

L'indice de condition à évolué entre la valeur initiale et celle après le conditionnement dans les trois cas mais la différence significative est entre le début et le premier bac(C+D) ($2,30 > 1,96$) ou il a passé de 79,01 à 108,83. Et entre le début et le deuxième (bac $284 > 1,96$) ou il a passé de 100,56 à 1 34,339.

Une différence est constaté entre les régimes mono spécifique ($2,07 > 1,91$), l'indice a évolué beaucoup plus dans le régime de (C) (113,66) que celui de (D) (82,72).

La comparaison du mélange (C+D) avec le régime mono spécifique ne montre pas une différence significative.

5. Discussion

Culture de *Dunaliella tertiolecta*

Pour *Dunaliella tertiolecta* la concentration cellulaire a atteint sa valeur maximale 11 jour après repiquage 1400.10^3 cellule. ml^{-1} , cultivée en eau de mer naturelle et une salinité ajustée à 25 pour mille enrichie par le milieu F/2 modifié à une température de 18-24°C. Cette valeur est faible comparée a celle déclaré par (Nedelec, 2009) où la concentration maximale est de 2000.10^3 cellule. mL^{-1} .

Culture de *Chaetoceros calcitrans*

La concentration cellulaire maximale pour *Chaetoceros calcitrans* est atteinte 11 jour après repiquage 6400.10^3 cellule. ml^{-1} , cultivée en eau de mer naturelle filtrée stérilisée et une salinité ajustée à 20 pour mille enrichie par le milieu F/2 modifié à une température de 18-24°C. la concentration atteinte est une valeur faible comparée au résultats obtenu par (Robert et al, 2004) où la concentration maximale obtenue est de 28500.10^3 cellule. mL^{-1} au 8ème jour, cultivée dans le milieu de Conway à une température de 22-23°C et salinité de 28‰. La durée de la phase exponentielle et stationnaire obtenu dans ce travail est la même mentionné par (Robert, 1987).

Conditionnement des géniteurs :

L'activité reproductrice d'une espèce est estimée à partir de l'indice de condition gonadique (Giese et Pearse, 1974 in Chebab, 1996) transformé en indice de condition pour les espèces à gonade diffuse dans le manteau.

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, 2001).

Les lipides augmentent le développement gamétique, diminuent 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).

Les études faites sur la valeur nutritionnelle des différentes espèces de micro algues mesurent en termes de développement larvaire des bivalves et crustacés en montrées que les espèces du genre *Chaetoceros* sont l'unes des bonnes sources alimentaires (Napolitano et al, 1993), (Mallo et Fenucci, 2004).

Les régimes alimentaires contenant un mélange d'algues sont bénéfiques. Un mélange de deux ou trois espèces de valeurs nutritives élevées comme des diatomées et des flagelles, ayant des tailles convenables, produisent invariablement une croissance et un développement larvaires améliorés par rapport à des régimes constituées d'une seule espèce (Helm et al, 2006).

L'évaluation de la qualité nutritive d'une espèce particulière d'algue est déterminée non seulement par sa composition biochimique mais aussi par son « ingestibilité » et sa digestibilité. Par exemple, les diatomées avec leurs longues épines siliceuses seront difficiles à ingérer et seront irritantes lors de leur expulsion par les larves au cours de la fermeture des valves (Helm et al, 2006).

Certaines variétés de *Phaeodactylum* sont un bon exemple. D'autres espèces, telles que *Chlamydomonas coccoïdes* ont des parois cellulaires épaisses qui les rendent indigestibles. D'autres espèces comme *Dunaliella tertiolecta*, qui sont digestibles, restent déficientes en certains acides gras essentiels hautement insaturés (AGHI) nécessaires au développement larvaire, présentent peu ou pas de valeurs nutritives. (Helm et al, 2006).

Pour cette étude, la comparaison entre les deux essais de conditionnement de *Mytilus galloprovincialis* avec quatre différentes espèces de micro algue (*Phaeodactylum tricornerutum*, *Tetraselmis suecica*, *Chaetoceros calcitrans*, *Dunaliella tertiolecta*) a permis de mettre en évidence la valeur nutritif des diatomées par rapport aux chlorophycées.

Les régimes contenant un mélange d'une diatomée et un flagellé donne des développements meilleurs. Les régimes mono spécifiques semblent donner de bons taux de développement des gonades quant il s'agit de diatomée.

