

الجمهورية الجزائرية الشعبية الديمقراطية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieure 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 présenté en vue de l'obtention du diplôme d'Ingénieur d'Etat

En : Sciences de la Mer

Option : Aquaculture.

Sous le thème :

**Quelques indices biologiques de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819),
Mollusque bivalve à potentialité mytilicole.**

Présenté par :

M. BENCHERIF A.louhab

M. RACHEF Hamza

Soutenus le 19 Juillet 2011 devant la commission d'examen :

M. ZOUAKH Djamel E	Maître de Conférences, (ESSMAL)	Président
Mlle. MERBAH S	Maitre assistante, (CNRDPA)	Promotrice
M. BELHASNET K	Maître de Conférences, (ESSMAL)	Examineur
Mlle MOKRAN Z	Maitre assistante, (CNRDPA)	Examinatrice

Promotion 2010/2011.

Avant propos

Ce modeste travail a été réalisé au sein du Centre National de Recherche et Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA). Au départ nous souhaitons remercier tous ceux qui nous' ont aidé et contribué à sa réalisation.

Nous tenons à présenté notre immense gratitude à notre promotrice, Melle Merbah S, pour nous avoir fait confiance et donné les moyens de mener à terme ce travail de l'ingéniorat. Nous souhaitons donc exprimer notre reconnaissance la plus sincère pour sa richesse des conseils scientifiques, sa constante disponibilité et son soutien omniprésent tout au long de l'élaboration de ce mémoire de fin d'études, pour son aide et ses suggestions, qui ont pour nous d'un grand apport. Ses critiques constructives et remarques, nous ont appris à être plus rigoureux dans notre travail et nous ont permis d'acquérir des connaissances en Aquaculture durant le stage.

Nous tenons à remercier tous les membres du CNRDPA en particulier Rachida, Nabil, Madame Chebâani et le membre de la bibliothèque pour les nombreux échanges de vue toujours sympathiques que nous avons eus.

Nous remercions également chaleureusement le Docteur M^r Zouakh Djamel E, auprès de qui nous avons toujours trouvés conseil et orientation, d'avoir accepté de présider le jury, malgré ces innombrables obligations.

Un grand merci au Docteur M^r Belhasnet K d'avoir accepté d'examiner ce travail, nous désirons le remercier avant tout de nous avoir bien initiés à l'aquaculture avec son soutien moral envers les étudiants.

Nous tenons à remercier vivement Mademoiselle Mokran d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Nous exprimons notre gratitude à l'ensemble de nos enseignants et nos amis qui ont si soigneusement partagé leurs connaissances en sciences de la mer, passion, qui nous a tous réuni à l'ENSSMAL

Louhab et Hamza.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail, à mes chers parents qui m'ont aidé durant toute ma carrière estudiantine et m'ont soutenu tant sur le plan moral que financier, cela depuis toute ma première année de scolarité, pour me voir mener à terme ce travail. A toi maman, mes profonds remerciement et tout mon amour est pour toi.

Sans oublier mes deux chers frère Lyes et Séghir qui, avec leurs soutiens, m'ont permis d'atteindre ce précieux objectif, je serai toujours à leurs cotés comme ils l'étaient pour moi. Egalement, à mes sœur Nardjess, Hamida et Djiba, aussi mon oncle Farid et ses petits bijoux Leticia et Kylian, aussi à mes deux grand-mères. A toute ma famille et à la mémoire de mon oncle Ali.

Enfin, je dédie ce mémoire à toutes les personnes qui de près ou de loin ont contribué à sa réalisation et tous mes amis, Hamza mon binome, Zaki, Fahem, Samir...et tout l'ensemble de l'ENSSMAL.

Louhab.

Ce modeste travail, je le dédie particulièrement à ma mère. Je te remercie maman et je m'engage à demeurer attachée aux principes que tu n'as jamais cessée à m'inculper de savoir : le sérieux, l'honnêteté et la volonté d'atteindre nos objectifs.

A la mémoire de mon père et de mon bon frère, Fares, qui nous ont quittés il y a bien longtemps. J'espère que là où ils sont ils seraient fiers de moi. Je prie Dieu de les accepter dans son éternelle miséricorde.

A mes chers frères, Brahim, Lounes et Mustapha; A mes deux sœurs adorées, Naima et Fadila; A ma belle sœur adorée, Wahiba; A mon bon frère, Djamel; A mes neveux et nièces, Yannis, Yasmine, Souhila, Silina, fares et Fouad; Ainsi que mes deux familles ; paternelle « Rachef » et maternelle « Chanoune »

A Louhab, mon binôme et mon cher ami;

A mes amis ; Fahem, Zaki, Samir, Nassim Pharmacien,Ainsi qu'à tous ceux qui me connaissent à l'ENSSMAL,..... J'espère que je n'ai oublié personne ;

A mon bon pays, je dédie ce modeste travail.

Hamza.

SOMMAIRE

Avant propos	
INTRODUCTION GENERALE	1
CHAPITRE PREMIER : GENERALITES	2
1.Présentation de l'espèce étudiée	2
1.1. Position systématique.....	2
1.2. Morphologie et Anatomie.....	5
1.2.1. Morphologie.....	5
1.2.2. Anatomie interne.....	5
1.3. Ecologie.....	8
1.3.1. Répartition géographique.....	8
1.3.2. Répartition bathymétrique.....	8
1.4. Données sur la physiologie de <i>Mytilus galloprovincialis</i>	10
1.4.1. Régime alimentaire.....	10
1.4.2. Filtration.....	10
1.4.2.1. Description des branchies.....	10
1.4.2.2. L'efficacité de rétention.....	10
1.4.2.3. Vitesse de filtration.....	12
1.4.2.4. Facteurs de variation et mécanismes de contrôle.....	12
1.4.3. Respiration.....	13
1.4.4. Reproduction.....	14
1.4.4.1. Reconnaissance des sexes.....	14
1.4.4.2. Anatomie de l'appareil reproducteur et cycle biologie.....	14
1.4.5. Croissance.....	15
2. Présentation des moulières en Algérie	17
3. Courantologie des cotes algériennes	17
4. La conchyliculture dans le monde	18
4.1. Importance de la conchyliculture.....	18
4.2. Production mondiale.....	18
5. Présentation des sites d'échantillonnage	19
CHAPITRE DEUXIEME : CROISSANCE RELATIVE ET INDICE DE CONDITION	21
1. Introduction	21
2. Matériel et Méthodes	21
2.1. Matériel biologique.....	21
2.1.1. Récolte du matériel biologique.....	21
2.1.2. Traitement au laboratoire.....	21
2.2. Etude de la croissance relative.....	22
2.3. Indice de condition.....	25
3. Résultats	26
3.1. Croissance relative.....	26
3.1.1. Relation biométriques de <i>Mytilus galloprovincialis</i> des filières mytilicoles de la ferme ORCA marine.....	26
3.1.2. Relations biométriques de <i>Mytilus galloprovincialis</i> de la moulière naturelle du bateau cassé (Ford de l'eau).....	27

3.1.3. Relations biométriques de <i>Mytilus galloprovincialis</i> de la moulière naturelle du Fouka marine.....	28
3.2. Indice de condition.....	30
4. Discussions.....	31
5. Conclusion.....	32
 CHAPITRE TROISIEME : CULTURE ALGAL.....	 33
1. Introduction.....	33
2. Matériel et Méthodes.....	33
2.1. Matériel biologique.....	33
2.2. Expérimentation.....	34
2.2.1. Conditions générales de culture.....	34
2.2.2. Milieux de Culture.....	35
2.2.2.1. Composition de milieu F/2 modifiée.....	35
2.2.2.2. Utilisation.....	35
2.2.3. Techniques de culture.....	36
2.2.3.1. Maintenance des cultures souches et mères.....	36
2.2.4. Ensemencement et repiquage de la culture.....	36
2.2.5. Estimation de la densité algale et le diamètre cellulaire.....	38
2.3. Contrôle de la croissance.....	39
 3. Résultats.....	 41
3.1. Evaluation de la densité cellulaire.....	41
3.2. Croissance de la culture <i>Nannochloropsis oculata</i>	41
 4. Discussion.....	 43
5. Conclusion.....	43
 CHAPITRE QUATRIEME : LA CLAIRANCE.....	 44
1. Introduction.....	44
2. Matériel et Méthodes.....	44
2.1. Récolte et conditionnement des moules.....	44
2.2. Taux de clairance et méthodes de mesure.....	44
2.2.1. Le taux de clairance.....	44
2.2.2. Méthodes de mesure du taux de clairance.....	45
2.2.3. Calcul du taux de clairance.....	46
2.3. Déroulement des expériences.....	46
2.4. Traitements statistiques.....	47
 3. Résultats.....	 48
4. Discussion.....	51
5. Conclusion.....	52
 Conclusion générale.....	 53
Références bibliographiques	
Annexes	

LISTE DES FIGURES

Figure1. <i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lamarck, 1819).....	4
Figure2. Schéma représentant la face externe de la moule, valve gauche.....	6
Figure3. Face interne des valves de <i>Mytilus galloprovincialis</i>	6
Figure4. Anatomie interne de la moule <i>Mytilus galloprovincialis</i>	7
Figure5. Répartition géographique de <i>Mytilus galloprovincialis</i>	9
Figure6. Description des branchies de la moule.....	11
Figure7. Section transversale schématique de la surface branchiale de <i>Mytilus edulis</i> montrant le mécanisme de rétention des particules.....	11
Figure8. Cycle biologique de la moule.....	15
Figure9. Détail d'un tubule gonadique chez un mollusque bivalve, avec indication des différents stades gamétogénétiques.....	16
Figure 10. Production Mondiale en 2008 des différentes espèces de Moules.....	19
Figure 11. Localisation des différents sites d'échantillonnage.....	20
Figure 12. Les différentes mensurations linéaires réalisées sur la coquille de <i>Mytilus galloprovincialis</i>	22
Figure 13. Souche de <i>Nannochloropsis oculata</i>	33
Figure 14. Solutions utilisées pour la préparation de milieu de culture F/2 modifié.....	36
Figure 15. Culture de <i>Nannochloropsis oculata</i> dans les petits volumes (1l).....	37
Figure 16. Culture de <i>Nannochloropsis oculata</i> dans les volumes moyens (4 l).....	38
Figure 17. Culture <i>Nannochloropsis oculata</i> en grand volume (20 l) avec éclairage interne.....	38
Figure 18. Courbe de croissance d'une microalgue en culture en batch montrant les différentes phases de culture.....	39
Figure 19. Courbe de croissance de <i>Nannochloropsis oculata</i> cultivée en batch.....	41
Figure 20. <i>Nannochloropsis oculata</i> (taille :4,23µm) sous microscope x40.....	42
Figure 21. Mise des moules <i>M.galloprovincialis</i> dans les flacons (C ₁ :1140*10 ³ , C ₂ :2100*10 ³ et C ₃ :3180*10 ³ cell/ml).....	46

Figure 22. Apparition des pseudofèces durant les expériences.....	47
Figure 23. Réduction des différentes concentrations phytoplanctoniques par <i>Mytilus galloprovincialis</i> (T=64,06 ± 3,2 mm).....	48
Figure 24. Consommation globale de phytoplancton par <i>Mytilus galloprovincialis</i> (64,06 ± 3,2 mm) à différentes concentrations (C ₁ :1140 x10 ³ , C ₂ :2100 x10 ³ et C ₃ :3180 x10 ³ cell/ml).....	48
Figure 25. Réduction de la concentration phytoplanctonique (1240x10 ³ cell/ml) par <i>Mytilus galloprovincialis</i> de différentes tailles (T ₁ , T ₂ , T ₃).....	48
Figure 26. Consommation globale de phytoplancton par <i>M.galloprovincialis</i> de différentes tailles (T ₁ :52,64.T ₂ :62,64 et T ₃ :79,9 mm) à la concentration 1240x10 ³ cell/ml.....	48
Figure 27. Taux de filtration en fonction de différentes concentrations (C ₁ :1140x10 ³ , C ₂ :2100 x10 ³ et C ₃ :3180 x10 ³ cell/ml) de <i>M.galloprovincialis</i> (64,06 ± 3,2 mm).....	50
Figure 28. Taux de filtration en fonction de différentes tailles de <i>M.galloprovincialis</i> (T ₁ :52,64. T ₂ : 62,64 et T ₃ : 79,90 mm) à la concentration 1240x10 ³ cell/ml.....	50

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1. Critères de différenciation entre <i>Mytilus galloprovincialis</i> et <i>Mytilus edulis</i> selon divers auteurs.....	3
Tableau 2. Limites biologiques de la moule <i>Mytilus galloprovincialis</i>	8
Tableau 3. Principaux critères de différenciation entre <i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lmk) et <i>Perna perna</i> (L).....	17
Tableau 4. Interprétation des valeurs du coefficient de Teissier.....	24
Tableau 5. Relations biométriques pour <i>Mytilus galloprovincialis</i> des filières mytilicoles de la ferme ORCA Marine (Ain taya).....	26
Tableau 6. Relations biométriques de <i>Mytilus galloprovincialis</i> de la moulière naturelle du bateau cassé (Ford de l'eau).....	27
Tableau 7. Relations biométriques pour <i>Mytilus galloprovincialis</i> de la moulière naturelle du Fouka marine.....	29
Tableau 8. Indices de condition calculés pour <i>Mytilus galloprovincialis</i> au niveau des trois sites d'études.....	30
Tableau 9. Conditions générales de culture des microalgues.....	34
Tableau 10. Tailles et poids des moules utilisées dans l'expérience (2) pour l'effet de la taille sur le taux de clairance.....	45
Tableau 11. Effet de la concentration phytoplanktonique sur les taux de filtration de <i>Mytilus galloprovincialis</i>	49
Tableau 12. Effet de la taille des moules sur les taux de filtration de <i>Mytilus galloprovincialis</i>	49
Tableau 13. Consommation globale (10^6 cell / h) de cellules de <i>Nannochloropsis oculata</i> par les moules <i>M.galloprovincialis</i> dans des conditions de laboratoire.....	49

INTRODUCTION

INTRODUCTION GENERALE

La conchyliculture est une activité traditionnelle pratiquée depuis le siècle dernier, elle a connu un développement important après la seconde guerre mondiale, grâce aux progrès zootechniques. L'Algérie est aujourd'hui dans la phase de développement de cette activité.

En Algérie, les moulières naturelles rencontrées sur le littoral, sont formées de deux espèces qui cohabitent, il s'agit de *Mytilus galloprovincialis* (LMK, 1819) et *Perna perna* (L, 1758), (Pallary, 1921 in Boukhroufa, 1987), ces moules constituent l'un des peuplements les plus importants de la zone intertidale. Aussi une activité mytilicole commence à s'installer sous forme d'élevage en filière flottante en mer ouverte. La SARL Orca marine à Ain Taya et SARL S.E.A.M à Ain Tagourait (W.Tipaza) sont les deux premières fermes qui sont en activités et qui pratiquent l'élevage de la moule méditerranéenne *Mytilus galloprovincialis* (LMK, 1819).

Plusieurs études sur la biologie et l'écologie de *Mytilus galloprovincialis* des moulières naturelles ont été faites et des élevages mytilicoles, dont celles de Merbah (2009) sur la dynamique de population de l'espèce et de sa faune associée sur filières mytilicoles, les travaux de Abada-Boudjema (1983), et ceux de Chebab (1996) concernant l'influence de l'immersion permanente sur la reproduction de *Mytilus galloprovincialis* placée en élevage et la contribution à l'amélioration des techniques de captage en milieu naturel. l'étude de Okumuş et al.,(2001) a porté sur le comportement physiologique et le taux de clairance vis-à-vis la concentration phytoplanctonique, la taille des moules et la température de *Mytilus galloprovincialis*.

Ce travail, réparti en quatre chapitre, à pour objectif de mettre en évidence les caractéristiques de l'espèce notamment sa physiologie et son adaptation au niveau des élevages mytilicoles. Le premier chapitre comporte des généralités sur l'espèce étudiée. Le chapitre deuxième aborde la croissance relative et les indices de condition de *Mytilus galloprovincialis*. Le troisième chapitre est consacré à la culture de la microalgue *Nanochloropsis oculata*. Dans le quatrième et dernier chapitre on s'intéresse à l'étude des variations de la concentration phytoplanctonique et la taille des moules sur le taux de clairance de *Mytilus galloprovincialis*.

CHAPITRE PREMIER

GENERALITES

CHAPITRE PREMIER : GENERALITES

1. Présentation de l'espèce étudiée

1.1. Position systématique

La moule méditerranéenne (Fig.1), *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) est un mollusque appartenant à la classe des Bivalves, l'ordre des filibranches, en raison de la structure de leurs branchies constituées de filaments réfléchis et unis par des touffes de cils (Abada-Boudjema, 1983).

Les moules font partie de la famille des mytilidés caractérisés par des valves égales, un ligament presque toujours externe, une charnière sans dent (ou avec des dents très réduites), des branchies à filaments séparés, deux muscles adducteurs (l'antérieur est rarement absent), un pied allongé et un byssus. Le genre *Mytilus* extrêmement répandu dans le monde renferme plusieurs espèces dont *Mytilus galloprovincialis* (Merbah, 2009).

Mytilus galloprovincialis (Lmk) est une espèce qui a été décrite d'une manière précise, en se basant sur les critères morphologiques, par Pallary (1921), développés dans le tableau 1. Cependant il est difficile de la différencier, sur le plan anatomique, de *Mytilus edulis* (L) bien que de nombreux auteurs (Lubet.1959, List.1902, Ricci.1959 et Seed.1971), considèrent qu'il s'agit de deux espèces différentes alors que d'autres (Bouxin.1956, Barzoti et Meluzzi.1968), estiment que *M. galloprovincialis* est une sous-espèce de *M.edulis* (in Chebab, 1996).

Lubet (1959) a dressé un tableau de critères permettant de différencier à l'œil nu l'espèce *M. galloprovincialis* de l'espèce *M. edulis* (Tab.1). Par la suite, Gosling (1984), et Brock (1985) ont abouti par des études génétiques et immunologiques à l'hypothèse de l'existence d'une même espèce dont la forme varie considérablement (in Chebab, 1996).

Systématique : (source : zipcodezoo.com ; itis.gov)

Embranchement :	Mollusque (Linnaeus 1758)
Classe :	Lamellibranche (Linnaeus 1758)
Sous classe :	Metabranchia.
Super ordre :	Fillibranchia.
Ordre :	Pteriomorpha (Beurlen 1944)
Super famille :	Mytiloidae (Ferussac 1822)
Famille :	Mytilidae (Rafinesque 1815)
Sous famille :	Mytilinae.
Genre :	<i>Mytilus</i> (Linnaeus 1758)
Espèce :	<i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lamarck 1819).

Tableau 1. Critères de différenciation entre *Mytilus galloprovincialis* (Lmk) et *Mytilus edulis* (L) selon divers auteurs (Chebab, 1996) :

Espèce	<i>M. galloprovincialis</i>		<i>M. edulis</i>
Auteurs	Pallary 1921	Lubet 1959	Lubet 1959
Critères			
Forme générale (Fig.1)	Trigone dilaté à la base		
Coloration intérieure de la coquille	Gris bleuté à violacé, blanchâtre sous les crochets et irisé de reflet nacrés		
Impression musculaire postérieure	En forme de 6 (six)		
Charnière	Trois dents cardinales en rapport avec chaque valve		
Face externe de la coquille		De couleur noire homogène	De couleur noire, présentant des bandes longitudinales violacées en absence de périostracum
Région postérieure du manteau		De couleur noire violacée	De couleur blanche brunâtre
Muscle adducteur antérieur		Gros, a insertion peu latérale	Petit, a insertion latérale



A



B

C

Figure 1. *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819). (Source : Bioimage.org)

A : vue extérieur des coquilles,

B : vue intérieur des coquilles,

C : impression musculaire en forme de 6.

1.2. Morphologie et Anatomie

1.2.1. Morphologie

– Aspect extérieur

La forme générale de la moule *M. galloprovincialis* est en fer de hache très caractéristique, ou comme le dit Pallary (1921) : « En forme de trigone dilaté à la base » (Djediati, 1993).

La coquille, plus ou moins renflée, pointue à l'une des extrémités et arrondie à l'autre, comprend deux valves égales unies par un ligament situé le long de la charnière dorsale. À partir du crochet, on peut observer de fines stries concentriques qui sont des stries d'accroissement (Fig. 2), représentant les étapes de la croissance de l'animal. La couleur, généralement bleu-noire, peut toutefois être brune, voire jaune (Marteil, 1976).

La taille commune de la moule varie entre 5 et 8 cm avec un maximum de 15 cm (Boudjema et Ourari, 2005).

– Aspect intérieur

L'intérieur des valves est d'un bleu ardoisé très foncé, presque noir vers le bord postérieur et presque blanc sous les crochets (Djediati, 1993). On peut y distinguer les points d'insertion des différents muscles (Fig.3) : muscles adducteurs qui relient le corps de l'animal à sa coquille, muscles rétracteurs du pied, etc. L'insertion des fibres musculaires qui relèvent les bords libres du manteau se traduit par une ligne ou impression palléale qui joint les impressions des adducteurs (Marteil, 1976).

1.2.2. Anatomie interne (Fig. 4).

Le corps de la moule *M.galloprovincialis* est entouré d'un manteau, qui est une enveloppe pellucide dans laquelle se trouvent les muscles, le système nerveux et les vaisseaux sanguins. Son rôle principal est d'assurer la formation de la coquille, sa calcification et la sécrétion du ligament (Marteil, 1976).

La Moule *M.galloprovincialis* possède deux branchies disposées dans la cavité palléale de part et d'autre de la masse viscérale. Organes de respiration, les branchies jouent aussi un rôle important dans l'alimentation en retenant les particules en suspension. L'espèce étudiée a deux muscles adducteurs, (le postérieur et l'antérieur). Ces derniers jouent un rôle important dans de nombreux processus vitaux tels que la filtration, la ponte et les rejets de vase, mucus, et excréments (Pelvin, 2000).

Le pied est une saillie musculaire située au-dessous de la masse viscérale. L'une de ses principales fonctions est l'attachement de l'animal à un substrat dur. À sa base se trouve la glande du byssus, et qui forment "l'appareil byssal". En effet le pied est expulsé de la coquille par l'action combinée du muscle protracteur et l'engorgement du pied par des sécrétions (Pelvin, 2000).

Selon Price (1983 in Pelvin, 2000), les filaments de byssus se forment quand le pied est pressé contre le substrat, un matériel protéique, sécrété par les glandes à la base du pied, s'écoule d'un canal à l'extrémité du pied. En effet, Brylinsky (1989 in Pelvin, 2000) a constaté qu'il y a deux types de sécrétions : l'une contenant essentiellement des protéines, l'autre contenant le matériel qui fait durcir les protéines, et quand ces dernières sont mélangées et exposées dans l'eau, les filaments sont alors créés et durcissent. Le pied est alors retiré, laissant les filaments de byssus en place et pour se détacher, le bivalve place son pied contre le substrat et se décolle.

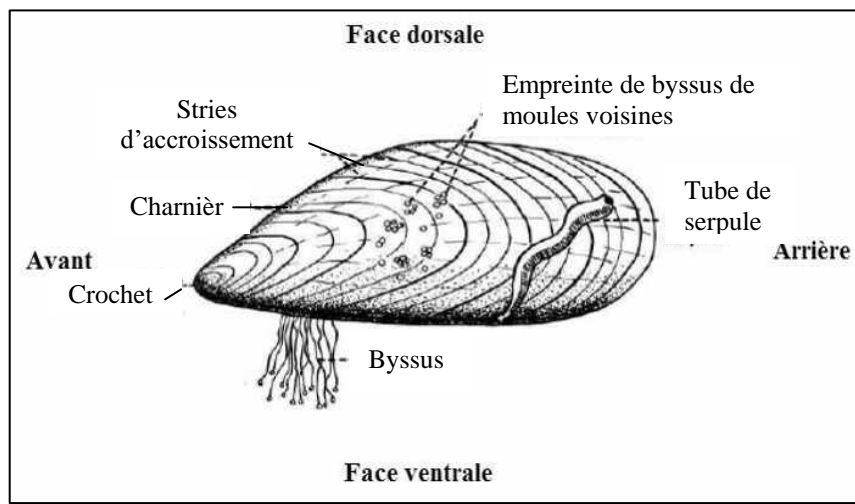


Figure 2. Schéma représentant la face externe de la moule, valve gauche (Villeneuve, 1965).

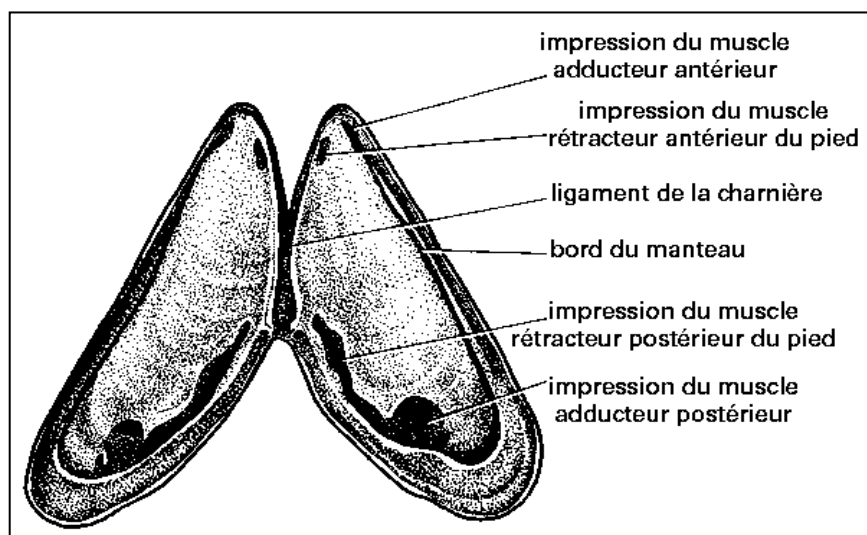


Figure 3. Face interne des valves (Source : sciencesnaturelles.be).

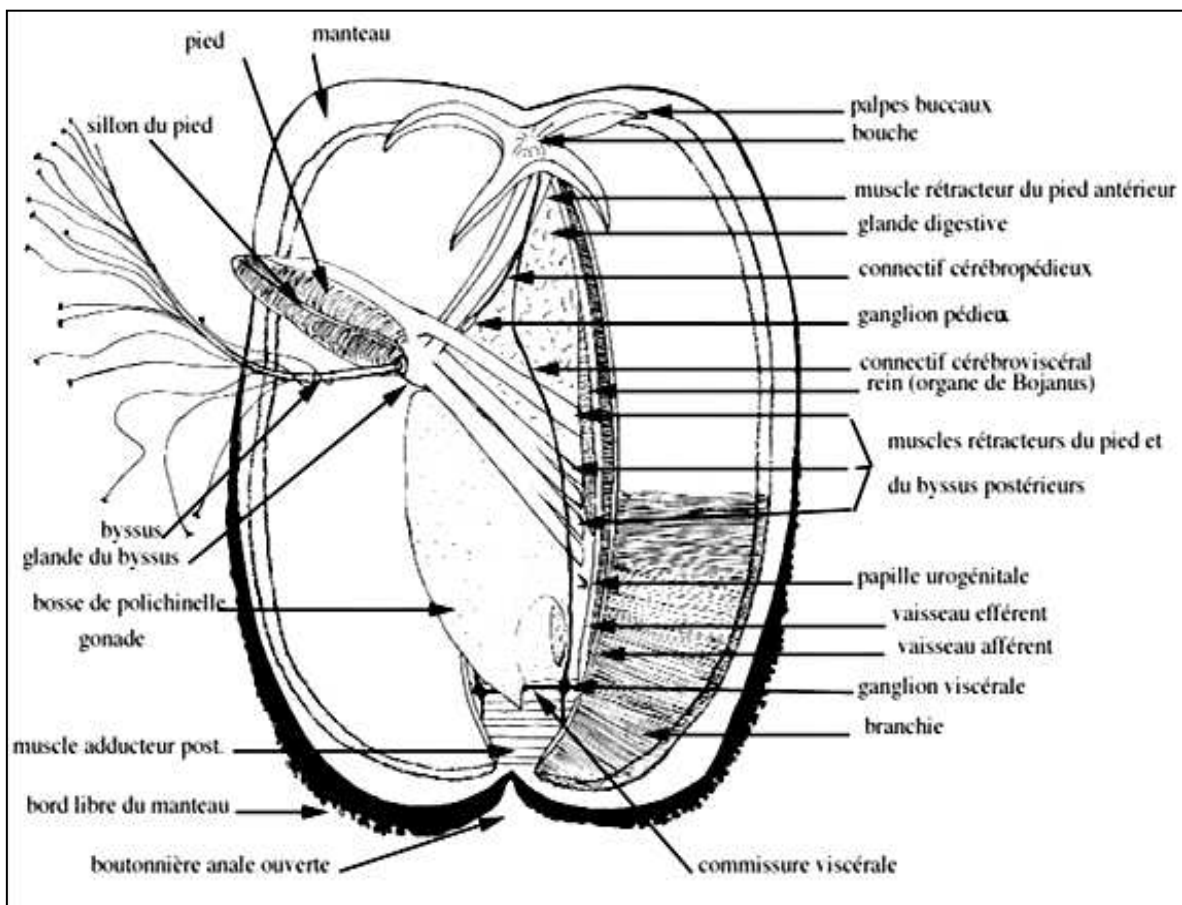


Figure 4. Anatomie interne de la moule *Mytilus galloprovincialis*. (Ducruet, 2000).

1.3. Ecologie

1.3.1. Répartition géographique

Les mytilidés possèdent une aire de répartition géographique très étendue. Plusieurs espèces se rencontrent simultanément et les deux plus importantes coexistent souvent. Il s'agit de *M.galloprovincialis* et *M.edulis*. Cette dernière possède une distribution plus nordique (Lucas et al., 1978 in Chebab, 1996).

La moule *Mytilus galloprovincialis* (Lmk) est en fait Lusitano-Méditerranée, en effet Lubet (1959), signale sa présence en mer Noire, en Adriatique, en Méditerranée, sur les cotes de Portugal, sur les côtes Atlantiques de l'Espagne, de la France, en Manche occidentale où semble se terminer son aire d'extension.

Toutes fois, est *M.galloprovincialis* exploité au Royaume Uni, en Irlande et en Allemagne à partir de naissain importé (Seed, 1971 in Chebab 1996), sur les côtes Marocaines de l'atlantique (Naciri, 1998), la nouvelle Zélande et la Californie (McDonald et Koehn, 1991 in Naciri, 1998). Elle a aussi été identifiée sur la cote ouest de l'Afrique de sud (Grant et Cherry, 1985 in Chebab, 1996) et sur les cotes japonaises (Hosomi, 1978 in Djediat 1993).

En Algérie, *M. galloprovincialis* cohabite avec *Perna perna* (Lubet) attachées sur le même support (Pallary, 1921 ; Abada-Boudjema et al, 1981, in Boukhroufa, 1987).

Les aires de répartitions de *M.galloprovincialis* sont reportées sur la figure 5.

1.3.2. Répartition bathymétrique

Solidement accrochées aux fonds durs (rocheux, graveleux), ou meubles (sableux, vaseux), la moule *Mytilus galloprovincialis* occupe principalement les zones intertidales (soumises aux marées) et subtidales relativement peu profondes. Elle est rencontrée dans les eaux où les changements thermiques saisonniers se font largement sentir et est présente aussi bien dans des régions soumises à des hivers rudes (7 à 8°C de moyenne) qu'à des étés chauds (26 à 29°C) (Haouchine, 1995) (Tab.2). On la retrouve exceptionnellement jusqu'à des profondeurs atteignant 20 m et plus (Seed, 1976 in Benchaira et Menai, 1999).

Tableau 2. Les limites biologiques de la moule *M.galloprovincialis* : (Chinzi et al 1998, in Meziane et Sefasfa, 2008).

Paramètres	<i>M.galloprovincialis</i>
Limite létale :	
Salinité	15 et 40 PSU
Température	7 et 29 °C
Optimum :	
Salinité	28 et 34 PSU
Température	18 et 20 °C



Probabilité de présence

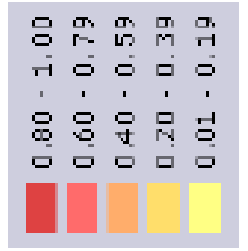


Figure 5. Répartition géographique de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819)

(Source : sealifebase.org)

1.4. Données sur la physiologie de *Mytilus galloprovincialis*

1.4.1. Régime alimentaire

Comme la plupart des mollusques bivalves, la moule *M.galloprovincialis* est un suspensivore : elle consomme les particules en suspension dans l'eau qu'elle filtre au travers de ses branchies (Roberts et al, 1995). La moule ingère la plupart des particules présentes dans le milieu qui l'entoure : diatomées, dinoflagellés, détritus organiques, bactéries, flagellés et protozoaires divers, spores, fragments d'algues, débris inorganiques (Marteil, 1976).

1.4.2. Filtration

Les particules sont filtrées par l'action des branchies. Les aliments sont triés et ceux qui sont retenus par la moule sont acheminés dans le système digestif par les palpes labiaux puis passent par l'oesophage qui conduit à l'estomac où ils sont digérés. Les résidus de la digestion sont ensuite acheminés par l'intestin jusqu'à l'orifice anal qui débouche dans le siphon exhalant. Les trop grosses particules qui ne peuvent être ingérées sont rejetées par le siphon exhalant sous forme de pseudofèces (Gendron et al., 2003)

1.4.2.1. Description des branchies

L'organe assurant la filtration est les branchies (Fig. 6), qui sont au nombre de deux, chacune est constituée de deux rangées de filaments aplatis. Des touffes de cils relient chaque filament à son voisin et délimitent entre eux des espaces qui sont les ostia. Le mouvement des cils créent les courants inhalants et exhalants et entretiennent la circulation de l'eau dans la cavité palléale. Le courant pénètre entre les lobes du manteau, traverse les branchies en passant par les ostia et ressort par le siphon exhalant (Barnabé, 1989).

1.4.2.2. L'efficacité de rétention

La distance entre les cils latéro-frontaux adjacents (le filtre branchial) est en général de 2 à 3,5 μm , ce qui explique la rétention efficace des particules de plus grande taille (Mouabad, 1991).

Jorgensen (1975, 1976, 1981) a étudié la filtration chez plusieurs espèces et spécialement chez *Mytilus edulis*. Il a proposé un mécanisme hydrodynamique pour la rétention des particules. Selon ce mécanisme, les cils latéro-frontaux auraient pour fonction de s'opposer au mouvement de l'eau dans l'espace inter filamentaire au lieu de servir de filtre aux particules. Ils participent, avec les cils frontaux, à la création des courants de surface, en repoussant l'eau vers la surface frontale du filament. La conjugaison des battements des deux groupes ciliaires crée un mode d'écoulement tridimensionnel complexe qui fait que les particules échappent au courant pénétrant l'espace inter filamentaire pour être prises en charge par les courants de surface (Fig.7) (in Mouabad, 1991)

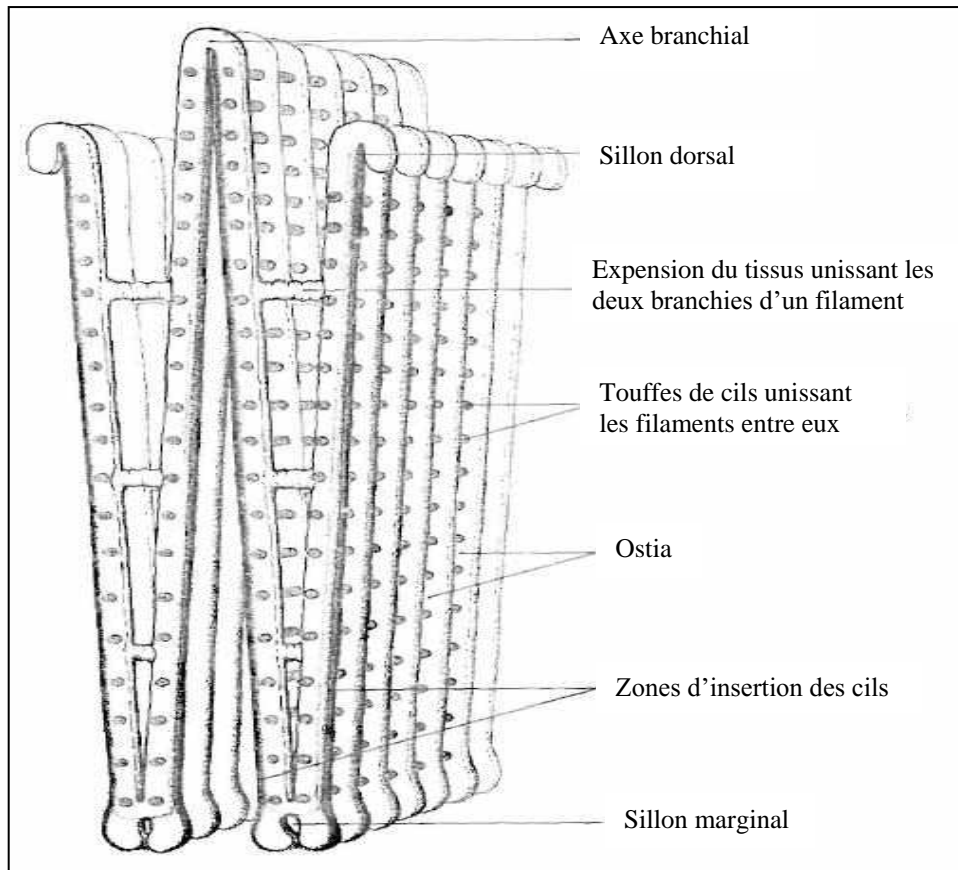


Figure 6. Description des branchies. (Marteil, 1995)

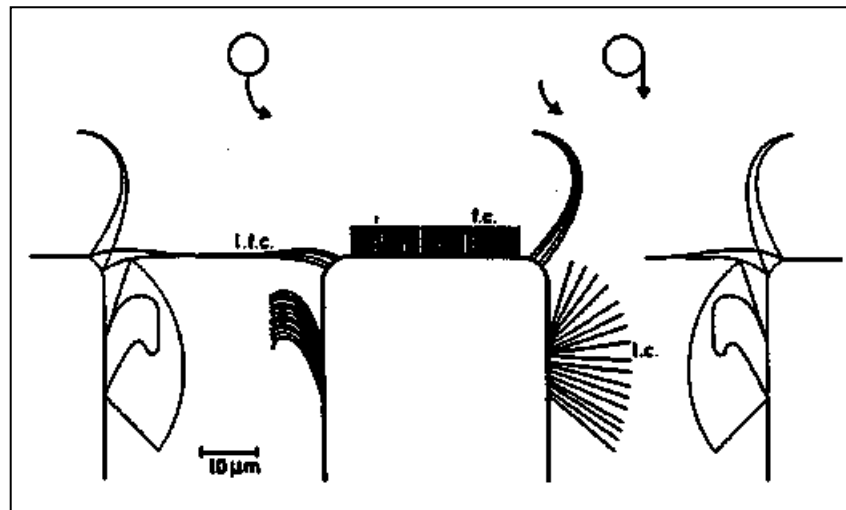


Figure 7. Section transversale schématique de la surface branchiale de *Mytilus edulis* montrant le mécanisme de rétention des particules. fc : cils frontaux, lc : cils latéraux, lfc : cils latero-frontaux. D'après Jorgensen (1981 in Mouabad 1991).

1.4.2.3. Vitesse de filtration

Barnabé (1989) définit la vitesse de filtration comme étant la quantité d'eau, exprimée en litre, épurée à 100 %, par heure, par individu ou par gramme de poids sec. En effet, la vitesse de filtration est parfois confondue, à tort, avec la vitesse de pompage, c'est-à-dire la vitesse à laquelle le mollusque fait circuler l'eau au travers de son corps. Mais l'animal peut pomper de l'eau sans la filtrer. Sauf dans le cas où toutes les particules sont retenues, il est donc évident que la vitesse de pompage est supérieure à la vitesse de filtration.

1.4.2.4. Facteurs de variation et mécanismes de contrôle

En tant que fonction physiologique, la filtration est sous la dépendance de facteurs intrinsèques et environnementaux.

- Variation avec la température

En ce qui concerne la température, Widdows et Bayne (1971) ont mis en évidence les possibilités d'acclimatation de *M. edulis* entre 5 et 20°C avec pour conséquence une certaine indépendance du taux de filtration (TF) vis-à-vis de la température. Par contre, au-delà de 20°C l'acclimatation se fait moins bien, ce qui engendre une nette diminution de l'activité à 25 °C et son arrêt à 28°C (Widdows, 1973,1976). Widdows (1978), réalisant des expériences en laboratoire, Widdows, Fieth et Worrall (1979), travaillant dans des conditions proches de celles du milieu naturel, montrent qu'en effet, la vitesse de filtration, sur les Côtes Britanniques, varie peu au cours des saisons. (in Barnabé, 1989).

- Variation avec la concentration des particules et leurs tailles

Le courant de filtration existe même en absence de particule. Des taux de filtration plus soutenus sont initiés par un seuil de concentration en particules (Bayne et al, 1976). Par contre, la filtration est inhibée à partir de concentrations élevées, critiques, selon les espèces, vraisemblablement du fait de la saturation des mécanismes de rétention (David, 1964 ;Ali, 1970; Schulte, 1975 ; Widdows et al.,1979). La formation de pseudofèces est interprétée comme le signal de cette saturation. Chez *Mytilus*, Vahl (1972) a montré que les particules entre 2 et 8 µm sont retenues avec une efficacité de 80 à 100%. (in Mouabad 1991).

- Variation avec la saison

Selon Bayne *et al.* (1976), l'acclimatation permet aux bivalves de garder un taux de filtration relativement constant tout au long de l'année. Chez *Mytilus*, Widdows (1978) a constaté que les saisons n'influencent pas l'activité de filtration (in Mouabad, 1991).

- Variation avec la taille

Beaucoup de données bibliographiques décrivent la relation entre la taille et le TF comme une relation non linéaire (Ali, 1970 ; Walne, 1972 ; Vahl, 1973 ; Bayne et al., 1976 ; Kryger et Riisgard, 1988 in Mouabad, 1991), tous trouvent qu'elle est de la forme : $TF = a W^b$

ou W est la taille, et a et b des coefficients spécifiques, b varie entre 0,20 et 0,80 (inférieure à l'unité) chez *Mytilus* (Bayne et al., 1976 in Mouabad, 1991), ce qui signifie d'après Mouabad (1991) que le TF augmente avec la taille mais que cette augmentation diminue progressivement quand on atteint les grandes tailles.

- Contrôle de l'activité de filtration

Le mécanisme de filtration fait intervenir les mouvements valvaires. L'animal peut réduire la filtration ou l'arrêter complètement par la fermeture de la coquille face à des conditions défavorables. Par exemple, quand la suspension algale est dense, il y a une réduction du TF chez *Mytilus* (Mouabad, 1991).

Le mouvement des marées impose les rythmes d'ouverture de la coquille. À marée basse, la coquille est fermée ou légèrement ouverte, mais il n'y a pas d'activité (Barbabé, 1989).

1.4.3. Respiration

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 CO_2 (Bayne et al. 1976 in Pelvin, 2000). Toutefois, le manteau participe à la respiration grâce à un échange direct de gaz avec l'eau environnante (Barnabé, 1989).

Les branchies jouent une double fonction (alimentation et respiration). Le rôle respiratoire était considéré comme principal et le rôle alimentaire comme secondaire (Ghiretti, 1966 et Bayne et al., 1976 in Mouabad, 1991). Cependant, Bayne *et al.*, (1976 in Mouabad, 1991) remarquent que l'efficacité d'extraction de l' O_2 n'excède pas 12% de l'oxygène dissous présent dans le milieu.

En effet Famine et Kofoed (1980, in Mouabad, 1991) ont signalé que le taux de consommation d' O_2 (VO_2) chez *Mytilus* n'est pas affecté quand les branchies sont sectionnées ; ils ont suggéré que la branchie a surtout un rôle alimentaire.

Chez les bivalves, les besoins en oxygène comprennent les demandes métaboliques pour l'activité ciliaire, pour la nutrition, pour la croissance et la reproduction, et pour assurer la locomotion (réduite chez les bivalves) et les mouvements valvaires (Bayne et al 1976, in Mouabad, 1991).

1.4.4. Reproduction

1.4.4.1. Reconnaissance des sexes

Chez la moule *M.galloprovincialis*, les sexes sont séparés. Les gonades sont disséminées dans l'organisme bien qu'on les retrouve surtout dans le manteau (Barnabé, 1989).

Etant dépourvus de caractères sexuels secondaires, le sexe des moules *M.galloprovincialis* est déterminé par l'examen de la gonade. À vu macroscopique, la femelle a des couleurs qui varient du jaune-orange au rose-saumon, par contre, la gonade mâle est d'un blanc-jaunâtre (Djediati, 1993). Cependant Lubet (1959 in Djediati 1993) constate que le critère de coloration n'est pas suffisant pour pouvoir différencier les sexes chez *M.galloprovincialis*, et un examen extemporané d'une biopsie du manteau permet la vérification du sexe et la détermination des premiers stades de maturité.

1.4.4.2. Anatomie de l'appareil reproducteur et cycle biologique

La glande génitale est située dans la masse viscérale et dans les deux lobes du manteau. Elle est constituée d'une multitude de tubules (ou acini) où elle donne naissance, selon le sexe, aux ovules ou aux spermatozoïdes. Les gonoductes qui aboutissent à deux papilles génitales assurent l'émission des gonies (Benomar, 2005) (Fig.9). Elle forme une protubérance plus ou moins ronflée et colorée suivant l'état de maturité (Djediati, 1993).

Lorsque les gonades arrivent à maturité, leurs produits génitaux sont expulsés dans le milieu extérieur où a lieu la fécondation. Des variations brusques du milieu favorisent cette émission (Pelvin, 2000). Les périodes de reproduction de la moule *Mytilus galloprovincialis* diffèrent d'une région à une autre ; Djediati (1993) a remarqué dans la moulière de la jetée du port d'Alger une période de ponte qui se situe entre les mois de janvier, février, mars et le mois de mai, par contre Zaouali (1973 in Djediati, 1993) a signalé au niveau du lac de Bizerte (Tunisie) une période de repos en été et une seule émission hivernale.

L'âge de la première reproduction est atteint très tôt, vers 6 à 8 mois quand les conditions sont favorables. La fécondation donne naissance à une larve véligère (Fig.8) en 24 h qui reste pélagique pendant une durée de 3 à 5 semaines en fonction de la température de l'eau. Cette larve secrète très tôt une coquille rudimentaire et transparente. Au moment de la métamorphose, la jeune moule tombe sur le fond et se fixe à l'aide de son byssus. Elle se transforme en un individu semblable à l'adulte au bout de 2 mois. (LERN, 2004).

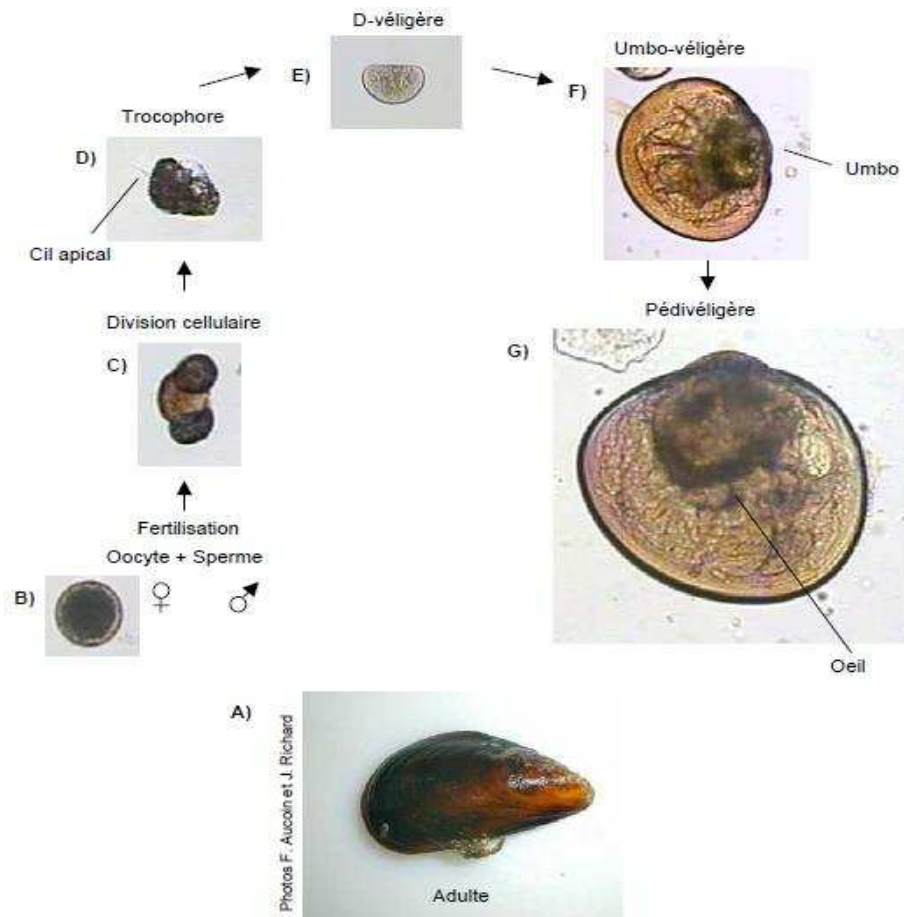


Figure 8. Cycle biologique de la moule (Aucoinet et al, 2003).

A) Moule adulte, B) Ovocyte+sperme, C) Division cellulaire, D) Trocophore, E) D-véligère, F) Umbo-véligère, G)

1.4.5. Croissance

La croissance des mollusques dépend principalement de la richesse en éléments nutritifs du milieu dans lequel ils vivent et des possibilités qu'ils ont d'utiliser cette richesse. 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).

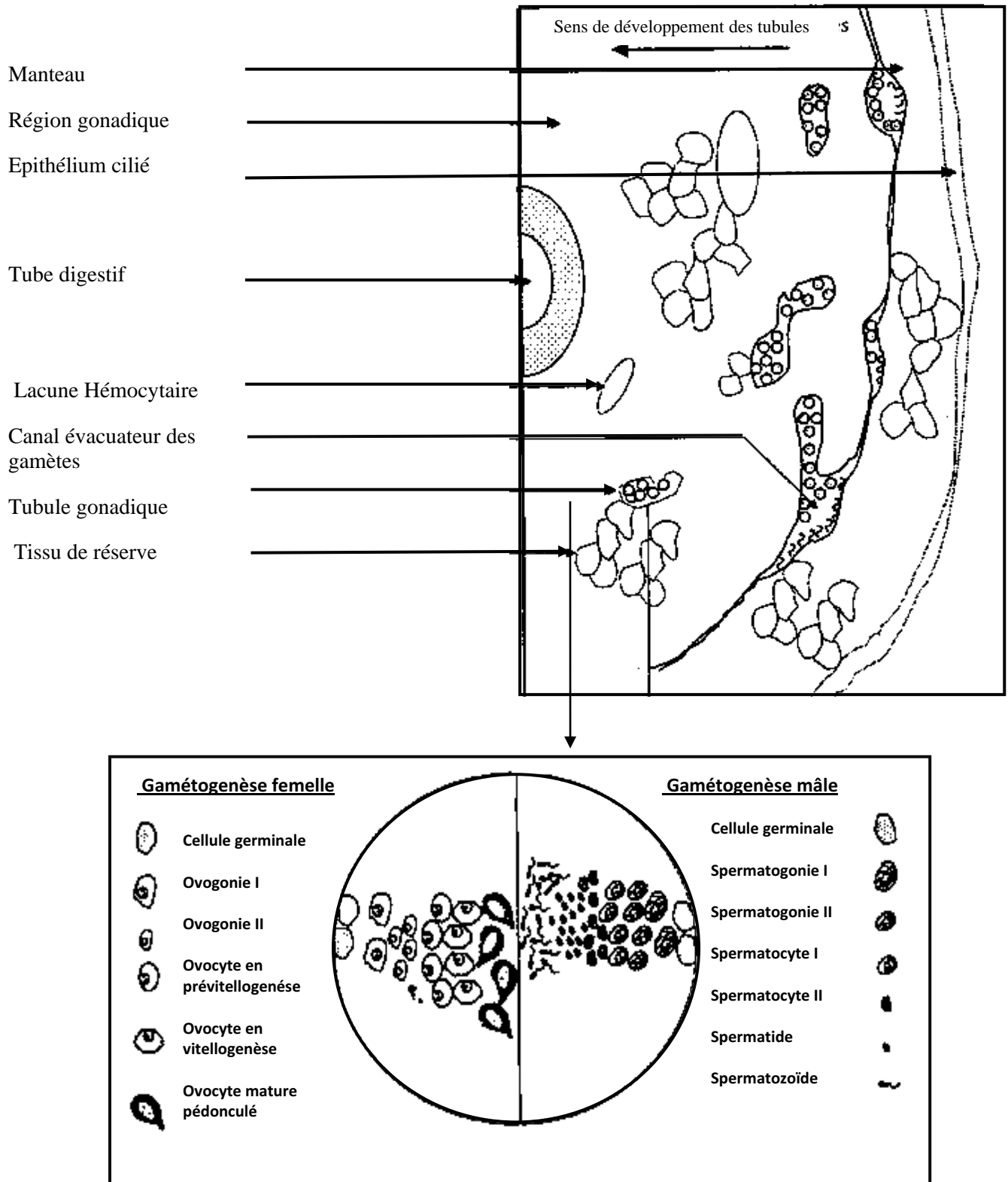


Figure 9. Détail d'un tubule gonadique chez un mollusque bivalve, avec indication des différents stades gamétogénétiques. Heude Berthelin (2000 in Benomar, 2005).