Conclusion

Conclusion

Les essais de culture des micro-algues réalisés ont permis de maîtriser les différentes techniques permettant une culture jusqu'à l'échelle intermédiaire. L'utilisation du milieu Provasoli F/2 modifié pour la culture des micro algues aux cours de cette étude a permis d'avoir pour *Dunaliella tertiolecta* et *Chaetoceros calcitrans* des densités de culture moyenne, l'utilisation d'un milieu F/2 plus complet donnerait de meilleurs rendements.

Cette étude a permis de mettre en évidence le rôle positif du conditionnement dans la réussite de la finalisation de la maturation des gonades de la moule *Mytilus galloprovincialis*. Les résultats obtenus montrent que les régimes alimentaires contenant des diatomées sont meilleurs que ceux qui contiennent des chlorophycées à cause de leur teneur élevée en lipides.

D'autres espèces de micro algues peuvent être intéressantes pour le conditionnement des géniteurs de mollusques comme *Isochrysis galbana* et *Pavlova lutheri*, il serait intéressant d'étudier l'effet des différentes mixtures de micro algues marines sur la maturité des moules pour la mise en place d'un régime alimentaire idéal.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abada-Boujema, Y.M. et Moueza, M., 1981.** Structures des populations d'une moulière naturelle en baie d'Alger. *Acta Oecologica Ecologia Generalis*. 183-194.
- Abada-Boudjema, Y.M., 1983.** Etude dynamique de deux populations de moules *Mytilus galloprovincialis* (Lmk) et *Perna perna* (L.) de Bordj El Kiffan (baie d'Alger). Thèse de Doctorat 3ème Cycle. U.S.T.H.B : Alger. 115p.
- Auby, I., Maurer, D., (2004).** Etude de la reproduction de l'huître creuse dans le Bassin d'Arcachon Rapport final. IFREMER. 185p.
- Barnabe, G., 1989.** Aquaculture (volume 1). Ouvrage. p 2. 565 p.
- Bensam, H., Behloul, M., 2009.** Étude physicochimique d'un site Conchylicole : cas de la ferme « ORCA marine » Ain Taya avec essai de reproduction artificielle des espèces en élevage. Mémoire ingénieur. Option aquaculture. ISMAL. 51 p.
- Berger, C., Romaniv, M., Sourribes, V., Barral, M., 2007.** Recueil des bonnes pratiques environnementales en conchyliculture. 45p.
- Bernabé, G., 1991.** Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. Lavoisier. 501p.
- Boudjema, A., et Ourari, O., 2005.** Description du centre conchylicole pilote du CNDPA et proposition d'un plan de gestion. *Mémoire d'ingénieur (option aquaculture)*. ISMAL. 65p.
- Boughachiche, Z., et Abdallah, C., 2011.** Contribution à la détermination de la qualité microbiologique des moules produites dans une ferme aquacole d'Algérie. Mémoire ingénieur. Option aquaculture. ENSSMAL. 54p.
- Boukroufa F., 1987.** Reproduction et structure des populations de la moule *Perna perna* (L) sur la côte algéroise. Thèse de Magistère, université des sciences et de la technologie Houari Boumediene, Alger. 110 p.
- Boutouchent et 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. 76p
- Bouziati, S et Hocini, S., 2011.** Contribution à l'étude des paramètres physico-chimiques et l'étude de la croissance de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) en élevage extensif à Ain Chorb (Surcouf). Mémoire d'ingénieur en science de la mer (spécialité aquaculture), ENSSMAL. 72p.
- Cadoret, J-P et Bernard, O., 2008.** La production de biocarburant lipidique avec des microalgues : promesses et défis. Article paru dans le journal de la Société de Biologie. 16p.

Références bibliographiques

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 de Magistère, institut des sciences de la mer et de l'aménagement du littoral, Alger. 185p.

Chiperfield., 1953. Observations on the breeding and settlement of *mytilus edulis* (L) in British water journal of the marine biological association of the United Kingdom vol 32 n° 2.

Devier, M.H., 2003. étude intégrée sur l'impact des différentes classes de contaminants (composés organostanniques, métaux, hap, pcb) sur les moules. Bioaccumulation et réponses biochimiques. Thèse de doctorat spécialité : chimie analytique et environnement. Université bordeaux I. 309p.

Djediati, C., 1993. Étude 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). USTHB Alger. 90p.

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. 232p.

FAO., 2011. Vue générale du secteur aquacole national Algérie, Département des pêches et de l'aquaculture.

Ferra, C., 2008. Aquaculture. Ed Vuibert. 126p.

Fischer, W., Bauchot, M-L., Schneider, M., 1987. Fiches FAO d'identification des espèces pour les besoins de la pêche. (Révision 1). Méditerranée et mer Noire. Zone de pêche 37. Vol. I. Végétaux et Invertébrés. Publication préparée par la FAO, résultat d'un accord entre la FAO et la Commission des Communautés Européennes (Projet GCP/INT/422/EEC) financée conjointement par ces deux organisations. Rome, FAO.

Gosling, E., 2003. Bivalve Molluscs: Biology, ecology and culture. Fishing News Books, a division of Blackwell Publishing. 439p.

Haouchine, M., (1995). Écologie et biologie de la reproduction de la moule M.G (LMK) au sein d'un système lagunaire saumâtre lac EL-MELAH. Thèse de magistère ISN. USTHB Alger. 56p.

Helm, M., Bourne, N. et Lovatelli, A., 2006. Ecloserie de bivalves. Un manuel pratique. FAO Document technique sur les pêches. Rome. 184p.

Jorge., 2001. Conditionnement expérimental de l'huître *Crassostrea gigas*.

Références bibliographiques

Thèse de doctorat (Spécialité : Océanologie Biologique) : Université de Bretagne occidentale. 163p.

Lubet, P., 1959. Recherches sur le cycle sexuel et l'émission des gamètes chez les Mytilides et Les Pectinides (Mollusques bivalves). *Revue des travaux de l'Institut des Pêches maritime.* 1959. 497 - 547.

Lubet, P., 1973. Exposé synoptique des données biologiques sur la moule, *Mytilus galloprovincialis* (Lmk). Synop. F.A.O., (88):1-125.

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).217-337.

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.* 125-320.

Marteil, L., 1979. La conchyliculture française (troisième partie) l'ostréiculture et la mytiliculture. *la Revue des Travaux de l'Institut des pêches maritime.* 125-320.

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. Alger : USTHB. 73p.

MPRH., 2007. Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques, Salon International de la Pêche et de l'Aquaculture SIPA 2007. Situation actuelle de l'aquaculture en Algérie FAO.

Nedelec, M., (2009). La culture de Phytoplancton. Enseignement agricole formation grandeur nature, agro campus ouest, centre de Rennes. 29p.

Pelvin, C., 2000. Aptitude de quatre tests simples à qualifier la vitalité de moules soumises à des épreuves graduelles. Mém DESS "analyse et valorisation des produits naturels". Université de Bretagne-sud. 35p.

Pettersen, A.K., Turchini, G.M., Jahangard, S., Brett, A., Ingram, Craig D.H., Sherman., 2010. Aquaculture. Effects of different dietary microalgae on survival, growth, settlement and fatty acid composition of blue mussel (*Mytilus galloprovincialis*) larvae. ELSEVIER. 115-124.

Pierre E. Lubet., Michel, Mathieu., 1999. Applications à la conchyliculture des récentes acquisitions sur la biologie des mollusques bivalves. 27-50.

Robert, R et al., 2004. Amélioration des productions phytoplanctoniques en éclosier de mollusques : caractérisation des microalgues fourrage. Direction des Ressources Vivantes, Département des Ressources Aquacoles, Laboratoire de Physiologie des Invertébrés Marins, DRV/RST/RA/LPI/ 2004-05. 145p.

Références bibliographiques

Robert,R Et His., 1987. Croissance et spectre de tailles de six algues Utilisées pour la nutrition de larves de bivalves En éclosérie, en culture non renouvelée. Quai du Commandant-Silhouette, 33120 Arcachon, France IFREMER. 09p.

Rym Ben-Kheder., 2007. Étude sur le développement larvaire de *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793) en conditions contrôlées : recherche d'indices de qualité. Thèse docteur de l'université de Bretagne occidentale (UBO), Discipline : Océanologie Biologique .241p.

Timothée, B., Joseph, M., 2003. Mise au point d'un protocole standard utilisant la cuisson au four a micro-ondes pour la mesure d'un indice de condition de moules. Laboratoire Conchylicole de Bretagne Station de la Trinité-sur-Mer.14p.

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. 42 p.

Les annexes

Annexes

Annexe 1

Milieu F2 Provasoli.