2. Présentation des moulières

Les moulières constituent l'un des peuplements de la biocénose des algues photophiles (Peres et Picard, 1964). D'après Djediat (1993), l'importance de l'exploitation des moulières naturelles d'Algérie ait été signalée depuis longtemps par Pallary, 1921 et Gruvel, 1926. Bien que l'intérêt pour leur étude ne s'est manifesté qu'au début des années 80.

La moule *Mytilus galloprovincialis* est exploitée à partir des moulières naturelles parsemées tout au long de nos côtes, vivant étroitement associée avec *Perna perna* (L) Boudjema et Moueza (1980 in Boukhroufa, 1987) et constituent tous les deux des gisements naturels importants dont l'une ou l'autre espèce prédomine généralement. Abada-Boudjema et Moueza (1981 in Boukhroufa, 1987) ont signalé la coexistence de ces deux espèces dans la moulière de la Baie d'Alger à Bordj El Kiffan. Mais la moulière de Boudouaou-El-Bahri étudiée par Boukhroufa (1987) est constituée uniquement de *P.perna*.

La distinction pour la détermination de ces deux espèces est une étape majeure dans toute étude sur les moulières. Les principaux critères de différenciation entre *Mytilus galloprovincialis* (Lmk) et *Perna perna* (L) sont comme les a mentionnés Boukhroufa (1987), décrites dans le tableau 3.

Tableau 3: Les principaux critères de différenciation entre *Mytilus galloprovincialis* (Lmk) et *Perna perna*(L)

Critères	<i>Mytilus galloprovincialis</i> (Lmk)	<i>Perna perna</i> (L)
Forme générale	Trigone dilaté à la base, plus anguleuse	Plus allongée
Empreinte musculaire palléale	En forme de 6 (six)	En forme de B

3. Courantologie des cotes algériennes

Selon Zeghdoudi (2006), la côte Algérienne est caractérisée par deux couches d'eaux superposées, l'eau Atlantique modifiée et l'eau Méditerranéenne. L'eau Atlantique pénètre dans la mer d'Alboran où ses caractéristiques initiales commencent à s'altérer, donnant ainsi naissance à l'eau atlantique modifiée (Benzohra, 1993). D'après Boulahdid et al (2003), l'eau Atlantique modifiée coulant en surface se différencie nettement de celle méditerranéenne par ses caractéristiques physiques et chimiques (elle se reconnaît dans une couche superficielle de 150 m d'épaisseur avec une température de 15 à 23°C en surface et de 13,5 à 14°C en profondeur et de salinités allant de 36,5 à 38‰), qui est dénommée par le courant algérien. Elle crée entre 0° et 3° E structures de méandres tourbillonnaires qui évoluent dans le temps et dans l'espace (Taupier-Letage et Millot, 1985). Une branche poursuit sa migration vers les cotes Est induisant toujours des structures dynamique actives, alors que certaines de ces

structures dérivent, surtout à partir de la région d'Alger (3°E), vers le Nord Est (bassin algéro-provençal). Les structures tourbillonnaires créent le long des côtes des phénomènes secondaires de mélange intense, langues d'eau froides et upwelling littoral et côtier identifiables par l'image satellite (Millot, 1985 ; Taupier-Letage et Millot, 1988) (Fig.1 ; annexe 1). Ces derniers favoriseraient une forte productivité biologique et par conséquent, augmentation des capacités trophiques du milieu.

4. La conchyliculture dans le monde

4.1.Importance de la conchyliculture

La conchyliculture ou élevage des bivalves marins est la plus ancienne des activités aquacoles (Barnabé, 1991).

L'aquaculture reste le secteur de production d'aliments d'origine animale le plus dynamique et réussit à dépasser la croissance démographique, les disponibilités de produits aquacoles par habitant étant passées de 0,7 kg en 1970 à 7,8 kg en 2008 (FAO 2010).

Selon Helm, *et al*, (2006), Les bivalves sont des espèces les plus appropriés pour l'aquaculture, comme ils sont herbivores, ne nécessitent pas une alimentation supplémentaire excepté, le phytoplancton présent dans l'eau de mer.

4.2.Production mondiale

La production mondiale de poissons de consommation issus de l'aquaculture, y compris les poissons eux-mêmes, les crustacés, les mollusques et d'autres animaux aquatiques propres à la consommation humaine, aurait atteint 52,5 millions de tonnes en 2008. Au cours de l'année 2008, la production mondiale des Mollusques en conchyliculture a atteint 13,1 millions de tonnes, les principales espèces composant la production étaient les huîtres avec un taux de 31,8 %, les palourdes et les clams avec un taux 24,6 % et les moules avec 1 624 400 tonnes pour les différentes espèces (Fig.10), soit plus de 12 % de la production totale de mollusques en aquaculture. Globalement, la production de mollusques a augmenté à un rythme moyen de 3,7 % par an entre 2000 et 2008, par contre elle a augmenté plus lentement que lors de la période 1990-2000 (FAO, 2010).

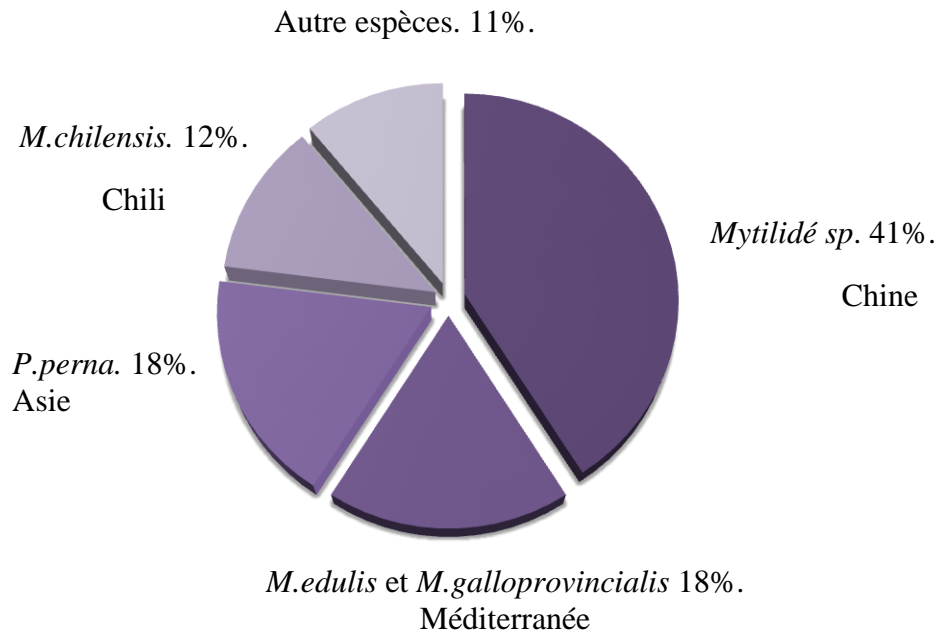


Figure 10. Production Mondiale en 2008 des différentes espèces de Moules (FAO 2010)

5. Présentation des sites d'échantillonnage

Le présent travail se base essentiellement sur des échantillonnages mensuels dans une ferme mytilicole et deux moulières naturelles.

5.1.La ferme Orca marine de Ain taya

La ferme mytilicole Orca Marine est situé à Ain taya (Surcouf plage) à 30 Km à l'est d'Alger (Fig.11), elle occupe une superficie de 1000 m² en terre. Le site est à 500m de la ville. Les coordonnées géographiques de positionnement de ce dernier sont : Latitude : 36°47'28''N ; Longitude : 3°18'27''E.

Le site d'élevage est à 0,8 mille de la plage ; il est soumis à l'influence de l'hydrodynamisme sans aucune protection (Chebab, 1996). Le système d'élevage utilisé est le système immergé de filière sub-surface. Six filières sont fixées à 1 Km du rivage et s'étalent en mer sur 1000 m². Chaque filière est d'environ 200 m de longueur et de 20 à 23 m de profondeur, constituée de 4 tronçons de 50 m.

5.2.Les moulières naturelles

Les moulières naturelles choisies sont celles de Bateau cassé et Fouka marine, situées respectivement à Ford de l'eau (Ain taya) et dans la baie de Bou-Ismail.(Fig.11).



Figure 11. Localisation des différents sites d'échantillonnage.

CHAPITRE DEUXIEME

**CROISSANCE
RELATIVE ET INDICE
DE CONDITION**

CHAPITRE DEUXIEME : CROISSANCE RELATIVE ET INDICE DE CONDITION

1. Introduction

Une étude comparative portant sur la croissance relative et l'indice de condition de *Mytilus galloprovincialis* dans ce chapitre a été réalisée entre des moulières naturelles et des filières mytilicoles sur deux mois (mai et juin). La croissance relative a été mise en évidence par des relations allométrique, renseignant sur les changements de forme entre les individus dans les deux habitats. La description de l'état physiologique a été réalisée à l'aide d'une méthode qualitative par suivi de l'indice de condition. Cette méthode consiste en l'utilisation de trois indices traduisant les variations de la condition et les émissions gamétiques.

2. Matériel et méthode

2.1. Matériel biologique

2.1.1. Récolte du matériel biologique

L'échantillonnage des moules s'est effectué durant la période allant du mois de mai au mois de juin au niveau de trois sites différents : la ferme conchylicole Orca Marine (baie de Ain Taya), et les moulières naturelles du bateau cassé à Ford de l'eau (baie d'Alger) et Fouka marine (baie de Boussmail).

Pour l'étude de la croissance relative et des indices de condition, 50 individus de la moule *Mytilus galloprovincialis* sont mesurées pour chaque échantillonnage à l'exception du mois de mai de l'échantillon du bateau cassé, où l'effectif est de 30 individus.

Les moules issues de la ferme mytilicole Orca Marine sont prélevées lors des tris des pochons de grossissement pour la mise en commercialisation, un échantillonnage aléatoire est alors réalisé. Les prélèvements au niveau des deux sites naturels sont réalisés à l'aide d'un quadra de 20x20 cm. Le transport des échantillons se fait dans une glacière isotherme.

2.1.2. Traitement au laboratoire

Une fois transportées au laboratoire, les moules sont soigneusement lavées pour éliminer les épibiontes. Leur bonne condition générale est contrôlée en essayant d'écarter légèrement les valves. Les individus qui n'opposent pas de résistance à cette manipulation sont éliminés (Mouabad, 1991).

Pour chaque échantillon, les mensurations (Fig.12) suivantes sont effectuées à l'aide d'un pied à coulisse d'une précision de $1/50^{\text{ème}}$ pour les longueurs, et d'une balance à précision de trois décimales pour les différents poids :

- La longueur totale (**L**): la plus grande dimension de la coquille (mm),
- La largeur totale (**L_r**): la plus grande dimension perpendiculaire à la longueur (mm),
- Epaisseur (**L_e**),
- Poids total avec eau inter-valvaire (**W_t**),
- Poids de la chair humide (**W_{ch}**),
- Poids de la chair sèche (**W_{sc}**) ; Il est obtenu après dessiccation à l'étuve, à 60°C pendant 24h (Marteil, 1976)
- Poids des coquilles (**W_q**),

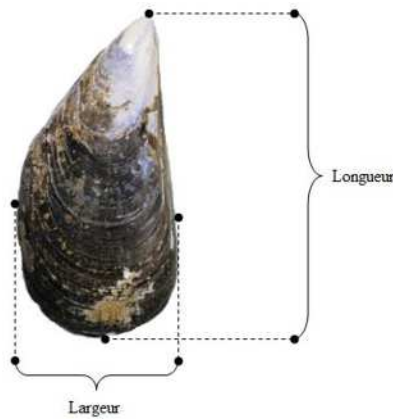


Figure 12. Les différentes mensurations linéaires réalisées sur la coquille de *Mytilus galloprovincialis*.

2.2. Etude de la croissance relative

La croissance relative ou croissance allométrique, chez un individu, exprime la croissance d'une partie ou dimension du corps en fonction d'une autre partie ou dimension du corps tout entier (Wilbur & Owen 1964 in Abada-Boudjema, 1983). Son étude permet la détermination de la nature d'allométrie qui lie ces dimensions entre elles (Merbah, 2007) et de disposer de différentes relations formalisées en équation qui permettent de passer d'une dimension à une autre (Nouar, 1985).

La loi d'allométrie définie par Tessier (1948), lie deux grandeurs mesurées sur un même animal, à savoir la dimension d'un organe de référence (**x**) et la dimension d'un autre organe (**y**) qui donne une relation, de la forme:

$$y = bx^a \quad (1)$$

Où (**a**) et (**b**) sont des paramètres de croissance.

Après transformation logarithmique, la relation (1) devient :

$$\mathbf{Log\ y = Log\ b + a\ Log\ x\ de\ la\ forme}$$

$$\mathbf{Y = B + a\ X}$$

Equation d'une droite de pente **a** et le paramètre (**Log b**) correspond à l'ordonnée à l'origine.

Pour l'ajustement de la droite de régression, deux méthodes sont proposées, celle des moindres au carrés et celle de l'axe majeur réduit ou des moindres rectangles. Le principe de la première méthode est basée sur la minimisation de la somme des carrés des écarts par rapport à l'un ou l'autre ou à l'autre des axes, alors que la seconde est basée sur une minimisation de la somme des produits des écarts entre les points (Chebab, 1996).

D'après Lassere (1972 et Do Chi in Chebab, 1996), l'ajustement par la méthode des moindres carrés entraîne un biais dans le sens de la sous-estimation. Par contre Teissier (1948) et Ricker (1973) ont signalé que le coefficient de Teissier représenté par la pente de la droite est le coefficient le plus représentatif de la relation d'allométrie.

Le passage du coefficient de régression de **Y** en **X** au coefficient de Teissier (**a_T**) est donnée par la formule :

$$\mathbf{a_T = a / r}$$

Avec **a** : pente de la droite de régression Y en X ; **r** : coefficient de corrélation de la droite Y en X.

Pour une comparaison entre la taille et le poids (relation taille-poids), La relation d'allométrie est exprimée sous forme :

$$\mathbf{W=bL^a}$$

Après transformation logarithmique, cette relation devient :

$$\mathbf{Log\ W = Log\ b + a\ Log\ L.}$$

$$\mathbf{W= b + a\ L}$$

Avec **W** : poids de l'individu, **L** : longueur de l'individu, **a** : coefficient d'allométrie et **b** : paramètre de croissance.

Selon Moriyasu (1981 in Chebab, 1996), Cette croissance de type cubique en raison de la proportionnalité entre le volume et le poids permet de déduire, par interpolation, le poids

d'un individu pour une taille donnée, mais son intérêt biométrique concerne l'interprétation des changements de forme en réponse à certaines conditions écologiques et physiologiques.

Selon Chebab (1996), chez les bivalves, le poids de la chair, contrairement au poids de la coquille, ne constitue qu'une faible partie de poids total de l'individu. De plus, la quantité d'eau inter valvaire et celle contenue dans la chair est très variable selon l'état physiologique des individus, cette variation étant à l'origine des fluctuations du poids humide et la nécessité de l'utilisation des poids secs s'impose (Bayne, 1976 ; Dare, 1976 ; Seed, 1973).

Les différentes interprétations correspondant aux coefficients de Teissier estimés sont récapitulées dans le tableau 4.

Tableau 4. Interprétation des valeurs du coefficient de Teissier

	Interprétations
$a_t=1$ ou 3	Isométrie, y et x ont le même taux d'accroissement
$a_t > 1$ ou 3	Allométrie majorante : y croît plus vite que x.
$a_t < 1$ ou 3	Allométrie minorante : y croît moins vite que x.

Pour les valeurs du coefficient de Teissier qui sont très proches de 3, Chebab (1996) a utilisé le test de student ou le test de comparaison entre la pente de droite de régression et une valeur de référence 3 pour tester le type d'allométrie. Dans la présente étude, le même test a été réalisé.

L'étude de la croissance relative des échantillons, porte sur les relations suivantes :

- la longueur en fonction de la largeur (L/L_r),
- la longueur en fonction de l'épaisseur (L/L_e),
- la largeur en fonction de l'épaisseur (L_r/L_e),
- le poids total en fonction de la longueur (W_t/L),
- le poids de la coquille en fonction de la longueur (W_q/L),
- le poids de la chair humide en fonction de la longueur (W_{ch}/L),
- le poids de la chair sèche en fonction de la longueur (W_{sc}/L).

2.3. Indice de condition

Chez les mollusques bivalves, l'indice de condition est utilisé comme un paramètre de suivi de l'état physiologique des individus et de détermination de la période de ponte (Chebab, 1996). L'évolution de l'indice de condition a été suivie pour une comparaison globale de l'état physiologique des animaux entre les différents sites d'échantillonnages.

Les 3 indices présentés dans cette étude ne concernent que des indices dits statiques, selon la classification établie par Lucas et Beninger (1985). Par ailleurs, ils ne concernent que les fluctuations à caractère physiologique (in Bodoy et al., 1986).

2.3.1. Indices de condition étudiés

– **1^{er} indice de condition (IC₁)** : Il a été établi selon Mann et Glomb (1987 in Chebab, 1996), il correspond au rapport entre le poids secs moyens de la chair et de la coquille, s'écrit sous la forme :

$$IC_1 = \frac{\text{Poids sec moyen de la chair (g)}}{\text{Poids sec moyen de la coquille (g)}} \times 10^2$$

Selon Chebab (1996), les variations du poids sec de la chair permettent de suivre l'état d'accroissement de la gonade associée aux différentes étapes de la maturation sexuelle et de déterminer la où les périodes des émissions gamétiques, sachant que le poids sec de la coquille est considéré comme constant, d'où le choix de cet indice pour la comparaison de l'état physiologique des animaux entre les différents sites.

– **2^{ème} indice de condition (IC₂)** : Selon Phernambucq et Vroonland (1983 in Bodoy et al., 1986) il correspond au rapport du poids sec de la chair et le poids total multiplié par 1000, s'écrit sous la forme :

$$IC_2 = \frac{\text{Poids sec moyen de la chair (g)}}{\text{Poids total moyen (g)}} \times 10^3$$

– **3^{ème} indice de condition (IC₃)** : Il correspond au rapport du poids sec de la chair et le cube de la longueur multiplié par 10⁶, utilisé par Bodoy et Masse (1979). Cet indice est très voisin du "condition factor", proposé par Beukema et De Bruin (1977) (in Bodoy et al., 1986), il s'écrit comme suit:

$$IC_3 = \frac{\text{Poids sec moyen de la chair (g)}}{\text{Longueur (mm)}^3} \times 10^6$$

3. Résultats

3.1. Croissance relative

Les données utilisées pour l'étude de la croissance relative sont reportées dans des tableaux (annexe. 1) pour chaque échantillonnage.

3.1.1. Relation biométriques de *Mytilus galloprovincialis* des filières mytilicoles de la ferme ORCA marine

Les relations obtenues pour les deux échantillons de la ferme mytilicole sont reportées dans le tableau 5, avec respectivement pour chaque relation, son équation et la valeur du coefficient de corrélation et du coefficient de Teissier.

Tableau 5. Relations biométriques pour *Mytilus galloprovincialis* des filières mytilicoles de la ferme ORCA Marine de Ain taya

	Mai				Juin			
	Relations	a	r	a _T	Relations	a	r	a _T
L/L_r	$L=1,927L_r - 5,813$	1,927	0,945	2,039	$L= 1,831 L_r -3,454$	1,831	0,933	1,962
L/L_e	$L=2,54L_e +6,629$	2,54	0,953	2,665	$L=2,102L_e +10,68$	2,102	0,877	2,397
L_r/L_e	$L_r=1,191L_e+8,613$	1,191	0,905	1,316	$L =1,03L_e +9,669$	1,03	0,842	1,223
W_t/L	$W_t=0,0005L^{2,533}$	2,533	0,909	2,786	$W_t=0,0004 L^{2,564}$	2,564	0,921	2,784
W_q/L	$W_q=0,0008L^{2,155}$	2,155	0,870	2,477	$W_q=0,0007 L^{2,234}$	2,234	0,923	2,420
W_{ch}/L	$W_{ch}=0,0003L^{2,308}$	2,308	0,884	2,610	$W_{ch}=0,0002 L^{2,411}$	2,411	0,932	2,587
W_{sc}/L	$W_{sc}=0,0001L^{2,144}$	2,144	0,868	2,470	$W_{sc}=0,0002 L^{2,058}$	2,058	0,791	2,602

– Relation Linéaire :(Fig.2, 4 ; annexe.2)

Pour les deux mois, la relation liant la longueur à la largeur a révélée une allométrie majorante en faveur de la longueur de la coquille, un très bon ajustement entre ces paramètres linéaires au regard du coefficient de corrélation (0,945 et 0,933). Aussi la relation liant l'épaisseur à la longueur et à la largeur montre une allométrie majorante en faveur de la longueur et la largeur avec des valeurs respectives des coefficients de Teissier de 2,665 et de 1,316 pour le mois de mai, et de 2,397 et de 1,223 pour le mois de juin. Une bonne corrélation entre l'épaisseur et les deux autres paramètres linéaire a été constaté.

Il apparaît que la longueur de *Mytilus galloprovincialis* croit plus rapidement que la largeur et l'épaisseur au niveau des filières mytilicoles de la ferme ORCA marine.

– **Relation Taille-Poids** (Fig.1, 3 ; annexe.2)

Les différentes relations entre les poids total, de la coquille, de la chair humide et de la chair sèche avec la longueur (W_t/L , W_q/L , W_{ch}/L , W_{sc}/L), mettent en évidence une allométrie minorante pour les deux mois. Ceci met en évidence une croissance rapide de la longueur de la moule par rapport aux différents poids considérés.

3.1.2. Relations biométriques de *Mytilus galloprovincialis* de la moulière naturelle du bateau cassé (Ford de l'eau)

Les relations obtenues pour les deux échantillons de la moulière naturelle du bateau cassé sont reportées dans le tableau 6, avec respectivement pour chaque relation, son équation et la valeur du coefficient de corrélation et du coefficient de Teissier.

Tableau 6. Relations biométriques de *Mytilus galloprovincialis* de la moulière naturelle du bateau cassé (Ford de l'eau)

	Mai				Juin			
	Relations	A	r	a _T	Relations	a	r	a _T
L/L_r	$L=1,799L_r+2,119$	1,799	0,854	2,106	$L = 1,750L_r+1,411$	1,750	0,958	1,827
L/L_e	$L =2,409L_e + 2,731$	2,409	0,895	2,692	$L =2,476L_e+2,860$	2,476	0,904	2,739
L_r/L_e	$L_r=1,056L_e+ 3,688$	1,056	0,828	1,275	$L_r=1,377L_e+1,260$	1,377	0,918	1,5
W_t/L	$W_t=0,0002 L^{2,782}$	2,782	0,912	3,050	$W_t =0,0002 L^{2,749}$	2,749	0,962	2,857
W_q/L	$W_q=0,00004 L^{3,027}$	3,027	0,946	3,2	$W_q=0,0001L^{2,696}$	2,696	0,968	2,785
W_{ch}/L	$W_{ch}=0,00002L^{3,060}$	3,060	0,914	3,348	$W_{ch}=0,00006L^{2,783}$	2,783	0,953	2,920
W_{sc}/L	$W_{sc}=0,00001L^{2,839}$	2,839	0,889	3,193	$W_{sc}=0,00002L^{2,628}$	2,628	0,945	2,781

– **Relation Linéaire** : (Fig.6, 8 ; annexe.2)

Pour les deux mois étudiés, la relation liant la longueur à la largeur (L/L_r) a révélée une allométrie majorante en faveur de la longueur de la coquille avec une très bonne corrélation (0,958) pour l'échantillon du mois de juin par rapport a celui du mois de mai (0,854).

Aussi la relation liant l'épaisseur à la longueur et à la largeur (L/L_e et L_T/L_e) montre une allométrie majorante en faveur de la longueur et la largeur avec des valeurs de coefficient de Teissier a_T de 2,692 et de 1,275 pour l'échantillon de mai, de 2,739 et de 1,5 pour l'échantillon du juin. Une très bonne corrélation entre l'épaisseur et les deux autres paramètres linéaire (Longueur et Largeur) est observée, respectivement avec des valeurs 0,904 et 0,958 pour l'échantillon de juin par rapport à celui de mai avec des valeurs de 0,895 et 0,828.

Il apparaît bien dans ces résultats que la longueur croît plus rapidement que la largeur et l'épaisseur pour *Mytilus galloprovincialis* de la moulière naturelle du bateau cassé. Par ailleurs, il a été constaté que l'épaisseur présente la croissance la moins vite par rapport à la longueur et à la largeur.

– **Relation Taille-Poids :** (Fig.5, 7 ; annexe.2)

Les valeurs de coefficient de Tessier des relations taille-poids (W_t/L , W_q/L , W_{ch}/L , W_{sc}/L) de l'échantillon de mai étant très proches de 3, l'allométrie majorante de ces relations a été testée selon le test student. Les valeurs calculées du test montrent que la différence est non significative ($\alpha=0,05$), ce qui permet de dire qu'il existe une isométrie.

Pour l'échantillon du mois de juin, Les différentes relations entre les poids total, de la coquille et de la chair sèche avec la taille mettent en évidence une allométrie minorante. Dans d'autre part, la valeur de coefficient de Tessier a_T (2,920) de la relation entre le poids de la chair humide avec la longueur est très proche de 3. La valeur calculée du test student, montre que la différence est significative ($\alpha=0,05$). Cela veut dire que la relation poids de la chair humide avec la longueur montre une allométrie minorante.

D'après ces résultats, L'accroissement de la longueur de *M.galloprovincialis* au mois de mai suit la même vitesse que la prise du poids. Par contre en juin, la moule croît plus rapidement en longueur que la prise du poids.

3.1.3.Relations biométriques de *Mytilus galloprovincialis* de la moulière naturelle de Fouka marine

Les relations obtenues pour les deux échantillons de la moulière naturelle de Fouka marine sont reportées dans le tableau 7, avec respectivement pour chaque relation, son équation et la valeur du coefficient de corrélation et du coefficient de Teissier.

Tableau 7. Relations biométriques pour *Mytilus galloprovincialis* de la moulière naturelle du Fouka marine

	Mai				Juin			
	Relations	a	r	a _T	Relations	a	r	a _T
L/L_r	$L=1,755L_r+2,586$	1,755	0,859	2,043	$L=1,853L_r + 0,287$	1,853	0,926	2,001
L/L_e	$L=1,661L_e+13,48$	1,661	0,683	2,432	$L=2,304L_e + 4,625$	2,304	0,890	2,589
L_r/L_e	$L_r=0,687L_e+9,277$	0,687	0,577	1,191	$L_r=1,146L_e + 3,385$	1,146	0,886	1,293
W_t/L	$W_t=0,0003L^{2,633}$	2,633	0,917	2,871	$W_t=3,223 L^{2,648}$	2,648	0,973	2,721
W_q/L	$W_q=0,0002L^{2,487}$	2,487	0,804	3,093	$W_q=0,0001 L^{2,602}$	2,602	0,944	2,756
W_{ch}/L	$W_{ch}=0,0001L^{2,691}$	2,691	0,894	3,010	$W_{ch}=0,00005L^{2,869}$	2,869	0,950	3,02
W_{sc}/L	$W_{sc}=0,00003L^{2,456}$	2,456	0,816	3,009	$W_{sc}=0,0001L^{2,104}$	2,104	0,837	2,514

– **Relations Linéaires :** (Fig.10, 12 ; annexe.2)

Pour les deux mois, la relation liant la longueur à la largeur a révélé une allométrie majorante en faveur de la longueur de la coquille. Un très bon coefficient de corrélation (0,926) pour l'échantillon du juin par rapport à celui de mai (0,859).

La relation liant l'épaisseur, à la longueur et à la largeur montrent une allométrie majorante en faveur de la longueur et la largeur avec des valeurs respectives de coefficient de Teissier a_T de 2,432 et de 1,191 pour l'échantillon de mai, de 2,589 et de 1,293 pour l'échantillon de juin. Une bonne corrélation entre l'épaisseur et les deux autres paramètres linéaire a été constaté, de valeurs respectives de 0,890 et 0,886 pour l'échantillon du mois de juin par rapport à l'échantillon de mai (0,683 et 0,577).

Il apparaît aussi dans ces résultats que la longueur croît plus rapidement que la largeur et l'épaisseur au niveau de la moulière naturelle de Fouka marine.

– **Relations Taille-Poids :** (Fig.9, 11 ; annexe.2)

Pour le mois de mai, La relation reliant le poids total avec la longueur (Wt/L) met en évidence une relation d'allométrie minorante. Ceci indique que la longueur de la coquille croît plus rapidement par rapport au poids total. Dans d'autre part les valeurs de coefficient de Tessier a_T de la relation entre les poids de la coquille (3,093), de la chair humide (3,010) et de la chair sec (3,009) avec la longueur étant très proches de 3. Les valeurs calculées du test student ; t₁=1,93 pour le poids de la coquille, t₂=1,58 pour le poids de la chair humide et t₃=2,16 pour le poids de la chair sèche montrent que la différence est non significative (α=0,05) pour t₁ et t₂, et une différence significative (α=0,05) pour t₃.

Cela veut dire qu'il existe une isométrie entre la longueur et le poids de la coquille ou de la chair humide, c'est-à-dire que l'accroissement de la longueur suit la même vitesse avec la prise du poids de la coquille et de la chair humide chez *M.galloprovincialis*. Cependant le poids de la chair sèche croît plus vite que l'accroissement en longueur, ce qui indique que l'allométrie est majorante.

Quant au mois de juin, les relations entre les poids total, de la coquille et de la chair sèche avec la longueur mettent en évidence une relation d'allométrie minorante. Ceci indique que la longueur de l'individu croît plus rapidement par rapport aux poids total, poids de la coquille ou poids de la chair sèche. Dans d'autre part, la valeur de coefficient de Tessier (3,02) de la relation entre le poids de la chair humide avec la taille est très proche de 3. La valeur calculée du test student ($t=0,956$) montre que la différence est non significative ($\alpha=0,05$). La relation met en évidence une isométrie. C'est à dire une même vitesse d'accroissement en longueur avec la prise du poids de la chair humide.

3.2. Indice de condition

L'évolution mensuelle (de mai à juin) des différents indices de condition calculés sont rapportés dans le tableau 8.

Tableau 8. Indices de condition calculés pour *Mytilus galloprovincialis* au niveau des trois sites d'études

La ferme mytilicole ORCA marine								
Mois	N	Poids sec moyen de la chair (g)	Poids sec moyen de la coquille (g)	Poids moyen total (g)	la longueur ³ moyenne (mm ³)	IC ₁	IC ₂	IC ₃
Mai	50	0,40	3,73	11,46	129355,03	10,72	34,53	3,08
Juin	50	0,49	3,96	8,38	106035,114	12,50	59,08	4,67
La moulière naturelle du bateau cassé (Ford de l'eau)								
Mai	30	0,17	1,58	3,13	32242,3	10,76	54,31	5,20
Juin	30	0,20	1,50	3,55	36750	13,33	55,47	5,36
La moulière naturelle de Fouka marine								
Mai	50	0,18	1,29	3,66	37394,26	13,68	48,88	4,72
Juin	50	0,20	1,05	2,65	27447,34	18,64	74,19	7,15

Les valeurs reportées dans le **tableau 8**, montrent que l'indice de condition, de la moule *Mytilus galloprovincialis*, choisi pour la comparaison, augmente du mois de mai au mois de juin, puisque les valeurs passent de 10.72 à 12.50, de 10.76 à 13.33 et de 13.68 à 18,64 respectivement pour les sites : ORCA marine (Ain Taya), bateau cassé (Ford de l'eau) et de Fouka marine.

4. Discussion :

Au vu des résultats obtenus, la relation reliant la longueur à la largeur et à l'épaisseur de *Mytilus galloprovincialis* montre une allométrie majorante dans chaque cas et pour tous les échantillonnages effectués. Ces résultats sont identiques à ceux de Le Gall (1970, in Chebab, 1996) au Quihot en France. Cependant ce même auteur a remarqué que dans un milieu défavorable, l'épaisseur de *M.galloprovincialis* évolue plus vite que sa longueur. Ainsi donc, la croissance en épaisseur est plus facilement influencée par l'environnement que celle de la longueur et de la largeur.

En raison de l'exposition à des marées, les moules dans la zone médiolittoral forment des coquilles plus épaisses que celles trouvés sur des collecteurs en profondeur où l'action des vagues est pratiquement inexistante (Harun, 2006). En effet, les moules élevées en immersion continue présentent une coquille de morphologie différente que celles des moulières naturelles. D'après Hickman (1980 in Chebab, 1996), elles sont à la fois plus fines et plus fragile.

Quant à la relation Taille-poids des filières mytilicoles de la ferme Orca marine, elle montre une relation majorante en faveur de la longueur. Ces résultats sont en accord avec les travaux de Krichene (1981 in Chebab, 1996), cet auteur a observé en étang de Thau le même type d'allométrie chez *Mytilus galloprovincialis*. Cependant dans les deux moulières naturelles, les relations entre les poids total, de la coquille, de la chair sèche avec la longueur montrent une isométrie. Il en ressort que les deux variables poids-taille peuvent évoluer simultanément durant les périodes de développement des gonades. Ces résultats sont confirmés par Hamon (1983 in Chebab, 1996) au niveau de l'étang de Thau. Chebab (1996) a signalé que le poids de la coquille évolue en même temps que la taille à certains âges.

Les fluctuations du poids de la chair sèche chez les individus en moulières naturelles ont été expliquées par Nacéri (1998) en mettant l'hypothèse que plusieurs facteurs comme la croissance de la chair et de la coquille, la formation et l'émission des gamètes, l'utilisation des réserves pendant certaines périodes du cycle biologique ou la disponibilité de la nourriture dans le milieu seront les causes.

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

Les moules *M.galloprovincialis* présentent, dans chaque site étudié, une augmentation de l'indice de condition du mois de mai en mois de juin. Cette augmentation montre que l'accumulation de la matière organique dans la chair est plus importante dans les moulières naturelles que dans la filière conchylicole. Cela pourrait s'expliquer par la préparation des moules à une émission partielle des gamètes en accumulant des réserves (la restauration gonadique en repos sexuel).

L'évolution générale de l'indice de condition chez les bivalves utilisé par Beukema (1974 in Chebab, 1996) et repris par le cube de la longueur chez *Macoma balthica*, ne représente qu'un seul pic annuel, situé généralement entre juin et juillet.

Par ailleurs Djediat (1993) a mis en évidence une ponte pendant tout le mois de Mai, ce qui consolide les résultats obtenus dans la présente étude. Par contre, en Tunisie dans le secteur aquacole du lac de Bizerte, Aloui-Bejaoui et *al.*, (2007) a remarqué que *M.galloprovincialis* présente une période de repos sexuel allant de Mai à Août (2007).

5. Conclusion :

Cette étude comparée de la croissance relative de *Mytilus galloprovincialis* dans deux milieux différents conduit à dire que la croissance des moules est plus importante dans les filières mytilicoles que dans les moulières naturelles.

Dans les moulières étudiées, les fluctuations du poids de la chair durant les deux mois seraient associées à l'état physiologique des individus et selon Naciri (1998), aux variations dans les conditions environnementales telles que la température, la quantité et la qualité de la nourriture

Les indices de condition choisis sont des indicateurs intégrant une longue période de temps. Ils ne peuvent pas nous fournir une image réelle du cycle physiologique de l'animal pendant deux mois d'étude. L'utilisation de l'indice de condition reste toutefois intéressante en tant que paramètre de performance aquacole et d'évaluation pondérale du produit.

CHAPITRE TROISIEME

CULTURE ALGALE

CHAPITRE TROISIEME : CULTURE ALGALE

1. Introduction

La production des microalgues répond à la demande alimentaire des larves de bivalves, et de Pénéides. Elle permet aussi le développement de cultures de rotifères. Le choix des espèces est conditionné par leur valeur nutritive, leur taille et leur facilité d'élevage. Afin de réaliser l'étude qui porte sur le taux de clairance de *Mytilus galloprovincialis* (chapitre 3), L'espèce *Nannochloropsis oculata* a été cultivée au sein du Centre National de Recherche et Développement de la Pêche et de l'Aquaculture (CNRDPA).

2. Matériel et méthode

2.1. Matériel biologique

La microalgue *Nannochloropsis oculata* est une cellule de couleur verdâtre, non mobile. Elle a une forme sphérique de 4-6 μm de diamètre. Le chloroplaste occupe habituellement une grande partie de la cellule. Les cellules tendent à flotter dans la culture et à rester en suspension sans aération (Hoff et Snell, 1987).

Cette microalgue appartient à la classe Eustigmatophyceae, qui comprend les espèces qui contiennent la plus grande quantité d'acides gras polyinsaturés (AGPI), en particulier l'acide eicosapentaénoïque (EPA), l'acide arachidonique (ARA), l'acide docosahexaénoïque (DHA) très important dans l'alimentation des animaux marins, en particulier sur la croissance et le développement des larves mollusques et crustacés (Otero et al., 1997, Brown et al, 1999 in Sánchez-Torres et al., 2008). Pour démarrer la culture dans les tubes à essai (inoculation), la souche mère de *Nannochloropsis oculata* (Fig.13) et le milieu f/2 commandée à l'ITC-Las Palmas-Spain sont ramenés dans le cadre d'un projet de coopération algéro-espagnol.



Figure 13. Souche de *Nannochloropsis oculata*.

2.2. Expérimentation

2.2.1. Conditions générales de culture

Au niveau du CNRDPA, la culture des algues se fait dans une salle de culture de microalgues (Fig.1 ; annexe.3), disposant des étagères équipées à l'arrière par des lampes fluorescentes et en face par des lampadaires. Un approvisionnement en air (non enrichi en CO₂) en permanence à partir des pompes pour empêcher la sédimentation des algues et pour s'assurer que toutes les cellules de la population sont exposées à lumière et les éléments nutritifs. L'absence d'aération, les algues sédimentent et les cultures peuvent s'effondrer (Helm *et al.*, 2006).

La présente étude consiste à cultiver la microalgue *N. oculata* dans des volumes de 4 litres et de 20 litres exposées à une source de lumière. Pour cela une intensité lumineuse préférentielle pour l'espèce cultivée de 2.000-4.000 lux est adéquate. Des tubes fluorescents de 40 et 60 watts, de type "blanc industrie" ou "Warm White TL-D 18W/54-765" sont utilisées. Dans la salle de culture tous les flacons, les tubes à essai et les bouteilles contenant la culture algale sont placés à 15/20cm de néons disposés horizontalement ou verticalement contre le mur. Cette salle est maintenue à une température de 18-20°C, c'est la température moyenne qui correspond aux besoins des espèces phytoplanctoniques (Helm *et al.*, 2006).

Une autre petite salle adjacente contient l'autoclave qui est utilisé pour stériliser le milieu de culture et l'eau de mer filtrée (EMF).

Les paramètres les plus importants de régulation de la croissance des microalgues sont la qualité et la quantité des éléments nutritifs, la lumière, pH, turbulence, la salinité et la température. Les paramètres les plus optimaux ainsi que les intervalles de tolérance pour la culture des microalgues sont données dans le tableau 9.

Tableau 9. Conditions générales de culture des microalgues (Anonymous, 1991 in Lavens et Sorgeloos, 1996)

Paramètres	Intervalle	Optimum
Température (°C)	16-27	18-24
Salinité (g.l ⁻¹)	12-40	20-24
Intensité lumineuse (Lux)	1.000-10.000 (dépend de volume et de la densité)	2.500-5.000
Photopériode (Lumière, Obscurité ; Heurs)	-	16 :8 (min) 24 :0 (max)
pH	7-9	8,2-8,7

La plupart des espèces poussent mieux à une salinité qui est légèrement inférieure à celui de leur habitat naturel, qui est obtenue par dilution de l'eau de mer avec de l'eau du robinet. Le

phytoplancton marin est extrêmement tolérant aux variations de salinité. D'après Hoff et Snell (1987) la salinité pour la croissance de *Nannochloropsis oculata* varie entre 0 et 36 ‰ et l'optimale est 25 ‰. Tous ces conditions ont été rigoureusement contrôlées tout au long de l'expérimentation afin d'assurer une bonne reproductibilité des paramètres de culture.

2.2.2. Milieux de Culture

Il existe plusieurs milieux de culture destinés à la culture de microalgues. Dans cette étude, le milieu de culture choisi est le milieu F/2 PROVASOLI (composition ; annexe.3). Selon (Helm et al., 2006), il convient aussi à l'ensemble des souches d'algues cultivées en éclosérie.

2.2.2.1. Composition de milieu F/2 modifiée

SOLUTION I : 37,5 g de Nitrate de sodium (NaNO_3) pour 500 ml d'eau déminéralisée.

SOLUTION II : 2,5 g de Di-hydrogénophosphate de sodium (NaH_2PO_4) pour 500 ml d'eau déminéralisée.

SOLUTION METALLIQUE : Composition pour 500 ml:

- 1,575 g de Chlorure de fer hexahydraté ($\text{FeCl}_3, 6\text{H}_2\text{O}$)
- 2,18 g d'Acide Ethylènediamine tetraacétique de sodium (Na_2EDTA)
- 1ml de chaque solution de composition suivante : (Dans 500 ml d'eau déminéralisée)
 - 4,9 g de Sulfate de cuivre pentahydraté ($\text{CuSO}_4, 5\text{H}_2\text{O}$)
 - 11g de Sulfate de zinc heptahydraté ($\text{ZnSO}_4, 7\text{H}_2\text{O}$)
 - 5 g de Chlorure de cobalt hexahydraté ($\text{CoSO}_4, 6\text{H}_2\text{O}$)
 - 90 g de Chlorure de manganèse tetrahydraté ($\text{MnCl}_2, 4\text{H}_2\text{O}$)

2.2.2.2. Utilisation

Ce milieu est utilisé pour l'enrichissement de l'eau de mer naturelle. La solution principale est composée de 500 ml d'eau de mer. Les différents éléments ont été introduits : 0,5 ml de solution I, 0,5 ml de solution II et 0,5 ml de solution métallique.



Figure 14. Solutions utilisées pour la préparation de milieu de culture F/2 modifié.

La stérilisation des flacons contenant les solutions I, II et métallique (Fig.14) se fait à l'autoclave. Cette étape permet de limiter l'entrée de contaminants pathogènes provenant du milieu extérieur (virus, procaryotes, protozoaires). (Delvil, 2009).

Le milieu de culture F/2 préparé pour cette étude est un F/2 modifié du fait qu'il ne contient pas la solution Molybdate de sodium dihydraté ($\text{Na}_2\text{Mo}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$) et la solution vitaminique. Ces dernières n'étaient pas disponibles. Il est réservé seulement pour le repiquage des grands volumes.

2.2.3. Techniques de culture

Le mode de culture suivie est la culture en batch ; Un inoculum contenant des cellules de phytoplancton à cultiver est injecté dans un récipient exposé à la lumière (ballon, bouteille, bac, etc.) contenant tous les éléments nutritifs nécessaires à leur multiplication pour une bonne croissance de la population phytoplanctonique. Il n'y a plus d'échanges d'éléments nutritifs, ni de biomasse avec l'extérieur : le milieu est clos, on peut également appeler une culture en batch une culture fermée (Herbland, 2007).

2.2.3.1. Maintenance des cultures souches et mères

Les souches sont connues sous le nom de stocks, des espèces sélectionnées représentent la base de la culture algale. Ces cultures sont normalement maintenues dans des milieux de culture spécifiques (le milieu F/2 ou sur des géloses d'agar à base d'eau de mer enrichie en nutriment dans des tubes à essai inclinés ou dans des boites de pétrie) et dans des conditions contrôlées de température et de lumière. Les cultures souches sont utilisées pour fournir des cultures mères (appelées aussi inoculum) (Helm et al., 2006).

2.2.3.2. Ensemencement et repiquage de la culture

La souche de *Nannocloropsis oculata* est inoculée dans des tubes à essai contenant 10 ml d'eau de mer filtrée, stérilisée, enrichie. Les tubes sont fermés avec la parafilm.

L'algue sera ensuite repiquée dans des flacons de volume supérieur de façon à doubler la souche mère pour obtenir deux souches filles. Une souche fera, au bout de quinze jours, office de souche mère. L'autre souche fille permettra une éventuelle mise en route d'une culture (Blancheton, 2006). La mise en route de la culture consiste à passer progressivement du tube à essai jusqu'à un volume de 20 litres.

Tout d'abord, la production est mise en place dans des erlenmeyers de 100ml (10% d'apport en phytoplancton, soit 10ml pour 90ml d'EMF, stérilisée, enrichie). Le repiquage s'effectuera dans la zone stérile autour de la flamme d'un bec de bunsen, et de façon la plus aseptique possible (la paillasse et les mains sont passées à l'alcool à 90°). Après la multiplication les souches d'algues dans les flacons de 100 ml (en quelques jours, généralement 4).

Dès que les souches d'algues dans les flacons de 100 ml atteignent une concentration suffisamment importante (en quelques jours, généralement 4), celles-ci sont repiquées successivement dans des volumes 500ml, 1l, 4l (Fig.15, 16). Le volume de 4l est repiqué dans un sac en plastique de 20l (Fig.17) afin d'en avoir une quantité suffisante pour les expériences sur le taux clairance, destinée à nourrir les moules. Il faut une vingtaine de jours, à partir du tube à essai pour obtenir les premières productions de volume relativement important (Barnabé, 1991).



Figure 15. Culture de *Nannochloropsis oculata* dans les petits volumes (1l).



Figure 16. Culture de *Nannochloropsis oculata* dans les volumes moyens (4 l).



Figure 17. Culture *Nannochloropsis oculata* en grand volume (20 l) avec éclairage interne (tubes fluorescents)

2.2.4. Estimation de la densité algale et le diamètre cellulaire

Des dénombrements cellulaires journaliers par la cellule de Malassaz de profondeur connue et dont le quadrillage défini, sont effectués afin de déterminer la densité algale et sa vitesse de croissance, dans nos conditions expérimentales. La procédure suivie pour l'utilisation de la cellule de Malassaz est celle décrite par Audineau (1987) mentionnée dans l'annexe.3 ; Fig.2.

Les volumes de culture étant très réduits, un prélèvement journalier trop important entraînerait une modification des conditions de culture. On prélèvera donc chaque jour 1ml de culture. Le suivie de la croissance cellulaire a été faite pour un volume de 1litre. Le diamètre des cellules algales a été mesuré par le logiciel Tsview (V.1.3.9) en utilisant un micro-ordinateur, après avoir photographié les cellules sous microscope (x40).

2.3. Contrôle de la croissance

La croissance d'une culture axénique de microalgues en mode de culture en batch est caractérisée par cinq phases (Fig.18).

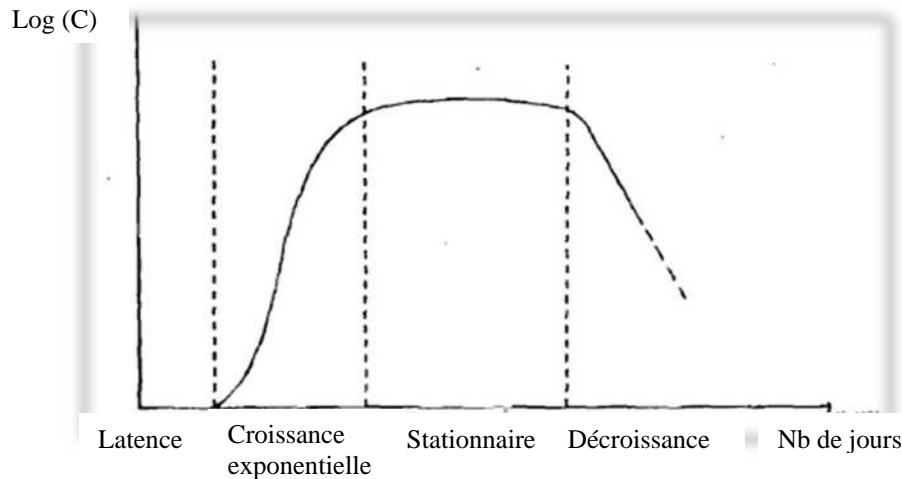


Figure 18. Courbe de croissance d'une microalgue en culture en batch montrant les différentes phases de culture (Audineau, 1985).

a. Une phase de latence

Pendant cette phase la croissance est lente ; sa durée dépend des volumes respectifs d'inoculum et de milieu et surtout du degré d'acclimatation de la culture mère par rapport aux nouvelles conditions rencontrées dans le récipient de culture. En réalité, cette phase serait davantage un artéfact de transfert plutôt qu'une propriété inhérente de la croissance (Herbland, 2007)

b. Une phase exponentielle

Au cours de la deuxième phase et par définition même du caractère exponentiel de la croissance, l'augmentation du nombre des cellules (dN) par unité de temps (dt) est proportionnelle au nombre de cellules présentes à l'instant t ; le facteur de proportion est appelé le taux de croissance instantané (μ) qui s'exprime suivant la formule proposée par Herbland (2007).

$$\mu = \ln (N_t/N_0) / \Delta t$$

Avec : \ln : le logarithme népérien, N_0 : la biomasse au temps t_0
 N_t : la biomasse au temps $t > t_0$, Δt : l'intervalle de temps $t - t_0$

Le **taux de croissance** est souvent exprimé en **nombre de doublements par unité de temps (k)**, plutôt qu'en T^{-1} .

On passe de μ à **k** en divisant μ par le logarithme népérien de base 2:

$$\mathbf{K} = \mu / \ln (2) = \mu / 0,693$$

c. Une phase stationnaire

La phase exponentielle se ralentit lorsque les éléments nutritifs, la lumière, le dioxyde de carbone pH, ou d'autres facteurs physiques et chimiques commencent à limiter la croissance. (Coutteau, 1996). A ce stade, le taux de croissance μ décroît jusqu'à zéro et la culture entre dans une phase stationnaire : la biomasse n'augmente plus (Herbland, 2007).

d. Une phase de déclin

Encore appelée « phase de sénescence ». Au cours de cette dernière étape, la qualité de l'eau se détériore et les nutriments sont épuisés à un niveau incapable de soutenir la croissance. La densité cellulaire diminue rapidement et culture finit par s'effondrer (Coutteau, 1996).

3. Résultats

Une bonne reproductibilité de l'espèce étudiée a été obtenue dans une période de 48 jours, soit un volume total de 50l de *Nannochloropsis oculata* et une concentration maximale de $86 \cdot 10^6$ a été atteinte.

3.1. Evaluation de la densité cellulaire

La série de comptage des cellules par millilitre est représentée dans le tableau le tableau.1 de l'annexe.3 pour la culture de *Nannochloropsis oculata*.

3.2. Croissance de la culture *Nannochloropsis oculata*

L'évolution de la concentration algale au cours du temps permet de dresser la courbe de croissance (Fig.19)

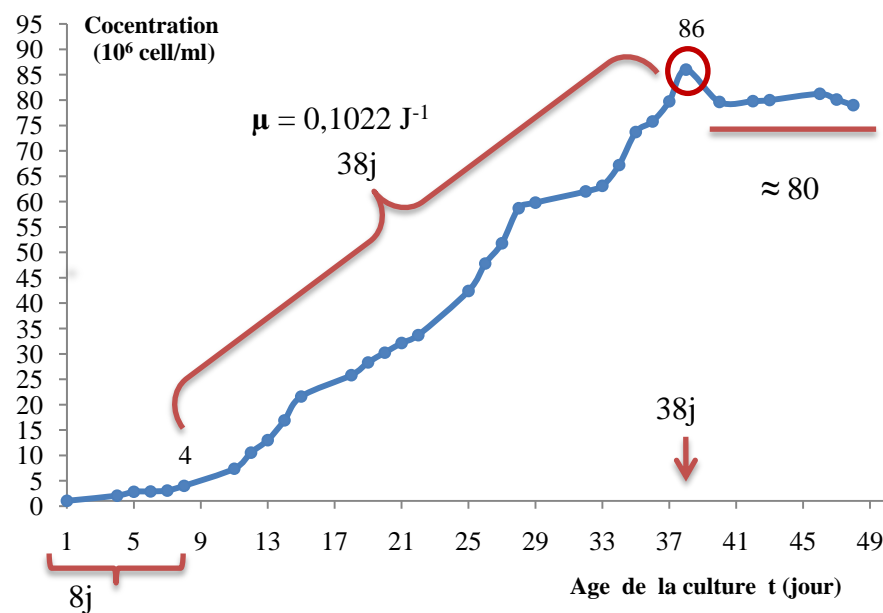


Figure 19. Courbe de croissance de *Nannochloropsis oculata* cultivée en batch.

L'établissement de la courbe de croissance permet d'observer 3 des 4 phases de croissance d'une culture de microalgues. Le graphe montre une phase de latence de 8 j (Fig.18), une phase exponentielle de 30 j et une phase stationnaire de 10 j. Le maximum de concentration atteint est de $86 \cdot 10^6$ cell/ml au 38ème jour. A partir du 39ème jour, la concentration diminue mais cette baisse n'est pas suffisamment franche pour l'assimiler à la phase de déclin.

La phase exponentielle est la plus longue, 30 jours. La croissance passe de la concentration $4 \cdot 10^6$ à $86 \cdot 10^6$ cell./ml à la fin de cette phase. Le taux de croissance instantané

exprimé en T^{-1} est égal à : $\mu = 0,1022 J^{-1}$ ou bien $k = 0,1475$ exprimé en nombre de doublements par jour.

La taille des cellules de *Nannochloropsis oculata* (Fig.20) est mesurées par le logiciel 'Tsview' (version 6.1.3.9), la taille moyenne des cellules est de $4,23\mu\text{m}$. (la taille a été calculée pour 100 cellules).