Solution I:

Nitrate de sodium (NaNO_3) 750 g

Qsp 10 litres d'eau déminéralisée

Solution II :

Di-hydrogénophosphate de sodium (NaH_2PO_4) 50 g

Qsp 10 litres d'eau déminéralisée

Solution silicatée (pour les diatomées) :

Métasilicate de sodium ($\text{Na}_2\text{SiO}_3, 5\text{H}_2\text{O}$) 300 g

Qsp 10 litres d'eau déminéralisée

Solution métallique:

Composition pour 10 litres :

Chlorure de fer hexahydraté ($\text{FeCl}_3, 6\text{H}_2\text{O}$) 31,5 g

Acide Ethylènediamine tetraacétique de sodium (Na_2EDTA) 43,6 g

Sulfate de cuivre pentahydraté ($\text{CuSO}_4, 5\text{H}_2\text{O}$) 10 ml d'une solution à 9,8 g/L

Molybdate de sodium dihydraté ($\text{Na}_2\text{MoO}_4, 2\text{H}_2\text{O}$) 10 ml d'une solution à 6,3 g/L

Sulfate de zinc heptahydraté ($\text{ZnSO}_4, 7\text{H}_2\text{O}$) 10 ml d'une solution à 22 g/L

Chlorure de cobalt hexahydraté ($\text{CoSO}_4, 6\text{H}_2\text{O}$) 10 ml d'une solution à 10 g/L

Chlorure de manganèse tetrahydraté ($\text{MnCl}_2, 4\text{H}_2\text{O}$) 10 ml d'une solution à 180 g/L

Qsp 10 litres d'eau déminéralisée

Solution vitaminique :

Composition pour 10 litres :

2 g de Thiamine (Vitamine B1)

10 ml d'une solution à 1 g/L de cyanocobalamine (Vitamine B12)

100 ml d'une solution à 0,1 g/L de biotine (Vitamine H)

Qsp 10 litre d'eau déminéralisée stérilisée

Solution à conserver au réfrigérateur

Annexes

Utilisation :

Ce milieu est utilisé pour la culture des micro-algues en eau de mer naturelle.

Pour 1 litre d'eau de mer :

1 ml de solution I

1 ml de solution II

1 ml de solution métallique

0,5 ml de solution vitaminique

1 ml de solution silicatée pour les diatomées

Annexe 2

Description de la cellule malassez

C'est est une lame spéciale quadrillée de volume connu. Elle est composée de cases qui, chacune, possède 4 lignes et 5 colonnes. Qui permet le comptage de différents types de cellules.

Le volume d'une case est de:

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

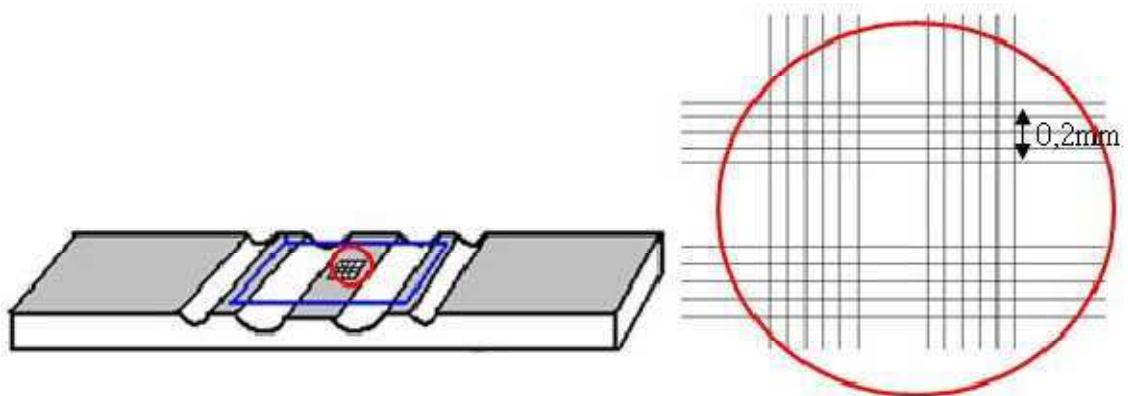


Figure 1: cellule malassez. (<http://www.ac-limoges.fr/svt/IMG/rtf/doc-12>)

Remplissage de la cellule malassez

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 Malassez faire adhérer la lamelle a la lame en faisant glisser plusieurs fois la lamelle sur la lame.

Annexes

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 elle sont tuées, pour se faire on rajoute une goutte de formole dans l'échantillon à compter
6. Mettre la lame au microscope.

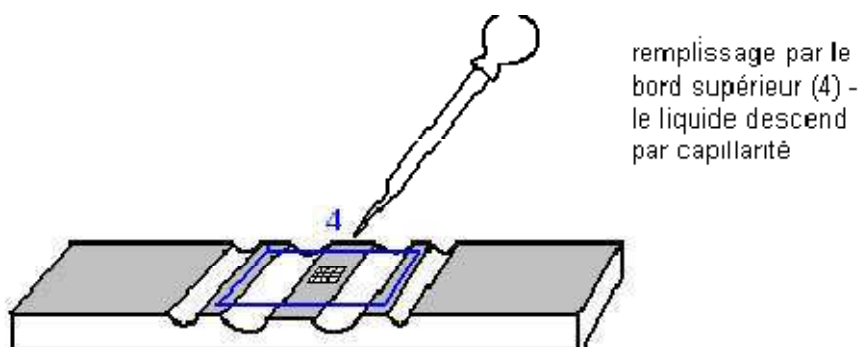
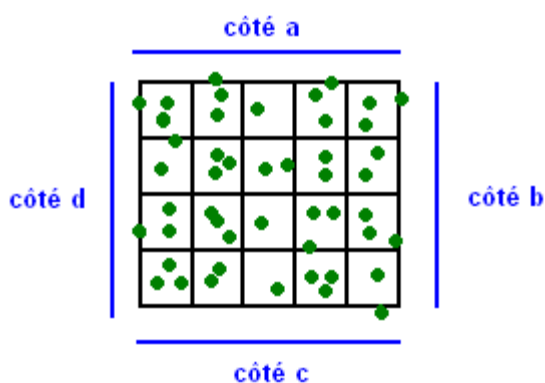


Figure 2: technique de remplissage de la cellule malassez

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

Annexes

Soit : 45 cellules par 10⁻⁵ ml

5. Calculer la concentration cellulaire en cellules par ml :

45 cellules → 10⁻⁵ ml

[c] cellules → 1 ml

[C] = (45 x 1) / 10⁻⁵ = 45 x 10⁵ = **4,5. 10⁶ cellules/ml**

Annexe 3

Tableau1 : ANOVA « Analyse de la variance » pour la comparaison entre les 44 moyennes de L'indice de condition.

Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	9417,220 718	3	3139,073 573	3,23 226 308	0,0335291 3	2,86626556
A l'intérieur des groupes	34962,08 255	36	971,1689 596			
Total	44379,30 326	39				

Annexe 4

Tableau2 : 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°	PSCH	PSCO
1	0,47	5
2	0,05	5,07
3	0,14	2,57
4	0,43	4,76
5	0,43	5,03
6	0,47	5,30
7	0,23	2,15
8	0,39	2,75
9	0,6	9,18
10	0,23	4,33
moyenne	0,34	4,61
IC	79,01	

Annexes

Tableau3 : mensurations et l'indice de condition des géniteurs qui sont alimenté avec *Dunaliella tertiolecta* après trois semaines de conditionnement (PSCO : poids sec de la coquille ; PSCH : poids sec de la chaire ; IC : indice de condition).

Moule n°	PSCH	PSCO
1	0,39	5,08
2	0,31	4,55
3	0,49	5,22
4	0,26	4,55
5	0,26	3,63
6	0,41	6,61
7	0,32	4,66
8	0,39	3,64
9	0,44	3,43
10	0,22	2,35
moyenne	0,349	4,372
IC	82,72	

Tableau4 : mensurations et l'indice de condition des géniteurs qui sont alimenté avec *Chaetoceros calcitrans*, après trois semaines de conditionnement (PSCO : poids sec de la coquille ; PSCH : poids sec de la chaire ; IC : indice de condition).

Moule n°	p.s.chaire	p.s.coquille
1	0,72	7,18
2	0,41	3,94
3	0,45	4,64
4	0,71	4,76
5	1,47	7,06
6	0,37	5,28
7	0,48	4,96
8	0,25	3,75
9	0,54	4,22
10	0,96	8,24
moyenne	0,636	5,403
IC	113,66	

Annexes

Tableau5 : mensurations et l'indice de condition des géniteurs qui sont alimenté avec la diatomée *Chaetoceros calcitrans*, *Dunaliella tertiolecta* après trois semaines de conditionnement (PSCO : poids sec de la coquille ; PSCH : poids sec de la chaire ; IC : indice de condition).