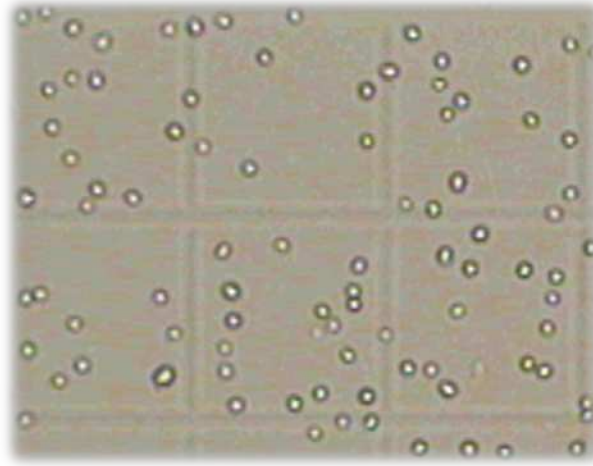


Figure 20. *Nannochloropsis oculata*.(taille : $4,23\pm 1,22\mu\text{m}$) sous microscope x40.

4. Discussion

Le comptage cellulaire direct, employée dans cette étude, est une méthode relativement précise. Une méthode turbidimétrique, comme la densité optique, est très pratique et facile à utiliser, toutefois, l'absorbance étant liée à la quantité de la matière, dépend aussi de la taille et la forme de particules en suspension, leur opacité, longueur d'onde de la lumière incidente (Jorge et *al.*, 2003).

La culture de la microalgue *Nanochloropsis oculata* réalisée dans cette étude, a atteint une concentration maximale de $86 \cdot 10^6$ cell/ml et cela après 30 jours. Palanichamy et Rani (2004) ont trouvé une concentration de $85,8 \cdot 10^6$ cell/ml au bout de 34 jours, en utilisant le milieu de culture Walne.

Au vu de ces résultats, on pourrait dire que l'utilisation du milieu F/2 modifié n'a pas eu un effet limitant la croissance de *Nanochloropsis oculata* .

5. Conclusion

La maîtrise des cultures d'algues passe par un travail rigoureux et constant tant sur le plan de la surveillance que sur le plan de la manipulation. Le bon maintien des souches est primordial car il conditionne toute la suite de la production.

CHAPITRE QUATRIEME

LA CLAIRANCE

CHAPITRE QUATRIEME : LA CLAIRANCE

1. Introduction

Dans la mer Méditerranée, la moule *Mytilus galloprovincialis* est cultivée sur des cordes dans la colonne d'eau. Dans ces domaines, l'absorption du phytoplancton conduit souvent à une sédimentation accrue des particules de matière organique créant ainsi des zones inférieures, dans la colonne d'eau, riches de matière organique (Grenz, 1991 et Haven, 1972 in Denis et al., 1999).

Cette étude aborde les effets de la variation des concentrations de phytoplancton et la taille des moules sur le taux de filtration de *Mytilus galloprovincialis*.

2. Matériel et méthodes:

2.1. Récolte et conditionnement des moules :

Les expériences ont été réalisées dans le laboratoire des écosystèmes aquatiques, CNRDPA, en Juin 2011. Une journée pour chaque expérience. Les moules *Mytilus galloprovincialis*, ont été recueillies au niveau de la ferme mytilicole de Ain Taya. Elles ont été transférées au laboratoire dans un conteneur isotherme.

Une fois au laboratoire, les moules ont été placées dans un réservoir en plastique d'un volume de 30 l. L'eau de mer (salinité: 37‰) dans le réservoir a été aérée en permanence, changée une fois par jour et maintenue à une température de 18°C. Les moules ont été nourries par la microalgue cultivée en laboratoire *Nannochloropsis oculata* pendant 10 jours. Seulement les individus sains, qui ont été jugés par la production des fils de byssus, ont été employés pour les expériences (Yukihiko et Takuji, 1997).

La microalgue *Nannochloropsis oculata* a été choisie parce qu'elle est l'un des phytoplanctons utilisées dans les écloséries des bivalves et pour les cultures des rotifères, sa taille ($\approx 5 \mu\text{m}$) est adaptée pour les moules (Newell, et Shumway, 1993 in Okumuş et al., 2001). Dans cette étude, sa taille était de $4.23 \mu\text{m}$.

2.2. Taux de clairance et méthodes de mesure

2.2.1. Le taux de clairance

Le taux de clairance ou le taux de filtration (TF) des animaux filtreurs est défini comme étant le volume de l'eau à partir duquel toutes les particules en suspension sont extraites par unité de temps (Hildreth et Crisp, 1976).

Les taux de clairance des bivalves sont influencés par des conditions environnementales telles que la température, salinité, pH, oxygène dissous, et la taille et la forme des particules en suspension (Ali 1970, Winter 1978, Jorgensen 1990 in Yukihiko et Takuji, 1997).

2.2.2. Méthodes de mesure de taux de clairance

Des méthodes directes et indirectes ont été développées afin de mesurer le taux de filtration des bivalves dans beaucoup d'études précédentes.

Les méthodes indirectes déterminent le volume de l'eau dégagé des particules en suspensions qui peuvent être des cellules d'algues, des particules organiques ou inorganiques à l'aide des instruments photométriques ou conteur de particules électronique (Yentsch et al. 1983, Shumway et autres 1985, Jorgensen 1990, in Yukihiro et Takuji, 1997).

Cette étude rapporte une mesure directe de taux de clairance de *Mytilus galloprovincialis* en estimant la diminution des densités des cellules de la microalgue *Nannochloropsis oculata* par un comptage de cellules sous un microscope (x40), à l'aide de la cellule de Malassez.

Les effets des variables suivantes sur le taux de filtration ont été étudiés:

- **Concentration du phytoplancton:** faible : C_1 ($1140 \cdot 10^3$ cell/ml), moyenne : C_2 ($2100 \cdot 10^3$ cell/ml) et haute : C_3 ($3180 \cdot 10^3$ cell/ml) (**Expérience 1**).
- **Taille des moules:** Les tailles (longueurs) et les poids des moules utilisées sont rapportés dans le tableau 10 (**Expérience 2**).

Les effets des concentrations de microalgues ont été testées sur les moules de taille ($64,06 \pm 3,2$ mm, $24,835 \pm 3,039$ g), tandis que pour l'expérience sur les différentes tailles des moules, la concentration $1240 \cdot 10^3$ cell/ml a été utilisée.

Tableau 10. Tailles et poids des moules utilisées dans l'expérience (2) pour l'effet de la taille sur le taux de clairance.

	Taille (mm)	Poids (g)
Taille 1	$52,64 \pm 3,86$	$14,287 \pm 3,627$
Taille 2	$62,64 \pm 3,08$	$23,427 \pm 3,829$
Taille 3	$79,90 \pm 2,55$	$42,977 \pm 10,521$

2.2.3. Calcul du taux de clairance

Le taux de clairance (TF) a été estimé par la suite de la diminution exponentielle du nombre de cellules phytoplanctoniques (Newell, et Shumway 1993 in Okumuş, 2001) par l'équation suivante :

$$TF (l/h) = V \times \log (C_0 / C_t) / t$$

Où V: volume de la solution dans le flacon, Co: Concentration initiale de cellules, Ct:Concentration de cellules à temps, t.

2.3. Déroulement des expériences

Les moules ont été placés individuellement dans des flacons (500 ml) avec trois réplicas (Fig.21), après avoir ajusté la concentration de cellules de microalgues pour chaque expérience. Le moment où la dernière moule a ouvert ses valves, a été pris comme le début des expériences.

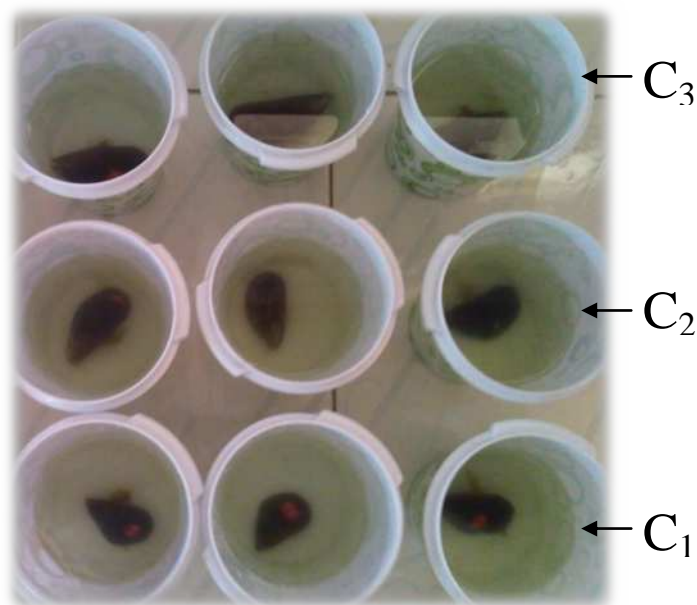


Figure 21. Mise des moules *M.galloprovincialis* dans les flacons ($C_1:1140 \times 10^3$, $C_2: 2100 \times 10^3$ et $C_3:3180 \times 10^3$ cell/ml). (Expérience 1).

Les expériences ont été réalisées à une température de 18 C°. Un échantillon de 1 ml d'eau de chaque flacon a été prélevé toutes les 15 min, pendant 60 min, dans des tubes à essais pour déterminer La concentration cellulaire de *Nannochloropsis oculata* par un comptage sous microscope (40x).

L'eau dans les flacons n'a pas été remuée ou aérée puisque ceci pourrait affecter le processus de filtration de la moule (Yukihiko et Takuji, 1997), les pseudofèces (Fig.22) n'ont pas été enlevées avec une pipette pasteur durant les expériences.

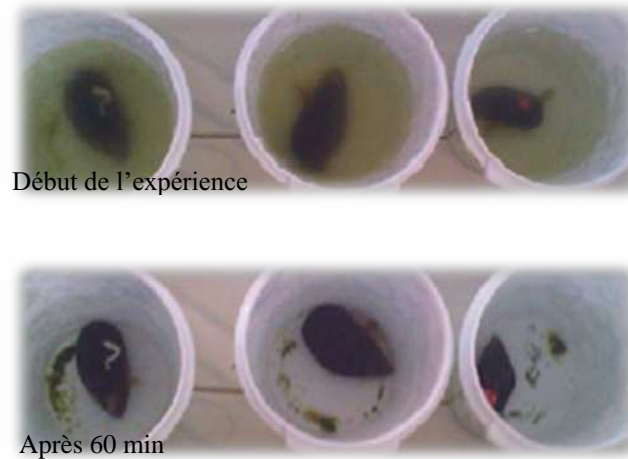


Figure 22. Apparition des pseudofèces durant les expériences.

2.4. Traitements statistiques

Toute analyse des données et les tests statistiques ont été réalisées en utilisant EXCEL et XLSTAT 2011 programme statistique, Les test de Tukey et de Dunnett ont été également utilisés.

L'analyse de la variance (terme souvent abrégé par le terme anglais **ANOVA** : *AN*alysis *Of* *V*ariance) est un test statistique permettant de vérifier que plusieurs échantillons sont issus d'une même population.

Le test de Dunnett est un test de comparaison de moyennes pratiqué à l'issue d'une ANOVA et spécialement conçu pour la situation où l'un des groupes testés par l'ANOVA est un groupe « Témoin », auquel on souhaite comparer les autres groupes.

Le test de Tukey ou test de la différence franchement significative (HSD : honestly significative différence) consiste à calculer l'expression Q pour toutes les différences de moyennes, en conservant comme loi de distribution, celle de paramètres r et ddl. Autrement dit, on calcule les quantités :

$$Q = \frac{\bar{x}_i - \bar{x}_j}{E} \quad \text{où } \bar{x}_i > \bar{x}_j$$

3. Résultats :

La diminution de la concentration phytoplanctonique et de la consommation globale de phytoplancton sont illustrés respectivement aux figures 23 et 24 pour l'expérience 1, et aux figures 25 et 26 pour l'expérience 2. Les taux de filtration et les valeurs de la consommation globale de phytoplancton sont rapportés respectivement dans les tableaux (11, 12) et 13 pour les deux expériences.

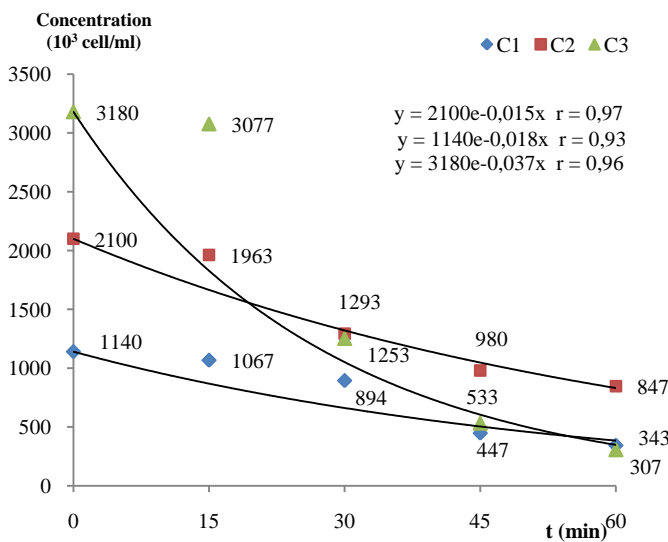


Figure 23. Réduction des différentes concentrations phytoplanctoniques par *M.galloprovincialis* (T=64,06 ± 3,2 mm) (Expérience 1)

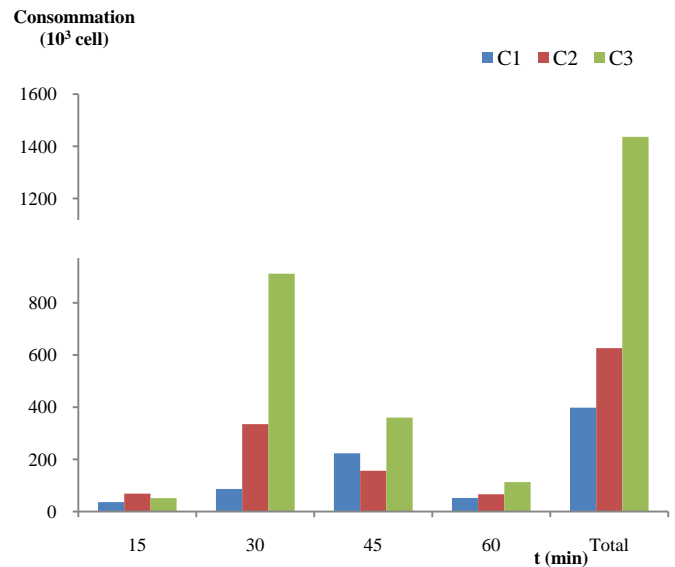


Figure 24. Consommation globale de phytoplancton par *M.galloprovincialis* à différentes concentrations (C1 :1140 x10³, C2 :2100 x10³ et C3 :3180 x10³cell/ml) (Expérience 1)

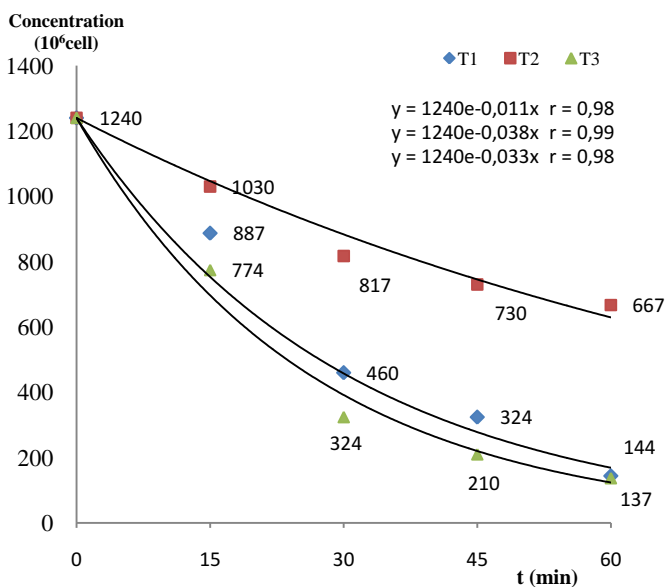


Figure 25. Réduction de la concentration phytoplanctonique (1240 x10³cell/ml) par *M.galloprovincialis* de différentes tailles (T₁, T₂, T₃). (Expérience 2)

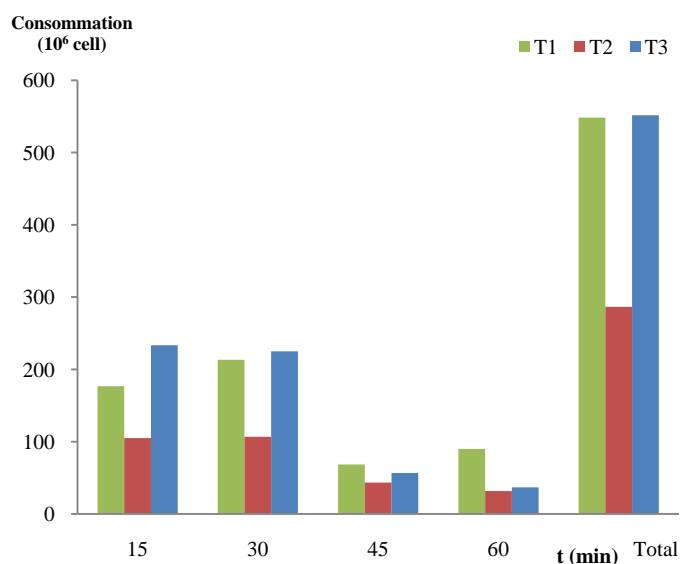


Figure 26. Consommation globale de phytoplancton par *M.galloprovincialis* de différentes tailles (T₁:52,64. T₂ : 62,64 et T₃ : 79,90 mm) à la concentration 1240 x10³cell/ml. (Expérience 2).

Pour l'expérience 1, les moules ont commencé à se nourrir entre 1 et 3 min, cependant les premières productions des pseudofèces sont apparues entre 2 et 4 min. Les concentrations phytoplanktoniques sont passées respectivement de 3180×10^3 , 2100×10^3 et 1140×10^3 cell/ml à 307×10^3 , 847×10^3 et 343×10^3 cell/ml (Fig. 23), ce qui correspond à une consommation totale de cellules de 1437 , 627 et 399×10^6 cellules (Fig.24) par les moules de taille $64,06 \pm 3,2$ mm. Le taux de filtration varie entre 0.75 et 1.27 l/h et semblait augmenter avec l'augmentation de la concentration phytoplanktonique mais les différences n'étaient pas significatives. (Tab.11, Fig.27).

Pour l'expérience 2, les moules ont commencé à se nourrir entre 1 et 3 min, tandis que les premières productions des pseudofèces sont apparues entre 2 et 4 min. la concentration cellulaire a été réduite de 1240×10^3 à 144×10^3 , 667×10^3 et 137×10^3 cell/ml (Fig.25) avec une consommation totale de cellules phytoplanktoniques de 548 , 287 et 552×10^6 cellules (Fig.26) respectivement par les moules de tailles $T_1(52,64)$, $T_2(62,64)$, et $T_3(79,90\text{mm})$. Le taux de filtration varie entre 0.31 et 1.09 l/h et semble augmenter avec la taille des moules avec une différence significative entre T2 et T3. (Tab.12, Fig.28).

Tableau 11. Effet de la concentration phytoplanktonique sur les taux de filtration (l/h) de *Mytilus galloprovincialis*.

t (min)	Expérience 1 Concentration ($\times 10^3$ cell/ml) ^A		
	1140 (C ₁)	2100 (C ₂)	3180 (C ₃)
0-15	0,13	0,14	0,06
0-30	0,26	0,53	1,0
0-45	0,73	0,63	1,30
0-60	0,75	0,61	1,27

^A : Tailles des moules ($64,06 \pm 3,2$ mm).

Tableau 12. Effet de la taille des moules sur les taux de filtration (l/h) de *M.galloprovincialis*.

t (min)	Expérience 2 Taille des moules ^B		
	T ₁	T ₂	T ₃
0-15	0,68	0,37	0,96
0-30	1,0	0,43	1,54
0-45	0,9	0,36	1,70
0-60	1,11	0,33	1,68

^B: Concentration (1240×10^3 cell/ml).

Tableau 13. Consommation globale (10^6 cell / h) de cellules de *Nannochloropsis oculata* par les moules *M.galloprovincialis* dans des conditions de laboratoire.

	Expérience 1			Expérience 2		
	C ₁	C ₂	C ₃	T ₁	T ₂	T ₃
Consommation 0-60 min	398,3 (69,8 %)	626,6 (59,6 %)	1436,6 (90,3 %)	548,3 (88,4 %)	286,6 (46,2 %)	550 (88,7 %)

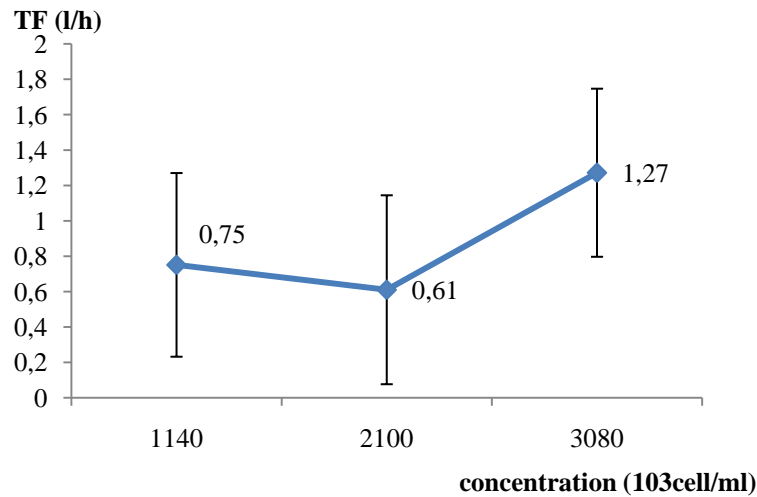


Figure 27. Taux de filtration en fonction de différentes concentrations (C1 :1140x10³, C2 :2100 x10³ et C³ :3180 x10³ cell/ml) de *M.galloprovincialis* (64,06 ± 3,2 mm) durant une heure d'expérience (1). Les barres d'erreur représentent l'intervalle de confiance.

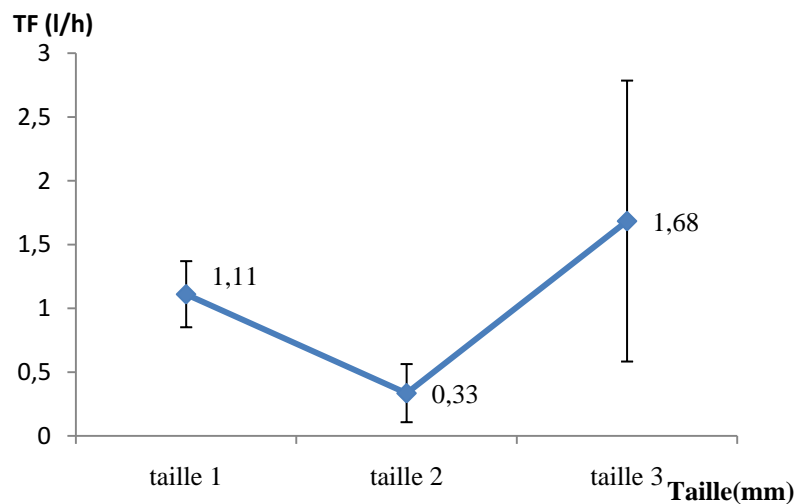


Figure 28. Taux de filtration en fonction de différentes tailles de *M.galloprovincialis* (T1:52,64. T2 : 62,64 et T3 : 79,90 mm) à la concentration 1240x10³cell/ml durant une heure d'expérience (2). Les barres d'erreur représentent l'intervalle de confiance.

4. Discussion :

L'apparition des pseudofèces, après la mise des moules *Mytilus galloprovincialis* dans les flacons, 4 min après le début des expériences conduit à dire que la microalgue *Nanochloropsis oculata* utilisée dans notre étude n'est pas digestible par les moules.

Les mesures en laboratoire ont montré que le taux de filtration de *Mytilus galloprovincialis* dépend de la concentration phytoplanctonique et de la taille des moules.

Le taux de filtration a atteint des valeurs élevées à des grandes concentrations et n'a pas montré une différence significative (tests ; ANOVA, Tukey et Dunnett , $\alpha= 0.05$), il est passé de 0,61 à 1,27 l.h⁻¹, cela pourrait être dû à la taille des moules choisie dans nos expériences, tandis que la consommation globale a augmenté de façon significative (tests ; ANOVA et Tukey, $\alpha=0.05$), avec l'augmentation de la concentration phytoplanctonique. Okumuş et al., (2001) ont remarqué une diminution significative du taux de filtration et de la consommation totale de cellules phytoplanctonique chez *Mytilus galloprovincialis* avec l'augmentation de la concentration algale. Carla (2004) a mené une étude sur la palourde *Mercenaria mercenaria*, où elle a remarqué que le taux de filtration diminuait avec l'augmentation de la concentration microalgale (de 10⁵ à 10⁶cell/ml) en utilisant la microalgue *Isochrysis galbana* comme nourriture. Bayne et al., (1976 in Denis et al.,1999) ont constaté que le taux de filtration est influencé par l'état physiologique des organismes filtreurs.

Les résultats de cette étude montrent que le taux de filtration de *M.galloprovincialis* à la concentration (1,2*10⁶ cell/ml) a augmenté de façon significative entre T2 et T3 (test ; Dunnett, $\alpha= 0.05$), il est passé de 0,33 à 1,68 l.h⁻¹. Dans d'autre part le TF diminue entre T1 et T2 mais pas de façon significative. C'est le même résultat observé pour la consommation globale de phytoplancton où nous avons constaté que les moules *Mytilus galloprovincialis* de la taille T₃ ont consommé une plus grande quantité de microalgue que les moules de taille T₁ et T₂. Nos résultats sont conformes avec les travaux de Okumuş et al., (2001) qui sont arrivés à la même conclusion. Cette augmentation du TF pourrait s'expliquer par l'augmentation de la surface branchiale avec l'augmentation de la tailles des moules et donc un grand potentiel de capture. Selon Mouabad (1991) cette augmentation s'atténue progressivement quand on atteint les grandes tailles.

L'absence de différence des taux de filtration à différents temps de prélèvement (Tab.11) a été constatée. En effet, au début de l'expérience, les moules avaient dépensé un effort initial dû à la manipulation pendant le choix des spécimens utilisés pour les expériences.

La cause de cette incohérence des résultats serait l'absence de flacons témoins durant nos expériences qui nous donneraient le taux de décantation qui ne serait pas le même pour les différentes concentrations, la taille de la microalgue *Nanochloropsis oculata* qui est très petite, et aussi le nombre de réplica (trois) dans cette étude qui paraît peu.