Moule n°	p.s.chaire	p.s.coquille
1	0,42	5,6
2	0,54	4,91
3	0,51	3,86
4	0,6	5,52
5	0,39	4,59
6	0,56	4,94
7	0,64	5,36
8	0,42	4,11
9	0,7	6,94
10	0,76	5,36
moyenne	0,554	5,119
Ic	108,83	

Annexe 5

Tableau6 : mensurations pour les géniteurs utilisés pour le conditionnement.

moule n°	longueur	largeur	epaisseur	poid
1	51	27,9	18,8	14,6
2	51	26,1	18,7	11,9
3	51,1	17,1	19	14
4	51,1	30,2	19,8	14,7
5	54,1	30,2	19,7	12,1
6	45,8	31,2	23,9	21,7
7	56	24	18,7	10,9
8	46,8	31,2	22	20,1
9	56,2	24	14,6	8,6
10	43,5	26,1	17,7	12,9
11	50	27,1	17,7	12
12	50	28,1	18,7	13,6
13	57,3	35,4	18,7	17,3
14	42,5	25,1	15,6	9,3
15	43,7	25,1	16,6	9,7
16	49,9	27,2	18,7	9,6
17	41,6	26,1	17,7	9,4
18	49,9	25,1	19,7	12,2
19	47,9	29,1	19,7	12,2
20	38,5	29,1	18,8	13
21	54,1	23,9	19,8	11,6
22	50	22,9	15,6	4,5
23	61,4	25	18,7	12,9

Annexes

24	54,1	26,1	17,7	12,9
25	46,8	26,1	17	9,4
26	47,9	28,1	18,7	14
27	45,8	26,1	18,7	10,7
28	51,2	29,1	17,7	13,2
29	50,2	24,9	18,7	12
30	43,7	24	16,6	10,1
31	53,1	30,2	19,8	16,8
32	50	27,1	20,8	15,1
33	45,8	26,1	17,6	10,5
34	50,2	30,2	20	15
35	40,6	25	21,8	12,7
36	41,6	25,1	16,6	10,2
37	51,2	30	21,8	19,3
38	46,8	26,1	18,7	12,1
39	44,7	25,1	16,6	6,5
40	47,8	30,2	18,7	12,4
41	46,8	27,1	19,8	12,4
42	52	26,1	19,8	13,4
43	43,7	27,1	19,8	10,2
44	43,7	28,1	18,7	9,8
45	44,7	25,1	20,8	13,2
46	48,9	28,1	20,8	15
47	41,6	23,9	14,6	9,1
48	49,9	28,1	17,7	11,9
49	55,2	30,2	20	12,2
50	45,8	23,9	16,6	9,8
51	45,8	28,1	17,7	9,9
52	46,8	28,1	17,7	10,9
53	47,8	25,1	17,7	11,9
54	50	27,1	19,7	10,7
55	41,6	23	15	8,1
56	44,7	26,1	17,7	10,7
57	44,7	23,9	17,7	10,1
58	48,9	27,1	19	13,7
59	45	23,1	16,6	10,6
60	41,6	22,9	19,6	7,2
Moyenne	48,06	26,64	18,55	12,01
Ecart type	3,67	2,15	1,36	2,19
Intervalle de confiance	0,92	0,54	0,34	0,55

Annexes

Annexe 6

Tableau 4 : variation de la concentration cellulaire de *Dunaliella tertiolecta* exprimée en nombre de cellule/ml. 10^3 en fonction de temps dans le milieu F/2 Provasoli modifié.

Jour	Nombre de cell/ml. 10^3
1	200
4	500
5	600
6	1100
7	1200
10	1300
11	1400
12	1400
13	1400
14	1300
17	1200
18	1300
19	1300
20	1200

Annexe7

Tableau 5 : variation de la concentration cellulaire de *Chaetoceros calcitrans* exprimée en nombre de cellule/ml. 10^3 en fonction de temps dans le milieu F/2 Provasoli.

Jour	Nombre de cell/ml. 10^3
1	500
2	1400
3	2000
7	2800
8	3600
9	4400
10	5300
11	6400
12	6100

Annexes

13	5600
16	5400
17	5400
18	5500
19	5600
20	5700
23	5400