5. Conclusion

Ces résultats peuvent souligner l'importance de la nourriture pour la croissance et la production des moules dans les sites conchylicoles. Ils montrent que la variabilité de la culture des moules dépend certainement de la charge des eaux en phytoplancton, et le choix du site est clairement très important. Les moules jouent certainement un rôle important, dans les eaux côtières, par la filtration de grande quantités de matières organiques en suspension, la réduction et le potentiel d'appauvrissement local de la concentration en phytoplancton.

CONCLUSION
GENERALE

CONCLUSION GENERALE

Ce travail a permis d'avoir une idée sur la croissance relative des moules *Mytilus galloprovincialis* issues du milieu naturel (Fouka marine et bateau cassé) et celles du site conchylicole la ferme Orca marine. Aussi de réaliser une première approche de l'étude la clairance de cette espèce en fonction de sa taille et de la densité microalgale.

La croissance relative en épaisseur et en largeur par rapport à la longueur est semblable dans les deux sites étudiés chez *Mytilus galloprovincialis*. Cette croissance diminue dans le sens longueur- largeur-épaisseur.

Les moules *Mytilus galloprovincialis* des moulières naturelles présentent des fluctuations du poids et une coquille de morphologie différente que celles des filières mytilicoles.

Dans chaque site étudié, une augmentation de l'indice de condition est constatée du mois de mai en mois de juin. Cependant cette augmentation est plus importante dans les moulières naturelles que dans la filière conchylicole ce qui montre que les conditions de milieux influent sur l'activité gonadique de la moule *Mytilus galloprovincialis*.

Il serait intéressant de reprendre les travaux pour une étude plus prolongée qui permettrait de voir les fluctuations des indices de conditions, de la croissance de l'espèce ainsi que le cycle de reproduction.

Les microalgues sont indispensables dans l'élevage des différentes espèces d'animaux marins, plus particulièrement dans les écloséries des bivalves. La culture de *Nanochloropsis oculata* réalisée dans notre travail nous a permis d'atteindre un volume de 50 l en utilisant un milieu F/2 modifié, qui paraît adéquat pour cette espèce et qui n'avait pas un effet limitant sur la croissance de cette microalgue.

Le taux de clairance de la moule *Mytilus galloprovincialis*, augmente avec l'augmentation de la taille de l'espèce et la concentration phytoplanktonique. La microalgue *Nanochloropsis oculata* utilisée dans ce travail est très petite (4.23µm). Il serait intéressant d'étudier le taux de clairance avec une autre microalgue telle que *Tetraselmis sp.*, de taille plus grande et en augmentant le nombre de réplica pour une meilleure approximation du taux de clairance.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

A

Abada-boudjemaa, Y.M., 1983. Etude dynamique de deux populations de moules, *Mytilus galloprovincialis* (Lmk, 1819) et *Perna perna* (L) de Bordj-el-Kiffan (Baie d'Alger). Thés, doc, I.S.N., U.S.T.H.B., Alger : 115p

Aloui-Bejaoui N., Ben Omrane O., et Sadok S., 2007. Variations spatio-temporelles de l'indice de condition de *Mytilus galloprovincialis* en élevage et relations avec les teneurs en hydrates de carbone de la gonade. Rapp. Comm. int. Mer Médit., **38**, 2007

Aminot A., Kérouel R., 2004. Hydrologie des écosystèmes marins. Paramètres et analyses. Éd. Ifremer, 336 p.

Atmani S., Ladoul S., 2008. Contribution à l'étude de la croissance et de la mortalité de *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819), dans une ferme aquacole (Baie de Bou Ismail). Mem. ing USTHB, Alger. 48p.

Audineau et Blancheton., 1985. Production d'Algues unicellulaires, Ed, Ifremer. p19

B

Barnabe., 1989. Aquaculture volume 1. Lavoisier tec et Doc. 565p

Benchaira., Menai., 1999. Analyse de la situation aquacole du lac EL-MALAH et proposition d'un projet de création d'une ferme piscicole marine. Mem .Ing. ENSSMAL. 77p.

Benomar S., Bouhaimi A., Elhamidi F., Mathieu M., Ouichou A., Moukrim A., 2006. Cycle de reproduction de la moule africaine *Perna perna* (Mollusca, Bivalvia) dans la baie d'Agadir : Impact des rejets d'eaux usées domestiques et industrielles. Biologie & Santé vol. 6, n° 1.

Benomar., 2005. Cycle sexuel, cycle des réserves et neurosécrétion chez *Perna perna* (Mollusca : Bivalvia) dans la baie d'Agadir, Approche du contrôle neuroendocrinien sur la gamétogenèse. *Th.doct., Univ.Ibn Tofaïl.*

Bodoy A., Prou J., et Berthom J., 1986. Etude comparative de différents indices de condition chez l'huitre creuse (*Crassostrea gigas*). IFREMER, Centre de Nantes. p 173-182.

Boujemaa et Ouraris., 2005. Contribution à l'étude des éléments technique de fonctionnement du centre conchylicole pilote du CNRDPA. *Mémoire d'ingénieur (option aquaculture)*.ENSSMAL.51p.

Boukroufa F., 1987. Reproduction et structure des populations de la moule *Perna perne* (L) sur la côte algéroise. *Thèse de Magister, USTHB. Alger* : 123p.

Boulahdid M., Eddalia N., Boudjellal B., et Azzouz M., 2003. Les eaux de la baie d'Alger- Quelques aspects physico-chimiques et environnementaux. *Annales de l'institut National Agronomique-El harrach-Vol.24, N°1 et 2.*

C

Caceres-Martinez J & Figueras A., 1997. Long-term survey on wild and cultured mussels (*Mytilus galloprovincialis* Lmk) reproductive cycles in the Ria de Vigo (NW Spain).*Aquaculture* 162 (1998), p141-156,

Carla Danielle Beals., 2004. Clearance rates and particle selectivity in the hard clam *Mercenaria mercenaria*, from warm water habitats. *Master of science, Univ, Florida.* p46

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, Magister, USTHB,172p.

Coutteau P., 1996. MICRO-ALGAE in "Manual on the production and use of live food for aquaculture, *FAO Fisheries Technical Paper*. No. 361"

D

Delvil M., 2009. L'oursin comestible *Paracentrotus lividus* : optimisation des conditions de production de larves et de juvéniles benthiques en écloserie en vue d'opérations de réintroduction après état des lieux de la ressource sur plusieurs sites tests varois. *Mémoire de fin d'études pour l'obtention du Diplôme d'Agronomie Approfondie (DAA) ; Spécialisation Halieutique*. P-35.

Denis L., Alliot E., Grzebyk D., 1999. Clearance rate of Mediterranean mussels, *Mytilus galloprovincialis*, to variations in the flow, water temperature, food quality and quantity. *Aquat. Living Ressour.* 12 (4) (1999) 279-288.

Djediat C., 1993. Etude histo-physiologique et ultrastructurale de la gonade femelle de *Mytilus galloprovincialis* (Lmk), mollusque, Bivalve Lamellibranche. Estimation de la maturité sexuelle et de la structure des populations. Thèse de magister ISN. USTHB, Alger 85p.

F

FAO., 2010. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. *Département des pêches et de l'aquaculture de la FAO.*180p.

Filgueira R., Fernandez-Reiriz., MJ., Labarta U., 2009. Clearance rate of the mussel *Mytilus galloprovincialis*. I. Response to extreme chlorophyll ranges *Ciencias Marinas*, Vol. 35, Num. 4, 2009, pp. 405-417, *Universidad Autónoma de Baja California México*

G

Gendron L., Weise A.M., Fréchette M., Ouellet P., McKindsey C.W et Girard L., 2003. Evaluation du potentiel des moules d'élevage (*Mytilus edulis*) à ingérer des larves de homard (*Homarus americanus*) de stade I. Rapport canadien à l'industrie sur les sciences halieutiques et aquatiques 274p.

H

Hamida L., 2004. Reproduction de la palourde *Ruditapes decussatus* en milieu naturel (sud Tunisie) et en milieu contrôlé (écloserie expérimentale) : relation avec le système immunitaire. *Thèse de doctorat de l'Université de Bretagne Occidentale. Brest. p72*

Haouchine M., 1995. Ecologie et biologie de la reproduction de la moule *Mytilus galloprovincialis* (LMK) au sein d'un écosystème lagunaire saumâtre : le lac El Mellah. Thèse de magister ISN. USTHB, Alger. p : 1-56.

Harun Y., Mustafa P., et Musa B., 2006. Condition Indices of Mediterranean Mussels (*Mytilus galloprovincialis* L. 1819) Growing on Suspended Ropes in Dardanelles. *Journal of Food Technology* 4(3): 221-224.

Helm, M.M., Bourne., N et Lovatelli, A., 2006. (comp. /éd.) Ecloserie de bivalves. Un manuel pratique. *FAO Document technique sur les pêches. No.471. Rome, FAO. 2006.* 184p.

Herbland A., 2007. La culture du phytoplancton dans les bassins aquacoles Aspects théoriques et applications pratiques. *Ifremer/DAC/RST. 2007-04.*24p

Hildreth et Crisp., 1976. A corrected formula for calculation of filtration rate of bivalve molluscs in an experimental flowing system, *J. mar. biol. Ass. U.K.* (1976) 56, p111-120

Hoff et Snell., 1987. Plancton culture manual, 5ème édition, 147p. publié par *Florida Aqua Farms, Inc.*

J

Jorge M.S. Rocha., Juan E.C. Garcia., Marta H.F. Henriques., 2003. Growth aspects of the marine microalga *Nannochloropsis gaditana*. *Biomolecular Engineering* 20 (2003) 237-242p

L

Lavens P., Sorgeloos P., 1996. Manual on the production and use of live food for aquaculture. *FAO Fisheries, Technical Paper*. No. 361.295p

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

M

Marteil., 1976. La conchyliculture française 2^o partie : Biologie de l'huître et de la moule. *Publié dans la Revues des Travaux de l'Institut des Pêches Maritimes*. Volume 40 (2), p. 149-346.

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, Magister, USTHB, Alger.* 72p

Meziane et Sefasfa., 2008. Conception et mise en place de collecteurs pour naissains de bivalves au niveau de la station conchylicole de Ain Tagourait (Wilaya de Tipaza). *DEUA, ENSSMAL.* 38p

Mouabad A., 1991. Toxicité comportementale et physiologique (filtration, respiration) des métaux lourds (cu, zn, hg, cd et pb) chez la moule d'eau douce *dreissena polymorpha pallas*. *Thèse de doctorat, univ, METZ.* 273p

N

Naciri M., 1998. Dynamique d'une population de moules, *Mytilus galloprovincialis* (Lmk.), vivant sur la côte atlantique marocaine. *Bull. Inst. Sci., Rabat, n°21.* pp. 43-50.

O

Okumuş I., Başçınar N et Özkan M., 2001. The effects of phytoplankton concentration, size of mussel and water temperature on feed consumption and filtration rate of the Mediterranean mussel *Mytilus galloprovincialis* (Lmk). *Turk J Zool* 26 (2002). 167-172 © Ṫ BÜTAKKTU Faculty of Marine Sciences, Department of Fisheries 61530 ,amburnu, Trabzon - TURKEY

Olivo E., 2007. Conception et étude d'un photobioreacteur pour la production en continu de micro algues en écloséries aquacoles. *Thèse.doctorat.IFREMER. Univ,Nantes (Génie des Procédés)*, 259p.

P

Pelvin C., 2000. Aptitude de quatre tests simples a qualifier la vitalité de moules soumises à des épreuves graduelles. *Mém. DESS "analyse et valorisation des produits naturels". Université de Bretagne-Sud.* P35.

Pères & Picard, 1964. Manuel de bionomie benthique. Recueil des Travaux de la Station marine d'Endoume, 31 (47), 5-137p.

R

Robert S., Bennett A., Bernard F., Blanchot J., Bougrier S., Buestel D., Caisey X., Cochard J.C., Dormoy J.M., Geairon P., Jonquières G., Pellan A., Pouvreau S., Prou J., Remoissenet G., Stiger V., Teissier H et Tiapari J., 1995. Etude de la respiration et de la filtration de l'huître perlière *Pinctada margaritifera*. Programme général de recherche sur la nacre, action de recherche n°8 Ecophysiologie, *Rapport final ; Centre IFREMER-COP de Vairao., Centre ORSTOM de Nouméa., Centre IFREMER de La Tremblade, VAAM.* 95p.

Robert 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. *Rev. Trav. Inst. Pêches marit.* 49 (3 et 4) : 165-173.

S

Sanchez-Torres et al., 2008. Production of the microalgae *Nannochloropsis oculata* (droop) Hibberd on media enriched with biological fish ensilage. *Ecología Aplicada, Vol. 7, Núm. 1-2, enero-diciembre. Universidad Nacional Agraria La Molina Perú.* pp. 149-158

V

Villeneuve f et Desire ch., 1965. Zoologie, collection de sciences naturelles par *Charle Desire. Classe de 1 M, BORDAS.* 336 p

Yukihiko et Takuji., 1997. Simplified Method to Measure the Clearance Rate of Bivalve Fed on Microalgae. *Bull. Nansei Natl. Fish. Res. Inst.* No.30: 183-188.

Zaghdoudi E., 2006. Modélisation bioéconomique des pêcheries méditerranéennes - Application aux petits pélagiques de la baie de Bou Ismail. *Thèse, Master, Barcelona.*

Source internet

www.zipcodezoo.com

www.itis.gov

SRCNMN., 2004 : Section Régionale Conchylicole Normandie Mer du Nord.

<http://www.huitre-normandie.com/>.

LERN 2004. La moule. *Laboratoire Environnement Ressources de Normandie.* p5.

Lars-ove Ioo., 2000. Aquascope Tjärnö *Marine Biological Laboratory*, Strömstad, Sweden.

Ducruet J., 2000. Université Claude Bernard Lyon I. Laboratoire d'Ecologie des Hydrosystèmes Fluviaux, enseignement de Biologie des Organismes Animaux du Deug Science de la Vie et de l'Univers Avec le soutien financier de la région Rhône-Alpes. <http://nte-serveur.univ-lyon1.fr/nte/biologieanimale/boatp/mollusques/moule.htm>.

Annexes

Tableau 1. Différentes mesures prises de l'échantillon de mai des filières mytilicoles de la ferme Orca marine

Nbr	Longueur	Largeur	Epaisseur	Poids total	Poids de la chair humide	Poids de La chair Sèche	Poids des coquilles sec
1	47,32	29,08	11,12	8,483	2,162	0,376	2,78
2	48,18	31,96	18,54	7,11	2,546	0,483	4,022
3	42,24	27,36	15,66	8,666	2,129	0,338	3,25
4	45,04	25,48	14,74	7,356	1,47	0,188	2,665
5	39,12	24,22	13,54	5,955	2,145	0,323	2,012
6	46,96	29,14	15,18	10,22	3,564	0,471	3,773
7	32,74	20,86	10,22	3,315	1,153	0,141	1,338
8	45,3	26,74	16,04	9,489	2,118	0,254	2,794
9	73,28	42,66	24,86	32,94	7,215	0,857	10,158
10	51,12	31,28	18,74	13,775	3,948	0,712	5,084
11	64,02	35,92	22,32	24,353	6,777	0,821	8,015
12	51,54	32,44	16,56	12,8	3,36	0,452	4,453
13	31,66	19,12	9,96	2,383	1,377	0,126	1,081
14	56,28	31,82	20,2	15,57	3,738	0,458	5,01
15	39,14	22,72	12,34	5,31	1,097	0,164	2,061
16	63,74	33,64	22,78	21,06	4,359	0,529	2,643
17	41,32	24,58	14,64	6,29	1,291	0,191	2,06
18	42,94	23,04	15,22	6,66	1,312	0,187	2,198
19	42,52	24,02	13,94	6,444	1,509	0,278	2,348
20	41,24	25,16	13,04	5,068	1,35	0,193	2,665
21	44,18	25,74	15,18	7,134	1,805	0,257	2,329
22	45,22	24,32	14,44	7,242	1,762	0,265	2,448
23	41,76	24,18	13,38	7,051	1,41	0,218	1,905
24	68,7	36,28	23,88	27,26	4,977	0,573	8,853
25	53,3	32,82	18,72	13,174	3,283	0,546	3,61
26	61,46	33,56	20,82	20,538	5,042	0,623	7,037
27	47,28	28,66	16,52	10,038	2,403	0,38	3,4
28	54,1	29,18	20,44	15,769	4,423	0,698	5,092
29	44,96	28,08	17,66	8,04	2,796	0,312	2,514
30	38,52	22,14	12,18	6,662	1,152	0,195	2,336
31	51,7	29,68	17,14	11,074	2,461	0,405	3,2
32	32,18	20,7	10,54	3,587	1,007	0,196	1,694
33	49,28	28,74	16,26	9,5	2,235	0,373	3,403
34	47,68	26,16	18,88	10,257	2,473	0,399	3,46
35	48,08	29,48	15,32	10,72	2,355	0,316	3,567
36	38,72	23,64	12,54	5,935	1,38	0,259	2,589
37	49,92	31,34	17,92	12,064	2,862	0,533	4,574
38	68,68	32,24	23,12	24,293	6,252	0,851	6,707
39	48,86	28,74	18,52	11,822	2,983	0,496	4,104
40	66,04	34,1	22,8	22,12	5,105	0,686	6,326
41	40,86	26,02	14,32	8,405	2,018	0,348	1,635
42	31,5	19,76	10,22	2,987	0,758	0,114	1,053
43	58,96	34,46	19,08	16,653	4,066	0,667	5,32
44	66,24	38,62	20,98	22,389	4,717	0,61	6,358
45	54,86	28,74	18,92	12,136	2,954	0,369	5,623
46	59,86	33,58	19,06	16,326	3,758	0,594	4,974
47	27,18	17,14	8,2	1,847	0,4044	0,071	0,726
48	32,14	21,44	11,02	18,088	3,63	0,444	5,4
49	33,72	20,28	10,24	3,4	1,037	0,166	1,27
50	56,48	29,36	16,18	13,066	2,954	0,403	4,48

Tableau 2. Différentes mesures prises de l'échantillon de juin des filières mytilicoles de la ferme Orca marine

Nbr	Longueur	Largeur	Epaisseur	Poids total	Poids de la chair humide	Poids de La chair Sèche	Poids des coquilles sec
1	57,78	33,58	19,72	12,9	4,504	0,763	5,857
2	53,94	30,82	18,02	9,471	3,066	0,552	5,217
3	53,34	32,04	17,94	10,684	3,25	0,554	4,932
4	52,48	32,48	18,14	14,247	4,712	0,992	5,721
5	31,02	19,36	9,88	2,084	0,945	0,2	1,216
6	58,44	31,52	20,54	11,038	4,781	0,832	4,942
7	43,22	24,98	14,86	6,892	1,88	0,318	2,948
8	33,34	20,22	12,68	3,256	1,006	0,218	1,982
9	44,22	30,32	14,92	7,116	2,394	0,473	3,989
10	41,38	36,82	14,86	7,591	2,282	0,484	3,634
11	46,02	23,42	18,64	10,806	3,489	0,552	4,629
12	48,82	30,18	16,02	11,23	3,208	0,606	5,15
13	60,32	33,72	23,68	15,892	5,131	0,956	7,808
14	42,38	25,82	13,82	4,976	1,784	0,317	2,637
15	53,82	31,52	27,02	17,869	5,424	1,209	6,504
16	54,68	33,02	19,44	17,381	4,473	0,872	6,6
17	31,08	18,64	11,92	3,851	1,242	0,283	3,763
18	50,64	29,46	16,12	9,241	3,134	0,607	4,968
19	44,64	27,08	15,14	8,368	2,277	0,335	3,811
20	62,34	33,02	22,08	16,752	5,413	1,109	7,334
21	35,24	20,48	12,24	4,183	0,921	0,158	1,647
22	48,67	29,62	18,06	9,23	3,785	0,682	4,628
23	57,82	32,52	22,58	12,958	3,049	0,5252	7,676
24	43,18	28,1	15,22	8,966	2,204	0,439	3,831
25	35,32	21,3	11,82	2,889	1,021	0,22	1,634
26	44,44	26,42	16,42	8,67	2,71	0,621	3,758
27	45,9	27,22	16,98	5,722	1,963	0,356	3,06
28	40,96	24,94	13,8	4,822	1,679	0,37	2,909
29	54,02	27,88	20,9	10,568	2,849	0,371	4,815
30	39,84	24,32	17,7	5,207	1,65	0,314	3,038
31	51,12	29,1	17,9	7,296	2,452	0,409	4,158
32	43,06	28,22	15,08	7,624	2,903	0,648	4,068
33	52,64	29,42	20,22	14,421	3,8	0,686	5,209
34	67,18	35,76	24,42	15,499	4,465	0,831	8,387
35	50,02	29,02	18,62	13,009	2,567	0,365	4,971
36	31,56	20,6	10,96	2,363	0,938	0,212	1,148
37	48,46	23,32	16,78	8,457	2,623	0,555	3,348
38	43,02	25,08	14,78	5,803	2,153	0,104	2,829
39	56,36	29,38	19,28	8,513	3,11	0,5	4,156
40	44,72	27,18	18,22	10,076	2,282	0,448	3,42
41	45,42	25,48	14,72	5,567	1,994	0,413	3,097
42	43,12	29,02	22,32	12,734	4,255	1,133	5,02
43	38,22	23,32	13,02	3,944	1,391	0,326	2,364
44	48,92	29,66	19,92	11,289	2,898	0,432	4,993
45	46,54	23,82	13,02	4,883	1,664	0,363	2,766
46	37,38	23,36	13,44	4,219	1,59	0,367	2,438
47	27,72	19,16	9,86	1,858	0,716	0,196	1,063
48	20,18	12,02	9,34	1,215	0,363	0,078	0,625
49	29,98	18,3	10,66	1,908	0,665	0,295	1,12
50	35,02	21,78	11,88	3,773	1,262	0,127	2,313

Tableau 3. Différentes mesures prises de l'échantillon de mai de la moulière naturel du bateau cassé (Ford de l'eau)

Nbr	Longueur	Largeur	Epaisseur	Poids total	Poids de la chair humide	Poids de La chair Sèche	Poids des coquilles sec
1	21,3	19,72	9,58	1,394	0,489	0,092	0,599
2	31,34	17,86	11,62	2,545	1,001	0,161	1,179
3	34,44	18,94	12,42	4,016	1,054	0,182	1,545
4	26,58	14,92	11,04	2,603	0,789	0,149	1,076
5	29,64	15,6	10,68	2,623	0,73	0,123	0,987
6	41,52	24,44	16,52	6,4	2,494	0,421	3,021
7	29,94	16,48	11,72	2,642	0,839	0,153	1,215
8	27,82	15,28	9,2	1,431	0,554	0,105	0,73
9	34,38	18,04	12,62	3,52	1,096	0,181	1,298
10	34,48	17,76	11,68	3,56	1,178	0,207	1,497
11	35,68	18,84	12,06	3,783	1,102	0,194	1,541
12	32,64	18,28	14,08	4,187	1,299	0,255	1,735
13	35,42	20,06	15,48	5,331	1,622	0,272	2,265
14	38,58	21,86	14,58	6,144	1,764	0,308	2,734
15	30,78	16,52	11,26	2,417	0,919	0,165	1,192
16	33,16	17,88	13,6	4,116	1,239	0,236	1,603
17	43,48	23,98	13,12	6,556	2,006	0,355	2,726
18	39,72	20,98	14,08	5,936	1,78	0,303	2,391
19	24,36	12,66	8,62	1,364	0,382	0,075	0,56
20	30,2	16,52	11,9	3,086	0,851	0,15	1,254
21	36,16	19,68	13,42	4,843	1,646	0,322	2,005
22	21,84	12,42	8,54	0,917	0,359	0,07	0,435
23	35,82	19,66	12,76	4,689	1,255	0,245	2,032
24	33,86	16,18	11,64	3,112	1,004	0,178	1,342
25	40,52	22,24	14,48	6,104	1,87	0,292	2,761
26	37,54	19,04	13,88	4,958	1,443	0,257	1,798
27	28,56	16,34	10,22	2,51	0,784	0,143	1,02
28	29,84	16,32	11,16	2,937	0,783	0,143	1,221
29	27,68	14,72	10,22	2,109	0,752	0,131	0,86
30	19,4	11,1	7,94	0,7	0,239	0,042	0,31

Tableau 4. Différentes mesures prises de l'échantillon juin de la moulière naturel du bateau cassé
(Ford de l'eau)

Nbr	Longueur	Largeur	Epaisseur	Poids total	Poids de la chair humide	Poids de La chair Sèche	Poids des coquilles sec
1	34,82	18,62	14,46	4,833	1,003	0,208	2,016
2	39,64	20,02	14,42	6,59	1,588	0,392	3,256
3	34,88	17,68	12,98	3,695	0,926	0,186	2,18
4	34,92	19,86	12,96	4,129	1,081	0,209	2,79
5	34,84	16,88	12,86	3,068	1,088	0,201	1,758
6	36,04	16,98	14,5	5,757	1,574	0,343	2,709
7	39,84	19,62	14,7	6,007	1,722	0,337	2,886
8	30,48	15,02	10,98	2,59	0,833	0,161	1,226
9	28,78	14,12	10,72	2,252	0,802	0,149	1,121
10	30,88	16,28	12,16	3,032	0,88	0,163	1,26
11	37,98	17,12	14,16	3,833	1,067	0,208	2,273
12	28,12	15,44	11,72	2,67	0,544	0,109	1,224
13	31,14	15,82	11,8	3,179	0,674	0,122	1,692
14	33,42	17,64	12,62	3,704	1,07	0,211	2,08
15	32,64	17,66	11,54	3,48	0,745	0,15	1,763
16	33,02	17,32	11,82	3,454	0,942	0,185	1,453
17	29,44	14,46	11,28	2,734	0,82	0,187	1,328
18	29,14	15,3	10,18	2,795	0,612	0,117	1,523
19	27,46	16,02	11,06	1,904	0,412	0,112	0,931
20	28,02	14,24	10,54	1,735	0,531	0,121	1,033
21	26,02	13,64	9,68	1,758	0,293	0,075	0,782
22	25,3	14,76	11,44	2,058	0,472	0,103	0,865
23	28,78	14,62	11,26	1,768	0,517	0,11	1,077
24	32,98	18,16	12,32	3,319	0,959	0,161	1,472
25	30,64	16,54	11,24	2,899	0,666	0,123	1,338
26	29,78	16,28	11,48	2,484	0,719	0,102	1,302
27	28,38	15,02	11,04	2,313	0,574	0,144	1,085
28	29,32	13,08	10,12	1,784	0,525	0,105	1,014
29	27,08	14,6	9,48	2,025	0,535	0,11	0,985
30	26,64	14,46	10,82	2,039	0,569	0,117	0,9

Tableau 5. Différentes mesures prises de l'échantillon de mai de la moulière naturel du Fouka marine (Bous issmail)

Nbr	Longueur	Largeur	Epaisseur	Poids total	Poids de la chair humide	Poids de La chair Sèche	Poids des coquilles sec
1	34,72	12,12	10,84	3,58	1,054	0,18	1,164
2	35,12	12,16	11,42	3,641	1,174	0,182	1,038
3	31,94	16,34	12,08	3,608	0,88	0,146	1,395
4	32,22	17,22	11	3,184	0,904	0,162	1,241
5	28,46	14,94	10,3	2,22	0,717	0,136	0,688
6	33,2	17,46	13,56	4,063	1,189	0,19	1,489
7	33,6	17,96	11,14	3,525	1,253	0,2	1,16
8	32,62	15,96	12	3,382	0,925	0,16	1,148
9	33,1	17,32	13,28	4,063	1,132	0,177	1,346
10	37,16	18,94	13,52	4,592	1,216	0,232	1,49
11	37,9	18,36	14,24	5,191	1,265	0,202	1,94
12	36,94	19,52	13,08	4,747	1,464	0,246	1,566
13	30,98	17,68	10,7	2,732	1,14	0,166	0,866
14	34,4	17,8	12,56	3,759	1,268	0,208	1,233
15	29	15,04	10,44	2,402	0,65	0,082	0,84
16	34,14	18,14	11,5	3,66	1,104	0,185	1,224
17	32,12	16,78	11,68	3,438	0,918	0,151	1,335
18	37,18	19,28	12,94	4,648	1,496	0,215	1,716
19	33,84	18,1	12,5	4,01	1,326	0,208	1,43
20	38,64	19,38	9,86	6,029	1,286	0,21	2,411
21	33,52	22,28	11,44	3,513	1,11	0,177	1,277
22	30,56	16,1	9,6	2,408	0,877	0,139	0,797
23	25,76	14,98	10,24	2,074	0,577	0,075	0,786
24	33,24	17,12	11,7	3,501	0,945	0,144	1,311
25	33,72	17,58	12,06	3,55	1,331	0,217	1,267
26	32,18	16,68	11	3,374	1,038	0,265	1,332
27	30,5	17,1	10,5	2,888	0,878	0,131	0,986
28	36,08	18,4	12,36	4,39	1,411	0,22	1,363
29	38,74	20,3	13,84	5,44	1,766	0,265	1,734
30	33,5	12,34	13,96	4,323	1,093	0,181	1,72
31	35,04	17,3	13,64	4,664	1,373	0,223	1,468
32	34,54	18,84	12,32	3,935	1,26	0,21	1,329
33	29,08	15,94	11,9	3,125	0,796	0,118	1,297
34	34,66	18,14	12,16	3,929	1,208	0,221	1,231
35	33,18	16,78	12,2	3,696	1,055	0,173	1,318
36	36,68	18,88	11,54	4,395	1,631	0,241	1,558
37	35,4	18,88	13,02	4,347	1,614	0,147	1,383
38	31,72	16,06	10,38	2,81	0,729	0,117	1,015
39	31,5	17,7	10,48	2,849	1,031	0,178	0,979
40	33,46	17,8	11,96	3,64	0,915	0,142	1,26
41	26,78	14,34	8,76	1,848	0,634	0,115	0,614
42	27,56	14,8	10,36	2,01	0,676	0,114	0,651
43	35,2	17,68	11,56	3,55	1,313	0,179	1,261
44	33,82	19,06	12,94	4,463	1,229	0,197	1,566
45	34,06	16,54	12	3,533	0,945	0,151	1,3
46	31,3	17,72	11,84	3,708	1,186	0,194	1,449
47	35,38	19,18	11,62	4,152	1,22	0,186	1,467
48	31,1	18,22	12,86	3,858	0,895	0,145	1,685
49	33,92	18,14	12,98	4,203	1,238	0,189	1,512
50	30,4	14,52	11,32	2,367	0,689	0,133	0,862

Tableau 6. Différentes mesures prises de l'échantillon de juin de la moulière naturel du Fouka marine (Bous issmail)

Nbr	Longueur	Largeur	Epaisseur	Poids total	Poids de la chair humide	Poids de La chair Sèche	Poids des coquilles sec
1	33,14	17,64	11,58	3,289	1,101	0,283	1,232
2	23,06	12,88	7,98	1,19	0,477	0,149	0,453
3	35,38	18,62	14,92	4,93	1,634	0,325	1,718
4	31,02	16,16	10,46	2,77	0,891	0,222	0,988
5	31,92	16,02	11,32	3,008	1,101	0,18	1,202
6	26,26	12,94	9,48	1,745	0,556	0,147	0,686
7	27,92	17,06	10,9	2,605	0,856	0,19	0,993
8	22,68	14,22	7,58	1,299	0,893	0,082	0,575
9	35,94	17,46	11,36	3,509	1,281	0,271	1,269
10	30,78	16,48	9,82	2,493	0,908	0,214	0,98
11	33,56	18,62	12,22	3,516	1,162	0,364	1,625
12	36,85	18,48	14,38	5,09	1,612	0,322	2,051
13	29,02	16,04	11,68	2,554	1,019	0,227	1,131
14	31,08	18,82	12,16	3,507	0,967	0,163	1,459
15	28,16	14,32	10,06	2,162	0,68	0,215	0,832
16	28,18	13,52	10,08	2,022	0,721	0,283	0,847
17	40,32	22,38	14,36	5,047	1,854	0,319	2,584
18	33,84	16,92	12,02	3,396	0,977	0,226	1,154
19	15,86	8,78	5,64	0,43	0,12	0,068	0,157
20	24,76	13,68	9,16	1,768	0,483	0,128	0,717
21	33,64	16,92	11,08	3,327	1,056	0,167	1,133
22	28,94	15,82	9,3	2,161	0,738	0,281	0,821
23	33,42	17,46	11,28	3,325	1,079	0,274	1,201
24	24,52	12,02	9,32	1,692	0,531	0,149	0,714
25	25,54	13,84	9,24	1,566	0,433	0,109	0,568
26	32,34	16,28	11,72	2,675	1,025	0,297	1,07
27	36,68	17,74	11,92	3,894	1,054	0,231	1,362
28	30,78	16,22	11,18	2,936	0,965	0,3	1,183
29	32,28	17,68	12,02	3,561	1,156	0,216	1,444
30	30,36	16,52	10,54	2,782	0,774	0,148	1,106
31	36,04	28,36	13,66	4,494	1,473	0,245	1,563
32	34,24	28,14	14,62	3,312	1,416	0,321	1,707
33	33,64	18,3	12,36	4,115	1,047	0,236	1,784
34	28,24	14,9	10,48	2,093	0,74	0,258	0,766
35	31,02	14,68	11,18	2,99	0,856	0,149	1,23
36	17,38	9,72	6,74	0,638	0,13	0,043	0,293
37	22,2	14,08	7,68	1,23	0,325	0,106	0,528
38	31,02	15,32	10,08	2,651	0,725	0,182	1
39	20,24	10,32	7,16	0,784	0,261	0,069	0,309
40	23,72	13,24	8,92	1,404	0,372	0,09	0,575
41	28,74	15,52	10,04	2,192	0,691	0,089	0,823
42	25,22	14,82	11,28	2,122	0,594	0,246	0,918
43	31,62	16,92	10,98	2,648	0,859	0,158	1,085
44	26,48	15,84	12,28	2,636	0,602	0,156	1,284
45	26,08	15,12	9,68	1,991	0,679	0,177	0,763
46	17,52	9,06	6,96	0,572	0,136	0,045	0,214
47	31,42	16,02	10,9	2,842	1,028	0,165	0,916
48	30,22	16,38	10,62	2,473	0,621	0,154	0,884
49	27,72	16,48	11,32	2,765	0,678	0,182	1,156
50	33,14	17,64	13,22	4,106	1,154	0,195	1,617

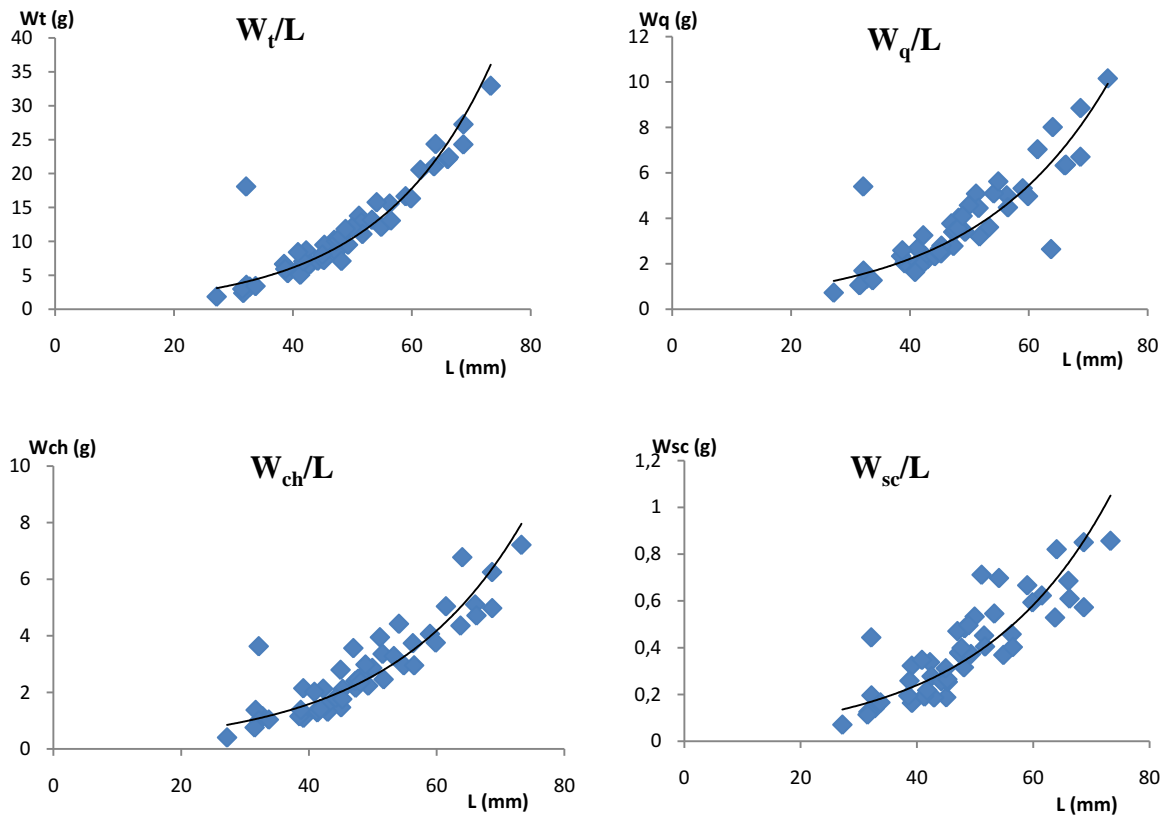


Figure 1. Relations allométriques Taille-poids de *M. galloprovincialis* de l'échantillon de mai de la ferme Orca marine

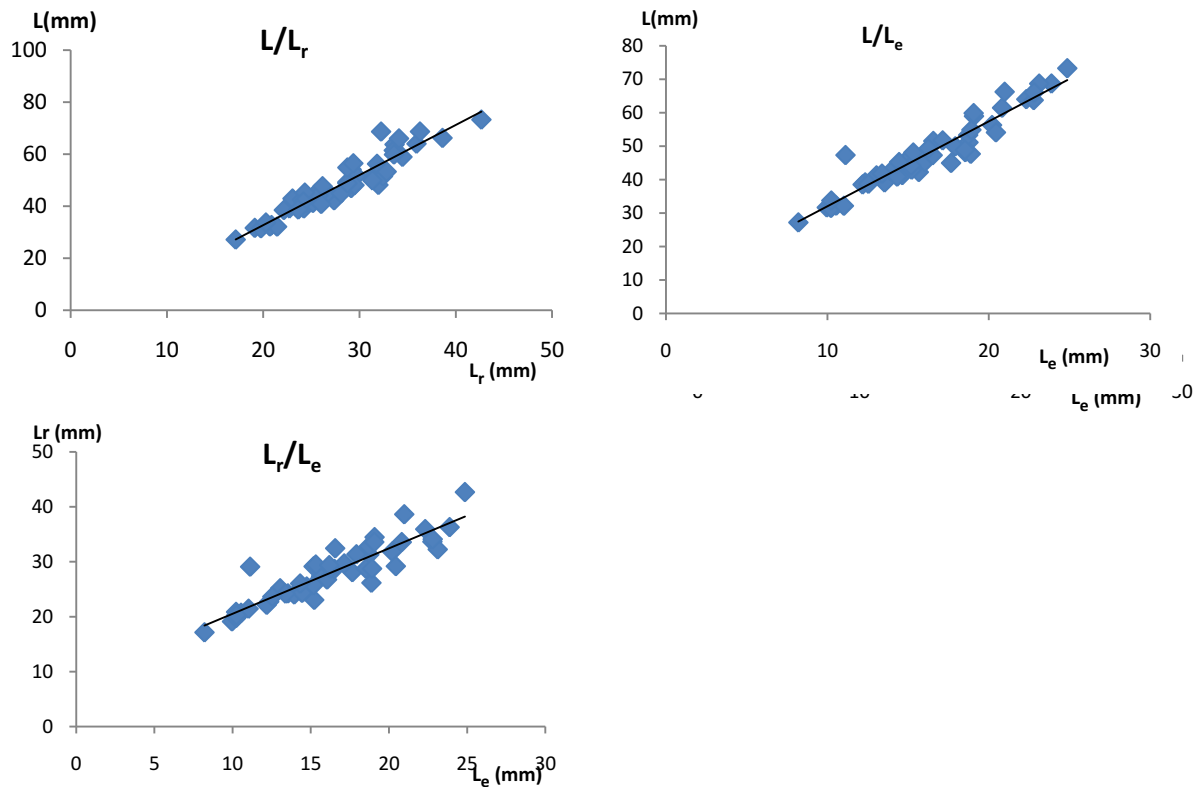


Figure 2. Relation allométrique des paramètres linéaires de *M. galloprovincialis* de l'échantillon de mai de la ferme Orca marine.

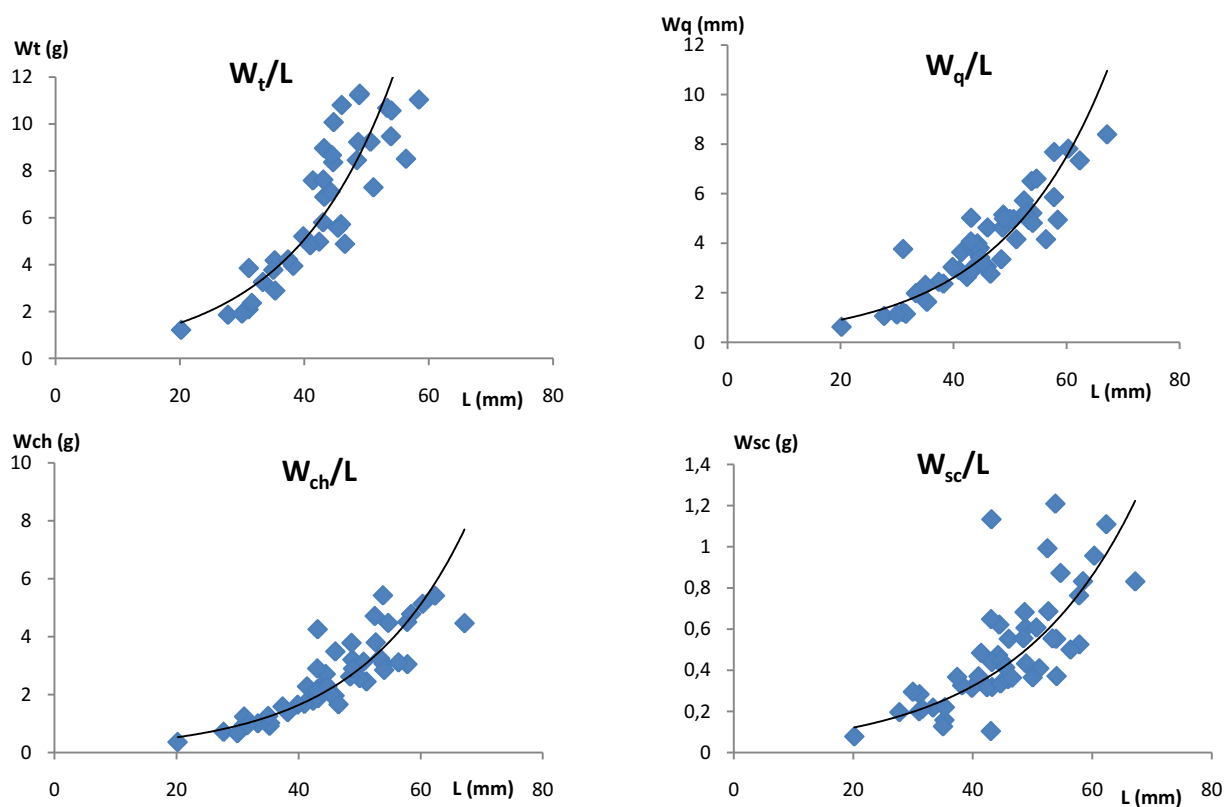


Figure 3. Relations allométriques Taille-poids de *M. galloprovincialis* de l'échantillon de juin de la ferme Orca marine

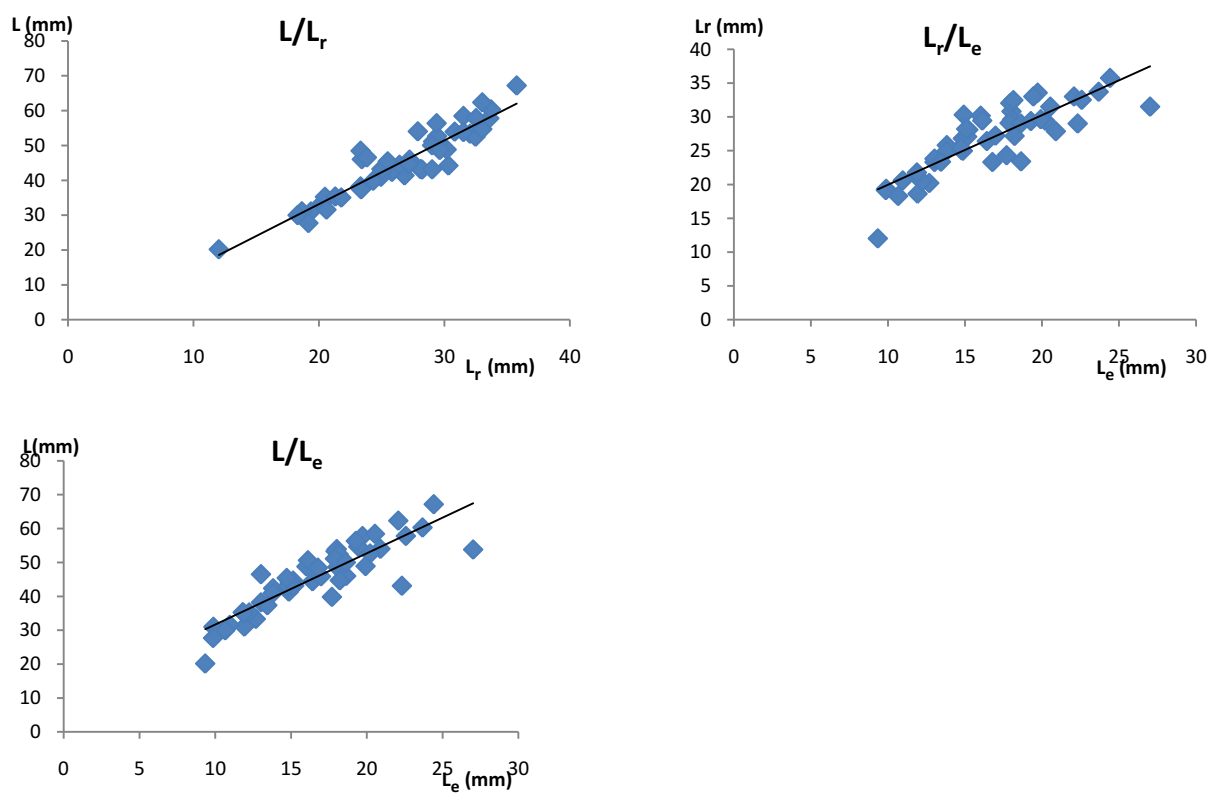


Figure 4. Relation allométrique des paramètres linéaires de *M. galloprovincialis* de l'échantillon du mois de juin pour les filières mytilicoles de la ferme Orca marine.

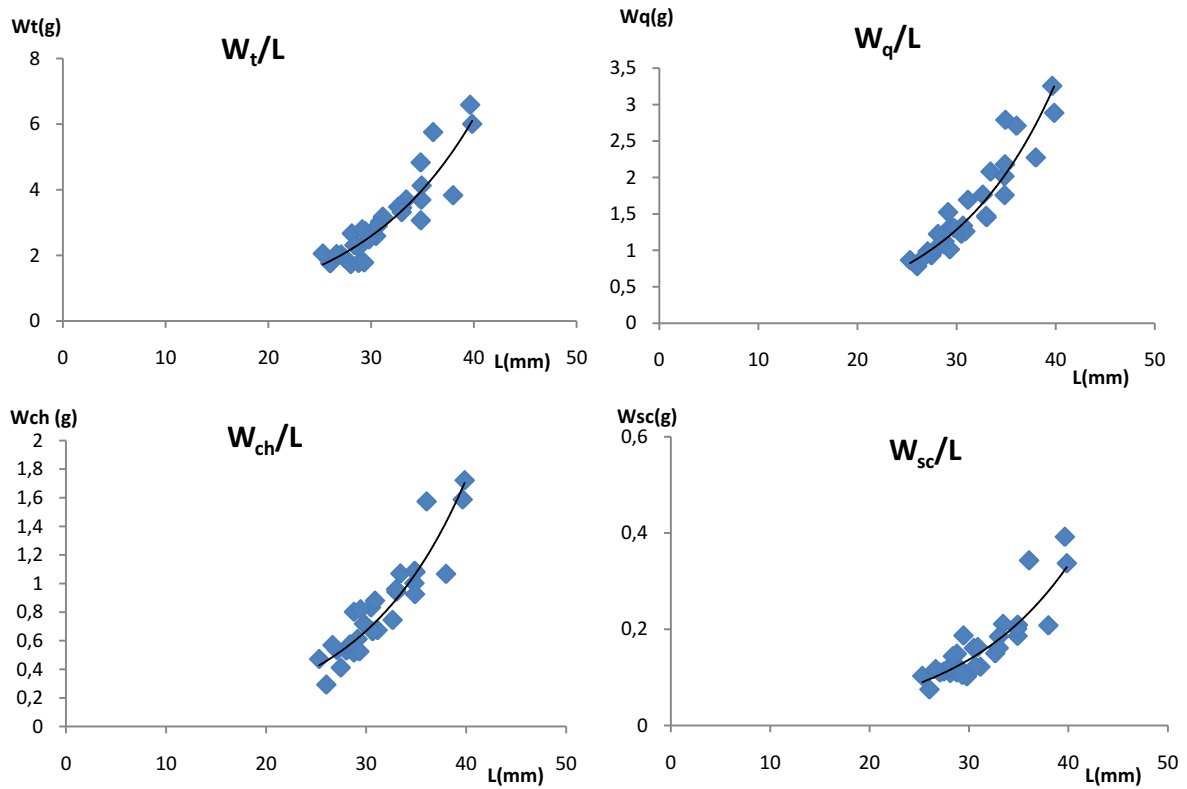


Figure 5. Relations allométrique poids-taille de *M. galloprovincialis* de l'échantillon de mai de la moulière naturel du bateau cassé à Ford de l'eau.

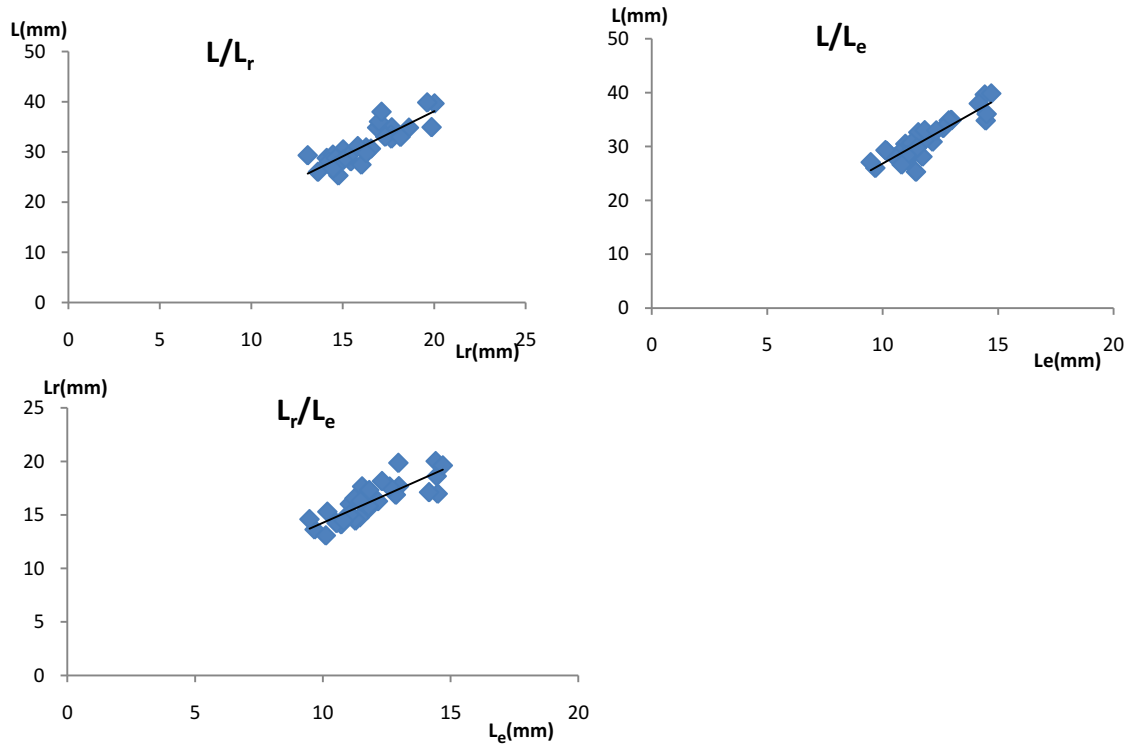


Figure 6. Relation allométrique des paramètres linéaires de *M. galloprovincialis* de l'échantillon de mai de la moulière naturel du bateau cassé

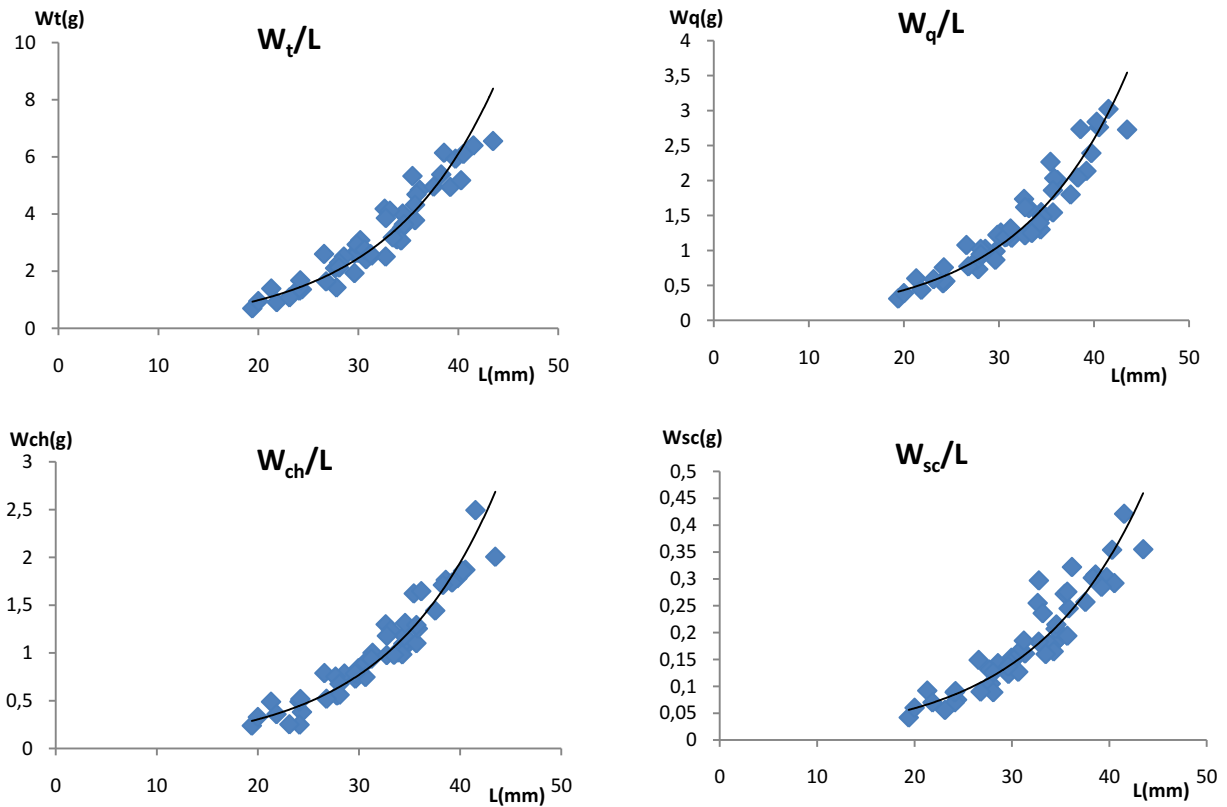


Figure 7. Relations allométriques poids-taille de *M. galloprovincialis* de l'échantillon de juin de la moulière naturel du bateau cassé à Ford de l'eau

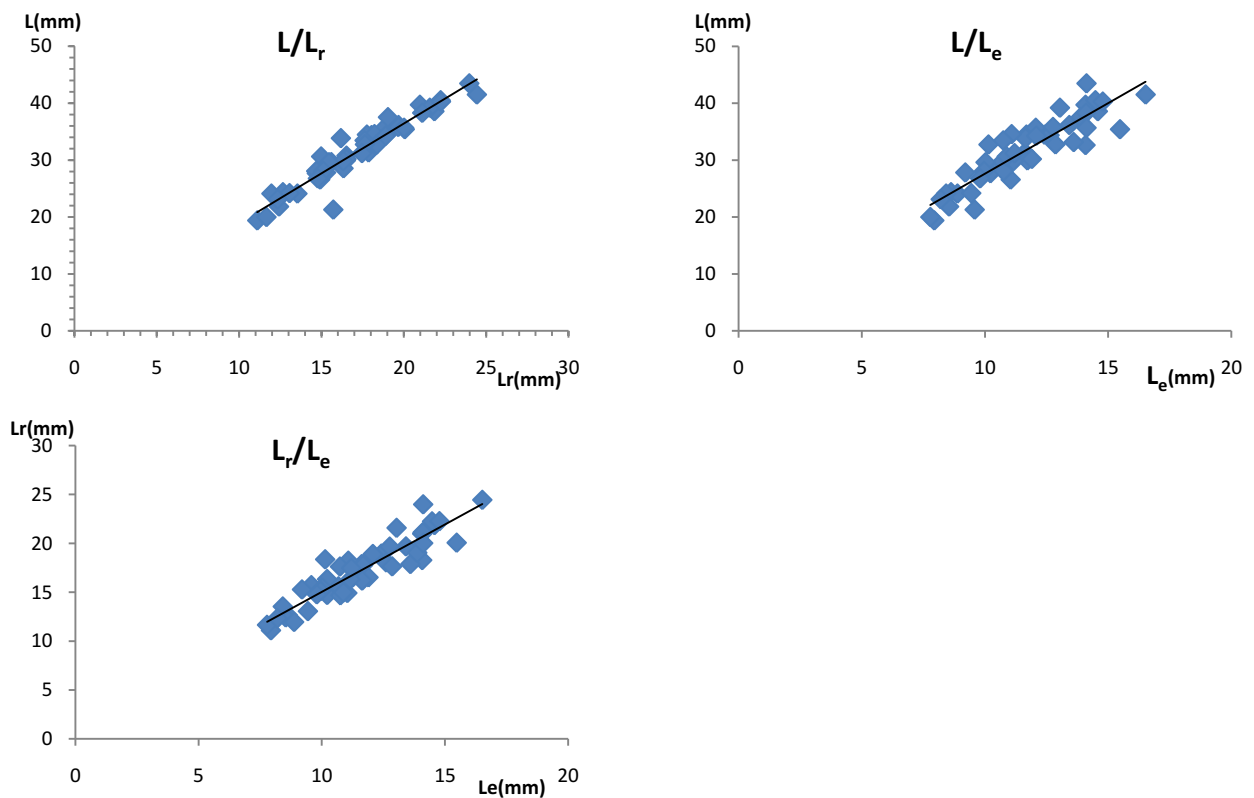


Figure 8. Relations allométriques des paramètres linéaires de *M. galloprovincialis* de l'échantillon de juin de la moulière naturel du bateau cassé.

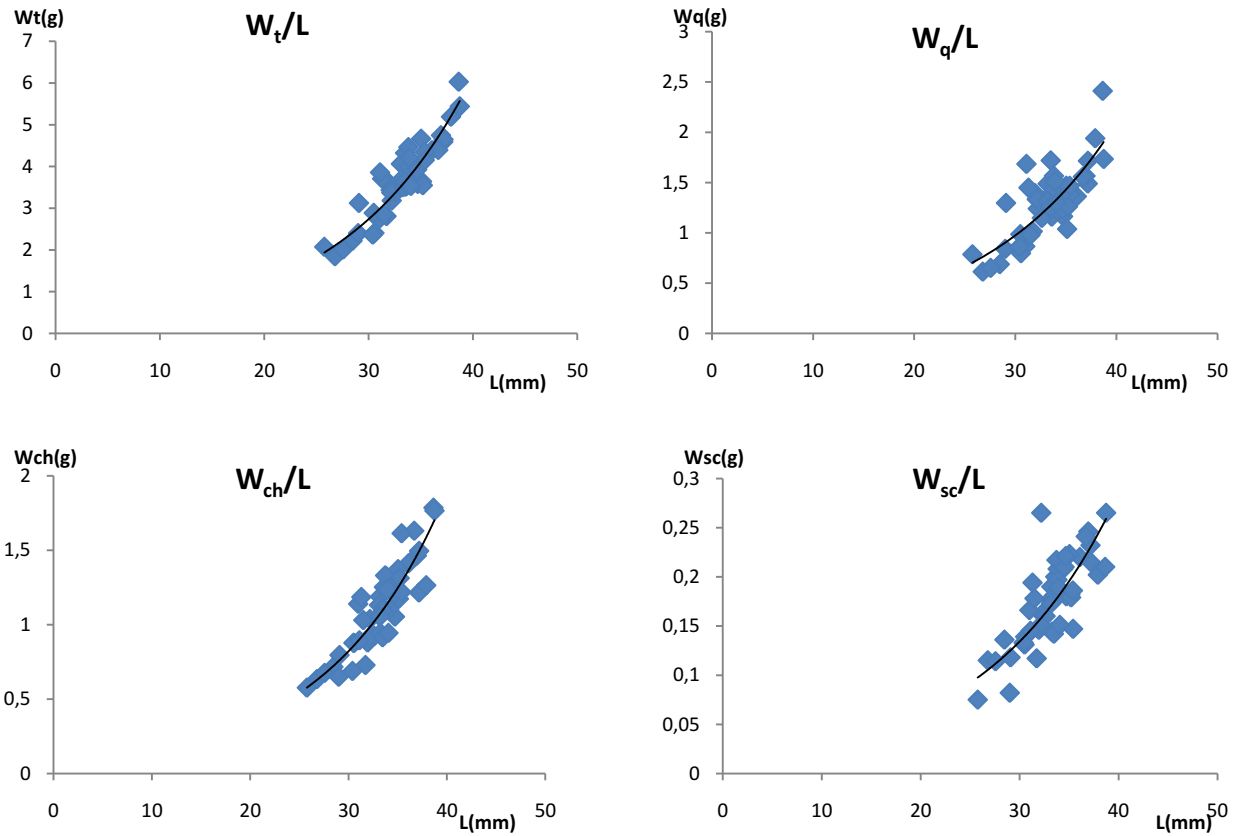


Figure 9. Relations allométriques poids-taille de *M. galloprovincialis* de l'échantillon de mai de la moulière naturel du Fouka marine.

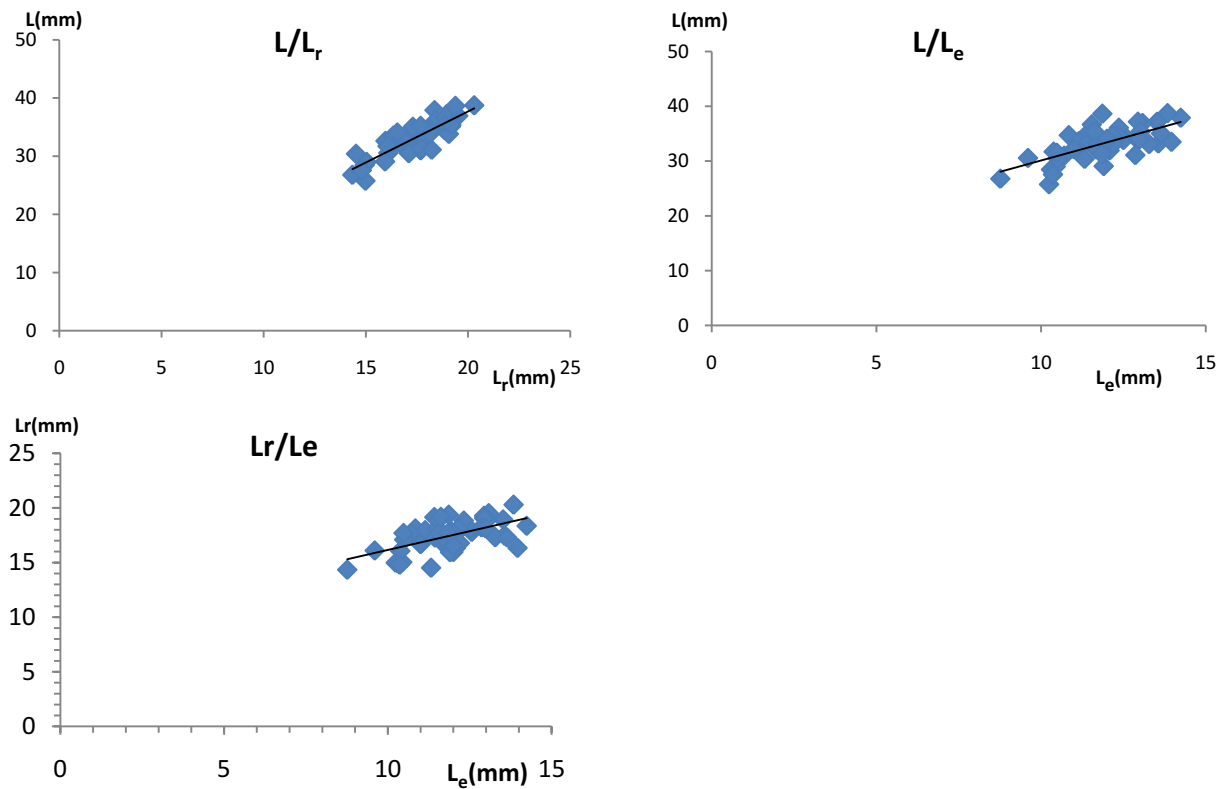


Figure 10. Relations allométriques des paramètres linéaires de *M. galloprovincialis* de l'échantillon de mai de la moulière naturel du Fouka marine.

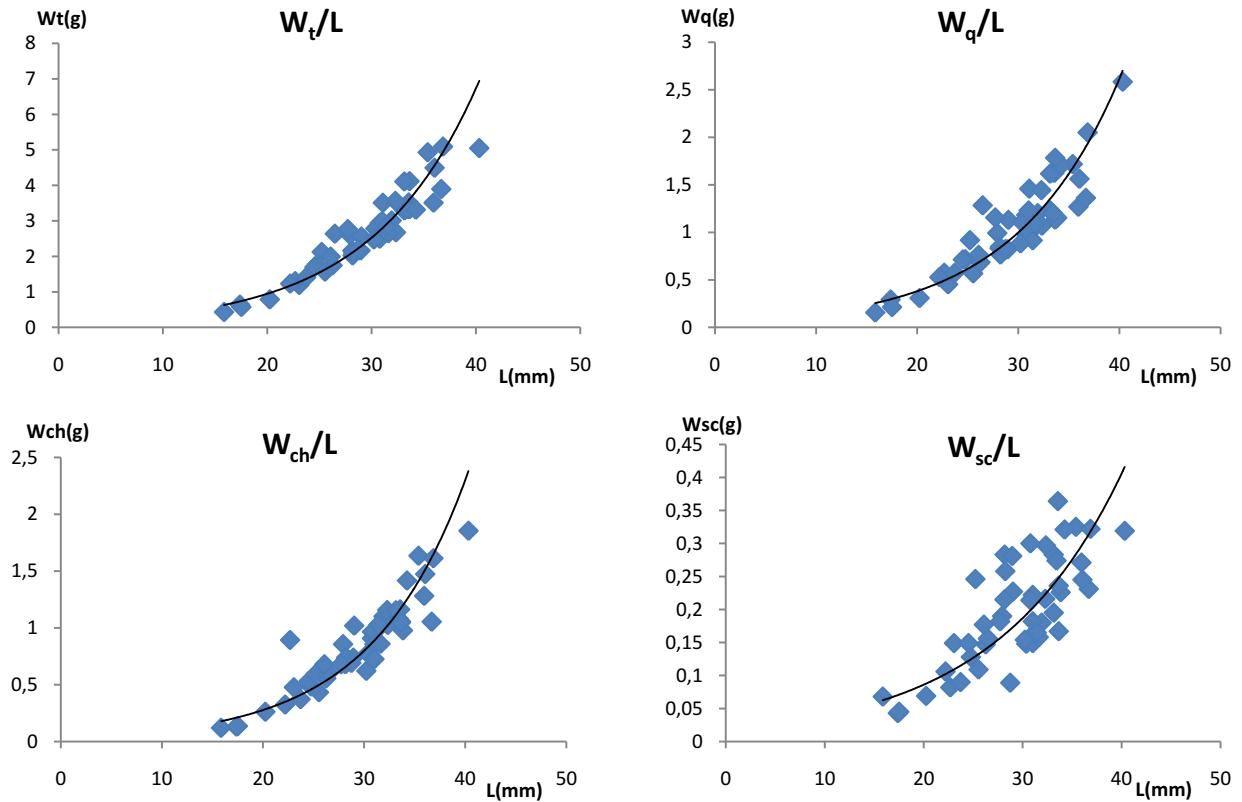


Figure 11. Relations allométriques poids-taille de *M. galloprovincialis* de l'échantillon de juin de la moulière naturel du Fouka marine

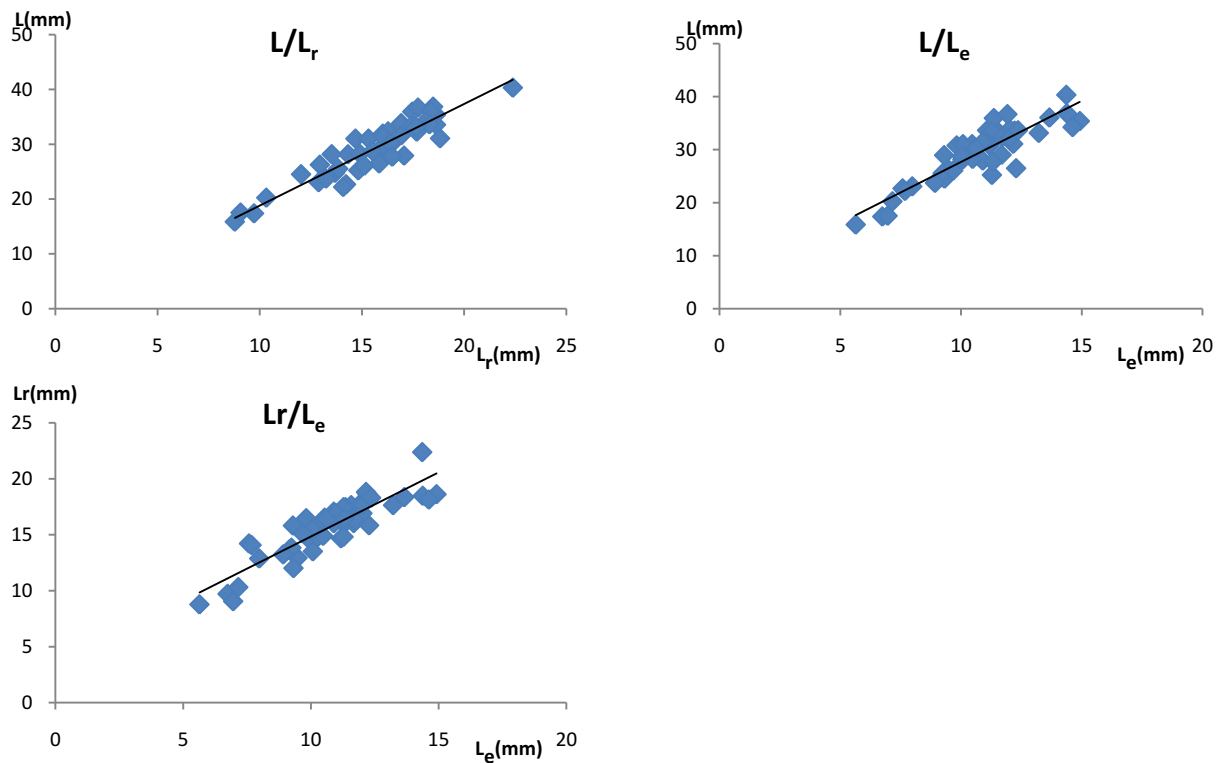


Figure 12. Relations allométriques des paramètres linéaires de *M. galloprovincialis* de l'échantillon du mois de juin de la moulière naturel du Fouka marine.



Figure1. Salle de culture des microalgues.

Composition du milieu f/2 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 SILICATEE (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 METALLIQUE :

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	80 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.

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

Utilisation de la cellule Malassez pour l'estimation de la concentration cellulaire des micro-algues (Audineau, 1987)

- La lamelle est disposée sur la cellule après avoir humidifié les zones de support avec de la salive pour assurer une bonne adhérence de celle-ci.
- Utilisation du formol à 10% à la dose de 2 à 3 gouttes pour 20 ml de culture afin d'immobiliser les cellules.
- Après homogénéisation les algues sont prélevées à l'aide d'une pipette pasteur et introduites sur la zone de comptage (entre lame et lamelle) par capillarité.
- Pour obtenir un nombre de cellule / ml .Le plus simple comptage est lorsqu'on ne compte 5 périmètres est de suivre une diagonale et de calculé la moyenne pour une case de volume 10^{-5} mm^3 : $n \times 10^5$ cellules par ml

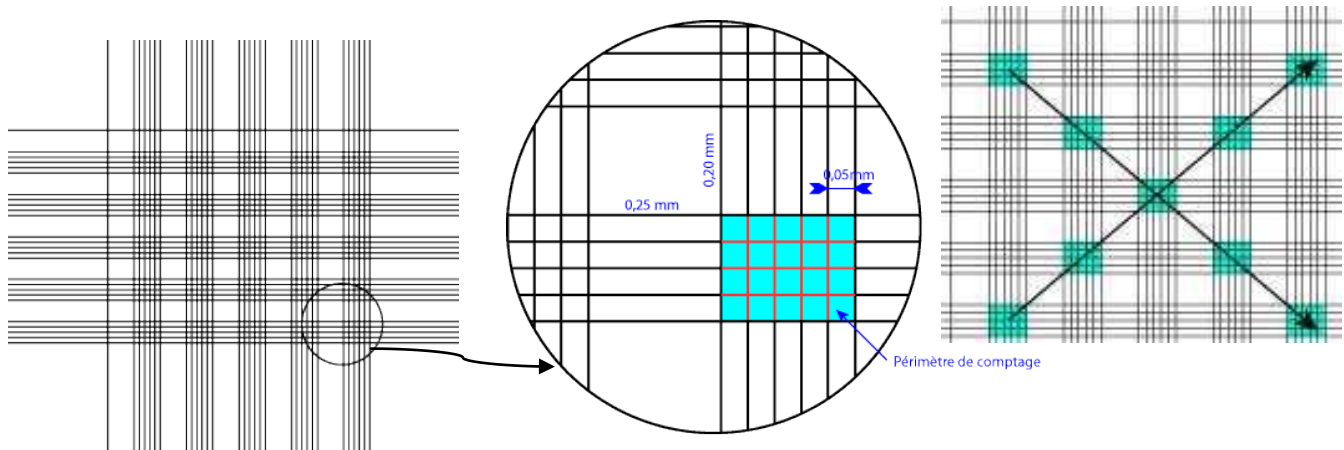



Figure 2. Détail d'une cellule de Malassez

Tableau 1. Résultat journalier de comptage cellulaire de l'algue *N. oculata*

Jours	Nombre de cellule/ml .10 ³	Le volume de la culture suivie par le comptage
J1-12/05	1045	
J2-13 /05	Weekend	
J3-14/05	Weekend	
J4-15/05	2072	
J5-16/05	2833	
J6-17/05	2900	
J7-18/05	3067	
J8-19/05	4000	
J9-20/05	Weekend	
J10-21/05	Weekend	
J11-22/05	7380	
J12-23/05	10550	
J13-24/05	13000	
J14-25/05	16900	
J15-26/05	21600	
J16-27/05	Weekend	
J17-28/05	Weekend	
J18-29/05	25800	
J19-30/05	28320	
J20-31/05	30240	
J21-01/06	32140	
J22-02/06	33700	
J23-03/06	Weekend	
J24-04/06	Weekend	
J25-05/06	42400	
J26-06/06	47800	
J27-07/06	51800	
J28-08/06	58700	
J29-09/06	59800	
J30-10/06	Weekend	
J31-11/06	Weekend	
J32-12/06	62000	
J33-13/06	63120	
J34-14/06	67200	
J35-15/06	73700	
J36-16/06	73800	
J37-17/06	79750	
J38-18/06	86000	
J39-19/06	-	
J40-20/06	79640	
J41-21/06	-	
J42-22/06	79000	
J43-23/06	80000	
J44-24/06	-	
J45-25/06	-	
J46-26/06	81240	
J47-27/06	80120	
J48-28/06	79000	

Tableaux de calcul des deux tests Tukey et Dunnett du TF pour les deux expériences :

Expérience 1 :

Tableau 1. Concentration / Tukey (HSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Contraste	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Pr > Diff	Significatif
C3 vs C2	0,661	1,798	3,068	0,248	Non
C3 vs C1	0,521	1,416	3,068	0,392	Non
C1 vs C2	0,141	0,382	3,068	0,924	Non
Valeur critique du d de Tukey :			4,339		

Tableau 2. Concentration / Dunnett (bilatéral) / Analyse des différences entre les modalités et la modalité témoin Concentration-C1 avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Pr > Diff	Significatif
C1 vs C3	-0,521	-1,416	2,863	1,053	0,332	Non
C1 vs C2	0,141	0,382	2,863	1,053	0,901	Non

Expérience 2 :

Tableau 3. Taille / Tukey (HSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Contraste	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Pr > Diff	Significatif
T3 vs T2	1,233	2,875	3,068	0,064	Non
T3 vs T1	0,458	1,067	3,068	0,566	Non
T1 vs T2	0,776	1,808	3,068	0,245	Non
Valeur critique du d de Tukey :			4,339		

Tableau 4. Taille / Dunnett (bilatéral) / Analyse des différences entre les modalités et la modalité témoin Taille-T2 avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Pr > Diff	Significatif
T2 vs T3	-1,233	-2,875	2,863	1,228	0,049	Oui
T2 vs T1	-0,776	-1,808	2,863	1,228	0,200	Non

Tableaux de calcul par les deux test Tukey et dunnet de la consommation phytoplantonique pour les deux expériences :

Expérience 1 :

Tableau 5. Concentration / Tukey (HSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Contraste	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Pr > Diff	Significatif
C3 vs C1	1038333333,333	4,798	3,068	0,007	Oui
C3 vs C2	810000000,000	3,743	3,068	0,022	Oui
C2 vs C1	228333333,333	1,055	3,068	0,573	Non
Valeur critique du d de Tukey :			4,339		

Tableau 6. Concentration / Dunnett (bilatéral) / Analyse des différences entre les modalités et la modalité témoin Concentration-C2 avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Pr > Diff	Significatif
C2 vs C3	810000000,000	-3,743	2,863	619509342,218	0,017	Oui
C2 vs C1	228333333,333	1,055	2,863	619509342,218	0,507	Non

Expérience 2 :

Tableau 7. Taille / Tukey (HSD) / Analyse des différences entre les modalités avec un intervalle de confiance à 95% :

Contraste	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Pr > Diff	Significatif
T3 vs T2	263333333,333	3,447	3,068	0,032	Oui
T3 vs T1	1666666,667	0,022	3,068	1,000	Non
T1 vs T2	261666666,667	3,425	3,068	0,032	Oui
Valeur critique du d de Tukey:			4,339		

Tableau 8. Taille / Dunnett (bilatéral) / Analyse des différences entre les modalités et la modalité témoin Taille-T1 avec un intervalle de confiance à 95% :

Modalité	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Différence critique	Pr > Diff	Significatif
T1 vs T3	-1666666,667	-0,022	2,863	218721920,237	1,000	Non
T1 vs T2	261666666,667	3,425	2,863	218721920,237	0,025	Oui